



**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA**

TESIS

**IDENTIFICACIÓN DE ENDOPARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN ROEDORES
(*Rattus spp.*) DE UNA GRANJA RURAL DE LURÍN, 2017**

PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE MEDICO VETERINARIO

STAHL STAHL, ALEXANDRA MAYTE

BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA

LIMA- PERU

2017

DEDICATORIA

El trabajo está dedicado a mi familia porque siempre me han apoyado en todo momento y por ser mi inspiración para salir adelante, lograr mis sueños y objetivos. A mis amigos, por estar siempre alentándome, a la empresa que me ayudo en la captura de los animales y a todos aquellos que me apoyaron en el muestreo y análisis desde el inicio de mi trabajo.

A mis profesores que me han apoyado en todo, en este largo camino para la realización de la tesis.

AGRADECIMIENTO

Quiero agradecer en primer lugar a Dios por darme fuerzas para llevar a cabo este trabajo. A mi abuela, mama y mi tía, María, Elizabeth y Roxana; a mi hermana Jenny; así como a todas aquellas personas que contribuyeron de manera profesional a lo largo de mi tesis y que han sido parte fundamental de mi vida y desarrollo; ya que, gracias a sus enseñanzas, atenciones y apoyo, tanto dentro y fuera de la universidad logre forjar un buen camino.

Finalmente, a mi alma mater y a la facultad que me apoyaron con el desarrollo experimental de este trabajo. Agradezco en lo particular a la M.V Nidia Puray Chávez, M.V José Luis Quichiz Riveros, Blgo. Deyli Diaz L. y al M.V Hugo Castillo por su valioso apoyo, enseñanza y sobre todo paciencia a lo largo del desarrollo de la investigación.

RESUMEN

El objetivo del estudio fue identificar endoparásitos gastrointestinales en roedores (*Rattus spp.*) de una granja rural de Lurín del mes de agosto a enero del 2017. El muestreo se realizó de un total de 95 individuos 42 pertenecientes a *Rattus norvegicus* y 53 a *Rattus rattus*. Una vez recolectadas las ratas, se trasladaron al Laboratorio Central de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria de la Universidad Alas Peruanas para ser eutanasiadas y llevadas a la sala de necropsia para ser analizadas mediante el método de travassos modificado. Mediante este último, se abrieron cada una de las partes de los tractos gastrointestinales que estuvieron conservados en alcohol al 70%, con la finalidad de encontrar helmintos adultos los cuales se observaron mediante estereoscopia y microscopia para su identificación. Los resultados arrojaron que el 56,60 % de *R. rattus* y el 90,47% de *R. norvegicus* estuvieron infectados con helmintos. En *R. rattus* se identificaron dos especies de cestodos: *Hymenolepis diminuta* (45,28%), *Rodentolepis fraterna* (37,74%) y dos especies de nematodos: *Gongylonema neoplasticum* (11,32%) y *Protospirura chanchanensis* (11,32%). En *R. norvegicus* se identificaron dos especies de cestodos: *Hymenolepis diminuta* (59,52%) y *Rodentolepis fraterna* (57,14%) y dos especies de nematodos: *Gongylonema neoplasticum* (33,33%) y *Protospirura chanchanensis* (21,43%). Los resultados indicaron que *Hymenolepis diminuta* y *Gongylonema neoplasticum* fueron los agentes parasitarios de importancia zoonótica más frecuente.

Palabras Clave: travassos, necropsia, helmintos, tractos

ABSTRACT

The objective of the study was to identify internal gastrointestinal parasites in rodents (*Rattus* spp.) of a rural farm of Lurín from the month of August to January 2017. The sampling was carried out of a total of 95 individuals 42 belonging to *Rattus norvegicus* and 53 to *Rattus rattus*. Once collected the rats, moved to the Central Laboratory of the professional school of veterinary medicine of the University Alas Peruanas to be eutanasiadas and carried to the necropsy room to be analyzed using the method of modified travassos. By the latter, is was each of the parts of the gastrointestinal tracts that were conserved in alcohol 70%, in order to find adult worms which were observed by stereoscopy and microscopy for your identification. Results showed that 56,60% of *R. rattus* and 90,47% of *R. norvegicus* were infected with helminths. In *R. rattus* identified two species of cestodes: *Hymenolepis diminuta* (45,28%), *Rodentolepis fraterna* (37,74%) and two species of nematodes: *Gongylonema neoplasticum* (11,32%) and *Protospirura chanchanensis* (11,32%). In *R. norvegicus* identified two species of cestodes: *Hymenolepis diminuta* (59,52%) and *Rodentolepis fraterna* (57,14%) and two species of nematodes: *Gongylonema neoplasticum* (33,33%) and *Protospirura chanchanensis* (21,43%). The results indicated *Hymenolepis diminuta* and *Gongylonema neoplasticum* were commonest zoonotic importance parasitic agents.

Key words: Travassos, necropsy, helminths, tracts

ÍNDICE

	Pag
DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO	ii
RESUMEN	iii
ABSTRACT	iv
I. INTRODUCCIÓN	6
II. MARCO TEÓRICO	8
III. MATERIALES Y METODOS	33
IV. RESULTADOS	42
V. DISCUSIÓN	61
VI. CONCLUSIONES	69
VII. RECOMENDACIONES	70
VIII. BIBLIOGRAFIA	71
ANEXOS	81

I. INTRODUCCIÓN

Los roedores (*Rattus* spp.) constituyen uno de los animales más dominantes a nivel mundial por su gran distribución geográfica, por ello se les ha considerado importantes ya que desempeñan un papel activo como reservorios o vectores de enfermedades específicas con gran impacto en la salud pública (1).

Estos intervienen en la propagación de parásitos con potencial zoonótico tales como *Hymenolepis* sp., *Railletina demeransis*, *Gongylonema neoplasticum* y *Moniliformis moniliformis* usando al hombre como hospedero definitivo, pero de manera accidental. De esta forma, las personas pueden ser víctimas directas o indirectas de dichos organismos patógenos bien sea por exposición a las excretas de los roedores o por consumo de alimentos contaminados (2).

Por otro lado, aún hasta la actualidad hay muy pocos bancos de información en el Perú que indiquen cuales son los endoparásitos gastrointestinales más reportados; ya que muchos pueden usar al hombre para cumplir alguna parte de su ciclo de vida, por ello la importancia de la investigación.

En el país, los estudios sobre la fauna parasitaria de los roedores y su rol como posible transmisor o reservorio de parásitos gastrointestinales con impacto en la salud pública están muy poco difundidos. Esta escasez de información científica en cuanto a las ratas, demanda a que se realicen investigaciones de la actual distribución y frecuencia de estos parásitos en diversos ambientes; con el fin de saber el riesgo en que se encuentran las poblaciones de animales y las personas que viven en contacto con ellas.

Por ello, el objetivo del estudio fue identificar endoparásitos gastrointestinales en roedores (*Rattus* spp.) de una granja rural de Lurín, y ver si existía asociación entre la presencia de helmintos y las variables de especie, edad y sexo según roedor.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Generalidades de los roedores de estudio

Los roedores constituyen el grupo de mamíferos más numerosos, tanto en especies como en individuos. Poseen una alta proliferación y abundan en todos los ecosistemas (3).

El Orden Rodentia está representado por 35 familias, 359 géneros y más de 2000 especies. Siendo el de mayor importancia entre los vertebrados plaga de América Latina (4).

Desde la antigüedad, se conoce la importancia que tienen los roedores para la salud pública por su condición de reservorios y transmisores de agentes patógenos que afectan al hombre y los animales domésticos. Por ello, es importante su estudio.

2.1.1 Descripción taxonómica

Reino : Animal
Phylum : Chordata
Clase : Mammalia
Orden : Rodentia
Familia : Muridae
Género : *Rattus*
Especies : *Rattus rattus*
Rattus norvegicus (5)

2.1.2 *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758)

a. Morfología

Denominada también rata negra o rata de los tejados. Se distribuye en zonas templadas, subtropicales y tropicales de los 5 continentes.

Esta rata tiene una coloración uniforme en el dorso y a los costados, generalmente negra a café tostado. Las partes inferiores generalmente son más claras. La cola es más larga que la cabeza y el cuerpo, es prácticamente desnuda; mide de 15 a 23 cm de longitud. Las hembras tienen 12 mamas. Al igual que el resto de los roedores, poseen cuatro incisivos, dos superiores y dos inferiores, carece de caninos y premolares anteriores de que ocasiona que haya un espacio vacío. El peso bordea los 150 a 250gr (5). (Ver Imagen 1).

b. Hábitos específicos

Es un roedor que habita en las cercanías de las viviendas o dentro de ellas. Se encuentra preferentemente en los basurales, en lugares donde se almacenan víveres, en las paredes y techos de las casas, en huecos de árboles.

Es un animal de activa vida nocturna. Hace sus nidos en lugares poco accesibles (paredes, techos, sótanos, desvanes, árboles, plantas trepadoras) y los confecciona con restos de cualquier material, tales como trapos, hilos, pajas, aserrín de madera. Rara vez hace sus madrigueras en la tierra, pero cuando esto ocurre construye un nido central con galerías de acceso de 5 a 6 cm de diámetro, cuyas bocas disimula con restos vegetales y tierra.

Por otro lado, es muy buen trepador y muy ágil (es capaz de saltar hasta más de 80cm de altura). Son omnívoros, sus excrementos son fusiformes y miden hasta 12mm. Un animal joven puede atravesar orificios menores de 25mm de diámetro (6).

c. Alimentación

Son de hábitos alimentarios más regulares que los ratones domésticos (*M. domesticus*), tendiendo a comer alimentos ubicados en lugares conocidos. Sin embargo, en principio ambos tipos de roedores toman cautelosamente sólo pequeñas cantidades de alimentos nuevos, adquiriendo información sobre el gusto y valor nutricional de lo ingerido (6).

2.1.3 *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769)

a. Morfología

Denominada también rata común, parda, de agua o de Noruega. Esta especie se distribuye en zonas templadas, subtropicales y tropicales de los 5 continentes; y es la más grande de las ratas.

Es una de las ratas más conocidas y comunes; está ligada a las actividades humanas y gracias a ello ha colonizado todo el mundo desde sus orígenes en China, siendo una verdadera plaga. La rata de alcantarilla mide de 21 a 27 cm de longitud, la cola es corta tiene de 17 a 22 cm pesa alrededor de 280 a 520 g. Su color es pardo leonado variando a veces a gris oscuro o pardo rojizo (7).

El pelaje es corto y tieso. Las orejas son relativamente pequeñas, redondeadas, pegadas a la cabeza y sin pelos. Sus muslos son fuertes y en su cola el anillado es poco marcado (7). Los ojos son pequeños y el hocico es chato. (Ver Imagen 2)

b. Hábitos específicos

Es un roedor que prefiere los lugares húmedos y/o cercanos al agua. Por ello habita en las costas de los ríos y arroyos, en los sistemas de desagües, en las cloacas. Como es un buen nadador, le es fácil desplazarse en el agua.

Cava muy bien, pero es un mal trepador. Habita preferentemente fuera de las viviendas, en madrigueras que construye cerca de alcantarillas y desagües, o que excava en el suelo. Estas excavaciones constituyen un sistema de galerías de varias bocas, en el fondo del cual instala el nido (6)

Son animales nocturnos y omnívoros. Sus excrementos son cilíndricos y miden hasta 20mm. Una rata joven puede pasar a través de un orificio de 25mm de diámetro. (Ver Imagen 3)

2.2 Comportamiento de las ratas en general

El comportamiento de los roedores es complejo y por lo tanto aquí sólo considero algunos aspectos generales relacionados con la alimentación, movimiento, organización social y reproducción.

2.2.1 Alimentación y reproducción

Son omnívoras; comen desde materia vegetal, hasta animal, aunque prefieren las semillas, granos, nueces y frutos. También comen insectos y otros invertebrados. La comida comúnmente es llevada para almacenar en sus guaridas.

Una rata parda adulta come por día aproximadamente 25 - 50g (de 8 a 10% de su peso corporal) de alimentos húmedos, y entre 39 y 40g diarios cuando son cereales. Requieren de 15 a 30ml de agua por día cuando se alimentan de productos sin contenido de agua.

Las hembras maduran sexualmente a los 3 a 5 meses. Se reproducen a lo largo de todo el año, teniendo de una a once crías por camada. La gestación es de 21 a 22 días en hembras no lactantes y de 23 a 29 días durante la lactancia. En cautiverio se ha reportado una longevidad de hasta más de 4 años (8).

2.2.2 Movilidad entre ratas del género *Rattus* spp. y comportamiento

Para interpretar los contactos dentro de una misma especie y entre especies diferentes; así como la relación de los roedores con los artrópodos vectores de enfermedades, es necesario conocer la movilidad de las poblaciones de roedores. Este conocimiento puede ser también muy importante para planificar programas de lucha, pues permite saber dónde pueden producirse reinfestaciones.

Un movimiento común entre ratas es la dispersión de los individuos jóvenes a partir del nido. Las distancias recorridas pueden ser de 3 a 10 km, pero por término medio son mucho más pequeñas. En muchas especies de roedores, pueden observarse también movimientos ocasionados por la falta de alimentos en el lugar inicial de residencia y que se traducen en la invasión de hábitats adyacentes.

Por otro lado, se sabe que ciertas especies de roedores se desplazan regularmente en función de los cambios estacionales, invadiendo por lo general los graneros y almacenes durante el otoño y el invierno en las regiones templadas (9).

En cuanto al comportamiento reproductivo en ambientes naturales, los roedores murinos y sigmodontinos se reproducen estacionalmente. Es probable que la extensión de la luz durante el día (períodos de luz solar largos en el verano y cortos en el invierno) sea un fuerte factor controlador de la estimulación e inhibición de la actividad reproductiva en la mayoría de las especies de ratas y ratones.

Otros factores tales como la nutrición, la temperatura y otros factores sociales pueden anular los efectos de la extensión de la luz.

La mayoría de las especies de roedores tienen un sistema de apareamiento en el cual un macho se aparee con muchas hembras (sistema poligámico o promiscuo). Así, los machos dominan pequeños grupos de hembras reproductivas, pudiendo dividirse las poblaciones en pequeñas unidades reproductivas. Los individuos de la misma unidad reproductiva son reconocidos por su olor.

Por ejemplo, con respecto al tamaño de camada, las hembras jóvenes por lo general tienen camadas más pequeñas que las hembras adultas (9).

2.2.3 Patrones de orientación de roedores

Los roedores ejercen una permanente actividad de exploración dentro de sus áreas o dominios vitales. Ellos constantemente exploran en su ambiente, tanto los elementos u objetos conocidos como los nuevos, ya sea olfateando, investigando, degustando y probando alimentos o líquidos que encuentran a su paso. El resultado final de esta actividad exploratoria es familiarizarse con una amplia variedad de situaciones en su ambiente inmediato. Es un proceso de aprendizaje por el cual la respuesta del organismo se modifica como resultado de la experiencia. Un tipo de aprendizaje es la asociación que frecuentemente implica ensayo y error (6).

Los detalles de caminos, obstáculos, lugares de ocultamiento, y localización de alimento y agua son memorizados y aprendidos. Pueden también detectar rápidamente y evitar cualquier objeto extraño que sea encontrado en su ambiente familiar. De esta manera, a veces, evitan por horas y en oportunidades por días utilizar un camino en donde se le ha colocado un elemento no familiar en el trayecto.

En general se propone que los objetos nuevos como cebos y trampas; sean colocados cerca de los caminos de los roedores, pero nunca sobre el camino cortándoles el paso (6). (Ver Imagen 4)

2.2.4 Habilidades de las ratas y dominancia territorial entre especies

Las ratas poseen una habilidad innata para cavar, en el caso de La rata parda (*R. norvegicus*) es cavícola y cava fácilmente en el suelo cuando se le da la oportunidad. Las madrigueras excavadas raramente exceden los 50cm de profundidad, aunque pueden llegar a cavar 2 ó 3m a través del suelo suelto sin dificultad.

Los sistemas de madrigueras son a menudo extendidos, conectándose a través de túneles y varias bocas de salida. Por otro lado, la rata negra (*R. rattus*) cava sólo ocasionalmente en lugares libres de ratas pardas.

En general, las ratas son buenas trepadoras y puede llegar a construir madrigueras de forma esférica en los árboles, a partir de desperdicios o follaje suelto o en sitios secos y altos cuando habita en construcciones (8).

Son nocturnas y crepusculares, pueden estar en sitios como hoyos, debajo de rocas, en troncos o en pilas de basura, desperdicios y en las alcantarillas.

Los grupos se forman cercanos a la fuente de alimento, que es defendida de ratas ajenas al grupo; aunque en general se evitan los enfrentamientos. Las crías gozan de inmunidad y pueden comer aún de la comida del macho dominante. Poseen un sistema de comunicación vocal compuesto por silbidos y gritos, sobre todo usados en encuentros violentos (8).

2.3 Enfermedades que transmiten *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*

Son numerosas las zoonosis transmitidas por roedores. En algunas, éstos pueden tener un papel fundamental como fuente directa de infección al hombre; mientras que en otras juegan un papel secundario en la transmisión de la enfermedad.

Dentro de las zoonosis transmitidas por roedores se hallan bacteriosis como la fiebre por mordedura de rata, fiebre recurrente, leptospirosis y peste. También podemos encontrar las enfermedades virales (Coriomeningitis linfocitaria y El síndrome pulmonar por hantavirus) y parasitarias (*Hymenolepis diminuta*, *Railletina demeransis* y *Moliniformis moliniformis*) (10).

2.4 Endoparásitos gastrointestinales en *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*

Entre los helmintos más importantes que se describen en estas dos especies de roedores (Cuadro 1), se reporta una mayor diversidad de especies de nematodos; seguido por el phyla Platyhelminthes en menor cantidad; mientras que para el phyla Acanthocephala, también llamados gusanos de cabeza espinosa, solo se ha descrito un único parásito (11).

2.4.1 Phylum Nematelminthes

Los parásitos de este grupo son invertebrados redondos, no segmentados, de cuerpo filiforme con simetría bilateral, con una cavidad central del cuerpo llamada pseudoceloma y un aparato digestivo constituido de una boca y ano (12).

El desarrollo de los ciclos biológicos de los nematodos, puede requerir presencia de un solo hospedador o de dos hospedadores; pudiendo tener ciclos directos y ciclos indirectos. El ciclo es monoxeno o directo cuando la infección del hospedador se produce por ingestión de huevos en cuyo interior se encuentra una Larva 2 (L-II) y no realizan emigración intraorgánica. Por otro lado, el ciclo es heteroxeno o indirecto, cuando requiere de un hospedero intermediario para cumplir su desarrollo (12).

Los nematodos empiezan su vida desde la larva 1 (L-I), larva 2(L-II), larva 3 (L-III), larva 4 (L-IV) y larva 5 (L-V). A lo largo del desarrollo estas fases se localizan dentro y fuera del hospedador para cumplir su ciclo y lograr reproducirse.

En el caso de *Gongylonema neoplasticum* y *Protospirura chanchanensis* el ciclo de vida es indirecto; los roedores eliminan por las heces las larvas, que tras ser consumidas por coleópteros y cucarachas como hospedadores intermediarios desarrollan la fase infectiva L3 (LIII), que luego vuelven a ser consumidas por los roedores.

En *Mastophorus muris*, el ciclo también es indirecto similar al de *Gongylonema neoplasticum* en los hospederos intermediarios se desarrolla la fase infectiva L3(LIII). Con respecto a *Heterakis spumosa*, *Syphacia muris* y *Strongyloides ratti*, tienen ciclos de vida directa y no usan hospederos intermediarios para completar su desarrollo (12,13).

2.4.1.1 Superfamilia Spiruroidea

Estos parásitos varían de tamaño de medianos a grandes y están ubicados principalmente en el aparato digestivo anterior (esófago y estómago), necesitan de un hospedador intermediario para completar su ciclo biológico (11).

A. *Gongylonema neoplasticum* (Fibiger y Ditlevsen, 1914)

Clasificación taxonómica

Clase: Nematoda

Familia: Spiruroidea

Género: *Gongylonema*

Especie: *Gongylonema neoplasticum* (14).

Morfología

Este nematodo se aloja en el esófago y estómago pudiendo ocasionar úlceras gástricas. La infección natural no ha sido reportada en roedores de laboratorio (14).

Se caracteriza por tener las regiones cefálicas y del esófago con numerosas placas cuticulares irregularmente dispuestas en filas longitudinales en las partes dorsales y ventrales del cuerpo (Ver imagen 5).

La extremidad anterior del cuerpo termina de forma contundente y cónica, la porción cónica empieza en el poro excretor.

Las bandas laterales son distinguibles, disminuyendo de tamaño en sentido anterior y desapareciendo posteriormente en la región anal. El poro excretor está en la línea media en la superficie ventral, entre el anillo nervioso y la unión de las dos mitades del esófago.

La boca tiene forma de un triángulo equilátero, pero sin labios. Las papilas son poco visibles. (Ver imagen 6)

El macho mide de 15 a 20 mm de largo y de 110 a 130 micras de espesor. Siendo el esófago una cuarta parte de toda la longitud. La bolsa copulatriz tiene un tamaño promedio de 462 micras de largo, es oval y alargada. Posee ocho pares de papilas caudales fungiformes, asimétricamente ubicadas. Los cuatro pares de papilas preanales que posee son de gran tamaño mientras que los cuatro pares de papilas postanales encontrados más cerca de la abertura de la cloaca son pequeños (15).

Transmisión

Posee un ciclo de vida indirecto y los hospederos intermediarios reportados son *Periplaneta americana*, *Periplaneta orientalis* y *Tenebrio molitor*.

Las hembras liberan los huevos embrionados y estos al salir con las heces; son ingeridos por estos hospedadores. Las larvas son liberadas al intestino gracias a los fluidos digestivos y al día siguiente migran hacia su localización final en donde se encapsulan; siendo esta capsula no muy prominente (15).

B. *Mastophorus muris* (Gmelin, 1790)

Es una especie cosmopolita que parasita principalmente a roedores silvestres y urbanos, teniendo como hospedadores menos frecuentes carnívoros y marsupiales.

Clasificación taxonómica

Clase: Nematoda

Familia: Spiruroidea

Género: Mastophorus

Especie: *Mastophorus muris* (11).

Morfología

Tiene un cuerpo de color rosado, robusto, de tamaño mediano a grande y de extremo anterior romo. La boca posee dos labios trilobulados laterales, considerados como pseudolabios, formados por la eversión de la capsula bucal (11).

Los lóbulos medianos son cuadrados en su contorno, mientras que los lóbulos laterales son ampliamente triangulares. El borde libre de cada lóbulo está fuertemente cuticularizado en su aspecto exterior. La superficie interna de cada lóbulo está cubierta con una membrana delgada y flexible, la cara anterior lleva una serie de dientes insertados en su superficie exterior e interior. El número y la forma de los dientes son muy variables, hay dos lóbulos que tienen exactamente el mismo patrón de dientes.

Tiene una cápsula bucal cilíndrica y con paredes fuertemente quitinizadas. El esófago es largo y está dividido en dos porciones, una muscular y corta y otra glandular y larga.

El macho tiene una morfología muy característica que constituyen una extremidad posterior curvada ventralmente la cual forma uno o dos espirales, la forma de las espículas (filiformes y muy esclerotizadas), las alas caudales muy desarrolladas con papilas pedunculadas y la presencia de gubernáculum.

En la hembra la posición de la vulva está en el primer o segundo tercio del cuerpo, lo cual, constituye el carácter fundamental para la clasificación (11).

Transmisión

Se ubica en el estómago, tiene ciclo de vida indirecto. Son parásitos ovíparos y durante su ciclo de vida los huevos embrionados salen en las heces del huésped definitivo. Las formas juveniles rhabditiformes se desarrollan sólo cuando penetran al huésped intermediario apropiado y evolucionan en el hemocele o en varios tejidos, en donde se encapsulan formando el tercer estadio infectante.

Los hospederos intermediarios reportados son *Periplaneta americana* y *Leucophaea maderae*. Así mismo, reportes anteriores señalan que el género *Mastophorus* se había encontrado en huéspedes intermediarios naturales como *Xenopsylla cheopis*, flebotómidos, coleópteros y miriápodos (11).

C. *Protospirura chanchanensis*

Este parásito fue hallado en el departamento de La Libertad, no hay mucha información sobre este nematodo (16).

Clasificación taxonómica

Clase: Nematoda

Familia: Spiruroidea

Género: Protospirura

Especie: *Protospirura chanchanensis* (17)

Morfología

Se sabe que la hembra tiene una vulva posterior a la mitad del cuerpo, y el macho presenta una cola relativamente corta. Además, en la parte posterior presenta una espícula prominente (17). (Imagen 7) (Imagen 8 y 9).

2.4.1.2 Superfamilia Heterakoidea

A. *Heterakis spumosa* (Schneider, 1866)

Clasificación taxonómica

Clase: Nematoda

Familia: Spiruroidea

Género: Heterakis

Especie: *Heterakis spumosa* (18).

Morfología

Es común del ciego y el colon de ratas negras y ratas de alcantarilla. Los gusanos masculinos son de 6-10 mm de largo y 200-260 micras de ancho con una espícula distinta. Los machos tienen una ventosa preanal con un borde quitinoso, además presenta aletas caudales bien desarrolladas en la porción posterior, sin gubernáculum y la ventosa genital es levemente pedunculada y esta interrumpida en su borde posterior por una estructura papiliforme (18,19).

Posee aletas cuticulares latero-ventrales en la porción anterior, su capsula bucal es corta y la boca tiene tres labios desiguales; el esófago es claviforme y se ensancha ligeramente hacia su extremo posterior terminando en un bulbo esofágico. Las hembras son de 7-13 mm largo por 680-740 micras de ancho. Los huevos son de forma ovoide con cubierta gruesa (19).

Transmisión

El ciclo de vida es directo. Estos son liberados en las heces y en dos semanas se convierten en huevos embrionados. Cuando se ingiere, su eclosión es en el estómago,

y las larvas migran hacia el ciego y el colon, donde maduran en aproximadamente 26-47 días.

2.4.1.3 Superfamilia Trichuroidea

A. *Capillaria* sp.

Se han reportado diversas especies de Capillarias que parasitan el tracto gastrointestinal de las ratas y roedores en general. Dentro de ellas tenemos: *C. annulosa* y *C. multicellularis* quienes infectan el intestino delgado de ratas; *C. baciolata* infecta el esófago de ratas y ratones; *Capillaria gástrica* infecta el estómago de ratas, ratones y topos; y tanto *C. intestinalis* como *C. tavernae* infectan el intestino de ratas (20,18).

B. *Trichuris muris* (Schrank, 1788)

Clasificación taxonómica

Clase: Nematoda

Familia: Trichuroidea

Género: *Trichuris*

Especie: *Trichuris muris* (18).

Morfología

Posee un extremo anterior filiforme y la parte posterior es gruesa. La cutícula es fina y transversalmente estriada. La boca es simple y sin labios. El esófago es estrecho y largo; rodeado por una hilera de células sub-esofágicas. El extremo caudal del macho es en espiral y curvado, a diferencia de la hembra que solo se inclina ligeramente hacia ventral (18).

Transmisión y ciclo de vida

El ciclo de vida de *T. muris* es directa. Los huevos son depositados en las heces y son liberadas al medio ambiente convirtiéndose en embrionados dentro de dos meses. Los huevos eclosionan después de la ingestión y hay la liberación de las larvas de primera etapa infecciosa.

Después de ello, las larvas se establecen en el ciego y la mucosa del colon y mudan por etapas larvales a la etapa adulta. Los gusanos adultos son intraepiteliales en el ciego y el colon, donde excavan túneles (18).

2.4.1.4 Superfamilia Rhabditoidea

A. *Strongyloides ratti*

Clasificación taxonómica

Clase: Nematoda

Familia: Rhabditoidea

Género: *Strongyloides*

Especie: *Strongyloides ratti* (21).

Morfología

Las hembras parasitarias son de aproximadamente 2 mm de longitud, con colas de extremos romos, y un esófago alargado, de lados rectos que ocupan un tercio de la longitud del cuerpo. Ambos sexos tienen esófago rhabditiforme; la hembra de vida libre tiene un ovario didelfo y una vulva en el punto medio del cuerpo (21).

Transmisión

Se aloja a lo largo del intestino delgado de las ratas. No es considerado un parásito de importancia en salud pública ya que solo parasita a colonias de roedores y tiene un ciclo de vida directo.

El ciclo de vida es directo, las ratas se infectan cuando el L3 de vida libre, penetra la piel. Naturalmente esto, se produce por la oportunidad de unión de la piel anfitrión y larvas. Estas larvas migran a través del cuerpo del anfitrión de manera que a las 24 horas después de la infección se encuentran en la región nasofrontal del huésped hasta alcanzar el intestino delgado.

Ya dentro del huésped, las larvas pueden desarrollarse en dos ciclos uno indirecto o sexual; en donde las L2 se irán diferenciando en hembras y machos hasta L4. En esta etapa los adultos viven en libertad se aparean y la hembra pone los huevos que eclosionan liberando las larvas L1, las cuales mudan en L2 en etapas filariformes hasta L3 infectivas. Estas son de larga vida y pueden persistir en el medio ambiente hasta que encuentren un huésped adecuado. El destino alternativo en el que los L1 salen de los huevos por las heces y mudan a L2 y a L3 infectiva; se le conoce como desarrollo directo o asexual (21).

2.4.1.5 Superfamilia Oxyuroidea

A. *Syphacia muris* (Yamaguti, 1935)

Se encuentra en ratas, posee tres labios grandes, un esófago prominente con un bien desarrollado solo bulbo en el extremo posterior; y cola larga y puntiaguda.

Clasificación taxonómica

Clase: Nematoda

Familia: Oxyuroidea

Género: Syphacia

Especie: *Syphacia muris* (22).

Morfología

Los machos poseen tres estructuras; un espícula larga y prominente, un gubernaculum y una cola ventral doblada. En la hembra, la vulva se encuentra en el cuarto anterior del cuerpo, detrás de los poros excretores. La transmisión se produce a través de la ingestión de los huevos. No hay síntomas clínicos, a menos que posea una alta carga parasitaria. No tiene potencial zoonótico (22).

Transmisión y ciclo de vida

Posee ciclo de vida directo. Los huevos son depositados por la hembra en la zona perianal del hospedador o en el colon. A pocas horas de la liberación de los huevos en el medio ambiente, la infección de la rata se produce por la ingestión de huevos embrionados de la zona perianal o el medio ambiente de la jaula. Las larvas migran al intestino grueso y maduran. El periodo de prepatencia es de siete a ocho días (22).

2.4.2 Phylum Platyhelminthes

2.4.2.1 Cestodos y sus ciclos de vida

Los ciclos de los cestodos son indirectos, excepto de *R. fraterna*. Sus fases de desarrollo parten desde el momento que se encuentran en el intestino del hospedero definitivo en su forma de cisticerco y son eliminados por las heces en forma de vesículas o larvas.

Luego son consumidas por el hospedero intermediario mayormente pulgas y cucarachas, desarrollándose dentro de la cavidad celómica de estos una fase infectiva llamada cisticercoide; pudiendo ser consumidas por el mismo hospedero o por un hospedero accidental. El hospedero intermediario más reconocido para ratas, es la pulga de la rata *Xenopsylla cheopis* (23).

En el ciclo de *Rodentolepis fraterna*, los huevos son infecciosos ni bien son eliminados con las heces. Tras ser ingeridos por medio del agua contaminada, vegetales crudos o manos contaminadas, son llevados hasta la mucosa intestinal de humanos y roedores; tras esto las oncósforas salen y se transforman en cercocystis, o bien son ingeridas por cucarachas, desarrollándose cisticercoides. Posteriormente, se desarrollan en tenias adultas en el intestino delgado para ser eliminados por las heces en forma de huevos y continuar el ciclo (24).

El ciclo en *Hymenolepis diminuta*, comienza cuando un artrópodo ingiere huevos del parásito. Dentro de ellos, las oncósferas se transforman en cisticerco que al penetrar su pared intestinal se denominan cisticercoide; los roedores se infectan cuando se alimentan de estos artrópodos. Las ratas son reservorios y huéspedes definitivos naturales de *Hymenolepis diminuta*. Se sabe, que tras ser consumidos por el hospedero definitivo se desarrollan dentro de ellos la tenia adulta. En el caso de *Raillietina demerariensis* es ciclo también es indirecto (24).

2.4.2.2 Superfamilia Hymenolepididae

A. *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi, 1819)

Esta solitaria es un parásito de las ratas y ratones, madura ocasionalmente en perros, los seres humanos y los monos, pero su fama se debe principalmente a ser un cestodo modelo para experimentos de laboratorio.

Clasificación taxonómica

Clase: Cestoda

Familia: Hymenolepididae

Género: Hymenolepis

Especie: *Hymenolepis diminuta* (25).

Morfología

Morfológicamente es mucho más larga que la *R. fraterna*, midiendo hasta 60 cm o más de longitud. El escólex tiene cuatro ventosas musculares y un rostelo retráctil desarmado. Sus huevos pueden llegar a medir hasta 60 a 80 micras y son redondeados, de color amarillo parduzco, poseen una membrana interna delgada y contiene seis ganchos centrales, pero sin filamentos polares. Sus proglótidos son más largos que anchos, posee tres testículos y un solo ovario con un escólex sin ganchos (25). (Ver Imagen 10)

B. *Rodentolepis fraterna* (Stilles, 1906)

También conocida como tenia enana en ratas y ratones, se presenta sobre todo en países cálidos en el hombre se le puede encontrar con su variación de *H. nana*. Se localiza en la parte final del íleon.

Clasificación taxonómica

Clase: Cestoda

Familia: Hymenolepididae

Género: Rodentolepis

Especie: *Rodentolepis fraterna* (18).

Morfología

El escólex es de unos 0.3 mm de anchura romboidal, provisto de 4 ventosas que miden 85 micras musculares con las que se fija a la mucosa intestinal y el róstelo retráctil, de 70 micras de ancho, con una corona de ganchos en número de 20-30. Al largo cuello siguen 100-200 proglotis anchos, con apariencia dentada, cuyos poros genitales no alternan. Los últimos proglótidos grávidos contienen 80 y 180 huevos cada uno que serán liberados en el intestino del huésped. El cisticercoide es una vesícula que se forma de los huevos y queda localizado en las vellosidades intestinales (18). (Ver Imagen 11)

Los huevos son ovales, miden 30-45 micras, hallándose cubiertos por una delgada membrana externa y otra interna, entre las cuales se observa una capa media gruesa viscosa, con dos grupos de filamentos. El interior posee seis ganchos, por lo que se le denomina un embrión hexacanto.

2.4.2.3 Superfamilia Davaineidae

A. *Raillietina demerariensis*

Clasificación taxonómica

Familia: Davaineidae

Género: Raillietina

Especie: *Raillietina demerariensis* (26).

Morfología

Este cestodo se ha encontrado tanto en roedores como en monos aulladores. Mide 32,5 cm de largo por (0,6 18 -1,763) de ancho; presenta un róstelo retráctil armado de una doble corona formada por 122 ganchos.

El poro genital se localiza en el tercio anterior del proglótido. Tienen entre 75 y 250 capsulas ovíferas, cada una con 7 a 12 huevos subesféricos de 40 a 25 micras de diámetro (26).

El hombre se infecta por la ingestión accidental de un alimento contaminado con artrópodos que tienen cisticercoides (26).

2.4.3 Phylum Acanthocephala

Son helmintos de cuerpo cilíndrico, poseen una probóscide armada de ganchos. De sexos separados y de ciclo indirecto. El cuerpo se divide en dos partes: el presoma en donde están ubicados la probóscide, cuello, bolsa de la trompa y lemniscos; y el metasoma, en cuya cavidad pseudocelómica se encuentran los órganos sexuales (12).

2.4.3.1 *Moniliformis moniliformis* (Bremser, 1811)

Se ha identificado que este parasito afecta a 39% de las ratas de *Rattus rattus*. Los huéspedes intermediarios son escarabajos y cucarachas. Se ubica en el intestino delgado (27).

Clasificación taxonómica

Phylum: Acantocephala

Familia: Moniliformidae

Género: Moniliformis

Especie: *Moniliformis moniliformis* (28)

Morfología

Son de color blanco con un cuerpo redondeado, grueso, con líneas horizontales regulares, que imitan la apariencia de estar segmentado (en forma de anillos). Los machos miden 6 a 8 cm de largo y las hembras 10 cm a 32 cm de largo. La probóscide es cilíndrica y esta armada con varias filas de ganchos distintos (18, 28).

Transmisión y ciclo de vida

M. moniliformis es una especie de acantocéfalos gusano que puede infectar a los seres humanos debido al potencial zoonótico que tiene por la probóscide retráctil; y también porque pueden ser hospederos accidentales.

Los acantocéfalos de las ratas poseen ciclos terrestres, en los que interviene un solo hospedador intermediario que son coleópteros (12).

El verme adulto se encuentra en el intestino delgado del hospedador definitivo. Los huevos comienzan su embrionamiento en estos hospederos, salen al medio ambiente con sus heces y lo completan en el hospedador intermediario (artrópodo), una vez que este ha ingerido los huevos. El acantor liberado del huevo se mueve activamente hasta que alcanza el hemocele del artrópodo y allí se transforma sucesivamente en acantela y cistacanto (28).

El ciclo se completa cuando un artrópodo que contiene dichas larvas es ingerido por un hospedador definitivo adecuado (12).

2.5 Epidemiología

La presencia de estos parásitos, están asociados a ambientes con vegetación, desechos, humedad y aquellos en los que hay falta de recursos.

En el Perú, tras las últimas décadas se han realizado algunas investigaciones debido a los pocos estudios que hay en el área.

Ayulo y Dammert (Perú, 1947) realizaron un estudio en el que los resultados mostraron el número de ratas portadoras de helmintos de 1000 animales fue de 764 (76.4%) (29). En San Martín de Porres, en el año 1998, se registra por primera vez en el Perú la presencia de *Raillietina demerariensis* en 11 individuos de *Rattus norvegicus* (26).

Cabrera y Mendoza (Ica, 2001) en su investigación describió las características morfológicas de *Heterakis spumosa* que parasita el ciego del roedor mudo, *Rattus norvegicus* "rata gris" (30).

Iannacone y Alvarino (San Juan de Lurigancho, 2002) registro de 32 especímenes 4 especies de parásitos con diferentes prevalencias: *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi) (Cestoda) (84%), *Protospirura chanchanensis* Ibáñez (Nemátoda) (47%), *Syphacia obvelata* (Rudolphi) (Nemátoda) (6,3%) y *Heterakis spumosa* Schneider (Nemátoda) (3,1%) (31).

Abad (2015) describió la helmintofauna gastrointestinal de importancia zoonótica y sus aspectos patológicos en tres ecosistemas naturales de roedores (*Rattus spp.*) de Lima (11).

A nivel internacional, se han realizado investigaciones en Costa Rica, Santander, Colombia y México (21, 32, 33, 34).

Alegre y Ruiz (Argentina, 2012) registro que, en zona costera de la ciudad de Corrientes del total de 51 animales examinados, 16 ratas (31.4%) se encontraron infestadas con el parásito *Hymenolepis spp* (35). Entre otras.

2.6 Importancia en la Salud Pública

La importancia radica en que las ratas y ratones infectar a las personas con helmintos, bacterias y virus de carácter zoonótico, constituyendo una gran amenaza para aquellos que viven en estrecha asociación con ellos. En el caso de las parasitosis con ciclo de vida indirecto la infección humana se produce por el consumo accidental de los hospedadores intermediarios que albergan cisticercoides de *H. diminuta* y también por consumo de agua o alimentos contaminados con larvas (36).

En general, la infestación por *H. diminuta* en humanos es rara y se produce por la ingestión accidental de artrópodos infectados que albergan el cisticercoide en su celoma como bien se indicó (11). Hasta la fecha no se ha notificado la infección humana a través de la ingestión directa de huevos de *H. diminuta* (37). Se estima que más de 25 millones de personas a nivel mundial sufren de Himenolepiasis y la mayoría de ellos se encuentra en zonas tropicales y subtropicales (38).

En cuanto a Lima, por encontrarse en la Costa y poseer un clima semicálido muy seco con zonas subtropicales; se le considera un ambiente favorable para el desarrollo del ciclo del parásito. Se puede encontrar en generalmente en niños que están expuestos a roedores en zonas rurales (38).

En España se reportaron siete casos en niños (39). En Italia, se reportó la infección por *H. diminuta* en un niño de 2 años de edad (40). En Venezuela se reportó, también, la infección de un de 6 años por este helminto (41). Sin embargo, en México, se evidenció la infección en una estudiante universitaria de 19 años quien vivía en un área rural los fines de semana y los demás días regresaba a la ciudad para estudiar.

El primer caso de *Moniliformis moniliformis* en humanos fue reportado en Japón en un niño y estuvo asociado a una alta tasa de infección de la especie *Rattus norvegicus* cercana a la zona en la que vivía (42).

2.7 Características ambientales del lugar de estudio

El valle de Lurín tiene una extensión de 1,719 Km², comprende unas 7000 hectáreas de tierras cultivadas y abarca todos los pisos ecológicos de 0 msnm (costa del Pacífico) hasta los 5000 msnm (planicies andinas).

El río recorre 106 km desde la parte alta hasta la desembocadura al mar. El 49% del área de la cuenca corresponde a la cuenca húmeda y es la que contribuye al escurrimiento superficial. Tiene un régimen estacional irregular y torrencioso debido al comportamiento de las precipitaciones y de la geografía pronunciada según la estación del año, posee un elevado grado de humedad y con poca precipitación; además que brinda las condiciones climáticas adecuadas para la crianza de la gran mayoría de animales por sus amplias zonas agrícolas con climas tropicales y temperaturas entre 18- 21°C, con una humedad relativa de 32% por la mañana y en las noches de 42%; pudiendo llegar hasta 80% (43).

Es uno de los 52 valles de la costa desértica peruana y, de los tres valles de Lima, es el único que no ha sucumbido al avance de la ciudad por completo. Actualmente, constituye un corredor natural entre ambiente urbano y desierto costero, por lo que es considerado un verdadero punto de contacto entre dos ecosistemas, uno predominantemente urbano y, otro, predominantemente natural. En relación a la afirmación, se ha visto que en ambientes con alta intensidad de perturbaciones como son las ciudades, a nivel parasitario las poblaciones de animales naturalizados a dichos ambientes estarían expuestos a una combinación de factores diferentes a la de ambientes menos disturbados. La variación de hábitat que existe entre ambientes semi-naturales a completamente antropizados es uno de los mayores contribuyentes a la diversidad parasitaria de especies por roedor (44).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 Espacio y tiempo

La investigación se realizó en la granja Santa Marta de los Huertos de Lurín desde el mes de agosto 2016 hasta el mes de enero 2017.

3.2 Población y muestra

Se desconoce el total de unidades de observación que integran a la población de ratas (*Rattus spp.*), para el tamaño muestral se utilizó la fórmula de comprobación de una proporción para población infinita de Daniels (45) con un nivel de confianza de 95%, una prevalencia de helmintos de 93,75% y una precisión del 5%. Siendo esta la siguiente:

$$N = \frac{Z^2 \cdot p \cdot q}{E^2}$$

Donde: N = Tamaño de muestra

Z= Nivel de confianza

p= Prevalencia de helmintos gastrointestinales de 93,75% (31)

q= Negativos de la población

E= Grado de precisión a emplear

Entonces: $N = X$

$Z = 95\% (1,96)$

$p = 93.75\%$

$q = 6.25\%$

$E = 5\%$

Reemplazando en la fórmula:

$$N = \frac{(1,96)^2 \cdot (0,937) \cdot (0,063)}{(0,05)^2}$$

$N = 91$ como mínimo

El tamaño mínimo muestral estará constituido por 95 animales.

3.3 Metodología

El estudio se inició presentando cartas de presentación a la granja Santa Marta; así como también una solicitud al decanato de la Escuela de Medicina Veterinaria para que facilitaran los materiales y las instalaciones.

En cuanto a la granja Santa Marta de Lurín; esta se dedica a la crianza intensiva de gallinas de postura y a la producción de huevos para venta al público en general. Cuenta con dos galpones que albergan a 24000 animales; los cuales son colocados en jaulas para un mejor aprovechamiento del espacio disponible; ya que, al haber una mayor densidad de animales por metro cuadrado hace que el manejo sea más eficiente y por ende tengan una mayor producción.

Para empezar el trabajo, se colocaron trampas activadas con cebos compuestos por la mezcla de mantequilla de maní y maíz molido, hasta la mañana del día siguiente. Este procedimiento se llevó acabo dejando un día desde el mes de setiembre a noviembre del 2016, la captura de todas las ratas se realizó sin distinción de sexo, género o especie. Los animales fueron llevados al laboratorio central de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Alas Peruanas para ser eutanasiados y luego trasladados al Laboratorio de necropsia para recabar las muestras, luego cada muestra se colocó en frascos con tapa hermética ancha, para su conservación en alcohol al 70% hasta ser identificados.

El estudio fue de alcance no experimental con diseño descriptivo y de corte transversal.

3.4 Equipos y procedimiento

3.4.1 Insumos

- Tractos gastrointestinales
- Alcohol al 70%
- Colorante carmín
- Formol al 10 %
- Aclarante
- Láminas portaobjeto y cubreobjeto
- Trampas de captura Tomahawk
- 50 frascos de 100-200ml
- Cámara de vidrio
- Equipo entomológico
- Placas petri grandes

3.4.2 Equipos

- Microscopio marca Leica modelo DM750 con aumento de hasta 100X

- Cámara digital marca Cannon semiprofesional
- Estereoscopio marca Leica modelo Z45- V
- Pesa digital marca Ohaus Corporation, modelo SPJ2001 con rango máximo 2000 g y precisión 0.1 g

3.4.3 Procedimiento

El protocolo de trabajo utilizado para la recolección y procesamiento de animales y muestras fue el siguiente:

3.4.3.1 Seguimiento de trampas y manipulación de los animales

Se identificaron los caminos escogidos por las ratas dentro de la granja mediante la observación de las excretas dentro del lugar, luego se colocaron 13 trampas Tomahawk en diferentes partes de la granja y se dejaron hasta que cada rata ingresara dentro de ella. (Ver imagen 12)

Por otro lado, Los animales fueron trasladados vivos hacia el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria (FMV) de la Universidad Alas Peruanas, para su manipulación se usaron los estándares de bioseguridad y normas de procesamiento acordes a los protocolos del Centro de Enfermedades Infecciosas y Prevención de Atlanta (46). (Ver imagen 13)

3.4.3.2 Transporte al laboratorio de animales y eutanasia.

En el caso de contar con especímenes que recientemente murieron, los cadáveres fueron colocados inmediatamente dentro de una bolsa plástica la cual permaneció bien cerrada mediante un nudo hasta su análisis (47).

Las trampas que contenían roedores vivos, se manejaron usando guantes de goma gruesa, luego se colocaron dentro de una caja mediana para reducir el riesgo de mordeduras y se transportaron al laboratorio de Parasitología de la Universidad Alas Peruanas para ser sometidas a eutanasia (48). A su vez, para la manipulación de estos animales, fue necesario contar con vacunas básicas de Rabia, Tétano y Hepatitis B en caso de accidentes. (Ver imagen 14) (Ver imagen 15)

Ya en el laboratorio se procedió a sacar cada una de las trampas que contenían roedores de las cajas antes mencionadas con sumo cuidado. Después de esto, para ingresar a cada animal dentro de la cámara de vidrio, se procedió a colocar una bolsa de tela en la puerta de salida cada trampa para permitirle el ingreso; en caso no quisiera entrar se empujó a la rata con un alambre para que entrara dentro de ella y se aseguró rápidamente. Terminado el procedimiento, se realizó la transferencia de la bolsa hacia la cámara con cloroformo para su posterior sedación y se cerró la tapa.

Por otro lado, los roedores ya estando dentro de la cámara fueron tranquilizados mediante la inhalación de cloroformo (Ver imagen 16), pasados 10 minutos se les aplicó una inyección de ketamina (5mg/kg) vía IM para anestesarlas. Finalmente se usó una sobredosis (10 mg/kg) de fenobarbital sódico por punción cardíaca para sacrificarlas (46).

Desde el inicio de la manipulación de los animales, se tomaron en cuenta algunas normas para el manejo de los desechos y así poder evitar la contaminación. Por ello: Se desinfectó y descontaminó los instrumentos utilizados de las distintas etapas del procesamiento de los roedores con un desinfectante líquido o agua con detergente.

Luego, todas las gasas o algodones sucios, toallas de papel y otros desechos se colocaron en bolsas claramente identificadas como material con potencial de peligro biológico.

Una vez finalizado el muestreo, las ratas se enterraron en un hueco recubierto de cal en una profundidad mínima de 0.5 a 1m (48).

3.4.3.3 Identificación de roedores y procesamiento de muestras

Se elaboró una ficha para el registro de datos y colección de muestras; en esta se colocaron los datos del tamaño y las medidas de los roedores. En donde estas fueron: largo de la cola, largo del cuerpo, largo oreja, largo de la pata posterior y el peso del animal. (Ver Imagen 17)

Terminadas las mediciones y antes de proceder a saber cuáles fueron los roedores que se capturaron, se procedió a dividir los datos encontrados de los animales en dos categorías según tamaño tal como indica De Sotomayor y colaboradores (2015) (49); siendo así Categoría I: con animales menores o iguales a 20cm y Categoría II: mayores a 20 cm de longitud. Para la determinación de la especie de roedor, se tomó en cuenta los rangos corporales de cada uno de los animales, teniendo así que; se consideró como *Rattus rattus* a aquellos individuos que contaban con un peso de 70- 250 gr, un largo de cola de 18,1 a 24,7 cm, largo del cuerpo de 15,8 a 23,2 cm, largo oreja de 2,0 a 2,65 cm y largo de la pata o pie posterior de 3,1 a 3,95 cm (8). Lo mismo para *Rattus norvegicus* en aquellos que contaron con un peso de 200-500gr, un largo de cola de 15,3 a 21,8 cm, largo del cuerpo de 21 a 27cm, largo oreja de 1,6 a 2,2 cm y largo de la pata o pie posterior de 3,7 a 4,6 cm (50). (Ver Imagen 18)

Finalizando la identificación de la especie de roedor según sus parámetros morfométricos; se aperturó y revisó cada uno de los órganos de la cavidad torácica y la cavidad abdominal en el salón de necropsia; después de ello, se retiraron los tractos gastrointestinales completos con cada rata mediante necropsia. Luego, se retiró cuidadosamente todo el tracto atando el esófago y el intestino grueso por separado con un pabilo para evitar que salga el contenido. Las muestras fueron colocadas en frascos herméticos que contengan alcohol al 70% debidamente identificado de tapa rosca y boca ancha hasta ser analizados.

Cuando las muestras ya estaban colocadas en sus frascos correspondientes, se procedió a meterlos dentro de otro frasco de plástico que lo contuviera el cual estaba

previamente rotulado. Este procedimiento se llevó a cabo para evitar que pueda caer o derramarse parte del contenido del primer frasco es decir la muestra.

Para el análisis de las muestras se usó el método de travassos modificado descrito por Rojas (2004) con cada rata. (51). Por ello, el procedimiento fue el siguiente:

Primero se ligaron los extremos del esófago y estomago; y del intestino delgado e intestino grueso, de manera que al separarlos los órganos queden cerrados. Luego, se separaron las partes del T.G.I cada uno

Para el esófago y estomago

1. Se abrió mediante un corte longitudinal de la curvatura menor el estómago, y luego se vació el contenido en una placa Petri, se extendió la mucosa y se lavó con agua destilada; para retirar los parásitos adheridos o embebidos en ella.
2. Se homogenizó el contenido del recipiente y se agregó agua corriente para mejorar su identificación.

Para el intestino delgado

1. Se separó el intestino del mesenterio, cortando la unión entre ellos.
2. Se cortó con la tijera del equipo entomológico el intestino para exponer la mucosa y se depositó el contenido en una placa petri; luego se lavó la mucosa para retirar a los parásitos adheridos o embebidos con agua destilada. Terminado el trabajo, se realizó el mismo método que para el estómago.

Para el intestino grueso

1. El procedimiento fue igual que en ID.
2. Se abrió longitudinalmente, y se siguieron los pasos antes descritos.

Terminado el método de travassos se procedió a la colección y lavado de los helmintos y su fijación; la cual consistió en:

- Los adultos colectados fueron lavados varias veces con agua destilada para eliminar la mucosidad y otras sustancias adheridas al cuerpo del helminto.
- Se lavó con agua para permitir el relajamiento del parásito.
- Para una buena conservación se usó formol al 10%, para cestodos y una mezcla de alcohol al 70% para nematodos.

Finalizado el procedimiento se utilizaron métodos de coloración y aclaramiento para su identificación (51).

3.4.3.4 Proceso de coloración con carmín clorhídrico para cestodos y aclaramiento de nematodos.

Los proglótidos cestodos adultos se lavaron y se aplanaron, para ser colocados entre dos laminas, sujetándolos con pabilo para ser sumergidos en formol.

Luego se colocó el gusano en alcohol al 70% durante 10 a 20 minutos, se pasó por el colorante carmín durante 5 a 10 minutos. Pasado el tiempo especificado, se procedió a pasarlo por alcohol acido controlando la coloración y observando por medio del estereoscopio.

Para finalizar, se deshidrato el helminto pasándolo por alcohol 85%, 95%, y absoluto, durante 10 minutos en cada uno; posteriormente sumergió por la creosota o xilol, controlando al estereoscopio o microscopio la deshidratación. Se secó el exceso de xilol con papel filtro y se realizó el montaje con bálsamo de Canadá.

Ya en el estereoscopio, se observó la morfología del ejemplar y su estadio evolutivo y los nemátodos encontrados fueron aclarados con el aclarante A (52).

Finalizando el análisis, los detalles morfológicos de los parásitos adultos fueron contrastados con los obtenidos por De Sotomayor (49) y se observaron con ayuda de un

microscopio compuesto de luz, terminado el procedimiento resultados fueron colocados en una hoja de datos.

3.5 Diseño estadístico

La investigación fue de tipo descriptivo con diseño descriptivo. Los resultados se expresaron en tablas de frecuencias consignadas totalmente, porcentajes e histogramas; se determinó el grado de asociación mediante la prueba de Chi cuadrado y para identificar los factores de riesgo potenciales se utilizó la prueba de diferencia de proporciones “p” y el Odds Ratio (OR) que se calculó en una tabla de 2 x 2 utilizando un intervalo de confianza (IC) al 95%.

IV. RESULTADOS

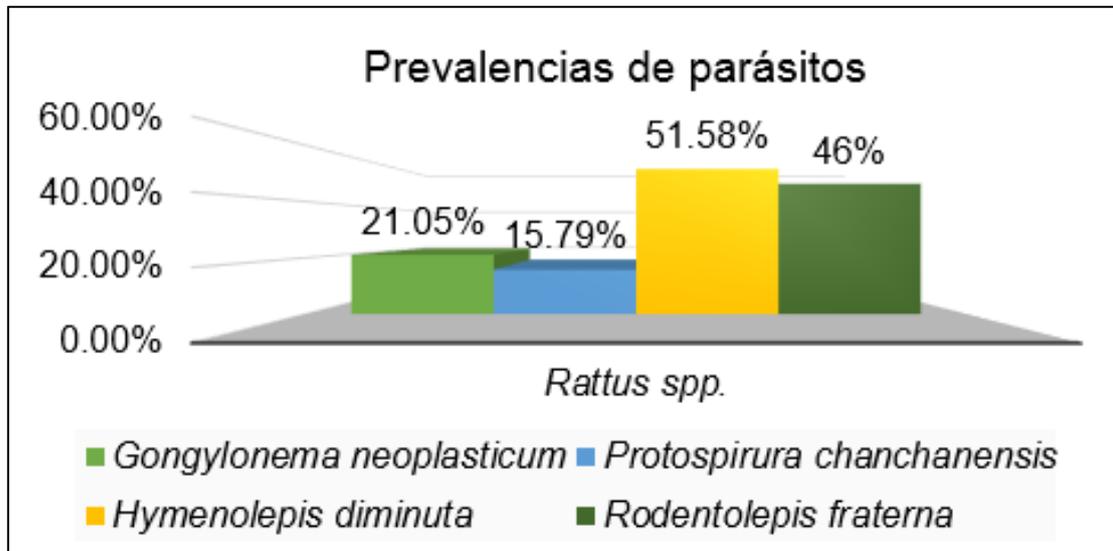
De los 95 ejemplares de ratas examinadas, se encontró en cestodos a *Hymenolepis diminuta* (51,58%) de 49 animales, *Rodentolepis fraterna* (46,32%) de 44 animales y en nematodos a *Gongylonema neoplasticum* (21,05%) de 20 roedores y *Protospirura chanchanensis* (15,79%) de 15. (Cuadro 2) (Gráfico 1)

Cuadro 2. Prevalencia de helmintos gastrointestinales hallados en 95 ratas

Helmintos	Infestadas en general (n=95)	
	N	%**
Nemátodos		
<i>Gongylonema neoplasticum</i>	20	21,05%
<i>Protospirura chanchanensis</i>	15	15,79%
Cestodos		
<i>Hymenolepis diminuta</i>	49	51,58%
<i>Rodentolepis fraterna</i>	44	46,32%

**Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de ratas infestadas con 1, 2, 3 ó 4 parásitos, entre el número total (N=95) de individuos examinados

Grafico 1.- Prevalencia de helmintos gastrointestinales hallados en 95 animales



De los 53 animales correspondientes a *Rattus rattus*, se encontraron dos especies nemátodos: *Gongylonema neoplasticum* en 6 animales con una prevalencia de 11,32% y *Protospirura chanchanensis* en 6 ratas (11,32%); y dos especies de cestodos; en los que se encontró a *Rodentolepis fraterna* en 20 animales (37,74%) e *Hymenolepis diminuta* quien presento la mayor prevalencia en 24 ratas examinadas con (45,28%).

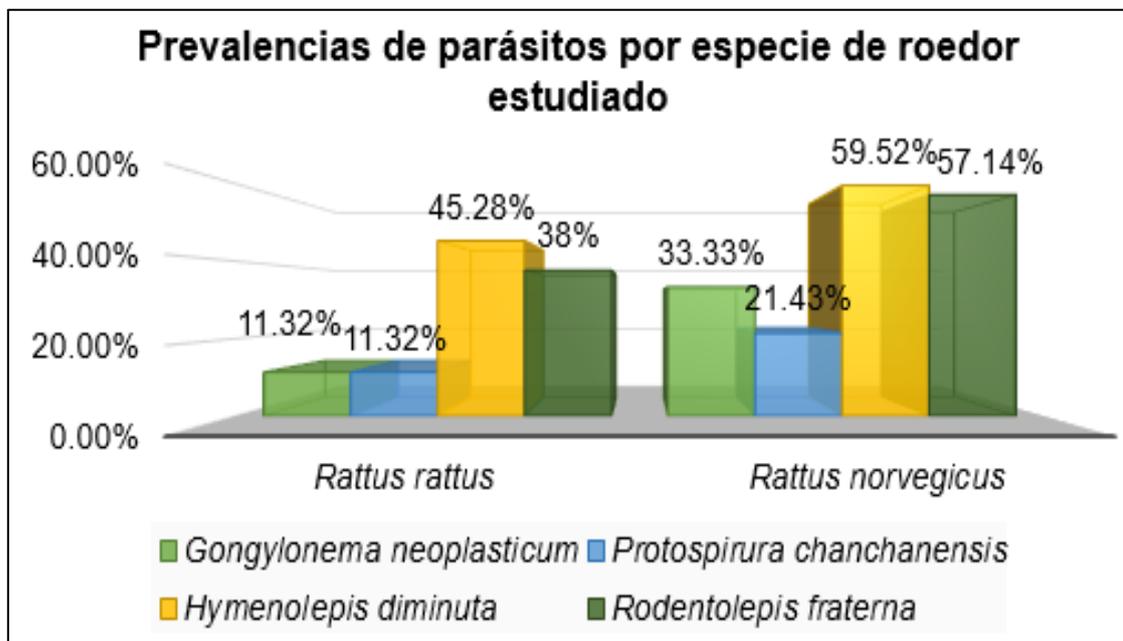
Por otro lado, de los 42 roedores pertenecientes a *R. norvegicus*, se encontró a *Gongylonema neoplasticum* (33,33%), *Protospirura chanchanensis* (21,43%) y *Rodentolepis fraterna* (57,14%) e *Hymenolepis diminuta* (59,52%) (Cuadro 3) (Gráfico 2)

Cuadro 3. Prevalencia de helmintos gastrointestinales en ratas por especie de roedor y parasito

Helmintos	<i>Rattus rattus</i> (n=53)		<i>Rattus norvegicus</i> (n=42)	
	N	%*	N	%*
Nemátodos				
<i>Gongylonema neoplasticum</i>	6	11,32	14	33,33
<i>Protospirura chanchanensis</i>	6	11,32	9	21,43
Cestodos				
<i>Hymenolepis diminuta</i>	24	45,28	25	59,52
<i>Rodentolepis fraterna</i>	20	37,74	24	57,14

*Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de ratas infestadas con 1, 2, 3 ó 4 parásitos, entre el número total de individuos por especie de roedor examinado

Grafico 2.- Prevalencia de los helmintos gastrointestinales hallados en ambas especies



De los 53 roedores pertenecientes a la especie *Rattus rattus* (55,79%), 30 animales estuvieron infestados (56,60%). Asu vez también, de los 42 roedores de *Rattus norvegicus* (44,21%), 38 animales estuvieron infestados con endoparásitos en general (90,48%). Cabe resaltar, que cada individuo del grupo mostró poliparasitismo.

(Gráfico 3)

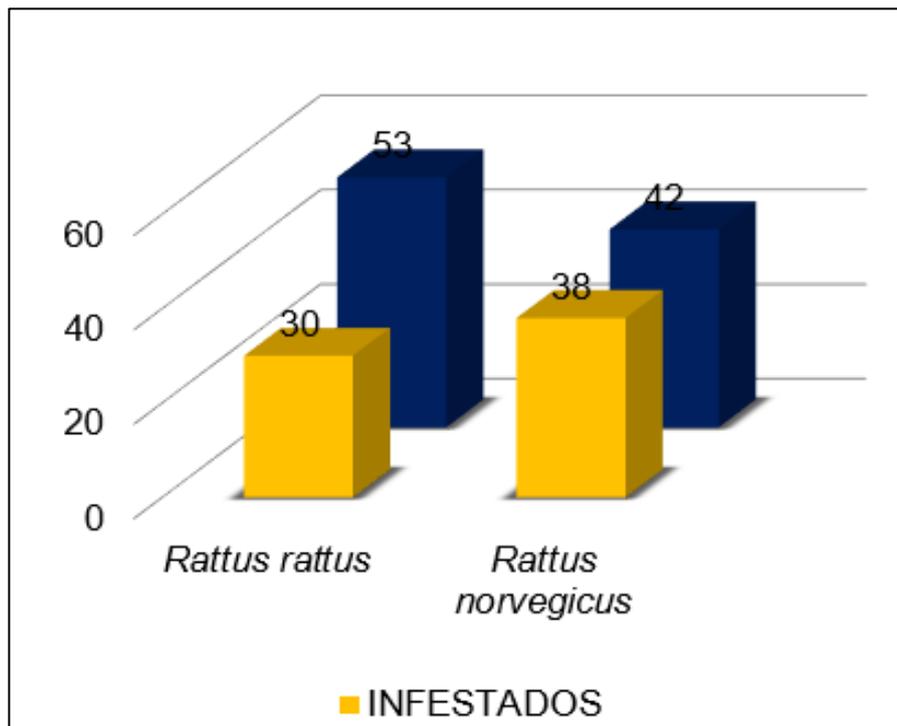
En cuanto al sexo de los roedores se encontró que, de las 50 hembras halladas (52,63%), 36 estuvieron infestados en general (72%). Asu vez, 24 albergaban *Hymenolepis diminuta* (48%), 24 por *Rodentolepis fraterna* (48%), 11 por *Gongylonema neoplasticum* (22%) y 9 por *Protospirura chanchanensis* (18%) respectivamente.

De los 45 machos del estudio (47,37%), 32 (71%) machos estuvieron infectados. En cuanto a la parasitosis, 25 estuvieron infestados por *Hymenolepis diminuta* (55,55%), 20 por *Rodentolepis fraterna* (44,44%), 9 por *Gongylonema neoplasticum* (20%) y 6 por *Protospirura chanchanensis* (13,33%). Cabe resaltar, que cada individuo del grupo mostró también poliparasitismo. (Gráfico 4)

Por longitud estándar, las ratas de la Categoría I: (≤ 20 cm) de 73 especímenes (76,84%), tuvieron 50 animales positivos (66,67%) y en la Categoría II: (> 20 cm) de 22 especímenes (23,16%) se encontró 18 positivos (81,82%) con helmintos en general. De los 73 ejemplares de la Categoría I, se halló que 40 estuvieron infestados con *Hymenolepis diminuta* (54,79%), 31 con *Rodentolepis fraterna* (42,46%), 9 con *Gongylonema neoplasticum* (12,33%) y 10 con *Protospirura chanchanensis* (13,7%).

Por otro lado, en la Categoría II, 9 fueron infestados con *Hymenolepis diminuta* (40,9%), 13 con *Rodentolepis fraterna* (59,09%), 11 con *Gongylonema neoplasticum* (50%) y 5 con *Protospirura chanchanensis* (22,73%). Cabe resaltar, que cada individuo del grupo mostró también poliparasitismo. (Cuadro 4) (Gráfico 5)

Gráfico 3.- Número de infestados por especie de roedor examinado



Cuadro 4. Porcentaje de infestados con helmintos gastrointestinales según especie, sexo y tamaño en *Rattus* spp.

Variable	CESTODOS						NEMATODOS			PREVALENCIA DE INFESTADOS (%)***												
	<i>Hymenolepis diminuta</i>		<i>Rodentolepis fraterna</i>		<i>Gongylonema neoploasticum</i>		<i>Protospirura chamchanensis</i>															
	(N)	(%)*	(N)	(%)*	(N)	(%)*	(N)	(%)**	ANIMALES EXAMINADOS (N)													
Especie																						
<i>Rattus rattus</i>	24	45,28%	20	37,74%	6	11,32%	6	11,32%	53	55,79%	30	56,60%										
<i>Rattus norvegicus</i>	25	59,52%	24	57,14%	14	33,33%	9	21,43%	42	44,21%	38	90,48%										
Sexo																						
Hembra	24	48,00%	24	48,00%	11	22,00%	9	18,00%	50	52,63%	36	72%										
Macho	25	55,55%	20	44,44%	9	20,00%	6	13,33%	45	47,37%	32	71%										
Tamaño																						
Categoría I: <20 cm de longitud	40	54,79%	31	42,46%	9	12,33%	10	13,7%	73	76,84%	50	66,67%										
Categoría II: >20 cm de longitud	9	40,9%	13	59,09%	11	50,00%	5	22,73%	22	23,16%	18	81,82%										

* Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de ratas infestadas con 1, 2, 3 ó 4 parásitos, entre el número total de individuos examinados por variable

** Los porcentajes se calcularon mediante la división del número total de ratas examinadas por variable especie, sexo y tamaño entre el número total de individuos muestreados (n=95)

*** Los porcentajes se calcularon mediante la división del número total de ratas infestadas entre el número total de individuos examinados por variable estudiada

Gráfico 4.- Número de infestados por sexo de roedor examinado

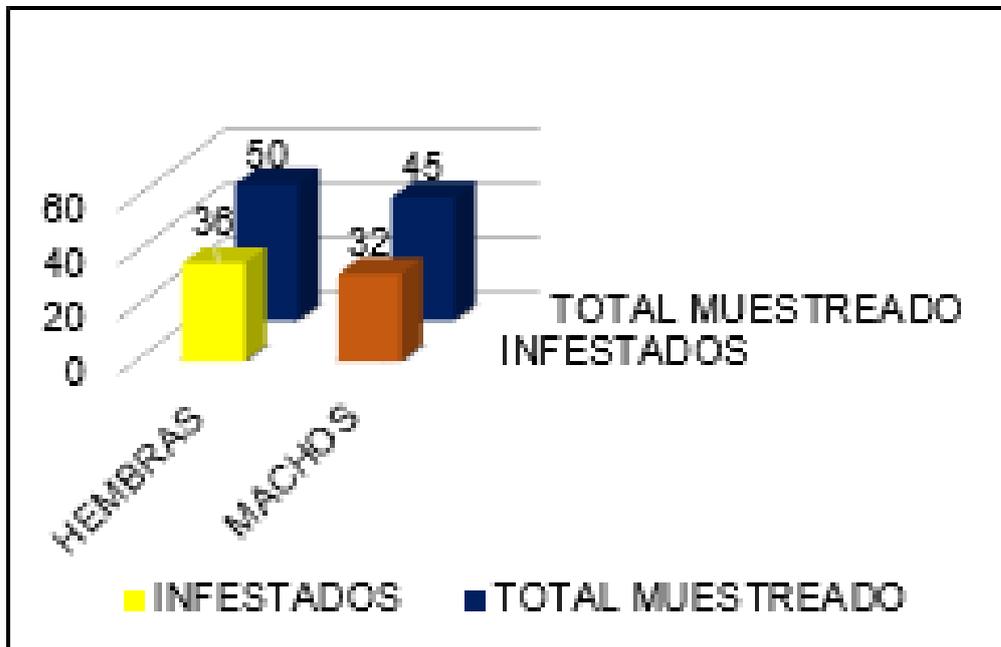
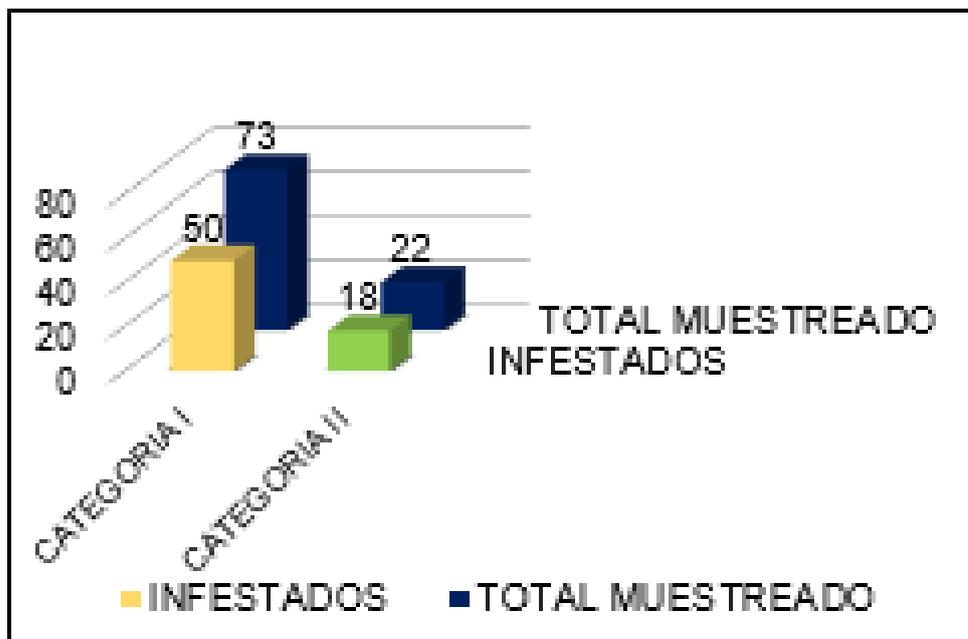


Gráfico 5.- Número de infestados por tamaño de roedor examinado



En el cuadro 5, se presentan las asociaciones parasitarias por especie de roedor. Siendo así, que para *Rattus rattus*, se encontró a *Protospirura chanchanensis* en un solo en 1 roedor (3,33%), *Rodentolepis fraterna* en 4 (13,33%) e *Hymenolepis diminuta* en 6 (20%), mostrándose esta como la especie más predominante. También hubo biparasitismo, dentro de los cuales se halló *Gongyлонema neoplasticum* y *Protospirura chanchanensis* en 1 animal (3,33%) y la asociación más frecuente de parasitosis de *Hymenolepis diminuta* y *Rodentolepis fraterna* hallándose en 13 animales (43,33%).

Triparasitismo, siendo estos la asociación de *Gongyлонema neoplasticum*, *Protospirura chanchanensis* e *Hymenolepis diminuta* en 2 ratas (6,67%) y *Hymenolepis diminuta*, *Rodentolepis fraterna* y *Gongyлонema neoplasticum* en 1 (3,33%). Por último, tetraparasitismo en 2 ratas representando el 6,67% (Gráfico 6).

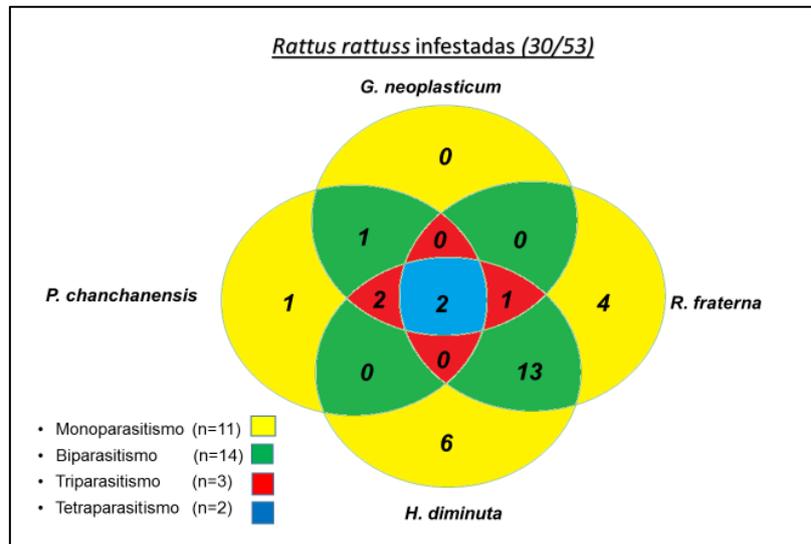
Cuadro 5.-Asociación entre parásitos gastrointestinales en ratas infestadas de la especie *Rattus rattus* (n=30) en una granja de Lurín

Grado de parasitosis	Especie parasitaria	<i>Rattus rattus</i>	
		Número de animales	(%)*
Monoparasitismo	(a) <i>Gongyлонema neoplasticum</i>	0	0
	(b) <i>Protospirura chanchanensis</i>	1	3,33
	(c) <i>Hymenolepis diminuta</i>	6	20,00
	(d) <i>Rodentolepis fraterna</i>	4	13,33
Biparasitismo	(a y b) <i>Gongyлонema neoplasticum</i> y <i>Protospirura chanchanensis</i>	1	3,33
	(b y c) <i>Protospirura chanchanensis</i> e <i>Hymenolepis diminuta</i>	0	0

	(c y d) <i>Hymenolepis diminuta</i> y <i>Rodentolepis fraterna</i>	13	43,33
	(a y d) <i>Gongylonema</i> <i>neoplasticum</i> y <i>Rodentolepis</i> <i>fraterna</i>	0	0
	(a y c) <i>Gongylonema</i> <i>neoplasticum</i> y <i>Hymenolepis</i> <i>diminuta</i>	0	0
Triparasitismo	(a, b, c) <i>Gongylonema</i> <i>neoplasticum</i> + <i>Protospirura</i> <i>chanchanensis</i> + <i>Hymenolepis</i> <i>diminuta</i>	2	6,67
	(a, b, d) <i>Gongylonema</i> <i>neoplasticum</i> + <i>Protospirura</i> <i>chanchanensis</i> + <i>Rodentolepis</i> <i>fraterna</i>	0	0
	(a, c, d) <i>Hymenolepis diminuta</i> + <i>Rodentolepis fraterna</i> + <i>Gongylonema neoplasticum</i>	1	3,33
	<i>Gongylonema neoplasticum</i> + <i>Protospirura chanchanensis</i> + <i>Hymenolepis diminuta</i> + <i>Rodentolepis fraterna</i>	2	6,67
Total	30	100,00%	

* Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de ratas infestadas por parasito/asociación en cada una de las categorías entre el número de individuos infestados por especie de roedor

Grafico 6.- Diversidad de parásitos por especie *Rattus rattus* estudiada



En el cuadro 6, se exhiben las asociaciones parasitarias dentro de una de las especies estudiadas. Siendo así que, en *Rattus norvegicus* se encontró que dentro del monoparasitismo, *Gongylonema neoplasticum* se halló en 1 animal (2,63%), *Protospirura chanchanensis* en 1 (2,63%), *Rodentolepis fraterna* en 5 (13,16%) e *Hymenolepis diminuta* en 7 (18,42%). También hubo biparasitismo, dentro de los cuales se halló *Protospirura chanchanensis* e *Hymenolepis diminuta* en 2 (5,26%), *Gongylonema neoplasticum* y *Rodentolepis fraterna* en 4 (10,53%), *Gongylonema neoplasticum* e *Hymenolepis diminuta* en 2 animales (5,26%) y la asociación más frecuente de parasitosis de *Hymenolepis diminuta* y *Rodentolepis fraterna* hallándose en 9 animales (23,68%).

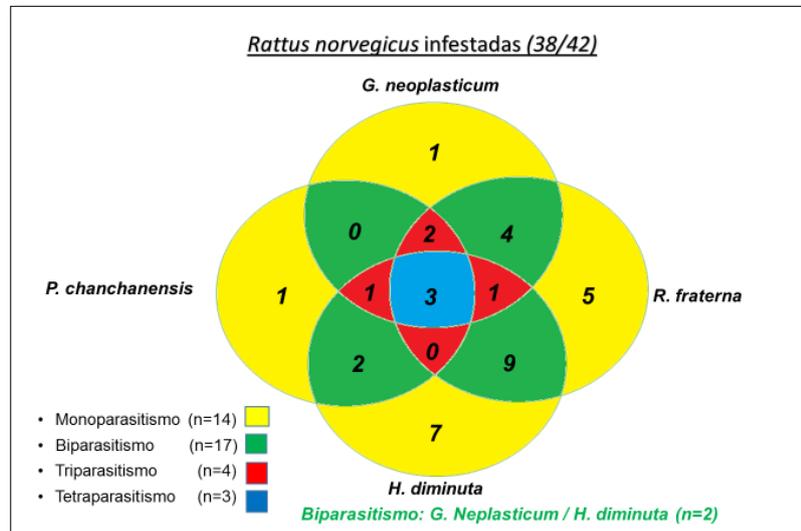
Triparasitismo, que incluyeron la asociación de *Gongylonema neoplasticum*, *Protospirura chanchanensis* e *Hymenolepis diminuta* en 1 rata (2,63%); *Hymenolepis diminuta*, *Rodentolepis fraterna* y *Gongylonema neoplasticum* en 1 (2,63%) y *Gongylonema neoplasticum*, *Protospirura chanchanensis* y *Rodentolepis fraterna* 2 animales (5,26%). Por último, tetraparasitismo en 3 ratas representando el 7,89%. (Gráfico 7).

Cuadro 6.-Asociación entre parásitos gastrointestinales en ratas infestadas de la especie *Rattus norvegicus* (n=38) en una granja de Lurín

Grado de parasitosis	Especie parasitaria	<i>Rattus norvegicus</i>	
		Número de animales	(%)*
Monoparasitismo	(a) <i>Gongylonema neoplasticum</i>	1	2,63
	(b) <i>Protospirura chanchanensis</i>	1	2,63
	(c) <i>Hymenolepis diminuta</i>	7	18,42
	(d) <i>Rodentolepis fraterna</i>	5	13,16
Biparasitismo	(a y b) <i>Gongylonema neoplasticum</i> y <i>Protospirura chanchanensis</i>	0	0
	(b y c) <i>Protospirura chanchanensis</i> e <i>Hymenolepis diminuta</i>	2	5,26
	(c y d) <i>Hymenolepis diminuta</i> y <i>Rodentolepis fraterna</i>	9	23,68
	(a y d) <i>Gongylonema neoplasticum</i> y <i>Rodentolepis fraterna</i>	4	10,53
	(a y c) <i>Gongylonema neoplasticum</i> y <i>Hymenolepis diminuta</i>	2	5,26
Triparasitismo	(a, b, c) <i>Gongylonema neoplasticum</i> + <i>Protospirura chanchanensis</i> + <i>Hymenolepis diminuta</i>	1	2,63
	(a, b, d) <i>Gongylonema neoplasticum</i> + <i>Protospirura chanchanensis</i> + <i>Rodentolepis fraterna</i>	2	5,26
	(a, c, d) <i>Hymenolepis diminuta</i> + <i>Rodentolepis fraterna</i> + <i>Gongylonema</i> <i>neoplasticum</i>	1	2,63
Tetraparasitismo	<i>Gongylonema neoplasticum</i> + <i>Protospirura chanchanensis</i> + <i>Hymenolepis diminuta</i> + <i>Rodentolepis</i> <i>fraterna</i>	3	7,89
Total		38	100,00%

* Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de ratas infestadas por parásito/asociación en cada una de las categorías entre el número de individuos infestados por especie de roedor

Grafico 7.- Diversidad de parásitos por especie *Rattus norvegicus* estudiada en %



En el cuadro 7, se presentan las asociaciones parasitarias por el total de roedor infestados. Siendo así, que dentro del monoparasitismo; se halló a *Gongylonema neoplasticum* en un solo en 1 roedor (1,47%), *Protospirura chanchanensis* en 2 animales (2,94%), *Rodentolepis fraterna* en 9 (13,24%) e *Hymenolepis diminuta* en 13 (19,12%), mostrándose esta como la especie más predominante. También hubo Biparasitismo, en los que se halló *Protospirura chanchanensis* y *Gongylonema neoplasticum* en 1 roedor (1,47%), *Protospirura chanchanensis* e *Hymenolepis diminuta* en 2 animales (2,94%), *Gongylonema neoplasticum* y *Rodentolepis fraterna* en 4 (5,88%), *Gongylonema neoplasticum* y *Hymenolepis diminuta* en 2 (2,94%) y la asociación más frecuente de parasitosis de *Hymenolepis diminuta* y *Rodentolepis fraterna* hallándose en 13 animales (13,68%).

Triparasitismo, siendo estos la asociación de *Gongylonema neoplasticum*, *Protospirura chanchanensis* e *Hymenolepis diminuta* en 3 ratas (4,41%); *Protospirura chanchanensis*, *Rodentolepis fraterna* y *Gongylonema neoplasticum* en 2 (2,94%); *Hymenolepis diminuta*, *Rodentolepis fraterna* y *Gongylonema neoplasticum* en 2 (2,94%). Por último, tetraparasitismo en 5 ratas representando el 7,35%.

Cuadro 7.-Asociación entre parásitos gastrointestinales en ratas infestadas de la especie *Rattus* spp. (n=68) en una granja de Lurín

Grado de parasitosis	Especie parasitaria	Total de <i>Rattus</i> spp.	
		Animales infestados	(%)**
Monoparasitismo	(a) <i>Gongylonema neoplasticum</i>	1	1,47
	(b) <i>Protospirura chanchanensis</i>	2	2,94
	(c) <i>Hymenolepis diminuta</i>	13	19,12
	(d) <i>Rodentolepis fraterna</i>	9	13,24
Biparasitismo	(a y b) <i>Gongylonema neoplasticum</i> y <i>Protospirura chanchanensis</i>	1	1,47
	(b y c) <i>Protospirura chanchanensis</i> e <i>Hymenolepis diminuta</i>	2	2,94
	(c y d) <i>Hymenolepis diminuta</i> y <i>Rodentolepis fraterna</i>	22	32,35
	(a y d) <i>Gongylonema neoplasticum</i> y <i>Rodentolepis fraterna</i>	4	5,88
	(a y c) <i>Gongylonema neoplasticum</i> y <i>Hymenolepis diminuta</i>	2	2,94
Triparasitismo	(a, b, c) <i>Gongylonema neoplasticum</i> + <i>Protospirura chanchanensis</i> + <i>Hymenolepis diminuta</i>	3	4,41
	<i>Gongylonema neoplasticum</i> + <i>Protospirura chanchanensis</i> + <i>Rodentolepis fraterna</i>	2	2,94
	(a, c, d) <i>Hymenolepis diminuta</i> + <i>Rodentolepis fraterna</i> + <i>Gongylonema neoplasticum</i>	2	2,94

Tetraparasitismo	<i>Gongylonema neoplasticum</i>	+	5	7,35
	<i>Protospirura chanchanensis</i>	+		
	<i>Hymenolepis diminuta</i>	+		
	<i>Rodentolepis fraterna</i>			
Total			68	100,00%

*Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de ratas infestadas por parasito/asociación en cada una de las categorías entre el número total de individuos infestados.

En el cuadro 8, se presentan las asociaciones parasitarias por el total de roedor infestados. Siendo así, que dentro del Monoparasitismo; se hallaron a 25 animales (36,76%). También hubo Biparasitismo, en 31 roedores (45,59%), Triparasitismo en 7 (10,29%) y Tetraparasitismo en 5 (7,35%), dando un total de 68 animales los cuales representan al 100% de individuos dentro de la población examinada. (Gráfico 8)

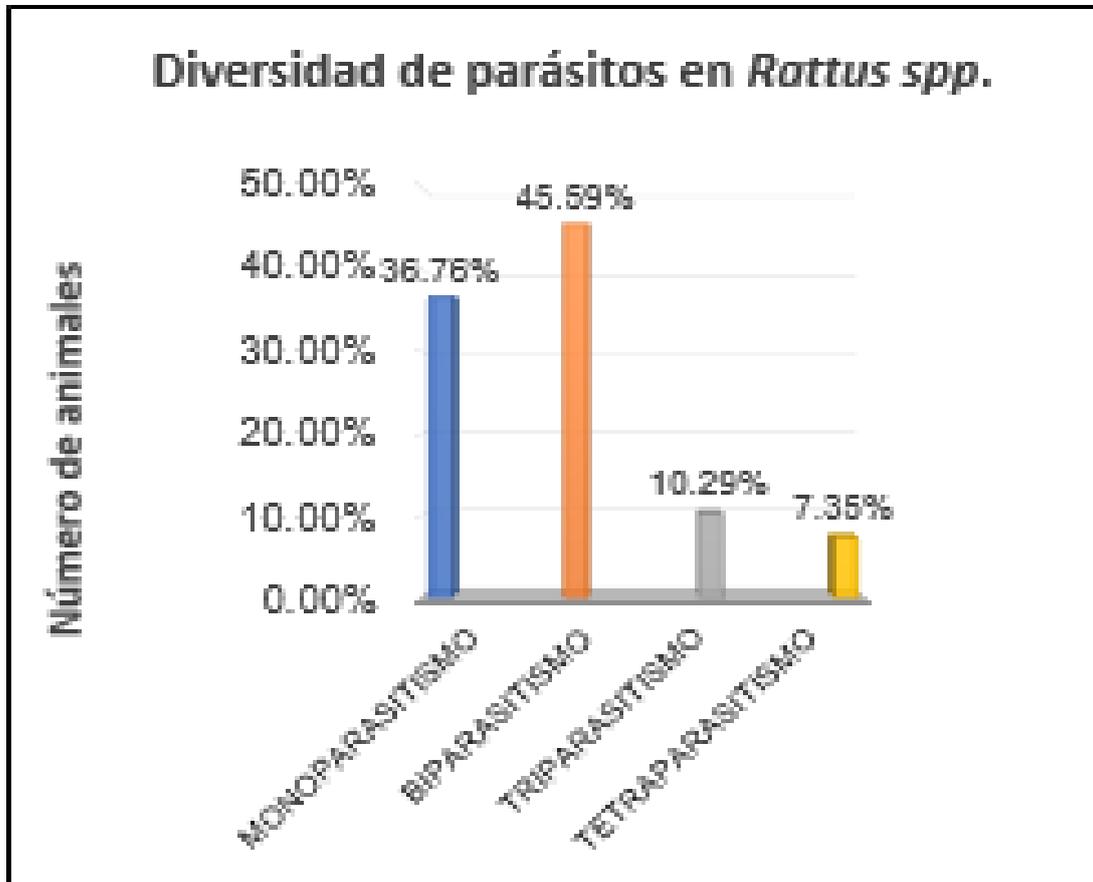
Cuadro 8.-Asociación entre parásitos gastrointestinales en ratas infestadas de la especie *Rattus* spp. (n=68) en una granja de Lurín

Grado de parasitosis	Especie parasitaria	Total de <i>Rattus</i> spp.	
		Animales infestados	(%)**
Monoparasitismo	(a) <i>Gongylonema neoplasticum</i>	25	36,76%
	(b) <i>Protospirura chanchanensis</i>		
	(c) <i>Hymenolepis diminuta</i>		
	(d) <i>Rodentolepis fraterna</i>		
Biparasitismo	(a y b) <i>Gongylonema neoplasticum</i> y <i>Protospirura chanchanensis</i>		

	(b y c) <i>Protospirura chanchanensis</i> e <i>Hymenolepis diminuta</i>		
	(c y d) <i>Hymenolepis diminuta</i> y <i>Rodentolepis fraterna</i>	31	45,59%
	(a y d) <i>Gongylonema neoplasticum</i> y <i>Rodentolepis fraterna</i>		
	(a y c) <i>Gongylonema neoplasticum</i> y <i>Hymenolepis diminuta</i>		
	<hr/>		
	(a, b, c) <i>Gongylonema neoplasticum</i> + <i>Protospirura chanchanensis</i> + <i>Hymenolepis diminuta</i>		
	<i>Gongylonema neoplasticum</i> + <i>Protospirura chanchanensis</i> + <i>Rodentolepis fraterna</i>	7	10,29%
Triparasitismo	(a, c, d) <i>Hymenolepis diminuta</i> + <i>Rodentolepis fraterna</i> + <i>Gongylonema neoplasticum</i>		
	<hr/>		
	<i>Gongylonema neoplasticum</i> + <i>Protospirura chanchanensis</i> + <i>Hymenolepis diminuta</i> + <i>Rodentolepis fraterna</i>	5	7,35%
Tetraparasitismo			
	Total	68	100,00%

* Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de ratas infestadas por un parasito/asociación en cada una de las categorías entre el número total de individuos infestados

Grafico 8.- Diversidad de parásitos por especie *Rattus* spp. estudiada en %



En el Cuadro 9, se presentan los resultados del sexo, la edad y la especie como factores de riesgo asociados a la infección por helmintos enteroparásitos y el nivel de asociación.

Los resultados indicaron que, de acuerdo al tamaño, los roedores de menor tamaño (Categoría I) tuvieron 7 veces menos probabilidades de infestarse con *Gongylonema neoplasticum* comparado con los roedores de mayor tamaño (Categoría II). Además, que la asociación fue significativa ya que tuvo un $p < 0,0004$.

En cuanto al sexo, no se encontró significancia estadística de los infestados por *Rodentolepis fraterna*, *Gongylonema neoplasticum* y *Protospirura chanchanensis*; lo cual

fue debido a que sus valores indicaron ausencia de asociación entre el sexo de los roedores y los parásitos.

En relación a la especie, los resultados arrojaron que los roedores de la especie *Rattus rattus* tuvieron 4 veces menos probabilidades de infestarse con *Gongylonema neoplasticum* comparado con los de la especie *Rattus norvegicus*

Dado que el parásito más frecuente en el estudio fue *Hymenolepis diminuta*, para determinar si existía asociación estadística significativa entre la infección de este parásito con las variables especie, sexo y categoría; se usó el método de Chi cuadrado; el cual comparo el valor calculado de X^2 con los valores tabulados de X^2 con 1 grado de libertad y con nivel de significancia de 5% $(0,05) = 3,841$. Siendo así que, si el valor encontrado era mayor al tabulado se consideró que si existió asociación o relación.

Contrariamente a lo esperado, este estudio no encontró ninguna dependencia o asociación entre la prevalencia de infestación y el sexo de ambas especies con *Hymenolepis diminuta*, *Rodentolepis fraterna* y *Protospirura chanchanensis*; tampoco encontró asociación con la categoría y la especie de las ratas del estudio. Sin embargo, *Gongylonema neoplasticum*, sí mostró asociación con la Categoría y con la especie; pero no con el sexo de los roedores.

Cuadro 9.- Factores asociados a Helmintos gastrointestinales en *Rattus* spp. de una granja al sur de Lima y grado de asociación.

Exposición	Especie		Valor de "p"	Chi cuadrado	OR	IC 95%
<i>Hymenolepis diminuta</i>						
Sexo	Infectado	No infectado				
Hembra	24	26	0,4623	0,541	0,74	0,33- 1,66
Macho	25	20				
Especie						
<i>Rattus rattus</i>	24	29	0,1693	1,902	0,56	0,25- 1,28
<i>Rattus norvegicu</i>	25	17				
Tamaño						
Categoría I	40	33	0,2562	1,30	1,75	0,67- 4,60
Categoría II	9	13				
<i>Rodentolepis fraterna</i>						
Sexo	Infectado	No infectado				
Hembra	24	12	0,7286	0,12	1,15	0,51 - 2,59
Macho	20	12				
Especie						
<i>Rattus rattus</i>	20	33	0,0613	3,54	0,45	0,20- 1,04
<i>Rattus norvegicu</i>	24	18				
Tamaño						
Categoría I	31	42	0,1742	1,87	0,51	0,19 - 1, 35
Categoría II	13	9				
<i>Gongylonema neoplasticum</i>						
Sexo	Infectado	No infectado				
Hembra	11	39	0,8114	0,057	1,13	0,42 - 3,04
Macho	9	36				
Especie						
<i>Rattus norvegicu</i>	14	28	0,017	6,83	3,67	1,26 - 10,66
<i>Rattus rattus</i>	6	44				
Categoría II		11	11			
Tamaño						
Categoría II	11	11	0,0004	14,43	7,1	2,39- 21,12
Categoría I	9	64				
<i>Protospirura chanchanensis</i>						
Sexo	Infectado	No infectado				
Hembra	9	41	0,5347	0,38	1,43	0,46 - 4,38
Macho	6	39				
Especie						
<i>Rattus rattus</i>	6	47	0,1859	1,80	0,47	0,15- 1,44
<i>Rattus norvegicu</i>	9	33				
Tamaño						
Categoría I	10	63	0,3136	1,03	0,54	0,16 - 1,79
Categoría II	5	17				

Cuadro 10.- Promedio y desviación estándar de las 73 ratas de la Categoría I según los parámetros morfobiométricos usados

MORFOBIOMETRÍA (Categoría I :<20 cm)	Promedio	Desviación estándar (SD)
L. cola (cm)	17,09	3,51
L. cuerpo (cm)	15,46	3,76
Peso (g)	177,90	96,7

Cuadro 11.- Promedio y desviación estándar de las 22 ratas de la Categoría II según los parámetros morfobiométricos usados

MORFOBIOMETRÍA (Categoría II :>20 cm)	Promedio	Desviación estándar (SD)
L. cola (cm)	20,21	3,16
L. cuerpo (cm)	22,93	1,85
Peso (g)	388,14	89,40

V. DISCUSIÓN

Tras revisar la evidencia científica disponible hasta la fecha, se ha encontrado que, durante los últimos años en todos los estudios realizados en ratas sobre helmintos gastrointestinales, las prevalencias han sido altas tal como se observa en este estudio de 71,58%. Estos resultados concuerdan con los obtenidos por Iannacone y Alvariño que en el 2002 hallaron una prevalencia de 93,7%(31), Romero y colaboradores (2012) de 83,6%(53), Abad en el 2015 de 72,2% (11) y De Sotomayor y colaboradores (2015) de 83,6% (49); lo cual se podría deber a que según Seong en 1995, las prevalencias altas en los diferentes estudios se atribuyen a que la carga parasitaria está sujeta a la persistencia de los factores de riesgo como son la aparición de hospederos intermediarios, la falta de programas de control de roedores, el grado de inmunidad de cada espécimen para las especies parasitarias, la biología del animal, la especie, el sexo y el tamaño de rata (54).

Estudios previos a esta investigación han señalado que, desde el punto de vista del hospedero, no sólo se puede determinar como factores estructurantes los asociados al individuo para la parasitosis, como son la edad, el sexo o el tamaño corporal; sino también a aquellos relacionados con características de la especie hospedera. En base a esta hipótesis, Kennedy en 1986, menciona que los organismos endotérmicos contienen una mayor densidad y diversidad parasitaria que los ectotérmicos, dando a entender que esto es probable porque los organismos endotérmicos como tienen un tracto intestinal más diferenciado con mayor cantidad de sitios de infección, además de poseer una mayor tasa de consumo de alimento, presentar un mayor desplazamiento y consumir una dieta más rigurosa que los organismos ectotérmicos; por ello el autor antes mencionado los considera más susceptibles de tener una mayor diversidad de helmintos (55). Según se sabe, de acuerdo al grado relación que existe entre el hospedador y el parasitismo, se puede sostener que una especie de hospedero representa un hábitat

para sus parásitos y que, por lo tanto, el estudio de una población de hospederos proporciona réplicas de hábitats; en otras palabras: los hospederos pueden ser considerados como parches de hábitat para los parásitos (56). Lo anterior, es porque hospederos de la misma especie, a pesar de sus diferencias individuales, son estructuralmente similares para la colonización de parásitos. Sin embargo, Sousa (1994) recomienda minimizar estas diferencias como son las producidas por el efecto de la edad, sexo, tamaño corporal o sitio de recolección de los hospederos, ya sea en el proceso de muestreo o estratificando los subsecuentes análisis de acuerdo a estas características (57).

En cuanto a los parásitos encontrados en la investigación, se obtuvo que una de las parasitosis de mayor importancia en el estudio, fue *Gongylonema neoplasticum* con una prevalencia específica de *Rattus rattus* 11,32% y *Rattus norvegicus* 33,33%, y general de 21,05%, valor inferior al encontrado por De Sotomayor y colaboradores (2015) quienes lo reportaron en 50,7% en ratas capturadas de cinco distritos; sin embargo se debe tener en cuenta que en dicho estudio la mayor cantidad de animales infectados provinieron de ambientes muy heterogéneos como San Juan de Lurigancho, Cercado de Lima, Magdalena y con menor cantidad Rímac y Lurín en los que la presencia de los hospederos intermediarios es muy común aumentando el riesgo de infección (49). Por lo tanto, estos resultados proporcionan apoyo adicional a la hipótesis de Hall (1916) que indicó que la presencia de esta parasitosis está íntimamente relacionada con su ciclo de vida ya que, por ser indirecto, para completar su desarrollo necesitan de hospederos intermediarios como *Tenebrio molitor* y pocos casos *Periplaneta americana* que hubo en la granja (15).

En el 2002, Iannacone y Alvariño, reportaron por primera vez para la ciudad de Lima en *Rattus rattus* la presencia de *Protospirura chanchanensis*; desde allí la proliferación de este parásito ha ido aumentando y reforzando su papel en los hospedadores (31); siendo así que en este estudio se halló una prevalencia específica en *Rattus rattus* de 11,32% y en *Rattus norvegicus* 21,43% y general de 15,79% a diferencia de la investigación realizada por De Sotomayor y colaboradores (2015), con 3,8% (49), este resultado podría deberse a que como *P. chanchanensis*, también posee un ciclo de vida indirecto su

aparición está sujeta a la presencia de hospederos intermediarios. En contraste con estos resultados, investigaciones previas como la de Foronda (2011), han dado a conocer que la amplia variedad de hospedadores intermediarios puede facilitar la introducción de un parásito en nuevos hábitats (58); en cambio, la dispersión a lo largo del territorio está favorecida por la riqueza de hospedadores definitivos. Así, las especies parásitas que tienen en su ciclo a insectos y a roedores como hospedadores definitivos son las que han mostrado el mayor rango geográfico, lo cual podría explicar cómo se ha ido extendiendo esta parasitosis en diferentes zonas (59).

Hymenolepis diminuta por otra parte, fue el helminto de mayor prevalencia y más común 51,58% en la granja con 49 animales infectados, lo cual concuerda con el estudio realizado por Abad (11) que halló en granjas porcinas una prevalencia de 53,8% para este parásito. Según Gárate y colaboradores en el 2011, su aparición está asociada a la presencia de pulgas y otros insectos; ya que estos reportaron que *Xenopsylla cheopis* es el hospedero intermediario natural de *Hymenolepis diminuta* en el distrito de Lima; dando a conocer que de las 158 pulgas que encontró, el 12% albergaba cisticercoides en su hemocele los que al ser inoculados en ratas albinas, desarrollaron estadios de adultos de la especie *Hymenolepis diminuta*; dando así mayor peso a la afirmación antes dicha (60). Bacigalupo en 1930, reportó también en Argentina como nuevo hospedador intermediario a *Ulosonia parvicornis* hallando una gran epidemia de *Hymenolepis diminuta* de 96% de animales parasitados (61).

La prevalencia hallada de *Rodentolepis fraterna* en general fue de 46,32%; y de forma específica para *Rattus norvegicus* fue de 57,14% y *Rattus rattus* 37,74% a diferencia de Tung y colaboradores (2013), que reportaron en mercados de Taiwán prevalencias de 21,88% para *Rattus norvegicus* y de 9,09% en *Rattus rattus* (62). Esta discrepancia podría atribuirse a que según Vicente (2013), este hallazgo ha sido influenciado por el ciclo de vida de *R. fraterna*, ya que al tener un ciclo biológico de heteroxeno, puede no ser necesaria la participación del hospedador intermediario pudiéndose dar autoinfecciones en el hospedador definitivo, tal como se observa en esta investigación (59).

Otro hallazgo importante fue que de las 95 ratas muestreadas, se hallaron 53 animales de *Rattus rattus* y 42 de *Rattus norvegicus*; estos resultados confirman lo ya encontrado por Blanco que en 1998, mencionó que el aumento observado entre especies de *Rattus rattus* en relación a *Rattus norvegicus*, es porque la primera antes mencionada, ocupa hábitats muy diversos que incluyen zonas de matorral y mediterráneos, plantaciones de frutales, huertas, bosques caducifolios no muy fríos y en general cualquier hábitat con cobertura vegetal suficiente. Además, que puede vivir en núcleos urbanos, y zonas periurbanas que presenten alimentos y vegetación (63). Mostrando así, que *Rattus rattus* es menos comensal que *R. norvegicus*; ya que construye nidos aéreos, a cierta altura sobre el suelo, entre ramas y hojarascas, excava madrigueras subterráneas en la base de los árboles utilizando sus raíces como soporte, haciendo que sea más común encontrarla que a *Rattus norvegicus* (64, 65) que construye madrigueras en el suelo cavando una serie de túneles y compartimentos. Sin embargo, Timm (1994) mencionó que por el tipo de preferencias de alimentación de *Rattus norvegicus* de buscar alimentos con alto contenido en grasas (cereales, semillas, cecinas, carnes, etc.), su presencia puede ser alta o no existir mucha diferencia en granjas con *Rattus rattus* (66).

En cuanto a la reproducción de los roedores, en el 2003 Priotto, indicó que esta depende de la intensidad del ciclo reproductor de cada una de las especies de ratas, siendo así que la fecundidad de la rata negra (*Rattus rattus*) es favorecida por las temperaturas cálidas de primavera de 19 a 21°C, mientras que la de la rata gris (*Rattus norvegicus*), se reproduce mejor en frescas 15-18°C de invierno (6), lo cual explicaría la razón de su aparición en la granja.

En relación al sexo de las ratas, se encontró que 52,63% eran hembras y 47,37% machos, este hallazgo corrobora la hipótesis planteada por Cádiz (2001), que de un total de 363 roedores capturados, 50,7% eran hembras y 49,3% machos (67); en cambio difiere de otro estudio realizado en la ciudad de Valdivia, que de un total de 53 especímenes predominó la población de machos (73,7%) con respecto a las hembras (26,3%) (68); esta disparidad puede deberse a que los roedores son capaces de formar grupos familiares de un macho con varias hembras dentro de los cuales, los animales jóvenes al alcanzar la madurez sexual pueden dispersarse como en esta investigación o

bien mantenerse en el grupo retardando su madurez sexual tal como se observó en el estudio realizado en la ciudad de Valdivia (69).

En el estudio, usando la fórmula de Chi cuadrado se evidenció que no hubo asociación del sexo de las ratas con las cuatro especies de helmintos encontradas; lo cual se debe a que según Cattán en 1992 y Behnke y colaboradores en el 2001, el sexo del hospedero raramente contribuye significativamente en la estructuración de las comunidades parasitarias (70, 71).

Según el tamaño de los hospederos, se evidenció que el 66,67% de la categoría I (menor a 20 cm con 73 animales) y el 81, 82% de la categoría II (mayor a 20 cm con 22 animales), eran positivos a helmintos en general; lo cual nos indicó que posiblemente la talla esté relacionada con los parásitos encontrados. Sin embargo, por medio de la prueba de antes mencionada se determinó que no existía asociación de la parasitosis con *Hymenolepis diminuta* y *Protospirura chanchanensis*. A diferencia de estos *Gongylonema neoplasticum*, si mostró asociación con el tamaño y la especie, lo cual se entiende ya que según el estudio realizado por Mafiana y colaboradores (1997) y Gárate y colaboradores (2011), a mayor tamaño de las ratas puede ser 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 (72,60).

Por otro lado, haciendo alusión a la diversidad parasitaria, en el estudio se identificaron un total de cuatro especies de parásitos: dos nemátodos y dos cestodos para cada especie de *Rattus* spp; hallazgo similar al encontrado por Iannacone y Alvarino en el 2002 (31) con cuatro tipos de helmintos: *H. diminuta*, *P. chanchanensis*, *S. muris* y *H. spumosa* en el Distrito de San Juan de Lurigancho. Sin embargo, estos resultados no apoyan las conclusiones obtenidas por Romero y colaboradores (2012) que hallaron nueve especies parasitarias (53); De Sotomayor y colaboradores (2015) 10 especies en Lima metropolitana (50) y Abad en el 2015 (11) que obtuvo 11 tipos de helmintos en cinco granjas porcinas de Villa el Salvador, Huaral y Lurín. Estos resultados pueden ser interpretados de diferentes formas, una de ellas es porque existe un efecto diferencial del ambiente sobre cada roedor de modo que las localidades donde se han hecho los

estudios antes mencionados, no muestran el mismo patrón de comportamiento para los factores de riesgo que determinan la diversidad parasitaria; lo cual se podría deber a una distinta susceptibilidad para cada especie de parásito, determinada posiblemente por las características ambientales de cada zona (73).

Estas diferencias también podrían explicarse mediante la hipótesis de la Heterogeneidad ambiental de Mac Arthur (1972), la cual propone que ambientes estructuralmente más complejos permiten la existencia de un mayor número de especies (74). Esto se produce debido a, en primer lugar, una variabilidad en cuanto a la cantidad de nichos ofrecidos por distintos ambientes, y en segundo lugar debido a las modificaciones en el microclima a escala local (75). Sin embargo, las diferentes especies de parasitarias y formas de vida percibirán y responderán ante la heterogeneidad ambiental según la escala espacial en función de parámetros tales como tamaño corporal, características de su ciclo de vida, estadios, estación del año, etc (76).

Por otra parte, es importante destacar que las condiciones climáticas de la zona de estudio según la estación del año en que se muestrea, pueden influir en la carga parasitaria de los roedores. Información que es corroborada por Hancke; quien en su investigación halló que *H. diminuta* alcanzó una prevalencia del 60% en los meses calurosos y se redujo al 10% en las ratas capturadas durante los meses de otoño e invierno. Mostrando así, que las diferencias en la cantidad de parásitos a lo largo del año pueden explicarse a partir de la presencia de sus hospedadores intermediarios, ya que sus ciclos de vida dependen de condiciones óptimas de temperatura y humedad (77).

En relación a las alteraciones medioambientales y el ciclo reproductivo de los hospederos intermediarios, se ha descrito que, de todos los factores ambientales, el que ejerce un efecto mayor sobre el desarrollo de los insectos es, probablemente, la temperatura. Ello es debido, a su importante incidencia sobre los procesos bioquímicos, puesto que, al ser organismos poiquiloterms, es decir, "de sangre fría", utilizan la temperatura y humedad para completar su ciclo biológico. Teniendo así que, a bajas temperaturas los ciclos biológicos se prolongan mucho, en cambio, con altas temperaturas, los mismos se

acortan. Por consiguiente, al haber mayor cantidad de hospederos intermediarios se produce un aumento progresivo del área geográfica de distribución del insecto (78).

Los resultados así mismo, han reforzado mi punto de vista sobre la variedad de parásitos por especie de roedor; ya que las dos especies de roedores antes descritos en el estudio para el distrito de Lurín, podrían representar hábitats bien definidos para los parásitos encontrados considerando caracteres tales como el tamaño corporal del hospedador, dieta, movilidad, el uso del espacio e incluso del tipo de ambiente. Teniendo así que, en ambientes muy heterogéneos dentro del área de acción de un hospedador, la explotación de los recursos disponibles tiende a ser más diversificada incrementando la infección con una mayor cantidad de especies de parásitos (79,80). En cambio, los espacios verdes, zonas agrarias y barrios residenciales, a pesar de ser ambientalmente contrastantes, podrían resultar más homogéneos dentro del área de acción del hospedador como es en este caso (77). Cabe recordar que Arneberg (2002) mostró que el tamaño corporal de los hospedadores podría tener un efecto positivo sobre la variedad de especies debido a que su valor correlaciona positivamente con otros factores que influyen sobre las tasas de transmisión de parásitos, como por ejemplo los patrones de movimientos o la ingesta de alimentos (81).

La diversidad parasitaria hallada en las ratas demuestra la gran adaptabilidad y capacidad que estas poseen para soportar la parasitosis. Así mismo, la capacidad de supervivencia, proliferación y adaptación de estos roedores a diferentes ecosistemas hacen posible la contaminación del medio ambiente, agua y alimentos con parásitos de potencial zoonótico en áreas habitadas en cercana asociación con el hombre facilitando así su transmisión (11).

Se observó que con respecto a la especie y tamaño las ratas de la especie *Rattus rattus* tenían menor riesgo de contraer la parasitosis de *Gongylonema neoplasticum*; lo cual puede haber sido debido la propia biología de la especie (63, 72)

En cuanto a la zoonosis, se ha reportado que *Gongylonema neoplasticum*, debido a su potencial infectivo puede infectar al hombre, tal como se reportó por primera vez por

según Haruki y colaboradores (2005) en Japón, donde la infección habría ocurrido por la ingestión accidental del hospedero intermediario (cucaracha o escarabajo) contenida en verduras o agua (82).

VI. CONCLUSIONES

- La prevalencia de helmintos gastrointestinales en ratas de Lima, procedentes una granja de Lurín fue de 71,58%.
- En *R. rattus* se identificaron dos especies de cestodos: *Hymenolepis diminuta* (25,26%), *Rodentolepis fraterna* (21,05%) y dos especies de nematodos: *Gongylonema neoplasticum* (6,32%) y *Protospirura chanchanensis* (6,32%). En *R. norvegicus*, se identificaron dos especies de cestodos: *Hymenolepis diminuta* (26,32%) y *Rodentolepis fraterna* (25,26%) y dos especies de nematodos: *Gongylonema neoplasticum* (14,74%) y *Protospirura chanchanensis* (9,47%).
- Se encontró asociación significativa entre el tamaño, la especie de roedor y *Gongylonema neoplasticum*.
- Se demostró que, aunque las ratas de menor tamaño tuvieron menor riesgo de contraer la parasitosis por *Gongylonema neoplasticum*, si fue significativo.

VII. RECOMENDACIONES

- Evaluar la presencia de helmintos zoonóticos en las personas que laboran y viven en la granja y animales que yacen en el mismo.
- Mejorar el control sanitario de la granja y realizar planes de limpieza y desinfección de los galpones con insecticidas cada tres meses para disminuir a los hospederos intermediarios.
- Evitar que el alimento de los animales tenga fácil acceso para el ingreso de los roedores.
- Realizar un control de desratización cada dos meses con rodenticidas.
- Brindar capacitaciones y charlas a los trabajadores de la comunidad para que se mantengan informados sobre el impacto de los parásitos de ratas en la salud pública.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Rodríguez NF, Tejedor- Junco MT, Hernández T. y González M, Gutiérrez C. The role of wild rodents in the transmission of *Trypanosoma evansi* infection in an endemic area of the Canary Island (Spain). *Vetererinary Parasitology*. 2010; 174(1): 323- 327.
2. Parshad VR. Rodent control in India. *Integrative Pest Management Review* 4; 1999. p. 97-126.
3. Villafaña MF, Silva PM, Ruiz BJ, Sánchez RL, Campos MA. Evaluación del impacto del biorrodenticida Biorat en poblaciones de roedores establecidos en varios cultivos en la República de Costa Rica. *Rev Cubana Med Trop*. 1999; 53 (3): 185.
4. Gabriel L, Ferres M, Palma E. Presencia de los géneros invasores *Mus* y *Rattus* en áreas naturales de Chile: un riesgo ambiental y epidemiológico. *Revista Chilena de Historia Natural*. 2005; 78(1):113-114.
5. Dirección General del Medio Natural. Gobierno de Canarias: *Rattus rattus*. [Internet]. Canarias: Rodríguez Luengo, J.L. 2003; [citado 15 marzo 2016]. Gobierno de Canarias [aprox. 8 pantallas]. Disponible en: <http://www.interregionatur.com/especies/pdf/Rattus%20rattus.pdf>
6. Priotto J. y Steinmann A. Manual de control de roedores en municipios: Biología de los roedores. [Internet]. Modulo I. 4ta ed. Argentina: Departamento de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Río Cuarto. Grupo de Investigación en Ecología de Poblaciones (GIEP). 2003 [actualizado 01 mayo 2003; citado 29 Julio 2016]. Disponible en: <http://www.bvsde.paho.org/bvsacd/cd30/roedores/modulo1-3.pdf>

7. Landete T. y Cerro A. La rata de alcantarilla (*Rattus norvegicus*): ecología, comportamiento y control. Cuenca, España: Ediciones de la Universidad de Castilla-La Mancha; 1998.
8. Álvarez J y Medellín R. Vertebrados superiores exóticos *Rattus rattus*: diversidad, distribución y efectos potenciales. DF, México: Edición del Instituto de Ecología Universidad Nacional Autónoma de México; 2005.
9. [OMS] Organización Mundial de la Salud. 11º Informe del Comité de Expertos de la OMS en ecología y lucha contra los roedores de importancia veterinaria. Series de Informes Técnicos 553. 1974; (1): 48.
10. Calderón G. Manual de control de roedores en municipios: Zoonosis transmitidas por roedores. [Internet]. Modulo VI. 4ta ed. Argentina: Departamento de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Río Cuarto. Grupo de Investigación en Ecología de Poblaciones (GIEP); 2003 [actualizado 01 Mayo 2003; citado 29 Julio 2016]. Disponible en: <http://www.bvsde.paho.org/bvsacd/cd30/roedores/modulo6-8.pdf>
11. Abad Ameri D. Helmintofauna gastrointestinal de importancia zoonótica y sus aspectos patológicos en tres ecosistemas naturales de roedores (*Rattus spp.*) de Lima. [Tesis pregrado]. Perú: Universidad Nacional Mayor de San Marcos; 2015.
12. Cordero Del Campillo M. Parasitología Veterinaria. España: Mc Graw Hill; 1999.
13. T. Jelinek y T. Loscher. Human infection with *Gongylonema pulchrum*. Rev. Trop. Med. Parasitol. 1994; 45(1): 329-330.
14. Wilford Olsen O. Animal. Parasites: their life cycles and ecology. New York, Canadá: Dover publications Inc; 1974.
15. Hall MC. Nematode parasites of mammals of the Orders Rodentia, Lagomorpha, and Hyracoidea. Proceedings of Unites States National Museum. 1916; 50(2131): 1-128.

16. Ibañez N. Nuevo nemátodo parásito de las ratas de Trujillo, Perú. *Protospirura chanchanensis* sp. Nematoda: Spiruridae. Bol Chile Parasitol. 1966; 21(1): 34-37.
17. Shogaki Y, Mizuno S, Itoh H. On *Protospirura muris* (Gmelin) a parasitic nematode of the brown rat in Nagoya City. Jap. J. Parasit. 1972; 21:28-38.
18. Baker D. Flynn's parasites of laboratory animals. 2°ed. Blackwell Publishing. 2007.p. 830
19. Yokohata Y, Abe H, Jiang YP, Kamiya M. Gastrointestinal helminth fauna of Japanese moles, *Mogera* spp. Jpn. J. Vet. Res. 1989; 37: 1-13.
20. Skrjabin KI, Shikhobalova NP, Orlov IV. Trichocephalidae and Capillariidae of Animals and Man and the Diseases Caused by Them. Academy of Sciences of the USSR. Helminthological Laboratory Essentials of nematodology. Vol 4. Jerusalem: Keter Press; 1970.p. 598
21. Vives N, Zelendón Rodrigo. Observaciones parasitológicas en ratas de San José, Costa Rica. En: Revista Biológica Tropical. 1957; 5 (2): 173-194.
22. Baker H, Lindsey R y Weisbroth S. The laboratory rat. New York, New York: Academic press. Inc; 1979.
23. Borchert A. Parasitología Veterinaria. Zaragoza, España: Acribia S.A.; 1975.
24. Ferrer R. Iván. Taenia (tapeworms) Capitulo 22. [diapositiva]. Puerto Rico: Schmidt; 2005. 24 diapositivas.
25. Georgi M, Georgi J. Parasitología en clínica canina. Atlampa, México: Nueva Editorial Interamericana Mc Graw Hill, S.A.; 1991.

26. Martínez R, Tantaleán M. Primer registro en el Perú de *Raillietina (R.) demerariensis* (Cestoda: Taenioidea) en *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*. Rev Peru Biol. 1998; 5: 65-68.
27. Acha, P. y Syfres, B. Zoonosis y Enfermedades Transmisibles Comunes al Hombre y los Animales. 3era ed. EUA, Washington; 2003.
28. Berenji F, Fata A, Hosseininejad Z. A case of *Moniliformis moniliformis* (Acantocephala) infection in Iran. Korean J Parasitol. 2007; 45:145- 148.
29. Ayulo V, Dammert O. Survey del parasitismo intestinal de las ratas grises (*Mus norvegicus*) en la ciudad de Lima. Revista de medicina experimenta salud pública [online]. 1947, 6(1): 76 – 93.
30. Cabrera R., Mendoza L. *Heterakis spumosa* in *Rattus norvegicus* (rodentia: muridae) in Ica, Perú. Rev. Peru. Bio. 2001; 8(1): 11-14.
31. Iannaconnne J, Alvariño L. Helmintofauna de *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758) y *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769) (rodentia: muridae) en el distrito de San Juan de Lurigancho, Lima- Perú. Rev Per Med Exp Salud Publ. 2002; 19(3):136-141.
32. Muñoz C., Urrea N., Arcila Q., Conde C. Determinación de parásitos gastrointestinales en la colonia de ratas Wistar (*Rattus norvegicus*) del bioterio del Laboratorio de Neurociencias y Comportamiento de la Universidad Industrial de Santander (UIS). 2008; 10: 1-7.
33. Duque A., Aranzazu D., Agudelo F., Londoño F., Quiroz V., Rodas D. *Rattus norvegicus* como indicador de la circulación de *Capillaria hepatica* y *Taenia taeniaeformis* en la Plaza Minorista de Medellín, Colombia. Rev. biomedical. 2012; 32: 510 - 518.

34. Panti May. Helmintos intestinales de *Mus musculus* Y *Rattus rattus* presentes en viviendas de rurales de Yucatán, México. *Mastozoología Neotropical*. 2013; 20(2):435-445.
35. Alegre A., y Ruiz M. *Hymenolepis* spp. en *Rattus rattus* en zona costera de la ciudad de Corrientes, Argentina. *Revista Argentina de Zoonosis y Enfermedades Infecciosas Emergentes*. 2013; 8(2).
36. Bowman DD. *Georgis: parasitología para veterinarios*. 9ª ed. Barcelona: Elsevier; 2009. p. 453.
37. Murray P, Baron E, Pfaller M, Tenover FC, Tenover JC. *Manual of Clinical Microbiology*. 8ª ed. Vol 2. Washington: ASM Press; 2003.
38. Parija SC. *Review of parasitic zoonoses*. Delhi: AITBS Publishers Distributers; 1990.
39. Tena D, Pérez M, Gimeno M, Pérez MT, Illescas S, Amondarain I, Gonzales A, et al. Human infection with *Hymenolepis diminuta*: case report from Spain. *J Clin Microbiol*. 1998; 36: 2375-2376.
40. Marangui M, Zechini B, Fileti A, Quaranta G, Aceti A. *Hymenolepis diminuta* infection in a child living in the urban area of Rome, Italy. *J. Clin. Microbiol*. 2003; 41: 3994-5.
41. Rivero DZ, Villalobos PR, Bracho MA, Fuenmayor BA. Infección por *Hymenolepis diminuta* en un niño del municipio Maracaibo, Estado Zulia, Venezuela. *Rev. Soc. Ven. Microbiol*. 2009; 29(2):133-135.
42. Miyazaki I. *An Illustrated Book of Helminth Zoonoses*. SEAMIC Publication. Tokyo.1991; 62: 494.

43. Zucchetti A., Lariviere R. "Vigilando y concertando para un valle mejor. Una propuesta de vigilancia y manejo concertado de conflictos ambientales en el valle del río Lurín, Lima, Perú". OACA-SPDA. 2004; 1:3-4.
44. Pysek, P. Alien and native species in Central European urban floras: a quantitative comparison. *Journal of Biogeography*. 1998; 25, 155-163.
45. Aguilar Barojas, S. Fórmulas para el cálculo de la muestra en investigaciones de salud. *Salud en Tabasco* [En línea]. 2015 [citado 30 de Agosto 2016]. Disponible en: <<http://www.Redalyc.org/articulo.oa?id=48711206>> ISSN 1405- 2091
46. Mills J, Childs, Ksiazek T, Peters CJ, Velleca WM. Métodos para trampeo y muestreo de pequeños mamíferos para estudio virológico. Organización Panamericana de la Salud, Washington, District of Columbia, USA. [Internet]. 1998 [citado 15 Agosto 2016]. Disponible en: http://www.paho.org/spanish/HCP/HCT/hct_98104.pdf.
47. Gladys Calderón. Manual de control de roedores en municipios: Bioseguridad. [Internet]. Módulo VII. 4ta ed. Argentina: Departamento de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Río Cuarto. Grupo de Investigación en Ecología de Poblaciones (GIEP); 2003 [actualizado 01 Mayo 2003; citado 29 Julio 2016]. Disponible en: <http://www.bvsde.paho.org/bvsacd/cd30/roedores/modulo6-8.pdf>
48. Ambrosio A, Riera L, Calderón G y Micucci H. Procedimientos de Seguridad en el Manejo de Material Biológico. Buenos Aires: Ed. Federación Bioquímica de la Provincia de Buenos Aires; 2001.
49. De Sotomayor R., Serrano- Martínez E., Tantaleán M., Quispe M., Casas G. Identificación de parásitos gastrointestinales en Ratas de Lima Metropolitana. *Rev. Inv. Vet. Perú*. 2015; 26 (2): 273 – 281.

50. Álvarez-Romero, J. y R. A. Medellín. *Rattus norvegicus*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. D.F, México: Edición del Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México; 2005.
51. Rojas MC. Nosoparásitos de los rumiantes domésticos peruanos. 2ª ed. Lima-Perú: 2004. 58-75.
52. Beltrán M., Otárola J., Tarqui K. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. 2da edición. Lima: Serie de Normas Técnicas N° 37. 2014.
53. Romero H., Tantaleán M., Martínez R., Saz G. Helmintofauna en roedores (Rodentia: Muridae) en mercados del distrito del Rímac. En: libro de resúmenes del VIII Congreso Peruano de Parasitología, Trujillo. 2012.
54. Seong Jk., Huh S., Lee JS., Oh YS. Helminths in *Rattus norvegicus* captured in Chunchon, Korea. Korean J Parasitol. 1995; 33: 235-7.
55. Kennedy, C.; Bush, A.; Aho, J. Patterns in helminth communities: why are birds and fish different Parasitology. 1986; 93: 205-215
56. Morand, S.; Poulin, R.; Rodhe, K.; Hayward, C. Aggregation and species coexistence of ectoparasites of marine fishes. International Journal for Parasitology. 1999; 29: 663-672.
57. Sousa, W. Patterns and processes in communities of helminths parasites. Trends in Ecology & Evolution. 1994; 9: 52-57.
58. Foronda, P., López, M., Hernández, M., Haukisalmi, V. y Feliu, C. Distribution and genetic variation of hymenolepidid cestodes in murid Rodents on the canary islands (Spain). Par. y vect. 2011; 4: 185.

59. Sánchez V. Santiago. Contribución al conocimiento de la parasitofauna (Helmintos y Artrópodos) de Mamíferos no Lagomorfos de Canarias. [Tesis doctoral]. España: Universitat de Barcelona; 2013.
60. Gárate I., Jiménez P., Flores K., Espinoza B. Registro de *Xenopsylla cheopis* como hospedero intermediario natural de *Hymenolepis diminuta* en Lima, Perú. *Rev. Peru. biol.* 2011; 18(2): 249- 252.
61. Bacigalupo Juan. Nuevo huésped intermediario del *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi 1819), el *Ulosonia parvicornis* (Fairmaire 1892) en Argentina. *Anales de la Real Academia de Medicina y Cirugia de Barcelona.* 1930; 119-121.
62. Tung KCH, Hsiao F., Wang K., Yang. CH., Lai CH. Study of the endoparasitic fauna of comensal rats and shrews caught in traditional wet markets in Taichung City, Taiwan. *J. Microbio, Immuno and Infect.* 2013; 46: 85-88.
63. Blanco, J.C. Mamíferos de España. Ed. Geoplaneta, Barcelona. 1998(2); 383 pp.
64. Zamorano E. & L.J. Palomo. *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758). Ficha Libro Rojo. En: J. Gisbert y J.C. Blanco (eds.). *Atlas y Libro Rojo de los Mamíferos Terrestres de España.* Dirección General para la Biodiversidad-SECEM-SECEMU, Madrid. 2007; p. 455-457.
65. Harper, G.A., Dickinson, K.J.M. & Seddon, P.J. Habitat use by three rat species (*Rattus* spp.) on Stewart Island/Rakiura, New Zealand. *New Zealand Journal of Ecology.* 2005; 29:251-260.
66. Timm, R. M. Norway rats. In: Hyngstrom, S. E., Timm, R. M. & Larson, G. E.(Eds), *Prevention and control of wildlife damage, California.* 1994; (1) 105 -120.
67. Cádiz R. Estudio de la seroprevalencia de Hantavirus en reservorios silvestres en distintos hábitats de la Décima Región y análisis de su comportamiento temporal en

- poblaciones de roedores del Fundo Experimental San Martín. Memoria de Título. Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Austral de Chile, Valdivia. Chile. 2001.
68. Franjola R, G Soto, A Montefusco. Prevalencia de infección por protozoos en roedores sinantrópicos de la ciudad de Valdivia en Chile. Rev. Bol. Chil. Parasitol. 1995; 50: 66-72.
69. Peña O. 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. [Tesis de pregrado] Chile: Universidad Austral De Chile; 2009.
70. Cattán, P. Estructura comunitaria de helmintos parásitos de roedores simpátridos: papel de factores filogenéticos y ecológicos. [Tesis Doctor en Ciencias] Santiago, Chile. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias. 1992; p.91
71. Behnke, J. M.; Barnard, C. J.; Bajer, A.; Bray, D.; Dinmore, J.; Frake, K.; Osmond, J.; Race, T.; Sinski, E. Variation in the helminth community structure in bank voles (*Clethrionomys glareolus*) from three comparable localities in the Mazury Lake District region of Poland. Parasitology. 2001; 123: 401-414.
72. Mafiana CF., Osho MB., Sam Wobo S. Gastrointestinal helminth parasites of the black rat (*Rattus rattus*) in Abeokuta, southwest Nigeria. J Helminthol. 1997; 71: 217-220.
73. Landaeta Aqueveque C. Comparación de Helmintofauna Gastrointestinal de *Mus musculus* Linnaeus, 1758 Y *Abrothrix olivaceus* Watherhouse, 1837. [Tesis Pregrado]. Chile: Universidad Nacional De Chile; 2004.
74. MacArthur, R. H. Geographical ecology: patterns in the distribution of species. Princeton University Press; 1972.

75. Young, C. H. y Jarvis, P. J. Assessing the structural heterogeneity of urban areas: an example from the Black Country (UK). *Urban Ecosystems*. 2001; 5: 49-69.
76. Goddard, M. A., Dougill, A. J. y Benton, T. G. Scaling up from gardens: biodiversity conservation in urban environments. *Trends in Ecology & Evolution*. 2010; 25: 90-98.
77. Hancke Diego. La comunidad de helmintos en roedores sinantrópicos de la Ciudad de Buenos Aires: su relación con los ensambles de especies hospedadoras y su importancia zoonótica. [Tesis doctoral]. Argentina: Universidad de Buenos Aires; 2016.
78. Marco Vicente. Modelización de la tasa de desarrollo de insectos en función de la temperatura. Aplicación al Manejo Integrado de Plagas mediante el método de grados-día. Departamento de Agricultura y Alimentación. Universidad de La Rioja. *Aracnet 7. Bol. S. E. A.* 2001; 28: 147-150.
79. Wells, K., O'Hara, R. B., Morand, S., Lessard, J. P. y Ribas, A. The importance of parasite geography and spillover effects for global patterns of host-parasite associations in two invasive species. *Diversity and Distributions*. 2015; 21: 477-486.
80. Bordes, F., Morand, S., Kelt, D. A. y Van Vuren, D. H. Home range and parasite diversity in mammals. *The American Naturalist*. 2009;173: 467-474.
81. Arneberg, P. Host population density and body mass as determinants of species richness in parasite communities: comparative analyses of directly transmitted nematodes of mammals. *Ecography*. 2002; 25(1): 88-94.
82. Haruki K, Furuya H, Saito S, Kamiya S, Kagei N. *Gongylonema* infection in man: a first case of gongylonemosis in Japan. *Helminthologia*. 2005; 42: 63-66.

ANEXOS

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de los principales helmintos en *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*

Phylum Nematelminthes			
Clase	Superfamilia	Género y Especie	Localización
Nematoda	Rhabditoidea	<i>Strongyloides ratti</i>	Intestino delgado
		<i>Strongyloides venezuelensis</i>	Intestino delgado
	Oxyuroidea	<i>Aspicularis tetráptera</i>	Ciego y colon
		<i>Syphacia muris</i>	Ciego
	Heterakoidea	<i>Heterakis spumosa</i>	Ciego y colon
	Trichostrongyloidea	<i>Nippostrongylus brasiliensis</i>	Intestino delgado
	Metastrongyloidea	<i>Angiostrongylus costaricensis</i>	Arteria mesentérica craneal
		<i>Angiostrongylus costaricensis</i>	Arteria pulmonar
	Filaroidea	<i>Litomosoides carinii</i>	Circulación sanguínea
	Trichuroidea	<i>Calodium hepaticum</i>	Hígado
		<i>Capillaria hepática</i>	Hígado
		<i>Capillaria spp.</i>	Intestino
		<i>Trichuris muris</i>	Ciego
		<i>Trichosomoides crassicauda</i>	Tracto urinario
	Spiruroidea	<i>Gongylonema neoplasticum</i>	Estómago
		<i>Mastophorus muris</i>	Estómago
<i>Protopirura muricola</i>		Estómago	
<i>Protopirura chanchanensis</i>		Estómago	

Phylum Platyhelminthes			
Clase	Superfamilia	Género y Especie	Localización
Cestoda	Taeniidae	<i>Taenia taeniformis</i>	Hígado
	Hymenolepididae	<i>Hymenolepis diminuta</i>	Intestino delgado
		<i>Vampirolepis fraterna</i>	Intestino delgado
	Davaineidae	<i>Raillietina celebensis</i>	Intestino delgado
		<i>Raillietina demerariensis</i>	Intestino delgado
Phylum Acanthocephala			
Archiacanthocephala	Moniliformidae	<i>Moniliformis moniliformis</i>	Intestino delgado

Fuente: abad

LISTA DE IMÁGENES

Imagen 1.- Características morfológicas de *Rattus rattus* (Fuente: OMS, 1974)

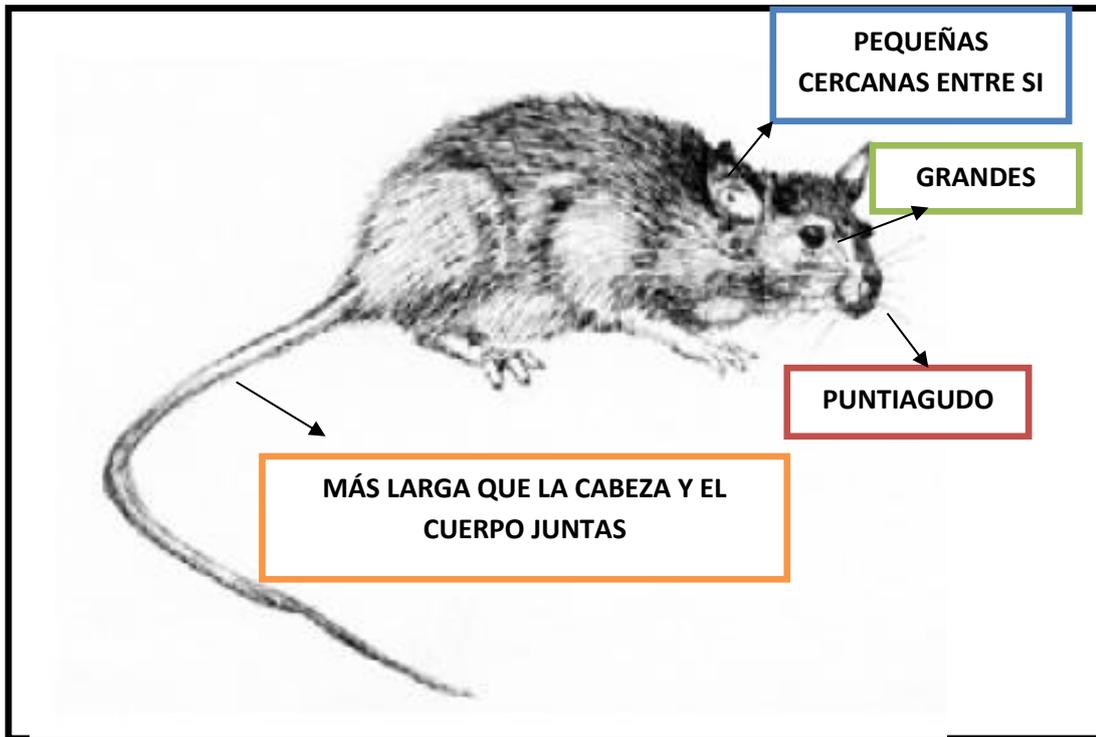


Imagen 2.- Características morfológicas de *Rattus norvegicus* (Fuente: propia)



Imagen 3.- Diferencias de excrementos de rata de techo y de alcantarilla (Fuente: OMS, 1974)

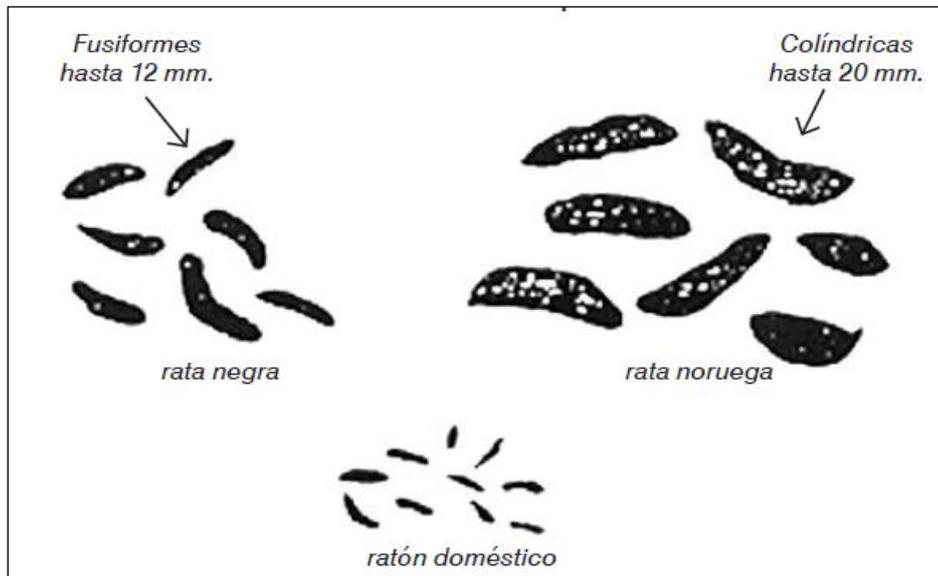


Imagen 4.- Dominio vital de una rata noruega patrones de movimiento (Fuente: OMS, 1974)

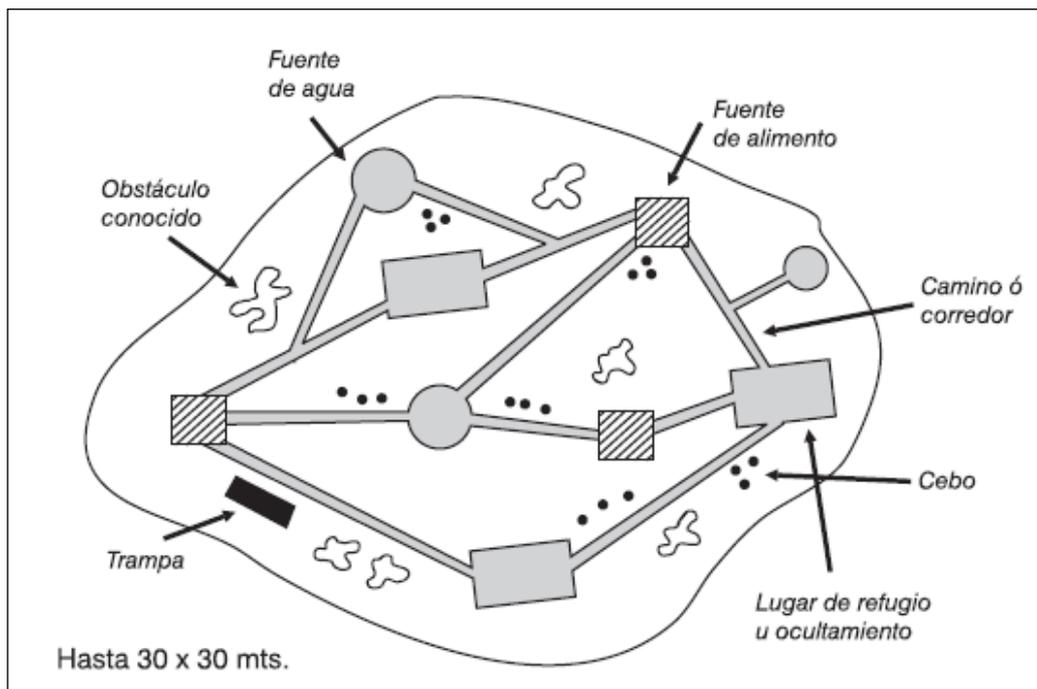


Imagen 5.- Extremidad anterior de la hembra de *Gongylonema neoplasticum* (Fuente: Olsen, 1974)

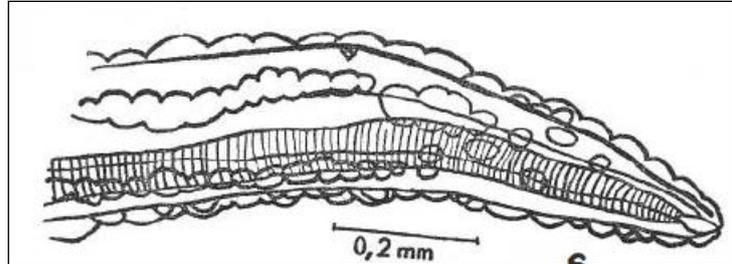


Imagen 6.- Extremidad anterior de *Gongylonema neoplasticum* hallado en el estudio (Fuente: propia)



Imagen 7.- Región anterior y posterior de *Protospirura chanchanensis* (Fuente: Sotomayor, 2015)

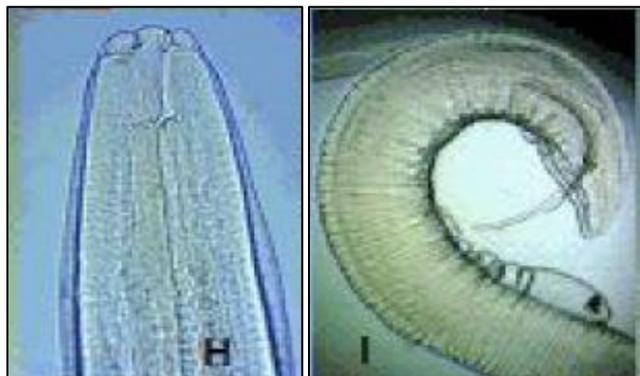


Imagen 8.- Región posterior de *Protospirura chanchanensis* hallado en el estudio. Se evidencia las gónadas masculinas y una espícula bien desarrollada (Fuente: propia)

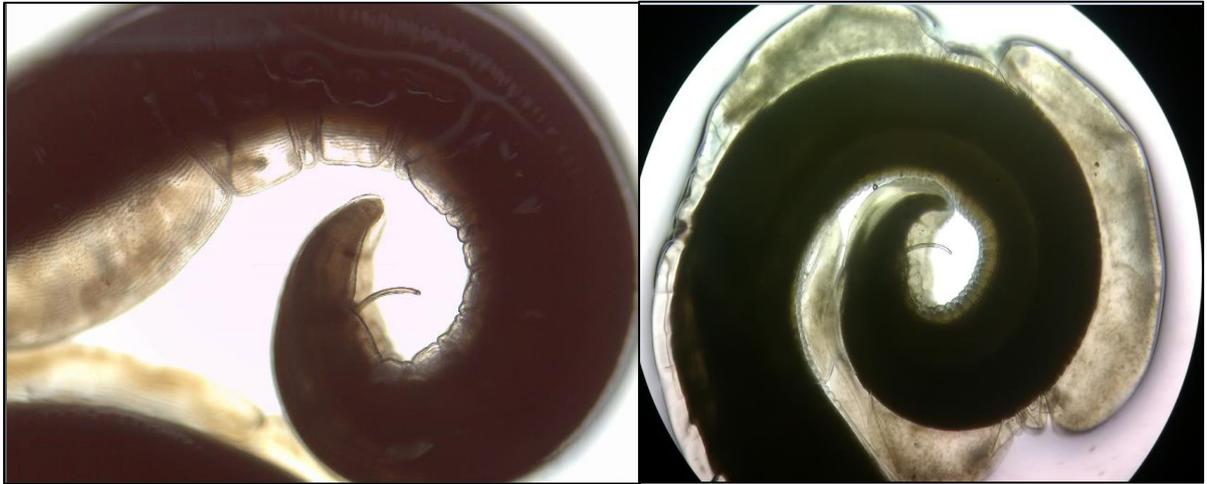


Imagen 9.- Región anterior de *Protospirura chanchanensis* hallado en el estudio. (Fuente: propia)

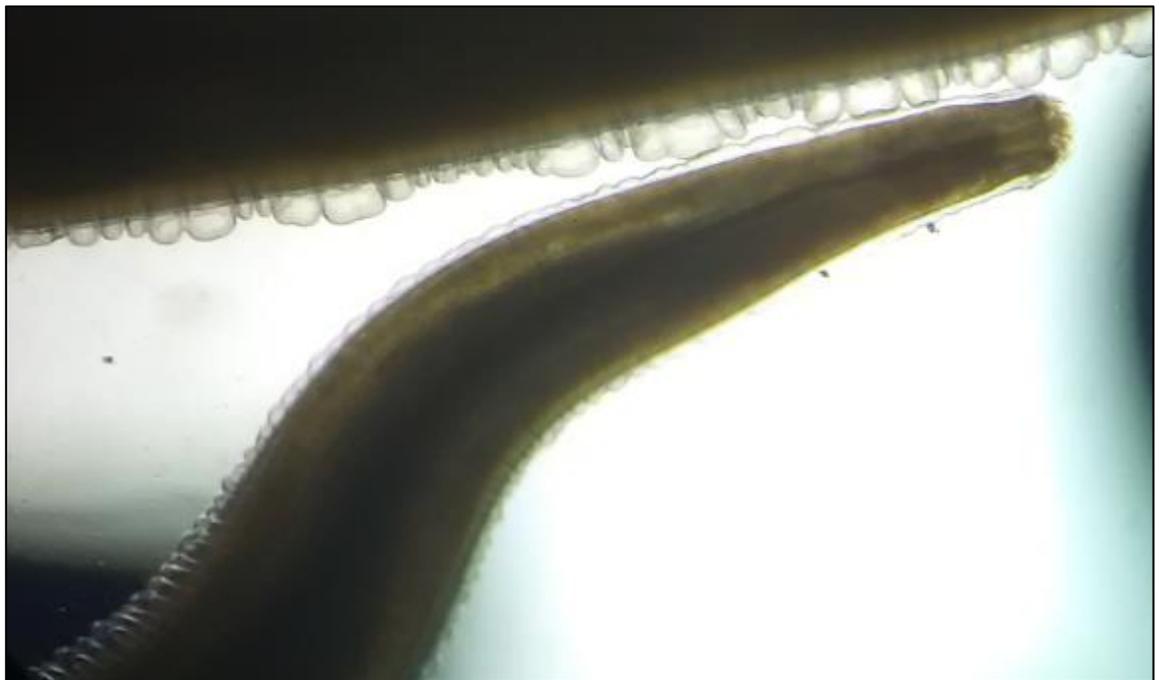


Imagen 10.- Proglótido maduro y grávido de *Hymenolepis diminuta* hallado en el estudio. (Fuente: propia)

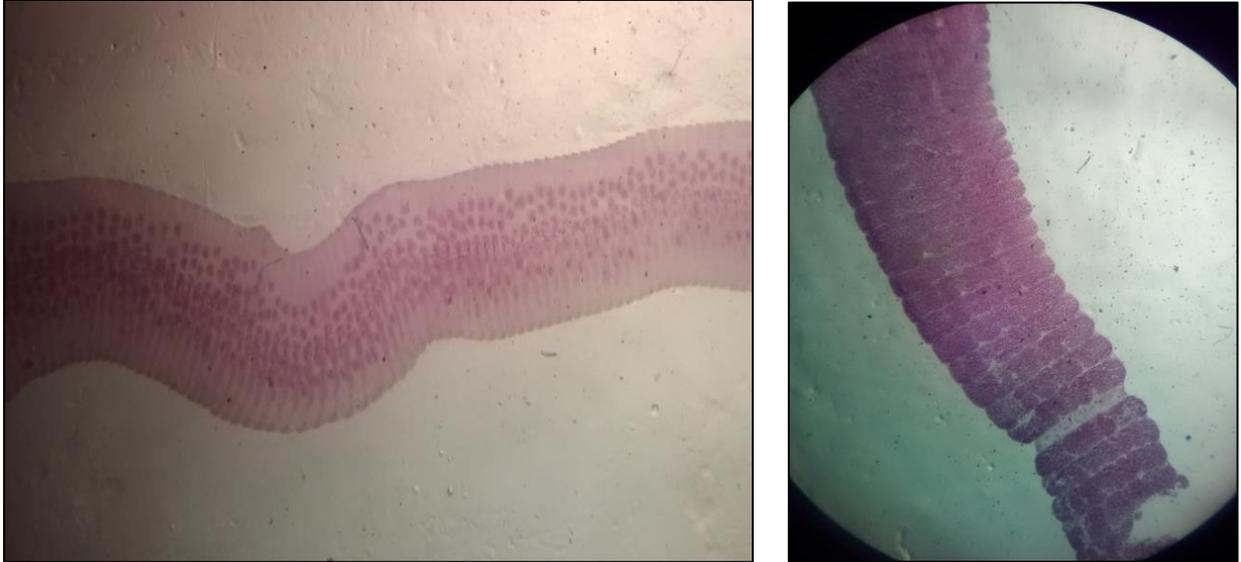


Imagen 11.- Proglótido grávido e inmaduro de *Rodentolepis fraterna* hallado en el estudio. (Fuente: propia)



Imagen 12.- Seguimiento y localización de Trampas de Captura Tomahawk en la granja
(Fuente: Propia)

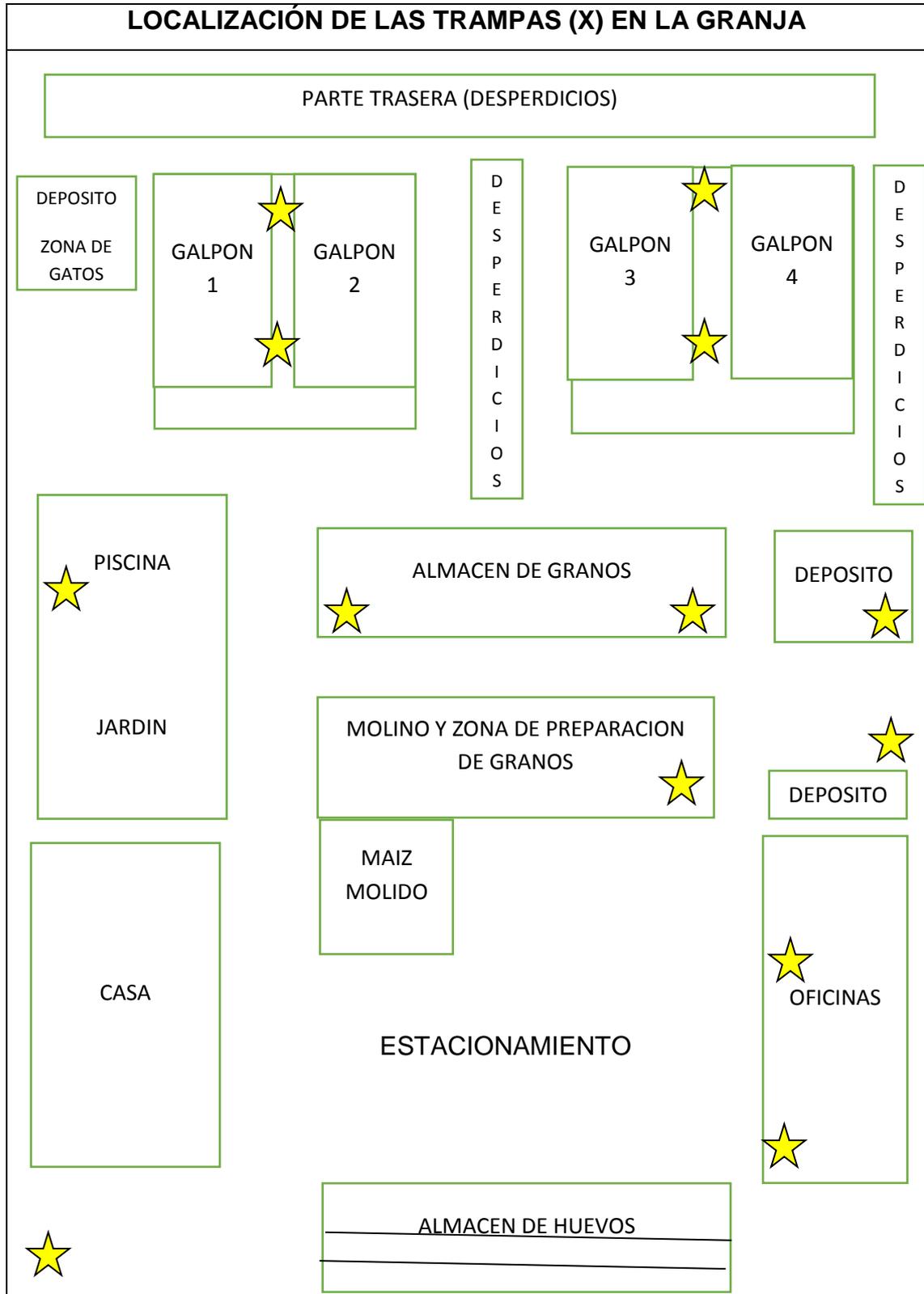


Imagen 13.- Medidas de Bioseguridad para la manipulación de animales (Fuente: Mills)

Medidas de Bioseguridad	
<u>Ambiente abierto</u>	<u>Ambiente cerrado</u>
<ol style="list-style-type: none"> 1. Usar pantalón largo, camisa manga larga u overol o mandil, medias, calzado cerrado (zapatillas o botas de goma). 2. Usar guantes de goma gruesa (tipo uso doméstico). No se aconseja usar guantes de látex ya que podían romperse fácilmente con el material de las trampas. 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Usar pantalón largo, camisa manga larga u overol o mandil, medias, calzado cerrado (zapatillas o botas de goma). 2. Usar guantes de goma gruesa (tipo uso doméstico). No se aconseja usar guantes de látex ya que podían romperse fácilmente con el material de las trampas. 3. Usar protección respiratoria y ocular

Imagen 14.- Medidas de Bioseguridad por mordidas una rata (Fuente: Mills)

<ol style="list-style-type: none"> 1. Primero, hacer la limpieza respectiva con agua y jabón lavando bien la herida. 2. Segundo, en caso de empezar a padecer o no algunos síntomas asociados a los agentes patógenos presentes o sospechados en la zona, acudir al médico e informar a este sobre las actividades realizadas y sobre la posibilidad de enfermarse por algún agente transmitido por los roedores. El reconocimiento temprano de una enfermedad y la apropiada atención puede salvarnos la vida. 3. Tercero, el médico deberá tomar en ese momento una muestra de sangre de nosotros para enviarlo a la institución de salud correspondiente para el estudio de los agentes infecciosos.
--

Imagen 15.- Ventajas y desventajas de la trampa Tomahawk (Fuente: Mills)

Tipo de trampa Tomahawk	
	
<p><u>Ventaja</u></p> <p>El modelo de alambres o rejillas evitan la acumulación de orina y excretas; disminuyendo así el grado de exposición en el momento de la manipulación del animal por aerosoles.</p>	<p><u>Desventaja</u></p> <p>Al ser de rejilla fácilmente si no hay cuidado podrían mordernos.</p>

Imagen 16.- Cámara de vidrio para tranquilizar roedores (Fuente: Propia)



EXAMEN EXTERNO

FICHA DE REGISTRO:

ROEDOR: CODIGO

DISTRITO: _____

TIPO DE GRANJA: TECNIFICADA NO TECNIFICADA

RESPONSABLE: _____
 Fecha de trapeo: _____
 Fecha de captura: _____
 Fecha de disección: _____

LOCALIZACIÓN DE TRAMPAS

ÁREA DE LA GRANJA: _____

DATOS DEL ROEDOR	ESPECIE	SEXO			EDAD		
		Macho	Hembra	Inmaduro	Juvenil	Adulto	
	Rattus attus						
	Rattus norvegicus						

MEDICIONES: IDENTIFICACIÓN

LONGITUD DE CUERPO: _____

LONGITUD DE COLA: _____

PESO: _____

EXAMEN EXTERNO	ECTOPARASITOS
	ESTADO NUTRICIONAL
	PIEL Y ABERTURAS
	GLANDULA MAMARIA
	OBSERVACIONES

IDENTIFICACION DE LESIONES EN LA PIEL – TOMA DE MUESTRAS

¿Presenta lesiones compatibles con sarna?

SI No

Imagen 17.- Ficha de registro y colección de muestras en roedores de la granja rural (Fuente: Abad)

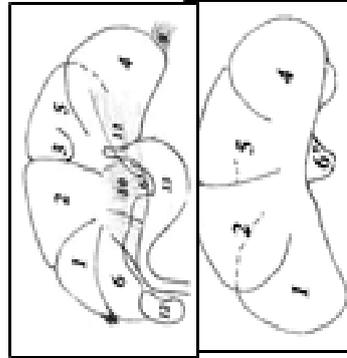
14/04/17

EXAMEN INTERNO			
CAMDADES	TORACICA		
	ABDOMINAL		
	PELVICA		
	OBSERVACIONES		
TEJIDOS Y ORGANOS	ORGANO	OK	ORGANO OK
	TIROIDES		HIGADO
	PULMON		RIÑONES
	CORAZON		
	DIAPHRAGMA		

Presencia de acantocéfalos: Positivo (+) _____ Negativo (-) _____

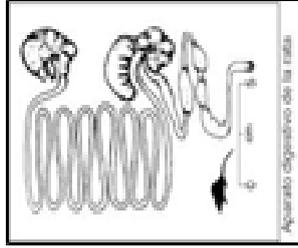
Esófago:	
Estómago:	
Duodeno:	
Yeyunos:	
Ileon:	
I.G.:	
Observaciones:	

APARATO DIGESTIVO (Ligar cada segmento)



HIGADO

<p>CARA PARIETAL</p> <ol style="list-style-type: none"> Lóbulo lateral derecho Lóbulo medial derecho Lóbulo lateral izquierdo Lóbulo medial izquierdo Proceso papilar del lóbulo caudado. 	<p>CARA VISCERAL</p> <ol style="list-style-type: none"> Lóbulo lateral derecho Lóbulo medial derecho Lóbulo cuadrado Lóbulo lateral izquierdo Lóbulo medial izquierdo Proceso caudado del lóbulo caudado. Proceso papilar del lóbulo caudado.
---	---



Descripción macroscópica:

Imagen 17.- Ficha de registro y colección de muestras en roedores de la granja rural (Fuente: Abad)

Imagen 18.- Ficha de registro de cada parámetro morfobiométricos por Categoría I y Categoría II de las ratas examinadas (Fuente: Propia)

Categoría I: <20 cm de longitud							
# Muestra	L. cola (cm)	L. Cuerpo (cm)	Peso (g)	Oreja (cm)	Pata (cm)	sexo	
						H	M
1	17.2	19.3	220	1.2	4.0	1	
2	17.5	18	203			1	
3	12	11	150			1	
4	13	16	165			1	
6	17.5	18.2	220			1	
8	16.5	18	200			1	
10	15	18	133			1	
11	11	12	45			1	
13	19	20	500	1.6	6.2		1
14	22.5	17	200	1.9	3.1		1
16	21	20	200			1	
17	17.5	19	100			1	
18	18	20	250			1	
19	17.2	18	200			1	
20	13	17	100			1	
21	11	10	36				1
22	14	9	35				1
23	12	9.5	37				1
24	10.5	10	36				1
25	10.7	9.5	33			1	
26	12	10	38				1
27	11	9	40				1
30	17	11	150	1.2	2.8	1	
31	17	18	200	1.6	3.7	1	
32	23	19	100	1.5	1.8		1
33	16.5	20	200	1.6	3.6		1
41	15	18	216	2.1	3.1		1
42	18.3	15	163	2.2	3.2		1
43	13	13	50	1.8	2.5		1
44	22	19	220	2.0	3.1		1
45	18	14	100	1.8	2.0	1	
46	20	15	180	1.9	3.5		1
47	19	14	220	1.93	2.5		1
48	19	17	200	2.2	3.5		1
49	18	20	400	1.6	5.0		1

50	12	10	50		.		1
51	11	9	46				1
52	19	17.5	200	2.0	3.8		1
53	22	17	180			1	
54	19	10	172				1
58	17	12	150				1
59	23	15	150				1
60	18	17.5	200	2.3	3.1		1
61	23	18	250	1.99	3.1		1
62	16	13	145	2.1	3.0	1	
63	18	12	124	1.8	3.0	1	
64	14	9	38			1	
65	19	10	172	2.35	3.0	1	
66	18.5	20	230	1.5	4.0	1	
67	18.3	13	182	2.0	2.9	1	
68	17	12.2	123	1.5	2.6	1	
71	25.3	19	303	2.0	5.5	1	
73	12.5	9.5	48	1.6	3.6	1	
74	18.3	18.5	160	2.5	4.0	1	
75	16.5	19.5	230	2.0	4.5	1	
77	17	19	210	3.0	4.5		1
78	19.3	14.9	300	2.0	5.0		1
80	15.4	19	350	2.0	4.6	1	
81	18	20	303	2.3	5.0	1	
82	14.5	14.3	200	2.3	3.7		1
83	22	19	220	2.0	3.1	1	
84	18	14	100	1.8	2.0		1
85	20	15	180	1.9	3.5		1
86	19	14	220	1.93	2.5		1
87	19	17	200	2.2	3.5		1
88	18	20	400	1.6	5.0		1
89	25.3	19	303	2.0	5.5	1	
90	12.5	9.5	48	1.6	3.6	1	
91	18.3	18.5	160	2.5	4.0	1	
92	16.5	19.5	230	2.0	4.5	1	
93	17.5	19	220	3.0	4.5		1
94	19.3	14.9	300	2.0	5.0		1
95	15.4	19	350	2.0	4.6	1	

Categoría II: > 20 cm de longitud							
# Muestra	L. cola (cm)	L. Cuerpo (cm)	Peso (g)	Oreja (cm)	Pata (cm)	sexo	
						H	M
5	18	25	320	2.20	3.70	1	
7	18	21	300	1.60	3.90	1	
9	17	22	300	1.63	3.70	1	
12	20.5	25	452	2.20	5.30		1
15	19	21.5	350	1.60	4.30		1
28	18	26.5	400	1.60	4.25		1
29	22	24	100	2.00	2.00	1	
34	23.5	26	400	1.60	5.50	1	
35	23	24	450	1.80	5.10		1
36	19.5	21	455	2.50	4.10		1
37	17.5	23.5	400	1.62	6.00		1
38	22	23.5	495	1.52	4.70		1
39	18.5	22	350	1.90	3.50	1	
40	20.5	23	450	1.60	5.00	1	
55	24	20.5	450	1.65	5.00		1
56	17	21	355	1.61	4.38	1	
57	23.5	25	450	1.70	5.30	1	
69	18	21	295	2.00	3.50	1	
70	20.6	25	458	1.60	6.00	1	
72	30	22	504	2.70	3.70		1
76	18.5	21	455	2.80	4.00	1	
79	16	21	350	1.90	4.20	1	