

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Hymenolepis*
nana E *Hymenolepis diminuta* EN ROEDORES
SINANTRÓPICOS, EN LA COMUNIDAD LOS LIRIOS,
MASAGUA, ESCUINTLA, GUATEMALA.**

WENDY CELESTINA HERNÁNDEZ MAZARIEGOS

Médica Veterinaria

GUATEMALA, AGOSTO DE 2016

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Hymenolepis nana* E
Hymenolepis diminuta EN ROEDORES SINANTRÓPICOS, EN LA
COMUNIDAD LOS LIRIOS, MASAGUA, ESCUINTLA, GUATEMALA.**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

WENDY CELESTINA HERNÁNDEZ MAZARIEGOS

Al conferírsele el título profesional de

Médica Veterinaria

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, AGOSTO DE 2016

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA

DECANO:	M.Sc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
SECRETARIA:	M.V. Blanca Josefina Zelaya de Romillo
VOCAL I:	M.Sc. Juan José Prem González
VOCAL II:	Lic. Zoot. Edgar Amílcar García Pimentel
VOCAL III:	M.V. Carlos Alberto Sánchez Flamenco
VOCAL IV:	Br. Marylin Elisa Reyes Valenzuela
VOCAL V:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez

ASESORES

M.Sc. JORGE DAVID MORÁN VILLATORO
M.A. MANUEL EDUARDO RODRIGUEZ ZEA

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado.

DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Hymenolepis nana* E *Hymenolepis diminuta* EN ROEDORES SINANTRÓPICOS, EN LA COMUNIDAD LOS LIRIOS, MASAGUA, ESCUINTLA, GUATEMALA.

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

MÉDICA VETERINARIA

ACTO QUE DEDICO A:

- A DIOS:** Por su amor, su guía y cuidado en cada proceso. Por permitirme llegar hasta este momento. Y por hacer todo hermoso en su tiempo.
- A MIS PADRES:** Angelica Mazariegos y Vicente Hernández. Los amores de mi vida. Gracias por ser mis guías, por su cuidado especial, y por cultivar los principios y valores que me acompañan siempre.
- A MI NIÑO:** José Raúl Hernández por cambiar mi vida de una manera única y especial. Y por enseñarme de la vida cada día.
- A MIS HERMANAS:** Beatriz Hernández y Nataly Hernández, por su cuidado, sus consejos, su tiempo y apoyo incondicional en cada etapa.
- A MI HERMANO:** Edson Hernández, por su ayuda, sus consejos, su cuidado, dedicación, y por ser mí gran ejemplo de vida personal y profesional.
- A MI FAMILIA:** Por su ayuda y apoyo incondicional en cada momento.
- A MIS AMIGOS:** Dione, Karla, Jesica, José, Liliana, Luisa, Melanie y Yesenia, por esos momentos únicos y especiales durante la carrera, y por su amistad.
- A MIS MENTORES:** Danilo Álvarez y David Morán por su tiempo, asesoría, profesionalismo y su amistad. Y por cultivar en mí el espíritu de investigación.

AGRADECIMIENTOS

- A LA ESCUELA:** De Medicina Veterinaria y Zootecnia por dejarme pertenecer a su prestigioso grupo de estudiantes y por haberme formado como profesional.
- A MI EQUIPO:** Del Centro de Estudios en Salud de la Universidad del Valle de Guatemala: Adan, Ana, Danilo, David, Jorgito y Ramón, gracias por apoyarme en el proceso de EPS y tesis. Por su tiempo, conocimiento, ayuda, cuidado, y por su especial amistad.
A la Licda. Beatriz, por contribuir a mi proyecto de investigación.
A Emma Svenson por su ayuda durante la fase de campo y su amistad.
A Nandy por su linda amistad y por haber sido el vínculo para conocer a personas tan únicas.
- A DANILO ÁLVAREZ:** Por la oportunidad y por haber confiado en mí para trabajar un proyecto con tan distinguida institución.
- A EVELYN GUTIÉRREZ:** Por su guía durante la carrera y su amistad a pesar de la distancia. Y ser de gran ejemplo.
- A LOS PROFESIONALES** Juan José Chávez, Karin Morales y Marco Vélez, por compartir sus conocimientos y ser parte de mi formación profesional.
- A MIS ASESORES:** Dr. Morán y Dr. Rodríguez por su tiempo y asesoría durante la realización de mi investigación.
- A MIS CANINOS:** En especial a mi Negrita por haber sido el pilar canino del inicio de una historia sin fin, y a sus sucesores: Chester, Joaquín y Sparky.

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	HIPOTESIS	3
III.	OBJETIVOS	4
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1	Himenolepiasis.....	5
4.1.1	Transmisión.....	5
4.1.2	Signos clínico.....	6
4.1.3	Agente Etiológico.....	7
4.1.4	Diagnóstico.....	8
4.1.5	Tratamiento.....	8
4.1.6	Control y prevención.....	9
4.2	<i>Hymenolepis nana</i>	9
4.2.1	Taxonomía.....	9
4.2.2	Ciclo de vida.....	10
4.3	<i>Hymenolepis diminuta</i>	11
4.3.1	Taxonomía.....	11
4.3.2	Ciclo de vida.....	11
4.4	Generalidades de los Roedores Sinantrópicos.....	12
4.4.1	<i>Rattus norvegicus</i> - Rata común.....	12
4.4.2	<i>Rattus rattus</i> - Rata negra o de los tejados.....	13
4.4.3	<i>Mus musculus</i> - Ratón doméstico o común.....	13
4.5	Captura de Roedores.....	14
4.6	Anatomía del Aparato Digestivo de los Roedores.....	15

4.7 Himenolepiasis en Guatemala.....	16
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	17
5.1 Recursos Humanos.....	17
5.2 Materiales de campo.....	17
5.3 Material de laboratorio.....	18
5.4 Material de Escritorio.....	19
5.5 Área de estudio.....	19
5.6 Tamaño de la muestra.....	19
5.7 Fase de campo.....	20
5.8 Métodos de laboratorio.....	21
5.8.1 Diagnóstico Microscópico.....	22
5.8.2 Diagnóstico Macroscópico.....	23
5.9 Registro de datos.....	23
5.10 Métodos Estadísticos.....	23
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	24
VII. CONCLUSIONES.....	29
VIII. RECOMENDACIONES.....	30
IX. RESUMEN.....	31
SUMMARY.....	32
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	33
XI. ANEXOS.....	39

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro No. 1

Clasificación taxonómica de *H. nana*.....10

Cuadro No. 2

Clasificación Taxonómica de *H. diminuta*.....11

Cuadro No. 3

Características Morfológicas de los roedores Sinantrópicos.....14

Cuadro No. 4

Distribución por sexo y edad de los Roedores Sinantrópicos capturados en la Comunidad Los Lirios, Masagua, Escuintla.....24

Cuadro No. 5

Parásito adulto y huevos de *Hymenolepis diminuta* en Roedores Sinantrópicos de la Comunidad los Lirios, Masagua, Escuintla.....24

Cuadro No. 6

Huevos de parásitos en roedores capturados en la Comunidad los Lirios, Masagua, Escuintla.....27

Cuadro No. 7

Parásitos adultos en los roedores capturados en la comunidad los Lirios, Masagua, Escuintla.....27

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura No. 1

Hoja de registro de muestras.....40

Figura No. 2

Hoja registro de resultados Microscópicos de Laboratorio.....41

Figuro No. 3

Hoja registro de resultados Macroscópicos de Laboratorio.....42

Figura No. 4

Ciclo de vida de *Hymenolepis nana*.....43

Figura No. 5

Ciclo de Vida de *Hymenolepis diminuta*.....44

Figura No. 6

División del aparato digestivo en rata (*Rattus norvegicus*).....45

Figura No. 7

Hymenolepis diminuta, observación 40X.....46

Figura No. 8

H. diminuta, observación en su forma macroscópica.....46

Figura No. 9

Moniliformis moniliformis, observación 10X.....47

Figura No. 10

M. moniliformis, observación en su forma macroscópica.....47

Figura No. 11

Strongyloides sp., observación 40x y en su forma macroscópica.....48

Figura No. 12

Syphacia sp., observación 40x y su forma macroscópica.....48

Figura No. 13

Heterakis spumosa, observación 10x. y su forma macroscópica.....49

Figura No. 14

Nippostrongylus sp. observación 10x y 40x.....49

Figura No. 15

Protozoos, Coccidea & *Eimeria sp.* Observaciones 40X..... 50

I. INTRODUCCIÓN

Los roedores son el orden de mamíferos más grande del mundo con alrededor de 2,300 especies descritas, y representan el 40% de todos los mamíferos (Reid, 2009).

Los roedores se caracterizan por su adaptabilidad y la flexibilidad de comportamiento individual que poseen. Esto es más marcado en los roedores sinantrópicos, (i.e. *Rattus rattus*, *Rattus norvegicus* y *Mus musculus*), los cuales se han dispersado a través de todo el mundo. (Priotto y Steinmann, s.f.)

Algunas especies de roedores se reconocen como hospederos y transmisores de varias enfermedades de importancia en salud pública y salud animal incluyendo algunas de gran impacto como leptospirosis, rickettsiosis, hantaviriosis e himenolepiasis. (Chaisiri et al., 2012; CDC, 2011)

La Himenolepiasis es una parasitosis de distribución mundial causada por cestodos del género *Hymenolepis*, siendo *H. nana* la que se reporta con más frecuencia. El ciclo de este parásito involucra al hombre y a ratas y ratones como hospedero definitivos, y algunos artrópodos como hospederos intermediarios. La enfermedad es más común en lugares cálidos y húmedos, y en donde las condiciones higiénicas son muy pobres, provocando síntomas clínicos principalmente en los niños. (Acha, y Szyfres, 1986; Fiebiger, 1941; Llop et al., 2001)

Himenolepiasis en poblaciones humanas se reporta en el sur de Europa, norte de África, varios países del Medio Oriente, India y América Latina (México, Argentina, Brasil, Ecuador, Nicaragua, Chile). *Hymenolepis sp.* se ha reportado en roedores en Bélgica, Irán, India, Jamaica, Chile y Venezuela. (Acha, y Szyfres, 1986; Goswami et al., 2011; Palmer et al., 2011; Rossomando et al., 2008; Yousefi et al., 2014)

En Guatemala se ha reportado la presencia de *H. nana* en poblaciones en edad escolar en tasas de 1 a 10% (Domínguez, 2010; GIDEON, 2015); pero no se han realizado estudios de la ocurrencia y circulación de *H. nana* y *H. diminuta* en poblaciones de roedores.

El objetivo de este estudio es documentar la ocurrencia de *Hymenolepis sp.* en la población de roedores en una comunidad rural en el departamento de Escuintla, con el fin de evaluar factores que expliquen su presencia , y para generar información que pueda ser utilizada en el manejo y prevención de esta entidad con importancia en salud pública.

II. HIPÓTESIS

- Los roedores sinantrópicos de la Comunidad Los Lirios, Masagua, Escuintla son portadores de *Hymenolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*.
- La presencia de *Hymenolepis nana* e *Hymenolepis diminuta* depende de la especie de roedor.

III. OBJETIVOS

1.1 Objetivo General

- Generar conocimiento en la epidemiología de Himenolepiasis, a través de la identificación de *H. nana* e *H. diminuta* en roedores sinantrópicos, capturados en la Comunidad Los Lirios, Masagua, Escuintla, Guatemala.

1.2 Objetivo Específico

- Determinar la presencia y carga parasitaria de *Hymenolepis sp.* en roedores de la comunidad de estudio.
- Determinar la especie de Himenolepis más prevalente en los roedores de la comunidad de estudio.
- Determinar si la presencia de *H. nana* e *H. diminuta* es dependiente de la especie de roedor.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Himenolepiasis

La Himenolepiasis es una parasitosis zoonótica de distribución mundial, ocasionada por *Hymenolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*. Ambas especies afectan al humano, principalmente a los niños, siendo la infección por *H. nana* la más frecuente. Los hospederos definitivos son el hombre y ratas y ratones. Los hospederos intermediarios son artrópodos coprófagos de los géneros *Tenebrio*, *Tribolium spp.*, así como especie de pulgas, incluyendo a *Ctenocephalides spp.*, *Xenopsylla spp.*, *Pulex spp.* (Acha y Szyfres, 1986; CDC, 2013)

Generalmente se presenta en lugares cálidos y húmedos, y en donde las condiciones higiénicas son muy pobres. Cursa sin provocar mayores daños, pero en infestaciones intensas puede producir una sintomatología semejante a la de otras parasitosis intestinales. (Acha y Szyfres, 1986)

4.1.1 Transmisión

Los humanos son susceptibles a contraer la infección, siendo más vulnerables los niños de edad pre y escolar, debido a falta de hábitos higiénicos que influye mucho en la frecuencia de esta parasitosis. (Acha Y Szyfres, 1986; Palmer, Soulsby, Torgerson & Brown, 2011)

La transmisión es por contacto directo, a través de la ingestión de huevos del parásito presentes en el medio ambiente.

El reservorio de *H. nana* es el hombre y la transmisión interhumana ocurre por vía fecal-oral. La autoinfección es frecuente. (Acha Y Szyfres, 1986)

Se cree que en condiciones naturales los roedores desempeñan un papel muy limitado en la infección humana, debido a que la supervivencia de los huevos en el medio ambiente no sobrepasa 11 días, aún en condiciones óptimas. (Acha Y Szyfres, 1986)

La contribución de los roedores a la parasitosis humana podría consistir en la contaminación fecal de los alimentos. Otro mecanismo, poco frecuente de infección humana, podría deberse a la ingestión accidental de artrópodos infectados con los cisticercoides (por ejemplo, coleópteros de los cereales y harinas, *Tenebrio molitor* o *Tribolium obscurus*). (Acha Y Szyfres, 1986; Palmer et al., 2011)

H. nana se mantiene entre los roedores por los mismos mecanismos que en el hombre y, la coprofagia, contribuye de modo significativo a la difusión de la parasitosis. Es muy probable que la ingestión de artrópodos infectados sea más importante entre los roedores que entre los hombres. (Acha Y Szyfres, 1986; Palmer et al., 2011)

El reservorio natural de *H. diminuta* son los roedores, sobre todo la rata. El hombre se infecta solo en forma accidental y no hay transmisión interhumana del parásito. El ciclo vital del parásito, que requiere un huésped intermediario, explica la rareza de la infección humana. El huésped intermediario obligatorio de *H. diminuta* son varias especies de artrópodos que deben ser ingeridos por el huésped definitivo para que la larva se transforme en cestodo adulto. El hombre, en especial los niños, pueden ingerir solo accidentalmente estos artrópodos, por ejemplo, con algunos cereales precocidos y contaminados. (Acha Y Szyfres, 1986)

4.1.2 Signos clínicos

En los humanos los síntomas son variados dependiendo de la carga parasitaria, y puede incluir dolor abdominal, diarrea profusa, náuseas, vómitos,

anorexia, meteorismo, pérdida de peso y retardo en el crecimiento de los niños, también se puede acompañar de prurito anal y nasal. (CDC, 2013; GIDEON, 2015; Rossamando, Márquez y Prado, 2008)

A estas afecciones, en especial a las causadas por *H. nana* también se les han atribuido síntomas nerviosos (irritabilidad, desasosiego y sueño intranquilo). (Acha y Szyfres, 1986; GIDEON, 2015; Palmer et al., 2011) En los roedores, por lo general, la parasitosis es asintomática. (Acha y Szyfres, 1986)

4.1.3 Agente Etiológico

La Himenolepiasis es causada por *H. nana* e *H. diminuta*, cestodos de la familia Hymenolepididae que se encuentran generalmente provistos de un rostello armado de una sola fila de ganchos, pero las ventosas se encuentran, por lo regular inermes. El poro genital es unilateral y muy pocas especies presentan doble juego de órganos reproductores. En los proglótidos maduros, el número de testículos es reducido. El útero generalmente presenta una forma de saco y los huevos se encuentran rodeados por 3 membranas. (Acha y Szyfres, 1986; Palmer et al., 2011)

H. nana es la mayor parte de veces de ciclo directo, sin intervención de un huésped intermediario. El parásito adulto se encuentra en el intestino delgado del hombre, ratas y ratones; por su parte el Cisticercoide (fase infectiva) se encuentra en el hombre, roedores, *Tenebrio*, *Tribolium spp.*, larvas de pulgas, polillas, entre otros. (Acha y Szyfres, 1986; Palmer et al., 2011)

La otra especie, *H. diminuta*, es un parásito de los roedores y raramente del hombre. El adulto se encuentra en intestino delgado de las ratas y raramente en ratones y el hombre, y la fase infectiva, al igual que *H. nana*, se encuentra en varios artrópodos. (Acha y Szyfres, 1986; Palmer et al., 2011)

4.1.4 Diagnóstico

El diagnóstico se hace por la detección de huevos por métodos de concentración y sedimentación, incluyendo Extracción de Acetato de Etilo, Método de Willis, de Faust, y examen directo. (Steinmann, Cringoli, Bruschi, Matthys, Lohurignon, Castagna, . . . Rinaldi, 2012)

Los huevos de *H. diminuta* pueden diferenciarse de los de *H. nana* por su mayor tamaño (70-80 micras, el doble de los de *H. nana*) y por la ausencia de filamentos en los mamelones polares; además en esta especie los ganchos lanceolados de la oncósfera están desplegados en forma de abanico. (Acha y Szyfres, 1986)

En los roedores, el diagnóstico también se realiza en la necropsia, por el hallazgo y tipificación de los Cestodos. (Goswami et al., 2011; Ivoke, 2009)

4.1.5 Tratamiento

Prazicuantel: 25 mg/kg adultos y niños, una sola dosis, tiene una alta eficacia (91-98%) contra tenias adultas y cisticercoides. (Abramowicz, 2004; GIDEON, 2015; Palmer et al, 2011; Steinmann et al., 2012)

Nitazoxanide: 500mg/kg adultos y 100-200mg/kg niños dos veces al día por 3 días, como un medicamento alternativo. (Abramowicz, 2004; GIDEON, 2015; Palmer et al., 2011; Steinmann et al., 2012)

Niclosamida: adulto 2gr, una solo dosis por 7 días. Niños de 1-4 años 1gr y niños de más de 34kg, 1.5 gr, una vez al día por 6 días. (CDC, 2013; GIDEON, 2015)

4.1.6 Control y prevención

La enfermedad en el hombre puede prevenirse por medio de medidas de higiene personal y ambiental, control de los roedores y protección adecuada de los alimentos contra la contaminación de artrópodos.

- Adecuada disposición final de basuras, para reducir las poblaciones de roedores e insectos.
- Adecuada disposición de excretas humanas.
- Eliminación de plagas domiciliarias, como insectos y roedores, que pueden entrar en contacto con granos comestibles.
- Adecuada educación sanitaria.

(Acha y Szyfres, 1986; Llop, Valdés y Zuazo, 2001; Palmer et al., 2011)

4.2 *Hymenolepis nana*

Conocida como “tenia enana”. Este cestodo se encuentra parasitando el intestino delgado (final de ileon) del hombre, especialmente niños, ratas y ratones. (Llop et al., 2001)

4.2.1 Taxonomía

Mide 2-4 cm de largo por 0.7mm de ancho. El escólex mide 0.3 mm de ancho, provisto de 4 ventosas y rostelo retráctil presentando 24-30 ganchos; el cuello es largo y definido; el estróbilo presenta de 100 a 200 proglótidos anchos, con apariencia dentada. El poro genital es unilateral, el útero es sacciforme y con divertículo. Los testículos están situados juntos en el centro del proglótido y la bolsa del cirro es proporcionalmente grande. El huevo oval o globular de 47X37 micras, tiene dos membranas que encierran al embrión hexacanto. La membrana interna tiene 2 engrosamientos polares, de casi uno de los cuales nacen 4-8

filamentos polares finos, que lo hacen característico. (Acha y Szyfres, 1986; Fiebiger, 1941; Gallego, 2007; Palmer et al., 2011)

Cuadro No. 1 Clasificación taxonómica de *H. nana*

Reino	Animalia
Filo	Platyhelminthes
Clase	Cestoda
Subclase	Eucestoda
Orden	Cyclophyllidea
Familia	Hymenolepididae
Género	<i>Hymenolepis</i>
Especie	<i>Nana</i>

(Llop et al., 2001)

4.2.2 Ciclo de vida (Figura 4)

Puede presentar un ciclo directo o indirecto. El en ciclo directo, el contagio del hospedero definitivo tiene lugar por la ingestión de huevos; a nivel del intestino se libera la oncósfera, la cual penetra en las vellosidades de la parte media del intestino delgado (yeyuno), en este sitio pierde sus ganchos y en 4 días se convierte en Cysticercoide. Sale de las vellosidades hacia el lumen del intestino, donde se adhiere a la mucosa, convirtiéndose en verme estrobilado en 10-12 días. (Acha y Szyfres, 1986; CDC, 2013; Gallego, 2007)

Aproximadamente, 30 días después de la infección aparecen huevos en la heces y puede ocurrir autoinfección interna, al romperse los proglótidos grávidos y quedar en libertad los huevos, y de ésta manera, producirse infestaciones masivas.

En el ciclo indirecto, la fase infectiva se desarrolla en varios hospederos intermediarios como lo son pulgas, escarabajos, tijerillas, cucarachas y otros. (Acha y Szyfres, 1986; CDC, 2013; Gallego, 2007)

4.3. *Hymenolepis diminuta*

Se encuentra a nivel del intestino delgado de ratas, ratones, ocasionalmente en el perro, mono y el hombre. (Llop et al., 2001)

4.3.1 Taxonomía

Este cestodo puede alcanzar 60 cm de largo por 3.5 mm de ancho. El número de proglotidos puede llegar a 1,000. El escólex redondeado posee 4 ventosos, las cuales dan la impresión de engrosarse un poco hacia el cuello y posee hacia adelante una pequeña depresión en la cual se halla el rostelo que es rudimentario e inerme. Los segmentos sexualmente maduros miden 4mm de ancho por 0.66 de largo, permitiendo apreciar en ellos, además del ovario, los 3 testículos ubicados linealmente. Los huevos son esféricos y ovoides y miden 60-86 por 60-70 micras. (Acha y Szyfres, 1986; Fiebiger, 1941; Llop et al., 2001)

Cuadro No. 2 Clasificación Taxonómica de *H. diminuta*

Reino	Animalia
Filo	Platyhelminthes
Clase	Cestoda
Subclase	Eucestoda
Orden	Cyclophyllidea
Familia	Hymenolepididae
Género	<i>Hymenolepis</i>
Especie	<i>Diminuta</i>

(Llop et al., 2001)

4.3.2 Ciclo de vida (Figura 5)

Los huevos quedan libres en el intestino del hospedero por destrucción de los proglótidos y salen al exterior con las heces. En el medio ambiente externo, los huevos embrionados deben ser ingeridos por un huésped intermediario para que

la oncósfera pueda seguir su desarrollo. Los huéspedes intermediarios son artrópodos coprófilos como coleópteros, lepidópteros, miriápodos y larvas de diferentes pulgas. El huevo eclosiona en el intestino de estos artrópodos y la oncósfera penetra en la cavidad celómica donde se transforma en cisticercoide. Cuando el artrópodo infectado es ingerido por el roedor, el cisticercoide se transforma en un cestodo adulto. (Acha y Szyfres, 1986; CDC, 2013)

4.4 Generalidades de los Roedores Sinantrópicos

Los roedores constituyen uno de los grupos de mamíferos más fecundos y numeroso de la tierra. Se encuentran agrupados en el orden Rodentia que abarca 1700 especies, lo que representa el 40% de los mamíferos conocidos. Entre los que se encuentran la Subfamilia Murinae, de los que hay 529 especie en 122 géneros. (Reid, 2009; Priotto y Steinmann, s.f.)

Se considera que al menos 10% de las especies tienen importancia económica o sanitaria, ya que por sus características se encuentran en estrecho contacto con el hombre principalmente los de la subfamilia Murinae “Roedores Comensales o Sinantrópicos” (del griego sin- junto con, y anthro-hombre), como la rata parda, rata negra y el ratón doméstico. (Priotto y Steinmann, s.f.)

4.4.1 *Rattus norvegicus* - Rata común, parda, de agua o de alcantarillas

Esta especie se distribuye en zonas templadas, subtropicales y tropicales de los 5 continentes. Es un roedor omnívoro, de hábitos nocturnos, que prefiere los lugares húmedos o cercanos al agua. Por ello, habita en las costas de los ríos y arroyos, y en los sistemas de desagües. Como es un buen nadador, le es fácil desplazarse en el agua. Cava muy bien, pero es mal trepador. Habita preferentemente fuera de las viviendas, en madrigueras. La formación de las

colonias consiste de varias hembras, sus crías y un macho. (Reid, 2009; Priotto y Steinmann, s.f.)

4.4.2 *Rattus rattus* - Rata negra o de los tejados

Se distribuye en zonas templadas, subtropicales y tropicales de los 5 continentes. Es un roedor de omnívoro, de actividad nocturna. Habita en las cercanías de las viviendas o dentro de ellas. Se le encuentra preferentemente en los sistemas de desagües, en los basurales, en lugares donde se almacenan víveres, en las paredes y techos de las casas o en huecos de árboles. (Reid, 2009; Priotto y Steinmann, s.f.)

Hace sus nidos en lugares poco accesibles (paredes, techos, sótanos, desvanes, arboles, plantas trepadoras) y los confecciona con restos de cualquier materia. Rara vez hace sus madrigueras en la tierra. Es muy buen trepador y muy ágil (es capaz de saltar más de 80cm de altura). Puede atravesar orificios menos de 25 mm de diámetro. Son muy prolíficas con un tamaño de camada, media, de ocho. (Reid, 2009; Priotto y Steinmann, s.f.)

4.4.3 *Mus musculus* - Ratón doméstico o común

La distribución de esta especie comprende América, África y Australia. Es un roedor relativamente pequeño, es omnívoro y muy resistente a la falta de agua, nocturno. Habita dentro de la casas o en sus inmediaciones, pero con frecuencia, también invade los campos cultivados. Su coloración puede ser diferente entre los que habitan en las viviendas y los que se encuentran en hábitats silvestres. (Reid, 2009; Priotto y Steinmann, s.f.)

Es eminentemente terrestre, buen corredor y trepa con facilidad. Anida en galerías poco profundas que cava en el suelo, pisos de madera o paredes. Se

reproducen todo el año, con un tamaño de camada, promedio, de seis. (Reid, 2009; Priotto y Steinmann, s.f.)

Cuadro No. 3 Características Morfológicas de los roedores Sinantrópicos

Características	<i>Ratus norvegicus</i>	<i>Rattus rattus</i>	<i>Mus musculus</i>
Peso	195-485 gr	85-350 gr	7-20 gr
Largo total (cabeza + cuerpo + cola)	34-47 cm	30-45 cm	13-19 cm
Largo cabeza + cuerpo	19-25 cm	17-20 cm	
Largo de cola	16-20 cm	20-25 cm	12-16 cm
Color	Pardo leonado, variando a gris oscuro pardo rojizo. Vientre grisáceo o blanco amarillento.	Gris claro y oscuro, siendo la cabeza y lomo negros. Vientre blanco.	Pardo claro a pardo grisáceo oscuro. Región ventral clara.
Longevidad	9 a 18 meses	9 a 12 meses	1 a 12 meses
Madurez sexual	2 a 3 meses	2 a 3 meses	1 mes y medio
Camadas por año	Máximo: 7	Máximo: 6	Máximo: 8
Crías por camada	8 a 12	6 a 12	5 a 7
Periodo de gestación	21 a 25 días	21 a 25 días	18 a 19 días

(Fuente: Reid, 2009; Priotto y Steinmann, s.f.)

4.5 Captura de Roedores

Para la captura de cualquier tipo de mamífero se debe tener en cuenta variables como peso, velocidad de carrera, así como establecer los hábitos de comportamiento, es decir de actividad, zonas de tránsito, áreas de concentración y localización.

Para la captura en roedores específicamente ratas y ratones se utilizan los métodos de captura mecánica, obteniendo una captura muerta, usando trampas de resorte que matan de un golpe en el cuello; o bien una captura viva, usando trampas jaula o Sherman.

Las trampas jaula están construidas de alambre y deben prepararse en un terreno de manera que permitan a la presa protegerse de las bajas temperaturas.

Las trampas Sherman tienen la ventaja de tener poco peso y ser plegables. En este sistema la puerta de entrada se mantiene sujeta en un doble piso, sobre el cual se coloca el cebo. Al pisar el animal sobre éste, se dispara la puerta accionada por un resorte. (Métodos de Captura de Invertebrados y Vertebrados Eventuales Hospedadores de Parásitos, s.f.)

4.6 Anatomía del Aparato Digestivo de los Roedores

La roedores principalmente la rata de laboratorio (*Rattus norvegicus albinus*) han sido usadas como modelo para investigaciones médicas, biológicas, moleculares, entre otras, desde hace mucho tiempo. Sin embargo existen pocas descripciones detalladas de la anatomía macroscópica del aparato digestivo. (Moller y Vazquez, 2010)

División anatómica del aparato digestivo (Figura 6):

- **El esófago:** comienza caudal a la faringe, transcurre el cuello dorsal a tráquea, llega hasta el diafragma y termina en el cardias. (Moller y Vazquez, 2010)
- **El Estómago:** presenta una cara parietal cranealmente y una cara visceral caudalmente. Dorsalmente se observa una curvatura menor, ventralmente una curvatura mayor y sus partes, el fondo hacia la izquierda, un cuerpo centralmente y una región pilórica hacia la derecha del plano medio. (Moller y Vazquez, 2010)

- **Intestino delgado:**

- Duodeno: parte craneal, flexura duodenal craneal, duodeno descendente, flexura duodenal caudal, duodeno ascendente, flexura duodeno-yeyunal.
- Yeyuno
- Íleon

(Moller y Vazquez, 2010)

- **Intestino grueso:**

- Ciego: base, cuerpo y ápex.
- Colon:
 - Colon ascendente: presenta una parte en forma de asa y otra recta.
 - Flexura cólica derecha
 - Colon transverso
 - Flexura cólica izquierda
 - Colon descendente
- Recto

(Moller y Vazquez, 2010)

4.7 Himenolepiasis en Guatemala

En Guatemala, se ha identificado *H. nana* en estudios en determinación de helmintos en humanos, presentándose en proporciones de 1 a 10%, principalmente en niños. (GIDEON, 2015).

Se ha determinado la prevalencia de *H. nana* en humanos, en los departamentos de Jutiapa (1.6%) (Domínguez, 2010), Sacatepéquez (2.4%) (Roca, 2009), Quetzaltenango (5.4%) (Gil y Son V, 2011), y en la ciudad de Guatemala (7.10%) (Menéndez, 2003).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Recursos Humanos

- Estudiante Tesista
- Médicos Veterinarios asesores
- Técnicos de la Unidad de Enfermedades Arbovirales y Zoonóticas del Centro de Estudios en Salud (CES) de la Universidad del Valle de Guatemala (UVG).
- Técnico del Laboratorio de Parasitología la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) de la Universidad de San Carlos (USAC).

5.2 Materiales de campo

5.2.1 Recursos para el Trampeo

- Trampas Sherman®
- Atrayente comercial para rata y ratón Provoke®
- Flagging tape (identificador)
- Marcador permanente

5.2.2 Recursos para el muestreo

- Mesas de campo
- Isoflorano
- Algodón
- Bolsas herméticas
- Pizetas
- Pinzas de disección
- Lámpara de etanol con mecha larga
- Hilo de algodón
- Jeringas de 10 ml
- Aguja 21 G x 32mm

- Formol al 2%
- Recipientes herméticos
- Hielera
- Bolsa de descarte
- Recipiente para punzocortantes
- Etiquetas
- Masking tape
- Toallas de papel

5.2.3 Material de bioseguridad

- Mascarilla N95
- Lentes protectores
- Guantes de látex
- Alcohol gel

5.2.4 Recursos para morfometría y registro de datos, e identificación de la especie

- Báscula
- Regla metálica
- Hoja de registro
- Guía de campo de mamíferos de Centro América y del Sur Este de México. De Fiona Reid 2009.

5.3 Material de laboratorio

- Pinzas de disección
- Bisturí
- Bandeja de metal
- Tubos para centrífuga
- Gradilla

- Centrifuga
- Glicerina
- Formol 7%
- Láminas porta objetos
- Láminas cubre objetos
- Microscopio
- Lugol

5.4 Material de Escritorio

- Lápiz y lapicero
- Libreta de apuntes
- Etiquetas
- Fichas de registro
- Computadora
- Marcador permanente
- Cámara

5.5 Área de estudio

El estudio se realizó en la comunidad los Lirios, Masagua, Escuintla. Lugar que limita al sur con el océano Pacífico y al norte con la cordillera volcánica. La temperatura media anual de 25.5 °C con variación mínima de 3.8 °C. La humedad relativa puede llegar hasta 90%. (Samora, 2009)

5.6 Tamaño de la muestra

El tamaño de la muestra se calculó en 146 casas. Utilizando la fórmula para población finita (Barnett 2002), en un población de 336 casas en total, considerando a cada casa como una unidad muestral, una prevalencia de captura de roedores intra domiciliar de 21%, un error del 5% y un nivel de confianza del

95%. La prevalencia de captura de roedores intra domiciliar se extrapolo de datos obtenidos en esfuerzos de captura similares en otras comunidades de la costa sur de Guatemala (Moran, D. com. Pers. Datos no publicados).

5.7 Fase de campo

El trabajo de campo, se realizó conjuntamente con el personal del CES, durante la realización de otro estudio. Todos los procedimientos fueron revisados y aprobados por el Comité de Ética y Cuidado Animal (CEUCA) de la UVG.

Se realizaron cuatro viajes de campo, colocando trampas durante cuatro días por cada viaje para un total de 16 días de captura.

5.7.1 Selección de las casas

Se hizo una selección completamente al azar de las casas en base al censo que fue realizado en la comunidad.

Se informó a la persona encargada del hogar el objetivo del estudio y con su autorización se colocaron las trampas.

5.7.2 Captura de los roedores

Los roedores fueron capturados con trampas Sherman® de dos tamaños, las de 7.62x8.89x22.86 cm, y las de 10.16x11.43x38.1 cm. Se colocaron cinco trampas por casa (en el interior y alrededores), utilizando atrayente comercial para roedores como cebo (Provoke®). Se colocó Flaggin tape para identificar la ubicación de las mismas.

Las trampas se pusieron al final de la tarde y permanecieron durante la noche, recogándose temprano por la mañana.

Durante la recolección de las trampas se utilizó guantes de látex para evitar el contacto con orina o heces. Se verificó su contenido y se confirmó si era un roedor, de lo contrario se hizo la liberación inmediata de cualquier otro espécimen.

5.7.3 Toma, preservación y transporte de muestras

Se colocó la boca de la trampa en una bolsa plástica transparente con cierre hermético conteniendo un algodón con 300uL aproximadamente de Isoflurano al 100%. Al entrar el ratón y/o rata en la bolsa, se cerró, hasta observar el efecto anestésico.

El animal fue eutanasiado por medio de exanguinación terminal vía punción cardiaca. Posteriormente, se hizo examen físico, y se identificó la especie, el sexo y la edad (juvenil y adulto).

Cada espécimen, se pesó, se le tomó una fotografía con número de identificación. Se midió el largo del cuerpo con la cola, y cola por separado. Esta medida se anotó en milímetros, aproximando a la siguiente unidad cuando la medida no era exacta.

Se hizo necropsia del animal y se colectó intestino delgado y grueso. Para ello se ligó con hilo a nivel del píloro y al final del intestino delgado, también al inicio del intestino grueso y al final del mismo. Al intestino delgado se le inyectó aproximadamente 10 ml de formol al 2%. Ambos intestinos se cortaron y conservaron en formol al 2% en recipientes plásticos, separados e identificados.

Las muestras de intestinos fueron trasladadas al departamento de Parasitología de la FMVZ de la USAC, donde fueron procesadas.

5.8 Métodos de laboratorio

5.8.1 Diagnóstico Microscópico

Se colectó el material fecal del intestino grueso, y se procesaron con el método de sedimentación de Baroody y Most (Método Baroody y Most, s.f) y Método de Sedimentación con Formol (CES-UVG, 2015).

5.8.1.1 Método de Baroody y Most

- Se homogenizo en un beacker, 0.5-1 gr de heces con 3ml de agua glicerinada (1:1).
- Se tamizó y recogió el filtrado en un tubo de centrífuga de 15 ml de capacidad.
- Se sedimentó por 30 segundos.
- Se centrifugó a 2,500 r.p.m. durante 2 minutos.
- Se decantó y resuspendió en agua glicerinada, y se centrifugó nuevamente.
- Se repitió el paso anterior hasta clarificar.
- Por último, el sedimento se colocó en una lámina porta objetos, y se le colocó un cubre objetos, para ser observado al microscopio en objetivo 10X y 40X, para la búsqueda huevos de parásitos, específicamente de *Hymenolepis sp.* (Método Baroody y Most, s.f.)

5.8.1.2 Método de Sedimentación con Formol

- Se homogenizó aproximadamente 0.5-1gr de heces con 3ml de formalina buferada al 7% en un tubo de centrífuga de 15 ml de capacidad.
- Se centrifugó a 2500 r.p.m. por 2 minutos
- Se descartó el sobrenadante
- Se colocó el sedimento en lámina porta objetos y se le agregó gotas de lugol, por último se colocó un cubre objetos. Luego se observó al microscopio en objetivo 10X y 40X, para la búsqueda de huevos de parásitos, específicamente de *Hymenolepis sp.* (CES-UVG, 2015).

5.8.2 Diagnóstico Macroscópico

Para hacer el diagnóstico diferencial de *H. nana* y *H. diminuta*, se incidió el intestino delgado para la localización y colección del parásito adulto, que fue medido y clarificado para su observación al microscopio, y diferenciado en base a sus características morfológicas. También se colectó el contenido del intestino con una lámina porta objetos, que fue colocado en una bandeja con agua a la cual se agregó lugol. El contenido coloreado se observó al microscopio para observar posibles proglótidos y/o escólex.

5.9 Registro de datos

Para cada roedor muestreado se registraron datos de: fecha de muestreo, lugar de muestreo, edad (adulto o juvenil), sexo (macho o hembra), peso (mg), largo en mm (todo el cuerpo y la cola), tipo de huevos de parásito y parásitos observados. Los datos y los resultados de laboratorio se anotaron en una ficha de control. (Ver Figura 1, 2 y 3)

Los datos colectados en el campo y laboratorio se ingresaron a una base electrónica construida en Microsoft Excel 2010.

5.10 Métodos Estadísticos

Los resultados fueron resumidos utilizando estadística descriptiva. (Sokal y Rohlf 1981).

Para determinar la dependencia de la especie de roedor a la presencia del parásito se utilizó el Test exacto de Fisher. Para el análisis se utilizó el programa RStudio (2012). RStudio: Integrated development environment for R (Versión 0.96.122) [Computer software]. Boston, MA. for the R® software, versión 2.11.1 (R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria).

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se capturaron 68 roedores (61 *M. musculus*, seis *R. rattus* y uno *R. norvegicus*), de ambos sexos y de diferentes edades. (Cuadro 4)

Cuadro No.4 Distribución por sexo y edad de los Roedores Sinantrópicos capturados en la Comunidad Los Lirios, Masagua, Escuintla.

	<i>Mus musculus</i> (61) n (%)	<i>Rattus rattus</i> (6) n (%)	<i>Rattus norvegicus</i> (1) n (%)	Total (68)
Machos	29 (87.88%)	3 (9.09%)	1 (0.03%)	33 (48.53%)
Hembras	32 (91.43%)	3 (8.57%)	0 (0%)	35 (51.47%)
Juveniles	13 (86.67%)	2 (13.33%)	0 (0%)	15 (22.06%)
Adultos	48 (90.56%)	4 (7.55%)	1 (1.89%)	53 (77.94%)
Total	61 (89.7%)	6 (8.82%)	1 (1.47%)	68 (100%)

Del total de animales procesados, se encontró *H. diminuta*, únicamente en una hembra adulta de *R. rattus*. (Cuadro 5)

Cuadro No.5 Parásito adulto y huevos de *Hymenolepis diminuta* en Roedores Sinantrópicos de la Comunidad los Lirios, Masagua, Escuintla.

Cestodos	<i>Mus musculus</i> (n=61) n (%)*	<i>Rattus rattus</i> (n=6) n (%)*	<i>Rattus norvegicus</i> (n=1) n (%)*	Total (68)
<i>H. diminuta</i> (+)	0 (0%)	1 (1.47%)	0 (0%)	1
<i>H. diminuta</i> (-)	61 (0%)	5 (0%)	1 (0%)	67
Total	61	6	1	68

*prevalencia puntual

Los roedores sinantrópicos poseen características que han aprovechado para su dispersión y estar en estrecho contacto con el hombre. Sin embargo,

condiciones espaciales y temporales, como el hábitat, los ritmos diarios y estaciones afectan la actividad de los animales y en consecuencia influyen en la abundancia, distribución espacial y su detección (captura). (Chaisiri, Chaeychomsri, Siruntawineti, Ribas, Herbreteau & Morand, 2012; Steinmann y Provencal, s.f.)

En este estudio, el 90% de las capturas correspondió a *M. musculus*, esto podría indicar que esta es la especie dominante en esta comunidad, pero este fenómeno también pudo deberse al tamaño de las especies y el tamaño de las trampas utilizadas. Para capturar se utilizaron 90 trampas de 7.62x8.89x22.86 cm, y 25 trampas de 10.16x11.43x38.1 cm. Las ratas adultas exceden el tamaño para poder ingresar a las trampas de 22.86 cm, y esto pudo sesgar la captura de los roedores del género *Rattus* (Cuadro 4). Por lo tanto, los resultado deben ser considerados con reserva (Díaz, R. 2011).

En Guatemala, se ha descrito la presencia de *H. nana* en poblaciones de niños, con prevalencias de 1% a 10% (Domínguez, 2010; Gideon 2015), pero no hay reportes previos de *Himenolepis* en roedores. Estudios realizados en diferentes países, incluyendo Pakistán, Argentina e Italia, reportan que las ratas presentan mayor prevalencia de *H. nana* y *H. diminuta*, en comparación con los ratones. (Sarfraz, 2003; Alegre, Ruiz, Bastian y Ramírez, 2013; Milazzo, Cagnin, Bella & Ribas, 2010) Un estudio en Perú señala que hay una relación entre el tamaño de las ratas y la infección con *H. diminuta*, lo que sugiere que un mayor tamaño es un indicador de mayor edad, lo que a su vez puede significar un mayor consumo de hospederos intermediarios a lo largo de su vida, aumentando las probabilidades de infección. (Sotomayor, Serrano, Tantaleán, Quispe, y Casas, 2015). Otro estudio sugiere también que los roedores de cuerpo más grande son blancos más fáciles para los parásitos. (Kataranovski, Kataranovski & Deljanin, 2010)

No se observó efecto de la especie de hospedero sobre la presencia del parásito ($P=0.10$). Tomando en cuenta los bajos índices de captura,

principalmente de ratas, grupo de mayor importancia en la prevalencia de Himenolepis (Sarfaraz, 2003), y por tanto la baja prevalencia del cestodo (1.47%).

Se determinó la presencia de *H. diminuta* por medio de la identificación de huevos de la especie. Los huevos fueron observados en ambos métodos utilizados (Barody Most y Sedimentación con formol), donde se observaron los ganchos lanceolados y ausencia de filamentos polares (Figura 7). Se realizaron dos métodos, como confirmativos. Estos Métodos han sido utilizados, y validados, en el diagnóstico de huevos de *H. diminuta* e *H. nana*, en muestras de roedores y humanos. (Rodríguez, 2015; López, 2015) No se determinó la carga parasitaria de Himenolepis, por el bajo conteo de huevos por campo.

Se pudo observar parásitos adultos de *H. diminuta* localizados en intestino delgado e intestino grueso. La identificación de la especie se hizo mediante observación microscópica, pudiéndose observar las características diagnósticas de *H. diminuta* (i.e., escólex provisto de cuatro ventosas, rostelo inerme y proglótidos unidos por un cuello poco marcado). (Figura 8) (Alegre, et al., 2013; Acha y Szyfres, 1986)

Además de observar *H. diminuta* en las muestras, también se observaron huevos y adultos de otras especies de helmintos, incluyendo *Heterakis spumosa* y *Strongyloides* sp. en *R. rattus*; y en *M. musculus* se identificaron *H. spumosa*, *Nippostrongylus* sp., *Syphacia* sp.; y protozoos. (Cuadro 6 y 7) (Figura 11, 12, 113,15 y 15) (Mehlhorn, Duwel y Raether, 1994)

En *R. norvegicus* se identificó el nematodo *H. spumosa* y además el acantocéfalo *Moniliformis moniliformis* en su forma macroscópica y microscópica (Figura 9 y 10), observándose ambos sexos (macho de 5cm y la hembra de 22cm de longitud). Este hallazgo es importante debido a que se reporta a esta especie

como uno de los agentes principales en causar acantocéfalias en humanos. (Flynn, 1973; CDC, 2013)

Tabla No.6 Huevos de parásitos en roedores capturados en la Comunidad los Lirios, Masagua, Escuintla.

Helmintos	<i>Mus musculus</i>	<i>Rattus rattus</i>	<i>Rattus norvegicus</i>
	(n= 61)	(n=6)	(n= 1)
	n	N	n
<i>Heterakis spumosa</i>	22	1	1
<i>Nippostrongylus</i> sp.	11	0	0
<i>Syphacia</i> sp.	1	0	0
<i>Strongyloides</i> sp.	0	1	0
<i>Hymenolepis diminuta</i>	0	1	0
<i>Moniliformis moniliformis</i>	0	0	1
Protozoos			
Coccidea & Eimeria spp.	41	4	1

Tabla No.7 Parásitos adultos en los roedores capturados en la comunidad los Lirios, Masagua, Escuintla.

Helmintos	<i>Mus musculus</i>	<i>Rattus rattus</i>	<i>Rattus norvegicus</i>
	(n= 61)	(n=6)	(n= 1)
	n	N	n
<i>Heterakis spumosa</i>	1	0	0
<i>Syphacia</i> sp.	1	0	0
<i>Strongyloides</i> sp.	0	1	0
<i>Hymenolepis diminuta</i>	0	1	0
<i>Moniliformis moniliformis</i>	0	0	1

Los resultados de este estudio concuerdan con reportes en donde *H. spumosa* se presenta con mayor prevalencia, atribuido a su localización a nivel del intestino grueso, ciego y recto, reduciendo la interacción y competencia con otros helmintos, específicamente *H. diminuta* y *H. nana* que parasitan el intestino

delgado principalmente. (Kataranovski, Kataranovski & Deljanin, 2010; Sotomayor, et al., 2015)

Adicionalmente a la captura de *Mus* y *Rattus*, también se capturó un individuo de *Sigmodon hispidus*, pero no se tomó en cuenta para este estudio, debido a su clasificación (no sinantrópico), y por la poca relevancia de sus resultados (negativo). Sin embargo también se ha determinado a esta especie como uno de los principales hospederos de *Himenolepis*. (Sepúlveda y Pardo, 2014)

En los roedores procesados para este estudio no se encontró *H. nana*, especie que se ha detectado en estudios de helmintos en la población humana en Guatemala. Sin embargo, no podemos atribuir que estas infecciones no sean transmitidas por los roedores, debido a que no se ha realizado otros estudios de diagnóstico específicamente de *Himenolepis*. Pero tampoco descartar que no sean transmitidas por las mismas personas, ya que la principal vía de transmisión de *H. nana* es la interhumana vía fecal-oral. (Acha y Szyfres, 1986)

También se debe recalcar que aunque no se encontró *H. nana*, se encontró *M. moniliformis*, acantocéfalo de segunda mayor importancia zoonótica en las acantocefaliasis. Debiéndose tomar en cuenta en futuros estudios parasitológicos en humanos, no sólo por ser la primera vez diagnosticado en roedores en Guatemala, sino también por causar una sintomatología similar a otros parasitosis. (Berenji, Fata & Hosseininejad, 2007)

Este estudio contribuye al conocimiento de *Himenolepis sp.* y otros helmintos en roedores en Guatemala. También aporta información de la composición de las especies de roedores que circulan intra domiciliarmente en comunidades rurales en el sur del país. Esta información puede ser utilizada en salud pública, debido al contacto de estas especies con la población humana, principalmente por el factor zoonótico.

VII. CONCLUSIONES

- La comunidad de roedores en Los lirios, Masagua, Escuintla, está conformada predominantemente por *Mus musculus*.
- La comunidad de roedores que fue estudiada es portadora de *H. diminuta*, pero aparentemente no de *H. nana*.
- No se determinó la carga parasitaria de Himenolepis, por el bajo conteo de huevos por campo.
- La presencia de *H. diminuta* no es dependiente a la especie de roedor.
- Además del género Himenolepis, esta comunidad de roedores también es portadora de los géneros parasitarios *Heterakis*, *Nippostrongylus*, *Strongyloides*, *Syphacia* y *Moniliformis*.
- La presencia de estos helmintos, potencialmente zoonóticos, puede indicar riesgo para las personas de la comunidad, ya que los roedores fueron capturados dentro de las viviendas.

VIII. RECOMENDACIONES

- Realizar más estudios de identificación de helmintos en roedores, en diferentes comunidades, a fin de poder hacer comparaciones de las observaciones parasitológicas encontradas en este estudio y los nuevos.
- Aumentar el tamaño de muestra para una mayor captura, y analizar la relación de la especie, el sexo y edad del roedor; épocas del año y factores epidemiológicos que tengas relación con la presencia de helmintos.
- Usar trampas de dimensiones más grandes para capturar especímenes del género *Rattus*.

IX. RESUMEN

La Himenolepiasis, es una zoonosis de distribución mundial, causada por *Hymenolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*. Los hospederos definitivos son el humano, ratas y ratones; y los intermediarios, artrópodos.

En Guatemala se ha reportado la presencia de *H. nana* en poblaciones humanas; pero no se han realizado estudios de la ocurrencia y circulación de *Hymenolepis* en poblaciones de roedores.

En este estudio se capturaron 68 roedores (61 *M. musculus*, seis *Rattus rattus* y un *Rattus norvegicus*), en 146 casas en la comunidad Los Lirios, Masagua, Escuintla. Cada animal fue anestesiado y eutanasiado para colecta de intestinos. Las muestras fueron procesadas en el laboratorio para determinar presencia de *Hymenolepis sp.* por medio de diagnóstico macroscópico y microscópico.

Se encontró *H. diminuta*, en una hembra adulta de *R. rattus*. (1.47%). No se observó efecto de la especie de hospedero sobre la presencia del parásito ($P=0.10$), y tampoco se determinó la carga parasitaria, por el bajo conteo de huevos por campo.

Estudios realizados en diferentes países reportan que las ratas presentan mayor prevalencia de Himenolepis en comparación con los ratones. También que hay una relación entre el tamaño de las ratas y *H. diminuta*, ya que un mayor tamaño es indicador de mayor edad, lo que significa mayor consumo de hospederos intermediarios a lo largo de su vida, aumentando las probabilidades de infección. Además de *H. diminuta*, también se observaron otros helmintos: *Heterakis*, *Nippostrongylus*, *Strongyloides*, *Syphacia*, *Moniliformis*; y protozoos.

Los hallazgos de este estudio contribuyen al conocimiento de *Hymenolepis sp.* y otros helmintos de roedores en Guatemala. Información de la composición de roedores intra domiciliarios, y aporte en salud pública, por el factor zoonótico.

SUMMARY

The Hymenolepiasis, is a worldwide zoonosis caused by *Hymenolepis nana* and *Hymenolepis diminuta*. The definitive hosts are human, rats and mice; and intermediaries, arthropods.

Guatemala has reported the presence of *H. nana* in human populations; but they have not studied the occurrence and circulation of Hymenolepis in rodent populations.

In this study 68 rodents (61 *M. musculus*, six *Rattus rattus* and one *Rattus norvegicus*) were captured in 146 households in the community Los Lirios, Masagua, Escuintla. Each animal was anesthetized and euthanized for collection intestines. The samples were processed in the laboratory to determine the presence of Hymenolepis sp. through macroscopic and microscopic diagnosis.

H. diminuta was found in an adult female of *R. rattus*. (1.47%). No effect on the species of host on the parasite ($P = 0.10$) was observed, nor the parasite load was determined by the low number of eggs per field.

Studies in different countries report that rats have a higher prevalence of Hymenolepis compared with mice. Also no relationship between the size of rats and *H. diminuta*, since a larger indicator is older, which means increased consumption of intermediate hosts throughout his life, increasing the likelihood of infection. In addition to *H. diminuta*, other helminths are also observed: *Heterakis*, *Nippostrongylus*, *Strongyloides*, *Syphacia*, *Moniliformis*; and protozoa.

The findings of this study contribute to knowledge of *Hymenolepis* sp. and other helminths of rodents in Guatemala. Information on the composition of intra domiciliary rodents, and contribution to public health, for the zoonotic factor.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Abramowicz, M. (2004). *The Medical Letter on Drugs and Therapeutics*. Recuperado de http://www.mimg.ucla.edu/faculty/campbell/drugs_for_parasites.pdf
2. Acha, P. N. y Szyfres, B. (1986). *Zoonosis y Enfermedades Transmisibles comunes al hombre y a los animales: Himeolepiasis*. Washinton: US: Organizacion Panamericana de la Salud.
3. Alegre, E., Ruiz , R., Bastian , C., y Ramirez , N. (2013). Hymenolepis sp. en Rattus rattus en zona Costera de la ciudad de Corrientes, Argentina. *Raz y EIE*, 8(2), 26-29. Recuperado de <http://www.aazonosis.org.ar/wp-content/uploads/2013/05/RAAZ-Agosto-Zoo-para-web.pdf>
4. Barnett, V. (2002). *Sample Survey: Principles and Methods*. London: Arnold.
5. Berenji, F., Fata , A., & Hosseininejad, Z. (2007). A case of Moniliformis moniliformis (Acanthocephala) infection in Iran. *Korean Journal of Parasitology*45 (2),145-148. Recuperado de <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/17570979>
6. Center for Diseases Control and Prevention (CDC). (2011). *Diseases directly transmitted by rodents*. Recuperado de <http://www.cdc.gov/rodents/diseases/direct.html>
7. Center for Diseases Control and Prevention (CDC). (2013). *Acanthocephaliasis* . Recuperado de <http://www.cdc.gov/dpdx/acanthocephaliasis/index.html>

8. Center for Diseases Control and Prevention (CDC). (2013). *Hymenolepiasis*. Recuperado de <http://www.cdc.gov/dpdx/hymenolepiasis/tx.html>
9. Centro de Estudios en Salud de la Universidad del Valle de Guatemala. (2015). POE Lab CES-UVG valuación de Parásitos Intestinales en Muestras de heces determinación Cualitativa. Guatemala: Guatemala.
10. Chaisiri, K., Chaeychomsri, W., Siruntawineti, J., Ribas , A., Herbreteau, V., & Morand, S. (2012). Diversity of Gastrointestinal Helminths Among Murid Rodents From Northern and Northeastern Thailand. *Southeast Asian J Trop Med Public Health*, 43(1), 21-28.
11. Díaz, R. (2010). *Determinación de la Presencia de Leptospira interrogans en Roedores Sinántropicos de la Aldea El Milagro, Masagua, Escuintla Utilizando la Técnica de PCR*. Tesis de Licenciatura, Medico Veterinario. FMVZ/USAC: Guatemala, GT.
12. Domínguez, N. M. (2010). Frecuencia de Helmintos en niños de edad escolar de la Escuela Rural Mixta “Sitio de las Flores” de la Aldea Sitio de las Flores, Asunción Mita, Jutiapa. Tesis de Licenciatura, Química Bióloga. USAC: Guatemala, GT.
13. Flynn, R. (1973). *Parasites of Laboratory Animals*. US: The Iowa State University Press.
14. Gallego, J. (2007). *Manual de Parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés sanitario*. Barcelona, ES: Editions Universitat. Recuperado de https://books.google.com.gt/books?id=XH4yn_OANn4

C&d q=tax onomia+de+hymenolepis+nana+y+di minuta&source =gbs_n
avlinks_s

15. Gil, M. y Son V, G. (2011). *Prevalencia de Parasitismo Intestinal en Escuelas P ublicas de Quetzaltenango, ciudad de Quetzaltenango. Revista Científica de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia* , 21(2).
16. Global Infectious Diseases and Epidemiology Network (GIDEON). (2015). *Infectious Diseases of Guatemala: Hymenolepis nana and Hymenolepis diminuta infection*. GIDEON Informatics Inc. Recuperado de https://books.google.com.gt/books?id=9syQBwAAQBAJ&pg=PA178&lp g=PA178&dq=Hymenolepis+nana+en+Guatemala&source=bl&ots=2qfjJ lcJGW&sig=RBpUVnuYy91cl9dzQS5lj4G6eU&hl=es419&sa=X&ei=RIkf Vba_LYXisAWDw4L4Ag&ved=0CEoQ6AEwCg#v=onepage&q=Hymenolepis%20nana%20en%20G
17. Goswami, R., Mohan, S., Kataria, M. & Somvanshi, R. (2011). Clinicopathological Studies on Spontaneous *Hymenolepis diminuta* Infection in wild and laboratory rats. *Brazilian Journal of Veterinary Pathology*, 4 (2), 103-111.
18. Ivoke, N. (2009). Studies on the Seasonal Variation and Prevalence of Helminth Fauna of the Black Rat, *Rattus rattus* (l) (Rodentia: Muridae) From Different Microhabitats in Nsukka, Nigeria. *Animal Research International*, 6(3), 1063-1071.
19. Kataranovski, D., Kataranovski, M., & Deljanin, I. (2010). Helminth Fauna of *Rattus norvegicus* Berkenhout, 1769 from the Belgrade Area, Serbia. *Arch. Biol., Belgrade*, 62(4), 1091-1099. doi:10.2298/ABS1004091K

20. Llop, A., Valdés, M. y Zuazo, J. (2001). *Parasitos: Hymenolepis*. La Habana, Cuba: Ciencias Medicas Ecimed. Recuperado de <http://gsdl.bvs.sld.cu/cgi-bin/library?e=d-00000-00---off-0preclini--00-0---0-10-0---0---0direct-10---4-----0-1l--11-mi-50---20-about---00-0-1-00-0-0-11-1-0gbk-00&a=d&c=preclini&cl=CL3.1&d=HASH421a29fb58eb8d61c867bb.1>
21. López, B. (2015). *Método Sedimentación con Formol para el Diagnóstico de Himenolepis sp.* Laboratorio de Microbiología. CES/UVG. Guatemala.
22. Mehlhorn, H., Duwel, D. y Raether, W. (1994). *Manual de Parasitología Veterinaria*. Barcelona, España: Presencia Ltda.
23. Menéndez, E. M. (2003). *Prevalencia de Parásitos Intestinales en niños de edad escolar de la Escuela Alberto Mejía de la zona tres de la ciudad capital y comparación del análisis coproscópico simple con el análisis coproscópico seriado para su determinación*. Tesis de Licenciatura, Química Bióloga: F CC y Farmacia / USAC: Guatemala, GT.
24. *Metodo Baroody y Most.* (s.f.). Alcalá: Universidad de Alcalá.
25. Método de Captura de Invertebrados y Vertebrados Eventuales Hospederos de Parásitos. (s.f.). Recuperado de http://www.fcnym.unlp.edu.ar/catedras/parasiologia/_general/pdf/tp1b.pdf
26. Milazzo, C., Cagnin, M., Bella, D. & Ribas, A. (2010). Helminth Fauna of Commensal Rodents, *Mus musculus* (Linnaeus, 1758) and *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758) (Rodentia, Muridae) in Sicily (Italy). *Rev. Ibero-Latinoam. Parasitol.*, 69(2), 194-198.

27. Moller, R., y Vasquez , N. (2010). *Divisiones del Aparato Digestivo de la Rata Wistar (Rattus norvegicus)*. Recuperado de <http://www.fmvz.unesp.br/rvz/index.php/rvz/article/viewFile/43/54>
28. Parmer, S. R., Soulsby, I., Torgerson, P. R. & Brown, D. (2011). *Zoonoses Biology clinical Practice and Public Health Control*. New York, US: Oxford.
29. Priotto, J. y Steinmann, A. (s.f.). *Modulo I: Biología De Los Roedores*. Recuperado de <http://www.bvsde.paho.org/bvsacd/cd30/roedores/modulo1-3.pdf>
30. Reid, F. A. (2009). *A Field Guide to the Mammals of Central America & Southeast Mexico*. New York, US: Oxford University.
31. Roca, L. A. (2009). *Prevalencia de Helmintos en madre y sus hijos del colegio Monte Hermon de la aldea Cruz Blanca San Juan Sacatepéquez, influencia de factores sanitarios y escolaridad de las madres. Tesis de Licenciatura, Química Bióloga: FCC y Farmacia / USAC: Guatemala, GT.*
32. Rodriguez, M. (2015). *Método de Diagnóstico de Himenolepis sp. en Roedores*. Laboratorio de Parasitología. FMVZ/USAC. Guatemala.
33. Rossomando, M. J., Márquez , W., Prado , J., y Chacón , N. (2008). *Epidemiología de Himenolepiasis y otras Parasitosis Intestinales en una Comunidad Suburbana de Escuque, Trujillo -Venezuela*. *Revista de la Facultad de Medicina*, 31(2), 101-110.
34. Samora, M. A. (2009). *Actualización de la Monografía del Municipio de Masagua, Departamento de Escuintla*. Recuperado de http://biblioteca.usac.edu.gt/EPS/07/07_0375.pdf

35. Sarfaraz, M. (2003). *Studies on Rats and Mice as a Reservoir of Zoonotic Parasites*. Recuperado de <http://pr.hec.gov.pk/thesis/242s.pdf>
36. Sepúlveda, M., & Pardo, M. (2014). Hallazgos de Cestodos de la Familia Hymenolepididae en el Ratón Algodonero del Sur (*Sigmodon hirsutus*) en Huila, Colombia. *Rev. de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia*, 61(1). doi: [org/10.15446/rfmvz.v61n1.43879](https://doi.org/10.15446/rfmvz.v61n1.43879)
37. Sotomayor, R. D., Serrano, E., Tantaleán , M., Quispe , M., y Casas , G. (2015). Identificación de Parasitos Gastrointestinales en Ratas de Lima Metropolitana. *Rev Inv Vet Perú*, 26 (2), 273-281. doi: [org/10.15381/riv.ep.v26i2.11003](https://doi.org/10.15381/riv.ep.v26i2.11003)
38. Steinmann, P., Cringoli, G., Bruschi, F., Matthys, B., Lohourignon, L. k., Castagna, B., . . . Rinaldi, L. (2012). FLOTAC for the diagnosis of *Hymenolepis* spp. infection: proof-of-concept and comparing diagnostic accuracy with other methods. *Parasitology Research Founded as Zeitschrift fur Parasitenkunde*, 111(2), 749-754. doi:[10.1007/s00436-012-2895-9](https://doi.org/10.1007/s00436-012-2895-9)
39. Steinmann, A., y Provencal, C. (s.f.). *Modulo III: Distribución Espacial y Temporal de los Roedores*. Recuperado de <http://www.bvs.de/paho.org/bvsacd/cd30/roedores/modulo1-3.pdf>
40. Terashima, A., Marcos, L., Maco, V., Canales, M., Samalvides, F. y Tello, R. (2009). Técnica de Sedimentación en Tubo de Alta Sensibilidad para el Diagnóstico de Parásitos Intestinales. *Gastroenterol*, 29(4), 305-310.

XI. ANEXOS

Figura No. 1 Hoja de registro de muestras

FICHA No. _____

FICHA DE REGISTRO

Lugar: _____

Número	Fecha	Especie	Edad *(J/A)	Sexo (H/M)	Peso	Largo total mm	Largo cola mm	Tejidos colectados	
								Intestino Delgado	Intestino Grueso

*J: Juvenil *A: Adulto M: Macho H: Hembra

Observaciones: _____

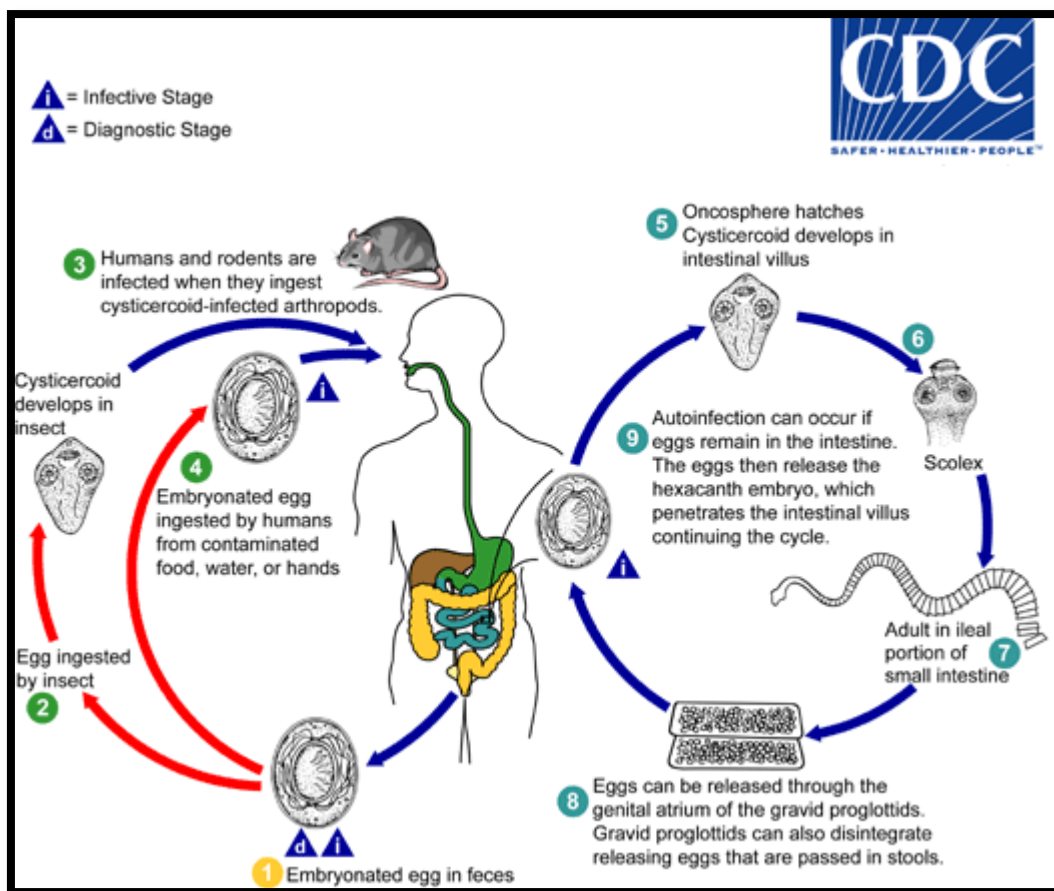
Figura No.2 Hoja registro de resultados Microscópicos de Laboratorio

FECHA	NO. MUESTRA	OBSERVACIONES - RESULTADOS MICROSCOPICOS

Figura No.3 Hoja registro de resultados Macroscópicos de Laboratorio

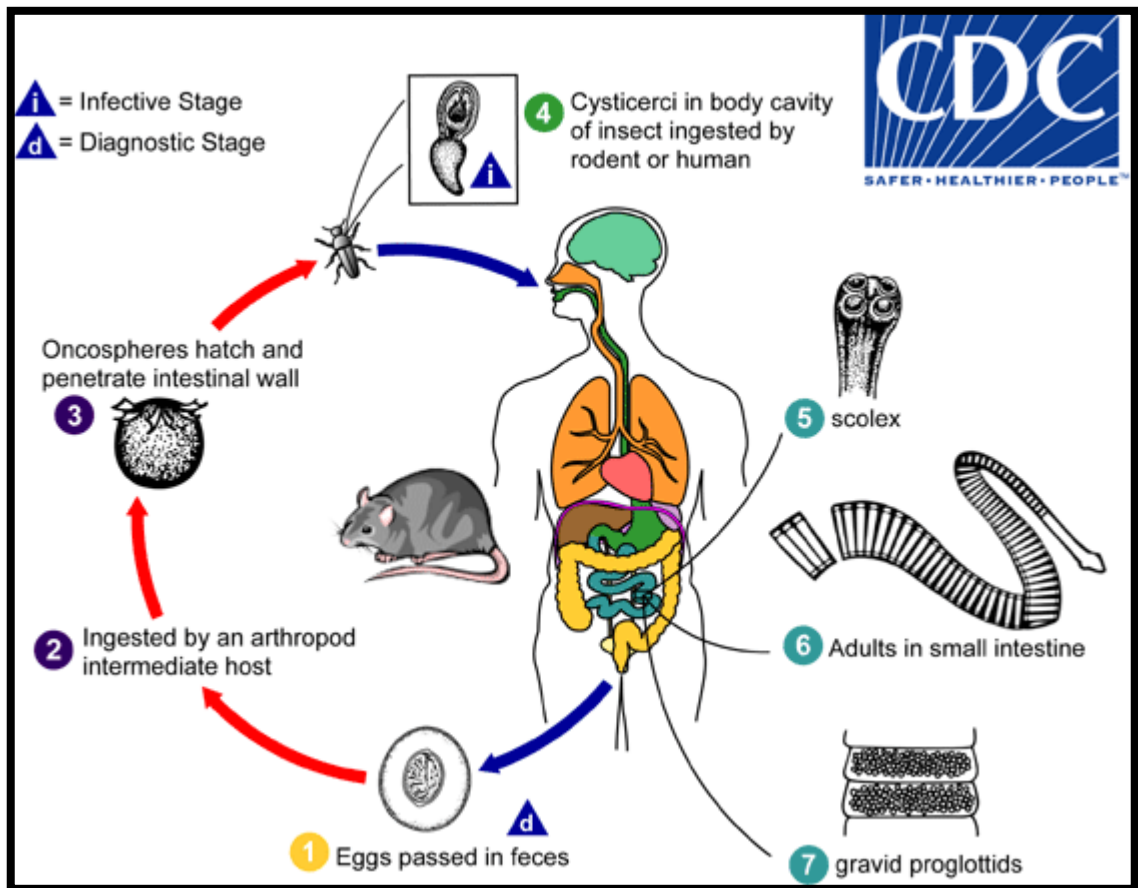
FECHA	NO. MUESTRA	OBSERVACIONES - RESULTADOS MACROSCOPICOS

Figura No. 4 Ciclo de vida de *Hymenolepis nana*



(CDC, 2013)

Figura No. 5 Ciclo de Vida de *Hymenolepis diminuta*



(CDC, 2013)

Figura No. 6 División del aparato digestivo en rata (*Rattus norvegicus*)

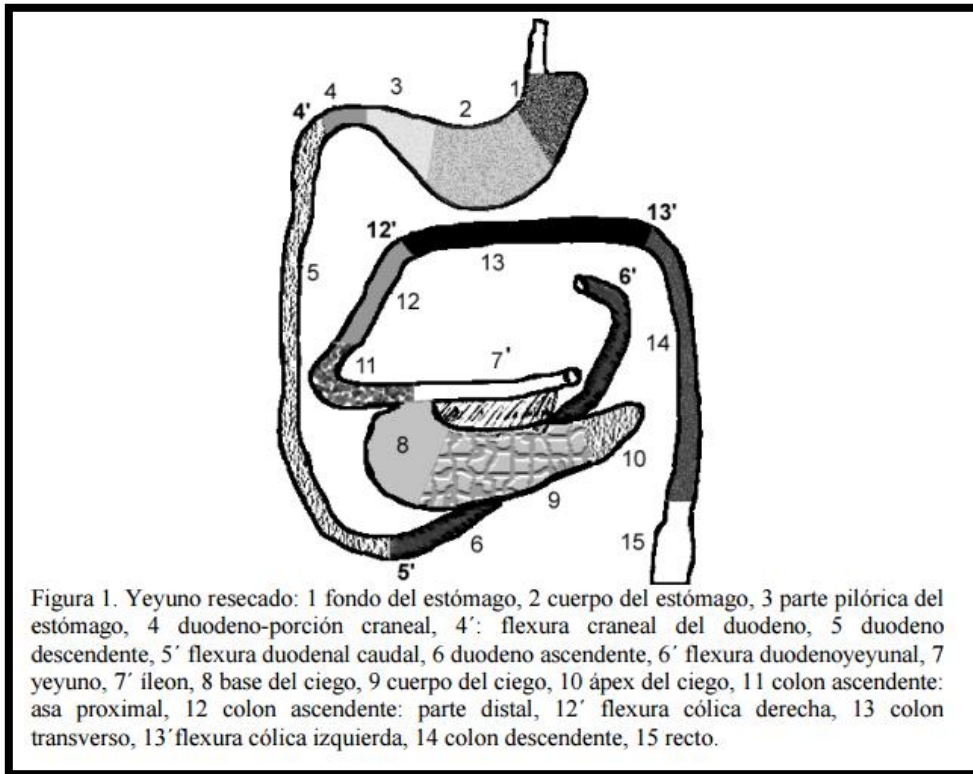


Figura 1. Yeyuno resecaado: 1 fondo del estómago, 2 cuerpo del estómago, 3 parte pilórica del estómago, 4 duodeno-porción craneal, 4': flexura craneal del duodeno, 5 duodeno descendente, 5' flexura duodenal caudal, 6 duodeno ascendente, 6' flexura duodenoyeyunal, 7 yeyuno, 7' ileon, 8 base del ciego, 9 cuerpo del ciego, 10 ápex del ciego, 11 colon ascendente: asa proximal, 12 colon ascendente: parte distal, 12' flexura cólica derecha, 13 colon transverso, 13' flexura cólica izquierda, 14 colon descendente, 15 recto.

(Moller y Vazquez, 2010)

Figura No. 7 *Hymenolepis diminuta*, observación 40X.



Figura No. 8 *H. diminuta*, observación en su forma macroscópica.

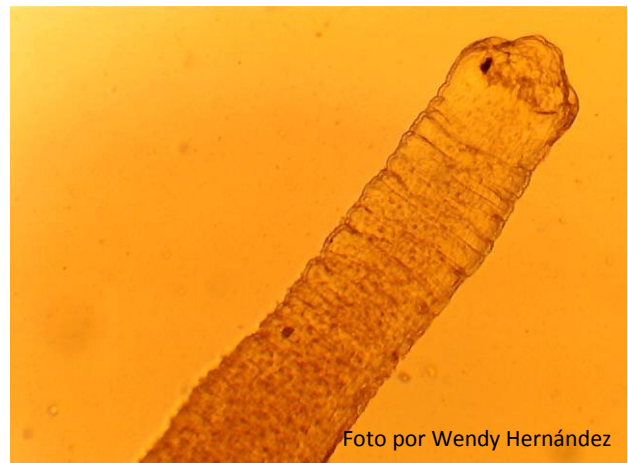


Figura No. 9 *Moniliformis moniliformis*, observación 10X



Figura No. 10 *M. moniliformis*, observación en su forma macroscópica.

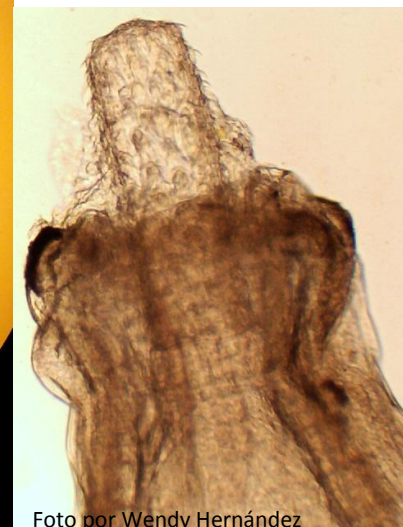


Figura No. 11 *Strongyloides* sp., observación 40x y en su forma macroscópica



Figura No. 12 *Syphacia* sp., observación 40x y su forma macroscópica



Figura No. 13 *Heterakis spumosa*, observación 10x. y su forma macroscópica.

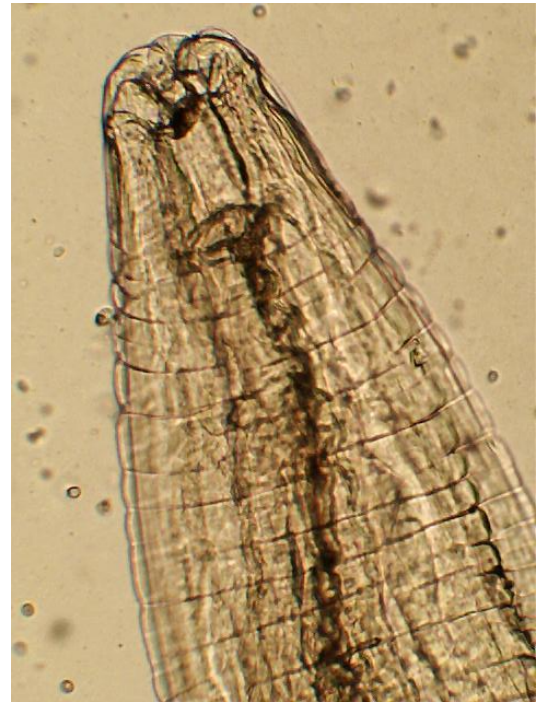


Figura No. 14 *Nippostrongylus sp.* observación 10x y 40x

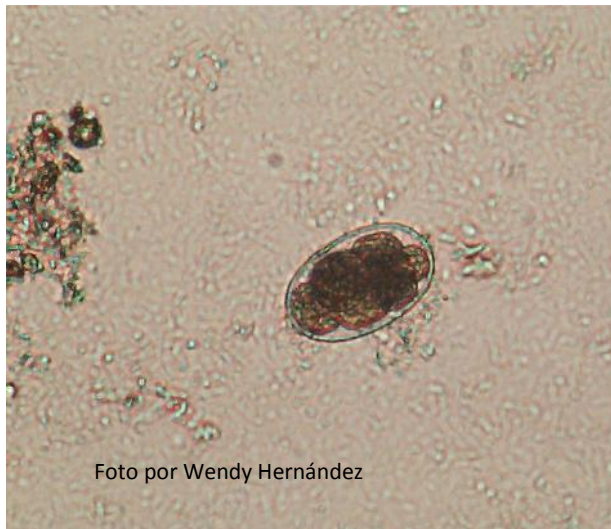
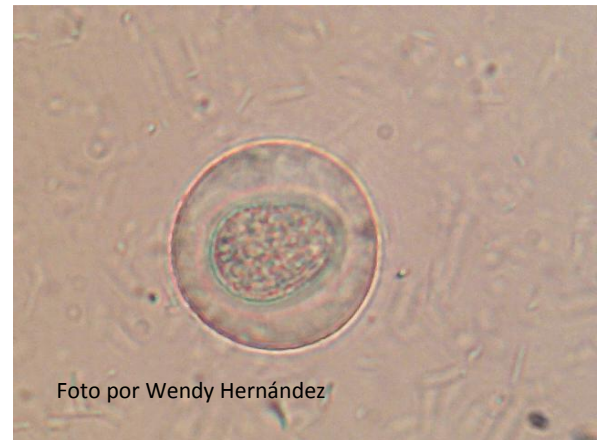
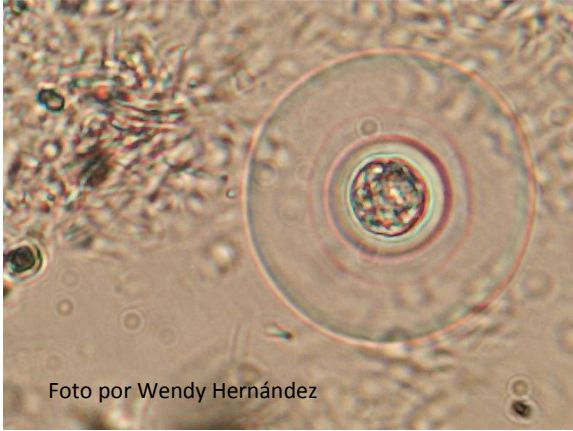


Figura No. 15 Protozoos, Coccidea & *Eimeria* sp. Observaciones 40X



**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Hymenolepis nana* E
Hymenolepis diminuta EN ROEDORES SINANTRÓPICOS, EN LA
COMUNIDAD LOS LIRIOS, MASAGUA, ESCUINTLA, GUATEMALA.**

f. _____
Wendy Celestina Hernández Mazariegos

f. _____
M.Sc. Jorge David Morán Villatoro
ASESOR PRINCIPAL

f. _____
M.A. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
ASESOR

f. _____
M.Sc. Héctor Eduardo Fuentes Rousselin
EVALUADOR

IMPRÍMASE

f. _____
M.Sc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
DECANO