



*A mi padre Eleuterio Lizaraso Rivas por su invaluable apoyo, ternura y cariño que siempre me ha ofrecido.*

*A mi madre Guillermina Oré Cisneros por haberme dado la vida y ser el tesoro más preciado del mundo.*

*A mis hermanos Alex y Angelo por su comprensión, cariño y apoyo durante todos estos años.*

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco a Dios por estar siempre a mi lado y apoyarme en los momentos más difíciles de mi vida.

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga prestigiosa alma mater, a la Facultad de Ciencias Agrarias y en especial a la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria por acogerme en sus aulas.

A mis docentes de la Escuela de Medicina Veterinaria por sus sabias enseñanzas, paciencia, dedicación y su amistad desde mis inicios como estudiante. Un eterno y profundo agradecimiento a cada uno de ellos en sus diferentes especialidades.

A mis grandes amigos Zhenia, Lisbeth, jhonathan, Mijhail entre otros; que siempre están en mi vida en las buenas y malas.

A mi asesora M.V.Z. Magaly, Rodríguez Monje por su gran apoyo en la realización del presente trabajo y a los miembros del jurado por sus sugerencias.

Al Blgo: Reynan Condor por su apoyo incondicional en la realización de la parte estadística del presente trabajo de investigación.

## ÍNDICE GENERAL

	<b>Pág.</b>
Dedicatoria.....	i
Agradecimiento.....	ii
Índice general.....	iii
Índice de tablas.....	v
Índice de figuras.....	vi
Índice de anexos.....	vii
Resumen.....	01
Introducción.....	03
<b>CAPITULO I MARCO TEÓRICO.....</b>	<b>05</b>
1.1 Antecedentes.....	05
1.2 Definición de áreas verdes.....	07
1.3 Enfermedades zoonoticas.....	08
1.4 Toxocariosis.....	11
1.5 Ancylostomiasis.....	19
1.6 Dipilidiosis o dipilidiasis.....	24
1.7 Tricuriasis o trichuriasis.....	28
1.8 Teniasis.....	30
<b>CAPITULO II METODOLOGÍA.....</b>	<b>35</b>
2.1 Lugar de ejecución.....	35
2.2 Duración del trabajo.....	35
2.3 Lugar de procesamiento laboratorial de muestras.....	35
2.4 Población y muestra.....	35
2.5 Materiales y equipos.....	37
2.6 Metodología/procedimiento.....	38
2.7 Análisis de datos.....	39
<b>CAPÍTULO III RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>41</b>
3.1 Nivel de contaminación de las áreas verdes de la ciudad universitaria con huevos de parásitos de importancia zoonótica.....	41
3.2 Identificación de especies de parásitos zoonóticos en las áreas verdes de la ciudad universitaria.....	44

3.3 Contaminación por parásitos zoonóticos según el mantenimiento de las áreas verdes.....	48
CONCLUSIONES.....	52
RECOMENDACIONES.....	53
REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA.....	54
ANEXOS.....	58

**ÍNDICE DE TABLAS**

	<b>Pág.</b>
Tabla 3.1 Niveles de contaminación de áreas verdes de la Ciudad Universitaria	41
Tabla 3.2 Porcentaje total de áreas verdes contaminados con huevos de parásitos de importancia zoonótica.....	42
Tabla 3.3 Especies de parásitos zoonóticos encontrados en las áreas verdes...	43
Tabla 3.4 Porcentaje de parásitos ausentes y presentes en las áreas verdes de la Ciudad Universitaria.....	45
Tabla 3.5 Porcentaje de huevos de parásitos encontrados en cada área verde de la Ciudad Universitaria y su respectivo nivel de contaminación.....	47

**ÍNDICE DE FIGURAS**

	Pág.
Figura 3.1 Niveles de contaminación de áreas verdes de la Ciudad Universitaria	41
Figura 3.2 Porcentaje total de áreas verdes contaminados con huevos de parásitos de importancia zoonótica.....	42
Figura 3.3 Especies de parásitos zoonóticos encontrados en las áreas verdes...	45
Figura 3.4 Porcentaje de parásitos ausentes y presentes en las áreas verdes de la Ciudad Universitaria.....	46
Figura 3.5 Contaminación por parásitos zoonóticos según el mantenimiento de las áreas verdes.....	48
Figura 3.6 Contaminación por parásitos zoonóticos de acuerdo a la presencia o ausencia de cercos perimétricos.....	50

**ÍNDICE DE ANEXOS**

	Pág.
Anexo 1	Ficha utilizada para recoger y procesar información del presente trabajo de investigación..... 59
Anexo 2	Puntos de muestreo en áreas verdes de la ciudad universitaria..... 60
Anexo 3	Recolección de muestras..... 61
Anexo 4	Análisis de muestra..... 62
Anexo 5	Observaciones microscópicas..... 63
Anexo 6	Observaciones macroscópicas..... 66
Anexo 7	Base de datos..... 67
Anexo 8	Información de mantenimiento y cercos..... 68
Anexo 9	Tablas estadísticas cruzadas..... 69
Anexo 10	Matriz de consistencia..... 71



**LISTA DE ABREVIATURAS**

<b>LMV</b>	: Larva migrans visceral.
<b>LMO</b>	: Larva migrans ocular.
<b>LMC</b>	: Larva migrans cutánea.
<b>MG/KG/P.V</b>	: Miligramo por kilogramo de peso vivo.
<b>IM</b>	: Vía intramuscular.
<b>SC</b>	: Vía subcutánea.
<b>PI</b>	: Post infección.
<b>L2</b>	: Segundo estadio larvario.
<b>L3</b>	: Tercer estadio larvario

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó en el Laboratorio de parasitología de la E.P. Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga, Provincia de Huamanga, Región de Ayacucho entre los meses de Marzo a Junio del 2017, cuyas muestras fueron colectadas de la 24 áreas verdes existentes en la ciudad Universitaria con el objetivo de evaluar el nivel de contaminación de las áreas verdes de la Ciudad Universitaria con huevos de parásitos de importancia zoonótica, identificar las especies de parásitos y su relación con el mantenimiento. Para la colección de las muestras se empleó el muestreo sistemático de la “W” al azar, se tomaron muestras de tierra y césped las cuales fueron procesadas por el método de flotación y observadas en microscopio, siendo positiva el área verde que al menos presente un huevo de parásito zoonótico. Para el análisis de los datos se usó la estadística descriptiva con gráficos, porcentajes y la prueba exacta de Fisher. Obteniéndose los siguientes resultados, 42% áreas verdes (10/24) presentan un nivel de contaminación leve, 33% áreas (08/24) un nivel de contaminación moderado, 4% áreas (1/24) un nivel de contaminación alto y 5 áreas verdes libres de huevos de parásitos zoonóticos. El 79.2% de áreas verdes se encuentran contaminados. Las especies de parásitos zoonóticos encontrados fueron: *Giardia spp* (3.81%), *Toxocara canis* (40%), *Toxascaris leonina* (5.71%), *Ancylostoma caninum* (32.38%), *Uncinaria stenocephala* (4.76%), *Trichuris vulpis* (4.76%), *Diphylidium caninum* (4.76%), *Taenia spp* (3.81%).

El área verde de Plantas y Jugos fué quien reportó mayor presencia de huevos de parásitos (13.3%), seguido de la Biblioteca General con (9.5%). Así mismo la contaminación según el mantenimiento, indica que hubo 19 áreas con presencia a huevos de parásitos, (18 con buen mantenimiento y 1 con mal mantenimiento) y 5 áreas verdes ausentes (3 con buen mantenimiento y 2 con mal mantenimiento).

**Palabras claves:** Contaminación de áreas verdes, parásitos zoonóticos.



## INTRODUCCIÓN

Las áreas verdes de parques y plazas públicas son las que representan «áreas de riesgo» o áreas donde las personas tienen un mayor contacto con elementos parasitarios presentes en la materia fecal de perros callejeros o perros cuyos propietarios los llevan para que defecuen en esos lugares (Salinas *et al.*,1987).

El elevado número de perros callejeros, así como la ausencia de una tenencia responsable de mascotas y de una legislación adecuada en la eliminación de excretas en lugares públicos son causantes de la contaminación de estas áreas verdes (López, 2006).

La contaminación de áreas verdes con huevos de parásitos, constituye uno de los factores epidemiológicos fundamentales en la transmisión del parásito, esta infección humana se produce cuando los huevos son ingeridos accidentalmente a partir de estos suelos contaminados, ya sea por geofagia, por manos mal lavadas y por oncofagia (Guevara, 2005).

Diversos parásitos que utilizan al perro como hospedador definitivo pueden transmitirse al hombre ocasionándole distintas enfermedades. Entre éstas se encuentran el síndrome de larva migrans visceral (LMV) y larva migrans ocular (LMO) producidas por *Toxocara canis*; síndrome de larva migrans cutánea originada por *Ancylostoma braziliense*, *Ancylostoma caninum* y *Uncinaria stenocephala*, Trichuriasis ocasionada por *Trichuris vulpis*, Equinococcosis, cuyo agente etiológico es *Echinococcus granulosus* (Pereira, 1991).

Por tal motivo nos planteamos los siguientes objetivos:

**Objetivo general**

Evaluar el nivel de contaminación de las áreas verdes de la Ciudad Universitaria con huevos de parásitos de importancia zoonótica, Ayacucho – 2017.

**Objetivos específicos**

- a) Identificar las especies de parásitos zoonóticos en las áreas verdes de la Ciudad Universitaria.
- b) Establecer en qué medida el mantenimiento de las áreas verdes influyen en la presencia de parásitos.

## CAPITULO I

### MARCO TEÓRICO

#### 1.1 ANTECEDENTES

**Guevara (2005)** Realizó un trabajo de investigación sobre la “Contaminación de Parques Públicos de la Ciudad de Ayacucho con huevos de *Toxocara spp.* y su repercusión en la Salud Pública”.

Menciona que el 56.0% de parques públicos de la ciudad se encuentran contaminados con huevos de *Toxocara spp.* y encontrándose así tipos de parásitos y asociaciones parasitarias como 20.0% de *Coccideos*, 16.9 % de *Toxocara canis* + *Echinococcus granulosus* + *Ancylostoma caninum* y 15.4 % de *Spirocerca Lupi* los cuales se comportan como las principales vías de transmisión de parásitos al hombre. El 100% de parques del distrito de Jesús Nazareno, el 66.7% de parques del distrito de San Juan Bautista y el 50% de parques del distrito de Ayacucho se encuentra contaminados por *Toxocara spp.* Relacionado a la infraestructura perimétrica de los parques y la presencia de *Toxocara spp.* halló que de 19 parques con cercos muestreados 11 resultaron contaminados y de 06 parques sin cercos perimétricos muestreados, 03 fueron positivos.

**Nolasco (2002)** Realizó un trabajo de investigación sobre la “Incidencia de *Ancylostoma caninum* y *Toxocara canis* en los distritos de Ayacucho, San Juan Bautista y Carmen Alto”, mostrando la existencia parasitaria en Carmen Alto con 80.8 %, San Juan Bautista 67.2% y Ayacucho con 52.7% llegando a una incidencia general de 57.03 %.

**Rodas (2011)** Estudió la “Presencia de huevos de *Toxocara spp.* en Parques Públicos de la Ciudad de Andahuaylas, San Jerónimo y Talavera de la Reyna”, con una mayor

prevalencia en las ciudades de Talavera y San Jerónimo de huevos de *Toxocara spp* con 75% de positividad, seguido de los parques de la ciudad de Andahuaylas con 66.67% sin diferencia estadística significativa. De acuerdo a la estructura perimétrica se encontró que, del total de parques con cerco muestreados, San Jerónimo presentó el mayor porcentaje con 50% de contaminación con huevos de *Toxocara spp* y de los parques sin cerco muestreados, el 75% de positividad presentaron los parques de Talavera de la Reyna, sin diferencia estadística significativa. La mayor cantidad de huevos de parásitos encontrados fueron *Ancylostoma caninum* y *Toxocara canis* en Talavera de la Reyna, *Diphylidium caninum* y *Toxocara canis* en la ciudad de Andahuaylas y *Echinococcus granulosus*, *Ancylostoma caninum* y *Toxocara canis* en la ciudad de San Jerónimo. Según el estado de conservación de los parques, en Talavera de la Reyna se encontró el mismo porcentaje con 25% de positividad a huevos de *Toxocara spp* en parques bien, medianamente y mal conservados; En Andahuaylas, el mayor porcentaje fue en parques bien conservados, seguido de los medianamente conservados con 56%,10.67% respectivamente, en los parques mal conservados no hubo presencia de huevos de *Toxocara spp*. al análisis estadístico se encontró diferencia estadística.

**Vivanco (2011)** en su tesis “Parques Públicos de la Ciudad de Huanta contaminados con huevos de *Toxocara Spp*”, determinó que, de los 12 parques muestreados en la ciudad de Huanta, se encontró 11 positivos (91.7%) y un parque negativo (8.3%), al análisis estadístico presentaron diferencia significativa. Los huevos de los parásitos más frecuentes fueron *Spirocerca lupi* (26.9%), *Diphylidium caninum* (21.3%) y *Toxocara canis* (20.4%). De los 11 parques positivos a huevos de *Toxocara spp*, 3 estuvieron con cerco perimétrico (25%), y 8 parques positivos estuvieron sin cerco perimétrico (66.7%). El análisis estadístico indica que la presencia de *Toxocara spp* es independiente al cercado de los parques de Huanta. Según el estado de conservación de los parques, de 11 positivos 5 corresponden a parques mal conservados con 41.7%, seguido 4 parques medianamente conservados con 33.3% y luego 2 parques mal conservados con 16.7%. El análisis estadístico indica que la presencia de *Toxocara spp* es independiente al estado de conservación de los parques de Huanta.

**Oras (2012)** estudió la “Presencia de huevos de *toxocara spp.* en Parques Públicos del distrito de Ayacucho”. Entre los resultados de los 28 parques muestreados, 4 parques mostraron 1 huevo (12.50%), 4 parques con 2 huevos (25%), 5 parques con 3 huevos (37.50%), 3 parques con 4 huevos (50%), 1 parque con 5 huevos (62.50%), 2 parques con 6 huevos (75%) y 1 parque con 8 huevos (100%). Se comprobó que 20 parques (71%) se encuentran contaminadas con huevos de *Toxocara spp.*, de los cuales 17 parques en grado leve, 2 parques en grado moderado y 1 parque en grado alto, no existiendo relación significativa del grado de contaminación de los parques con el mantenimiento, cercanía a los centros de abasto y según presencia o ausencia de cercos perimétricos.

## **1.2 DEFINICIÓN DE ÁREAS VERDES**

Según la Comisión Nacional de Medio Ambiente define área verde como los espacios urbanos o de periferia a éstos, predominantemente ocupados con árboles, arbustos o plantas, que pueden tener diferentes usos ya sea cumplir funciones de esparcimiento, recreación, ecológicas, ornamentación, protección, recuperación y rehabilitación del entorno, o similares (Conama, 2002).

### **1.2.1 Importancia de las áreas verdes**

Las áreas verdes aseguran múltiples beneficios sociales y ambientales para los residentes urbanos, se debe tener presente que el efecto que tengan las áreas verdes en el cumplimiento de los beneficios sociales como recreación y esparcimiento al aire libre, dependerá de la propiedad de éstas, así, un área verde privada tendrá un efecto evidente en la purificación del aire y atenuación del ruido, pero sólo un efecto limitado en relación al esparcimiento de las personas y en la comunidad; en cambio, al ser de carácter público, da a toda la comunidad la posibilidad de esparcimiento (Enríquez y Tuma, 1985).

Dentro de las áreas verdes públicas según el objetivo de esparcimiento y recreación con que cumplen, se distinguen por una parte aquellas áreas verdes que están inmersas en el tejido urbano como son por ejemplo las plazas y plazuelas que cumplen con objetivos cotidianos de esparcimiento y tienen un pequeño radio de acción; por otra parte se distinguen las áreas verdes intercomunales, como son los grandes centros de



recreación y esparcimiento de carácter metropolitano, hacia donde las personas se dirigen para pasar medio día o más (Enríquez y Tuma, 1985).

### **1.3 ENFERMEDADES ZOONOTICAS**

#### **1.3.1 Giardiasis**

La giardiasis es una infección causada por un protozooario flagelado que puede afectar al hombre y a diversas especies de animales (Acha y Szyfres, 1986).

##### **1.3.1.1 Biología de *Giardia Spp.***

Es un protozooario flagelado, cuyo ciclo vital comprende a los trofozoítos en la etapa vegetativa y a los quistes en la etapa de transmisión. Los trofozoítos son piriformes, de 10  $\mu\text{m}$  a 19  $\mu\text{m}$  de largo, 5  $\mu\text{m}$  a 12  $\mu\text{m}$  de ancho y de 2  $\mu\text{m}$  a 4  $\mu\text{m}$  de espesor, y los quistes son ovoides de 7  $\mu\text{m}$  a 10  $\mu\text{m}$  por 8 a 13  $\mu\text{m}$  (Acha y Szyfres, 2003).

##### **1.3.1.2 Ciclo biológico**

El hospedero infectado elimina el quiste de *Giardia* al medio ambiente con las heces y el hospedero susceptible contrae la infección por la ingestión de estos con alimentos y agua contaminados o por contacto fecal oral. (Atías y Neghme, 1991).

Después de enquistarse el parásito duplica sus órganos, de tal manera que el quiste maduro posee cuatro núcleos, cuatro cuerpos medianos y ocho flagelos. La división del citoplasma no ocurre hasta que el parásito se desenquista. El quiste sale del huésped en las heces y puede sobrevivir por más de dos meses en agua a 8 °C y alrededor de un mes a 21 °C. Sin embargo, los quistes son sensibles a la desecación, el congelamiento y la luz solar, y relativamente sensibles a los desinfectantes comunes; las soluciones de amonio cuaternario recomendadas para la desinfección del ambiente los matan en un minuto a 20 °C, pero las concentraciones normales de cloro en el agua de bebida no los afectan. El quiste maduro es el elemento infectante para un huésped nuevo. Una vez ingerido, el parásito se desenquista en el duodeno, se divide y empieza a multiplicarse regularmente (Acha y Szyfres, 2003).

### 1.3.1.3 Patogenia y lesiones

Cuando los quistes de *Giardia Spp.* ingeridos alcanzan el estómago el jugo gástrico disuelve su envoltura y se liberan los trofozoitos. Estos se localizan en el duodeno y yeyuno y a veces penetran submucosa. Si las condiciones son adversas las forman vegetativas se enquistan y se eliminan por las heces (Quevedo y col, 1990).

*Giardia Spp* contiene en su membrana unas moléculas denominadas lectinas, las cuales son activadas por la secreción duodenal y pancreática (proteasas, principalmente la tripsina). La activación de las lectinas confiere a la *Giardia Spp* la capacidad de adherirse a las microvellosidades del duodeno para luego multiplicarse (Frisancho, 1993).

Si la infección es asintomática el daño histológico es mínimo, pero si el cuadro es severo y cursa con mala absorción se observa que *Giardia Spp* no invade el epitelio, sino que se adhiere a las microvellosidades originando aplanamiento difuso del borde en cepillo, atrofas de las vellosidades e incremento del infiltrado celular de la lámina propia dando una configuración anormal de vellosidades intestinales además bajo la microscopía electrónica se observan alteraciones del epitelio intestinal tanto a nivel de microvellosidades como en el citoplasma. Así la célula dañada es eliminada al lumen intestinal con lo que se acelera la velocidad del recambio celular y la repoblación con células predominantemente inmaduras desde el punto de vista enzimático y de transporte todo ello conlleva a un síndrome de malabsorción, que afecta a lípidos, hidratos de carbono y prótidos. (Atías y Neghme, 1991).

### 1.3.1.4 Signos y síntomas

En caninos el periodo prepatente de la infección por *Giardia Spp* varía de 5 a 14 días (promedio alrededor de ocho días). El inicio de la enfermedad cuando sucede precede en uno o dos días a la eliminación de quistes. La presentación clínica evidente es rara en perros, existiendo muchos individuos infectados pero asintomáticos. En cachorros o animales muy jóvenes tiende a haber diarrea aguda poco después de la infección; en perros de mayor edad, tal vez sea aguda y por corto tiempo. Los cachorros experimentan un crecimiento poco vigoroso debido a la mala absorción de nutrientes.

En general puede apreciarse a un animal que pierde peso aún con buen apetito y adecuada ingestión de alimentos. Con frecuencia las heces son blandas o diarreicas de mal olor, pálidas, con presencia de mucus y esteatorréicas. Aunque es posible observar quistes de *Giardia Spp* y trofozoitos en las heces de perros con diarrea, no es probable que el microorganismo sea la única causa de diarrea. La giardiasis no produce por si misma fiebre ni émesis (Faubert, 2000).

#### **1.3.1.5 Diagnóstico**

Por lo general, el diagnóstico se establece por el hallazgo de los parásitos en las heces del paciente. Los quistes predominan en las heces formadas y los trofozoítos predominan en las heces diarreicas (Acha y Szyfres, 2003).

#### **1.3.1.6 Tratamiento y control**

El control está dirigida a evitar la diseminación en la naturaleza de los quistes de *Giardia Spp* lo que depende del grado de saneamiento ambiental (Atías y Neghme, 1991).

Como los quistes de *Giardia.Spp* perduran mucho tiempo en el agua, se deben proteger las fuentes de abastecimiento público de agua contra la contaminación por materia fecal humana y animal (Acha y Szyfres, 2003).

#### **1.3.1.7 Distribución geográfica e incidencia**

La giardiasis es endémica en todo el mundo, la incidencia del parásito es variable pues diversos estudios manifiestan prevalencias que van desde 4% a 90% de la población (Cordero, 1999).

Un trabajo de investigación sobre las enteroparasitosis en 3099 personas de comunidades del valle del Mantaro determinó que 20,1% de las muestras fecales del grupo eran positivas a *Giardia Spp*, siendo el grupo etáreo más afectado el comprendido entre los 6 a 15 años (Flores, 1997).

### **1.3.1.8 Importancia en salud pública**

En los individuos sintomáticos, el período de incubación generalmente dura entre 3 y 25 días. La sintomatología consiste sobre todo en diarrea y meteorismo, acompañados con frecuencia por dolor abdominal. La náusea y el vómito se presentan menos a menudo. La fase aguda de la enfermedad dura entre 3 y 4 días. En algunos enfermos la giardiasis puede ser prolongada, con episodios de diarrea recurrente y flatulencia, urticaria e intolerancia a ciertos alimentos (Acha y Szyfres, 2003).

También se presenta una fase crónica donde se agrega adelgazamiento y el síndrome de malabsorción las mismas que remiten y reaparecen (Quevedo y col, 1990).

Además se ha determinado que en humanos la aparición de carencias de nutrición como la malnutrición, anemia ferropénica y carencia de vitamina A, están asociadas con infecciones parasitarias transmitidas por alimento tales como la Giardiasis, ya que la disminución de la ingesta agravada por la pérdida de nutrientes debida a los vómitos, diarrea y malabsorción y fiebre durante un periodo prolongado, induce carencias nutricionales graves para el crecimiento y para el sistema inmunitario de los lactantes y niños pequeños (Motarjemi y col, 1994).

## **1.4 TOXOCARIOSIS**

Es una infección zoonótica cosmopolita causada por nemátodos del género *Toxocara* proveniente de perros y gatos respectivamente (Botero y Restrepo, 1998).

### **1.4.1 Biología de *Toxocara canis*, *Toxocara cati* y *Toxascaris leonina*.**

*Toxocara canis* se encuentra en el intestino delgado del perro, zorros y lobos; el macho mide de 4 a 10 cm por 2 a 2.5 mm de diámetro y la hembra 5 a 18 cm de largo por 2.5 a 3 mm de diámetro. Las hembras de *Toxocara canis* son enormemente prolíficas, pues pueden liberar hasta 200 000 huevos por día, de modo que en las coprologías de cachorros son habituales eliminaciones de varios miles de huevos por gramo de heces, los cuales resisten bien las condiciones del medio y muchos desinfectantes de uso común (Cordero, 1999).

*Toxocara cati* se encuentra en el intestino delgado de gatos y otros felinos silvestres. Los machos miden de 3 a 6 cm y las hembras de 4 a 10 cm. Las espículas son iguales y miden de 36 a 2 mm de largo. Los huevos son esferoides y miden de 65 a 75 micras (Quiroz, 2008).

*Toxascaris leonina*, se encuentra en el intestino delgado de perros y gatos. El macho mide de 3 a 7 cm de largo por 1 mm de diámetro. Las hembras miden de 4 a 12 cm de largo. Los huevos son subsféricos con una envoltura ligeramente punteada, miden de 65 a 75 micras de diámetro (Quiroz, 2008).

#### **1.4.2 Ciclo Biológico de *Toxocara canis***

Las hembras depositan huevos sin segmentar en el intestino delgado, que salen con las heces y son extraordinariamente resistentes, pues permanecen viables desde varios meses hasta más de un año. Las condiciones medioambientales, son especialmente la humedad, temperatura y tensión de oxígeno, influyen en el desarrollo de larvas infectante que pueden durar 2 – 5 semanas. A 26 – 30 °C, e inmersos en agua, el desarrollo del huevo tiene lugar en 9 – 18 días. La fase infectante es la L<sub>2</sub>, que permanece dentro del huevo, después de la primera muda, hasta su ingestión por un hospedador. La liberación de la L<sub>2</sub> se produce en el perro, pero también puede intervenir hospedadores paraténicos (roedores, aves, algunos invertebrados, etc.), en cuyos tejidos se encapsulan y permanecen infectantes (Cordero, 1999).

El ciclo biológico de *Toxocara canis* es complejo, con cuatro posibilidades de infección: directa, mediante la ingestión de huevos embrionados; placentaria o prenatal; galactógena, o por leche materna, y a través de hospedadores paraténicos (Cordero, 1999).

Las larvas que eclosionan del huevo penetran en la mucosa del intestino delgado, pasan a la circulación sanguínea e inician una larga migración intraorgánica de tipo denominado *ascaroides*. A las 24 – 48 horas, llegan al hígado por vía portal. Algunas quedan retenidas en el a causa de reacciones inflamatorias tisulares, otras continúan hacia los pulmones a través de la circulación, pasando por las venas hepáticas y cava posterior, el corazón derecho y la arteria pulmonar (Cordero, 1999).

La L<sub>2</sub> representa el estadio infectante que, tras su llegada a los pulmones, pueden seguir dos vías. La migración traqueodigestiva, que sucede generalmente en cachorros menores de 6 semanas, se inicia al atravesar los alveolos y ascender por el árbol bronquial para ser deglutidas con las secreciones traqueobronquiales y pasar al aparato digestivo. El desarrollo continúa en el estómago y finaliza en el intestino, mudando a L<sub>5</sub>, y alcanzando el estado adulto a las 3 – 5 semanas PI, con la consiguiente eliminación de huevos en las heces. En los perros de más de 6 semanas, la mayor parte de las L<sub>2</sub> que llegan a los pulmones ya no pasan a la luz alveolar, sino que continúan en la circulación y son distribuidas por el organismo (migración somática). Las larvas invaden los pulmones, hígado, riñones, útero, glándulas mamarias, músculos esqueléticos, etc., permaneciendo acantonadas en ellos durante meses y años sin proseguir su desarrollo. Esta migración somática, que cobra más importancia con la edad del perro, también tiene lugar cuando el hombre y otros hospedadores no habituales se infectan con *Toxocara canis* (Cordero, 1999).

En las perras a partir del día 40 – 42 de gestación, las larvas somáticas que permanecen en reposo se activan y movilizan hacia la placenta y glándulas mamarias. El mecanismo principal de infección de los perros por *Toxocara canis* es el transplacentario y en segundo término, el transmamario. Entre el 95.5 % y el 98.5% de los ascáridos intestinales los adquieren los cachorros por vía placentaria (Cordero, 1999).

El estado inmunitario y hormonal determina la reactivación de las larvas tisulares, pasando en su mayor parte a través de la placenta hacia el hígado del feto. Experimentalmente, se ha logrado la movilización de estas larvas empleando la prolactina, hidrocortisona y oxitocina en las perras. Este es un buen ejemplo de un parásito adaptado para explotar el ciclo reproductivo del hospedador y aprovechar los periodos de inmunodepresión (Cordero, 1999).

Pero antes del parto se produce una muda y las L<sub>3</sub> continúan su desarrollo inmediatamente después del nacimiento de los cachorros. Mediante la migración traqueal, como la descrita antes, llegan al intestino donde maduran sexualmente en 3 – 4 semanas. Pueden producirse infecciones prenatales de varias camadas sin que la

perra se infecte de nuevo. Además, con la toma de calostro, las larvas de *Toxocara canis* pasan a la descendencia. Se ha comprobado que cachorros nacidos de madres libres de *Toxocara canis* y criados con perras infectadas, resultaban parasitados en la quinta semana de lactación. La eliminación de larvas por leche, que se inicia inmediatamente después del parto, alcanza el máximo en la segunda semana y luego decrece paulatinamente. Se estima que esta vía supone 1.5 – 4.5% de la carga parasitaria total del cachorro. Este modo de infección no conlleva migración intraorgánica, pues las larvas se desarrollan directamente hasta adultos en el intestino (Cordero, 1999).

Los perros, zorros y lobos pueden adquirir la infección al depredar hospedadores paraténicos (roedores, aves, etc.), en cuyo caso tampoco se ha demostrado migración intraorgánica, de modo que el desarrollo de los adultos tiene lugar en el intestino en unas 4 – 5 semanas. Las perras que se reinfectan en la última fase de la gestación o de la lactación, contribuyen directamente a la infección de los cachorros lactantes y con ello, tras un periodo de prepatencia de 4 – 5 semanas, contaminan el medio (Cordero, 1999).

Los huevos de *Toxocara canis* salen con las heces y se dispersan en condiciones óptimas de temperatura, humedad y oxígeno se desarrolla la 2da larva. Las larvas son capaces de infestar huéspedes accidentales como ratas, ratones, cuyes, conejos, ovinos, caprinos, bovinos, pollos, palomas, cerdo y el hombre, en donde dan lugar a la *larva migrans visceral*, hígado, pulmón, riñones, cerebro. Todos esos huéspedes actúan como transportadores. La supervivencia de las larvas somáticas se prolonga largo tiempo. Cuando perros y zorras ingieren tejidos que contienen la segunda larva, esta se libera en el intestino y llega al estado adulto. La eliminación de los huevos ocurre en alrededor de 30 días (Quiroz, 1994).

### **1.4.3 Ciclo biológico de *Toxocara cati***

Los gatos se infestan al ingerir huevos con la segunda larva; esta eclosiona en el estómago algunas veces permanece en la pared otras pasan al hígado, pulmón y tráquea y regresan al estómago. Algunas larvas se introducen en la mucosa gástrica, otras se encuentran en el lumen intestinal. Otras larvas a nivel pulmonar regresan al corazón y

son lanzadas a la circulación general, quedando como larvas erráticas en diferentes tejidos. La mayoría de las larvas que se encuentran en la pared del estómago corresponden a la tercera larva y las que están libres en el lumen intestinal corresponden a la cuarta larva. Algunos animales actúan como huéspedes transportadores cuando ingieren huevos con la segunda larva, estos incluyen lombrices, cucarachas, pollos, cerdos, perros, ratones y el hombre, en donde la segunda larva emigra a diferentes tejidos en donde se encapsula. Los gatos llegan a infestarse por ingestión de tejidos de estos huéspedes, caso en el que los ratones tienen el papel más importante. En los gatos la segunda larva no realiza migración hepatopulmonar, únicamente permanece días en la mucosa gástrica.

Este ciclo difiere del anterior en que no hay infestación prenatal o transplacentaria (Quiroz, 2008).

#### **1.4.4 Ciclo biológico de *Toxascaris leonina***

Los huevos salen con las heces, después de un periodo de incubación exógena se desarrolla la segunda larva dentro del huevo. La infestación es por vía oral, la larva eclosiona y migra por la pared intestinal y su contenido, realiza sus mudas y llega al estado adulto. El periodo prepatente en gatos es de 74 días, aunque los parásitos adultos pueden encontrarse ya a los 28 días después de la infestación.

Cuando los huevos infestantes de *Toxascaris leonina* son ingeridos por ratones, la segunda larva eclosiona en el intestino, pasa a varios órganos; tales como hígado, pulmón y músculos de la cabeza y cuello, así como tejido retro-peritoneal y perirrectal en donde se encapsulan. El ulterior desarrollado de la tercera larva está determinado por la ingestión o depredación por parte de perros y gatos. Cuando esto sucede, la larva se libera en el intestino, hay migración y desarrollo en la pared intestinal, luego su madurez en el lumen, no hay infestación prenatal por *Toxascaris leonina*.

#### **1.4.5 Patogenia y lesiones**

En las infecciones graves la fase pulmonar de la migración larvaria está asociada con neumonía, que se acompaña algunas veces por edema pulmonar; los vermes adultos causan enteritis mucoide, puede haber oclusión parcial o completa del intestino y en



raras ocasiones, perforación con peritonitis u obstrucción de los conductos biliares (Urquhart y col., 2001).

Proviene por las migraciones larvarias y de su localización en diferentes tejidos y órganos. Ejercen acción traumática, acompañada de la mecánica obstructiva a su paso por la pared intestinal, hígado, pulmones, con ruptura de capilares y alveolos. Es difícil concretar la acción exfoliadora que es histófaga y sobre líquidos tisulares y lo mismo sucede con la antígena, ejercida por medio de sustancias liberadas con las mudas de las larvas, que puede tener efectos positivos o negativos en caso de reacciones anafilácticas.

Los ascáridos juveniles y adultos en su fase intestinal ocasionan también acciones mecánica, irritativa y obstructiva, que pueden interferir el tránsito y la digestión normal de los alimentos. La acción expoliadora selectiva la ejercen sobre los nutrientes como vitaminas, prótidos o hidratos de carbono, lo que supone competencia con el hospedador y contribuye al deterioro de su nutrición (Cordero, 1999).

#### **1.4.6 Signos y síntomas**

Tanto en las infecciones leves como en las moderadas, no hay signos clínicos durante la fase pulmonar de migración larvaria. Los adultos en el intestino pueden causar inflamación abdominal, con retraso del crecimiento y ocasionalmente diarrea. Algunas veces vomitan vermes enteros o se eliminan en las heces (Urquhart y col., 2001).

Algunos clínicos han atribuido convulsiones nerviosas a la toxocarosis, pero aún hay desacuerdo sobre si el parásito puede ser la causa de estos signos (Urquhart y col., 2001).

#### **1.4.7 Diagnóstico**

Los huevos en las heces, subglobulares y marrones con cáscara gruesa y rugosa, sirven para diagnosticar la especie (Urquhart y col., 2001).

Con frecuencia, los cachorros eliminan nemátodos espontáneamente con el vómito o en las deyecciones. El hallazgo laboratorial más significativo es la eosinofilia intensa,

que coincide con la fase de migración larvaria y que fácilmente supera el 50% en la primera semana de vida (Cordero, 1999).

#### **1.4.8 Tratamiento y control**

El control y la prevención de la toxocariosis, requiere de la adopción de medidas para la prevención de esta parasitosis encaminada a bloquear la transmisión entre los animales y de éstos al hombre, donde juega un papel importante el control de la contaminación ambiental con huevos de este parásito, educación del público respecto de los riesgos de las enfermedades zoonóticas y desparasitación rutinaria de perros (Yoshida y col., 1999).

#### **1.4.9 Distribución geográfica e incidencia**

*Toxocara canis* está distribuido en todo el mundo entre perros y gatos, respectivamente, varios investigadores sostienen que virtualmente todos los cachorros nacen infectados por *Toxocara canis* y que menos del 20% de perros adultos eliminan huevos en sus heces. La enfermedad clínica se ha diagnosticado en 48 países diferentes, con un total de más de 1900 casos humanos. De 780 casos bien documentados, 56% correspondió a pacientes menores de 3 años de edad. La mayor parte de los casos clínicos se ha registrado en países industrializados, ya que estos poseen mejores facilidades de diagnóstico, pero no hay duda de que la enfermedad ocurre con la misma frecuencia o mayor en los países en desarrollo (Acha y Szyfres, 1996).

#### **1.4.10 Importancia en la salud pública**

La toxocariosis constituye una zoonosis importante ya que la investigación accidental, directa o indirecta, de alimentos contaminados con huevos infectivos produce en el hombre, especialmente en niños, un síndrome conocido como *larva migrante visceral* caracterizado por lesiones granulomatosas crónicas asociadas a la presencia de larvas del parásito en órganos internos, como el hígado, pulmones, cerebro y ojo. La enfermedad es ocasionada principalmente por las larvas de *Toxocara canis*, aun cuando *Toxocara cati* y *Toxascaris leonina*, pueden también estar implicadas (Leguía, 1996).

Las larvas que se liberaron en el intestino de los huevos ingeridos migran hacia diferentes órganos y tejidos, donde pueden permanecer durante mucho tiempo. El síndrome ocurre sobre todo en niños de 18 meses a 3 años de edad, más expuestos a ingerir los huevos de *Toxocara*, pero se presentan también en individuos adultos (Acha y Szyfres, 1996).

#### **1.4.11 Larva migrans visceral (LMV)**

En los órganos, las larvas producen múltiples abscesos y granulomas eosinofílicos de tipo alérgico. Las manifestaciones clínicas dependen del número de larvas y de su ubicación anatómica. La mayoría de veces las infestaciones son leves y asintomáticas con excepción de una eosinofilia persistente. En niños pequeños la enfermedad puede presentarse en una forma más grave, con accesos asmáticos, fiebre alta, anorexia, artralgias, mialgias, náuseas, vómitos, hepatomegalia, linfadenopatía y a veces urticaria y edema angioneurótico (Acha y Szyfres, 1996).

Se ha llamado también síndrome de *larva migrans visceral* y granulomatosis parasitaria. En general el síndrome está caracterizado por elevada eosinofilia, hepatomegalia con granulomas de cuerpo extraño e infiltrados pulmonares (Botero y Restrepo, 1998).

#### **1.4.12 Larva migrans ocular (LMO)**

La presencia de la larva en el ojo puede causar la disminución progresiva de la visión y su pérdida repentina. El estrabismo es frecuente. La afección es unilateral y en general, sin síntomas sistémicos ni eosinofilia. La lesión granulomatosa es única y está ubicada cerca del disco óptico y de la mácula (Acha y Szyfres, 1996).

Aquí, se forma un granuloma alrededor de la larva en la retina, asemejándose a menudo a un retinoblastoma, ya habido casos de extracción precipitada del ojo en niños tras un diagnóstico equivocado. Solo en raras ocasiones el granuloma implica al disco óptico, con pérdida total de la visión y la mayoría de los casos son daños parciales de la visión, con endoftalmitis o retinitis granulomatosa (Urquhart y col., 2001).

En el ojo producen endoftalmitis con lesiones granulomatosas, con predominio en el segmento posterior, que simulan un retinoblastoma. También pueden producir desprendimientos de retina (Botero y Restrepo, 1998).

En el cerebro las larvas actúan como focos irritativos pues producen lesiones similares a pequeños tumores (Botero y Restrepo, 1998).

Las larvas pueden localizarse en el sistema nervioso central, pero no se ha precisado su participación en la etiología de las afecciones cerebrales. Es posible que haya alguna asociación entre la invasión cerebral por las larvas de *Toxocara* y ciertos casos de epilepsia. Los casos mortales por *larva migrans visceral* son raros (Acha y Szyfres, 1996).

## **1.5 ANCYLOSTOMIASIS**

Enfermedad causada por la infección de parásitos del género *Ancylostoma* que atacan al hombre y los animales (Acha y Szyfres, 1986).

La especie frecuentemente en el país es *Ancylostoma caninum*. En otras latitudes también son: *Uncinaria stenocephala* y *Ancylostoma brasiliense* (Rojas, 2003).

### **1.5.1 Biología de *Ancylostoma caninum***

*Ancylostoma caninum*, es un parásito del perro, zorro y gato; se localiza en el intestino delgado fijándose a la mucosa por medio de la cápsula bucal. Se encuentra en los climas cálidos y en los templados, especialmente donde haya humedad (Olsen, 1974). Los huevos miden de 34 – 47 x 56 -75 um y presentan paredes delgadas con 8 células en su interior (Leguía, 1996).

Los machos miden 10 a 13 mm y las hembras de 13 a 20.5 mm de largo con una cola relativamente ancha. Los huevos miden de 55 a 72 por 34 a 45 micras (Quiroz, 1994).

### **1.5.2 Ciclo biológico**

Los huevos de *Ancylostoma caninum* ya están segmentados, encontrándose en la fase denominada de mórula, cuando son eliminados a través de la vulva del verme de la hembra. Una vez en el exterior y nuevamente expuesta a presiones parciales de

oxígeno elevadas, la mórula se transforma muy rápidamente en el primer estadio larvario, el cual eclosiona y se desplaza por las heces que le rodean para encontrar bacterias para su nutrición. Las larvas del primer y segundo estadio formados tras la primera muda son microvíboras. El segundo estadio larvario bien alimentado rápidamente experimenta una metamorfosis, transformándose en una nueva larva que parece algo diferente y se comporta de modo totalmente distinto. Se trata del tercer estadio larvario infectante, el cual aún está cubierto por la cutícula del segundo estadio larvario que no se pierde hasta que la larva infesta a un perro. La larva así revestida y aislada de su medio inmediato se denomina “Larva envainada” y goza de una considerable protección frente a la deshidratación. En este momento la larva infestante se encuentra en un estado de desarrollo detenido pero caracterizado por un movimiento activo y no por el alargamiento habitual. No puede alimentarse ya de las bacterias que le rodean solo puede nadar y esperar hasta encontrar un perro (Georgi y Georgi, 1994). La L3 logra infestar al huésped por vía cutánea o por vía oral, sigue la ruta linfática para llegar al corazón y pulmones en donde a través de los capilares pasa a los alvéolos, siguen su migración por bronquiolos, bronquios, tráquea y faringe en donde es deglutida para llegar al intestino; esta migración tarda desde dos días hasta una semana (Quiroz, 1994).

Los huevos aparecen en las heces 2 – 3 semanas después de la infestación oral y 4 – 5 semanas después de la infestación percutánea, precisando más tiempo para la muda final la migración desde la piel que la penetración en la pared intestinal desde la luz intestinal (Georgi y Georgi, 1994).

### **1.5.3 Patogenia y lesiones**

Actualmente los Anquilostomas se consideran histiófagos. Por medio de movimientos vigorosos y con la ayuda de los dientes estos succionan una porción de la mucosa comenzando la digestión. Se produce ruptura de capilares y hemorragias. La función principal de las glándulas cefálicas parece ser la de mantener la fluidez de los tejidos y sangre digeridos para facilitar su admisión en el intestino (Georgi y Georgi, 1994). Como consecuencia de la fijación del parásito en la mucosa duodenal se origina ulceraciones y reacciones inflamatorias intensas que conducen al desarrollo de una

enteritis catarral a hemorrágica. Por otro lado, estas ulceraciones pueden constituir puertas de entradas a infecciones bacterianas secundarias (Leguía, 1996).

Las larvas ejercen acción traumática en la piel, pulmón e intestino en su migración. La acción exfoliatriz durante este periodo es básicamente histiófaga y hematófaga. En la acción bacterífera es importante señalar la inoculación piógena en el trayecto cutáneo tanto en las larvas que continúan su migración como en las que dan lugar a Larva Migrans Cutánea (Quiroz, 1994).

Las lesiones de las mucosas producidas por *Ancylostoma caninum* y *Uncinaria stenocephala*, deben considerarse como graves si bien no llegan a manifestarse clínicamente en los animales plenamente resistentes, hasta una infestación de hasta 50 – 100 vermes (Borchert, 1964).

#### **1.5.4 Signos y síntomas**

Las manifestaciones clínicas características y frecuentemente fatales, de la infestación por *Ancylostoma caninum* en cachorros jóvenes es una anemia normocrómica y normocítica aguda seguida por otra hipocrómica y macrocítica. Los cachorros que sobreviven desarrollan alguna inmunidad y muestran signos clínicos más leves. Sin embargo, los animales debilitados y desnutridos pueden seguir presentando un bajo rendimiento y sufrir anemia crónica. Perros adultos bien nutridos pueden albergar unos pocos vermes sin mostrar signos y tienen una importancia especial como fuente directa o indirecta de la infestación en cachorros. Una diarrea de heces oscuras, alquitranada, acompaña a las infestaciones graves, se produce anemia, anorexia, emaciación y debilidad (Soulsby, 1987).

#### **1.5.5 Diagnóstico**

La demostración de huevos elipsoidales en la fase de mórula en las heces caninas es generalmente una evidencia fiable y veraz de infestación por Ancylostomas (Georgi y Georgi, 1994).

### **1.5.6 Tratamiento y Control**

La droga de preferencia para el tratamiento es el albendazol, en dosis de 400 mg/kpv/día por 3 a 5 días (Botero y Restrepo, 1998).

### **1.5.7 Distribución geográfica e incidencia**

*Ancylostoma caninum* existe en las tres regiones de nuestro país. La ciudad de Lima por sus condiciones de temperatura y humedad resulta tener un ambiente favorable para el desarrollo del parásito y así lo confirman los resultados de las investigaciones sobre su incidencia en esa ciudad (Junchaya, 1964).

La presencia de *Ancylostoma caninum* en la ciudad de Ayacucho ha sido reportada por primera vez por (Nolasco y Col., 2000) encontrados de 35.7% de casos positivos a este parásito de una muestra total de 267 perros de 100 perros sacrificados en la capital encontraron 4 casos de *Ancylostoma caninum* correspondiéndole una incidencia total de 4% (Acha y Szyfres, 1996).

La contaminación del suelo es la principal fuente de infestación de los perros de todas las edades durante las estaciones cálidas en los climas templados. Las larvas latentes en los tejidos sirven como fuente de reinfestación para perros aislados de la exposición a los suelos contaminados y para cachorros nacidos de hembras infestadas (Georgi y Georgi, 1994).

### **1.5.8 Importancia en salud pública**

Se ha descrito tres cuadros relativos a infecciones cutáneas por Anquilostomas en el ser humano. El primer cuadro implica a niños pequeños y adultos que caminan descalzos por zonas frecuentadas por mascotas infestadas por Anquilostomas. El segundo cuadro implica a turistas que vuelven de regiones exóticas; mientras permanecen de vacaciones estos individuos suelen caminar descalzos por la arena por periodos prolongados de tiempo. El tercer y último cuadro implica a agricultores, fontaneros, electricistas, albañiles y técnicos que trabajan en el espacio situado por debajo de las casas, así como los horticultores que preparan lechos de flores y jardines. Estos trabajadores se infectan con más frecuencia en las rodillas, codos, nalgas y

hombros. La larva migrans Cutánea adquirida de este modo también se conoce como Sarna de los Fontaneros (Atías y Neghme, 1985).

En el hombre este parasito ocasiona un cuadro clínico conocido como larva migrans cutánea y que se produce por la penetración y migración de las larvas infectivas dentro de la piel (Leguía, 1996).

La gravedad de las reacciones dérmicas está relacionada con la intensidad de la infección y la sensibilidad desarrollada por exposiciones previas. En las infecciones primarias se observan pápulas, tractos inflamados con engrosamiento de la piel y prurito (Leguía, 1996).

La infección puede comprobarse mediante la observación de los huevos en las materias fecales. El recuento de huevos (método de Stoll o de Kato – Katz) indica la intensidad de la infección. Cuando se encuentran en las heces del hombre menos de 2000 huevos por gramo que corresponderían a menos de 50 parásitos la infección rara vez se traduce en forma clínica; 5000 huevos ya tienen significado clínico y más de 11000 por gramo se presentan en casos de franca anemia (Acha y Szyfres, 1996).

#### **1.5.9 Larva migrans cutánea (LMC)**

Los seres humanos se infectan con larvas de Anquilostomas caninos y felinos cuando estos penetran en piel desprotegida. Ello suele ocurrir cuando la piel humana (en general los pies descalzos) entran en contacto con suelo arenoso contaminado con larvas de Anquilostomas estas larvas penetran y emigran al interior de la piel; en la mayoría de los casos no completan su ciclo vital ni maduran hasta el estadio adulto en el intestino delgado (Atías y Neghme, 1985).

Se mueven cerca de 2.54 cm por día. Pero rara vez avanzan más de varios centímetros del sitio de entrada. Se forman vesículas a lo largo de los túneles y la superficie se torna seca y costrosa (Brown, 1986).



Se conoce también como dermatitis linear, creeping erupción, larbich y larva currens. Es producida por diversas especies de uncinarias de animales; pero en la mayoría de los casos se debe a *Ancylostoma caninum* del perro (Atías y Neghme, 1985).

El cuadro clínico de la lesión es muy característico y permite el diagnóstico por solo observación. Se presenta como canales ondulados, muy pruriginosos que aumentan unos centímetros por día. Estos canales están entre la dermis y la epidermis, se inician como una pápula luego se presenta eritema y más tarde vesículas; algunas veces se observa una zona hemorrágica alrededor de los canales. Al corte histológico se observa eosinófilos mononucleares y rara vez pueden verse la larva porque se encuentra más delante de la lesión visible. Cuando hay infección secundaria, lo cual no es raro se presentan pústulas y signos de inflamación local. Los lugares de la piel afectados son muy variados. Pueden verse lesiones en la planta y palma de la mano y en cualquier parte que haya sido expuesta a la arena contaminada con larvas. A veces los canales son múltiples dependiendo del número de larvas que hayan penetrado en la piel (Botero y Restrepo, 1998).

## **1.6 DIPILIDIOSIS O DIPILIDIASIS**

La dipilidiosis es una enfermedad parasitaria de importancia médica y veterinaria producida por *Dipylidium caninum*. Afecta a perros, gatos y animales salvajes, como zorros, hienas, chacales o felinos, y de manera accidental al ser humano, en especial a los niños, por lo cual se le considera una zoonosis (Becerril, 2014).

### **1.6.1 Biología de *Dipylidium caninum***

*Dipylidium caninum* es un parásito común del perro, gato, zorro y otras especies de cánidos y félidos silvestres. Este céstodo llega a medir de 20 a 70 cm. de longitud, el escólex mide alrededor de 350 µm. de diámetro transversal. Posee cuatro ventosas acetabulares y un largo rostelo retráctil armado con una a siete coronas de ganchos (Atías y Neghme, 1995).

### **1.6.2 Ciclo biológico de *Dipylidium Caninum*.**

Los huevos de *Dipylidium caninum* son ingeridos por larvas de pulgas de perros (*Ctenocephalides canis*), gato (*C. felis*) o humano (*Pulex irritans*) (que actúan como hospederos intermediarios).

En las pulgas adultas no se produce la infestación, ya que sus piezas bucales succionadoras especializadas las limitan a una dieta exclusivamente líquida. Únicamente las larvas con sus mandíbulas masticadoras pueden ingerir los huevos de *Dipylidium caninum*. El embrión hexacanto se desarrolla en el organismo de la pulga en el hemocele, dando lugar al segundo estadio larvario, denominado cisticercoide no invaginado, que es infectante para el hospedero definitivo, tras su ingestión. La velocidad de desarrollo depende de la temperatura ambiental; por debajo de 30 °C el desarrollo se suspende hasta que la pulga adulta emerge y se introduce en un ambiente con aproximadamente 32°C como la cubierta de pelo de un perro o gato, donde se completa el desarrollo hasta cisticercoide infectante en unos pocos días. También los piojos masticadores (*Trichodectes canis*) cumplen el rol de hospederos intermediarios. Los cisticercoides resultantes sobreviven a la metamorfosis de su hospedero hasta el estadio adulto, cuando el metacéstodo está completamente desarrollado. La pulga puede ser ingerida por el hospedero definitivo, completando así el ciclo biológico. El periodo de prepatencia es corto, aproximadamente 3 semanas, mientras que el periodo de patencia puede alcanzar los 3 años (Cordero, 1999).

### **1.6.3 Patogenia y lesiones**

Los efectos traumáticos están ligados a la fijación del escólex en la mucosa intestinal, con un efecto irritativo directo sobre la misma; la lesión es una enteritis crónica, especialmente en duodeno y yeyuno. La mucosa aparece engrosada, con una intensa infiltración celular y cubierta en abundante secreción mucosa en la cual pueden observarse los vermes adultos (Cordero, 1999).

El síntoma más común en los perros es el prurito anal consecutivo a la irritación que provoca la salida de los proglótidos grávidos a través del ano, que hace que se lama y frote el ano contra el suelo (signo de trineo). Esto provoca depilaciones e inflamaciones

cutáneas de la zona peri anal y en ocasiones dermatitis crónicas, así como la inflamación de las glándulas anales.

Los adultos no son patógenos y varios cientos pueden ser tolerados por el animal sin producir efectos clínicos. Los segmentos pueden producir intranquilidad cuando salen activamente por el ano y la existencia de prurito en la zona perianal es un síntoma de la infección. Se ha señalado que los perros infectados arrastran la zona perianal por el suelo, aunque la impactación de las glándulas anales es una causa más frecuente de este comportamiento (Urquhart y col., 2001).

#### **1.6.4 Signos y síntomas**

Las manifestaciones clínicas son inaparentes, salvo la emisión irregular del segmento del parásito que se encuentra en heces del suelo y región perianal. La manifestación pruriginosa, los síntomas digestivos y nerviosos son los principales; el prurito se observa por la lamedura y mordedura de la cola y frotamiento el ano en el suelo; puede haber inflamación de las glándulas anales por la irritación del proglótido del cestode, debido a la inflamación puede haber formación de abscesos en la glándula anal. También puede haber prurito en la cavidad abdominal, esto se debe a la absorción de productos tóxicos de degradación de los parásitos a nivel intestinal o proceso alérgico. Los síntomas nerviosos se manifiestan con ataques convulsivos y accesos (Quiroz, 1994).

#### **1.6.5 Diagnóstico**

En el hombre y en los animales, el diagnóstico se basa en la observación microscópica de los proglótidos grávidos. Estos cestodos tienen como característica propia un aparato genital doble, con un poro genital a cada lado del proglótido. Ningún otro cestodo del humano tiene esta característica. *Dipylidium caninum* es blancuzco, con forma de semilla de melón cuando está relajado o de grano de arroz cocido cuando está contraído; es altamente móvil y, a menudo, se lo puede observar reptando sobre el pelaje de los animales infectados o sobre la piel, los pañales o las deposiciones de un bebé infectado. Cada proglótido contiene un gran número de huevos típicos de cestodos, pero dispuestos en grupos de 5 a 20 en unos paquetes denominados cápsulas ovígeras. Para observar proglótidos o huevos, se consiguen mejores resultados con el

examen de material recogido en la zona perianal que con el de la materia fecal (Acha y Szyfres, 1996).

#### **1.6.6 Tratamiento y control**

El fármaco de elección para el tratamiento es el praziquantel, bien tolerado, que se puede administrar por vía oral o intramuscular a dosis de 5mg/kg/pv, siendo menos activo por vía subcutánea (Cordero, 1999).

#### **1.6.7 Distribución geográfica e incidencia**

Es un parásito cosmopolita. En Europa el *Dipylidium caninum* es el céstodo más frecuente en los perros de la ciudad (Mehlhorn, 1993).

La prevalencia de *Dipylidium caninum* en diversos países del mundo oscila entre 1 y 88.3% en perros y entre 2.8 y 81.6% en gatos (Cordero, 1999).

#### **1.6.8 Importancia en salud pública**

La cestodiasis en perros es una infección causada por la presencia y la acción patógena de taenias de varias especies, siendo la más frecuente *Dipylidium caninum*. La prevalencia de esta parasitosis tiende a ser muy alta en diversas partes del mundo, presentando diversas manifestaciones clínicas. Su ciclo de vida tiene estrecha relación con las pulgas. Desde el punto de vista de salud pública la dipilidiasis afecta sobre todo a niños los cuales muestran una sintomatología consistente en molestias digestivas, tales como diarreas, cólicos, irritabilidad, apetito caprichoso, etc. (Acha y Szyfres, 1986).

*Dipylidium caninum* infecta ocasionalmente al humano cuando este ingiere accidentalmente pulgas infectadas. El primer caso reportado en Estados Unidos data de 1903. Desde entonces, menos de 100 casos han sido reportados en la literatura de lengua inglesa. Casi todos los casos implicaron infantes y niños pequeños. La infección con más de un *Dipylidium caninum* es posible porque una sola pulga puede contener múltiples larvas del parásito (Molina, 2002).

## **1.7 TRICURIASIS O TRICHURIASIS**

La tricuriasis es causada por diferentes especies de *Trichuris*, parásitos nemátodos de la familia Trichuridae (Acha y Szyfres, 2003).

### **1.7.1 Biología de *Trichuris Vulpis***

*Trichuris vulpis* vive en el ciego y en porciones vecinas del intestino grueso de cánidos domésticos y silvestres. Mide entre 4,5 cm y 7,5 cm de largo y los dos quintos posteriores son muchos más gruesos que la parte anterior. Esto es típico del género y le ha valido el nombre de “gusano látigo” (Acha y Szyfres, 2003).

### **1.7.2 Ciclo Biológico**

La hembra pone huevos que son eliminados al exterior en las heces. En condiciones favorables de humedad, temperatura, sombra y aireación, en dos semanas o más el cigoto se desarrolla hasta mudar a larva de primer estadio, que es infectante, sin abandonar el huevo. Cuando el huésped ingiere esos huevos, las larvas se liberan en el intestino delgado, se alojan en las criptas por unos 10 a 14 días, retornan al lumen y se trasladan al intestino grueso. Allí maduran y empiezan a poner huevos en unos tres meses. El período prepatente de *Trichuris vulpis* es de 70 a 90 días en el perro (Acha y Szyfres, 2003).

Las fuentes de infección son el suelo o los cursos de agua contaminados con huevos del parásito. El modo de transmisión es, como en otras geohelmintiasis, la ingestión de los huevos en los alimentos o el agua, o las manos contaminadas con huevos infectantes (Acha y Szyfres, 2003).

### **1.7.3 Patogenia y lesiones**

Las larvas irritan la mucosa, y los adultos penetran en la pared del ciego con sus finos extremos para alimentarse de sangre. El daño es relativamente leve y sin síntomas, salvo en caso de infecciones masivas (más de 500 adultos por animal). En este caso, puede darse enteritis, ulceración e incluso hemorragia intestinal. También puede haber trastorno de la absorción de fluidos. Infecciones masivas pueden causar diarrea acuosa o sangrienta, colitis, pérdida progresiva de peso, anemia y a veces edema (Brown, 1986).

#### **1.7.4 Signos y síntomas**

La tricuriasis del hombre y del canino son notablemente similares. La infección es mucho más común que la enfermedad y mucho más prevalente en los individuos jóvenes. En las infecciones con gran número de parásitos, puede haber dolor y distensión abdominal y también diarrea que, a veces, es sanguinolenta. En infecciones infantiles muy intensas, con cientos o miles de parásitos, puede presentarse un tenesmo fuerte y prolapso rectal. La geofagia y la anemia son signos comunes entre esos niños. La mayoría de los casos de infección humana con *Trichuris* zoonóticos han sido asintomáticos o los pacientes se han quejado solo de vagas molestias intestinales y de diarrea moderada (Acha y Szyfres, 2003).

#### **1.7.5 Diagnóstico**

El diagnóstico se basa en la comprobación de la presencia de los huevos típicos en las heces (Acha y Szyfres, 2003).

#### **1.7.6 Tratamiento y control**

Como en todas las geohelminCIAS, la prevención de la tricuriasis humana consiste en mejorar la higiene ambiental mediante la disposición adecuada de excretas para evitar la contaminación del suelo, la higiene personal, el lavado de alimentos crudos y de manos, y el hervido o filtrado de agua sospechosa. Por razones obvias, la disposición adecuada de excretas es difícil en el caso de las afecciones zoonóticas y, aunque se puede tratar a los animales infectados para prevenir que contaminen el ambiente, la rareza de la tricuriasis zoonótica no justifica medidas masivas de control excepto en las circunstancias más excepcionales (Acha y Szyfres, 2003).

#### **1.7.7 Distribución geográfica e incidencia**

Es de distribución mundial, en general, imitan la de los ascáridos transmitidos por el suelo como *Toxascaris leonina* de perros y gatos, Esto es así porque tanto los tricuros como los ascáridos necesitan condiciones ambientales muy similares para desarrollar sus larvas infectantes y los mecanismos de transmisión al huésped son casi idénticos. Ambos son altamente prevalentes en climas cálidos y húmedos, menos prevalentes en climas de humedad o temperaturas intermedias, y escasos o ausentes en climas áridos y calurosos o muy fríos (Acha y Szyfres, 2003).

Sin embargo, se debe considerar que la mayoría de los diagnósticos de *Trichuris vulpis* en seres humanos se determinaron por la medición de huevos en las deposiciones, lo cual podría no ser completamente confiable. Por otro lado, se necesita un técnico particularmente perspicaz para notar que los huevos que está observando son mayores de lo habitual, de modo que muchos casos de infección humana por *Trichuris vulpis* pueden pasar desapercibidos (Acha y Szyfres, 2003).

### **1.7.8 Importancia en salud pública**

La trichuriasis humana ocurre sobre todo en regiones tropicales, en niños de 2 a 5 años de edad generalmente desnutridos y muchas veces infectados con otros parásitos y microorganismos intestinales. Las fuentes de infección son el suelo o los cursos de agua contaminada con huevos del parásito. El modo de transmisión es la ingestión de los huevos en los alimentos o el agua, o las manos contaminadas con huevos infectantes.

La mayoría de casos de infección humana han sido asintomáticos, o los pacientes se han quejado solo de vagas molestias intestinales y diarrea moderada. En las infecciones con gran número de parásitos, puede haber dolor y distensión abdominal, diarrea, geofagia y anemia (Acha y Szyfres, 1986).

## **1.8 TENIASIS**

La teniasis es una enfermedad parasitaria intestinal causada por las formas adultas de cestodos del género *Taenia* (Brown, 1986).

### **1.8.1 Teniasis debida a *Equinococcus Granulosus***

#### **1.8.1.1 Biología de *Equinococcus Granulosus*.**

El cestodo de *E. granulosus* vive cuando llega al estado adulto en el intestino delgado del perro y en el de otros mamíferos carnívoros como el lobo, chacal, etc. Mide 3 a 5 mm de longitud. La estróbila consta de tres proglótidas, la última de las cuales es grávida y mide unos 2 mm, es decir, es la mitad del largo del total del parásito y contiene 500 a 800 huevos, cuya morfología es semejante a la de los huevos de la *Taenia spp.* Estos huevos se expulsan con las materias fecales del perro, contaminando

el suelo, los pastos, las verduras y el agua de la bebida, de donde son adquiridas por los hospederos intermediarios: los bovinos, ovinos, porcinos, y accidentalmente el hombre y otros mamíferos de menor importancia epidemiológica, como son el caballo, asno, gato, oso, conejo y rata (Atías y Neghme, 1991).

### **1.8.1.2 Ciclo biológico**

Cuando se contaminan los alimentos de bovinos, ovinos, caprinos, cerdos, equinos y otros animales y el hombre, los huevos *del Echinococcus granulosus* al ser ingerido y llegar al intestino delgado se libera la oncósfera. Los embriones hexacantos en forma activa atraviesan la pared intestinal, llegan al sistema porta y son arrastrados por el flujo sanguíneo hacia el hígado. Los embriones llegan al corazón derecho por la circulación venosa que los lanza a los pulmones; algunos se quedan en los tejidos del pulmón y otros llegan al corazón izquierdo, en donde son enviados a la circulación general para ir a desarrollarse a diferentes tejidos. Sin embargo, la mayoría ha quedado en hígado y en el pulmón. La longevidad varía según el huésped, es de 20 meses en los bovinos a 20 a 30 en el hombre (Quiroz, 2008).

El ciclo se completa cuando un perro u otro cánido ingiere las vísceras de un huésped intermediario que contienen quistes hidatídicos fértiles. El escólex se fija en la pared del intestino delgado del perro y se transforma en un cestodo adulto que comienza a producir huevos infectantes después de 47 a 61 días de la infección (Acha y Szyfres, 2003).

### **1.8.1.3 Patogenia y lesiones**

La principal acción que ejerce la larva de *Echinococcus* es de tipo mecánico por presión; cuando los embriones hexacantos inician su desarrollo en los diferentes tejidos, pero con mayor frecuencia en el pulmón e hígado (aproximadamente 90%) ejerce en forma lenta y constante una presión centrípeta, que causa la atrofia de los tejidos circunvecinos. Hígado y pulmones son los órganos más afectados y de estos dos es el hígado. En menor grado se pueden encontrar también afectados bazo, corazón, riñones, huesos y otros en menor grado. Algunas veces se encuentran casos de hidatidosis únicamente pulmonar, debido a la invasión de embriones salvando el paso vena porta (Quiroz, 2008)



Dependiendo de la localización y el grado, puede haber presión sobre los canales biliares provocando obstrucción e ictericia o disnea por su localización pulmonar, fracturas por desosificación de los huesos, problemas encefálicos por compresión o desnutrición y caquexia debido a lesiones hepáticas (Quiroz, 2008).

#### **1.8.1.4 Signos y síntomas**

Como consecuencia de hidatidosis hepática, pulmonar o general se presentan como signos generales retardo en el crecimiento, mala conversión alimenticia y algunas veces estados de caquexia.

En casos de ruptura de quiste, la salida del líquido creará problemas de reacción anafiláctica que puede ser mortal por hemorragias masivas debidas a la ruptura de un quiste con localización miocárdica, embolias hidatídicas y oclusión de las vías biliares (Quiroz, 2008).

#### **1.8.1.5 Diagnóstico**

En perros, el diagnóstico se realiza mediante la demostración de los huevos del parásito mediante la técnica coproparasitoscópica de flotación que ofrece la ventaja de ser fácil de realizar a bajo costo, con sensibilidad del 80% pero con especificidad del 60% ya que se puede confundir con huevos de Taenia (Quiroz, 2008).

#### **1.8.1.6 Tratamiento y control**

Es fundamental cortar el ciclo de las taenias dejando de alimentar a los caninos con carne o vísceras crudas. Se debe necesariamente cocinar todo alimento para los perros (Drugueri, 2002).

Para controlar y prevenir la hidatidosis en animales domésticos, es necesario establecer un tratamiento sistemático contra los perros que participan en el cuidado de rebaños. Es necesario, por otra parte, realizar programas educativos para informar y lograr cambiar la actitud de los criadores de animales y personal que interviene en el problema (Quiroz, 2008).

### **1.8.1.7 Distribución geográfica e incidencia**

*Equinococcus granulosus* es la especie de más amplia difusión en el mundo, con áreas de alta endemicidad en la parte meridional de América del Sur: Argentina, el sur del Brasil, Chile, Perú y Uruguay (Acha y Szyfres, 2003).

En el Perú, el reporte promedio anual de morbilidad para la enfermedad hidatídica en humanos es 1.04 – 2.04 por 100 000. Este reporte es incompleto, debido a que las verdaderas proporciones se piensan a que son dos veces más altas (Arambulo y Shantz, 1995).

### **1.8.1.8 Importancia en salud pública**

El hombre constituye un hospedero intermediario accidental, que se infecta al ingerir huevos del parásito directamente o a través de alimentos contaminados por malos hábitos de higiene (Botero y Restrepo, 1992).

El hombre puede desarrollar hidatidosis al ingerir huevos del parásito adulto eliminados en las heces de perros infectados (Botero y Restrepo, 1992).

Así los seres humanos ocupan el mismo lugar de los hospederos intermediarios en el ciclo biológico del parásito. Esto ocurre mayormente cuando los individuos tienen algún contacto con los perros infectados (u otros carnívoros infectados) o inadvertidamente ingieren alimentos o agua contaminada con materia fecal que contiene huevos del céstode (Andersen y col., 1997).

A menudo la enfermedad en humanos es detectada como un hallazgo fortuito en la autopsia o en conjunción con otras enfermedades. Las manifestaciones clínicas de la hidatidosis se encuentran determinadas mayormente por el tamaño, sitio y número de quistes involucrados. Si los quistes eventualmente causan dolor o interfieren con el funcionamiento normal del individuo, la intervención médica (cuando es posible) es generalmente requerida (Andersen y col., 1997).



## **CAPITULO II METODOLOGÍA**

### **2.1 LUGAR DE EJECUCIÓN**

El presente trabajo de investigación se realizó en la Ciudad Universitaria de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, el cual se encuentra ubicado en el distrito de Ayacucho, provincia de Huamanga, región de Ayacucho.

#### **Ubicación Geográfica**

Latitud : 13° 08´ S  
Longitud : 74° 79´ W  
Altitud : 2760 msnm (UNSCH, 2010).

### **2.2 DURACIÓN DEL TRABAJO**

La duración del trabajo de investigación fue durante los meses de marzo a junio del 2017.

### **2.3 LUGAR DE PROCESAMIENTO LABORATORIAL DE MUESTRAS**

Las muestras de tierra y césped se procesaron en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria.

### **2.4 POBLACIÓN Y MUESTRA**

La población estuvo conformada por 24 áreas verdes y las muestras fueron tierra y césped. Se tomó el 100% de la población que a continuación se menciona.

NÚMERO	ÁREAS VERDES
1	Biblioteca General
2	Post Grado
3	Facultad de Derecho y Ciencias Políticas
4	Escuela profesional de Ingeniería Agrícola
5	Plantas y Jugos
6	Anfiteatro de Obstetricia
7	Medicina Veterinaria
8	Facultad de Ciencias Sociales
9	Facultad de Ciencias Agrarias
10	Laboratorio de Biología
11	Contorno de Cafetín
12	Facultad de Enfermería
13	Pabellón de las "H"
14	Laboratorio de Farmacia y Bioquímica
15	FCEA
16	Pabellón A-D Agronomía
17	Laboratorio de la Facultad de ingeniería Química y Metalurgia
18	Laboratorio de Minas o Minerología
19	Facultad de Educación
20	Centro Tecnológico de Informática
21	Laboratorio de Física Matemática
22	Exterior e Interior de la puerta N°1
23	Contorno del reservorio
24	Estadio UNSCH

**Fuente:** "Diseño de planta de tratamiento de aguas residuales, con fines de riego de las áreas verdes en la Ciudad Universitaria – UNSCH. Ayacucho, 2013".

### **Clasificación de áreas verdes**

De acuerdo a los objetivos las áreas verdes se clasificaron según:

- El grado de mantenimiento: buen mantenimiento presenta un área verde total, y mal mantenimiento presenta áreas verdes parciales.
- Presencia o ausencia de cercos perimétricos.

## 2.5 MATERIALES Y EQUIPOS

Los materiales y equipos que se utilizaron en el presente trabajo de investigación se clasifican en:

### a) Materiales biológicos

- ✓ Muestra de tierra y césped.

### b) De campo

- ✓ Guardapolvo.
- ✓ Mascarilla o cubre boca.
- ✓ Guantes descartables.
- ✓ Cinta maskintape.
- ✓ Lapicero indeleble.
- ✓ Cuaderno de apuntes.
- ✓ Cámara fotográfica digital.

### c) De laboratorio

#### Materiales de vidrio

- ✓ Láminas portaobjetos.
- ✓ Laminillas cubreobjetos.
- ✓ Gotero.

#### Materiales de plástico

- ✓ Guantes de latex.
- ✓ Tubos falcon.
- ✓ Recipientes de plástico y baldes
- ✓ Colador pequeño.
- ✓ Escobilla.

### d) Equipos y aparatos

- ✓ Microscopio binocular
- ✓ Centrífuga
- ✓ Gradilla

**e) Soluciones y reactivos**

- ✓ Cloruro de sodio al 0.9%.

**f) Otros**

- ✓ Detergente.
- ✓ Desinfectante.
- ✓ Fichas de resultados.
- ✓ Papel toalla absorbente.

## **2.6 METODOLOGÍA/PROCEDIMIENTO**

### **2.6.1 Toma de muestra**

- Se identificaron las áreas verdes y se procedió a la recolección de las muestras de tierra y césped empleando el muestreo sistemático de la W al azar en cada punto equidistante, de aproximadamente 200 g contenida en un área de 10 por 20 cm (200 cm<sup>2</sup>) y 5 cm de profundidad, los cuales fueron removidas con una espátula.
- La muestra se depositó en bolsas de polietileno y se rotuló en el sitio de recolección, posterior a ello las muestras recolectadas fueron transportadas al laboratorio de parasitología de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria para su procesamiento y análisis.
- Una vez que se trasladaron las muestras al laboratorio, estas se remojaron en baldes con agua y detergente por 24 horas.
- Se lavó el césped y se filtró el contenido del balde a través de un colador en un recipiente de plástico pequeño limpio.
- Luego se procesó la muestra con el Método de flotación con solución saturada de cloruro de sodio, cuyo fundamento se basa en que los huevos de los vermes estén suspendidos en un líquido con una densidad específica más alta que la de los huevos, estos últimos flotarán en la superficie. Los huevos de nemátodos y céstodos flotan en un líquido con una densidad específica entre 1.10 y 1.20 (Urquhart y col., 2001).
- Se colocó a un tubo falcón la muestra filtrada, se rotuló y se centrifugó a 1000 rpm durante un minuto.

- Se eliminó el sobrenadante y se agregó solución saturada (CLNA 0.9%) hasta formar un menisco convexo en el borde superior del tubo y se colocó una laminilla cubreobjetos.
- Finalmente se dejó reposar 10 minutos y luego se colocó el cubre-objeto en el porta-objeto y se examinó al microscopio a 10x y 40x, considerándose positiva aquella muestra que presente al menos un huevo u ooquiste de los principales parásitos zoonóticos: *Giardia Spp*, *Toxocara Canis*, *Toxascaris Leonina*, *Ancylostoma Caninum*, *Diphylidium Caninum*, *Uncinaria Sthenocephala*, *Trichuris Vulpis*. *Taenia spp*.

### 2.6.2 Interpretación

El nivel de contaminación de las áreas verdes se midió mediante el siguiente criterio:

Nivel de Contaminación	Carga	Interpretación
Alta	más de 10 huevos de parásitos	***
Moderada	6 a 10 huevos de parásitos	**
Baja	1 a 5 huevos de parásitos	*

Fuente: (Pérez, G. 2008)

### 2.7 ANÁLISIS DE DATOS

Los datos obtenidos se analizaron mediante la estadística descriptiva con gráficos, porcentajes y la prueba exacta de Fisher, haciendo uso del programa IBM SPSS versión 19.





### CAPITULO III RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.1 NIVEL DE CONTAMINACIÓN DE LAS ÁREAS VERDES DE LA CIUDAD UNIVERSITARIA CON HUEVOS DE PARÁSITOS DE IMPORTANCIA ZONÓTICA

Tabla 3.1 Niveles de Contaminación de áreas verdes de la Ciudad Universitaria

NIVEL DE CONTAMINACIÓN	FRECUENCIA DE ÁREAS	PORCENTAJE
Leve	10	42%
Moderado	8	33%
Alto	1	4%
Ninguno	5	21%
<b>Total</b>	<b>24</b>	<b>100%</b>

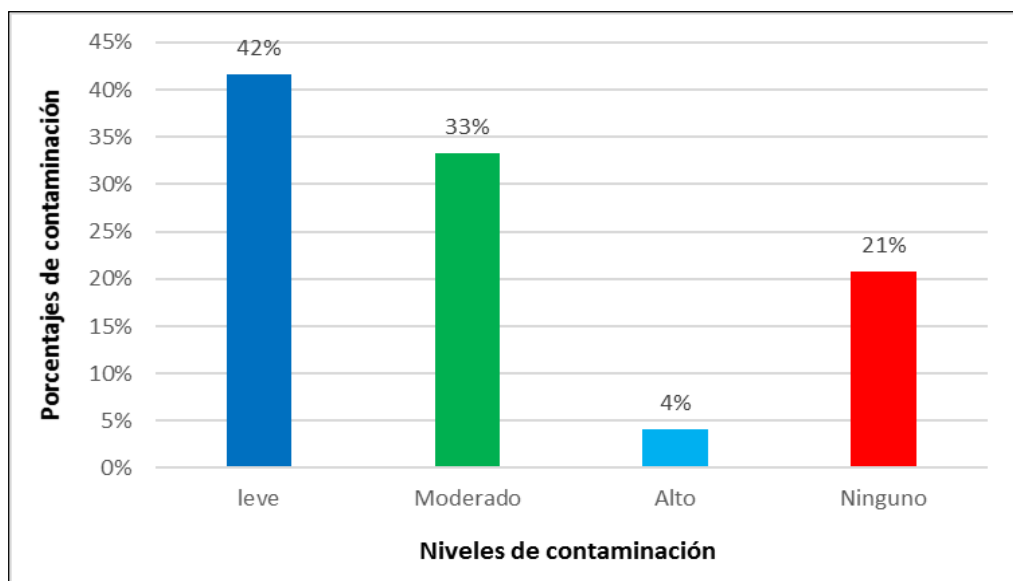


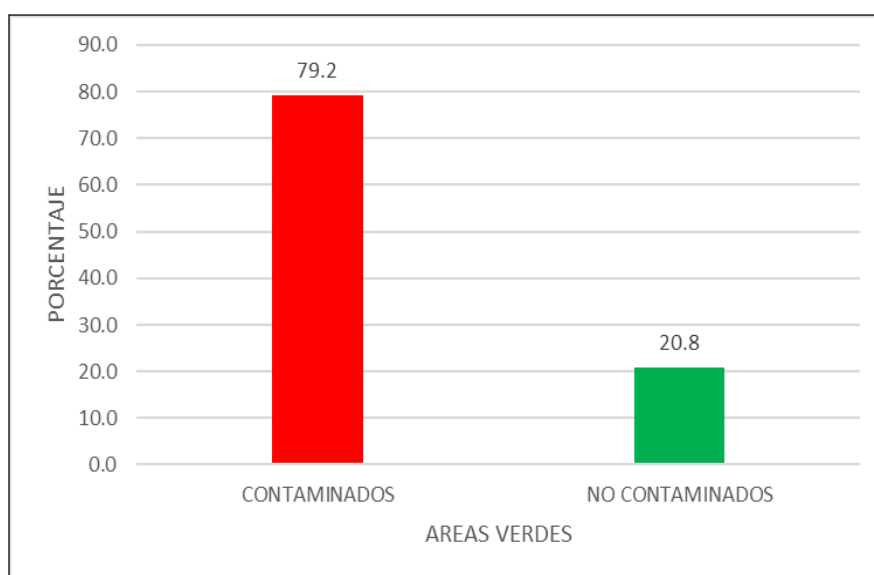
Figura 3.1 Niveles de Contaminación de áreas verdes de la Ciudad Universitaria

En la tabla 3.1 y la figura 3.1 se obtuvieron 42%, 33%, 4% y 21% para un nivel de contaminación leve, moderado, alto y ninguno respectivamente. Los resultados encontrados son menores para el nivel de contaminación leve y ninguno a lo reportado por Oras (2012), que obtuvo 61% y 28%, y mayor para el nivel de contaminación moderado y alto quien encontró 11%, 0%.

Los resultados del presente trabajo son superiores para el nivel de contaminación moderado y alto posiblemente debiéndose a la mayor presencia de canes en la Ciudad Universitaria, pues durante el muestreo se observaron la presencia de estos en el interior de las áreas verdes, así como también a la ausencia de cercos perimétricos, a su vez el buen estado de conservación de las áreas verdes ya que este es un factor importante para la presencia de los huevos de parásitos.

**Tabla 3.2** Porcentaje total de áreas verdes contaminados con huevos de parásitos de importancia zoonótica

CONTAMINACIÓN	ÁREAS VERDES	PORCENTAJE (%)
Contaminados	19	79.2
No contaminados	5	20.8
<b>TOTAL</b>	<b>24</b>	<b>100</b>



**Figura 3.2** Porcentaje total de áreas verdes contaminados con huevos de parásitos de importancia zoonótica

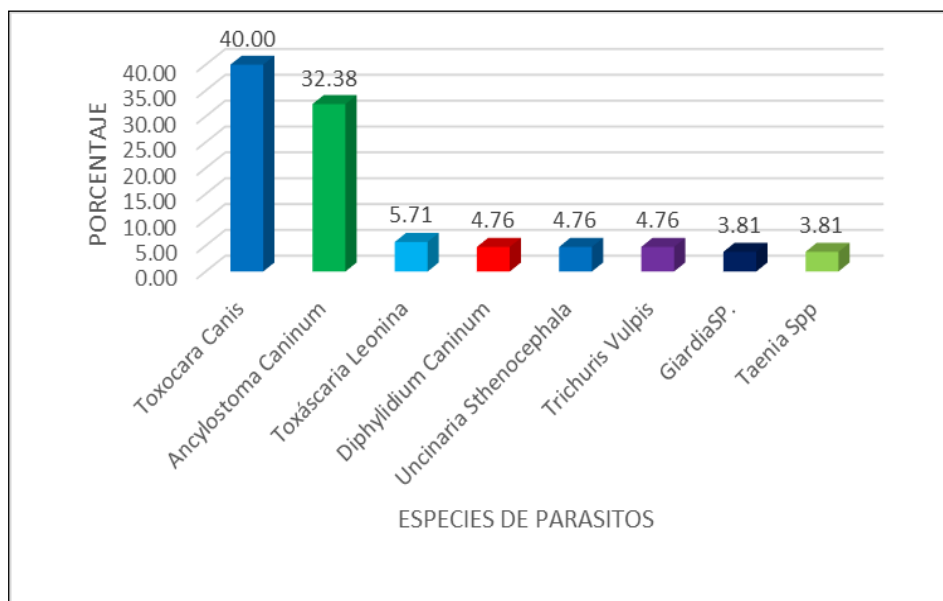
En la tabla 3.1 y la figura 3.2, muestra el porcentaje total de áreas verdes contaminados y no contaminados de 79,2% (19/24) y 20.8% (5/24) respectivamente con huevos de parásitos de importancia zoonótica.

Estos resultados son mayores a los encontrados por Guevara (2005) y Oras (2012), quienes reportaron 56.0% y 71% de áreas verdes contaminados respectivamente esto se debe posiblemente a que las áreas verdes muestreadas presentan tierras húmedas y compactas, que hacen un hábitat adecuado para la viabilidad de los huevos y también a la mayor presencia de canes.

### 3.2 IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES DE PARÁSITOS ZONÓTICOS EN LAS ÁREAS VERDES DE LA CIUDAD UNIVERSITARIA.

**Tabla 3.3** Especies de parásitos zoonóticos encontrados en las áreas verdes

<b>ESPECIES ZONÓTICAS</b>	<b>HUEVOS DE PARÁSITOS IDENTIFICADOS</b>	<b>%</b>
<i>Toxocara Canis</i>	42	40.00
<i>Ancylostoma Caninum</i>	34	32.38
<i>Toxascaris Leonina</i>	6	5.71
<i>Dipylidium Caninum</i>	5	4.76
<i>Uncinaria Sthenocephala</i>	5	4.76
<i>Trichuris Vulpis</i>	5	4.76
<i>Giardia Spp</i>	4	3.81
<i>Taenia Spp</i>	4	3.81
<b>TOTAL</b>	<b>105</b>	<b>100.00</b>



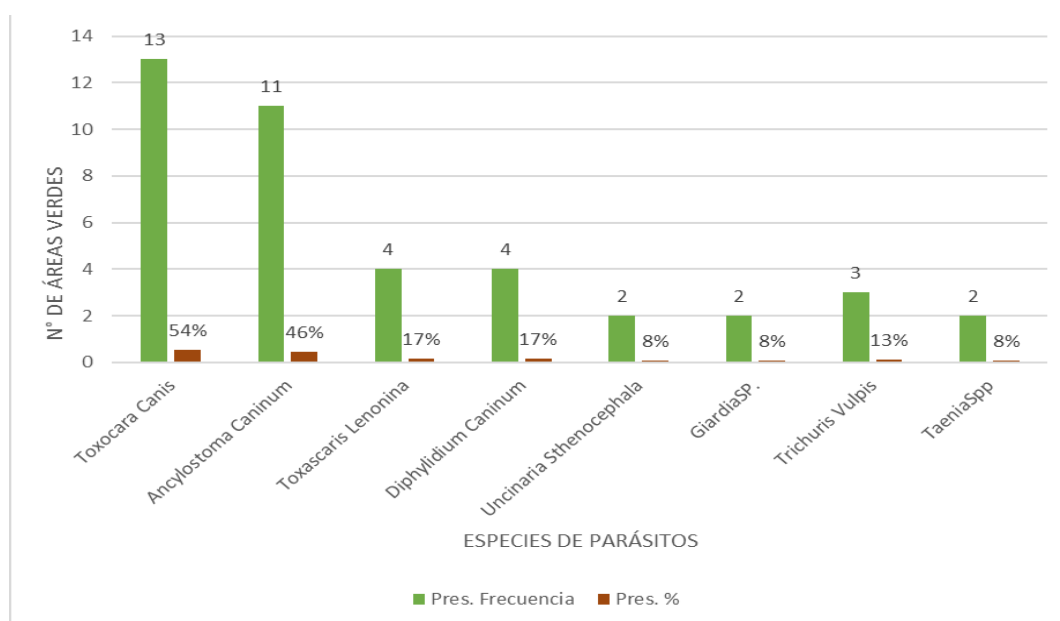
**Figura 3.3** Especies de parásitos zoonóticos encontrados en las áreas verdes

En la tabla 3.3 y la figura 3.3 apreciamos la relación de huevos de parásitos de importancia zoonótica encontrados durante el análisis de las áreas verdes siendo estos *Toxocara canis* 40%, *Ancylostoma caninum* 32.38%, *Toxascaris leonina* 5.71%, *Dipylidium caninum*, *Uncinaria stenocephala* y *Trichuris vulpis* con 4.76%, *Giardia spp* y *Taenia spp* con 3.81%.

Nuestros resultados son superiores a los encontrados por Vivanco (2012), quien reportó *Toxocara canis* 20.4%, *Ancylostoma caninum* 17.6% y *Equinococcus granulosus* con 2.8% esto se debe posiblemente a la elevada concurrencia de canes callejeros que frecuentan la Ciudad Universitaria y que estarían altamente parasitados ya que ellos son los principales hospederos definitivos de estas especies, de esta manera contaminando con sus heces las áreas verdes. Siendo estos a su vez causantes de enfermedades zoonóticas como el síndrome de larva migrans visceral y ocular y el síndrome de larva migrans cutánea, cuando un hospedero accidental en este caso el humano entra en contacto con tierra o arena contaminada con larvas infectivas.

**Tabla 3.4** Porcentaje de parásitos ausentes y presentes en las áreas verdes de la Ciudad Universitaria

ESPECIES ZONÓTICAS	AUSENCIA		PRESENCIA		TOTAL	
	FRECUEN.	%	FRECUEN.	%	FRECUEN.	%
<i>Toxocara Canis</i>	11	46%	13	54%	24	100%
<i>Toxascaris Leonina</i>	20	83%	4	17%	24	100%
<i>Ancylostoma Caninum</i>	13	54%	11	46%	24	100%
<i>Diphylidium Caninum</i>	20	83%	4	17%	24	100%
<i>Uncinaria Sthenocephala</i>	22	92%	2	8%	24	100%
<i>Giardia Spp</i>	22	92%	2	8%	24	100%
<i>Trichuris Vulpis</i>	21	88%	3	13%	24	100%
<i>Taenia Spp</i>	22	92%	2	8%	24	100%



**Figura 3.4** Porcentaje de parásitos ausentes y presentes en las áreas verdes de la Ciudad Universitaria

En la tabla 3.4 y la figura 3.4 se muestra el porcentaje de parásitos ausentes y presentes en las áreas verdes, encontrándose 54% (13/24), 46% (11/24), áreas presentes para *toxocara canis*, *ancylostoma caninum*, respectivamente, *toxascaris leonina* y *diphylidium caninum* 17% (4/24), *uncinaria sthenocephala*, *giardia spp* y *taenia spp* 8% (2/24).

La elevada presencia de huevos de parásitos podría deberse a la elevada presencia de canes en la Ciudad Universitaria, la mayoría de las áreas verdes tienen buen estado de mantenimiento la cual está relacionada con la presencia de parásitos, es decir presentan buena cubierta de vegetación, el riego es continuo, así reuniendo las condiciones necesarias como humedad y microclima favorable para el desarrollo y conservación de los huevos en la superficie del terreno por mucho tiempo.

Los huevos de *Toxocara canis* y *Ancylostoma caninum* son muy resistentes a los factores medio ambientales y pueden mantenerse viables durante muchos meses e incluso varios años. Además que la cutícula que envuelve a la L3 o larva 3 infectante tiene un papel importante en la supervivencia de la larva y hace que ésta sobreviva en el medio ambiente y la protege de la desecación.

**Tabla 3.5** Porcentaje de huevos de parásitos encontrados en cada área verde de la Ciudad Universitaria y su respectivo nivel de contaminación

Nº	AREAS VERDES	TOTAL DE HUEVOS	%	N. C.
1	Biblioteca general	10	9.5	Moderado
2	Post grado	6	5.7	Moderado
3	Facultad de Derecho y Ciencias Políticas	4	3.8	Leve
4	Escuela profesional de Ingeniería Agrícola	8	7.6	Moderado
5	Plantas y Jugos	14	13.3	Alto
6	Anfiteatro de Obstetricia	0	0.0	Ninguno
7	Medicina Veterinaria	3	2.9	Leve
8	Facultad de Ciencias Sociales	6	5.7	Moderado
9	Facultad de Ciencias Agrarias	3	2.9	Leve
10	Laboratorio de Biología	4	3.8	Leve
11	Contorno del Cafetín	3	2.9	Leve
12	Facultad de Enfermería	2	1.9	Leve
13	Pabellón de las "H"	3	2.9	Leve
14	Laboratorio de Farmacia y Bioquímica	8	7.6	Moderado
15	FCEA	3	2.9	Leve
16	Pabellón A-D Agronomía	6	5.7	Moderado
17	Laboratorio de la Facultad de ingeniería Química y Metalurgia	2	1.9	Leve
18	Laboratorio de Minas o Mineralogía	0	0.0	Ninguno
19	Facultad de Educación	3	2.9	Leve
20	Centro Tecnológico de Informática	0	0.0	Ninguno
21	Laboratorio de Física	8	7.6	Moderado
22	Exterior e Interior de la puerta N°1	9	8.6	Moderado
23	Contorno del reservorio	0	0.0	Ninguno
24	Estadio UNSCH	0	0.0	Ninguno
<b>Total</b>		<b>105</b>	<b>100</b>	

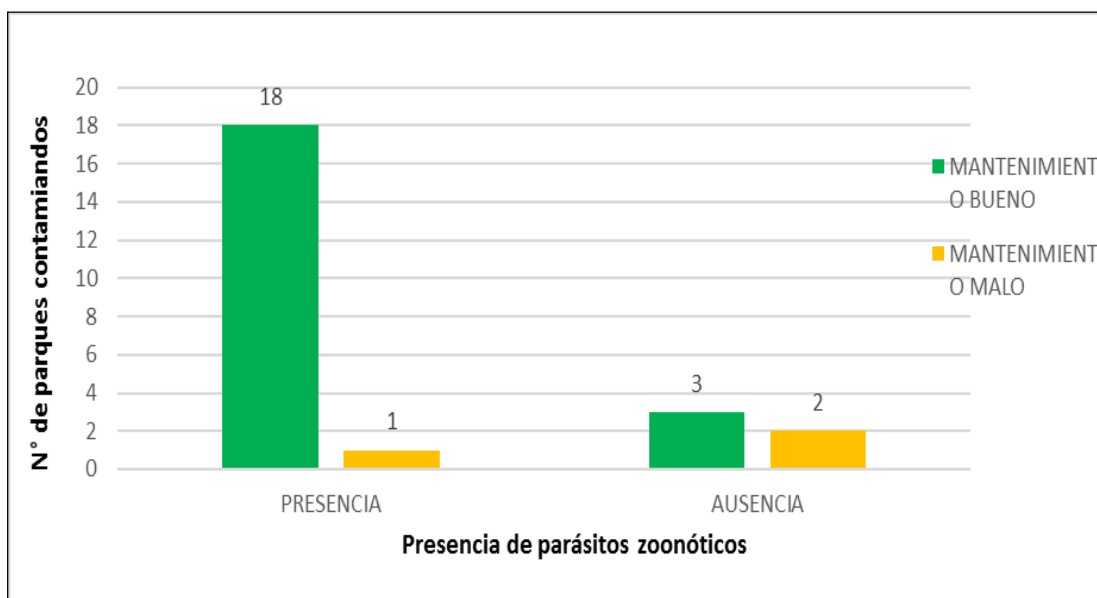
En la tabla 3.5, se muestra el porcentaje de huevos de parásitos encontrados en cada área verde de la Ciudad Universitaria y su respectivo nivel de contaminación, en el área de Plantas y Jugos se encontró 13.3% (14/105) huevos de parásitos con un nivel



de contaminación alto, en el área de Biblioteca General se encontró 9.5% (10/105) huevos con un nivel de contaminación moderado y el área de Laboratorio de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia con 1.9% (2/105) huevos con un nivel de contaminación leve.

El área verde de Plantas y Jugos tiene la mayor presencia de huevos de parásitos lo que posiblemente podría deberse a que esta área cuenta con buena cubierta de vegetación, el riego es continuo favorecen a un microclima para la conservación de los huevos, no presentaba cerco perimétrico lo que facilitaba el ingreso de canes. Así como también el área verde de la Biblioteca General que presenta abundante vegetación en casi toda su extensión el cual también carece de un buen cerco perimétrico. Siendo este el lugar más frecuentado por los estudiantes para realizar algunas labores de estudio o recreación poniéndose en un posible contacto con estadíos infectivos de estos parásitos.

### 3.3 CONTAMINACIÓN POR PARÁSITOS ZONÓTICOS SEGÚN EL MANTENIMIENTO DE LAS ÁREAS VERDES



**Figura 3.5** Contaminación por parásitos zoonóticos según el mantenimiento de las áreas verdes

La contaminación por parásitos zoonóticos según el mantenimiento de las áreas verdes se presenta en la figura 3.5, observándose 19 áreas con presencia a huevos de parásitos zoonóticos 94,7 % (18/19) con buen mantenimiento y 5,3% (1/19) con mal mantenimiento) y 5 áreas verdes ausentes 60% (3/5) con buen mantenimiento y 40% (2/5) con mal mantenimiento).

Oras (2012) reportó de 20 parques positivos a la presencia de huevos de *Toxocara spp.* 50% (10/20) con buen mantenimiento y 50% (10/20) con mal mantenimiento) y 8 parques negativos (62.5% (5/8) con buen mantenimiento y 37.5% (3/8) con mal mantenimiento).

Nuestros resultados son superiores en áreas verdes con buen mantenimiento esto se debe posiblemente a la relación directa que existe entre el mantenimiento y la presencia de huevos de parásitos.

### **PRUEBA EXACTA DE FISHER**

El test exacto de Fisher permite analizar si dos variables dicotómicas están asociadas cuando la muestra a estudiar es demasiado pequeña y no se cumplen las condiciones necesarias para que la aplicación del test  $\chi^2$  sea adecuada. Estas condiciones exigen que los valores esperados de al menos el 80% de las celdas en una tabla de contingencia sean mayores de 5.

Regla general:

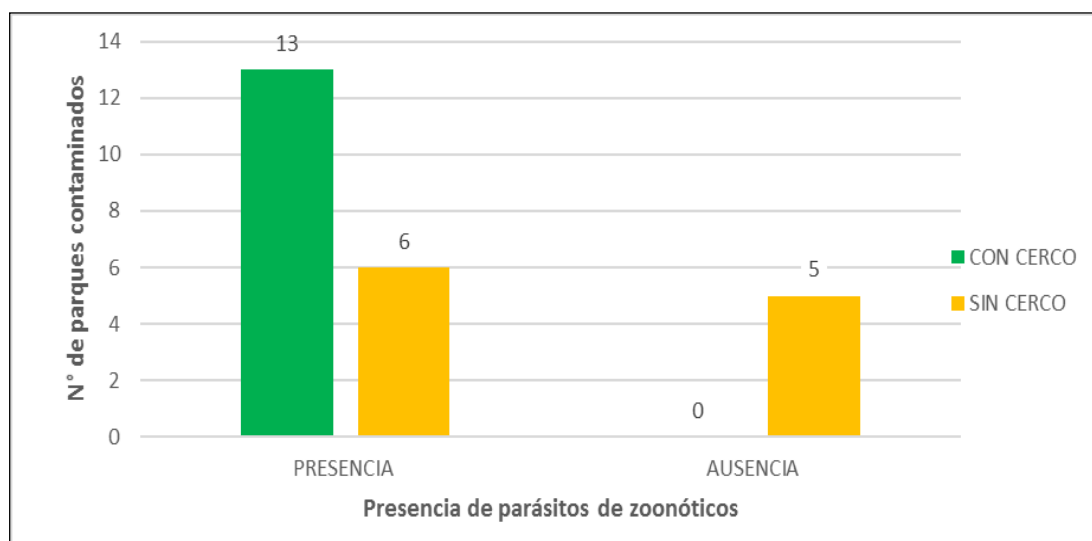
- $P_{\text{valor}} > 0.05$  se acepta la  $H_0$  (son independientes, no hay asociación).
- $P_{\text{valor}} < 0.05$  se rechaza la  $H_0$  (son dependientes, si hay asociación).

### **Interpretación**

Según la prueba estadística (PRUEBA EXACTA DE FISHER,  $P_{\text{valor}} = 0.099$ ,  $\alpha = 0.05$ ); la presencia de huevos de parásitos zoonóticos es independiente al mantenimiento de áreas verdes. Es decir, no hubo asociación entre la presencia de huevos de parásitos zoonóticos y tipo de mantenimiento de las áreas verdes.

En áreas verdes con buen estado de mantenimiento podría justificarse una mayor presencia de huevos parásitos, porque a pesar del clima seco y frío de las noches, existe humedad, oxigenación y abundante vegetación, que favorece la conservación de los huevos.

Situación que se contrapone en áreas verdes de mal mantenimiento estos están más expuestos al efecto negativo del clima.



**Figura 3.6** Contaminación por parásitos zoonóticos de acuerdo a la presencia o ausencia de cercos perimétricos

La contaminación por parásitos zoonóticos de acuerdo a la presencia o ausencia de cercos perimétricos se presenta en la figura 3.6, observándose 19 áreas con presencia a huevos de parásitos zoonóticos, 68.4% (13/19) con cercos perimétricos y 31.6% (6/19) con mal mantenimiento) y 5 áreas verdes ausentes de parásitos zoonóticos.

Resultados similares reportó Oras (2012), quien obtuvo 20 parques positivos a la presencia de toxocara de los cuales 70% (14/20) cuentan con cerco perimétrico y 30% (6/20). Se determinó 8 parques libres de *Toxocara spp.* de los cuales 50% (4/8) tiene cerco perimétrico y 50% (4/8) no tienen cerco perimétrico.

**Interpretación**

Según la prueba estadística (PRUEBA EXACTA DE FISHER, P valor = 0.011,  $\alpha=0.05$ ); la presencia de huevos de parásitos zoonóticos es dependiente a la presencia de cercos perimétricos.

El cerco perimétrico es una forma de evitar el ingreso de perros y la consiguiente contaminación fecal, pero al parecer sólo limita el ingreso de personas, con un mayor riesgo para el personal encargado de jardinería y los estudiantes que frecuentan estos sitios.

## CONCLUSIONES

Bajo las condiciones del presente trabajo se llegó a las siguientes conclusiones:

1. Los niveles de contaminación determinaron que existe 42% (10/24), 33% (08/24), 4% (1/24) para un nivel de contaminación leve, moderado, alto respectivamente y 5 áreas verdes libres de la presencia de huevos de parásitos zoonóticos. El 79.2% de áreas verdes de la Ciudad Universitaria se encuentran contaminados con huevos de parásitos de importancia zoonótica.
2. Las especies de parásitos zoonóticos encontrados fueron: *Toxocara canis* 40%, *Ancylostoma caninum* 32.38%, *Giardia Spp* y *Taenia Spp* 3.81% indicándonos a la variedad de parásitos a los cuales estamos expuestos si hacemos un inadecuado uso de las áreas verdes. Los parásitos presentes en las áreas verdes fueron: *toxocara canis* 54%, *Ancylostoma caninum* 46%, *Toxascaris leonina* y *Diphylidium caninum* 17%, *Uncinaria stenocephala*, *Giardia Spp* y *Taenia Spp* con 8%. Las áreas verdes que presentaron mayor contaminación fueron: Plantas y Jugos, Biblioteca General, Laboratorio de la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia con 13.3%, 9.5% y 1.9% para los niveles de contaminación alto, moderado y leve respectivamente.
3. De acuerdo al mantenimiento de las áreas verdes, de las 19 áreas positivas a la presencia de huevos de parásitos 94,7% (18/19) contaban con buen mantenimiento y el 5,3% (1/19) con mal mantenimiento. De las 19 áreas positivas a la presencia de huevos de parásitos zoonóticos 68,4% (13/19) presentaban cerco perimétrico y el 31,6% (6/19) no presentaban cercos perimétricos.

## **RECOMENDACIONES**

1. Realizar charlas informativas acerca de los parásitos encontrados a los estudiantes, personal administrativo y docentes.
2. Realizar el mantenimiento del cerco perimétrico de la Ciudad Universitaria para evitar el ingreso de los canes.
3. Implementar medidas de bioseguridad para el personal encargado de jardinería.
4. Realizar campañas de esterilización con fines de reducir la población canina.
5. La Municipalidad Distrital de Huamanga debe hacer cumplir las normas vigentes sobre tenencia responsable de canes (Ley N°27596 que regula el Régimen Jurídico de Canes y la Ordenanza Municipal N°029 – 2015 – MPH/A) así como la Ley N°30407, de protección y Bienestar Animal.

## REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA

1. Acha, P. N. y Szyfres, B. 1986, Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2da Edición OPS/Publicación científica, Lima.
2. Acha, P. N. y Szyfres, B. 1996, Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2da Edición OPS/Publicación científica, Lima.
3. Acha P. N. Szyfres B. 2003. Parasitosis en: Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Vol. 3. 3ra Ed. Washington. Organización Panamericana de la Salud.
4. Andersen, F. L., H. Ouhelli, M. Kachani. 1997. Compendium on Cystic Echinococcosis: In Africa and in Middle Eastern countries with special reference to Morocco. 1° Ed., Ed. Brigham Youn University. USA.
5. Atías, A. Neghme 1985. Parasitología Clínica. 2 da Edición Publicaciones Técnicas Mediterráneo. Santiago de Chile.
6. Atías A. Neghme 1991. Parasitología clínica. 3ra. Ed. Mediterráneo. Santiago de Chile.
7. Atías, A. Neghme 1995. Parasitología clínica. 3a ed. Ed. Mediterráneo. Santiago de Chile.
8. Arambulo y Schantz, P.M; Chai, P.S. Craig, J. Eckert, D.J. Jenkins. C.N. Macpherson, A. Thakur. 1995. Epidemiology and Control of Hydatid Disease. Ed. Thomson and A.J. Lymbery.
9. Becerril Flores, M. A. 2014. Parasitología médica. 4° Edición. Mc Graw – Hill. España.
10. Borchert, D; M. Restrepo 1964. Parasitología Veterinaria. Edit. Acribia. España.
11. Botero, D; M. Restrepo. 1992. Parasitosis humana. 2° Edición. Corporación para Investigaciones Biológicas. Colombia.
12. Botero, D; y M. Restrepo. 1998. Parasitosis humanas. Corporación para investigaciones biológicas. 2da Edición. Medellín – Colombia.
13. Bronw, H. W., Neva, F. A. 1986. Parasitología Clínica. Edit. Interamericana. México.
14. Conama. 2002. Áreas verdes en el gran Santiago. Gobierno de Chile.
15. Cordero Del Campillo, M., 1999. Parasitología veterinaria. 1° Edic. McGraw – Hilll – interamericana de España, S.A.U. Madrid – España.

16. Cox, D. y Holland, C., 1998. The relationship between numbers of larvae recovered from the brain of *Toxocara canis* – infected mice and social behaviour and anxiety in the host. *Parasitology*.
17. Drugueri, I. 2002. Equinococosis  
<http://www.zoetecnocampo.com/foro/forum4/html/000013.html>.
18. Enríquez, C. y J. Tuma. 1985. Metodología de planificación y evaluación de áreas verdes recreacionales: Aplicación a la comuna de Las Condes. Memoria Ingeniería Civil Industrial. Facultad de Ciencias Físicas y Matemáticas. Universidad de Chile.
19. Faubert, G. 2000. Immune response to *Giardia duodenalis*. *Clinical Microbiology Reviews*.
20. Flores S. E. 1997. Prevalencia y características de las enteroparasitosis en diez comunidades del Valle del Mantaro empleando la técnica de sedimentación. Tesis Bachiller Medicina. Facultad de Medicina Humana. UPCH. Lima.
21. Flores, Serapio 2013. “Diseño de plantas de tratamiento de aguas residuales con fines de riego de las áreas verdes en la Ciudad Universitaria – UNSCH. Ayacucho”. Tesis de Agronomía.
22. Frisancho, O, 1993. Parásitos intestinal: Aspectos fisiopatológicos. *Rev. Gastroen. Per.*
23. Georgi, JR y Georgi, ME. 1994. *Parasitología en clínica canina*. México.
24. Guevara, Jorge E., 2005. Contaminación de parques públicos de la ciudad de Ayacucho con huevos de *Toxócar* spp. y su repercusión en la salud pública. Tesis de Medicina veterinaria - UNSCH.
25. Junchaya, J. 1964. Contribución al Estudio del *Ancylostoma caninum* en perros de la Ciudad de Lima. Tesis Bach FMV- UNMSM, Lima – Perú.
26. Leguía, G., 1996. Enfermedades parasitarias en perros y gatos. Epidemiología y control. Edición Del Mar E.I.R.L., Lima – Perú.
27. López J, Abarca K, Paredes P, Inzunza E. 2006. Parásitos intestinales en caninos y felinos con cuadros digestivos en Santiago, Chile. Consideraciones en Salud Pública. *Revista médica de Chile*.
28. Mehlhorn, D.; D. Duwel; W. Raether. 1993. *Manual de Parasitología*.
29. Molina, C.; J. Ogburn; P. Adegboyega. 2002. Infección por *Dipylidium caninum*.



30. Motarjemi, Y. Kaferstein, F. Moy, G. Quevedo, F.1994. Alimentos de destete. Un importante factor de riesgo de diarrea y mal nutrición asociada. Oficina Sanit. Panama.
31. Nolasco, José A., 2002. Incidencia de *Ancylostoma caninum* y *Toxocara canis* en los distritos de Ayacucho, San Juan Bautista y Carmen Alto en la Provincia de Huamanga. Tesis de Medicina veterinaria – UNSCH.
32. Olsen, O. W. 1974. Parasitología Animal. 3ra. Edición. Aedos, España.
33. Orass, Yanira S. Presencia de huevos de *toxocara spp* en parques públicos del distrito de Ayacucho - 2012. Tesis de Medicina veterinaria – UNSCH.
34. Pérez, G. 2008. Atlas de parasitología en pequeños animales. Editorial Intermédica. Buenos Aires – Argentina.
35. Pereira, S.1991 Contaminación por parásitos zoonoticos de origen canino en parques públicos.
36. Quevedo, F. Michanie, S. Gonzales, S, 1990. Actualización de enfermedades transmisibles por alimentos. Washington, D. C.
37. Quiroz, H., 1994. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. 5ta. Ed. UTEHA - Editorial Noriega S.A. México.
38. Quiroz, H., 2008 Parasitología y Enfermedades Parasitarias de animales domésticos. Edit. LIMUSA, S.A. México, D.F.
39. Rodas, Marxwin M., 2011. Presencia de huevos de *Toxócara spp.* en parques públicos de la ciudad de Andahuaylas, San Jerónimo y Talavera de la Reyna. Tesis de Medicina veterinaria – UNSCH.
40. Rojas, M. 2003. Nosoparasitosis de perros y gatos peruanos. lima: martegraf. 83p.
41. Salinas P, Reyes L, Sotomayor M, Lentoja T. 1987. Prevalencia de huevos de *Toxocara sp.* En algunas plazas y parques públicas de la región Metropolitana e Santiago de Chile. Bol Chil Parasitol.
42. Soulsby, E. J.1987. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. 7ma. Edición Interamericana, México.
43. Urquhart, G, M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A.M., Jennings, F. W., 2001. Parasitología veterinaria. 2da Edic. Edit. Acribia S.A. Zaragoza – España.
44. UNSCH. 2010. Oficina de Servicio Meteorológico de la UNSCH.

45. Yoshida, M., Shirao, Y., Asai, H., Nagase, H., Nakamura, H., Okazawa, T., Kondo, K., Takayanagi, H., Fujita, K. y Akao, N. (1999) A retrospective study of ocular toxocariasis in japan: correlation with antibody prevalence and ophthalmological findings of patients with uveitis. *j helminthol* 73:357-361.
46. Vivanco, Silvia R., 2011. Parques públicos de la ciudad de Huanta contaminados con huevos de *Toxócar* spp. Tesis de Medicina veterinaria – UNSCH.

## ANEXOS

**ANEXO 1**  
**FICHA UTILIZADA PARA RECOGER Y PROCESAR INFORMACIÓN**  
**DEL PRESENTE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTOBAL DE HUAMANGA**



*Segunda Universidad Fundada en el Perú*  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**  
**ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA**



**LABORATORIO DE PARASITOLOGIA**

**INVESTIGADOR RESPONSABLE:**

<b>RECOJO DE MUESTRA</b>								
Área verde:					Fecha:			
Laboratorio (Hora):				Hora de recojo de la muestra:				
Tiempo Transcurrido en transportar las muestras:								
Existencia de cercos	SI ( )	NO ( )	Mantenimiento de áreas.	Buen mantenimiento ( )	Mal mantenimiento ( )			
<b>PROCESAMIENTO DE MUESTRA</b>								
Metodología:								
Inicio (Hora):		Termino (Hora):		Tiempo transcurrido en procesar la muestra:				
<b>EVALUACIÓN DE LA MUESTRA</b>								
Tiempo transcurrido desde el termino de procesamiento de la muestra hasta la evaluación de la muestra(microscopio):					Hora de observación de la muestra:			
Huevos de parásitos identificados								
<b>TOX. CANIS</b>	<b>TOX. LEON</b>	<b>GIAR. SPP</b>	<b>ANCYL.</b>	<b>TRICHU RIS</b>	<b>DI PH Y</b>	<b>UNC</b>		<b>TAEN IA SPP</b>
Observaciones:								

**Fuente:** Laboratorio de Parasitología.

## ANEXO 2 PUNTOS DE MUESTREO EN ÁREAS VERDES DE LA CIUDAD UNIVERSITARIA



Fuente: Google earth.



### ANEXO 3 RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

Recojo de muestra



Rotulado



Vaciado de muestra en balde



Agregado de detergente



Reposo de muestra por 24 horas



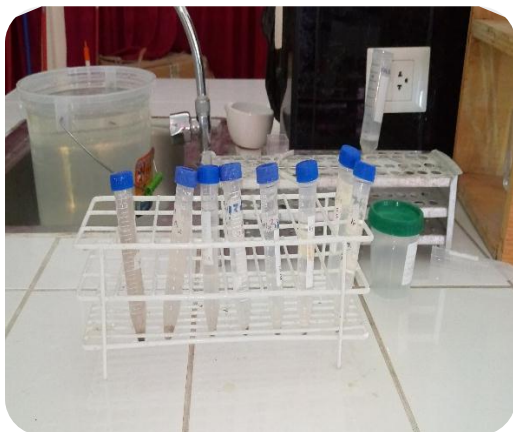
Extracción de césped



## ANEXO 4 ANÁLISIS DE MUESTRA

### Método de flotación

Muestra en tubos fálcon



Llevado al centrifuga a 1000rpm/1min



Solución salina hasta formar menisco

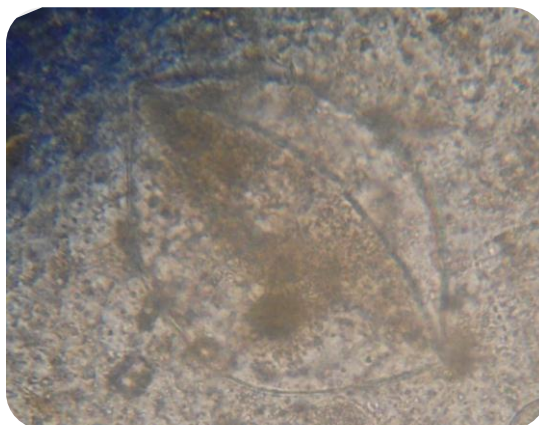


Reposo de muestra por 10 min



**ANEXO 5**  
**OBSERVACIONES MICROSCÓPICAS**

**QUISTE DE *Giardia spp***



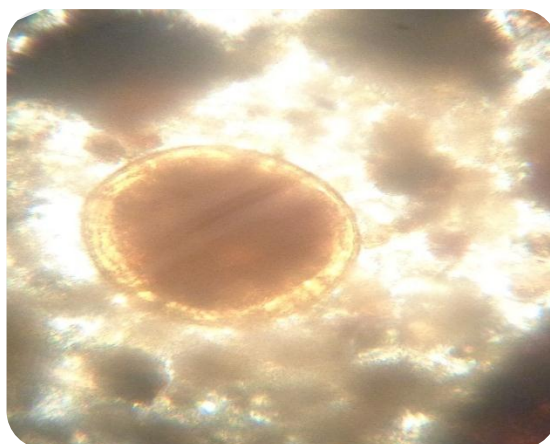
**Objetivo 40X**

**HUEVO DE *Toxocara canis***



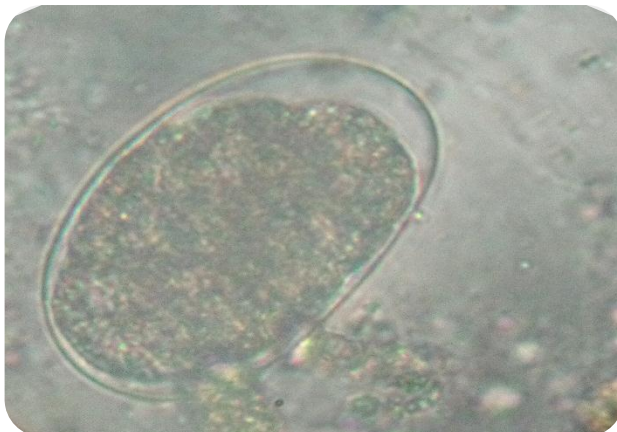
**Objetivo 40X**

**HUEVO DE *Toxascaris leonina***



**Objetivo 40X**



**HUEVO DE *Ancylostoma caninum***

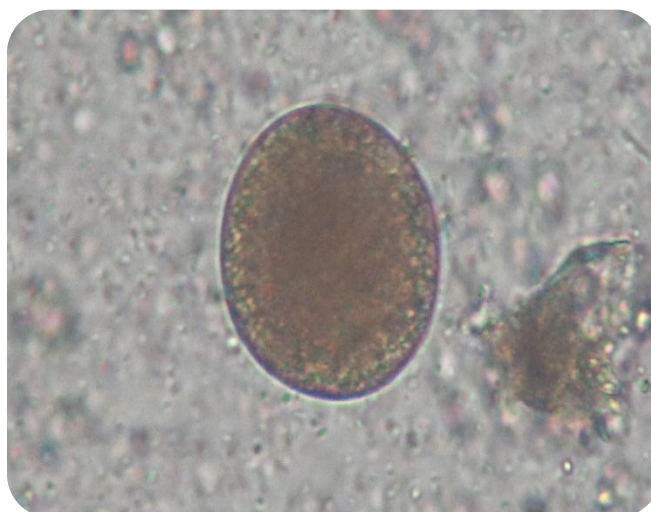
Objetivo 40X

**HUEVO LARVADO DE *Spirocerca lupi***

Objetivo 40X

**HUEVO DE *Uncinaria stenocephala***

Objetivo 40X

**HUEVO DE *Trichuris vulpis*****Objetivo 40X****HUEVO DE *Dipylidium caninum*****Objetivo 40 X****HUEVO DE *Taenia spp.*****Objetivo 40X**

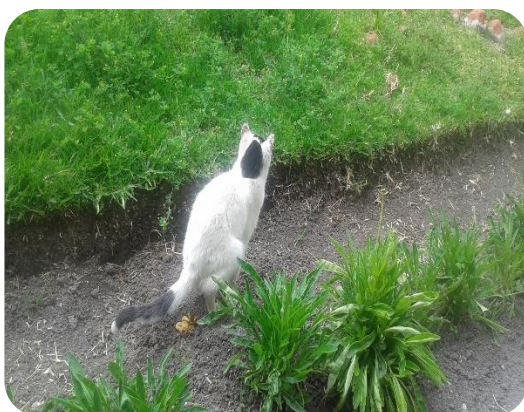


**ANEXO 6**  
**OBSERVACIONES MACROSCÓPICAS**

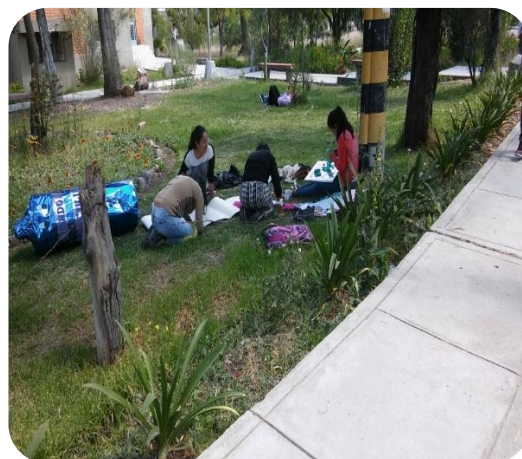
**PRESENCIA DE HECES EN ÁREA VERDE**



**PRESENCIA DE ANIMALES EN LAS ÁREAS VERDES DE LA CIUDAD**  
**UNIVERSITARIA**



**PRESENCIA DE ESTUDIANTES EN ÁREAS VERDES DEL CAFETÍN Y DE LA**  
**BIBLIOTECA CENTRAL**





**ANEXO 8**  
**INFORMACIÓN DE MANTENIMIENTO Y CERCOS**

Nº	AREAS VERDES	MANTENIMIENTO DE ÁREAS VERDES	CERCOS PERIMÉTRICOS
1	Biblioteca General	1	2
2	Post Grado	2	1
3	Facultad de Derecho y Ciencias Políticas	1	1
4	Ing. Agrícola	1	1
5	Plantas y jugos	1	1
6	Anfiteatro de Obstetricia	1	2
7	Medicina veterinaria	1	1
8	Facultad de Ciencias Sociales	1	1
9	Facultad de Ciencias Agrarias	1	1
10	Laboratorio de Biología	1	1
11	Contorno Cafetín	1	2
12	Facultad de Enfermería	1	1
13	Pabellón "H"	1	1
14	Laboratorio de Farmacia	1	2
15	FCEA	1	2
16	Pabellón A-D Agronomía	1	2
17	Laboratorio de la Facultad de Ing. Química y Metalurgia	1	2
18	Laboratorio Minas o Mineralogía	1	2
19	Facultad de Educación	1	1
20	Centro Tecnológico de Informática	1	2
21	Laboratorio de Física	1	1
22	Exterior e Interior de la puerta N°1	1	1
23	Contorno del reservorio	2	2
24	Estadio UNSCH	2	2
<b>TOTAL</b>			

**Nota:****Mantenimiento de áreas verdes**

(1): buen mantenimiento

(2): mal mantenimiento

**Cercos perimétricos**

(1): Con cerco

(2): sin cerco

**ANEXO 9**  
**TABLAS ESTADÍSTICAS CRUZADAS**

<b>Tabla cruzada Conservación*Presencia. Ausencia</b>				
Recuento				
		Presencia. Ausencia		Total
		Ausencia	Presencia	
Conservación	Buen mantenimiento	3	18	21
	Mal mantenimiento	2	1	3
Total		5	19	24

<b>Pruebas de chi-cuadrado</b>					
	Valor	df	Significaci <sup>o</sup> n asint <sup>o</sup> tica (bilateral)	Significaci <sup>o</sup> n exacta (bilateral)	Significaci <sup>o</sup> n exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	4,367 <sup>a</sup>	1	,037		
Correcci <sup>o</sup> n de continuidad <sup>b</sup>	1,768	1	,184		
Raz <sup>o</sup> n de verosimilitud	3,520	1	,061		
Prueba exacta de Fisher				,099	,099
Asociaci <sup>o</sup> n lineal por lineal	4,185	1	,041		
N de casos v <sup>o</sup> lidos	24				
a. 3 casillas (75,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento m <sup>o</sup> nimo esperado es ,63.					
b. S <sup>o</sup> lo se ha calculado para una tabla 2x2					

<b>Tabla cruzada Cercos*Presencia.ausencia</b>				
Recuento				
		Presencia.ausencia		Total
		Ausencia	Presencia	
Cercos	Con cerco	0	13	13
	Sin cerco	5	6	11
Total		5	19	24

<b>Pruebas de chi-cuadrado</b>					
	Valor	df	Significaci3n asint3tica (bilateral)	Significaci3n exacta (bilateral)	Significaci3n exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	7,464 <sup>a</sup>	1	,006		
Correcci3n de continuidad <sup>b</sup>	4,963	1	,026		
Raz3n de verosimilitud	9,405	1	,002		
Prueba exacta de Fisher				,011	,011
Asociaci3n lineal por lineal	7,153	1	,007		
N de casos v3lidos	24				
a. 2 casillas (50,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento m3nimo esperado es 2,29.					
b. S3lo se ha calculado para una tabla 2x2					

**ANEXO 10**  
**MATRÍZ DE CONSISTENCIA**  
**CONTAMINACIÓN DE ÁREAS VERDES DE LA CIUDAD UNIVERSITARIA CON HUEVOS DE PARÁSITOS DE**  
**IMPORTANCIA ZONOTICA AYACUCHO - 2017**

<b>PROBLEMAS</b>	<b>OBJETIVOS</b>	<b>HIPÓTESIS</b>	<b>VARIABLES</b>	<b>MÉTODO Y DISEÑO</b>
<b>PROBLEMA PRINCIPAL</b>	<b>OBJETIVO PRINCIPAL</b>	<b>GENERAL</b>	<b>VARIABLE INDEPENDIENTE (X)</b>	
¿Cuál será el nivel de contaminación con huevos de parásitos de importancia zoonótica en las áreas verdes de la ciudad universitaria, Ayacucho - 2017?	Evaluar el nivel de contaminación con huevos de parásitos de importancia zoonótica en áreas verdes de la ciudad universitaria, Ayacucho - 2017	Las áreas verdes de la ciudad universitaria se encuentran contaminados por huevos de parásitos de importancia zoonótica.	Huevos de parásitos <b>INDICADORES:</b> Especies de parásitos	<b>1.-Tipo de investigación</b> Descriptivo y explicativo <b>2.- Nivel de investigación</b> <b>3.- Diseño</b> <b>4.- Análisis estadístico</b> Prueba Exacta de Fisher. <b>6.- Población y Muestra</b> <b>Población:</b> 24 áreas verdes existentes de la ciudad universitaria. <b>Muestra:</b> 24 áreas verdes.
<b>PROBLEMA ESPECIFICO</b>	<b>OBJETIVOS ESPECIFICOS</b>	<b>HIPOTESIS ESPECIFICA</b>	<b>VARIABLE DEPENDIENTE (Y)</b>	
¿Qué especies de parásitos de importancia zoonótica se encontrarán en áreas verdes de la Ciudad Universitaria?	Identificar las especies de parásitos zoonóticos en áreas verdes de la ciudad universitaria.	El mantenimiento de áreas verdes influye en la presencia de parásitos zoonóticos.	Contaminación de áreas verdes <b>INDICADORES:</b> Nivel de contaminación	
¿En qué medida el mantenimiento de áreas verdes influye en la presencia de parásitos zoonóticos?	Establecer en qué medida el mantenimiento de áreas verdes influye en la presencia de parásitos.		Mantenimiento de áreas verdes.	