

**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE VETERINARIA**

**“ESTUDIO DE LA HELMINTOFAUNA DE JABALÍES Y CERDOS
ASILVESTRADOS (*Sus scrofa*) DE LA REGIÓN NORTE DE URUGUAY”**

Por

**IZAGUIRRE POMPONI, Franco Nahuel
NUÑEZ DE MORAES GOMEZ, Claudia Soledad**

TESIS DE GRADO presentada como uno de
los requisitos para obtener el título de Doctor
en Ciencias Veterinarias
Orientación: Producción Animal

MODALIDAD: Estudio poblacional

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2022**

1. PÁGINA DE APROBACIÓN

Presidente de mesa:



Dra. Rosario Lairihoy

Segundo miembro (Tutor):



Dra. Zully Hernández

Tercer miembro:



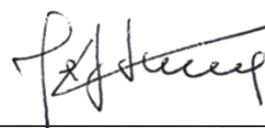
Dr. Gustavo Castro

Cuarto miembro:



Lic. Oscar Castro

Quinto miembro:



Dr. Martin Altuna

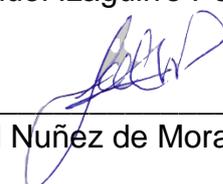
Fecha:

30/12/2022.

Autores:



Nahuel Izaguirre Pomponi



Soledad Nuñez de Moraes Gomez

2. AGRADECIMIENTOS

A nuestra tutora Dra. Zully Hernández por su apoyo incondicional, dedicación y cariño. Por brindarnos su tiempo, compromiso y conocimientos.

A nuestro co-tutor Dr. Martin Altuna por brindarnos motivación a investigar en ésta temática y facilitar el acercamiento con cazadores. Gracias por la confianza depositada en nosotros así como el cariño y acompañamiento en este proceso.

A nuestro co-tutor Lic. Oscar Castro por compartir sus conocimientos y experiencia en el tema, compromiso y dedicación.

A la Asociación de Controladores de Jabalí de Artigas, cazadores de Salto y Tacuarembó por el compromiso y colaboración desde la primera instancia, que sin ellos este trabajo no sería posible.

Al CENUR Litoral Norte Salto de la Universidad de la República por permitirnos realizar los análisis en el Laboratorio de Parasitología en sus instalaciones.

Al Dr. Estevam Lux Hoppe de la Universidad Estatal Paulista, Brasil, a la Dra. Marina Winter de la Universidad Nacional de Rio Negro, Argentina y al Dr. Luis Lecuona de Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS USDA), México por facilitarnos información, bibliografía y apoyo.

Al equipo de profesionales integrantes de la Dirección de Laboratorios Veterinarios, Núcleo de salud Animal e Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, Tacuarembó, por brindar sus instalaciones y colaboración en el diagnóstico.

A nuestros amigos y compañeros por el apoyo, cariño, motivación y paciencia a lo largo de toda la carrera.

A nuestras familias por el apoyo incondicional, confianza, fuerza, paciencia y cariño, que sin ellos esto no sería una realidad.

3. LISTAS DE CUADROS Y FIGURAS

Cuadros

| | |
|---|----|
| Cuadro 1. Enfermedades referidas al Jabalí en Uruguay..... | 16 |
| Cuadro 2. Total de muestras analizadas con sus respectivas referencias..... | 28 |
| Cuadro 3. Distribución de las muestras de acuerdo al número de taxones identificados..... | 36 |
| Cuadro 4. Distribución de las muestras positivas de acuerdo a los taxones identificados..... | 36 |
| Cuadro 5. Número de ejemplares hembras y machos de jabalíes que presentan cada uno de los taxones registrados..... | 37 |
| Cuadro 6. Número de ejemplares de jabalíes de cada categoría que presentan cada uno de los taxones registrados..... | 37 |
| Cuadro 7. Distribución de los pooles de acuerdo al número de taxones identificados..... | 37 |
| Cuadro 8. Distribución de los pooles positivos de acuerdo al número de taxones identificados..... | 38 |
| Cuadro 9. Número de muestras, tipo de suelo y coordenadas geográficas de las localidades de captura..... | 47 |

Figuras

| | |
|--|----|
| Figura 1. Cerda adulta junto a sus crías, denominados rayones por su particular pelaje..... | 13 |
| Figura 2. Ranking general de parásitos transmitidos por alimentos..... | 17 |
| Figura 3. Ciclo biológico de <i>Ascaris suum</i> | 19 |
| Figura 4. Ciclo biológico de <i>Hyostrongylus</i> | 21 |
| Figura 5. Ciclo biológico de <i>Metastrongylus</i> | 22 |
| Figura 6. Ciclo biológico de <i>Oesophagostomum</i> | 22 |
| Figura 7. Ciclo biológico de <i>Strongyloides</i> | 23 |
| Figura 8. Ciclo biológico de <i>Trichuris</i> | 24 |
| Figura 9. Ciclo biológico de <i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i> | 25 |
| Figura 10. Localidades de procedencia de las muestras estudiadas en base a la ubicación de captura de los Jabalíes (cada ítem señala un lugar de captura de al menos un ejemplar)..... | 27 |
| Figura 11. Distribución de las muestras de acuerdo a la presencia/ausencia de elementos parasitarios..... | 32 |
| Figura 12. Huevo de <i>Ascaris</i> spp. (78 x 53 μm) observado por la técnica de flotación, aumento 40x..... | 33 |
| Figura 13 a, 13 b. Huevos de <i>Metastrongylus</i> spp. (68 μm) observados en diferentes muestras por la técnica de flotación, aumento 40x..... | 33 |
| Figura 14. Huevo de <i>Physocephalus</i> spp. (66 μm) observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x..... | 34 |
| Figura 15. Huevo de <i>Trichuris</i> spp. observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x..... | 34 |
| Figura 16. Ooquistes de coccidias (49 x 49 μm), observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x..... | 35 |
| Figura 17. Huevo de nematodo gastrointestinal indiferenciable (63,4 x 43,9 μm), observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x..... | 35 |
| Figura 18 a, 18 b. Huevos de trematodos no identificados, 18a; (58 x 29,2 μm), 18b; (97,8 x 43,9 μm .) observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x..... | 36 |

| | |
|--|----|
| Figura 19. Huevo de <i>Metastrongylus</i> spp. (36,6 x 48,8 µm) encontrado a través de la técnica de sedimentación, aumento 40x..... | 38 |
| Figura 20. Huevo de <i>Strongyloides</i> spp. (36,6 x 48,8 µm) encontrado a través de la técnica de sedimentación, aumento 40x..... | 39 |
| Figura 21. Huevo de Acantocéfalo (61 x 24,4 µm) encontrado a través de la técnica de sedimentación, aumento 40x..... | 39 |
| Figura 22. Huevo de ácaro no parásito (85 x 24 µm) encontrado a través de la técnica de sedimentación, aumento 40x..... | 40 |
| Figura 23 a. Larva 3 de <i>Oesophagostomum</i> spp. (735 x 29.4 µm) aumento 10x..... | 40 |
| Figura 23 b. Extremidad posterior de larva 3 de <i>Oesophagostomum</i> spp. aumento 40x..... | 41 |
| Figura 24 a. Larva 3, muy similar a <i>Hyostromylus</i> spp. (480 x 2 µm) aumento 10x..... | 41 |
| Figura 24 b. Extremidad posterior de larva 3 muy similar a <i>Hyostromylus</i> spp. aumento 40x..... | 42 |
| Figuras 25 a y 25 b. Alteraciones macroscópicas en pulmón e hígado, remitidas a histopatología..... | 43 |
| Figuras 26 a y 26 b. Preparado histológico de pulmón, tinción hematoxilina – eosina donde se aprecian a diferentes aumentos cortes transversales de nematodos degenerados, compatibles con <i>Stephanurus dentatus</i> | 43 |
| Figura 27. Nematodos colectados en pulmones de un ejemplar joven..... | 44 |
| Figura 28 a. Hembra adulta de <i>Metastrongylus pudendotectus</i> , donde se observa en su extremidad posterior una expansión cuticular prevulvar y en extremidad anterior un esófago de tipo muscular..... | 44 |
| Figura 28 b. Extremidad posterior de hembra adulta de <i>Metastrongylus apri</i> , aumento 40x..... | 45 |
| Figura 29 a. Extremidad posterior de ejemplar macho de <i>M. pudendotectus</i> , en la esquina superior izquierda se observa la terminación de sus espículas..... | 45 |
| Figura 29 b. Extremidad posterior de <i>M. apri</i> , en la esquina inferior izquierda se observa la terminación de sus espículas | 46 |

TABLA DE CONTENIDOS

| | |
|--|----|
| 1. PÁGINA DE APROBACIÓN | 2 |
| 2. AGRADECIMIENTOS | 2 |
| 3. LISTAS DE CUADROS Y FIGURAS | 4 |
| 4. RESUMEN | 9 |
| 5. SUMMARY | 10 |
| 6. INTRODUCCIÓN | 11 |
| 7. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA | 12 |
| 7. 1. El Jabalí (<i>Sus scrofa</i>)..... | 12 |
| 7.1.1.Taxonomía | 12 |
| 7.1.2. Orígenes y distribución..... | 12 |
| 7.1.3. Características físicas | 12 |
| 7.1.4. Hábitat y comportamiento..... | 13 |
| 7.2. Legislación nacional para el jabalí | 14 |
| 7.3. Aspectos de importancia sanitaria en la caza del jabalí | 15 |
| 7.4. El jabalí como agente transmisor de enfermedades | 15 |
| 7.5. Parásitos en el jabalí diagnosticados en diferentes países | 17 |
| 7.6. Descripción morfológica de formas diseminativas y ciclo biológico de parásitos reportados en Jabalí | 19 |
| 7.6.1. Phylum Nematoda..... | 19 |
| 7.6.2. Phylum Acantocephala..... | 24 |
| 7.6.3. Phylum Trematoda | 25 |
| 7.6.4. Phylum Protozoa | 26 |
| 8. Objetivo general..... | 27 |
| 9. Objetivos específicos | 27 |
| 10. MATERIALES Y MÉTODOS | 27 |
| 10.1. Recolección de muestras..... | 27 |
| 10.2. Procesamiento de muestras | 29 |
| 10.3. Exámenes coproparasitarios..... | 29 |
| A) Por técnicas de enriquecimiento realizadas en cada muestra | 29 |
| B) Cultivo, recuperación e identificación de larvas..... | 31 |
| 10.4. Examen de órganos..... | 31 |
| 10.5. Análisis Estadístico | 32 |
| 11. RESULTADOS..... | 32 |
| 12. DISCUSIÓN | 48 |
| 13. CONCLUSIONES..... | 51 |

14. BIBLIOGRAFÍA52
15. ANEXOS55

4. RESUMEN

Los jabalíes (*Sus scrofa*) y cerdos asilvestrados son mamíferos introducidos a la fauna silvestre de nuestro país, se encuentran en contacto con animales de producción y el hombre. Por esto, se planteó como principal objetivo conocer la helmintofauna presente en ejemplares de la región norte del Uruguay, identificando aquellos taxones parasitarios que afecten a más de una especie animal y los de riesgo zoonótico. Se analizaron 50 muestras de materia fecal por medio de exámenes coproparasitarios de flotación, sedimentación y cultivo de larvas. Se colectaron formas adultas de nematodos pulmonares y muestras de órganos para estudios histopatológicos. Se reconocieron siete géneros parasitarios *Ascaris*, *Metastrongylus*, *Strongyloides*, *Physocephalus*, *Trichuris*, *Hyostrongylus*, *Oesophagostomum* y además ooquistes de coccidias, huevos de acantocéfalos y trematodos sin identificar. Los nematodos adultos colectados pertenecieron a dos especies *M. apri* y *M. pudendotectus*. Los estudios histopatológicos sugieren la presencia de larvas en migración de *Stephanurus dentatus*, lo cual de confirmarse constituiría un nuevo registro para la fauna parasitaria del Uruguay. Los helmintos identificados en jabalíes no son exclusivos de esta especie, sino que se comparten con los cerdos domésticos. En cuanto a los potenciales agentes zoonóticos podemos destacar la presencia de *Ascaris* y *Trichuris*. Llama la atención la ausencia de *Balantidium coli* y *Macracanthorhynchus hirudinaceus*.

5. SUMMARY

Wild boars (*Sus scrofa*) and feral pigs are mammals introduced to the wild fauna of our country and are in contact with production animals and humans. For this reason, the principal objective was to identify the parasitic taxa, especially those affecting more than one species of animal and those at zoonotic risk. Fifty fecal samples were analyzed by flotation, sedimentation and larval culture. Adult forms of pulmonary nematodes and organ samples were collected for histopathological studies. Seven parasitic genus *Ascaris*, *Metastrongylus*, *Strongyloides*, *Physocephalus*, *Trichuris*, *Hyostrongylus*, *Oesophagostomum* and also coccidial oocysts, acanthocephalan eggs and unidentified trematodes were recognized. The adult nematodes collected belonged to two species, *M. apri* and *M. pudendotectus*. Histopathological studies suggest the presence of migrating larvae of *Stephanurus dentatus*, which if it is confirmed would constitute a new registry for the parasitic wildlife. The helminths identified in wild boar are not exclusive to this species, but are shared with domestic pigs. In terms of potential zoonotic agents, we can highlight the presence of *Ascaris* and *Trichuris*. The absence of *Balantidium coli* and *Macranthorhynchus hirudinaceus* it is noteworthy.

6. INTRODUCCIÓN

El jabalí (*Sus scrofa*) es una de las especies de Suiformes de mayor distribución, nativo de Eurasia y norte de África, aunque, actualmente se encuentra en todo el continente Americano y Oceanía (Rosell, Fernández Llario y Herrero, 2001). Estos son responsables de grandes daños en la agricultura y ganadería, así como también causales de accidentes de tránsito (Vázquez, 2015).

Dentro de la fauna silvestre, el jabalí es uno de los representantes de importancia en la caza mayor, se ha visto un creciente interés social que lo ubica como atractivo cinegético y recurso económico. Esto justifica los estudios realizados en la especie (Vázquez, 2015).

Por otra parte, se debe considerar su importancia como reservorio y transmisor de enfermedades parasitarias que afecten al ganado doméstico ocasionando pérdidas económicas, y la posibilidad de constituir un riesgo para la salud humana por albergar parásitos zoonóticos (Bengis et al., 2004). A pesar de esta relevancia, la transmisión de enfermedades entre especies animales es uno de los aspectos menos estudiados dentro de la ecología (Miller et al., 2017).

Los estudios realizados en diferentes partes del mundo han demostrado la presencia de endoparásitos en muestras de materia fecal de jabalíes y cerdos asilvestrados. En Texas, USA Coombs y Springer (1974), reportaron a partir de muestras de tractos gastrointestinales y materia fecal obtenidas de cerdos salvajes del Refugio Nacional de vida salvaje, la presencia de helmintos gastrointestinales como: *Gongylonema pulchrum*, *Ascaris suum*, *Globocephalus urosubulatus*, *Stephanurus dentatus*; además se identificó *Sarcocystis* spp. (protozoario) y a nivel pulmonar *Metastrongylus* spp.

En la Bahía de Sanborombon (Buenos Aires, Argentina) se realizó un estudio sobre endoparásitos en una población de cerdos silvestres (*S. scrofa*), a partir de muestras de material fecal donde se observó la presencia de *Eimeria* spp., *Isoospora* spp., *Iodamoeba* spp., *Macracanthorhynchus hirudinaceus*, *A. suum*, *Oesophagostomum dentatum*, *Globocephalus* spp., *Metastrongylus* spp., *Hyostrongylus* spp., y *Trichuris* spp. Esta investigación fue de las primeras sobre la parasitofauna de cerdos salvajes en dicho país (Ciocco, Carpinetti, Rojas, Castresana y Notarnicola, 2019).

En Brasil, teniendo en cuenta el desconocimiento del estado de la parasitosis de los jabalíes, el estudio de Moura (2020) tuvo como objetivo identificar y analizar los helmintos de *S. scrofa* en la región norte del Estado de São Paulo, y evaluar la posible interferencia con la ganadería porcina local. Donde reportó a *A. suum*, *Ascarops strongylina*, *G. urosubulatus*, *M. hirudinaceus*, *M. salmi*, *M. pudendotectus*, *O. dentatum*, *S. dentatus*, *Strongyloides ransomi*, *T. suis*.

En Uruguay, se ha realizado un relevamiento coproparasitario en cerdos domésticos de criaderos familiares de diferentes departamentos (Espinosa y Ríos, 2013). En cambio, existen escasos antecedentes referidos a la fauna parasitaria del jabalí. Por esto, la temática abordada en la tesis abarca a los parásitos

gastrointestinales y pulmonares de jabalíes y cerdos asilvestrados de poblaciones silvestres del norte del país.

7. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

7. 1. El Jabalí (*Sus scrofa*)

7.1.1.Taxonomía

Reino: Animalia
Filo: Chordata
Subfilo: Vertebrata
Clase: Mammalia
Orden: Artiodactyla
Familia: Suidae
Género: *Sus*
Especie: *Sus scrofa*

7.1.2. Orígenes y distribución

El jabalí es una de las especies de Suiformes de mayor distribución, nativo de Eurasia y norte de África, aunque, actualmente se encuentra en todo el continente Americano y Oceanía (Rosell et al., 2001). Su expansión se vio facilitada gracias a la gran capacidad reproductiva y adaptabilidad a diversos ambientes, conjuntamente con la acción del hombre al intervenir en sus traslados (Herrero, 2002, citado por Lombardi, Geymonat y Berrini, 2015). También, el no tener predadores naturales en los nuevos ecosistemas favoreció la expansión y al momento constituye una de las 100 especies exóticas invasoras más dañinas del mundo (Altuna, Mirazo y Castro, 2020).

La introducción al Uruguay ocurrió a principios del siglo XX en el departamento de Colonia, cuando Don Aarón Anchorena ordenó traer ejemplares con fines cinegéticos (Lombardi et al., 2015). A partir de sueltas y escapes de algunos de estos, el jabalí tuvo un notable incremento poblacional debido a las favorables condiciones nombradas anteriormente y a la cruce con cerdos domésticos asilvestrados traídos por los conquistadores españoles, dando lugar a numerosas variedades locales (subespecies, razas y ecotipos) (Herrero, 2002, citado por Lombardi et al., 2015).

La especie es muy difícil de controlar, únicamente con la aplicación de múltiples métodos de control implementados secuencialmente o simultáneamente se la ha podido erradicar, principalmente en islas. Por el contrario, donde la erradicación no es viable, se ejercen controles sostenidos para mantener a sus poblaciones en densidades compatibles con las necesidades de conservación de la biodiversidad o según las demandas socioeconómicas (Sanguinetti y Pastore, 2016).

7.1.3. Características físicas

Se identifican las siguientes características morfológicas; el macho adulto puro tiene un peso promedio de 90 kg (60-120 kg), cabeza cónica relativamente

grande con un cuello compacto, hocico y patas cortas. La altura a la cruz de aproximadamente un metro contribuye al rasgo de ser más largos que altos, aunque esto depende del ambiente y su alimentación (Lombardi et al., 2015).

Los adultos presentan un pelaje variado donde sus coloraciones oscilan entre tonos de castaño oscuro (rojizo y oscuro) y pardo (grisáceo o negruzco) y a lo largo de todo el lomo cuentan con una crin de tipo eréctil con pelos más largos (Herrero, 2002, citado por Lombardi et al., 2015). A diferencia de los adultos las crías nacen con rayas longitudinales a lo largo de su cuerpo lo que les otorga el nombre de rayones, estas líneas desaparecen a los pocos meses de vida (Phoyú, 2010). Mediante la observación del pelaje se puede diferenciar tres categorías: los rayones hasta los 6 meses de vida (Figura 1), luego el pelaje toma una coloración pardo rojiza dándole el nombre de bermejós y a partir de los 12 a 18 meses en la etapa adulta pasa a ser más oscuro (Lombardi et al., 2015).



Figura 1: Cerda adulta junto a sus crías, denominados rayones por su particular pelaje (Diario El País, 2022).

La edad también podría estimarse a partir de la dentición, la dentadura decidua se completa a los 3 meses de edad y las 44 piezas definitivas se alcanzan entre los 24 y 36 meses (Boitani y Mattei, 1992 citado por Lombardi et al., 2015). Se caracterizan por presentar colmillos curvados con puntas afiladas producto del rozamiento constante entre canino inferior y superior y crecen hasta los diez años de vida. Esta pieza facilita la defensa así como también la lucha con otros machos por hembras en celo y el marcado de árboles con el fin de delimitar su territorio (Rosell et al., 2001).

7.1.4. Hábitat y comportamiento

El jabalí en nuestro país vive en zonas de forestación (artificial o natural), a lo largo de cursos de agua, praderas, palmares, pajonales y bañados (Lombardi et al., 2015), siendo los ríos y arroyos su principal medio de movilidad y obtención de alimento.

En relación a los aspectos reproductivos esta especie animal presenta más de una parición al año dado que los inviernos no son tan rigurosos en esta región. En cuanto a su alimentación si bien es una especie omnívora, tienen hábitos oportunistas y generalistas que permite adaptarse a nuevos ambientes, variando su fuente de alimento según la disponibilidad y el tipo de animal. En nuestro país se sabe que la dieta del jabalí se compone mayoritariamente de contenido vegetal con una baja composición proteica de origen animal, en el caso de cerdos asilvestrados se ha visto un mayor porcentaje en la ingesta de carne, donde se constató un comportamiento principalmente carroñero. En este sentido, se observó en estudios de contenido estomacal de cerdos asilvestrados que el porcentaje de carne en su ingesta es significativo, encontrándose además, restos de vellones de lana y vísceras de ovinos. Por su parte, el jabalí tiene acción depredadora sobre algunos anfibios, reptiles y pequeños mamíferos y al compartir espacios con la fauna autóctona podrían interferir y desplazar algunas especies como es el caso de los carpinchos (*Hydrochoerus hydrochaeris*) (Lombardi et al., 2015).

A diferencia de otras localizaciones en el mundo, el jabalí y los cerdos asilvestrados en nuestra región, no tienen un depredador natural como los lobos (*Canis lupus*) quienes podrían modificar su población. El único depredador hasta el momento es el hombre, ya que este, practica la caza con fines deportivos y alimenticios (Mattioli et al. 1995, citado por Lombardi et al., 2015).

Existen estudios que demuestran que el jabalí es relativamente sedentario, ya que se han recapturado ejemplares a distancias de 5 a 10 km del lugar de captura inicial. Los hábitos de esta especie son preferentemente nocturnos y a su grupo social se lo denomina piara o grupo matriarcal, el cual se conforma por una o varias hembras con sus crías. Existen variaciones en su conformación a lo largo del año dependiendo de su etapa reproductiva, ya que en la época de celo se integran machos a la piara, los cuales permanecen en solitario o en algunos casos acompañados por un macho joven, comúnmente conocido como “escudero” (Vázquez, 2015).

Uno de los sentidos más desarrollado es el olfato, importante en la exploración del medio, comunicación intraespecífica y defensa. Además, cuentan con diversas glándulas que tienen funciones en la comunicación (Boulloire y Vassant, 1989, citado por Lombardi et al., 2015).

7.2. Legislación nacional para el jabalí

En el año 1982 se lo declara plaga nacional autorizando su libre caza (Decreto N° 463/ 982 del 15 de diciembre de 1982) (Anexo 1), esto se debe al reporte de daños en la flora y fauna nativa, a perjuicios en cultivos agrícolas y explotaciones ganaderas, y por ser posibles portadores y reservorios de patógenos de gran importancia en la salud humana y animal. Las poblaciones de jabalí presentan una amplia y creciente distribución, la cual se inició por el litoral oeste, siendo en ese momento la principal zona agrícola, luego alcanza al centro y este del país (Aldave et al., 2008, citado por Lombardi et al., 2015).

7.3. Aspectos de importancia sanitaria en la caza del jabalí

La caza del jabalí data del tiempo del hombre prehistórico con fines principalmente de alimento, la piel y colmillos como elementos decorativos. La domesticación se constata desde la antigüedad en diversas regiones de Europa. Actualmente continúa representando una importante fuente de alimento en distintas civilizaciones (González, Arbones, Iglesias, Fernández y Pastor, 2020).

Los estudios que se han realizado con el fin de conocer aquellas enfermedades que aquejan a especies que no tienen medidas de manejo por parte del hombre, facilitan el diseño de planes de control y vigilancia o la intervención en brotes de enfermedades en las especies silvestres (Vázquez, 2015).

En las condiciones en las que se realiza la captura y faena de esta especie, donde no se tienen en cuenta ciertos controles sanitarios como si ocurre en otras especies domésticas, adquiere relevancia al predisponer a un mayor riesgo de contraer enfermedades zoonóticas (Castro et al., 2014 citado por Lombardi et al., 2015).

Se considera que la fuente de infección del 70% de las enfermedades emergentes proviene de animales domésticos y fauna silvestre, teniendo en cuenta el vínculo entre estos y el hombre, favorecen la aparición de nuevos patógenos o nuevos hospedadores que generan situaciones de extremo riesgo sanitario (Lombardi et al., 2015).

Otro aspecto a considerar de importancia es el estrecho contacto entre los perros de caza y las especies cinegéticas, ya que estos están en riesgo constante de contraer agentes infecciosos o parasitarios (González et al., 2020).

7.4. El jabalí como agente transmisor de enfermedades

Las interacciones del jabalí con otras especies como bovinos, ovinos, suinos y fauna silvestre, facilita la transmisión de enfermedades parasitarias e infecciosas y en algunos casos enfermedades de importancia zoonótica, como por ejemplo Trichinellosis, Tuberculosis y Brucelosis. También es considerado como reservorio y agente transmisor de enfermedades que afectan el estatus sanitario del país repercutiendo negativamente en el comercio internacional, como en el caso de Fiebre Aftosa, Peste Porcina Clásica y Peste Porcina Africana (Lombardi et al., 2015) (Cuadro 1).

En el siguiente cuadro se listan algunos de los posibles agentes registrados en jabalí y se profundizará en aquellas afecciones de etiología parasitaria como la Trichinellosis, por su gran importancia en la salud humana.

Cuadro 1. Enfermedades referidas al jabalí en Uruguay (Lombardi et al. 2015 modificado).

| Enfermedad | Etiología | Manifestación | Afectación del Comercio | Zoonosis | Presente en Uruguay |
|---|----------------------|--|-------------------------|-----------------|-----------------------------|
| Brucelosis | Bacteria | Problemas reproductivos | Si | Si | Si |
| Endoparásitos (Sin especificar) | Parásito | Subclínica | No | Si (algunos) | Si |
| Fiebre Aftosa | Virus | Problemas podales, muerte de jabatos. | Si | No | No *(Últimos casos en 2001) |
| Peste Africana | Porcina Virus | Alta mortalidad | Si | No | No |
| Peste Porcina Clásica | Virus | Alta mortalidad, problemas reproductivos y nerviosos | Si | No | No (Últimos casos en 1991) |
| Trichinellosis | Parásito | Subclínica | Si | Si | No (Últimos casos en 1924) |
| Tuberculosis | Bacteria | Subclínica, problemas respiratorias y caquexia | Si | Si | Si |

*Comunicación personal con el Dr. Martín Altuna.

La Trichinellosis es una enfermedad de origen alimentario, producida por diferentes parásitos del género *Trichinella* spp. Se encuentra dentro de las diez enfermedades parasitarias transmitidas por alimentos (Figura 2). Este parásito ha sido diagnosticado en todos los continentes a excepción de la Antártida, en América del Sur solo Argentina y Chile registran con cierta regularidad infecciones en animales domésticos y silvestres, también casos en humanos (Winter, 2019). Se considera como una zoonosis re emergente en Argentina. Los brotes en humanos por lo general se asocian al consumo de carne de cerdo doméstico y existen notificaciones de brotes por consumo de puma (*Puma concolor*) y jabalí (Winter et al., 2018). En Uruguay los últimos casos registrados datan del año 1924 (Castro et al., 2014 citado por Lombardi et al., 2015).

El ciclo biológico de *Trichinella* spp. se caracteriza por ser de tipo autoheteroxeno (sin fase de vida libre y con migraciones dentro del hospedador), consta de tres fases (fase intestinal, diseminativa y muscular). La infección ocurre únicamente por ingestión de tejido muscular infectado. Este parásito presenta un metabolismo anaeróbico lo que permite su permanencia en tejidos en descomposición (Winter, 2019).

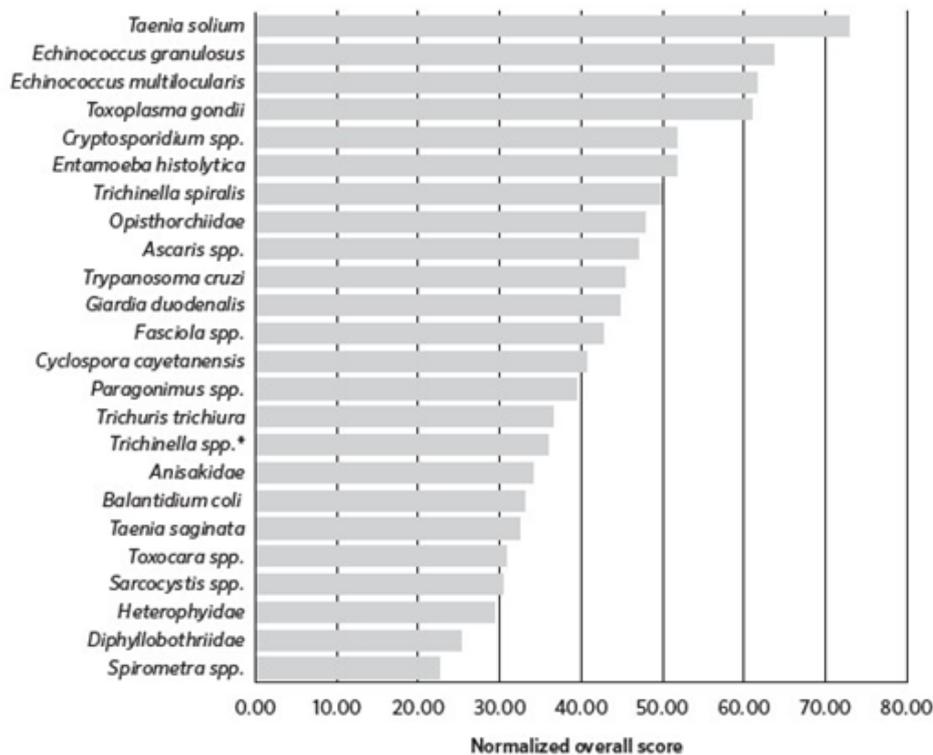


Figura 2. Ranking general de parásitos transmitidos por alimentos (FAO/WHO, 2018).

7.5. Parásitos en el jabalí diagnosticados en diferentes países

En el oeste de Estonia, Järvis, Kapel, Moks, Talvik, Mägi, (2007) examinaron cien jabalíes (*S. scrofa*) de una población geográficamente aislada de la isla de Saaremaa. Se reportaron siete especies de helmintos, *M. pudendotectus*, *M. salmi*, *M. elongatus* (= *M. apri*), *A. suum*, *T. suis*, *Dicrocoelium dendriticum* y la larva de *Taenia hydatigena*. Los helmintos predominantes fueron nematodos pulmonares con una prevalencia del 82 %, y una intensidad media de 96,2 por animal.

Respaldiza en su investigación publicada en 2007 sobre el jabalí y las consideraciones epizootológicas de algunas parasitosis en la región de la Península Ibérica, señala la presencia de protozoarios como *Eimeria*, *I. suis* y *B. coli* (siendo este un agente zoonótico). Entre los nematodos gastrointestinales menciona a *H. rubidus*, *O. dentatum*, *A. suum* (agente zoonótico), *S. ransomi*, *Physocephalus sexalatus*, *G. urosulatus*, *T. suis* (agente zoonótico), *Ancylostoma* spp. (agente zoonótico) y como nematodo respiratorio a *M. elongatus*. En músculo a *Trichinella* spp. (zoonótico). En el grupo de los Acantocephala registró a *Macracanthorhynchus* spp. y entre los trematodos a *Fasciola hepatica*.

En estudios similares realizados en el sur de Italia por Castagna et al., (2019), señalan la presencia de *A. suum*, *Metastrongylus* spp., *T. suis*, *S. ransomi* y *D. dendriticum*.

En Argentina, Buenos Aires, Bahía de Sanborombón se realizó un estudio sobre endoparásitos en una población de cerdos silvestres (*S. scrofa*), a partir de muestras de material fecal. Se observó la presencia de *Eimeria* spp., *Isoospora* spp., *Iodamoeba* spp., *M. hirudinaceus*, *A. suum*, *O. dentatum*, *Globocephalus* spp., *Metastrongylus* spp., *Hyoststrongylus* spp., y *Trichuris* spp. Esta investigación fue de las primeras sobre la parasitofauna de cerdos salvajes en dicho país (Ciocco et al., 2019).

Teniendo en cuenta el desconocimiento del estado de la parasitosis de los jabalíes en Brasil, el estudio de Moura (2020) tuvo como objetivo identificar y analizar los helmintos de *S. scrofa* en la región norte del Estado de São Paulo, y evaluar la posible interferencia con la ganadería porcina local. Para ello, realizó la necropsia de 35 jabalíes en libertad y 18 cerdos domésticos, todos procedentes de la región de Monte Azul Paulista/SP, una zona con una alta densidad de estos animales. En las muestras de jabalíes en libertad registró, 13.262 ejemplares de helmintos de diez especies diferentes, nueve de las cuales pertenecían al Phylum Nematoda: *G. urosubulatus*, *M. salmi*, *S. dentatus*, *S. ransomi*, *A. strongylina*, *M. pudendotectus*, *T. suis*, *A. suum* y *O. dentatum*; y una del Phylum Acantocephala, *M. hirudinaceus*. En los exámenes coproparasitológicos se identificaron huevos de 3 morfotipos diferentes, strongyloideos, metastrongyloideos y de *Strongyloides* spp. También observó la presencia de ooquistes de *Eimeria* spp. Por otro lado, en las muestras obtenidas de cerdos domésticos no encontró fases adultas ni larvas de helmintos.

Se han encontrado evidencias patológicas y epidemiológicas de que parásitos pulmonares del género *Metastrongylus* spp. son de gran importancia en el jabalí, ya que estos podrían causar la muerte en categorías jóvenes. Su nivel de infección parece no estar directamente relacionado a la densidad poblacional de suinos, observando lo contrario con respecto a los parásitos gastrointestinales (Rosell et al., 2001).

Un punto que se debe considerar es el hecho de que el jabalí y los cerdos asilvestrados puedan comportarse como reservorio y transmisores de enfermedades parasitarias que afecten al ganado doméstico ocasionando pérdidas económicas, y la posibilidad de constituir un riesgo a la salud humana por albergar parásitos zoonóticos (Bengis et al., 2004). A pesar de esta importancia, la transmisión de enfermedades entre especies animales es uno de los aspectos menos estudiados dentro de la ecología (Miller et al., 2017).

En Uruguay existen escasos antecedentes o reportes referidos a la fauna parasitaria en este grupo de animales. En cambio, Espinosa y Ríos (2013) realizaron un relevamiento coproparasitario en cerdos domésticos de criaderos familiares procedentes de diferentes departamentos, en el que diagnosticaron la presencia de nueve taxones parasitarios: *B. coli*, Coccidias (*Eimeria* spp.), *A. suum*, *Oesophagostomum* spp., *H. rubidus*, *Metastrongylus* spp., *S. ransomi*, *T. suis* y *M. hirudinaceus*.

7.6. Descripción morfológica de formas diseminativas y ciclo biológico de parásitos reportados en Jabalí

7.6.1. Phylum Nematoda

Ascaris suum:

Es un nematodo altamente prevalente en el cerdo doméstico con distribución mundial. Los huevos tienen un tamaño aproximado de 50-76 x 68-84 μm , de forma elíptica, presentan un color amarillado con una cáscara gruesa y mamelonada; estos son expulsados a través de la materia fecal y en el ambiente comienza a desarrollarse el embrión, hasta alcanzar su forma infectante (huevo con L3) en uno a tres meses según condiciones climáticas (Figura 3).

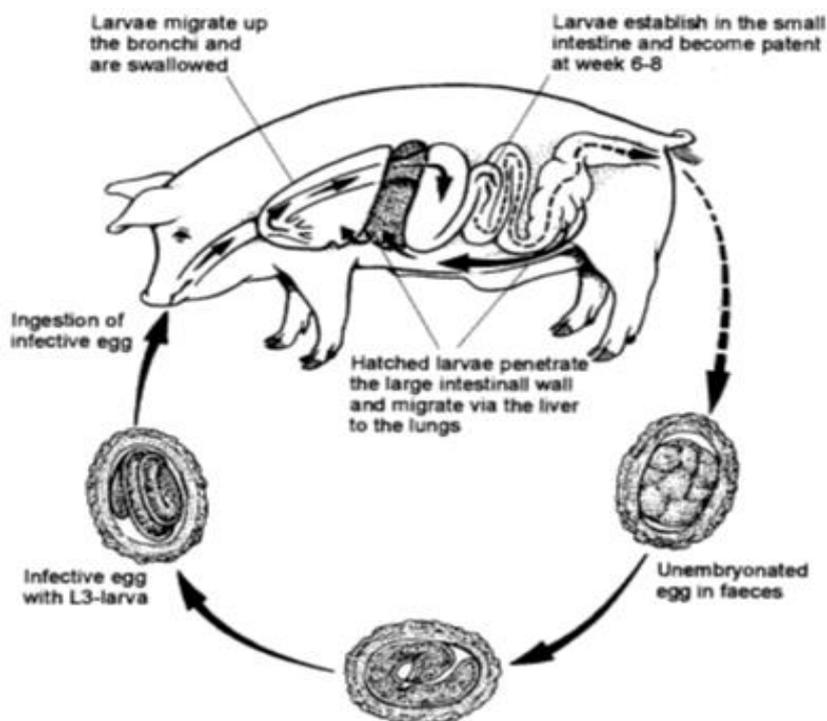


Figura 3. Ciclo biológico de *Ascaris suum* (Roepstorff y Nansen, 1998).

El cerdo ingiere los huevos con la L3 en su interior, este eclosiona en el intestino y penetra a través de la pared del intestino grueso donde comienza su migración hacia hígado y luego a través del torrente sanguíneo a pulmones, bronquios y tráquea, de esta manera llegan a la boca para ser deglutidos permitiendo así la reproducción en intestino delgado culminando su ciclo. Su período prepatente es de 6 a 8 semanas. Este parásito puede infectar a otros hospedadores como rumiantes y el humano, aunque su capacidad zoonótica no está bien definida. (Roepstorff y Nansen, 1998).

Ascarops spp., *Physocephalus sexalatus*:

Nematodo hematófago que se aloja en el estómago de cerdos y jabalíes, común de zonas templadas y subtropicales. Sus huevos de tamaño pequeño (22 - 26 x 41- 45 μm) de forma elíptica, superficie lisa, ligeramente aplanados hacia los polos y en su interior contiene un embrión desarrollado. Su ciclo biológico es indirecto ya que involucra como hospedador intermediario a escarabajos coprófagos que ingieren los huevos y se desarrollan hasta L3. Estos son consumidos por el cerdo y evolucionan a su estado adulto en la mucosa gástrica. Su período prepatente es de uno a dos meses (Roepstorff y Nansen, 1998).

Globocephalus urosubulatus:

Los huevos se caracterizan por tener una forma oval, con cascara delgada, contiene 4 - 8 células en su interior, sus medidas son de 52 - 73 x 26 - 40 μm . Probablemente este parásito tiene un ciclo biológico directo ya que no se han encontrado hospedadores intermediarios. Los huevos excretados a través de las heces pasan a L3 en el ambiente y estas ingresan por ingestión o a través de la piel, migran desde el intestino al corazón para llegar a pulmones y luego a faringe donde son deglutidas, alcanzando así el intestino nuevamente y comenzar su postura (Bowman y Miró, 2011).

Gongylonema pulchrum:

Este parásito afecta cerdos y otros ungulados, se localiza en la mucosa esofágica. Los huevos se caracterizan por contener un embrión desarrollado, con una cascara lisa, miden aproximadamente 30 - 34 x 57 - 59 μm . Estos son expulsados junto con la materia fecal y deben ser ingeridos por escarabajos o cucarachas para desarrollar dentro de estos su forma infectiva (Bowman y Miró, 2011).

Hyostrongylus rubidus:

Nematodo hematófago común del estómago de los cerdos adultos. Los huevos miden aproximadamente 31 - 38 x 60 - 76 μm , son transparentes y poseen una superficie lisa. Estos se expulsan con la materia fecal y en el ambiente en condiciones óptimas alcanzan la forma infectante L3 que al ingresar al hospedador invade las glándulas gástricas donde muda hasta llegar a su estado adulto (Figura 4) (Bowman y Miró, 2011).

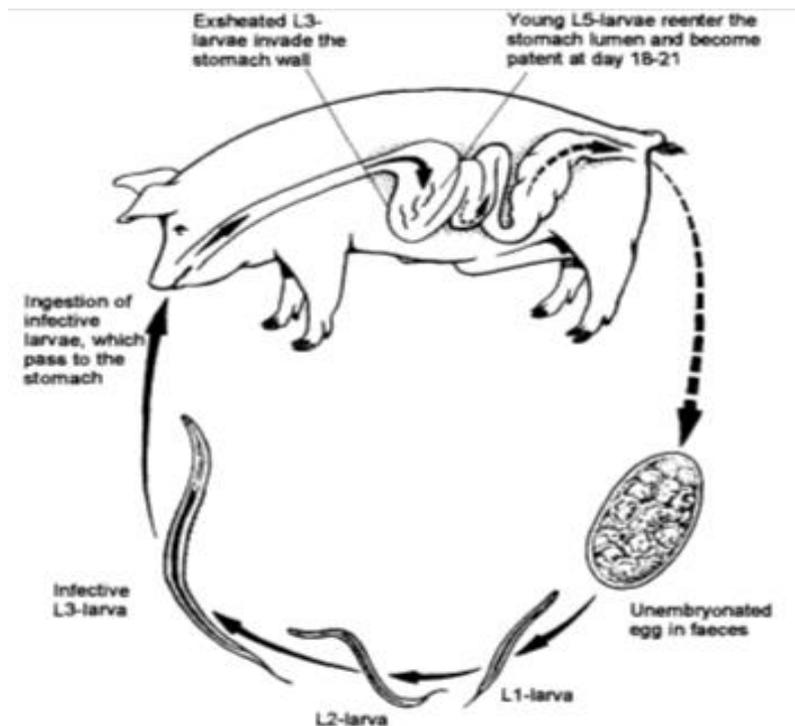


Figura 4. Ciclo biológico de *Hyostrongylus rubidus* (Roepstorff y Nansen, 1998).

Metastrongylus spp.:

Las formas adultas de este parásito se encuentran en árbol bronquial y tráquea, para este género se han diagnosticado tres especies *M. apri*, *M. pudendotectus* y *M. salmi*. Sus huevos tienen un tamaño de 38 - 45 x 43 - 64 μm , de cáscara gruesa rugosa, y contienen una larva en su interior. Estos son expulsados hacia la tráquea y al ser deglutidos se excretan por materia fecal, en el ambiente son ingeridos por la lombriz de tierra, su hospedador intermediario, siendo la fuente de infección para el cerdo. Luego de ingerida se liberan las larvas en el intestino, mudan en los nódulos linfáticos mesentéricos y migran por vía linfática hacia pulmones donde alcanzan su madurez (Figura 5). El período prepatente es de cuatro semanas (Roepstorff y Nansen, 1998).

Oesophagostomum spp.:

Las formas adultas de este parásito habitan intestino grueso de los cerdos, sus huevos de tipo estrombiloideo miden de 38 - 53 x 61 - 83 μm , de cáscara fina, transparente con superficie lisa. Estos eclosionan en pocos días en las heces y en diez días pueden alcanzar la forma infectiva (L3). Al ingerir las larvas estas penetran la mucosa del intestino grueso pudiendo producir nódulos en donde realizan su muda (Figura 6). Su período prepatente es de tres a ocho semanas (Bowman y Miró, 2011).

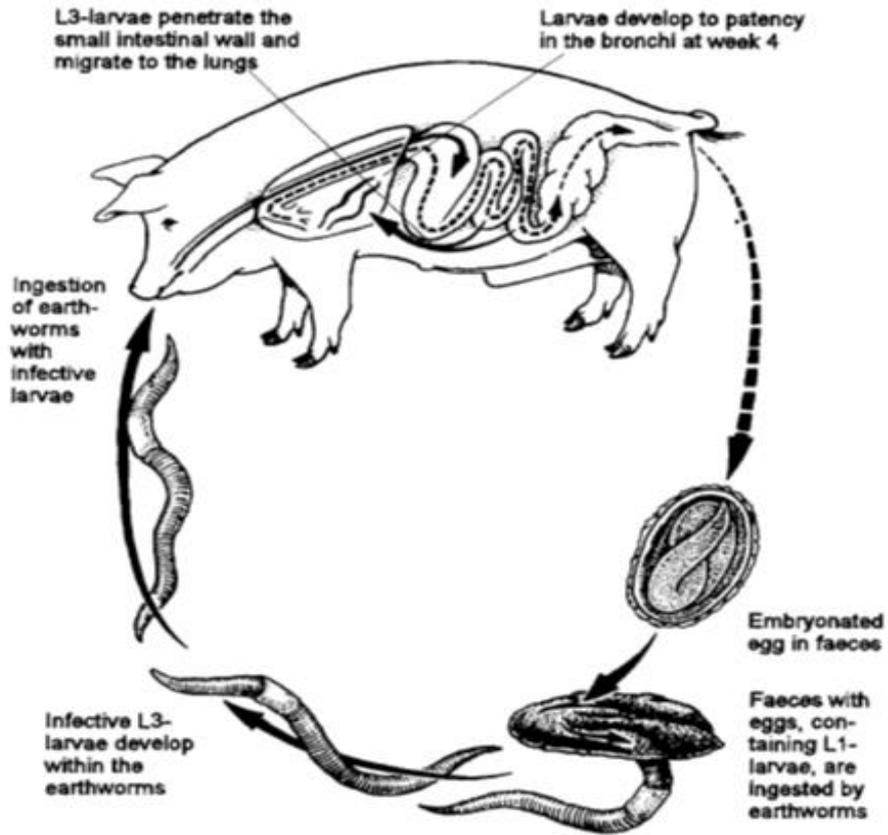


Figura 5. Ciclo biológico de *Metastrongylus* spp. (Roepstorff y Nansen, 1998)

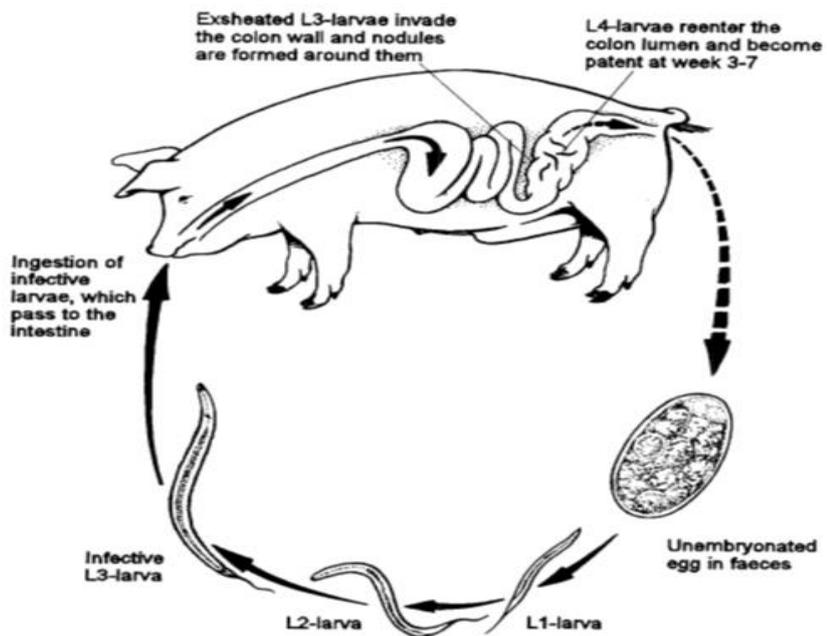


Figura 6. Ciclo biológico de *Oesophagostomum* spp. (Roepstorff y Nansen, 1998).

Strongyloides ransomi:

Parásito del intestino delgado de los cerdos, aquí las hembras adultas depositan sus huevos larvados que al ser excretados con las heces completan una fase de vida libre, su forma infectante es la L3 que ingresa por vía oral o percutánea. Estando dentro del cerdo realizan una migración vía sanguínea hacia los pulmones y luego al intestino delgado donde alcanzan su madurez (Figura 7). Su período prepatente es de cuatro a nueve días. Sus huevos son transparentes, pequeños y de superficie lisa, con un tamaño de 30-34 x 53-57 μm (Roepstorff y Nansen, 1998).

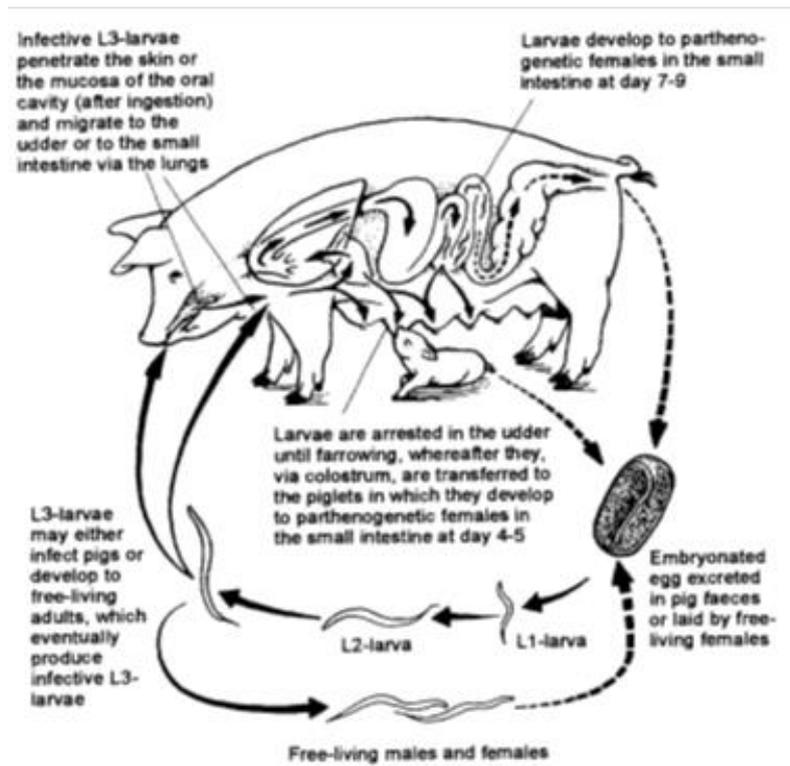


Figura 7.
Ciclo biológico de *Strongyloides ransomi* (Roepstorff y Nansen, 1998).

Trichuris suis:

Los adultos de este género se ubican en ciego y colon anterior, producen huevos que son excretados a través de las heces, el embrión se desarrolla dentro del huevo hasta L1, la cual solo va a eclosionar si es ingerida por un cerdo (Figura 8). Sus huevos son característicos por tener un color pardo amarillento, con tapones polares, una cáscara gruesa que contiene una única célula de aspecto granular, mide entre 28-31 x 60-68 μm (Bowman y Miró, 2011).

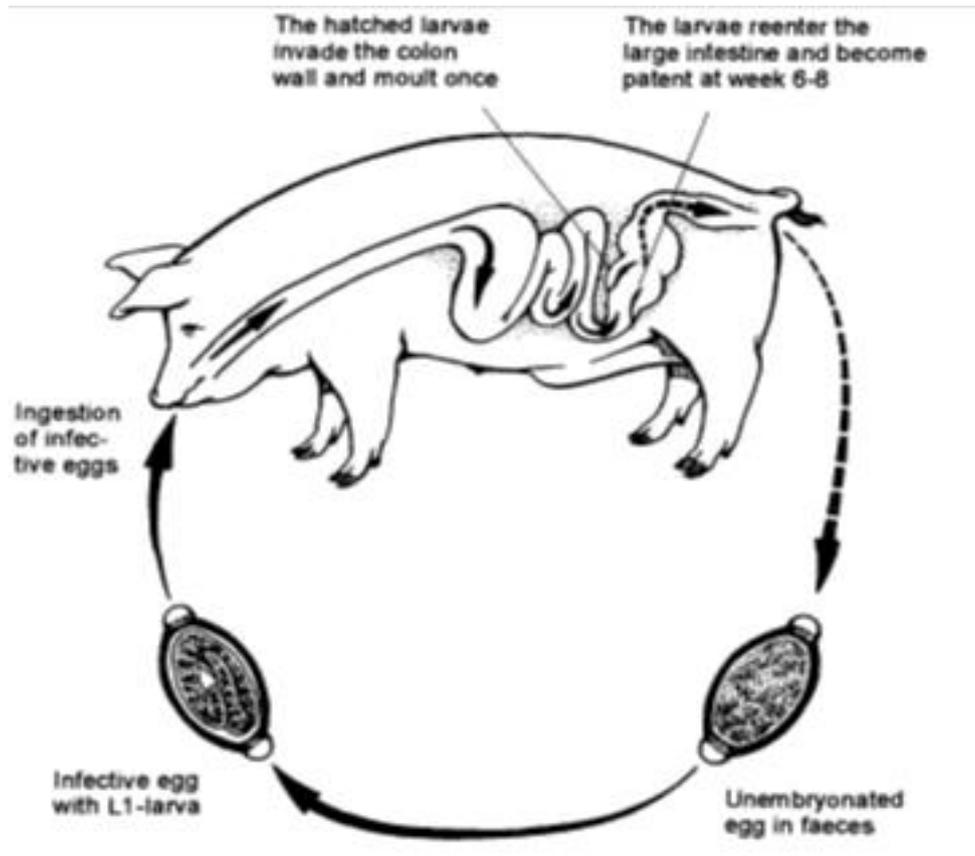


Figura 8. Ciclo biológico de *Trichuris suis* (Roepstorff y Nansen, 1998).

7.6.2. Phylum Acantocephala

Macracanthorhynchus hirudinaceus:

Parásito de distribución mundial, es la única especie de importancia veterinaria dentro de los acantocéfalos. Los huevos contienen el acanthor (embrión), miden 65 x 110 µm, de forma oval, cáscara gruesa de color marrón. Estos son ingeridos en el ambiente por escarabajos coprófagos en donde se desarrollan hasta cistacanto siendo estos la fuente de infección. Sus formas adultas habitan intestino delgado y pueden llegar a medir hasta 65 cm (Figura 9) (Roepstorff y Nansen, 1998).

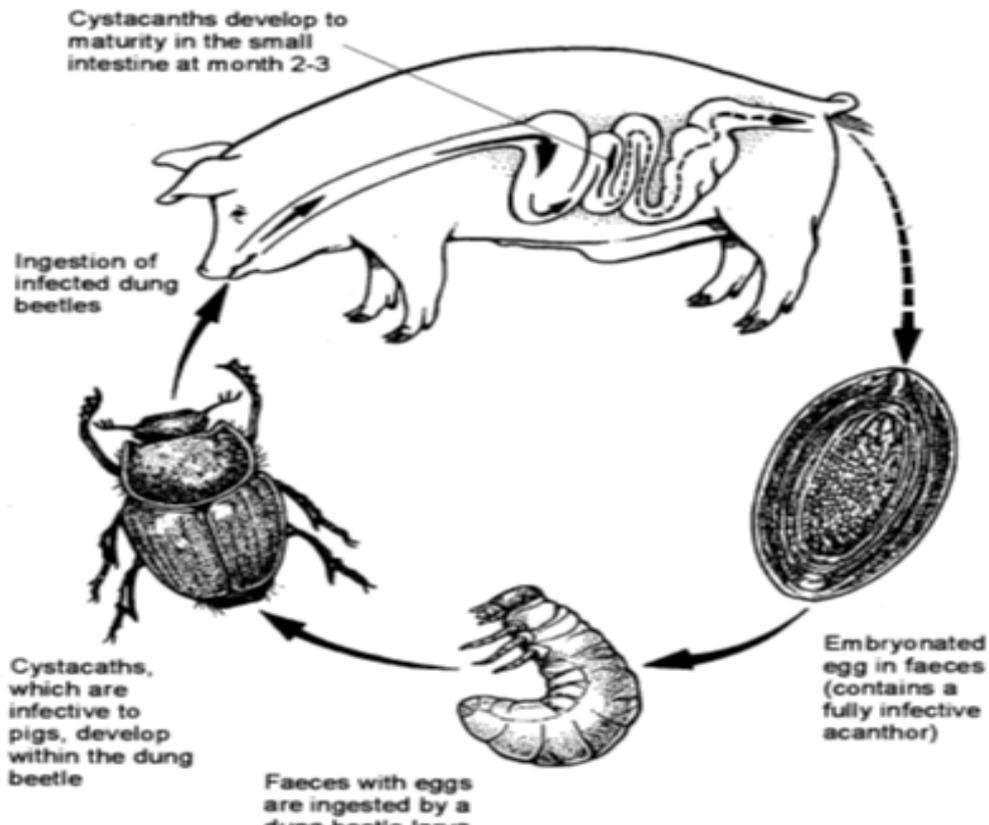


Figura 9. Ciclo biológico de *Macracanthorhynchus hirudinaceus* (Roepstorff y Nansen, 1998).

7.6.3. Phylum Trematoda

Dicrocoelium dendriticum:

Es un parásito de los rumiantes y el cerdo, pero los humanos pueden ser hospedadores definitivos accidentales. Los huevos embrionados son ovalados y de color marrón, miden 25 x 40 µm que contienen un miracidio y se excretan en las heces de los hospedadores definitivos, que suelen ser rumiantes (Bowman y Miró, 2011).

Fasciola hepatica:

Las formas adultas de *Fasciola hepatica* se encuentran en los conductos biliares del hígado en rumiantes y otros hospedadores mamíferos. Sus huevos de 90 x 150 µm, forma elíptica, operculados y de color amarillo, son excretados junto a las heces en forma intermitente. Solamente si estos caen al agua se desarrollará una larva ciliada en su interior, denominada miracidio. Este es el que penetra en el hospedador intermediario, un caracol de la familia Lymnaeidae, dentro sufre una serie de estadios hasta llegar a cercaria, esta larva cuenta con un cuerpo redondeado y cola apta para nadar, de esta manera llega a la superficie de alguna planta al borde del agua y se enquistada, pierde su cola transformándose en metacercaria, forma infectante para rumiantes y otros mamíferos. Tras la ingestión de la misma se libera en el intestino delgado del hospedador definitivo. Este

trematodo juvenil realiza una migración pasando por el intestino delgado y la cavidad peritoneal para finalmente llegar al hígado, después de unas semanas en el parénquima hepático alcanza los conductos biliares para completar su madurez y empezar a depositar sus huevos. El ciclo biológico de este parásito se completa al cabo de cuatro a cinco meses en buenas condiciones meteorológicas (Bowman y Miró, 2011).

7.6.4. Phylum Protozoa

Balantidium coli:

Este protozooario es un parásito común de los cerdos que habita principalmente ciego y parte inicial del colon. Los trofozoitos se enquistan y son expulsados junto a la materia fecal, por lo cual a través de exámenes coproparasitarios podemos visualizar quistes de forma redondeada 55 a 60 μm . La vía de infección es feco-oral, donde los quistes son la forma infectante y a partir de la ingestión de estos, se libera el parásito en el intestino e inicia su multiplicación al pasar la válvula íleo-cecal (Bowman y Miró, 2011).

Eimeria spp.:

Es un parásito intestinal común en los vertebrados, se multiplica de manera sexual y asexual, teniendo como resultado ooquistes eliminados en heces, las medidas de estos son de 24 x 18 μm aproximadamente, presentan una forma ovoide con una pared gruesa amarillenta de superficie lisa. En el ambiente los ooquistes pueden resistir de cuatro a seis meses, según condiciones ambientales (Bowman y Miró, 2011).

Isospora spp.:

Es uno de los protozoarios entéricos más frecuentes en cerdos domésticos. Sus ooquistes son de forma asimétrica y alargada, con una pared ampliamente espaciada de los dos esporoquistes que contienen cuatro esporozoitos en su interior cada uno (Lapage, Gibson y Beesley, 1979). Su infección se da a través de la ingesta de ooquistes, donde llegan al estómago y luego a intestino, invadiendo y multiplicándose en los enterocitos provocando un barrido de estas células, así como también una reacción de hipersensibilidad. Tiene un período de prepatencia muy corto, de tres a cuatro días (Bowman y Miró, 2011).

8. Objetivo general

- Conocer la helmintofauna en jabalíes y cerdos asilvestrados en la región norte de Uruguay.

9. Objetivos específicos

- Identificar los géneros de helmintos presentes.
- Reconocer géneros de parásitos en común con animales de producción y potencialmente zoonóticos.
- Georreferenciar la procedencia de las muestras analizadas.

10. MATERIALES Y MÉTODOS

10.1. Recolección de muestras:

Se analizaron un total de 50 muestras de materia fecal de jabalíes y cerdos asilvestrados provenientes de 11 localidades pertenecientes a los departamentos de Artigas y Tacuarembó (Figura 10). Las mismas fueron recolectadas directamente de la última porción del recto de los ejemplares, por los propios cazadores luego de la captura y sacrificio. En el Cuadro 2 se detalla número de muestra, fecha de colecta, georreferencia, sexo y categoría.

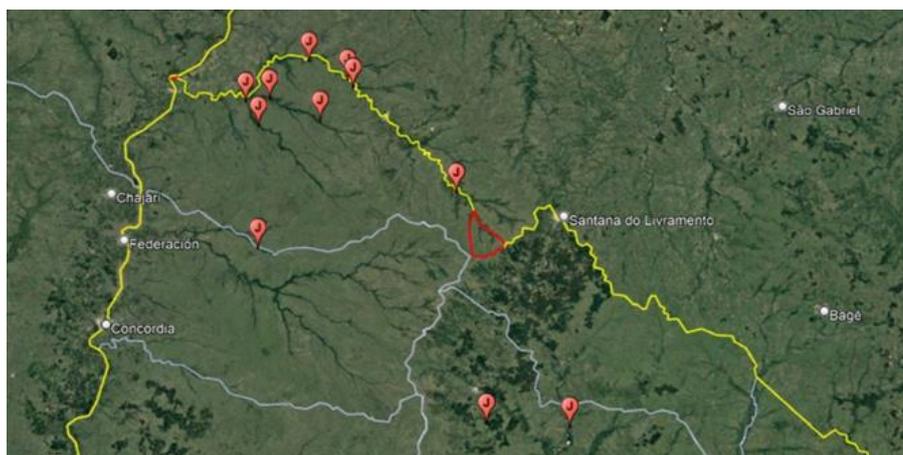


Figura 10. Localidades de procedencia de las muestras estudiadas, en base a la ubicación de captura de los jabalíes (cada ítem señala un lugar de captura de al menos un ejemplar).

Las muestras se tomaron en forma individual en bolsas de polietileno, cerradas, dejando la menor cantidad de aire posible, acompañadas de su correcta identificación, donde se detallaba; nombre del cazador, fecha de colecta, georreferencia, sexo y peso de carcasa para poder estimar la categoría de los ejemplares. Posteriormente fueron acondicionadas para su transporte y envío, en recipientes herméticos con refrigerantes y se mantuvieron en refrigerador por un máximo de siete días hasta el momento de analizarlas en el Laboratorio de Parasitología del Cenur Litoral Norte Salto, Universidad de la República.

Cuadro 2. Total de muestras analizadas con sus respectivas referencias.

| N° de muestra | Fecha de colecta | Georreferencia | Sexo | Categoría |
|---------------|------------------|---------------------------------------|------|-----------|
| 1 | 2/11/2021 | Cerro de Batoví, Tacuarembó | M | Adulto |
| 2 | 6/11/2021 | Paso Farías, Artigas | H | Joven |
| 3 | 6/11/2021 | Cuaró, Artigas | M | Joven |
| 4 | 7/11/2021 | Cuaró, Artigas | H | Joven |
| 5 | 7/11/2021 | Cuaró, Artigas | M | Joven |
| 6 | 7/11/2021 | Cuaró, Artigas | M | Adulto |
| 7 | 7/11/2021 | Cuareim, Artigas | M | Joven |
| 8 | 7/11/2021 | Cerrito, Artigas | M | Adulto |
| 9 | 7/11/2021 | Cerrito, Artigas | M | Adulto |
| 10 | 7/11/2021 | Cerrito, Artigas | M | Joven |
| 11 | 7/11/2021 | Sepultura, Artigas | H | Joven |
| 12 | 23/12/2021 | Cerrito, Artigas | M | Joven |
| 13 | 23/12/2021 | Cerrito, Artigas | H | Rayón |
| 14 | 26/1/2022 | Rincón de Tres Cruces, Artigas | H | Adulto |
| 15 | 26/1/2022 | Paso Farías, Artigas | H | Joven |
| 16 | 26/1/2022 | Paso Farías, Artigas | M | Grande |
| 17 | 28/1/2022 | Sequeira, Artigas | H | Rayón |
| 18 | 28/1/2022 | Sequeira, Artigas | H | Rayón |
| 19 | 28/1/2022 | Sequeira, Artigas | H | Rayón |
| 20 | 28/1/2022 | Sequeira, Artigas | M | Rayón |
| 21 | 28/1/2022 | Sequeira, Artigas | H | Adulto |
| 22 | 10/2/2022 | Timbauba, Artigas | M | Adulto |
| 23 | 10/2/2022 | Timbauba, Artigas | H | Rayón |
| 24 | 10/2/2022 | Timbauba, Artigas | H | Adulto |
| 25 | 21/2/2022 | Sepultura, Artigas | H | Adulto |
| 26 | 21/2/2022 | Sepultura, Artigas | H | Adulto |
| 27 | 4/3/2022 | Rincón de Tres Cruces, Timbauba | M | Joven |
| 28 | 4/3/2022 | Rincón de Tres Cruces, Timbauba | H | Joven |
| 29 | 4/3/2022 | Tres Cruces, Artigas | M | Joven |
| 30 | 4/3/2022 | Tres Cruces, Artigas | M | Joven |
| 31 | 4/3/2022 | Tres Cruces, Artigas | H | Joven |
| 32 | 18/3/2022 | Cañada Yuquerí, Artigas | M | Adulto |
| 33 | 18/3/2022 | Parada Fariña, Artigas | M | Rayón |
| 34 | 18/3/2022 | Cuaró y Cuareim, Artigas | H | Joven |
| 35 | 18/3/2022 | Cuaró y Cuareim, Artigas | M | Joven |
| 36 | 18/3/2022 | Cuaró y Cuareim, Artigas | H | Joven |
| 37 | 18/3/2022 | Santa Gertrudis. Paso Farías, Artigas | H | Joven |
| 38 | 18/3/2022 | Santa Gertrudis. Paso Farías, Artigas | H | Adulto |
| 39 | 18/3/2022 | Santa Gertrudis. Paso Farías, Artigas | M | Joven |
| 40 | 21/3/2022 | Cerrito, Artigas | M | Adulto |
| 41 | 21/3/2022 | Cerrito, Artigas | H | Joven |
| 42 | 25/3/2022 | Santa Gertrudis. Paso Farías, Artigas | H | Joven |
| 43 | 25/3/2022 | Santa Gertrudis. Paso Farías, Artigas | H | Joven |
| 44 | 25/3/2022 | Santa Gertrudis. Paso Farías, Artigas | H | Joven |
| 45 | 25/3/2022 | Santa Gertrudis. Paso Farías, Artigas | H | Joven |
| 46 | 25/3/2022 | Santa Gertrudis. Paso Farías, Artigas | H | Joven |
| 47 | 1/4/2022 | Rincón. Cuaró y Cuareim, Artigas | M | Joven |
| 48 | 1/4/2022 | Rincón. Cuaró y Cuareim, Artigas | M | Adulto |
| 49 | 15/4/2022 | Potrero Sucio. Artigas | H | Adulto |
| 50 | 15/4/2022 | Potrero Sucio. Artigas | H | Joven |

Además, en tres jabalíes (dos hembras adultas y un lechón pertenecientes a una misma piara) se examinaron vías aéreas superiores, pulmones, corazón, hígado y riñones.

10.2. Procesamiento de muestras:

Las muestras de materia fecal fueron analizadas mediante exámenes microscópicos a través de técnicas de enriquecimiento (flotación y sedimentación).

Se realizó la técnica de Willis en forma individual a cada muestra, y técnica de sedimentación simple en un pool de muestras provenientes de un mismo lugar y momento de captura.

En relación a los órganos se procedió al análisis macroscópico de los mismos, colecta de parásitos y toma de muestras de tejido aparentemente patológico para estudios de histopatología en laboratorios de DILAVE Tacuarembó.

10.3. Exámenes coproparasitarios:

A) Por técnicas de enriquecimiento realizadas en cada muestra:

Las técnicas de enriquecimiento se basan en la concentración de los elementos parasitarios contenidos en las heces, facilitando su visualización aunque se encuentren en poca cantidad. En el caso de técnicas de flotación, vamos a poder concentrar las formas parasitarias en la superficie del líquido, debido a una diferencia en la densidad, ya que, si la solución utilizada tiene mayor densidad que los huevos, estos van a flotar.

En el caso de técnicas de sedimentación, los elementos parasitarios tienden a decantar hacia el fondo de un recipiente al ser más pesados que el líquido utilizado (agua jabonosa), facilitando su colecta.

Se utilizaron dos tipos de técnicas:

1) Técnica de flotación cualitativa: Técnica de Willis

Materiales:

- Solución saturada de Sulfato de Zinc (Densidad 1,30-1,40).
- Densímetro y balanza.
- Espátula.
- Mortero.
- Probeta.
- Tubo de Borrell.
- Colador de té.
- Vaso de Bohemia.
- Porta y cubre objetos.
- Materia fecal.
- Microscopio.
- Cámara fotográfica.

- Túnica y guantes.

Procedimiento:

Inicialmente se coloca en un recipiente un kilo y medio (1500 g) de sulfato de zinc granulado, se adiciona un litro de agua tibia y se agita hasta disolver los sólidos.

Tomar una muestra en probeta de 100 mL y mensurar la densidad con un densímetro, si esta se encuentra por debajo de 1,30, se debe agregar más sulfato de zinc granulado a la mezcla, hasta alcanzar la densidad adecuada (1,30-1,40).

Se toma una muestra representativa de materia fecal de aproximadamente 5 g y se coloca en el mortero. Luego se adiciona un volumen dos veces mayor de solución saturada, se macera hasta homogeneizar lo más posible la mezcla. Se procede a realizar tres filtrados a través del colador para así obtener una solución más limpia de contenido vegetal y mineral y facilitar la observación de los elementos parasitarios al microscopio. El producto de la filtración se coloca en un tubo de Borrell hasta formar un menisco convexo sobre el cual debe colocarse con delicadeza un portaobjetos. Este se retira transcurridos cinco minutos, se invierte rápidamente intentando perder el menor contenido posible que se haya adherido a la superficie, se coloca un cubre objetos y se visualiza al microscopio en patrón de guarda griega, a diferentes aumentos (x4, x10, x40 y x100).

Se realizó registro fotográfico de los elementos parasitarios y sus dimensiones utilizando reglilla ocular (Bowman y Miró, 2011).

2) Técnica de Sedimentación simple

Materiales:

- Mortero.
- Tubos Falcon.
- Espátula.
- Colador de té.
- Pipeta Pasteur.
- Agua jabonosa.
- Porta y cubre objetos.
- Materia fecal.
- Microscopio.
- Cámara fotográfica.
- Túnica y guantes.

Procedimiento:

En el mortero se coloca un pool de materia fecal de diferentes individuos provenientes de una misma localidad y captura (10 g aproximadamente) y 100 mL de agua jabonosa, se mezcla y se filtra a través de un colador de té. El producto del filtrado se coloca en tubo Falcon, se deja reposar por 5 minutos aproximadamente, pasado este tiempo se pueden visualizar dos fases (sedimento y sobrenadante). Se descarta el sobrenadante, se agrega el agua jabonosa, se deja sedimentar y este procedimiento se repite hasta obtener un sobrenadante limpio.

Con una pipeta Pasteur, se toma una muestra del sedimento y se coloca una gota entre un portaobjetos y un cubreobjetos, para su visualización al microscopio realizando mediciones y registro fotográfico al igual que en el método descrito anteriormente.

B) Cultivo, recuperación e identificación de larvas.

Este método permite diferenciar determinados géneros parasitarios (*Hyostrogylus* spp. y *Oesophagostomum* spp.) mediante la morfología de sus larvas de tercer estadio, ya que comparten características morfológicas de sus huevos haciéndolos indiferenciables microscópicamente. El cultivo y la recuperación de larvas se realizó mediante la técnica de Roberts y O' Sullivan (Niec, 1968).

Materiales:

- Frasco de vidrio.
- Vermiculita.
- Espátula.
- Placa de Petri.
- Agua destilada.
- Tubos de ensayo.
- Materia fecal.
- Microscopio.
- Cámara fotográfica.
- Túnica y guantes.

Procedimiento:

Se mezcla y disgrega materia fecal con vermiculita, se humedece con agua destilada y se coloca en frasco de vidrio con boca ancha, que se cubre con una placa de Petri. Se identifica y se lleva a estufa a temperatura entre 24 – 26 °C durante 7 días, diariamente se destapa, se controla el grado de humedad y se mezcla para permitir la oxigenación. Transcurrido el lapso de tiempo establecido, se completa el frasco con agua, se invierte sobre la placa de Petri en un plano levemente inclinado, a las 12 – 24 horas se colecta el líquido que está en la placa de Petri, se coloca en tubo de ensayo donde sedimentarán las larvas.

La lectura para el diagnóstico puede ser inmediata o conservarse a 4°C en refrigerador hasta el momento de la observación al microscopio.

10.4. Examen de órganos

10.4.1 Revisión macroscópica

Para el examen macroscópico se utilizó instrumental de disección. Se realizó la observación externa de los órganos para luego incidir y proceder al examen interno. Se evaluó tamaño, color, forma y consistencia. Se tomaron muestras de zonas con tejido aparentemente anormal, las cuales fueron acondicionadas para conservación y envío en frasco con formol 4%.

10.4.2 Revisión microscópica.

Para el análisis microscópico, las muestras de hígado y pulmón fueron incluidas en bloques de parafina de los cuales se tomaron cortes seriados, posteriormente se realizó tinción de hematoxilina-eosina y visualización al microscopio óptico con objetivos 4x, 10x, 40x, y 100x.

10.4.3 Colecta de parásitos y diagnóstico microscópico.

En vías aéreas se colectaron nematodos, estos fueron conservados en alcohol 90° y luego se determinó el sexo y dimensiones.

Para el diagnóstico microscópico de género, especie y sexo, se realizó la observación principalmente de la extremidad posterior de los parásitos.

10.5. Análisis Estadístico

En el caso de los análisis coproparasitarios la frecuencia de los distintos taxones encontrados se expresó como porcentaje.

Se determinó tamaño promedio, varianza, desvío estándar y error típico de los ejemplares adultos machos y hembras de *Metastrongylus* spp. mediante planillas Excel 2013.

11. RESULTADOS

11.1 Hallazgos en los exámenes coproparasitarios

Se encontraron huevos de nematodos de diferentes géneros, de trematodos, acantocéfalos, ooquistes y elementos parasitarios no identificados.

Mediante la técnica de flotación se observó en 13 (13/50) de las muestras elementos parasitarios (Figura 11), de los cuales se identificaron los siguientes géneros: *Ascaris* (Figura 12), *Metastrongylus* (Figuras 13 a, 13 b), *Physocephalus* (Figura 14) y *Trichuris* (Figura 15). Además de estos se encontraron ooquistes de coccidias (Figura 16), huevos de nematodos gastrointestinales morfológicamente indiferenciables (Figura 17) y trematodos (Figuras 18 a, 18 b).

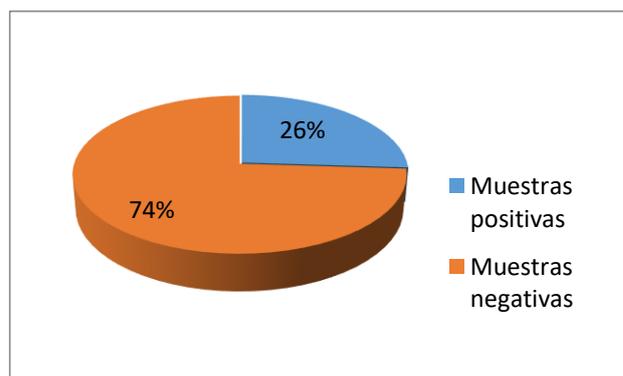


Figura 11. Distribución de las muestras de acuerdo a la presencia/ausencia de elementos parasitarios mediante la técnica coproparasitaria de flotación.

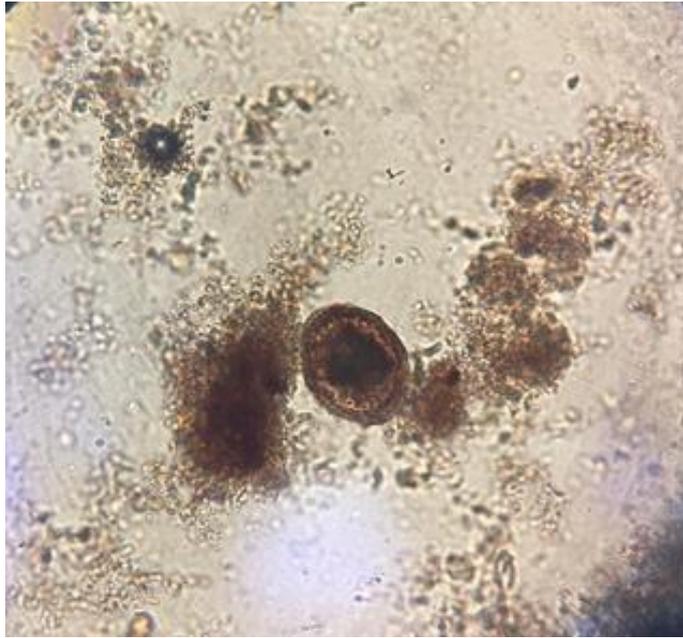


Figura 12. Huevo de *Ascaris* spp. (78 x 53 μ m) observado por la técnica de flotación, aumento 40x.

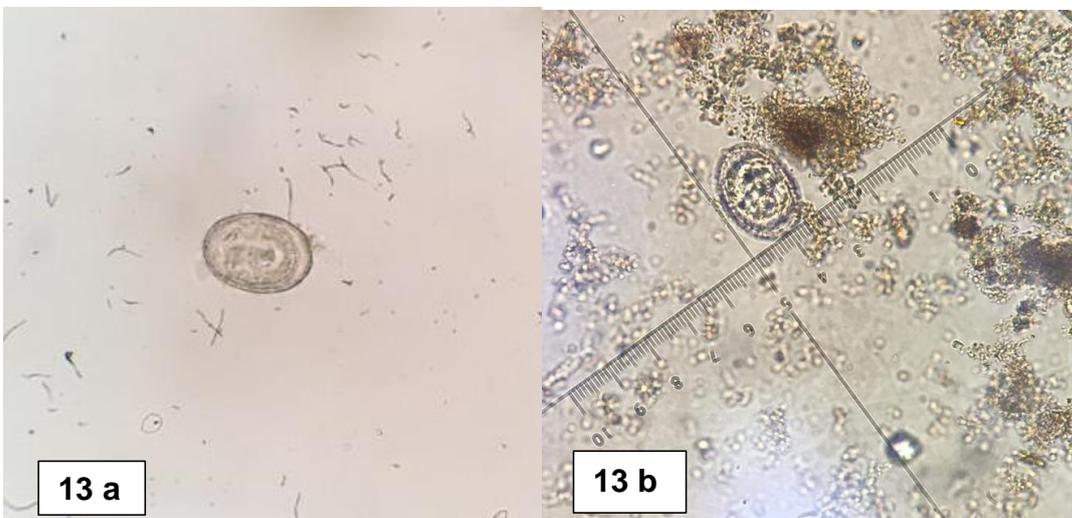


Figura 13 a, 13 b. Huevos de *Metastrongylus* spp. (68 μ m) observados en diferentes muestras por la técnica de flotación, aumento 40x.

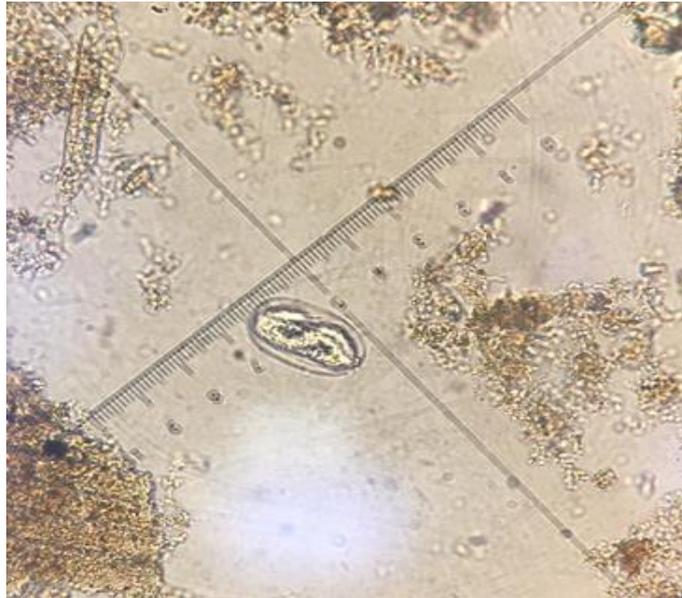


Figura 14. Huevo de *Physocephalus* spp. (66 μ m) observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x. .



Figura 15. Huevo de *Trichuris* spp. observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x.



Figura 16. Ooquistes de coccidias (49 x 49 μm), observado al microscopio por la técnica de flotación aumento 40x.

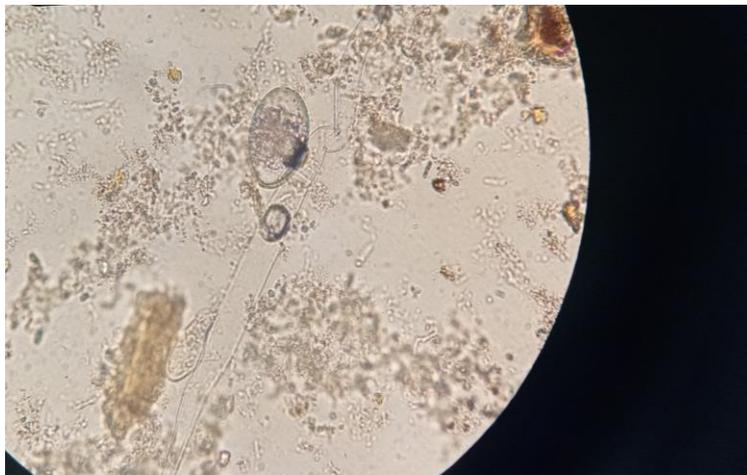
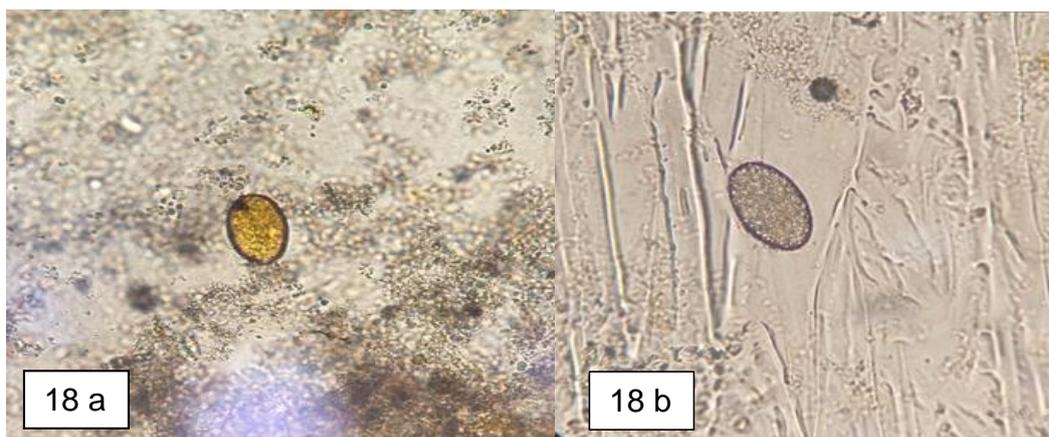


Figura 17. Huevo de nematodo gastrointestinal indiferenciable (63,4 x 43,9 μm), observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x.



Figuras 18 a y 18 b. Huevos de trematodos no identificados, 18a; (58 x 29,2 μm), 18b; (97,8 x 43,9 μm .) observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x.

La distribución de las muestras de acuerdo a la cantidad de géneros presentes, se representa en el Cuadro 3. El número máximo de taxones encontrados por muestra fue de dos.

Cuadro 3. Distribución de las muestras de acuerdo al número de taxones identificados.

| Muestras con 0 taxón parasitario | Muestras con 1 taxón parasitario | Muestras con 2 taxones parasitarios |
|---|---|--|
| 37 | 8 | 5 |

La cantidad de muestras positivas para cada taxón parasitario se representa en el Cuadro 4. Se registraron 18 tipos de elementos parasitarios en 13 muestras positivas, esto se debe a que en cinco de estas se identificaron dos taxones.

Cuadro 4. Distribución de las muestras positivas de acuerdo a los taxones identificados.

| | N° de muestras positivas. | % |
|---|--------------------------------------|----------|
| <i>Metastrongylus</i> spp. | 2 | 4 |
| <i>Trichuris</i> spp. | 3 | 6 |
| <i>Ascaris</i> spp. | 1 | 2 |
| <i>Physocephalus</i> spp. | 2 | 4 |
| Nematodos indiferenciables | 1 | 2 |
| Coccidias | 3 | 6 |
| Elementos parasitarios no identificados | 6 | 12 |

En consideración con el sexo de los jabalíes se analizaron 22/50 muestras procedentes de machos y 28/50 de hembras, y se registró un porcentaje de positividad de 22,7 % (5/22) y 28,6 % (8/28) respectivamente. En el Cuadro 5 se representa la distribución de los taxones parasitarios de acuerdo al sexo.

Cuadro 5. Número de ejemplares hembras y machos de jabalíes que presentan cada uno de los taxones registrados.

| | Machos N=22 | Hembras N=28 |
|---|------------------------|-------------------------|
| <i>Metastrongylus</i> spp. | 1 | 1 |
| <i>Trichuris</i> spp. | 1 | 2 |
| <i>Ascaris</i> spp. | 1 | 0 |
| <i>Physocephalus</i> spp. | 1 | 1 |
| Nematodos indiferenciables | 0 | 1 |
| Coccidias | 1 | 2 |
| Elementos parasitarios no identificados | 1 | 5 |

La distribución del total de muestras analizadas (50) de acuerdo a la categoría estimada de jabalíes correspondieron: 7 rayones (0 a 20 kg), 27 jóvenes (21 a 40 kg) y 16 adultos (más de 40 kg). La positividad de las muestras fue: en rayones 42,9 % (3/7), en jóvenes 25,9 % (7/27) y en adultos 18,8 % (3/16). Por su parte, la asignación de los taxones según la categoría se muestra en el Cuadro 6.

Cuadro 6. Número de ejemplares de jabalíes de cada categoría que presentan cada uno de los taxones registrados.

| | Rayón | Joven | Adulto |
|---|--------------|--------------|---------------|
| <i>Metastrongylus</i> spp. | 1 | 0 | 1 |
| <i>Trichuris</i> spp. | 0 | 3 | 0 |
| <i>Ascaris</i> spp. | 0 | 0 | 1 |
| <i>Physocephalus</i> spp. | 0 | 2 | 0 |
| Nematodos indiferenciables | 0 | 1 | 0 |
| Coccidias | 1 | 2 | 0 |
| Elementos parasitarios no identificados | 2 | 4 | 0 |

Mediante la técnica de sedimentación se analizaron 16 pools donde 8 (8/16) fueron positivos, presentaron de 1 hasta 4 taxones parasitarios por pool (Cuadro 7) y se diagnosticó la presencia de: *Metastrongylus* spp. (Figura 19), *Strongyloides* spp. (Figura 20), así como también huevos de acantocéfalos (Figura 21), de trematodos y un pseudoparásito (huevo de ácaros de vida libre) (Figura 22) (Cuadro 8).

Cuadro 7. Distribución de los pools de acuerdo al número de taxones identificados.

| Pools con 0 taxón parasitario | Pools con 1 taxón parasitario | Pools con 2 taxones parasitarios | Pools con 3 taxones parasitarios | Pools con 4 taxones parasitarios |
|--|--|---|---|---|
| 8 | 4 | 2 | 1 | 1 |

Cuadro 8. Distribución de los pooles positivos de acuerdo a los taxones identificados.

| Elementos parasitarios | N° de pooles |
|-------------------------------|---------------------|
| <i>Metastrongylus</i> spp. | 5 |
| <i>Strongyloides</i> spp. | 1 |
| Acantocéfalo | 1 |
| Trematodos | 2 |
| Parásitos no identificados | 6 |

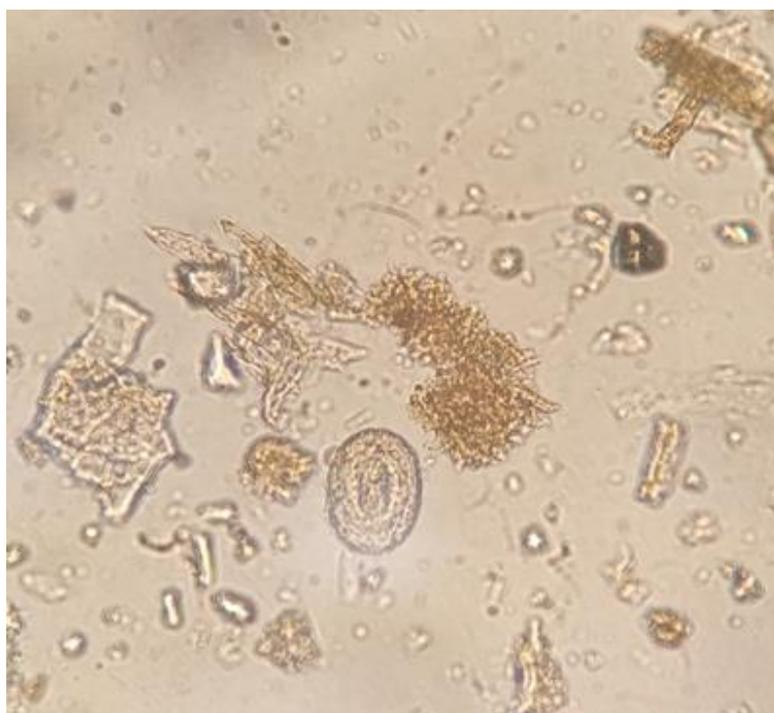


Figura 19. Huevo de *Metastrongylus* spp. (36,6 x 48,8 μ m) encontrado a través de la técnica de sedimentación, aumento 40x.

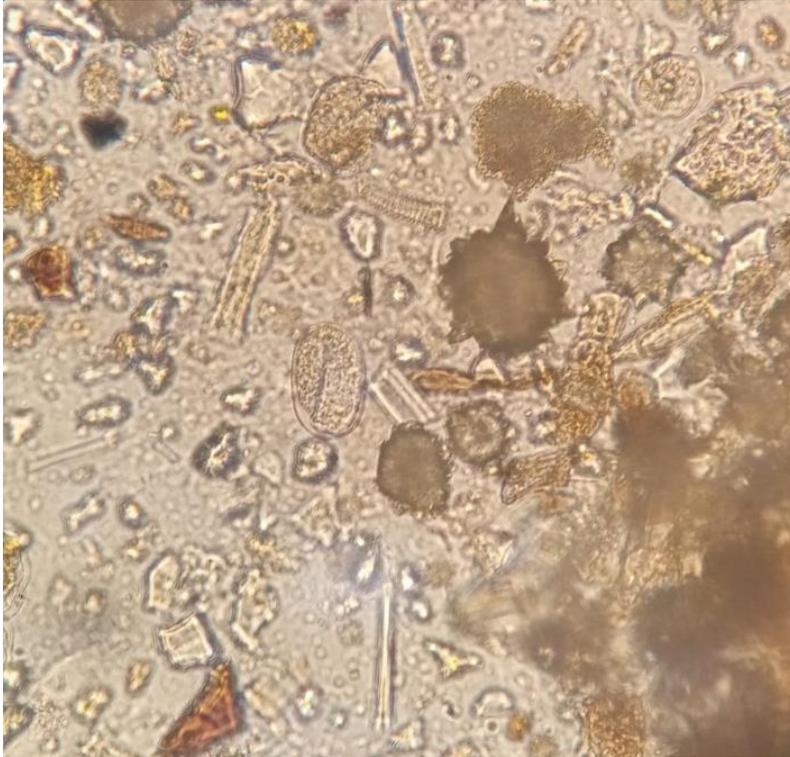


Figura 20. Huevo de *Strongyloides* spp. (36,6 x 48,8 μm) encontrado a través de la técnica de sedimentación, aumento 40x.



Figura 21. Huevo de Acanthocephalo (61 x 24,4 μm) encontrado a través de la técnica de sedimentación, aumento 40x.



Figura 22. Huevo de ácaro no parásito (85 x 24 μm) encontrado a través de la técnica de sedimentación, aumento 40x.

Los taxones registrados fueron concordantes al utilizar las técnicas coproparasitarias de flotación y sedimentación.

En aquellas muestras donde se observaron huevos de nematodos gastrointestinales indiferenciables se realizó cultivo de larvas. Esto permitió identificar larvas de *Oesophagostomum* spp. (Figuras 23 a, 23 b) y posiblemente *Hyostromylus* spp. (Figuras 24 a, 24 b) ya que se encontraban en un proceso de descomposición interfiriendo en su diagnóstico.



Figura 23 a. Larva 3 de *Oesophagostomum* spp. (735 x 29.4 μm) aumento 10x.



Figura 23 b. Extremidad posterior de larva 3 de *Oesophagostomum* spp. aumento 40x.

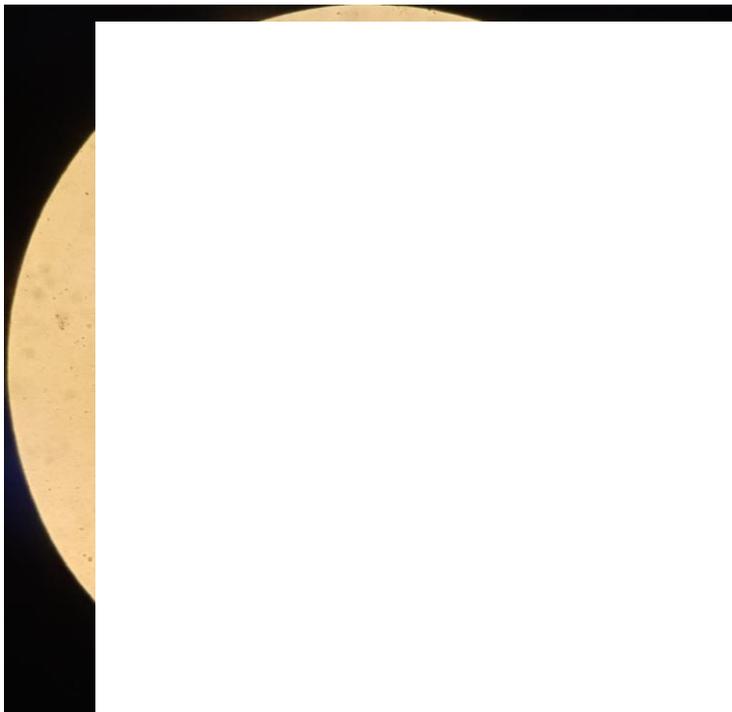


Figura 24 a. Larva 3, muy similar a *Hyostrongylus* spp. (480 x 2 μ m) aumento 10x.



Figura 24 b. Extremidad posterior de larva 3 muy similar a *Hyostrongylus* spp. aumento 40x.

11.2. Hallazgos en el examen de órganos

Se observó en pulmones e hígado de las dos hembras examinadas formas nodulares bien delimitadas de 0,5 a 1 cm de diámetro, color blanquecino y consistencia firme sobre los bordes caudales de los lóbulos (Figura 25 a y 25 b). A la histopatología; en hígado se aprecia una hepatitis multifocal granulomatosa y eosinofílica, asociada a cortes transversales de nematodos degenerados, los cuales presentaron una cutícula eosinofílica de aproximadamente 1 a 2 μm de espesor y un diámetro total de aproximadamente 20 μm . En pulmón se apreció neumonía crónica multifocal moderada de tipo granulomatosa y eosinofílica y al igual que en hígado se visualizaron cortes transversales de nematodos degenerados, compatibles con granuloma parasitario por *Stephanurus dentatus* (Anexo 2) (Figuras 26 a y 26 b).

Por otro lado, al examinar los pulmones del rayón se encontraron formas adultas de nematodos (Figura 27), a la observación microscópica se diagnosticaron como pertenecientes a dos especies, *M. apri* y *M. pudendotectus* hembras (Figuras 28 a, 28 b) y machos (Figuras 29 a, 29 b). En los restantes órganos (corazón, riñones) no se registraron alteraciones macroscópicas compatibles con lesiones de etiología parasitaria.

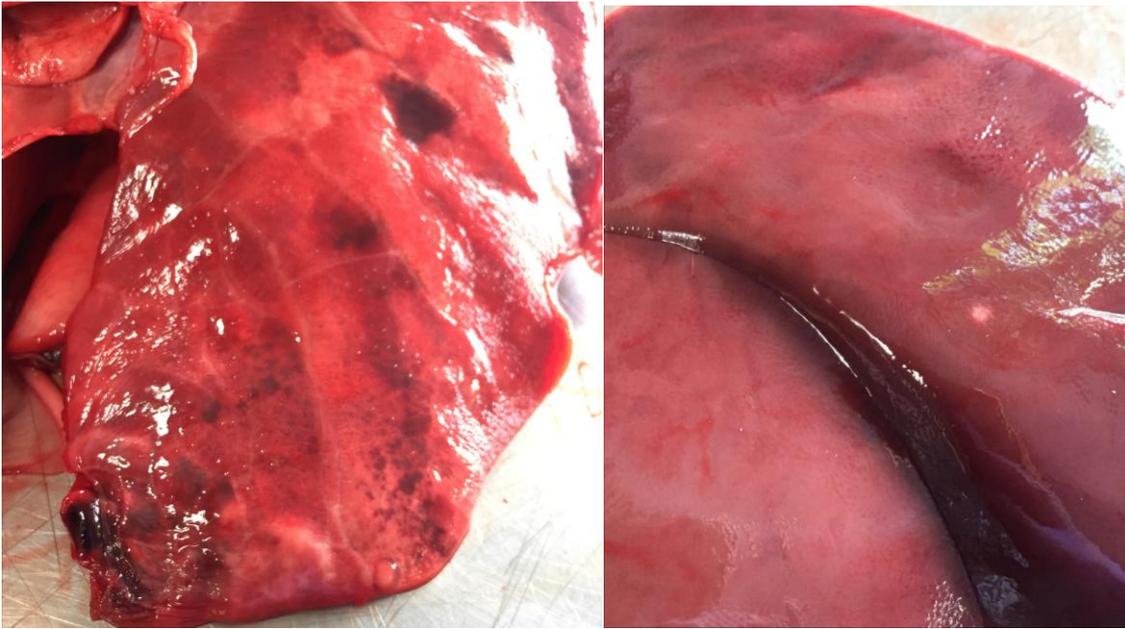
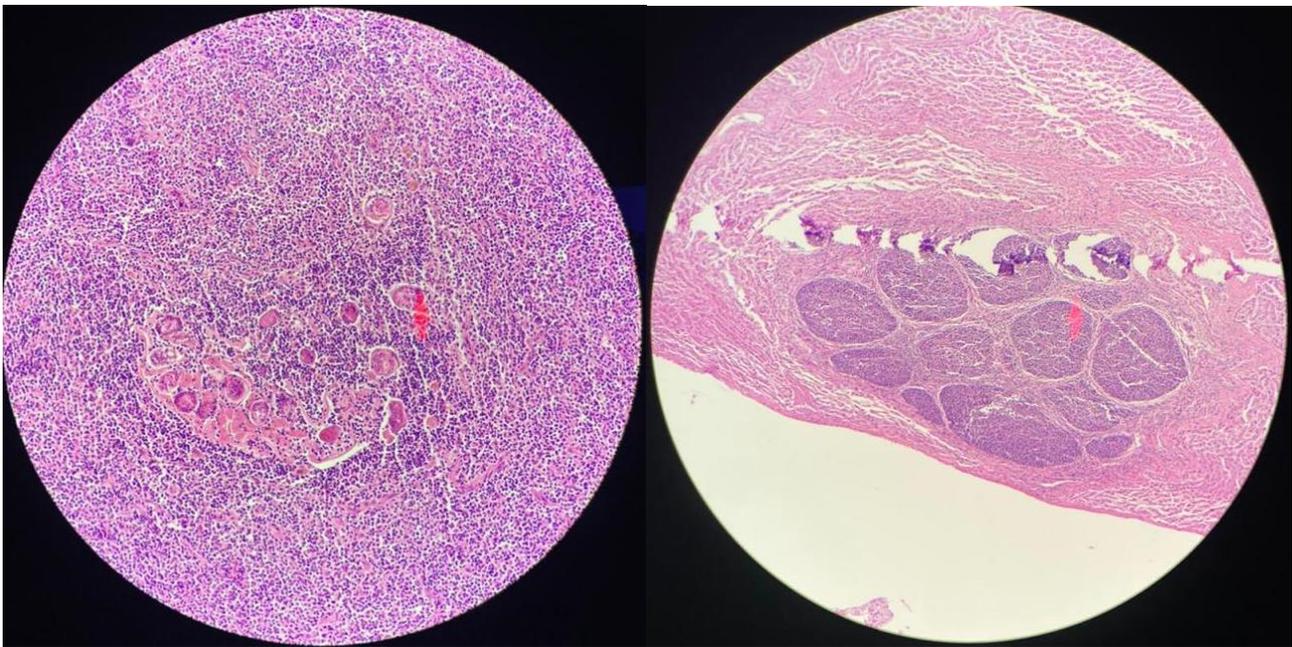


Figura 25 a y 25 b. Alteraciones macroscópicas en pulmón e hígado, remitidas a histopatología.



Figuras 26 a y 26 b. Preparado histológico de pulmón, tinción hematoxilina – eosina donde se aprecian a diferentes aumentos cortes transversales de nematodos degenerados, compatibles con *S. dentatus*.



Figura 27. Nematodos colectados en pulmones de un ejemplar joven.



Figura 28 a. Hembra adulta de *Metastrongylus pudendotectus*, donde se observa en su extremidad posterior una expansión cuticular prevulvar y en extremidad anterior un esófago de tipo muscular.



Figura 28 b. Extremidad posterior de hembra adulta de *Metastrongylus apri*.



Figura 29 a. Extremidad posterior de ejemplar macho de *M. pudendotectus*, en la esquina superior izquierda se observa la terminación de sus espículas.



Figura 29 b. Extremidad posterior de ejemplar de *M. apri*, en la esquina inferior izquierda se observa la terminación de sus espículas.

Se determinó sexo y longitud de todos (58) los ejemplares de *Metastrongylus* spp. colectados, se obtuvo un total de 21 (21/58) machos de 14 a 24 mm con un promedio de 19,38 mm, varianza de 11,25, desvío estándar de 3,35 y error típico de 0,73. Por otra parte, se registraron 37 (37/58) hembras con una longitud de 29 a 45 mm, promedio de 38,70 mm, varianza de 36,71, desvío estándar de 6,06 y error típico de 0,99. La razón sexual (proporción de machos a hembras) es de 1: 1.76.

En el Cuadro 9 se detalla cantidad de muestras de materia fecal, tipo de suelo y coordenadas geográficas correspondientes a cada localidad de captura.

Cuadro 9. Numero de muestras, tipo de suelo y coordenadas geográficas de las localidades de captura.

| Cantidad de muestras | Localidad | Elementos parasitarios presentes | Tipo de suelo | Coordenadas |
|----------------------|------------------------------|--|---------------|-----------------------------|
| 1 | Cerro de Batoví, Tacuarembó. | Ausente. | Basalto | 31°52'33"S 56°00'41"O |
| 11 | Paso Farías, Artigas. | Ooquistes de coccidia, <i>Trichuris</i> spp., acaro no parasito. | Basalto | 30°27'55.33"S 57° 5'39.08"O |
| 10 | Cuaró y Cuareim, Artigas. | Trematodos, <i>Ascaris</i> spp., <i>Trichuris</i> spp. | Basalto | 30°19'10.14"S 57°13'56.31"O |
| 7 | Cerrito, Artigas. | <i>Metastrongylus</i> spp., <i>Physocephalus</i> spp., Trematodos, <i>Strongyloides</i> spp. | Basalto | 30° 7'23.72"S 56°53'14.93"O |
| 3 | Sepultura, Artigas. | Ausente. | Basalto | 30°46'36.68"S 56° 5'5.15"O |
| 5 | Sequeira, Artigas. | <i>Metastrongylus</i> spp. y Trematodos. | Basalto | 31° 2'23.31"S 57°9'47.86"O |
| 9 | Timbauba, Artigas. | Ooquistes, <i>Metastrongylus</i> spp. | Basalto | 30°18'28.57"S 57°6'9.01"O |
| 1 | Cañada Yuquerí, Artigas. | Huevos no identificados. | Basalto | 30°12'42.18"S 56°40'37.51"O |
| 1 | Parada Fariña, Artigas. | Huevos no identificados. | Basalto | 30°28'12.44"S 56°39'50.99"O |
| 2 | Potrero sucio, Artigas. | Huevos no identificados. | Basalto | 30°15'21.17"S 56°38'44.38"O |

12. DISCUSIÓN

En este trabajo, en el que el principal objetivo fue conocer los géneros parasitarios presentes en los jabalíes y cerdos asilvestrados de vida libre que habitan la zona norte del Uruguay, se identificaron siete géneros parasitarios (*Ascaris*, *Hyostrongylus*, *Metastrongylus*, *Oesophagostomum*, *Physocephalus*, *Strongyloides*, *Trichuris*) que ya han sido diagnosticados en esta especie animal en otros países (Eslami y Farsad-Hamdi, 1992; Solaymani-Mohammadi et al., 2003).

Los parásitos gastrointestinales y pulmonares reportados concuerdan con los hallados por Espinosa y Ríos (2013) en cerdos domésticos de Uruguay, a excepción de *B. coli* y *M. hirudinaceus*, que no fueron encontrados en los jabalíes examinados en este trabajo, si bien por las características ambientales y los ciclos biológicos podrían estar presentes (Bowman y Miró, 2011; Roepstorff y Nansen, 1998).

Se registraron más muestras positivas en hembras aunque el número de muestras analizadas fue mayor. Una mayor prevalencia de parásitos en las hembras podría deberse a sus hábitos de vida ya que, como lo mencionan Lombardi et al. (2015), éstas forman nidos y permanecen juntas luego de tener a sus crías, lo que facilitaría la infección.

Como era de esperarse los animales jóvenes presentaron un mayor porcentaje de positividad a helmintos, la cual va disminuyendo a medida que aumenta la edad de los ejemplares.

En cuanto a la razón sexual hallada en los adultos de *Metastrongylus* spp., se puede decir, que según lo mencionado por Poulin (1997), es frecuente que poblaciones de nematodos y otros helmintos dioicos, tengan razones sexuales sesgadas hacia las hembras, particularmente a bajas prevalencias o intensidades de infección, como parece ser el caso de los jabalíes examinados en el presente estudio.

La longitud registrada para los adultos de *Metastrongylus* spp. se encuentra dentro de los rangos mencionados para hembras y machos de *M. apri* y *M. pudendotectus* por Cordero del Campillo, Hidalgo y Díez (1999). El mayor tamaño de las hembras con respecto a los machos es un rasgo común en los nematodos parásitos (Lapage et al., 1979).

Se observó mayor presencia de géneros como *Trichuris*, *Physocephalus* y *Metastrongylus* en categorías jóvenes. En adultos se encontró *Ascaris* y *Metastrongylus*. Esto difiere en parte con lo mencionado por Carballo (1978), donde describe que en los cerdos domésticos de categorías jóvenes existe mayor prevalencia de *A. suum* y *T. suis*.

El hallazgo de *Ascaris*, *Oesophagostomum*, *Metastrongylus*, *Hyostrongylus* y *Trichuris* concuerda con lo reportado por Ciocco et al., (2019) al analizar una población de cerdos salvajes de la Bahía de Samborombón, Argentina, mediante exámenes coproparasitarios de 30 ejemplares. Además, dichos autores registraron otros seis géneros parasitarios; *Eimeria*, *Isospora*, *Iodamoeba*, *Macracanthorhynchus* y *Globocephalus*.

Trabajando con cerdos salvajes y jabalíes en Texas, EUA, Coombs y Springer (1974) recuperaron adultos correspondientes a los géneros *Metastrongylus* (*M. apri* y *M. pudendotectus*), *Gongylonema*, *Ascaris*, *Globocephalus* y *Stephanurus*, así como quistes de *Sarcocystis* spp., de diferentes órganos a través de necropsias.

Metastrongylus apri y *M. pudendotectus*, tal como se observó en el presente trabajo, suelen encontrarse parasitando conjuntamente al mismo hospedero como lo describía Calzada (1935) en su trabajo sobre helmintos presentes en el Uruguay. Al respecto, Alonso (2005) demostró la ocurrencia de sinergismo entre estas dos especies, lo cual favorece la supervivencia y maduración de formas adultas de ambas especies, esto se manifiesta con mayores tasas de infección cuando parasitan en forma simultánea. Por su parte, Anderson (2000) menciona que *M. apri* y *M. pudendotectus* suelen ser encontrados juntos en los suinos y señala que raramente desarrollan una infección si parasitan por separado, concluyendo que *M. apri* se comporta como mutualista facultativo y *M. pudendotectus* como mutualista obligado.

La identificación de huevos de *Strongyloides* spp. ha sido mencionada en Brasil por Moura (2020) sobre una población de jabalíes de vida libre y cerdos domésticos, junto a estrombiloideos, metastrongiloideos. Además, a partir de órganos recolectados en necropsias identificó a *M. pudendotectus*, *G. urosululatus*, *M. salmi*, *S. dentatus*, *S. ransomi*, *A. strongylina*, *T. suis*, *A. suum*, *O. dentatum* y *M. hirudinaceus*.

El diagnóstico de *Ascaris* sp., *Trichuris* sp. y *Metastrongylus* spp. concuerda con los hallazgos de Jarvis et al. (2007) en el examen de materia fecal de jabalíes provenientes de una isla del oeste de Estonia. Por otra parte, en el estudio de vísceras, señalan la presencia de larvas de *T. hydatigena*.

Los registros de *Strongyloides* sp., *Ascaris* sp., *Metastrongylus* spp., y *Trichuris* sp. son también mencionados por Castagna et al. (2019), quienes realizaron exámenes coproparasitarios en jabalíes de la región sur de Italia y además, señalan la presencia de *D. dendriticum*.

Al examinar pulmones de tres jabalíes de una misma piara, únicamente el ejemplar más joven presentó adultos de *Metastrongylus* spp., lo que lleva a pensar en una posible resistencia frente a este parásito relacionada a la edad de los hospedadores. En este sentido, Kruse y Ferguson (1980) describen en cerdos domésticos una forma de resistencia a *Metastrongylus* spp. por inmunidad adquirida y otra por resistencia condicionada por la edad.

La recuperación de formas adultas de nematodos pulmonares como *Metastrongylus* spp., concuerda con lo descrito por De la Muela, Hernández de Luján y Ferre (2001) quienes a través del examen macroscópico de órganos recuperaron larvas y adultos de *M. apri* y *M. pudendotectus*.

Las lesiones histopatológicas en el parénquima pulmonar de dos cerdas adultas se consideraron compatibles con las causadas por la migración de larvas de *S. dentatus*. Dunne (1967) describe la posibilidad de encontrar dichas larvas en

órganos debido al tipo de migración que realizan a través del torrente sanguíneo. Al respecto, Coombs y Springer (1974) describen lesiones pulmonares de zonas encapsuladas conteniendo material caseoso, causadas por larvas y adultos de esta especie y, consideran un hallazgo común en cerdos domésticos en Texas. En Uruguay no se han registrado casos autóctonos de *S. dentatus* en cerdos domésticos, los casos reportados correspondieron a suinos importados desde Brasil (Cassamagnaghi, 1917), por lo que el presente hallazgo podría estar indicando un nuevo registro para la fauna parasitaria de nuestro país, a ser confirmado en estudios futuros mediante el hallazgo de ejemplares adultos de esta especie.

Llama la atención la ausencia de *B. coli* y *M. hirudinaceus* en las diferentes técnicas coproparasitarias utilizadas en este trabajo, como si menciona su presencia Respaldiza (2007) en muestras de materia fecal de jabalíes mediante técnicas similares. En nuestro país estas dos especies han sido registrados en cerdos domésticos y, si bien *M. hirudinaceus* tiene un ciclo indirecto que involucra a un hospedador intermediario (Dunne, 1967) el cual está presente en el país y *B. coli* se ve favorecido por tener un ciclo directo, su prevalencia en esta especie podría ser baja.

La presencia de géneros como *Ascaris* y *Trichuris*, presenta un riesgo potencial a la salud humana, ya que Acha y Szyfres (2003) los mencionan como agentes causales de Ascariasis y Trichuriasis en el hombre.

13. CONCLUSIONES

La fauna parasitaria identificada en jabalíes y cerdos asilvestrados no es exclusiva de esta especie, también la comparte con cerdos domésticos.

En categorías jóvenes se detectaron más taxones parasitarios y mayor prevalencia de infección en comparación con adultos.

Llamativamente no se diagnosticó *B. coli* y *M. hirudinaceus*.

Teniendo en cuenta las enfermedades parasitarias de importancia zoonótica que el jabalí pueda transmitir, algunos de los géneros identificados podrían constituir un riesgo a la salud humana, por ejemplo *Ascaris* y *Trichuris*.

Se observaron lesiones y estructuras parasitarias compatibles con *S. dentatus*, que de confirmarse constituiría un nuevo registro para la fauna parasitaria de nuestro país.

14. BIBLIOGRAFÍA

- Acha, P., y Szyfres, B. (2003). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y los animales: Parasitosis* (Vol. 2). Washington: Organización Panamericana de la Salud.
- Alonso, M. (2005). *Respuesta inmune celular y humoral del porcino ibérico frente a la metastrongylosis* (Tesis doctoral). Facultad de Veterinaria, Universidad de Extremadura, Cáceres.
- Anderson, R. C. (2000). *Nematode parasites of Vertebrates. Their development and transmission* (2ª ed.). Wallingford: CABI.
- Altuna, M., Mirazo, S., y Castro, G. (2020). Vigilancia sanitaria y control de Jabalíes. *Revista Plan Agropecuario*, (176), 34-37.
- Bengis, R., Leighton, F., Fischer, J., Artois, M., Mörner, T., y Tate, C. (2004). The Role of Wildlife in Emerging and Re-Emerging Zoonoses. *Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)*, 23(2), 497-512.
- Bowman, D., y Miró, G. (2011). *Georgis parasitología para veterinarios* (9ª ed.) Barcelona: Elsevier.
- Calzada, V., (1935). Sobre los helmintos que parasitan los animales del Uruguay. *Revista de medicina veterinaria*, 3(36), 291-303.
- Carballo, M. (1978). Importancia de las endoparasitosis en la producción de cerdos. *Veterinaria (Montevideo)*, 14(Supl. 2), 17-25.
- Cassamagnaghi, A. (1917). *Stephanurus dentatus* Diesing. *Revista de Medicina Veterinaria (Uruguay)*, 2(14), 450-451.
- Castagna, F., Musella, V., Esposito, L., Poerio, A., Rinaldi, L., Bosco, A. ... Britti, D. (2019). Helminths of Wild Boar (*Sus scrofa*) in the Calabrian Region of Southern Italy. *Journal of Wildlife Diseases*, 55(2), 416-420. doi: 10.7589/2018-02-028
- Ciocco, R., Carpinetti, B., Rojas, P., Castresana, G., y Notarnicola, J. (2019). Endoparásitos de una población de cerdos silvestres (*Sus scrofa*) en Bahía Samborombón, Buenos Aires, Argentina. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 90(1), 1-10.
- Coombs, D., y Springer, M. (1974). Parásitos de híbridos de cerdo feral cruza Jabalí europeo en el sur de Texas. *Journal of Wildlife Diseases*, 10(4), 436-441. doi: 10.7589 / 0090-3558-10.4.436

- Cordero del Campillo, M., Hidalgo, M., y Díez, N. (1999). Parasitosis del aparato digestivo. En M. Cordero del Campillo, y F. A. Rojo Vázquez, *Parasitología Veterinaria* (pp. 507-510). Madrid: McGraw Hill-Interamericana.
- De la Muela, N., Hernández de Luján, S., y Ferre, I. (2001). Helminths of wild boar in Spain. *Journal of Wildlife Diseases*, 37(4), 840–843.
- Dunne H. (1967). *Enfermedades del cerdo*. México: Tipográfica Editorial Hispano-Americana.
- Eslami, A., y Farsad-Hamdi, S. (1992). Helminths Parasites of Wild Boar, *Sus scrofa*, in Irán. *Journal of Wildlife Diseases*, 28(2), 316-318.
- Espinosa, B., y Ríos, E., (2013). *Relevamiento coproparasitario en criaderos familiares de suinos de distintos departamentos del Uruguay* (Tesis de grado). Facultad de Veterinaria, Udelar, Montevideo.
- González, A., Arbones, M., Iglesias, R., Fernández, C., y Pastor, I. (2020). Riesgos parasitológicos en la práctica de la caza mayor: el jabalí. Investigación. *Cultura, ciencia y tecnología*, 12(23), 59-65. Recuperado de <http://www.institutociencia.es/revista/revista-23-2020>
- Järvis, T., Kapel, C., Moks, E., Talvik, H., y Mägi, E. (2007). Helminths of wild boar in a isolated population near the northern limit of its habitat. *Veterinary Parasitology*, 150(4), 366-369. doi: 10.1016 / j.vetpar.2007.09.015
- Kruse, G., y Ferguson, D. (1980). Continued studies of the porcine lungworm *Metastrongylus apri* (Ebel, 1777) Vostokov, 1905 (Metastrongylidae: Nematoda). *Journal Series, Nebraska Agricultural Experiment Station*, 2, 113-127.
- Lapage, G., Gibson, T., y Beesley, W. (1979). *Parasitología Veterinaria*. Editorial continental, México. 623 – 630.
- Lombardi, R., Geymonat, G., y Berrini, R. (2015). *El Jabalí en el Uruguay. Problema, desafío y oportunidad*. Montevideo: Forestal Atlántico Sur y Weyerhaeuser.
- Miller, R., Sweeney, S., Sloomaker, C., Grear, D., Di Salvo, P., Kiser, D., y Shwiff, S. (2017). Cross-species transmission potential between wild pigs, livestock, poultry, wildlife, and humans: implications for disease risk management in North America. *Scientific Reports*, 7(1), 1-14.
- Moura, I. (2020). *Helminths parasites of Javalís (Sus scrofa Linnaeus, 1758) Selvagens na região do estado de Sao Paulo* (Tesis de grado). Universidad Estadual Paulista, San Paulo.
- Niec, R. (1968). *Cultivo e identificación de larvas de nematodes gastrointestinales del bovino y ovinos*. Buenos Aires: INTA. 1-37.

- ONG interpuso recurso de revocación contra decreto de caza y llama a "tormenta en redes". (2022). *El País*. Recuperado de <https://www.elpais.com.uy/informacion/politica/ong-interpuso-recurso-revocacion-decreto-caza-instan-manifestar-redes.html>
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2013). *Foodborne parasites. Ranking for risks management*. Recuperado de <https://www.fao.org/3/au641e/au641e.pdf>
- Organización Mundial de la Salud. (2018). *Ranking basado en múltiples criterios para la gestión de riesgos de parásitos transmitidos por alimentos*. Roma: FAO.
- Phoyú, V. (2010). *Evaluación microbiológica de la carne del jabalí (Sus scrofa)* (Tesis de grado). Facultad de Veterinaria, Udelar, Montevideo.
- Poulin, R. (1997). Population Abundance and Sex Ratio in Dioecious Helminth Parasites. *Oecologia*, 111(3), 375-380.
- Respaldiza, E. (2007). El Jabalí, *Sus scrofa* (L, 1758). Consideraciones epizootiológicas sobre algunas parasitosis y técnicas de diagnóstico para su control. *Anales de la Real Academia de Ciencias Veterinarias*, 15(15), 139-170.
- Roepstorff, A., y Nansen, P. (1998). *Epidemiology, diagnosis and control of helminth parasites of swine*. Roma: FAO.
- Rosell, C., Fernández Llario, P., y Herrero, J. (2001). El Jabalí (*Sus scrofa* Linneaus, 1758). *Galemys*, 13(2), 1-25.
- Sanguinetti, J., y Pastore, H. (2016). Abundancia poblacional y manejo del Jabalí (*Sus scrofa*): Una revisión global para abordar su gestión en Argentina. *Mastozoología Neotropical*, 23(2), 305-323.
- Solaymani-Mohammadi, S., Mobedi, I., Rezaian, M., Massoud, J., Mohebal, M., Hooshyar, H., ... Rokni, M. (2003). Helminth parasites of the wild boar, *Sus scrofa*, in Luristan province, western Iran and their public health significance. *Journal of Helminthology*, 77, 263-267.
- Uruguay (1982, diciembre 15). Decreto N° 463/ 982: Declaración de plaga Nacional del Jabalí europeo. Montevideo: IMPO.
- Vázquez, J. (2015). *Evaluación del Estado Sanitario del Jabalí en la Sierra de Aracena (Huelva) y sus Factores de Riesgo Asociados* (Tesis de doctorado). Facultad de Veterinaria, Universidad de Murcia.

Winter, M. (2019). *Evaluación del rol de los jabalíes y roedores en el ciclo silvestre de Trichinella spp. en el noreste de Patagonia* (Tesis doctoral). Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Buenos Aires.

Winter, M., Pasqualetti, M., Fariña, F., Ercole, M., Failla, M., Perello, M., ...Ribicich, M. (2018). Trichinellosis surveillance in wildlife in northeastern argentine patagonia. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 11, 32-35.

15. ANEXOS

Anexo 1:

Decreto N° 463/ 982 del 15 de diciembre de 1982:

VISTO: los daños que los jabalíes ocasionan a la producción nacional;

RESULTANDO:

I) el decreto N° 463/982, de 15 de diciembre de 1982 declara plaga nacional el jabalí (*Sus scrofa*) y autoriza su libre caza, transporte, y comercialización e industrialización en todo el territorio nacional;

II) el art. 211 de la ley N° 14.106 faculta a las autoridades dependientes del Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca para realizar por sí y a costo del propietario, las campañas de lucha contra las plagas de cualquier naturaleza, dentro de sus respectivas competencias, en aquellos establecimientos o predios en que no se cumplan las disposiciones legales y reglamentarias correspondientes;

CONSIDERANDO:

I) los perjuicios, que para la economía del país, resultan de los daños provocados por los jabalíes en los cultivos y majadas;

II) necesario instrumentar las medidas tendientes a reducir las poblaciones de jabalíes a fin de disminuir los perjuicios económicos que ocasionan a los productores rurales;

III) necesario reglamentar la participación del Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca a través de las Direcciones Generales de Servicios Agrícolas y de Recursos Naturales Renovables en el manejo de la campaña de combate del jabalí dentro del ámbito de sus competencias;

Artículo 1

Inclúyase en la nómina de plagas de la agricultura a que refiere el art. 7° del decreto de 9 de marzo de 1912, reglamentario de la ley N° 3.921, de 28 de octubre de 1911 al jabalí (*Sus scrofa*).

(Decreto N° 463/ 982 del 15 de diciembre de 1982).

Anexo 2:

Núcleo de Salud Animal de Tacuarembó (NUSAT)

Informe de Caso

Caso# T 215-22 Informe

Tacuarembó, 23 de marzo de 2022.

| | |
|---|--|
| <p>Propietario: - <u>Establecimiento:</u> Jabalí de cacería <u>DI.CO.SE:</u> - Paraje: - <u>Departamento:</u> Tacuarembó <u>Veterinario:</u> Soledad Nuñez <u>Teléfono:</u> 092 459 851 <u>e-m@il:</u> solenunez298@gmail.com <u>Fecha de entrada:</u> 23-03-22</p> | <p><u>Motivo de consulta:</u> nódulos en hígado y pulmón <u>Especie:</u> <i>Sus scrofa</i> <u>Nombre/caravana:</u> - <u>Sexo:</u> Macho <u>Raza:</u> - <u>Edad:</u> lechón <u>Cantidad de Expuestos:</u> - <u>Cantidad de Enfermos:</u> 1 <u>Cantidad de Muertos:</u> - <u>Periodo de evolución:</u> -</p> |
|---|--|

Antecedentes / signos clínicos / historia: Lechón de jabalí de cacería con 20/25 kg, macho, capturado en el mes de Febrero, sobre costas del Río Tacuarembó grande y Tacuarembó chico. Enviaron muestras de corazón, riñones, hígado y pulmones. En pulmón se encontraron parásitos adultos, correspondientes a *Metastrongylus apri* y *M. pudendotectus*. Las lesiones en pulmón eran nódulos firmes de diferentes tamaños (0,5 a 1cm aprox.) , sobre los bordes caudales. En hígado se vió dos puntos blanquecinos de 0,4 cm, en lóbulos diferentes. En los demás órganos no se observó alteraciones macroscópicas.

Examen macroscópico: Se recibieron fragmentos de hígado y pulmón fijados en solución formalina. Tanto en fragmentos de hígado como en pulmón se veían nódulos bien delimitados de consistencia firme y color blanquecino, visibles a la superficie pleural en el pulmón y en la superficie capsular del hígado, profundizándose en el parénquima de los respectivos órganos. En muestras de pulmón dichos nódulo median hasta 1cm de diámetro y en el hígado, hasta 0,4cm.

Examen microscópico: **Hígado:** en distribución multifocal se observa infiltrado inflamatorio acentuado y bien delimitado, compuesto por abundantes linfocitos, plasmocitos, macrófagos y, en menor número eosinófilos formando estructuras multilobuladas en medio al parénquima hepático. En el centro del infiltrado se nota deposición de restos celulares necróticos y material eosinofílico amorfo. En el interior de dichas áreas se observan cortes transversales de estructuras parasitarias degeneradas, conteniendo una cutícula eosinofílica de aproximadamente 1 a 2 µm de espesor y un diámetro total de aproximadamente 20 µm. El parénquima remanente se encuentra sin alteraciones.

Pulmón: expandiendo espacios alveolares en distribución multifocal bien delimitada, se

Núcleo de Salud Animal de Tacuarembó (NUSAT)

observa un infiltrado inflamatorio moderado de linfocitos, plasmocitos, macrófagos y algunos eosinófilos y neutrófilos, formando estructuras multilobuladas en medio al parénquima. En la porción central del infiltrado granulomatoso se observa deposición de material necrótico y numerosos cortes transversales de estructuras degeneradas de nematodos de aspecto similar al descrito anteriormente en el hígado. El tejido pulmonar remanente no exhibe alteraciones significativas.

Diagnóstico morfológico:

Hígado: hepatitis granulomatosa y eosinofílica, crónica, multifocal acentuada, asociado a cortes transversales de nematodos degenerados.

Pulmón: neumonía granulomatosa y eosinofílica, crónica, multifocal moderada, asociado a cortes transversales de nematodos degenerados.

Diagnóstico etiológico: compatible con granulomas parasitarios por *Stephanurus dentatus*

| |
|--|
| <p><u>Comentarios:</u> a pesar que las estructuras parasitarias ya se encontraban degeneradas en la histología, las características observadas permiten concluir que las lesiones son compatibles con el parasitismo por <i>Stephanurus dentatus</i>.</p> |
|--|

Responsables del caso

Fabiana Boabaid, Fabiana López, Luiz Oliveira.
Médicos Veterinarios del Núcleo de Salud Animal Tacuarembó