

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS



Detección de la presencia de *Capillaria hepatica* y otros parásitos de carácter zoonótico en roedores de El Salvador.

**Por.**

Br. Benítez Zablah, Yanira Alicia

Br. Rivas Valencia Pedro Pablo.

**Ciudad Universitaria, septiembre 2019**



**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**



Detección de la presencia de *Capillaria hepatica* y otros parásitos de carácter zoonótico en roedores de El Salvador.

**Por.**

Br. Benítez Zablah, Yanira Alicia

Br. Rivas Valencia Pedro Pablo.

**Ciudad Universitaria, septiembre 2019**



**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**  
**DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**



Detección de la presencia de *Capillaria hepatica* y otros parásitos de carácter zoonótico en roedores de El Salvador.

**Por.**

Br. Benítez Zablah, Yanira Alicia

Br. Rivas Valencia Pedro Pablo.

**Requisito para optar al título de:**

Licenciado(a) en Medicina Veterinaria y Zootecnia.

**Ciudad Universitaria, septiembre 2019**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

**RECTOR:**

**LIC.M. Sc. ROGER ARMANDO ARIAS ALVARADO**

**SECRETARIO GENERAL:**

**LIC. CRISTÓBAL HERNÁN RÍOS BENÍTEZ**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**

**DECANO**

**ING. AGR. M. Sc. JUAN ROSA QUINTANILLA QUINTANILLA**

**SECRETARIO**

**ING. AGR. M. Sc. LUIS FERNANDO CASTANEDA ROMERO**

**JEFA DEL DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**

---

M.V.Z. M.Sc. ROSY FRANCIS ALVARENGA ARTIGA

**DOCENTE DIRECTOR**

---

M.V.Z. M.Sc. LUIS ERNESTO ROMERO PEREZ

**COORDINADORA GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACION**

---

M.V.Z. M.Sp. MARIA JOSE VARGAS ARTIGA

## RESUMEN.

Se presenta un estudio parasitológico para la detección de *Capillaria hepatica* y otros parásitos de carácter zoonótico en roedores provenientes de una zona rural y dos zonas urbanas de El Salvador (la Estación Experimental y de Prácticas de la Universidad de El Salvador, mercado municipal de Soyapango y Parque Zoológico Nacional de El Salvador), la investigación se realizó durante un período de trece meses, iniciando en febrero de 2018 y finalizando marzo 2019. Se capturaron un total de 57 ratas adultas; 33 especímenes corresponden a la especie *Rattus norvegicus*, 22 *Rattus rattus* y dos *Mus musculus*. Se efectuaron necropsias para evidenciar la presencia de helmintos de carácter zoonótico como: *Moniliformis moniliformis*, *Hymenolepis diminuta*, *Hymenolepis nana* y *Cysticercus fasciolaris* en intestino delgado, intestino grueso e hígado, a través de observación directa y observación con microscopio; mientras que para *C. hepatica*, se realizó análisis histopatológico de hígados con presencia de lesiones. Los hallazgos evidencian los cestodos *Cysticercus fasciolaris* (21.05%); *Hymenolepis nana* (1.75%) y el acantocéfalo *Moniliformis moniliformis* (7.01%). Los análisis histopatológicos se llevaron a cabo en las instalaciones del Ministerio de Agricultura y Ganadería El Matazano, no encontrándose lesiones características de *C. hepatica* ni evidencia de la presencia de huevos del mismo en los lóbulos de los hígados examinados.

La distribución de los parásitos reflejó que *C. fasciolaris* se identificó en mayor porcentaje en el Parque Zoológico Nacional con un 28% de roedores positivos, y que el mercado municipal de Soyapango fue la única área en estudio, con presencia de los tres parásitos zoonóticos evidenciados en esta investigación.

## AGRADECIMIENTOS

### A DIOS:

Por permitirnos culminar nuestra formación profesional como Licenciados en Medicina Veterinaria y Zootecnia, por no permitir que nos rindamos y sostenernos ante las adversidades que se presentaron a lo largo de nuestro camino.

### A NUESTRAS FAMILIAS:

Por estar siempre apoyándonos en cada una de nuestras decisiones y aconsejarnos en todo nuestro trayecto de formación, tanto personal como profesional.

### A NUESTROS AMIGOS Y COMPAÑEROS:

Por todos esos buenos comentarios sobre cada avance que tuvimos y compartir con nosotros anécdotas, por siempre estar cuando los necesitábamos ya que de alguna manera nos brindaron su ayuda.

### A NUESTROS DOCENTES:

Aquellos que conforman al departamento de medicina veterinaria y demás departamentos de la Universidad de El Salvador, por la dedicación y esmero que tienen al momento de formarnos y permitirnos crecer como profesionales en la carrera que nos apasiona.

### A NUESTRO ASESOR:

M.V.Z. M.Sc Luis Ernesto Romero, por encontrar en el un excelente maestro, además de ser un ser humano con ética, que siempre da el ejemplo con una calidad admirable sacando lo mejor de cada persona, y por siempre haber estado de la mano con nosotros para salir adelante con esta investigación.

### ENTIDADES QUE COLABORARON.

A todas las entidades que de alguna manera colaboraron y permitieron agilizar el desarrollo de la presente investigación especialmente al Ministerio de Agricultura y Ganadería, Ministerio de Medio ambiente y Recursos Naturales, Parque Zoológico Nacional, Mercado Municipal de Soyapango y Estación Experimental y de Practicas.

Alicia, Pedro.

## **DEDICATORIA**

### **A DIOS Y A LA VIRGEN**

Que me acompañaron en todo este camino sin ustedes no hubiera sido posible.

### **A MI PAPÁ Y MAMÁ**

Que me apoyaron sin dudarlo y nunca dejaron de creer en mí.

### **A CAMILA Y FATIMA**

Mis hermanas incondicionales que siempre estuvieron ahí dándome palabras de aliento.

### **A MIS ABUELITAS**

Mamatita y Tía Tina (que en paz descanse) que sus oraciones nunca dejaron de llegar al cielo gracias a ellas.

### **A MIS AMIGOS**

Fátima, Gabriela, Laura, Michelle por siempre guiarme y tener un consejo positivo para darme y soportar todo este camino a mi lado.

### **A MI COMPAÑERO DE TESIS**

Tuvia, Por nunca darse por vencidos y dar lo mejor de nosotros en esta investigación.

Alicia Benítez.

## **DEDICATORIA**

### **A DIOS.**

Por permitirme mantenerme con la mirada fija en mis metas y prioridades, por guiarme por la mejor de todas las posibilidades a través de mi camino profesional y personal.

### **A MI ESPOSA Y MI HIJA.**

Por ser la inspiración de mi vida, por siempre apoyarme, por su positivismo durante los momentos más duros, y siempre tener una dulce sonrisa para mí.

### **A MIS PADRES**

Por darme el regalo de la educación y tener la posibilidad de formarme como profesional, por darme todo lo que necesito incluso a costa propia, por ser ellos, siempre lindos, amorosos, únicos.

### **A MI COMPAÑERA DE TESIS**

Alicia, Por nunca darse por vencidos y dar lo mejor de nosotros en esta investigación.

Pedro Rivas.

## ÍNDICE GENERAL

	Página
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	2
2.1 SINONIMIA.....	2
2.2 MORFOLOGÍA .....	2
2.3 EPIDEMIOLOGÍA .....	3
2.4 CICLO DE VIDA .....	3
2.5 PATOGENIA Y MANIFESTACIONES CLÍNICAS .....	5
2.6 DIAGNÓSTICO .....	6
2.7 TRATAMIENTO .....	6
2.8 PREVENCIÓN .....	7
2.9 OTROS PARÁSITOS ZONÓTICOS PRESENTES EN ROEDORES.....	7
2.9.1 <i>Cysticercus fasciolaris</i> .....	7
2.9.2 <i>Moniliformis moniliformis</i> .....	9
2.9.3 <i>Hymenolepis nana</i> .....	10
2.9.4 <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	11
2.10 ESPECIES DE ROEDORES PRESENTES EN EL SALVADOR.....	12
2.10.1 <i>Rattus norvegicus</i> .....	12
2.10.2 <i>Rattus rattus</i> .....	13
2.10.3 <i>Mus musculus</i> .....	13
3. MATERIALES Y METODOS .....	14
3.1 DESCRIPCIÓN DEL ESTUDIO .....	14
3.1.2 Estación Experimental de la Universidad de El Salvador.....	14
3.1.3 Mercado municipal de Soyapango .....	14
3.1.4 Parque Zoológico Nacional .....	14
3.2 METODOLOGÍA DE CAMPO .....	15
3.3 METODOLOGÍA DE LABORATORIO .....	17
3.4 METODOLOGÍA ESTADÍSTICA .....	18
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	19

<b>4.1</b>	<b><i>Cysticercus fasciolaris</i></b> .....	<b>24</b>
<b>4.2</b>	<b><i>Moniliformis moniliformis</i></b> .....	<b>28</b>
<b>4.3</b>	<b><i>Hymenolepis nana</i></b> .....	<b>30</b>
<b>5.</b>	<b>CONCLUSIONES</b> .....	<b>33</b>
<b>6.</b>	<b>RECOMENDACIONES</b> .....	<b>34</b>
<b>7.</b>	<b>BIBLIOGRAFÍA</b> .....	<b>35</b>
<b>8.</b>	<b>ANEXOS</b> .....	<b>44</b>

**ÍNDICE DE CUADROS.**

**Página**

**Cuadro 1 CRONOGRAMA DE CAPTURA DE ROEDORES.....16**

## INDICE DE FIGURAS.

	Página
Figura 1. Ciclo de vida de <i>C. hepatica</i> .....	4
Figura 2. Ciclo de vida de <i>Taenia taeniformis</i> .....	8
Figura 3. Ciclo de vida de <i>M. moniliformis</i> .....	10
Figura 4. Ciclo de vida de <i>Hymenolepis</i> .....	12
Figura 5. Número de roedores por lugar en estudio.....	19
Figura 6. Especie de roedor según lugar en estudio.....	19
Figura 7. Ejemplares de roedores capturados.....	20
Figura 8 Lesiones características de <i>Capillaria hepatica</i> .....	22
Figura 9 Lesiones moteadas en superficie del hígado.....	22
Figura 10 Huevos de <i>Capillaria hepatica</i> provenientes de biopsia humana.....	22
Figura 11 Agrupación de huevos de <i>Capillaria hepatica</i> .....	22
Figura 12 Muestras obtenidas de hígados tratados como “sospechosos”.....	23
Figura 13. Porcentaje de parásitos zoonóticos identificados en poblaciones de roedores evaluados en las tres zonas de estudio.....	24
Figura 14 Hígado de <i>Rattus rattus</i> proveniente del Parque Zoológico.....	26
Figura 15 Hígado de <i>Rattus norvegicus</i> proveniente del Mercado municipal de Soyapango.....	26
Figura 16. Vista macroscópica de <i>Moniliformis moniliformis</i> en estereoscopio.....	28
Figura 17. Escólex de <i>Hymenolepis nana</i> .....	30
Figura 18. <i>Hymenolepis nana</i> .....	30

## INDICE DE ANEXOS.

	página
<b>Anexo 1. Método de catalogación de ratas (Ayala, 2008).....</b>	<b>44</b>
<b>Anexo 2. Marcha para el procesamiento de la muestra (Leica, 2008).....</b>	<b>44</b>
<b>Anexo 3. Uso del micrótopo. (Leica, 2008).....</b>	<b>48</b>
<b>Anexo 4. Casos de espurias en humanos por <i>C. hepatica</i>.....</b>	<b>49</b>

## 1. INTRODUCCIÓN

*Capillaria hepatica*, es un helminto nematodo que ha sido identificado a nivel mundial en el hígado de distintas poblaciones de roedores; pero también en otros mamíferos incluyendo al hombre, diversos países han realizado investigaciones sobre este parásito, demostrando su presencia. Colombia, Reino Unido e Italia han reportado la presencia de dicho parásito en roedores de mercados, zoológicos y áreas rurales respectivamente (Ceruti et al 2001; Duque et al 2012; Fuehrer et al 2011).

En América, las especies de roedores con presencia de *Capillaria hepatica* incluyen *Rattus norvegicus*, *Rattus rattus* y *Mus musculus*, éstas mismas especies de roedores han sido identificadas en El Salvador (Ayala y Zelaya 2008) sin que hasta el momento existan reportes del parásito *Capillaria hepatica*. La presencia de estos roedores representa un riesgo a la salud pública, debido a que en altas densidades (principalmente en ambientes cerrados), asociado con deficientes condiciones de saneamiento ambiental y el alto porcentaje de hallazgo de *Capillaria hepatica*, son factores que predisponen a la infestación humana (Govil, 1996; Queiroga, 2014).

Las especies de ratas y ratones identificados en El Salvador, también han sido reportadas en diferentes estudios a nivel mundial como portadores de diferentes helmintos parásitos: *Cysticercus fasciolaris*, *Moniliformis moniliformis*, *Hymenolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*, los cuales también son de importancia en Salud Pública (Martinez et al 2013; Cruz, 2009).

En este estudio se investigó la presencia de *Capillaria hepatica* y otros parásitos zoonóticos en roedores provenientes de la Estación Experimental y de Prácticas de la Universidad de El Salvador, mercado municipal de Soyapango y Parque Zoológico Nacional de El Salvador. Esto representa utilidad como base para el desarrollo de futuras investigaciones en roedores y su impacto en salud pública.



## 2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

*Capillaria hepatica* es un parásito muy común en roedores y otros mamíferos a nivel mundial, este puede afectar de forma accidental al humano a través de contacto cercano con posibles vectores, la infestación es producida por ingestión de huevos embrionados del helminto, que puede llegar hasta cinco centímetros de longitud en su estadio adulto. Este parásito vive en el parénquima del hígado en donde deposita sus huevos, esto por lo tanto produciría síntomas y lesiones de naturaleza hepática como hepatitis aguda o subaguda, y si no se trata a tiempo podría, con facilidad, causar la muerte. Existe también la posibilidad de que el humano desarrolle una infestación asintomática (Peters, 2002).

La rata doméstica (*Rattus norvegicus*) cumple un papel importante en el mantenimiento del agente zoonótico y en este caso en el mantenimiento de la enfermedad provocada por este parásito, así mismo existen otras especies que pueden transmitir la enfermedad como *R. rattus* y *M. musculus*. La rápida proliferación de estos roedores y los escasos planes y métodos de control de plagas, proporcionan un medio idóneo para la diseminación de esta enfermedad, al estar el vector en contacto frecuente con productos destinados al consumo humano, y/o incluso al ser presa de mascotas como perros y gatos (Hudson, 2000; Ayala y Zelaya, 2008).

Las condiciones ambientales propicias y poblaciones expuestas favorecen la infestación en humanos, éstos usualmente se infectan después de ingerir huevos con embrión a partir del agua, el suelo o los alimentos contaminados. Las especies del género *Rattus* son consideradas como hospederos principales (Hudson, 2000; Llop, 2001).

### 2.1 SINONIMIA

La especie fue descrita en 1893, de especímenes encontradas en el hígado de *Rattus norvegicus* y fue nombrada *Trichocephalus hepaticus*. Varios autores subsecuentemente la renombraron como *Trichosoma hepaticum*, *Capillaria hepatica*, *Hepaticola hepatica* y *Calodium hepaticum*. Actualmente es comúnmente llamada *Capillaria hepatica* (Butterworth 1980, Govil. 1996).

### 2.2 MORFOLOGÍA

El parásito adulto vive en el hígado, donde deposita sus huevos que forman aglomerados. Tienen la porción anterior del cuerpo filiforme. El tamaño de la hembra oscila entre 20 y 50 mm de largo por 0,1 mm de ancho y el macho mide cerca de la mitad de la longitud de la hembra. Los huevos, con dos tapones mucosos y la cubierta con puntos bien marcados, son semejantes a los de

*Trichuris trichiura*, pero sus mamelones polares son más aplanados. Sus dimensiones oscilan entre 50 a 80  $\mu\text{m}$  de largo por 30 a 35  $\mu\text{m}$  de ancho (Duque *et al* 2012, Hudson 2000).

### 2.3 EPIDEMIOLOGÍA

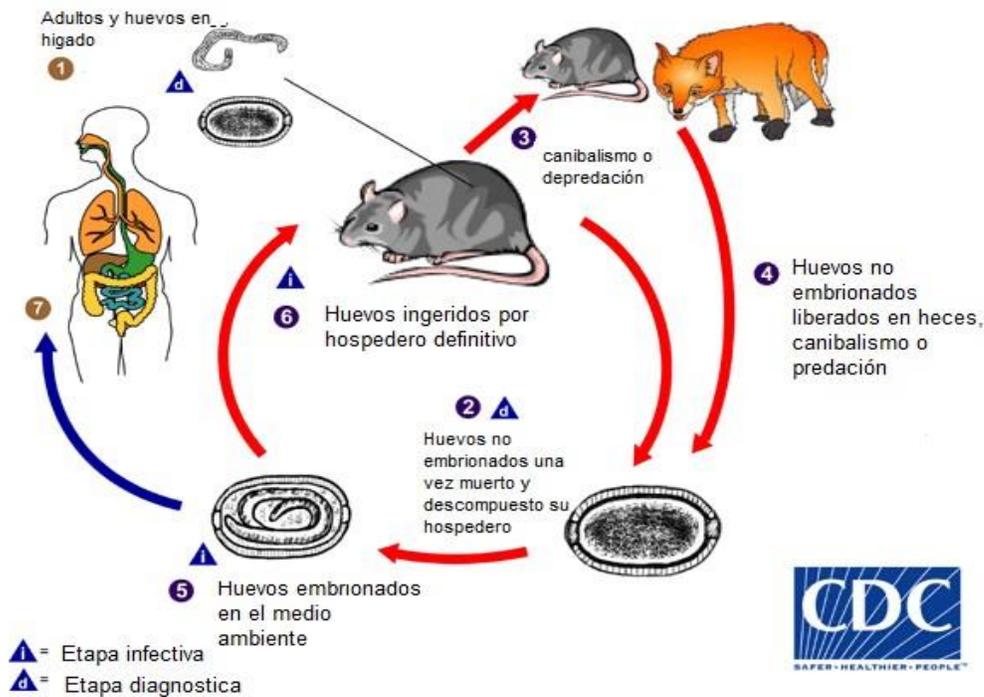
Este nematodo se encuentra en todo el mundo. Su porcentaje de hallazgo en roedores ha sido notificada en todos los continentes, con variaciones entre 0.7% a 85 %. En cuanto a la enfermedad en humanos se ha identificado principalmente en niños, debido a su falta de interés en el aseo personal o su costumbre de jugar en cualquier parte, al ingerir alimentos o agua contaminada con huevos embrionados, o por su hábito de geofagia. Se han publicado casos de *C. hepatica* humana hallados de manera ocasional en Italia, Estados Unidos, Brasil y México (Peters, 2002).

El reservorio más importante lo constituyen los roedores, y es relativamente común su hallazgo en la rata urbana (*Rattus norvegicus*). El parásito se disemina entre animales, por la ingestión de huevos embrionados presentes en el suelo, que son eliminados junto con las heces de carnívoros. En el ambiente domiciliario o alrededor de él, los perros y gatos que capturan roedores actúan como diseminadores de esta parasitosis (Duque *et al* 2012). Así mismo una potencial fuente de infestación son los cadáveres de animales infestados que quedan al aire libre, ya que los huevos necesitan oxígeno para embrionar y causar la infestación, al estar al aire libre pueden ser ingeridos por diferentes carnívoros (Andrade, 2004).

### 2.4 CICLO DE VIDA

El ciclo de vida es bastante dinámico, en la naturaleza involucra a roedores y carnívoros. Los huevos son retenidos en el hígado del roedor hasta que embrionan en presencia de oxígeno. En consecuencia salen al aire solo si el hospedero muere y expone el órgano que contiene los huevos, o si es ingerido por un carnívoro (perros, gatos); entonces estos salen con las heces hacia el suelo (Fig.1). Por cualquiera de los dos mecanismos, los huevos deben caer a la tierra húmeda para embrionar (son resistentes a altas temperaturas y viables durante meses). En forma subsecuente otro roedor se infecta al alimentarse del cadáver del roedor anterior o de las heces del carnívoro (Peters, 2010).

El humano se enferma por la ingestión accidental de los huevecillos embrionados de diferentes fuentes contaminadas (geohelmintiasis). Se libera el embrión, y las larvas infestantes quedan libres en el intestino, se adhieren a su pared y por vía sanguínea llegan al hígado. Luego estas larvas migran al sistema porta, donde maduran hasta la forma adulta al cabo de un mes (Hudson, 2000).



1. Figura Ciclo de vida de *C. hepatica*

Si el hombre ingiere huevos no embrionados, estos pasan por el aparato digestivo y se eliminan por las heces (denominada como infestación tipo espuria); Por el contrario, se ha demostrado, mediante el uso de modelos animales, que al ingerir huevos embrionados, las larvas del nematodo eclosionan en el ciego, penetran en la membrana mucosa y alcanzan el sistema portal; luego se alojan en el parénquima hepático, donde se convierten en adultos (CDC, 2012).

El ciclo de vida de *C. hepatica* es único entre los helmintos de mamíferos, los huevos de otros helmintos hepáticos se vierten en el medio ambiente a través del conducto biliar, intestino y heces; sin embargo, los huevos de *C. hepatica* no puede ser liberados en la vida dentro de su anfitrión infestado debido a la reacción fibrótica, estos son liberados sólo por ingestión y posterior digestión del hígado infestado por otro animal. En roedores, se piensa que los huevos son liberados por la conducta de canibalismo (depredación intraespecífica o necrofagia), depredación por vertebrados o muerte natural y la descomposición. Cuando este ciclo de vida se desarrolla en la naturaleza, es esencial que distribuyan huevos en un ambiente adecuado para que el embrión se mantenga viable y llegue a su etapa infecciosa (Spratt 2000, Hudson 2000, Moreira, 1984).

Hay propagación de huevos fertilizados en grupos alrededor de las hembras, que mueren en un lapso de treinta días. Para que ocurra la embriogénesis, los huevos deben llegar al medio ambiente, posiblemente después de la muerte del hospedero infestado y la desintegración de su carcasa. Por otra parte, la ingestión del hígado que contiene huevos sin embrión y su eliminación por las heces, también inducen la embriogénesis, que resulta en la emergencia de huevos infecciosos en el suelo (Llop, 2001).

Se documentaron infestaciones tipo espurias en pacientes de diferentes edades y de ambos sexos (anexo 4). El Consumo de hígados de animales infestados utilizados comúnmente como alimento puede causar una infestación tipo espuria en humanos (Fernández 1993, Fuehrer *et al* 2011).

## 2.5 PATOGENIA Y MANIFESTACIONES CLÍNICAS

Se considera que la capilariosis hepática en humanos se manifiesta clínicamente cuando el ingreso de huevos larvados es numeroso. Es probable que la ingestión de pocos huevos embrionados no altere funcionalmente al hígado, y por lo tanto, transcurrirá en forma subclínica o como un síndrome inespecífico tal como dispepsia biliar. La fisiopatología se deriva de la invasión al hígado por los parásitos adultos y los huevos; estos últimos dan origen a granulomas (Andrade, 2004).

En las invasiones masivas hepáticas, siempre en humanos, la enfermedad es grave y puede llevar a la muerte. Los síntomas consisten en hepatomegalia, náuseas, vómitos e hipertermia junto con alteraciones de la función hepática. En sangre periférica se destaca la eosinofilia. Puede semejar hepatitis, migración larvaria visceral, fasciolosis y absceso hepático (Amaya, 2008).

No existe sintomatología descrita en roedores debido a que dichos hallazgos son descubiertos accidentalmente al momento de realizar necropsias. Un estudio demostró que los roedores infestados con *C. hepatica* parecían robustos, sanos y no mostraban signos visibles de insuficiencia hepática, a pesar de que más del 64% de sus hígados estaban infestados por el parásito; en caninos y felinos las infestaciones con *Capillaria* son poco frecuentes y casi siempre leves y asintomáticas, aunque en algunos casos puede provocar depresión, vómitos, sed e ictericia (Govil, 1999; Junqueira, 2016).

## 2.6 DIAGNÓSTICO

El diagnóstico en animales podría realizarse a través de técnicas como PCR, necropsia e histopatología. El examen coproparasitológico no posee relevancia ya que el hallazgo de huevos

de *C. hepatica* en heces indica una infestación espuria; pues en los casos genuinos no es posible la eliminación fecal de huevos (Hudson, 2000, Junqueira, 2013).

Aunque existen distintas pruebas para la detección de *C. hepatica* cada una tiene alguna limitante por ejemplo las pruebas serológicas indicarán únicamente que el hospedador tuvo contacto con el agente etiológico, lo cual no nos indica la presencia real en el momento, las pruebas de PCR son muy sensibles y específicas, pero requieren de costos elevados para su realización. La prueba de laboratorio mayormente empleada para la detección de *C. hepatica* es la histopatología, y aunque en muy raros casos se encontrará al parásito adulto debido a su corta vida, esta prueba nos permite la observación de lesiones características, huevos y las reacciones desencadenadas por la presencia de agentes nocivos en los tejidos. La reacción del tejido consiste en una marcada infiltración celular, depósito de material hialino y la presencia de necrosis coagulativa y purulenta. Las células inflamatorias son principalmente leucocitos mononucleares y una gran cantidad de eosinófilos polimorfonucleares en áreas de necrosis. Además de las reacciones multifocales alrededor de los parásitos y sus residuos, reacción difusa en el hígado (hepatitis reactiva) (Magalhães et al 2000).

El diagnóstico en humanos resulta complicado ya que solo puede realizarse mediante la observación de los parásitos o huevos en biopsia hepática o autopsia del paciente. Los huevos tienen morfología similar a los de *Trichuris trichiura*. Los huevos encapsulados y adultos pueden aparecer como nódulos blancos los cuales miden 2–3 mm de diámetro, estos se pueden encontrar en la superficie y parte interior del hígado cuando se está realizando la autopsia (Megia 2016, Llop, 2001).

## 2.7 TRATAMIENTO

Para humanos se reporta como fármaco de elección el mebendazol o albendazol a la dosis de 100 a 400 mg/día durante 20 días. El tratamiento con gluconato de antimonio se informa también como efectivo; así mismo el tiabendazol como tratamiento alternativo.

En caninos y felinos la mayoría de los casos las infestaciones de *Capillaria* se curan por si solas. En casos graves pueden emplearse algunos benzimidazoles (p.ej. albendazol, fenbendazol, mebendazol), levamisol o ivermectina, siguiendo la dosificación de la casa comercial. En el caso de los roedores infestados no hay un tratamiento reportado ya que la enfermedad no se manifiesta con algún signo, síntoma evidente o patognomónico y solo se

puede detectar la enfermedad al momento de realizar la necropsia del animal; si este presenta lesiones blanquecinas o amarillentas en el hígado, es conveniente realizar un estudio histopatológico (Llop, 2001; Govil, 1999; Junqueira, 2016).

## 2.8 PREVENCIÓN

Dos formas para prevenir la infestación por *C. hepatica* en humanos y animales domésticos es realizar un control efectivo de roedores mediante programas de prevención y evitar que los caninos y felinos ingieran dichos roedores (Fernández, 1999).

## 2.9 OTROS PARÁSITOS ZONÓTICOS PRESENTES EN ROEDORES

### 2.9.1 *Cysticercus fasciolaris*

Metacestodo estrobilocerco que se encuentra en el hígado del roedor, pertenece a la familia *Taeniidae* y mide de 9-11 cm de longitud, presentando un escólex de 0.5-0,9 mm de largo y 1,1 mm de ancho, con cuatro ventosas laterales prominentes, rostelo armado con doble hilera de 32 ganchos, la hilera exterior de ganchos más grandes (0,40 mm de longitud), la hilera interior de ganchos más pequeños (0,24 mm), y estróbilo segmentado (Martínez *et al* 2013). El huésped definitivo debe ingerir la etapa de estrobilocerco de la Tenia (Fig. 2), para adquirir el parásito. El estrobilocerco es una etapa larvaria que tiene una vejiga terminal y un cuerpo segmentado bastante largo que está coronado con el escólex que se ve muy similar al que se encuentra en la forma adulta. Parece que el estrobilocerco debe alcanzar una edad de aproximadamente 2 meses antes de que sea infectivo para un gato al momento de la ingestión. Una vez que un gato ingiere el estrobilocerco, la porción posterior de la larva se digiere y luego la porción anterior comienza a desarrollarse. La infestación en el gato se desarrollará y se hará evidente entre 30 y 80 días después de que el gato haya ingerido el hígado infestado de un animal presa. Una vez que se establece la infestación, puede durar entre siete meses y tres años. Un gato producirá entre tres y cuatro segmentos móviles por día, ya sea excretado en las heces o por migración directa, cada uno con entre 500 y 12,000 huevos. La destrobación espontánea del gusano (el desprendimiento de la porción completa del cuerpo ubicada detrás del escólex y que contiene toda la estrobila) puede ocurrir sin ningún cambio en la infestación real. Una vez que se eliminan, los proglótidos suelen ser muy activos y son capaces de rastrear distancias considerables cuando arrojan sus huevos. Los huevos reales son esferoides y tienen un diámetro de entre 31 y 36 micrómetros (Peña, 2009). En el mundo, se ha reportado algunos casos de infestación humana por *C. fasciolaris* (fase intermediaria de *Taenia taeniformis*)

en Checoslovaquia, Dinamarca, Taiwán, Portugal, Argentina, Colombia, Chile y Costa Rica (Montesdeoca, 2014, Duque, 2012). La presencia de dicho parásito en un alto porcentaje tanto en área rural como urbana, supone un peligro en la salud de los humanos, ya que dicho parásito

es zoonótico y puede presentarse con los siguientes síntomas: diarrea, deshidratación, vómitos, debilidad (Torres, 2017). Dicho parásito afecta de igual forma en adultos y niños ya que al haber presencia de mascotas en casa existe un contacto directo y afectivo hacia el felino facilitando la diseminación de *C. fasciolaris* al humano (Peña. 2009).

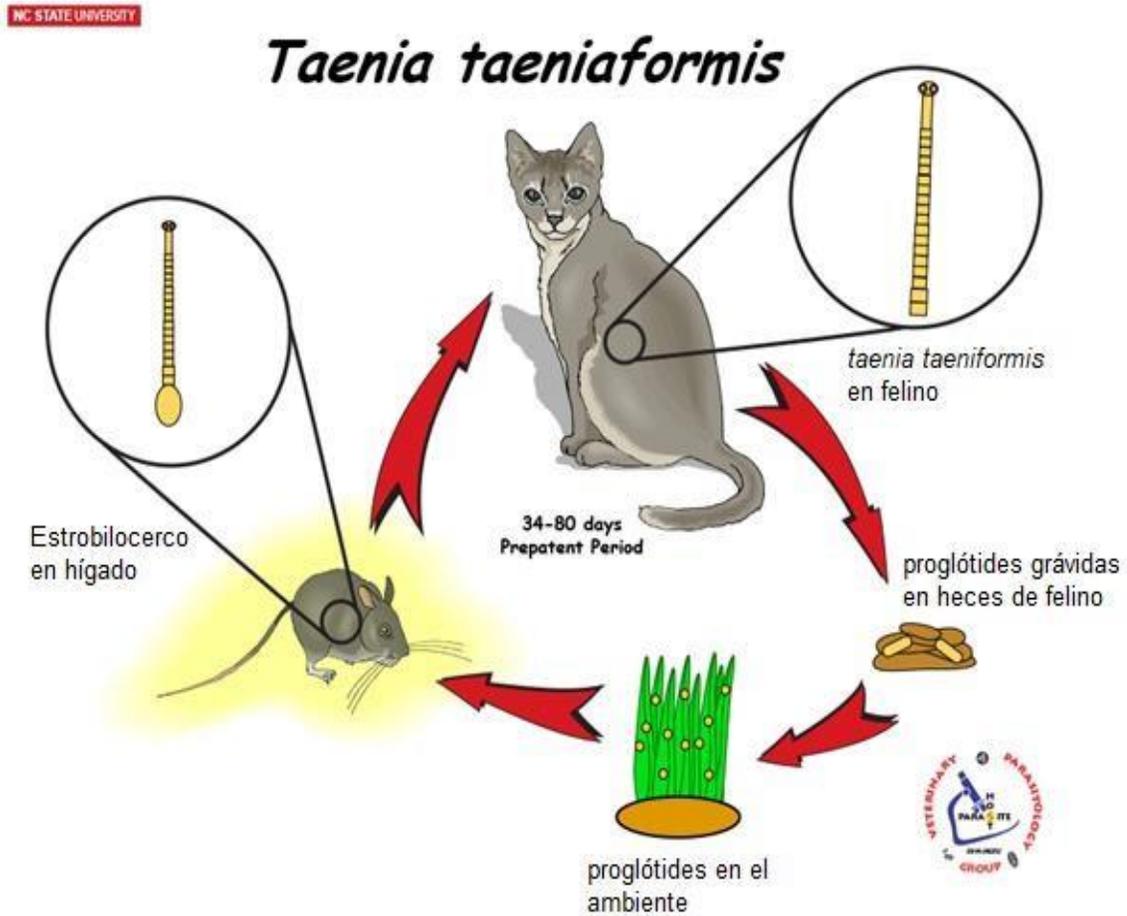


Figura 2. Ciclo de vida de *Taenia taeniaformis*.

### 2.9.2 Moniliformis moniliformis

Este parásito, al igual que otros acantocéfalos, no tiene un tracto digestivo y absorbe nutrientes a través del tegumento (capa externa). El escólex (extremo anterior) del gusano tiene una

probóscide cilíndrica y una multitud de ganchos curvados. Las partes principales del cuerpo del gusano son la trompa, el cuello y el tronco. El macho es generalmente 3 a 7 cms de largo, mientras que la hembra varía de 10 a 30 cms de longitud. La hembra tiene ovarios flotantes dentro de un saco de ligamento donde se produce la fecundación (Renzo *et al* 2015). En el ciclo de vida de *M. moniliformis* (Fig. 3), los hospedadores intermedios ingieren los huevos del parásito. En el huésped intermedio, el acantor, o el parásito en su primera etapa larval, se transforma en la acantella, la segunda etapa larval. Después de 6 a 12 semanas en esta etapa, la acantella se convierte en un cistacanto. El cistacanto, o acantella infecciosa, de *M. moniliformis* tiene forma de quiste y se enquista en los tejidos de los hospederos intermedios; sin embargo, la mayoría de los otros acantocéfalos tienen larvas infecciosas que se parecen más a lombrices adultas subdesarrolladas. Los hospedadores definitivos consumen los cistacantos al alimentarse de hospedadores intermedios infestados. Estos cistacantos maduran y se aparean en el intestino delgado en 8-12 semanas. Después de este tiempo, los huevos se excretan con las heces, para ser ingeridos nuevamente por otro huésped intermedio y renovar este ciclo (Berenji *et al* 2007). Se han notificado infestaciones en humanos con este parásito en Australia, Asia (Pakistán, Indonesia, Bangladesh, Japón e Irán), Europa (Rusia e Italia), África (Sudán, Nigeria, Egipto y Madagascar) y América (Texas, Florida, Alaska y Honduras) (Berenji, 2007). Un caso particular en Irán, reporta afectación de una niña de 2 años con un gusano hembra de una longitud total de 148 mm correspondiente a *M. moniliformis* (Berenji *et al* 2007) y otro caso en Miami Florida, reporta un paciente de 22 meses infestado con dicho parásito, debido a que con frecuencia ponía objetos, incluidos insectos, encontrados en el suelo en su boca (Messina, 2011). La zoonosis puede causar síntomas como diarrea, deshidratación, vómitos, náuseas y en algunos casos ictericia (Duque, 2012).

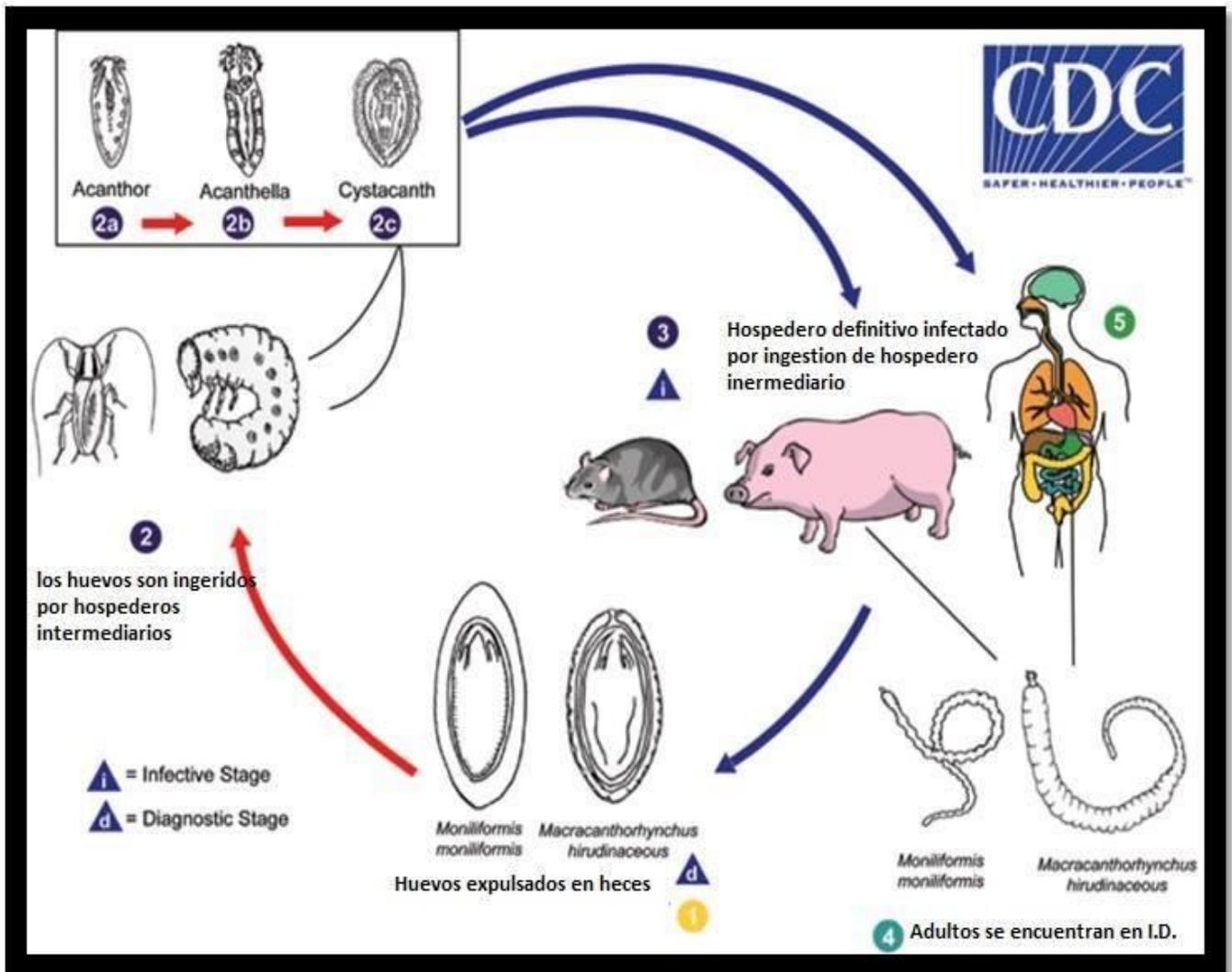


Figura 3. Ciclo de vida de *M. moniliformis*

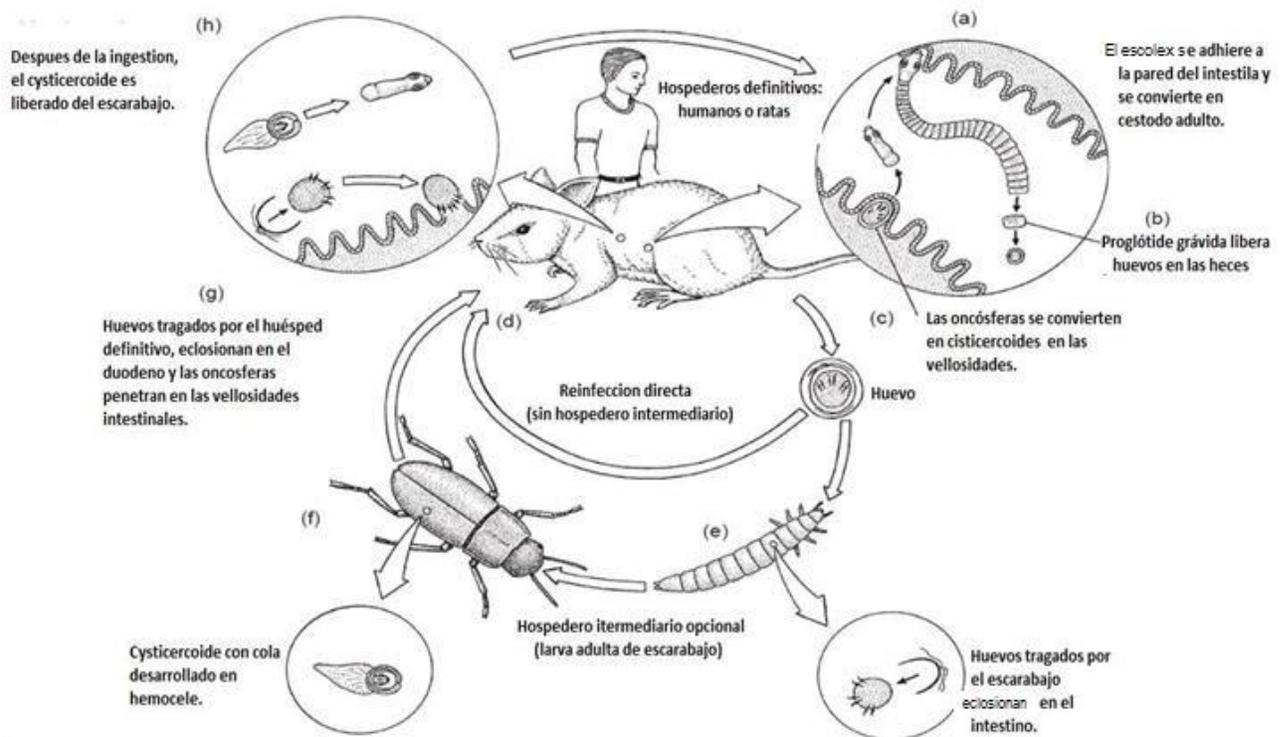
### 2.9.3 Hymenolepis nana

Este parásito mide entre 2 - 4 cm y está constituida por tres regiones: un escólex anterior, un cuello largo y delgado y un estróbilo. El escólex cuenta con 4 ventosas y un rostelo retráctil armado de una hilera de 20 - 30 ganchos. El número de proglótidos varía entre 150 y 200. Los segmentos grávidos, localizados al final del estróbilo, presentan un gran útero repleto de huevos; estos proglótidos habitualmente se desprenden y desintegran en la luz del intestino delgado, de manera que los huevos se eliminan con la materia fecal y también pueden ser causa de auto infestación interna. Los huevos miden 35 - 45  $\mu\text{m}$ , son ovales, y cuentan una membrana externa y un embrióforo delgado en contacto con la oncósfera (Cruz, 2009). Los huevos de *Hymenolepis nana* se infectan de inmediato cuando pasan con las heces y no pueden sobrevivir más de 10 días en el ambiente externo. (Fig. 4). Cuando los huevos son ingeridos por un huésped

intermedio de artrópodos (especie de escarabajo Colioptera), se convierten en cisticercoides, que pueden infectar a los humanos o roedores tras la ingestión y convertirse en adultos en el intestino delgado. Una variante morfológicamente idéntica, *H. nana* infecta roedores y utiliza artrópodos como huéspedes intermedios. Cuando se ingieren huevos (en alimentos o agua contaminados o de manos contaminadas con heces), se liberan las oncósferas contenidas en los huevos. Las oncósferas (larvas de hexacanto) penetran en las vellosidades intestinales y se convierten en larvas de cisticercoides. Tras la ruptura de las vellosidades, los cisticercoides regresan a la luz intestinal y residen en la porción ileal del intestino delgado que produce proglótidas grávidas. Los huevos se pasan en las heces cuando se liberan de las proglótidas a través de su atrio genital o cuando las proglótidas se desintegran en el intestino delgado. Un modo alternativo de infestación consiste en una infestación interna auto infestación, donde los huevos liberan su embrión de hexacanto, que penetra en las vellosidades y continúa el ciclo infeccioso sin pasar por el ambiente externo. La vida útil de los gusanos adultos es de 4 a 6 semanas, pero la auto infestación interna permite que la infestación persista durante años (CDC, 2019). Se ha reportado como una especie cosmopolita, habiéndose encontrado en ratas examinadas en diferentes partes del mundo; en las Filipinas, se halló una incidencia de 1.7%; en Francia 23%; en Estados Unidos Washington 41%, Baltimore 11.4%, Indiana 7.5%, Ohio 26%, Saint Louis 18%, en Perú 6.2% y Ecuador se obtuvieron un 11.3% de hallazgo de *Hymenolepis nana* (Montesdeoca, 2014; Ayulo *et al* 1947). La Hymenolepiasis constituye la infestación por cestodos en humanos más frecuente a nivel mundial, particularmente en las áreas geográficas cálidas, templadas y en particular en zonas rurales y marginadas, con condiciones sanitarias deficientes, y se identifica principalmente en niños (Montesdeoca, 2014).

#### 2.9.4 Hymenolepis diminuta

Es una especie de cestodo del orden Cyclophyllidea. El adulto mide 20 a 60 cm de largo. Su escólex tiene cuatro ventosas que le permiten adherirse al intestino, no presenta ganchos. Los proglótides son pequeños, más anchos que largos. Los huevos son redondos, miden entre 70 y 80  $\mu\text{m}$  de diámetro. Tienen una envoltura doble: una externa delgada con líneas transversales y otra interna muy gruesa (Cruz, 2009). Los síntomas que esta produce varían desde infestaciones asintomáticas hasta cuadros graves con parasitosis masivas, siendo éstas más frecuentes en niños. Puede llegar a producir anorexia, dolor abdominal, prurito alrededor del ano, irritabilidad y diarrea (Pakdel,2013; Uribarren, 2008).



**Figura 4. Ciclo de vida de *Hymenolepis***

## 2.10 ESPECIES DE ROEDORES PRESENTES EN EL SALVADOR

Los roedores más importantes en El Salvador son los cosmopolitas *Rattus norvegicus* (Rata Noruega), *Rattus rattus* (Rata negra) y *Mus musculus* (Ratón común) de la familia *Muridae* (Ayala y Zelaya, 2008).

### 2.10.1 *Rattus norvegicus*

La Rata Noruega conocida también como rata gris o rata de alcantarilla, presenta un pelaje áspero y grueso con prominentes orejas desnudas y cola prácticamente desnuda, se diferencia principalmente de la rata negra porque su hocico es redondeado y sus orejas más pequeñas, son principalmente nocturnas, terrestres pero nadan con gran habilidad por sistemas de alcantarillado y su habilidad de mantener la respiración les ayuda a transitar por cañerías hasta alcanzar baños y sifones de residencias; esto facilita el transporte de enfermedades y su dispersión en zonas habitadas. La dieta de estos roedores abarca casi cualquier tipo de alimento, pero prefieren los alimentos de alta calidad tales como carne y grano fresco. Beben al menos de ½ a 1 onza de agua diaria, cuando comen alimento seco. Pueden entrar en

cualquier tipo de construcción a través de agujeros no más grande de ½ pulgada. Se ha observado el movimiento de individuos desde su madriguera hasta 3 kilómetros en una sola noche (Ayala y Zelaya, 2008, Álvarez 2005).

#### 2.10.2 *Rattus rattus*

La Rata Negra, llamada también rata de techo o rata de barco, aunque su color típico es negro, puede variar hacia tonos grisáceos. Tiene la capacidad nata de trepar por superficies verticales, techos, troncos de árboles, etc.; con un salto puede alcanzar alturas de un poco más de 1 metro desde una superficie plana; y horizontalmente hasta 1.20 metros, facilitando con eso su acceso a lugares teóricamente imposibles de alcanzar. La distribución actual de la rata Noruega y la rata negra parece estar relacionada a dos factores: la competencia entre especies y la reacción de ambas a los diferentes climas. La rata noruega es más agresiva y se convierte en la especie dominante ante la rata negra; solamente en condiciones especiales viven ambas especies en una misma área (Ayala y Zelaya, 2008).

#### 2.10.3 *Mus musculus*

El ratón doméstico o ratón casero, probablemente es el mamífero más ampliamente distribuido en el mundo. Comúnmente, por su tamaño se confunde como crías de ratas, cuando en realidad son animales diferentes. Entre sus características figura hocico ligeramente alargado y puntiagudo, ojos negros y pequeños, orejas negras y redondeadas, su color del pelaje es variable pero los juveniles poseen una cola uniforme gris oscuro que desaparece tras el cambio de pelaje, su tamaño pequeño lo caracteriza y hace que pueda penetrar fácilmente por aberturas de 1 cm de diámetro y ocultarse en orificios pequeños y difíciles de localizar; puede saltar hasta 30.5 cm así como caer de alturas de 2.5 metros sin causarse daño; aunque no tienen igual capacidad para nadar como las ratas, pueden llegar a hacerlo si es necesario, además trepan fácilmente por superficies verticales ya sean de ladrillo o madera, además de transitar por cables eléctricos o por cualquier otro conducto horizontal delgado (Ayala y Zelaya 2008, Sans 2004)

### 3. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1 DESCRIPCIÓN DEL ESTUDIO

La investigación inició en febrero del 2018 y finalizó en Marzo 2019. El estudio se llevó a cabo en tres distintas regiones geográficas incluyendo la zona rural y zona urbana. La zona rural consistió en la Estación Experimental y de Prácticas de la Universidad de El Salvador; mientras que la zona urbana estuvo comprendida por el Mercado municipal de Soyapango y el parque Zoológico Nacional, ubicado en la capital del país.

##### *3.1.2 Estación Experimental de la Universidad de El Salvador*

La Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, se ubica en el cantón Tecualuya, municipio de San Luis Talpa, departamento de La Paz; con una elevación de 50 metros sobre el nivel del mar, con coordenadas geográficas 13°28'3" Latitud Norte, -89°05'8" Longitud Oeste y coordenadas planas de 261.5 km Latitud Norte, 489.6 km Longitud Oeste. Las temperaturas se mantienen entre los 22 a 34 grados celcius (Martínez et al., 2005).

##### *3.1.3 Mercado municipal de Soyapango*

Este municipio está ubicado al centro del departamento y en el Área Metropolitana de San Salvador a 648 msnm y 7 km al este de la ciudad de San Salvador. Se encuentra ubicado entre las coordenadas geográficas siguientes: 13° 44' 50" latitud norte y 13° 39' 58" Latitud norte; 89° 06' 57" Latitud oeste y 89° 10' 16" Latitud Oeste. Soyapango es la tercera ciudad más poblada del país. Las temperaturas se mantienen entre los 18 y 32 grados Celsius (CATIE 1978, Ramos, 2006).

##### *3.1.4 Parque Zoológico Nacional*

Localizado en la ciudad de San Salvador, final calle modelo ofrece al público visitante una amplia colección de animales de 117 diferentes especies, Al mismo tiempo, conserva, protege y reproduce principalmente especies del país con amenazas de extinción. Está ubicado en la zona central del país. Las coordenadas geográficas son 13°41' Latitud Norte 89°11' Latitud

Oeste, su elevación se encuentra entre 600 y 1000 metros sobre el nivel del mar. Las temperaturas se mantienen entre los 18 y 33 grados Celsius (Secretaría de cultura, 2017).

### 3.2 METODOLOGÍA DE CAMPO

Para el desarrollo de la fase de campo se realizó trámites de permisos de captura de roedores con el Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales, lo que avalaba la realización de capturas y eutanasia de los especímenes necesarios para el desarrollo de la presente investigación. Para la captura se utilizaron trampas para ratones (15 x 15 x 45 cm) colocados en sitios elegidos estratégicamente, de acuerdo con la verificación de indicios de la presencia de roedores, tales como presencia de heces, materiales roídos y rincones oscuros con una abundancia de restos de comida y basura. Las trampas fueron armadas y ubicadas durante el día y revisadas a la mañana siguiente, antes de que las personas pudieran manipular las trampas según recomendado en otros estudios de captura de roedores (Ayala y Zelaya 2008; Llop, 2001).

Los cebos utilizados para la captura de dichos roedores fueron muy variados, se utilizó crema de maní, avena, granola, plátano, concentrado de pollo y de perro, tomate, pepino, tortilla, salchicha, chorizo, elote, papaya, manzana, semilla de girasol, aguacate, pepesca, botanas de queso, queso duro, tocino y carne seca. A pesar que se varió bastante con el cebo colocado no existía preferencia, frecuencia o éxito en la captura con el tipo de cebo colocado, ya que al colocar diariamente de forma consecutiva el mismo cebo los roedores se volvían selectivos y no llegaban a las trampas; es por ello que se utilizó distintas carnadas para crear expectativa y curiosidad en los roedores con cebos nuevos. Gutiérrez 2002 menciona también que estos roedores podrían aceptar o rechazar ciertos alimentos al relacionarlos con peligros potenciales desencadenando un reflejo de huida.

El procedimiento para la colocación de trampas fue el siguiente: se trabajaron seis meses seguidos en los tres lugares en semanas intercaladas, empezando la primera semana día lunes con la estación experimental, en donde se colocaron alrededor de diez trampas en lugares estratégicos de acuerdo a evidencia y observación de presencia de roedores; las trampas se revisaban (para confirmar la captura de roedores) y recogían el siguiente día.

La captura se realizó en semanas intercaladas debido a la capacidad de los roedores para relacionar alimentos u objetos con “zonas de peligro”, lo cual provoca que los roedores eviten el contacto con las trampas (Gutiérrez, 2002)..

La segunda semana se trabajó repitiendo el procedimiento anterior, pero en esta ocasión se colocaron en el mercado municipal de Soyapango en lugares estratégicos de acuerdo a evidencia y observación de presencia de roedores; las trampas se revisaron (para confirmar la captura de roedores) y recogieron al siguiente día. Los roedores capturados fueron trasladados a las instalaciones del laboratorio de la Universidad de El Salvador, dejando nuevamente las trampas en su posición y lista para la captura y recolección del siguiente día. Se repitió el mismo procedimiento durante toda esa semana. La tercera semana se trabajó de la misma forma pero en esta ocasión en el Parque Zoológico Nacional. A efectos de facilitar la descripción del procedimiento a seguir se elaboró un cuadro que especifica las variaciones de la ubicación geográfica de las trampas a lo largo de los tres meses de la fase experimental (Cuadro 1).

Cuadro 1: CRONOGRAMA DE VISITA DE ZONAS DE INVESTIGACIÓN PARA COLOCACIÓN DE TRAMPAS

<b>Mes 1</b>	Semana 1 (lunes- viernes)	Estación Experimental
	<b>Semana 2 (lunes- viernes)</b>	<b>Mercado de Soyapango</b>
	<b>Semana 3 (lunes- viernes)</b>	Zoológico Nacional
	<b>Semana 4 (lunes- viernes)</b>	Estación Experimental
Mes 2	<b>Semana 1 (lunes- viernes)</b>	Estación Experimental
	<b>Semana 2 (lunes- viernes)</b>	Mercado de Soyapango
	<b>Semana 3 (lunes- viernes)</b>	Zoológico Nacional
	<b>Semana 4(lunes- viernes)</b>	Mercado de Soyapango
<b>Mes 3</b>	<b>Semana 1 (lunes- viernes)</b>	Estación Experimental
	<b>Semana 2 (lunes- viernes)</b>	Mercado de Soyapango
	<b>Semana 3 (lunes- viernes)</b>	Zoológico Nacional
	<b>Semana 4 (lunes- viernes)</b>	Zoológico Nacional

### 3.3 METODOLOGÍA DE LABORATORIO

Para la identificación de *Capillaria hepatica* deben considerarse hígados con lesiones amarillentas extensas o blanquecinas que representan el acúmulo de huevos del parásito en el parénquima hepático; en la presente investigación, no se encontraron hallazgos físicos en los hígados, correspondientes a estas lesiones características provocadas por *C. hepatica* (Duque, 2012); sin embargo, se consideró procesar 26 hígados, los cuales fueron tratados como sospechosos debido a presencia de lesiones focalizadas con coloraciones amarillentas o moteadas que cubrían porciones de hígado o incluso en algunos casos completamente.

Los roedores capturados se evaluaron en el laboratorio de la Universidad de El Salvador y para su análisis fueron previamente insensibilizados con ketamina + midazolán a dosis correspondientes 75mg/kg. IP+ 5mg/kg IP (Hernandez, 2011) y posteriormente sacrificados con cloroformo puro, se colocaron los roedores dentro de un depósito plástico con un algodón embebido de cloroformo; se cerró y se esperó un minuto para que el animal desarrollara una parálisis bulbar y falleciera (Clifford, 1978).

La identificación y catalogación del roedor según su especie, se realizó con la ayuda de un cuadro que contenía las características de las diferentes especies que se capturaron y que además están presentes en El Salvador (Ayala y Zelaya, 2008).

Los animales fueron desinfestados por inmersión en una solución yodada y se llevó a cabo la necropsia, colocando el cadáver sobre la mesa y, con las manos enguantadas, se palpó e inspeccionó visualmente. Tras la inspección externa, se colocó el roedor decúbito dorsal sobre la mesa, estirando las extremidades. Con un cuchillo, bisturí o tijeras, se realizó un corte sagital de la parte posterior hacia anterior; se tiró con fuerza de los extremos del corte para desgarrar y desollar al animal (Llop, 2001).

Posteriormente con la ayuda de una tijera se abrió la pared abdominal desde la región inguinal o genital hasta el esternón, en línea recta para seguir cortando a ambos lados siguiendo la línea de la última costilla. Una vez abierta la cavidad abdominal se observaron los órganos, prestando mayor atención a diafragma, intestinos e hígado (Hudson, 2000).

Al extraer el hígado del animal se verificó la presencia de lesiones, este se conservó en formol al 10%. Luego de la obtención de las muestras estas fueron trasladadas al área de análisis histopatológico de la Red de Laboratorios Veterinarios, del Ministerio de Agricultura y Ganadería ubicada en el Cantón El Matizano, Soyapango; aquí se realizó el proceso de deshidratación,

parafinado y rehidratación; posteriormente a partir de estas se efectuaron cortes finos de 2  $\mu\text{m}$  de grosor mediante el uso del micrótomo. Los tejidos se colorearon con hematoxilina y eosina, para su observación en un microscopio óptico (Cardiff *et al* 2014, Fischer (B) 2014, Leica 2008, Ramos, 2006).

La identificación de otros parásitos de carácter zoonótico se realizó por observación macroscópica y microscópica de intestino de los roedores, empleando claves taxonómicas, luego de proceder con la necropsia. (Martínez *et al* 2013; Cruz, 2009).

### 3.4 METODOLOGÍA ESTADÍSTICA

El método estadístico seleccionado para la investigación fue un muestreo no probabilístico por conveniencia que consistió en seleccionar una muestra de la población que fuera accesible; es decir, los individuos empleados en la investigación se seleccionaron porque están fácilmente disponibles, no porque hayan sido seleccionados mediante un criterio estadístico, dicho método posee una gran facilidad operativa y bajos costos de muestreo (Ochoa, 2015).

Las muestras del hígado a tomar fueron de roedores capturados en la Estación Experimental y de prácticas de la Universidad de El Salvador, Mercado Municipal de Soyapango y Parque Zoológico Nacional sin importar la raza, sexo o edad.

La población en estudio fueron todos los roedores capturados en el tiempo establecido en los lugares bajo estudio antes mencionados.

Para la interpretación de los datos obtenidos, se utilizó un método estadístico descriptivo empleando el porcentaje de la frecuencia de muestras infestadas con parásitos mediante el uso de tablas y gráficos.

#### 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Durante el período de muestreo se capturaron 57 ejemplares de roedores de las especies: *Rattus rattus*, *Rattus norvegicus* y *Mus musculus*, 15 correspondientes a la Estación Experimental y de Prácticas (8 *Rattus rattus* y 7 *Rattus norvegicus*); 17 correspondientes al Mercado Municipal de Soyapango (9 *Rattus norvegicus*, 6 *Rattus rattus* y 2 *Mus musculus*) y 25 del Parque Zoológico Nacional (17 *Rattus norvegicus* y 8 *Rattus rattus*), (Fig. 5). (Anexo 1)

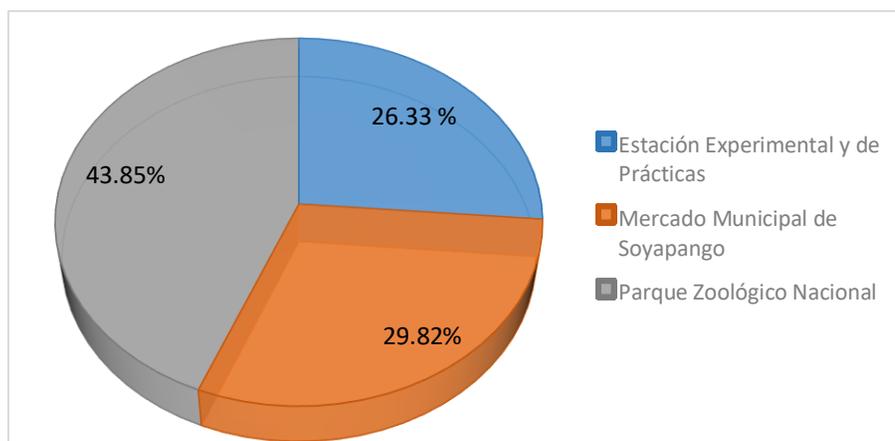


Figura 5. Porcentaje de roedores capturados por lugar en estudio

Del 100% de ratas capturadas, 57.89% (33 ejemplares) eran *Rattus norvegicus*, 38.60% (22 ejemplares) eran *Rattus rattus* y 3.51% (2 ejemplares) eran *Mus musculus*. De acuerdo a Arango *et al.* (2001), usualmente *Rattus norvegicus* es más abundante que *Rattus rattus* debido a la jerarquía competitiva existente entre las especies, *Rattus norvegicus* es de mayor tamaño y domina sobre *Rattus rattus* y *Mus musculus* desplazándolas. Esto apoya los resultados de la presente investigación (Fig. 6).

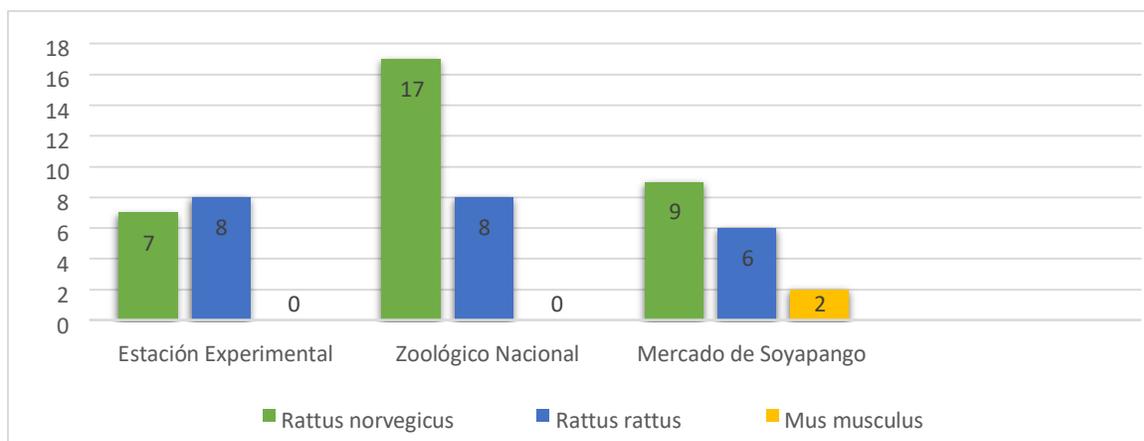
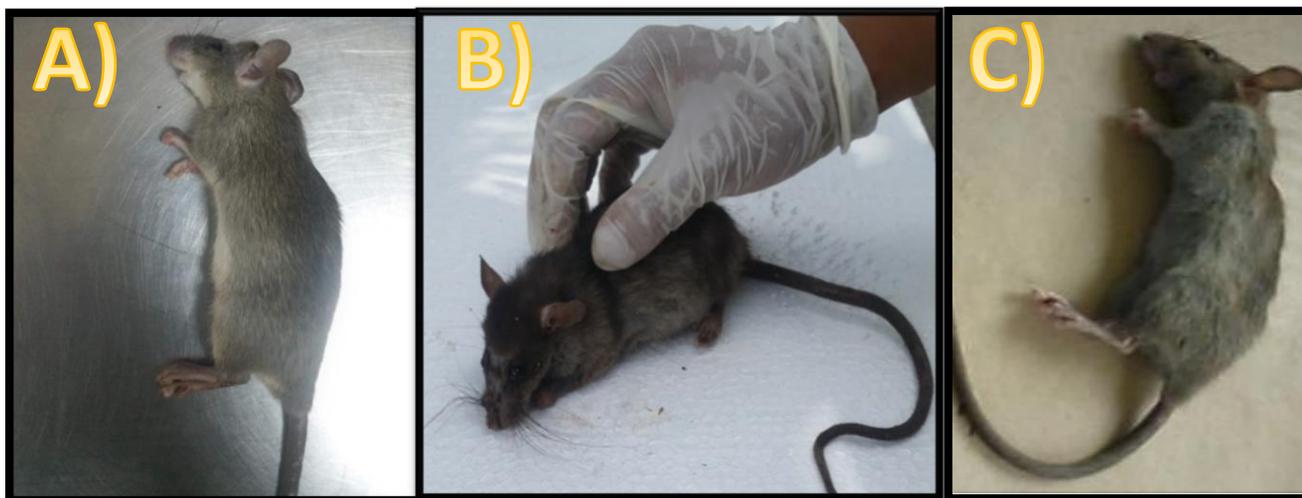


Figura 6. Frecuencia de especie de roedor según lugar en



**Figura 7. Especies de roedores capturados**

**(A)** *Rattus norvegicus* oreja menor a 21 mm; cola levemente más corta que cabeza-cuerpo; pelaje dorsal café amarillento, ventral amarillento o grisáceo. **(B)** *Rattus rattus* oreja mayor a 21 mm; cola levemente más larga que cabeza-cuerpo; pelaje dorsal negro o café oscuro **(C)** *Mus musculus* Longitud total menor a 200 mm; longitud de la pata trasera menor a 20 mm; pelaje corto.

*Rattus norvegicus* se considera la especie más prevalente en comparación con otras especies de roedores, esto fue observado en el Parque Zoológico Nacional y el Mercado Municipal de Soyapango; sin embargo, difiere del resultado obtenido para la Estación Experimental y de Prácticas, en donde la especie mayormente capturada fue *Rattus rattus*. Entre las razones por la cual, en este último lugar, se capturó mayor número de *R. rattus*, puede ser la influencia entre las diferentes zonas de estudio (zona urbana y zona rural) (Peña *et al.*, 2009), *R. norvegicus* es llamada comúnmente como rata de alcantarilla, más asociada a zona urbana, por el contrario, la conducta de la especie *R. rattus* es mayormente granívora además de utilizar techos y árboles como refugios (Armiñana 2017).

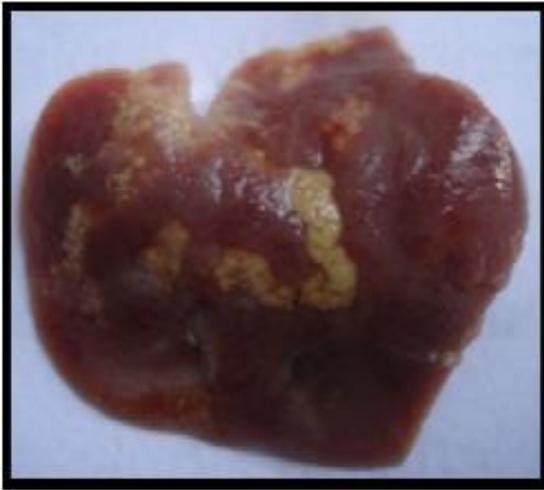
Los resultados demuestran una mayor cantidad de captura en el Parque Zoológico Nacional (25 roedores), se considera que una de las razones por la cual se capturó mayor número de roedores es que, a diferencia de los demás sitios en estudio, en dicho lugar no había felinos libres. Se ha comprobado que la presencia de estos resulta útil en el control de los roedores (Núñez, 1992); así mismo, resulta muy difícil que el Parque Zoológico Nacional, aplique planes de eliminación de roedores mediante el uso de rodenticidas debido al peligro de envenenamiento secundario que correrían los animales pertenecientes al parque. Estas razones, pudieron influir que la captura de roedores se viera beneficiada.

En cuanto a la muestra tomada del Mercado Municipal de Soyapango se capturaron únicamente 17 roedores, lo cual coincide con la información proporcionada por los vendedores del lugar, los cuales comentaron en repetidas ocasiones, a lo largo del desarrollo de la investigación que dicho lugar, cuenta con planes frecuentes de eliminación de roedores por parte de la municipalidad; además se constató la presencia de un gran número de felinos, que permanecen en las instalaciones del mercado.

Con respecto a la Estación Experimental y de Prácticas de la Universidad de El Salvador, esta fue la menor conformada con un total de 15 roedores, pudiendo influir causas como la abundante disponibilidad de alimentos presentes en las instalaciones, lo que evita que los roedores les sea necesario desplazarse en busca de alimento (INTA, 1999).

Posterior a la captura de los ejemplares, el análisis de muestras se dirigió, como primera instancia, a la observación de los 57 hígados pertenecientes a los roedores capturados en las zonas antes mencionadas. No se encontraron hallazgos físicos, como manchas blanquecinas o amarillentas extensas (Fig. 8), correspondientes a lesiones características provocadas por *C. hepatica* (Duque, 2012); sin embargo, se consideró procesar 26 hígados, los cuales fueron tratados como sospechosos, debido a presencia de lesiones con coloraciones amarillentas o moteadas que cubrían porciones de hígado o incluso en algunos casos completamente (Fig. 9). Vale la pena mencionar que, en la investigación realizada por Mowat *et al.* (2009), menciona *C. hepatica* pueden ser encontrado solo en hígados con parches difusos, irregulares, blancos o amarillos, y rayas o pequeños nódulos en la superficie externa y dentro del hígado.

Los hígados seleccionados fueron preparados para realizar cortes con micrótopo de 0.3um de grosor, según las indicaciones de Cardiff *et al* (2014), Fischer A (2014) y Leica (2008) (Anexo 3), para su posterior tinción (Anexo 2) y observación al microscopio (Fig. 12). Luego de la revisión de las muestras obtenidas del proceso de histopatología, no se encontró la presencia de los huevos de *Capillaria hepatica*; a pesar que su estructura es fácil de identificar aun con objetivo 10X., éstos poseen opérculos bipolares prominentes en ambos extremos (Fig. 10 y Fig. 11), además de tener un tamaño de 48-66µm x 28-36µm (Duque, 2012).



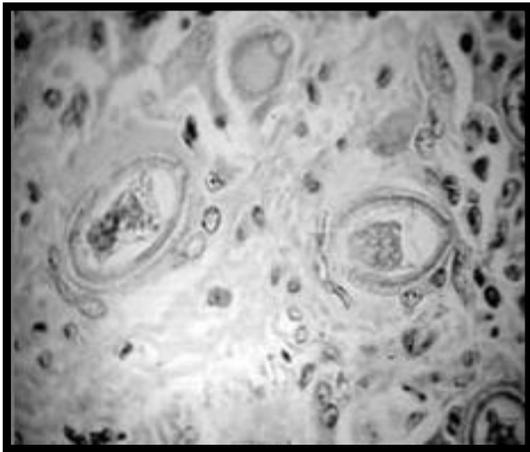
**Figura 8: Lesiones características de *Capillaria hepatica*.**

Comprenden áreas nodulares (1-7mm) pálido-amarillentas distribuidas al azar en la superficie serosa del hígado (Chuquillanqui 2015).

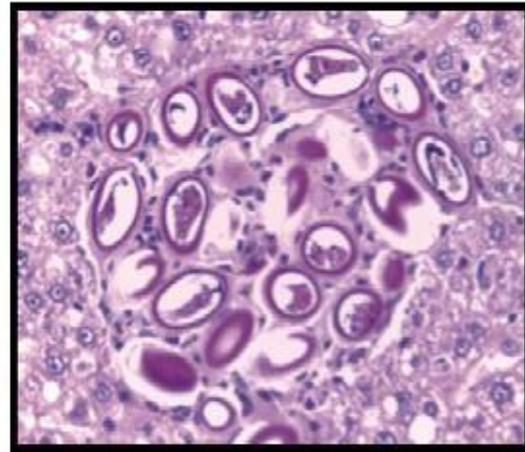


**Figura 9: Lesiones en hígado de *R. norvegicus***

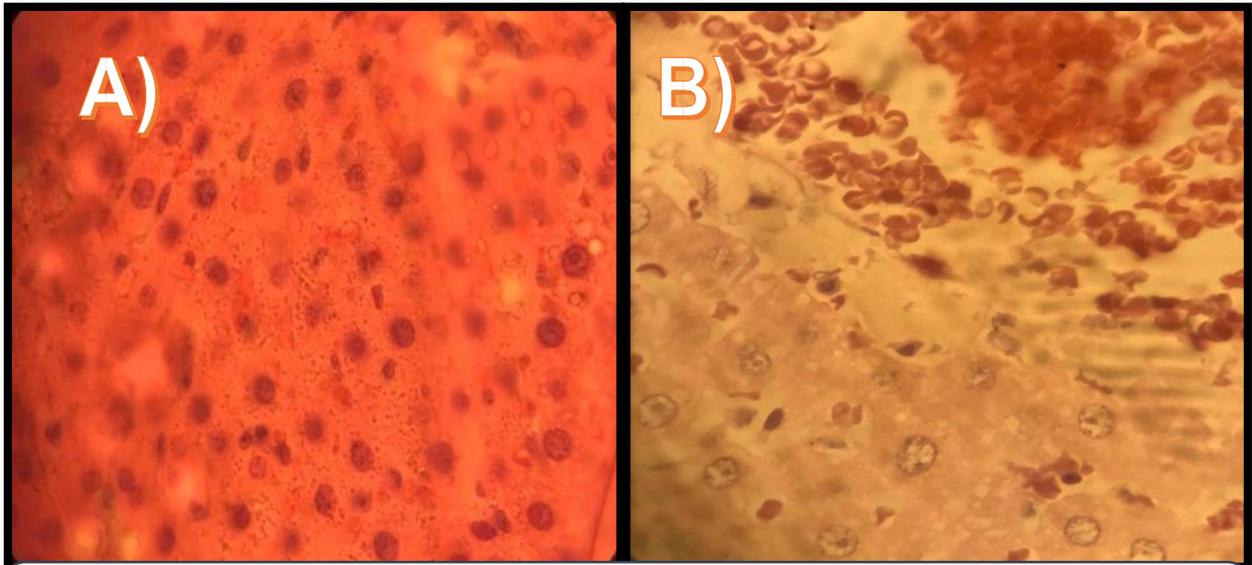
Distribuidas uniformemente en la superficie serosa del hígado encontradas en una de las muestras procesadas en esta investigación



**Figura 10: Huevos de *Capillaria hepatica* provenientes de biopsia humana.** (Orihuela 2006).



**Figura 11: Agrupación de huevos de *Capillaria hepatica*** (Chuquillanqui 2015).



**Figura 12: Muestras obtenidas de hígados tratados como “sospechosos”**

**A).** Se observan hepatocitos y sus núcleos de color morado

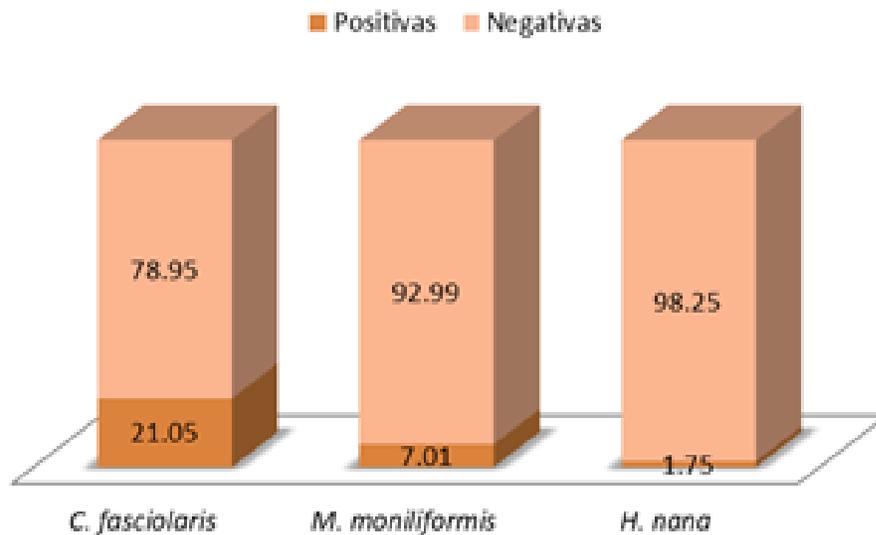
**B).** Se observa una aglomeración de eritrocitos

A nivel Centroamericano no existen reportes de la presencia de *Capillaria hepatica* en animales, ya que estudios realizados no han presentado evidencia de ningún hallazgo significativo. Un estudio llevado a cabo en Costa Rica en 1957 en busca de *Capillaria hepatica*, no presentó hallazgos, los autores no descartaron la presencia de dicho parásito en Costa Rica ya que esta fue llevada a cabo solamente en la capital San José, sin incluir otras regiones del país (Vives, 1957). En el caso de Guatemala, se realizó un estudio en el departamento del Petén con animales silvestres de la colección del centro de educación ambiental y vida silvestre (CEAVS) en la cual, como resultado, para todas las especies muestreadas, fue negativo a *C. hepatica* (Ramírez, 2005).

De igual manera, hasta el momento, a nivel centroamericano no se ha identificado la presencia de dicho parásito en humanos; a pesar de los reportes en diversos países del mundo como Reino Unido, Italia, Suiza, Turquía, Estados Unidos, Nigeria, Japón e India. Y hasta el momento, en Latinoamérica, se han identificado huevos de *C. hepatica* en muestras de heces recogidas en indígenas del norte de la amazonia brasilera, comunidades que habitan en condiciones precarias de salubridad (Duque, 2012). En el ser humano, los casos se manifiestan desde una forma subclínica hasta fatal, presentando algunos síndromes de fiebre crónica, asociada con eosinofilia, hepatomegalia, hepatitis granulomatosa y fibrosis hepática (Arango *et al* 2001).

A pesar que en el presente estudio no fue identificada *C. hepatica*, si se identificaron otros parásitos de importancia en salud pública. Al examinar los roedores capturados mediante necropsias, se determinó que el 21.05% (12 muestras) tenían ***Cysticercus fasciolaris***, el 7.01% (cuatro muestras) presentaban ***Moniliformis moniliformis***, y un 1.75% (una muestra) poseía el parásito conocido como ***Hymenolepis nana***; dichos parásitos se encontraron en ejemplares de *R. rattus*, *R. norvegicus* y *M. musculus* (Fig. 13).

### Porcentaje de parásitos zoonóticos identificados



**Figura 13.** Porcentaje de parásitos zoonóticos identificados en población de roedores evaluados en las tres zonas en estudio

El hallazgo de afectación por especie de roedor capturado, con parásitos zoonóticos, fue observado en los siguientes porcentajes: *Rattus norvegicus* (10 roedores) 30.30%; *Rattus rattus* (4 roedores) 18.18% y *Mus musculus* (1 ejemplar) 50%. El porcentaje general de roedores capturados que tenían al menos un parásito zoonótico es de 26.31%

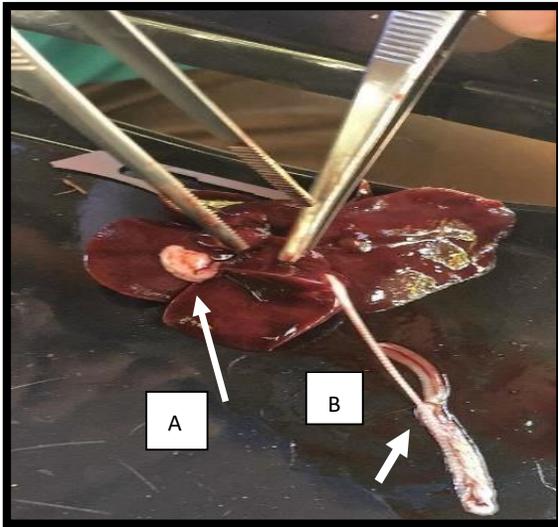
#### 4.1 *Cysticercus fasciolaris*

El 21.05% de los roedores capturados durante la presente investigación tenían *C. fasciolaris*, en el mundo se ha reportado algunos casos de infestación humana por *C. fasciolaris* (fase intermedia de *Taenia taeniformis*) en Checoslovaquia, Dinamarca, Taiwán, Portugal, Argentina, Colombia, Chile y Costa Rica (Montesdeoca, 2014, Duque, 2012).

Un estudio en Chile en 2009 identificó la presencia de parasitosis zoonóticas en roedores que cohabitan con la población humana en diferentes sectores de las comunas de Valdivia y San

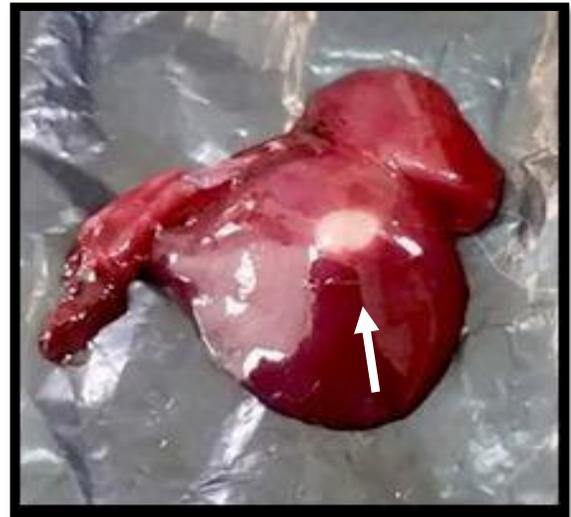
José de la Mariquina, en la cual se reportó *C. fasciolaris* e indica que la especie capturada con mayor presencia de dicho parásito fue *Rattus rattus* (47.9%); esta situación se da en los sectores rurales, tanto disperso como concentrado, a diferencia del sector urbano donde la especie capturada con mayor frecuencia fue *Rattus norvegicus*; seguido por *Mus musculus* y *Oligoryzomys longicaudatus* (Peña et al., 2009). Al igual que lo reportado por Peña et al. (2009), en la presente investigación la presencia de *C. fasciolaris* fue con predominancia en la especie *Rattus norvegicus* con ocho ejemplares (66.66%), seguido de *R. rattus* con cuatro ejemplares (33.33%).

En esta investigación *C. fasciolaris*, fue identificado (Fig. 14) en los tres lugares bajo investigación, siendo el de mayor porcentaje el Parque Zoológico Nacional con un 28% (seis *R. norvegicus* y una *R. rattus*), la Estación Experimental y de Prácticas obtuvo un porcentaje de hallazgo del 20%, (dos muestras pertenecían a *R. rattus* y una a *R. norvegicus*) y en el mercado municipal de Soyapango un porcentaje de 11.76% (dos muestras, perteneciente a la especie *R. norvegicus*); si bien dentro del Parque Zoológico Nacional no hay felinos libres, en sus alrededores se encuentra una zona urbana con presencia de gatos callejeros, que cumplen con el ciclo de vida de *C. fasciolaris*, ya que los roedores entran y salen del Parque Zoológico Nacional muy fácilmente, manteniendo contacto con heces de felinos con dicho parásito. También es importante considerar la posibilidad de que los grandes felinos, presentes en el Parque Zoológico Nacional, posean participación en el ciclo de este parásito, en el Zoológico se encuentran cuatro especies de félidos pertenecientes al género *Panthera*: león (*Panthera leo*), tigre (*Panthera tigris*), leopardo (*Panthera pardus*) y jaguar (*Panthera onca*), que podrían aumentar la presencia y dispersión de dicho parásito (Farinato, 2003). Un estudio en Irán encontró la presencia de *T. taeniformis* en un Leopardo el cual se infectó al ingerir un roedor, el parásito se identificó de forma adulta en el intestino del animal (Mowat, 2005). En Perú, se realizó un estudio parasitológico en carnívoros silvestres en cautiverio, las especies *Panthera leo* y *Panthera tigris*, se encontraron dentro de las más parasitadas, los parásitos encontrados fueron el nematodo *Toxascaris leonina* y *Taenia taeniformis* (Acosta et. al, 2015) por lo cual podría concluirse que la presencia de félidos grandes como félidos pequeños aumenta la presencia de *C. fasciolaris* en dicho lugar.



**Figura 14 : Hígado de *Rattus rattus* proveniente del Parque Zoológico Nacional**

La flecha **A** el contenido del quiste donde se encontraba *C. fasciolaris* , la flecha **B** *C. fasciolaris* fuera del quiste



**Figura 15 Hígado de *Rattus norvegicus* proveniente del Mercado municipal de Soyapango.**

La flecha indica un quiste de *C. fasciolaris* .

Una investigación llevada a cabo en Lisboa, Portugal encontró la presencia de *C. fasciolaris* en el Parque Zoológico Nacional de Lisboa en un porcentaje del 84.0% (Crespo, 2012). Autores señalan que las condiciones de cautiverio pueden llegar a favorecer la presencia de parasitismo constituyendo un ambiente contaminado de forma permanente (Martínez, 2002); asimismo, en la Ciudad San José, Costa Rica un estudio demostró que los porcentajes de presencia de *C. fasciolaris* en *R. rattus* rondaban cerca del 33% (Vives, 1957). En el Parque Zoológico Nacional La aurora, Guatemala, se encontró la presencia de *T. taeniformis* 20.13% y *Toxocara* spp. 17.64% en grandes félidos procedentes de dicho parque (Esquite, 2016). Adicional a la presencia de felinos como hospederos definitivos probables, también es posible que otras especies se encuentren en riesgo de participación en el ciclo de vida del parásito, como es el caso de los mapaches (*Procyon lotor*), al existir un reporte realizado en Japón con presencia de *T. taeniformis* en un espécimen salvaje perteneciente a un parque forestal (Matoba, et al., 2003). Los resultados de la presente investigación en el Parque Zoológico Nacional de El Salvador, reflejan un potencial riesgo de afectación de grandes y pequeños félidos así como de prociónidos pertenecientes al zoológico.

En cuanto a la Estación Experimental y de Prácticas, *C. fasciolaris* obtuvo un porcentaje de hallazgo del 20%, de las cuales dos muestras pertenecían a *R. rattus* y una a *R. norvegicus*.

Algunos estudios han demostrado la presencia de dicho parásito en hogares de áreas rurales en Yucatán, México en donde capturaron especímenes de *R. rattus* y *R. norvegicus* durante la temporada de lluvias, identificando *C. fasciolaris* en *R. rattus*, con un porcentaje de presencia de 44.2% y *R. norvegicus* con 52.2% (Torres et. al, 2015); así mismo, en Argentina se realizó un estudio exploratorio de roedores de la especie *Rattus norvegicus* en San Andrés de Giles, General Las Heras, Cañuelas, Exaltación de la Cruz y Marcos Paz (provincias de Buenos Aires), en donde se identificó *C. fasciolaris* enquistados en los tejidos del hígado en un 39.5 % de los hospedadores recolectados; y en el norte de la provincia de Khuzestan, al suroeste de Irán, ocho de las ratas examinadas (7.4%) tenían quistes de tamaño pequeño a moderado de *C. fasciolaris* (Hasanpour, 2017). Los resultados de esta investigación en áreas rurales están dentro de los rangos de porcentaje de hallazgo de *C. fasciolaris* demostrada en estudios anteriores por lo que es común el hallazgo del parásito en dichas zonas.

En cuanto al Mercado Municipal de Soyapango *C. fasciolaris* se encontró con un porcentaje de 11.18% (dos muestras, perteneciente al género *R. norvegicus*). En Medellín, Colombia, se realizó un estudio en *R. norvegicus*, en el Mercado Nacional encontrando una frecuencia de infestación para larvas de *T. taeniaeformis* de 33 %, asimismo países como México, Puerto Rico y Argentina, (3.5%, 5%, 2% respectivamente) reportan el hallazgo de *Cysticercus fasciolaris* enquistados en el hígado de la especie *Rattus norvegicus* y *R. rattus* provenientes de los principales mercados municipales (Torres et al 2017; Duque et al 2012; Martínez et al 2013). El porcentaje de hallazgo de *C. fasciolaris* del Mercado Municipal de Soyapango fue relativamente más alto que las investigaciones anteriores, esto se debe a que dentro de las instalaciones habitan gatos de vida libre, los cuales no poseen un plan profiláctico vigente lo que aumenta la circulación parasitaria en dicha zona. Los resultados de investigaciones anteriores demuestran que la presencia de *C. fasciolaris* es relativamente baja en mercados en comparación con las diferentes zonas en estudio, a pesar de ello el ciclo de vida se sigue realizando y el parásito siempre se mantiene en el ambiente.

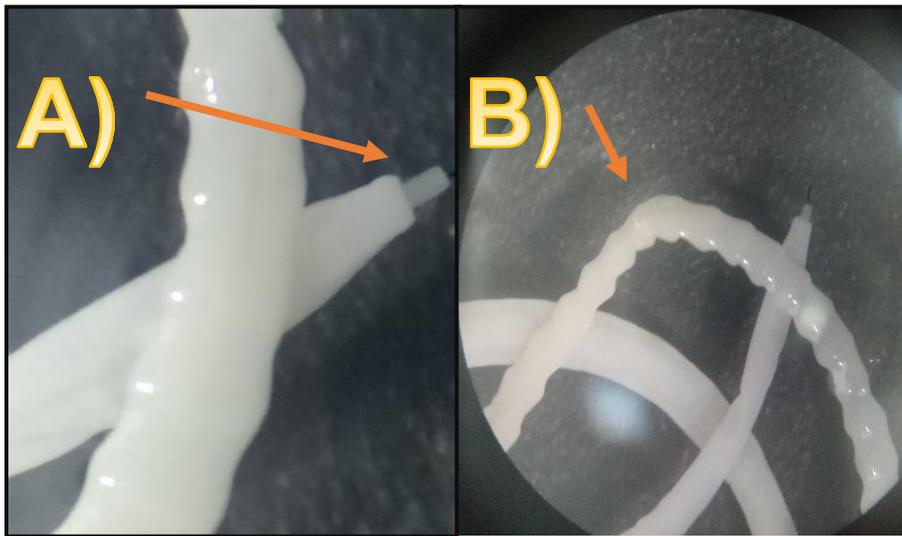
La presencia de dicho parásito en área rural como urbana, supone un peligro en la salud de los humanos, ya que dicho parásito es zoonótico y puede presentarse con los siguientes síntomas: diarrea, deshidratación, vómitos, debilidad; se puede confundir con una gastroenteritis común, es por ello que es necesario realizarse una prueba diagnóstica como un examen general de heces para descartar su presencia (Torres, 2017). Dicho parásito afecta de igual forma en adultos y niños ya que al haber presencia de mascotas en casa existe un

contacto directo y afectivo hacia el felino facilitando la diseminación de *C. fasciolaris* al humano (Peña. 2009).

#### 4.2 *Moniliformis moniliformis*

En cuanto a la presencia de *M. moniliformis* se han notificado infestaciones en humanos con este parásito en Australia, Asia (Pakistán, Indonesia, Bangladesh, Japón e Irán), Europa (Rusia e Italia), África (Sudán, Nigeria, Egipto y Madagascar) y América (Texas, Florida, Alaska y Honduras) (Berenji, 2007).

En esta investigación se presentó el parásito en cuatro roedores uno de la especie *R. rattus*, dos de la especie *R. norvegicus* y uno *M. musculus*, que representa el 7.01% de porcentaje de hallazgo de *M. moniliformis* en los roedores que se capturaron a lo largo de la investigación Este helminto reside en los intestinos de roedores y humanos, que sirven como sus hospederos definitivos. La infestación por *M. moniliformis* se transmite a través de hospedadores intermediarios, principalmente cucarachas y escarabajos (Messina, 2011) (Fig. 16)



**Figura 16: Muestra de *M. moniliformis***  
**Muestra obtenida de espécimen *Rattus norvegicus* proveniente del**  
**parque Zoológico Nacional, vista macroscópica a través de**  
estereoscopio de *Moniliformis moniliformis*, **Flecha A** muestra la  
probóscide de *M. moniliformis* **Flecha B** indica una  
pseudosegmentación característica propia del parásito.

Al tratarse de un parásito cosmopolita, no es de extrañar su hallazgo en los tres lugares en estudio de esta investigación; la zona en donde se determinó mayor infestación por *Moniliformis moniliformis* fue el Mercado municipal de Soyapango con un porcentaje de 11.77% (una *R. norvegicus* y una *M. musculus*), seguido por la Estación Experimental y de Prácticas con 6.67% (una *R. rattus*) y del Parque Zoológico Nacional 4% (una rata de la especie *R. norvegicus*). La presencia del parásito implica la existencia de los componentes del ciclo de vida (cucarachas del género *Blattodea* y/o escarabajos del género *Coleoptera* y roedores de las especies *R. rattus*, *R. norvegicus* y *M. musculus*).

En ciudades como Arabia Saudita 30 de 89 (33.71%) roedores capturados fueron identificados con *M. moniliformis* (Amin, 2016) y en Arizona, Estados Unidos realizaron estudios para la identificación de parásitos zoonóticos que afectaban a las especies *R. rattus* y *R. norvegicus*, reportando *Moniliformis moniliformis* en un 32.1% en el género *R. norvegicus* y con un 3% de frecuencia en *R. rattus* (Fugassa *et al*, 2011). Un estudio llevado a cabo en Perú, en cinco distritos de Lima Metropolitana, realizó capturas de ratas en viviendas, mercados de abastos y zonas aledañas obteniendo porcentajes de 83.6% de roedores infestados con *Moniliformis moniliformis* (Renzo *et al*, 2015). En Argentina, Buenos Aires se capturaron 103 ratas dando como resultado una porcentaje de 8.4% (Vibes, 1957); lo cual evidencia una distribución cosmopolita de este parásito.

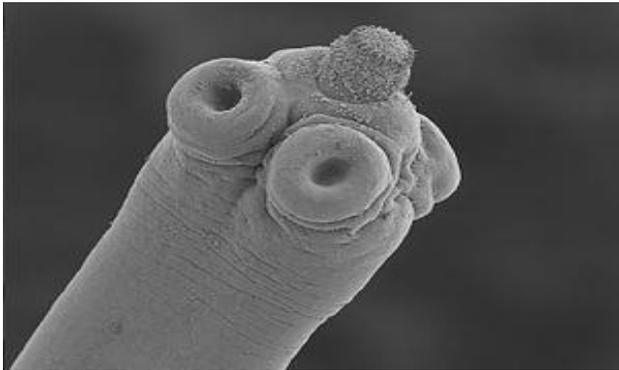
La literatura también menciona casos en humanos, en Irán, se reporta el caso de una niña de 2 años con un gusano hembra de una longitud total de 148 mm correspondiente a *M. moniliformis* (Berenji *et al* 2007) y en Miami Florida, un paciente de 22 meses se infectó con dicho parásito debido a que con frecuencia ponía objetos, incluidos insectos, encontrados en el suelo en su boca (Messina, 2011). La zoonosis puede causar síntomas como diarrea, deshidratación, vómitos, náuseas y en algunos casos ictericia (Duque, 2012).

En la presente investigación *M. moniliformis*, fue identificado en los tres lugares en estudio encontrándose en cuatro roedores que representan el 7.01% de hallazgo en esta investigación manteniéndose dentro de los rangos reportados por estudios en otros países que van desde el 3% hasta 83.6% ( Fugassa *et al*, 2011; Renzo *et al*, 2015)

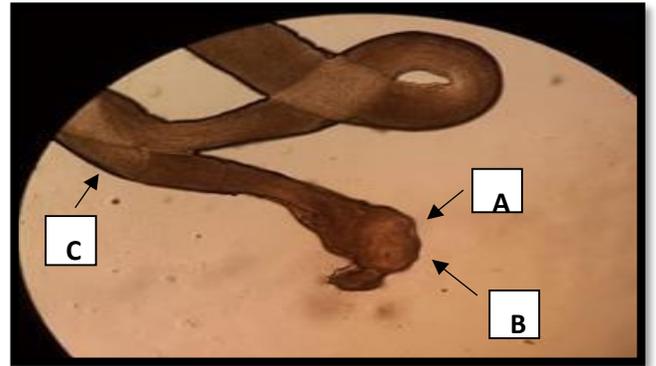
Según la Administración de Alimentos y Medicamentos de Estados Unidos (FDA) la presencia de fragmentos de estos es algo común; a lo largo de un año una persona puede ingerir 1,690 fragmentos de cucarachas/escarabajos en verduras, 84 en frutas y 7,031 en productos como harina y pastas (FDA, 2018), lo cual ha sido permitido según los estándares establecidos para

alimentos de consumo humano lo cual representa algún riesgo. En el país se encuentran dichos insectos en alimentos de forma accidental debido a las deficientes o nulas prácticas de salubridad en los establecimientos de comidas, es por ello que el ciclo siempre estará presente en nuestra sociedad provocando un riesgo para la salud humana.

#### 4.3 *Hymenolepis nana*.



**Figura 17 Escólex de *Hymenolepis nana***  
Posee cuatro ventosas y un pequeño rostellum con una sola corona armada (Catarina 2004).



**Figura 18:** Muestra obtenida de rata proveniente de mercado municipal de Soyapango.

En cuanto a *Hymenolepis nana* se ha reportado como una especie cosmopolita, habiéndose encontrado en ratas examinadas en diferentes partes del mundo; en las Filipinas, se halló una incidencia de 1.7%; en Francia 23%; en Estados Unidos Washington 41%; Baltimore 11.4%; Indiana 7.5%; Ohio 26%, Saint Louis 18%, y en Perú 6.2% (Ayulo *et al* 1947). Durante el desarrollo de la presente investigación *Hymenolepis nana* solo fue encontrada en una rata proveniente del Mercado Municipal de Soyapango; de la especie *R. norvegicus* lo que representa un porcentaje de 5.88%. El porcentaje general de la presencia de *H. nana* en la presente investigación fue 1.75%.

Investigaciones demuestran que la presencia de *Hymenolepis nana* en humanos varían desde 0.9% hasta un 41% (Montesdeococa, 2014). Se han reportado casos de *H. nana*, en Sudán y Argentina, con porcentajes de 30.6% y <1%, respectivamente (Ahmed *et al.* 2010, Gamboa *et al.* 2010).

Aunque durante la presente investigación no se encontró la presencia de *H. nana* en la Estación Experimental y de Prácticas, no se descarta la presencia del mismo en la zona, ya que, distintos autores como Uribarren (2008), Santa (2013) y Fitte (2017) han reportado la alta

presencia de *H. nana* en humanos y baja presencia en ratas de zonas rurales, estos autores mencionan que zonas cálidas, marginales son lugares con alta incidencia en humanos, dicha información no difiere del todo con los resultados de la presente investigación, ya que además, tomando en cuenta las características propias del ciclo de vida de *H. nana* el cual tiene la particularidad de ser de ciclo directo o indirecto, hace posible que el parásito pueda estar presente en la zona incluso sin que las ratas estén jugando un papel importante en la transmisión del mismo (Vibes, 1957).

Los resultados de la presente investigación, en la cual se capturaron ratas del Parque Zoológico Nacional, mismas que tras la necropsia se revisaron exhaustivamente los intestinos, dando negativo a la presencia del cestodo, coinciden con los resultados de un estudio que se desarrolló en el zoológico parque natural de Pucallpa, Perú; cuyo objetivo era la identificación de parásitos gastrointestinales, entre los cuales se consideró *H. nana*, los resultados del mismo no reportan la presencia del parásito (Guerrero *et al* 2012). Además, otro estudio realizado en un zoológico de Cuba reporta únicamente el hallazgo de un ejemplar de *Hymenolepis nana* en un dromedario (*Camelus dromedarius*) el cual cataloga como un hallazgo “muy raro” (Copete, 2013).

En cuanto a mercados, se encontró un estudio en el cual se capturaron ratas con el objetivo de detectar parásitos de carácter zoonótico en ratas provenientes de viviendas, mercados de abastos y zonas aledañas, este reporta el hallazgo de especies del género *Hymenolepis* (Renzo *et al*, 2015).

Este parásito pertenece a la clase cestoda, afecta a roedores y seres humanos, los cuales actúan como hospederos definitivos, la infestación puede tener un impacto epidemiológico importante en las unidades familiares, ya que se puede transmitir directamente entre seres humanos y por auto infestación interna por ingestión de huevos de *H. nana*, principalmente de heces humanas o por contaminación de los alimentos (Cabeza *et al* 2015).

El hallazgo de bajos porcentajes de presencia de *H. nana* en ratas no es de extrañar, ya que otro estudio llevado a cabo en la región de San José, Costa Rica, donde se analizaron 103 ratas reportó que el Cestodo *Hymenolepis nana* fue encontrado una única vez, en una rata que procedía del Crematorio Municipal y que presentó 13 ejemplares del cestodo en su intestino (Vibes, 1957). De igual forma en esta investigación el cestodo fue encontrado en una única rata proveniente de una zona urbana, el Mercado Municipal de Soyapango.

Los resultados obtenidos en la presente investigación coinciden con investigaciones realizadas a nivel mundial, muchas investigaciones reportan porcentajes de hallazgo del parásito en roedores con valores que van desde 1.7% hasta 11.3% (Ayulo *et al* 1947). Las diferencias entre los resultados se atribuyen a variaciones en las condiciones climáticas, disparidad de factores socioeconómicos entre países desarrollados y aquellos en desarrollo, así como a la posible falta de investigaciones adecuadas en ciertas localidades desprotegidas, lo que se traduce como la invisibilidad de ciertas parasitosis y otros problemas de salud (Uribarren, 2018).

La hymenolepiasis constituye la infestación por cestodos en humanos más frecuente a nivel mundial, particularmente en las áreas geográficas cálidas, templadas y en particular en zonas rurales y marginadas, con condiciones sanitarias deficientes, y se identifica principalmente en niños. En estudios recientes de presencia de parasitismo intestinal realizados en las zonas rurales del Ecuador se obtuvieron un 11.3% de hallazgo de *Hymenolepis nana* (Montesdeoca, 2014).

La importancia médica de *H. nana* es que este es el único cestodo del humano cuyo ciclo biológico no requiere de hospederos intermediarios, transmitiéndose de forma oral-fecal (e ingesta de huevos); la infestación adquirida a través de la ingestión de artrópodos es fortuita. Los síntomas que esta produce varían desde infestaciones asintomáticas hasta cuadros graves con parasitosis masivas, siendo éstas más frecuentes en niños. Puede llegar a producir anorexia, dolor abdominal, prurito alrededor del ano, irritabilidad y diarrea (Pakdel,2013; Uribarren, 2008).

Además durante el presente estudio se detectaron dos casos de confección, todos en el Mercado Municipal de Soyapango. Uno de ellos identificó la presencia de *C. fasciolaris* y *M. moniliformis* en un ejemplar de *R. norvegicus* y en otro se identificó la presencia de *H. nana* y *M. moniliformis* en un ejemplar de la misma especie de roedor (*R. norvegicus*), demostrando que los roedores pueden albergar más de un parásito zoonótico al mismo tiempo.

## 5. CONCLUSIONES

Este estudio señala la presencia de al menos tres especies de parásitos de carácter zoonótico en roedores de El Salvador. Entre los parásitos identificados, el de mayor frecuencia corresponde a *Cysticercus fasciolaris* (21.05%) y el menos común *Hymenolepis nana* (1.75%).

El estudio expone que la presencia de roedores representa un riesgo para la salud pública, por la posibilidad de transmisión de parásitos a las personas que habitan estas zonas. Un poco más que un cuarto de (26.31%) de los ejemplares evaluados en el presente estudio, fueron portadores de al menos un parásito de carácter zoonótico, capaces de causar enfermedades con síntomas que pueden ir desde dolores abdominales, hasta anorexia y diarrea afectando principalmente a niños a causa de sus hábitos y falta de higiene.

De acuerdo a los hallazgos, la presencia de *R. norvegicus* representa un mayor riesgo de transmisión de parásitos hacia hospederos definitivos y el hombre, con un 54.55% de hallazgos positivos con al menos un parásito zoonótico.

Los resultados de la presente investigación también reflejan un riesgo para la transmisión de *Taenia taeniformis* en los grandes felinos y mapaches, encontrados en el Parque Zoológico Nacional ya que; de acuerdo a literatura, se ha demostrado que este parásito puede ser encontrado en estas especies de manera natural.

De acuerdo a los hallazgos de la investigación, el único lugar en donde se detectó la presencia de los tres parásitos de importancia zoonótica, fue el Mercado Municipal de Soyapango, en donde se detectó también dos casos de coinfección lo cual indica que un roedor puede albergar más de un parásito zoonótico, esto podría reflejar un área de mayor riesgo para la población salvadoreña que permanece o asiste a la zona, debido a la naturaleza de las actividades desarrolladas de forma rutinaria en este lugar.

Aunque se evidenció un único hallazgo de *H. nana*, debido al particular ciclo de vida que caracteriza al parásito, los roedores podrían no jugar un papel importante en la transmisión del parásito a la población humana; sin embargo, pueden ser importantes reservorios del parásito.

No se puede descartar la presencia de *Capillaria hepatica* en el país, a pesar que no se identificó en el presente estudio, debiendo considerar otras zonas de muestreo que no fueron tomadas en cuenta en ésta investigación.

## 6. RECOMENDACIONES

Considerar en el sistema de salud la vigilancia de *C. fasciolaris* a nivel nacional, ya que los humanos son hospederos de esta fase intermediaria y podrían contraer la parasitosis por medio del agua o de alimentos contaminados con heces de gatos; así mismo su presencia es el porcentaje más alto en toda la investigación, por lo que se recomienda evaluar la salud de niños y adultos de hogares que poseen felinos sin control veterinario como mascotas.

Mantener métodos rutinarios para la eliminación y control de roedores que cohabitan diariamente con los humanos en los diferentes lugares en estudio, ya que en todos los sitios se identificó al menos dos especies de parásitos de carácter zoonótico en los roedores capturados.

Realizar una evaluación más extensa en cuanto al papel de los roedores dentro del Mercado Municipal de Soyapango, ya que dentro del mismo fue donde existió mayores porcentajes de todos los parásitos de importancia zoonótica en esta investigación.

Es importante realizar evaluaciones en los roedores de las comunidades aledañas a las zonas incluidas en esta investigación, para determinar el riesgo de afectación de estos parásitos, considerando *R. norvegicus* con mayor contacto con humanos.

Mantener en control parasitario a los felinos de vida libre en los distintos lugares en estudio, debido a que *C. fasciolaris* fue el parásito con mayor porcentaje en esta investigación. Así mismo evaluar a los felinos grandes presentes en Parque Zoológico Nacional mediante exámenes más específicos para determinar si existe afectación de estas especies con *Taenia taeniformis*.

Como parte de las medidas de control de parásitos zoonóticos transmitidos por roedores, es importante establecer protocolos que eviten la presencia de insectos, como cucarachas, en los alimentos, debido a que representan el medio de transmisión del parásito *Moniliformis moniliformis*, identificado en la presente investigación.

Con estos resultados se hace pertinente educar a la población salvadoreña en este tema, sobre las buenas prácticas de higiene, principalmente en el almacenaje y manipulación de alimentos, además de mantener un adecuado control veterinario de las mascotas.

## 7. BIBLIOGRAFÍA

- A.P Crespo. 2012.** Controlo de pragas no Jardim Zoológico de Lisboa: particular relevância para o controlo de roedores e sua infeção parasitária (en línea) disponible en: <https://www.repository.utl.pt/handle/10400.5/4937>
- Acosta, M., Tantaleán, M., y Serrano-Martínez, E. (2015).** Identificación de Parásitos Gastrointestinales por Coproscopía en Carnívoros Silvestres del Zoológico Lima, Perú. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú, 26(2), 282–290. Recueperado de <http://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/veterinaria/article/view/11000>
- Ahmed A.M.; Afifi A.A.; Malik E.M.; Adam I. 2010** Intestinal protozoa and intestinal helminthic infections among schoolchildren in Central Sudan. Asian Pac 1pdf (en Línea) Disponible en: [https://ac.els-cdn.com/S1995764510600715/1-s2.0-S1995764510600715main.pdf?\\_tid=5c9106bf-cdd9-4248-b3d4-70e38b69209b&acdnat=1544650283\\_79da08d3e808d5109773c6a1589e1999](https://ac.els-cdn.com/S1995764510600715/1-s2.0-S1995764510600715main.pdf?_tid=5c9106bf-cdd9-4248-b3d4-70e38b69209b&acdnat=1544650283_79da08d3e808d5109773c6a1589e1999)
- Álvarez Romero J.; Medellín R.A. 2005.** Rattus norvegicus. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. México (en línea) 1pdf. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/exoticas/fichaexoticas/Rattusnorvegicus00.pdf>
- Amaya Aguila A.J. 2008.** presencia de Leptospira en equinos de trabajo a través de estudio serológico en caserío de los municipios de Colon, San Juan Opico y Ciudad Arce, del departamento de La Libertad El Salvador. El Salvador.
- Andrade SB, Andrade ZA 2004.** Experimental hepatic fibrosis due to *C. hepatica* infection (differential features presented by rats and mice). Mem Inst Oswaldo Cruz.; 99:399406. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02762004000400010>.
- Arango J.; Cittadino E.; Agostini A.; Dorta De Mazzone G.; Alvarez C.; Colusi M.; Koval A.; Cabrera Britos A.; Kravetz F. 2001** Prevalencia de leptospiras en Rattus rattus y Rattus norvegicus en el Gran Buenos Aires, Argentina. Argentina. 1pdf (en línea) Disponible en: <http://www.scielo.org.ar/pdf/ecoaus/v11n1/v11n1a05.pdf?fbclid=IwAR2n9IY0R8Q6IHO7v0ND05wg3C3nXtzQqaldhLdeQmyxeYB5roz-6-o0hRA>

**Armiñana Garcia R. 2017** La Rata Negra (*Rattus rattus*) Cuba 1pdf (en línea) Disponible en:  
<http://repositorio.geotech.cu/jspui/bitstream/1234/1908/11/Especies%20Invasoras%20en%20Cuba%20-%20salud%20humana%20-%20123-128.pdf>

**Ayala Lopez R; Zelaya Argueta D.U. 2008.** determinación de la presencia e identificación de serovares de leptospira presentes en ratas y ratones de tres mercados (mercado de mayoreo, la tiendona, mercado central y mercado tinetti) del municipio de San Salvador. El Salvador. p-42.

**Ayulo V. M.; Dammert O. 1947** Survey del parasitismo intestinal de las ratas grises (*Mus norvegicus*) en la ciudad de Lima, Perú, 1pdf (en línea) Disponible en;  
[http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1726-46341947000100002](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1726-46341947000100002)

**Berenji. F.; Fata A.; Hosseininejad Z. 2007** A case of *Moniliformis moniliformis* (acantocephala) infection in Iran (en línea) consultado 9-nov-2017. Disponible en:  
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/17570979>

**Butterworth E.W.; Burton M.B. 1980.** The taxonomy of *Capillaria* spp. (Nematoda: Trichuroidea) in carnivorous mammals from Ontario, Canada. Canada. (En línea). 1pdf. Disponible en:  
<https://link.springer.com/article/10.1007/BF00009847>

**Cabeza M. I.; Cabezas M. T.; Cobo F.; Salas J.; Vásquez J. 2015,** *Hymenolepis nana*: factores asociados a este parasitismo en un área de salud del Sur de España. Chile 1pdf (en línea) Disponible en: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/rci/v32n5/art19.pdf>

**Cardiff R.D.; Miller C.H.; Munn R.J. 2014.** Manual Hematoxylin and Eosin Staining of Mouse Tissue Sections. 1pdf.

**Catarina 2004** Capitulo 9. *Hymenolepis*. consultado 5 feb 19 (en línea) 1pdf Disponible en:  
[http://catarina.udlap.mx/u\\_dl\\_a/tales/documentos/lqf/hinojosa\\_s\\_le/capitulo9.pdf](http://catarina.udlap.mx/u_dl_a/tales/documentos/lqf/hinojosa_s_le/capitulo9.pdf)

**CATIE (Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, CR) 1978.** Mapa Ecológico de El Salvador. Sistema de Zonas de Vida del Dr. L.R. Holdrige. San Salvador, SV. Esc. 1:300,000. Color.

**Centers for Disease Control and Prevention (C.D.C.) 2012.** Biology - Life Cycle of *Capillaria hepatica*. E.E.U.U. (en línea). 1html. Disponible en:  
[https://www.cdc.gov/parasites/capillaria/biology\\_c\\_hepatica.html](https://www.cdc.gov/parasites/capillaria/biology_c_hepatica.html)

**Ceruti, R.; Sonzogni, O.; Vezzoli, F.; Cammarata, S.; Guisti, A.M., 2001** , Capillaria hepatica Infection in Wild Brown Rats (*Rattus norvegicus*) from the Urban Area of Milan, Italy. Italia. en línea. Consultado 29-jun-2017

**Chuquillanqui Trujillo G.D. 2015** Helmintos hepáticos de potencial zoonótico (*Cysticercus fasciolaris* y *Capillaria hepatica*) y sus aspectos patológicos en roedores (*Rattus* spp.) de tres ecosistemas Perú 1pdf. Disponible en: [file:///C:/Users/Tuvia/Downloads/Chuquillanqui\\_tg.pdf](file:///C:/Users/Tuvia/Downloads/Chuquillanqui_tg.pdf)

**Clifford, D.H.; Fox, J.G.; Cohen, B; 1978.** Preanesthesia, Anesthesia, Analgesia and Elúhanasia. E.E.U.U. (en línea) 1pdf. Disponible en: <http://www.oc.lm.ehu.es/Fundamentos/Doctorado/cursos/CirExp/019.pdf>

**Cruz Rodriguez. 2009.** Cuba. Microbiología y parasitología médica. Sección VI parásitos. Capítulo 118 *Hymenolepis diminuta*, *Hymenolepis nana*. P 118-124. de macrófagos del hipocampo y microglia con formación y / o infección.

**Duque R.A.; Aranzazu D.; Flórez P.A; Londoño A.F.; Quiroz V.H.; Rodas J.D. 2012.** *Rattus norvegicus* como indicador de la circulación de *Capillaria hepatica* y *Taenia taeniaeformis* en la Plaza Minorista de Medellín, Colombia. Biomédica. Volumen 32.

**Fernandez MI, Peres LC, Galvão LC, Goldani HA, Jorge SM 1999, et al.** Hepatic capillariasis in children: Report of 3 cases in Brazil. *Am J Trop Med Hyg* ;61:642-7.

**Fischer A. H,; Jacobson, K.A.; Rose J.; Zeller R. (B)2014.** Paraffin Embedding Tissue Samples for Sectioning.

**Fischer B. H,; Jacobson, K.A.; Rose J.; Zeller R. (B)2014.** Paraffin Embedding Tissue Samples for Sectioning. Vol 2.

**Fitte, B.; Roble, M.R.; Dellarupe, A.; Unzaga, J.M.; Navone, G.T. 2017** *Hymenolepis diminuta* and *Rodentolepis nana* (Hymenolepididae: Cyclophyllidea) im urban rodents of gran la plata: association with socio-enviromental conditions. Argentina consultado 5 feb. 19 (en línea) 1html. Disponible en: [https://www.researchgate.net/publication/320334709\\_Hymenolepis\\_diminuta\\_and\\_Rodentolepis\\_nana\\_Hymenolepididae\\_Cyclophyllidea\\_in\\_urban\\_rodents\\_of\\_Gran\\_La\\_Plata\\_association\\_with\\_socio-environmental\\_conditions](https://www.researchgate.net/publication/320334709_Hymenolepis_diminuta_and_Rodentolepis_nana_Hymenolepididae_Cyclophyllidea_in_urban_rodents_of_Gran_La_Plata_association_with_socio-environmental_conditions)

**Esquite Montoya J.N.R .2016.**Guatemala-Determinación de la presencia de helmintos gastrointestinales en especies carnívoras de la familia felidae y canidae del parque zoológico nacional la aurora, Guatemala Disponible en línea en <http://www.repositorio.usac.edu.gt/5744/1/TESIS.%20Josselyn%20Esquite.pdf>

**Fuehrer H.P; Igel P; Auer H. 2011.** *Capillaria hepatica* in man—an overview of hepatic capillariosis and spurious infections. (en línea) 1 PDF disponible en <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-011-2494-1>

**Gamboa M.I.; Zonta L.; Navone G.T. 2010** Parásitos intestinales y pobreza: la vulnerabilidad de los más carenciados en la Argentina de un mundo globalizado. 1pdf (en línea) Disponible en: <http://132.248.9.34/hevila/Journaloftheselvaandinaresearchsociety/2010/vol1/no1/3.pdf>

**Govil H; Desai M. 1999.** *Capillaria hepatica* parasitism. The Indian Journal of Pediatrics. Volume 63. pp 698–700

**Guerrero, F.M.; Serrano Martínez, E.; Tantaleán, V.M.; Quispe H.M.; Casas, V.G. 2012** Identificación de parásitos gastrointestinales en primates no humanos del zoológico parque natural de Pucallpa, Perú. Consultado 5 feb 19 (en línea) 1pdf disponible en: [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1609-91172012000400010](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172012000400010)

**Gutiérrez R.Cervantes ET. 2002.** Algunos aspectos etológicos de la comunicación química en ratas y ratones de laboratorio. Disponible en línea: <http://www.revistabiomedica.mx/index.php/revbiomed/article/view/317>

**Hasanpour H. (2017)** Iran. *Cysticercus fasciolaris* (*Taenia taeniaeformis* Larval Stage) in Urban Rats with Illustration of Histopathological Changes in the Liver. Disponible en: <https://jommid.pasteur.ac.ir/article-1-151-en.html>

**Hernandez M. 2011** Guia Anestesia Analgesia en Ratas (en linea) 1pdf consultado 8-Nov2017. Disponible en: <http://sea.umh.es/files/2011/12/2222-pnt-guia-anestesia-y-analgesiaen-ratas.pdf>  
Histopathological Reaction in the Livers, Malasya, en línea, Consultado 29- Jun- 2017

**Hudson PJ, Dobson AP (2000)** Macroparasites: Observed patterns. In: Grenfell BT, Dobson AP (eds) Ecology of infectious diseases in natural populations. Cambridge University Press, Cambridge, pp 144–176 *Hymenolepis diminuta* and *Rodentolepis nana* Infecciones

**Instituto Nacional de tecnología Agropecuaria (INTA) 1999.** ARGENTINA. Disponible en: <https://www.argentina.gob.ar/inta>

**Junqueira LC, Carneiro J. 2013.** Histología básica (texto y atlas panamericana 1pdf. Disponible en: <https://www.medicapanamericana.com/Libros/Libro/5479/Histologia-Basica.html>

**L.A Peña Oyarce.2009.** análisis de la presencia de parasitosis zoonóticas en roedores que cohabitan con la población humana en diferentes sectores de las comunas de valdivia y san José de la mariquina. (en línea) disponible en: <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2009/fvp419a/doc/fvp419a.pdf>

**Leica 2008.** microtoma y preparación de la sección en parafina. en línea. consultado 23-jun2017. 1 pdf.

**Llop Hernandez A. 2001.** Microbiología y Parasitología Médicas. Tomo III. (en línea). La Habana. Ciencias medicas. 1pdf. disponible en <https://libreriadespartar.files.wordpress.com/2014/07/microbiologc3ada-y-parasitologc3ada-mc3a9dicas-tomo-iii1.pdf>

**M.A Torres Castri. 2017.** Estudio sobre roedores sinántropicos como reservorios de patógenos zoonóticos en Yucatán (en línea) disponible en: <http://revistabiomedica.mx/index.php/revbiomed/article/view/566>

**M.O Amin. 2016** Morphological and molecular descriptions of *Moniliformis saudi* sp. n. (Acanthocephala: Moniliformidae) from the desert hedgehog, *Paraechinus aethiopicus* (Ehrenberg) in Saudi Arabia, with a key to species and notes on histopathology. Disponible en: <https://folia.paru.cas.cz/pdfs/fo/2016/01/14.pdf>

- Magalhães Gotardo B.; Guimarães Andrade R.; Andrade Z.A.; 2000** Hepatic pathology in *Capillaria hepatica* infected mice Brasil 1pdf (en línea) disponible en: [http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0037-86822000000400002&script=sci\\_arttext&tlng=es](http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0037-86822000000400002&script=sci_arttext&tlng=es)
- MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería, SV). 1962.** Levantamiento General de Suelos. Cuadrante 2356 II Río Jiboa. Primera Edición. San Salvador, SV. Esc. 1:50,000. Color. 80.
- M. Fugassa, Karl J. Reinhard, Keith L. Johnson, Scott L. Gardner, Mônica Vieira, and Aduino Araújo (2011)** Northwest Arizona Parasitism of Prehistoric Humans and Companion Animals from Antelope Cave, Mojave County,. *Journal of Parasitology*;. Disponible en línea en: <https://www.journalofparasitology.org/doi/abs/10.1645/GE-2459.1>
- Martínez Argueta, A. A.; Zelada Guevara, C. A.; Herrera Martínez, M. E., 2005.** Creación de un modelo de Sistemas de Información Geográficos (SIG) para una finca, caso Campo Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas. Tesis Ing. Agr. San Salvador, SV, UES. 98 p.
- Martínez M.L. Domínguez M. G; Morici G. E; Cavia R; Montes D. P.; Lovera R.; Schapiro J H.; Caracostantogolo J. L. 2013.** Identificación morfológica y molecular de *Cysticercus fasciolaris* aislado de un roedor (*Rattus norvegicus*) de la provincia de Buenos Aires (Argentina). Argentina. consultado 20-jun.2017 (en línea) 1pdf. disponible en: [http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0325-75412013000300003](http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0325-75412013000300003)
- Martínez, F., Binda, J., y Maza, Y. (2005).** Determinación de platelmintos por coprología en carnívoros silvestres. Universidad Nacional Del Nordeste, 29 33, 13–15. Recuperado de <http://www.unne.edu.ar/unnvieja/Web/cyt/com 2005/4-Veterinaria/V-033.pdf>
- Martínez, F., Binda, J., y Maza, Y. (2005).** Determinación de platelmintos por coprología en carnívoros silvestres. Universidad Nacional Del Nordeste, 29 33, 13–15. Recuperado de <http://www.unne.edu.ar/unnvieja/Web/cyt/com 2005/4-Veterinaria/V-033.pdf>
- Matoba Y. Makoto A. Yagi K. Japón. 2003** detection of *capillaria hepatica* from a feral racoon. En línea consultado 8-4-29 <https://mail-attachment.googleusercontent.com/attachment/u/1/?ui=2&ik=e7d74d5a9d&attid=0.4&permm sgid=msg>
- Megia M.; Molist P.; Pombal M.A. 2016.** atlas de histología vegetal y animal (técnicas histológicas). en línea. consultado 23-jun-2017. 1pdf. moniliformis (*Acanthosephala*) infection in iran. Iran. (en línea).

**Messina AF. Whehle RT. 2011.** Moniliformis moniliformis infection in two Florida toddlers disponible en línea: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/21750451>

**Moreira Vera. L.C. 1984.** *Calodium hepaticum* synanthropic rodents (en línea). 1pdf. disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/23856730>

**Montesdeoca G.C, Vanegas. 2014.** IZ INFECCIÓN DE HYMENOLEPIS NANA, ESTUDIO DE UN CASO EN NIÑA ESCOLAR disponible en: <http://dspace.ucacue.edu.ec/bitstream/reducacue/5547/3/INFECCION%20DE%20HYMENOLEPIS.pdf>

**Mowat, V.; Turton, J.; Stewart, J.; Chiu Lui, K.; Pilling, A.M. 2009** Histopathological Features of Capillaria hepatica Infection in Laboratory Rabbits U.K en línea 1pdf. consultado 5 ene 2019 disponible en: [https://www.researchgate.net/publication/26651059\\_Histopathological\\_Features\\_of\\_Capillaria\\_hepatica\\_Infection\\_in\\_Laboratory\\_Rabbits](https://www.researchgate.net/publication/26651059_Histopathological_Features_of_Capillaria_hepatica_Infection_in_Laboratory_Rabbits)

**N. Pakdel . 2013.** A survey on helminthic infection in mice (*Mus musculus*) and rats (*Rattus norvegicus* and *Rattus rattus*) in Kermanshah, Iran. (en línea) disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4313010/>

**Núñez EU. Pitfell. WA. Chile. 1992.** Indicadores poblacionales en caninos y felinos y existencias de otras especies domésticas en la comuna de El Bosque, Región Metropolitana, Chile Disponible en línea: <https://boletincorteidh.uchile.cl/index.php/ACV/article/view/4796>

**Ochoa Carlos (2015)** Técnicas de muestreo: Muestreo no probabilístico: muestreo por conveniencia. Espana (en línea) Disponible en [www.netquest.com /muestreo-porconveniencia](http://www.netquest.com/muestreo-porconveniencia)

**Orihuela Chavez O.E. ; Figueroa J.R.; Wuakida K.G. Limon Rojas A.E.; 2006.** Capilariasis hepatica en niños: Reporte del cuarto caso en Mexico (en linnea). 1pdf. disponible en <http://www.mdiagrafic.com/pdsf/micro/ei-2006/ei063f.pdf>  
<http://www.repositorio.usac.edu.gt/5744/1/TESIS.%20Josselyn%20Esquite.pdf>

**Peters W, Pasvol G (2002)** Tropical medicine and parasitology, 5th edn. Mosby, London, pág 202–207

**Queiroga Gonçalves, A. 2014.** Epidemiología y diagnóstico de *Calodium hepaticum* y parásitos intestinales en áreas remotas amazónicas. España Barcelona. (En línea). 1pdf. Disponible en: <http://www.tesisenred.net/handle/10803/134691>

**Ramos U. 2006.** servicio en línea ciudadano, conoce tu municipio. San salvador (en línea) 1html. disponible en: <http://www.fisdg.gob.sv/servicios/en-linea/ciudadano/conoce-tumunicipio/san-salvador/662-620>

**Ramírez EA Villalobos. 2005** diagnóstico de parásitos internos en animales silvestres de la colección del centro de educación ambiental y vida silvestre-(ceavs) petencito. (en línea) disponible en: [http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/26/26\\_0033.pdf](http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/26/26_0033.pdf)

**Renzo De Sotomayor; Serrano Martínez E.; Tantaleán M.; Quispe M.; Casas G. 2015.** Identificación de Parásitos Gastrointestinales en Ratas de Lima Metropolitana. Perú. (en línea). 1pdf. Disponible en: [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S160991172015000200013&script=sci\\_abstract&tlng=en](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S160991172015000200013&script=sci_abstract&tlng=en)

**Farinato R (2003)** Estados Unidos Love Does Not Conquer All When It Comes to Big Cats as Pets Disponible en línea en [https://web.archive.org/web/20070930181354/http://www.hsus.org/wildlife/wildlife\\_news/farinato\\_love\\_does\\_not\\_conquer\\_all\\_when\\_it\\_comes\\_to\\_big\\_cats\\_as\\_pets.html](https://web.archive.org/web/20070930181354/http://www.hsus.org/wildlife/wildlife_news/farinato_love_does_not_conquer_all_when_it_comes_to_big_cats_as_pets.html)

**Sans Fuentes. 2004.** *Mus musculus* Linnaeus, 1758. España. (en línea). 1pdf. Disponible en: [http://www.mapama.gob.es/es/biodiversidad/temas/inventarios-nacionales/ieet\\_mami\\_mus\\_musculus\\_tcm7-22061.pdf](http://www.mapama.gob.es/es/biodiversidad/temas/inventarios-nacionales/ieet_mami_mus_musculus_tcm7-22061.pdf)

**Santa Sepúlveda M. A.; Pardo M. E. 2013** hallazgo de cestodos de la familia hymenolepididae en el ratón algodónero del sur (*Sigmodon hirsutus*) en huila, colombia, consultado 5 feb 19 (en línea) 1pdf. disponible en: <https://revistas.unal.edu.co/index.php/remezvez/article/view/43879/45591>

**Secretaria de la Cultura. 2019.** El Salvador. Disponible en línea: <http://www.cultura.gob.sv/>

**Spratt D.M.; Singleton G.R. 2000.** HEPATIC CAPILLARIASIS. (en línea) 1pdf. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5723056/>

**Torres Castro M.A.; Medina Espinosa D.N.; Panti May J.A.; Hernández Betancourt S.F.; Noh Pech H.R.; Yeh Gorocica A.B.; 2016** First molecular evidence of *Toxoplasma gondii* in synanthropic rodents (*Mus musculus* and *Rattus rattus*) captured in Yucatan, Mexico. *Revue Méd Vét.* Oct; 167(9-10): 250-255.

**Uribarren Berrueta T. 2008** HIMENOLEPIOSIS o HYMENOLEPIASIS, Mexico (en línea) 1html. Disponible en: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/hymenolepiosis.html>

**U.S food an drug (FDA) 2018** Estados Unidos. Food defense Disponible en línea: <https://www.fda.gov/>

**Vibes N.; Zeledon R. 1957** Observaciones parasitológicas en ratas de San José, Costa Rica 1pdf (en línea) disponible en: <https://revistas.ucr.ac.cr/index.php/rbt/article/download/28937/28987/>

## 8. ANEXOS

Anexo 1. Método de catalogación de ratas. (Ayala y Zelaya, 2008)

CARACTERISTICAS	RATA NORUEGA (Rattus norvegicus)	RATA NEGRA (Rattus rattus)	RATON DOMESTICO (Mus musculus)
Peso del adulto	200 – 500 g	150 – 250 g	12 – 30 g
Largo del adulto (cabeza + cuerpo)	18 - 25 cm	16 – 20 cm	6 – 9 cm
Largo de la cola en el adulto	15 – 21 cm	19 – 25 cm	7 – 10 cm
Forma de la nariz	roma	puntiaguda	Puntiaguda
Orejas	Pequeñas, cubiertas con pelos cortos, dobladas no llegan a los ojos.	Grandes, casi desnudas, dobladas cubren los ojos.	Grandes, con pocos pelos largos y finos.
Cola	Oscura arriba, clara abajo	Uniformemente oscura	Uniformemente oscura
Pelaje	Pardo, esparcido con pelos lisos negros; vientre gris a blanco amarillento, encrepado.	Pardo negrusco a gris o negro; vientre blanco, gris o negro, liso.	Pardo claro, gris claro, liso.
Heces	En forma de capsula, 2 cm de largo	En forma de huso, 1 cm de largo	En forma de barrita, 3 – 6 mm de largo
vista	Débil, no distingue colores	Débil, distingue colores	Débil, no distingue colores

Anexo 2. Marcha para el procesamiento de la muestra (Leica, 2008)

1. Preparar el tejido para la introducción de uno de los siguientes métodos, dependiendo del tamaño del tejido  
Para fragmentos de tejido grande:
  - i. Cortar el tejido en fragmentos de 2 mm de grosor y hasta 2cm de largo y ancho y colocarlo en el cassette de tejido
2. Fijar el tejido a través de inmersión en por lo menos 10 volúmenes de fijador (comúnmente 10% formalina neutral amortiguada), el tiempo de fijación es comúnmente de 2-24 horas, para piezas pequeñas de tejido de 1mm o menos en grosor, todos los tiempos de incubación pueden ser reducidos a la mitad, la fijación debería ser estandarizada según el proceso porque al incrementar el periodo de fijación se puede alterar la inmunoreactividad.

3. Deshidratar el tejido por pasos, revolviendo o agitando en al menos diez volúmenes de alguna de las siguientes series de concentración de alcohol a temperatura ambiente, mezclar el alcohol con agua para obtener la concentración deseada.

Concentración	Tiempo
70%	1h
95%	1h
95%	1h
100%	1h

Si no se remueve toda el agua del tejido los pasos subsecuentes del proceso no serán exitosos.

4. “desengrasar” el tejido en dos cambios de al menos diez volúmenes de xileno a temperatura ambiente por una hora cada uno, agitándolo al mismo tiempo. Este paso es esencial para remover todo el alcohol del paso previo y para remover la grasa que podría suavizar la parafina haciéndola más difícil de cortar.
5. Infiltrar el tejido con parafina de la siguiente manera:
- i. Derretir la parafina en un recipiente a prueba de calor a 58°-60°C
  - ii. Agitar el cassette de tejido deshidratado y desengrasado en diez volúmenes de parafina derretida. Cambiar la parafina tres veces cada hora, monitorear la temperatura para asegurarse que se mantenga en 58°-60°C
6. Incrustar el tejido en la parafina de la siguiente manera
- i. Remover el tejido del cassette, colocar una pequeña cantidad de parafina derretida al fondo de una caja de cerillos o un molde de tejido y empujar el tejido hasta que este plano en el fondo de la caja
  - ii. Invertir el cassette de tejido original sobre la caja de cerillos o moldes y verter parafina para cubrir la base del cassette, asegurarse de que la base del cassette

este paralela con el tejido ya que la base del cassette de tejido será finalmente retenida por el micrótopo.

- iii. Luego de que la parafina haya endurecido, remover el molde. Los bloques de tejido de parafina pueden guardarse a temperatura ambiente con poca degradación por inmunoreactividad o ácidos nucleicos por periodos de tiempo alargados.
7. Preparar una bañera de agua limpia a 42°-48°C, esta debe de ser de al menos seis pulgadas de diámetro.
8. Colocar el bloque de tejido sobre hielo o enfriarlo hasta llegar a 0°-4°C. esto hará que la parafina endurezca y sea más fácil de cortar.
9. Asegurar la manija del micrótopo y mover a un lado el cuchillo del micrótopo antes de colocar los bloques de parafina.
10. Montar el cassette de tejido que contiene la muestra de tejido incrustado en el micrótopo. Si es necesario cortar las orillas del bloque de parafina para asegurarse de que la orilla del cuchillo está paralela con los bordes superiores e inferiores del bloque del tejido.
11. Acercar el cuchillo del micrótopo usando los ajustes hasta aproximadamente 1mm del bloque, ajustar finamente el cuchillo y la posición del bloque hasta que la cara del bloque esté paralela al cuchillo para poder cortarlo, ajustar el ángulo del micrótopo a 3°-8°C de la cara del tejido.
12. Ajustar el grosor de la sección el límite mínimo para la mayoría de los tejidos incrustados en parafina es de aproximadamente 5 micras de grosor.
13. Recortar el bloque de frente para formar una superficie lisa y luego preparar una cinta de sección de tejido del grosor deseado.
14. Cuidadosamente recoger la cinta con la mano y ponerlo a flotar en baño de agua, si es necesario usar palillos de madera para manipular las secciones flotantes y estirar la cinta para eliminar las arrugas.
15. Sumergir un portaobjetos limpio bajo el menisco del baño de agua. Colocar uno o más perfiles del tejido hacia el extremo de la etiqueta del portaobjetos. Sacar lentamente el portaobjetos del agua a un ángulo de 45° para recoger la sección con el portaobjetos.
16. Dejar que la sección se seque a temperatura ambiente (secar al aire libre durante la noche para que la sección se pegue más al portaobjetos, sin embargo, la inmunoreactividad puede disminuir si no se usa en una o dos semanas).
17. Colocar el portaobjetos sobre su borde y hornear por 15 minutos a 60°C para derretir la parafina.

18. Antes de reaccionar con reactivos acuosos se debe desparafinar y rehidratar las secciones sumergiéndolas sucesivamente por aproximadamente 5 minutos con agitación en xileno, etanol al 100% y al 70% seguido de un minuto en un búfer apropiado.
19. Colocar los portaobjetos de vidrio que sujetan las secciones de parafina en los estantes de manchado. Limpiar la parafina de las muestras en tres cambios de xileno durante 2 min por cambio.
20. Hidratar las muestras de la siguiente manera:
  - i. Transferir los portaobjetos en tres cambios de etanol al 100% durante 2 min por cambio.
  - ii. Transferir a etanol al 95% durante 2 min.
  - iii. Transferir a etanol al 70% durante 2 min.
  - iv. Enjuagar los portaobjetos en agua corriente del grifo a temperatura ambiente durante al menos 2 min.
21. Manchar las muestras en solución de hematoxilina durante 3 min.
22. Colocar los portaobjetos bajo agua corriente del grifo a temperatura ambiente durante al menos 5 min.
23. Manchar las muestras en solución de eosina Y durante 2 min.
24. Deshidratar las muestras de la siguiente manera:
  - i. Sumergir los portaobjetos en etanol al 95% aproximadamente 20 veces.
  - ii. Transferir a etanol al 95% durante 2 min.
25. Limpiar las muestras en tres cambios de xileno durante 2 min por cambio.
26. Colocar una gota de Permount sobre el tejido en cada portaobjetos y agregar un cubreobjetos. Ver las diapositivas con un microscopio. Transferir en dos cambios de etanol al 100% durante 2 min por cambio
27. Observar al microscopio en objetivo 40x.

### Anexo 3. Uso del micrótomo. (Leica, 2008)

1. Fijar la muestra del hígado que presente lesiones blanquecinas o amarillentas (previamente conservadas en formalina y desengrasada) en un bloque de parafina.
2. Realizar la inclusión de la muestra en el molde de inclusión, cualquier exceso de parafina en la parte exterior del molde de inclusión debería ser eliminado antes de sujetarlo, para asegurarse de que el bloque está sujeto con firmeza durante el seccionamiento.
3. Colocar el micrótomo en un lugar estable, lejos de ráfagas de aire, puertas y puntos de paso. Cualquier movimiento del aire debido a los equipos de aire acondicionado u otras causas puede hacer que el tratamiento de la sección sea muy difícil.
4. Utilizar las características de seguridad de forma apropiada; debe estar familiarizado con las características de seguridad del micrótomo que está utilizando y observar algunas normas básicas durante el corte.
5. La protección debe estar colocada y el bloqueo del volante activado cuando un bloque está siendo colocado o eliminado de la pinza portabloques, o cuando se está realizando cualquier manipulación del bloque mientras la cuchilla está colocada; el freno del volante bloqueará el micrótomo en cualquier posición del mango; se utiliza al realinear la cara del bloque o al ajustar el avance de desgaste, La cuchilla debería ser extraídas del micrótomo cuando se limpia el equipo o se deja sin supervisión. La mejor manera de hacerlo es quitar la sujeción y utilizar el expulsor de la cuchilla situado en la parte izquierda de la protección para comenzar a extraerla lateralmente.
6. Ajustar el ángulo de inclinación de la cuchilla de forma óptima (siga las instrucciones del fabricante del micrótomo para el ajuste del ángulo recomendado)
7. Orientar la muestra de manera adecuada. Para usarlo de manera rutinaria, al cortar varios bloques, es importante que este portamuestras esté ajustado a la posición cero en ambos ejes, antes de empezar a cortar. Esto se consigue fácilmente utilizando los indicadores (rojos), puntos de las muescas (paradas de clic) y las marcas de indicadores.
8. Configure el micrótomo con el ajuste deseado pero observe que hay varios factores que determinan el grosor de la sección real.
9. Seque los portaobjetivos.

Realice una limpieza y un mantenimiento profundo del micrótomo (Leica, 2008).

**Anexo 4.**

**CASOS DE ESPURIAS EN HUMANOS POR *CAPILLARIA HEPATICA*.**

<b>Autor /año</b>	<b>Casos reportados n=78</b>	<b>País</b>
Brousin et al (1948)	1	Panamá
Camargo et al (2010)	6	Brasil
Coimbra and Mello (1981)	2	Brasil
Desconocido	7	Taiwán
Engler y Sanchez (1950)	1	Panamá
Fan et al (2000)	1	Taiwán
Faust (1931)	9	Panamá
Machado et al (2008)	1	Brasil
McQuown (1954)	1	EE.UU.
Palhano-Silva et al (2009)	28	Brasil
Sandrgound (1933)	1	Zimbabue
Skrjabin et al 1929	3	(Región Amar, este de Siberia)
Vogel (1932)	1	Guinea
Wright (1938)	16	Panamá

(Fuehrer *et al* 2011)