



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

**TESIS**

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

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MEDICO VETERINARIO**

**PEDRO JEFFERSON LEZAMA BRICEÑO**

**BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA**

**LIMA-PERU**

**2017**

## DEDICATORIA

Este estudio está dedicado a mi familia porque siempre ha sido parte de mi fuerza. A mis amigos que me han alentado a seguir adelante, y sobre todo a mi compañera de toda la vida, Alexandra Stahl que me ayudo a no rendirme en el camino.

A mis muy apreciados docentes que me han apoyado a lo largo de la realización de la tesis. Una mención especial a la M.V. Nidia Puray Chávez por haberme soportado en lo bueno y malo

## AGRADECIMIENTO

Quiero agradecerle a Dios por darme fuerzas para llevar a cabo esta investigación. A mis padres Pedro e Isabel, mi tía Miryam, a mis hermanos Julissa y Luis; y a todas aquellas personas que han sido parte fundamental de mi vida; ya que, gracias a sus enseñanzas y atenciones, tanto dentro y fuera de la universidad logré forjar un buen camino.

Finalmente, a mi alma mater y a la facultad que me apoyaron con el desarrollo experimental. Agradezco en lo particular a la M.V Nidia Puray Chávez, M.V José Luis Quichiz Riveros, Blgo. Deyli Diaz L. por su valioso apoyo, enseñanza y paciencia.

## RESUMEN

El objetivo del estudio fue identificar ectoparásitos 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 96 individuos 43 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 analizadas mediante el método de peinado a cada espécimen sobre una cartulina con un insecticida en polvo. Una vez recolectados los ectoparásitos, se colocaron en frascos a los cuales se les adiciono alcohol al 70% para su posterior análisis mediante el método de observación directa. En el laboratorio las muestras se colocaron en laminas portaobjetos y fueron cubiertas con gotas de clarificador o aclarante dejando actuar por 3 días para luego realizar el montaje y lograr su identificación por medio de estereoscopia y microscopia. Los resultados arrojaron que el (47,17%) de *R. rattus* y el (72,09%) de *R. norvegicus* estuvieron infestados con ectoparásitos. En *R. rattus* se identificaron dos especies de pulgas: *Ctenocephalides canis* (32,07%), *Xenopsylla cheopis* (33,96%) y una especie y *Ornithonyssus bacoti* (30,19%). En *R. norvegicus* se identificaron dos especies de pulgas: *Ctenocephalides canis* (58,14%), *Xenopsylla cheopis* (62,79%) y una especie de Ácaro *Ornithonyssus bacoti* (34,88%). Los resultados indican que *Xenopsylla cheopis* fue el ectoparásito vector de importancia zoonótica más frecuente.

**Palabras Clave:** zoonotica, pulgas, microscopio, clarificador.

## ABSTRACT

The objective of the study was to identify ectoparasites in rodents (*Rattus spp.*) From a rural farm in Lurín from August to January 2017. The sampling was carried out in a total of 96 43 individuals belonging to *Rattus norvegicus* and 53 to *Rattus rattus*. Once collected the rats, they moved to the Central Laboratory of the Professional School of Veterinary Medicine of the University Peruvian Wings to be analyzed by the method of hair to each specimen on a poster board with an insecticide powder. Once harvested the ectoparasites, were placed in bottles to which they added alcohol at 70% for further analysis by the method of direct observation. In the laboratory, the samples were placed on slides and covered with clarifier or lightening drops, allowing them to act for 3 days and then the assembly and identification by means of stereoscopy and microscopy. The results showed that *R. rattus* (47,17%) and *R. norvegicus* (72,09%) were infected with ectoparasites. In *R. rattus* two species of fleas were identified: *Ctenocephalides canis* (32,07%), *Xenopsylla cheopis* (33,96%) and one specie of Acaro *Ornithonyssus bacoti*. (30,19%). In *R. norvegicus* two species of fleas were identified: *Ctenocephalides canis* (58,14%), *Xenopsylla cheopis* (62,79%) and one specie of Acaro *Ornithonyssus bacoti* (34,88%). The results indicate that *Xenopsylla cheopis* was the ectoparasite vector of zoonotic importance more frequent.

Key words: zoonotic, fleas, microscope, clarifier.

## ÍNDICE

	Pag
DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO	ii
RESUMEN	iii
ABSTRACT	iv
I. INTRODUCCIÓN	6
II. MARCO TEÓRICO	8
III. MATERIALES Y MÉTODOS	28
IV. RESULTADOS	35
V. DISCUSIÓN	52
VI. CONCLUSIONES	59
VII. RECOMENDACIONES	60
VIII. BIBLIOGRAFIA	61
ANEXOS	70

## I. INTRODUCCIÓN

Los roedores (*Rattus spp.*) constituyen una de las especies más dominantes porque se encuentran en la mayoría de regiones del mundo (1). Se conoce desde la antigüedad la importancia de los roedores para la salud pública por su condición de reservorios y transmisores de agentes patógenos que afectan al hombre y los animales domésticos (2).

Estos permiten la propagación de enfermedades bacterianas, rickettsiosas y parasitarias ocasionadas por ectoparásitos tales como *Xenopsylla cheopis*, *Leptosylla segnis*, *Dermanyssus muris*, *Ornithonyssus bacoti* y *Lyponyssonidae sanguineus*.

En México, Costa Rica y Cuba; existen estudios sobre los principales ectoparásitos encontrados; y de cómo coexisten en el exterior de los muridos, dando así un panorama amplio a la investigación (3, 4,5.)

Por otro lado, se sabe también que en la actualidad no hay bancos de información que indiquen cuales son los ectoparásitos de ratas más reportados en el Perú y qué relación tienen con las enfermedades más conocidas en el mundo como lo son la peste bubónica y el tifus murino. Estas aclaraciones, hacen que nuestra investigación tome gran importancia y demanda a que se realicen más investigaciones de la actual situación de los ectoparásitos de ratas, frecuencia de estos; con el fin de saber los riesgos en que se encuentran las poblaciones de animales y personas en contacto y prevenir una alerta de peste.

La investigación tiene por objetivo Identificar ectoparásitos en roedores (*Rattus spp.*). Todo ello con el fin de fortalecer la vigilancia epidemiológica y ampliar

conocimientos, ya que estos podrían ser un peligro para la salud pública. Además, mediante la investigación se identificaron las características de género y especie, para dar un aporte más y ver si es que influenciaba o si habría una predisposición de la presencia de parásitos en relación con el roedor.



## I. MARCO TEÓRICO

### 1.1 Generalidades de los roedores

El Orden Rodentia abarca aproximadamente 1.700 especies, lo que representa el 40% de los mamíferos conocidos. Se considera que al menos 10% de las especies tienen importancia económica y/o sanitaria.

Los roedores constituyen uno de los grupos de mamíferos más fecundos y numerosos de la Tierra, debido a la extraordinaria capacidad de crecer que tienen sus poblaciones.

Unas de las características más importantes de algunas de las especies de roedores son la adaptabilidad y la flexibilidad del comportamiento individual.

El mejor ejemplo de esto lo constituyen los roedores que se encuentran estrechamente relacionados al hombre (roedores comensales) como la rata parda, noruega o de agua (*Rattus norvegicus*), la rata negra o de los tejados (*Rattus rattus*) y el ratón doméstico (*Mus domesticus* y *M. musculus*); los cuales se han dispersado a través de todo el mundo, aprovechando sus diseños corporales simples, una alta tasa reproductiva, una alimentación generalista y un patrón de comportamiento sofisticado que les permitió evitar los más astutos intentos para su erradicación (6).

### 1.1.1 Clasificación taxonómica

Reino : Animal  
Phylum : Chordata  
Clase : Mammalia  
Orden : Rodentia  
Familia : Muridae  
Género : *Rattus*  
Especies : *Rattus rattus*  
*Rattus norvegicus* (7)

### 1.1.2 *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 (6).

Presenta un hocico redondeado, ojos relativamente más pequeños y orejas que al ser estiradas nunca alcanzan el borde del ojo. 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.

Los juveniles presentan una coloración homogénea gris oscura, mientras que los adultos son algo más claros, con una coloración dorsal gris pardusca y el vientre de amarillento a gris sucio. Las hembras poseen seis pares de mamas: tres pectorales y tres inguinales. (Ver imagen 1).

El cráneo es fuerte y la caja craneana más estrecha que en *R. rattus*, con crestas temporales y occipitales poco marcadas y que discurren casi paralelas, o que confiere al cráneo un aspecto casi rectangular (8). La mandíbula presenta una hendidura posterior de perfil ovalado. Fórmula dentaria: 1.0.0.3/1.0.0.3 (9).

## B. Alimentación

Una rata parda adulta come por día aproximadamente 25g (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. Son omnívoros. Sus excrementos son fusiformes y miden hasta 12mm. Un animal joven puede atravesar orificios menores de 25mm de diámetro (6).

## C. Hábitos específicos

Es un roedor comensal cuyo hábitat principal se encuentra en los medios urbanos y rurales, frecuentemente se encuentra en basureros, cloacas, alcantarillas, sótanos y en general cualquier hueco bajo el suelo, es frecuente en puertos y ambientes costeros. Existen también poblaciones silvestres, pero siempre ligadas a la presencia de agua, como cultivos de regadío, marismas y arrozales. Es buena nadadora y puede llevar una vida semiacuática (9).

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). (Ver imagen 2).

## D. Reproducción

En medios urbanos, con suficientes alimentos y ambiente estable, la rata parda se reproduce durante todo el año, manteniéndose grávidas el 30% de las hembras adultas. En poblaciones no comensales el ciclo sexual es estacional y similar al de la rata negra. La gestación dura de 21 a 25 días, la lactancia 22 días y pueden sucederse hasta seis o siete partos durante un mismo año. (9)

### 1.1.3 *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.

Actualmente esta especie se encuentra distribuida a lo largo de todo el mundo como especie comensal del hombre (10).

*Rattus rattus* puede llegar a medir hasta 300 mm y el peso bordea los 150 a 250gr (11).

Posee un hocico puntiagudo, orejas grandes y cuerpo pequeño si se la compara con la rata común (*Rattus norvegicus*). Tiene una coloración uniforme en el dorso y a los costados, generalmente negra a café tostado. (Ver Imagen 3).

Las hembras tienen 12 mamas. Al igual que el resto de los roedores, posee cuatro incisivos, dos superiores y dos inferiores, carece de caninos y premolares anteriores lo que ocasiona que haya un espacio vacío. Sus incisivos crecen durante toda su vida a partir de la base, que va sustituyendo la porción desgastada por la

actividad de cortar y roer materiales duros. La parte exterior del diente es más dura y carece de nervio, salvo en la base. (10)

## B. Alimentación

Es omnívora, pues come desde materia vegetal, hasta animal, aunque prefiere las semillas, granos, nueces, vegetales y frutas. También comen insectos, otros invertebrados, papel, cera de abejas, jabón, etc. La comida comúnmente es llevada para almacenar a sus guaridas.

Sus excrementos son fusiformes y miden hasta 12mm. Un animal joven puede atravesar orificios menores de 25mm de diámetro (6).

## C. Hábitos específicos

Esta rata busca vivir en alturas como entretechos, entre paredes, anida en bodegas, graneros, o casas, así como en matorrales y copas de árboles, es especie muy frecuente en puertos solo excepcionalmente cava madrigueras. (Anexo 6)

Forma grupos sociales con un sólo macho dominante y en ocasiones una línea jerárquica de machos, lo mismo que dos o tres hembras dominantes que están subordinadas al macho dominante, pero que a su vez dominan a todos los demás miembros del grupo. Las hembras son más agresivas en general que los machos. Los grupos se forman cercanos a la fuente de alimento, que es defendida de ratas ajenas; aunque en general se evitan los enfrentamientos (10).

## D. Reproducción

Las crías gozan de inmunidad y pueden comer aun de la comida del macho dominante. Poseen un sistema de comunicación vocal compuesto por silbidos y gritos, sobre todo usados en encuentros violentos. Las hembras maduran sexualmente de 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 (10).

### 1.2 Comportamiento de las ratas en general

El comportamiento de los roedores es complejo por ello, solo consideramos algunos aspectos generales relacionados con la alimentación, movimiento, organización social y reproducción.

#### 1.2.1 Alimentación y comportamiento

Actúan con cautela frente a medios u objetos que no le son familiares. Muy ágiles y buenas trepadoras, al asustarse huyen generalmente.

Las hembras son más agresivas en general que los machos. Los grupos se forman cercanos a la fuente de alimento, que es defendida de ratas ajenas; aunque en general se evitan los enfrentamientos (10).

### 1.2.2 Movilidad entre ratas

Para comprender los contactos dentro de una misma especie y entre especies diferentes; y la relación de los roedores con los artrópodos vectores de enfermedades, es necesario conocer la movilidad de las poblaciones de roedores. Las distancias recorridas pueden ser hasta de 10 km o incluso más, 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, hay algunas 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 (11).

### 1.2.3 Orientación y organización social

Los roedores ejercen una permanente actividad de exploración dentro de sus áreas o dominios vitales.

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 (6). (Ver imagen 4).

#### 1.2.4 Habilidades de las ratas y dominancia territorial

Las ratas poseen una habilidad innata para cavar, en el caso de La rata parda (*Rattus 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 3 m a través del suelo suelto sin dificultad.

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.

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 (10).

#### 1.3 Enfermedades que transmiten *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*

Las zoonosis transmitidas por roedores pueden tener un papel fundamental como fuente directa de infección al hombre, como también cumplen la función de vector mecánico en la transmisión de enfermedades por 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 (12). (Cuadro 1).



#### 1.4 Ectoparásitos en *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*

Entre los ectoparásitos más importantes que se describen en estas dos especies de roedores (Cuadro 2), se reporta una mayor diversidad de especies del orden Siphonaptera; seguido por el orden Phthiraptera y en menor cantidad el orden Acarina (13)

##### 1.4.1 Phylum Artrópoda

###### A. *Xenopsylla cheopis* (Rothschild, 1903)

###### Clasificación taxonómica

Clase: Hexapoda

Orden: Siphonaptera

Género: *Xenopsylla*

Especie: *Xenopsylla cheopis* (14).

###### Morfología

Las pulgas tienen una morfología especial para cada una de ellas. (Ver imagen 5). En el caso de la pulga de la rata oriental, se sabe que es el vector principal de la peste bubónica y del tifo murino. Fue capturada primero en el valle del Nilo, y se la denominó *cheopis*, por el faraón Keops que mandó construir la gran pirámide de Gizeh. La pulga de la rata oriental se introdujo en todos los países del mundo con las ratas grises y negras. Las temperaturas entre 19 y 27° C con 70% de humedad o más, son las más favorables para la incubación de sus huevos (14).

Las pulgas de la rata oriental carecen de peine genal o pronotal, la cerda ocular está delante del ojo y la mesopleura tiene un engrosamiento vertical en forma de

varilla. Las hembras pueden reconocerse fácilmente por la espermateca pigmentada porque es la única especie con esa característica en los Estados Unidos. Ello permite la identificación rápida al hacer estudios de material conservado en alcohol, sin necesidad de hacer preparación microscópica del ejemplar. (Ver imagen 6 y 7)

El ciclo vital cambia, completándose en el breve plazo de 6 a 8 semanas. Las pulgas de la rata oriental pueden vivir de 2 a 4 semanas, según la temperatura y la humedad relativa (14).

#### B. *Leptopsylla segnis*

##### Clasificación taxonómica

Clase: Hexapoda

Orden: Siphonaptera

Género: *Leptopsylla*

Especie: *Leptopsylla segnis* (15).

##### Morfología

Se reconoce con facilidad por tener cuatro dientes en el peine genal. Fue introducida en los Estados Unidos hace muchos años, junto con ratas y ratones. La pulga del ratón suele hallarse en ratas domésticas en los estados del Golfo de México y en algunas partes de California; abunda menos en el ratón doméstico, *Mus musculus*.

Es muy abundante, principalmente a lo largo de las costas este y oeste, cerca de los puertos de entrada. Se halla en menor número en el interior del país. Esta pulga prefiere el tiempo fresco, por lo que es relativamente escasa en el verano. Se la

considera como mal vector del tifo murino. Se la puede infectar con peste en el laboratorio, y en China se la ha hallado naturalmente infectada con tifo murino (15).

### C. *Ctenocephalides canis* (Curtis).

#### Clasificación taxonómica

Clase: Hexápoda

Orden: Siphonaptera

Género: *Ctenocephalides*

Especie: *Ctenocephalides canis* (16).

#### Morfología

Está dotada de dos peines, uno cefálico y otro en el protórax la forma de la cabeza es redondeada por delante. (Ver imagen 8). Su desarrollo ocurre en los rincones donde los perros duermen y según algunos autores incluso entre el pelaje del animal alimentándose las larvas de las escamas sanguinolentas de la excreción los adultos al alimentarse y quedan adheridas a los pelos que caen del huésped (17).

La hembra pone sus huevos entre el pelo de estos animales y dichos huevos caen sobre la manta de alfombra donde duermen o descansan los animales, o en las alfombras, mobiliario tapizado, suelos en los sótanos y lugares parecidos. El desarrollo de las larvas suele requerir por lo menos dos o tres 47 semanas y las pulgas recién nacidas simplemente saltan sobre los gatos o los perros cuando estos pasan, su desarrollo está muy influido por la temperatura y la nutrición y parece acortarse cuando en la alimentación de la larva intervienen los excrementos de los adultos (17, 18, 19).

#### 1.4.1.1 Orden Phthiraptera

##### A. Piojos masticadores (Suborden Mallophaga)

Las especies de este orden son los piojos masticadores. Las especies de este orden son pequeñas, sin alas y con el cuerpo aplanado dorso ventralmente. Sus antenas son cortas y constan de 3-5 segmentos. Los ojos son vestigiales y la segmentación torácica inaparente. Mesotórax y metatórax se fusionan en una sola pieza. En contraposición, el protórax es un segmento diferenciado y separado. Los espiráculos torácicos se sitúan en la cara ventral del mesotórax.

Los tarsos constan de uno o dos segmentos, y cada tarso lleva una o dos uñas. Existen un par de espiráculos situados en el mesotórax y, típicamente seis pares en el abdomen, pero cuando se fusionan algunos segmentos abdominales puede haber menos de seis pares. Los huevos operculados están cimentados, sin pedúnculo, a los pelos.

En el suborden Amblycera se encuentran parásitos que afectan a cobayos y a roedores como: *Gyropus ovalis*, *Gliricola porcelli* y *Trimenopon hispidum* (20).

##### B. Piojos chupadores (Suborden Anoplura)

Las especies de este orden son los piojos chupadores. Son insectos sin alas que viven como ectoparásitos de mamíferos. Las piezas bucales están adaptadas para aspirar los líquidos tisulares y la sangre del hospedador. Las dos antenas son visibles a los lados de la cabeza, y constan normalmente de cinco segmentos. No presentan dimorfismo sexual. El tórax es corto y sus tres segmentos aparecen fusionados. El abdomen es relativamente ancho y siete de sus nueve segmentos son visibles.

A menudo llevan unas áreas de quitina de color pardo oscuro o negro, engrosadas y situadas a los lados, que reciben el nombre de placas paratergales.

Los ojos son reducidos a inexistentes. El primer par de patas es generalmente, más pequeño y está provisto de uñas más débiles, siendo normalmente el tercer par el más grande. Los dos segmentos de los tarsos son, por regla general, indistinguibles, y cada tarso posee solamente una uña. El pelo del hospedador queda asido entre esta uña y el proceso en forma de pulgar localizado en el ángulo apical de la cara ventral de la tibia (20).

La familia Hoplopleuridae es la mayor de las familias de los piojos chupadores, y sus especies afectan en su mayoría a los roedores. Las placas paratergales se proyectan apicalmente desde el cuerpo, y las placas tergales y esternales son, normalmente diferentes.

Los piojos *Polyplax serrata* y *Polyplax spinulosa* (piojo espinoso de la rata) son comunes en el ratón y la rata del laboratorio respectivamente. Su cuerpo es delgado, de 0.6 a 1.5 mm de longitud, color pardo amarillento, con placas laterales bien formadas sobre las caras dorsal y ventral del abdomen. Ambos son vectores de varios organismos. Así, *Polyplax spinulosa* transmite *Haemobartonella* y *Polyplax serrata* transmite especies de *Eperithroozoon* y *Francisella*.

*Hoplopleura acanthopus* se encuentra habitualmente en varias especies de ratones silvestres y, ocasionalmente, en los de laboratorio. *Hoplopleura captiosa* se encuentra principalmente en los ratones caseros, pero en ocasiones puede aparecer en los de laboratorio, y *Hoplopleura pacifica* es el piojo de la rata tropical. Afecta a varias especies de ratas a lo largo del mundo, pero es infrecuente en las ratas de laboratorio. Las especies de *Hoplopleura* son formas delgadas, de 1 a 2 mm de longitud, con anchas placas paratergales (20).

#### 1.4.1.2 Orden Acarina

Los ácaros de animales (acariosis) pueden transmitirse en forma accidental al hombre al estar en contacto con ellos, produciendo lesiones características (pápulas o vesículas) y ocasionando una dermatitis pruriginosa (acarosis). Existen diversas especies de ácaros, que se encuentran en perros, gatos, roedores, aves y reptiles.

Entre los ácaros que parasitan a los roedores se encuentran las especies *Ornithonyssus bacoti*, *Echinolaelaps echidninus*, *Lyponyssoides sanguineus*, *Trixascaurus caviae* y *Dermanyssus muris* (21).

##### A. *Ornithonyssus bacoti*

*Ornithonyssus bacoti* se asocia particularmente a la rata negra de los techos (*Rattus rattus*), pero también puede encontrarse en ratas (*R. norvegicus*), ratón doméstico (*Mus musculus*), hamsters (*Mesocricetus auratus*), jerbos (*Meriones unguiculatus*) y otras 10 especies de mamíferos pequeños. Este parásito se ha identificado en momias de cuyes en el descubrimiento arqueológico de El Yaral, al sur de Perú (22). Invade las casas cuando se hacen campañas de eliminación de roedores, que no incluyen la supresión de los artrópodos.

##### Clasificación taxonómica

Clase: Hexapoda

Género: *Ornithonyssus*

Especie: *Ornithonyssus bacoti* (23).

## Morfología

Es de tamaño pequeño, no visible a simple vista si no se han alimentado. Cuando está ingurgitado con sangre aumenta su tamaño al doble, lo que facilita su visión. La hembra mide entre 0,7 y 1,4 mm, el macho es más pequeño, mide 0,4 a 0,5 mm. La hembra es de color grisáceo, muy activa cuando está sin alimentar. Después de la ingestión de sangre es de color rojizo y de movimientos lentos (23). (Ver imagen 9)

## Lesiones

En mascotas y roedores de laboratorio, la picadura de *O. bacoti* produce anemia, debilidad, disminución de la capacidad reproductiva e incluso muerte del animal. En el hombre la picadura es dolorosa y causa irritación con una dermatitis localizada, lo que genera un intenso prurito. En la zona afectada, se aprecian pápulas de 3 a 4 mm de diámetro; raramente ocasiona vesículas, máculas o zonas hemorrágicas, que se asocia con mayor frecuencia a una picadura por *O. bursa* (24).

Las lesiones se localizan en zonas accesibles del cuerpo; las zonas cubiertas están protegidas. La marca de la picadura puede permanecer hasta por tres semanas.

Es posible encontrarla en la ropa y puede ser transmitido por fómites. Es más fácil de visualizar en el ambiente que en el hospedero, especialmente si la superficie es clara.

Los niños son más susceptibles a la infestación por el hábito de sentarse a jugar en alfombras, piso o suelo. Los trabajadores de laboratorios o de tienda de mascotas en contacto con roedores tienen un mayor riesgo de picadura. Los casos, por lo general, se presentan en brotes con un nexo epidemiológico, asociados a la presencia de roedores.

El tratamiento de la picadura del ácaro de la rata es sintomático, con antialérgicos y corticosteroides tópicos en los casos más graves. No requiere uso de acaricida.

La prevención y control se realiza con la desratización del lugar donde se encuentren roedores, junto con un aseo prolijo de las viviendas. Al eliminar los roedores, los ácaros buscan nuevas fuentes de alimentación, por lo que se debe aplicar insecticidas, una vez que se desratiza. Especial precaución debe tenerse en lugares abandonados o edificios antiguos (24).

### B. *Dermanyssus muris*

#### Clasificación taxonómica

Clase: Hexápoda

Género: *Dermanyssus*

Especie: *Dermanyssus muris* (24).

#### Morfología

Posee una placa esternal y una placa anal en su cara ventral. La vulva es transversal, los quelíceros son más largos que los palpos. El tamaño es algo mayor que el de *D. gallinae*, pues mientras que el de esta última mide de 600 a 700 micras de largo, aquel llega hasta el milímetro de longitud. En ayunas tienen color grisáceo y cuando ha chupado sangre es rojizo.

Existe la posibilidad de que este parásito pueda picar al hombre, provocándole una dermatitis. Algunos estudios responsabilizan a este ácaro de ser el transmisor del tifus endémico murino, tal como lo puede ser la pulga (24).



### 1.5 Ciclo biológico de los ectoparásitos en general

En cuanto al ciclo de vida de estos ectoparásitos cada uno tiene ciclos similares, en la pulga sus etapas son las siguientes: huevo, larva, pupa y adulto, o sea la clase de historia vital conocida como *metamorfosis completa*. Así mismo se sabe que el tiempo necesario para completar el ciclo vital varía entre uno y otro adulto según la especie, la temperatura, la humedad y la alimentación.

En condiciones favorables y en algunas especies, una generación puede completarse tan sólo en dos o tres semanas.

Por otro lado, en el piojo la metamorfosis es breve o inexistente. La fase del ciclo evolutivo que sale del huevo se parece al adulto y se llama primera ninfa. Existen tres mudas; la primera ninfa se convierte en la segunda y ésta a su vez en la tercera, la cual da lugar al adulto. La duración del ciclo evolutivo varía con la especie del piojo masticador y las condiciones ambientales. En el caso de los ácaros, las etapas de su ciclo son huevo, larva, ninfa y adulto (12).

### 1.6 Importancia en la Salud Pública

La importancia radica en que las ratas juegan un papel fundamental en la propagación de enfermedades; ya que pueden albergar parásitos que han transmitido enfermedades a lo largo de años con una gran implicancia en la salud pública ocasionando muchas muertes y grandes pérdidas económicas. Así como también, estos ectoparásitos pueden cumplir el papel de hospederos intermediarios llevando consigo fases larvianas de diversos endoparásitos.

Dentro de las principales zoonosis transmitidas por ectoparásitos de roedores se hallan las enfermedades bacterianas como la Peste transmitida por *Xenopsylla cheopis*, enfermedades rickettsiosas como Tifu murino por *Xenopsylla cheopis*,

Rickettsiosis vesticulosa por *Liponyssoides sanguineus* y enfermedades parasitarias Hymenolepiasis por *Xenopsylla cheopis* (24).

En el Perú, se ha descrito que *Yersinia pestis*, que puede ser hallado en más de 200 especies de roedores silvestres con pulgas; teniendo así se ha concluido que más de 80 especies de pulgas son vectores de la peste (25, 26). Dentro de ellas *Xenopsylla cheopis*.

En cuanto a los casos de peste transmitida por pulgas, se han reportado casos de peste en la zona norte del país, sobre todo en La Libertad, con 5 casos confirmados, procedentes de los distritos de Casa Grande, localidades de Santa Clara y Mocan en el año 2009. Ese mismo año se reportó un brote de peste en el distrito de Chicama, donde se confirmó dos casos de peste bubónica, uno de los cuales era un niño de cuatro años que falleció (27)

En otras de las evaluaciones de riesgo realizadas durante el año 2010, se reportó que en siete de los ocho distritos de la provincia de Ascope (Paiján, Ascope, Casa Grande, Chocope, Rázuri, Santiago de Cao y Chicama) hallaron que los índices de *Xenopsylla* en *R. norvegicus* o *R. rattus* fueron altos.

Por otro lado, es una de las principales zoonosis y más conocidas por su implicancia a nivel de la salud pública y salud animal a la que se encuentran expuestas las personas y animales por el intimo contacto con la orina de ratas y por alimentos contaminados con la misma, es la leptospirosis (24).

## 1.7 Epidemiología

Linardi y colaboradores (Brasil, 1980) en su investigación describieron los ectoparásitos que tenían los roedores de la región urbana de Belo Horizonte, MG.I. y la interacción entre los hospederos y estos. Encontrando así que para *Rattus norvegicus* hallaron una prevalencia de 73,3%, con prevalencias específicas para

cada especie de ectoparásito tales como *E. echidninus* (9,6%), *L. nuttalli* (35,2%), *P. spinulosa* (14,7%), *C. felis* (0,8%), *X. cheopis* (23,3%) y otros (28).

Gárate y colaboradores (Perú, 2011) en su investigación se describió por primera vez el rol de la pulga *Xenopsylla cheopis* como hospedero intermediario natural de *Hymenolepis diminuta*, en 27 *Rattus spp.* (29)

Arrieta y colaboradores (Piura, 2001) realizaron un estudio de una población de 416 roedores de 80 localidades del departamento de Piura, el porcentaje de pulgas que se identificaron fue de *Pulex irritans* (69,6%), *Ctenophalides felis* (26,6%), *Ctenophalides canis* (3,3%), *Xenopsylla cheopis* (0,2%) y otras (0,3%); las cuales en dicho no indicaron riesgo para la aparición de brote de peste (30).

Marcos (Guatemala, 2012) en su investigación describió que de los 100 roedores muestreados entre *Mus musculus* y *Rattus rattus* solo se encontró ectoparásitos en una sola especie, que fueron *Ctenophalides felis*, *Pulex irritans* y *Xenopsylla cheopis* (20).

Vives y Celendon (Costa Rica, 1957) encontraron 3 especies de ectoparásitos, *Xenopsylla cheopis* (7,7%), *Ctenopsyllus segnisi* (1,9%) y *Echinolaelaps echidninus* (14,5%) (4).

Ibáñez et al (Cuba, 2012) describieron que el análisis morfofisiológico que realizaron de un total de 104 roedores demostró, que en el puerto de la Habana existe disponibilidad de recursos necesarios para la supervivencia de *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*; los cual favorece que los 2 sexos soporten mejor la carga de ectoparásitos constituyendo reservorios y manteniendo un riesgo de transmisión permanente de enfermedades (5).

Tavares Kathleen (Brasil, 2013) describió que de los 48 animales correspondientes a 6 *Mus musculus*, 7 *Rattus rattus* y 35 *Rattus norvegicus* que capturo obtuvo 6791 ectoparásitos de los cuales halló prevalencias para *Mus musculus* de *Echinolaelaps*

*echidninus* (16,66%), *Myocoptes musculus* (16,66%) y *Radifordia lukoschusi* (50%) *Polyplax spinulosa* (16,66%) En cuanto a *Rattus norvegicus* encontró a *Echinolaelaps echidninus* (97,14%), *Xenopsylla cheopis* (20%), *Radifordia lukoschusi* (48,57%) *Ctenophalides felis* (5,71%), *Leptosylla segnis* (0,86%), *Polyplax spinulosa* (31,42%) y *Rhipicephalus sanguineus* (5,71%) y para finalizar en *Rattus rattus* encontró a *Echinolaelaps echidninus* (85,71%), *Xenopsylla cheopis* (14,29%), *Radifordia lukoschusi* (71,43%) *Ctenophalides felis* (14,9%), *Polyplax spinulosa* (100%) y *Rhipicephalus sanguineus* (26,57%) (31).

En cuanto a estudios en otras especies de roedores silvestres se ha encontrado que puede haber una gran variedad a nivel mundial.

#### 1.8 Características del lugar de estudio.

Los Huertos de Lurín, tiene un régimen estacional irregular con precipitaciones en invierno, además de poseer un elevado grado de humedad del 80% y una temperatura ambiental de 16 a 20°C dependiendo la estación del año, posee un lado rural, una zona dedicada a la agricultura y ganadería; reuniendo así las condiciones necesarias la reproducción de cualquier especie de roedor (32).

Es el único valle que no ha sucumbido con el avance de la ciudad por completo. Actualmente se encuentra entre un ambiente urbano y uno natural, por lo que es considerado como un punto de contacto entre dos ecosistemas. Previos estudios, han indicado que ambientes con alta intensidad de perturbaciones como son las ciudades a nivel parasitario pueden tener una mayor carga de ectoparásitos a diferencia de los animales que se encuentran en ambientes seminaturales; lo cual puede deberse al grado de exposición que son sometidos en los diferentes tipos de hábitats (33)

## II. MATERIALES Y METODOS

### 2.1 Espacio y tiempo

El estudio se realizó en la Granja Santa Marta de los Huertos de Lurín. Los roedores fueron capturados y trasladados al Laboratorio de Parasitología de la Universidad Alas Peruanas para su análisis en un periodo de 5 meses, desde el mes de Agosto del 2016 hasta el mes de Enero del 2017.

### 2.2 Población y muestra

Para obtener la cantidad de muestras a recolectar, ya que se desconoce el total de unidades de observación que integran a la población de ratas (*Rattus* spp.); se usó la fórmula de comprobación de una proporción para población infinita de Daniels (34) con un nivel de confianza de 95%, una prevalencia de 50% (\*) y una precisión del 10%. Siendo esta la siguiente:

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

Dónde: N= Tamaño de muestra

Z= Nivel de confianza

p= (\*) Epidemiológicamente se asume 50%, al no tener una prevalencia conocida en Perú, pues N sería menor si se considerara otra prevalencia.

q= Negativos de la población

E= Grado de precisión a emplear

Entonces:  $N = X$

Z= 95% (1,96)

p= 50%

q= 50%

E= 10%

Reemplazando en la fórmula:

$$N = \frac{(1,96)^2 \cdot (0,50) \cdot (0,50)}{(0,1)^2}$$

N = 96 como mínimo

Para el presente estudio se tomarán 96 muestras elegidas al azar.

### 2.3 Metodología

El estudio se inició presentando cartas de presentación a la Granja Santa Marta de los Huertos de Lurín, así como también una solicitud al decanato de la Escuela de Medicina Veterinaria para que faciliten 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.

Se colocaron las trampas de captura activadas con cebos no tóxicos compuestos por granos de maíz con mantequilla de maní hasta la mañana del día siguiente. Este procedimiento se llevó a cabo dejando un día, desde el mes de setiembre a noviembre del 2016, las capturas de los ejemplares se realizaron sin distinción de sexo, género o especie. Las ratas fueron llevadas al laboratorio central de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Alas Peruanas para recolección de sus ectoparásitos mediante el método de peinado, después las muestras se colocaron en frascos con alcohol al 70% con tapa hermética para su conservación, luego se procesaron bajo el método de observación directa.

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

## 2.4 Equipos y procedimiento

### 2.4.1 Insumos

- 12 Insecticidas con DDT
- Alcohol al 70 % para preservar las muestras
- Aclarante
- Placa Petri
- Guantes de látex
- Mascarillas
- 13 trampas tipo Tomahawk
- 100 frascos de plástico para transporte de muestras
- Peines finos
- Cámara de vidrio
- Láminas portaobjeto y cubreobjeto
- Equipo entomológico

#### 2.4.2 Equipos

- Microscopio óptico (Marca: Leica, Modelo: DM750, Aumento hasta 100X)
- Estereoscopio (Marca: Leica, Modelo: z45-V)
- Pesa digital (Marca: Ohaus Corporation, Modelo: SPJ2001, Rango máximo 2000 g y precisión 0.1g)
- Cámara digital. (Cannon T3 semiprofesional)

#### 2.4.3 Procedimiento

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

##### 2.4.3.1 Seguimiento de trampas y manipulación de los animales

Se realizó el seguimiento correspondiente de 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 y se dejaron hasta la mañana siguiente. (Ver imagen 10).

Los animales capturados 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 (35). (Ver imagen 11)

Como parte de las medidas de bioseguridad se utilizó una vestimenta que incluyo overol, botas de goma, guantes de cuero y como protección respiratoria mascarilla.



#### 2.4.3.2 Traslado al laboratorio y eutanasia de los especímenes

Las trampas que contenían roedores vivos, se manejaron usando guantes de cuero para evitar mordeduras, y se colocaron dentro de una caja para ser transportados al laboratorio de Parasitología de la Universidad Alas Peruanas y ser sometidas a eutanasia (36). (Ver imagen 12). Para la manipulación de los animales fue necesario tener las vacunas de Rabia, Hepatitis B y Tétano como prevención en caso de accidentes

Ya en el laboratorio se procedió a sacar las trampas con las ratas capturadas de las cajas de transporte, para luego realizar la transferencia de los especímenes hacia la cámara de vidrio de la siguiente manera: se colocó una bolsa de tela en la puerta de salida de la trampa esta la abrimos con sumo cuidado inclinando la trampa para que el roedor logre entrar a la bolsa, en el caso no quiera entrar se empujó con un alambre hasta su ingreso y se aseguró rápidamente; ya con el roedor asegurado en la bolsa de tela se le colocó en la cámara de vidrio

Los roedores fueron tranquilizados mediante la inhalación de cloroformo en una cámara de vidrio, se anestesiaron vía inyectable intramuscular con ketamina (5mg/kg) y sacrificados con una sobredosis (10 mg/kg) de fenobarbital sódico directo al corazón (35).

Para el manejo de desechos orgánicos se incluyeron los siguientes puntos:

Se desinfectaron los instrumentos utilizados de las distintas etapas del procesamiento de los roedores.

Se descontaminó cuidadosamente la ropa de trabajo con un desinfectante líquido.

Luego todo el material utilizado como gasas, algodones, toallas de papel y otros desechos fueron colocados en bolsas claramente identificadas como material con potencial de peligro biológico.

Terminado el muestreo, las ratas se enterraron en un hueco recubierto con cal en una profundidad mínima de 0.5 a 1m (36).

#### 2.4.3.3 Identificación de los roedores y procesamiento de las muestras

Ni bien se realizó la eutanasia, el procedimiento fue rápido para evitar la salida de los ectoparásitos del cuerpo de las ratas. Por ello, se espolvoreo encima del espécimen el insecticida (Popeye) que contiene DDT peinándolos a contra pelo con un peine fino encima de una cartulina blanca; así se recolectaron todos los ectoparásitos. Estos ectoparásitos fueron colocados en frascos de plástico rotulados con el número de la muestra y se llenaron con alcohol al 70% para su conservación (12).

En caso encontrar ratas con zonas alopecicas, se procedió a hacerle un raspado y se conservó la muestra de igual manera.

Después que se recolecto los ectoparásitos de cada rata, estas fueron aprovechadas para otra investigación.

Luego, cada uno de los ectoparásitos fueron colocados en láminas portaobjetos, se adiciono solución de Hoyer o aclarante, y se dejó actuar por 3 días y se realizó el montaje de las láminas para su identificación (20).

Finalizando el análisis, los detalles morfológicos de cada uno los ectoparásitos fueron contrastados con los obtenidos por Arrieta y Tavares (30,31) y se observaron con ayuda de un microscopio compuesto de luz con un aumento 10x ideal para tomar fotografías, terminado el procedimiento resultados fueron colocados en una hoja de registro de datos y recolección de muestras; en la que se incluyó mediciones como el tamaño y las medidas de los roedores para la identificación de la especie que fueron: largo de la cola, largo del cuerpo, largo oreja, largo de la pata posterior y el peso del animal. (Ver imagen 13)

Ya con 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) (37); 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 (10). 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 (38). (Ver imagen 14)

## 2.5 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.

### III. RESULTADOS

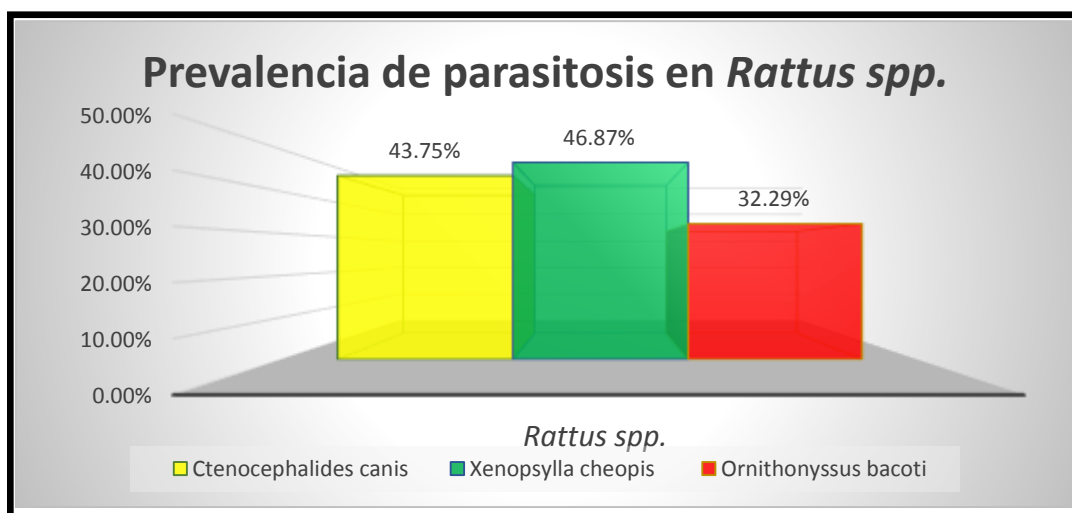
De los 96 individuos de *Rattus* spp, se encontró 2 especies de pulgas: *Ctenocephalides canis* (43,75%), *Xenopsylla cheopis* (46,87%) y una especie de acaro: *Ornithonyssus bacoti* (32,29%). Cuadro 3) (Grafico 1)

Cuadro 3. Prevalencias de los ectoparásitos hallados en 96 ratas de una granja de Lurín

Ectoparásitos	<i>Rattus</i> spp. (n=96)	
	N	%*
Pulgas		
<i>Ctenocephalides canis</i>	42	43,75
<i>Xenopsylla cheopis</i>	27	46,87
Acaro		
<i>Ornithonyssus bacoti</i>	31	32,29

\* Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de roedores infestados con 1,2 o 3 parásitos, entre el número total (n=96) de ratas examinadas

Grafico 1.- Prevalencia de los ectoparásitos hallados en *Rattus spp.*

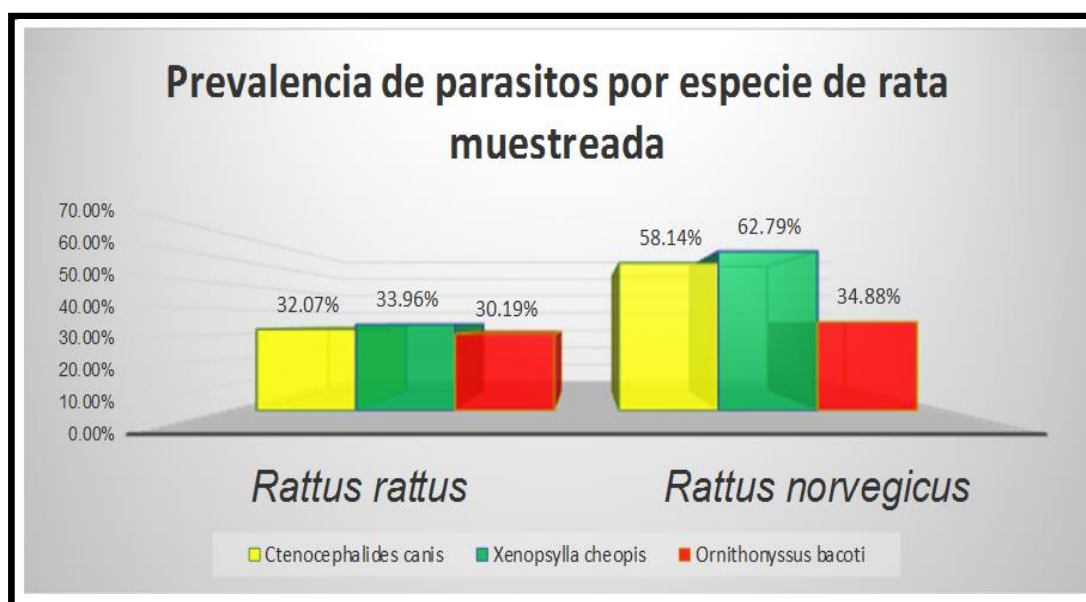


De los roedores estudiados se encontraron dos especies de ratas, 53 pertenecieron a la especie *Rattus rattus* y 43 pertenecieron a *Rattus norvegicus*. En ellas, se encontraron prevalencias en dos especies de pulgas y una en acaro. En *R. rattus*, se hallaron 17 individuos infestados con *Ctenocephalides canis* (32,07%), 18 individuos con *Xenopsylla cheopis* (33,96%) y 16 individuos con *Ornithonyssus bacoti* (30,19%). Por otro lado, en *Rattus norvegicus*, 25 individuos con *Ctenocephalides canis* (58,14%), 27 individuos con *Xenopsylla cheopis* (62,79%) y 15 individuos con *Ornithonyssus bacoti* (34,88%). (Cuadro 4) (Grafico 2)

Cuadro 4. Prevalencia de ectoparásito hallado en 96 ratas.

Ectoparásitos	<i>Rattus rattus</i> (n=53)		<i>Rattus norvegicus</i> (n=43)	
	N	%*	n	%*
Pulgas				
<i>Ctenocephalides canis</i>	17	32,07	25	58,14
<i>Xenopsylla cheopis</i>	18	33,96	27	62,79
Acaro				
<i>Ornithonyssus bacoti</i>	16	30,19	15	34,88

\*Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de roedores infestados con 1, 2 o 3 parásitos, entre el número total de individuos por especie de rata examinada.

Grafico 2.- Prevalencia de ectoparásitos hallados en *Rattus norvegicus*

De los 53 roedores pertenecientes a la especie *Rattus rattus* (55,21%), 25 ratas estuvieron infestados (47,17%). De estos roedores se encontró que 17 animales estuvieron infestados con *Ctenocephalides canis* (32,08%), 18 con *Xenopsylla cheopis* (33,96%), 16 con *Ornithonyssus spp.* (30,19%). A su vez, 43 roedores de la especie de *Rattus norvegicus* (44,79%), 31 ratas estuvieron infestados (72,09%), 25 animales estuvieron infestados con *Ctenocephalides canis* (58,14%), 27 con *Xenopsylla cheopis* (62,79%) y 15 con *Ornithonyssus spp.* (34,88%), Cabe resaltar que cada individuo mostro poliparasitismo. (Grafico 3) (Grafico 4)

En cuanto al sexo de los roedores se encontró que, de las 50 hembras halladas (52,08%), 32 ratas estuvieron infestadas (64%); de estas, 25 por *Ctenocephalides canis* (50%), 26 por *Xenopsylla cheopis* (52%) y 20 por *Ornithonyssus bacoti* (40%). De los 46 machos (47,92%), 24 roedores estuvieron infestadas (52,17%); de estas 17 estuvieron parasitados por *Ctenocephalides canis* (36,96%), 19 por *Xenopsylla cheopis* (41,30%), 11 por *Ornithonyssus bacoti* (23,91%). Cabe resaltar que cada individuo también mostro poliparasitismo. (Grafico 5) (Grafico 6)

Por longitud estándar, las ratas se dividieron en Categoría I:( $\leq 20$  cm) de 74 especímenes (77,08%), donde 40 fueron positivos (54,05%) y Categoría II: (> 20 cm) de 22 especímenes (22,92%) mostrando 16 positivos (72,73%) con ectoparásitos. De los 74 ejemplares de la Categoría I, se halló que 28 con *Ctenocephalides canis* (37,84%), 32 estuvieron infestados con *Xenopsylla cheopis* (43,24%), y 23 con *Ornithonyssus bacoti* (31,08%). Por otro lado, de la Categoría II, 14 con *Ctenocephalides canis* (63,64%), 13 fueron infestados con *Xenopsylla cheopis* (59,09%) y 8 con *Ornithonyssus bacoti* (36,36%). Cabe resaltar que cada individuo también mostro poliparasitismo (Cuadro 5) (Grafico 7) (Grafico 8)

Cuadro 5. Porcentaje de infestados con ectoparásitos según especie, sexo y tamaño en *Rattus spp.*

Variables	PULGAS				ACAROS		ANIMALES MUESTREADOS (N=96)	ANIMALES INFESTADOS (N)	ANIMALES INFESTADOS (%)***
	<i>Ctenocephalides canis</i>		<i>Xenopsylla cheopis</i>		<i>Ornithonyssus spp.</i>				
	(N)	(%)*	(N)	(%)*	(N)	(%)*			
Especie									
<i>R. rattus</i>	17	32,08	18	33,96	16	30,19	53	25	47,17
<i>R. norvegicus</i>	25	58,14	27	62,79	15	34,88	43	31	72,09
Sexo									
Hembra	25	50,00	26	52,00	20	40,00	50	32	64,00
Macho	17	36,96	19	41,30	11	23,91	46	24	52,17
Tamaño									
Categoría I	28	37,84	32	43,24	23	31,08	74	40	54,05
Categoría II	14	63,64	13	59,09	8	36,36	22	16	72,73

\* Los porcentajes se calcularon mediante la división del número de roedores infestados con 1, 2 o 3 parásitos, entre el número total de individuos examinados por variable.

\*\* Los porcentajes se calcularon mediante la división entre el número total de individuos examinados por variable entre el número total de animales muestreados (N=96).

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



Grafico 3.- Número de infestados con la población total examinada por especie de roedor

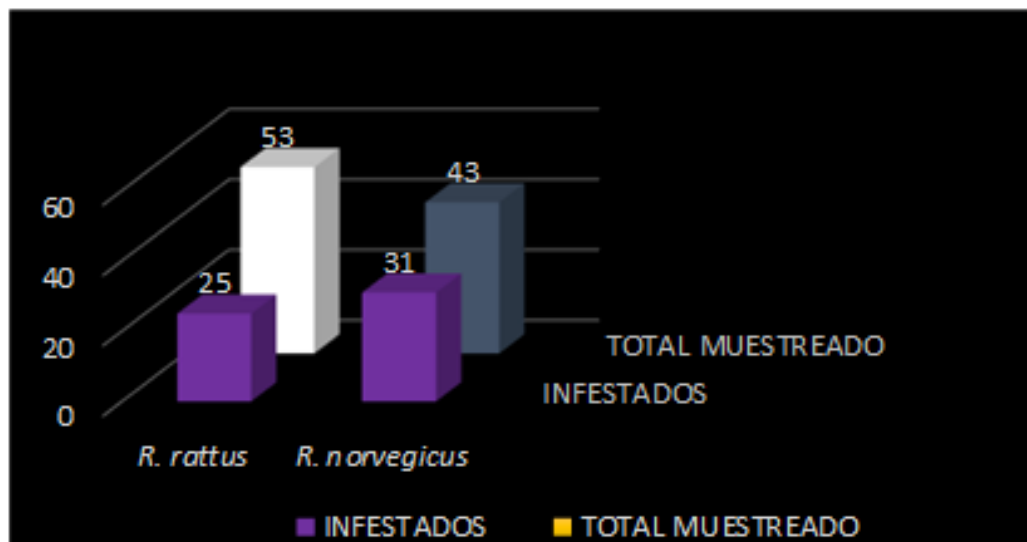
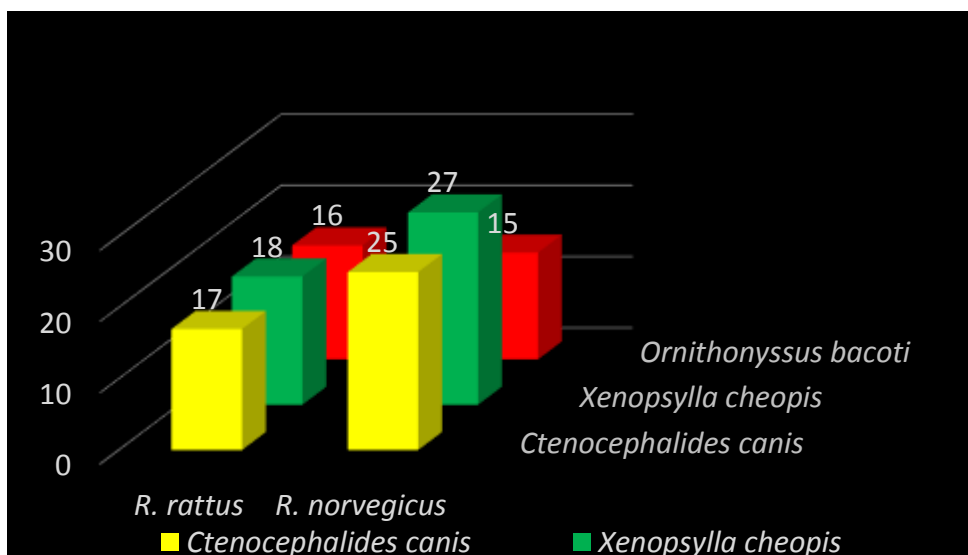


Grafico 4.- Número de individuos infestados con ectoparásitos según especie de parásito



\*El número de individuos mostro poliparasitismo.

Grafico 5.- Relación del número de infestados con la población total examinada en ambos sexos

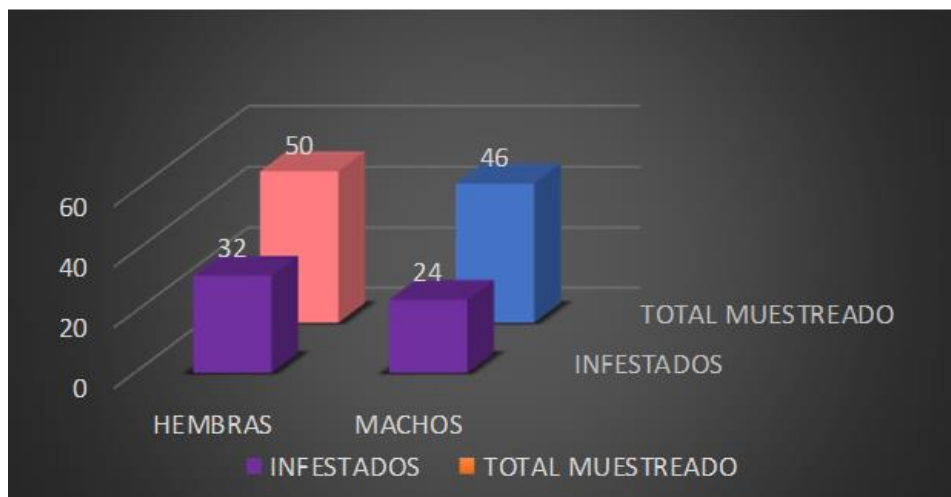
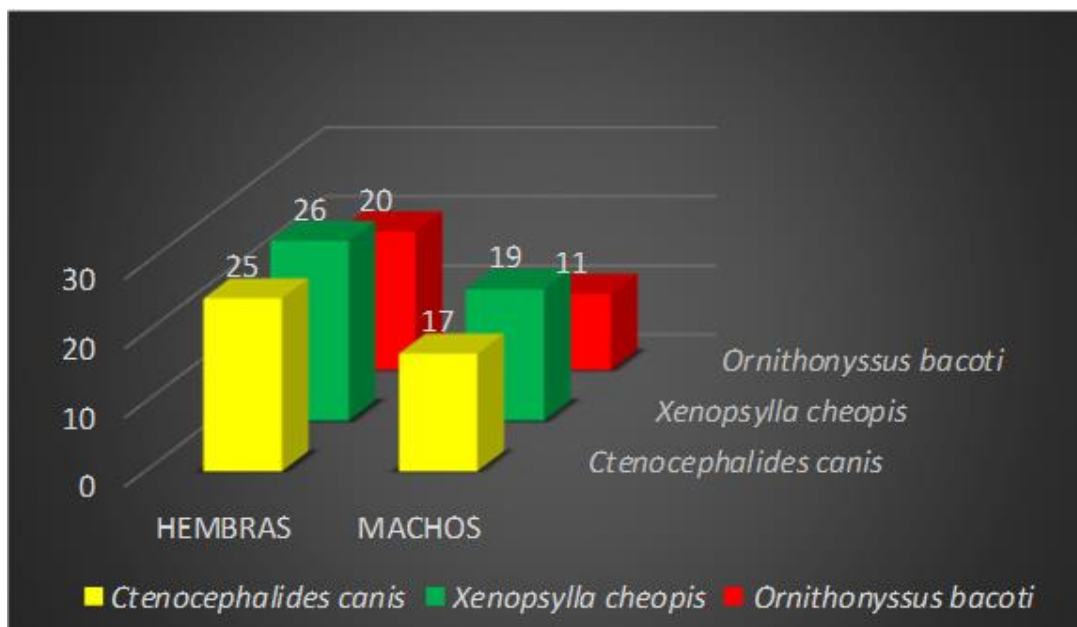


Grafico 6.- Número de individuos infestados con ectoparásitos según sexo



\*El número de individuos mostro poliparasitismo.

Grafico 7.- Relación del número de infestados con la población total examinada en ambas categorías

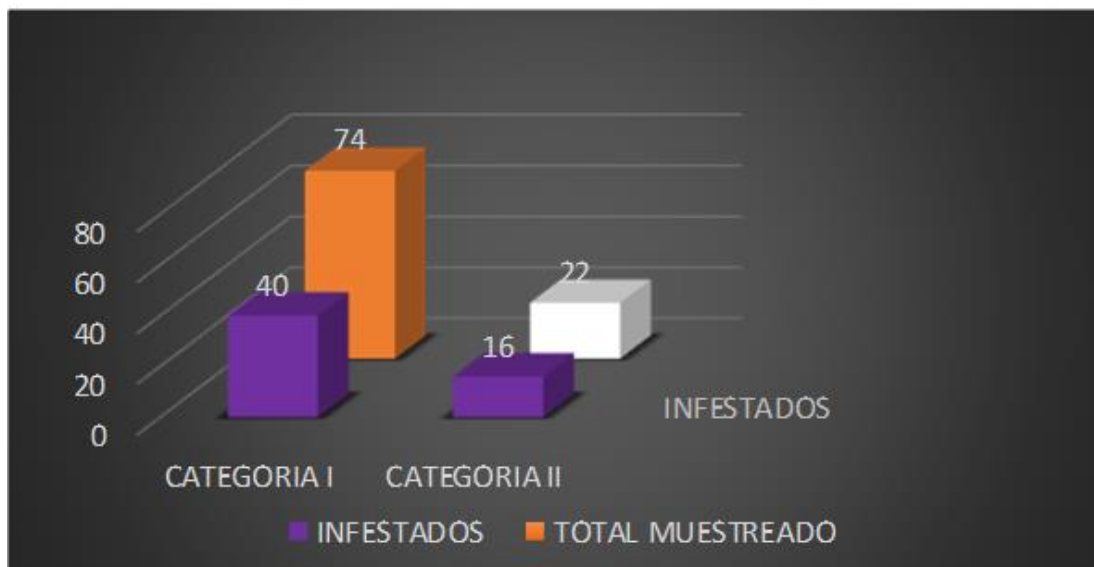
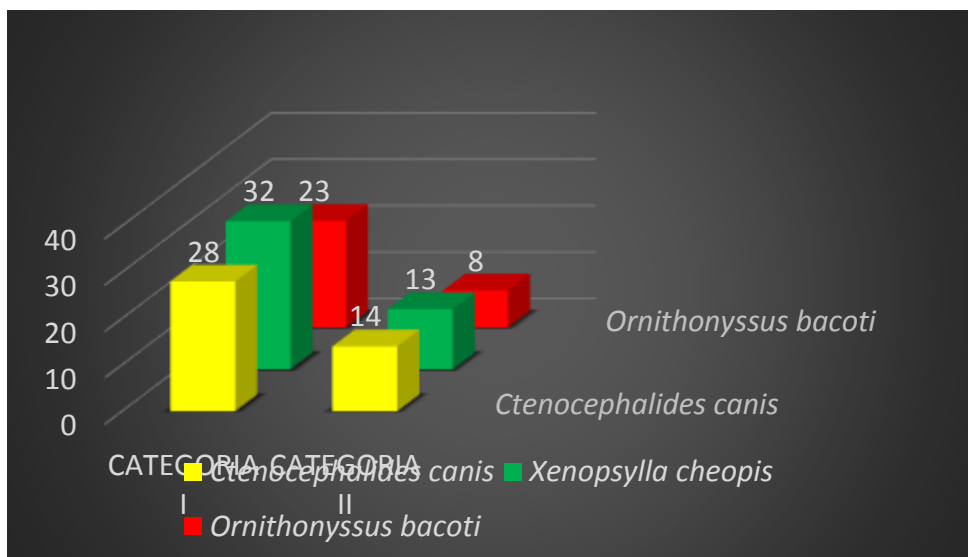


Grafico 8.- Número de individuos infestados con ectoparásitos según categoría



\*El número de individuos mostro poliparasitismo.

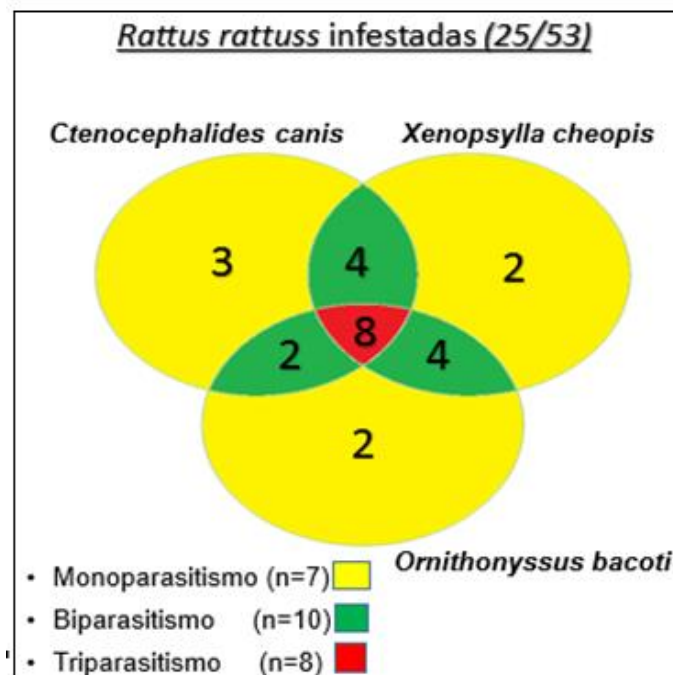
En el cuadro 6 concluimos que 25 ratas eran de la especie *Rattus rattus* y estaban infestadas con múltiples parasitosis. Dentro del monoparasitismo se obtuvo un total de 7 animales (28,00%), que incluyó a *Xenopsylla cheopis* en 2 ratas (8,00%), *Ornithonyssus bacoti* en 2 roedores (8,00%) y *Ctenocephalides canis* en 3 animales (12,00%) siendo esta la parasitosis con mayor incidencia. Seguido de biparasitismo con un total de 10 ratas (40,00%), que incluye las asociaciones de *Ctenocephalides canis* y *Xenopsylla cheopis* que se halló en 4 animales (16,00%), *Xenopsylla cheopis* y *Ornithonyssus bacoti* en 4 roedores con un porcentaje de (16,00%), y la asociación de *Ornithonyssus bacoti* y *Ctenocephalides canis* en 2 animales con un porcentaje (8,00%) siendo esta la parasitosis con menor incidencia. Por último triparasitismo en 8 ratas representando en el 32,00% de la población total infestada. (Grafico 9)

Cuadro 6.- Asociación entre ectoparásitos en ratas infestadas de la especie *Rattus rattus* (N=25) en una granja de Lurín.

Grado de parasitosis	Especie parasitaria	<i>Rattus rattus</i>	
		Animales infestados	(%)*
Monoparasitismo	(a) <i>Ctenocephalides canis</i>	3	12,00
	(b) <i>Xenopsylla cheopis</i>	2	8,00
	(c) <i>Ornithonyssus bacoti</i>	2	8,00
		<b>7</b>	<b>28,00</b>
Biparasitismo	(a y b) <i>Ctenocephalides canis</i> y <i>Xenopsylla cheopis</i>	4	16,00
	(b y c) <i>Xenopsylla cheopis</i> y <i>Ornithonyssus bacoti</i>	4	16,00
	(c y a) <i>Ornithonyssus bacoti</i> y <i>Ctenocephalides canis</i>	2	8,00
		<b>10</b>	<b>40,00</b>
Triparasitismo	(b, a, c) <i>Xenopsylla cheopis</i> y <i>Ctenocephalides canis</i> y <i>Ornithonyssus bacoti</i>	8	32,00
		<b>8</b>	<b>32,00</b>
<b>Total</b>		<b>25</b>	<b>100,00</b>

\*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 9.- Diversidad de ectoparásitos por la especie *Rattus rattus* estudia



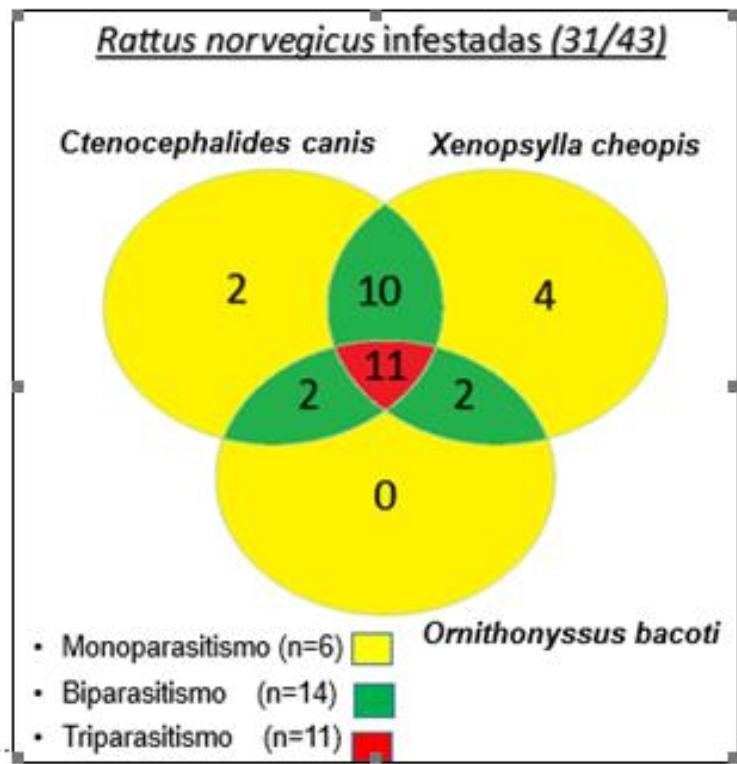
En el cuadro 7 se dedujo que 31 ratas de la especie *Rattus norvegicus* estaban infestadas. Dentro del monoparasitismo se obtuvo un total de 6 animales (19,35%), que incluyó a *Ctenocephalides canis* en 2 animales (6,45%) y *Xenopsylla cheopis* en 4 ratas (12,90%) siendo esta la parasitosis con mayor incidencia. Seguido de biparasitismo con un total de 14 ratas (45,16%), que incluye las asociaciones de *Ornithonyssus bacoti* y *Ctenocephalides canis* en 2 animales con un porcentaje (6,45%), *Xenopsylla cheopis* y *Ornithonyssus bacoti* en 2 ratas con un porcentaje de (6,45%) y la asociación de *Ctenocephalides canis* y *Xenopsylla cheopis* que se halló en 10 animales (32,26%). Por último, triparasitismo en 11 ratas representando en el 35,48% de la población total infestada. (Grafico 10)

Cuadro 7.- Asociación entre ectoparásitos en ratas infestadas de la especie *Rattus norvegicus* (N=31) en una granja de Lurín.

Grado de parasitosis	Especie parasitaria	<i>Rattus norvegicus</i>	
		Animales infestados	(%)
Monoparasitismo	(a) <i>Ctenocephalides canis</i>	2	6,45
	(b) <i>Xenopsylla cheopis</i>	4	12,90
	(c) <i>Ornithonyssus bacoti</i>	0	0
		<b>6</b>	<b>19,35</b>
Biparasitismo	(a y b) <i>Ctenocephalides canis</i> y <i>Xenopsylla cheopis</i>	10	32,26
	(b y c) <i>Xenopsylla cheopis</i> y <i>Ornithonyssus bacoti</i>	2	6,45
	(c y a) <i>Ornithonyssus bacoti</i> y <i>Ctenocephalides canis</i>	2	6,45
		<b>14</b>	<b>45,16</b>
Triparasitismo	(b, a, c) <i>Xenopsylla cheopis</i> y <i>Ctenocephalides canis</i> y <i>Ornithonyssus bacoti</i>	11	35,48
		<b>11</b>	<b>35,48</b>
<b>Total</b>		<b>31</b>	<b>100,00</b>

\*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 10.- Diversidad de ectoparásitos por la especie *Rattus norvegicus* estudia



En el cuadro 8 deducimos que, de las 56 ratas infestadas, se encontró monoparasitismo, *Ornithonyssus bacoti* fue el que se halló en menor porcentaje (3,57%) estando solo en 2 animales, *Ctenocephalides canis* se encontró en 5 animales (8,93%) y *Xenopsylla cheopis* fue la parasitosis con mayor incidencia encontrándose en 6 animales (10,71%). Seguido de biparasitismo, *Ornithonyssus bacoti* y *Ctenocephalides canis* fueron los que se hallaron en menor porcentaje (7,14%) en 4 animales, *Xenopsylla cheopis* y *Ornithonyssus bacoti* se encontró en 6 animales (10,71%) y *Ctenocephalides canis* y *Xenopsylla cheopis* fue la parasitosis con mayor incidencia encontrándose en 14 animales (25%). Por último, triparasitismo en 19 ratas representando en el 33,93% de la población total infestada.

Cuadro 8.- Asociación entre ectoparásitos en ratas infestadas de la especie *Rattus spp.* (N=56) en una granja de Lurín.

Grado de parasitosis	Especie parasitaria	Total de <i>Rattus spp.</i>	
		Animales infestados	(%)
Monoparasitismo	(a) <i>Ctenocephalides canis</i>	5	8,93
	(b) <i>Xenopsylla cheopis</i>	6	10,71
	(c) <i>Ornithonyssus bacoti</i>	2	3,57
Biparasitismo	(a y b) <i>Ctenocephalides canis</i> y <i>Xenopsylla cheopis</i>	14	25,00
	(b y c) <i>Xenopsylla cheopis</i> y <i>Ornithonyssus bacoti</i>	6	10,71
	(c y a) <i>Ornithonyssus bacoti</i> y <i>Ctenocephalides canis</i>	4	7,14
Triparasitismo	(b, a, c) <i>Xenopsylla cheopis</i> y <i>Ctenocephalides canis</i> y <i>Ornithonyssus bacoti</i>	19	33,93
<b>Total</b>		<b>56</b>	<b>100,00</b>

\*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 9 deducimos que, de las 56 ratas infestadas, 13 animales (23,21%) se encontró monoparasitismo. Seguido de biparasitismo con 24 ratas infestadas (42,86%) y por último triparasitismo en 19 ratas representando en el 19,79%

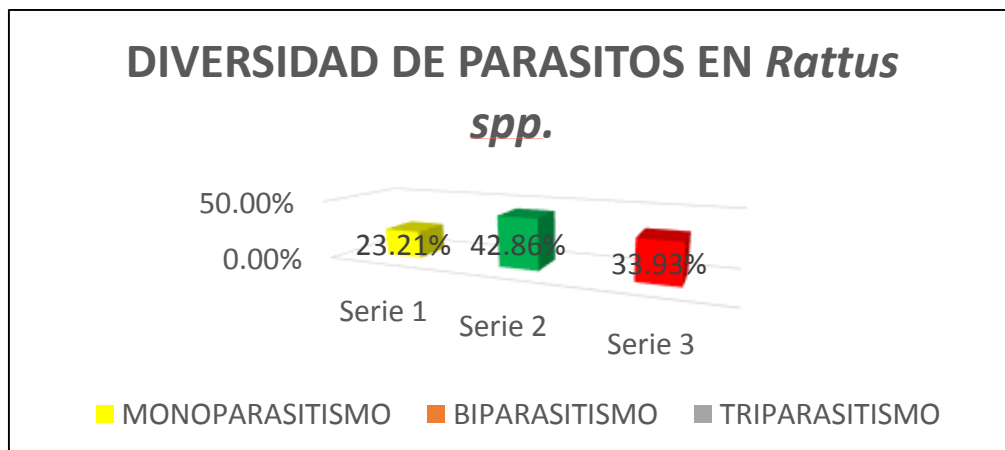


Cuadro 9.- Asociación entre ectoparásitos en ratas infestadas de la especie *Rattus spp.* (N=56) en una granja de Lurín. (Grafico 11)

Grado de parasitosis	Especie parasitaria	Total de <i>Rattus spp.</i>	
		Animales infestados	(%)
Monoparasitismo	(a) <i>Ctenocephalides canis</i>	13	23,21
	(b) <i>Xenopsylla cheopis</i>		
	(c) <i>Ornithonyssus bacoti</i>		
Biparasitismo	(a y b) <i>Ctenocephalides canis</i> y <i>Xenopsylla cheopis</i>	24	42,86
	(b y c) <i>Xenopsylla cheopis</i> y <i>Ornithonyssus bacoti</i>		
	(c y a) <i>Ornithonyssus bacoti</i> y <i>Ctenocephalides canis</i>		
Triparasitismo	(b, a, c) <i>Xenopsylla cheopis</i> y <i>Ctenocephalides canis</i> y <i>Ornithonyssus bacoti</i>	19	33,93
<b>Total</b>		<b>56</b>	<b>100,00</b>

\*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.

Grafico 11.- Diversidad de ectoparásitos por la especie *Rattus spp.* estudiada.

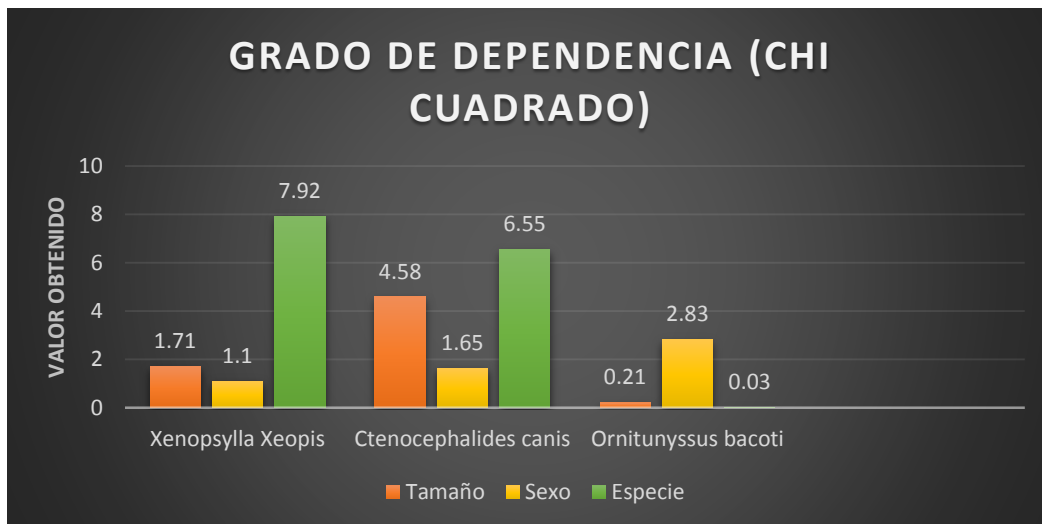


En el Cuadro 10, se presentan los resultados de la especie, sexo y tamaño, como posibles asociados con los ectoparásitos encontrados en cada roedor.

Los resultados indicaron que, de acuerdo al tamaño, los roedores de mayor tamaño (categoría II) tuvieron 3 veces más probabilidades de infestarse con *Ctenocephalides canis* comparados con los de menor tamaño (categoría I).

En relación a la especie, los resultados arrojaron que los roedores de la especie *Rattus norvegicus* tuvieron 3 veces más probabilidades de infestarse con *Ctenocephalides canis* y *Xenopsylla cheopis* comparado con *Rattus rattus*.

Grafico 12. Grado de dependencia o asociación de los parásitos encontrados



Cuadro 10. Factores asociados a Ectoparásitos en *Rattus* spp. de una granja al sur de Lima y grado de asociación.

VARIABLE	PARASITO		Valor de "p"	Chi cuadrado	OR	IC 95%
<i>Xenopsylla cheopis</i>						
		No infectado				
<b>Sexo</b>	Infestado					
Hembra	26	24	0,2951	1,10	1,54	0,69- 3,45
Macho	19	27				
<b>Especie</b>						
<i>Rattus norvegicus</i>	27	16	0,0056	7,92	3,28	1,42- 7,60
<i>Rattus rattus</i>	18	35				
<b>Tamaño</b>						
Categoría I	32	42	0,1945	1,71	0,53	0,20- 1,39
Categoría II	13	9				
<i>Ctenocephalides canis</i>						
		No infectado				
<b>Sexo</b>	Infestado					
Hembra	25	25	0,1995	1,65	1,71	0,75 - 3,86
Macho	17	29				
<b>Especie</b>						
<i>Rattus norvegicus</i>	25	18	0,0115	6,55	2,94	1,27 - 6,79
<i>Rattus rattus</i>	17	36				
<b>Tamaño</b>						
Categoría II	14	8	0,0361	4,58	2,88	1,07 - 7,72
Categoría I	28	46				
<i>Ornithonyssus bacoti</i>						
		No infectado				
<b>Sexo</b>	Infestado					
Hembra	20	30	0,0950	2,83	2,12	0,87 - 5,13
Macho	11	35				
<b>Especie</b>						
<i>Rattus rattus</i>	16	37	0,6249	0,03	0,81	0,34- 1,90
<i>Rattus norvegicus</i>	15	28				
<b>Tamaño</b>						
Categoría I	23	51	0,6422	0,21	0,79	0,29 - 2,14
Categoría II	8	14				

#### IV. DISCUSIÓN

El estudio determinó que el 58,33% de animales estuvieron infestados. Resultado mayor al obtenido por Vives (1957) quien halló una prevalencia de 24,1% de 103 ratas muestreadas (4), Peña (2009) de 5,97% en 67 ratas de Chile (39). Sin embargo, los resultados fueron menores a los encontrados por Yoshizawa (1996), que mostró una prevalencia de 84,9% de una población de 1855 ejemplares (40), Linardi (1980) de 73,33% (28) y Tavares de 100% de 48 animales en Brasil (31); lo cual se podría deber a que según Seong (1995), las diferencias o similitudes entre las marcadas prevalencias en los diferentes estudios, se atribuyen a que la carga de parásitos está sujeta a los factores de riesgo que involucran al roedor y sus ectoparásitos, como son la falta de programas de fumigación y desratización, la especie, el tamaño, los patrones de comportamiento de los roedores y la zona donde se realice el estudio (41).

Los resultados de este estudio mostraron que *Rattus norvegicus*, presentó una prevalencia de 72,09% de ectoparásitos a diferencia de *Rattus rattus* con 47,17%, esta conclusión concuerda con Hancke (2016), que indicó que *Rattus norvegicus* por preferencias biológicas tiene mayor desplazamiento en el suelo, lo cual facilita el cavado, permitiendo así, que las colonias de ratas dentro y fuera de las madrigueras subterráneas se encuentren más parasitadas aumentando sus prevalencias a diferencia de *Rattus rattus*. (42).

Con respecto a los ectoparásitos de importancia, se obtuvo que el ectoparásito de mayor frecuencia y con gran importancia en la salud pública en los 96 individuos del estudio fue *Xenopsylla cheopis*, con una prevalencia específica de 33,96% para *Rattus rattus* y 62,79% para *Rattus norvegicus*, valor diferente al encontrado por Tavares quien de 48 animales halló para *Rattus rattus* una prevalencia de 14,29% y *Rattus norvegicus* 20% (31); lo cual podría deberse a que según Morand y Poulin

(1998), Stanko y colaboradores (2002) y Bordes y Colaboradores (2007); las variaciones en las prevalencias encontradas están relacionadas con la densidad de hospedadores definitivos y la ecología del roedor (43,44,45).

En general se encontró también para *Xenopsylla cheopis*, una prevalencia de 46,87% de 96 animales muestreados, valor superior al encontrado por Vives (1957) quien reporto una prevalencia de 7.7% de 103 animales muestreados en la capital de Costa Rica (4) e inferior a la investigación realizada por Garate (2011), que hallo una prevalencia de 85,2% de 27 ratas muestreadas en Cercado de Lima (29). Esta discrepancia de datos podría atribuirse a lo antes mencionado por Seong (1995), quien indico que la relación entre la aparición de los ectoparásitos está asociada a los factores de riesgo en los diferentes ambientes (41).

Otro ectoparásito encontrado en la investigación sorprendentemente, fue *Ctenocephalides canis* con una prevalencia general de 43,75% y una especifica en *Rattus rattus* de 32,07% y *Rattus norvegicus* de 58,14%. Valor que difiere al encontrado por Tavares (2013) quien hallo en *Rattus rattus* de 14,29% y *Rattus norvegicus* de 5,71% de *Ctenocephalides felis*; una pulga muy común de gatos y perros. Estos datos son muy reveladores, y pueden ser entendidos mediante la explicación de Tavares, quien indico que la ocurrencia de estas pulgas en roedores urbanos y prevalencias encontradas evidencia el contacto de estos huéspedes con animales domésticos o con el medio ambiente utilizado por estos (31).

En contraste a su aparición, García y Colaboradores (2010) indican, que al ser una de las pulgas más frecuentes en animales menores, al igual que *Ctenocephalides felis*, es muy posible poder encontrarla durante todo el año, sobre todo en primavera cuando se produce un pico en sus poblaciones representado así, la base de las infestaciones del verano y la razón de su mayor abundancia en otoño (46).

Según Cox (1993), el porcentaje de pulgas está distribuido de la siguiente forma: primero por las pulgas que residen sobre el animal representando el 5%, las cuales apenas y abandonan a su hospedador; y segundo por aquellas que se encuentran

en el medio ambiente representando el 95%, las cuales están distribuidas de la siguiente manera: un 50% en forma de huevos, un 35% de larvas y el 10% restante en forma de pupas, hallándose ampliamente diseminadas en el hábitat por donde se desenvuelven los animales, lo que dificulta la resolución del problema (47).

*Ornithonyssus bacoti* por otra parte, fue el único acaro encontrado en la investigación con una prevalencia de 32,29%; y una prevalencia específica para *Rattus rattus* de 30,19% y *Rattus norvegicus* 34,88%. En cuanto a este hallazgo, Peña (2009) menciona que este ectoparásito desde un punto de vista de salud pública puede causar lesiones en la piel al estar en contacto con las personas y su aparición en roedores se manifiesta cuando las poblaciones de roedores están muy aglomeradas o cuando sus defensas han disminuido por situaciones de estrés (39).

Por otro lado, de las 96 ratas muestreadas, se hallaron 53 animales de *Rattus rattus* y 43 de *Rattus norvegicus*; este hallazgo apoya a la investigación previa de Sánchez en el 2013, quien dio a conocer que el tamaño poblacional de estos roedores está relacionado a la biología de la especie (48). Una explicación tentativa para esos resultados es porque *Rattus rattus* ocupa hábitats muy diversos que incluyen zonas de matorral y bosques, plantaciones frutales y en general cualquier hábitat con cobertura vegetal suficiente. Puede vivir en núcleos urbanos, normalmente de pequeña extensión, es una especie omnívora, capaz de comer cualquier alimento a su alcance. En el medio natural las ratas negras suelen ser frugívoras y granívoras sin desdeñar a los Insectos (49), pudiéndose encontrar desde el nivel del mar hasta los 1000 metros de altitud.

Según Priotto (2003) *Rattus rattus*, es más diestra para trepar sobre cualquier tipo de vegetación, paredes rugosas, postes de teléfonos, cañerías, haciendo que sea más común encontrarla que a *Rattus norvegicus* (6) que construye madrigueras en el suelo cavando una serie de túneles y compartimentos. Sin embargo, Timm (1994) mencionó que por el tipo de preferencias alimenticias de *Rattus norvegicus* de buscar alimentos con alto contenido en grasas (cereales, semillas, cecinas,

carnes, etc.), pero siempre ligadas a la presencia de agua, su presencia puede ser alta en granjas (50).

En cuanto al sexo de las ratas, se encontró que 52,08% eran hembras y 47,92% machos, esta conclusión concuerda con los estudios realizados por Cádiz (2001) que de un total de 363 roedores capturados, 50,7% eran hembras y 49,3% machos (51) y Vives (1957), que de 103 animales, 69,91% fueron hembras y 30,09% machos (4); en cambio difiere de la investigación realizada por Franjola (1995), donde predominó la población de machos (73,7%) con respecto a las hembras (26,3%) (52) y de la investigación de Garate y colaboradores (2011), que de 27 ratas obtuvo que 86,6% eran machos y 83,3% hembras (29); esta discrepancia podría atribuirse 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 otro estudio realizado en la ciudad de Valdivia por Peña (2009) (39). Según Priotto (2003), el éxito reproductivo de estos roedores depende de la fecundidad en el ciclo reproductor, siendo así que de la rata negra (*Rattus rattus*) es favorecida por las temperaturas cálidas de 21°C, mientras que la de la rata gris (*Rattus norvegicus*), se reproduce mejor en frescas 15-18°C, lo cual explicaría la razón de su aparición en la granja (6).

Según el tamaño, se evidenció que el 54,05% de la categoría I (menor a 20 cm con 74 animales) y el 72,73% de la categoría II (mayor a 20 cm con 22 animales), eran positivos a ectoparásitos en general; lo cual nos indicó que posiblemente la talla esté relacionada con los ectoparásitos encontrados. Sin embargo, por medio de la prueba de antes mencionada se determinó que no existía asociación de la parasitosis con *Xenopsylla cheopis* y *Ornithonyssus bacoti*. A diferencia de estos *Ctenocephalides canis*, si mostró asociación; lo cual puede ser debido a que según el estudio realizado Kuris y colaboradores (1980) el tamaño del cuerpo del huésped puede ser un determinante en la riqueza de especies parasitarias; así como también el contacto de los roedores con animales domésticos puede favorecer en



la aparición de *Ctenocephalides spp.* (53,31). Otros investigadores como Gárate y colaboradores (2011) han planteado, que un mayor tamaño de las ratas puede ser un indicador de mayor edad, y mayor amplitud corporal, aumentando así las probabilidades también de infección (29).

Los hallazgos de este estudio indican que la diversidad de ectoparásitos encontrados en los especímenes *Rattus spp.* son tres: dos pulgas y un acaro, siendo estos *Xenopsylla cheopis*, *Ctenocephalides canis* y *Ornithonyssus bacoti*, resultado similar a las investigaciones realizadas, por Vives (1957) que encontró tres especies de ectoparásitos de igual proporción dos pulgas y un acaro, que fueron *Xenopsylla cheopis*, *Ctenopsyllus segnis*, *Echinolaelaps echidninus* (4), Marcos (2012) con tres especies de pulgas: *Xenopsylla cheopis*, *Ctenocephalides felis* y *Pulex irritans* (20); Arrieta y colaboradores (Piura, 2001) que identificaron *Pulex irritans* (69,6%), *Ctenophalides felis* (26,6%), *Ctenophalides canis* (3,3%), *Xenopsylla cheopis* (0,2%) y otras (0,3%) (30) y Alarcón (2003) que identifico en *Rattus rattus*, *A. olivaceus* y *A. longipitis* cinco especies de pulgas en Chile *Ctenoparia inopinata*, *Sphinctopsylla ares*, *Tetrapsyllus rhombus*, *Neotyphoceras crassispina* y *Plocopsylla wolffsohni* (54). Sin embargo, es opuesto al encontrado por Tavares quien hallo siete especies de ectoparásitos dentro de los cuales estuvieron dos especies de ácaros: *Echinolaelaps echidninus* y *Radfordia lukoschusi*; una garrapata, *Rhipicephalus sanguineus*; un piojo, *Polyplax spinulosa* y tres especies de pulgas, *Xenopsylla cheopis*, *Ctenophalides felis* y *Leptosylla segnis* (31). Estos resultados pueden ser interpretados 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 y variedad de ectoparásitos (55). Todo lo antes mencionado, podría deberse a una variabilidad en cuanto a la cantidad de nichos ofrecidos en distintos ambientes con animales de otras especies, y también a las modificaciones en el microclima a escala local (56). Sin embargo, los ectoparásitos y formas de vida, están en función de parámetros tales como tamaño corporal, estación del año, distribución geográfica, etc. (57). 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 (58,59).

En relación al hospedero, Gregory y colaboradores (1996), indican que los huéspedes con altas tasas metabólicas como son los roedores pueden albergar un mayor número de especies (60). Sin embargo, tal como menciona Morand y Poulin (1998) el número de especies de parásitos está más relacionado con la densidad de hospedadores (43), lo cual puede explicar los resultados obtenidos en este trabajo.

La zona de este estudio, por encontrarse cercano al río Lurín, tiene un elevado grado de humedad del 80% y una temperatura ambiental de 16 a 20°C dependiendo la estación del año, posee un lado rural, una zona dedicada a la agricultura y ganadería; reuniendo así las condiciones necesarias la reproducción de cualquier especie de roedor y desarrollo de cualquier ectoparásito (32).

Por otra parte, cabe resaltar que las condiciones climáticas de las zonas de estudio según la estación del año en el que se muestrea, pueden influir en la carga parasitaria; lo cual puede deberse a que, en los meses de mayor temperatura, los ciclos biológicos se acortan por incidencia de sus procesos bioquímicos; puesto que estos ectoparásitos utilizan la temperatura y la humedad por ser organismos poiquiloterms (61).

Un resultado muy interesante hallado en la investigación, fue que al usar las pruebas estadísticas de OR; se obtuvo que, de acuerdo al tamaño y la especie de las ratas, *Rattus norvegicus* tuvo mayor riesgo de ser infestadas por *Ctenocephalides canis* que *Rattus rattus*, mostrando valores significativos estadísticamente; siendo así que si comparamos lo hallado con los valores obtenidos por Chi cuadrado se observa que existe un alto el grado de relación con las variables antes mencionadas (62).

A nivel de especie se encontró también que había mayor riesgo de encontrar *Xenopsylla cheopis* en *Rattus norvegicus*, además de existir asociación estadística y dependencia del ectoparásito. Una explicación tentativa para esto, es porque *Rattus norvegicus*, al preferir ambientes cercanos al suelo y construir madrigueras cavando una serie de túneles y compartimentos (42), tiene mayor facilidad de que las pulgas puedan quedarse en el medio ambiente tal como indico Cox (1993) parasitando a otras ratas (47), a diferencia de *Rattus rattus* que tiene hábitos más arborícolas y aunque también tiende a poseer ectoparásitos, su carga puede ser menor (49),

En relación al sexo, no se encontró significancia estadística con *Xenopsylla cheopis*, *Ctenocephalides canis* y *Ornithonyssus bacoti*; 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 (63,64).

En cuanto a la zoonosis, se ha reportado que el ácaro hematófago e inespecífico *Ornithonyssus bacoti* puede causar lesiones en la piel generando erupciones cutáneas al estar en contacto con las personas, tal como reportó Peña (2009) (39).

Por otro lado, según se sabe *Xenopsylla cheopis* puede actuar como vector para la transmisión de *Yersinia pestis* que ocasiona Peste Bubónica, una enfermedad zoonótica que se encuentra diseminada por todo el mundo, debido a la cercanía del ser humano con los roedores tal como menciona Marcos (2012) (20).

## I. CONCLUSIONES

- La prevalencia de ectoparásitos procedentes de la granja en Lurín fue de 58,33%; así mismo, se observó que el 47,17 % es de *Rattus rattus* y el 72,09% de *Rattus norvegicus* estuvieron infestados con algún tipo de parásito.
- En *Rattus rattus* se identificaron dos especies de pulgas: *Xenopsylla cheopis* (33,96%), *Ctenocephalides canis* (32,07%) y una especie de acaro: *Ornithonyssus bacoti* (30,19%). En *R. norvegicus* se identificaron dos especies de pulgas: *Xenopsylla cheopis* (62,79%), *Ctenocephalides canis* (58,14%) y una especie de acaro: *Ornithonyssus bacoti* (34,88%).
- Los roedores de mayor tamaño (Categoría II) tuvieron 3 veces más probabilidades de infestarse con *Ctenocephalides canis* comparados con los de menor tamaño (Categoría I)
- Se concluyó, que los roedores de la especie *Rattus norvegicus* tuvieron 3 veces más probabilidades de infestarse con *Ctenocephalides canis* y *Xenopsylla cheopis* comparado con *Rattus rattus*.
- Se observó que para *Xenopsylla cheopis*, *Ctenocephalides canis* hubo asociación estadística.

## II. RECOMENDACIONES

- Educar a la población para que tenga conocimiento sobre los ectoparásitos en ratas y su implicancia en la salud pública.
- 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.
- Realizar una estrategia de desratización en la granja y zonas vecinas, para evitar que el número de roedores se convierta en plaga ya que son vectores mecánicos de ectoparásitos que transmiten enfermedades zoonóticas.
- Investigar la presencia de *Yersinia pestis*, para determinar el riesgo en el que se encuentra la población de padecer Peste Bubónica, transmitida por la pulga *Xenopsylla cheopis encontrada en los roedores*.

### III. 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). *Veterinary Parasitology*; 2010.174: 323- 327.
2. 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 Republica de Costa Rica. *Rev Cubana Med Trop.* 1999; 53 (3), 185.
3. Falcón O., Acosta Roxana, Fernández Jesús A. Lira G. Georgina. Helmintos y sifonápteros parásitos de cinco especies de roedores en localidades de la Cuenca Oriental, en el centro de México. *Acta Zoológica Mexicana* [internet]. 2012. Ago [citado 02 de mayo 2016]; 28(2): 287-304. Disponible en: [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S00651732012000200004&lng=es](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S00651732012000200004&lng=es)
4. Vives N, Zelendón Rodrigo. Observaciones parasitológicas en ratas de San José, Costa Rica. En: *Revista Biológica Tropical* 1957; 5 (2): 173-194.
5. Ibañez A., Álvarez V., Hernandez N. Cantillo J., De la Fuente J. Relación entre la morfofisiología y la carga de ectoparásitos en dos poblaciones de ratas (*Rattus spp.*) de La Habana
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. 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.interreg-bionatura.com/especies/pdf/Rattus%20rattus.pdf>
  8. 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.
  9. Rojas, AB; Palomo, L J. *Rattus norvegicus* [en línea]. 1986. [Fecha de acceso 4 de Agosto de 2016]. Disponible en: <http://www.mma.es/secciones/biodiversidad/>
  10. 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.
  11. [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. 1974; Series de Informes Técnicos 553: 48 p.
  12. 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>

13. Cordero Del Campillo M. Parasitología Veterinaria. España: Mc Graw Hill; 1999.
14. OPS (Organización Panamericana de la Salud EUA). Pulgas de Importancia en salud pública y su control [internet]. E.U. A: Pratt Harry; 1964. [Citado 07 abril 2016].  
Disponible en: <http://devserver.paho.org:8088/xmlui/handle/1234567>
15. Welling, W; Paterson, GD. Toxicodynamics of insecticides. En: Comprehensive insectology, biochemistry and pharmacology. Kerkut GA Gilbert LI, Pergamon Press. 1985; 12(16): 603-645
16. Jofre L., Noemi I., Neira P., Saavedra T. y Diaz C. Acarosis y zoonosis relacionadas. Valparaíso. Instituto de Salud Pública de Chile, 2008.
17. Machado, A., C.E. Pulgas. Cuaderno Científico Dirección de Cultura. Caracas, Venezuela. 1960. 51 pp.
18. Collado, J.G. Insectos y ácaros de los animales domésticos. Salvat, España. Editores. Barcelona; 1961. 591 pp.
19. Lapage, G. Parasitología veterinaria 9ª. Editorial Continental. México; 1984. 790 pp.
20. Marcos Escobar T. "Determinación de ectoparásitos en roedores plaga del mercado municipal de Panajachel, Sololá. [Tesis pregrado]. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala; 2012.
21. Acha P, Szygres B. Capítulo: Dermatitis por ácaros de origen animal. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3ª ed. E.U.A: Editorial Washington; 2003.



22. Dittmar K. Evaluation of ectoparasites the guinea pig mummies or Yaral and Moquegua Valley, in southern Perú. *Rev Antropol Clin.* 2000; 32:123.
23. Baumstark J, Beck W, Hoffman H. Outbreak of tropical rat mite (*Ornithonyssus bacoti*) dermatitis in a home for disabled persons. In *Dermatology.* 2007; 215(1): 66-68
24. Beck W, Pfister K. Mites as newly emerging disease pathogens in rodents and human beings. *Vet Dermatol.* 2004; 15(1): 35.
25. Acha A, Szyfres B. Peste. En: *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Segunda Edición. OPS.* 1989:148-57.
26. Laguna-Torres A., Gómez Benavides J. La peste en el Perú. *Rev Peru Med Trop.* 2004;9(1):89-98.
27. Instituto Nacional de Salud. Prevención y control de brote de peste en el departamento de La Libertad, mayo-julio 2010. Lima: INS; 2010.
28. Linardi, Marcos P., Botelho J. R., Capistrano C. H., De Souza M. N. Ectoparasitos de roedores Da Regiao Urbana De Belo Horizonte, MG. I. Interacao entre Ectoparasitos e Hospedeiros. Brasil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz,* Rio de Janeiro, 1984; 79(2):239-247
29. 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
30. Arrieta M., Soto R., Gonzalez R., Numbera J., Holguin C., Monje J., Características de la población de roedores y pulgas en áreas de diferente riesgo para peste de tres provincias del departamento de Piura- Perú. *Rev. Peru. Med. Exp. Salud pública.*2001; 18(3): 1-11.

31. Tavares Winkel Katheleen. Ectoparasites in murine sinantropic (Rodentia) in Pelotas, southern Rio Grande do Sul, Brasil. [Thesis: Master in Biology] Programme Postgraduate Parasitology. Federal University of Pelotas, 2013.
32. 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.
33. Pysek, P. Alien and native species in Central European urban floras: a quantitative comparison. *Journal of Biogeography*. 1998; 25, 155-163.
34. 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
35. 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](http://www.paho.org/spanish/HCP/HCT/hct_98104.pdf).
36. 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.
37. 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.
38. 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.
39. 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.
  40. Yoshizawa M., Souza J., Bredd A., Baggio. Ectoparasitos de *Rattus norvegicus* No Distrito Federal, Brasil. Rev., Bra. Parasitol. Vet. 1996; 5(1):39-42.
  41. Seong Jk., Huh S., Lee JS., Oh YS. Helminths in *Rattus norvegicus* captured in Chunchon, Korea. Korean J Parasitol. 1995; 33: 235-7.
  42. 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.
  43. Morand, S.; Poulin, R. Density, body mass and parasite species richness of terrestrial mammals. Evolutionary Ecology. 1998; 12: 717-727.
  44. Stanko, M.; Milkisova, D.; De Bellocq, J. G.; Morand, S. Mammal density and patterns of ectoparasite species richness and abundance. Oecologia.2002; 131: 289-295.
  45. Bordes, F.; Blumsteins, D. T.; Morand, S. Rodent sociality and parasite diversity. Biology Letters. 2007; 3: 692-694.
  46. García L., Suárez F., Fernández Yolanda E. Caracterización y control de especies de pulgas de importancia veterinaria para la salud animal y pública. Rev. electrón. vet. Cuba. 2010; 11(6).

47. Cox, F. Modern Parasitology. Blackwell Scientific Publication. U. K. 1993.
48. 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.
49. Blanco, J.C. Mamíferos de España. Ed. Geoplaneta, Barcelona. 1998(2); 383 pp.
50. Timm, R. M. Norway rats. In: Hynstrom, S. E., Timm, R. M. & Larson, G. E.(Eds), Prevention and control of wildlife damage, California. 1994; (1) 105 - 120.
51. 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.
52. 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.
53. Kuris, A. M.; Blaustein, A. R; Alio. J. J. Host as islands. Am. Nat. 1980; 116: 570- 586.
54. Alarcón Mauricio. E. Sifonapterofauna de tres especies de roedores de Concepción, VIII Región – Chile. Programa de Magister en Ciencias mención Zoología. Universidad de Concepción. Guyana. 2003; 67: 16- 24.
55. MacArthur, R. H. Geographical ecology: patterns in the distribution of species. Princeton University Press; 1972.

56. 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.
57. 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.
58. 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
59. 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.
60. Gregoy, R. D.; Keymer, A. E.; Harvey, P. H. Helminth parasite richness among vertebrates. *Biodiversity Conservation*. 1996; 5: 985- 997.
61. 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.
62. Clark María. Los valores P y los intervalos de confianza: ¿En qué confiar? *Rev. Panam. Salud Publica/Pan Am J Public. Health*. 2004; 15(5): 1-4.
63. 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

64. 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.

## ANEXOS

Cuadro 1. Clasificación de las principales enfermedades transmitidas por *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*

Tipo	Enfermedad	Agente etiológico	Reservorio	Vector
<b>Bacterianas</b>	Peste	<i>Yersinia pestis</i>	<i>Rattus rattus</i> y <i>Rattus norvegicus</i>	Vector: pulga ( <i>Xenopsylla cheopis</i> )
	Tularemia	<i>Francisella tularensis</i>	<i>Microtus spp</i> , <i>Zibethicus</i>	Vector: garrapatas, pulgas
<b>Rickettsiosas</b>	Tifu murino	<i>Rickettsia typhi</i>	<i>Rattus spp.</i>	Vector: pulga ( <i>Xenopsylla cheopis</i> )
	Rickettsiosis vesiculosa	<i>Rickettsia akari</i>	<i>Rattus</i> , <i>Microtus</i> , <i>Mus musculus</i>	Vector: ácaros ( <i>Lyponyssoide sanguineus</i> )

Fuente: Elaboración propia

Cuadro 2. Clasificación taxonómica de los ectoparásitos en ratas

Phylum Arthropoda			
Clase	Orden	Suborden	Género y Especie
Hexápoda	Phthiraptera	Anoplura	<i>Polyplax serrata</i>
			<i>Polyplax spinulosa</i>
			<i>Hoplopleura acanthopus</i>
			<i>Hoplopleura captiosa</i>
			<i>Hoplopleura pacifica</i>
		Mallophaga	<i>Gyropus ovalis</i>
	<i>Gliricola porcelli</i>		
	Siphonaptera		<i>Trimenopon hispidum</i>
			<i>Xenopsylla cheopis</i>
			<i>Leptosylla segnis</i>
Arachnida	Acarina	Mesostigmata	<i>Nosopsyllus fasciatus</i>
			<i>Dermanyssus muris</i>
			<i>Trixascaurus caviae</i>
			<i>Lyponyssoide sanguineus</i>
			<i>Echinolaelaps echidninus</i>
			<i>Ornithonyssus bacoti</i>

Fuente: Elaboración propia.

## LISTA DE IMÁGENES

Imagen 1.-Características morfológicas de *Rattus norvegicus* (Fuente: propia)



Imagen 2.- Diferencias de excrementos de rata negra y noruega (Fuente: OMS, 1974)

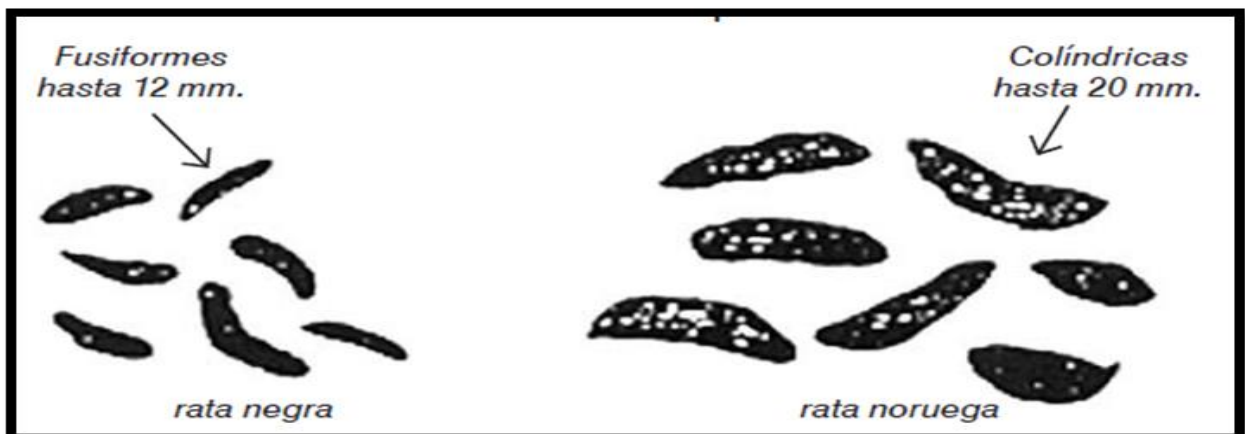


Imagen 3.- Características morfológicas de *Rattus rattus* (Fuente: OMS, 1974)





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

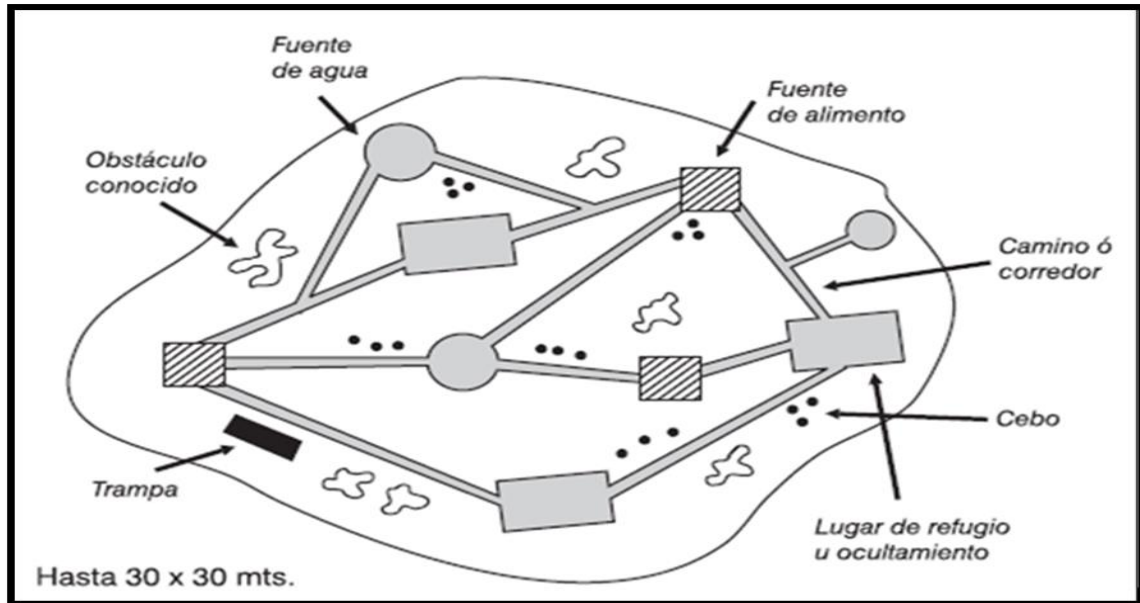


Imagen 5.- Morfología externa de una pulga

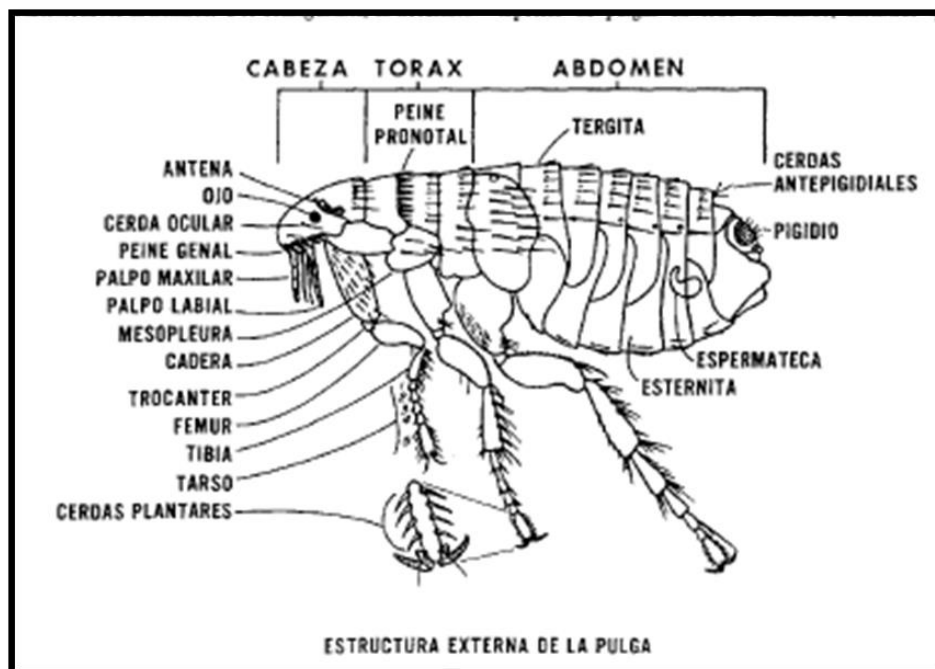


Imagen 6.- Morfología de la cabeza de diferentes pulgas de interés

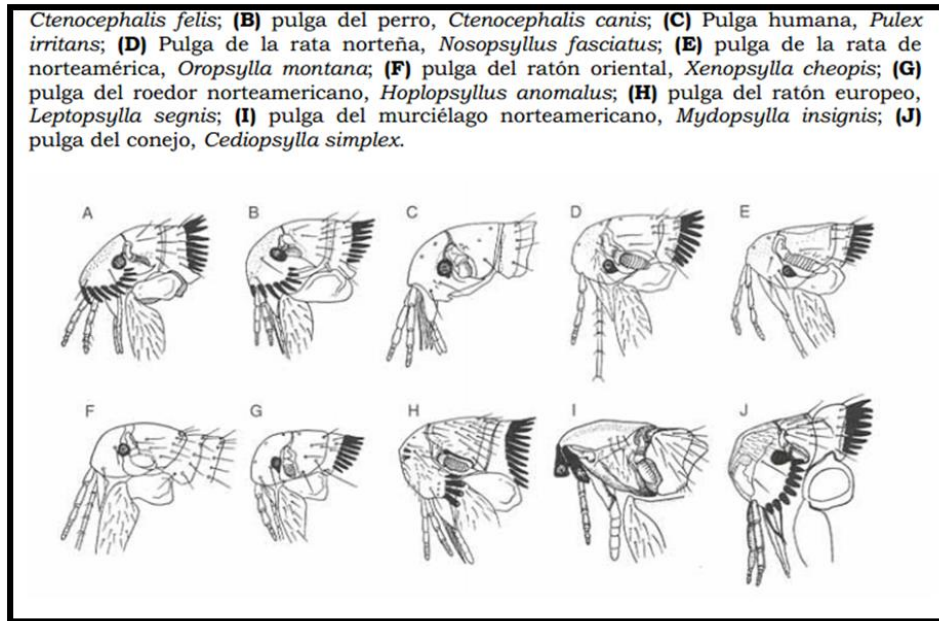


Imagen 7. Pulga de *Xenopsylla cheopis*. (Fuente: propia)



Imagen 8. Pulga *Ctenocephalides canis*.



Imagen 9. Acaro *Ornithonyssus bacoti*. (Fuente: propia)



Imagen 10. Seguimiento y localización de Trampas de Captura Tomahawk en la granja (Fuente: Propia)

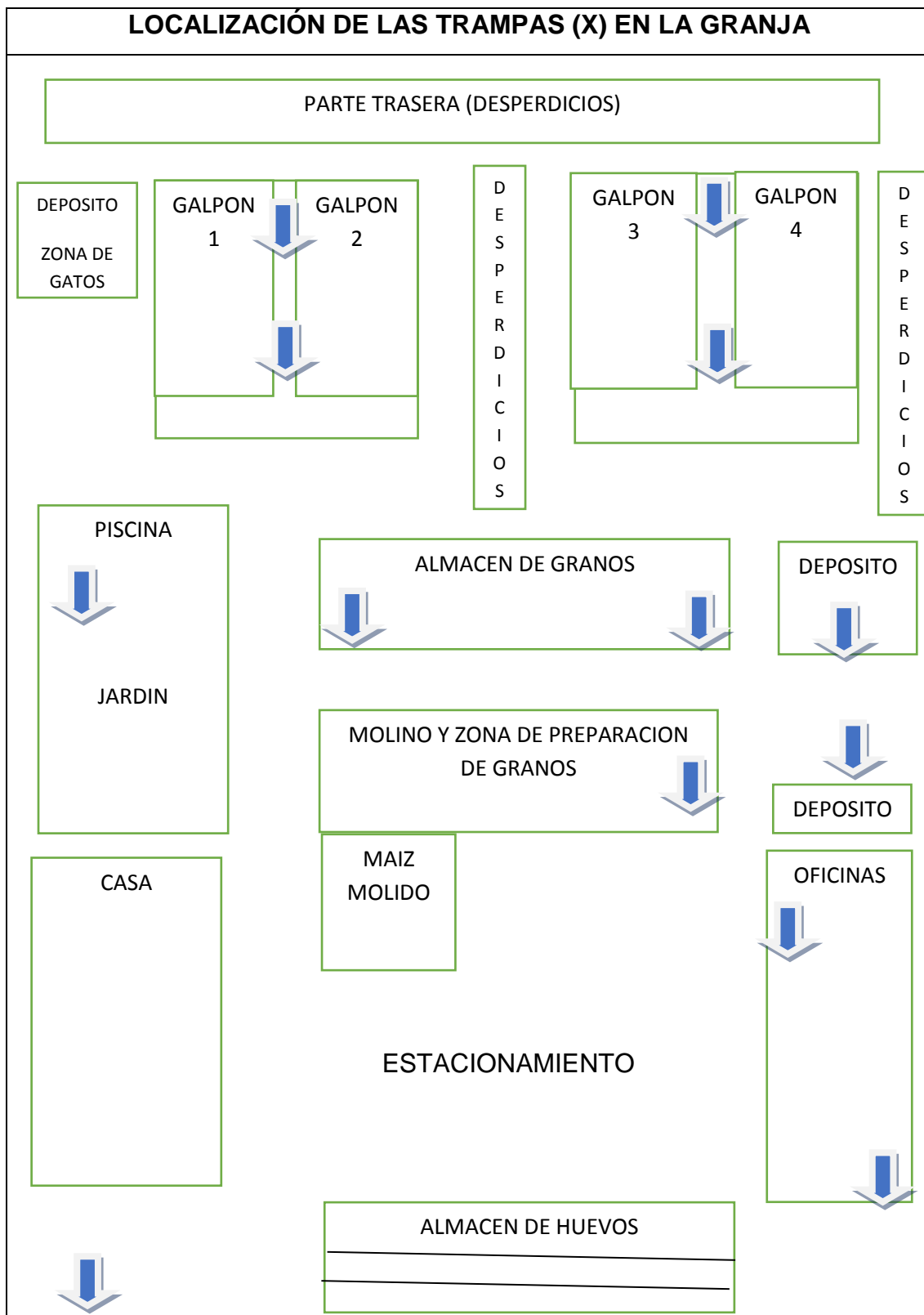

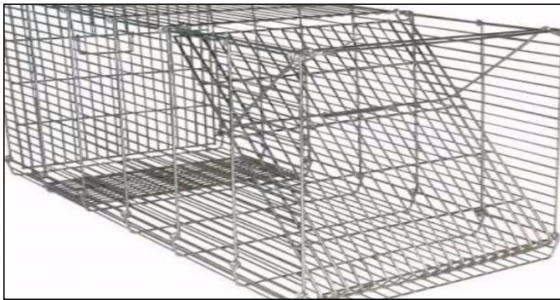


Imagen 11.- Medidas de Bioseguridad para la manipulación de animales (Fuente: Mills)

<b>Medidas de Bioseguridad</b>	
<b><u>Ambiente abierto</u></b>	<b><u>Ambiente cerrado</u></b>
<p>Usar pantalón largo, camisa manga larga u overol o mandil, medias, calzado cerrado (zapatillas o botas de goma).</p> <p>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.</p>	<p>Usar pantalón largo, camisa manga larga u overol o mandil, medias, calzado cerrado (zapatillas o botas de goma).</p> <p>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.</p> <p>Usar protección respiratoria y ocular</p>

Imagen 12.- Ventajas y desventajas de la trampa Tomahawk (Fuente: propia)

<b>Tipo de trampa Tomahawk</b>	
	
<b><u>Ventaja</u></b>	<b><u>Desventaja</u></b>
<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>Al ser de rejilla fácilmente si no hay cuidado podrían mordernos.</p>

<b>FICHA DE REGISTRO:</b>		<b>ROEDOR: CODIGO</b>					
<b>DISTRITO:</b>							
<b>TIPO DE GRANJA: TECNIFICADA</b>	<input type="checkbox"/>	<b>NO TECNIFICADA</b>					
<input type="checkbox"/>							
<b>RESPONSABLE:</b>	Fecha de trapeo: _____ Fecha de captura: _____ Fecha de disección: _____						
<b>LOCALIZACIÓN DE TRAMPAS</b>							
<b>ÁREA DE LA GRANJA:</b>							
<b>DATOS DEL ROEDOR</b>	<b>ESPECIE</b>	<b>SEXO</b>			<b>EDAD</b>		
	Rattus rattus	Macho	Hembra	Inmaduro	Juvenil	Adulto	
	Rattus norvegicus						
<b>MEDICIONES: IDENTIFICACIÓN</b>							
<b>LONGITUD DE CUERPO:</b>				<b>LONGITUD DE COLA:</b>			
							<b>PESO:</b>

<b>EXAMEN EXTERNO</b>	<b>ECTOPARASITOS</b>
<b>PIEL Y ABERTURAS</b>	<b>ESTADO NUTRICIONAL</b>
<b>GLANDULA MAMARIA</b>	
<b>OBSERVACIONES</b>	

<b>IDENTIFICACION DE LESIONES EN LA PIEL – TOMA DE MUESTRAS</b>
---

**Imagen 13- Ficha de registro y colección de muestras en roedores de la granja rural (Fuente: propia)**

Imagen 14.- Ficha de registro de cada parámetro morfobiométricos por Categoría I y Categoría II de las ratas examinadas

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	
96	19	20	500	1.6	6.2		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	