

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS**

Trabajo de tesis realizado como requisito
Para optar al título de
DOCTORA EN CIENCIAS VETERINARIAS

**ECTO Y ENDOPARASITOSIS DE *Didelphis albiventris* TEMMINCK, DEL NEA
(MARSUPIALIA, DIDELPHIDAE)**

Autora: Santa Cruz, Antonia Concepción Miropé
Directora: Profesora Dra. Venturini, Lucila

Lugar de trabajo: Cátedra de Zoología y Recursos Fáunicos.
Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad
Nacional del Nordeste, UNNE.

Miembros del Jurado:
Dra. Navone, Graciela
Dra. Radman, Nilda
Dr. Tolosa, José S.

**Para mis padres porque me brindaron lo
mejor.
Para Miguel por tanto amor y experiencias
de vida compartidas.
Para mi hijo Miguel Jorge por ser lo mejor
que me pasó en la vida.**

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a todas aquellas personas que de una u otra forma han colaborado en la realización del presente trabajo, de modo especial:

A la memoria de quien fuera mi Director el Profesor Dr. Oscar J. Lombardero, por la confianza depositada en mí durante la mayor parte del desarrollo de éste trabajo y por haberme señalado con tanto empeño y dedicación los caminos apasionantes de la Parasitología y Enfermedades Parasitarias, quien además me enseñó que la investigación implica responsabilidad, honestidad, abnegación y humildad.

A mi Co- Directora y actual Directora Dra. Lucila Venturini por su permanente asesoramiento, por allanarme el camino y alentarme cuando surgían el desánimo y las dudas.

Muy especialmente al querido Dr. Juan Toribio Borda y su esposa Marisa Monfardini, por su generosa amistad, permanente apoyo y colaboración para llevar adelante mi trabajo.

A los Dres Marcial Sánchez Negrete y María Montenegro dilectos amigos y colegas que me brindaron su invaluable apoyo para los diagnósticos histopatológicos.

Al Dr. Antonio Romano y Flia. porque siempre me alentaron y fundamentalmente por brindarme su amistad.

A mi ex becaria Med. Vet. Laura G. Gómez, por la colaboración en el desarrollo experimental del trabajo.

A mis queridos compañeros y amigos de la cátedra Zoología y Recursos Fáunicos de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la UNNE, por su comprensión y permanente aliciente: Médicos Veterinarios: Juan Pablo Roux, José Antonio González, Oscar Alfredo González, Pedro Angel Tocalino, Julio César de la Cruz Navías, Julio César Ortiz, José Antonio, Figueredo Becario de Pregrado y Ayudante Alumno: Javier Alejandro Comolli.

A los colegas y amigos Médico Veterinario Olegario Héctor Prieto y a la Médica Veterinaria Nora Scheibler, de la cátedra de Parasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la UBA y Laboratorios Bayer de Argentina, por su empeño en la realización de los estudios de microscopía electrónica de barrido.

Al Dr. Juan Carlos Sampietro por el asesoramiento en la toma de microfotografías y compaginado del trabajo.

A mis amigos y colegas de la cátedra de Tecnología de la Leche y derivados por su permanente aliento y por el espacio cedido para llevar a cabo parte del trabajo.

A mi querida amiga y colega Susana Helena Scorza por haber estado siempre a mi lado cuando más la necesité

A mi amigo y colega Ricardo Stanoss, de la National Audubon Society, por todos sus consejos y fundamentalmente por su amistad.

Finalmente a todos los colegas y amigos de la Facultad de Ciencias Veterinarias, que siempre confiaron en mí y me estimularon a seguir adelante con éste trabajo.

INDICE DE CONTENIDOS

Título	1
Palabras claves	1
Resumen	1
Title	2
Key Words	2
Summary	2
Introducción	4
Objetivos	10
Materiales y Métodos	10
Metodos de Recolección	11
Metodos Entomológicos	11
Metodos Helmintológicos	11
Procesamiento para el estudio mediante microscopia electrónica de barrido (MEB)	12
Estudios de Parasitos en Sangre	12
Estudios de Parasitos en Musculos	12
Metodos Coproparasitológicos	13
Metodos Serológicos	14
Metodo Histológico	14
Resultados	14
Discusión y Conclusiones	74
Bibliografía	87
Anexos	100

ABREVIATURAS

- (aa) Abertura anal
 (ag) Abertura genital
 (ALNT) Animales de Laboratorio no Tradicionales
 (*B. migrans*) *Brachylaima migrans*
 (c) Capitulum
 (C. overa) comadreja overa
 (cx I) Coxa I
 (*C. parvum*) *Cryptosporidium parvum*
 (*C. tentaculata*) *Cruzia tentaculata*
 (*C. felis felis*) *Ctenocephalides felis felis*
 (*D. albiventris*) *Didelphis albiventris*
 (*D. virginiana*) *Didelphis virginiana*
 (*D. hayesi*) *Didelphostrongylus hayesi*
 (*D. prolobo*) *Duboisella prolobo*
 (*G. turgidum*) *Gnathostoma turgidum*
 (*G. didelphis*) *Gnathostoma didelphis*
 (*H. capsulatum*) *Histoplasma capsulatum*
 (*I. loricatus*) *Ixodes loricatus*
 (*I. didelphis*) *Ixodes didelphis*
 (L₁) Larva 1
 (L₂) Larva 2
 (L₃) Larva 3
 (L3A) Larva 3 de estadio avanzado
 (MEB) Microscopio Electrónico de Barrido
 (ML) Microscopio de Luz
 (NF) Formulación Nacional de US
 (PAS) Acido periódico de Schif
 (pa) Placas adanales
 (pt I) I Par de patas
 (pt II) II Par de patas
 (pt III) III Par de patas
 (pt IV) IV Par de patas
 (*R. sanguineus*) *Rhipicephalus sanguineus*
 (*R. coronatus*) *Rophalias coronatus*
 (*T. didelphis*) *Trichuris didelphis*
 (*T. turgida*) *Turgida turgida*
 (*Z. goliath*) *Zonorchis goliath*

**ECTO Y ENDOPARASITOSIS DE *Didelphis albiventris* TEMMINCK, DEL NEA
(MARSUPIALIA, DIDELPHIDAE)**

Palabras clave: ecto y endoparasitosis – *Didelphis albiventris* – NEA

RESUMEN

El objetivo del presente estudio fue determinar los ecto y endoparásitos que afectan a *Didelphis albiventris* del NEA, diferenciando las zoonosis de las que no son. Se investigaron 50 ejemplares de *Didelphis albiventris* (comadreja overa), de ambos sexos, de diferentes pesos y edades, procedentes de su habitat natural y capturadas en dos áreas de la ciudad de Corrientes, una de Formosa y Resistencia (Chaco), los que se sacrificaron para la obtención de las muestras. Se determinó la composición taxonómica, la carga parasitaria y los siguientes indicadores de infección: variación de intensidad, intensidad media, abundancia y prevalencia. En total se encontraron 821 artrópodos y 3452 helmintos. Para determinar las lesiones se realizaron estudios histológicos de los órganos afectados; el uso del microscopio electrónico de barrido permitió la visión tridimensional de los detalles microanatómicos, lo que posibilitó destacar estructuras morfológicas únicas, esto permitió realizar un rápido reconocimiento e interpretación, diferenciando especies a través de la comparación de estructuras. En la totalidad de los animales se realizó estudio de parásitos en sangre, estudio de parásitos en músculo, exámen coproparasitológico y métodos serológicos. Los artrópodos y helmintos fueron microfotografiados mediante microscopio estereoscópico, microscopio óptico y microscopio electrónico de barrido. Sobre la piel fueron identificadas tres especies de artrópodos (*Ctenocephalides felis felis*, *Rhipicephalus sanguineus* e *Ixodes loricatus*), en su sistema digestivo, pulmones e hígado. Se identificaron cinco especies de nematodos cuatro gastrointestinales *Turgida turgida*, *Cruzia tentaculata*, *Trichuris didelphis* y *Gnathostoma turgidum* y una pulmonar *Didelphostrongylus hayesi*; tres especies de trematodes, dos gastrointestinales *Brachilayma migrans*, *Rhopalias coronatus* y uno hepático *Zonorchis goliath*; dos especies de protozoarios intestinales *Cryptosporidium parvum* e *Isospora* sp. y una de hongo *Histoplasma capsulatum* en las glándulas adrenales. Se observó una mayor ocurrencia de artrópodos, siendo el insecto *Ctenocephalides felis felis* el mas hallado (96%). En cuanto a los nematodes el órgano que presentó mayor grado de parasitismo fue el pulmón (80%) siendo *D. hayesi* el único representante. Se hallaron tres parásitos considerados zoonóticos, *Brachilayma migrans*, *Cryptosporidium parvum* e *Histoplasma capsulatum*.

**ECTO AND ENDOPARASITOSIS OF *DIDELPHIS ALBIVENTRIS* TEMMINCK, FROM
DE NEA (*MARSUPIALIA, DIDELPHIDAE*)**

Key Words: ecto and endoparasitosis – *Didelphis albiventris* – NEA

SUMMARY

The main aim of the current study was to determine the ecto and endoparasites that affect the *Didelphis albiventris* from the NEA, differentiating the zoonosis from the ones that are not. 50 *Didelphis albiventris* (spotted weasel) of both sexes, of different weights and ages were investigated. They came from their natural habitat and were captured in two areas of the city of Corrientes, one of Formosa and one of Resistencia (Chaco). The animals were sacrificed to obtain samples. The taxonomic composition, the parasite charge, and infection indicators such as intensity variation, medium variation, abundance and prevalence were determined. In total, 821 arthropodes and 3.452 helminths were found. To determine the lesions studies of the affected organs were carried out; the use of the electronic scanning microscope allowed a three-dimensional view of the micro-anatomic details and it was possible to highlight unique morphologic structures which led to a quick recognition and interpretation, differentiating species through the comparison of the structures. In all the animals Studies of parasites in blood and in muscles, coproparasitologic test and serologic methods were carried out. The arthropods and helminths were micro-photographed with the stereoscopic microscope, optic microscope and electronic scanning microscope. Three species of arthropods (*Ctenocephalides felis felis*, *Rhipicephalus sanguineus* e *Ixodes loricatus*) were identified on the skin, eight species of helminths were identified in the animals' digestive system, lungs and liver from which five species correspond to *Turgida turgida*, *Cruzia tentaculata*, *Trichuris didelphis* y *Gnathostoma turgidum* and lung *Didelphostrongylus hayesi* gastrointestinal nematoda and three to trematoda, two to gastrointestinal *Brachilayma migrans*, *Rhopalias coronatus*, and one to hepatic *Zonorchis goliat*, two species of intestinal protozoa *Cryptosporidium parvum* e *Isospora* sp. and one of fungus *Histoplasma capsulatum* were identified in the adrenal glands. A greater occurrence of

arthropods was observed being the *Ctenocephalides felis felis* (96%) the most frequent insect found. As regards nematoda the organ that showed a greater degree of parasites was the lung (80%) being *D. hayesi* the only representative. Three parasites, *Brachilayma migrans*, *Cryptosporidium parvum* and *Histoplasma capsulatum*, considered zoonotic parasites were found.

INTRODUCCION

Los marsupiales de la actualidad representan a una ascendencia muy antigua, que se separaron de los placentarios durante el Cretácico temprano, hace 130 millones de años. El origen de los marsupiales (Laurasia o Gondwana), como su actual distribución disyunta en Australia y América y continúan siendo motivo de controversia, especulación e investigaciones. El registro fósil mas antiguo señala a América del Norte como el posible centro de origen durante el Cretácico medio. Sin embargo, el registro fósil del Cretácico superior de Sud América y la diversidad de formas, es considerada por otros como indicativo de que el origen del grupo fue Gondwana. En cuanto a su distribución disyunta actual ha quedado prácticamente descartada, ante la ausencia de registros fósiles, la hipótesis de su entrada a Australia por vía Asiática, mientras que prácticamente no quedan dudas de sus ingreso a Australia vía Antártica, cuando durante el Cenozoico temprano, Sud América, Antártica y Australia aún se encontraban en contacto o muy cerca una de otras. Los registros fósiles de marsupiales encontrados en la península Antártica y la ocurrencia de monotremas fósiles en la costa patagónica reafirman el contacto entre estos continentes y sugieren a Antártica como puente de dispersión de marsupiales antes de las glaciaciones. Los marsupiales experimentaron una gran radiación durante el Cenozoico y actualmente representan aproximadamente el 7% de los mamíferos de la región Neotropical. (www.cricyt.edu.ar/INSTITUTOS/iadiza/ojeda/marsupiales UICN Grupo Especialista de Marsupiales del Nuevo Mundo).

Su extraordinaria diversificación les ha permitido ocupar prácticamente todos los biomas, desde América del Norte hasta la Patagonia austral.¹⁰⁰

La antiguamente conocida como *D. azarae* o *D. paraguayensis*, recibe diferentes nombres vulgares tales como “comadreja overa”, “comadreja común”, “comadreja mora”, “comadreja grande”, “comadreja picaza”, “mbicuré” voz guaraní que significa hediondo, “mbicuré – hu”, “mbicuré-eté, mu-curé” (guaraní), como se las conoce habitualmente en nuestro medio, aunque el más apropiado es el de “zarigüeya” que procede de la voz indígena “sarigüe”, “tlacuache” “tacuaches” en México, “rabipelado de orejas blancas” o “faro” en Venezuela, “chucha común”, zorrachucha” en Colombia, “raposa”, “yalu”, “zorra grande” o “zarigüeya” en Ecuador, “carachupa” en Bolivia, “intuto” en Perú, “comadreja” en Paraguay, “gambá” y “saruê” en Brasil, “white eared opossum” en inglés.

Sus características morfológicas, anatómicas y fisiológicas son bien conocidas.

Características: se caracterizan por poseer tamaño mediano, los machos son mas grandes que las hembras, pueden llegar a medir 50 cm. (cuerpo y cabeza), 40 cm. (cola) en cuanto al peso corporal de los adultos: es de aproximadamente 2,500 Kg., con el cuerpo macizo, cuello grueso, hocico alargado y las orejas bien desarrolladas, los miembros anteriores son mas cortos que los posteriores, con cinco dedos bien separados, provistos de uñas, excepto en el pulgar oponible, utilizado para asir ramas finas al trepar. Cola larga, fuertemente prensil, bastante gruesa, redonda y aguzada, cubierta de pelos solo en la base, el resto con finas escamas negras al principio y blanquecinas al final, muy fuertes como para soportar varias veces el peso del cuerpo (Masoiá et al.)

La hembra posee un marsupio bien desarrollado, en cuyo interior se encuentran por lo general trece mamas (12 distribuidas en forma de herradura y una en el centro), aunque en algunos casos su número puede variar entre siete a diecisiete; poseen un pelaje lanoso y denso, el dorso negruzco, con algunos pelos blancos y la zona ventral blanco amarillenta. Cabeza blanca con una banda oscura en medio de la misma que termina entre los ojos. Franja oscura alrededor de los ojos. Su forma de reproducción es diferente al resto de los mamíferos placentarios, la actividad reproductiva ocurre entre diciembre y enero, el período de gestación en cautiverio es de aproximadamente 14 días, al término de los cuales las crías en número de hasta 15 (11.000 veces más pequeñas que la madre) 14 mm. de largo y 150 mg. de peso, migran del útero al marsupio, éstas crías son amorfas, con los ojos cerrados y las orejas aun no desarrolladas, luego de cincuenta días su desarrollo es completo, su tamaño es similar al de un ratón, el pelo cubre todo el cuerpo y los ojos están abiertos, El período de lactancia es de sesenta días, al cabo de los cuales abandonan el marsupio en forma temporal, porque entran y salen de la bolsa aunque haya finalizado la lactancia, de esa manera sale a buscar alimento transportándolas sobre el lomo, para ello cruza la cola hacia arriba y las crías enroscan sus colas en la de ella para sostenerse, tienen en ese momento un tamaño equivalente al de una rata. Su metabolismo es mas bajo y la termorregulación es débil, razón por la cual su temperatura es levemente inferior a la de otros mamíferos lo que favorece su adaptación alternativa. Iodice, O. H. (1988).

Respecto al habitat esta especie se adapta fácilmente a diferentes ambientes pero generalmente frecuenta lugares con vegetación y cercanos a cuerpos de agua. Son omnívoros, se alimentan de vegetales, frutas, huevos, insectos, lombrices, pequeños vertebrados y desperdicios de las viviendas humanas. Viven generalmente en madrigueras, sin embargo no construyen nidos propios y utilizan los huecos de los árboles, de los troncos caídos, etc. Es un animal hosco, solitario, se autoabastece y se basta por si mismo, se los ve en pareja únicamente en la época reproductiva, de hábitos crepusculares aunque predominantemente nocturnos, ágiles sobre los árboles, si bien frecuentemente incursionan en tierra donde se desplazan torpemente, sin embargo son muy buenas nadadoras. Actualmente, se distribuyen solo en dos regiones del mundo: Australia, Nueva Zelanda e islas adyacentes y América.

En la Argentina *Didelphis albiventris* tiene una amplia distribución, prácticamente en todo el país desde el paralelo 41° latitud sur en la Provincia de Río Negro hacia el norte.

Las particularidades de este marsupial hicieron que en la década de 1960 surgiera como modelo experimental de interés para los investigadores, ya que los resultados de una investigación o la confiabilidad de los datos de una prueba o reacción dependen, muy frecuentemente, de la acertada elección del animal utilizado para la experiencia. A consecuencia de esto se han comenzado a utilizar, desde hace algunos años, como animales de laboratorio no tradicionales. Este grupo de mamíferos muy exclusivos se destacan, fundamentalmente por el hecho de haber sobrevivido con escasas variaciones a través de millones de años de evolución, lo que los convierte en verdaderos "fósiles vivientes". Iodice, O. H. (1988).

Particularidades e importancia como modelo animal:

Particularidades: las zarigüeyas establecen un excelente ejemplo de las propiedades que hacen de los marsupiales modelos de elección para ser usados como animales de laboratorio. El opossum norteamericano (*Didelphis virginiana*) ha sido la especie mas estudiada en éste sentido Jurgelski Jr., W. (1974), Sherwood, B. F. et al. (1969).

Se resumen las particularidades más relevantes y las aplicaciones de estos mamíferos en la investigación biomédica.

A- Particularidades reproductivas

- A₁) Corto período de gestación, uno de los más cortos para los mamíferos.
- A₂) Posee una placenta tipo saco vitelino, que no se implanta por lo que puede cultivarse *in vitro*.
- A₃) Tiene un estado de desarrollo semiembrionario al nacer y posterior permanencia dentro del marsupio, por lo que existen estudios avanzados para la obtención de un “marsupio artificial”, esto más lo expuesto en el ítem A₁ en el futuro permitiría la crianza *in vitro* de éste mamífero desde su fecundación hasta la adultez.
- A₄) El embrión recibe una mínima influencia materna, provista solo por el microambiente del marsupio y la provisión de leche (no existe comunicación sanguínea).
- A₅) Posee un alantoides que funciona como reservorio urinario, lo que permite estudiar los catabolitos producidos durante la organogénesis intrauterina.

B- Particularidades ontogénicas: la mayor parte de estos procesos se producen extra útero. Algunos de los cambios que ocurren en la bolsa marsupial son:

- B₁) formación del sistema inmunitario y establecimiento de su función.
- B₂) Desarrollo del cerebro en aproximadamente un 90%.
- B₃) Desarrollo de la función endocrina.
- B₄) Formación de tejidos hematopoyéticos.
- B₅) Desarrollo de la mayor parte del sistema pulmonar.

C- Particularidades morfofisiológicas:

- C₁) Poseen un nivel celular y orgánico muy simple y “esquemático” comparado con los euterios, facilitando el estudio de la relación estructura – función.
- C₂) Son capaces de regenerar miembros amputados por técnicas quirúrgicas experimentales durante las primeras etapas de su desarrollo, característica única entre los mamíferos.
- C₃) Presentan cromosomas de gran tamaño, paradigmas para estudios genéticos facilitando la toma y cultivo de muestras, con ese objetivo.
- C₄) A pesar que históricamente varios autores lo consideraron homeotermos imperfectos, en la actualidad hay evidencias de su elevada capacidad termorregulatoria. Las características térmicas, como la posible evidencia de ciclos térmicos, su temperatura inferior a la de la mayoría de los mamíferos y su particular termorregulación lo establecen como un modelo interesante para el estudio de la evolución filogenética y ontogénica de los mecanismos de regulación de la temperatura.

Ciertas particularidades de ésta especie dieron sustrato a la propuesta como modelo experimental en fisiología:

D- Particularidades neuroanatómicas

- D₁) Alta porción de la fisura rhinalis sobre la cara lateral del hemisferio cerebral.
- D₂) Gran desarrollo relativo de los bulbos y tubérculos olfatorios.
- D₃) Presencia de un cerebro lisencefálico que podría calificarse como “casi esquemático”.
- D₄) Ausencia de cuerpo calloso.

D₅) Cara dorsal del tronco cerebral, a la altura de los tubérculos cuadrigéminos superiores e inferiores, no cubierta por el cerebelo, lo que permite realizar secciones o hemisecciones de esa región del tronco encefálico sin necesidad de extirpar o pasar a través del cerebelo.

D₆) Vascularización cerebral basada puramente en el tipo de circulación arterial terminal, en contraste con los demás mamíferos en quienes la vascularización es de tipo reticular.

E- Particularidades neurofisiológicas

E₁) Prolongada plasticidad del recién nacido.

E₂) Conspicuo ritmo Theta registrable a nivel neocortical durante el sueño activado o sueño REM. Puede afirmarse entonces que éste sueño no tiene nada de paradójico, lo que facilita enormemente el diagnóstico del sueño activado solo con el uso de electrocorticograma común.

E₃) Los bulbos olfatorios exhiben en el estado de vigilia un ritmo Alpha conocidos, puesto que esto depende de la respiración nasal y de influencias centrífugas que llegan al bulbo.

E₄) Marcada asimetría de la actividad bioeléctrica de la corteza cerebral durante el sueño de ondas lentas.

Por lo expuesto respecto a las características neuroanatómicas y neurofisiológicas, representan un considerable aporte a la investigación neurobiológica comparada.

APLICACIONES:

1- Como modelo para fisiopatología humana

Diversas características anatómicas, fisiológicas y etológicas de estos marsupiales lo hacen aptos para el estudio de estados fisiopatológicos humanos. Entre ellos se destacan algunos como:

1a) La porción inferior del esófago es utilizada como modelo para estudios de patología esofágica.

1b) Desarrolla endocarditis bacteriana espontánea e inducida similar a la humana.

1c) Presenta estados catatónicos (muerte fingida) frente a influencias ambientales y experimentales. Este estado es similar a la catatonía acinética observada en psicopatología humana.

1d) Desarrolla tumores embrionarios inducidos muy parecidos a las neoplasias pediátricas.

1e) Desencadena estados epilépticos motores somatosensoriales ante deficiencias inducidas de lípidos en el sistema nervioso central.

1f) Presenta terminaciones nerviosas mucocutáneas idénticas a los corpúsculos de Meissner de los primates.

1g) Posee una vascularización cerebral de tipo terminal, similar a la existente en ciertas regiones del hipocampo humano, lo que permite realizar inferencias clínicas respecto de la susceptibilidad hipocámpica a la acción de ciertos procedimientos patogénicos (intoxicación por CO, etc.).

2- Importancia como modelo en neurofisiología.

Existen investigaciones en nuestro país:

2a) En la zarigüeya de Argentina se demostró por primera vez la existencia de sueño REM en los mamíferos primitivos.

2b) Se estudió la influencia de los bulbos olfatorios sobre el ciclo vigilia – sueño.

3- Importancia como modelo en comportamiento animal

La utilización de los marsupiales en particular de especies de la familia *Didelphidae*, como modelos en estudio de comportamiento abarca los más variados enfoques de la psicología comparada. Dentro de esa diversidad de estudios y aplicaciones podemos citar algunos ejemplos.

- 3a) Bases neurobiológicas de la motivación.
- 3b) Ecología del comportamiento.
- 3c) Comportamiento social.
- 3d) Condicionamiento operante.
- 3e) Aprendizaje de reglas.
- 3f) Aprendizaje especial.
- 3g) Percepción sensorial: visual, olfatoria, gustativa, auditiva.

4- Importancia en epidemiología

Se ha comprobado que estas especies pueden ser utilizadas como animales de experimentación. Estas determinaciones se han realizado tanto en animales muestreados en la naturaleza como en animales mantenidos en cautiverio. Las enfermedades en cuestión abarcan tanto las zoonóticas como las no zoonóticas. Muchas de ellas revisten gran importancia en la salud pública y en la producción animal. No podemos descartar la relevante importancia de establecer la clara ubicación de los marsupiales como eslabones en las cadenas epidemiológicas que atañen a estas patologías.

A la importancia de la zarigüeya como animal de laboratorio no tradicional, se agregan otros factores que incrementan el valor de estas especies, como la progresiva demanda de la industria peletera, para su comercialización, lo que conlleva a una presión de caza intensa, con el consiguiente impacto ambiental sobre el ecosistema asociado, estas dos razones: la producción y el conservacionismo se suman a las anteriores para intensificar el estudio sobre estos marsupiales, a fin de contar con sustrato científico cuya finalidad será la de su explotación racional como recurso (Iodice, 1988).

Estos animales son poco apreciados y valorados por los productores pecuarios, debido a que se le atribuye, en las zonas rurales la responsabilidad de preñar las aves de granja. Cumplen sin embargo un rol destacado en la naturaleza, debido a que integran cadenas alimentarias importantes y cumplen un papel importante en las cadenas epidemiológicas como reservorio de enfermedades para especies de valor económico y del hombre (Acha, P. N. y B. Syfres, 1992). Las parasitosis de los animales domésticos son suficientemente conocidas a nivel mundial, pero no ocurre lo mismo con las de los animales silvestres, sin embargo en Europa como en los Estados Unidos de América, México y sobre todo en Brasil éste tema ha merecido especial dedicación, por lo que cuentan con una vasta bibliografía, en nuestro país las referencias sobre el parasitismo son escasas y aisladas; la mayor parte de ellas se refieren a comunicaciones de hallazgos accidentales y no al desarrollo de una investigación integral (Boero y Boehringer, 1967).

Las citas de Brasil referidas a la ectofauna que parasita a la comadreja overa fueron difundidos por De Beaurepaire Aragão, (1935, 1939); Fonseca and Aragão (1951, 1952); Aragão and Fonseca, (1961); Pinto y Gomes (1980); Bahia Labruna M.; R. Cerqueira Leite. (1997); Barros-Battesti et al. (1995, 2000, 2000); Tizu Sato Schumaker et al. (2000); Labruna et al. (2002); Teixeira y Labruna (2002); en Panamá Fairchild et al. (1966) y en Alemania Krämer y Mencke (2001)

En la literatura nacional, los datos referentes a los ectoparásitos que afectan a la comadreja overa, han sido descriptos por Boero (1944, 1945, 1954, 1957); Capri (1959); Capri y Capri (1959); Del Ponte y Riesel. (1939); Lahille (1920); Núñez et al. (1982); Mauri y Navone (1988); Gómez y col. (2000); Muñoz y Casanueva (2001); Beldomenico et al. (2003).

En cuanto a los reportes que tratan sobre endoparásitos podemos citar a numerosos investigadores de diferentes países, advirtiéndose una gran heterogeneidad de especies, agrupadas en cinco phylum: *Platyhelminthes*, *Nemaoda*, *Protistas* y *Ascomycota*.

Se refieren a los Trematodes en México Lamothe – Argumedo, R. (1979). En Brasil Travassos et al. (1969); Corrêa Gomes y Vicente (1972). En Australia Cribb (1990) En nuestro país, Boero y Boehringer (1967); Lombardero y Moriena (1973); Martínez y col.(1973); Lombardero, O. J. y R. A. Moriena. (1975); Navone y Suriano (1992); Sutton y Lunaschi (1987); Santa Cruz y col. (2000).

En cuanto a los nematodes los aportes corresponden a la descripción realizada por los franceses Diaw (1976a); Durette- Desset (1968, 1983); en Norte América Babero (1960); Burrows y Lillis (1964); Prestwood (1976); Prestwood et al. (1977); Anderson et al. (1980); Gray y Anderson (1982, 1982); Snyder et al. (1991); Matey et al. (2001, 2001); Lamberski et al. (2002); en México Lamothe Argumedo et al. (1998); Almeyda-Artigas (1991); Almeyda-Artigas et al. (1991); Díaz Camacho et al. (2000); García Márquez et al. (2001); Lamothe Argumedo, R. (2003), en Brasil Travassos (1920b); Travassos (1922); Travassos (1925); Ruíz (1952); Vicente et al. (1982); Quintão e Silva y Costa (1999); Corrêa Gomes et al. (2003); Lanfredi et al. (2003). En Paraguay Massi Pallarés (1990).

En Argentina Vogelsang (1932); Boero y Boehringer (1967); Lombardero (1970); Lombardero y Moriena (1973); Lombardero y Moriena (1975); Navone. y Suriano (1992); Schuurmans Stekhoven (1950); Navone (1989), Mazza y Romaña (1932).

Con respecto a los *Protozoos*, en Norte América los aportes de Dubey son numerosos, destacándose los que realizó con investigadores de Argentina en *D. albiventris*. Primer reporte de infección por *Sarcocystis falcatula* en Argentina (1999); Prevalencia de anticuerpos para *Sarcocystis neurona*, *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* (1999). Aislamiento de *Sarcocystis speeri* parásito de *D. albiventris* de Argentina, (2000). Transmisión experimental de *Sarcocystis speeri* de *D. albiventris* a *D. virginiana*, (2000); otros investigadores también han realizado importantes aportes en éste área, Levine (1970); Joseph (1974); Nime et al (1976); Gobel y Brandler (1982); Ernest et al. (1996); Duszynski et al. (2000); Rabinovich et al (2001); Tzipori y Griffiths (1998).

En Brasil Da Serra Freire (1976); Fernández et al. (1994); Yai et al. (1997); Ferreira et al. (2001); Martínez y Belda Neto (2001).

En nuestro país Mazza y Romaña (1932); Odeón y Magnasco (1982); Rossanigo (1986); Ribicich y col. (1992); Santa Cruz y Venturini (1998); Venturini y col. (1998); Vizio (1998). Las referencias sobre micosis, que afectan a *D. albiventris* son escasas en el mundo habiéndose reportado para Estados Unidos por Medoff et al. (1987).

En Brasil citado recientemente por Naiff et al. (1996); Severo et al. (2001); Silva-Vergara et al. (2001). Para Argentina Montenegro y col. (2000).

HIPOTESIS

La comadreja overa (*Didelphis albiventris*) del NEA, en su hábitat natural está asociada a ecto y a endoparásitos, algunos de los cuales revisten importancia zoonótica.

OBJETIVOS

Identificar las especies de ecto y endoparásitos colectados en *D. albiventris*, diferenciando las especies que tienen implicancia zoonótica.

A partir del objetivo general se definieron los siguientes objetivos específicos.

- 1) Estudiar la composición taxonómica de los parásitos en cada población hospedera.
- 2) Analizar la distribución de los parásitos en cada hospedador determinando el sitio de infección de cada especie parásita.
- 3) Estudiar el sistema hospedador – parásito, teniendo en cuenta la relación sexo, peso, riqueza específica e intensidad parasitaria.
- 4) Determinar la distribución de los parásitos en las áreas estudiadas y establecer las similitudes y diferencias entre la composición taxonómica de la fauna parasitaria hallada.
- 5) Analizar la presencia de ectoparásitos, con el fin de detectar posibles especies vectoras de los endoparásitos hallados.
- 6) Estudiar serológicamente los individuos capturados con el objeto de determinar la presencia de hemoparásitos y estimar su rol en las enfermedades zoonóticas.

MATERIALES Y METODOS

Fueron utilizadas *D. Albiventris* (comadreja overa), adultos y juveniles, con un rango de peso de 0,600 Kg a 2,520 Kg (promedio 1,65742 Kg) capturadas de su hábitat natural, en dos áreas de la ciudad de Corrientes: una situada en la localidad de Santa Ana distante 14 Km. del Departamento Capital y el otro correspondiente al Barrio Ponce, de la capital. En la ciudad de Formosa y Resistencia (Chaco) todas correspondieron a áreas peridomiciliarias. Para capturarlas se utilizaron trampas cebadero, tipo jaulas con puerta rebatible de 1,00m de largo x 0,30m de ancho x 0,50m de alto.

En total fueron utilizadas 50 ejemplares de *D. albiventris* (comadreja overa), a las que previa sedación con Acetilpromacina se las sacrificaba con una sobredosis de Clorhidrato de Ketamina por vía intracardíaca.

Todos los ejemplares se registraron en fichas individuales, donde constaba el lugar de origen, sexo, peso, medidas biométricas y estado sanitario.

METODOS DE RECOLECCION: comprendieron la colecta de ectoparásitos, práctica de técnicas hematológicas, realización de necropsias para obtención de endoparásitos y realización de análisis coproparasitológicos.

METODOS ENTOMOLOGICOS:

Se efectuó la observación de la piel y de sus aberturas naturales para detectar lesiones y recolectar los ectoparásitos presentes.

Las garrapatas fueron extraídas en forma manual y las pulgas se colectaron mediante “La bolsa insecticida”, que consistió en una bolsa de plástico de 1,00 m x 0,30 m, provista de un cierre elástico, lo suficientemente amplia para alojar a un ejemplar adulto, en cuyo interior se colocaba un trozo de algodón embebido en éter, una vez retirado el animal se colectaban los ejemplares se contaban se colocaban en frascos individuales con alcohol de 70° y se rotulaban para su posterior identificación taxonómica, algunos artrópodos fueron montados en una modificación del líquido de Berlese, líquido conocida como Hoyer`s para registrar los detalles morfométricos.

METODOS HELMINTOLOGICOS:

Se practicó la necropsia del animal y exámen de los órganos *in situ*. Se extrajo el aparato digestivo y órganos anexos, previo ligado de las distintas secciones (esófago, estómago, intestino delgado: anterior, medio y posterior, intestino grueso y ciegos, colocándolos en cajas de Petri con solución salina al 0,85%, se realizó la apertura del tracto digestivo y posteriormente se aplicó la técnica de recuperación de parásitos (maduros e inmaduros) del tracto digestivo utilizado para aves, en el CIVC – INTA - Castelar, Buenos Aires.

TECNICA

La misma consiste en el lavado con agua corriente de cada órgano del tracto digestivo: esófago, estómago, intestino delgado: anterior, medio y posterior, intestino grueso y ciegos, por separado, sobre una bandeja. Se raspa ligeramente la mucosa con el lomo de un bisturí, con lo que se logra el desprendimiento de parásitos. El líquido de lavado recogido en la bandeja se pasa a través de un tamiz de 400 meshes (abertura 37 micrones de malla), el cual retiene todos los parásitos mayores de esa medida. Los protozoarios no son retenidos. Todo lo que quedó en el tamiz se pasa a un vaso cónico de decantación donde se lo concentra por sedimentación durante 40 o 60 minutos. Se reduce el sobrenadante del lavado al máximo por medio de sifón agregando al resto que queda en el vaso un tercio de volumen de solución isotónica (fisiológica) formolada al 5%. Cuando se revisa el sedimento se agregan algunas gotas, 10 o 20 de tintura de iodo o lugol; se vierte el líquido con los parásitos sobre cajas de Petri las que se rayan previamente con lápiz graso a fin de poder hacer el recuento. Tanto las formas maduras como inmaduras son bien visibles por la tinción yódica.

Los demás órganos se observaron siguiendo las técnicas convencionales.

Los nematodos se diafanizaron con glicerina pura o Lactofenol de Amann para luego montarlos en preparaciones temporales para su estudio morfométrico.

Los términos ecológicos, tales como prevalencia, intensidad media, abundancia o densidad relativa y variación de intensidad, son las nomenclaturas propuestas por Margolis et al. (1982). Las que fueron definidas como: Prevalencia (número de individuos de una especie de hospedadores infectados con una especie particular de parásito/número total de hospedadores examinados); Intensidad Media (número total de determinada especie de parásitos de una muestra del hospedador/número total de hospedadores infectados por la especie del referido parásito); Abundancia o densidad relativa (número total de determinada especie de parásitos de una muestra del hospedador/número total de hospedadores examinados); Variación de Intensidad (mayor y menor número de determinada especie de parásitos encontrada en una muestra del hospedador).

Procesamiento para el estudio mediante microscopía electrónica de barrido (MEB).

Todos los ecto y endoparásitos destinados al estudio con MEB, fueron fijados en glutaraldehído al 3%. Dicho material fue posteriormente sometido a los siguientes procesos: deshidratación en acetonas de gradación creciente, secado por punto crítico, montaje, metalizado con oro - paladium, observación y fotografiado.

ESTUDIO DE PARASITOS EN SANGRE:

Se efectuó la extracción de sangre de la vena femoral y en algunos casos por punción cardiaca, para realizar técnicas hematológicas: gota fresca, frotis coloreado y gota gruesa o de Ronald Ross para la detección de hemoprotozoarios exo o endoglobulares.

Para la detección de microfilarias en sangre se realizó la Técnica de Knott modificada, que consiste en tomar 1ml de sangre, a la que se agrega 9 ml de solución de formol al 2%. Se Centrifuga a 2500 r.p.m. durante 5 minutos. Se toma el sedimento y se mezcla con unas gotas de azul de metileno en solución al 1 ‰. Se observa al microscopio.

ESTUDIO DE PARASITOS EN MUSCULOS:

Para la observación de larvas de *Trichinella spiralis* se sometieron muestras de diafragma (pilares, zona de transición entre músculo y tendón) a la técnica de digestión artificial utilizándose para ésta jugo gástrico artificial:

- Pepsina: concentración 1:10.000 NF
- Acido clorhídrico
- Agua destilada
- Cantidad 5 g por animal
- Agitación: las muestras con el jugo deberán girar a una velocidad que permita la formación de un remolino profundo.
- Temperatura: 44-47 °C
- Recuperación: por embudo de Baermann

Para la recuperación de quistes de *Sarcocystis* sp. se aplicó el método de Collins et al. que consiste en:

- Digerir 10 g de músculo diafragmático con una mezcla de 100 ml de HCL y Pepsina.
- Temperatura: 40 °C durante 20 minutos.
- Centrifugar a 2000 r.p.m. durante 5 minutos, descartar el sobrenadante.
- Resuspender el sedimento en 0,5 ml de una solución salina al 0,85 %.
- Examinar a los 10' 0,05 ml de la suspensión al microscopio óptico.

METODOS COPROPARASITOLÓGICOS:

Se practicó el método directo, la técnica de Sheather modificada y la técnica de Ritchie modificada.

Técnica de Sheather modificada:

Material:

- ✓ Azúcar de caña granulado puro (azúcar de mesa) 450 g
- ✓ Agua 350 ml

Procedimiento:

- ✓ Las heces se diluyen y mezclan en proporción 1:9 con la solución
- ✓ Se pasa a un tubo de centrifuga a través de un colador
- ✓ Centrifugar a 1500 r.p.m. durante 5'
- ✓ Tomar el material de la superficie con un ansa metálica
- ✓ Transferir a un portaobjetos
- ✓ Observar al microscopio de luz entre porta y cubreobjetos

Técnica de Ritchie modificada o de formol – éter

Material:

- ✓ Solución salina de formol
- ✓ Formol 50 ml
- ✓ Cl Na..... 5 g
- ✓ Agua destilada..... 950 ml
- ✓ Eter sulfúrico
- ✓ Mortero
- ✓ Colador de malla gruesa
- ✓ Embudo.

Procedimiento:

- ✓ Las heces se diluyen y mezclan en proporción 1:10 con la solución
- ✓ Se tamizan y se llena con la mezcla un tubo hasta las 3/4 partes
- ✓ Se agrega 2 ml de éter
- ✓ Centrifugar 1500 r.p.m.
- ✓ Eliminar el sobrenadante con golpe seco
- ✓ Tomar gotas del sedimento con pipeta Pasteur
- ✓ Realizar un extendido
- ✓ Secar al ambiente

- ✓ Colorear con Ziehl – Neelsen modificada
- ✓ Observar al microscopio de luz

METODOS SEROLOGICOS:

Para la determinación de Toxoplasmosis y enfermedad de Chagas, se efectuó la técnica de Hemaglutinación Indirecta (HAI), mediante el Toxotest HAI y el Chagatest HAI, del Laboratorio Wiener.

METODO HISTOLOGICO:

El material para el estudio histológico previo fijado en formol al 10%, fue derivado al Laboratorio de Histopatología de la Cátedra de Patología General y Sistemática de la Facultad de Ciencias Veterinarias UNNE, donde se procesó según la técnica clásica para bloques parafinados, cortados en 5 μ m y coloreados con Hematoxilina y Eosina (H y E), en algunos casos se utilizaron coloraciones especiales tales como PAS y Grocott.

RESULTADOS:

El total de las 50 *D. albiventris* examinadas presentaron ecto y/o endoparásitos.

ECTOPARASITOS:

Se detectaron 3 especies de ectoparásitos, una de pulga y dos de garrapatas.

PULGAS:

Fueron halladas en 48 animales (96%), para su clasificación sistemática se utilizaron las claves de Bicho C. I. y P. B. Ribero (1998) y Krämer, F. y N. Mencke (2001), de acuerdo a las mismas se ubican en el phylum: *Arthropoda* von Siebold Stannius, 1845, subphylum: *Tracheata* (=Antennata) clasificación Krämer y Mencke 2001, clase: *Insecta* Linnaeus, 1758 (=Hexapoda) clasificación Boch y Supperer (1982); Krämer y Mencke 2001, orden: *Siphonaptera* Latreille, 1825 éste orden fue descrito anteriormente como *Aphaniptera* Kirby y Spence, 1816; *Aptera* Linnaeus, 1758; *Suctoria* De Geer, 1778; la primera es la clasificación dada por Hopkins y Rothschild (1953-1971), (Soulsby 1982) *Siphonapterida* esta última en Krämer y Mencke 2001, familia: *Pulicidae* Billberg, 1820, género *Ctenocephalides*, especie *Ctenocephalides felis felis* Bouché, 1835.

La infestación observada generalmente fue intensa y la ubicación preferencial se registró en la región: cervical, dorsal y ventral, donde además de los parásitos se observaron abundantes deyecciones de los mismos.

La determinación específica se basó en la presencia de peines genal y pronotal, largo del cuerpo: 1,5 a 3,2 mm, color: pardo o marrón y presencia de ojos,

Tabla 1: Diferencias entre *C. canis* y *C. felis felis* Krämer y Mencke (2001)

DIFERENCIAS MORFOLOGICAS	<i>C. felis felis</i>	<i>C. canis</i>
Forma de la cápsula de la cabeza	Alargada	Redondeada
Espina 1 y 2 del peine genal	1ª y 2ª espina del mismo largo	1ª espina es la mitad de la segunda
Número de dientes de la tibia	Tibia de todas las patas con 4 o 5 dientes	Tibia de todas las patas con 7 a 8 dientes

Ciclo biológico: Holometábolo.

Se estudiaron y microfotografiaron bajo microscopio óptico.

Estudio por MEB: Para la apreciación de los detalles microanatómicos externos fueron observadas mediante el microscopio electrónico de barrido (MEB).

Los resultados son coincidentes con los de Boch y Supperer (1982); Soulsby (1982); Bichoy Ribero (1998).



Figura 1: Vista lateral de *C. felis felis* x 31 MEB.

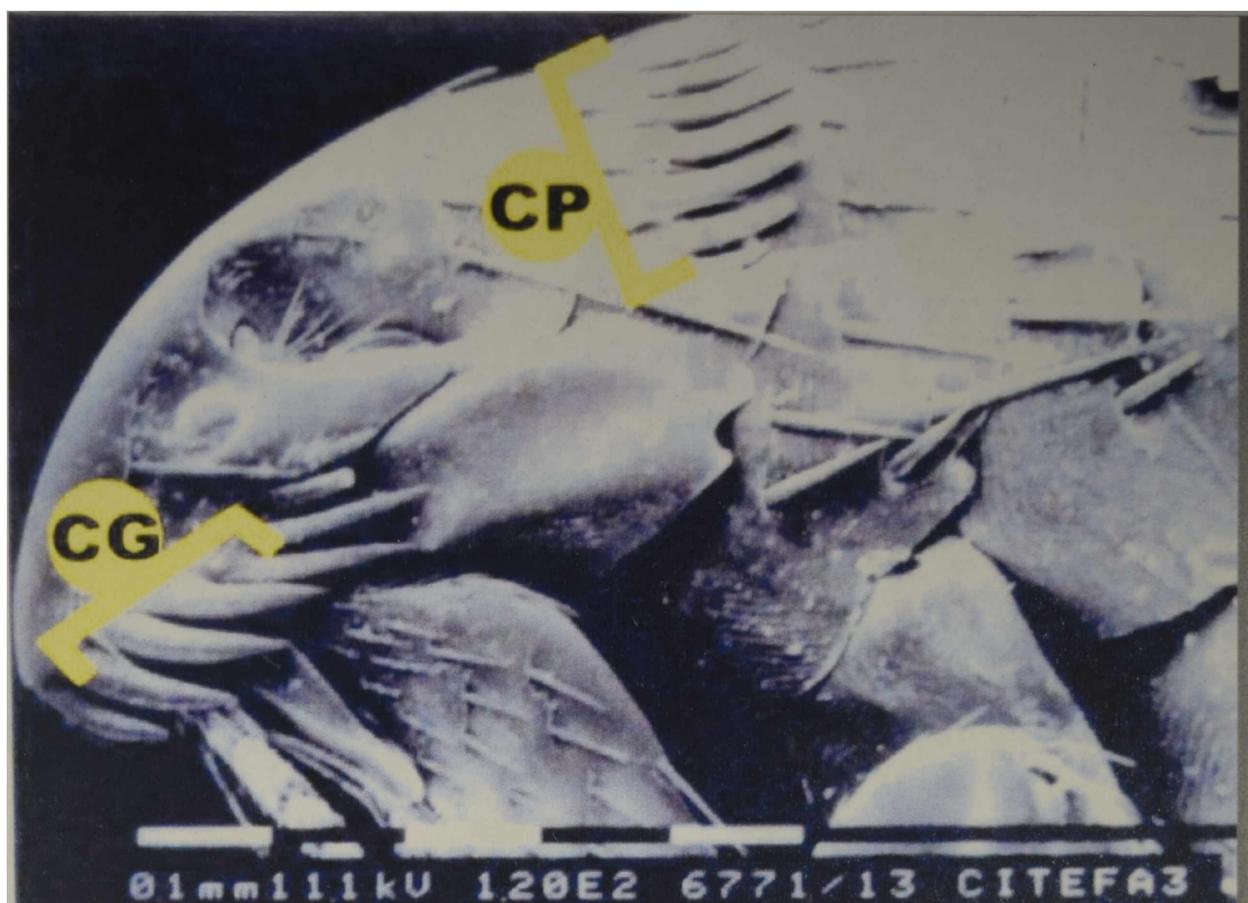


Figura 2: Vista lateral de la cabeza y tórax. Detalles del ctenidio genal (CG) y ctenidio pronotal (CP) x 120 MEB.



Figura 3: Detalles de la antena x 810 MEB.

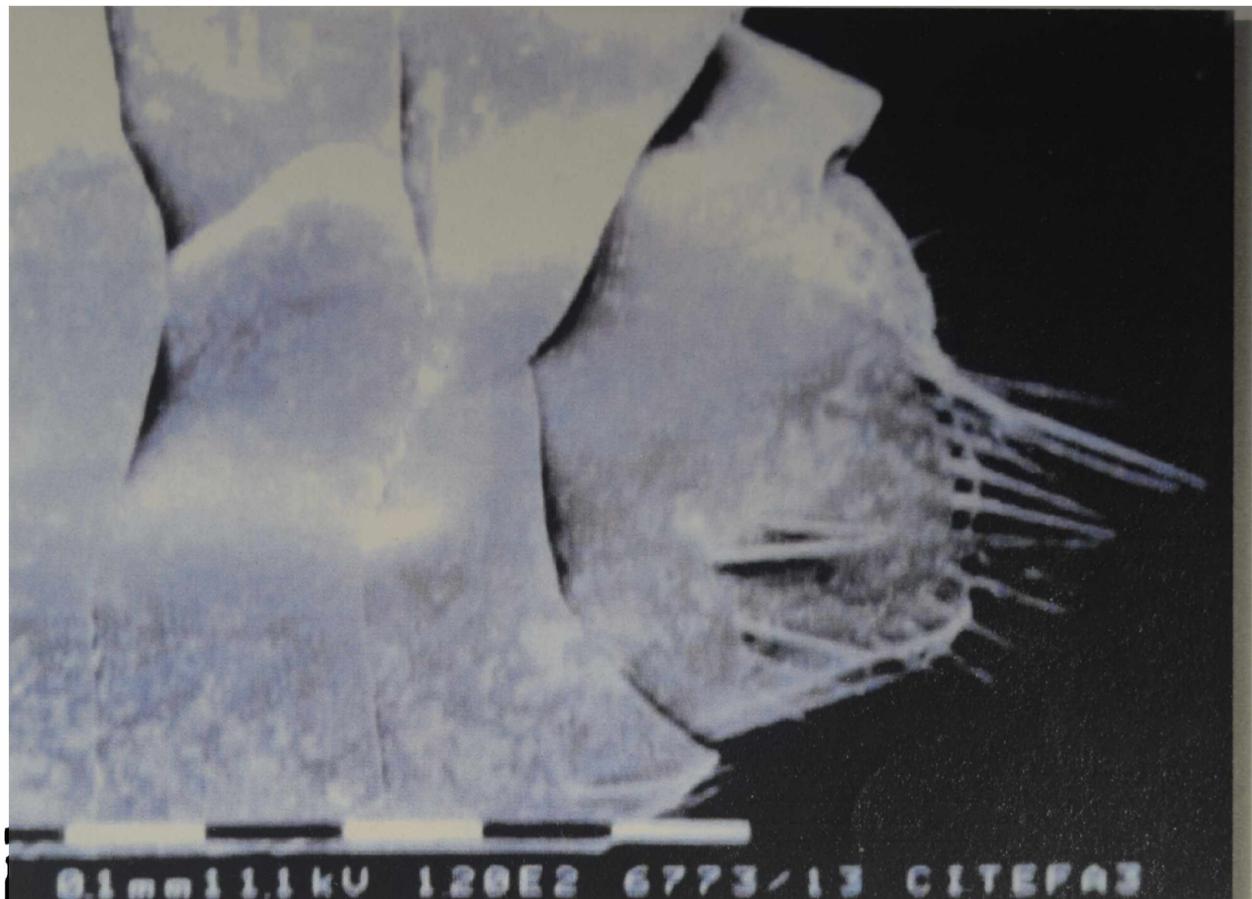


Figura 4: Vista lateral del último segmento abdominal x 120 MEB.



Figura 5: Macho: vista lateral de los órganos genitales x 40 ML



Figura 6: Detalles de la tibia posterior. Una cerda simple, en el margen posterior, entre la penúltima y la última cerdas dobles x 100 ML.

GARRAPATAS

Se encontraron parasitadas 15 comadrijas (30%) con *Rhipicephalus sanguineus* Latreille, 1806, para su clasificación sistemática se utilizaron las claves de Boero (1957) y Núñez (1982) ubicándolas en el phylum: *Arthropoda* von Siebold Stannius, 1845; clase: *Arachnida* Lamarck, 1802; orden: *Acari* Leach, 1817 sin. *Monomerosomata* Leach, 1815; *Acarina* Nitzsch, 1818; *Acaromorpha* Dubinin, 1956; suborden: *Metastigmata*, Canestrini, 1891, *Ixodida* Leach, 1815; superfamilia: *Ixodoidea*, (*Ixodides*) Leach, 1815, familia: *Ixodidae* Murray, 1877, subfamilia: *Rhipicephalinae*, género: *Rhipicephalus* Koch, 1844, especie: *Rhipicephalus sanguineus* Latreille, 1806. Nombre vulgar “garrapata marrón del perro”, “garrapata café del perro” o “garrapata de las perreras”.

La infestación no fue muy intensa en ninguno de los casos, encontrándose un mínimo de 3 y un máximo de 14 ejemplares por animal.

Los caracteres tomados en cuenta para su clasificación fueron los siguientes:

Macho: cuerpo piriforme presentando en el borde posterior un apéndice mas o menos desarrollado. Escudo dorsal pardo rojizo. Surcos cervicales cortos. Puntuaciones numerosas y desiguales. Borde posterior con 11 festones marginales rectangulares. Prosoma ensanchado con ángulos laterales. Palpos cortos con artículos angulosos en el borde interno. Hipostoma con 3 filas de dientes de cada lado. Cara ventral con pilosidad escasa. Un par de placas adanales triangulares. Peritremas en forma de coma alargada. Coxa I bífida, con dientes grandes, siendo el

interno mas plano, corto y ancho que el externo. Coxa de las II, III y IV patas con un diente externo y un tubérculo romo en el ángulo pósterio interno.

Hembra: con cuerpo elíptico. Escudo romboidal mas largo que ancho. Puntuaciones desiguales. Surcos cervicales cortos. Prosoma, palpos, hipostoma, coxa y peritremas, salvo ligeras diferencias, como en el macho.

Ciclo Biológico: es una garrapata de tres hospedadores.

Los estadios que se obtuvieron fueron los de larvas, ninfas, partenoginas, teleoginas y gonandros. Se observaron bajo lupa estereoscópica y obtuvieron microfotografías.

Estudios por MEB: Algunos de los especímenes fueron estudiados y microfotografiados para observación tridimensional de los caracteres morfológicos externos.

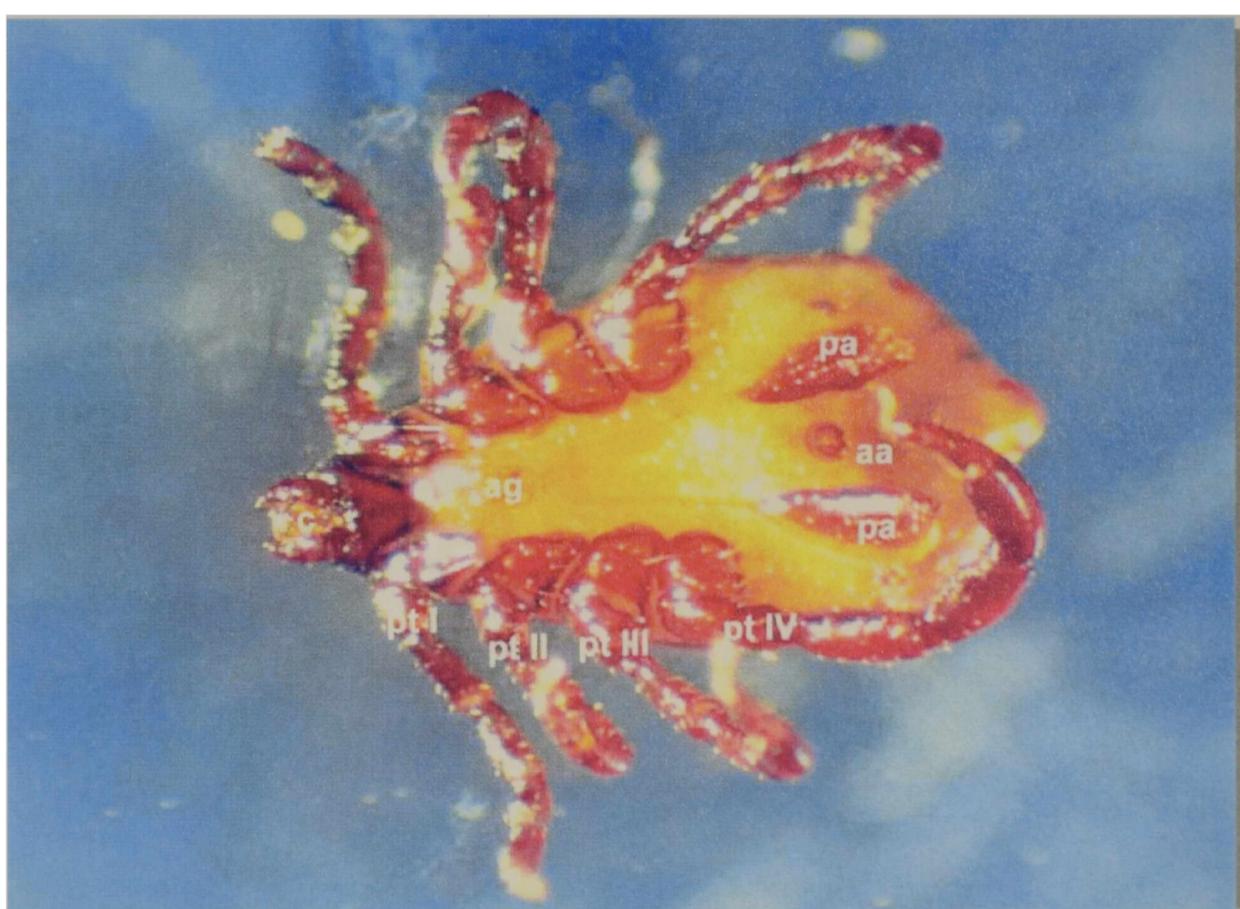


Figura 7: Macho: vista ventral: c = capitulum; ag = abertura genital; aa = abertura anal; pa = placas adanales; pt I – IV = patas de I al IV par x 40 ME.

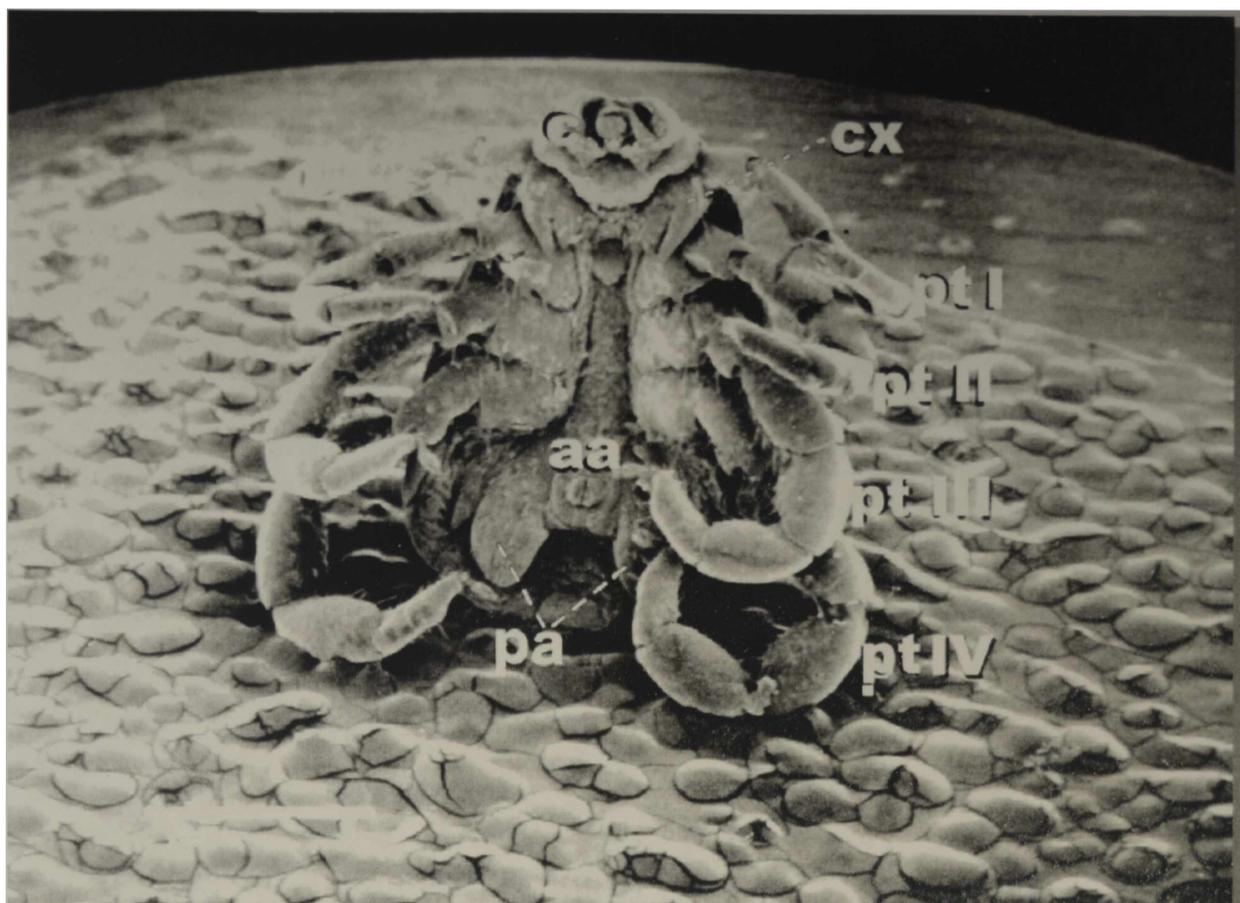


Figura 8: Macho vista ventral: c = capitulum; cx= coxa I bífida con dientes grandes, siendo el interno mas plano, corto y ancho que el externo; pa = placas adanales; aa = abertura anal; p I – IV = patas de I al IV par. x 20 MEB.

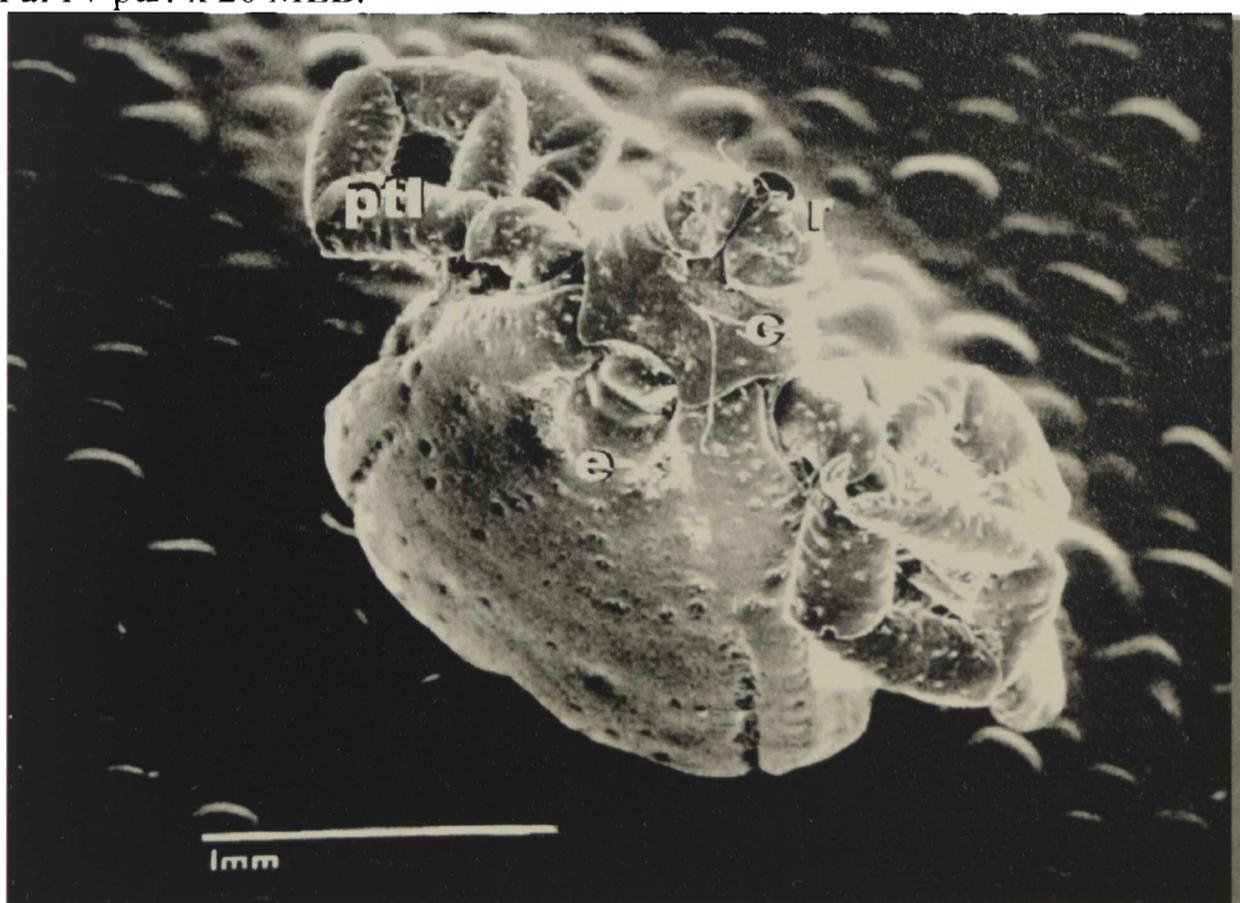


Figura 9: Macho vista anterodorsal: c = capitulum; r = rostrum; e = escudo; pt I = lpar de patas. x 32 MEB.

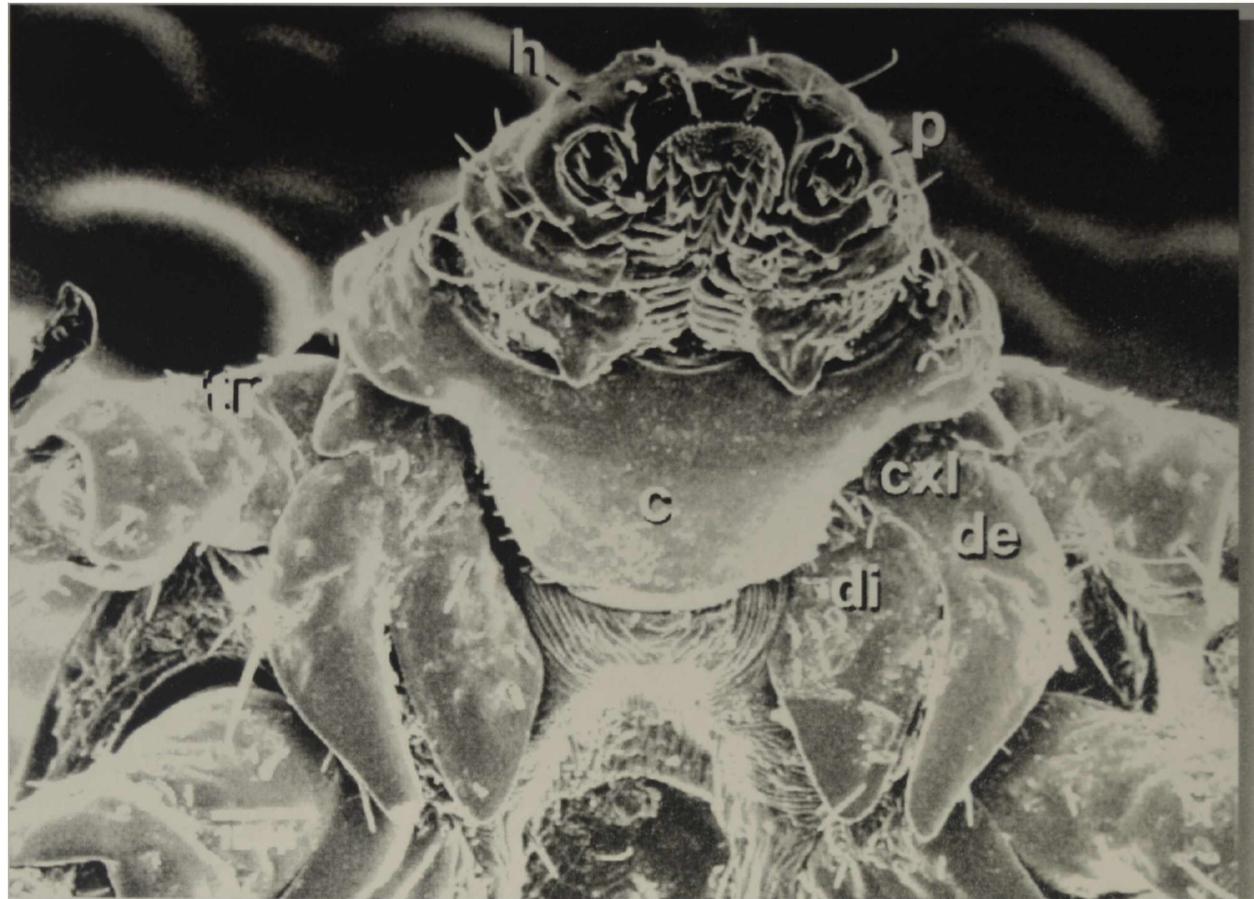


Figura 10: Capítulum e hipostoma vista ventral del. h = hipostoma; p = palpo; c = capitulum; cxl = coxal bífida con dientes grandes, siendo el interno mas plano, corto y ancho que el externo; di = diente interno de la coxa; de = diente externo de la coxa; tr = trocanter. x 90 MEB.

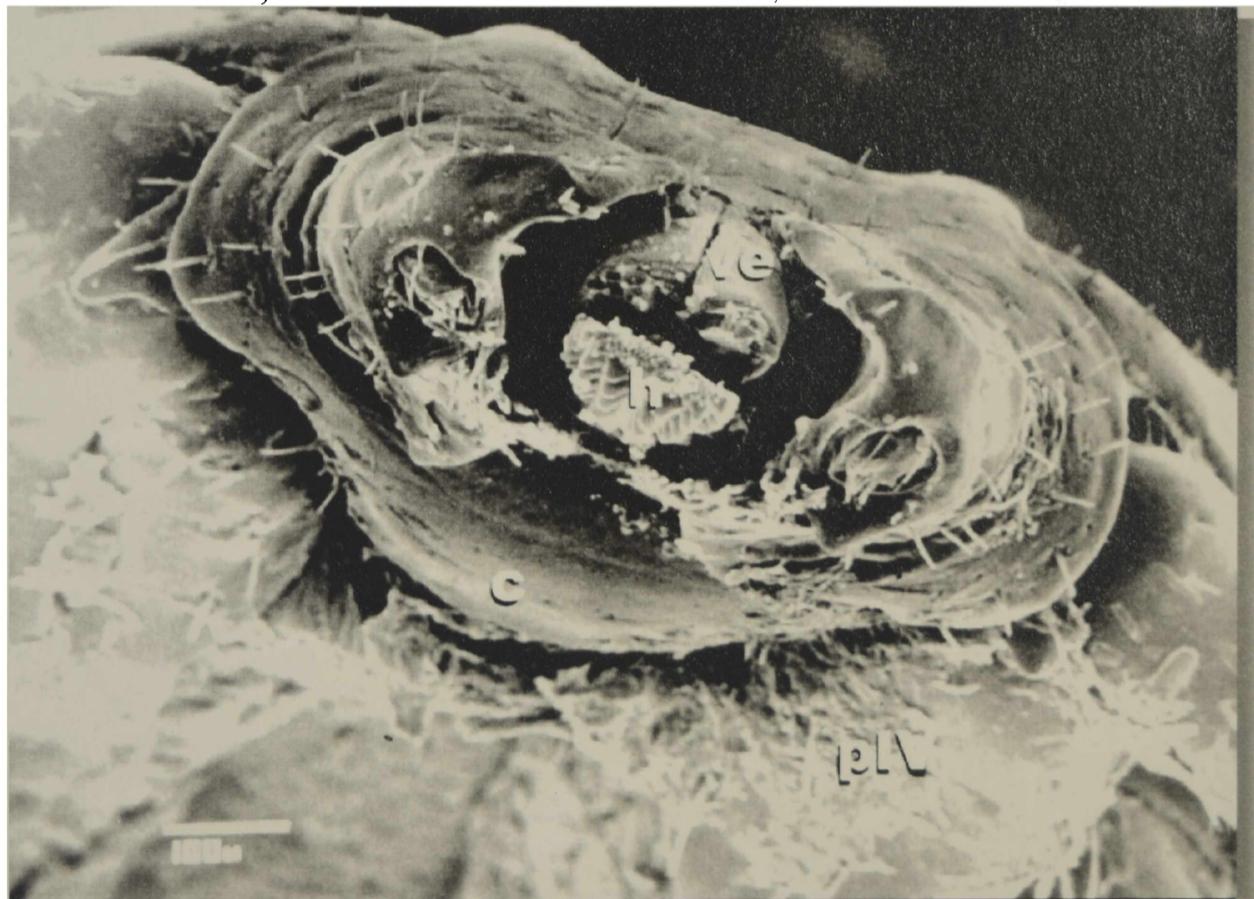


Figura 11: Rostrum vista anteroventral: ve = vaina externa del quelícero; h = hipostoma; pIV = IV artejo del palpo en un profundo declive del III artejo; c = vista ventral del capítulo. x 100 MEB.



Figura 12: Macho vista ventral del ano aa = abertura anal; pa = placas adanales; pt III = pata derecha del III par; pv = pulvillos; g = garras. x100 MEB.



Figura 13: Macho vista de la pata derecha cx = coxa; tr = trocanter; fe = fémur; ti = tibia; pt = protarso; t = tarso; prt = pretarso. x100 MEB.



Figura 14: Detalle de pulvillos y uñas. x 470 MEB.

Solamente en 10 didelfideos (20 %) se detectaron *Ixodes loricatus* Neumann, 1899 (= *I. didelphidis* Fonseca y Aragão, 1951). Las que fueron clasificadas mediante las claves de Boero (1957); Núñez (1982) y Labruna et al. (2002), como pertenecientes al phylum: *Arthropoda* von Siebold Stannius, 1845; clase: *Arácnida* Lamarck, 1815, orden: *Acari* Leach, 1817, suborden: *Metastigmata*, Canestrini, 1891, *Ixodoidea* (*Ixodides*) Leach, 1815, superfamilia: familia: *Ixodidae* Murria, 1877, subfamilia: *Ixodinae*, género: *Ixodes* Latreille, 1795, especie: *Ixodes loricatus* Neumann, 1899 (= *I. Didelphidis* Fonseca y Aragão, 1951). Nombre común “garrapata de patas negras”.

Se tomaron en cuenta para su clasificación los siguientes caracteres:

Macho: cuerpo elíptico, más ancho y redondeado en posterior. Escudo marrón rojizo brillante. Surcos cervicales poco nítidos. Puntuaciones superficiales, algunas gruesas y separadas. Prosoma un poco más ancho que largo, con ángulos laterales salientes. Palpos de largo mediano, convexos en su borde interno. Segundo artículo mas largo que el tercero. Hipostoma lanceolado con dos filas de dientes de cada lado. Dientes de la hilera interna menos desarrollados.

Cara ventral con placas quitinosas muy nítidas. Placa pregenital más larga que ancha, rectangular. Placa génito anal, alargada. Placas anal y adanales alargadas, sin alcanzar el borde posterior. Abertura genital entre las coxas del III par. Peritremas grandes ovalados. Pilosidad esparcida por toda la superficie. Pelos más cortos en las placas. Coxa de todos los pares de patas, grandes, oscuras y pilosas. Coxa del I par con dos dientes cortos y fuertes, separados. Un diente cónico y fuerte en las coxas de los otros pares, menos desarrollado en el último. **Hembra:** con el cuerpo

elíptico, blanco amarillento. Escudo oval, brillante, convexo y de color marrón. Surcos cervicales poco marcados. Surcos laterales marcados, casi rectos. Puntuaciones finas y superficiales. Pilosidad corta y regularmente distribuida por el notum. Areas porosas grandes y contiguas.

Cara ventral con surcos genitales divergentes. Ramas posteriores del surco anal, ligeramente convergentes. Peritremas grandes, subcirculares. Pilosidad uniformemente distribuida.

Ciclo biológico: es una garrapata de dos huéspedes de acuerdo con Tizu Sato Schumaker (2000).

Los estadios encontrados fueron el de larva, ninfa y teleogina.

Se estudiaron bajo lupa estereoscópica y se obtuvieron microfotografías.

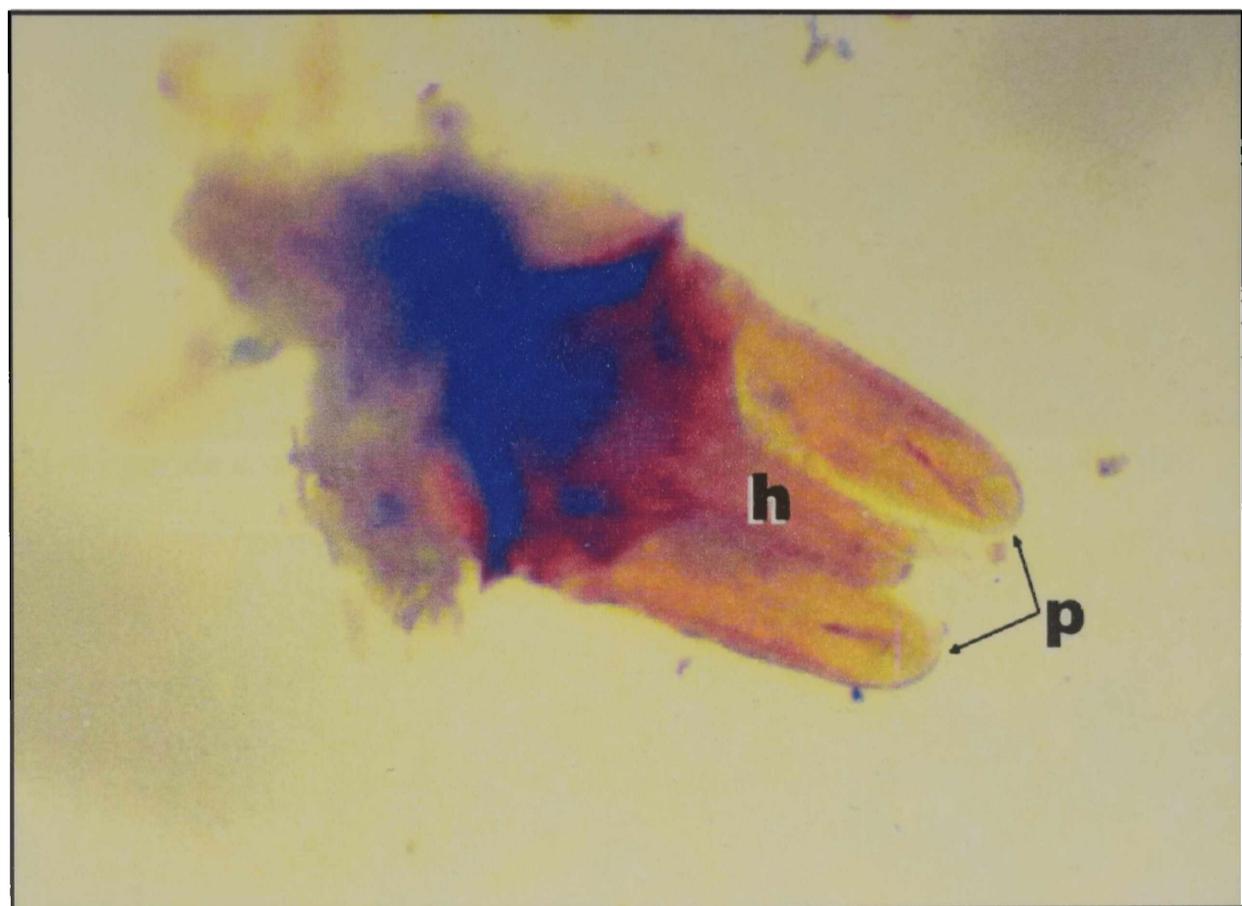


Figura 15: Hembra h = hipostoma; p = palpos. x 40 ME.



Figura 16: cxl = I par de coxa con dos cortas, fuertes y separados dientes. x 40 ME.

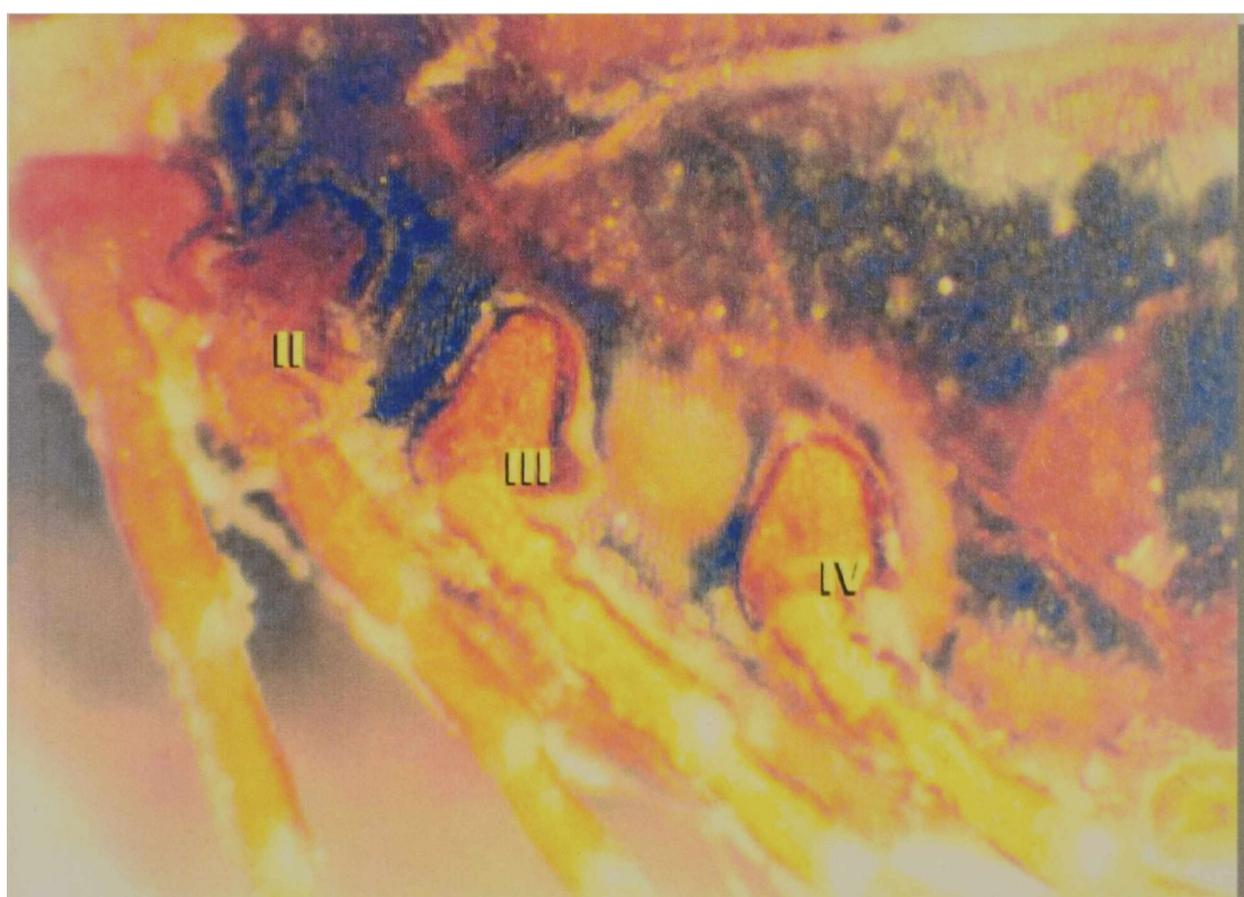


Figura 17: II, III y IV par de espinas con un diente. x 40 ME.

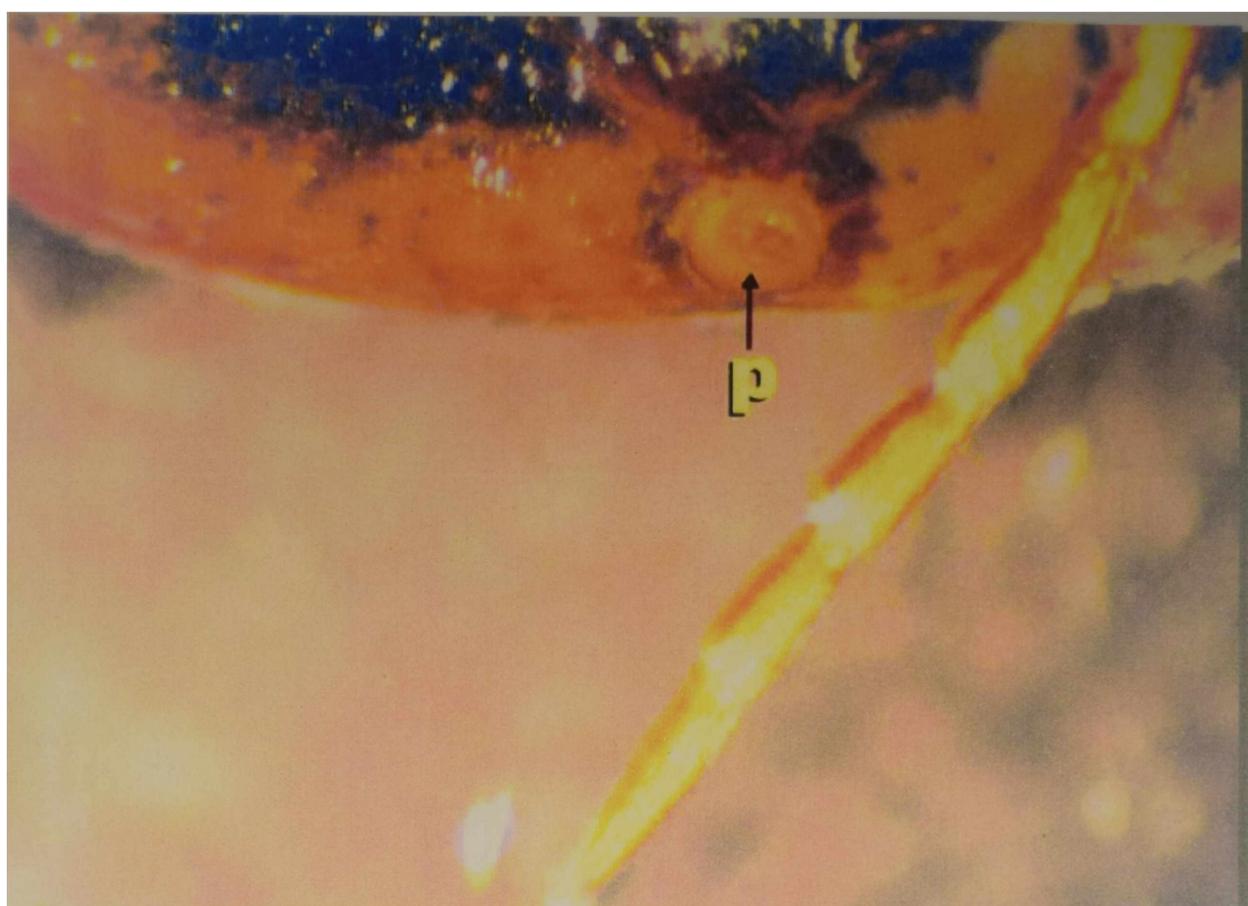


Figura 18: p = peritrema, grande y oval. x 40 ME.

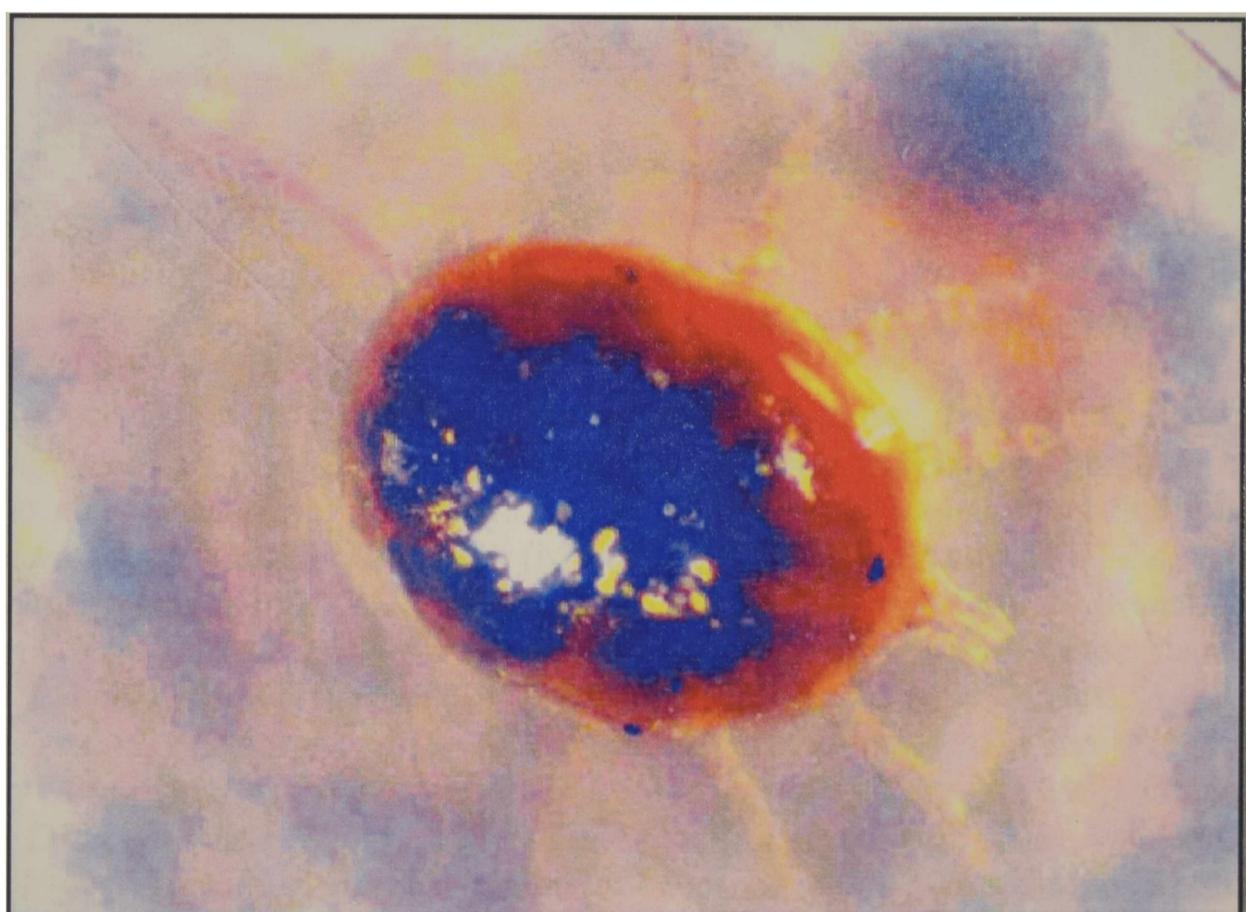


Figura 19: Vista dorsal de la larva de *I. loricatus*. x 40 ME.

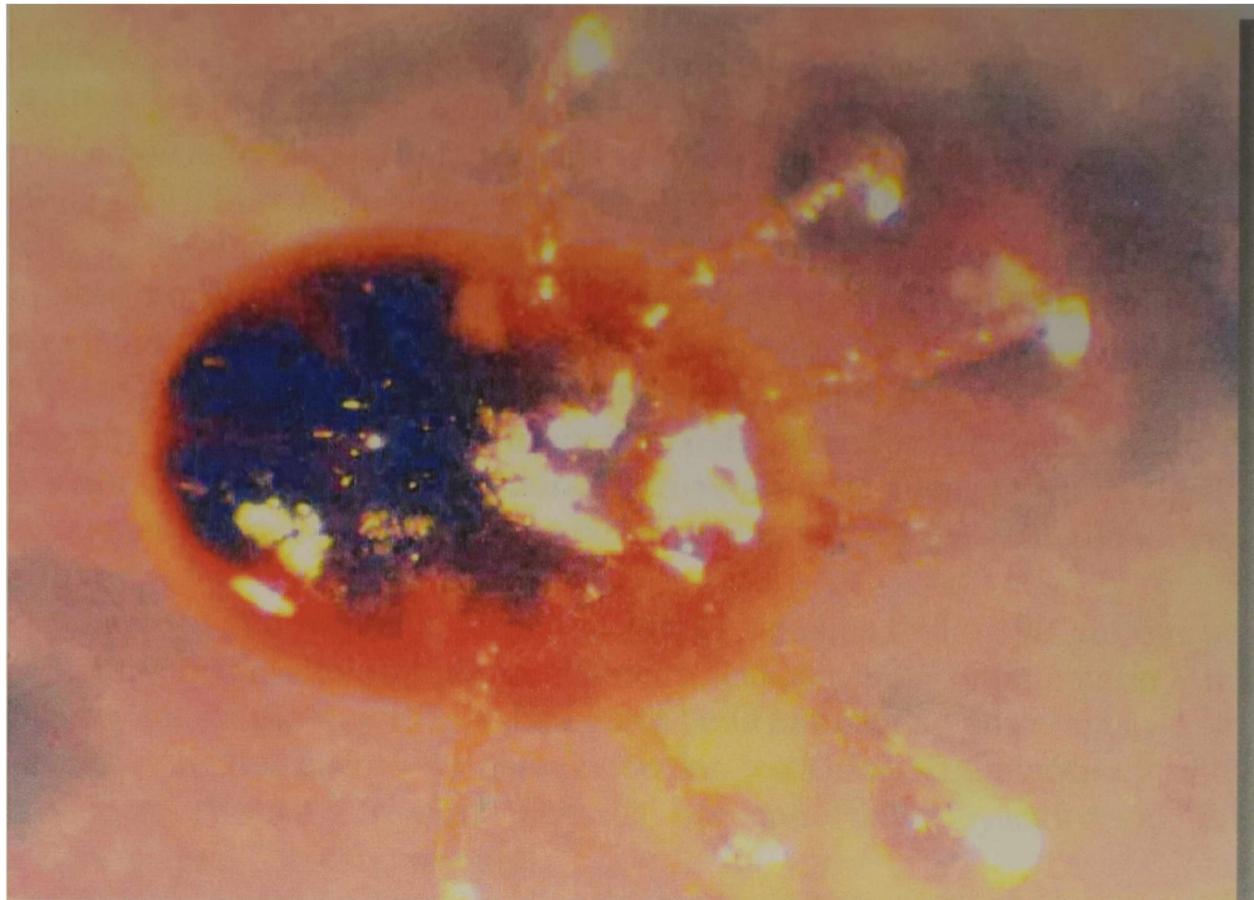


Figura 20: Vista ventral de la larva de *I. loricatus*. x 40 ME.

ENDOPARASITOS

TREMATODES

Fueron hallados cinco especies de trematodes.

Todas las especies se clasificaron acorde a las claves de Travassos; Teixeira de Freitas e A. Kohn (1969) y Yamaguti (1971).

Como perteneciente al phylum: *Platyhelminthes*; clase: *Trematoda* Rudolphi, 1808; subclase: *Digenea* Van Beneden, 1858; orden: *Strigeiforme* y *Echinostomatiformes*; el orden: *Strigeiforme*; con las familias: *Strigeidae* Railliet, 1919 sin. *Duboisellidae* Sudarikov, 1959 y *Brachylaimidae*, Joyeux and Foley, 1930 (Miller, 1936) y las subfamilias: *Duboisellinae* Baer, 1938 y *Brachylaiminae* Miller, 1936, el orden: *Echinostomatiforme*; familia: *Rhopaliidae* (Looss, 1899) Vianna, 1924 La Rue, 1957 = *Rhopaliadae* Looss, 1899 = *Rhopaliasidae* Yamaguti, 1958; subfamilia: *Rhopaliasinae* Travassos, género: *Rhopalias*, Stiles y Hassal, 1898; especie: *Rhopalias coronatus* (Rudolphi, 1819) Stiles y Hassal, 1898, y el otro orden: *Plagiorchiiformes* Caballero y Díaz-Ungria, 1958; familia: *Dicrocoeliidae* (Looss, 1899) Odhner, 1910; subfamilia: *Dicrocoeliinae* Looss, 1899; *Eurytrematini* Yamaguti, 1958, género: *Zonorchis* Travassos, 1944; especie: *Zonorchis goliath* Travassos, 1946. Transferido a *Platynosomun* Odening, 1964.

***Duboisella proloba* Baer, 1938.**

En 32 *D. albiventris* (64%) se identificó éste trematode como perteneciente a la familia: *Strigeidae* Riallet, 1919 = *Duboisellidae* Sudarikov, 1959; subfamilia: *Duboisellinae* Baer, 1938; género: *Duboisella* Baer, 1938; especie: *Duboisella proloba* Baer, 1938 (especie tipo) = *D. proloba* Dubois, 1938 = *D. proloba* Dubois, 1953 = *D. proba* Yamaguti, 1958 = *D. proloba* Skrjabin, 1958 = *D. proloba* Skrjabin, 1964.

Las características morfométricas de *D. proloba* fueron: cuerpo en forma de “palillo de tambor” o “clava”, ligeramente curvado dorsalmente, largo del cuerpo 8 a 12 mm, ancho 800 a 1000 μm . Presentando una porción anterior tubuliforme mas larga que la porción posterior, en la porción anterior se encontraba ubicado el órgano tribocítico o de “Brandes” bilobulado constituido por un corto lóbulo ventral y un largo lóbulo dorsal, proyectándose fuera de la cavidad de la parte anterior e internamente extendiéndose hacia posterior hasta cerca del testículo anterior. Extremo posterior fusiforme.

Se observó una ventosa oral pequeña, terminal, redondeada que midió 190 μm que se continuaba por una larga faringe que midió 300 μm de diámetro. Un acetábulo rudimentario y midió 45 μm . Un corto esófago y los ciegos que terminaban cerca de la extremidad posterior.

En la porción posterior del cuerpo se observaron los testículos voluminosos, multilobulados y ubicados en tandem. Vesícula seminal seguida por una “bolsa eyaculadora” fuerte y bien desarrollada. Poro genital dorsosubterminal.

El ovario semiesférico pretesticular, situado al nivel de la separación de los dos segmentos del cuerpo. Vitelinas con folículos distribuidos lateralmente del segmento anterior del cuerpo y del órgano tribocítico, extendiéndose desde cerca de la extremidad anterior hasta donde finalizaba el testículo anterior. El útero sinuoso se extendía longitudinalmente hasta el extremo posterior del cuerpo, mientras que anteriormente alcanzaba el límite posterior del primer cuarto del segmento anterior del cuerpo.

Los huevos grandes y operculados, midieron 102 a 113 μm de largo x 61,2 a 71 μm de ancho.

Localización: intestino delgado.

Ciclo biológico: desconocido.

Lesiones macroscópicas: en todos los casos se observó enteritis catarral.

Se observaron y microfotografiaron bajo el ML y por MEB.

MEB: Para apreciar los detalles microanatómicos externos fueron observados mediante el microscopio electrónico de barrido (MEB).



Figura 21: Vista general de *D. prolobo* bajo M.E. Cuerpo segmentado, ligeramente incurvado hacia dorsal. ec = extremidad cefálica; eca = eca = extremidad caudal x 40 ME

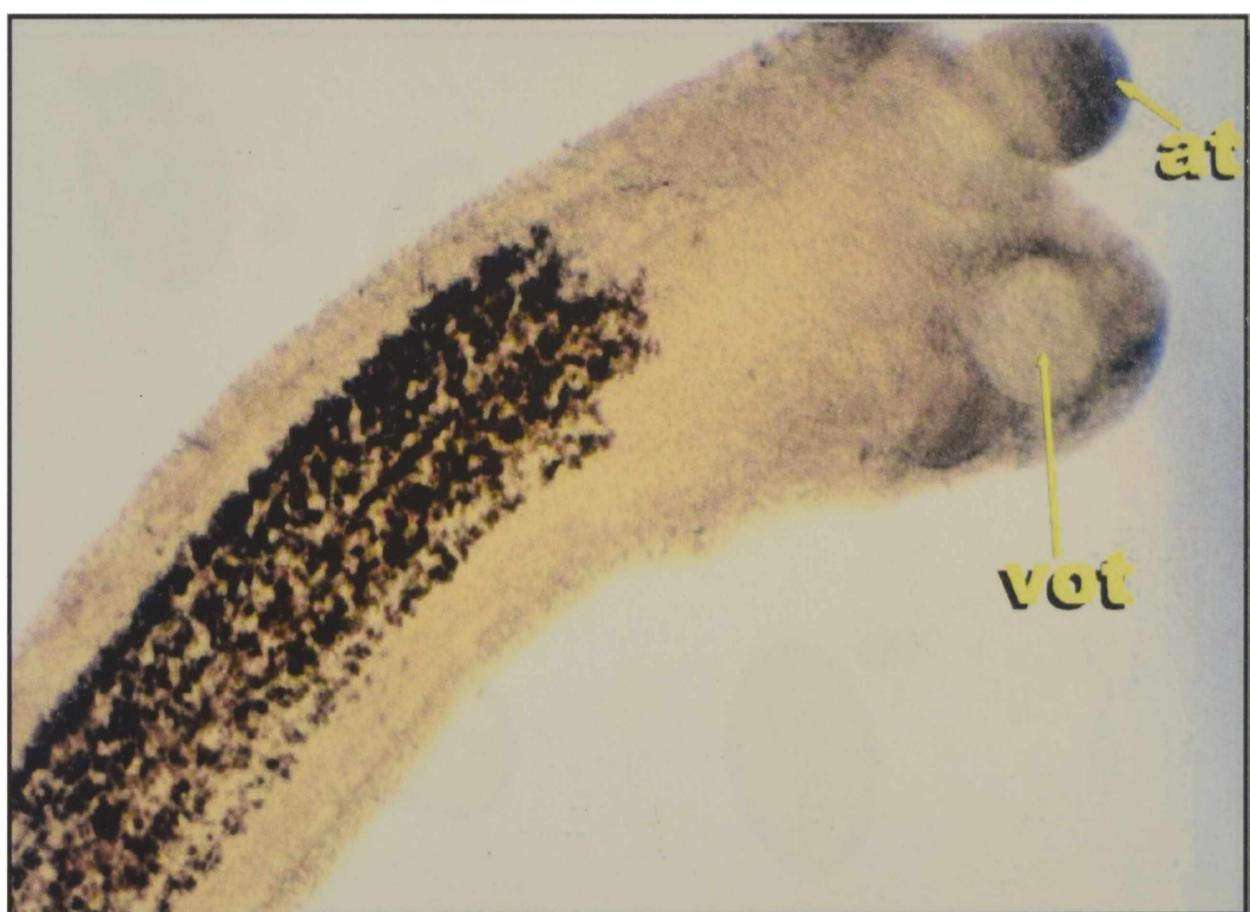


Figura 22: Extremidad cefálica. at = aparato tribocítico o de Brandes; vot = ventosa oral terminal x 10 ML

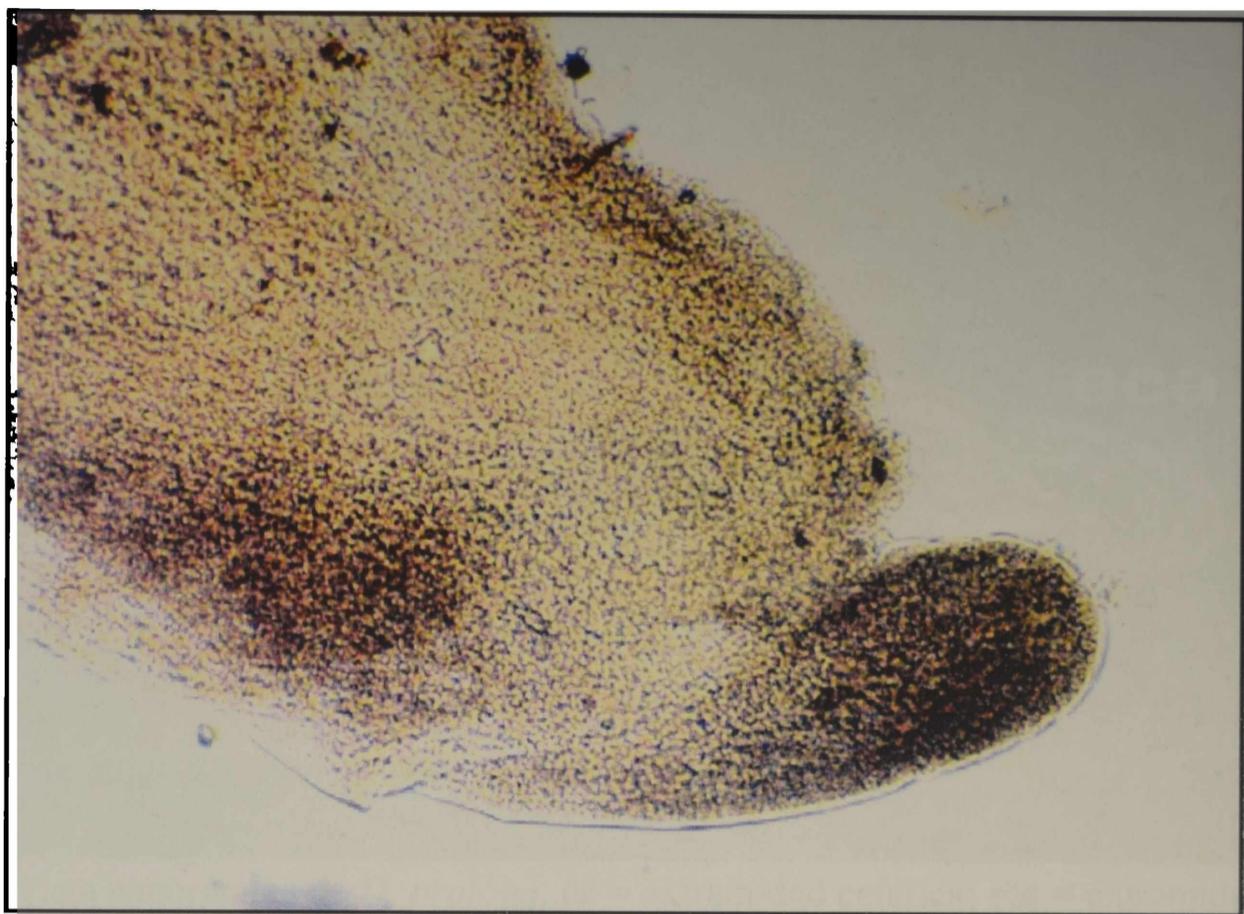


Figura 23: Extremidad caudal x 40 ML

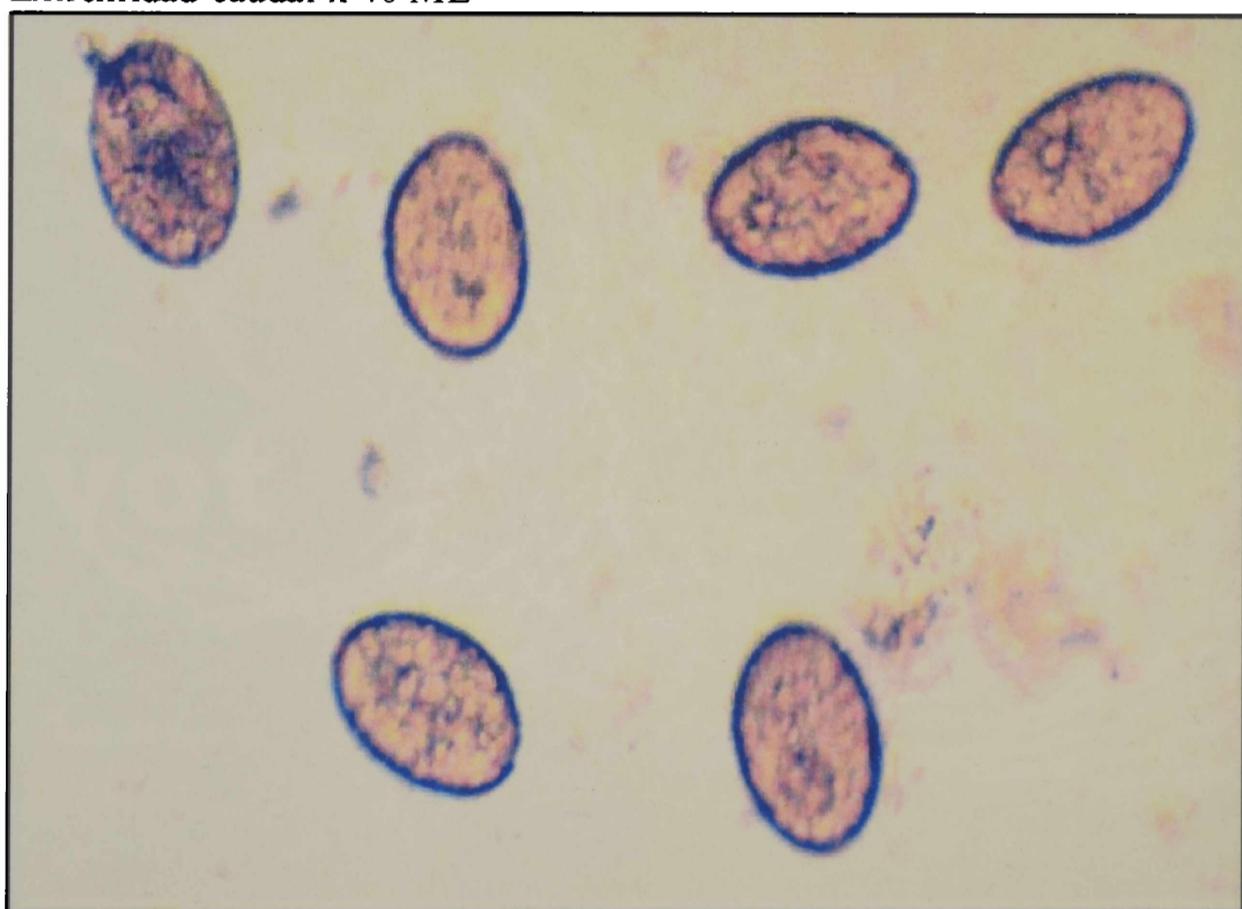


Figura 24: Huevos grandes y operculados, 102 μm de largo por 61,2 μm de ancho x 10 ML



Figura 25: Vista panorámica de *D. prolobo*. ec = extremidad cefálica; eca = extremidad caudal. x 34 MEB

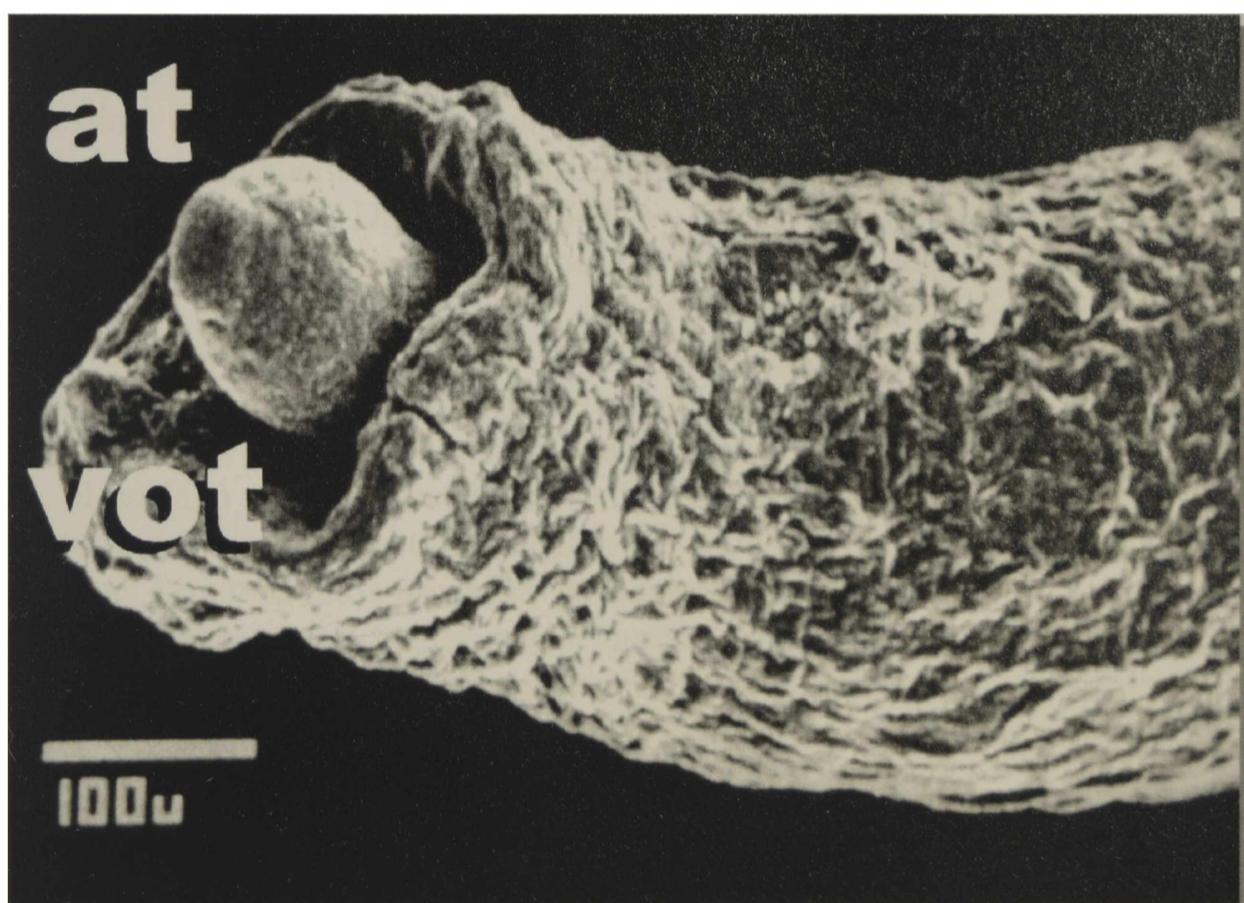


Figura 26: Extremidad cefálica con detalle de ventosa oral y aparato tribocítico. vot = ventosa oral terminal; at = aparato tribocítico x 180 MEB



Figura 27: Extremidad cefálica. vot = detalle de la ventosa oral terminal x 650 MEB

***Brachylaima migrans* Dujardin, 1845.**

El intestino delgado de 29 *D. albiventris* (58%) se halló infectado por el trematode identificado como perteneciente a la familia: *Brachylaimidae*, Joyeux and Foley, 1930 (Miller, 1936); género: *Brachylaima* Dujardin, 1843 = *Brachylaema* Duj. de Yamaguti, 1958 = *Harmostomun* Braun, 1899 = *Heterolope* Looss, 1899; *Brachylaima migrans* Dujardin, 1845 = *Brachylaima advena* Dujardin, 1843 = *B. fulvus* Dujardin, 1843 = *B. migrans* var. *advena* Dujardin, 1843 = *B. soricis* Dujardin, 1845 = *B. opisthotrias* (Lutz, 1895) Dollfus, 1935.

Este trematode pequeño, de color rojo sangre cuando se lo extrajo, presentó el cuerpo alargado, subcilíndrico, con forma de lengua, y con ambas ventosas la oral y la ventral muy similares, una faringe corta, el esófago muscular estaba ubicado inmediatamente detrás de la ventosa oral, éste se continuaba con dos ciegos intestinales, largos y poco sinuosos que terminaban por detrás del testículo posterior. Los testículos ubicados en tandem, se encontraban en el tercio posterior del cuerpo. El ovario intertesticular fue de menor tamaño que los testículos, el oviducto flexuoso se continuaba con un útero largo y muy flexuoso enrollado en el campo intercecal y recurrente para desembocar en el poro genital. Las glándulas vitelógenas iniciándose cerca del acetábulo se extendieron en lateral del cuerpo hasta el nivel del testículo anterior.

Huevos: fueron pequeños, elípticos, con un lado ligeramente aplanado y el otro convexo, operculados.

Localización: intestino delgado, ciego e intestino grueso.

Ciclo biológico: Triheteroxeno, con caracoles de tierra y babosas como primer y segundo huésped intermediario respectivamente.

Tabla 2: caracteres morfométricos del parásitoMedidas de *Brachylaima migrans* adulto de *Didelphis albiventris* (μm)

Largo del cuerpo	6875 – 6625 (6750)
Ancho del cuerpo	1075 – 1000 (1037,5)
Ancho ventosa oral	500 – 485 (492,5)
Largo ventosa oral	525 – 490 (507,5)
Ancho ventosa ventral	550 – 470 (510)
Largo ventosa ventral	500 – 450 (475)
Largo faringe	325 – 275 (300)
Ancho faringe	275 – 250 (262,5)
Distancia entre ventosas	200 – 100 (150)
Margen posterior de la ventosa ventral al testículo anterior	300 – 247 (273,5)
Distancia entre testículos	375 – 325 (350)
Testículo Posterior al extremo posterior del cuerpo	575 – 400 (487,5)
Largo ovario	300 – 200 (250)
Ancho ovario	350 – 250 (300)
Largo de la vitelina izquierda	2500 – 2250 (2375)
Largo de la vitelina derecha	3000 – 2450 (2725)
Max. diam. Testículo anterior	600 – 475 (537,5)
Diámetro perpendicular testículo anterior	500 – 525 (512,5)
Max. diam. testículo posterior	625 – 600 (612,5)
Diámetro perpendicular testículo posterior	525 – 450 (487,5)
Largo del cirro	400 – 275 (337,5)
Ancho del cirro	275 – 250 (262,5)
Largo de los huevos	30 – 27,5 (28,75)
Ancho de los huevos	15 – 13 (14)

Los especímenes fueron estudiados y microfotografiados por ML y por MEB.

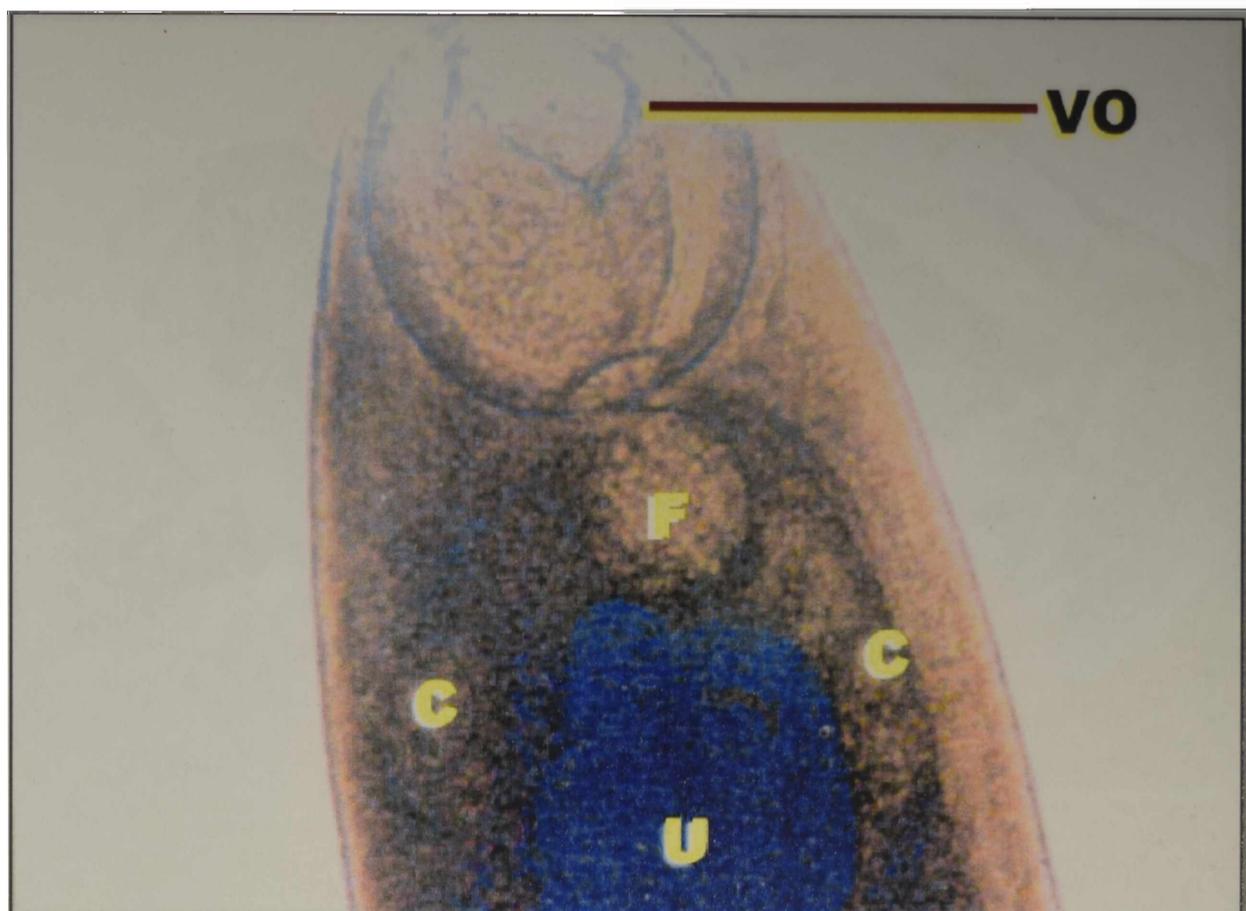


Figura 28: C= ciego; VO= ventosa oral x 40 ML



Figura 29: VO= ventosa oral; VV= ventosa vantral; PG= poro genital x 25 MEB

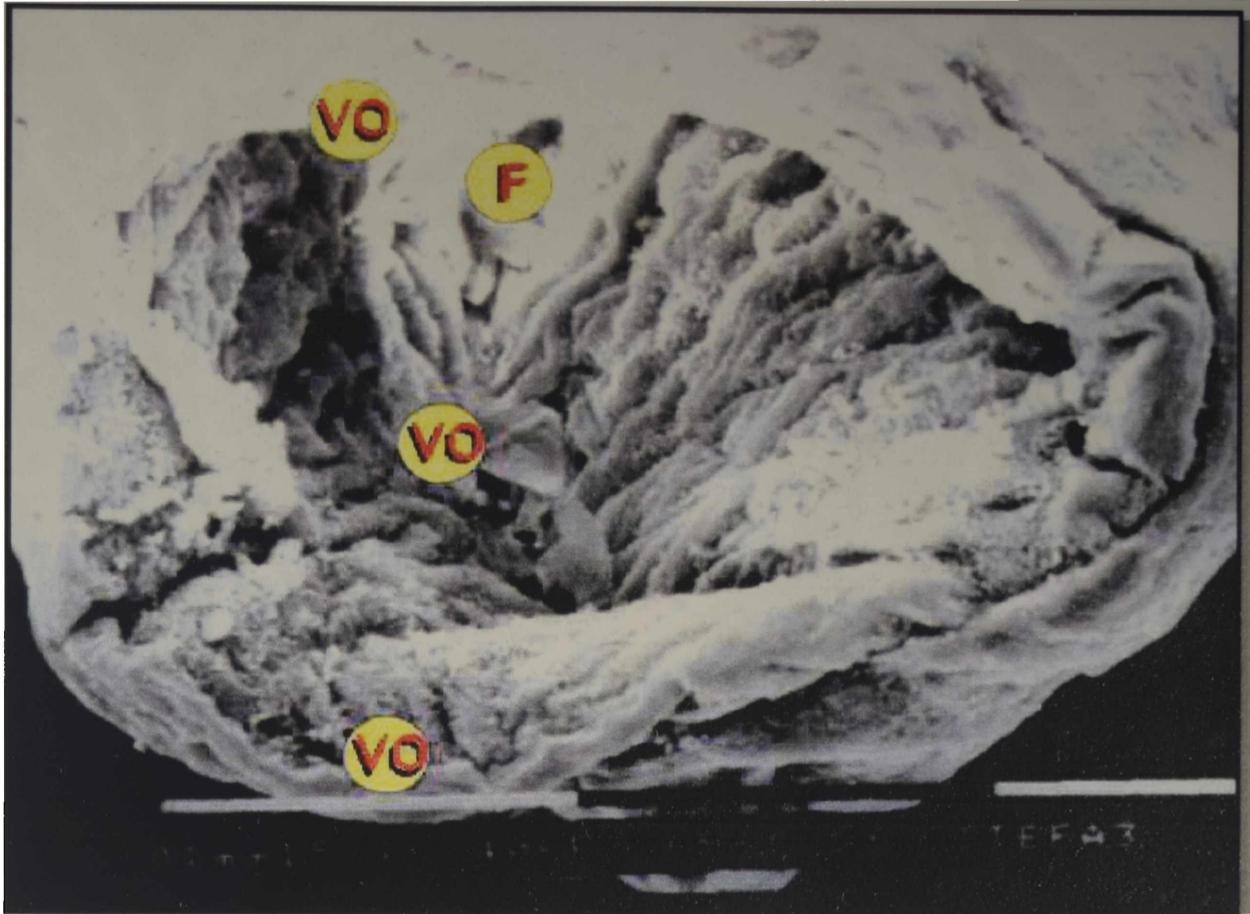


Figura 30: F= faringe; VO= ventosa oral x 406 MEB

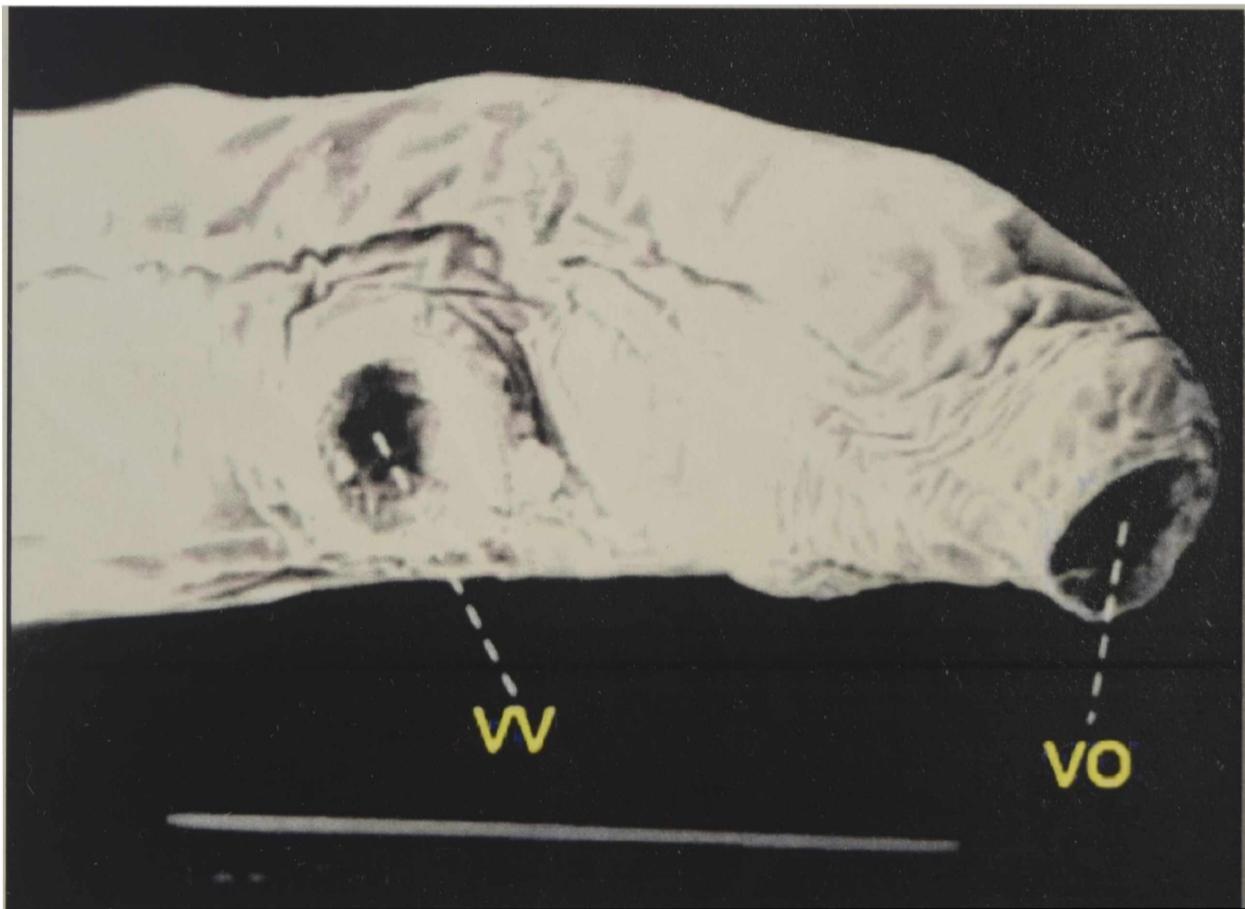


Figura 31: VO= ventosa oral; VV= ventosa ventral x 75 MEB



Figura 32: VV= ventosa ventral x 212 MEB



Figura 33: PG= poro genital x 212 MEB

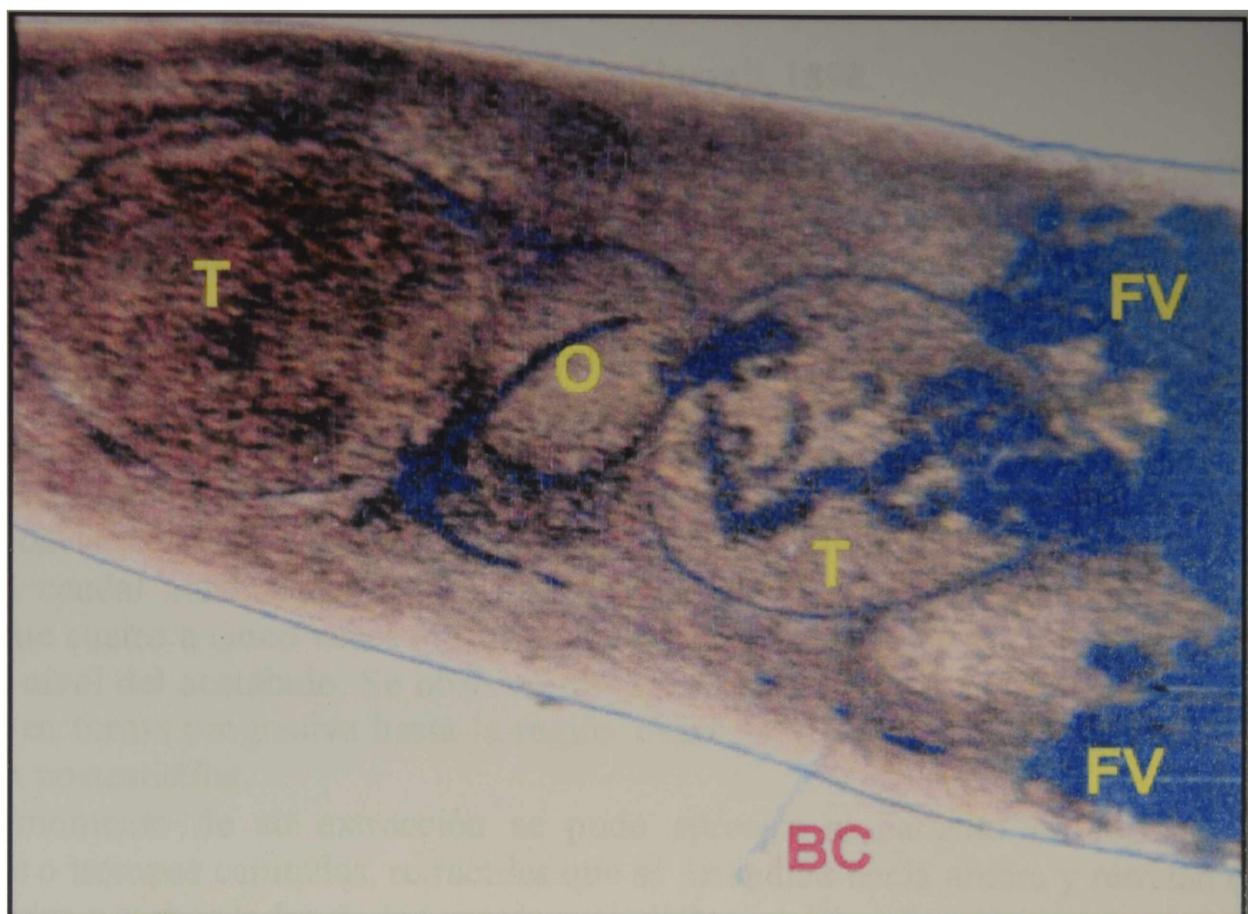


Figura 34: U= útero; BC= bolsa del cirro; T= testículo; FV= folículos vitelinos; O= ovario x 40 MEB



Figura 35: PG= poro genital x 775 MEB

***Rhopalias coronatus* (Rudolphi, 1819) Stiles y Hassall, 1898.**

En el intestino delgado de 27 *C. overa* (54%) se encontraron trematodes clasificados como perteneciente a la familia *Rhopaliidae* (Looss, 1899) Vianna, 1924 = *Rhopaliasidae* Yamaguti, 1958, género *Rhopalias* Stiles y Hassall, 1898, especie *Rhopalias coronatus* (Rudolphi, 1819) Stiles y Hassall, 1898.

Este parásito, se identificó por la presencia de dos largas probóscides o trompas espinosas ubicadas a los lados de la ventosa oral en sacos que alcanzaban la bifurcación cecal y que ocasionalmente la sobrepasaban, finalizando casi en el borde anterior del acetábulo.

Los adultos midieron de 3 a 4,5 mm de largo por 520 μm de ancho, presentaron el cuerpo alargado, con la extremidad cefálica truncada, cóncava ventralmente y convexa dorsalmente; la extremidad caudal achatada y con forma de hoja terminaba en una punta roma, la porción posterior fue cuatro a cinco veces más larga que la anterior y la separación entre ambas partes se encontró a nivel del acetábulo. Se observó un tegumento espinoso, con espinas que aumentaban de tamaño en forma progresiva hasta la región ovariana, disminuyendo luego hasta desaparecer en la región postesticular.

Al momento de su extracción se pudo apreciar al parásito en movimiento con las probóscides o trompas capitadas, retráctiles que se extendían hacia afuera y retraían dentro de los sacos ubicados a ambos lados de la ventosa oral, dichas probóscides o trompas evertidas midieron 700 a 900 μm de largo, encontrándose provistas de espinas, en número de 9 a 12, y midieron 55 μm de largo, las mismas debido a las maniobras de fijación y coloración generalmente tendieron a desprenderse. Los sacos o receptáculos de las trompas midieron 0,980 mm de largo y 0, 165 mm de ancho.

La ventosa oral subterminal midió 125 μm de diámetro, en dorsal de la misma y bordeándola se situaron doce espinas. Todas las espinas tuvieron una uña terminal pequeña.

El acetábulo musculoso, de forma redondeada a ovoide, se proyectaba ventralmente debido a su movilidad, ubicándose en la mitad anterior del cuerpo y midiendo de 265 μm de diámetro.

La ventosa oral se continuaba con una faringe musculosa ubicada entre ambas vainas de las trompas, midieron 210 μm de largo por 120 μm , luego el esófago seguido por dos ciegos intestinales, que terminaban en el extremo posterior del parásito. El poro genital mediano y preacetabular.

Los dos testículos de contorno irregular, medianos, intercecales y postovarianos se ubicaron en tandem diagonal, siendo el anterior de menor tamaño y midiendo 350 μm de largo por 130 μm de ancho el anterior y el posterior 460 μm de largo por 130 μm de ancho. El ovario pretesticular y mas pequeño que éstos, midió 210 μm . Las glándulas vitelinas, laterales conformadas por numerosos folículos grandes, se extendieron desde la mitad del cuerpo hasta el extremo posterior. El útero se sitúo entre el ovario y el acetábulo.

Los huevos amarillentos, de cáscara lisa, midieron 110 μm por 60 μm y presentaron un opérculo.

Localización: intestino delgado.

Ciclo biológico: desconocido.

Se observaron mediante ML y obtuvieron microfotografías.

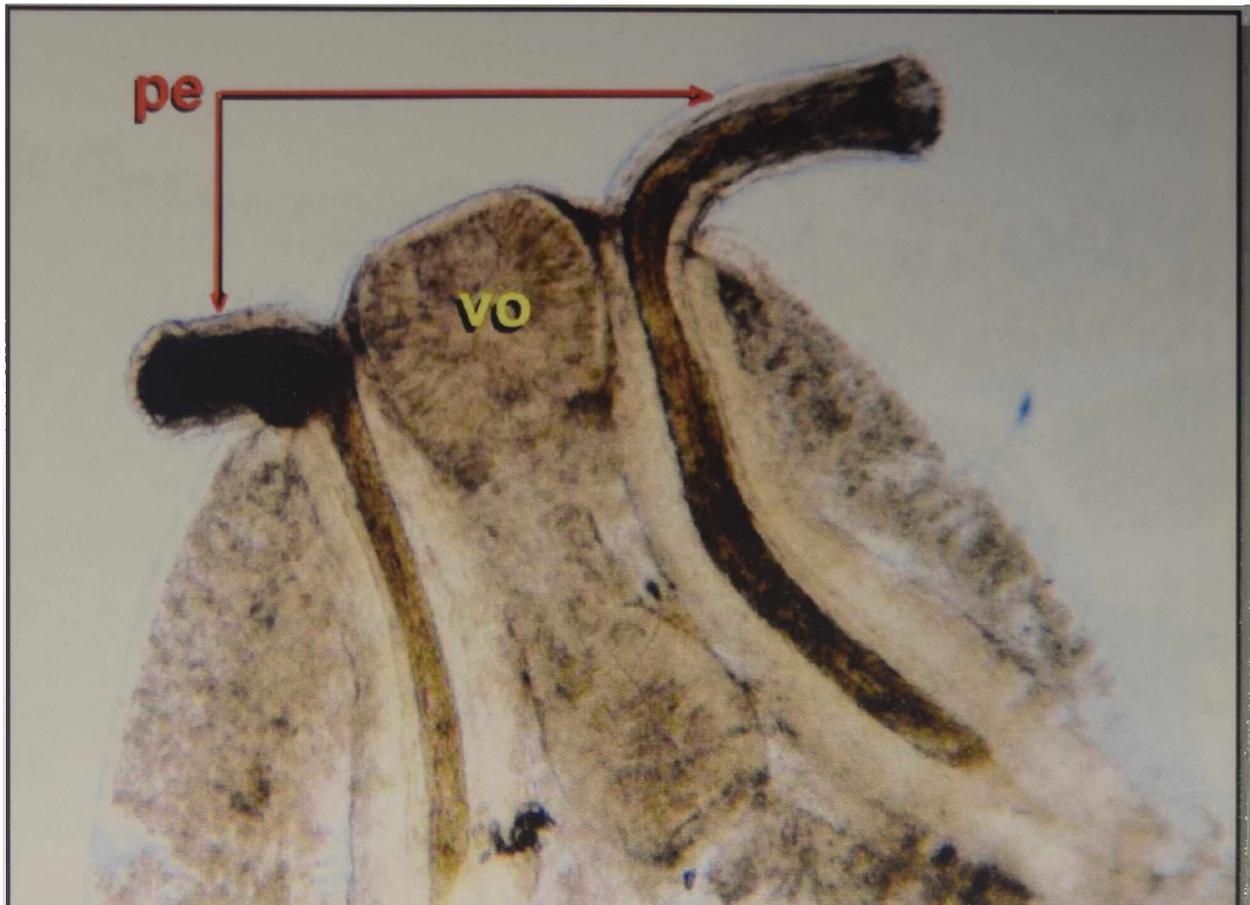


Figura 36: Extremo anterior, pe= probóscides (o trompas) espinosas; vo= ventosa oral; x 40 ML.



Figura 37: a = acetábulo; hu = huevos en útero x 40 ML.

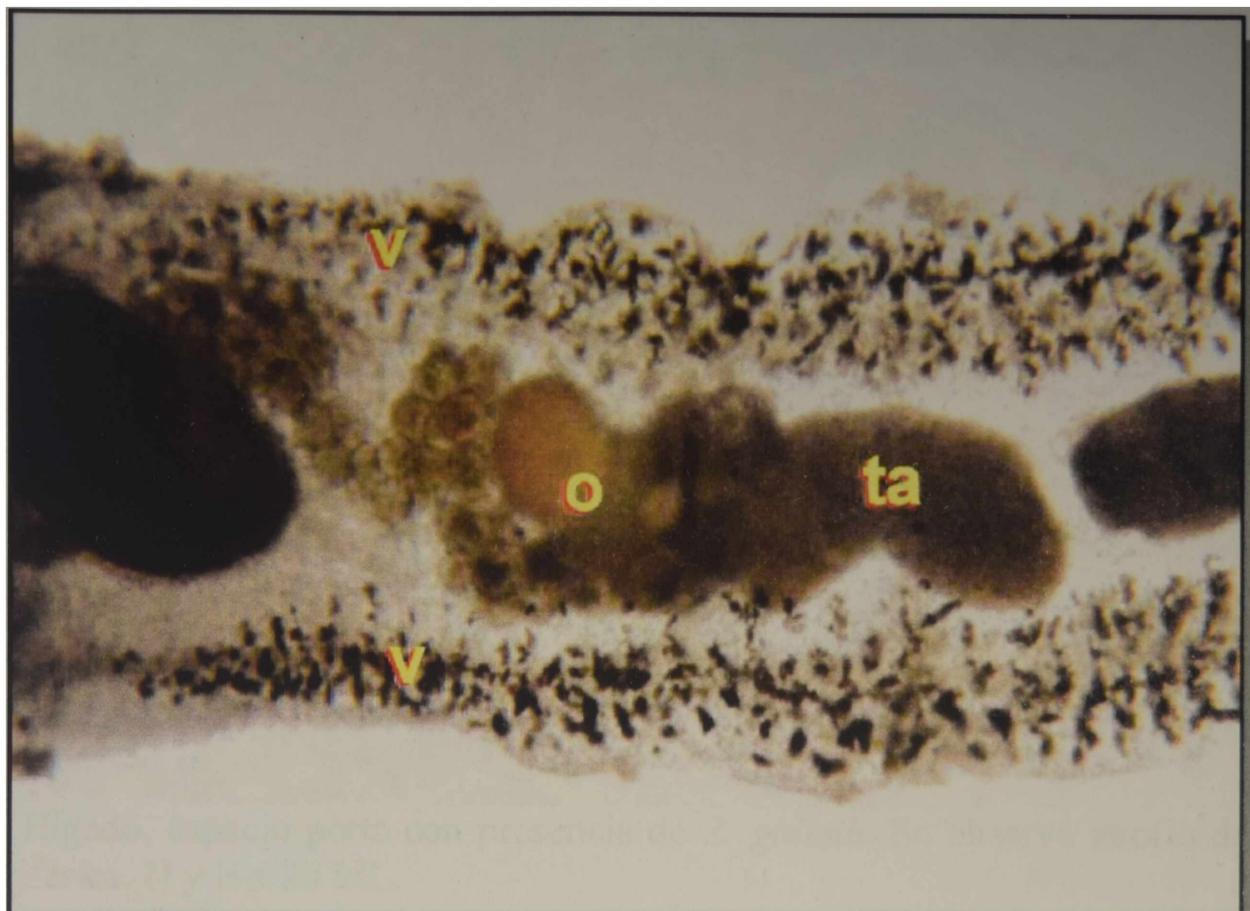


Figura 38: v= vitelógenas; o= ovario; ta= testículo anterior x 40 ML.

***Zonorchis goliath* Travassos, 1946.**

Se presentó en un solo caso (2%), (satélite), un trematode clasificado como perteneciente a la familia: *Dicrocoeliidae* (Looss, 1899) Odhner, 1910; subfamilia: *Dicrocoeliinae* Looss, 1899; género: *Zonorchis* Travassos, 1944; especie: *Zonorchis goliath* Travassos, 1946.

La extracción de los 10 ejemplares hallados en los canalículos biliares, fue dificultosa debido a su labilidad y fácil desintegración, por lo que no se pudieron obtener especímenes enteros, por ésta razón sus caracteres morfológicos se observaron en preparados temporales y en forma fraccionada, para establecer su ubicación taxonómica.

Estudio Histológico: microscópicamente la arquitectura hepática se encontró parcialmente alterada debido a la presencia de gruesas bandas de tejido fibroso, e infiltrado inflamatorio que rodeaban a los espacios porta. En éstos se observó intensa hiperplasia de ductos biliares. El lobulillo hepático presentó además congestión centrolobulillar y focos aislados de colangiolitis, evidenciando en ocasiones, colestasis canalicular.

Los escasos parásitos se encontraron libres en la luz de los ductos biliares y adheridos al epitelio ductal por medio de su acetábulo ocasionando atrofia del epitelio y fibrosis periférica.

Localización: canalículos biliares

Ciclo biológico: desconocido

Se obtuvieron microfotografías de los cortes histológicos.



Figura 39: Hígado, espacio porta con presencia de *Z. goliath*. Se observa atrofia del epitelio y fibrosis periférica. H y E x 20 ML.

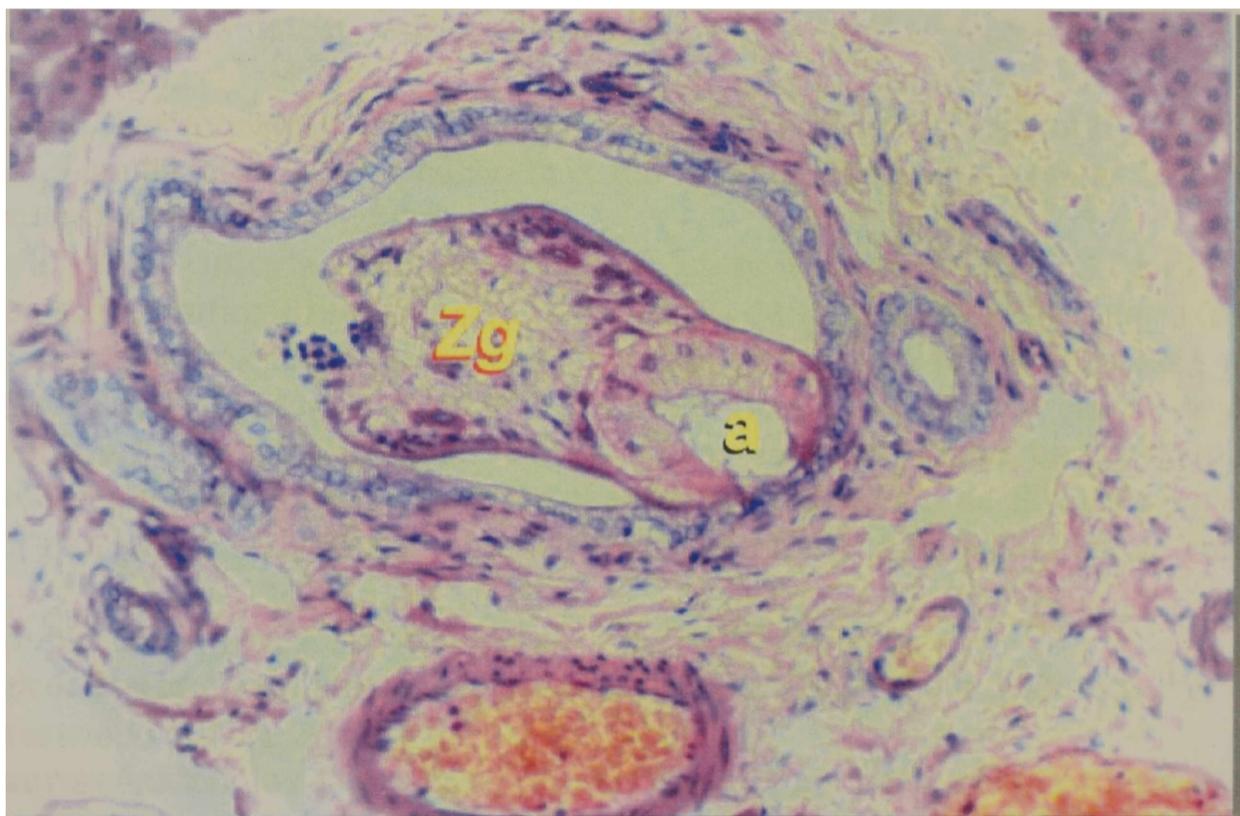


Figura 40: Hígado, espacio porta, *Z. goliath* adherido por su acetábulo al ducto biliar. H y E x 40 ML.

NEMATODES

Para la ubicación taxonómica de los nematodos se utilizaron las claves de Yamaguti (1961); York y Maplestone (1962); Boero (); Lombardero (); Masí Pallares (1990); Prestwood (1976); Chabaud (1997)

Didelphostrongylus hayesi Prestwood, 1976

Los pulmones de 40 animales (80%) se encontraron parasitados por un nematode al que se ubicó en el orden: *Strongylida* Molin, 1861; superfamilia: *Metastrongyloidea* Lane, 1917; familia: *Filaroididae* Schulz, 1951 (Prestwood, 1976) *Angiostrongylidae* Chabaud, 1978; subfamilia: *Angiostrongylinae* Böhm and Gebauer, 1934; género: *Didelphostrongylus* Prestwood, 1976; especie: *Didelphostrongylus hayesi* Prestwood, 1976.

Estos metastrongilideos se caracterizaron por su tamaño levemente pequeño, presentaron gran dimorfismo sexual, la longitud la hembra fue aproximadamente dos veces mayor a la del macho. Se observó la cutícula lisa delgada y muy delicada, ambos sexos presentaron seis papilas cefálicas, cápsula bucal reducida y rodeada por seis diminutos labios, esófago muscular con forma de maza.

Macho: cuerpo delgado, midieron entre 0,9 a 1,20 cm de largo y 350 μm a 430 μm de ancho máximo. El largo del esófago fue de 160 μm a 175 μm . Las espículas pares, cortas, robustas, similares y parecidas, midieron 57 μm a 63 μm de longitud. Se observó un estrechamiento de la cola antes de la bolsa copulatríz, ésta fue reducida con los lóbulos poco marcados y sostenidos por los rayos bursales.

Hembra: cuerpo mas robusto y con aspecto de “palo de barbero”, Prestwood (1976), midieron entre 1,80 a 2,5 cm de largo, con un ancho máximo 650 μm a 845 μm . Esófago de 165 μm a 190 μm . Vulva anterior al ano. Ovovivípara.

Larva 1: con la cutícula uniformemente lisa. Largo del cuerpo 220 μm a 240 μm por 10,5 a 12,5 μm de ancho. Esófago: filariforme, 113 a 116 μm de largo equivalente a aproximadamente la mitad del largo total del cuerpo. El extremo posterior atenuado en forma de lanceta y sin espina dorsal. Por medio de la disección de los nódulos bajo microscopio estereoscópico se observaron dentro de los mismos y también libres en las vías aéreas. Estas se eliminaron con la materia fecal y mediante el microscopio óptico, utilizando el método de flotación de Sheather, se observaron numerosas L₁ por campo generalmente más de ocho, con movimientos rápidos de contracción y extensión.

Localización: pulmonar, ubicación subpleural.

Ciclo Biológico: Heteroxeno, hospedador intermediario caracoles, donde desarrollan las L₂ y L₃ infectante, Prestwood (1976).

Lesiones macroscópicas: los pulmones presentaron un color rojo oscuro y fueron levemente firmes al tacto, con numerosos nódulos de coloración grisáceo pálido, dispersos a través del parénquima y localizados subpleuralmente, sobresaliendo de la superficie, aislados o confluentes, de diámetro irregular cuyas medidas mas frecuentes fueron de 6 mm hasta 1cm, de consistencia firme, y contenido necrótico. Dentro de éstas estructuras se encontraban parásitos en diferentes estadios evolutivos, hembras adultas y grávidas, machos adultos y larvas I (L₁), las hembras se

presentaron arrolladas sobre si mismas y los machos en menor medida. En los alvéolos y vías respiratorias superiores frecuentemente se observó abundante mucus.

Estudio Histológico: histológicamente las lesiones pulmonares se caracterizaron por múltiples focos de bronconeumonía parasitaria que ocasionaban fenómenos de atelectasia y zonas enfisematosas alrededor de los mismos. Los parásitos se localizaron dentro de bronquios, bronquiólos y sacos alveolares rodeados por infiltrado leucocitario. Los pulmones evidenciaron además hipertrofia de la musculatura lisa y arterioesclerosis a expensas de hipertrofia e hiperplasia de la capa media arteriolar.

Se observaron mediante microscopio óptico y obtuvieron microfotografías de las L₁ y de las lesiones histológicas.



Figura 41: Pulmones de color rojo oscuro, con numerosos nódulos de coloración grisáceo pálido, localizados subpleuralmente, sobresaliendo de la superficie. Macroscópica.

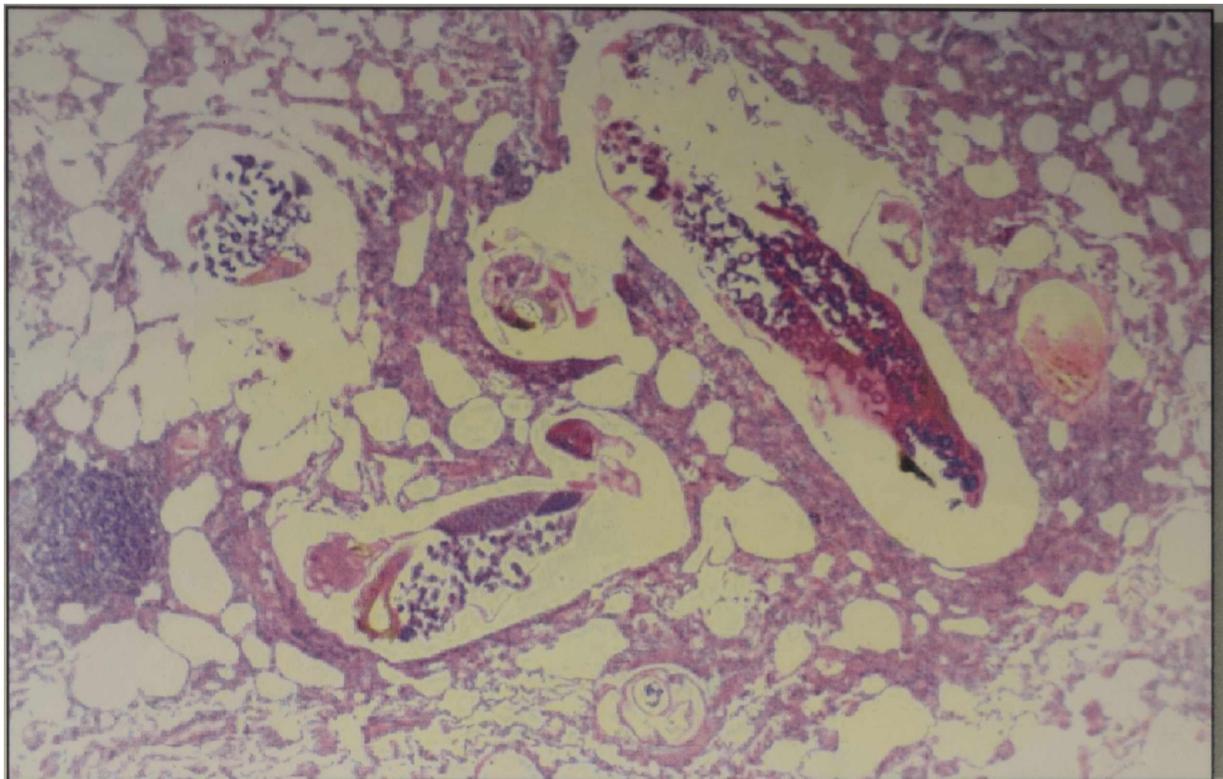


Figura 42: Panorámica de pulmón. Focos de bronconeumonía parasitaria. Se observan múltiples larvas en bronquios y sacos alveolares. H y E. x 4 ML.

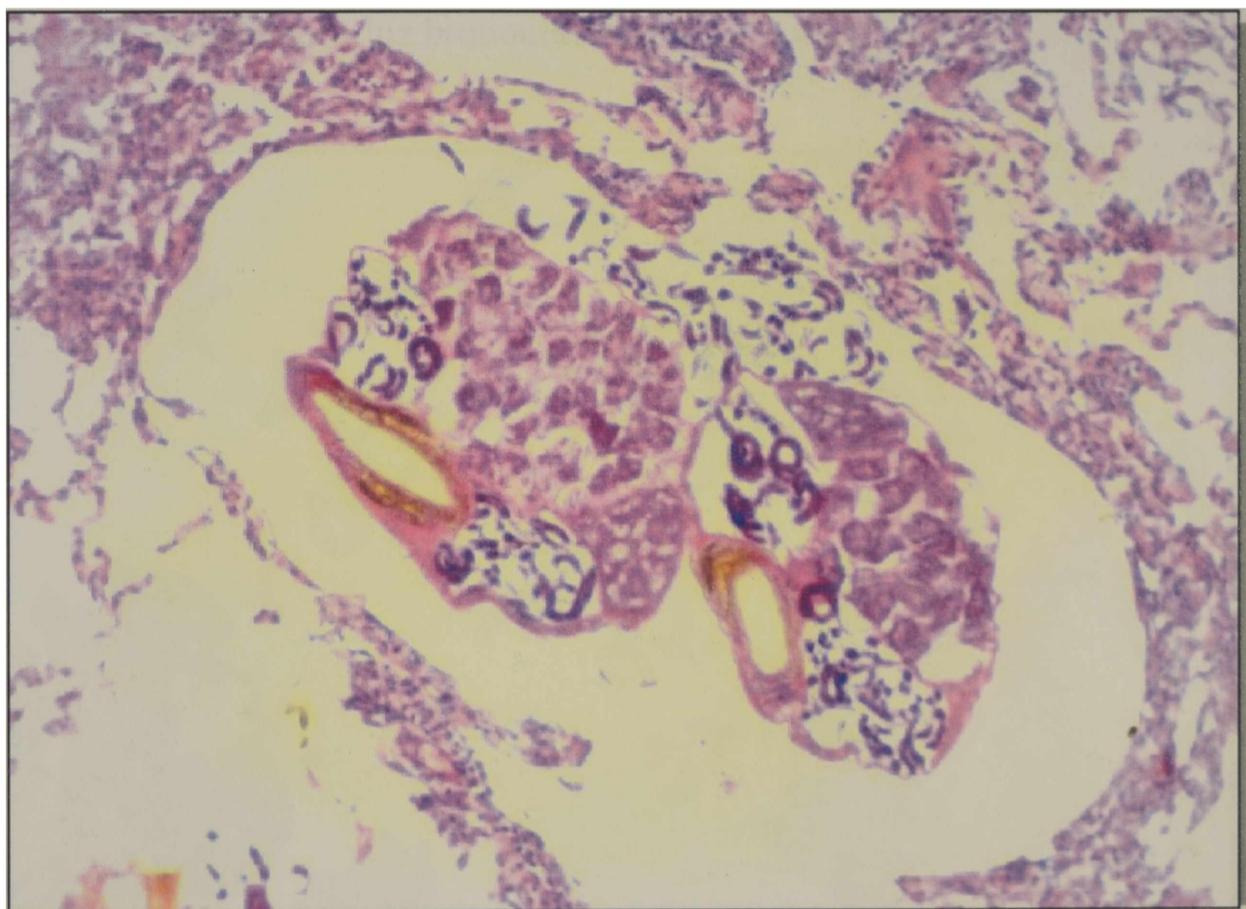


Figura 43: Larvas de *D. hayesi* en bronquíolo. H y E x 10 ML.

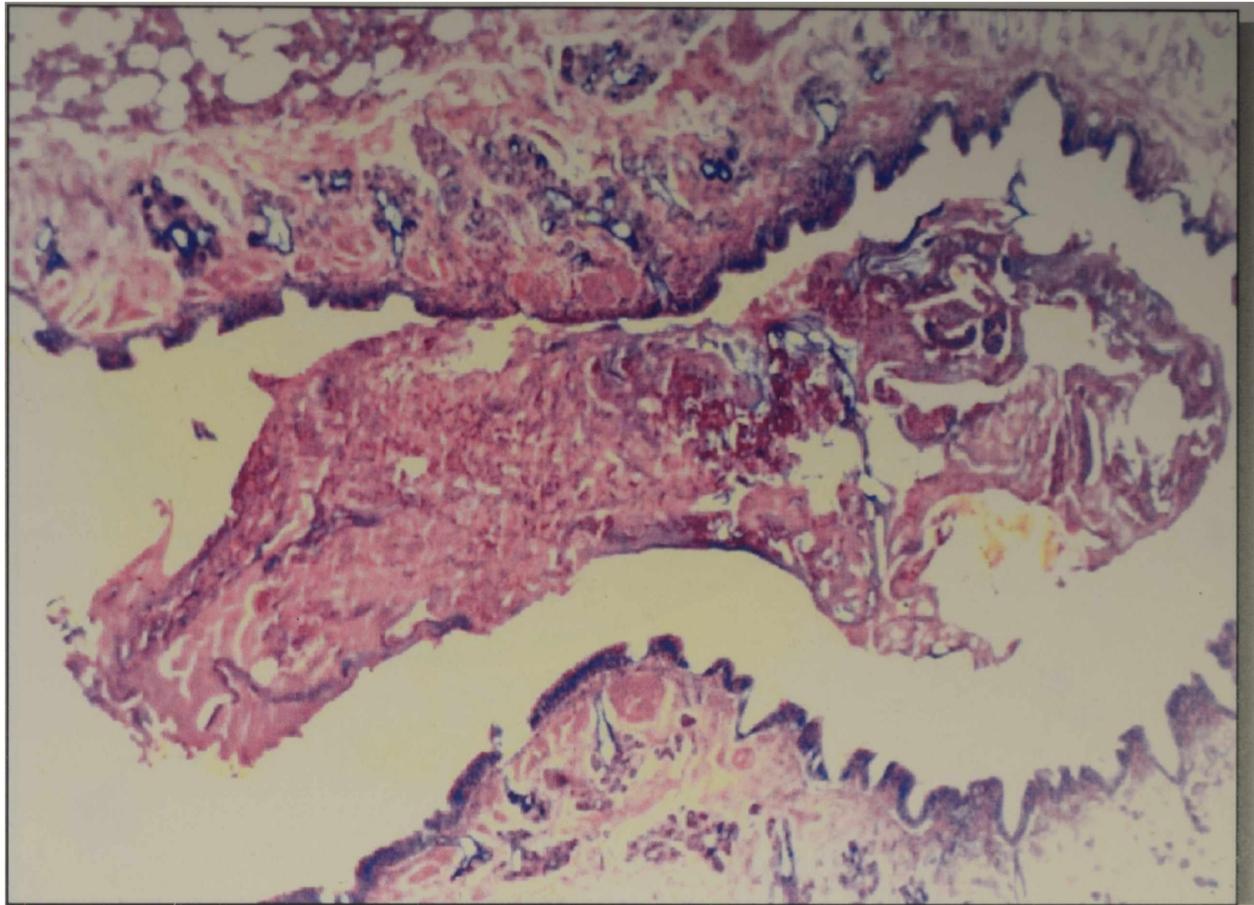


Figura 44: Embolo parasitario en luz bronquial. H y E x 10 ML.

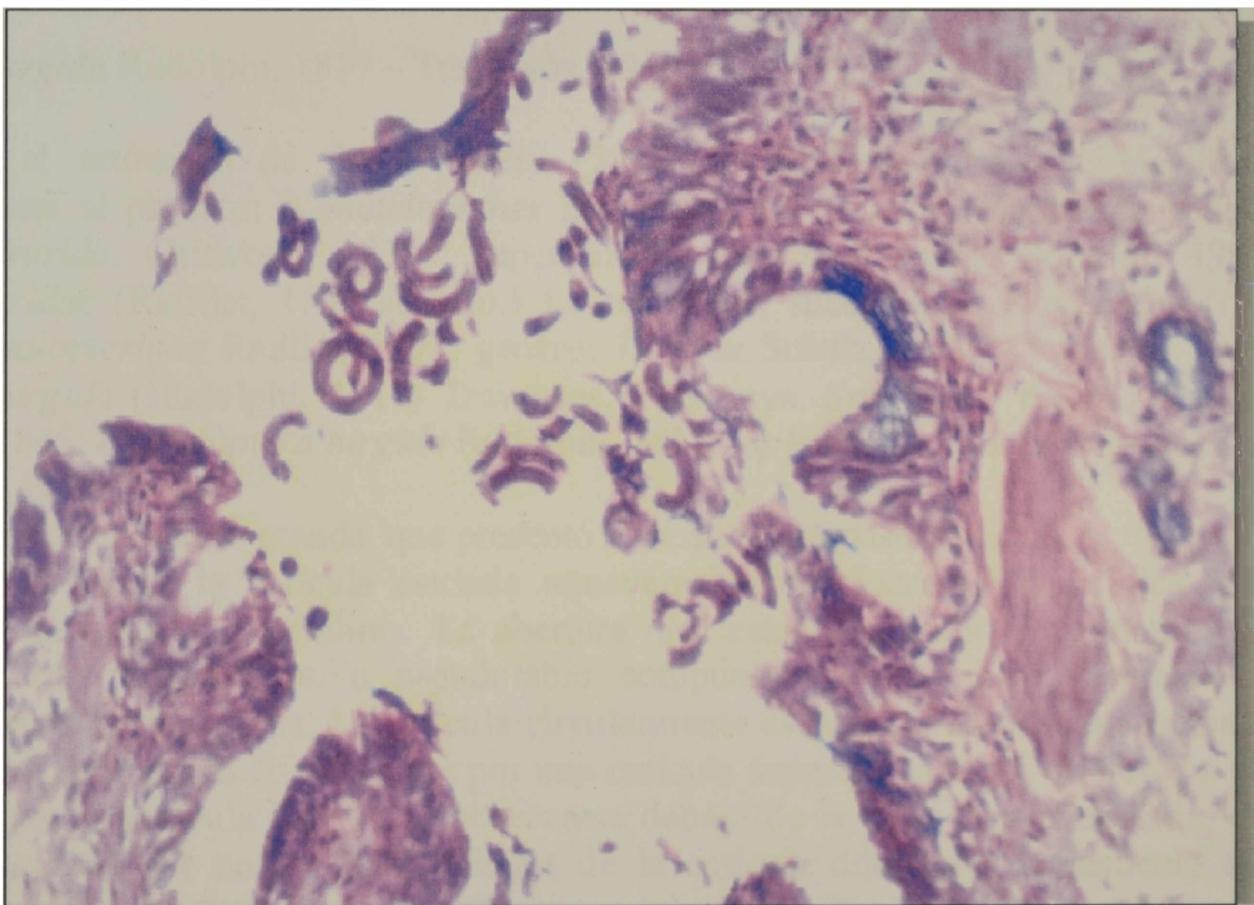


Figura 45: Luz bronquial con larvas de *D. hayesi*. H y E x 10 ML.



Figura 46: L₁, en materia fecal. Sheather. x 40 ML.

Turgida turgida Rudolphi, 1819 – Travassos, 1919.

En el estómago de 39 *C. overa* (78%) se hallaron helmintos, clasificados como pertenecientes al phylum: *Nematelminthes* Schneider, 1873; clase: *Nematoda* Rudolphi, 1808; orden: *Spirurida*, Chitwood, 1933; superfamilia: *Physalopteroidea* Sobolev, 1949; familia: *Physalopteridae* (Railliet, 1893 subfam.) Leiper, 1909; subfamilia: *Spiruroidea* (Matey et al. 2001) *Physalopterinae* Railliet, 1893; género: *Turgida* Schulz, 1927, Travassos, 1919; especie: *Turgida turgida* (Rudolphi, 1819) Travassos, 1920, syn. *Spiroptera turgida* Rudolphi, 1819, Dujardin, 1845; *Physaloptera turgida* Rudolphi, 1819; *Spiroptera didelphidis-virginiana* Leidy, 1851- Hill, 1940.

Este fue un verme grande, que presentó marcado dimorfismo sexual. Ambos sexos tenían la cutícula estriada transversalmente. Extremidad cefálica gradualmente adelgazada en machos y hembras. La abertura oral estuvo rodeada lateralmente por 2 labios simétricos, semiredondeados, o pseudolabio compuesto por 3 labios fusionados que eran aplanados en la parte interna. La cutícula circularmente estriada de los labios estaba demarcada con una zona de cutícula lisa, seguida por una cutícula áspera y estriada, que estaba separada en dos partes por la cutícula lisa. Pudo observarse debajo de la zona áspero estriada, un collarite cefálico, formado por un profundo pliegue de la cutícula dilatada y tenuemente estriada que cubría el cuerpo del verme, principalmente en los parásitos adultos. Los labios estuvieron provistos de estructuras sensoriales tales como anfidios, papilas, y áreas circunscriptas parecidas a esponjas. Cada labio tenía un anfidio semejante a un botón en la parte central de su cara

externolateral y lateroventralmente de los anfidios dos papilas simétricas prominentes. Las papilas estaban ubicadas en depresiones poco profundas rodeadas por un borde estrecho de la cutícula. La parte convexa de cada labio tenía 3 áreas similares a esponjas dispuestas en una fila triangular. La parte plana interna del labio también tenía 2 áreas simétricas parecidas a esponjas sobre el lado lateral. Un par de papilas cervicales o deridios estaban situados en la parte anterior del helminto. El área central de la superficie plana interna de cada labio estaba armada por una estructura compleja, compuesta por los dientes externo lateral e interno lateral. El diente externo grande y con forma de pirámide y el diente interno o tripartito, estaba compuesto por tres dientes desiguales, parcialmente fusionados, con extremidades puntiagudas y un surco ventral vertical. El diente central más grande que los dos dientes sublaterales y extendiéndose sobre el diente externo. Dos poros se encontraron debajo de cada diente sublateral y dos estructuras parecidas a papilas estaban ubicadas sobre un doblez en forma de herradura que subrayaba el diente tripartito. Los denticulos ásperos triangulares que rodeaban la abertura de la cavidad bucal no fueron descritos anteriormente. Esófago largo, intestino rectilíneo. Extremidad caudal redondeada, Matey et al. (2001).

Macho: midieron de 2 a 3,5 cm de largo y de 0,20 a 0,30 cm de diámetro mayor, con la extremidad caudal curvada ventralmente y la cloaca en su parte anterior, junto con alas caudales desarrolladas. La cutícula dilatada formaba un pliegue anterior transversal que separaba la cola del resto del cuerpo y dos pliegues longitudinales más desarrollados en los adultos. La superficie ventral de la cola poseía 22 papilas caudales. 4 pares de papilas pedunculadas o externolaterales estuvieron asociadas con el ala caudal y se distribuían a lo largo de la cola, desde el pliegue transversal a la región postcloacal. La disposición de las 18 papilas sésiles es estándar para la familia *Physalopteridae*. Tres papilas precloacales se agrupan en un diseño triangular; la papila central es más grande que las laterales y se coloca más cercana a la abertura cloacal. Entre los 5 pares de papilas postcloacales, los primeros y segundos pares están situados directamente detrás de la cloaca en una fila transversal. El tercer par es asimétrico, con la papila izquierda colocada más arriba que la derecha. Dos fasmidios están situados delante del cuarto par de papilas. Los cuartos y quintos pares mostraron un esquema de distribución trapezoidal. Una amplia papila truncada se encontraba entre el quinto par de papilas sésiles. La abertura cloacal fue en forma de media luna o herradura, con un amplio borde marginal y la cutícula interna levemente doblada. La cara ventral de la cola poseía muchos tipos de ornamentaciones. El primero es un ornato áspero con forma de herradura. Estaba representado por las crestas longitudinales que interrumpen la regular estriación transversal del cuerpo del parásito, extendido desde el pliegue transversal a la papila pedunculada y rodeaban las papilas pre y postcloacal. Debajo de las papilas postcloacales las crestas estaban transformadas con forma de cuentas y estructuras organizadas parecidas a un botón en numerosas filas (más de 30). Este segundo diseño estaba limitado lateralmente por los pliegues longitudinales de la cutícula. Debajo del tercer par asimétrico de la papila postcloacal las filas se separaban en 2 porciones iguales con una amplia área central que llevaba las restantes papilas y los fasmidios. El N° de filas se redujo y solamente 3 a 5 se extendieron a la parte posterior de la cola debajo del quinto par de papila postcloacal. El área central finamente estriada, los márgenes laterales y el tercio posterior de la cola, exhibieron el tercer tipo de ornamentación ventrocaudal. Espículas pequeñas casi iguales y extendidas fuera del orificio de la cloaca.

Hembra: midieron de 5,9 a 8,5 cm. de longitud y de 1,7 a 3,2 mm de diámetro mayor. Vulva casi anterior a nivel del final del esófago. La cola cónica lleva la abertura anal preterminal, en forma de media luna.

Huevos pequeños, de cáscara gruesa y ovals midieron 45 μm de largo por 30 μm de ancho, embrionados al momento de la puesta.

Localización: Estómago.

Ciclo biológico: Heteroxeno, huésped intermediario cucarachas (*Blattella germanica*).

Lesiones macroscópicas: la apertura del estómago de los animales necropsiados permitió la observación de nematodos de diferentes tamaños fuertemente adheridos a la mucosa gástrica, ubicados preferentemente en la curvatura mayor, de color generalmente rojizo, contrastando con la coloración blanquecina que presentaban aquellos que ya no estaban adheridos a la misma. Las lesiones en la mucosa gástrica en los lugares donde se encontraban adheridos, estaban representadas por numerosas y profundas lesiones ulcerativas, de aspecto crateriforme y de diámetro variable desde 3 a 8 mm aproximadamente, que comprometían la mucosa y la submucosa formando sinuosos canales en el espesor de la misma.

Estudio Histológico: el análisis histológico de la mucosa gástrica afectada por los parásitos mostró necrosis superficial de tipo coagulativo del epitelio glandular e infiltrado inflamatorio polimorfo nuclear, con predominio de eosinófilos en el límite con la submucosa. Esta última presentó áreas engrosadas a expensas de tejido fibroso, coincidiendo con los sitios donde se hallaban adheridos los parásitos.

Estudio por MEB: Para la apreciación de los detalles microanatómicos externos fueron observadas mediante el microscopio electrónico de barrido (MEB).



Figura 47: Estómago de *D. albiventris* parasitado por *T. turgida*. Macrofotografía.



Figura 48: Vista panorámica de *T. turgida*. x 25 MEB.

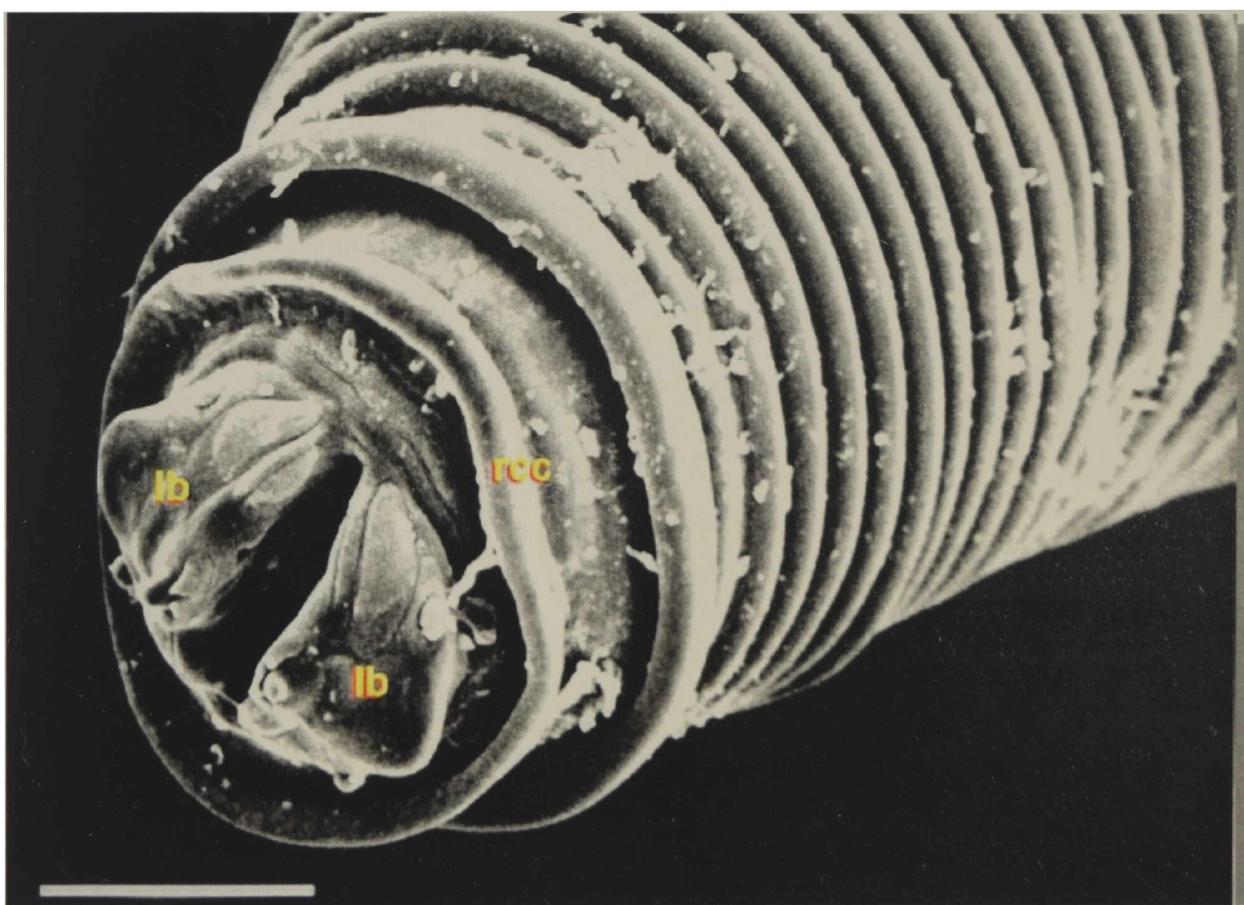


Figura 49: Vista anterolateral de la extremidad cefálica, lb = labios; rcc = repliegue cuticular cefálico x 250 MEB.

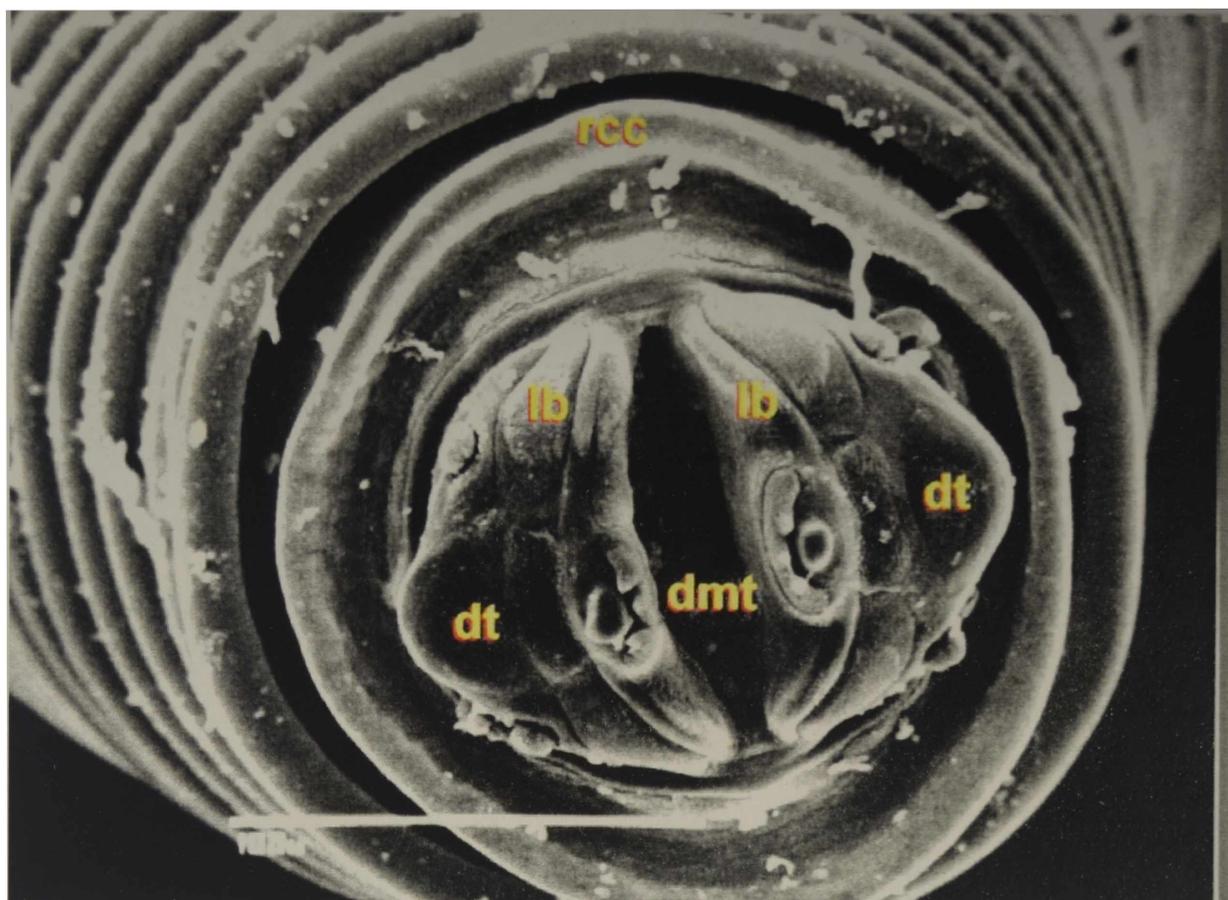


Figura 50: Vista anterior de la extremidad cefálica, lb = labios; rcc = repliegue cuticular cefálico; dmt = diente membranoso tripartito; dt = diente triangular x 450 MEB.



Figura 51: Vista anterior de la entrada a la cavidad oral, co = cavidad oral; psd = papila externa subdorsal; pesv = papila externa subventral; dmt = diente membranoso tripartito x 900 MEB.

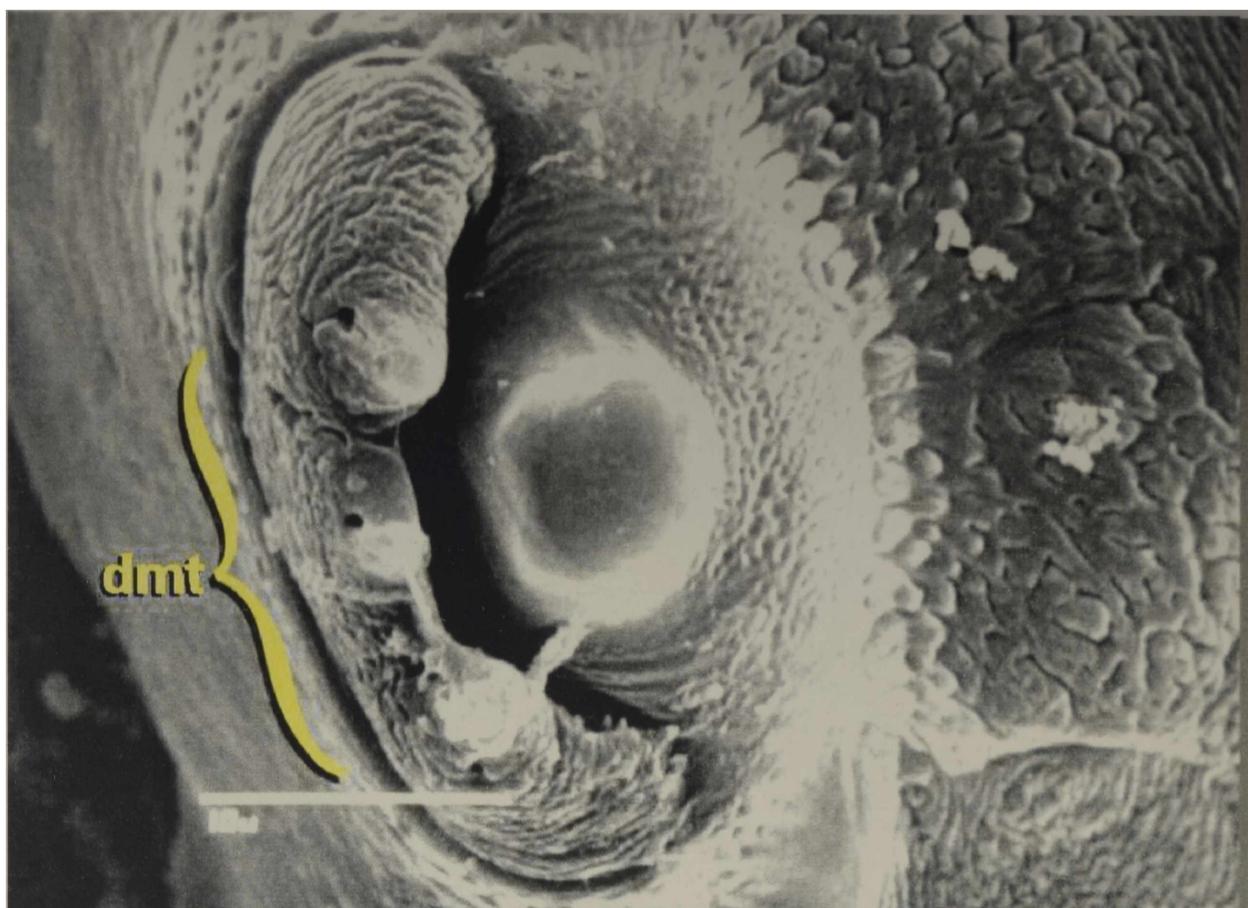


Figura 52: dmt = detalle del diente membranoso tripartito x 2800.



Figura 53: Vista de la extremidad caudal de la hembra x 45 MEB.



Figura 54: Macho vista de la extremidad caudal curvada ventralmente, con la cloaca en su parte anterior x 42 MEB.

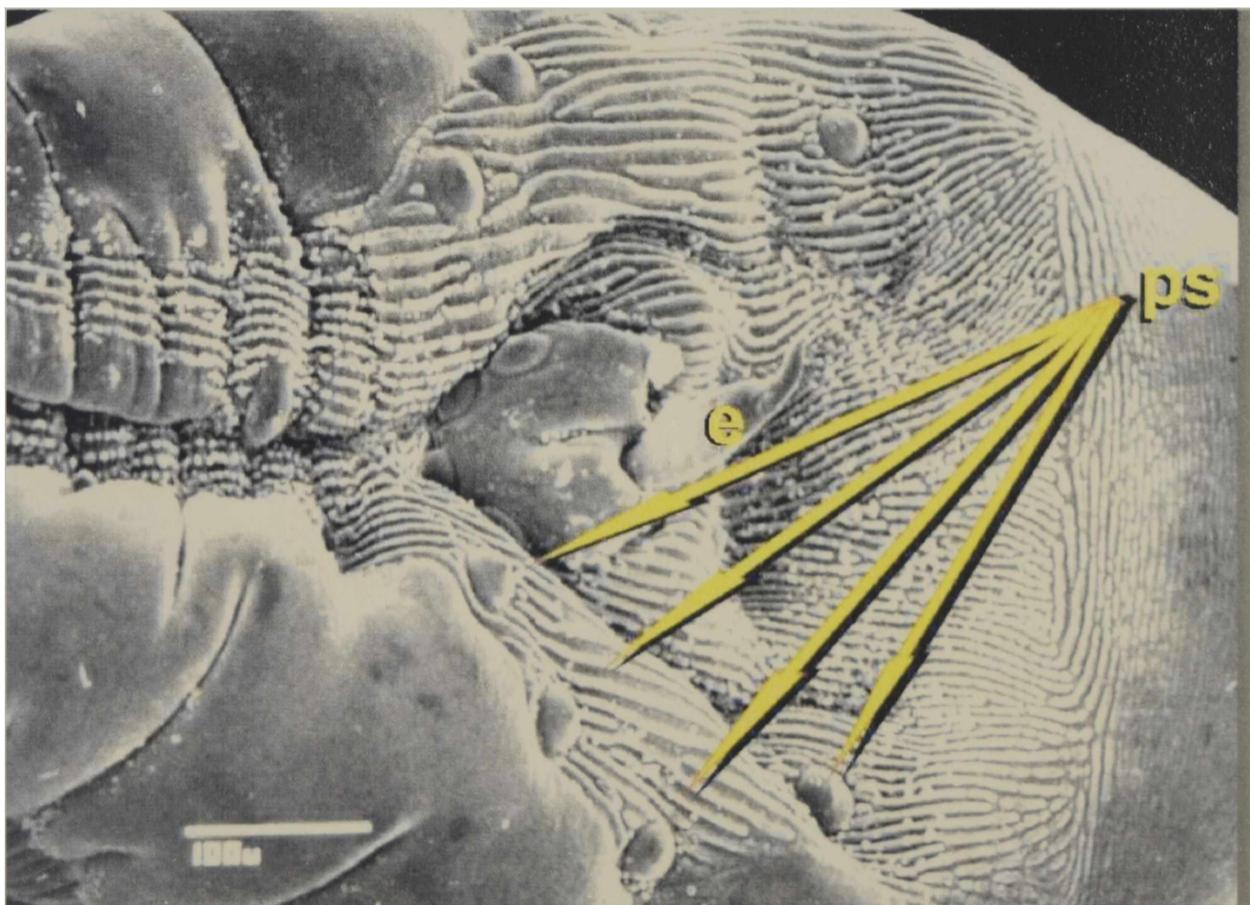


Figura 55: Macho detalle de la extremidad caudal, e = espícula; ps = papilas sésiles x 120.



Figura 56: Detalle de una papíla sesil, x 1200 MEB.

Estudio Histológico

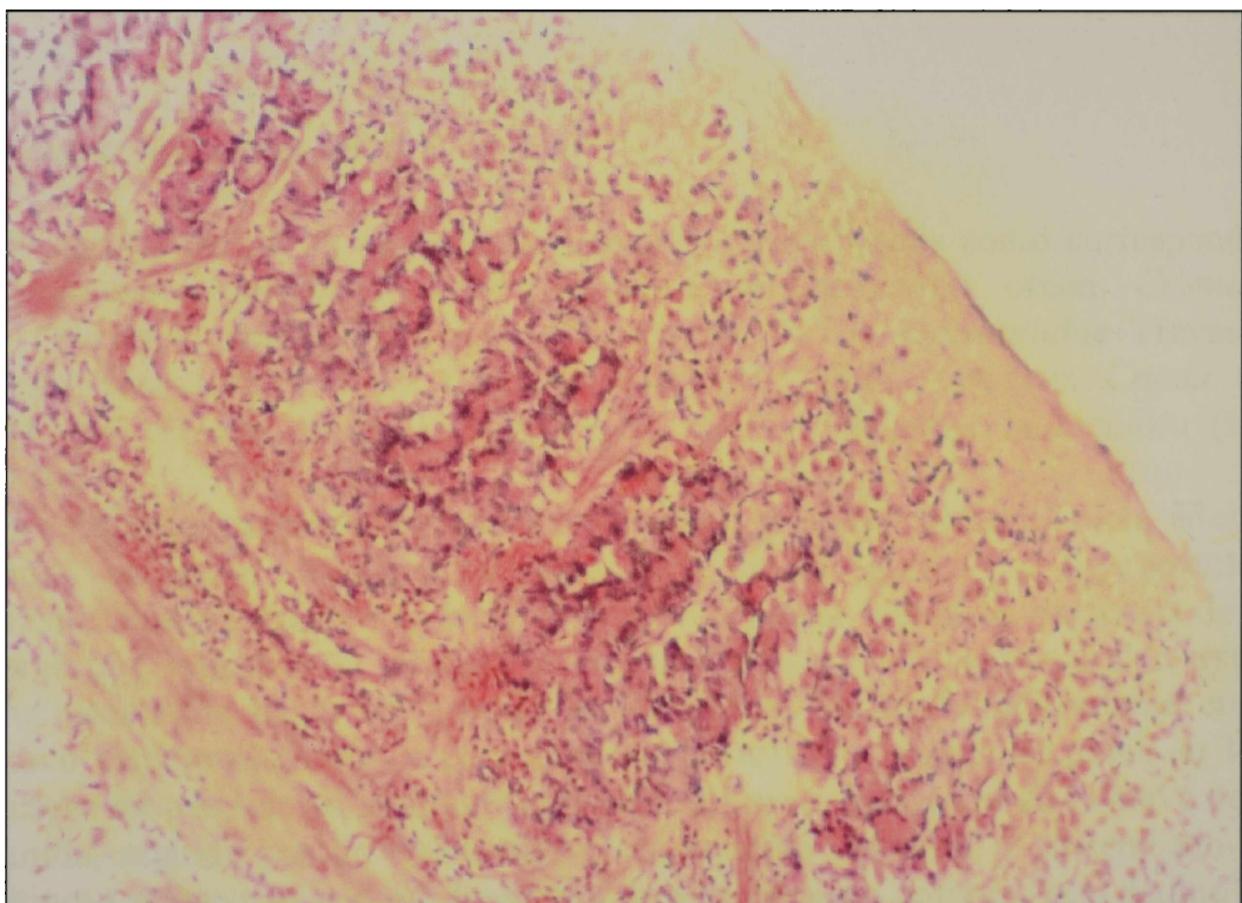


Figura 57: Pared gástrica, necrosis cuaglativa en la superficie de la mucosa, infiltrado inflamatorio polimorfonuclear en límite con submucosa. H y E x 10 ML.

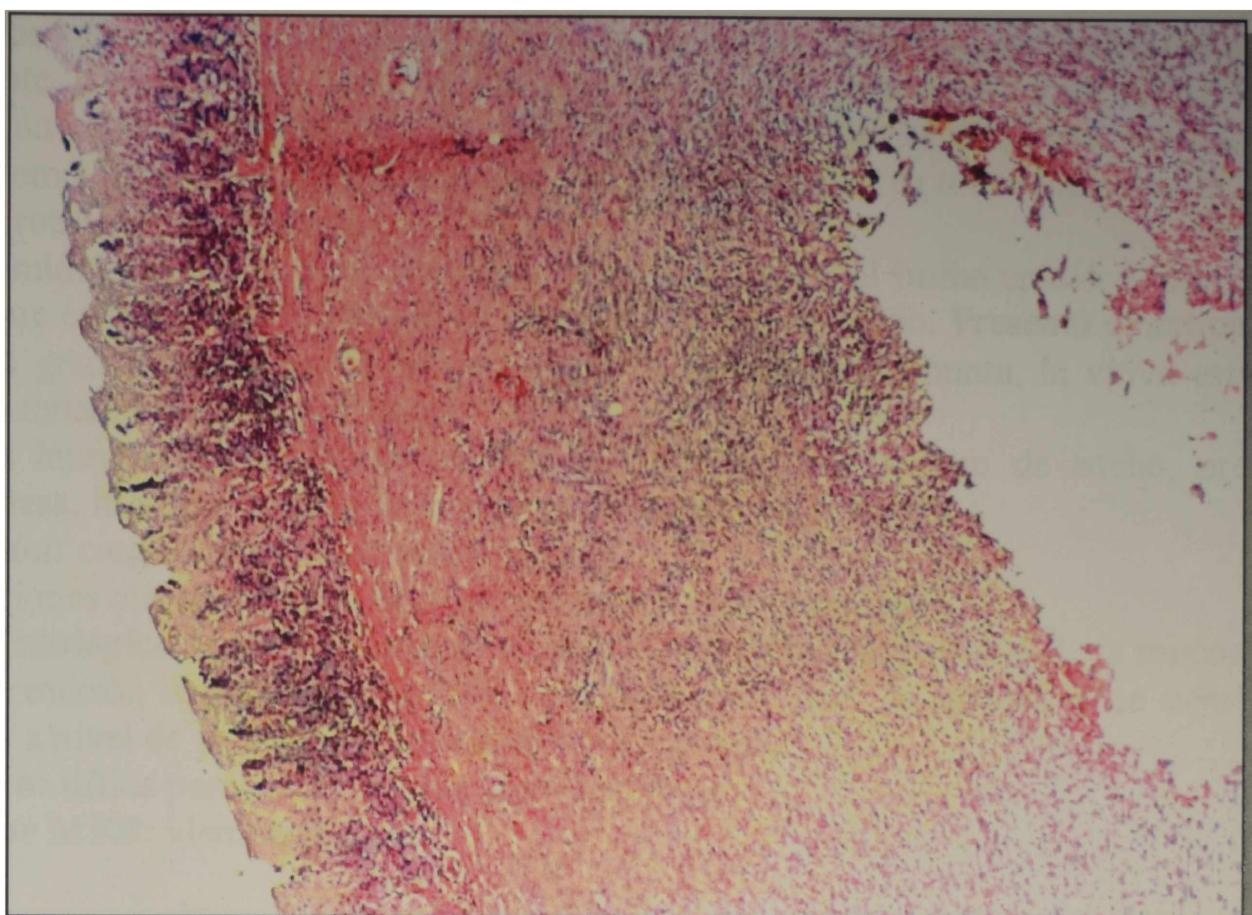


Figura 58: Pared gástrica, engrosamiento de la submucosa y proliferación de tejido fibroso. H y E x 4 ML.

***Cruzia tentaculata* Rudolphi, 1819.**

En 20 zarigüeyas (40%) se hallaron nematodos, clasificados como correspondientes a la subclase: *Secernentea* Dougherty, 1958 (antiguamente Phasmidia), orden: *Cosmocercoidea*, Subfamilia: *Cruziinae*, familia: *Cruziidae* Travassos, 1917 = *Kathlaniidae* Travassos, 1918; género: *Cruzia* Travassos, 1917 = *Oxysoma* Schneider, 1866; especie: *Cruzia tentaculata* Rudolphi, 1819 = *Ascaris tentaculata* Rudolphi, 1819 = *Oxysoma tentaculata* (Rud, 1819) Schneider, 1866.

Estos nematodos presentaron dimorfismo sexual, el cuerpo de forma recta, adelgazados en sus extremos, de color blanquecino con la cutícula gruesa y ligeramente estriada transversalmente. Sus caracteres morfológicos mas relevantes fueron, la presencia de tres labios subtriangulares que rodeaban la abertura bucal, uno dorsal y dos subventrales, éstos últimos hacían mayor protrusión hacia adelante en ambos sexos. Su morfología interna en machos y hembras estuvo caracterizada por la presencia de denticulos en forma de peine en la faringe y parte del esófago en tres hileras longitudinales bien definidas caracteres de la clave determinante de la subfamilia, seguido por un bulbo esofágico separado del resto y conteniendo un aparato valvular quitinoso e intestino con un divertículo intestinal ciego anterior, esto último también es característica de la clave de la subfamilia.

Macho: midió 9 a 15 mm de largo. El esófago hasta el bulbo midió 1675 μm de largo, mientras que el bulbo midió 225 μm de largo y 200 μm de ancho. Presentó el extremo caudal curvado ventralmente, la cola cónica, aletas caudales muy pequeñas, provista de 9 pares de papilas, de las cuales 3 eran preanales, 3 adanales y 3 postanales, las espículas largas, finas, subiguales y aladas con el extremo distal muy agudo, midieron 700 μm y 715 μm , en todos los casos se encontraron haciendo protrusión en la cloaca.

Hembra: midió 12,8 a 17 mm de largo. El esófago hasta el bulbo midió 1725 μm de largo, mientras que el bulbo midió 250 μm de largo y 225 μm de ancho. Presentó el extremo posterior adelgazado gradualmente detrás del ano hasta terminar en fina punta, la vulva estaba ubicada cerca de la mitad del cuerpo, ovíparas.

Los huevos grandes midieron 100 μm de largo por 51 μm de ancho, presentaron la cáscara gruesa, rugosa y eran embrionados al momento de la puesta.

Localización: ciego e intestino grueso.

Lesiones macroscópicas: mucosa con numerosas petequias.

Estudio Histológico: microscópicamente se observó necrosis superficial de la mucosa del ciego, así como reacción inflamatoria crónica, granulomatosa, con la presencia de células gigantes localizadas a nivel de las membranas submucosa y serosa.

Diagnóstico: tiflitis parasitaria crónica granulomatosa.

Estudio por MEB: idem anteriores.



Figura 59: Extremidad cefálica, faringe armada con tres hileras longitudinales de dentículos en forma de peine en la faringe y parte del esófago. Esófago cilíndrico x 20 ML

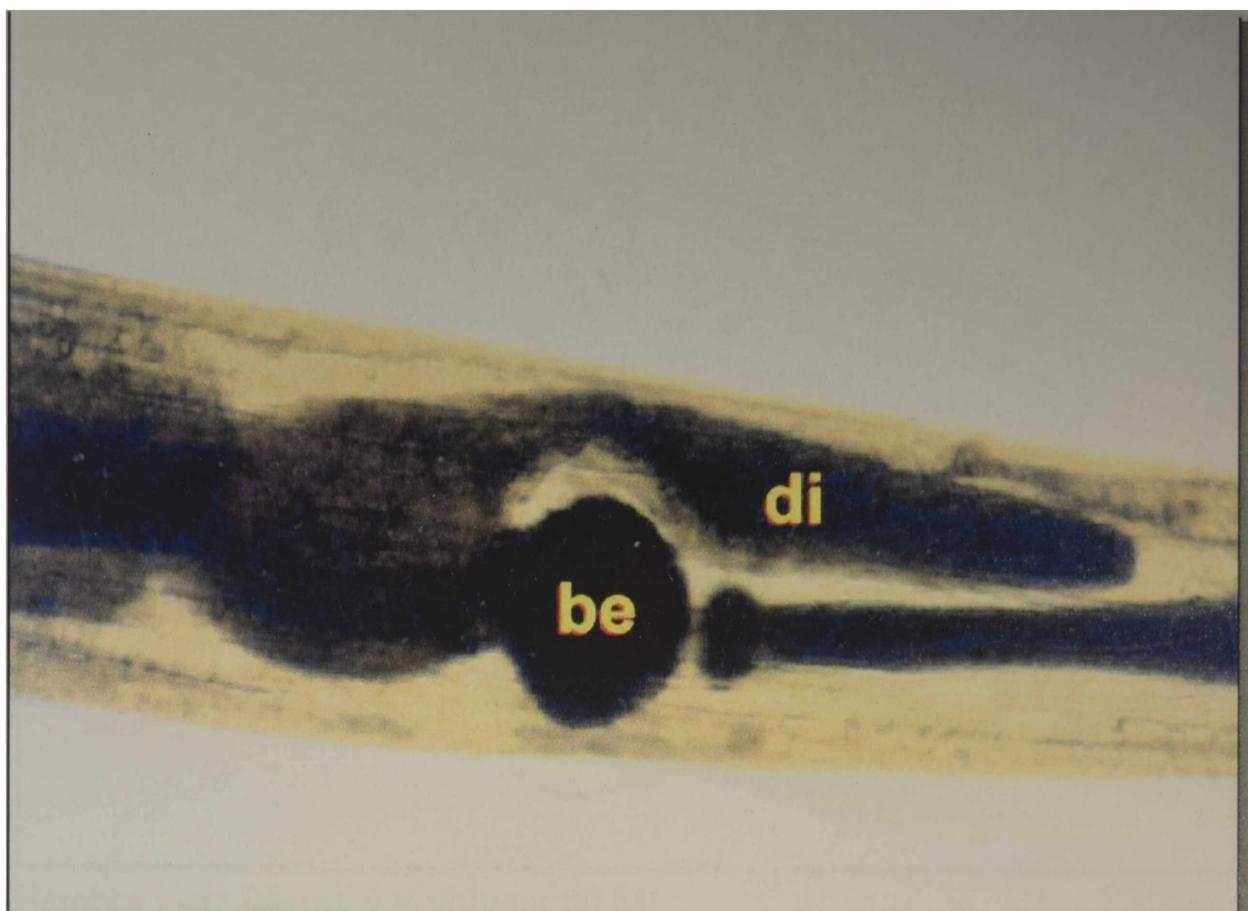


Figura 60: di = divertículo intestinal; be = bulbo esofágico x 4 ML

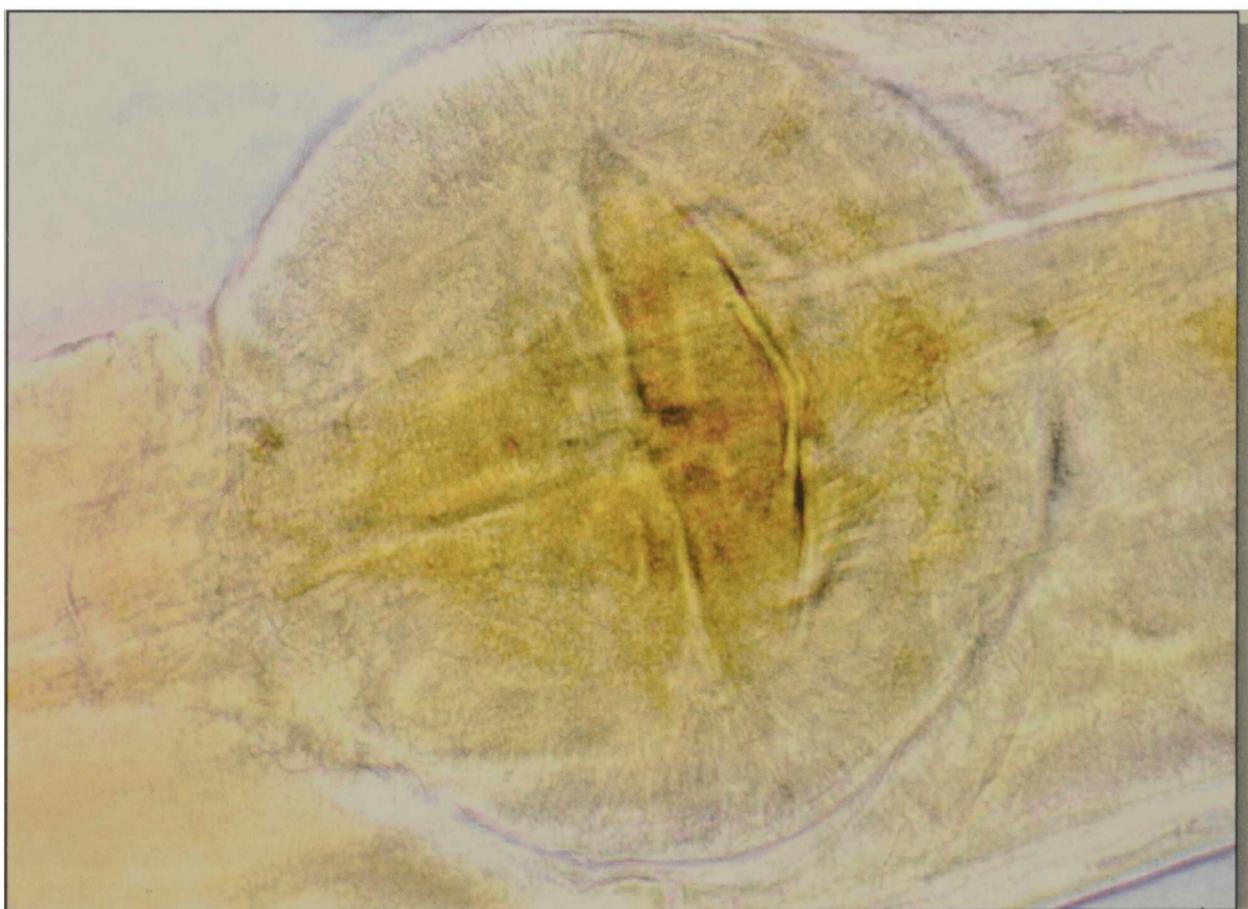


Figura 61: Bulbo esofágico conteniendo el aparato vulvar x 40 ML

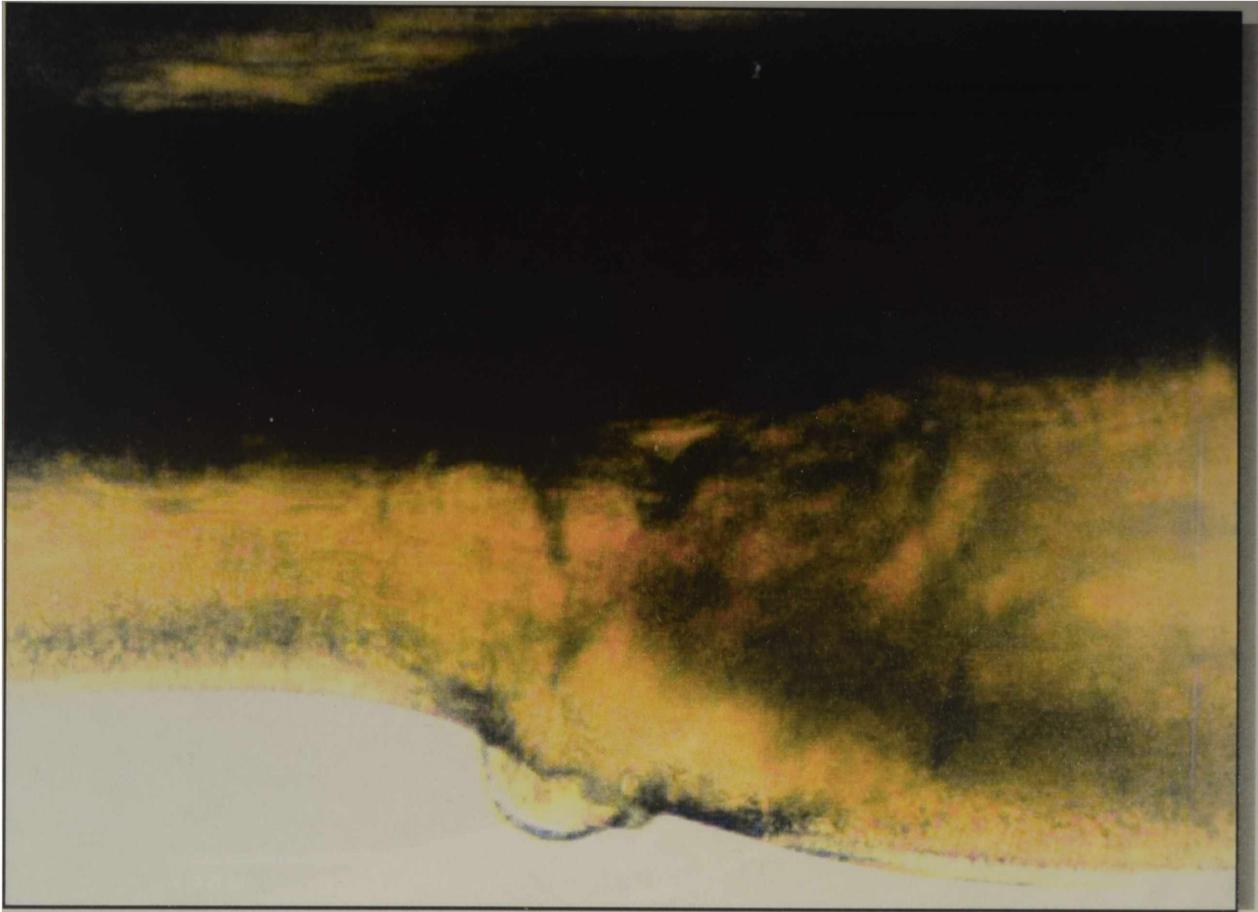


Figura 62: Hembra vista lateral, v = vulva x 20 ML.

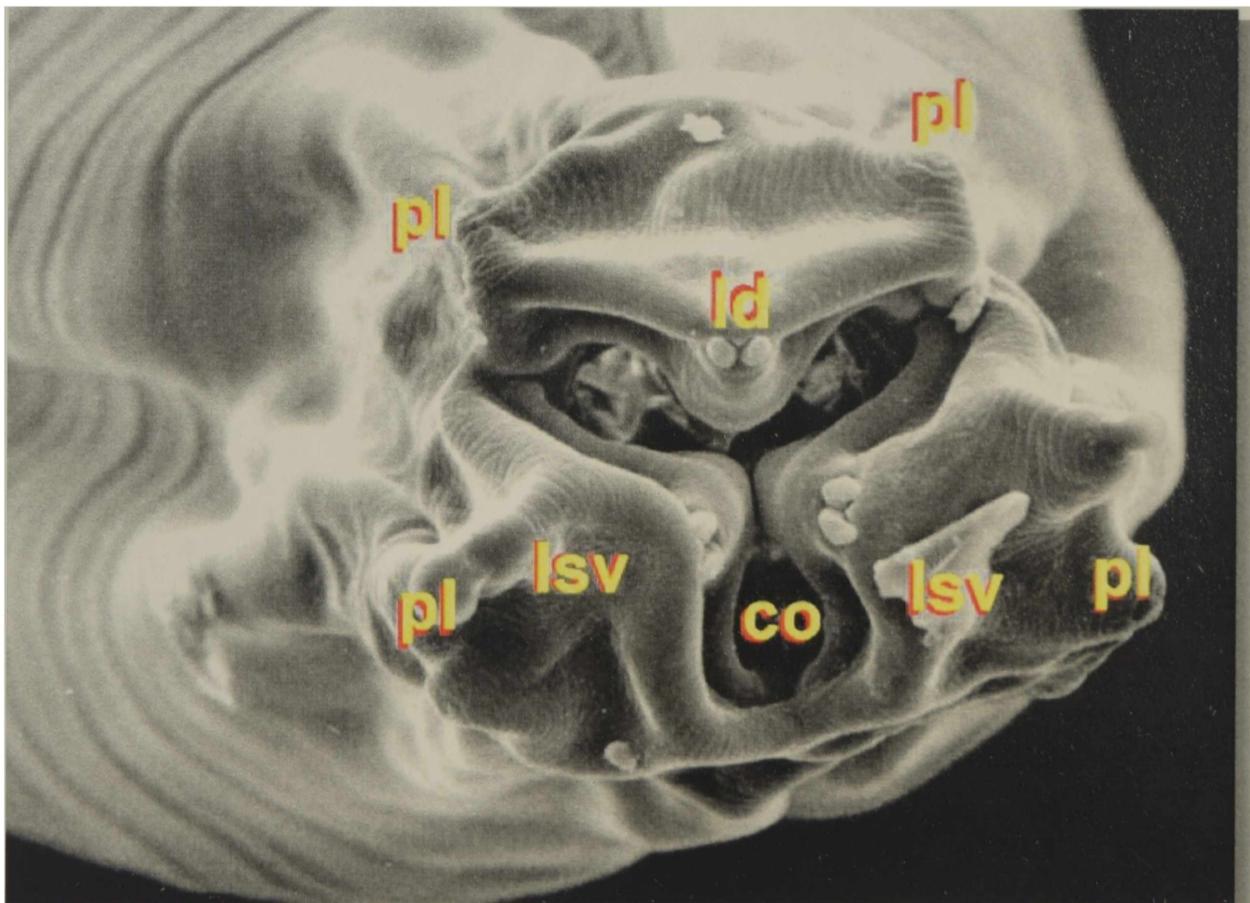


Figura 63: extremidad cefálica, tres labios triangulares, ld = labio dorsal; lsv = labios subventrales; co = cavidad oral; pl = papilas labiales; c = cutícula estriada transversalmente x 600 MEB.

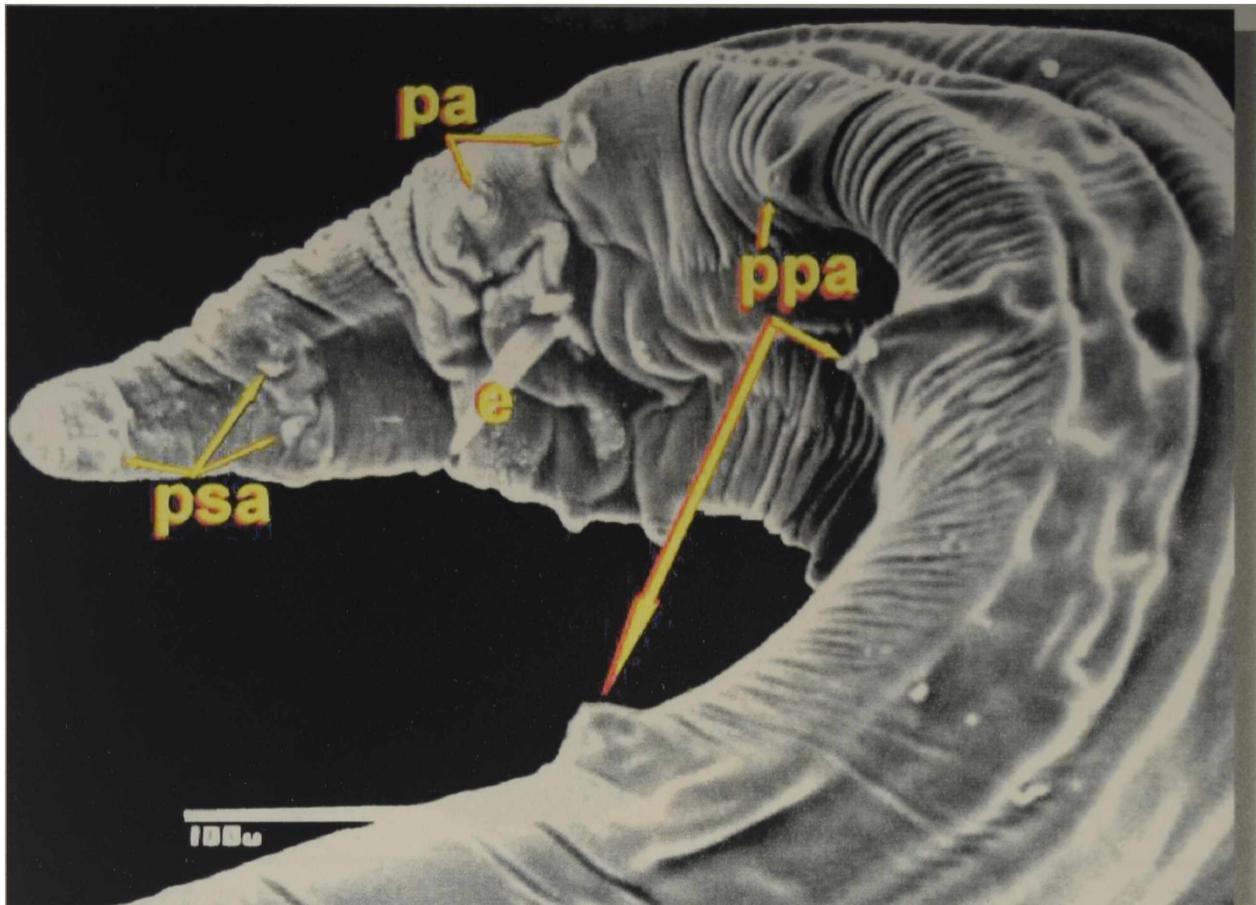


Figura 64: Macho, extremidad posterior, vista ventral, psa = papilas postanales; pa = papilas adanales; ppa = papilas preanales; e = espículas x 370 MEB.

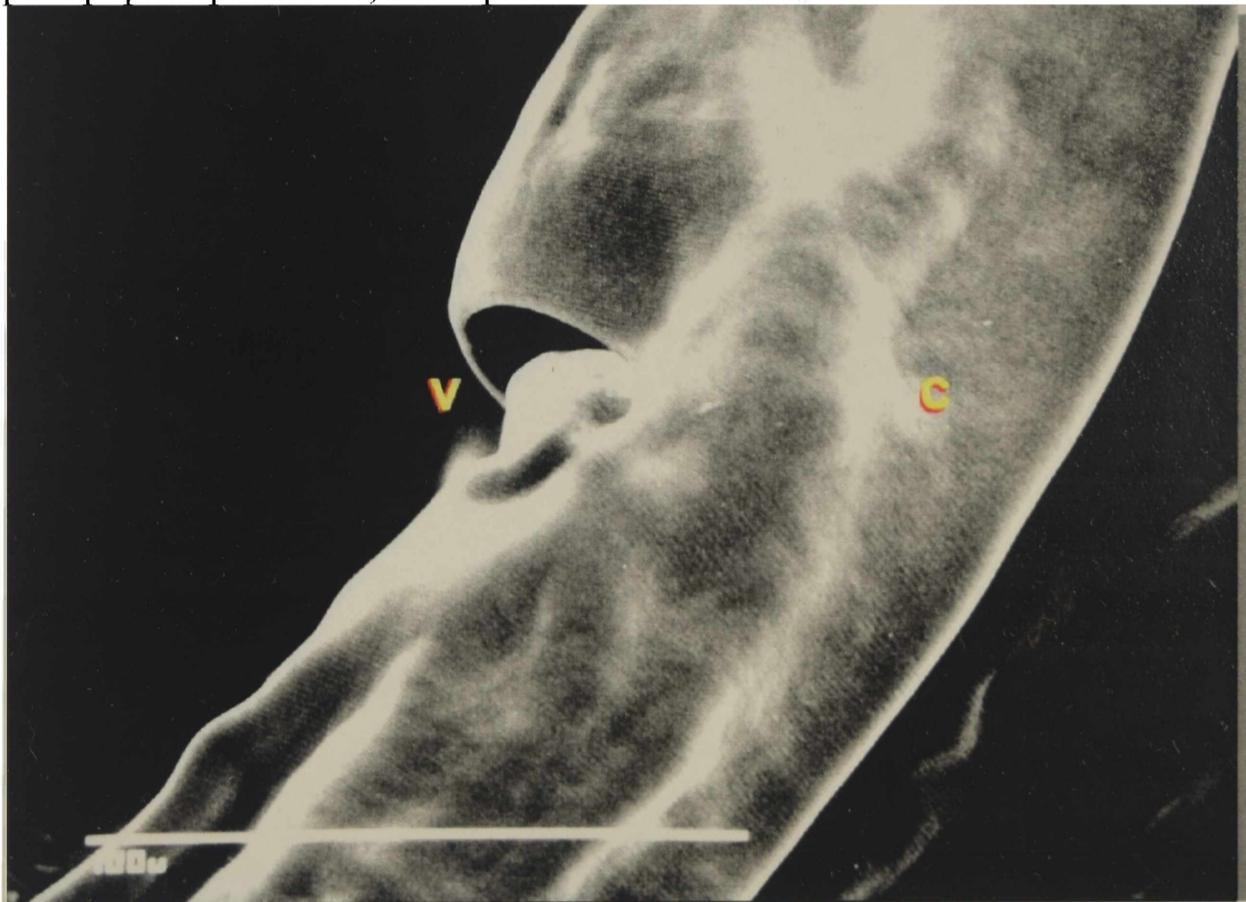


Figura 65: Hembra vista lateral, v = vulva x 600 MEB.



Figura 66: *C. tentaculata* en ciego. Macrofotografía.

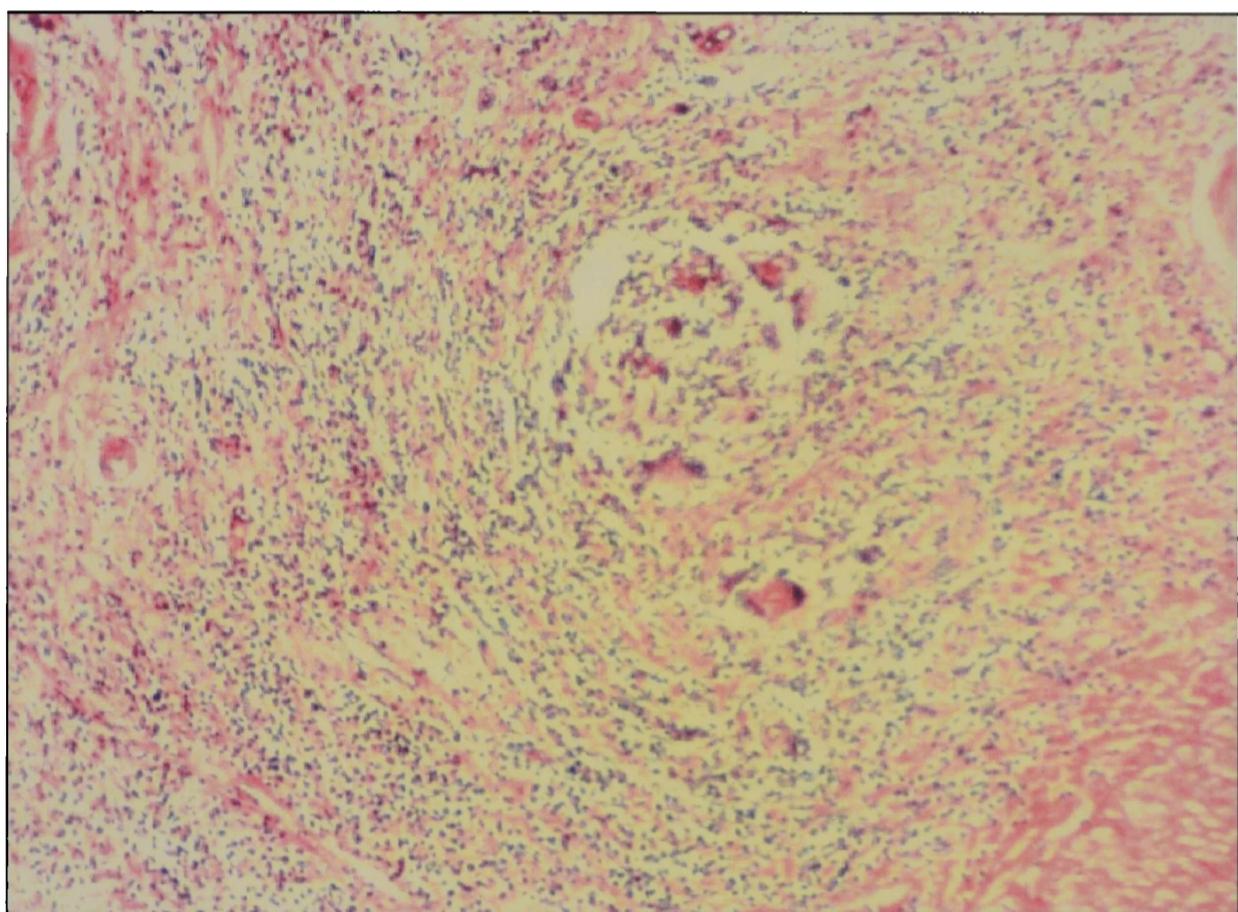


Figura 67: Reacción inflamatoria granulomatosa, con células gigantes en la submucosa y membranas serosas. H y E x 10 ML.



Figura 68: Parásito localizado en la base del epitelio superficial H y E x 40 ML.

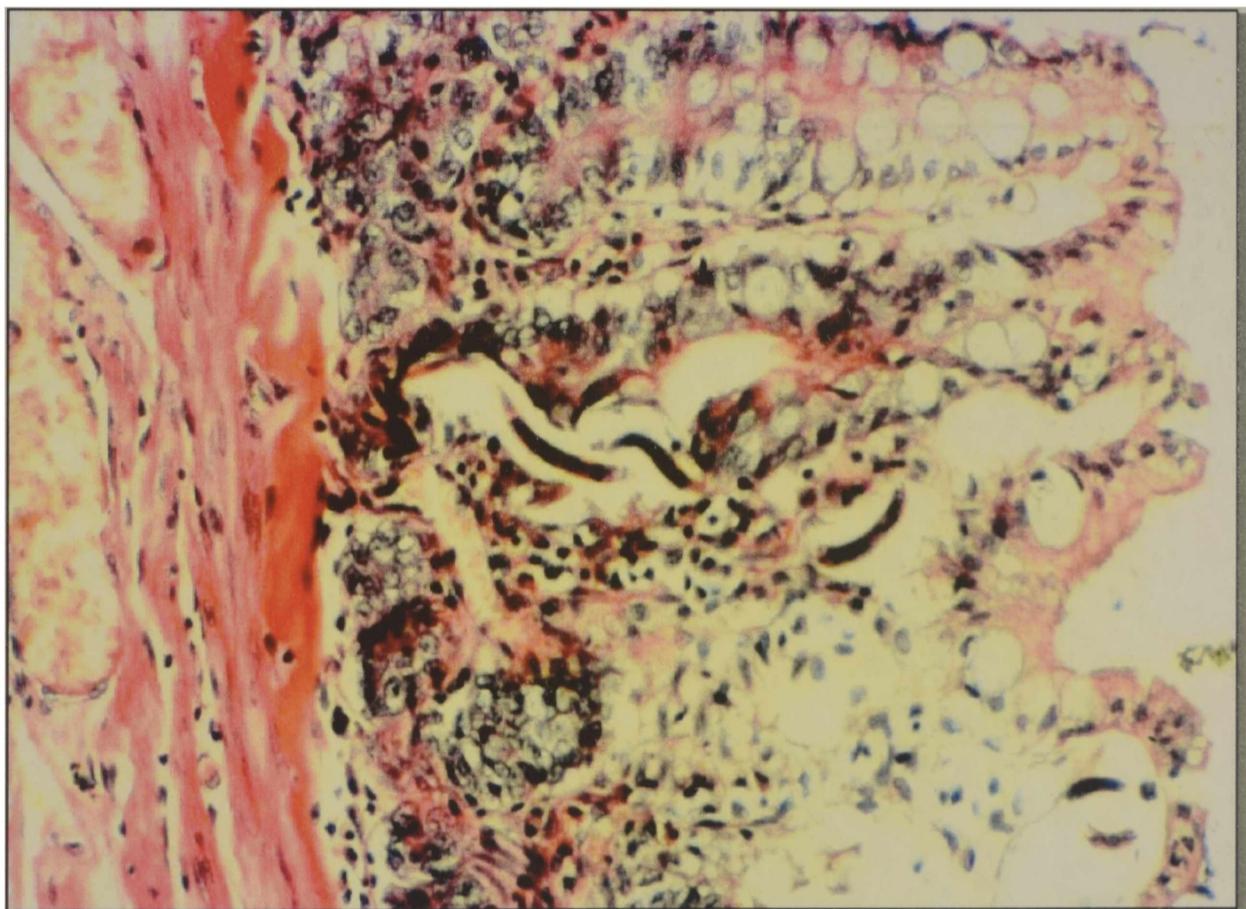


Figura 69: Parásitos en las glándulas de Lieberkün en la mucosa H y E x 40 ML.

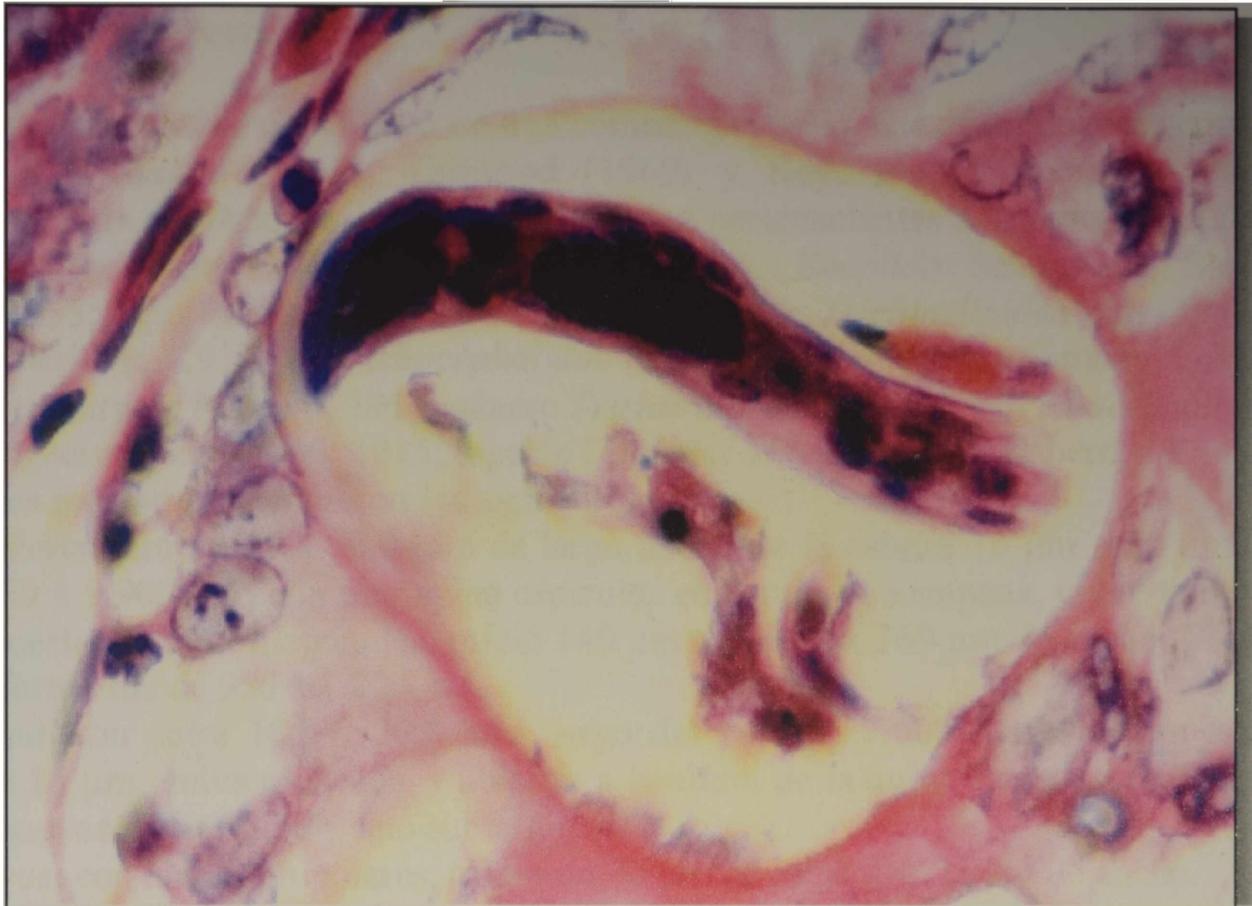


Figura 70: Parásitos en las glándulas de Lieberkün en la mucosa H y E x 100 ML.

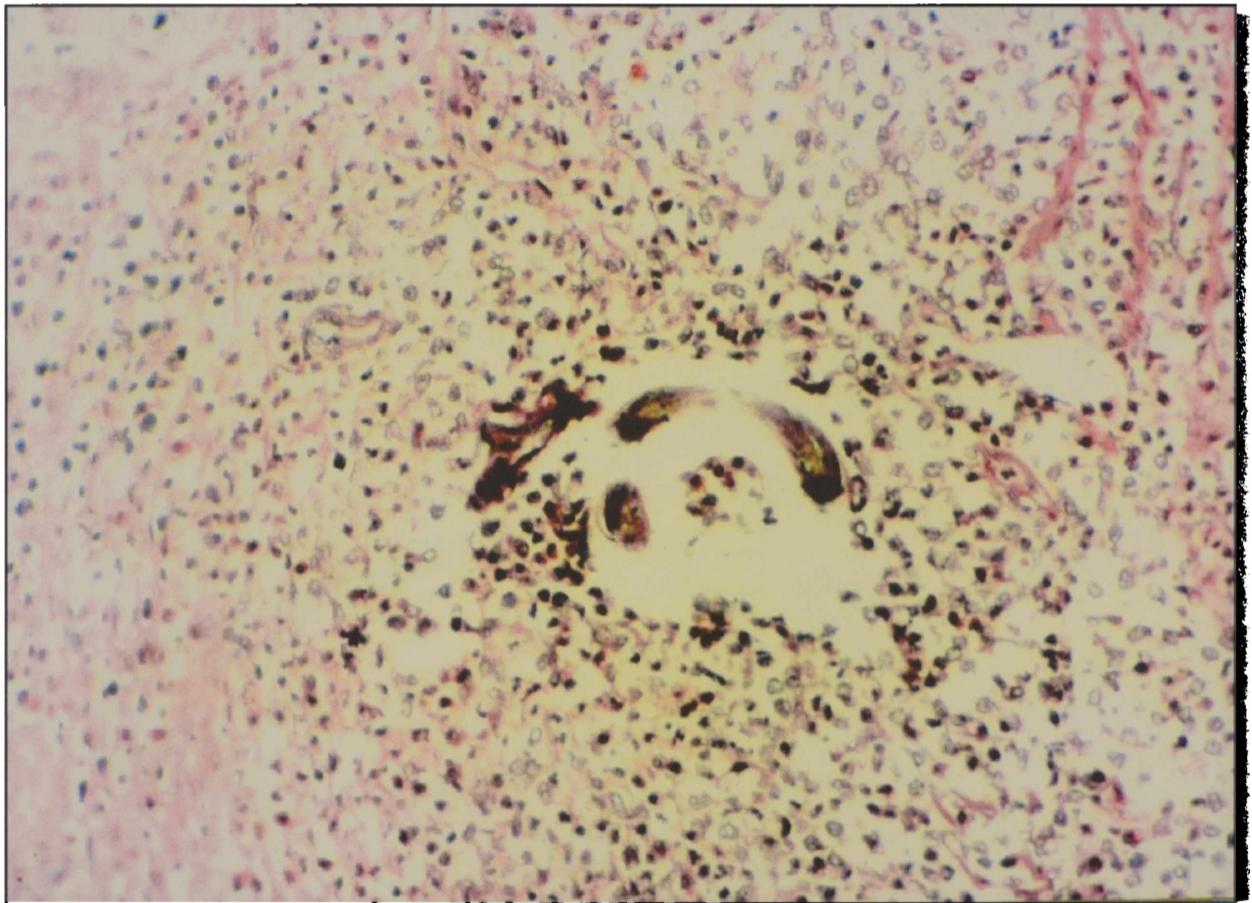


Figura 71: Vista del corte transversal de *C. tentaculata* H y E x 20 ML.

***Trichuris didelphis* Babero, 1959**

Parásitos cecales se obtuvieron de tres comadrejas (6%). Clasificándose sistemáticamente de acuerdo a Yamaguti (1961), Chitwood (1969) y Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates, editada por Anderson et al. (1974), como pertenecientes a la subclase: *Adenophorea* Chitwood, 1958, (anteriormente *Aphasmidia*); orden: *Enoplida* Schurmans, Stekhoven y Deconinck, 1933; superfamilia: *Trichuroidea* Railliet, 1916= *Trichinelloidea* May, 1916; familia: *Trichuridae* Railliet, 1915 = *Trichocephalidae* Baird, 1853 = *Trichosomidae* Leiper, 1912; subfamilia *Trichurinae* Ransom, 1911; género *Trichuris* Roeder, 1761 = *Trichocephalus* Schrank, 1788 = *Mastigodes* Zeder, 1800; 1915; especie *Trichuris didelphis* n. sp. Babero, 1959

Los caracteres morfométricos fueron los siguientes:

Macho: midieron entre 13,5 a 15,0 mm de largo ancho de la cabeza 16 μm a 20 μm ; largo del esófago 7.900 a 9.900 μm ; con una vaina espicular en forma de campana, cubierta de pequeñas espinas dispuestas en filas diagonales, midió 140 μm de largo x 169 μm de ancho. El largo de la espícula filiforme fue de 950 a 1.200 μm .

Hembra: midieron entre 16,0 y 20,0 mm, largo del esófago 7.900 a 12.900 μm ancho de la cabeza 10 a 14 μm , vulva muscular y ubicada a la altura de la unión intestino esofagiana, útero repletos de huevos en su interior, ano subterminal.

Huevos: con tapones bipolares, midieron 70 μm de largo por 25 μm de ancho.

Localización: intestino grueso y ciego.

Se estudiaron por microscopio óptico y se tomaron microfotografías, por análisis de materia fecal mediante el método de Sheather se observaron los huevos que también fueron microfotografiados.



Figura 72: Extremidad anterior x 10 ML.



Figura 73: Porción esofágica x 10 ML.



Figura 74: Vulva muscular, ubicada a la altura de la unión intestino esofagiana x 40 ML.

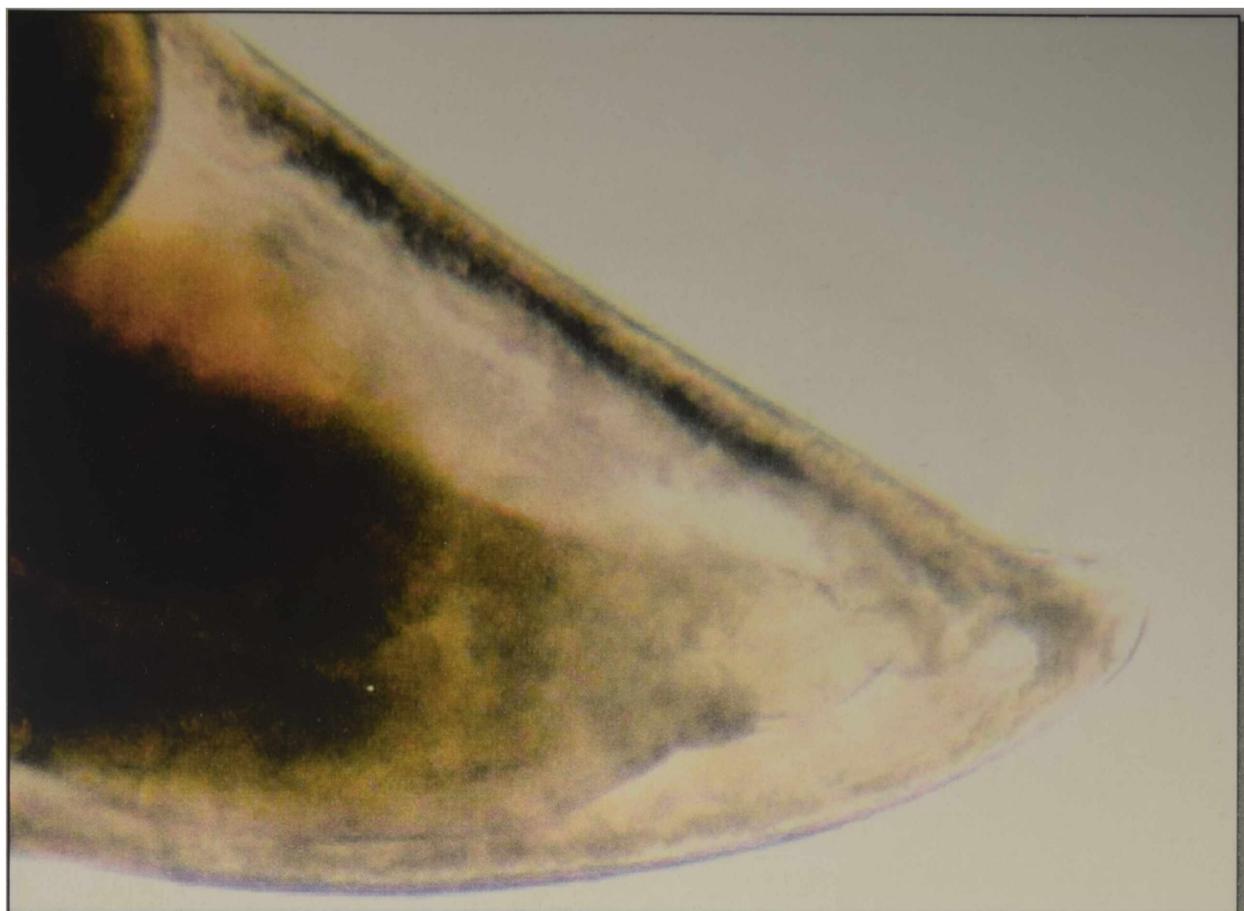


Figura 75: Hembra extremo posterior x 40 ML.

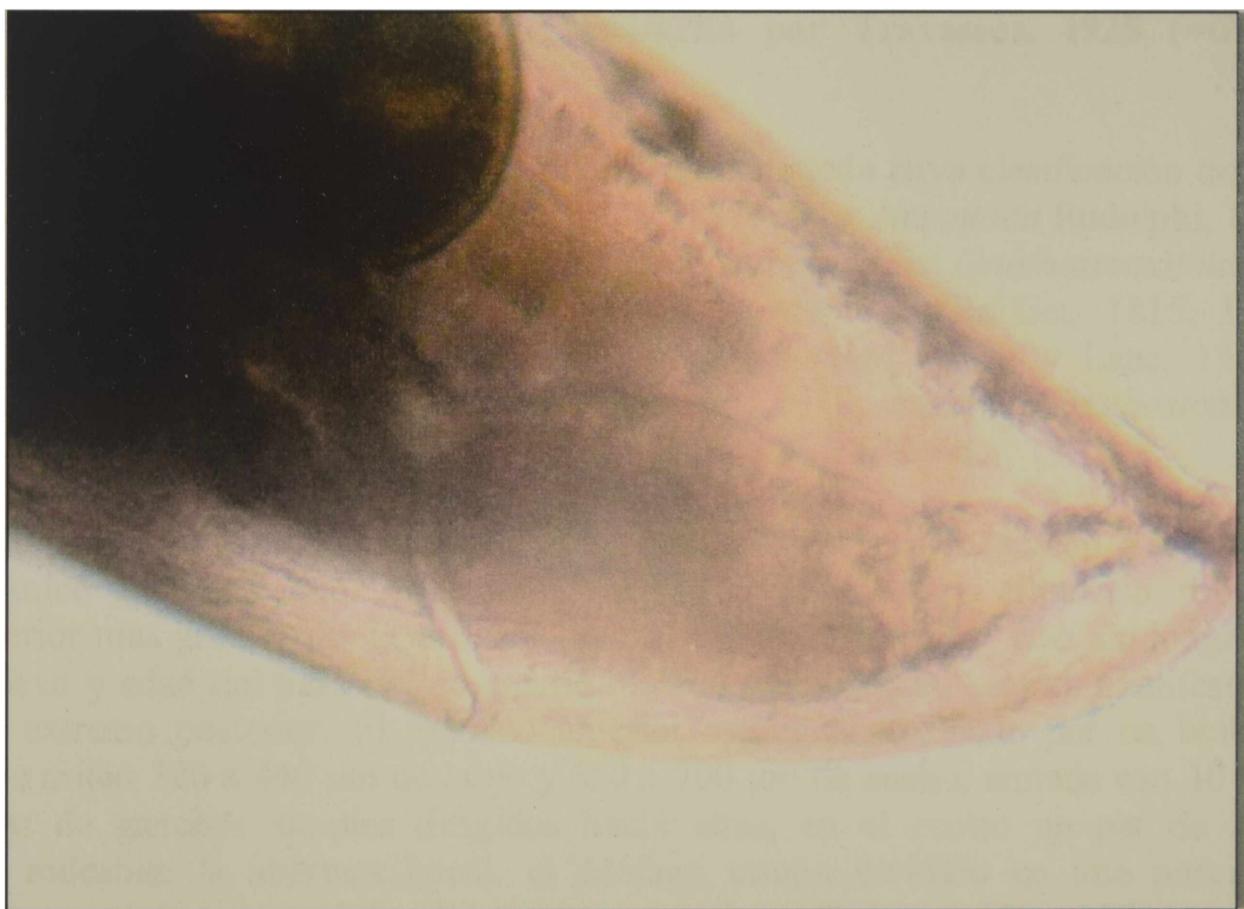


Figura 76: Hembra ano x 40 ML.



Figura 77: Huevo en materia fecal. Sheather. x 40 ML

***Gnathostoma turgidum* Stossich, 1902, redescrita por Travassos, 1925 (= *Gnathostoma didelphis* Chandler, 1932)**

En el estómago de 1 animal (2%) se halló un nematode cuya clasificación taxonómica es como sigue: phylum: *Nemathelminthes* Schneider, 1873; clase: *Nematoda* Rudolphi, 1808; orden: *Eunematoda* Ward, 1916, *Spirurida*, Chitwood, 1933, superfamilia: *Gnathostomatoidea* Chabaud *Spiruroidea* Railliet y Henry, 1915; familia: *Gnathostomidae* Railliet, 1815, Lane, 1923; subfamilia: *Gnathostomatinae* Lane, 1923= *Gnathostominae* Baylis y Lane, 1920; género: *Gnathostoma* Owen, 1836 = *Cheiracanthus* Diesing, 1938; especie: *Gnathostoma turgidum* Stossich, 1902, redescrita por Travassos, 1925 (= *G. didelphis* Chandler, 1932).

Morfología: los adultos presentaron coloración pardo rojiza *in vivo* debido a la intensidad del fluido celómico y del intestino, Almeida – Artigas (1991) el cuerpo cilíndrico, robusto, con la mitad posterior mas gruesa que la anterior, coloración pardo rojizo *in vivo*, de longitud variable acorde al sexo y edad del parásito, no existió marcado dimorfismo sexual, manifestándose sólo en el extremo posterior. El extremo anterior estuvo conformado por un bulbo cefálico, esférico que midió 320 a 440 μm de largo y 650 a 700 μm de ancho, armado con 10 a 12 hileras concéntricas de ganchos simples dirigidos hacia atrás, en el centro un par de labios y de interlabios rodeaban la abertura bucal, el esófago estaba dividido en una porción anterior muscular y otra posterior glandular. Los sacos cervicales midieron 1.350 a 1550 μm de largo. El cuerpo estuvo separado del bulbo por un cuello angosto, sobre la superficie del cuerpo y cubriendo aproximadamente el 50% del mismo, se hallaron hileras de espinas cuticulares en forma de escamas dispuestas en círculo que variaban en distribución, forma y tamaño, el extremo

caudal si bien estuvo desprovisto de espinas presentó potentes estriaciones cuticulares transversales.

Macho: con el cuerpo robusto mas grueso en la mitad posterior midió de 1,2 a 3,0 cm. Presentó 10 hileras de ganchos en el bulbo cefálico. La región caudal robusta y redondeada estaba curvada hacia ventral, la cara ventral estaba provista de hileras transversales de pequeñas espinas triangulares dirigidas hacia el extremo anterior. Los órganos genitales conformados por 4 pares de papilas sésiles ventrales, un par en el labio anterior de la cloaca y 3 pares adanales a cada lado de la cloaca, observándose dos espículas grandes, muy quitinizadas, con los ápices romos, de diferente longitud, la derecha midió 310 μm y la izquierda 1.400 μm .

Hembra: midió de 1,5 a 3,3 cm, levemente mayor que el macho. Presentó 12 hileras de ganchos en el bulbo cefálico. Con doble útero, y vulva ubicada en el inicio de la mitad posterior. Extremidad posterior se adelgazaba ligeramente, terminando a manera de apéndice digitiforme en estado de gravidez se pudo observar huevos en diferentes etapas de evolución. Ano subterminal.

Huevo: midieron 70 x 40 μm , presentaron forma ovalada, coloración amarillo café claro, rodeados por una pared gruesa y con tapones bipolares mucosos.

Localización: estómago.

Nuestros resultados morfométricos concuerdan con la redescrición efectuada por Travassos (1925).

Los especímenes adultos se estudiaron por microscopio óptico y se tomaron microfotografías, por análisis de materia fecal mediante el método de Sheather se observaron los huevos que también fueron microfotografiados.



Figura 78: Extremo anterior, bulbo cefálico, esférico x 40 ML.

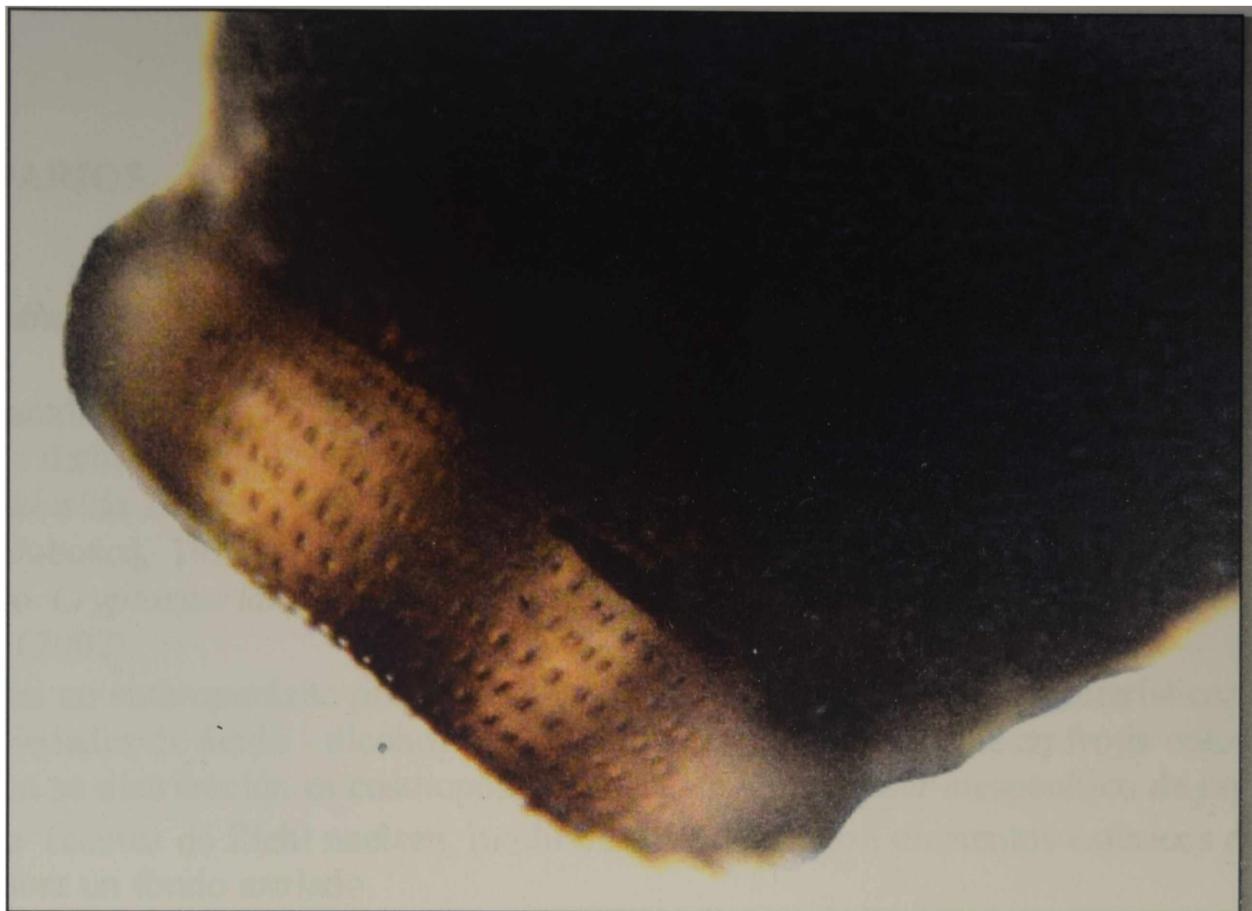


Figura 79: Hileras de ganchos x 40 ML.

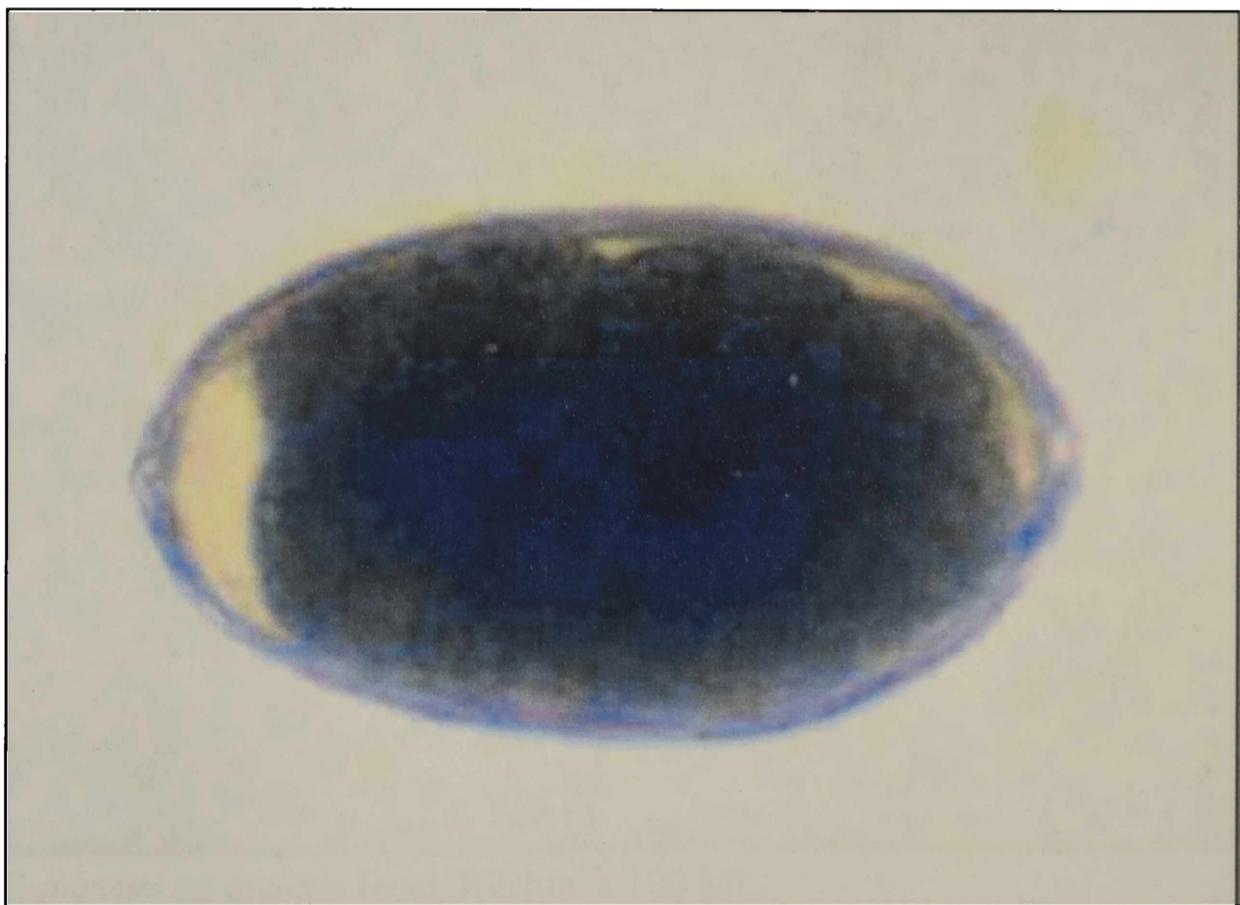


Figura 80: Huevos con tapones bipolares en materia fecal. Sheather. x 40 ML.

PROTOZOARIOS

Cryptosporidium parvum,

Por análisis de materia fecal se diagnosticó Criptosporidiosis en 15 ejemplares (30%) ubicándose a dicho agente etiológico en el reino: *Protista*; phylum: *Apicomplexa* Levine, 1970; clase: *Conoidasida* Levine, 1988; subclase: *Coccidiasina* Leukart, 1879; orden: *Eucoccidiorida* Léger and Duboscq, 1910; suborden: *Eimeriorina* Léger, 1911, familia *Cryptosporiidae* Léger, 1911, género *Cryptosporidium*; especie: *Cryptosporidium parvum*. Acorde Lee et al (2001) in Tenter et al. (2002).

Este es un enteroparásito pequeño, que mide de 4 a 6 μm y cuyas características tintoriales poseen propiedades de ácido - alcohol resistente, y pueden identificarse en frotis coloreados con Ziehl Neelsen su distribución es cosmopolita y se caracteriza por ser inespecífico de especie.

Aplicando la Técnica de Ziehl neelsen modificada se detectaron elementos esféricos de 5 μm de color rojo sobre un fondo azulado.

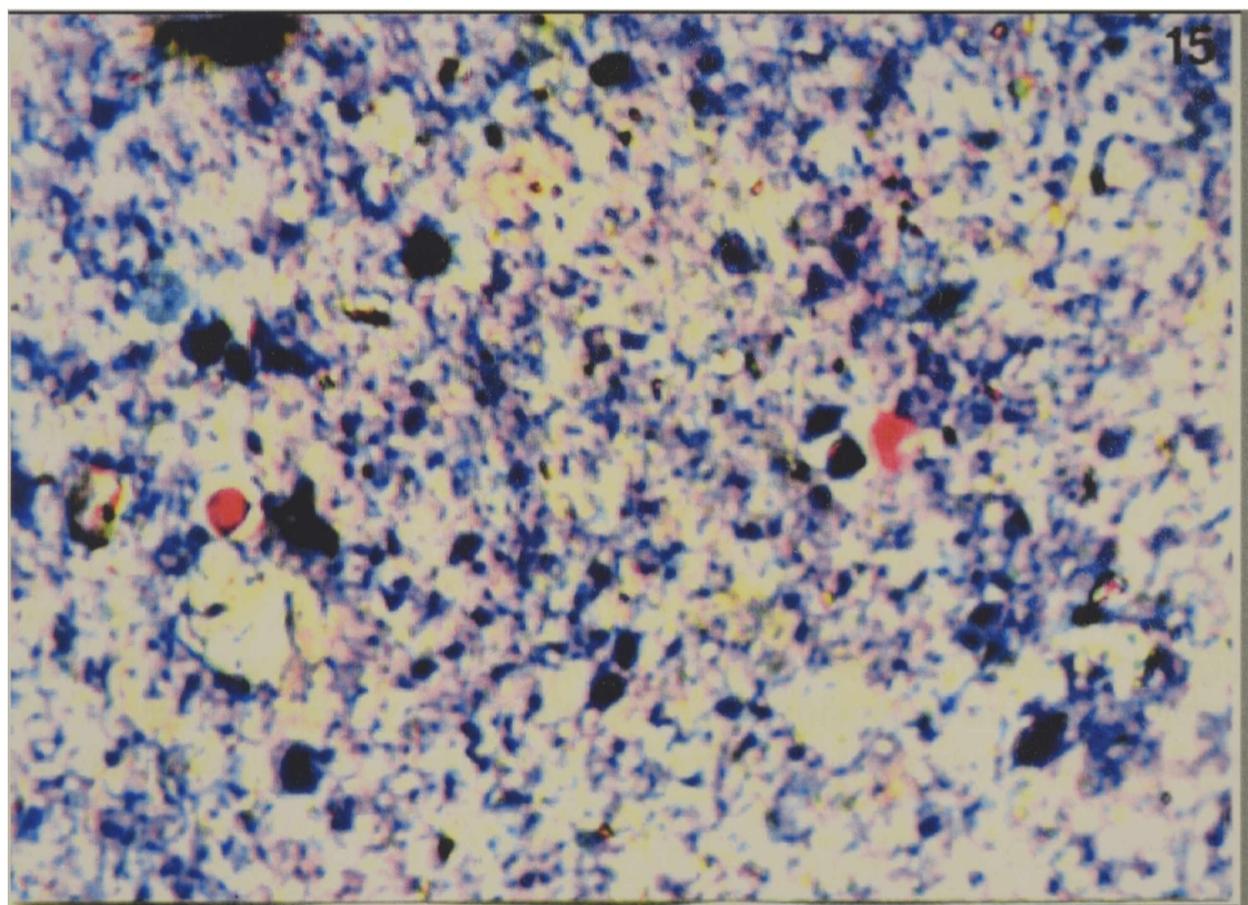


Figura 81: *C. parvum* en materia fecal. Ritchie. x 100 ML.

Isospora sp.

En la materia fecal de un solo animal (2%) se halló *Isospora* sp.

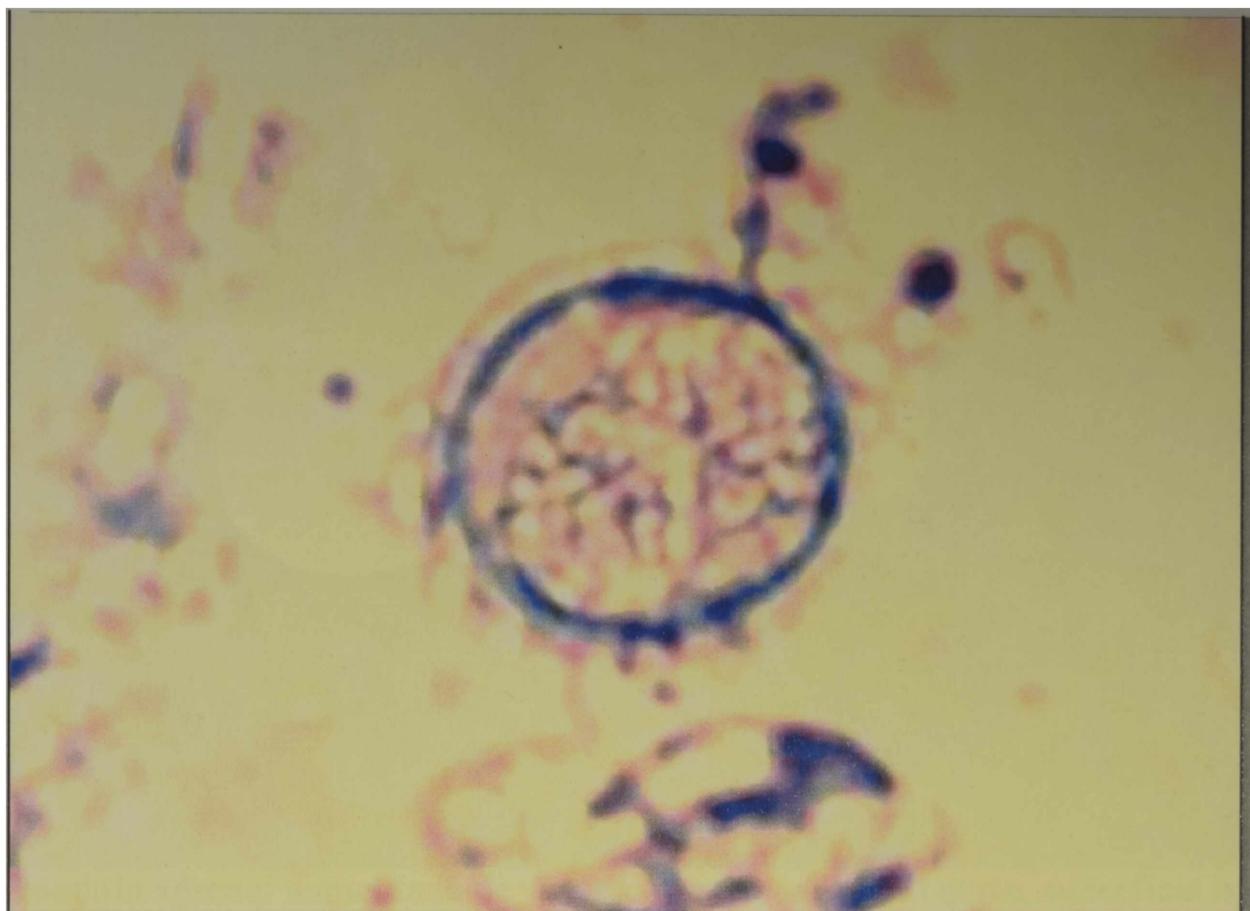


Figura 82: *Isospora* sp. En materia fecal. Sheather. x 40 ML.

MICOSIS

Histoplasma capsulatum

Se diagnosticó micosis en 10 comadrejas (20%), el agente etiológico se ubicó en el reino: Fungi, phylum: *Ascomycota*, Subphylum: *Ascomycotina*, clase: *Ascomycetes*, orden: *Onigenales*, familia: *Onygenacidae*, género: *Ajellomyces* (*Histoplasma*), especie: *Histoplasma capsulatum*.

Localización: glándulas adrenales.

Estudio Histológico: En el examen posmortem se encontró la glándula adrenal derecha aumentada de tamaño. Al corte presentó una lesión granulomatosa, necrótica de color blanquecino amarillento y consistencia cremosa. El hongo fue demostrado histológicamente con la coloración de Hematoxilina y Eosina dentro de macrófagos y en el intersticio del proceso necrótico granulomatoso, siendo fácilmente identificado con coloraciones especiales para hongos como PAS y Grocott.



Figura 83: Glándula adrenal aumentada de tamaño, observándose al corte, superficie blanquecina y homogénea con consistencia friable y pérdida de la arquitectura. Macroscópica.

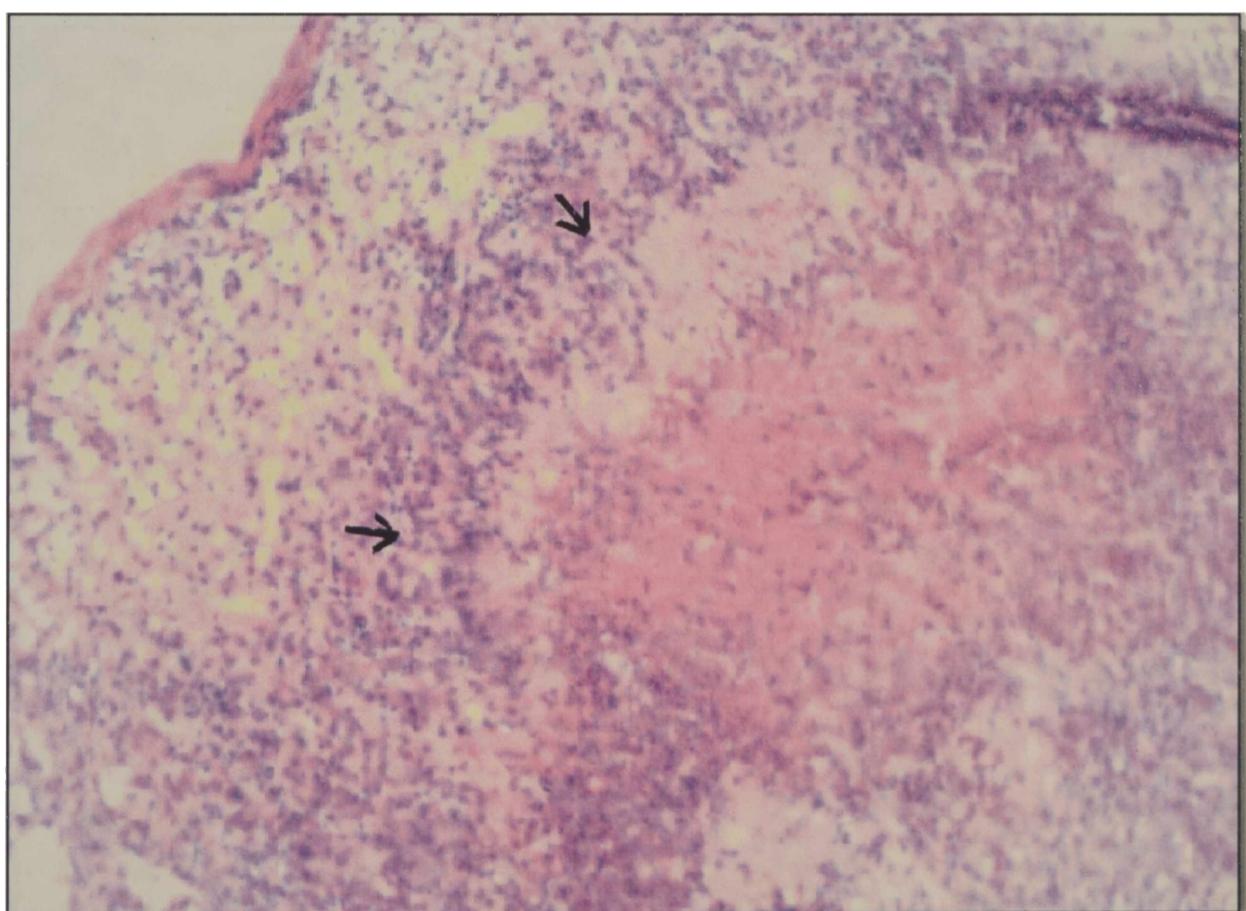


Figura 84: Granuloma con centro necrótico, compuesto por abundantes restos celulares, rodeado de una corona de células epitelioides. H y E x 10 ML.

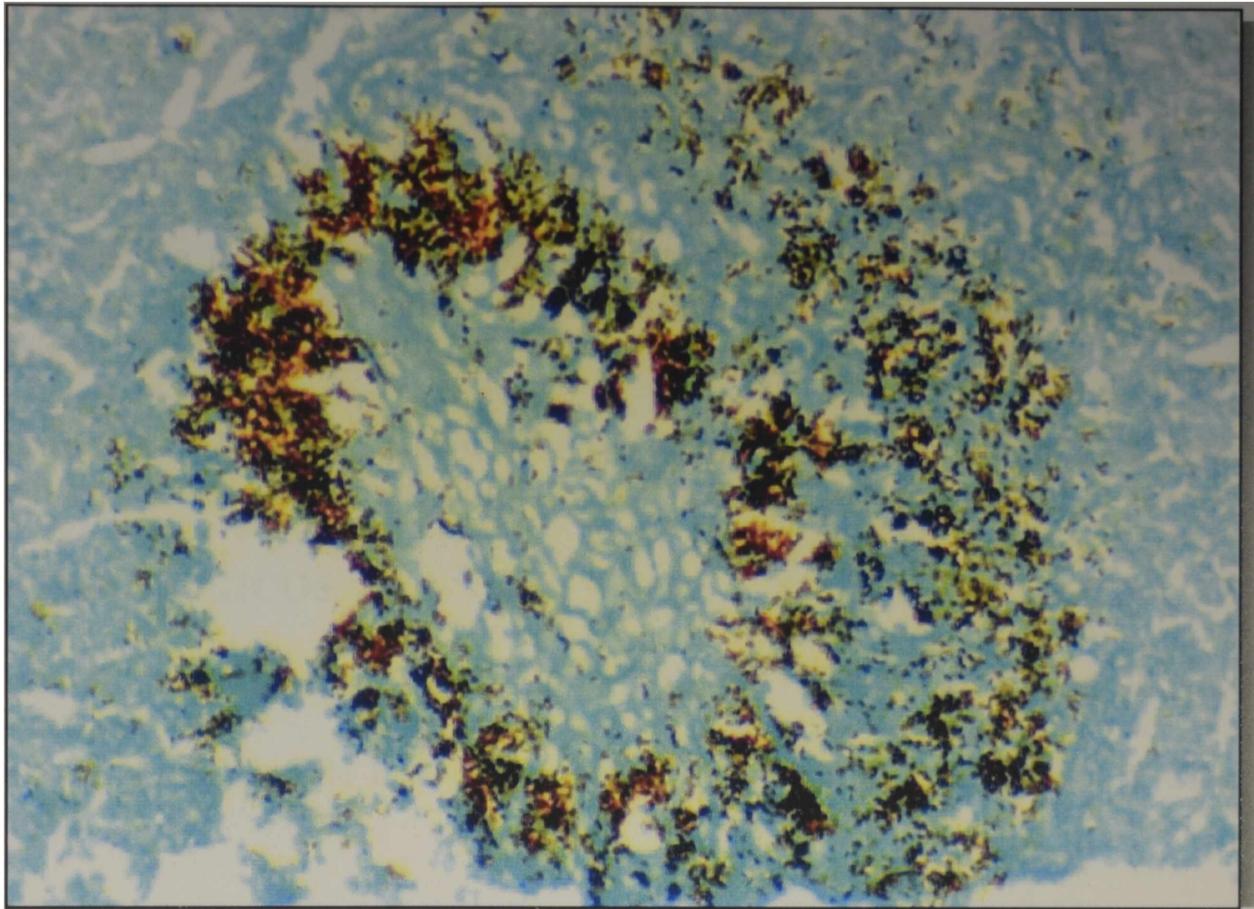


Figura 85: Misma imagen, coloreada con Grocott, demostrando gran cantidad de *H. capsulatum*. x 10 ML.

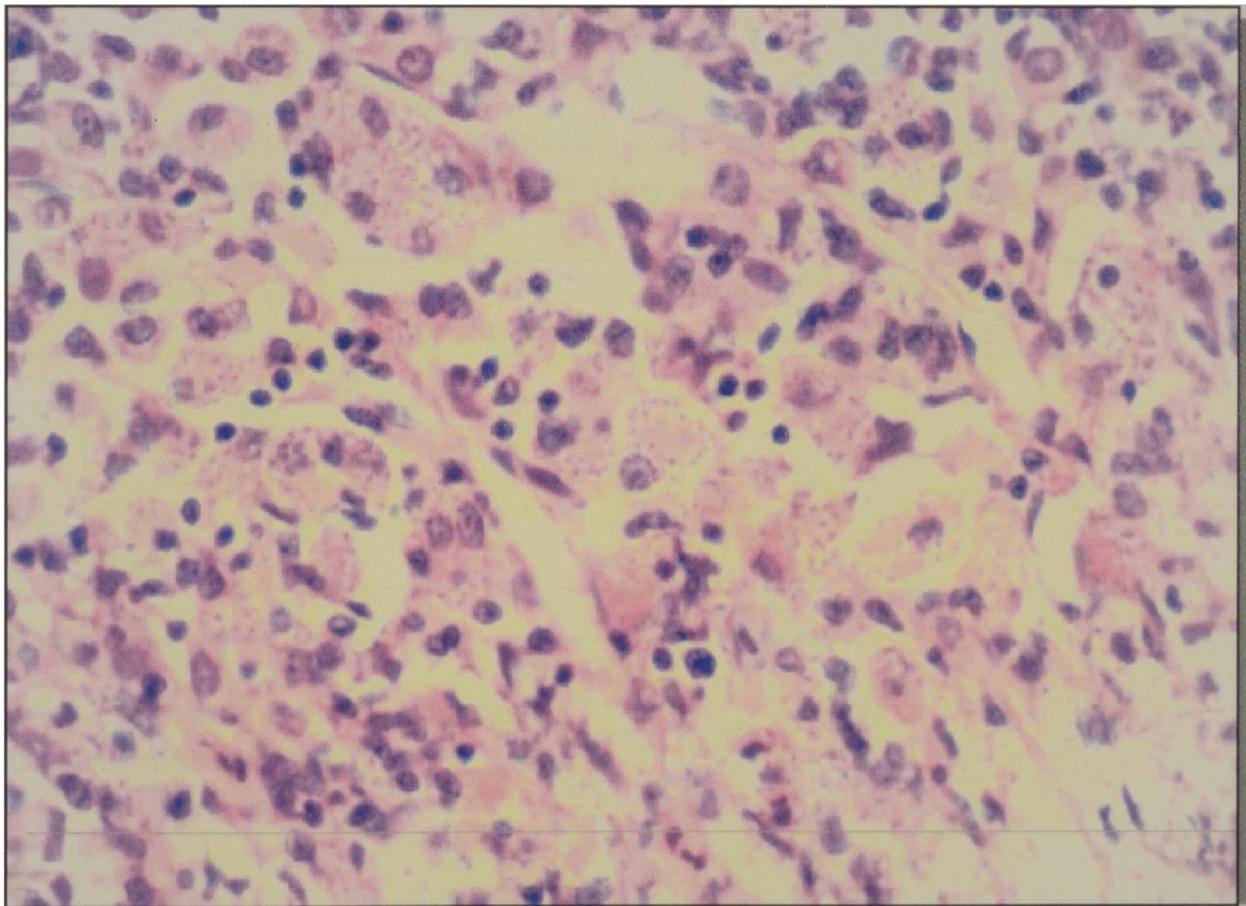


Figura 86: Zona reticular, imagen en detalle de los histoplasmas dentro de los macrófagos. H y E x 40 ML.

ESTUDIO DE PARASITOS EN MUSCULOS:

La totalidad de los animales (100%) resultaron negativos a los estudios de muestras de diafragma (pilares, zona de transición entre músculo y tendón) por la técnica de digestión artificial larvas de *Trichinella spiralis*.

En ningún caso (100%) se recuperaron quistes de *Sarcocystis* sp. por el método de Collins et al y tampoco por estudio histológico de los músculos.

ESTUDIOS SEROLOGICOS

El total de los sueros de las 50 *D. albiventris* (100%), sometidos al Toxotest HAI, resultaron negativos.

Asimismo la totalidad de los 50 sueros obtenidos (100%) y sometidos al Chagatest HAI, fueron negativos.

Tabla 3: Indicadores de infecciones naturales por artrópodos observados en piel de 50 *D. albiventris* juveniles y adultas, provenientes de Corrientes, Formosa y Resistencia (Chaco).

Especies de artrópodos	Habitat	Indicadores de infección					
		Variac.de Intens.	Intens. Media	Abundancia	Preval.	Total	% (*)
<i>Pulicidae</i>	Piel	0-25	13,75 (48) (**)	13,2	96	660	80,38
<i>C. felis felis</i>		0-13	6,53(15) (**)	1,96	30	98	11,93
<i>Ixodidae</i>	Piel	0-10	6,3 8 (10) (**)	1,26	20	63	7,67
<i>R. sanguineus</i>							
<i>I. loricatus</i>	Piel						
Total						821	100,00

(**) En relación al número total de artrópodos.

(*) Número de animales infectados.

Tabla 4: Indicadores de infecciones naturales por helmintos observados en segmentos gastrointestinales, hígado y pulmones de 50 *D. Albiventris* juveniles y adultas, provenientes de Corrientes, Formosa y Resistencia (Chaco).

Especies de helmintos	Habitat	Indicadores de infección					
		Variac.de Intens.	Intens. Media	Abundancia	Preval.	Total	% (*)
Strigeidae							
<i>D. proloba</i>	I.D.	0-130	70,90 (32) (**)	45,38	64	2269	65,73
Brachylaimidae							
<i>B. migrans</i>	I.D. C. e I. G.	0-83	42,89 (29) (**)	24,88	58	1244	36,03
Rhopaliasidae							
<i>R. coronatus</i>	I.G.	0-43	22,07 (27) (**)	11,92	54	596	17,26
Dicrocoelidae							
<i>Z. goliath</i>	C. biliares	0- 10	10 (1) (**)	0,2	2	10	2,28
Angiostrongilidae							
<i>D. hayesi</i>	Pulmones	-----	-----	-----	---		
Physalopteridae							
<i>T. turgida</i>	Estómago	0-18	10,05	7,84	78	392	11,35
Kathlanidae							
<i>C. tentaculata</i>	Ciego e I.G.	0-230	122	48,8	40	2440	64,88
Trichuridae							
<i>T. didelphis</i>	Ciego	0-4	2,66	0,16	6	8	0,23
Gnathostomidae							
<i>G. turgidum</i>	Estómago	0-3	3	0,06	2	3	0,08
Total						3.452	100,00

(**) En relación al número total de helmintos.

(*) Número de animales infectados.

Tabla 5: Distribución de los parásitos en Corrientes, Chaco y Formosa

Especie parasita	Localidades			
	B° Ponce (Ctes)	Santa Ana (Ctes)	Resistencia	Formosa
<i>C. felis felis</i>	+	+	+	+
<i>I. loricatus</i>	+	+	+	+
<i>R. sanguineus</i>	-	+	+	+
<i>D. prolobo</i>	+	+	+	+
<i>B. migrans</i>	+	+	+	+
<i>R. coronatus</i>	+	+	+	+
<i>Z. goliath</i>	+	-	-	-
<i>D. hayesi</i>	+	+	+	+
<i>T. turgida</i>	+	+	+	+
<i>C. tentaculata</i>	+	+	+	+
<i>T. didelphis</i>	+	-	+	-
<i>G. turgidum</i>	+	-	-	-
<i>C. parvum</i>	+	+	+	+
<i>Isospora sp.</i>	-	+	-	-
<i>H. capsulatum</i>	+	+	+	+

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

Ctenocephalides felis felis Bouché, 1835, fue la única especie hallada. Por ser un parásito polixeno parasita a gran número de animales domésticos y silvestres inclusive al hombre razón por la que está comprendida entre las especies de mayor importancia médica y veterinaria, pudiendo ser transmisoras de algunas zoonosis, aunque generalmente solo utilizan al ser humano como un huésped alternativo.

C. felis felis juega un rol importante como transmisor de un amplio espectro de enfermedades, siendo reportado como el huésped intermediario de *D. caninum*, un cestode del perro, Chen (1933, 1934); Joseph (1974); Joyeux (1916); Marshall (1967); Pugh (1987); Pugh and Moorhouse (1985); Soulsby (1982); Venard (1938); Yasuda et al. (1968); Yutuc (1968); *Hymenolepis nana* Bacigalupo (1931); Marshall (1967); *H. diminuta*, Joyeux (1916); Marshall (1967); *H. citelli* Marshall (1967); *H. microstoma* Marshall (1967) y *Dipetalonema reconditum* Farnell and Faulkner (1978); Hinaidy et al. (1987); Nelson (1962); Nelson et al. (1962); Pennington and Phelps (1969). Se reportaron también como transmisores de numerosas enfermedades bacterianas. De todos ellos el más importante para el hombre es el *D. caninum*, a quien ocasionalmente parasita (Service, 1980).

El tifus murino afecta al ser humano y a muchos pequeños animales incluyendo ratas y ratones Dryden and Rust (1994). Su tradicional vector primario se creyó que era la pulga de la rata oriental, *Xenopsylla cheopis* (Dryden and Rust 1994). Esta enfermedad ocurre en los Estados Unidos a lo largo del sudeste, suroeste, y costas del golfo. En el sur de California parece que la principal transmisión en el ciclo, comprende al oposum y *C. felis* Adams et al. (1970). Una

adicional rickettsia parecida a la del tifus cuyo agente es ELB fue identificado por Williams et al. (1992), alojado en opossums y *C. felis* en el sur de California.

Las oportunidades de contacto con pulgas infectadas con la peste están aumentando a partir de la convivencia de humanos con mascotas de vida silvestre con endémico ciclo de la peste, (Dryden and Rust 1994).

En éste caso debería tenerse en cuenta el rol que desempeñan las zarigüeyas como hospedadoras de éstas pulgas manteniendo el ciclo silvestre de éstos insectos que en determinado momento podrían actuar como vectores de algunas de las citadas enfermedades, fundamentalmente teniendo en cuenta que son ectoparásitos inespecíficos de especie.

En cuanto a *Rhipicephalus sanguineus* Latreille, 1806, los resultados obtenidos en este estudio son coincidentes con las claves de Boero (1957). Esta garrapata que probablemente es originaria de Africa, actualmente cuenta con una distribución mas o menos cosmopolita, se la puede encontrar en la República Centroafricana, República Democrática del Congo, Madagascar, Nueva Zelanda, India, Portugal, Suiza, Estados Unidos, México, Brasil, Guayanas, Chile, Brasil y Argentina entre otros (Muñoz y Casanueva, 2001), afectando a gran variedad de mamíferos y aves (Soulsby, 1982). Cumplen un vasto rol como vectores biológicos, tanto para los animales como para el hombre, de ahí su importancia en medicina y en veterinaria.

Los agentes etiológicos que transmiten a éste último pueden dividirse en cuatro grupos:

1) Virus 2) Rickettsias 3) Bacterias entre éstas debe destacarse una muy importante responsable de la enfermedad de Lyme, Barros-Battesti et al. (1995), Yoshinari et al. (1995,1997, 1999); Barros-Battesti (1998) y 4) Protozoos productores de la babesiosis, enfermedad frecuente en los animales y de escasa ocurrencia en el hombre (Botero y Respero, 1998).

En base a lo expuesto se destaca la importancia de su primer hallazgo en *D. albiventris*, porque éste nuevo hospedador contribuiría al mantenimiento del ciclo silvestre de ésta garrapata, y actuaría además como nexa con el ciclo doméstico debido a los hábitos peridomiciliarios y domiciliarios de éste marsupial, a lo que se debe adicionar la capacidad de éste ixodídeo para adaptarse a nuevos hábitats como las viviendas humanas, y a la característica de su ciclo de vida durante el cual puede utilizar tres hospedadores.

En los estudios de sangre efectuados a los animales infestados, no se hallaron hemoparásitos exo o endoglobulares, lo que indudablemente se debió a que las garrapatas no estuvieron infectadas, pero el hecho de no actuar como transmisoras en éste caso, no significa que carezcan de importancia y ésta radicaría en el daño directo causado por la picadura, con la consecuente irritación local y pérdida de sangre. La picadura provoca irritación, predisponiendo al animal al ataque de moscas, sirviendo de vía de acceso a infecciones secundarias e inoculación de diversas toxinas, asimilándose a la acción patógena de *I. loricatus* (Teixeira y Labruna, 2002), al mismo tiempo debería tenerse en cuenta la carga parasitaria animal, la conjunción de éstos hechos conduciría al detrimento del estado sanitario del animal y al deterioro de la piel, que debe preservarse cuando se la destina a la producción pilífera.

***Ixodes loricatus* Neumann, 1899 (= *I. didelphidis* Fonseca y Aragão, 1951). *I. didelphidis*.**

En éste trabajo la clasificación efectuada es coincidente con la de Boero (1957) y Labruna et al. (2002), si bien no se pudieron efectuar análisis molecular (ITS2).

La biología de esta especie todavía es confusa, algunos autores afirmaron que solo los estadios adultos se alimentan sobre los marsupiales Barros-Battesti et al. (2000); asimismo han

sido mencionados casi exclusivamente como ectoparásitos de didelfídeos, desde México a la Argentina, encontrándose a las larvas y ninfas solo en pequeños roedores cricetídeos Teixeira y Labruna (2002), otros investigadores aseveraron que todos los estadios del ciclo se encuentran sobre el mismo hospedador, Muñóz y Casanueva (2001).

No se hallaron citas en el mundo sobre ésta especie parasitando otros vertebrados que no sean marsupiales tal lo expresado por Teixeira y Labruna (2002).

En este trabajo solo se encontraron larvas, ninfas y teleoginas, debido a ello se infirió que no cumplen todo su ciclo en el mismo hospedador (Barros-Battesti et al., 2000; Teixeira y Labruna, 2002).

En cuanto a su importancia como vectoras de enfermedades, existen reportes en Brasil atribuyéndoles la transmisión del hematozoario *Babesia ernestoi* incluida en el grupo de las grandes babesias, patógena solamente para *D. marsupialis* y *D. albiventris* según Da Serra Freire (1976). Sin embargo los estudios de sangre realizados a los animales parasitados, arrojaron resultados negativos, lo que seguramente se debió a que las garrapatas no estuvieron infectadas, no obstante aun sin actuar como vectoras de éste hemoparásito, su importancia residiría en la acción patógena que ejercen por si mismas sobre el huésped, análogamente a lo que ocasionan otras especies de garrapatas; por su intensa hematofagia conduciría a un desbalance en el sistema circulatorio con enflaquecimiento y anemia (Teixeira y Labruna, 2002), Lo que estaría directamente relacionada a la carga parasitaria del animal; además las irritaciones y lesiones de piel originadas por la picadura conducirían a complicaciones por infecciones bacterianas e incluso miasis secundaria, con el consecuente deterioro del estado sanitario del animal y de la piel.

En Itapevi, São Paulo, se reconocieron casos similares a la enfermedad de Lyme; *I. didelphidis* e *I. loricatus* fueron encontrados naturalmente infectadas por spiroquetas y parecen desempeñar un importante rol en la transmisión enzootica del ciclo, Barros-Battesti et al. (1995), Yoshinari et al. (1995, 1997, 1999); Barros-Battesti (1998).

Trematodes:

Entre la gran diversidad de endoparásitos que albergan éstos marsupiales, se deben destacar aquellos de ciclo heteroxeno o triheteroxeno, que utilizan uno o mas huéspedes intermediarios y en algunos casos hospedadores de transporte o paraténico, ésta ocurrencia posiblemente se deba a que éstos forman parte de su cadena alimentaria.

***Duboisella proloba* Baer, 1938** fue el trematode mas frecuente, Su ciclo biológico es desconocido, aunque por ser un helminto perteneciente a la familia *Strigeidae* sin duda su ciclo debería ser triheteroxeno, los hospedadores intermediarios de la citada familia son los Gasteropodos donde desarrollan los esporocistos y las cercarias (furocercas, con faringe). Las metacercarias suelen encontrarse en los peces, también moluscos, hirudíneos, etc. Soulsby (1982). Esta especie fue hallada en *D. aurita* en Brasil, también en *D. m. marsupialis* en Venezuela y Panamá (Yamaguti, 1971; Travassos, 1969). Su primer hallazgo en Corrientes fue reportado por Lombardero y Moriena (1973) y actualmente en éste trabajo. No se hallaron citas recientes para otros países.

Acorde a lo observado, a pesar de su elevada prevalencia y su generalmente intensa carga parasitaria, los animales no presentaron signos clínicos aparentes, por lo que se presume han logrado establecer un óptimo equilibrio hospedador – parásito en su habitat natural, lo que no implica que cuando por maniobras provocadas por el hombre su sistema inmunológico se altere y

se desencadene la enfermedad, de allí la importancia de conocer la diversidad de parásitos que pueden albergar estos animales.

***Brachylaima migrans* Dujardin, 1845**

Tanto la familia como el género y las especies de éste trematode adquirieron numerosos sinónimos desde el inicio de su descripción.

La nomenclatura de éste género es muy confusa, por el gran número de sinónimos y enmiendas producidas en los dos últimos siglos, por lo cual algunos investigadores la consideraron como “una pesadilla taxonómica”. Luego de numerosas revisiones, tanto el nombre y la escritura del género mas aceptada en los últimos cuarenta años ha sido el de *Brachylaima*. *Brachylaima* spp. fue reportada en muchos continentes incluyendo Europa, Africa, Norte América, Sud América y Australia. Una revisión de la literatura revela que éste género comprende una lista de 72 especies descritas.

Muchas de estas especies fueron escasamente estudiadas, con numerosos datos taxonómicos que solo se localizan en antiguos journals de difícil acceso, escritos en diferentes idiomas y a menudo, con insuficientes o ningún dato sobre el ciclo de vida. Es por ésta razón manifiesta, que la taxonomía de *Brachylaima* es muy problemática y opinan algunos investigadores que podría ocurrir que nunca se modifique completamente. Observaciones a través del MET de los estadios del ciclo biológico podrían brindar importantes datos para favorecer la diferenciación específica. *Brachylaima aequans*, *B. fuscatus* and *B. mascomai* son actualmente las únicas de las 72 o mas especies pertenecientes al género *Brachylaima* que tienen algún reporte de estudios realizados por MET o MEB. La combinación de una confusa taxonomía del género, con muchas especies similares morfológicamente, las cuales como ya se ha dicho han sido pobremente descritas, con limitados estudios del ciclo de vida y una escasez de observaciones detalladas por MET o MEB, han dificultado la caracterización de nuevas especies y la correcta identificación de *Brachylaima* de diferentes hospedadores y localizaciones geográficas. Esto también ha dejado un considerable vacío en la comprensión de esta importante y amplia familia de trematodes.

Circunscribiendose al género *Brachylaima* Dujardin, 1843 (enmendado), los sinónimos encontrados fueron los siguientes: *Distoma* Retzius, 1786; *Distomum* Diesing, 1849-1851; *Harmostomum* Braun, 1899; *Heterolope* Loos, 1899; *Brachylaimus* (Dujardin, 1843) Blanchard, 1847; *Brachylaima* (Dujardin, 1843) Kruidiener and Gallicchio, 1959; *Entosiphonus* Sinitsin, 1931; *Ectosiphonus* Sinitsin, 1931; *Brachylaema* Yamaguti, 1958.

B. migrans fue hallada por Boero y Boehringer (1967) en *D. azarae* (= *D. albiventris*) al que clasificaron como *Harmostomum ophistotrias* = *Distoma ophistotrias* Lutz, 1895, la descripción de ésta especie la realizó Lutz en 1895 en Brasil. *Brachylaima advena* Dujardin, 1843 es la especie tipo Yamaguti (1971) = *B. fulvus* Dujardin, 1843 = *B. migrans* var. *advena* Dujardin, 1843 = *B. soricis* Dujardin, 1845 = *B. opisthotrias* (Lutz, 1895) Dollfus, 1935.

El trematode estudiado mediante microscopio de luz y MEB, coincide con la descripción de Boero y Boehringer (1967); Yamaguti (1971) y Travassos (1969).

La importancia de éste hallazgo radica en que fue probado mundialmente que los trematodes que integran la familia *Brachylaimidae* son importantes en la salud pública por ser una zoonosis.

Existiendo recientes reportes de parasitosis humana en el sur de Australia, donde recuperaron los huevos de la materia fecal humana y con ellos infectaron a los caracoles de tierra criados en laboratorio (Butcher y Grove, 2001).

En nuestro país aun no existen citas de zoonosis producidas por éste platelminto. Es importante destacar que el ser humano es un huésped definitivo accidental, que puede infectarse luego de la ingestión de caracoles crudos conteniendo metacercarias, por lo que se relaciona que en la Argentina no se produjeron casos debido a los hábitos alimentarios de la población, sin embargo en ambientes rurales podría producirse por ingestión accidental de los mismos fundamentalmente en los niños, debido a que el parásito adulto elimina sus huevos con la materia fecal del hospedador, contaminando el ambiente donde se encuentran los hospedadores intermediarios.

***Rhopalias coronatus* (Rudolphi, 1819) Stiles y Hassall, 1898**

La familia que comprende a *Rhopalias coronatus* (especie tipo) también tuvo sinonimias previas tales como: *Rhopaliidae* (Looss, 1899) Viana, 1924; *Rhopaliadae* (Looss, 1899) y *Rhopaliasidae* Yamaguti, 1958, la que actualmente se considera correcta. Los datos morfométricos obtenidos de éste helminto concuerdan con los de Yamaguti (1958); Martínez y col (1973); Lombardero y Moriena (1973); Sutton y Lunaschi (1987).

Este parásito fue hallado en numerosas especies de marsupiales, *Caluromys philander*; *Chironectes minimus minimus*; *Didelphis marsupialis aurita*; *D. azarae*; *D. marsupialis*; *D. marsupialis tabascensis*; *D. marsupialis etensis*; *Marmosa mexicana mexicana*; *Metachirus medicaudatus*; *M. nudicaudatus myosurus*; *M. opossum*; *M. nudicaudatus personatus*; *Monodelphis domestica domestica*; *Philander opossum opossum* y *Philander opussum fuscogriseus*.

Cuya distribución geográfica citada es: México, Guatemala, Costa Rica, Venezuela, Trinidad, Brasil, Uruguay, Paraguay y Argentina, acorde Lamothe-Argumedo (1978). Su ciclo biológico tampoco ha sido estudiado, pero por analogía con otros trematodes se puede afirmar que es heteroxeno.

Los marsupiales son los huéspedes principales de éste trematode, y no se debe minimizar su importancia por ello, fundamentalmente si se considera que para utilizarlo como animal de laboratorio, es imprescindible el conocimiento del espectro de su helmintofauna así como las enfermedades parasitarias que los afectan en la vida silvestre, a fin de tomar las precauciones apropiadas durante su mantenimiento en cautiverio, teniendo en cuenta principalmente su sistema inmunológico que se modifica en esas circunstancias a consecuencia del *stress*, lo que favorecería el desarrollo de ésta parasitosis.

***Zonorchis goliat* Travassos, 1946**

Teniendo en cuenta que es el único trematode hepático de las características observadas y que su morfología fue pertinentemente descripta por Travassos y Yamaguti, se consideró

interesante, efectuar el estudio de las lesiones que producían en el hígado, debido a que no existen reportes al respecto.

Aunque es un platelminto propio de la especie, es decir que los marsupiales son sus huéspedes principales y en éste caso haya sido parásito satélite, sin duda por la localización y congruente a los estudios histológicos efectuados, la patogénesis de éste parásito sería equivalente a la de los animales domésticos donde los trematodes jóvenes al migrar en el parénquima hepático inducen a lesiones mecánicas y en parte químicas (por secreción de toxinas irritantes para los tejidos) y los adultos por su permanente acción irritante provocan inflamaciones de los conductos biliares. Pudiendo inducir a anemia dado que en parte se alimentan de sangre y cambian numerosas veces de lugar. Boch y Supperer (1982).

Nematodes

D. hayesi Prestwood, 1976

El órgano más comprometido por el parasitismo en las zarigüeyas de vida silvestre fue el pulmón, afectado en éste caso por una sola especie de nematode, *D. hayesi*, este parásito de ciclo heteroxeno, presentó la mayor prevalencia, esto estaría directamente relacionado a sus hábitos alimentarios omnívoros que incluye invertebrados y pequeños vertebrados, que la exponen a contraer una gran diversidad de parásitos de ciclo heteroxeno al actuar éstos como hospedadores intermediarios.

Anderson et al. (1980), redescubrieron tres géneros (que son específicos de los marsupiales) en *D. marsupialis* del Norte y Sud América; Prestwood (1976), lo halló en *D. marsupialis* procedentes de Georgia (USA), describiendo como nueva especie, cuyo nombre genérico deriva del nombre del huésped y el de la especie de Hayes por haber sido dedicado a él, brindando detalles, de la morfometría así como de las lesiones pulmonares. Prestwood basado en la localización dentro del hospedador, en el desarrollo del rayo dorsal, la longitud de los rayos laterales comparado con el desarrollo de la bolsa y en que el rayo externolateral está separado en la base del medio y posterolateral, coincidió con Chabaud (1972) ubicándolo dentro de la familia *Angiostrongylidae*; Prestwood et al. (1977), también efectuaron la infección experimental y estudiaron la infección natural de *D. hayesi* y *Capillaria* en *D. marsupialis*; Lamberski et al. (2002), desarrollaron un estudio retrospectivo de éste parásito, con la descripción morfométrica, lesiones y signos clínicos en *D. marsupialis*; Massi Pallarés (1990) redescubrió el parásito sobre la base del hallazgo en *D. marsupialis* en Georgia y concluyó que aunque la especie no fue referida al Nuevo Mundo, debería poseer una distribución Neotropical.

Según Lamberski et al. (2002) la degeneración de los parásitos adultos fueron responsables de una leve a moderada respuesta inflamatoria, en cambio una muy severa inflamación se asoció con larvas libres en el parénquima. Las larvas en desarrollo son consideradas metabólicamente muy activas y se conocen las sustancias inmunogénicas que segregan, Maizels and Selkirk (1988).

Los caracteres morfológicos así como las lesiones microscópicas observadas en el órgano durante éste trabajo son coincidentes con las descritas por varios autores, en otras especies de marsupiales.

La prevalencia de la infección y las lesiones pulmonares en *D. albiventris* fueron similares a las halladas y descritas por Prestwood (1976); Lamberski et al. (2002), pero a pesar de ello no fueron observados signos clínicos evidentes aun en aquellos animales mantenidos en cautiverio

durante 24 hs previos al sacrificio, no obstante de acuerdo a los estudios de Lamberski et al. (2002), ésta parasitosis sería bastante agresiva a tal punto de conducirlos a la muerte.

La importancia de éste hallazgo es porque las zarigüeyas además de estar en cautiverio en los zoológicos, se las utiliza como Animales de Laboratorio no Tradicionales (ALNT) o para producción peletera, razón por la cual es necesario conocer la alta prevalencia de ésta parasitosis en vida silvestre y su forma de diagnóstico para tomar las prevenciones necesarias.

***Turgida turgida* Rudolphi, 1819 – Travassos, 1919**

La clasificación sistemática de éste nematode resultó compleja debido a los numerosos cambios taxonómicos ocurridos desde su primera descripción, en primer lugar en cuanto a la subfamilia *Physalopterinae*, Chabaud sostuvo que sus miembros se han diversificado de la línea homogénea original, ya sea por el grupo de hospedadores que parasitan o por la región específica geográfica que ocupan, restándole importancia a lo sostenido por Ortlepp, 1922, sobre la multiplicación de las ramas uterinas, considerando que ese detalle es convergente con respecto al hospedador y a la zona geográfica. A estos detalles en ésta subfamilia debe agregarse con carácter determinante la dentición cefálica. Travassos en 1920b estudió las especies de *Turgida* Schulz, 1931 con una clave para las subfamilias de *Physalopterinae* y describió *T. torresi* Travassos, 1920 (Ortlepp, 1922). Con respecto a *T. turgida* se refirieron a la alta prevalencia en marsupiales de Brasil, Correa Gomes et al. (2003); reportando también para Brasil Quintão e Silva y Costa (1999). Caballero, 1937; Caballero et al. 1944 reportaron la ocurrencia de la especie en marsupiales de México y Guatemala. Wolfgang, 1951 se refirió a *T. turgida* en América Central y Sudamérica.

Los caracteres morfológicos dominantes para su clasificación, fueron estudiados previamente mediante el microscopio de luz y actualmente la iconografía disponible fue la obtenida por éste medio, Yamaguti (1961); Chabaud (1975) y Gray and Anderson (1982). Estos parásitos si bien se caracterizan por ser histiófagos, se considera que podrían ingerir sangre accidentalmente aunque no sean hematófagos, esto se debería a la lesión provocada en la mucosa estomacal, por acción de los dientes que posee en la boca. Acorde a lo observado se presume que eso ocurre debido a la coloración rojiza que presentaron los especímenes *in situ*, los que se encontraban fuertemente adheridos a la mucosa contrastando con el color blanquecino de aquellos que estaban desprendidos. Según la literatura aparentemente cambian en ocasiones del lugar de fijación, esto también se podría deducir debido a que en todas las necropsias efectuadas siempre se hallaron ejemplares sueltos, y numerosas úlceras pequeñas y edematosas con vestigios de sangrado previo, por lo que la mucosa se observó erosionada, muy inflamada y con abundante producción de mucus. Según los diferentes autores pueden ocasionar vómitos y anorexia, hay melena (evacuación de heces oscuras y de aspecto alquitranado, por la presencia de sangre digerida), con pérdida de peso de los animales. Coincidimos con la coloración de las heces, lo que fue una constante en todos los animales parasitados, sin embargo su aspecto exterior nunca estuvo extremadamente desmejorado, lo que haría suponer que estos animales en el ambiente silvestre mantienen un buen equilibrio con sus parásitos.

La importancia de éste hallazgo se debe a que *T. turgida* estimula intensas reacciones defensivas del hospedador, lo que se expresa en los resultados de los estudios histológicos. Se adjudican éstas manifestaciones tisulares de carácter defensivo, a la agresión que recibe el organismo por sus invasores, actuando éstos en calidad de cuerpos extraños, agentes irritativos o

produciendo secreciones esofagianas, lo que conduce a disturbios de la función gástrica, aunque las localizaciones estomacales sean menos espectaculares en su traducción sintomática, Boero (1967).

***Cruzia tentaculata* Rudolphi, 1819**

La especie fue descrita por Rudolphi, 1819 como *Ascaris tentaculata* y posteriormente fue incluido en *Oxysoma* por Schneider, 1886. Travassos en 1917 propuso la denominación de la familia como *Cruzidae* con el género tipo *Cruzia* en la cual incluyó a *C. tentaculata* que fue brevemente descrita con la presencia de un ciego intestinal, excluyendo a *C. tentaculata* de los especímenes de la familia *Heterocheilidae*. Travassos en 1922 ilustró íntegramente las especies; Caballero en 1937 se refirió a la ocurrencia de *C. tentaculata* en *D. marsupialis mesamericana* Allen, 1902 (= *D. marsupialis* Linnaeus, 1758) en el Valle del Mesquital en México y luego Caballero et al. (1944) reportó la especie en *D. marsupialis tabascensis* Allen, 1901 (= *D. marsupialis* Linnaeus, 1758), en México y también en Guatemala. Wolfgang, 1951; Potay, 1970 aseveraron que *C. tentaculata* comúnmente parasita a marsupiales de América Central y del Sur. Pinto y Gomes, 1980 también se refieren a *C. tentaculata* en *D. opossum* Larrañaga, 1923 (= *Didelphis aurita* Wied-Neuwied, 1826) de la región amazónica, según Corrêa Gomes et al. 2003. Este nematode, es inespecífico de especie ya que fue identificado en anfibios, reptiles, Xenartras y marsupiales americanos Chabaud (1978), en nuestro país fue reportado en los marsupiales *D. azarae* (*D. albiventris*), y *Lutreolina crassicaudata*, en un reptil *Tupinambis teguixin* (= *T. merianae*), Boero y Boehringer (1939) y en un dasipodido *Chaetophractus villosus* Lombardero (1970), coincidiendo con Chabaud (1978).

Su ciclo biológico es desconocido, por no existir publicaciones al respecto, pero teniendo en cuenta el taxón al cual pertenecen permitiría establecer cierta analogía con especies similares como *Cruzia americana* Maplestone, 1930 que parasita a marsupiales de Norte América y tienen un ciclo de vida monoxeno Crites, 1956 in Anderson 1992, en base a ello se puede inferir que su ciclo es monoxeno.

La carga parasitaria fue habitualmente alta, sin embargo los animales infectados no presentaron signos manifiestos de la enfermedad, aunque a juzgar por los resultados obtenidos de los estudios histológicos las lesiones que provocaron deberían originar algún tipo de trastorno digestivo.

La importancia de ésta parasitosis hay que enfocarla desde el punto de vista del bienestar animal en cautiverio para fines experimentales, en los zoológicos para fines educativos sobre la fauna autóctona o con fines productivos para peletería, para lo cual se requiere que estén libres de parásitos.

***Trichuris didelphis* Babero, 1960**

Es un nematode poco común en los marsupiales, Babero (1960), a pesar de ser su huésped principal.

Se conoce que la trichurosis es una geohelmintosis adquirida por vía oral, si bien los reportes acerca de a su patogenicidad son variables, no hay dudas que en infecciones masivas se manifiestan signos clínicos de la enfermedad, la acción patógena consiste en la irritación mecánica y lesiones en la mucosa, tanto por las larvas que se van introduciendo como por los

adultos que implantan su extremo anterior en la mucosa cecal e intestinal por lo que la reacción inflamatoria tiflitis y colitis pueden ser muy graves.

Si bien en éstos casos la prevalencia y carga parasitaria fueron extremadamente bajas, considerandolo un parásito satélite, las alteraciones macroscópicas observadas fueron engrosamientos edematosos, intensa formación de mucus, enrojecimientos puntiformes o máculas en la mucosa, fundamentalmente en el ciego. Los animales presentaron diarrea con presencia de sangre fresca, esto seguramente se debió a que está demostrado que *Trichuris* posee un pequeño estilete bucal que se proyecta a través del orificio oral, con lo que perfora tejidos y vasos sanguíneos, originando pérdida de sangre que es ingerida por los nematodos Burrows y Lillis (1964). Estos especímenes a diferencia de los ancilostomídeos no desperdician la sangre ingerida sino que la degradan aprovechando sus componentes. Debido a todo esto su efecto patógeno se considera importante básicamente por la anemia que causan, esto ocurre en los animales domésticos Boch y Supperer (1982), Dunn (1983), Soulsby (1987) y por analogía en los animales silvestres.

Los caracteres morfométricos observados son coincidentes con la descrita por Babero (1960) y las lesiones macroscópicas así como los signos clínicos son compatibles con la de los animales domésticos.

***Gnathostoma turgidum* Stossich, 1902 redescrita por Travassos, 1925 (= *Gnathostoma didelphis* Chandler, 1932)**

Gnathostoma turgidum es un nematode de ciclo heteroxeno bastante complejo, donde están involucrados diferentes huéspedes definitivos: mamíferos silvestres o domésticos; H. intermediarios: diversas especies de crustáceos, y peces de agua dulce y H. paraténicos: aves ictiófagas, anfibios y reptiles, Díaz Camacho et al. (2000).

La gnatostomiosis es una zoonosis producida por larvas de tercer estadio avanzado (L3A) de nematodos del género *Gnathostoma*, la que se adquiere por consumir cebiche, callos o tlaos, o platos orientales como sushi o sashimi, que utilizan en su elaboración peces crudos o insuficientemente cocidos. Es una parasitosis endémica en países asiáticos como Tailandia, Japón, China, India y Filipinas, según Lanfredi et al. (2003) también en Africa, Australia y Brasil; en el Continente Americano en 1970 Peláez y Pérez-Reyes dieron a conocer los primeros casos autóctonos de gnathostomosis humana en México y Ollage-Loaiza en Ecuador, en 1984.

Esta helmintiasis puede manifestarse clínicamente en cuatro fases: visceral, neurológica, ocular y cutánea, ésta última es la mas común y sintomática y tiene dos formas superficial y profunda Lamothe-Argumedo et al. (1998). El parásito fue descubierto por Owen (1836) al que denominó *G. spinigerum*, hasta 1980 se consideró a éste como único agente etiológico de esta parasitosis, aunque en años posteriores se determinaron 22 especies en diferentes taxas de mamíferos, de los cuales Almeyda- Artigas (1991), consideran únicamente 10 como válidas. Según Díaz Camacho et al. (2000), actualmente se conocen 13 especies de *Gnathostoma* aparentemente bien clasificadas, de las cuales solamente cuatro se encuentran asociadas con parasitosis humanas: *G. spinigerum*, *G. hispidum*, *G. nipponicum* y *G. doloresi*.

G. spinigerum, es quien reviste mas importancia desde el punto de vista médico, debido a que es el agente causal de la mayoría de los casos humanos registrados en la literatura, Díaz Camacho et al. (2000)

Otra especie *G. turgidum* fue descrita por Stossich en 1902 como parásito de *D. azarae* (= *D. paraguayensis* = *D. albiventris*), para Argentina; luego de 23 años Travassos en 1925 la halló en Brasil en estómago de *D. Aurita* y en 1931 Dickmans la señaló como parásito de *D. virginiana* en Louisiana; Chandler en 1932 describió a *G. didelphis* como parásito de *D. marsupialis* en Texas, la que fue considerada sinónimo de *G. turgidum* por Miyazaki en 1960 quien comparó los especímenes ampliando su distribución, Foster encontró *G. turgidum* (*G. didelphis*) en *Philander laniger pallidus* de Panamá y Miyasaki et al. en 1978 hallaron en *D. marsupialis* de Tingo María, Perú. En México, Caballero en 1958 lo descubrió en estómago de *D. marsupialis* de Chiapas identificándolos como *G. spinigerum* Owen, 1836, pero la revisión de éste material, indicó que algunos caracteres morfológicos, como el número de anillos de ganchos del bulbo cefálico, así como el número, forma y disposición de los mismos, espinas de la superficie corporal, posición de la vulva, forma de las espinas que circundan a los didirios, patrón morfológico de las espinas a lo largo del cuerpo, relación entre las espículas, patrón papilar cloacal, la disposición de la zona espinosa en ésta región y finalmente, la forma y dimensiones de los huevos, corresponden a los descritos para *G. turgidum*, por lo que Lamothe-Argumedo et al. (1998) afirman que éste fue el primer registro para ésta especie en México, reafirmando lo sugerido por Almeida-Artigas et al. (1991); Lamothe-Argumedo et al. (1998), hallaron en la pared gástrica de *D. virginiana* ejemplares que por sus características morfológicas y por las características de los huevos provistos de dos tapones polares que midieron 56 µm de largo x 37 µm de ancho (rasgos diagnósticos de *G. turgidum*), ampliando el espectro de hospedadores para ésta especie, confirmando su afinidad por los marsupiales de América, continente en el que se distribuye desde el sur de los Estados Unidos de Norteamérica, hasta Argentina.

En Argentina Boero y Boehringer (1939) hallaron estos parásitos en *Lutreolina cassicaudata* y en *D. azarae* (= *D. paraguayensis* = *D. albiventris*), los que fueron clasificados como *G. didelphis*, en su reporte discutieron sobre la ubicación taxonómica y se refirieron a una nueva especie *G. brasiliense* descrita por Ruiz, J. M. (1952), hallada en el hígado de *L. Cassicaudata*, llegando a la conclusión que tanto, *G. didelphis* y *G. brasiliense* eran sinónimos y que la prioridad correspondería a Chandler.

El conocimiento es insuficiente acerca de los mecanismos exactos que participan en la patogenia de las L3A de *Gnathostoma*, pero hay acuerdo en que el daño es causado principalmente por una concurrencia de factores como: el efecto mecánico originado por la migración del parásito, la eliminación de sustancias tóxicas similares a la acetil-colina, enzimas proteolíticas como la hialuronidasa, una sustancia hemolítica y la reacción inmunológica del hospedero que se traduce en un proceso inflamatorio, Díaz Camacho et al. (2000).

Acorde con los diferentes investigadores citados éste parásito sería *G. turgidum* = *G. didelphis* = *G. brasiliense*. Si bien ésta especie no estaría vinculada a una zoonosis, inferimos que su importancia radica en la patogenia sobre el huésped, donde provoca serias hiperplasias adenomatosas de la mucosa gástrica, inducidas por la implantación cefálica profunda del helminto en la pared estomacal, originando gastritis con formaciones ulcerosas.

PROTOZOARIOS

La criptosporidiosis es una enfermedad parasitaria emergente provocada por *Cryptosporidium* spp, la mayoría de los representantes de este grupo son de desarrollo intracelular y afectan fundamentalmente a los vertebrados. La primera observación de dicho protozoo correspondió a Tyzzer (1907), en las glándulas gástricas de un ratón de laboratorio, Slavin (1955) fue quien describió la patogenicidad del parásito como agente causal de diarrea en pavos, mientras que Panciera (1971) reportó el primer caso clínico en bovinos y Nime et al. (1976) lo hallaron por primera vez en una niña por biopsia rectal, posteriormente fue descrito en varios mamíferos domésticos, perros, gatos, vacas, ovejas, cabras, cerdos, Hendrix (1999) y también silvestres, en aves (se han reportado casos en cacatúas) y con menos frecuencia en peces y reptiles.

En nuestro país los datos sobre ésta parasitosis son escasos, siendo señalado por primera vez en 1982 por Odeon y Magnasco en terneros con diarreas en el sudeste de la provincia de Buenos Aires, Abuin et al. (1995) establecieron una prevalencia del 35,5% en pacientes con HIV. Venturini, L. et al (1998) en animales domésticos y silvestres tales como perro, gato, ovinos, cabras, cobayos y monos. Durante el desarrollo de éste trabajo se lo detectó por primera vez en *D. albiventris* en (1998).

Protozoos del género *Cryptosporidium* fueron considerados hasta 1975, raro en animales y de patogenicidad escasamente conocida. Sin embargo desde 1983 estos conceptos cambiaron y a partir de entonces adquirieron significancia como agente etiológico de enfermedades diarreicas en una variedad de vertebrados, principalmente bovinos y en el hombre. El rol patogénico del *Cryptosporidium*, es primariamente de interés para humanos de todos los grupos etáreos inmunodepresivos o inmunosuprimidos, y especialmente en niños o pacientes con enfermedad por HIV, pero también cuando hay hipogammaglobulinemia, terapia inmunosupresora, desnutrición, leucemia, linfoma y otros defectos de la inmunidad.

Motivos que establecieron su interés médico y veterinario. *C. parvum* es el responsable para más del 99% de todos los casos reportados de enfermedades diarreicas en el hombre y otros mamíferos, pero no se puede descartar que otras especies afecten a los inmunocomprometidos. Samuel et al. (2001); Tenter et al. (2002). El ooquiste es muy resistente a las condiciones climáticas, pudiendo permanecer viable por varios meses en el ambiente, además tolera perfectamente a la mayoría de los desinfectantes utilizados en el laboratorio. Estas características, más su gran facilidad de transmisión, ha convertido esta infección en un problema para los animales y el hombre.

Animales infectados por *C. parvum* constituyen fuentes de infección potencial para humanos. En comadrejas capturadas en parques y proximidades de Río Grande, Sao Paulo se encontraron ooquistes en 10,58% de estos animales, Yai, L. E. O. et al. (1997). Debido a que esta parasitosis ha sido frecuentemente diagnosticada en la última década, y teniendo en cuenta que los estudios realizados todavía son escasos en los animales silvestres, se considera relevante el hecho de haber ampliado el espectro de hospedadores mediante el presente trabajo. Es oportuno destacar que la comadreja tanto en su ambiente natural así como al ser sometido a una serie de maniobras tales como: captura, traslado, muestreo y cautiverio experimentan un desequilibrio de su sistema inmunológico, lo que facilitaría la aparición de diversas patologías como las parasitarias, destacándose como muy importante a la Criptosporidiosis que por ser una zoonosis,

representa un riesgo potencial para la salud de las personas, fundamentalmente de aquellas que de modo accidental o cotidiano entran en contacto con estos animales o con elementos contaminados por sus deyecciones, hecho muy factible debido a sus hábitos peridomiciliarios o domiciliarios por lo que el rol que cumple la zarigüeya como contaminante es significativo.

***Isospora* sp.**

Este protozoo si bien ha sido determinado para marsupiales como *Isospora* sp. Ernst, Cooper and Chobotat (1969) y Joseph (1974), según Duszynski et al. (2000), corresponden a un isosporídeo de aves passeriformes, afirmando que los marsupiales solo son hospedadores del género *Eimeria*, esto sin duda tiene suficientes fundamentos, teniendo en cuenta la alimentación de éstos animales en vida silvestre de los estudios de Biología Molecular realizados por éstos investigadores para llegar a éstas conclusiones, se infiere que estos hallazgos serían similares.

Micosis

En cuanto a *Histoplasma capsulatum* es un hongo dimórfico, que vive de manera saprófita en el suelo de ambientes enriquecidos con excrementos de diferentes aves y murciélagos entre otros. La infección natural con este hongo ha sido reportada para varias especies de quirópteros, perros domésticos, roedores además de carnívoros silvestres y en cautiverio. Existen dos variedades de ésta especie: *Histoplasma capsulatum* var. *capsulatum* e *Histoplasma capsulatum* var. *Duboisii*. La histoplasmosis causada por *Histoplasma capsulatum* var. *capsulatum* es de distribución cosmopolita y de alta endemicidad en algunas regiones de Norte América y en muchos países de Sud América, sin embargo el 95% de las infecciones son benignas o asintomáticas en el hombre, las formas mas severas se presentan frecuentemente en personas que tienen problemas con el sistema inmune, fundamentalmente en las personas con SIDA.

La susceptibilidad a un patógeno oportunista tal como *H. capsulatum* depende del sistema inmune, del tamaño del inóculo, de la localización de la infección, y de las condiciones de salud del paciente. www.sp.uconn.edu

Se ha encontrado que los marsupiales del Nuevo Mundo están infectados naturalmente con *H. capsulatum*, especialmente la especie *D. virginiana* (Virginia opossum), *Marmosa mitis* (mouse opossum), *Filander opossum* (four-eyed opossum) y *D. marsupialis* (commom opossum).

La histoplasmosis es endémica en el Brasil, en el Estado de Río Grande do Sul, particularmente en el valle del río Jacuí donde *H. capsulatum* var. *Capsulatum*, fue aislado del suelo y donde el 89% de personas jóvenes reaccionaron al test de piel con histoplasmina, Severo et al. (2001). También en Brasil se han reportado aislamientos de *H. capsulatum* de ratas, del suelo, de perros, y de *Dasyus novemcinctus* (armadillos), recientemente reportaron por primera vez en Minas Gerais en *D. albiventris*, Silva-Vergara et al. (2001), éstas comunicaciones son posteriores al reportado en Corrientes, Argentina (2000).

Muchos aspectos ecoepidemiológicos de *H. capsulatum* han sido dilucidados a lo largo de los últimos 50 años. La amplia distribución geográfica de éste hongo y su fácil propagación en la naturaleza favorecen la infección del hombre, mamíferos domésticos y silvestres. La infección natural en los seres humanos ocurre por inhalación accidental de las esporas, debido a que ésta micosis no se puede contraer de persona a persona.

La importancia de su hallazgo radica en que es una micosis importante en salud pública por ser una zoonosis y la *C. overa* puede desempeñar un importante papel en la diseminación de la enfermedad por su amplia distribución, coincidiendo a menudo con la presencia del hongo.

De acuerdo con los resultados obtenidos podemos concluir que:
La composición taxonómica de los parásitos en las poblaciones hospederas se caracterizó por su estabilidad, con ligeras variantes.

En todas las áreas estudiadas la distribución de los parásitos fue similar en cuanto a la composición taxonómica de la fauna parasitaria, con excepciones respecto a *R. sanguineus* que no estuvo presente en el B° Ponce, acerca de los endoparásitos tales como *T. didelphis* solo fueron hallados en dos poblaciones B° Ponce y Resistencia, mientras que *Z. goliath* y *G. turgidum* solamente estuvieron presentes en la población del B° Ponce.

D. albiventris nunca estuvo parasitada por protozoarios tales como *Babesia* sp.; *Trypanosoma cruzi*; *Toxoplasma*; *Sarcocystis* sp.; nematodos: *Trichinella spiralis*, acantocéfalos y cestodes en ninguna de las áreas estudiadas.

La antigüedad del hospedador, con un tiempo prolongado de adaptación parásito – hospedador, ha permitido el establecimiento de una fauna relativamente estable de parásitos.

Si bien se hallaron tres ectoparásitos, en éste estudio no se comprobó que hayan actuado como vectores de endoparásitos.

BIBLIOGRAFIA

- 1) ACHA, P. N.; SYFRES, B. (1992). Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2^{da} Ed. Pub. Cient. N° 503. O. P. S.
- 2) ALMEYDA-ARTIGAS, R. J. (1991). Hallazgo de *Gnathostoma binucleatum* n. sp. (*Nematoda: Spirurida*) en felinos silvestres y el papel de peces dulceacuículas y oligohalinos como vectores de la gnatostomiasis humana en la cuenca baja del río Papaloapan, Oaxaca-Veracruz, México. Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. Universidad Autónoma de México. 18:137-155.
- 3) ALMEYDA- ARTIGAS, J.; MOSQUEDA-CABRERA M. y SANCHEZ-NUÑEZ E.. (1991). Ciclo de vida natural y experimental de *Gnathostoma turgidum* Stossich, 1902 (*Nematoda: Spiruridae*) parásito de marsupiales en Temascal, Oaxaca. Memorias del XI Congreso Nacional de Zoología. Mérida, Yucatán.
- 4) ANDERSON, R. C.; CHABAUD A. G. AND WILLMOTT. (1974). CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates, N° 1. Commonwealth Agricultural Bureaux. Farnham Royal, Bucks, England.
- 5) -----; (1978). CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates, N° 5. Commonwealth Agricultural Bureaux. London.
- 6) -----; LITTLE M. D.; STRELIVE U. R. (1980). The unique lungworms (*Nematoda: Metastrongyloidea*) of the opossum (*Didelphis marsupialis* Linnaeus). Systematic Parasitology, 2: 1-7.
- 7) -----, and O. BRIAN (1982). CIH Keys to the Superfamilies *Rhabditoidea*, *Dioctophymatoidea*, *Trichinelloidea* and *Muspiceoidea*, N° 9. In CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux. London.
- 8) ARAGÃO, H. B. AND FONSECA, (1961). Notas de ixodología. VIII. Lista e chave para os representantes da fauna ixodológica brasileira. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 59: 115-129.
- 9) BABERO, B. B. (1960). Further studies on helminths of the opossum, *Didelphis virginiana*, with a description of a new species from this host. Journal of Parasitology, 46: 455- 463.

- 10) BAHIA LABRUNA M.; CERQUEIRA LEITE R. (1997). Study of the eggs from six *Ixodid* species from Brazil. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. 92: 205-207.
- 11) BARROS-BATTESTI, D. M.; ARZUA M.; YOSHINARI N. H. AND SCHUMAKER T. T. S. (1995). Ectoparasitos (*Acari e Siphonaptera*) de marsupiais capturados em área de risco para a doença de Lyme, município de Itapevi, SP. *Rev. Patol. Trop.* 23 (suppl.):215.
- 12) -----; YOSHINARI N. H.; BONOLDI V. L.; DE CASTRO GOMES A. (2000). Parasitism by *Ixodes didelphidis* and *I. loricatus* (*Acari: Ixodidae*) on small wild mammals from an Atlantic Forest in the State of Sao Paulo, Brazil. *J. Med. Entomol.* 37:820-827.
- 13) -----; CASTILHO ONOFRIO V.; SIMONS S. M.; BONOLDI V. L.; HAJIME YOSHINARI N. (2000). Oviposition and eclosion periods of *Ixodes didelphidis* Fonseca and Aragão, 1951 (*Acari: Ixodidae*) under laboratory conditions. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 95: 905-908.
- 14) BELDOMENICO, P. M.; BALDI C. J.; ANTONIAZZI L. R.; ORDUNA G. M.; MASTROPAOLO M.; MACEDO A. C.; RUIZ M. F.; ORCELLET V. M.; PERALTA, J. L.; VENZAL J. M.; MANGOLD A.; GUGLIELMONE A. A. (2003). Ixodid ticks (*Acari: Ixodidae*) present at Parque Nacional El Rey, Argentina. *Neotropical Entomology*. 32:273-277.
- 15) BICHO, C. I. y RIVEIRO, P. B. (1998). Chave pictórica para as principais espécies de *Siphonaptera* de importancia médica e veterinaria, no Brasil. *Revista Brasileira de Parasitología Veterinaria*. 7: 47 – 51.
- 16) BOCH, J. y SUPPERER R. (1982). *Parasitología en Medicina Veterinaria*. 1^{ra} Ed. Hemisferio Sur, Argentina.
- 17) BOERO. J. J. (1944). Notas ixodológicas. I) *Ixodes longiscutatum*, n. Sp. II) Nueva lista de ixodideos argentinos y sus huéspedes. *Revista de Asociación Médica Argentina*. 353-355.
- 18) BOERO. J. J. (1945). Los ixodideos de la República Argentina. *Revista de Medicina Veterinaria*, XXVI: 10.
- 19) BOERO. J. J. (1954). Los ixodoideos de la República Argentina y sus huéspedes. *Revista de la Facultad de Agronomía y Veterinaria*, XIII: 505 – 514.
- 20) BOERO, J. J. (1957). *Las garrapatas de la República Argentina (Acarina –Ixodoidea)*. Editorial Universidad de Buenos Aires. 107 pp.

- 21) BOERO. J. J.; BOEHRINGER I. K. (1967). El parasitismo de Nuestra Fauna Autóctona. Revista Facultad de Ciencias Veterinarias. La Plata. Año IX N° 21. III Epoca pp. 147- 161.
- 22) BOERO, J. J. (1967). Parasitosis animales. Tomos I, II, III. Edit. Universitaria de Buenos Aires.
- 23) BOTERO, D. y RESTREPO M. (1998). Parasitosis Humanas. Edit. Corporación para Investigaciones Biológicas (CIB). Tercera Edición. Colombia. 1-457 pp.
- 24) BURROWS, R. B. y LILLIS W. G. (1964). The whipworm as a blood sucker. Journal Parasitology 50: 675 – 680.
- 25) CABALLERO, C. E. (1937). Nematodos de algunos vertebrados del Valle del Mezquital, HGO. Annales del Instituto de Biología, México. 8:189-200.
- 26) CABRERA, A. L. y JEPES, J. (1960). Mamíferos Sudamericanos. 2nd. Ed. Cia. Arg. Ed. Bs. As.
- 27) CABRERA, A. and WILLINK, (1973). Biogeografía de América Latina. Monografía N° 13. Secretaría General de la Organización de Estados Americanos. Washington D. C., 120 pp.
- 28) CAPRI, J. J. (1959). Lista de pulgas de la Provincia de Buenos Aires. Primeras Jornadas Entomoepidemiológicas Argentinas, II pp. 619-620. Bs. As.
- 29) CAPRI, J. J. y N. A. R DE CAPRI (1959). Suctoria. Primeras Jornadas Entomoepidemiológicas Argentinas. II parte: 581 – 586.
- 31) COOLEY, R. A. AND KOHLS G. M. (1945). The genus *Ixodes* in North America National Institute of Health, Rocky Mountain Laboratory, Hamilton, Montana, NIH Bull. 184.
- 30) COLLINS G. H.; CHARLESTON W. A. G.; WLENS B. G. (1980). Studies on *Sarcocystis* species IV: a comparison of three methods for the detection of *Sarcocystis* species in muscle. New Zealand Veterinary Journal. 28 :173.
- 31) CAMICAS, J. L. ; HERVY J. P. ; ADAM, F. and MOREL P. C. (1998). The ticks of the world (*Acari: Ixodida*). Éditions de l'Orstom. Institut Français de Recherche Scientifique pour le Développement en Coopération, Paris.
- 32) CORREA GOMES, D. ; PEREIRA DE CRUZ, R. ; VICENTE J. J.; MAGALHÃES PINTO, R. (2003). Nematode parasites of marsupials and rodents from Brazilian Atlantic Forest in the State of Rio de Janeiro, Brasil. Revista Brasileira de Zoología. 20 :699-707.

- 33) CORREA GOMES, D. ; VICENTE J. J. (1972). Estudio do gênero *Rhopalias* Stiles y Hassll, 1988 (*Trematoda, Rhopaliasidae*). Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 70 :115 – 133.
- 34) CRIBB, T. H. (1990). Introduction of a *Brachylaima* species (*Digenea: Brachylaimidae*) to Australia. International Journal for Parasitology, 20: 789 – 796.
- 35) CHABAUD, A. G. (1975). CIH Keys to genera of the order *Spirurida*: Nº 3, Part 1. *Camanalloidea, Dracunculoidea, Gnatostomatoidea, Physalopteridea, Rictularioidea, and Thelazoidea*. In CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux.London.
- 36) ----- (1978). CIH Keys to genera of the Superfamilies *Cosmocercoidea, Seuratoidea, Heterakoidea and Subuluroidea*, 6, p. 1-71. In R. C. Anderson, A. G. Chabaud, and S. Willmont (eds.). CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates. England, Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, Buks.
- 37) DAVIS, J. W. y ANDERSON, R. C. (1973). Enfermedades parasitarias de los mamíferos salvajes. Ed. Acribia. Zaragoza, España.
- 38) Da Serra Freire. (1976). Contribuição ao conhecimento dos hemoparasitas de *D. marsupialis* L., 1758 y *D. albiventris* Lund, 1841, no Brasil: *Babesia ernestoi* sp. n (*Piroplasmida: Babesiidae*).
- 39) DE BEAUREPAIRE ARAGÃO, H. (1935). Observações sobre os Ixodideos da República Argentina Memorias do Instituto Oswaldo Cruz. 30: 519-532.
- 40) ----- (1939). Nota sobre os Ixodideos da Republica Argentina. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 33: 319-327.
- 41) DEL PONTE, E. y RIESEL M. A. (1939). Notas sobre « *Siphonaptera* » argentinos II Primera lista de especies. Physis. XVII 543-551.
- 42) DIAZ CAMACHO S. P.; DE LA CRUZ OTERO, M. DEL C.; WILLMS MANNING K. (2000). Gnathostomosis. Revista de la Facultad de Medicina, UNAM. 43:192 –201.
- 43) DIAW, O. T. (1976a). Contribución a L'etude des nématodes *Trichostrongyloidea* parasites de xenarthres, marsupiaux et rongeurs notropicaus. Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle, París, 3e Série, Nº 405. Zoologie, 282:1065-1089.
- 44) DUBEY, J. P.; VENTURINI, L.; VENTURINI, C.; BASSO, W. and UNZAGA, J. (1999). Isolation of *Sarcocystis falcatula* from the South American opossum (*Didelphis albiventris*) from Argentina. J. Vet. Parasitol. 86:239-244.

- 45) DUBEY, J. P.; VENTURINI, M. C.; VENTURINI, L.; MC KINNEY, J. and PECORARO, M.. (1999). Prevalence of antibodies to *Sarcocystis neurona*, *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum*. Vet. Parasitol. 86 :59-62.
- 46) DUBEY, J. P.; L. VENTURINI; M. C. VENTURINI AND C. A.SPEER. (2000). Isolation of *Sarcocystis Speeri* Dubey and Lindsay, 1999 parasite from the South American opossum (*Didelphis albiventris*) from Argentina. J. Parasitol. 86:160-3.
- 47) DUBEY, J. P.; SPEER, C. A.; BOWMAN, D. D.; HORTON, K. M.; VENTURINI, C. and VENTURINI, L. (2000). Experimental transmission of *Sarcocystis Speeri* Dubey and Lindsay, 1999 from the American opossum (*Didelphis albiventris*) to the North American opossum (*Didelphis virginiana*). J. Parasitol. 86:624-7.
- 48) DUNN, A. M. (1983). Helmintología Veterinaria. Edit. El Manual Moderno. México.
- 49) DURETTE- DESSET, M. C. (1983). CIH Keys to genera of the Superfamilies *Trichostrongyloidea* N° 10. In CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux.London.
- 50) DUSZYNSKI, D. W.; COUCH, L. and UPTON, S. J. (2000). *Coccidia (Eimeria and Isospora)* of Marsupials. NSF grant DEB 9521687. <http://biology.unm.edu/biology/coccidia/marsup.html>
- 51) ERNEST, J. V.; COOPER, C. and CHOBOTAR, B. (1969). *Isospora boughtoni* Volk, 1938 and *Isospora* sp. (*Protozoa: Eimeriidae*) from an opossum *Didelphis marsupialis*. Bulletin of the Wildlife Disease Asociation 5: 406-409.
- 52) FAIRCHILD, G. B.; KOHLS, G. M. and TIPTON, V. J. (1966). The ticks of Panamá (*Acarina: Ixodoidea*), pp. 167-219. In R. L. Wenzel and V. J. Tipton [eds], Ectoparasites of Panama. Fiel Museum of Natural History, Chicago, II.
- 53) FERNANDEZ, A. J.; LUZ, Z. M. P.; VITOR, R. W. A.; DIOTAIUTI, L. y CHIARI, E.. (1994). Possibilidade de autocura em gamba (*Didelphis albiventris*) naturalmente infectado pelo *Trypanosoma cruzi*. Revista Instituto Medicina Tropical. São Paulo. 36: 471-474.
- 54) FERREIRA, C. S.; AMATO NETO, V.; RODRÍGUEZ ALARCON, R. S. y GAKIYA, E.. (2001). Identification of *Cryptosporidium* spp. Oocysts in fecal smears stained with Heidenhain's iron hematoxylin. Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo. 43:341-342.
- 55) FONSECA, y ARAGÃO. (1951). (*Acari: Ixodidae*) under laboratory conditions. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz 95: 905-908.

- 56) -----, (1952). Notas de Ixodología. II. Uma nova espécie do gênero *Amblyomma* e uma nova espécie do gênero *Ixodes* (Acari: Ixodidae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 50:713-726.
- 57) FOWLER, M. E. (1993). Zoo and wild animal medicine: Current Therapy 3 pp 1-617. Ed. Morris Animal Foundation.
- 58) GARCIA MARQUEZ, J. L.; DIAZ CAMACHO, S. P.; D. OSORIO SARAVIA. (2001). Reacción inflamatoria causada por *Gnathostoma* sp. (nematoda: gnathostomidae) en músculos de aves ictiófagas en México. Vet. Méx. 32: 265-270.
- 59) GOMES, D. C (1979). Contribuição ao conhecimento dos helmintos parasitos de marsupiais no Brasil, da Coleção Helmitológica de Instituto Oswaldo Cruz- Trematoda. Atas da Sociedade de Biología do Rio de Janeiro. 20:33-43.
- 60) GOMES, D. C. y VICENTE, J. J. (1972). Estudio de gênero *Rhopalias* Stiles y Hassll, 1988 (*Trematoda, Rhopaliasidae*). Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 70:115-133.
- 61) GOMES, D. C.; DA CRUZ, R. P.; VICENTE, J. J. y PINTO, R. M. (2003). Nematodes parasites of marsupials and rodents from the Brazilian Atlantic Forest in the State of Rio de Janeiro, Brazil. Revista Brasileira de Zoología 20:669-707.
- 62) GOMEZ, L.; SANTA CRUZ, A. M.; BORDA, J. T.; LOMBARDERO, O. J. (2000). Nueva localización en Argentina de *Ixodes loricatus* Neumann, 1899 (Acari: Ixodidae) parasitando a *Didelphis albiventris*. Revista de Medicina Veterinaria. 81 :340-341.
- 63) GOBEL, E. y BRANDLER, U. (1982). Ultrastructure of microgametogenesis, microgametes and gametogony of *Cryptosporidium* spp. in the small intestine of mice. Parasitologica V. 18.
- 64) GRAY, J. B.; ANDERSON, R. C. (1982). Observations on *Turgida turgida* (Rudolphi, 1819) (*Nematoda: Physalopteroidea*) in the American opossum (*Didelphis virginiana*). Journal of Wildlife Diseases, 18:279-285.
- 65) -----, (1982). Development *Turgida turgida* (Rudolphi, 1819) (*Nematoda: Physalopteroidea*) in the opossum (*Didelphis virginiana*). Canadian Journal of Zoología, 60: 1265- 1274.
- 66) HENDRIX, CH. M. (1999). Diagnóstico Parasitológico Veterinario. 2^{da} Ed. Edit. Harcourt Brace.
- 67) IODICE, O. H. (1988). La zarigüeya (*Marsupialia, didelphidae*) como modelo animal en investigaciones biomédicas. Una revisión. Revista de Medicina Veterinaria, 69:306-313.

- 68) JOSEPH, T. (1974). *Eimeria indianensis* sp. n. and *Isospora* sp. From de opossum *Didelphis virginiana* (Kerr). Journal of Protozoology. 21: 12-15.
- 69) JURGELSKI JR., W. (1974). The opossum (*Didelphis virginiana* Kerr) as a biomedical model. I. Research perspective, husbandry, and laboratory techniques. Lab. Ani. Sci.24:376-401.
- 70) KRÄMER F. y MENCKE, N. (2001). Flea Biology and control. Edit. Springer – Verlag Berlin Heidelberg. Germany. 192 pp.
- 71) LABRUNA M. B.; MARELLI, M. T.; HEINEMANN, M. B.; FAVA, A. B.; CORTEZ, A.; R. M. SOARES; S. M. SAKAMOTO; L. J. RICHTZENHAIN; O. MARINOTTI AND T. T. S. SCHUMAKER. (2002). Taxonomic status of *Ixodes didelphidis* (Acari: Ixodidae). J. Med. Entomol. 39: 135-142.
- 72) LAHILLE, F. (1920). Enumeración sistemática de los pediculidos, malófagos, pulcídidos, linguatúlidos y ácaros (1ª parte) encontrados en la República Argentina. Ministerio de Agricultura de la Nación. : 1-3.
- 73) LAMBERSKI, N.; READER, J. R.; COOK, L. F.; JOHNSON, E. M.; BAKER, D. G. and LOWENSTINE, L. J. (2002). A retrospective study of 11 cases of lungworm (*Didelphostrongylus hayesi*) infection in opossums (*Didelphis virginiana*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 33:151-156.
- 74) LAMOTHE – ARGUMEDO, R. (1979). Tremátodos de mamíferos. 1. Redescipción de *Rhopalias macracanthus* Chandler, 1932 y algunas consideraciones sobre el género. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional de México, Serie Zoología, 1 25 – 34, 4 figs.
- 75) LAMOTHE ARGUMEDO, R.; AKAHANE, H. ; OSORIO SARAVIA, D.; y GARCIA PRIETO, L. (1998). Hallazgo de *Gnathostoma turgidum* en *Didelphis virginiana* de Temascal, Oaxaca, México. Anales Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología 69: 225 – 229.
- 76) LAMOTHE ARGUMEDO, R. (2003). La gnatostomiasis en México: un problema de salud pública. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional de México, Serie Zoología, 74:99-103.
- 77) LANFREDI, R. M.; LOPES, C. W.; FLORENTINO, M. V. N.; ALBUQUERQUE, G. R.; and RODRIGUEZ, M. L. A. (2003). Morphological Characterization of *Gnathostoma* sp. (Nematoda: Gnathostomidae) by scanning electron microscopy. Acta Microscopica. Volume 12, Supplement B. XIX Congress of the Brazilian Society for Microscopy and Microanalysis.

- 78) LEVINE, N. D. (1970). Taxonomy of the sporozoa. *Journal of Parasitology*. 56: 208-209.
- 79) LOMBARDERO, O. J. (1970). Algunos helmintos de los dasípodos (armadillos) en Argentina. V Jornadas Internacionales. Fac. de Cs. Veterinarias de La Plata. Actas Mimeografiadas: 93-96, lámina 1-6.
- 80) LOMBARDERO, O. J. y MORIENA, R. A. (1973). Nuevos helmintos de la comadreja overa (*Didelphis azarae*) para la Argentina. *Revista de Medicina Veterinaria*. 53: 315-320.
- 81) LOMBARDERO, O. J. y MORIENA, R. A. (1975). El parasitismo de la fauna silvestre de los dominios subtropical y pampásico de la Argentina. *Revista de Medicina Veterinaria*, 56 : 53-62.
- 82) MAIZELS, R. M. and SELKIRK, M. E. (1988). Immunobiology of nematode antigens: In: Englang, P. T., and A. Sher (eds.). *The Biology of Parasitism: A Molecular and Immunological Approach*. Alan R. Liss, Inc., New York.
- 83) MARTINEZ, I.; BELDA NETO, F. M. (2001). Contribution to the laboratory diagnosis of human Criptosporidiosis. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*. 43:79-82.
- 84) MARGOLIS, L.; ESCH, G. W.; HOLMES, J. C.; RURIS, A. M. y SCHAD, G. A.. (1982). The use of Ecological Terms in Parasitology (Report of an ad Hoc Committee of the American Society of Parasitologist). *Journal of Parasitology*. 68: 131- 133.
- 85) MARTINEZ, A.; BRANDETTI, E. y BOERO, J. J. (1973). El parasitismo de nuestra fauna autóctona. Hallazgo de dos nuevas especies de trematodes, *Rhopalias baculifer* Braun, 1900 y *Rhopalias coronatus* Stiles y Hassal, en comadreas coloradas (*Lutreolina crassicaudata*) y picaza (*Didelphis azarae*). *Medicina Veterinaria*, 54: 69-73.
- 86) MASSI PALLARES, R. (1990). Nematodes de los Vertebrados del Paraguay y otros parásitos del Nuevo Mundo. Edit. EFACIM. 689 pp.
- 87) MASSOIA, E.; FORASIEPI, A.; y TETA, P. (2000). Los marsupiales de la Argentina. Edit. L.O.L.A. Buenos Aires, Argentina.
- 88) MATEY, V. E.; KUPERMAN, B. I. and KINSELLA, J. M. (2001). Scanning electron microscopy of *Turgida turgida* (*Nematoda: Spiruroidea*) parasite of the virginia opossum, *Didelphis virginiana*, from Southern California. *Journal of Parasitology*, 87:1199-1202.

- 89) -----, G. F. Lloyd, and S. J. Lane (2001). The lung nematodes (*Metastrongyloidea*) of the Virginia opossum *Didelphis virginiana* in Southern California, U.S.A. *Comp. Parasitol.* 68:274-276.
- 90) MAURI, R. y NAVONE, G. (1988). Algunos ectoparásitos (*Acarina – Suctoria*) de marsupiales argentinos. *Neotrópica.* 36:125-131.
- 91) MAZZA, S. y ROMAÑA, C. (1932). Infección espontánea de la comadreja del Chaco Santafesino por el *Trypanosoma cruzi*. 7ª Reunión Sociedad Argentina Patología Regional del Norte. Tucumán: 981-989.
- 92) MEDOFF, G.; KOBAYASHI, G. S.; PAINTER, A.; TRAVIS, S.. (1987). Morphogenesis and pathogenicity of *Histoplasma capsulatum*. *Infection and Immunity.* 55:1355-1358.
- 93) MONTENEGRO, M. A.; SANTA CRUZ, A. M.; BORDA, J. T.; GOMEZ, L. y SANCHEZ NEGRETE, M..(2000). Micosis de la glándula adrenal, producida por *Histoplasma capsulatum* en una comadreja overa (*Didelphis albiventris*). Panamerican Congress of Veterinary Sciences. Panamá. República de Panamá. Proceedings: 289.
- 94) MUÑOZ, L. E. y CASANUEVA, M. E.. (2001). Estado actual del conocimiento de las garrapatas (*Acari: Ixodida*) asociadas a *Canis familiaris* L. *Gayana (Concepción).* 65:193-210.
- 95) NAIFF, R. D.; BARRETT, T. V.; NAIFF, M. de F.; FERREIRA, L. C.; ARIAS, J. R.. (1996). New records of *Histoplasma capsulatum* from wild animals in the Brazilian Amazon. *Revista Do Instituto De Medicina Tropical De Sao Paulo.* 38:273-277.
- 96) NAVONE, G. T. y SURIANO, D. (1992). Species composition and seasonal dynamics of the helminth community parasitizing *Didelphis albiventris* (*Marsupialia: didelphidae*) in savannas of central Argentina. *Ecología Austral* 2:95-100.
- 97) NIME, F. A.; BUREK, J. A.; PAGE, D. L.; HOLSHER, M. A. y YARDLEY, J. H. (1976). Acute enterocolitis in a human being infected with the protozoan *Cryptosporidium*. *Gastroenterology*, 70: 592-598.
- 98) NUÑEZ, J. L.; MUÑOZ COBEÑAS, M. E. y MOLTEDO, H. L. (1982). *Boophilus microplus* la garrapata común del ganado vacuno. Editorial Hemisferio Sur, Buenos Aires Argentina. 181 pp.
- 99) ODEON, A. C. y MAGNASCO, E. J. (1982). Primera observación de criptosporidiosis en terneros enfermos de diarrea neonatal en la República Argentina. *Gaceta Veterinaria XLIV:* 670-673.

- 100) PARKER, T. J. y HASWELL, W. A. (1987). Zoología Cordados. Vol 2. : 711-719. Edit. Reverte S. A. Barcelona. 7^{ma} Edición.
- 101) PINTO, R. M. y GOMES, D. C. (1980). Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica da região Amazônica. Nematódeos. Atas da Sociedade de Biología do Rio de Janeiro. 21: 65-79.
- 102) POTKAY, S. (1970). Disease of the opossum (*Didelphis Marsupialis*): A review. Laboratory Animal Care. 20:502-511.
- 103) PRESTWOOD, A. K. (1976). *Didelphostrongylus hayesi* gen. et sp. n. (*Metastroyloidea: Filaroididae*) from the opossum, *Didelphis marsupialis*. The Journal of Parasitology, 62: 272-275.
- 104) PRESTWOOD, A. K.; NETTLES, V. F. and FARRELL, R. L.. (1977). Pathology manifestation of experimentally and naturally acquired lungworm infections in opossums. American Journal of Veterinary Research. 38: 529-532.
- 105) Prieto, O. H.;
- 106) QUINTÃO E SILVA, M. DA G.; COSTA, H. M. (1999). Helminths of white-bellied opossum from Brasil. Journal of Wildlife Diseases. 35:371-374.
- 107) RABINOVICH, J.; SCHWEIGMANN, N.; YOHAI, V. and WISNIVESKY-COLLI, C.. (2001). Probability of *Trypanosoma cruzi* transmission by *Triatoma infestans* (*Hemiptera: Reduviidae*) to the opossum *Didelphis albiventris* (*Marsupialia: Didelphidae*). American Journal of Tropical Medicine and Hygiene. 65:125-130.
- 108) RIBICICH, M.; PEREZ TORT, G.; y WELCH, E. (1992). La Criptosporidiosis hoy. Revista de Medicina Veterinaria. 72: 5, 206-211.
- 109) RINGUELET, R. A. (1948). Zooparásitos de interés veterinario. Su distribución en Argentina según comprobaciones de la Dirección de Patología Animal. (1935). Publicación Miscelánea N° 181. Ministerio de Agricultura de la Nación, 34 pág. 16 mapas.
- 110) ROSSANIGO, C. E. (1986). Técnicas de diagnóstico de la Criptosporidiosis en la diarrea neonatal. Veterinaria Argentina III (28):768 – 775.
- 111) RUDOLPHI, C. A.(1819). Entozoorum synopsis cui accedunt mantissa duplex et indices locupletissimi. X+811 p.
- 112) RUÍZ, J. M. (1952). Sobre um novo *Gnathostoma* assinalado no Brasil. Mem. Do Instituto Butantan. 24:37-44.

- 113) SAMUEL, W. M.; PYBUS, M. J. y KOCAN, A. A.. (2001). *Parasitic Diseases of Wild Mammals*. Second edition. Iowa State University Press. USA.
- 114) SANTA CRUZ, A.; VENTURINI, L. (1998). Detección de *Cryptosporidium parvum* en *Didelphis albiventris* (comadreja overa) de Corrientes. Memorias de la XII^a Reunión Científica Técnica. Asociación Argentina de Veterinarios de Laboratorios de Diagnóstico. :76
- 115) SANTA CRUZ, A. M.; PRIETO, O. H.; BORDA, J. T.; SCHEIBLER, N. y L. GOMEZ. (2000). Descripción de la morfología externa de *Duboisella prolobo* Baer, 1938. (*Trematoda: Strigeida*) de *Didelphis albiventris* en Argentina, por microscopía electrónica de barrido. Boletín Chileno de Parasitología. 55:103-105.
- 116) SCHNEIDER, A. (1866). Monographie der Nematoden. XIII+357 p.
- 117) SCHUURMANS STEKHOVEN (JR), J. H. (1950). Nematodos parasitarios del Chaco Paraguayo y de Argentina. Acta Zoológica Lilloana, IX:325-345.
- 118) SEVERO, L. C.; DE MATOS OLIVEIRA, F.; IRION, K.; DA SILVA PORTO, N. y LONDERO, A. T.. Histoplasmosis in Rio Grande do Sul, Brasil. A 21 – year experience. Revista do Instituto de Medicina Trpical de São Paulo. 43 :183-187.
- 119) SHERWOOD, B. F.; ROWLANDS JR., D. T. ; HACKEL, D. B. and LEMA, J. C. Y. (1969). The opossum, *Didelphis virginiana*, as a laboratory animal. Lab: Anim. Care. 19:494-499.
- 120) SILVA-VERGARA, R.; MARTINEZ, M. H.; BORGES MALTA; C. M. LEITE MAFEI y RAMIREZ, L. E.. (2001). *Histoplasma capsulatum* isolated from *Didelphis albiventris* (*Marsupialia: Didelphidae*) in Minas Gerais, Brasil. Revista Iberoamericana de Micología. 18:180-182.
- 121) SNYDER, D. E.; AMIR, A. N.; HANION, C. A.; LUPPRECHT, C. E.. (1991). Lung lesions in an opossum (*Didelphis virginiana*) associated with *Capillaria didelphis*. Journal of Wildlife Diseases, 27 (1): 175 – 177.
- 122) SOULSBY, E. J. L. (1990). Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7^a Ed. Edit. Interamericana S. A. De C. V. México D. F.
- 123) SUTTON, C. A. y LUNASCHI, L. I. (1987). Sobre algunos digeneos hallados en vertebrados silvestres argentinos. Neotrópica 33: 89 –95.
- 124) TENTER, A. M.; BARTA, J. R.; BEVERIDGE, I.; DUSZYNSKY, D. W.; MEHLHORN, H.; MORRISON, D. A.; ANDREW THOMPSON, R. C. y CONRAD, P. A..(2002). International Journal for Parasitology. 32:595-616.

- 125) TEIXEIRA, R. H. F. y LABRUNA, M. B. (2002). Ocorrência do carrapato *Ixodes loricatus* em gambás de orelha preta (*Didelphis marsupialis*) na fundação Parque Zoológico de São Paulo. Anais Sociedade Paulista de Zoológicos.
- 126) THIENPONT, D.; ROCHETTE, F. y VANPARIJS, O. F. (1979). Diagnóstico de las helmintiasis por medio del exámen coprológico.
- 127) TIZU SATO SCHUMAKER, T.; BAHIA LABRUNA, M.; ISIS DOS SANTOS, A. and TEIXEIRA SOARES CLERICI, P. (2000). Life cycle of *Ixodes (Ixodes) loricatus* (*Acari: Ixodidae*) under laboratory Conditions. Journal of Medical Entomology. 37 :714-720
- 128) TRAVASSOS, L. (1920b). Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. X. Sobre as espécies do gênero *Turgida*. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz. 12: 73-77.
- 129) ----- (1922). Contribuição para o conhecimento do fauna helmintológica brasileira. XVI – *Cruzia tentaculata* (Rud., 1819). Memorias do Instituto Oswaldo Cruz. 14: 88-94.
- 130) ----- (1925). *Gnathostoma turgidum* Stossich, 1902. Science Med. 8 :508.
- 131) TRAVASSOS, L.; TEIXEIRA DE FREITAS, J. F. e KOHN, A. (1969). Trematódeos do Brasil. Mem. Do Instituto O. Cruz 67 Fascículo único. 886 pp.
- 132) TZIPORI, S.; GRIFFITHS, J. K (1998). Natural history and biology of *Cryptosporidium parvum*. Adv. Parasitology. 40:5 – 36.
- 133) VENTURINI, L. ; BACIGALUPE, D. ; BASSO, W. ; UNZAGA, J.M. ; ALVAREZ, M.L. ; VENTURINI, M.C. ; DI LORENZO, C. (1998). “*Cryptosporidium parvum* en animales domésticos”. 2º Congreso Argentino de Zoonosis, 1º Congreso Argentino de Enfermedades Emergentes y 1º Congreso Latinoamericano de Enfermedades.
- 134) VICENTE, J. J.; CORREA GOMES, D. C. y ARAUJO FILHO, N. A. (1982). Alguns helmintos de marsupiais e roedores da Ilha Grande, Estado do Rio de Janeiro. Atas da Sociedade de Biología do Rio de Janeiro. 23: 4-3
- 135) VIZIO, C. A. (1988). Observaciones sobre sarcosporídeos que afectan a bovinos y cánidos domésticos: incidencia, aspectos morfológicos y bionómicos; relaciones ontogénicas. Rev. De Med. Veterinaria. 69: 314-322.
- 136) VOGELSANG, E. G. (1932). Helmintos del Norte Argentino. 7ª Reunión Sociedad Argentina de Patología Regional del Norte: 1020-1021.

- 137) WOLFGANG, R. W. (1951). Studies on the endoparasitic fauna of Trinidad mammals. *Canadian Journal of Zoology*. 29: 352- 375.
- 138) YAI, L. E. O.; BAUB, A. R.; HIRSCHFELD, M. P. M.; SUMMA, M. E. L.; DA SILVA, A. M. J.; DAMACENO, J. T. (1997). Estudo da ocorrência de *Cryptosporidium parvum* em *Didelphis* sp. (gambá) na Grande Sao Paulo. Página 347. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*. 6 (2) suplemento 1. X Seminario brasileiro de Parasitologia Veterinaria. I Seminario brasileiro de Parasitologia Veterinaria dos Países do MERCOSUR. Colegio Brasileiro de Parasitologia Veterinaria. 5 al 9 de octubre de 1997. Itapema. SC.
- 139) YAMAGUTI, S. (1961). *The Nematodes of Vertebrates. Part. II. Systema Helminthum*, Vol.III Interscience Publishers, Inc. New York.
- 140) YAMAGUTI, S. (1971). *Synopsis of Digenetic Trematodes of Vertebrates*, Vol I Part I and Part II. Keigaku Publishing Co. Tokyo Japan, Part I 857 PP, Part II 1445 pp.
- 141) YORKE y MAPLESTONE (1962). *The Nematodes Parasites of Vertebrates*.
- 142) YOSHINARI, N. H.; BARROS, P. J. L.; FONSECA, A. H.; BONOLDI, V. L. N.; BARROS-BATTESTI, D. M.; SCHUMAKER, T. T. S. and COSSERMELLI, W.. (1995). Borreliose de Lyme zoonose emergente de interesse multidisciplinar. *NewsLab*. 12: 90-104.
- 143) -----.; BARROS, P. J. L.; BONOLDI, V. L. N.; ISHIKAWA, M.; BARROS-BATTESTI, D. M.; PIRANA, S.; FONSECA, A. H. and SCHUMAKER, T. T. S.. (1997). Perfil da borreliose de Lyme no Brasil. *Rev. Hosp. Clin. Fac. Med. Sao Paulo* 52: 111-117.
- 144) -----; BONOLDI, V. L. N.; BARROS-BATTESTI, D. M.; and SCHUMAKER, T. T. S.. (1999). Doença de Lyme-Símile. *Rev. Brasil. Reumatol.* 39: 57-58.
- 145) www.cricyt.edu.ar/INSTITUTOS/iadiza/ojeda/marsupiales UICN Grupo Especialista de Marsupiales del Nuevo Mundo.
- 146) www.internet.com.uy/empire/zooweb El opossum, zarigüeya o zorra mochilera
- 147) www.sp.uconn.edu

ANEXOS

Tabla 1: Composición taxonómica de los parásitos en cada población hospedera y distribución de los parásitos en cada hospedador determinando el sitio de preferencia de cada especie parásita

Nº comadreja overa	Especies de helmintos	Habitat
1	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>D. proloba</i> <i>C. tentaculata</i> <i>D. hayesi</i>	Piel Piel I. delgado Ciego e I. grueso Pulmón
2	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>C. tentaculata</i>	Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago Ciego e I. grueso
3	<i>C. felis felis</i> <i>I. loricatus</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>C. tentaculata</i>	Piel Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso Pulmón Estómago Ciego e I. grueso
4	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
5	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>I. loricatus</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
6	<i>C. felis felis</i> <i>I. loricatus</i>	Piel Piel

	<i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. proloba</i> <i>D. hayesi</i>	I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado I. delgado Pulmón
7	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>C. tentaculata</i>	Piel I. delgado I. delgado Pulmón Estómago Ciego e I. grueso
8	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel Pulmón Estómago
9	<i>C. felis felis</i> <i>I. loricatus</i> <i>B. migrans</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel I. delgado, ciego e I. grueso Estómago
10	<i>C. felis felis</i> <i>C. parvum</i> <i>B. migrans</i> <i>C. tentaculata</i> <i>T. turgida</i>	Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso Ciego e I. grueso Estómago
11	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>B. migrans</i> <i>T. turgida</i> <i>T. didelphis</i>	Piel Piel I. delgado, ciego e I. grueso Estómago I. grueso y ciego
12	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>C. parvum</i>	Piel Piel Pulmón Estómago I. delgado
13	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>D. proloba</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel I. delgado I. delgado Pulmón Estómago
14	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>Isospora</i> sp. <i>D. proloba</i> <i>R. coronatus</i>	Piel Piel I. delgado I. delgado I. delgado

	<i>B. migrans</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	I. delgado, ciego e I. grueso Pulmón Estómago
15	<i>R. sanguineus</i> <i>C. parvum</i> <i>B. migrans</i> <i>T. turgida</i> <i>C. tentaculata</i> <i>C. parvum</i>	Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso Estómago Ciego e I. grueso I. delgado
16	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>Z. goliath</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>G. didelphis</i> <i>H. capsulatum</i>	Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Canalículos biliares Pulmón Estómago Estómago G. adrenal
17	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>R. coronatus</i> <i>C. tentaculata</i> <i>C. parvum</i>	Piel I. delgado Pulmón Estómago I. delgado Ciego e I. grueso I. delgado
18	<i>C. felis felis</i> <i>B. migrans</i> <i>C. tentaculata</i> <i>D. hayesi</i> <i>C. parvum</i>	Piel I. delgado, ciego e I. grueso Ciego e I. grueso Pulmón I. delgado
19	<i>C. felis felis</i> <i>C. tentaculata</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. proloba</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Ciego e I. grueso I. delgado I. delgado Pulmón Estómago
20	<i>C. felis felis</i> <i>I. loricatus</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>C. parvum</i> <i>H. capsulatum</i>	Piel Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado G. adrenal
21	<i>C. felis felis</i> <i>C. tentaculata</i>	<i>C. felis felis</i> Ciego e I. grueso

	<i>C. parvum</i> <i>H. capsulatum</i>	I. delgado G. adrenal
22	<i>C. felis felis</i> <i>D. prolobo</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>T. didelphis</i>	Piel I. delgado I. delgado Pulmón Estómago I. grueso y ciego
23	<i>C. felis felis</i> <i>D. prolobo</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
24	<i>C. felis felis</i> <i>C. tentaculata</i> <i>C. parvum</i> <i>H. capsulatum</i>	Piel Ciego e I. grueso I. delgado G. adrenal
25	<i>C. felis felis</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>C. tentaculata</i> <i>D. prolobo</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
26	<i>C. felis felis</i> <i>C. tentaculata</i> <i>D. prolobo</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>C. parvum</i>	Piel Ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago I. delgado
27	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
28	<i>C. felis felis</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. prolobo</i> <i>D. hayesi</i> <i>C. parvum</i>	Piel I. delgado I. delgado Pulmón I. delgado

29	<i>C. felis felis</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>H. capsulatum</i>	Piel I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago G. adrenal
30	<i>C. felis felis</i> <i>B. migrans</i> <i>C. tentaculata</i> <i>D. hayesi</i> <i>C. parvum</i>	Piel I. delgado, ciego e I. grueso Ciego e I. grueso Pulmón I. delgado
31	<i>C. felis felis</i> <i>I. loricatus</i> <i>T. turgida</i> <i>H. capsulatum</i>	Piel Piel Estómago G. adrenal
32	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso Pulmón Estómago
33	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
34	<i>C. felis felis</i> <i>C. tentaculata</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>C. parvum</i>	Piel Ciego e I. grueso Pulmón Estómago I. delgado
35	<i>C. felis felis</i> <i>I. loricatus</i> <i>T. turgida</i> <i>C. parvum</i> <i>H. capsulatum</i>	Piel Piel Estómago I. delgado G. adrenal

36	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
37	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>D. proloba</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel I. delgado Pulmón Estómago
38	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel I. delgado I. delgado Pulmón Estómago
39	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
40	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>C. tentaculata</i> <i>D. hayesi</i> <i>C. parvum</i>	Piel I. delgado Ciego e I. grueso Pulmón I. delgado
41	<i>I. loricatus</i> <i>R. sanguineus</i> <i>C. parvum</i> <i>H. capsulatum</i>	Piel Piel I. delgado G. adrenal
42	<i>C. felis felis</i> <i>D. proloba</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago

43	<i>C. felis felis</i> <i>T. didelphis</i> <i>D. prolobo</i> <i>B. migrans</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Ciego I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso Pulmón Estómago
44	<i>C. felis felis</i> <i>D. prolobo</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>H. capsulatum</i>	Piel I. delgado I. delgado Pulmón Estómago G. adrenal
45	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>C. tentaculata</i> <i>D. hayesi</i> <i>C. parvum</i>	Piel Piel Ciego e I. grueso Pulmón I. delgado
46	<i>C. felis felis</i> <i>I. loricatus</i> <i>D. prolobo</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
47	<i>C. felis felis</i> <i>D. prolobo</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>C. tentaculata</i>	Piel I. delgado I. delgado Pulmón Estómago Ciego e I. grueso
48	<i>C. felis felis</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>T. didelphis</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i> <i>H. capsulatum</i>	Piel I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado I. grueso y ciego Pulmón Estómago G. adrenal

49	<i>C. felis felis</i> <i>R. sanguineus</i> <i>D. prolobo</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Pulmón Estómago
50	<i>C. felis felis</i> <i>I. loricatus</i> <i>D. prolobo</i> <i>B. migrans</i> <i>R. coronatus</i> <i>C. tentaculata</i> <i>D. hayesi</i> <i>T. turgida</i>	Piel Piel I. delgado I. delgado, ciego e I. grueso I. delgado Ciego e I. grueso Pulmón Estómago

Tabla 2: Sistema huésped-parásito, sexo, peso, riqueza específica (Nº de especies parásitas) y procedencia.

<i>D. albiventris</i>	Sexo	Peso	Nº de especies parásitas	Procedencia
1	♀	0,600 Kg	5	Santa Ana (Ctes)
2	♂	1,700 Kg	7	Santa Ana (Ctes)
3	♀	1,800 Kg	7	Bº Ponce (Ctes)
4	♂	2,500 Kg	7	Formosa (Cap.)
5	♀	1,250 Kg	8	Santa Ana (Ctes)
6	♀	1,200 Kg	6	Resistencia (Chaco)
7	♀	2,000 Kg	6	Bº Ponce (Ctes)
8	♂	0,800 Kg	4	Formosa (Cap.)
9	♀	0,700 Kg	4	Resistencia (Chaco)
10	♀	0,750 Kg	5	Bº Ponce (Ctes)
11	♀	0,800 Kg	5	Bº Ponce (Ctes)
12	♂	0,900 Kg	5	Formosa (Cap.)
13	♀	1,600 Kg	6	Santa Ana (Ctes)
14	♂	2,500 Kg	8	Santa Ana (Ctes)
15	♂	0,800 Kg	6	Santa Ana (Ctes)
16	♀	2,400 Kg	9	Bº Ponce (Ctes)
17	♂	2,300 Kg	7	Bº Ponce (Ctes)
18	♂	0,900 Kg	5	Resistencia (Chaco)
19	♂	1,500 Kg	6	Formosa (Cap.)
20	♂	0,870 Kg	6	Santa Ana (Ctes)
21	♀	0,790 Kg	4	Bº Ponce (Ctes)

22	♂	2,450 Kg	6	B° Ponce (Ctes)
23	♀	2,000 Kg	6	B° Ponce (Ctes)
24	♂	0,690 Kg	4	Santa Ana (Ctes)
25	♀	2,000 Kg	7	Santa Ana (Ctes)
26	♂	2,550 Kg	6	Santa Ana (Ctes)
27	♂	2,270 Kg	6	Santa Ana (Ctes)
28	♀	2,150 Kg	5	Formosa (Cap.)
29	♀	2,050 Kg	6	Formosa (Cap.)
30	♀	0,730 Kg	5	Resistencia (Chaco)
31	♀	0,695 Kg	4	B° Ponce (Ctes)
32	♀	2,320 Kg	6	Resistencia (Chaco)
33	♂	2,480 Kg	6	Resistencia (Chaco)
34	♂	0,800 Kg	5	Santa Ana (Ctes)
35	♀	0,695 Kg	6	Santa Ana (Ctes)
36	♂	2,476 Kg	6	Resistencia (Chaco)
37	♂	2,480 Kg	5	Resistencia (Chaco)
38	♀	2,260 Kg	5	B° Ponce (Ctes)
39	♂	2,330 Kg	6	Formosa (Cap.)
40	♀	0,785 Kg	5	Formosa (Cap.)
41	♂	0,775 Kg	4	Santa Ana (Ctes)
42	♂	2,465 Kg	6	Formosa (Cap.)
43	♀	2,410 Kg	6	Resistencia (Chaco)
44	♂	2,520 Kg	6	Resistencia (Chaco)
45	♀	0,730 Kg	5	B° Ponce (Ctes)
46	♀	2,330 Kg	7	Formosa (Cap.)
47	♀	2, 480 Kg	6	Santa Ana (Ctes)
48	♂	2,110 Kg	7	B° Ponce (Ctes)
49	♀	2,150 Kg	7	B° Ponce (Ctes)
50	♂	2,030 Kg	8	B° Ponce (Ctes)