



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESCUELA DE BIOQUÍMICA Y FARMACIA

“ PREVALENCIA DE *Toxocara canis* Y SU RELACIÓN CON FACTORES DE RIESGO EN LOS ESTUDIANTES DE LA UNIDAD EDUCATIVA SAN ANDRÉS, 2019”

TRABAJO DE TITULACIÓN

TIPO: PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

Presentado para optar por el grado académico de:

BIOQUÍMICA FARMACÉUTICA

AUTORA: CAROL ESTEFANIA RUIZ JIMÉNEZ

TUTORA: Dra. SANDRA NOEMÍ ESCOBAR ARRIETA, M.sc

RIOBAMBA – ECUADOR

2019

© 2019, Carol Estefanía Ruiz Jiménez

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESCUELA DE BIOQUÍMICA Y FARMACIA

El Tribunal de Trabajo de Titulación certifica que: El trabajo de investigación: Tipo Proyecto de Investigación **"PREVALENCIA DE *Toxocara canis* Y SU RELACIÓN CON FACTORES DE RIESGO EN LOS ESTUDIANTES DE LA UNIDAD EDUCATIVA SAN ANDRÉS, 2019"** de responsabilidad de la señorita Carol Estefanía Ruiz Jiménez, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal de Trabajo de Titulación, quedando autorizada su presentación.

FIRMA

FECHA

Dra. Sandra Noemí Escobar Arrieta



2019-07-15

**DIRECTORA DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN**

BQF. Cecilia Toaquiza



2019-07-15

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Yo, Carol Estefanía Ruiz Jiménez soy responsable de las ideas, doctrinas y resultados expuestos en este trabajo de titulación y el patrimonio intelectual del mismo pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Carol Estefanía Ruiz Jiménez

DEDICATORIA

Este trabajo de titulación lo dedico a Dios por darme el mejor regalo que es vivir, llenarme de fuerzas para creer en mí y paulatinamente cumplir con uno de mis objetivos que es formarme como profesional. A mis padres, hermano, abuelito y tías quienes me brindaron su apoyo y palabras de aliento para no decaer en momentos difíciles y han estado junto a mí en la mayoría de momentos, a mis abuelitas y a pepito que me guían en mi camino a pesar de no estar junto a mí. Este logro es para ustedes a todos mis seres queridos.

Carol

AGRADECIMIENTO

A Dios por darme la vida, una familia genial, la oportunidad de estudiar y superarme cada vez más para cumplir mis sueños.

A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo por ser la instrucción formadora de profesionales, Escuela de Bioquímica y farmacia y a todos los profesores que con sus cátedras me llenaron de conocimientos para poder moldear profesionales de calidad y con valores.

Al grupo de investigación LEISHPAREC por ser un soporte para llevar a cabo este trabajo y a quienes lo conforman especialmente a la Dra. Sandrita quien nos dio su apoyo incondicional como tutora para poder desarrollar este trabajo de titulación a más de ello nos brindó consejos tanto académicos como de vida, a la vez agradezco a la BQF. Ceci quien me brindo su tiempo y apoyo para la ejecución de este trabajo de igual manera a Dr. Idrovo quien ayudó con sus conocimientos en la parte estadística .Un agradecimiento especial al rector de la unidad Educativa San Andrés quien nos dio una apertura para la realización de este trabajo de investigación.

Mi sincero y extenso agradecimiento a mis padres quienes me han dado toda las facilidades para llegar a ser profesional, a mi hermano quien algunas veces me ayudó. A Kevin, quién me ayudó desde un inicio y me enseñó que no existe obstáculos para conseguir lo que uno desea, a mis amigas/os y familia quienes me brindaron su ayuda, apoyo, consejos y palabras de aliento para culminar con éxito esta etapa.

Carol

TABLA DE CONTENIDO

Páginas

RESUMEN	xiv
ABSTRACT	xv
INTRODUCCIÓN	1
JUSTIFICACIÓN	3
OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN	4
Objetivo General	4
Objetivo Específico	4
CAPÍTULO I	
1. MARCO TEÓRICO	5
1.1. Toxocariosis	5
1.1.1 <i>Agentes etiológicos</i>	6
1.1.2 <i>Etapas del ciclo de vida del Toxocara spp</i>	6
1.2 <i>Toxocara canis</i>	7
1.2.1 <i>Clasificación taxonómica</i>	8
1.2.2 <i>Morfología</i>	9
1.2.3 <i>Ciclo de vida</i>	10
1.2.3.1 <i>Vía oral en perros</i>	10
1.2.3.2 <i>Vía transplacentaria en perros</i>	11
1.2.3.3 <i>Vía oral en humanos</i>	12
1.2.4 <i>Mecanismos patogénicos</i>	12
1.2.5 <i>Patología</i>	13
1.2.6 <i>Manifestaciones clínicas</i>	13
1.2.6.1 <i>Larva migrans visceral (LMV)</i>	14

1.2.6.2	<i>Larva migrans ocular (LMO)</i>	14
1.2.6.3	<i>Neurotoxocariasis</i>	15
1.2.7	<i>Diagnóstico en perros y humanos</i>	17
1.2.7.1	<i>Diagnóstico en humanos</i>	17
1.2.7.2	<i>Diagnóstico en perros</i>	17
1.2.8	<i>Tratamiento</i>	18
1.2.9	<i>Epidemiología y factores de riesgo</i>	19
1.2.10	<i>Prevención</i>	20
1.3	<i>Inmunología</i>	21
1.3.1	<i>Anticuerpo, Ac</i>	21
1.3.2	<i>Antígeno , Ag</i>	22
1.3.3	<i>Analito</i>	22
1.3.4	<i>Sistema inmune</i>	22
1.3.5	<i>Inmunoensayo</i>	23
1.3.5.1	<i>Clasificación de ensayos inmunoenzimáticos</i>	23
1.3.5.1.1	<i>Inmunoensayos homogéneos</i>	23
1.3.5.1.2	<i>Inmunoensayo heterogéneos</i>	24
1.3.6	<i>ELISA</i>	24
1.3.6.1	<i>Clasificación de los ELISAs</i>	25
CAPÍTULO II		
2.	MARCO METODOLÓGICO	28
2.1	Área de estudio	28
2.2	Criterios de selección de muestras	28
2.3	Materiales, equipos y reactivos	28
2.3.1	<i>Materiales</i>	28
2.3.2	<i>Equipos</i>	29

2.3.3	<i>Reactivos</i>	29
2.4	Socialización del tema de trabajo en la Unidad Educativa “San Andrés”.....	29
2.5	Recolección de datos.....	30
2.6	<i>Análisis de muestras</i>	30
2.6.1	<i>Determinación de anticuerpos IgG Anti-Toxocara</i>	31
2.6.1.1	<i>Procedimiento</i>	32
2.7	<i>Análisis estadístico</i>	33
CAPÍTULO III		
3.	MARCO DE RESULTADOS, ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	34
3.1	Resultados de anticuerpos IgG de <i>Toxocara canis</i>	34
3.2	Resultados de las encuestas en los estudiantes de la Unidad Educativa San Andrés.....	37
3.3	Análisis estadístico.....	50
CONCLUSIONES		53
RECOMENDACIONES		54
GLOSARIO		
BIBLIOGRAFÍA		
ANEXOS		

ÍNDICE DE TABLAS

	Páginas
Tabla 1-1: Características generales de la morfología del <i>Toxocara canis</i>	6
Tabla 2-1: Etapas del ciclo de vida del Toxocara.....	6
Tabla 3-1: Morfología del <i>Toxocara canis</i>	9
Tabla 4-1: Signos y síntomas de la LMV y LMO en humanos.....	16
Tabla 1-2: Valores de referencia de <i>T.canis</i>	33
Tabla 1-3: Resultado del análisis de anticuerpo IgG-antitoxocara en el suero de los estudiantes de la Unidad educativa San Andrés.....	34
Tabla 2-3: Edad de los encuestados.....	37
Tabla 3-3: Género de los encuestados.....	38
Tabla 4-3: Pregunta N° 1. ¿Qué mascota tiene en casa?	39
Tabla 5-3: Pregunta N° 2. ¿En qué lugar mayoritariamente permanece su mascota.....	40
Tabla 6-3: Pregunta N° 3. ¿Cuánto tiempo pasa con su mascota?.....	41
Tabla 7-3: Pregunta N° 4. ¿Se lava las manos después de acariciar o jugar con su mascota?.....	42
Tabla 8-3: Pregunta N° 5. ¿Se lava las manos antes de comer?.....	43
Tabla 9-3: Pregunta N° 6. ¿Duerme con su mascota?.....	45
Tabla 10-3: Pregunta N° 7. ¿Besa a su mascota?.....	46
Tabla 11-3: Pregunta N° 8. ¿Lleva al veterinario a su mascota?.....	47
Tabla 12-3: Pregunta N° 9. ¿Conoce acerca de las enfermedades que pueden transmitir su mascota (perros)?.....	48
Tabla 13-3: Pregunta N° 10. ¿Ha escuchado hablar sobre la toxocariasis?.....	49
Tabla 14-3: Resultados estadísticos .Relación entre los factores de riesgo y la probabilidad de presentar Toxocariasis	50

ÍNDICE DE FIGURAS

	Páginas
Figura 1-1: <i>Toxocara canis</i> forma adulta	5
Figura 2-1: <i>Toxocara canis</i> en su hospedador canino.....	7
Figura 3-1: Ciclo evolutivo del <i>Toxocara canis</i>	10
Figura 4-1: Ciclo de vida oral y transplacentaria en el perro.....	11
Figura 5-1: Transmisión oral del <i>Toxocara canis</i> en humanos.....	12
Figura 6-1: Larvas seccionadas de <i>T.canis</i> en muestra de pulmón extirpado	14
Figura 7-1: Larva migrans ocular.....	15
Figura 8-1: Lesión en la columna vertebral y cerebro por larvas	15
Figura 9-1: Determinantes epidemiológicos y factores de riesgo de la toxocariasis humana	20
Figura 10-1: Tipos de anticuerpos	21
Figura 11-1: Microplaca Elisa.....	25
Figura 12-1: Tipos de Elisa.....	26

ÍNDICE DE GRÁFICOS

	Páginas
Gráfico 1-2: Fundamentos de la prueba para la determinación de <i>Toxocara canis</i> IgG.....	31
Gráfico 2-3: Resultado del análisis de <i>T.canis</i>	36
Gráfico 3-3: Resultados sobre la edad de los estudiantes encuestados	38
Gráfico 4-3: Género de los estudiantes encuestados.....	39
Gráfico 5-3: Resultados de las mascotas que poseen los estudiantes	40
Gráfico 6-3: Resultados del lugar de permanencia de las mascotas	41
Gráfico 7-3: Resultados del tiempo de contacto con las mascotas	42
Gráfico 8-3: Resultados del lavado de manos después de acariciar o jugar con la mascota.....	43
Gráfico 9-3: Resultados del lavado de manos antes de comer	44
Gráfico 10-3: Resultados de dormir con la mascota	45
Gráfico 11-3: Resultados de besar a la mascota.....	46
Gráfico 12-3: Resultados de llevar a la mascota al veterinario.....	47
Gráfico 13-3: Resultados sobre el conocimiento de enfermedades que pueden transmitir las mascotas (perro).....	48
Gráfico 14-3: Resultados sobre si ha escuchado hablar de la toxocariasis	49

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO A: Ficha técnica Análisis ELISA para determinación de *Toxocara canis*

ANEXO B: Resultados proporcionados por el equipo Elisa para la determinación de IgG anti-toxocara

ANEXO C: Resultados observados en la microplaca

ANEXO D: Oficio de aceptación y asignación de Institución por parte del Distrito de Educación

ANEXO E: Oficio de autorización para la ejecución del proyecto de investigación en la Unidad Educativa San Andrés

ANEXO F: Oficio detallando las actividades que se realizarán en la Unidad Educativa y el personal a cargo.

ANEXO G: Oficio emitido al Subcentro de salud de San Andrés para la entrega de resultados a los estudiantes.

ANEXO H: Validación de las encuestas.

ANEXO I: Socialización a los estudiantes de 8^{vo}, 9^{no} y 10^{mo} de básica de la Unidad Educativa San Andrés.

ANEXO J: Observación macroscópica de algunos parásitos.

ANEXO K: Entrega de autorizaciones a los estudiantes.

ANEXO L: Entrega, recepción de encuestas y toma de muestras.

ANEXO M: Procesamiento de las muestras en el laboratorio de Análisis clínicos de la ESPOCH.

ANEXO N: Socialización y entrega de trípticos acerca de las formas de prevenir esta zoonosis.

ANEXO O: Reporte de laboratorio- resultados.

ANEXO P: Grado de afectividad de los chicos hacia sus mascotas y perros en las calles.

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

L2	Larva en segundo estadio
L3	Larva en tercer estadio(infectante)
LMV	Larva Migrans visceral
LMC	Larva migrans cutánea
LMO	Larva migrans ocular
L4	Larvas adultas
SNC	Sistema nervioso central
Th2	Linfocitos T helper
PRR	Receptores de patrones de reconocimiento
TLR	Receptor de tipo Toll
IL	Lecitinas
TSLP	Lifopoyetina estromal tímica
IgE	Inmunoglobulina e
Ac	Anticuerpos
Ag	Antígenos
RIA	Radioinmunoensayo
CIA	Inmunoensayo por quimioluminiscencia
EIA	Enzimoimunoensayo
LEISHPAREC	Acrónimo de Leishmaniosis y otras parasitosis en Ecuador
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación
OMS	Organización Mundial de la Salud
NTU	Unidades nefelométricas de turbidez
IgG	Inmunoglobulina g

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo de titulación fue determinar la prevalencia de *Toxocara canis* y su relación con los factores de riesgo en estudiantes de la Unidad Educativa San Andrés, el estudio se realizó en una población de 197 alumnos pertenecientes a los niveles de octavo, noveno y décimo de educación, se trabajó con una muestra de 90 estudiantes los mismos que fueron seleccionados en base a factores de riesgo y la respectiva autorización del representante legal, a quienes se les realizó el proceso de extracción de sangre, las muestras obtenidas se transportaron a 4 °C con precaución al laboratorio de análisis clínicos de la Facultad de Ciencias de la ESPOCH; el método que se empleó para la detección de este parásito fue el ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas (ELISA) mediante el cual se determinó las muestras con anticuerpos IgG anti-toxocara; los análisis sanguíneos y de las encuestas se tabularon por medio del programa Excel empleando la prueba CHI2 de independencia. Se determinó una incidencia de Toxocariasis en 38 estudiantes equivalente al 42,42% y por medio de los datos obtenidos se pudo concluir que si existe una zoonosis entre las mascotas, sus dueños y una relación con los factores de riesgo que en este caso fueron el tipo de mascota, el tiempo que pasa junto a la mascota, el control veterinario y el género del dueño con el padecimiento de esta enfermedad. Se recomienda hacer hincapié en capacitaciones de la práctica de buenos hábitos higiénicos y a la vez un control médico oportuno tanto para las mascotas como para los dueños.

Palabras Clave

<BIOQUÍMICA>, <*Toxocara canis* (PARÁSITO)>, <FACTOR DE RIESGO>, <ZONOSIS>, <ELISA (MÉTODO)>, <ESTUDIANTES SECUNDARIOS>, <SAN ANDRÉS (PARROQUIA)>



ABSTRACT

The objective of the present titration work was to determine the prevalence of *Toxocara canis* and its relation with risk factors in students of the San Andrés Educational Unit, the study was conducted in a population of 197 students belonging to the levels: eighth, ninth and tenth of education, a sample of 90 students was worked who were selected based on risk factors and the respective authorization of the legal representative, to whom the blood extraction process was performed, the samples obtained were transported at 4 ° C with caution to the clinical analysis laboratory of the Faculty of Sciences of ESPOCH; the method used for the detection of this parasite was the enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) by which the samples were determined with IgG antitoxocara antibodies; The blood and survey analyzes were tabulated using the Excel program using the CHI2 independence test. An incidence of Toxocariasis was determined in 38 students equivalent to 42.42% and by means of the data obtained it was possible to conclude that if there is a zoonosis among the pets, their owners and a relation with the risk factors that in this case were the type of pet, time spent with the pet, veterinary control and the owner's gender with the disease. It is recommended to emphasize training in the practice of good hygienic habits and at the same time a timely medical control for both pets and owners.

Keywords

<BIOCHEMISTRY>, <*Toxocara canis* (PARASITE)>, <RISK FACTOR>, <ZOONOSIS>, <ELISA (METHOD)>, <SECONDARY STUDENTS>, <SAN ANDRÉS (PARISH)>



INTRODUCCIÓN

En la actualidad las enfermedades parasitarias son un problema de Salud Pública, la parasitosis es una enfermedad que afecta principalmente a niños sin embargo muchas de estos parásitos se transmiten por zoonosis como es el caso de la toxocariasis en el cual tiene como hospedador definitivo el perro (*Canis lupus familiaris*) y el gato (*Felis silvestris catus*) (Radman et al, 2006, pp.41-44).

La zoonosis se basa en la transmisión de enfermedades entre animales y hombres en la cual el animal es el reservorio del agente infectante, la FAO realiza una valoración en la cual el 60 % de las enfermedad en los humanos son causadas por zoonosis sin embargo ésta generan una variación de acuerdo a las tasas de prevalencia entre humanos y animales (Naquira, 2010, p.494).

Algunas de las zoonosis se dan porque ciertos tipos de geohelminthos aquejan a animales que se encuentran en contacto directo con el hombre como es el caso de perros y gatos transmitiéndose de forma involuntaria al ser humano (Cardillo, 2003, p.374).

A través de los años se ha notado un gran vínculo entre los humanos y los animales específicamente los de compañía demostrando por medio de estudios la influencia positiva de las mascotas en la salud del hombre en aspectos como terapéuticos, fisiológicos, psicológicos y psicosociales de esta forma establecen un gran lazo emocional (Gómez, Atehortua y Orozco, 2007, p.379). Sin embargo la información aportada por la OMS manifiesta que hay alrededor de 200 zoonosis, de las cuales 50 son transmitidas al ser humano por caninos, siendo una de las más frecuentes a nivel mundial la infección producida por el parásito *Toxocara canis* (Rojas, León y Bustamante, 2015, p.21), que tiene una distribución cosmopolita considerada como frecuente en la mayor parte de los continentes de América, África y Asia, existiendo como una enfermedad desatendida mundialmente, especialmente en Venezuela y en América latina su importancia radica en la epidemiología de casos de morbilidad y mortalidad la cual puede ser prevenible considerando que diversos sucesos que se presentan en humanos son asintomáticos, de acuerdo a las tasas de distribución la infección por *Toxocara canis* en América latina varía de 2.5 a 63.2% y las tasas de seroprevalencia se encuentran en el rango de 1.8 a 66.6 % (Rodríguez-morales y Delgado, 2009, pp.2-4).

En el Ecuador hay una prevalencia de 8.5% en muestras fecales de bovinos en la provincia del Azuay con una seroprevalencia del 30% en niños de entre 5 y 10 años estos datos fueron del año 1997 (Rodríguez-morales y Delgado, 2009, p.3). En los resultados de las muestras analizadas de estudiantes de Bioquímica durante el año 2017 se encontró que el parásito con mayor prevalencia en perros es el huevo de *Toxocara canis* con el 51.85% (Vacacela, 2017).

En países como Francia, Suiza, Corea y España hay una baja prevalencia de la enfermedad, debido a que realizan un control de infecciones en caninos tanto domésticos como callejeros, disminuyendo de esta forma el porcentaje de zoonosis hacia el hombre pero no anula el riesgo, dado que el parásito se encuentra de forma natural en los suelos y en el ambiente (Rojas, León y Bustamante, 2015, p.25).

Cabe recalcar que serán más vulnerables las personas de estratos económicos bajos, ya que no cuentan con las condiciones y servicios básicos necesarios, varias veces la ubicación donde viven no es idónea debido a que muchos de ellos habitan cerca de depósitos de heces de animales convirtiéndose de esa manera en un foco infeccioso de contaminación para los humanos tampoco se realizan campañas de educación para explicar sobre los factores de riesgo, prevención tomando en cuenta que el suelo juega un papel importante en la forma de diseminación de esta parasitosis (The center for food security public & health, 2005, pp.1-4).

Se hace énfasis en que el *Toxocara canis* se transmite a las personas de forma accidental, no es detectado por un examen coproparasitario ya que la larva que se encuentra en el hombre no produce huevos y la afección que genera es el síndrome de la larva migrans, debido a esto se realiza un diagnóstico mediante ensayos inmunológicos que actualmente son los más empleados y menos invasivos como lo es el método ELISA que va a medir la cantidad de anticuerpos IgG anti *Toxocara* el cual tiene un alto nivel de sensibilidad y especificidad correlacionando a este ensayo se considera aspectos como síntomas, epidemiología, radiografías y otros exámenes clínicos para establecer un diagnóstico veraz sobre el padecimiento de esta enfermedad en humanos, otro método de diagnóstico es mediante biopsia de la parte afectada o necropsias por lo cual es importante para la salud humana y animal conocer sobre enfermedades que transmiten los animales e identificar qué factores son los que más contribuye para que exista una prevalencia del parásito (*Toxocara canis*) en el hombre (Acha y Szyfres, 2001).

JUSTIFICACIÓN

En el presente trabajo de titulación se pretende encontrar la prevalencia de *Toxocara canis* en estudiantes de la Unidad Educativa San Andrés y conocer la influencia de los factores de riesgo para que se produzcan dicha zoonosis. Se recalca que el *Toxocara canis* se transmite a las personas de forma accidental, no es detectado por un examen coproparasitario ya que este parásito no evoluciona su forma adulta y se queda simplemente en el estadio de larva en el hombre por lo cual no produce huevos y genera el síndrome de la larva migrans el mismo que no presenta síntomas en un inicio pero posteriormente de acuerdo a la ubicación de larva en el organismo genera diversas patologías como hemorragias, necrosis, reacción inflamatoria eosinofílica y formación de granulomas, las larvas pueden permanecer en el cuerpo por años y el diagnóstico se realiza mediante ensayos inmunológicos empleando en este caso el método ELISA que va a medir la cantidad de anticuerpos IgG anti *Toxocara* y radiografías (Roldán et al, 2011, pp. 613-620).

Mediante este trabajo se pretende identificar casos de zoonosis y su grado de impacto en una sociedad identificando que factores predominan más sobre este tipo de parasitosis, generando de esta forma un beneficio para la población estudiantil con el fin de mejorar, brindar un conocimiento sobre esta enfermedad y su impacto en la salud. La Escuela Superior Politécnica de Chimborazo el laboratorio de Análisis Clínicos de la Facultad de Ciencias cuenta con los materiales, equipos y reactivos necesarios para la investigación, este trabajo de titulación forma parte de un proyecto de investigación del grupo Leishmaniosis y otras parasitosis en el Ecuador “LEISHPAREC” perteneciente a la Facultad de Ciencias el cual está formado por personas con sólidos conocimientos en el área, la tutora del presente trabajo forma parte del grupo de investigación quien brinda un gran apoyo para el desarrollo de este trabajo aportando con sus conocimientos, experiencia en la rama de Parasitología y del área clínica, la información que servirá como sustento científico será obtenida mediante bases de datos confiables, libros y material de la biblioteca. A más de ello la malla curricular abarca los temas de desarrollo en la tesis que ayudan a su progreso y mejorar la calidad de vida de la población más vulnerable. El financiamiento de la investigación va a ser ejecutado un 60% por el grupo LEISHPAREC (Leishmaniosis y otras parasitosis en Ecuador) y el otro 40% es financiado por el tesista.

OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

Objetivo General

Determinar la prevalencia de *Toxocara canis* y su relación con los factores de riesgo en estudiantes de la Unidad Educativa San Andrés.

Objetivo Especifico

- Determinar los factores de riesgo a través de encuestas y análisis estadísticos para correlacionar con la prevalencia de *Toxocara canis* en la muestra estudiada.
- Emplear el método inmunológico para determinar el *Toxocara canis* en las muestras de suero sanguíneo de los prototipos estudiados .
- Identificar la prevalencia de *Toxocara canis* en estudiantes de la Unidad Educativa San Andrés y correlacionar con los factores de riesgo
- Capacitar a los estudiantes de la Unidad Educativa sobre la prevención de zoonosis.

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO

1.1 Toxocariosis

La toxocariasis es la infección transmitida de forma zoonótica al hombre generada por los parásitos del género *Toxocara*, cualquier persona puede infectarse siendo más frecuente que se infecten los niños pequeños y los propietarios de los perros o gatos, el propio sistema inmune del cuerpo puede matar al parásito pero en futuras contaminaciones no se podrá proteger ya que las larvas pueden vivir muchos años en el hospedero humano generando hemorragias, necrosis, formando granulomas y reacción inflamatoria eosinofílica, se generaron casos originalmente en el año 1950-1959 de esta enfermedad, en Estados Unidos aproximadamente el 13.9% de la población tiene anticuerpos anti-toxocara (Centers for disease control and prevention, 2013; Roldán et al, 2011, pp.613).

El *Toxocara* es un género de ascárido propio de los animales conocidos de forma común como lombriz intestinal del animal pero capaz de infectar indirectamente al hombre generando una enfermedad severa conocida como el síndrome de larva migrans.



Figura 1-1: *Toxocara canis* forma adulta

Fuente: Colegio Médico Veterinario de Chile A.G

1.1.1 Agentes etiológicos

Las especies de *Toxocara* que tenemos son el *Toxocara canis* (parásito de perro) siendo el más común, el *Toxocara cati* (de gatos), el *Toxocara vitulorum* (de bovinos), *Toxocara pteropodi* (en murciélagos y zorros voladores) (The center for food security public & health, 2005, p.1). Entre las características morfológicas generales del Género *Toxocara* tenemos:

Tabla 1-1: Características generales de la morfología del género *Toxocara*

Filo: Nemátodos	
Huevos	Los huevos son similares a los del <i>Ascaris</i> pero un poco más grandes, redondeados y con la cubierta externa más irregular.
Larvas	Las larvas miden aproximadamente 400 micras de longitud y son las únicas formas que afectan al hombre.
Forma adulta	Son gusanos redondos de forma cilíndrica en la parte superior tienen una boca y como una expansión lateral en forma de unas aletas. Las formas adultas se diferencian por el tamaño de macho y hembra, el macho mide alrededor de 4 a 6 cm su parte posterior es curvada y las hembras son más grandes midiendo alrededor de 6 a 10 cm con su parte posterior recta y terminada en punta.

Fuente: (Bortero y Restrepo, 2003; Instituto Nacional de seguridad e higiene y trabajo, 2015)

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

1.1.2 Etapas del ciclo de vida del *Toxocara spp.*

Tabla 2-1: Etapas del ciclo de vida del *Toxocara*

Etapas	Característica
Huevos no embrionados	Estos son eliminados en las heces
Huevos embrionados infecciosos	Tienen larvas de tercer estadio es decir que los huevos desarrollan por al menos 1 o 2 semanas en el ambiente
Larvas inmaduras	Migran a través de los tejidos
Larvas inmaduras latentes	Se encuentran en varios tejidos
Gusanos maduros	Localizados en los intestinos

Fuente: (The center for food security public & health, 2005)

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

1.2 *Toxocara canis*

Es un gusano intestinal de tipo helminto con una coloración blanquecina y de forma redondeada propio de los perros que se transmite por zoonosis al hombre y las enfermedades que causa en el individuo son debido a los diferentes estadios de las lavas (Nicoletti,2013,pp.217-228).

Como diseminadores de esta parasitosis tenemos a los caninos desde los 20 días hasta el año de edad y las hembras mayor de un año en celo, lactancia y preñadas, mientras que un reservorio natural es el suelo en donde se depositan los huevos y estos se desarrollan a formas infectantes con un estado juvenil L2 sin embargo consideran que un estado L3 pueden permanecer viables durante grandes periodos de tiempo. Cuando se produce una infección inicial, el parásito puede ser reprimido por la inmunidad a más de ello puede verse aprisionado en un tejido en particular y dependiendo de la capacidad de evasión de la respuesta inmune del parásito, este puede sobrevivir y mantenerse en forma latente sin causar signos o síntomas relevantes para poder sospechar de su presencia en el organismo. La fase crónica ocurre como resultado del proceso inflamatorio ocasionado por la presencia del parásito en los tejidos y las manifestaciones clínicas dependerán del número de parásitos y de su localización en los tejidos u órganos del hospedero (Roldán et al. ,2011,pp.214-215).



Figura 2-1: *Toxocara canis* en su hospedador canino
Fuente:(Beisteiros, 2019)

Los síndromes asociados que este parásito puede generar en el hombre es el síndrome de la larva migrans teniendo entre ellos los más estudiados el síndrome de la larva migrans visceral, ocular , cutánea y neurotoxocariasis .En el caso de la larva migrans cutánea (LMC) estas larvas van a parasitar a través de la piel del huésped y por lo general esto se adquiere por contacto de la piel con fuentes ambientales que por lo general es el suelo lugar donde se encuentren las larvas , la larva

migrans visceral (LMV) se produce cuando el huésped ingiere los huevos del *Toxocara canis* ya sea por alimentos o intermediarios, las larvas migran a través de los órganos internos y finalmente se enquistan en los tejidos generando síntomas que varían de acuerdo al número de parásitos y tejidos invadidos considerando que si se localizan al nivel del sistema nervioso central serán más graves, estos casos son poco frecuentes y casi se producen exclusivamente en niños pequeños. La larva migrans ocular (LMO) se produce cuando las larvas migratorias invaden al globo ocular del huésped generando varios síntomas de acuerdo al lugar y la actividad de las larvas considerando que existe una inflamación y puede generarse que la visión se vaya perdiendo (The center for food security& public health, 2007).

La neurotoxocariasis es un poco raro que ocurra pero se produce cuando las larvas migran hacia al cerebro teniendo una afectación clínica al sistema nervioso estos casos más se evidenciaron en personas adultas encontrándose hallazgos de larvas en leptomeninges, materia gris y blanca del cerebro, cerebelo y tálamo (Nicoletti, 2013, pp.217-228).

1.2.1 Clasificación taxonómica

La taxonomía del *Toxocara canis* es:

Dominio: Eukaryota

Reino: Animalia

Phylum: Nematelminthes

Clase: Secernentea

Subclase: Rhabditia

Orden: Ascaridida

Superfamilia: Ascaridoidea

Familia: Toxocaridae

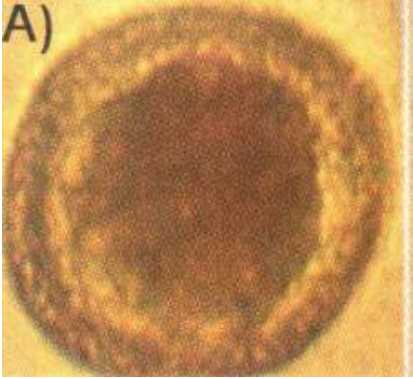
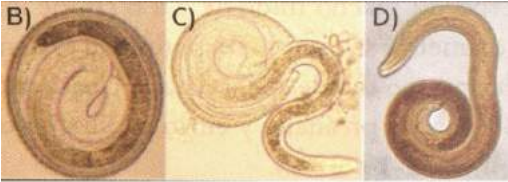

Género: *Toxocara*

Especie: *Canis*.

(De la Fé et al., 2006, p.3).

1.2.2 Morfología

Tabla 3-1: Morfología del *Toxocara canis*

Forma	Descripción
<p>Huevos</p> 	<p>Tienen una cubierta gruesa, esféricos o a veces ovalados con una cubierta irregular con hoyuelos en la superficie, contenido granular es de color marrón oscuro a negro miden entre 80 a 85 μm por 75 μm. Están constituida por tres capas que son la quitinosa vitelina y proteinácea gruesa. Para que los huevos fecundados pasen a larvados requieren condiciones óptimas para su desarrollo como es : Temperatura (22 a 25 °C) y humedad completándose en periodo de tres semanas.</p>
<p>Larvas</p> 	<p>Las larvas miden aproximadamente 400 μm de largo y de 12 a 21 μm de diámetro en el ambiente están dentro de los huevos. Solo este estadio existe en los tejidos humanos.</p>
<p>Forma adulta</p> 	<p>Gusanos no segmentados, blanquecinos, de forma cilíndrica poseen un aparato digestivo completo, sistema nervioso y excretor. Las formas adultas son macho y hembra diferenciándose por el tamaño, el macho mide de 4 a 6 cm y la hembra puede medir de 6 a 15 cm con un diámetro de 2.5 mm a 3 mm puede poner hasta 200000 huevos por día y la vulva se encuentra en el cuarto anterior del cuerpo de este nematodo, esta forma habita en el intestino delgado del perro en la región cervical ambos tienen aletas que sus medidas oscilan entre 2 a 4 mm por 0.2mm.</p>

Fuente: (Guillespie& Pearson, 2001, p.502; De la Fé et al., 2006; Becerril, 2014, p.280)

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

1.2.3 Ciclo de vida

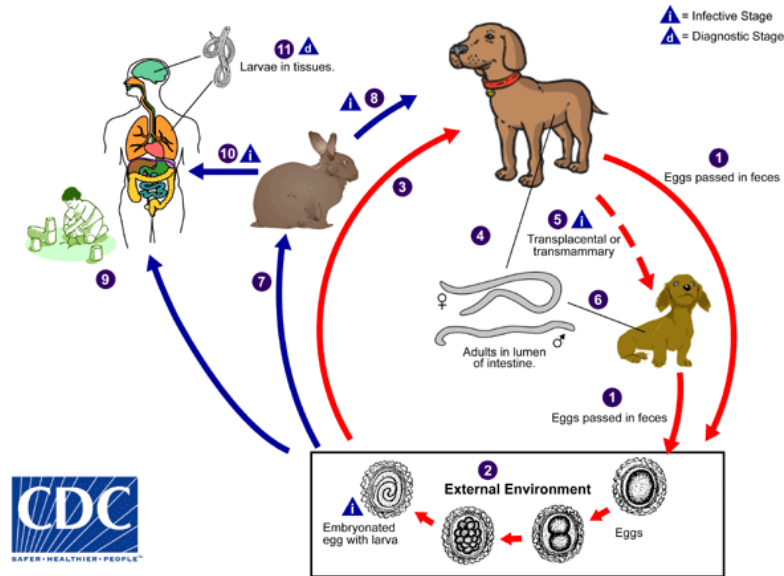


Figura 3-1: Ciclo evolutivo del *Toxocara canis*

Fuente: (Center for disease control and prevention, 2013)

El ciclo de vida de este parásito se genera tanto en perros como en humanos encontrándose cuatro vías para adquirir la infección:

- Vía intrauterina en perros
- Vía transmamaria en perros
- Ingestión de huevos L2 por geofagia principalmente en humanos
- Consumo de carne de hospederos paraténicos que estén infectados con *T. canis* en perros. (Becerril, 2014, p. 280).

1.2.3.1 Vía oral en perros

El huésped definitivo de este parásito es el perro, si el animal está infectado los huevos van hacer eliminados en las heces y estos embrionan en el suelo bajo condiciones adecuadas (humedad y temperatura) e infectan al perro, o al vector por medio de la vía oral, al momento que el canino ingiere los huevos larvados (L2), el pH ácido del estómago conjuntamente con el pH alcalino del duodeno a más de ello el ambiente anaerobio activan a las larvas y provocan que eclosionen en el intestino delgado donde son liberadas y penetrando la mucosa, durante 24 horas después de la eclosión estas se transportan por la vía porta al hígado, transportadas por la sangre de tres a cinco días post infección llegan a los pulmones desgarran los alveolos y llegan al estadio de L3 posteriormente cruzan los bronquios, tráquea, laringe, faringe, esófago, estómago para finalmente

llegar al intestino delgado en donde se convierten en larvas adultas (L4) y se reproducen, los huevos se evidenciarán en la materia fecal después de cuatro a cinco semanas de la infección, cabe mencionar que esos huevos no son infectantes debido a que requieren permanecer en el suelo para que se desarrollen a estado infectante L2 debido a esto se le nombra como geohelminto, los parásitos adultos viven un promedio de 4 meses, repitiéndose el ciclo cuando se ingiere los huevos otros canes (Becerril, 2014, p.280).

La infección va a variar de acuerdo a la edad del canino y se produce en:

- Cachorro menores de tres meses atraviesan los alvéolos pulmonares, ascienden a la faringe pasan al intestino delgado donde generan parásitos adultos.
- En perros adultos se dirigen a circulación arterial a partir del pulmón y se depositan en las vísceras donde generan granulomas (Botero y Restrepo, 2003, pp 349-350).

En perros machos adultos y hembras no preñadas las larvas pueden permanecer encapsuladas libres o en los diferentes tejidos (Atias, 2011, pp. 333-334).

Cabe recalcar que cuando las larvas migran pueden permanecer sin rumbo en la circulación sistémica pero al momento que crecen y su tamaño es mayor al diámetro de los vasos sanguíneos, este parásito comienza a migrar y logran quedarse en varios tejidos en forma durmiente por varios años (Becerril, 2014, p.280).

1.2.3.2 Vía transplacentaria en perros

Las perras en estado de gestación que tengan larvas en sus tejidos van a transferirlas a sus fetos debido a la gran capacidad migratoria que poseen, esto se produce porque el sistema inmunológico de la madre se encuentra disminuido y se presentan cambios hormonales generándose así la infección congénita en perros recién nacidos (Botero y Restrepo 2003, p. 349).

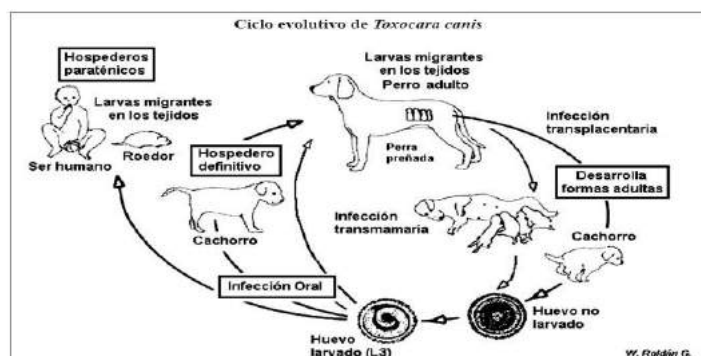


Figura 4-1:Ciclo de vida oral y transplacentaria en el perro
Fuente: (Chávez et al, 2011, p.229)

1.2.3.3 Vía oral en humanos

La transmisión de esta enfermedad resulta de forma accidental ya que el hombre ingiere los huevos embrionados que pueden estar en tierra ,agua o alimentos contaminados los cuales si se encuentran en el ambiente y con condiciones adecuadas se vuelven infecciosos e ingresan al organismo, llegan al intestino, eclosionan los huevos y se liberan las larvas penetrando el intestino y llegando a la vía sanguínea, las larvas son capaces de deambular por todo el cuerpo pero muchas de ellas se sitúan en las vísceras principalmente en el hígado, por vía arterial pueden llegar al ojo y al SNC cabe mencionar que en el hombre estas no se desarrollan a formas adultas(Despommier ,2003).

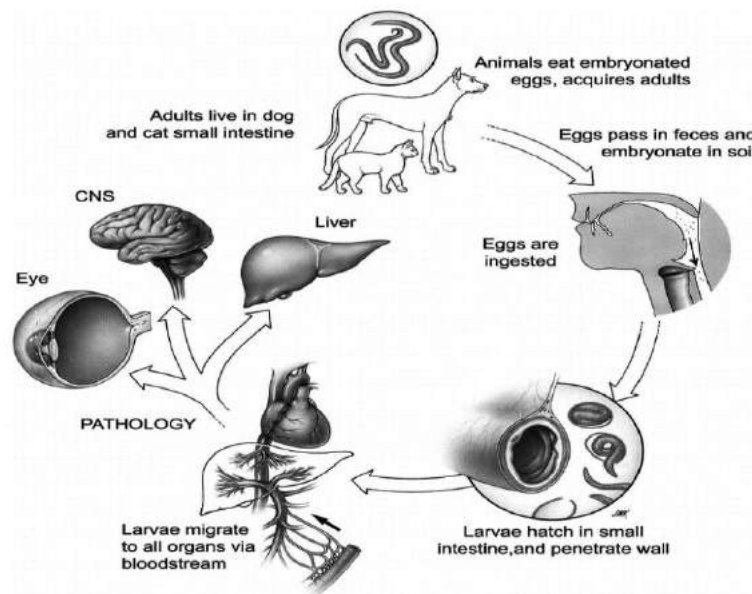


Figura 5-1: Transmisión oral del *Toxocara canis* en humanos
Fuente : (Despommier, 2003)

1.2.4 Mecanismos patogénicos

El *Toxocara* posee una morfología y un ciclo de vida inaintestinal y extraintestinal el cual al momento de atacar al cuerpo del hospedero el sistema inmunológico reacciona generando una respuesta de tipo Th2 pero esta no es totalmente protectora debido a los diversos estados de desarrollo de este parásito .

Inicialmente el cuerpo puede reconocer moléculas de los nemátodos mediante los PRR (receptores de patrones de reconocimiento) como los receptores de tipo Toll (TLR) o lecitinas que secretan IL-4,IL-5,IL-9,IL-13,IL-25,IL33, TSLP (Lifopoyectina tímica estromal) y alarminas que ayudan a que se distingan los linfocitos T hacia las células CD4 Th2 y para la activación de células presentadoras

de antígenos .La respuesta propiciada por los Th2 provoca que acreciente la concentración de inmunoglobulinas y de citosinas IL-4 e IL-5 las cuales hacen que se genere en el cuerpo eosinofilia y mastocitosis . En el cuerpo humano aproximadamente el 80% de larvas que eclosionan de los huevos en el intestino son destruidas por la respuesta inflamatoria inespecífica en un lapso de tiempo de 5 días post infección y debido a la reacción inmune que se genera se evita que las larvas ingresen a la mucosa intestinal. Por las células fagocíticas, anticuerpos y el complemento pueden eliminar a muchos parásitos y agentes infectantes pero algunos logran escapar y llegan a órganos en donde generan inflamación o granulomas e inicia una producción de IL-1,IL-6,IL-8,TNF y factores de complemento que provocan que se activen los linfocitos, macrófagos, neutrófilos por medio del incremento de moléculas de adhesión y la permeabilidad de los vasos sanguíneos locales , cabe recalcar que el número de larvas es proporcional a los granulomas de los tejidos fuera del intestino(Becerril, 2014, p. 281).

1.2.5 Patología

Entre los órganos más afectados se encuentra el hígado, ojos, ganglios y pulmones en donde se forman granulomas debido a que las larvas se rodean de tejido fibroso y terminan por calcificarse, en el hígado presenta un cuadro clínico con hepatomegalia y granulaciones , en los pulmones hay exudado inflamatorio y granulaciones por ello mediante un examen microscópico se encuentran eosinófilos y cristales de Charcot-Leyden , en el cerebro las larvas producen lesiones muy parecidas a tumores , en el ojo hay lesiones granulomatosas y endoftalmitis principalmente. Otros factores a considerar es si el paciente presenta hipereosinofilia persistente, hipergammaglobulinemia y adenopatías (Botero y Restrepo, 2003, p.350).

1.2.6 Manifestaciones clínicas

Las manifestaciones clínicas dependerán del órgano al que se afecta, el número de larvas del paciente y la edad del huésped. En los niños cuando hay una invasión visceral por lo general la mayoría se producen sobre los pulmones presentando cuadros con bronquitis, asma, neumonía se genera en muchos casos tos con expectoración , fiebre, malestar , infiltrados radiológicos cambiantes ,otra variación característica es fiebre prolongada con sintomatología pulmonar, adenopatías, hepatomegalia, esplenomegalia y el aumento de eosinófilos que sobrepasan el 50% y encontrándose en muchos casos parasitismo múltiple .Otro suceso que se produce es cuando las larvas han migrado al SNC el cuadro que presenta el paciente es muy variado desde síntomas de

déficit neuropsiquiátrico, epilepsias, cuadros de encefalitis, meningitis o tumoración , en la toxocariasis ocular se generan alteraciones en la visión y entre los síndromes que se producen son granulomas que comprometen a la retina, endoftalmitis difusa, papilitis ,estas larvas no se observan en un examen oftalmológico y suelen confundírsele con un retinoblastoma (Botero y Restrepo, 2003, pp.350-352).

1.2.6.1 Larva migrans visceral (LMV)

Fue explicada por Beaver en 1952 en infantes que presentaban un cuadro clínico de hipereosinofilia y hepatomegalia, afecta principalmente a niños comprendidos en las edades de 2-7 años con antecedentes de geofagia y/o exposición a cachorros. Este síndrome se caracteriza por dolor abdominal, hiporexia, fiebre, tos, sibilancias, asma, hepatomegalia, hipereosinofilia (mayor a 2000 células/mm³) e hipergammaglobulinemia (Chávez et al., 2011, p.230).

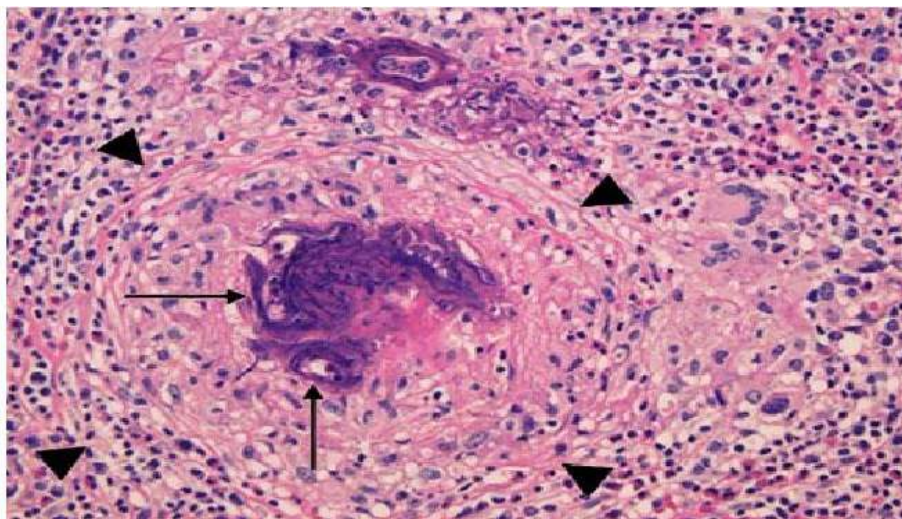


Figura 6-1. Larvas seccionadas de *T. canis* en muestra de pulmón extirpado
Fuente: (Lim, 2007, p.151)

1.2.6.2 Larva migrans ocular (LMO)

Tiene una menor frecuencia que la LMV, se reportó el primer caso por primera vez en Perú en 1991 por lo general ocurre de forma unilateral en un rango de edad de niños mayores a 5 años y adultos jóvenes, entre los síntomas clínicos que presenta son disminución de la agudeza visual, ojo rojo, endoftalmitis, dolor ocular, purito, uveítis, leucocoria, estrabismo (Nicoletti, 2013, pp.217-228). Si la larva queda atrapada en las membranas oculares por la reacción inflamatoria, se puede desarrollar un granuloma retiniano, a menudo en el polo posterior. Cabe recalcar que comúnmente no existe

eosinofilia en los pacientes y los síntomas pueden aparecer y desaparecer durante un periodo de años muchas son infecciones subclínicas que frecuentemente se detectaran mediante un examen ocular de rutina (Nicoletti, 2013, pp.217-228).

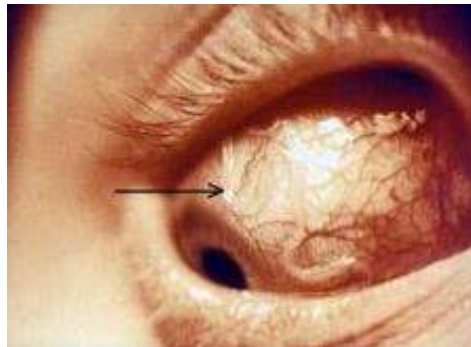


Figura 7-1: Larva migrans ocular
Fuente:(StudyBlue)

1.2.6.3 Neurotoxocariasis

Las larvas del *Toxocara* pueden atravesar la barrera hematoencefálica irrumpiendo hacia el SNC, de acuerdo a estudios en autopsias se demostró que las larvas en leptomeninges, sustancia gris como blanca, cerebro, cerebelo, médula espinal; afecta principalmente a adultos, presenta síntomas inespecíficos entre los más reportados son: convulsiones, meningoencefalitis o mielitis transversa, vascularización cerebral y cambios en el comportamiento. La mayoría de casos reportados no presentaban signos neurológicos clínicos por lo cual se desconoce la importancia clínica y la localización cerebral de las larvas, actualmente la infestación de larvas de *T.canis* al SNC es rara, incluso en modelos animales las larvas migran al cerebro (Sánchez, S. García, H y Nicoletti ,A., 2018, p.1-3). En el cerebro no se encuentran encapsuladas las larvas por lo que al momento de migrar dejan infiltrados inflamatorios incluso necrosis de tejido debido a esto los síntomas neurológicos son variados (Chávez et al, 2011, p.231).

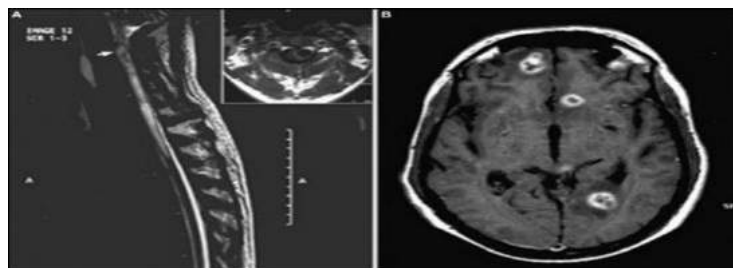


Figura 8-1: Lesión en la columna vertebral y cerebro por larvas
Fuente:(Sánchez et al., 2018, p.3)

Tabla 4-1: Signos y síntomas de la LMV y LMO en humanos

Características	Larva migrans visceral	Larva migrans ocular
Edad	Niños 2-7 años	Niños 5-10 y adultos
Antecedentes de geofagia	Sí	Sí
Signos y Síntomas	Fiebre Infección hepática Hepatomegalia Cólico abdominal Vómito Infección pulmonar Rinorrea Tos no productiva Disnea Bronquiolitis Asma Neumonitis Infección al sistema nervioso central Meningoencefalitis Epilepsia Convulsiones Trastornos del sueño y conducta Parestesias Hipoestesias Hemiplejia Vejiga neurógena espástica Otros: miocarditis, nefritis	Daño unilateral Disminución de la visión Granuloma retinal Endoftalmitis crónica Papilitis Uveítis Coriorretinitis Glaucoma secundario Estrabismo Leucocoría Desprendimiento de retina Granuloma en la periferia del vítreo Absceso eosinofílico Pérdida de la visión
Leucocitos (normal 10 000 mm ³)	Altos	Normal o ligeramente elevados
Eosinófilos (normal 1-4 %)	Eosinofilia extrema > 50%	Normal o ligeramente elevados
Títulos de anticuerpos	Elevados	Títulos bajos \geq 1:16 o negativos
Hipergammaglobulinemia	Elevada	IgG elevada en humor acuoso
IgG (NORMAL 639-1 344 mg/ L)	Elevada	Bandas de 24-25 kDa
IgM (normal 40-240 mg/L)	Elevada	
IgE (normal 0-200 ng/L)	Elevada	
Isoemaglutininas anti-A y B	Elevadas	
Inmunoelectrotransferencia	Bandas de 24-25 kDa	

Fuente: (Becerril, 2014, p. 283)

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

1.2.7 Diagnóstico en perros y humanos

1.2.7.1 Diagnóstico en humanos

El diagnóstico consiste en la localización de las larvas migrantes en biopsias de los tejidos afectados del paciente o en necropsias. Debido a que el parásito queda restringido a su forma larvaria, no es posible utilizar métodos coproparasitológicos para detectar huevos en las heces, actualmente, se debe tener en cuenta hasta cinco datos clínicos para catalogar una toxocarosis sintomática: las características de la historia del paciente, los signos y síntomas clínicos encontrados, una inmunoserología positiva, la presencia de eosinofilia y niveles incrementados de IgE total (Roldán et al., 2011, pp.615-616).

Para la detección de antígenos de excreción/secreción de las larvas de *Toxocara canis* se emplea pruebas inmunoenzimáticas como el test de ELISA indirecto para detectar anticuerpos circulantes en el suero del paciente, aunque también se puede detectar en otros fluidos corporales del paciente, tales como en el humor vítreo y el líquido cefalorraquídeo sin embargo para los últimos no se encuentra estandarizado este ensayo. La prueba ELISA es estandarizada para detectar anticuerpos IgG anti-toxocara con una sensibilidad entre el 80-100% y una especificidad que va desde los 90-95% cabe destacar que estos valores pueden variar de acuerdo a la zona geográfica ya que hay sitios en donde hay otro tipo de helmintiasis y poliparasitismo. Un resultado falso positivo puede darse en pacientes con ascariosis, estrongiloidosis, triquinosis, fasciolosis y otras helmintiasis relacionadas también es importante considerar que cuando el paciente se encuentre coinfectado con otros helmintos, problema que puede ser resuelto indicando al paciente un análisis coproparasitológico seriado (Roldán et al., 2011, pp.615-616).

1.2.7.2 Diagnóstico en perros

Se debe tener presente para el diagnóstico la edad del perro, la dilatación del abdomen, frecuencia de vómitos, la postura en los cachorros por lo general los infectados presentan las patas traseras extendidas tanto en estación o cuando caminan. Muchas veces en las heces se puede apreciar vermes adultos.

- Se puede identificar estos parásitos mediante un examen microscópico o por un análisis directo o usando otra técnica en la materia fecal.

- La infección prenatal se diagnosticara mediante datos de la historia clínica y a veces se observan parásitos en las heces(Bowman,2011,pp.213-214).

1.2.8 Tratamiento

Lo más transcendental que impide el éxito del tratamiento en humanos es que los medicamentos lleguen a las larvas que están en los tejidos y otro problema es comprobar la eficacia del fármaco en pacientes(Guangxu et al., 2017, p.4).

Para la larva migrans visceral no complicada, se indica un tratamiento sintomático, con antihistamínicos, corticoesteroides, y de ser necesario, broncodilatadores. El antihelmíntico de elección es el albendazol 400 mg dos veces al día durante 5 días, preferiblemente con alimentos ricos en grasa teniendo como tratamiento de segunda línea el mebendazol sin embargo en el cuerpo hay una pobre absorción ya que no se absorbe fuera del tracto gastrointestinal, los corticoesteroides ayudan a reducir las manifestaciones alérgicas de la infección (Despommier ,2003,p.269).

En el caso de la LMO su tratamiento consiste en tratar con corticoesteroides (1 mg/kg/día/ 1 mes o más) a pacientes con inflamación intraocular activa, antiparasitarios y procedimientos quirúrgicos como la vitrectomía pars plana se indican cuando existe desprendimiento de retina, membrana fibrocelular intravítrea o epirretiniana, e incluso para la extracción de la larva. El láser puede aplicarse en casos atípicos de nematodo móvil sub-retiniano (Uribarren, 2018).

Para el tratamiento de la neurotoxocariasis se recomienda el albendazol ya que atraviesa la barrera hematoencefálica y tiene una mejor tolerancia que el mebendazol y dietilcarbamazina, muchos pacientes todavía presentan parásitos a pesar de desparasitarse debido a que los parásitos se encuentran en los tejidos con mayor frecuencia en el cerebro por lo que se busca mejorar los antihelmínticos para que lleguen a este órgano por medio del empleo de polietilenglicol, y compuestos encapsulados en liposomas , otra alternativa natural para las larvas de este parásito que se está estudiando es el empleo de extractos vegetales de *Chenopodium ambrosioides* y un extracto acuoso del suplemento nutricional Nutridesintox, el cual se ha empleado in vitro y redujo los infiltrados inflamatorios en el hígado y pulmón de los ratones CD-1 (Guangxu et al., 2017, pp.4-5).

1.2.9 Epidemiología y factores de riesgo

Esta parasitosis se produce en todo el mundo con una alta tasa de prevalencia encontrándose mayor incidencia en áreas rurales y países tropicales siendo más frecuente en niños y niñas de edades entre 2-7 años (Meza, 2011).

De acuerdo a resultados de encuestas epidemiológicas la Seroprevalencia en países como los G8 (Rusia, Canadá, Estados Unidos, Francia, Italia, Alemania, Reino Unido y Japón) se encuentra entre el 2 al 5% en zonas urbanas, en zonas semi-rurales varía entre el 15-20% mientras que en las afueras de las ciudades y en zonas rurales logra establecer un valor entre el 35-42% (Fillaux & Magnaval, 2013, p.328).

En Colombia se ha encontrado casos de *Toxocara canis* en el 66.7% de perros analizados y en niños que convivían con sus respectivas mascotas un 7.3% de positividad en la prueba de ELISA.

Para su epidemiología es importante considerar factores como exposición a lugares potencialmente contaminados con huevos de *T. canis*, la enfermedad en el canino, mala higiene ambiental, contacto entre humano-mascota, onicofagia, geofagia, mala higiene personal, estado socioeconómico bajo, ingesta de carne cruda o animales paraténicos contaminados (Meza, 2011; Fillaux & Magnaval, 2013).

Cabe mencionar que en el hombre se adquiere esta parasitosis por vía oral ya sea por consumir alimentos en malas condiciones higiénicas (mal lavado, por manos contaminadas con tierra o huéspedes de transporte) por geofagia siendo más susceptibles a contaminarse de esta forma los niños, mujeres embarazadas o pacientes psiquiátricos, cabe recalcar que esta parasitosis no se transmite de persona a persona (Archelli y Kozubsky, 2008, p.381).

En base a la epidemiología del portador y diseminador que en este caso es el perro se estima que a nivel del mundo hay un canino por cada 10 personas pero un 50% son callejeros, en un estudio realizado en México en 1960-1969 la prevalencia de *Toxocara* en cachorros callejeros fue de un 76% y en caninos adultos callejeros fue de un 7.1%. En estudios recientes la prevalencia de este parásito en perros adultos fue de 12-18%, en perros menores de un año fue 65% y en caninos mayores al año de vida fue de 55% (Becerril, 2014, pp.284-285).

El suelo juega un gran papel para contribuir a diseminar esta parasitosis ya que muchos perros defecan en lugares como parques, areneros y los dueños no recogen sus heces a más de ellos hay que recalcar las deposiciones que son generadas por los perros callejeros generando una contaminación del suelo por huevos de *T. canis*. De acuerdo a los estudios realizados en dos parques del sur de México existió una prevalencia del 14.6% y 60% de huevos de *T. canis*. (Becerril, 2014, p.285).

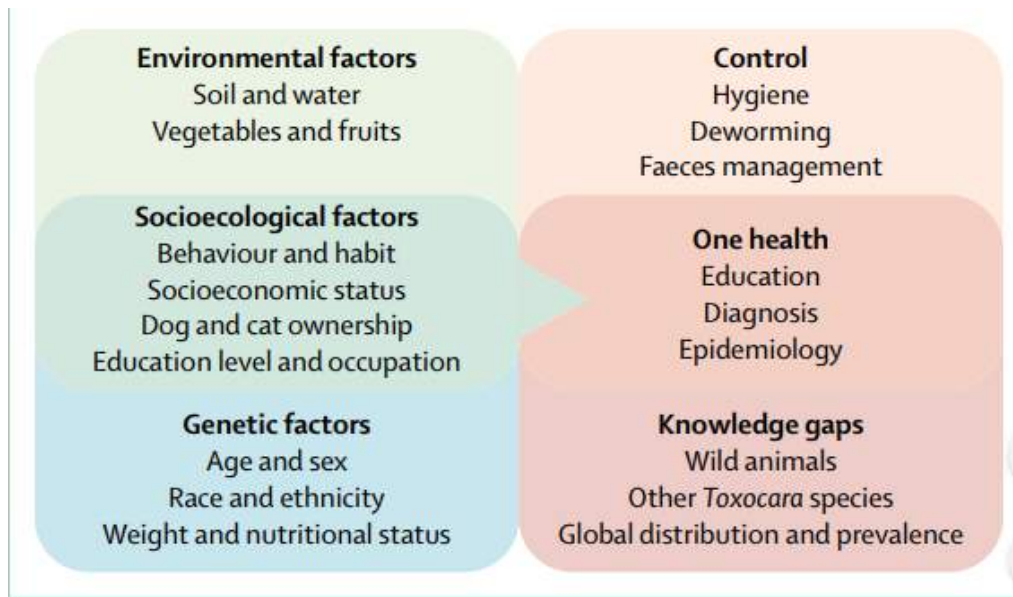


Figura 9-1: Determinantes epidemiológicos y factores de riesgo de la toxocariasis humana

Fuente: (Guangxu et al., 2017, p.6)

1.2.10 Prevención

La prevención debe enfocarse tanto en humanos como en animales empezando desde los más pequeños:

- Ensenándoles a que no coman tierra ni las uñas (geofagia, onicofagia).
- Promover medidas higiénicas como lavarse las manos después de estar con su mascota o después de realizar actividades al aire libre y antes de manipular alimentos.
- Tratamiento preventivo que abarca la desparasitación a la mascota cuando es cachorro y adulto.
- Manteniendo un ambiente limpio es decir que el suelo esté libre de heces de perro en el lugar donde juegue el niño.
- Informar a la población sobre este tipo de zoonosis fortaleciendo conocimientos para todos.
- Promover la posesión responsable de mascotas (Botero y Restrepo, 2003, pp.353-355).

1.3 Inmunología

Se encarga del estudio de las respuestas de defensa producidas por el cuerpo (órganos, tejidos, células y moléculas) frente a elementos extraños que pueden ser propias del medio interno o fuera de este, para defender al organismo de infecciones (Mendoza, 2015, p.7; Hernández, 2002, p.18).

1.3.1 Anticuerpo, Ac.

También conocidos como inmunoglobulinas su origen es endógeno y están constituidos por linfocitos B y células plasmáticas, estos son el resultado a una respuesta de antígenos específicos a los cuales tienen afinidad. Los anticuerpos se desarrollan durante el periodo embrionario de una persona y a más de ellos son los responsables de proteger al organismo ante sustancias patógenas y fortalecer al sistema inmunológico. Las regiones que tiene un anticuerpo constan de una porción variable que le permite reconocer y unirse a un antígeno, la porción constante se encarga de activar a los linfocitos y al sistema de complemento finalmente la porción de bisagra ayuda a que el anticuerpo se adapte de forma idónea al antígeno (Vargas y Tatacu, 2014, pp.2316-2317).

La estructura de un anticuerpo consta de cuatro cadenas de aminoácidos, dos de ellas son cadenas pesadas o H y dos cadenas livianas o L que se unen mediante puentes de disulfuro con una disposición en forma de Y a más de ello existen cinco tipos de inmunoglobulinas IgG, IgA, IgD, IgE, IgM (Gallastegui et al. [sin fecha], pp.1078-1079).

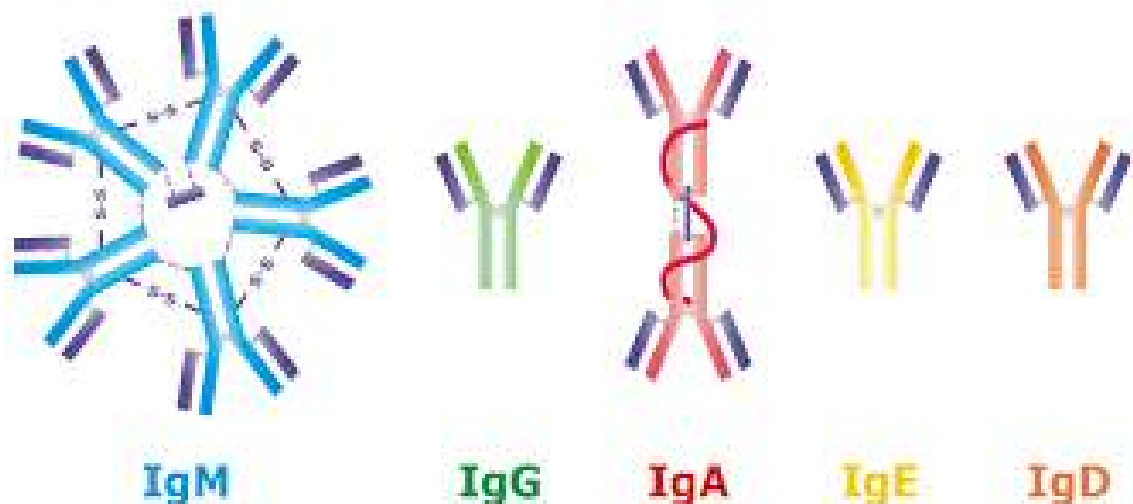


Figura 10-1: Tipos de anticuerpos

Fuente: (Inmunología bacteriana, 2016)

1.3.2 *Antígeno, Ag.*

Son compuestos extraños para el cuerpo de proceder exógeno o endógeno que conjuntamente con los linfocitos B provocan que se formen anticuerpos. Entre las características principales que presentan los antígenos son la inmunogenicidad que es la capacidad para formar anticuerpos y la especificidad en la unión, en su estructura está formado por macroproteínas que se encargan de ser las portadoras del antígeno y los epítopes que son los determinantes antigénicos que se encargan de unirse a un anticuerpo específico (Vargas y Tatacu, 2014, p.2315).

1.3.3 *Analito*

Es el componente de una muestra que se va a buscar en un análisis, es todo lo que se mide en una prueba de laboratorio. En el inmunoensayo, el analito puede ser tanto un anticuerpo como un antígeno (Glosario, 2017).

1.3.4 *Sistema inmune*

Este sistema es el que se encarga de proteger al cuerpo de agentes extraños o de agresiones propias formado por una serie de órganos linfoides primarios (medula ósea y timo) donde se producen y maduran las células del sistema inmunológico, mientras que en los órganos linfoides secundarios (ganglios linfáticos, bazo, amígdala) están los linfocitos maduros y se genera la respuesta inmune frente a sustancias extrañas (Hernández, 2002, p.19).

Las funciones del sistema inmune pueden ser:

- **Inmunitaria:** Se produce una respuesta específica a un antígeno pero tarda varios días en eliminarse, provocando que exista una memoria para ese antígeno y en una re infección se genere una respuesta más rápida e intensa.
- **No inmunitaria:** No es una respuesta específica a un antígeno, ya que el sistema genera una respuesta inmediata y no tiene memoria, comúnmente se llama a un proceso inflamatorio (Hernández, 2002, p. 19).

1.3.5 Inmunoensayo

Es un proceso semicuantitativo que sirve para comprobar la presencia de ciertas sustancias en pequeñas concentraciones basándose en una reacción de unión de los anticuerpos con los antígenos de forma específica para generar un resultado y diferenciándolas de las demás pruebas de laboratorio. Entre los tipos de inmunoensayos tenemos los radioinmunoensayo (RIA), inmunoensayo por quimioluminiscencia (CIA), enzimoimmunoensayo (EIA) (Koolman y Rohm, 2004, p.304).

1.3.5.1 Clasificación de ensayos inmunoenzimáticos

Los enzimoimmunoensayo son métodos inmunoquímicos fundamentado en la reacción Ag-Ac, debido a la unión de proteínas (antígenos o anticuerpos) con enzimas aumenta la sensibilidad ya que la reacción enzima-sustrato magnifica la visualización de la reacción inmunológica por medio del producto final cromogénico.

De acuerdo a la clasificación más usada respecto al requerimiento en el procedimiento para separar las fases del ensayo se clasifican en: homogéneos y heterogéneos. (Ochoa, 2012, p.5)

1.3.5.1.1 Inmunoensayos homogéneos

Se realizan sin una fase sólida y no es necesario de la separación entre los reactantes enlazados y libres basándose principalmente en la inhibición o activación de la reacción enzimática (antígeno-anticuerpo), en la reacción enzimática de comprobación la actividad catalítica se mide comparando con el conjugado libre haciendo de esta manera que no cumpla con la separación de fases (Ochoa, 2012, p.5).

Estos pueden ser:

- Competitivos: El conjugado antígeno-enzima es modulado por la reacción antígeno-anticuerpo, o por impedimento estérico o cambio en la configuración de la enzima. En lugar de la enzima puede conjugarse el sustrato; en este caso, el anticuerpo bloqueará su degradación. En ambos procedimientos el antígeno libre disminuirá esta modulación.
- No competitivos: La distinción entre los elementos libres y enlazados se logra usando diferentes conjugados, dirigidos contra distintos epítomos del antígeno, y el producto de una

de las enzimas seleccionadas es el sustrato para la otra. No han tenido un amplio uso por no constituir una opción para los ensayos heterogéneos (Ochoa,2012,pp.5-6).

1.3.5.1.2 Inmunoensayos heterogéneos

En el inmunoensayo enzimático heterogéneo, conocido con el nombre ELISA, siempre se realiza una separación entre el inmunocomplejo formado sobre la fase sólida y las biomoléculas no fijadas. Esta separación puede hacerse por simple aspiración y lavado, lo que permite eliminar todos los componentes de la muestra que podrían interferir en el ensayo, la separación entre los inmunorreactantes libres y fijados puede hacerse también por sedimentación, captura de los inmunocomplejos de interés, filtración, difusión radial y otros principios inmunocromatográficos que han servido de base a ensayos rápidos, sencillos y que no requieren equipamiento, muy apropiados para el diagnóstico individual. La técnica ELISA se fundamenta en la premisa de que luego de acoplar antígenos solubles o anticuerpos a una matriz sólida insoluble, éstos retienen la actividad inmunológica y en que estas biomoléculas también pueden unirse a una enzima, reteniendo el conjugado resultante, tanto la actividad enzimática como inmunológica, su principal ventaja es el alto grado de sensibilidad, detectabilidad, precisión y exactitud (Ochoa,2012,p.6).

1.3.6 ELISA

El inmunoensayo enzimático (ELISA), o inmunoensayo enzimático (EIA), es una técnica de ensayo en placa diseñada para detectar y cuantificando péptidos, proteínas, anticuerpos y hormonas, desarrollaron por primera vez a principios de 1970 como una substitución para los radioinmunoensayos (Bio-rad Laboratories.Inc, 2017, pp.3-4).

Se basa en el uso de antígenos o anticuerpos marcados con una enzima por lo que los conjugados resultantes tendrán una actividad tanto inmunológica como enzimática , al estar uno de los componentes ya sea el antígeno o el anticuerpo marcado con una enzima e insolubilizado sobre un soporte la reacción Ag-Ac queda inmovilizada .La enzima puede modificar al sustrato específico en presencia de un cromógeno , produciendo un color que se observa fácilmente o ser cuantificable mediante el espectrofotómetro. Existirá variación de acuerdo a la secuencia de empleo de los diferentes reactivos (anticuerpos, antígeno y conjugado)(Rubio, García y Romero 2016, pp.117).

Los ELISA son uno de los inmunoensayos más sensibles el cual por lo general tiene un rango de detección de 0.1 a 1 fmole o 0.01 ng a 0.1 ng, con sensibilidad dependiente de las características particulares de la interacción anticuerpo-antígeno. Algunos sustratos que producen una señal

quimioluminiscente o fluorescente se pueden utilizar para mejorar resultados(Bio-rad Laboratories.Inc, 2017, p.15).

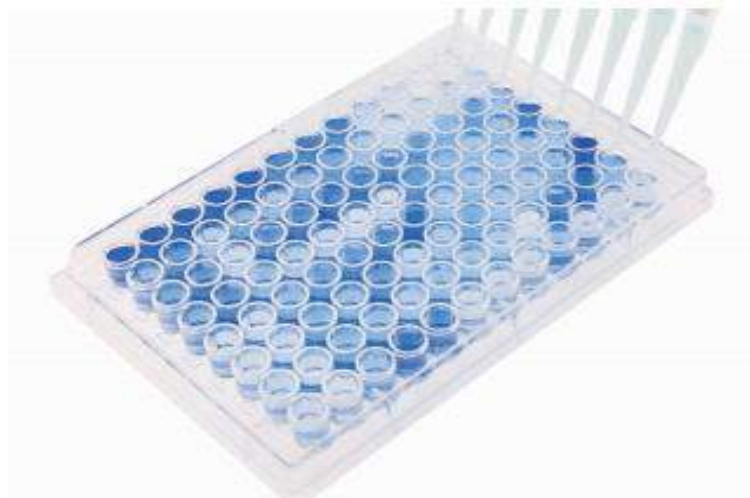


Figura 11-1:Microplaca Elisa

Fuente:(Bio-rad Laboratories.Inc, 2017)

1.3.6.1 Clasificación de los ELISAs.

- *Elisa directo:* Es muy rápido ya que solo usa un anticuerpo, no necesita ningún anticuerpo secundario para la reacción, son menos pasos por lo cual es menos propenso a errores y se elimina la reactividad cruzada del anticuerpo secundario .Este tipo de ensayo es menos flexible ya que necesita de un anticuerpo conjugado específico para cada proteína diana, la enzima ligada al anticuerpo primario reacciona con su sustrato para producir una señal visible que puede medirse(Bio-rad Laboratories.Inc, 2017,pp.5-6).
- *Elisa indirecto:* Se utilizan tanto un anticuerpo primario como un anticuerpo secundario, el anticuerpo primario no está marcado con una enzima, en cambio el anticuerpo secundario está marcado con una enzima .El antígeno se encuentra fijo al pocillo en el cual se va añadir el suero o alguna muestra que contenga un anticuerpo primario, se elimina por lavado cualquier anticuerpo primario libre , el anticuerpo unido al antígeno se detecta al añadir un anticuerpo secundario conjugado con una enzima la cual se une al anticuerpo primario , seguidamente se realiza otro lavado en el que se eliminara el anticuerpo secundario libre y se añade un sustrato para la enzima finalmente se usa un lector de placa para medir la cantidad de producto de reacción coloreado ,fluorescente o luminiscente comparando con la cantidad de producto producido(Owen et al.,2014,p.660).

- *Elisa sándwich:* En el Elisa sándwich cada anticuerpo es específico para una región diferente o epítopo del antígeno, los pocillos se recubren con un anticuerpo antiantígeno, luego se lava el exceso de anticuerpo y se coloca la muestra que tendrá un antígeno y será retenida en el pocillo al ser reconocida por el primer anticuerpo, con el segundo lavado se elimina el material no retenido y se aplica una solución con un segundo anticuerpo anti antígeno marcado , por lo que cada molécula de antígeno estará unida a un anticuerpo en la base que lo retiene y a un segundo anticuerpo, tiene una gran especificidad y sensibilidad debido al segundo anticuerpo. Puede ser sándwich directo si el anticuerpo de detección esta conjugado con enzimas y sándwich indirecto es cuando el anticuerpo de detección utilizado no está marcado se requiere de un anticuerpo de detección enzimático conjugado secundario (Rubio, García y Romero 2016, p.117).
- *Elisa competitivo:* Es una modificación de los protocolos de los tipos Directo, Indirecto, Sandwich Elisa(Cusabio,2018,pp.1-2).En la fase sólida se encuentran inmovilizados los Ac o Ag y se unirán con el conjugado antígeno-enzima o anticuerpo-enzima, a la vez estos serán inhibidos si existe un analíto no marcado en la muestra ,las incubaciones que se realizaran entre las muestras y conjugados pueden variar efectuándose de manera simultánea o secuencial , la sensibilidad y detectabilidad de este ensayo es menor a que los otros tipos de Elisa´s(Ochoa,2012,pp.7-8).

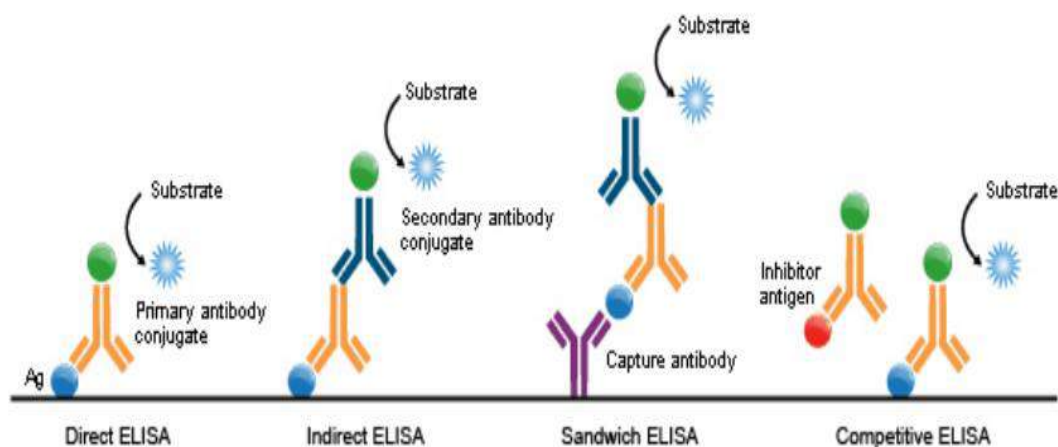


Figura 12-1:Tipos de Elisa

Fuente: (Boster, 2017)

1.3.6.1 Interpretación de datos ELISA

Los datos pueden ser:

- **Cuantitativo:** Los datos se pueden interpretar en comparación con una curva estándar que es obtenida mediante una dilución en serie de un antígeno purificado y conocido para calcular con precisión las concentraciones de antígeno en diversas muestras.
- **Cualitativo:** Se obtiene una respuesta positiva o negativa en la que indica si un antígeno en particular está presente en una muestra en comparación con un pocillo en blanco que no contiene antígeno o un antígeno de control no relacionado.
- **Semi-cuantitativo:** Se emplea para comparar los niveles relativos de antígeno en muestras de ensayo debido a que la intensidad variara de acuerdo a la concentración del antígeno.
- **Curva estándar:** Se grafica la curva en base a los datos de la densidad óptica frente a la concentración logarítmica usando concentraciones conocidas de antígeno para producir la curva estándar finalmente con estos datos se va a medir la concentración de las muestras desconocidas por comparación con la porción lineal de la curva estándar(Bio-rad Laboratories.Inc, 2017,pp.13).

CAPITULO II

2. MARCO METODOLÓGICO

2.1 Área de estudio

El presente trabajo de titulación se desarrolló en la Unidad Educativa San Andrés, PARROQUIA RURAL DE GUANO, PROVINCIA DE CHIMBORAZO.

2.2 Criterios de selección de muestras

Para llevar a cabo este trabajo de titulación se requirió de la autorización al Lic. Cesar Arturo Coello Vilema, Director Distrital de Educación 06D05 Guano-Penipe (Ministerio de Educación), obteniendo la respectiva aceptación y asignación de la Institución se procedió a dialogar con el Lcdo. Guido Carrillo, Director de la Unidad Educativa San Andrés , para que como ente dirigente intervenga y se otorgue el tiempo necesario para llevar a cabo la socialización a los estudiantes de octavo, noveno y décimo de educación básica, teniendo un total de 197 alumnos de los tres niveles , de los cuales 90 estudiantes formaron parte de esta investigación con previa autorización de sus padres ,a los jóvenes se les realizó una encuesta validada para evaluar los factores de riesgo a los que están expuestos al tener un contacto directo con los animales, finalmente se efectuó la prueba inmunológica para la detección de *Toxocara Canis* en los educandos que forman parte de la muestra de estudio.

2.3 Materiales, equipos y reactivos

2.3.1 Materiales

Análisis de *Toxocara canis*

- Tubos con heparina (tapa verde)
- Agujas para vacutainer

- Torundas
- Curitas
- Torniquete
- Cápsula para vacutainer
- Muestra de sangre
- Tubos eppendorf
- Pipetas Automáticas(10,300,1000 µl)
- Puntas azules para pipeta automática
- Puntas amarillas para pipeta automática
- Gradilla
- Papel Absorbente

Material de protección

- Mandil
- Mascarilla
- Cofia
- Guantes de látex

2.3.2 Equipos

- Centrífuga
- Lector de microplaca
- Incubadora
- Vórtex

2.3.3 Reactivos

- Reactivos para Determinación de *Toxocara canis* NovaTec
- Agua destilada

2.4 Socialización del tema de trabajo en la Unidad Educativa “San Andrés”

Se entregó el proyecto de investigación al director de la Unidad Educativa San Andrés, a la vez se estableció una conversación sobre el tema a tratar dando a conocer los parámetros que se van a

analizar, porque se realiza y principalmente las ventajas que posee dicha determinación tanto a nivel del trabajo de investigación como en el ámbito de la salud.

Además a los estudiantes se les impartió una socialización sobre la Toxocariasis, síntomas, signos diagnóstico y sobre otras parasitosis relevantes, cabe mencionar que los estudiantes que fueron autorizados por sus representantes legales y acudieron a la extracción sanguínea, se les dio una charla informativa y se les entregó un tríptico en el cual se detallaba qué es, el síndrome que genera, factores de riesgo y la forma de prevención de esta zoonosis.

2.5 Recolección de datos

La recolección de datos se realizó durante 3 días consecutivos (14-15 y 16 Mayo) en el horario comprendido desde las 08:00 a 12:30 en las instalaciones de la Unidad Educativa, la cual facilitó el espacio físico exclusivo para la realización de encuestas, recolección de muestra, socializaciones y extracción sanguínea. Para el análisis inmunológico de *Toxocara canis* se realizó en el laboratorio Clínico de la Facultad de Ciencias de la ESPOCH con el apoyo profesional de los integrantes del Grupo de investigación LEISHPAREC (Leishmaniosis y otras parasitosis).

2.6 Análisis de muestras

2.6.1 Determinación de anticuerpos IgG Anti-Toxocara

Método: ELISA INDIRECTA

Fundamento de la Técnica:

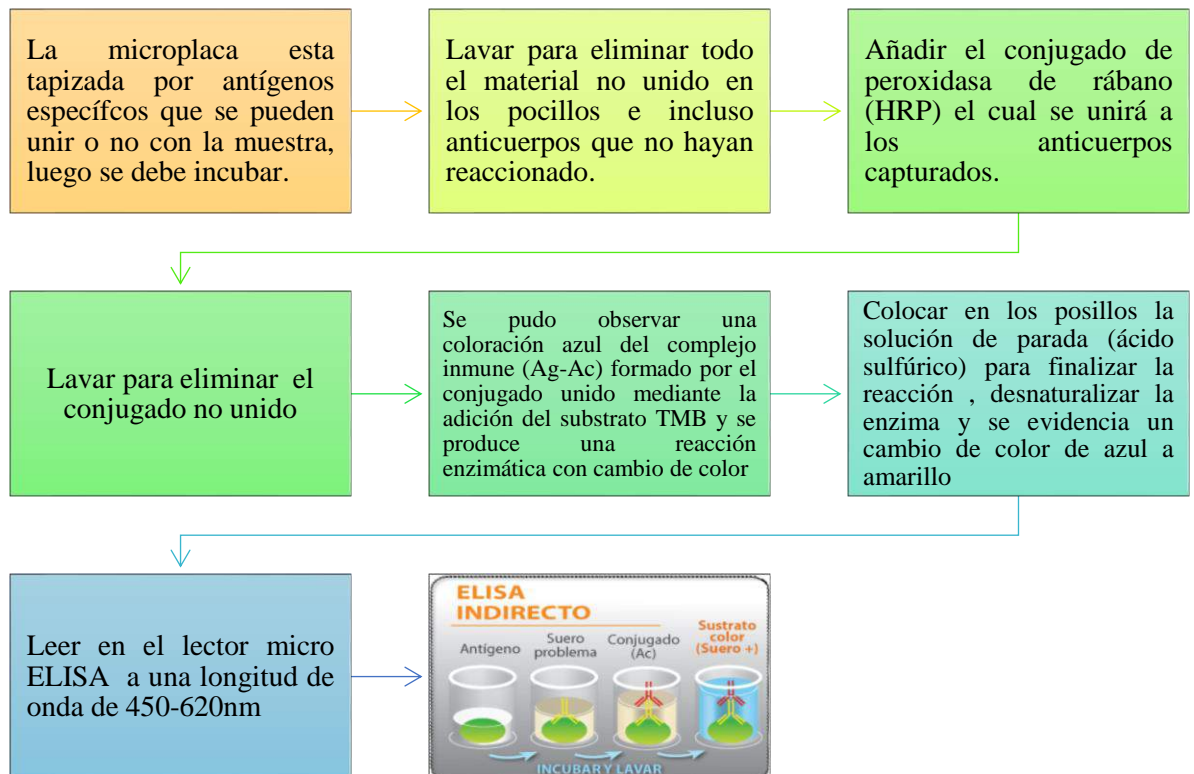


Gráfico 1-2: Fundamentos de la prueba para la determinación de *Toxocara canis* IgG

Fuente:(Nova Tec ,2017 ; Bioadvance,2016)

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Para realizar la prueba de *Toxocara canis* se utilizó el suero sanguíneo obtenido por centrifugación de la muestra de sangre a 1200 rpm por 10 minutos, después de ser centrifugado el suero se trasvasa con ayuda de una pipeta automática a tubos eppendorf debidamente codificados, para llevar a cabo este análisis se colocan los reactivos de acuerdo a lo establecido en la técnica:

- *Toxocara canis* (ver Anexo A)

2.6.1.1 Procedimiento

1. Sacar el kit anti Toxocara del refrigerador para que se ambiente y posterior a ello poder usarlo.
2. Preparar el tapón de lavado diluyendo 1:19 el tampón de lavado con agua destilada.
3. Diluir la muestra (suero) 1:100 con el tampón de dilución y mezclar bien con ayuda del Vórtex.
4. Graduar la incubadora a $37 \pm 1^\circ \text{C}$.
5. Pipetear 100 μl de estándares/controles y de muestras, posteriormente colocarlos en los pocillos respectivos dejando el pocillo A1 libre para colocar el blanco.
6. Recubrir las tiras con los autoadhesivos suministrados en el kit.
7. Incubar a $1\text{h} \pm 5\text{ min}$ a $37 \pm 1^\circ \text{C}$.
8. Posteriormente de la incubación retirar el autoadhesivo.
9. Aspirar el líquido de la tira y lavarla tres veces con 300 μl de la solución tampón de lavado evitando el rebosamiento de los pocillos. El intervalo de tiempo para el lavado y aspirado debe ser mayor a 5 segundos. Para sacar el líquido restante de las tiras, es útil sacudirlas sobre papel absorbente.
10. Pipetear 100 μl de conjugado en cada pocillo con excepción del blanco (A1).
11. Incubar a 30 min a temperatura ambiente (20 a 25°C) evitando la luz solar directa.
12. Aspirar el líquido de la tira y lavarla tres veces con 300 μl de la solución tampón de lavado evitando el rebosamiento de los pocillos. El intervalo de tiempo para el lavado y aspirado debe ser mayor a 5 segundos. Para sacar el líquido restante de las tiras, es útil sacudirlas sobre papel absorbente.
13. Pipetear 100 μl de la solución de sustrato TMB en todos los pocillos.
14. Incubar 15 min en la oscuridad a temperatura ambiente (20 a 25°C). En las muestras positivas se observa un color azul ya que se produce una reacción enzimática.
15. Pipetear 100 μl de la solución de parada en todos los pocillos y observar el cambio de color de azul a amarillo.
16. Después de añadir la solución de parada medir lo más pronto o dentro de 30 min a una longitud de onda de 450-620 nm.

Lectura

- Para obtener el cut-off se obtiene de los valores de extinción del control cut-off
Valor de extinción del control cut-off 1: 0,42
Valor de extinción del control cut-off 2: 0,44

- Sacar el promedio de los valores de extinción del cut-off
 $0,42 + 0,44 = 0,86 / 2 = 0,43$
- Reemplazar en la formula los valores

A las absorbancias de cada muestra que son obtenidos mediante el equipo Elisa se deben reemplazar en la siguiente fórmula para obtener los resultados en NTU:

$$\frac{\text{Promedio de valor de la extinción de la muestra} \times 10}{\text{cut} - \text{off}}$$

Tabla 1-2: Valores de referencia de *T.canis*

Positivo	Zona Intermedia	Negativo
>11 NTU	9-11 NTU	< 9 NTU

Fuente: Nova Tec, 2017

2.7 Análisis estadístico

En el análisis estadístico se utilizó el programa Microsoft Excel en el cual se generó una base de datos con los resultados de las preguntas de cada encuesta, para su análisis se utilizó la prueba Chi cuadrado de independencia de esta manera se relaciona si cada uno de los factores de riesgo se encuentra dentro o fuera de los parámetros de la prueba Chi cuadrado.

CAPÍTULO III

3. MARCO DE RESULTADOS, ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

3.1 Resultados de los anticuerpos IgG de *Toxocara canis*

Tabla 1-3: Resultado del análisis de anticuerpo IgG-antitoxocara en el suero de los estudiantes de la Unidad educativa San Andrés

Numero de muestra	Valor de la absorbancia	Resultados al reemplazar en la fórmula	Resultado > 11 positivo <9 Negativo
1	2,154	50,09	Positivo
2	2,186	50,83	Positivo
3	0,037	0,86	Negativo
4	2,004	46,60	Positivo
6	0,341	7,93	Negativo
7	0,401	9,32	Negativo
9	0,788	18,32	Positivo
11	0,276	6,41	Negativo
14	0,330	7,67	Negativo
13	0,229	5,32	Negativo
15	0,472	10,97	Negativo
18	0,414	9,62	Negativo
19	0,235	5,46	Negativo
20	2,052	47,72	Positivo
21	0,030	0,69	Negativo
22	0,041	0,95	Negativo
23	0,284	6,60	Negativo
24	0,143	3,32	Negativo
25	2,113	49,13	Positivo
26	0,092	2,13	Negativo
27	0,616	14,3	Positivo
28	2,261	52,58	Positivo
31	0,162	3,76	Negativo
32	0,084	1,95	Negativo
34	0,031	0,72	Negativo
35	2,159	50,20	Positivo
38	0,032	0,74	Negativo
39	0,031	0,72	Negativo
40	0,065	1,51	Negativo
41	2,110	49,06	Positivo
42	2,250	52,32	Positivo
43	0,067	1,55	Negativo
44	0,281	6,53	Negativo

Tabla 1-3 (Continúa)

47	0,486	10,50	Negativo
48	0,194	4,51	Negativo
49	2,133	49,60	Positivo
50	0,057	1,32	Negativo
51	0,036	0,83	Negativo
52	2,154	50,09	Positivo
53	0,687	15,97	Positivo
57	0,394	9,16	Negativo
59	0,103	2,39	Negativo
62	1,448	33,67	Positivo
63	2,180	50,69	Positivo
64	0,814	18,93	Positivo
70	0,050	1,16	Negativo
72	0,069	1,60	Negativo
73	0,468	10,88	Negativo
91	0,086	2	Negativo
92	0,127	2,95	Negativo
93	2,123	49,37	Positivo
94	0,205	4,76	Negativo
95	0,107	2,48	Negativo
96	0,547	12,72	Positivo
98	0,468	10,88	Negativo
99	2,315	53,83	Positivo
101	0,107	2,48	Negativo
102	0,405	9,41	Negativo
103	1,605	37,32	Positivo
104	1,311	30,48	Positivo
105	1,261	29,32	Positivo
106	0,262	6,09	Negativo
107	0,041	0,95	Negativo
108	0,310	7,20	Negativo
109	0,187	4,34	Negativo
110	0,129	3	Negativo
111	0,121	2,81	Negativo
112	0,146	3,39	Negativo
113	2,285	53,13	Positivo
114	0,091	2,11	Negativo
116	0,049	1,13	Negativo
118	0,076	1,76	Negativo
119	1,841	42,81	Positivo
120	0,107	2,48	Negativo
201	2,200	51,16	Positivo
203	2,229	51,83	Positivo
205	1,754	40,79	Positivo
211	2,389	55,55	Positivo
215	0,302	7,028	Negativo
216	2,302	53,53	Positivo
217	0,194	4,51	Negativo
219	2,149	49,97	Positivo
220	1,342	31,20	Positivo
221	0,241	5,60	Negativo

Tabla 1-3 (Continúa)

222	2,176	50,60	Positivo
225	2,359	54,60	Positivo
226	1,212	28,18	Positivo
228	1,431	33,27	Positivo
232	2,180	50,69	Positivo
234	0,591	13,74	Positivo
Total de personas = 90			

Realizado por: Carol Ruiz, 2019



Gráfico 2-3: Resultado del análisis de *T.canis*

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis

En el gráfico 2-3 se puede evidenciar que existe la presencia de anticuerpos IgG para *Toxocara canis* detectados mediante la técnica ELISA, en 38 estudiantes equivalentes al 42%, en esta prueba el antígeno fue reconocido por los anticuerpos IgG, teniendo presente que se generó una respuesta secundaria porque el antígeno de este parásito ingreso nuevamente al cuerpo mostrando una elevada cantidad de anticuerpos en la circulación (Vega, 2009, pp. 136-138), de acuerdo al estudio realizado por Acero et al. (2001, p. 261) se sugirió una relación directamente proporcional entre la edad y la elevación de los títulos de la densidad óptica medios provocados por la permanencia de la infección. Se activan las inmunoglobulinas las cuales generan que emita una respuesta el sistema de complemento y fagociten al agente extraño en este caso es el parásito, considerando que las IgG tienen un promedio de vida media sérica in vivo de 23 días (Owen et al., 2014, p. 66).

Los resultados se pudieron observar tanto de forma cualitativa como cuantitativa en la microplaca porque después de colocar la solución de parada en los pocillos en los que existió la presencia de anticuerpos anti-toxocara la tonalidad amarillenta fue mucho más fuerte teniendo como guía la coloración observada del control positivo ,estableciendo que existe una relación directamente proporcional entre la cantidad de antígeno con la tonalidad a más de ello se corroboró con las lecturas del equipo ELISA para cuantificar la cantidad de anticuerpos presentes en cada una de las muestras , el método ELISA tiene un alto grado de sensibilidad y especificidad sin embargo puede existir una reactividad cruzada para anticuerpos de *Ascaris lumbricoides* y *Schistosoma*.

En base a estudios este parásito es considerado muy cosmopolita y los anticuerpos anti-toxocara encontrados en Argentina por, Alonso et al. (2000) fueron de una positividad del 37,9% en niños menores de 14 años .y Radman et al. (2000) obtuvo una prevalencia de infección del 39%. Cabe mencionar que esta parasitosis es una zoonosis no hay riesgo de contagio de persona a persona y el grado de epidemiología que tiene(Mendonca et al., 2013, p.91).

3.2 Resultados de las encuestas en los estudiantes de la Unidad Educativa San Andrés

Tabla 2-3: Edad de los encuestados

Edad	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
11 a 13 años	43	47,78
14 a 16 años	42	46,67
17 a 19 años	4	4,44
Vacío	1	1,01
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz,2019

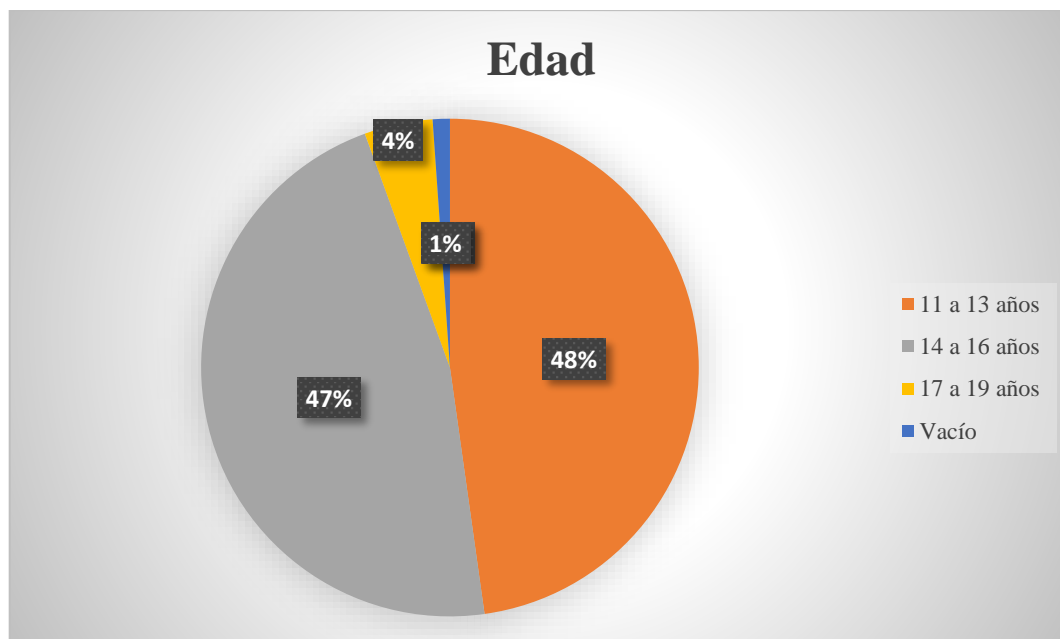


Gráfico 3-3: Resultados sobre la edad de los estudiantes encuestados
Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

En el gráfico 3-3 se puede observar que la población predominante del estudio se encuentra en un rango de 11 a 13 años correspondiendo a un 48%, con un porcentaje de 47% están los jóvenes entre 14-16 años y aquellos que tiene 17-19 años representan un 4% sin embargo existió una persona la cual no respondió su edad. En los diversos estudios realizados para la detección de esta zoonosis han sido llevados a cabo en poblaciones de niños preferiblemente menores de 10 años debido a las actividades que realizan y muchas veces la falta de higiene pero hay que recordar que esta infección parasitaria no distingue sexo, edad, ocupación o condición, siendo más frecuente la presencia de casos de toxocariasis ocular en adolescentes o adultos jóvenes porque su evolución requiere de más tiempo (Huapaya, 2009, p.286).

Tabla 3-3: Género de los encuestados

Género	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Femenino	48	53,33
Masculino	42	46,67
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

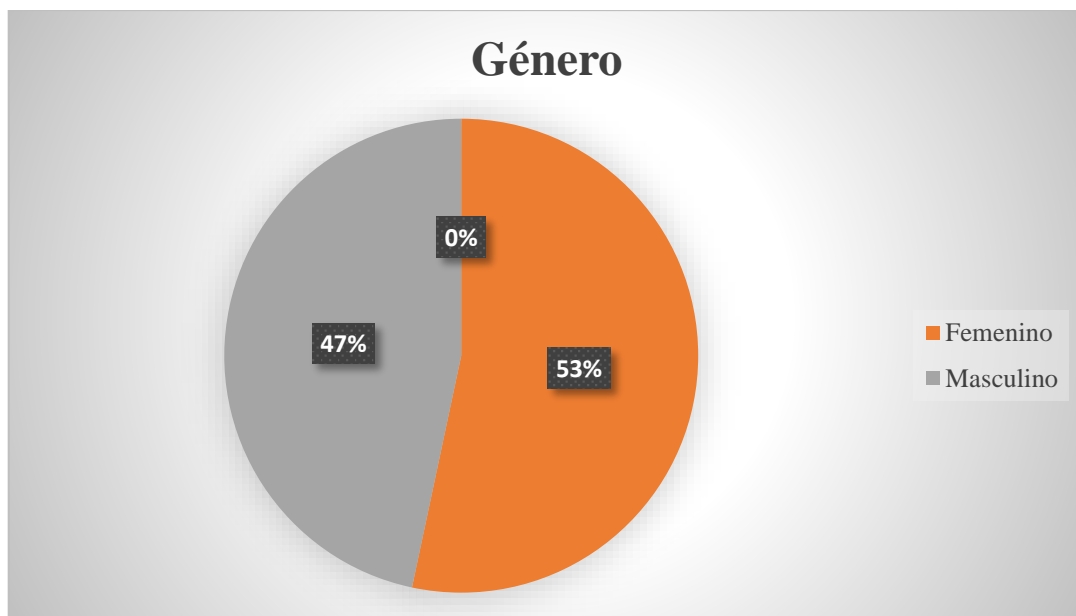


Gráfico 4-3: Género de los estudiantes encuestados
Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

En el gráfico 4-3 se puede evidenciar que predominan las mujeres con un porcentaje de 53% en relación a los hombres los mismos que representan un 47% del total de quienes fueron encuestadas sin embargo esta parasitosis no presenta preferencia por algún sexo (Huapaya, 2009, p.286).

Tabla 4-3: Pregunta N° 1. ¿Qué mascota tiene en casa?

Tipo de mascota	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Perro	31	34,44
Perro y Gato	59	65,55
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

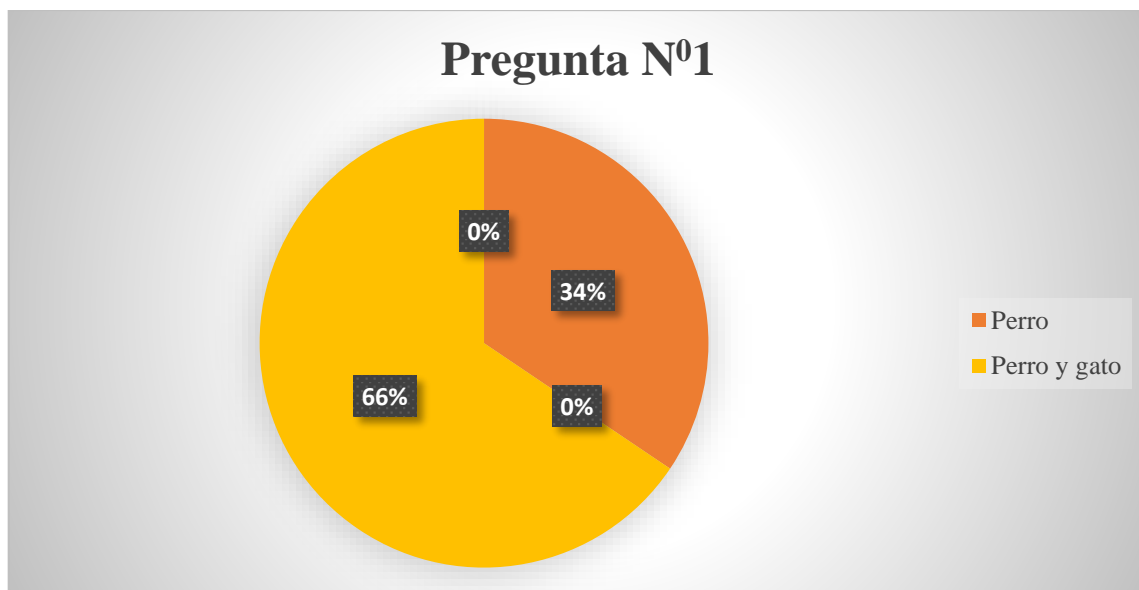


Gráfico 5-3: Resultados de las mascotas que poseen los estudiantes

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

En el gráfico 5-3 se puede evidenciar que la muestra estudiada tiene en sus hogares principalmente como mascotas a perros y gatos correspondientes a un 66 % y solamente a perros un 34%, en esta muestra todos poseían algún tipo de mascota de compañía. De acuerdo a estudios los animales de compañía ocupan un lugar en las familias, en España corresponde al 49,3% y entre los que más vendidos son perros y gatos con un porcentaje de 26% y 19% respectivamente (Calvo, 2017, p.12), mientras que en Estados Unidos aproximadamente en más de la mitad de las viviendas tienen un animal de compañía especialmente en familias con niños a pesar de ello en ese país se cuenta con más mascotas que niños en los hogares de esta manera se evidencia que casi todas las familias tienen alguna mascota (Pacheco, 2003, p.138).

Tabla 5-3: Pregunta N° 2. ¿En qué lugar mayoritariamente permanece su mascota?

Lugar de permanecía	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Dentro de la casa	16	17,78
Fuera de la casa	74	82,22
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

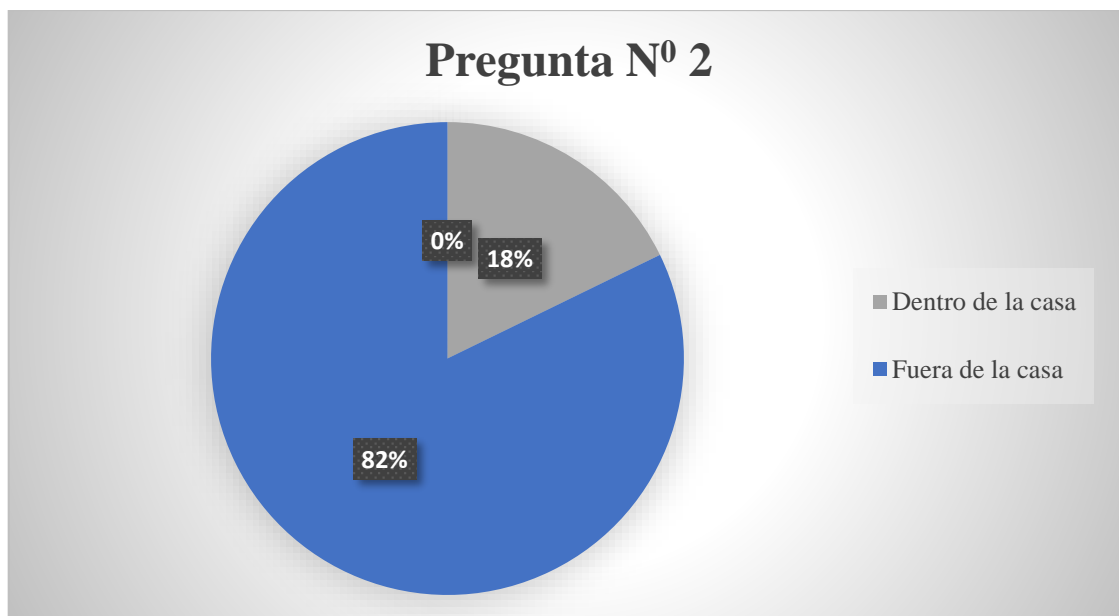


Gráfico 6-3:Resultados del lugar de permanencia de las mascotas

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

De acuerdo al gráfico 6-3 se puede comprobar que la mayoría de las mascotas pertenecientes a los encuestados permanecen fuera de la casa y solo el 18% de estas mascotas conviven dentro del hogar. En varios estudios que se realizan sobre este tipo de parásito geohelminto se considera que el ambiente(suelo) juega un papel muy importante debido a la contaminación fecal que existe, en un estudio realizado en parques y zonas públicas de la Habana se encontró que 68,3% de las zonas estuvieron contaminadas con huevos en su mayoría embrionados de *T.canis*, considerando que varios factores pueden influir en dicha contaminación y desarrollo de los huevos como son condiciones climáticas, textura del suelo y grado de contaminación (Laird, 2000, pp.112-116).

Tabla 6-3: Pregunta N° 3. ¿Cuánto tiempo pasa con su mascota?

Tiempo de contacto	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
≤ 1 horas	73	81,11
>1<3 horas	0	0,00
> 3 horas	17	18,89
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

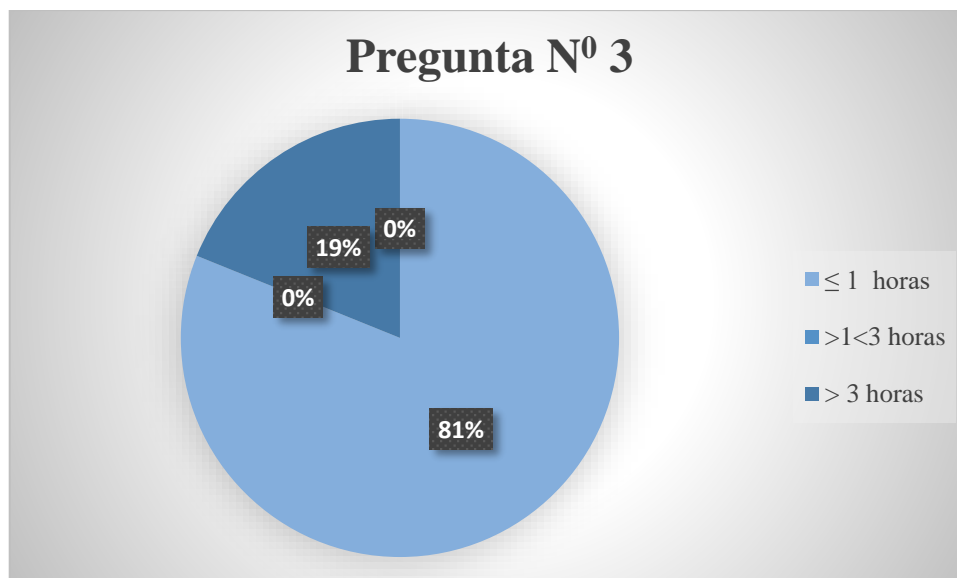


Gráfico 7-3: Resultados del tiempo de contacto con las mascotas

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

En el gráfico 7-3 se observa que el tiempo de contacto que predomina de los estudiantes con la mascota es el menor a una hora con un porcentaje del 81% , teniendo que el tiempo de contacto mayor a tres horas solo representa un 19%, mediante estos datos se estima que así sea por poco tiempo los estudiantes tienen contacto con sus mascotas con la cual el dueño realiza diferentes actividades como juegos, existe un contacto físico con el animal a más de ello demostraciones de afecto con la mascota(Gutiérrez, Granados y Piar, 2007, pp.169-173) .

Se debe considerar que el niño no solo juega con su mascota sino que muchas veces la entrada de perros a algunos hogares que no poseen un cerramiento de terreno también contribuye como un factor de contagio para esta parasitosis(Fu Chung-Jung et al., 2014).

Tabla 7-3: Pregunta N° 4. ¿Se lava las manos después de acariciar o jugar con su mascota?

Lavado de manos después de jugar o acariciar a su mascota	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Sí	67	74,44
No	23	25,56
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

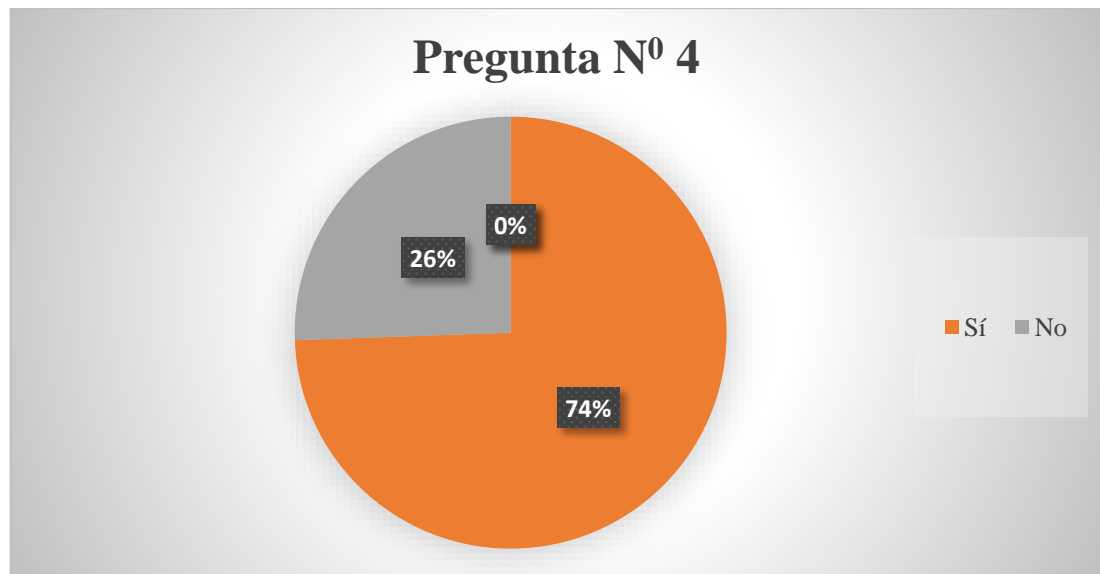


Gráfico 8-3: Resultados del lavado de manos después de acariciar o jugar con la mascota

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

En el gráfico 8-3 se evidencia que un 74% de los estudiantes se lavan las manos después de tener algún contacto con su mascota ya sea acariciarlo o jugar y solo el 26% respondió que no se lavaba las manos después de realizar estas actividades, sin embargo mediante un estudio realizado por Sierra et al. (2016, pp:28-32), se corroboró con estudios previos en los cuales se analiza la presencia de huevos de *T.canis* en el pelaje de ciertos tipos de caninos los cuales puede ser una nueva vía de transmisión al hombre, en dicho estudio se encontró huevos en el pelaje de perros callejeros representando a un 14,3% y en mascotas encontrándose valores menores correspondientes al 1,1% cabe recalcar que los perros pueden contaminarse de los huevos de este parásito debido al hábito que tienen de rodar en el suelo (Sierra et al., 2016, p.30).

Tabla 8-3: Pregunta N° 5. ¿Se lava las manos antes de comer?

Lavado de manos antes de comer	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Sí	81	90,0
No	9	10,0
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz

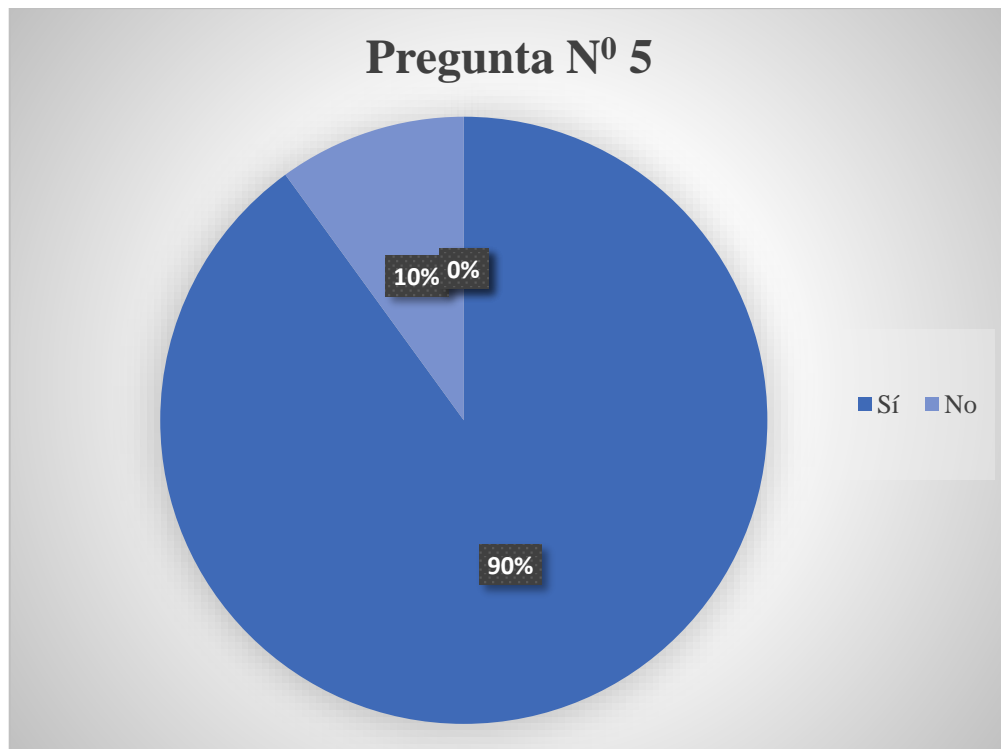


Gráfico 9-3: Resultados del lavado de manos antes de comer

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

De acuerdo al gráfico 9-3 se observa que un 90% de jóvenes sí se lavan las manos antes de comer y solo el 10% respondió que no se lava las manos antes de ingerir la comida, cabe mencionar que el lavado de manos es vital porque impide que se transmitan enfermedades debido a que las manos intervienen como vectores de microorganismos o parásitos que provocan un sin número de padecimientos que pueden contagiarse de persona a persona por medio de un contacto directo o indirecto de superficies (Vázquez et al., 2018).

Mediante un estudio realizado en Argentina por Minvielle et al., (2003) se dio a conocer que muchas personas que no convivían con mascotas tenían anticuerpos contra el parásito de esta forma se tomó en cuenta la contaminación de las deposiciones realizadas por los canes en lugares de recreación pública, parques y calles (Ramírez, Falcón y Serrano, 2014, p.79).

Un papel muy importante juega el suelo debido a que en condiciones adecuadas puede ser un gran reservorio de los huevos de este parásito los cuales pueden sobrevivir en un lapso de tiempo de 6-12 meses e incluso años los huevos infectantes (Sierra et al., 2016, p.28).

Tabla 9-3: Pregunta N° 6. ¿Duerme con su mascota?

Duerme con la mascota	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Sí	6	6,67
No	84	93,33
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

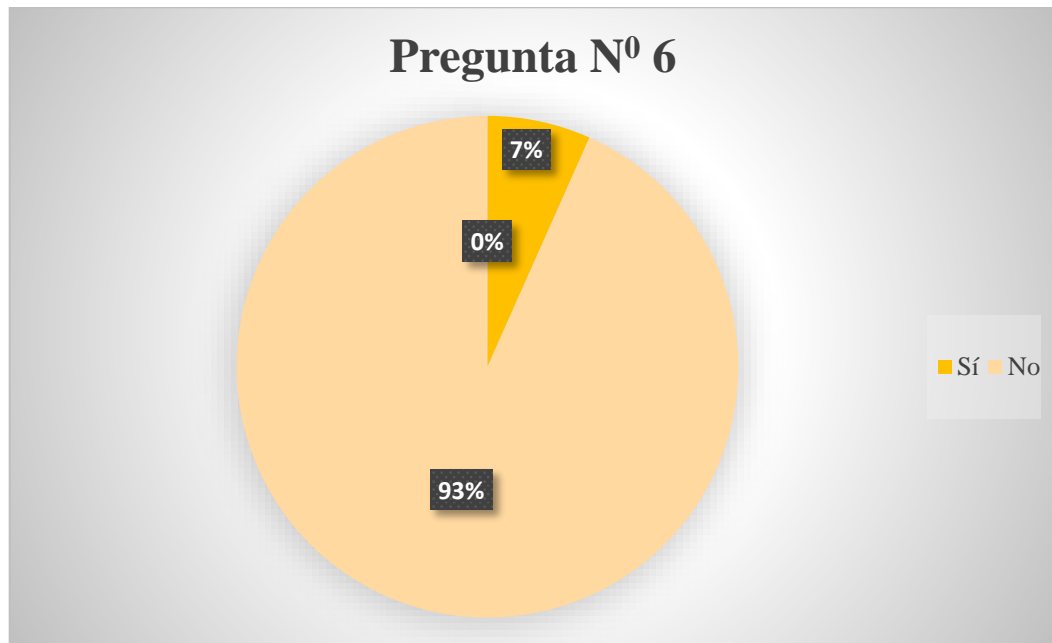


Gráfico 10-3: Resultados de dormir con la mascota

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

En el grafico 10-3 se puede observar que el 7% de las personas encuestadas duermen con su mascota mientras que el 93% no duerme con la mascota. Se debe considerar que el contacto físico estrecho entre los dueños y las mascotas puede incrementar el riesgo de la transmisión de este parásito contagiando de manera involuntaria al ser humano(Mendoca et al., 2013).

La mascota de acuerdo al tipo de pelaje que tenga especialmente si es largo se debe cuidar ya que en la región perianal se ha encontrado la presencia de huevos larvados de *T.canis*(López et al., 2012,p.57).

Tabla 10-3: Pregunta N° 7. ¿Besa a su mascota?

Besa a la mascota	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Sí	14	15,56
No	76	84,44
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

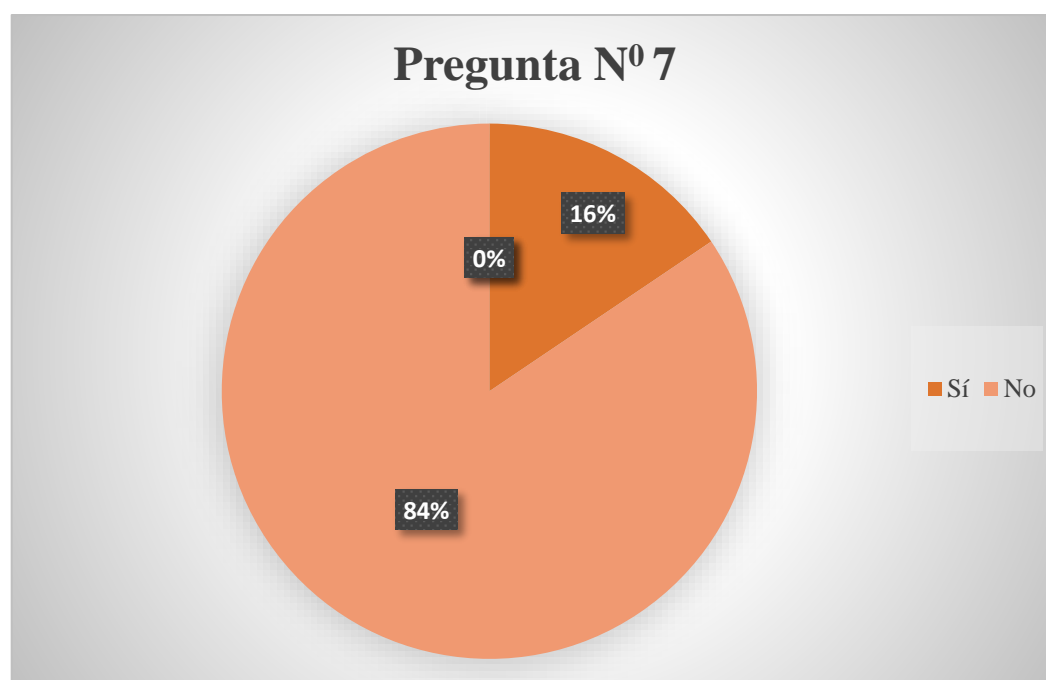


Gráfico 11-3: Resultados de besar a la mascota

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

Se observa en el gráfico 8-3 que el 84% de estudiantes besan a sus mascotas mientras que el 16% respondió que no tiene ese grado de afectividad hacia los animales domésticos que poseen, se debe considerar que una de las vías de transmisión de los agentes zoonóticos de las mascotas a las personas son diversos desde mordeduras, contacto físico, con saliva, arañazos, mediante heces, secreciones o vectores los cuales ayudan a propiciar una enfermedad hacia al hombre (López et al., 2012, pp.53-55).

Tabla 11-3: Pregunta N° 8. ¿Lleva al veterinario a su mascota?

Lleva al veterinario a la mascota	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Sí	8	8,89
No	82	91,11
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

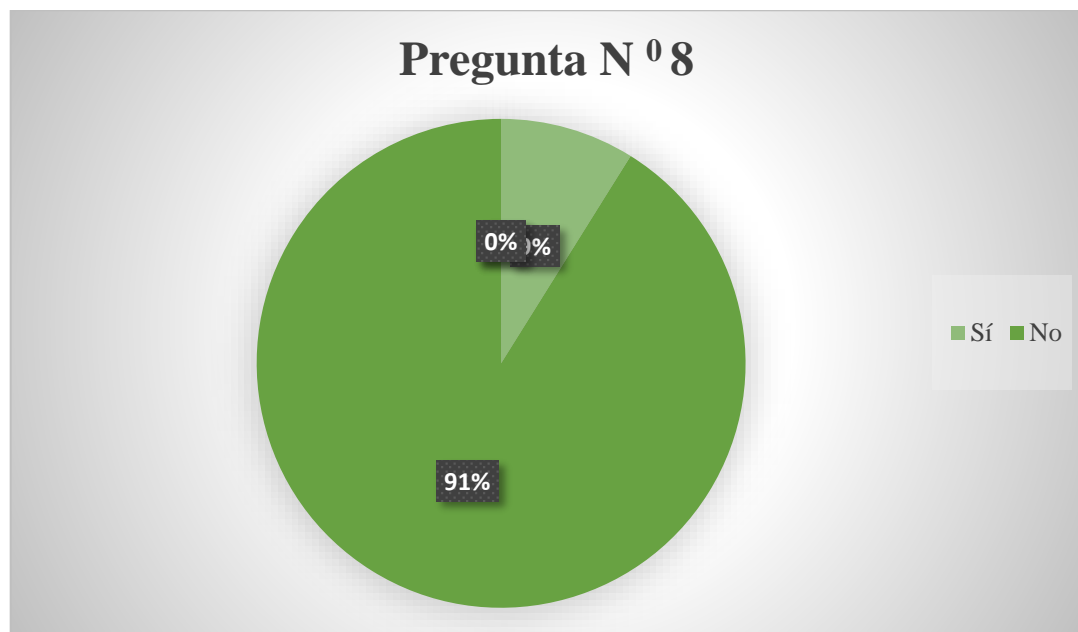


Gráfico 12-3: Resultados de llevar a la mascota al veterinario

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

La mayoría de estas personas por falta de recursos económicos y de conocimientos no se realizan una desparasitación adecuada peor a las mascotas que poseen los cuales se evidencian en los datos obtenidos en el gráfico 12-3 en el cual un 91% corresponde a las personas que no realizan un control veterinario a sus mascotas mientras que solo el 9% llevan a sus mascotas al veterinario, considerando que el profesional brindara un tratamiento de desparasitación a las mascotas, a más de ello se puede correlacionar la desparasitación y la eliminación inadecuada de las heces con una probabilidad de contaminación por el parásito tanto el suelo y de personas que posean malos hábitos higiénicos(Cermeño et al., 2016, p.68).

Tabla 12-3: Pregunta N° 9. ¿Conoce acerca de las enfermedades que pueden transmitir su mascota(perros)?

Conoce sobre las enfermedades de las mascotas	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Sí	33	36,67
No	57	63,33
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

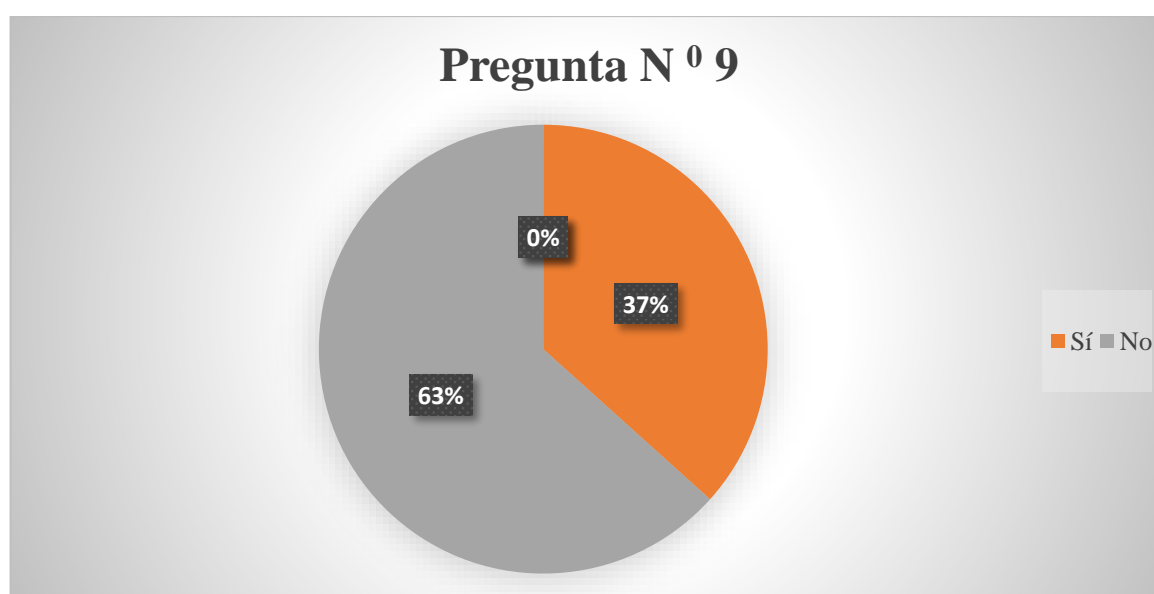


Gráfico 13-3: Resultados sobre el conocimiento de enfermedades que pueden transmitir las mascotas (perro)

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

De acuerdo al gráfico 13-3 se puede evidenciar que hay un bajo conocimiento acerca de las enfermedades que pueden transmitir las mascotas representado por un 37%, y el 63% carecen de conocimiento acerca de estas zoonosis, mediante un estudio realizado en Pasto se encontró que el nivel de conocimiento acerca de las enfermedades zoonóticas fue de 27,71% este desconocimiento puede generarse porque tanto la población rural y urbana no recibe una información oportuna y a tiempo considerando que la mayoría de estas enfermedades nos aquejan (Astaiza, Benavides y Vallejo, 2015, p. 113).

Tabla 13-3: Pregunta N° 10. ¿Ha escuchado hablar sobre la toxocariasis?

Ha escuchado hablar sobre la Toxocariasis	Frecuencia Número de personas (FA)	Porcentaje de frecuencia (%FA)
Sí	53	58,89
No	37	41,11
Total	90	100

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

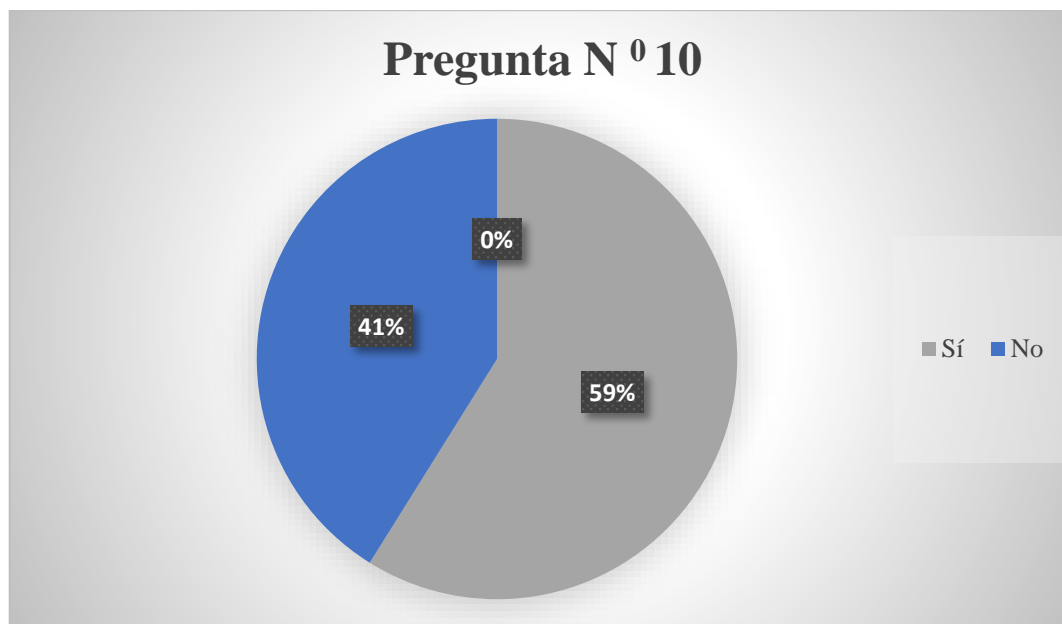


Gráfico 14-3: Resultados sobre si ha escuchado hablar de la toxocariasis

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

Análisis:

En base al gráfico 14-3 se puede observar que el 59% de los estudiantes encuestados han escuchado hablar sobre la toxocariasis gracias a la socialización previa que se les brindó y un 41% no ha escuchado sobre este tipo de zoonosis. En un estudio realizado en Pasto-Colombia se obtuvo un 10,64% en relación al grado de conocimiento acerca de la toxocariasis por parte de los estudiantes, considerando que lo que más conocen es acerca de la rabia, en ese estudio después de la charla el nivel de conocimiento aumentó teniendo un valor de 60,25% para la toxocariasis (Astaiza, Benavides y Vallejo, 2015, pp.113-115).

3.3 Análisis estadístico

Tabla 14-3: Resultados estadísticos .Relación entre los factores de riesgo y la probabilidad de presentar Toxocariasis

Factor de riesgo	Valor Critico(Referencial) Chi cuadrada	Chi cuadrado calculado	Tipo de variable
Género	3,842	4,10	Dependiente
Edad	7,81	1,85	Independiente
Tipo de mascota que tiene en el hogar	3,842	5,22	Dependiente
Permanencia de la mascota	3,842	3,28	Independiente
Tiempo que pasa con la mascota	3,842	4,34	Dependientes
Lavado de manos después de acariciar o jugar con la mascota	3,842	0,40	Independiente
Lavado de manos antes de comer	3,842	2,45	Independiente
Duerme con la mascota	3,842	0,21	Independiente
Besa a la mascota	3,842	1,51	Independiente
Lleva al veterinario a la mascota	3,842	4,50	Dependiente
Conoce acerca de las enfermedades que le puede transmitir el perro	3,842	3,24	Independiente
Ha escuchado hablar sobre la Toxocariasis	3,842	0,36	Independiente

Realizado por: Carol Ruiz, 2019

En la tabla 13-3 se evidencia los resultados al aplicar la prueba Chi cuadrada en la cual busca la probabilidad de que una variable esté relacionada o no con otra ,partiendo de B” $\rightarrow P(A \cap B) = P(A) P (B)$, en este caso se relacionó algunos de los tipos de factores de riesgo con los resultados obtenidos para la detección de toxocariasis en los estudiantes para posteriormente establecer el planteamiento de la hipótesis.

Planteamiento de la hipótesis:

Hipótesis nula (H₀): No existe una relación entre los factores de riesgo con el padecimiento de Toxocariasis cuando $p \geq 0,05$

Hipótesis alternativa (H₁): Existe una relación entre los factores de riesgo con el padecimiento de Toxocariasis $p < 0,05$

Decisión:

El análisis se llevó a cabo con un porcentaje de error de 5% por el cual se pudo establecer que la enfermedad parasitaria se relaciona con factores de riesgo como el tipo de mascota que posee, el tiempo que pasa con su mascota, si existe un control veterinario y el género del dueño por ende teniendo un valor de $p < 0,05$ se desecha la hipótesis nula; mientras que para el resto de factores por un valor de $p \geq 0,05$ no existen argumentos para desechar la hipótesis nula.

Discusión:

El *T. canis* es una enfermedad que se transmite a las personas de forma zoonótica, es asintomática, y la vía de transmisión generalmente relacionada a animales de compañía es la fecal-oral o a su vez por un contacto directo, se debe considerar que no existe grupos de riesgo definidos sin embargo los niños por su edad y la curiosidad generada en ellos se encuentran en mayor riesgo de contraer este parásito que los adolescentes y adultos (Pacheco, 2003, p.139).

Haciendo énfasis en la transmisión esta se genera a partir de materia fecal diseminada, por manos mal lavadas, onicofagia, consumo de vegetales contaminados, carne poco cocida procedente de hospedadores paraténicos y los perros (Romero et al., 2011, pp.196).

Sin embargo en los resultados de las encuestas se obtuvo que la mayoría de jóvenes si se lavan las manos y aun así existen resultados positivos para esta zoonosis pero hay que considerar como lo están realizando, haciendo énfasis que es diferente mojarse las manos que un correcto lavado como un factor para un estudio. Entre los factores de riesgo detectados por la población de estudio se encontró que el sexo fue un factor preponderante ya que existió más chicas con resultados positivos que chicos sin embargo hay que recalcar que esta parasitosis no distingue ni edad, sexo ni ocupación (Huapaya et al., 2009, p.286).

De acuerdo a un estudio realizado en países occidentales, los hogares que tienen hijos son los que más poseen mascotas ya que el niño es quien solicita la inclusión de un animal de compañía, pero las madres de familia son quienes al final terminan asignadas a cuidar del animal (Bulcro, 1990), como muchas madres de familia pasan ocupadas pueden delegar esta tarea a sus hijas.

Otro factor de riesgo que se encontró en el estudio fue el tipo de mascota que tiene en el hogar ya que existió mayor grado de contagio en quienes poseían perro y gato en sus viviendas independientemente del lugar en que se encontrará la mascota, el perro es considerado por varios estudios como uno de los factores que causan la toxocariasis humana sino que también se debe considerar las características de este animal como es el pelaje el cual genera un ambiente adecuado para el desarrollo de los huevos de *T.canis* de acuerdo a un estudio que se realizó en perros con doble capa de pelo se encontró que un 82% poseían huevos de este parásito sin embargo la edad del canino es crucial ya que en ese estudio la mayoría eran animales menores a un año de edad encontrándose que los cachorros de 20 días hasta el año de edad y las hembras mayores de un año en celo, preñez o lactancia actúan como diseminadores de esta parasitosis (Romero et al.,2011,p.196).

Los gatos también pueden ser una alternativa para que se produzca una infección zoonótica ya que pueden actuar como hospederos paraténicos.

Entre otro factor relevante en el estudio fue el tiempo de contacto con la mascota a pesar de tener un contacto en un lapso de tiempo corto hubo la presencia de anticuerpos IgG para *Toxocara canis* en este factor se puede considerar que el suelo juega un papel importante el cual sería de gran realce estudiarlo ya que el tiempo que pasan los jóvenes a pesar de ser poco se pueden contagiar ya sea por el pelaje como se mencionó anteriormente , por las actividades que realizan o hábitos de geofagia u onicofagia, de acuerdo a un estudio relazado por Romero et, al (2011,pp.195-201) en la vía pública de Nezahualcóyot -México se encontró que un 81,5% de los sitios estaban contaminados por heces existiendo un alto índice de materia fecal en lugares públicos y una baja recolección, esto provoca que se disemine más fácil esta zoonosis ya que factores externos como el viento ayuda a que se inhale y degluta los huevos tanto personas como animales, estos huevos son muy resistente y son miles en una pequeña porción de materia fecal en el caso de que la mascota esté contaminada .

Mediante los datos que se obtuvieron existió un escaso control veterinario por parte de los jóvenes que poseían mascotas incrementando el grado de afección de esta zoonosis ya que obviamente los perros no se desparasitaran oportunamente considerando que si el can esta infestado por este parásito en su intestino depositara aproximadamente 200000 huevos al día la hembra por ello se debe hacer un tratamiento oportuno de desparasitación a las mascotas y reducir el contagio en el suelo por este parásito(Rojas, León y Bustamante ,2015,pp.21-25).

CONCLUSIONES

- Los factores de riesgo analizados si tuvieron un impacto positivo al relacionarlo con la presencia Toxocariasis principalmente el género, el tipo de mascota, el tiempo que pasa con la mascota y el control veterinario que se le realiza ,la base de datos se generó después de realizar una encuesta validada a los estudiantes, evaluando de esta manera ciertos factores de riesgo .Los resultados de los factores de riesgo estudiados correlacionando con los resultados de la zoonosis fueron obtenidos después de aplicar la prueba de Chi cuadrado de independencia con un grado de significancia de $p=0,05$ mediante el programa Microsoft Excel sin embargo hay que considerar que otro factor importante es la contaminación ambiental.
- Se empleó el método ELISA indirecto en 90 niños/as para determinar la presencia de anticuerpos IgG anti-toxocara en el cual se obtuvo en algunos de los casos títulos altos en las muestras, el método principalmente se fundamenta en la presencia de un antígeno fijado en la microplaca, la adición de la muestra en la cual si presentan estos anticuerpos en el suero sanguíneo se unen o no con el antígeno, se incuba, el lavado se realiza para eliminar lo que no está unido al antígeno fijado, la adición de un conjugado, se añade un sustrato TMB que posterior a la incubación provoca un cambio de color, la adición de la solución de parada(ácido sulfúrico) por medio del cual las muestras positivas ya se pueden observar ya que tienen una coloración amarilla fuerte y posteriormente se mide en el equipo ; se emplea este método porque este parásito no se puede detectar mediante un examen coproparasitario.
- La prevalencia de esta enfermedad zoonótica en los estudiantes de un rango de edad de 11-19 años, partiendo de una muestra de 90 estudiantes se obtuvo que 38 estudiantes equivalentes a un 42,42% presentaban anticuerpos anti-toxocara teniendo un alto grado de zoonosis relacionando especialmente el padecimiento de esta zoonosis con factores como el género, el tipo de mascota que posee, el tiempo de contacto y el control veterinario.
- Mediante las socializaciones, capacitaciones y material informativo (tríptico) que se les brindó a los estudiantes de la Unidad Educativa San Andrés se pudo esclarecer dudas que tenían acerca de la parasitosis y a más de ello informales sobre el agente etiológico de esta zoonosis, los principales factores de riesgo, las manifestaciones clínicas, el diagnóstico y principalmente como prevenir esta enfermedad y el rol importante que cada uno posee.

RECOMENDACIONES

- Realizar un control sanitario a las mascotas motivando a los dueños a comprometerse no solo con la salud del animal sino de la comunidad, cumpliendo con una adecuada desparasitación y vacunación a más de ello motivar a que cada dueño sea culto y las deposiciones de sus mascotas sean desechadas adecuadamente evitando de esta manera que existan en áreas públicas y de contacto con niños que son los más vulnerables.
- Educar no solo a estudiantes sino también a padres de familia y personal que este en mayor contacto con perros, indicando buenas prácticas de higiene personal, formas de contagio y los factores de riesgo más representativos para que de esta manera se disminuya las zoonosis parasitarias.
- Se recomienda realizar socializaciones informativas a personas que viven en el sector rural ya que muchas veces es la más afectada por casos de parasitosis debido al desconocimiento y al no poseer los servicios básicos adecuados principalmente agua potable y alcantarillado a más de ello existe un contacto con el suelo mayor y no se realizan un control de desparasitación adecuado.
- Se puede realizar un programa de tratamiento para el control parasitario en mascotas similar al ESCCAP de España.
- Debido a los resultados obtenidos se sugiere realizar más estudios sobre esta zoonosis en instituciones tanto del sector rural y urbano para analizar casos de prevalencia o incidencia generada por este tipo de parásito y dar un tratamiento oportuno a los pacientes infectados, mejorando de esta manera la calidad de vida.
- Coordinar con la academia a través de la vinculación con la comunidad para que sean los portadores idóneos de las respectivas charlas educativas a la población sobre temas de zoonosis parasitaria y buenas prácticas de higiene

GLOSARIO

Zoonosis: Son aquellas enfermedades transmisibles de forma natural de los animales a los humanos y viceversa(Rojas, León y Bustamante, 2015).

Seroprevalencia: Es la manifestación de una enfermedad en una determinada población y tiempo, en el cual se analiza mediante pruebas sanguíneas (exámenes serológicos) (Glosario de VIH-SIDA, 2019).

Contaminación: Es la presencia de un agente infeccioso en la superficie del cuerpo, en ropa, juguetes, instrumentos quirúrgicos, u otros objetos inertes o sustancias incluso agua y alimentos (Organización Panamericana de Salud, p.1).

Agente Infeccioso: Es un organismo que puede ser un virus, bacteria, hongo o parásito apto de generar una infección o una enfermedad infecciosa (Organización Panamericana de Salud, p.1).

Fuente de infección: Es la persona, animal, objeto o sustancia de la cual el agente infeccioso pasa a un huésped (Organización Panamericana de Salud, p.3).

Hospedador paraténico o de transporte: Es aquel en donde el parásito no desarrolla ninguna etapa de su ciclo de vida, simplemente él se encarga del transporte del parásito (Parásitos de interés médico).

***Toxocara canis*:**Es un nemátodo que vive en el intestino delgado de los caninos, mide entre 5 y 15 cm de longitud puede producir infección en el ser humano a partir de la ingestión de los huevos (Rojas, León y Bustamante, 2015, p.21).

Geofagia: Hábito de comer tierra o arena(Costa i Molinari , 1994, p.142).

Onicofagia: Hábito de tascarse las uñas (Costa i Molinari, 1994, p.142).

BIBLIOGRAFÍA

ACHA, P.N. y SZYFRES, B. "Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales". *Revista Española de Salud Pública* [en línea], 2001, 75(3), pp. 263–264. [Consulta: 10 mayo 2019]. ISSN 1135-5727. DOI 10.1590/S1135-57272001000300009. Disponible en: http://www.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S113557272001000300009&lng=es&nrm=iso&tlng=es.

ACERO, M et al., "Seroprevalencia de anticuerpos contra *Toxocara canis* y factores de riesgo en niños, Ciudad Bolívar, Bogotá, D.C., 2000". *Biomédica* [en línea], 2001, 21(3), p.261. [Consulta: 12 junio 2019]. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/843/84321309.pdf>

ARCHELLI, S. y KOZUBSKY, L. " *Toxocara* y Toxocariosis. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana* [en línea], 2008, 42(3), pp. 379–385. [Consulta: 8 abril 2019]. Disponible en: http://www.scielo.org.ar/scielo.php?pid=S0325-29572008000300007&script=sci_arttext.

ASTAIZA, J., BENAVIDES, C. y VALLEJO, D. "Evaluación del conocimiento sobre enfermedades zoonóticas en estudiantes de bachillerato de instituciones educativas del sector rural del municipio de Pasto, Nariño". *Veterinaria y Zootecnia* [en línea], 2014, 8(2), pp.113-115. [Consulta: 14 junio 2019]. Disponible en: <http://vip.ucaldas.edu.co/vetzootec/downloads/v8n2a08.pdf>

ATIAS, A. *Parasitología Médica*. Chile: Publicaciones técnicas Mediterráneo. ISB:956-220-155-4, pp.333-335

BECERRIL, M. *Parasitología Médica*. 4a ed. México: McGRAW-HILL, 2014. ISB:13:978-607-15-1150-8, pp.279-284

BESTEIRO, M. *Toxocara canis*-síntomas y tratamiento [blog]. 2019. [Consulta: 14 junio 2019]. Disponible en: <https://www.expertoanimal.com/toxocara-canis-sintomas-y-tratamiento-24078.html>

BIOADVANCE. Elisa indirecto [en línea], 2016 [Consulta: 12 junio 2019]. Disponible en: http://bioadvance.life/2016/10/26/nuevo-kit-id-screen-ilt-gl-indirect-id-vet/imagen_059_350/

BIO-RAD LABORATORIES, INC. Elisa Basic guide [en línea], 2017, pp.3-15. [Consulta: 12 junio 2019]. Disponible en: <https://www.bio-rad-antibodies.com/static/2017/an-introduction-to-elisa/elisa-basics-guide.pdf>

BORTERO, D. y RESTREPO, M. *Parasitosis humanas*. 4a ed. Medellín-Colombia: Corporación para investigaciones biológicas, 2003, pp.348-350.

BOWMAN, D. *Georgis Parasitología para veterinarios*. 9 na ed. España: Elsevier, 2011, pp.213-214

CALVO, P. *El vínculo entre el ser humano y los animales : aspectos psicológicos y psicopatológicos* [en línea] (Tesis doctoral) Universidad Autónoma de Barcelona .2017.p 3 [Consulta: 15 junio 2019]. Disponible en: https://ddd.uab.cat/pub/tesis/2017/hdl_10803_454806/pcs1de1.pdf

CARDILLO, N. "Zoonosis parasitarias". *InfoVet* [en línea], 2003, pp. 374–382. [Consulta: 7 -abril 2019]. Disponible en: http://www.fvet.uba.ar/archivos/fcvcomunica/InfoVet_zoonosis.pdf

CERMEÑO, J et al., “Seroprevalencia y factores de riesgos asociados con la infección por toxocara canis en la población de la laguna, estado Anzoátegui, Venezuela. *Revista Saber* [en línea], 2016,8(1), p.68 [Consulta: 15 junio 2019]. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/4277/427746276007.pdf>

CHAVÉZ, J, et al., "Toxocariosis humana en el Perú: aspectos epidemiológicos, clínicos y de laboratorio". *Acta méd. Peruana* [en línea],2011,28(4),pp. 230-231. [Consulta: 2 junio 2019].Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1728-59172011000400010

COLEGIO MÉDICO VETERINARIO DE CHILE A.G. *Zoonosis frecuentes por parásitos helmínticos caninos y felinos*[blog]. [Consulta: 5 junio 2019].Disponible en:<http://www.colegioveterinario.cl/noticias/ver.php?id=182>

COSTA I MOLINARI, J. *Manual de psiquiatría*. Open Access [en línea],Barcelona ,1994 [Consulta: 15 junio 2019]. Disponible en: <https://books.google.com.ec/books?id=rHRR9HmTIBUC&pg=PA142&dq=geofagia+y+onicofagia&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwimzoz9varjAhWSpFkKHSuYAqsQ6AEIPTAE#v=onepage&q=geofagia%20y%20onicofagia&f=false>

CUSABIO. Cuatro tipos de ELISA. [enlínea] [Consulta: 12 junio 2019]. Disponible en: <https://www.cusabio.com/c-20659.html>

DE LA FÉ, P, et al., "Toxocara canis y Síndrome Larva Migrans Visceralis". *Redvet* [en línea], 2006,7(4), pp. 1–42. [Consulta: 6 mayo 2019]. ISSN 1695-7504. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/636/63617138002.pdf>

DESPOMMIER, D. "Toxocariasis: Clinical Aspects , Epidemiology , Medical Ecology , and Molecular Aspects ". *Clinical Microbiology Reviews* [en línea],2003,16(2). [Consulta: 27 mayo 2019].Doi: 10.1128/CMR.16.2.265-272.2003. Disponible en:<https://cmr.asm.org/content/16/2/265.short>

FILLAUX,J.,& MAGNAVAL,J. "Laboratory diagnosis of human toxocariasis ",*Veterinary parasitology*[en línea],2013,193(4),p.328. [Consulta: 6 junio 2019].Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304401712006760>

FU Chung-Jung et al., "Seroepidemiology of Toxocara Canis infection among primary schoolchildren in the capital area of the Republic of the Marshall Islands" *BMC infectious diseases* [en línea], 2014, 14(261) [Consulta: 15 junio 2019]. Doi: 10.1186/1471-2334-14-261. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4024650/>

GALLASTEGUI,C. et al.,Inmunología [en línea],pp.1078-1079 [Consulta: 9 junio 2019].Disponible en: <https://www.sefh.es/bibliotecavirtual/fhtomo2/CAP11.pdf>

GLOSARIO.Qué es un analito [en línea] ,2017 [Consulta: 9 junio 2019]. Disponible en: <https://glosarios.servidor-alicante.com/quimica/analito>

GÓMEZ, L., ATEHORTUA, C. y OROZCO, S. "La influencia de las mascotas en la vida Humana". *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*[en línea],2007,20, pp. 377–386.[Consulta: 8 abril 2019].Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/rccp/v20n3/v20n3a16.pdf>

GUILLESPIE,S& PEARSON,R.*Principles and practice of clinicalparasitology* [en línea], Inglaterra: John Wiley& Sons Ltd, 2001.[Consulta: 27 mayo 2019]. Disponible en: https://books.google.com.ec/books?id=_BcNvch0jhAC&pg=PA502&dq=morphology+toxocara+canis+gillespie&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwi9rfrOuqnjAhVFslkKHbEODt8Q6AEIMTAB#v=onepage&q=morphology%20toxocara%20canis%20gillespie&f=false

GUTIÉRREZ,G. GRANADOS,D y PIAR,N . "Interacciones humano-animal: características e implicaciones para el bienestar de los humanos " *Revista Colombiana de Psicología* [en línea], 2007,16,pp.169-173. [Consulta: 15 junio 2019]. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/804/80401612.pdf>

GUANGXU et al., "Toxocariasis humana".*The Lancet Infectious Diseases*[en línea], 2017, 18, pp.6.[Consulta: 15 junio 2019]. Doi: 10.1016 / S1473-3099 (17) 30331-6. Disponible en:https://www.researchgate.net/publication/318896596_Human_toxocariasis

HERNÁNDEZ,J.Inmunología básica [en línea],2002,pp.18-19 [Consulta: 7 junio 2019].Disponible en: <http://www.sidastudi.org/resources/inmagic-img/dd1102.pdf>

HUAYAPA,P,et al., "Toxocariosis humana: ¿problema de salud pública " *An. Fac. med* [enlínea] ,2009,70(4),p.286 [Consulta: 12 junio 2019].Disponible en http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S102555832009000400010&script=sci_arttext&ting=

INMUNOLOGÍA BACTERIANA. *Clases de inmunoglobulinas* [blog]. 2016. [Consulta: 14 junio 2019]. Disponible en: <http://inmunologiabacteriana.blogspot.com/2016/01/clases-de-inmunoglobulinas.html>

INSTITUTO NACIONAL DE SEGURIDAD E HIGIENE y TRABAJO. "Toxocara spp". Bdatabio [en línea], 2015, (España), pp.5. [Consulta: 6 abril 2019]. Disponible en: http://www.insht.es/RiesgosBiologicos/Contenidos/Fichas_de_agentes_biologicos/Fichas/Toxocara_spp.2016.pdf.

KOOLMAN, J y ROHM, K. Bioquímica texto y atlas. 3ra ed. España: Panamericana, 2004, pp.304

LIMJH. "Foodborne eosinophilia due to visceral larva migrans: a disease abandoned". *J Korean Med Sci* [en línea], 2012, 27(1), pp. 151 [Consulta: 12 junio 2019]. Doi: 10.3346/jkms.2012.27.1.1 Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/22219605>

LÓPEZ, J et al., "Tenencia de mascotas en pacientes inmunocomprometidos: actualización y consideraciones veterinarias y médicas". *Rev Chilena Infectol* [en línea], 2013, 30(1), pp.53-57 [Consulta: 14 junio 2019]. Disponible en: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/rci/v30n1/art09.pdf>

MENDONCA, L. et al., "Seroprevalencia y factores de riesgo para la infección por Toxocara en niños de un entorno urbano grande en el noreste de Brasil ". *Acta Tropica* [en línea], 2013, p.91. [Consulta: 12 junio 2019]. Disponible en: <https://reader.elsevier.com/reader/sd/pii/S0001706X13001733?token=A19BC59E841452E973512E33E0190486FEF9B568B4EE4CDB291421B70DE229735A4B96AE1A37D0B8940156FE6DA0F634>

MENDOZA, H. "Inmunología ". *Ciencia* [en línea], 2007, p.7. [Consulta: 7 junio 2019]. Disponible en: https://www.amc.edu.mx/revistaciencia/images/revista/66_2/PDF/Presentacion.pdf

NAQUIRA, C. " Las Zoonosis parasitarias: problema de Salud Pública en el Perú". *Revista peruana de medicina experimental y salud pública* [en línea], 2010, 27(4), pp. 494-497. [Consulta: 8 abril 2019]. ISSN 1726-4642. Disponible en: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rins/v27n4/a01v27n4.pdf>.

NICOLETTI, A. "Toxocariasis". *Handbook of Clinical Neurology* [en línea], 2013, 114, pp.217-228. [Consulta: 6 mayo 2019]. DOI: 10.1016 / B978-0-444-53490-3.00016-9. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/23829912>

NOVA TEC, Determinación de Toxocara canis IgG [en línea], 2017. [Consulta: 12 junio 2019]. S.I.: s.n

OCHOA, R. Técnicas Inmunoenzimáticas Para Ensayos Clínicos De Vacunas Y Estudios Inmunoepidemiológicos [en línea], 2012, pp. 5-6. [Consulta: 9 junio 2019]. Disponible en: https://www.paho.org/cub/index.php?option=com_docman&view=download&category_slug=casas-editoriales&alias=742-pubfinlay-librotecinmunoparaeclinvacunas2012&Itemid=226

ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE SALUD. Glosario [en línea], pp. 1-3 [Consulta: 15 junio 2019]. Disponible en: <http://iris.paho.org/xmlui/bitstream/handle/123456789/3300/Taller%20sobre%20planificacion,%20administracion%20y%20evaluacion%20Glosario.pdf;jsessionid=BDEA774169B35E7EBD10255BE145B6C4?sequence=1>

OWEN, J. et al., Inmunología de Kuby 7^{ma} ed. México : McGRAW-HILL Interamericana Editores, 2014

PACHECO, A. "Mascotas en los hogares: enfermedades de los niños adquiridas por convivencia con animales" *Enfermedades Infecciosas y Microbiología* [en línea], 2003, 23(4), p. 139 [Consulta: 15 junio 2019]. Disponible en: <https://www.medigraphic.com/pdfs/micro/ei-2003/ei034d.pdf>

Parásitos de interés médico. [en línea] [Consulta: 15 junio 2019]. Disponible en: <http://ocw.usal.es/ciencias-biosanitarias/introduccion-a-la-protozoologia/clinica/contenidos/%20Unidad%201%20Parasitologia.pdf>

RADMAN, N., et al. "Toxocara canis en caninos prevalencia en la ciudad de la Plata". *Acta Bioquím Clín Latinoam* [en línea], 2006, 40(1), pp. 41-45. [Consulta: 5 abril 2019]. ISSN 0325-2957. Disponible en: http://www.scielo.org.ar/scielo.php?pid=S0325-29572006000100007&script=sci_abstract

RODRIGUEZ-MORALES, A.J. y DELGADO, O. "Aspectos clínico-epidemiológicos de la toxocariasis: una enfermedad desatendida en Venezuela y América Latina". *Boletín De Malariología Y Salud Ambiental* [en línea], 2009, 49, pp. 2-4. [Consulta: 6 abril 2019]. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/242713600_Aspectos_clinico-epidemiologicos_de_la_toxocariasis_una_enfermedad_desatendida_en_Venezuela_y_America_Latina

ROJAS, A., LEÓN, M. y BUSTAMANTE, O. "Toxocara canis: una zoonosis frecuente a nivel mundial". *Revista ciencia y agricultura* [en línea], 2015, 13(1), pp. 19-27. [Consulta: 6 abril 2019]. ISSN 0122-8420. DOI 10.19053/01228420.4803. Disponible en: https://www.inei.gob.pe/media/cifras_de_pobreza/nota-de-prensa-n074_2016-inei-pdf

ROLDÁN, W., et al. "Diagnóstico de la Toxocarosis Humana". *Rev Peru Med Exp Salud Publica* [en línea], 2010, 27(4), pp. 613-620. [Consulta: 6 abril 2019]. ISSN 17264634. DOI 10.1590/S1726-

46342010000400019.

Disponible

en:

http://search.proquest.com/docview/1033341774?accountid=14553%5Cnhttp://openurl.library.uiuc.edu/sfxlcl3?url_ver=Z39.882004&rft_val_fmt=info:ofi/fmt:kev:mtx:dissertation&genre=dissertations+&+theses&sid=ProQ:ProQuest+Dissertations+&+Theses+Full+Text&atit.

ROMERO, C et al., ‘Presencia y viabilidad de toxocara spp en suelos de parques públicos, jardines de casas y heces de perros en Nezahualcóyotl, México’. *Revista Científica, FCV-LUZ* [en línea], 2011, 21(3), pp.195-201. [Consulta: 12 junio 2019]. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/959/95918239002.pdf>

RUBIO, F., GARCÍA, B. y ROMERO, R. Técnicas de inmunodiagnóstico. Madrid: Paraninfo, 2016.

SÁNCHEZ, S. GARCÍA, H y NICOLETTI, A. " Hallazgos de Neurotoxocariasis en Resonancia Clínica y Magnética". *Neurol delantero* [en línea], 2018; 9(53). [Consulta: 2 junio 2019]. Doi: 10.3389 / fneur.2018.00053. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5809457/>

SIERRA, M et al., ‘Presencia de huevos de Toxocara spp. en el pelaje de caninos callejeros y domésticos’. *InVet* [en línea], 2016, 18(1), p.28 [Consulta: 15 junio 2019]. Disponible en: <http://www.fvet.uba.ar/archivos/publicaciones/invet/vol18-1-2016/T04.pdf>

STUDY BLUE. Migranos de larvas oculares causadas por Toxocara canis y catis[blog]. [Consulta: 14 junio 2010]. Disponible en: <https://www.studyblue.com/notes/note/n/ahs-3021-quiz-5-nematodes/deck/2114547>

THE CENTER FOR FOOD SECURITY PUBLIC & HEALTH .“Toxocariasis ”,2005,pp.1-4. [Consulta: 6 abril 2019]. Disponible en: <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/toxocariasis-es.pdf>

THE CENTER FOR FOOD SECURITY PUBLIC & HEALTH.“Larva Migrans”,2007. [Consulta: 6 mayo 2019]. Disponible en: http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/larva_migrans-es.pdf

URIBARREN, T. Larva migrans visceral. [Consulta: 2 junio 2019]. Disponible en: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/larva-migransvisceral.html>.

VACACELA, V. “Evaluación del riesgo de transmisión de diversas parasitosis intestinales entre perros y estudiantes de la escuela de bioquímica y farmacia” [en línea] (Trabajo de titulación)(Pregrado)Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba-Ecuador,2017.[Consulta: 6 abril 2019]. Disponible en: <https://www.espoch.edu.ec/index.php/antecedentes.html>.

VARGAS, T. y TATACU, G., "Antígenos Y Anticuerpos". *Revista de Actualización Clínica* [en línea], 2014,44, pp. 2314–2318. [Consulta: 7 junio 2019]. Disponible en: http://www.revistasbolivianas.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2304-37682014000500003&lng=es&nrm=iso

VEGA, B. Anticuerpos [en línea], 2009, pp. 136-138. [Consulta: 12 junio 2019]. Disponible en: <https://www.medigraphic.com/pdfs/facmed/un-2009/un093j.pdf>

ANEXOS

ANEXO A: Ficha técnica Análisis ELISA para determinación de *Toxocara canis*

1. INTRODUCCIÓN

La *Toxocara canis* es un nemátodo de la familia de los Ascarididae. Los ascárides son grandes lombrices redondas cuyos ejemplares masculinos llegan a 25 cm de tamaño y los femeninos hasta 40 cm. La *Toxocara canis* se encuentra normalmente en perros. Si las larvas infectan al hombre se desarrolla el síndrome larva-migrans-visceralis.

La infestación humana se debe a la ingesta accidental de tierra o alimentos o agua contaminados con huevos dispersados en las heces de los perros. En el intestino humano, los huevos se desarrollan en larvas que penetran la pared intestinal y que pueden infectar a todos los órganos humanos. La mayor parte de las infecciones pasan inadvertidas, algunas personas sin embargo desarrollan síntomas que duran hasta meses. Se encuentra eosinofilia y hepatomegalia o intervalos de fiebre, trastornos gastro-intestinales, asma, problemas cardíacos, linfadenopatía y urticaria en combinación con leucocitosis. Si los ojos están afectados se produce una endoftalmitis o coriorretinitis que puede llevar a la ceguera. Los trastornos del sistema nervioso provocan parálisis o ataques epilépticos. Es posible un curso latente. Aproximadamente la mitad de los casos clínicos se manifiesta en los ojos (pérdida de la visión). La *Toxocara canis* es de manifestación mundial. Los afectados con mayor riesgo de infección son los dueños de perros y los niños.

Especies	Enfermedad	Síntomas	Vía de transmisión
<i>Toxocara canis</i>	Toxocariasis Síndrome larva-migrans-visceralis	Eosinofilia, leucocitosis, fiebre, tos, asma, linfadenopatía, hepatomegalia, trastornos gastro-intestinales, sintomatología cardíaca, urticaria	Ingestión oral de huevos infecciosos con tierra, arena, alimentos o agua contaminada

Las infecciones pueden ser detectadas por:

- Microscopía: biopsia de músculo
- Serología: Detección de anticuerpos específicos a través de ELISA

2. USO PREVISTO

El ensayo inmunoenzimático de Nova Tec es para la determinación cualitativa de anticuerpos IgG específicos contra *Toxocara canis* en suero o plasma (citrato) humano.

3. PRINCIPIO DEL ENSAYO

La determinación inmunoenzimática cualitativa de anticuerpos específicos contra *Toxocara canis* se basa en la técnica del ELISA (Enzyme linked Immunosorbent Assay). Las tiras de micropocillos que se usan como fase sólida están recubiertas con antígenos específicos de *Toxocara canis*. Los anticuerpos existentes en la muestra unen a los antígenos inmovilizados de la placa de microtitulación. El conjugado de proteína A con peroxidasa de rábano, se une con los complejos antígeno-anticuerpo en muestras positivas. Estos complejos inmunológicos desarrollan una coloración azul después de incubarlos con sustrato de tetrametilbenzidina (TMB). Finalmente se añade ácido sulfúrico para detener la reacción, causando un cambio de coloración de azul a amarillo. La densidad óptica se mide con un lector de ELISA a 450nm.

4. MATERIALES

4.1. Reactivos suministrados

- **Toxocara canis IgG microplaca recubierta:** 12 tiras de 8 pocillos rompibles, recubiertos con antígenos de *Toxocara canis*, en bolsa de aluminio.
- **Diluyente para IgG de la muestra:** 1 botella de 100 ml de solución de tampón de fosfato (10 mM) para diluir la muestra; pH $7,2 \pm 0,2$; color amarillo; listo para ser utilizado; tapa blanca.
- **Solución de parada:** 1 botella de 15 ml de ácido sulfúrico, 0,2 mol/l, listo para ser utilizado; tapa roja.
- **Tampón de lavado (20x conc.):** 1 botella de 50 ml de una solución de tampón de fosfato 20x concentrado (0,2 M) para lavar los pocillos; pH $7,2 \pm 0,2$; tapa blanca.
- **Conjugado de proteína A (*Toxocara canis*):** 1 botella de 20 ml de conjugado de proteína A con peroxidasa en tampón de fosfato (10 mM); color azul; tapa negra; listo para ser utilizado.
- **Solución de sustrato de TMB:** 1 botella de 15 ml 3,3',5,5'-tetrametilbenzindina (TMB), < 0,1 %; listo para ser utilizado; tapa amarilla; < 5 % NMP.
- **Control positivo *Toxocara canis* IgG:** 1 botella de 2 ml control (suero o plasma humano); color amarillo; tapa roja; listo para ser utilizado.
- **Control cut-off *Toxocara canis* IgG:** 1 botella de 3 ml control (suero o plasma humano); color amarillo; tapa verde; listo para ser utilizado.
- **Control negativo *Toxocara canis* IgG:** 1 botella de 2 ml control (suero o plasma humano); color amarillo; tapa azul; listo para ser utilizado.

Para sustancias potencialmente peligrosas por favor revise la ficha de datos de seguridad.

4.2. Accesorios suministrados

- 1 lámina autoadhesiva
- 1 instrucciones de uso
- 1 esquema de la placa

4.3. Materiales e instrumentos necesarios

- Fotómetro de microplaca con filtros de 450/620 nm
- Incubadora 37 °C
- Dispositivo de lavado manual o automático
- Micropipetas para uso de (10-1000 µl)
- Mezcladora Vortex
- Agua destilada
- Tubos de plástico desechables

5. ESTABILIDAD Y ALMACENAJE

Almacene el kit a 2...8 °C. Los reactivos abiertos son estables hasta la fecha de caducidad indicada en la etiqueta cuando se almacena a 2...8 °C.

6. PREPARACIÓN DE LOS REACTIVOS

Es muy importante llevar Todos los reactivos y las muestras para a la temperatura ambiente (20...25 °C) y mezclarlos antes de ser utilizados!

6.1. Microplaca recubierta

As tiras rompibles están recubiertas con antígeno de *Toxocara canis*. Inmediatamente después de la eliminación de las tiras, las tiras restantes deben sellarse de nuevo en el papel de aluminio junto con la bolsita de dióxido de silicio y almacenar a 2...8 °C.

6.2. Tampón de lavado (20x conc.)

Diluir la Tampón de lavado 1+19; por ejemplo, 10 ml de la Tampón de lavado + 190 ml de agua destilada. La muestra de tampón diluido es estable durante 5 días a temperatura ambiente (20...25 °C). Caso aparecen cristales en el concentrado, calentar la solución a 37 °C, por ejemplo, en un baño María. Mezclar bien antes de la dilución.

6.3. Solución de sustrato de TMB

La solución está listo para su uso y debe almacenarse a 2...8 °C, protegida de la luz. La solución debe ser incolora o podría tener un color ligeramente azul claro. Si el sustrato se convierte en azul, es posible que haya sido contaminado y no puede ser utilizada en el ensayo.

7. TOMA Y PREPARACIÓN DE LAS MUESTRAS

Usar muestras de suero o plasma (citrato, heparina) humano. Las instrucciones de uso ABVL0001 deben ser usadas para LCR. Si el ensayo se realiza dentro de 5 días después de la toma de sangre, las muestras pueden ser almacenadas de 2...8 °C, en caso contrario deben ser alíquotadas y almacenadas congeladas (-70...-20 °C). Agitar bien las muestras descongeladas antes de diluirlas. Evitar congelaciones y descongelaciones repetidas. No se recomienda la inactivación por calor de las muestras.

7.1. Dilución de las muestras

Antes del ensayo, las muestras tienen que estar diluidas en relación 1 + 100 con el tampón de dilución para la muestra de IgG, por ejemplo 10 µl de la muestra con 1 ml de tampón IgG, mezclar bien con la mezcladora Vortex.

8. PROCEDIMIENTO

8.1. Preparación del ensayo

Por favor, leer cuidadosamente las instrucciones de uso del ensayo **antes** de realizarlo. Para el buen funcionamiento de la técnica es necesario seguir las instrucciones. El siguiente procedimiento es válido solamente para el método manual. Si se realiza el ensayo en los sistemas automáticos de ELISA es aconsejable elevar el número de lavado de 3 a 5 veces y el volumen de Tampón de lavado de 300 µl a 350 µl para excluir efectos de lavado. Preste atención al capítulo 12. Antes de comenzar, especificar exactamente la repartición y posición de las muestras y de los estándares/controles (recomienda determinar en doble) en el esquema de la placa suministrada. Usar la cantidad necesaria de tiras o pozos e insertarlos en el soporte.

Realizar el ensayo en el orden indicado y sin retraso.

Para cada paso de pipeteado en los estándares/controles y en las muestras, usar siempre puntas de pipeta de un solo uso.

Graduar la incubadora a $37 \pm 1^\circ\text{C}$.

1. Pipetear 100 µl de estándares/controles y muestras en los pocillos respectivos. Dejar el pocillo A1 para el blanco.
2. Recubrir las tiras con los autoadhesivos suministrados.
3. Incubar 1 h ± 5 min a $37 \pm 1^\circ\text{C}$.
4. Después de la incubación, retirar el autoadhesivo, aspirar el líquido de la tira y lavarla tres veces con 300 µl de la Tampón de lavado. Evitar el rebosamiento de los pocillos. El intervalo entre lavado y aspiración debe ser > 5 segundos. Para sacar el líquido restante de las tiras, es conveniente sacudirlas sobre papel absorbente.
Nota: El lavado es muy importante! Un mal lavado insuficiente provoca una baja precisión y resultados falsamente elevados!
5. Pipetear 100 µl de conjugado en cada pocillo con excepción del blanco sustrato A1.
6. Incubar 30 min a la temperatura ambiente (20...25 °C). Evitar la luz solar directa. NO
7. Repetir el lavado como en el paso numero 4.
8. Pipetear 100 µl de Solución de sustrato de TMB en todos los pocillos.
9. Incubar exactamente 15 min en oscuridad a temperatura ambiente (20...25 °C). Un color azul se produce en las muestras positivas debido a la reacción enzimática.
10. Pipetear en todos los pocillos 100 µl de la solución de parada en el mismo orden y mismo intervalo de tiempo como con el Solución de sustrato de TMB, por lo tanto un cambio de color de azul a amarillo se produce.
11. Medir la extinción con 450/620 nm en un periodo de 30 min después de añadir la solución de parada.

8.2. Medición

Ajustar el lector de microplaca (fotómetro) Elisa al **cero** utilizando el **Blanco**.

Si por razones técnicas el lector de ELISA no se puede ajustar a cero utilizando el Blanco, el valor de la absorbancia de esto debe ser sustraído de los demás valores de absorbancia medidos con el fin de obtener resultados fiables!

Medir la **extinción** de todos los pocillos con **450 nm** y anotar los resultados de los estándares/controles y de las muestras en la esquema de la placa.

Es aconsejable realizar la medición **bicromática** a una longitud de onda de referencia de 620 nm.

Si se efectuaron análisis en duplicado o múltiples, hay que calcular el **promedio de los valores de extinción** de los pocillos correspondientes.

9. CALCULO DE LOS RESULTADOS

9.1. Criterios de validez del ensayo

El ensayo es válido si se cumplen los siguientes criterios:

- **Blanco:** valor de la extinción $< 0,100$
- **Control negativo:** valor de la extinción $< 0,200$ y $< \text{Cut-off}$
- **Control cut-off:** valor de la extinción $0,150 - 1,300$
- **Control positivo:** valor de la extinción $> \text{Cut-off}$

Si estos criterios no se cumplen, la prueba no es válida y deberá repetirse.

9.2. Cálculo del valor de la medición

El Cut-off se obtiene de los valores de la extinción de lo Control cut-off.

Ejemplo: $0,42 \text{ OD Control cut-off} + 0,44 \text{ OD Control cut-off} = 0,86:2 = 0,43$

Cut-off = 0,43

9.2.1. Resultados en unidades [NTU]

Promedio valor de la extinción de la muestra $\times 10$ = [NovaTec-unidades = NTU]
Cut-off

Ejemplo: $\frac{1,591 \times 10}{0,43} = 37 \text{ NTU}$

9.3. Interpretación de los resultados

Cut-off	10 NTU	-
Positivo	> 11 NTU	Los anticuerpos contra el patógeno están presentes. Ha producido un contacto con el antígeno (patógeno resp. vacuna).
Zona Intermedia	9 – 11 NTU	Los anticuerpos contra el patógeno no se pudieron detectar claramente. Se recomienda repetir la prueba con una muestra fresca en 2 a 4 semanas. Si el resultado es de nuevo en la zona intermedia, la muestra se considera como negativa .
Negativo	< 9 NTU	La muestra no contiene anticuerpos contra el patógeno. Un contacto previo con el antígeno (patógeno resp. vacuna) es poco probable.
El diagnóstico de una infección no solamente se debe basar en el resultado del ensayo. Es necesario considerar la anamnesis y la sintomatología del paciente junto al resultado serológico. Estos resultados sólo tienen valor restringido en pacientes inmunodeprimidos o en neonatos.		

10. CARACTERÍSTICAS DEL ENSAYO

Los resultados están basados en lo grupo de pruebas investigado; no se trata de especificaciones garantizadas.

Para obtener más información sobre las características del ensayo, por favor, entre en contacto NovaTec Immundiagnostica GmbH.

10.1. Precisión

Intra ensayo	n	Promedio (E)	CV (%)
#1	24	0,516	3,61
#2	24	0,904	2,90
#3	24	1,061	2,20
Inter ensayo	n	Promedio (NTU)	CV (%)
#1	12	18,81	4,83
#2	12	21,65	7,01
#3	12	2,23	12,17

10.2. Especificidad diagnóstica

La especificidad del ensayo se define como la probabilidad que tiene el ensayo de dar un resultado negativo en ausencia del analítico específico. Es 98,63% (95% Intervalo de confianza: 96,52% - 99,62%).

10.3. Sensibilidad de diagnóstico

La sensibilidad del ensayo se define como la probabilidad que tiene el ensayo de dar un resultado positivo en presencia del analítico específico. Es 96,92% (95% Intervalo de confianza: 89,32% - 99,63%).

10.4. Interferencias

Las muestras lipémicas, ictericas e hemolíticas no mostraron interferencias con este equipo ELISA hasta una concentración de 5 mg/ml para triglicéridos, de 0,5 mg/ml para bilirrubina y de 10 mg/ml hemoglobina.

10.5. Reactividad cruzada

La reactividad cruzada con anticuerpos contra Ascaris lumbricoides y Schistosoma no se puede excluir.

11. LIMITACIONES DEL ENSAYO

Una contaminación de las muestras con bacterias, o una congelación y descongelación repetida pueden producir cambios en los valores de la extinción.

12. PRECAUCIONES Y ADVERTENCIAS

- En cumplimiento con el artículo 1 párrafo 2b de la directiva europea 98/79/EC, la utilización de sistemas médicos para diagnóstico in vitro tiene la intención por parte del fabricante de asegurar la adecuación, realizaciones y seguridad del producto. Por lo tanto, el procedimiento, la información, las precauciones y los avisos de las instrucciones de uso han de ser seguidas estrictamente. La utilización de equipos con analizadores y equipamiento similar tiene que ser validada. No se autorizan cambios en el diseño, composición y procedimiento, así como cualquier utilización en combinación con otros productos no aprobados por el fabricante; el usuario debe hacerse responsable de estos cambios. El fabricante no responderá ante falsos resultados e incidentes debidos a estas razones. El fabricante no responderá ante cualquier resultado por análisis visual de las muestras de los pacientes.
- Solo para diagnóstico in vitro.
- Todos los materiales de origen humano o animal deberán ser considerados y tratados como potencialmente infecciosos.
- Todos los componentes de origen humano han sido examinados y resultaron no reactivos a anticuerpos contra el VIH, VHC y HbsAG.
- No intercambiar reactivos y placas de microtitulo de cargas diferentes.
- No usar reactivos de otro fabricante para este ensayo.
- No usar después de la fecha de caducidad.
- Sólo usar recambios de pipetas, dispensadores y materiales de laboratorio limpios.
- No intercambiar las tapas de los diferentes reactivos, para evitar la contaminación cruzada.
- Para evitar la evaporación y una contaminación microbiana, cierre inmediatamente las botellas después de usarlas.
- Después de abrirlas y posterior almacenaje, asegurarse de que no existe contaminación microbiana antes de seguir usándolas.
- Para evitar contaminaciones cruzadas y resultados erróneamente aumentados, pipetear cuidadosamente las muestras y los reactivos en los pocillos sin salpicar.
- El ELISA está pensado exclusivamente para su uso por personal especializado que domine perfectamente las técnicas de trabajo.

12.1. Indicaciones para la eliminación de residuos

Por regla general, los productos químicos y las preparaciones son residuos peligrosos. Su eliminación esta sometida a las leyes y los decretos nacionales sobre la eliminación de residuos. Las autoridades informan sobre la eliminación de residuos peligroso.

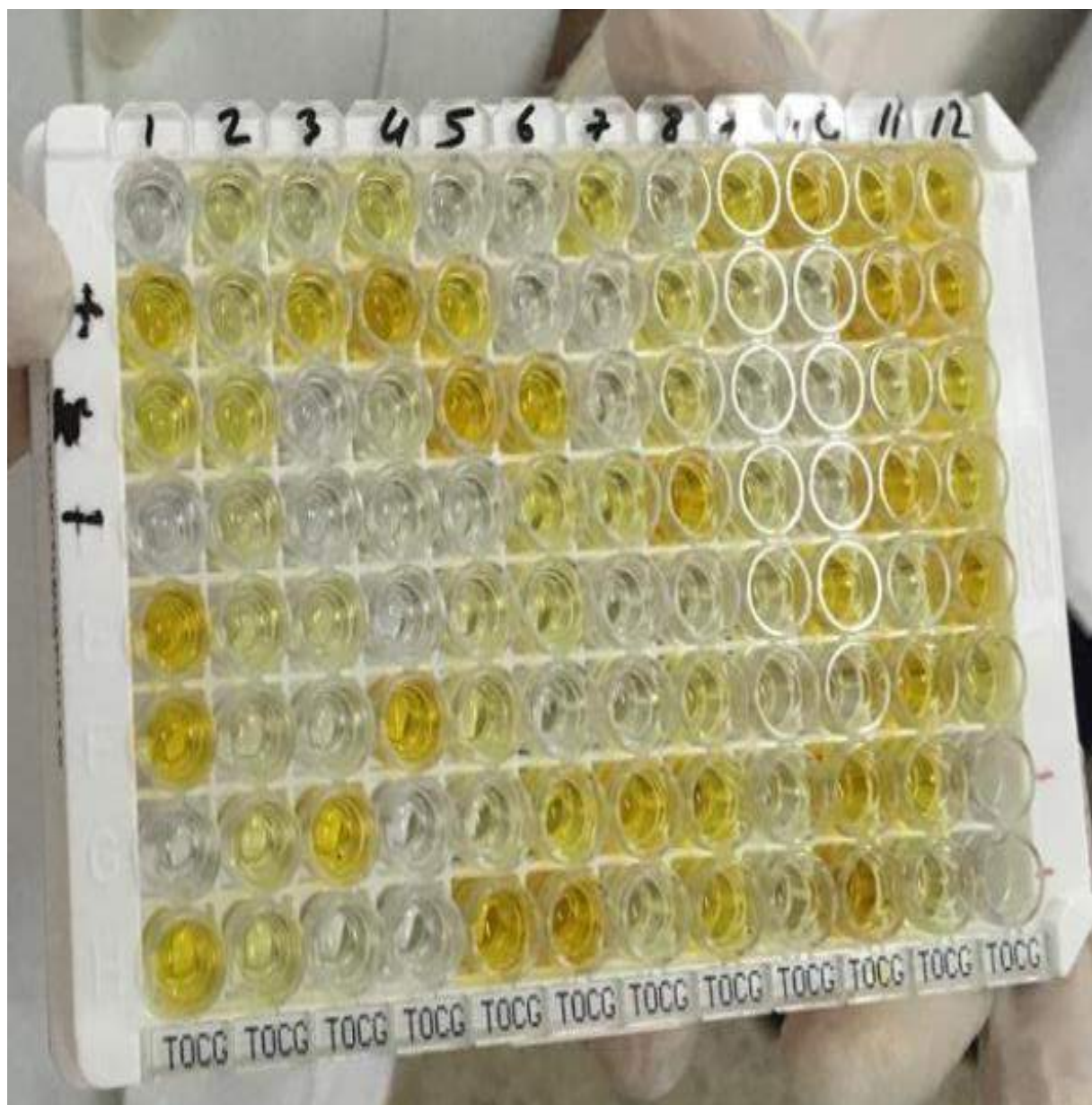
13. INFORMACIONES PARA PEDIDOS

N° del producto:	TOCG0450	Toxocara canis IgG ELISA (96 determinaciones)
------------------	----------	---

ANEXO B: Resultados proporcionados por el equipo Elisa para la determinación de IgG anti-toxocara



Report		
Date 2019-05-23		
Time 04:06:16		
Well Prog. Sam. QTA QLA		
A1 toxocara novatec B		
Blank		
A2 toxocara novatec 005		
0.341 shade		
ss *		
A3 toxocara novatec 013		
0.235 shade		
ss *		
A4 toxocara novatec 021		
0.616 shade		
ss *		
A5 toxocara novatec 029		
0.065 Neg-		
A6 toxocara novatec 037		
0.057 Neg-		
A7 toxocara novatec 045		
0.814 shade		
ss *		
A8 toxocara novatec 053		
0.107 Neg-		
A9 toxocara novatec 061		
1.261 shade		
ss *		
A10 toxocara novatec 069		
2.285 Post+		
A11 toxocara novatec 077		
1.754 Post+		
A12 toxocara novatec 085		
2.176 Post+		
B1 toxocara novatec PC1		
+Con1		
B2 toxocara novatec 006		
0.401 shade		
ss *		
B3 toxocara novatec 014		
2.052 Post+		
B4 toxocara novatec 022		
2.261 Post+		
B5 toxocara novatec 030		
2.110 Post+		
B6 toxocara novatec 038		
0.036 Neg-		
B7 toxocara novatec 046		
0.050 Neg-		
B8 toxocara novatec 054		
0.547 shade		
B10 toxocara novatec 070		
0.091 Neg-		
B11 toxocara novatec 078		
2.389 Post+		
B12 toxocara novatec 086		
2.359 Post+		
C1 toxocara novatec CR1		
Crt11		
C2 toxocara novatec 007		
0.788 shade		
ss *		
C3 toxocara novatec 015		
0.030 Neg-		
C4 toxocara novatec 023		
0.162 Neg-		
C5 toxocara novatec 031		
2.250 Post+		
C6 toxocara novatec 039		
2.154 Post+		
C7 toxocara novatec 047		
0.069 Neg-		
C8 toxocara novatec 055		
0.468 shade		
ss *		
C9 toxocara novatec 063		
0.041 Neg-		
C10 toxocara novatec 071		
0.049 Neg-		
C11 toxocara novatec 079		
0.302 shade		
ss *		
C12 toxocara novatec 087		
1.212 shade		
ss *		
D1 toxocara novatec NC1		
-Con1		
D2 toxocara novatec 008		
0.276 shade		
ss *		
D3 toxocara novatec 016		
0.041 Neg-		
D4 toxocara novatec 024		
0.084 Neg-		
D5 toxocara novatec 032		
0.067 Neg-		
D6 toxocara novatec 040		
0.687 shade		
E1 toxocara novatec 001		
2.154 Post+		
E2 toxocara novatec 009		
0.330 shade		
ss *		
E3 toxocara novatec 017		
0.284 shade		
ss *		
E4 toxocara novatec 025		
0.031 Neg-		
E5 toxocara novatec 033		
0.281 shade		
ss *		
E6 toxocara novatec 041		
0.394 shade		
ss *		
E7 toxocara novatec 049		
0.086 Neg-		
E8 toxocara novatec 057		
0.107 Neg-		
E9 toxocara novatec 065		
0.187 Neg-		
E10 toxocara novatec 073		
1.841 Post+		
E11 toxocara novatec 081		
0.194 Neg-		
E12 toxocara novatec 089		
2.180 Post+		
F1 toxocara novatec 002		
2.186 Post+		
F2 toxocara novatec 010		
0.229 shade		
ss *		
F3 toxocara novatec 018		
0.143 Neg-		
F4 toxocara novatec 026		
2.159 Post+		
F5 toxocara novatec 034		
0.486 shade		
ss *		
F6 toxocara novatec 042		
0.103 Neg-		
F7 toxocara novatec 050		
0.127 Neg-		
F8 toxocara novatec 058		
0.405 shade		
ss *		
F9 toxocara novatec 066		
0.129 Neg-		
F10 toxocara novatec 074		
0.107 Neg-		
F11 toxocara novatec 082		
2.149 Post+		

ANEXO C: Resultados observados en la microplaca



ANEXO D: Oficio de aceptación y asignación de Institución por parte del Distrito de Educación

MINISTERIO DE EDUCACIÓN



Oficio Nro. MINEDUC-CZ3-06D05-2019-0145-O

Guano, 18 de abril de 2019

Asunto: AUTORIZACION PARA DESARROLLAR UN PROYECTO DE PREVALENCIA DE TOXOCARA CANIS Y TOXOPLASMA GONDII CON LOS FACTORES DE RIESGO EN LOS ESTUDIANTES DE LA FACULTAD DE CIENCIAS ESCUELA DE BIOQUIMICA Y FARMACIA DE LA ESPOCH

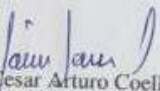
Doctora
Sandra Noemi Escobar Arrieta
En su Despacho


De mi consideración:

En respuesta al Documento No. OF.474, se autoriza a la Dra. Sandra Escobar, docente investigadora de Parasitología de la Facultad de Ciencias de la Escuela de Bioquímica y Farmacia de la ESPOCH, realice el Proyecto PREVALENCIA DE TOXOCARA CANIS Y TOXOPLASMA GONDII Y SU RELACION CON LOS FACTORES DE RIESGO EN LOS ESTUDIANTES". El mismo que desarrollará en la Unidad Educativa SAN ANDRES. Favor coordinar con el señor Rector de la Unidad.

Con sentimientos de distinguida consideración.

Atentamente,


Cesar Arturo Coello Vilema
DIRECTOR DISTRITAL DE EDUCACIÓN 06D05 - GUANO - PENIPE



Referencias:
- MINEDUC-CZ3-06D05-UDAC-2019-0567-E

Anexos:
- of.no0474.pdf

JC/sa

Dirección: Av. Amazonas N34-451 y Av. Atahualpa • Código Postal: 170507 / Quito - Ecuador • Teléfono: 593-2 396 1900
www.educacion.gob.ec

1/1

ANEXO E: Oficio de autorización para la ejecución del proyecto de investigación en la Unidad Educativa San Andrés



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS

GRUPO DE INVESTIGACIÓN: "LEISHMANIOSIS Y OTRAS PARASITOSIS EN ECUADOR-LEISHPAREC"

Oficio n°. LEISHPAREC- 2019-SEA



Riobamba, 13 de mayo del 2019


Lic.
Guido Carrillo
DIRECTOR DE LA UNIDAD EDUCATIVA SAN ANDRÉS
Presente

De nuestra consideración:

Reciba un cordial saludo de parte del grupo de investigación "Leishmaniosis y otras parasitosis en Ecuador LEISHPAREC", de la facultad de Ciencias (ESPOCH), a la vez que hacemos extensiva a usted la autorización por parte del coordinador Distrital de Educación 06D05 -Guano-Penipe, Lic. César Arturo Coello Vilema, para la realización del proyecto de investigación titulado: "PREVALENCIA DE *Toxocara canis* y *toxoplasma gondii* y SU RELACIÓN CON LOS FACTORES DE RIESGO EN LOS ESTUDIANTES DE LA UNIDAD EDUCATIVA SAN ANDRÉS PERTENECIENTES A LA PARROQUIA SAN ANDRÉS", a la vez solicitando a usted la colaboración para el desarrollo del mismo.

Anticipo mis más sinceros agradecimientos.

Atentamente


Dra. Sandra Escobar Arrieta

COORDINADORA GRUPO DE INVESTIGACION LEISHPAREC



AUTORIZADO CON
ESTUDIANTES DE 8º, 9º Y 10º E
SUJETO AL CRONOGRAMA.

13 - MAY - 19.

Adj: Autorización y cronograma

ANEXO F: Oficio detallando las actividades que se realizarán en la Unidad Educativa y el personal a cargo.



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS

GRUPO DE INVESTIGACIÓN: "LEISHMANIOSIS Y OTRAS PARASITOSIS EN ECUADOR-LEISHPAREC"



Riobamba, 14 de mayo del 2019

Licenciado.

Guido Carrillo

DIRECTOR DE LA UNIDAD EDUCATIVA SAN ANDRÉS

Presente

*Recibido
14.05.2019*

De nuestra consideración:

Reciba un cordial saludo de parte del grupo de investigación "Leishmaniosis y otras parasitosis en Ecuador "LEISHPAREC", de la facultad de Ciencias (ESPOCH), el motivo del presente documento es para informarle sobre las personas que estarán a cargo de la realización del proyecto de investigación y el plan de trabajo con el cual llevaremos a cabo las actividades propuestas para efectuar el proyecto titulado: **"PREVALENCIA DE *Toxocara canis* y *toxoplasma gondii* y SU RELACIÓN CON LOS FACTORES DE RIESGO EN LOS ESTUDIANTES DE LA UNIDAD EDUCATIVA SAN ANDRÉS PERTENECIENTES A LA PARROQUIA SAN ANDRÉS "**, a la vez solicitando de la manera más atenta su colaboración para el desarrollo del mismo .

Personal del proyecto

Cargo	Facultad	Nombre	Correo	Firma
Investigador Responsable/ Coordinador	Ciencias	Sandra Noemí Escobar Arrieta	kasandraea@gmail.com	
Tesista	Ciencias	Ximena Katerine Machado Benítez	ximena199671@hotmail.com	
Tesista	Ciencias	Carol Estefanía Ruiz Jiménez	carosthefy@gmail.com	

Plan de trabajo

Actividad	Objetivo	Beneficiarios	Marco lógico
Obtención de permisos para la ejecución en terreno de la investigación.	Tener todos los requerimientos de logística para llevar a cabo el proyecto de investigación.	LEISHPAREC Unidad Educativa San Andrés	Cumplir con lo que establece la ley.
Socialización a los estudiantes de la Unidad Educativa San Andrés (8 ^{vo})	Informar a los estudiantes sobre los diversos tipos de parásitos,	Estudiantes que asisten a la socialización	<ul style="list-style-type: none"> Parasitosis Son infecciones intestinales que pueden producirse

ANEXO G: Oficio emitido al Subcentro de salud de San Andrés para la entrega de resultados a los estudiantes.



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS

GRUPO DE INVESTIGACIÓN: "LEISHMANIOSIS Y OTRAS PARASITOSIS EN
ECUADOR - LEISHPAREC"



Oficio n.º: 25-2019 LEISHPAREC

Riobamba, 31 de mayo del 2019

Ing.

Ivon Padilla

DIRECTORA DEL SUBCENTRO DE SALUD SAN ANDRÉS

De mis consideraciones:

Saludos cordiales, la presente tiene por objeto entregar los resultados obtenidos del análisis sanguíneo que se realizó dentro del Proyecto titulado "PREVALENCIA DE *Toxocara canis* Y *Toxoplasma Gondii* Y SU RELACIÓN CON LOS FACTORES DE RIESGO EN LOS ESTUDIANTES DE LA UNIDAD EDUCATIVA SAN ANDRÉS" el mismo que fue coordinado con su dependencia, por tal razón agradecemos la colaboración para el desarrollo del proyecto antes mencionado a la vez le solicitamos de la manera más comedida designe a quien corresponda se dé el seguimiento médico respectivo para el beneficio de los estudiantes.

Por la deferencia que dará al presente anticipo mis más sinceros agradecimientos

Atentamente

Dra. Sandra Escobar Arrieta
COORDINADORA GENERAL DEL GRUPO DE INVESTIGACIÓN LEISHPAREC



ANEXO H: Validación de las encuestas.



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS
CARRERA DE BIOQUÍMICA Y FARMACIA

INSTRUMENTO DE EVALUACIÓN CUANTITATIVA

Por favor marque con una X la opción que considere debe aplicarse en cada ítem y realice, de ser necesarias, sus observaciones.

Ítem	ESCALA			Observaciones
	Dejar(1)	Modificar(2)	Eliminar(3)	
1.-				¿Deben ser dos personas tiene un caso?
2.-	✓			
3.-	✓			
4.-	✓			
5.-	✓			
6.-	✓			
7.-	✓			
8.-	✓			
9.-	✓			
10.-	✓			

Validado por: Verónica Conda Profesión: Bioquímica y Farmacología
Lugar de trabajo: ESPOCH Cargo que desempeña: Docente
Fecha: 28-03-2019 Firma: [Firma]



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS
CARRERA DE BIOQUÍMICA Y FARMACIA

INSTRUMENTO DE EVALUACIÓN CUANTITATIVA

Por favor marque con una X la opción que considere debe aplicarse en cada ítem y realice, de ser necesarias, sus observaciones.

Ítem	ESCALA			Observaciones
	Dejar(1)	Modificar(2)	Eliminar(3)	
1.-				Crea que esta dentro de la pregunta 4
2.-				
3.-				
4.-				
5.-	✓			
6.-				
7.-				
8.-				
9.-				
10.-				

Validado por: Aida Myranda Profesión: Bioquímica Farmacología
Lugar de trabajo: ESPOCH Cargo que desempeña: Docente
Fecha: 2019-03-27 Firma: [Firma]

ANEXO I: Socialización a los estudiantes de 8^{vo}, 9^{no} y 10^{mo} de básica de la Unidad Educativa San Andrés.



ANEXO J: Observación macroscópica de algunos parásitos.



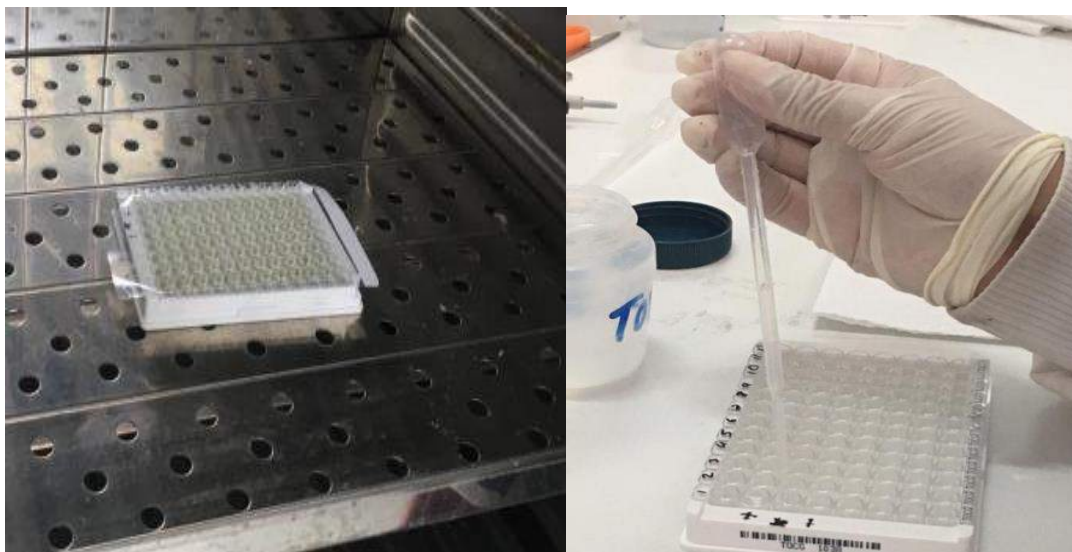
ANEXO K: Entrega de autorizaciones a los estudiantes.

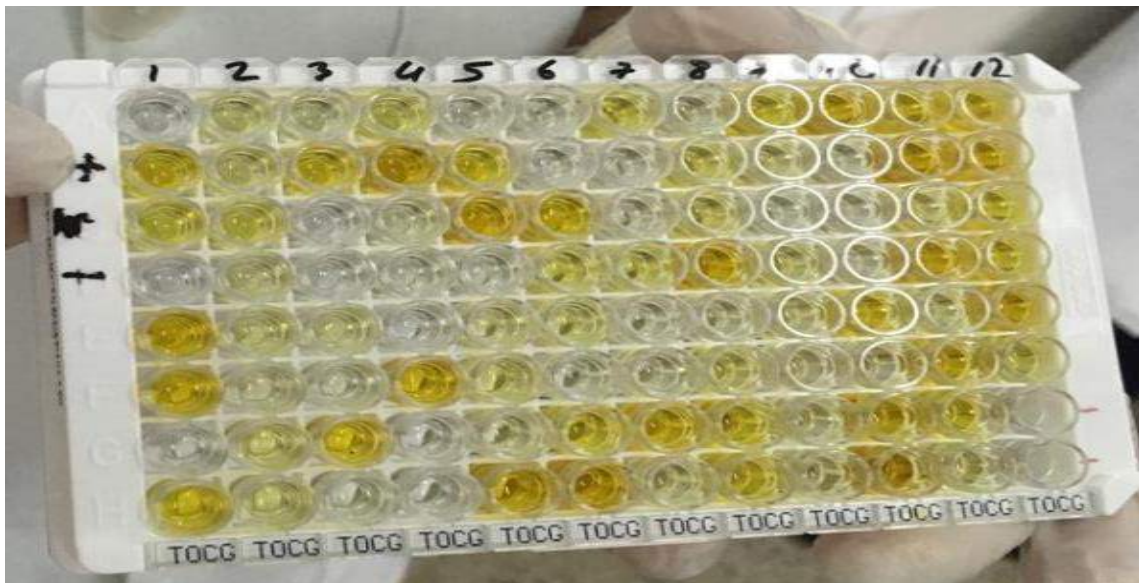
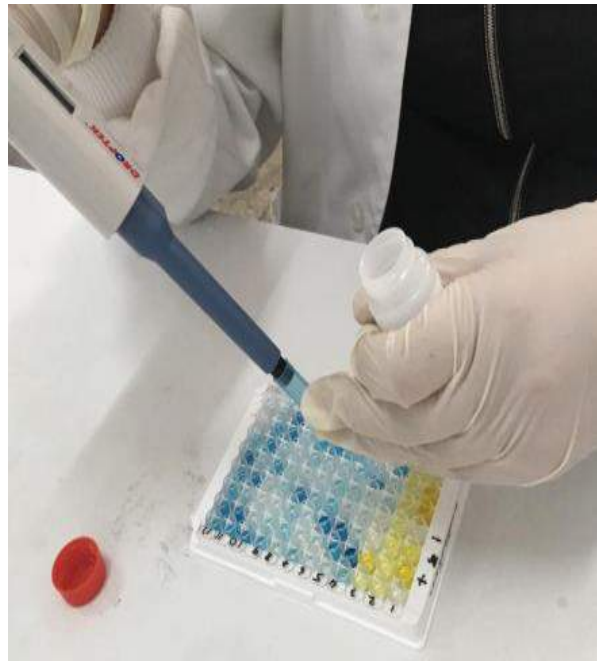
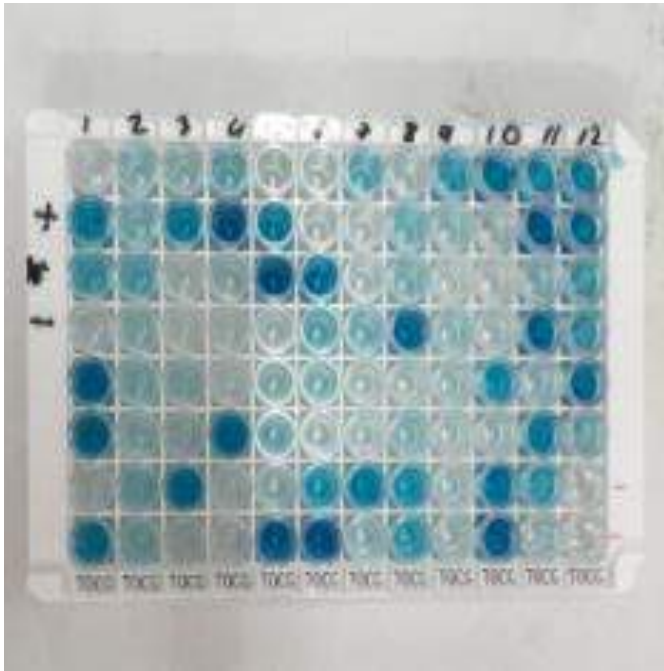


ANEXO L: Entrega, recepción de encuestas y toma de muestras.



ANEXO M: Procesamiento de las muestras en el laboratorio de Análisis clínicos de la ESPOCH






ANEXO N: Socialización y entrega de trípticos acerca de las formas de prevenir esta zoonosis.



Prevención de la Toxocariasis

Desparasitar regularmente a perros y gatos ayuda a prevenir la infección

- Manipular y eliminar adecuadamente los residuos (excrementos animales).
- Lavarse las manos antes de comer después de jugar con su mascota o jugar en exteriores (parques)
- Lavar correctamente los alimentos
- Buenas actividades higiénicas.
- Desparasitarse cada 6 meses.
- Evitar que los niños coman tierra o se introduzcan objetos sucios en la boca.



Nunca
ES TARDE
PARA CAMBIAR
TU ESTILO DE VIDA



ganamos todos



asume tu responsabilidad

LA SALUD ES EL REGALO MÁS GRANDE. CÚDALA Y PROTÉGETE.

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE
CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS
CARRERA DE BIOQUÍMICA Y
FARMACIA

**PREVENCIÓN DE
ZOOONOSIS
PARASITARIAS**



ANEXO O: Reporte de laboratorio-resultados

Anticuerpos	Resultado	Valores	Valor de referencia
<i>Toxoplasma gondii</i> IgG	Positivo	208,128 IU/ml	>35 IU/ml (positivo) <35 IU/ml (negativo)
<i>Toxoplasma gondii</i> IgM	Negativo	0,000 NTU	>11 NTU Positivo <9 NTU Negativo
<i>Toxocara canis</i> IgG	Positivo	29,847 NTU	>11 NTU Positivo <9 NTU Negativo

Dra. Sandra N. Escobar Arrieta

ANEXO P: Grado de afectividad de los chicos hacia sus mascotas y perros en las calles

