



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO BOLÍVAR
ESCUELA DE CIENCIAS DE LA SALUD
COMISIÓN DE TESIS DE GRADO


TGB-052-16


ACTA

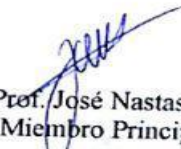
Los abajo firmantes, Profesores: Prof. Iván Amaya, Prof. Ytalia Blanco y Prof. José Nastasi M, constituidos en Jurado para el examen del Trabajo de Grado, Titulado: **RELACIÓN ENTRE TOXOCARIOSIS HUMANA Y PRESENCIA DE HUEVOS DEL PARÁSITO EN MUESTRA DE SUELO. COMUNIDAD TABARO, ESTADO ANZOATEGUI, VENEZUELA.** Del Bachiller: GUERRA SUAREZ MAURO VINICIO, C.I.: 20.805.424, como requisito parcial para optar al Título de **LICENCIADO EN BIOANÁLISIS** en la Universidad de Oriente, acordamos declarar (*Aprobado*) dicho trabajo.


En fe de lo cual, firmamos la presente Acta.

En Ciudad Bolívar, a los *13* días del mes de *Diciembre* de 2016


Prof. Iván Amaya
Miembro Tutor


Prof. Ytalia Blanco
Miembro Principal


Prof. José Nastasi M
Miembro Principal


DRA. IXORA REQUENA
Coordinadora Comisión Tesis de Grado



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO BOLÍVAR
ESCUELA DE CIENCIAS DE LA SALUD
COMISIÓN DE TESIS DE GRADO


TGB-052-16

ACTA

Los abajo firmantes, Profesores: Prof. Iván Amaya, Prof. Ytalia Blanco y Prof. José Nastasi M, constituidos en Jurado para el examen del Trabajo de Grado, Titulado: **RELACIÓN ENTRE TOXOCARIOSIS HUMANA Y PRESENCIA DE HUEVOS DEL PARÁSITO EN MUESTRA DE SUELO. COMUNIDAD TABARO, ESTADO ANZOATEGUI, VENEZUELA.** Del Bachiller: PÉREZ PÉREZ ROSELLYS MARÍA, C.I.: 22 828.404, como requisito parcial para optar al Título de **LICENCIADO EN BIOANÁLISIS** en la Universidad de Oriente, acordamos declarar (*Aprobado*) dicho trabajo.

En fe de lo cual, firmamos la presente Acta.

En Ciudad Bolívar, a los *13* días del mes de *Diciembre* de 2016


Prof. Iván Amaya
Miembro Tutor


Prof. Ytalia Blanco
Miembro Principal


Prof. José Nastasi M
Miembro Principal


DRA. IXORA REQUENA
Coordinadora Comisión Tesis de Grado



**UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO BOLÍVAR
ESCUELA DE CIENCIAS DE LA SALUD
“Dr. Francisco Virgilio Battistini Casalta”
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA**

**RELACION ENTRE TOXOCARIOSIS HUMANA Y PRESENCIA DE
HUEVOS DEL PARASITO EN MUESTRAS DE SUELO. COMUNIDAD
TABARO, ESTADO ANZOATEGUI, VENEZUELA**

Tutor:

Lcdo. Iván Amaya

Trabajo de Grado Presentado Por:

Br. Guerra Suarez Mauro Vinicio
CI N°: 20.805.424

Br. Perez Pérez Rosellys María
CI N°: 22.828.404

Como requisito parcial para optar al título de Licenciados en Bioanálisis

Ciudad Bolívar, diciembre del 2016

ÍNDICE

ÍNDICE	v
DEDICATORIA	vii
DEDICATORIA	viii
AGRADECIMIENTOS	x
RESUMEN	xi
INTRODUCCIÓN	1
JUSTIFICACIÓN	12
OBJETIVOS	14
METODOLOGÍA	15
Tipo De Estudio:	15
Área De Estudio	15
Universo Y Muestra:	16
Técnicas Usadas Para El Análisis De Muestras De Suelos:.....	16
Procedimiento:	17
Procesamiento De Muestras Serológicas	24
ANÁLISIS DE DATOS	30
RESULTADOS	31
Tabla 1	33
Tabla 2.....	34
Tabla 3.....	35
Tabla 4.....	36
Tabla 5.....	37
DISCUSIÓN	38
CONCLUSIONES	41
RECOMENDACIONES	42
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	43
APÉNDICE	1

Apendice A..... 2
Apéndice B..... 3

DEDICATORIA

A mis padres por su eterno apoyo, por estar conmigo en esta travesía, por ser mis bases y pilares durante toda mi carrera, ser mis consejeros, amigos, mentores y darme ánimos cada día para seguir adelante.

A mi compañera de vida, mi luna, Tiffany Marcano quien ha estado conmigo casi toda la carrera y me ha dado todo el apoyo y amor humanamente posible. Quien ha estado a mi lado en las buenas y en las malas, en los momentos felices y en los momentos estresantes, quien cada día me motiva a ser mejor y estar dispuesto a todo para ello.

A mi asesor, tutor, y amigo Iván Amaya por darme el apoyo necesario, ser guía y mentor, estando ahí siempre para todo, más que una dedicatoria, es un inmenso ¡Gracias!

A mi compañera y amiga en esta aventura por tener paciencia y estar dispuesta a cumplir esta meta juntos en armonía y ayudándonos mutuamente.

A mis amigos y amigas, Luis Linero, Pablo Milne, Arlenys Orence, Sylvia Betancourt, Diglis Rosal, Altair Gutiérrez, Lucía Cordero, Jorge Herrera, María Figueroa por estar apoyándome durante la carrera, dándome ánimos, que sus palabras de aliento me han servido para seguir adelante.

A mis compañeros universitarios, tanto de la carrera como en las otras, por darme su apoyo y ánimos.

Mauro Guerra.

DEDICATORIA

En primer lugar, a Dios Todopoderoso por bendecirme siempre, por guiarme en mi camino, por responder a mis plegarias y darme la fuerza para continuar.

A mis amados padres, Reveca Pérez y Roberto Pérez, por darme más que la vida, el apoyo que necesité para cumplir mis metas, por su amor incondicional. Por ser luz y pilares en mi vida y por no permitir que me rindiera cuando me sentí derrotada.

A mi abuela Dorila Borromé y mi tía Yginia Pérez, las mujeres más importantes en mi vida a parte de mi madre, por todo su apoyo y amor brindados. A mi hermano mayor Carlos, porque sin él nada de esto sería posible. A mis primos, por ser fuente de alegría y apoyo.

A Andrés Carreño, más que mi novio, mi amigo, mi compañero, mi cómplice, por darme fuerzas, por el apoyo brindado, por levantarme cada vez que me caí, por compartir los buenos y malos momentos, por no dejar de animarme y ayudarme a sacar lo mejor de mí cada día.

A mis amigas, a quienes adoro con toda el alma, Mary, Silvana y Arlenys, por siempre estar ahí, por ser compañeras de estudio y aventuras, por su paciencia y su amistad incondicional. A mis amigos en México, Diego y Marcos, porque a pesar de la distancia, siempre han estado allí para mí.

A mi tutor, Iván Amaya, por su guía y apoyo. Por los buenos momentos, por ser un amigo más y parte esencial de este viaje

A mi compañero, por su apoyo y paciencia, por su ayuda para alcanzar este logro.

Rosellys Pérez

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad de Oriente, la casa más alta, por acogernos durante estos años de estudio, ser nuestra alma mater de conocimiento y por permitirnos formarnos como profesionales de la salud.

A nuestros profesores en la carrera por enseñarnos las bases de nuestra formación y desarrollo.

Al personal del Departamento de Parasitología y Microbiología por albergarnos durante la persecución de esta meta y permitirnos desarrollarla, brindarnos su apoyo y ayuda con las técnicas y procesos a realizar. Por permitirnos crecer dentro de sus paredes.

A nuestro tutor y asesor Lcdo. Iván Amaya por asesorarnos, brindarnos su apoyo y sabiduría junto a sus consejos.

A nuestras familias por mantenernos y apoyarnos durante la carrera, siendo nuestros pilares y bases como personas, consejeros y las mayores fuentes de aliento.

A nuestros amigos y compañeros por compartir con nosotros tantas experiencias y formar parte de una segunda familia.



RESUMEN

La toxocariosis es una enfermedad parasitaria producida por helmintos del género *Toxocara spp.* Se adquiere mediante la ingestión previa de los huevos del parásito, los cuales, son excretados en las heces de los cachorros y perros adultos, tratándose de *T. canis*, y en las de los cachorros de gato y gatos adultos en el caso particular de *T. cati*. Estos huevos pueden permanecer por años en los sitios en los cuales estos animales depositan sus excretas: patios, parques y lugares de recreación para niños, en el hogar y otros lugares de dominio público, aumentando los focos de infección y representando un riesgo para la salud pública. Las enfermedades producidas en el hombre por éste parásito se deben principalmente al tránsito y estadía del estadio larvario L2 en las diferentes partes del organismo, produciendo el síndrome de Larva Migrans Visceral y Larva Migrans Ocular, entre otros casos particulares. Este estudio tiene como objetivo relacionar la presencia de anticuerpos específicos en suero obtenido de los habitantes de la comunidad de Tabaro y la presencia de los huevos del parásito en diferentes áreas de la comunidad.

Palabras clave: Suelo, Seroprevalencia, Toxocara, Tabaro.

INTRODUCCIÓN

Desde la antigüedad, incluso antes del hombre, han existido los parásitos. Organismos que se alojan en otros para alimentarse y sobrevivir, produciendo o no algún daño en el hospedero. Existe la teoría de que, al iniciarse la formación de vida en la tierra, solían ser seres de vida libre que, al ir evolucionando las especies, fueron encontrando asociaciones hasta que finalmente hallaron un modo de vida que los transformó en parásitos (Botero y Restrepo, 2012).

Los parásitos son reconocidos causantes de gran cantidad de enfermedades tanto en el hombre como en animales y plantas, incluso desde los tiempos de la antigua Grecia. Con el pasar de las épocas, se han establecido hallazgos científicos sólidos sobre la mayoría de las especies de parásitos, al punto de conocer su biología completamente. Sin embargo, la prevalencia de las infecciones parasitarias ha permanecido prácticamente invariable en el tiempo, si la comparamos con el último siglo y esto se debe a la cantidad y complejidad de los factores de riesgo epidemiológicos asociados a ellas (Botero y Restrepo, 2012).

Estos organismos se clasifican en ectoparásitos y endoparásitos. Los endoparásitos se dividen en protozoarios y helmintos, y estos últimos, a su vez, se subdividen en nemátodos (fasmídeos y afasmídeos) y platelmintos (céstodos y tremátodos). El Phylum Nematoda está representado por vermes redondos o cilíndricos, parásitos de vertebrados e invertebrados que pueden tener una fase de vida libre, mientras que el Phylum de los Platyhelminthes se caracteriza por gusanos planos, en forma de cinta o de hoja y que requieren de la participación de un huésped intermediario en su ciclo vital (Pabón, 2014). Por otro lado, los protozoarios son organismos unicelulares sólo visibles microscópicamente, a diferencia de algunos helmintos, que entre sí pueden compartir características en común, como algunas

organelas, por ejemplo, pero que difieren notablemente en formas y tamaños dependiendo del género y la especie (Rodríguez, 2013).

Las infecciones parasitarias están condicionadas por una gran diversidad de factores entre los cuales se destacan: los geográficos, socio-económicos, higiénico-sanitarios, nivel de educación, hacinamiento, entre otros, que de una u otra manera participan facilitando el proceso de infección. Aunque estas infecciones se pueden adquirir por casi cualquier medio, como por ejemplo piel, mucosas, vía congénita, entre otras, la principal vía de entrada de los parásitos organismo es la fecal-oral, por la ingestión de alimentos o aguas contaminadas con materia fecal que contenga el estadio infectante del parásito (Marcano *et al.*, 2012).

El término “parasitosis intestinal” hace referencia a infecciones por parásitos que se alojan en el sistema digestivo de humanos y animales. En países tercermundistas y en vías de desarrollo, estos padecimientos se posicionan entre los primeros lugares de causas de morbilidad, calculándose que hasta un tercio de la población las padecen y más del 50% están en riesgo de padecerlas. Es bien sabido que la población infantil, especialmente entre las edades de 1 a 5 años, es la más susceptible a este tipo de parasitosis y al adquirir cierta resistencia, pueden llegar a la edad adulta como portadores asintomáticos, que, sin recibir tratamiento, aumentan la diseminación de los parásitos en el ambiente, representando una amenaza para la salud pública (Becerril, 2014).

Las probabilidades de contraer una parasitosis intestinal aumentan cuando el ambiente es compartido con animales, ya que sus heces son los principales contaminantes de los suelos y aguas, tanto en zonas rurales como urbanas. Animales domésticos como gatos y perros; y de granja como vacas, cerdos, caballos, entre otros, son reservorios de innumerables especies de parásitos intestinales responsables de infecciones en humanos o zoonosis, por ejemplo: Amebiasis, criptosporidiosis, balantidiosis, estrombiloidosis, toxocariosis, teniosis, entre otras (Bowman, 2011).

Actualmente, más de 1500 millones de personas, aproximadamente un 24 a 25% de la población mundial, cursa con una infección por geohelminfos (gusanos de tierra). Las geohelmintiasis se encuentran ampliamente distribuidas en áreas tropicales y subtropicales, particularmente en América, Asia oriental, China y en la región Subsahariana de África. Se estima que más de 270 millones de niños en edades comprendidas entre 1 y 6 años, y más de 600 millones en edad escolar, residen en zonas donde el riesgo de infección es elevado (OMS, 2016).

Como se ha dicho anteriormente, los helmintos son endoparásitos que se subdividen en nemátodos y plathelminfos. A su vez, los nemátodos se subdividen en función de la presencia o ausencia de órganos quimiorreceptores llamados “fásmides”, en fasmídeos, los que los poseen y afasmídeos, los que no. Son parásitos monoxenos, entendiéndose como tal que cumplen su ciclo vital en un solo huésped y desde el punto de vista médico, constituyen el grupo de mayor importancia entre todos los demás vermes. Se caracterizan por cumplir una migración dentro del cuerpo que se conoce como “ciclo de Loos”, iniciando desde los intestinos con el estadio larvario L2, generalmente, y finalizando en el mismo sitio con el estadio adulto, después de haber pasado por hígado, corazón, pulmones, garganta y la parte superior del tracto gastrointestinal; cabe destacar que esta migración se completa únicamente en los huéspedes definitivos y queda incompleta en los huéspedes accidentales, como consecuencia de esto la larva nunca alcanza el estadio adulto y permanece en el cuerpo de esta forma (Ash *et al.*, 2010).

Dentro de este mismo grupo de parásitos, es importante hacer referencia a los geohelminfos, que son nemátodos parásitos del tracto gastrointestinal cuya forma infectante se desarrolla en el suelo, sus representantes de mayor importancia son: *Ascaris lumbricoides*, *Strongyloides stercoralis*, *Trichuris trichiura*, *Toxocara sp.* y los ancilostomídeos (Ash *et al.*, 2010).

El género *Toxocara* comprende geohelminthos zoonóticos pertenecientes al Phylum Nemátoda, orden Ascaridida y familia Toxocaridae, morfológicamente comparte ciertas características con *A. lumbricoides*, como su anatomía cilíndrica, tono blanco nacarado y cavidad bucal trilabiada y dentada. Difieren en tamaño, siendo *Toxocara* sp. el más pequeño, llegando a medir el macho entre 4 a 10 cm de longitud dependiendo de la especie, y la hembra entre 6,5 y 18 cm también según la especie. También difieren en la presencia de aletas cefálicas en el extremo anterior de los gusanos del género *Toxocara*, totalmente ausentes en los del género *Ascaris* (Becerril, 2014; Delgado y Rodríguez, 2009).

Las principales especies del género *Toxocara* son *T. canis*, el ascarídeo de los perros y otros cánidos y *T. cati*, ascarídeo de los felinos, siendo estos sus hospederos definitivos. La principal diferencia entre ambas especies, dejando de un lado el tamaño, es la morfología de las aletas cefálicas, estrechas en *T. canis* y amplias y estriadas en *T. cati*. Para ambas especies el ser humano es un hospedador accidental y por ende, el parásito es incapaz de completar su ciclo biológico en él, únicamente permanece en el cuerpo el estadio larvario produciendo principalmente dos síndromes, el primero y más común es el Síndrome de Larva Migrans Visceral (LMV) y el Síndrome de Larva Migrans Ocular (LMO), existe también la Toxocariosis subclínica y la Toxocariosis encubierta o inaparente, que actualmente se consideran otras formas de presentación de la Toxocariosis humana. Cabe destacar que, debido a la incapacidad del parásito de completar su ciclo en el hombre, en las heces del mismo nunca se encontrarán sus huevos (Botero y Restrepo, 2012; Delgado y Rodríguez, 2009).

Para explicar mejor el ciclo de vida del género *Toxocara*, se tomará *Toxocara canis*, ascarídeo de los perros, debido a que por su mayor prevalencia a nivel mundial es el más estudiado dentro del género y por lo tanto se le considera la especie ejemplar del mismo, sin embargo, cabe destacar la existencia de otras especies del género, como lo es *Toxocara cati* cuyo hospedador definitivo son los felinos, o

Toxocara vitulorum que tiene como hospedador definitivo búfalos y otras clases ganado (Delgado *et al.*, 2009).

El inicio del ciclo biológico de *T. canis* ocurre con la ingestión del huevo embrionado con la larva de segundo estadio (L2). En el caso del perro, el huevo eclosiona por acción de los jugos gástricos liberando a la larva L2, éstas penetran la mucosa intestinal y viajan por el sistema portal hepático, ubicándose en el hígado aproximadamente a las 24 horas de la infección. Del hígado viajan al corazón por la vena cava y de tres a cinco días postinfección, se ubican en los pulmones donde rompen los alveolos y mudan a estadio L3, luego ascienden hasta la tráquea, faringe y laringe, y son deglutidos pasando por esófago y estómago hasta llegar al intestino donde alcanzan la fase adulta (Ciclo de Loos), donde los machos fecundan a las hembras y tras la ovoposición, los huevos son eliminados en las heces del animal. Las larvas pueden pasar a circulación sistémica y quedar en estado de latencia en algunos órganos por años, en este caso si el animal es una hembra, al quedar en estado de preñez, las larvas pueden reactivarse y atravesar la placenta infectando a los cachorros, de igual manera pueden llegar a las glándulas mamarias e infectarlos durante la lactancia. En los cachorros principalmente, los adultos de *T. canis* producen obstrucción mecánica del intestino alterando la nutrición y produciendo vómitos y síndromes diarreicos de tipo mucoide, cursando con deshidratación que en la mayoría de los casos producen la muerte (Becerril, 2014; Chiodo y Basualdo, 2009).

En el humano, la infección puede adquirirse por hábitos como la geofagia (ingestión de tierra) y la ingesta de alimentos y aguas contaminadas con heces que contengan los huevos larvados, una vez que el huevo es ingerido y la larva L2 liberada, ésta cumple el ciclo de Loos, pero no alcanza el estadio adulto y se queda en el organismo recorriendo diferentes tejidos y produciendo diferentes alteraciones. El síndrome de LMV suele diagnosticarse mayormente en niños, que son los más susceptibles debido a hábitos propios de la niñez descritos previamente y a su

estrecha cercanía con los perros; se puede observar fiebre, leucocitosis a expensas de los eosinófilos, hepatomegalia, broncoespasmos e hipergammaglonulinemia. Por supuesto existe compromiso de los órganos más afectados, siendo: miocarditis en el corazón, nefritis en el riñón y convulsiones y trastornos neuropsiquiátricos en el sistema nervioso central. Por otro lado, en casos de toxocariosis subclínica, la persona no presenta sintomatología, pero presentan seropositividad (Chiodo y Basualdo, 2009).

El síndrome de LMO no cuenta con la sintomatología asociada al síndrome de LMV, en éste las larvas L2 invaden las estructuras oculares y causan daños como grandes masas bajo la retina que causan disminución de la visión, esto se acompaña con una reacción granulomatosa que en casos severos puede ocasionar la pérdida de la visión, generalmente de forma unilateral. Adicionalmente se puede producir endoftalmitis crónica, queratitis, neuritis óptica y desprendimiento de retina. La toxocariosis encubierta tiene manifestaciones clínicas muy variadas que van desde síndromes asmáticos hasta artralgias cuando el compromiso es articular. Cuando son más afectados los pulmones se puede desarrollar asma o bronquitis, por ejemplo, y cuando hay compromiso de la piel se pueden desarrollar eczemas o urticaria crónica (Delgado y Rodríguez, 2009).

El diagnóstico de *Toxocara sp.* se puede hacer a través de la presencia de huevos en muestras de suelos y heces fecales de los hospedadores definitivos sean perros o gatos y en muestras de suero en humanos para determinar por método de ELISA, la presencia de anticuerpos específicos IgG anti-*Toxocara* dirigidos a los antígenos producidos por la larva en estadio L2. Los resultados obtenidos mediante el ELISA pueden ser confirmados por Western Blot (Gétaz *et al.*, 2007).

En cuanto a la epidemiología a nivel mundial, la toxocariosis tanto en animales como en humanos no ha sido muy estudiada, resultando escasos los trabajos epidemiológicos sobre su frecuencia en relación a la presencia del parásito tanto en

suelos como en sus hospedadores definitivos y la presencia de anticuerpos en los hospedadores paraténicos. (Delgado *et al.*, 2009)

Recientemente, en 2016, se informó que la seroprevalencia de la toxocariosis en algunos países es tan alta que demuestra que se deben tomar mejores controles epidemiológicos para reducirla, tanto de un control de perros callejeros y de las deposiciones de estos, como de los perros domésticos. Teniendo como puntos más importante Grecia, con una prevalencia de 97%, Alemania con 87,1%, Bolivia con 83%, Nepal con 81% y Chile con 75%, que son los 5 países con mayor prevalencia serológica de este parásito, hasta Suiza con 5% y España con 1,2% de prevalencia como los países con menor seroprevalencia de la misma (Rojas *et al.*, 2015).

En un estudio llevado a cabo en Irán por Zibaei y Ghorbani (2014), se encontró una frecuencia significativamente alta de infección por *Toxocara sp.* en pacientes con esclerosis múltiple (14,7%), entre los cuales 70% procedían de áreas rurales y 30% de áreas urbanas. Debido a la evidencia presentada, los autores sugieren que la toxocariosis puede aumentar el riesgo de padecer esclerosis múltiple en el futuro.

En el oeste de Europa, Martínez y Carrasco (2007) y más tarde, Lee *et al.*, (2010) determinaron que la presencia de los parásitos y su prevalencia patente en infecciones por *Toxocara sp.* eran más altas en cachorros y perros jóvenes menores a 6 meses de edad, y también en cachorros de gato. A su vez, y para la misma región europea, Reperant *et al.*, (2009) señaló el incremento en la población de ratones de campo y otros roedores en las áreas urbanas, atrayendo también la presencia de predadores, incluyendo zorros, los cuales también pueden representar reservorios para *Toxocara sp.* y otros helmintos zoonóticos de perros o gatos.

En Swaziland, África, fue hecho un estudio por Liao *et al.*, publicado en 2010, en el que se estudiaron por método de Western Blot las muestras de 92 niños residentes de los barrios pobres entre la sabana media y baja del país, encontrando una seroprevalencia de 44,6% donde la mayoría estuvo representada por los habitantes de la sabana media, los autores adjudican la alta prevalencia a la falta de higiene y al saneamiento ambiental deficiente.

Lötsch *et al.*, (2016), llevaron a cabo un estudio en Gabón, África Central, para determinar la seroprevalencia de *Toxocara sp.* en una población rural. De un total 332 muestras de suero humano analizado, 199 muestras que corresponden al 59,9% del total, resultaron ser positivas. La mayoría de casos positivos corresponde a individuos que se dedican a la agricultura.

En México, un estudio realizado en el 2015 por Romero *et al.*, comprobó que la mayor prevalencia por género sexual respecto a las infecciones por *Toxocara sp.* recae en las hembras, donde de 1603 muestras de heces recolectadas, 731 fueron de hembras y de estas, 95 fueron positivas a la presencia de parásitos. Y en total, de 731 muestras de hembras, 37 de estas fueron positivas a la presencia de *Toxocara sp.* Sin embargo, este fue el segundo parásito más frecuente, siendo superado por *Giardia sp.*

En Costa Rica, Castro *et al.*, (2009) recolectaron 191 muestras de arena de distintas playas, de las cuales el 9.6% presentaban huevos de *Toxocara canis*. Llanos *et al.*, (2010), en un estudio realizado en canes de Coroico, Bolivia señala una prevalencia de 31% de *T. canis* en épocas de sequía y de 41.7% en épocas de lluvias.

Alonso *et al.*, (2006), en un estudio realizado en Resistencia, Argentina, determinaron que, gracias a la falta de medidas higiénicas y sanitarias debidas, hay una alta presencia de huevos de *T. canis* en lugares públicos como plazas, plazoletas y parques, así como también, la presencia de huevos de Ancylostomideos. Su estudio se basó en la recolección de 612 muestras, repartidas en 6 plazas, 34 plazoletas y 4 parques; donde los hallazgos de la presencia de *T. canis* fueron de 33,3%, 20,6% y

25,0% respectivamente, mientras que la presencia de los huevos de Ancylostomideos excedía el 50% en cada caso.

En Perú, Ramírez *et al.*, (2014) en un estudio de 30 muestras de suelo de instituciones educativas estatales, obtuvo dos muestras positivas provenientes de los distritos Puente de Piedra y Comas, lo cual representa un 6.7% de frecuencia relativa. Por otro lado, Espinoza *et al.*, (2016) señala una prevalencia de 32.1% de personas con seropositividad para *Toxocara sp* en la ciudad de Lima. En Huáncayo, Huerto *et al.*, (2014) observa una prevalencia de 54.8% de canes infectados por *T. canis*.

En Paraguay, Rivarola *et al.*, llevaron a cabo un trabajo de investigación para determinar la seroprevalencia de *Toxocara canis* en la población infantil de un área rural, comprendiendo las edades entre 8 meses a 15 años, para un total de 68 individuos, de los cuales 53 (78%) presentaron serología positiva para *T. canis*; 14 presentaron adenomegalia y hepatomegalia como signos clínicos, y 39 presentaron la eosinofilia característica.

En el Noreste de Brasil, Mendonça *et al.*, (2013) en un estudio realizado en 1309 niños de la región, señalan una seroprevalencia de infección por *Toxocara sp* de 48.4%. Por otro lado, en la ciudad de Tunja, Colombia, Díaz *et al.*, (2015) obtiene una prevalencia de huevos de *Toxocara sp* en un 9.7% de las muestras de heces fecales caninas analizadas. Mientras que en las muestras de suelo tomadas de la zona sur de la ciudad se observó un 70% de prevalencia de huevos de este parásito. Por su parte en un estudio realizado en Tolima, González y Giraldo (2015) observaron una prevalencia de 8.6% de perros infectados por *T. canis*.

En el año 2010, Mendoza, *et al.*, llevaron a cabo un estudio en Santa Marta, Colombia, para determinar los niveles de exposición de los niños a *T. canis*. La muestra estaba comprendida entre 133 sueros sanguíneos de infantes a los que se les determinaron los niveles de IgG contra el antígeno de secreción/excreción de larvas L2 de *Toxocara canis* y los niveles de IgE total; de los cuales el 42,1% fueron

seropositivos a *Toxocara canis* y 92,5% tuvo niveles sanguíneos de IgE total elevados.

Guarín (2014), en su trabajo de revisión respecto a América Latina, donde resumió una amplia cantidad de artículos de investigación y muestras procesadas desde el año 2001 hasta el año de su publicación, determinó que Brasil, Perú y Venezuela son los países con mayor prevalencia en suelo de huevos larvados de *T. canis*, así como también altas tasas de seroprevalencia. Indicando que en estos países hacen falta más controles higiénicos para la reducción de la misma. También cabe destacar que los mismos 3 países tienen una alta prevalencia del parásito en perros y gatos.

En Venezuela, Gallardo y Forlano (2015) realizaron un estudio orientado al diagnóstico de huevos de *Toxocara sp* en diversos sitios de esparcimiento de la ciudad de Barquisimeto, estado Lara, en él determinaron la presencia de huevos de dicho parásito en el 62,5% de los lugares analizados.

En el estado Nueva Esparta, Venezuela, González (2014), basó su tesis de grado en la búsqueda de helmintos de interés médico en arena de algunas de las playas del estado, encontrando al género *Toxocara* como el más frecuente (37,5%).

Cazorla y Morales (2013) señalaron que mediante el examen directo de muestras de heces fecales y aplicación de técnicas de concentración especiales como Flotación de Faust y Willis-Malloy, determinaron que de 87 canes que resultaron positivos para alguna parasitosis intestinal, 50,58% estaba monoparasitado y el resto estaba poliparasitado por hasta 3 especies diferentes. En este estudio, los ancilostomídeos fueron los más encontrados (45,92%), seguidos por el género *Toxocara* con un 37.76% del total.

En 2012, Gallardo y Camacho publican su estudio llevado a cabo en la comunidad de Agua Azul, ubicada en el estado Yaracuy, donde investigaban posibles infecciones por *Toxocara canis* en niños de la comunidad y los factores de riesgo asociados. En este estudio participaron 27 niños que conformaban la población infantil de la comunidad, se tomaron muestras de heces de 35 mascotas caninas y muestras de suelo de 11 patios. Como resultado se obtuvo que la tasa de infección por *T. canis* en los niños fue de 25,9%; a su vez, 27,5% de los canes estaban parasitados por este helminto y el 81,8% de los patios en estudio estaban contaminados con huevos de este parásito.

Para el año 2015, Devera *et al.*, encontraron una seroprevalencia de 58.9% de anticuerpos anti-Toxocara en niños en edades escolares de Ciudad Bolívar, estado Bolívar. En el presente año 2016, Devera *et al.*, nuevamente publica un estudio referente a Toxocariosis, esta vez relacionado a hiperreactividad bronquial en niños del estado Bolívar, atendidos en el Complejo hospitalario Universitario Ruiz y Páez. La seroprevalencia encontrada en la población en estudio fue de 72,6%, sin diferencias estadísticamente significativas entre la población con hiperreactividad bronquial o asma y la población control, aunque se presume que algunos de los casos de esta patología están relacionados a *T. canis*.

Debido a estos hallazgos, se puede inferir que esta parasitosis constituye un riesgo para la salud pública, razón por la que se hace necesario realizar nuevas investigaciones en este tema. La población de Tabaro, estado Anzoátegui, es una zona rural donde la presencia de animales domésticos, de cría y sobre todo perros callejeros, representan un potencial riesgo de infección para los habitantes. Por esta razón, se propuso realizar este estudio con la finalidad de determinar la seroprevalencia de anticuerpos anti-Toxocara en los individuos analizados y demostrar la presencia de huevos de *T. canis* en muestras de suelos tomadas de la comunidad.

JUSTIFICACIÓN

Las enfermedades parasitarias son un conjunto de enfermedades originadas por la presencia de tales parásitos en el hospedero, que pueden ser a nivel intestinal, tisular, cutáneo, o en otra parte del cuerpo humano y esto ha sido conocido desde hace siglos, también se llegó a relacionar con el consumo de comida, algunas zonas, contacto previo con animales o artrópodos como vectores, agua y suelos. Dando importancia a conocer las características de cada parásito para saber así sus factores epidemiológicos y poder establecer medidas de prevención ante estas (Botero y Restrepo, 2012).

Los parásitos se pueden encontrar en casi todos los medios ambientales debido a sus adaptaciones de métodos para sobrevivir los cuales también les han conferidos diversas formas de infectar a los hospederos a fin de conseguir los nutrientes necesarios, ya sea por ingesta de alimentos mal cocidos, aguas, o a través de la piel. Estas relaciones han generado diferentes tipos de asociaciones entre organismos donde generalmente hay uno que se beneficie a expensas del otro produciendo parasitismo. La mayoría de los protozoarios infectan mediante la ingesta, otros por vectores. Los helmintos y cestodos pueden hacerlo mediante la ingesta o a través de la piel, lo cual, junto a la migración del parásito por el organismo sumado a la respuesta inmunitaria del hospedero producen los síntomas (Becerril, 2014).

Debido a las complicaciones patológicas que implican los parásitos se debe tener un estudio epidemiológico completo de estos para conocer los riesgos que implican. En el caso de *Toxocara sp*, las complicaciones tienden a ser en los órganos como la Larva Migrans Visceral (LMV) o en el ojo como en el caso de la Larva Migrans Ocular (LMO) y el principal factor a tomar en cuenta es la presencia de perros o gatos callejeros en las comunidades junto con el contacto de personas,

principalmente niños (Olinda *et al.*, 2009) y en la comunidad de Tabaro, Edo. Anzoátegui, hay una cantidad considerable de estos animales que pueden representar un riesgo para la comunidad.

OBJETIVOS

Objetivo General:

Relacionar la Toxocariosis humana con la presencia de huevos del parásito en muestras de suelo de la comunidad rural Tabaro, estado Anzoátegui, Venezuela, junio de 2015.

Objetivos Específicos:

Determinar anticuerpos tipo IgG contra *Toxocara sp* en habitantes de la comunidad estudiada según edad y género

Señalar la presencia de huevos de *Toxocara sp* y otros parásitos de interés médico en muestras de suelo de la comunidad

Identificar las características fisicoquímicas de las muestras de suelos con presencia de huevos de *Toxocara sp*.

Relacionar casos de toxocariosis humana con presencia huevos del parásito en muestras de suelo, según sector.

METODOLOGÍA

Tipo De Estudio:

La investigación fue de tipo descriptivo y transversal de campo.

Área De Estudio

El presente trabajo de investigación se centró en la comunidad de Tabaro situada en el estado Anzoátegui, en la historia de esta comunidad los sabios ancianos Kariña cuentan que antes de fundarse hace muchos años la población estaba organizada por familias en pequeñas tribus, esto remonta a los años de 1605, posteriormente fueron colonizados por los españoles llevando una religión que no les pertenece como la católica y dejando una imagen de la virgen María con el nombre de la Inmaculada Concepción para que los indígenas adoraran a Dios, con la misma dejaron una campana con el año de 1783 y el nombre de Taguaro, un documento otorgado por la corona española como cédula real y llevado por el mensurador Luis Chávez y Mendoza.

La palabra Tabaro en idioma Kariña se dice “Tabare” aunque los españoles le decían Taguaro. El origen de la palabra se debe a que esa era una zona donde habitaban todos los encantos y espíritus (buenos y malos) en los que se mencionan a los Yorojkankon, y Tabarepuuru o Purummio, este último era el espíritu que prevalecía en la zona.

La comunidad indígena Kariña está ubicada al sureste del municipio Independencia, parroquia Soledad, estado Anzoátegui, actualmente el espacio donde

esta acentuada la población fue un lugar de constantes guerras, a partir de 1810 hasta 1870, hablan de las últimas guerras, la guerra federal y la de los azules, existen evidencias de años de lucha contra el invasor. Sin embargo, ricos hacendados terratenientes de la época logran apoderarse de sus mejores tierras.

En octubre de 2005, presidente Hugo Chávez, les otorgó un título colectivo de tierras en reconocimiento a sus derechos ancestrales, se puede decir, que Tabaro es una población netamente joven que viven de la caza, pesca, recolección, agricultura de conuco, cría de animales como la ganadería, cría de gallinas, cerdos, chivos, entre otros con un pequeño grupo de habitantes que se dedican al comercio, y otros asalariados que laboran en empresas e instituciones públicas y privadas.

Universo Y Muestra:

El universo estuvo conformado por muestras de tierra y suero. Las muestras de tierra provenientes de diversas áreas de la población, correspondientes a la escuela de la misma, área de la cancha deportiva, la plaza central del pueblo y sus alrededores. En su total, fueron 25 muestras de suelos tomadas entre tales localizaciones.

Técnicas Usadas Para El Análisis De Muestras De Suelos:

- Tamizaje
- Sedimentación espontánea
- Kinyoun
- Micro Baermann

- Cultivo en placa de agar de Arakaki
- Sucrosa Fenolada / Sheather
- Técnica de flotación Willis-malloy

Procedimiento:

1. Método De Tamizado (Ortigoza y Cruz, 2011).

Este fue el primer paso para el análisis de muestras de tierra debido a que permite separar en partículas grandes y pequeñas, dependiendo del tamaño de los poros por los cuales se tamice. En este caso se usaron coladores de metal de cocina.

Se usó tamiz N° 10, con el cual se realizó el tamizado en 3 fases, primero separando partículas grandes, luego medianas y pequeñas. La cantidad de muestra de suelos tamizadas fueron de 75 a 100 gr como mínimo para poder tener una porción representativa de la muestra.

Se fundamenta en filtrar la muestra usando tamices de diferente tamaño tanto de diámetro como de porosidad, los cuales separan por tamaño las muestras de tierra, dejando pasar a través de los poros las partículas de menor tamaño, facilitando la evaluación de muestras y así, aumentará la probabilidad de conseguir formas parasitarias, generalmente adultos, ya sea enteros o fraccionados, como el caso de los helmintos.

2. Sedimentación Espontánea O Técnica De Lutz (Ochoa, 2013).

Se procedió a realizar una técnica de concentración, tomando 20gr aproximadamente de muestra previamente tamizada y colocándola en vasos plásticos pequeños de aproximadamente 70ml de volumen, completándolos con agua destilada hasta $\frac{2}{3}$ de su volumen, se mezclaron y se dejaron en reposo 24 horas a temperatura ambiente.

Después de las 24 horas, se descartará el sobrenadante rápidamente para que la porción sedimentada quedara en el fondo del vaso. Parte de este sedimento se tomó con una pipeta Pasteur o con el uso de una micropipeta para realizar un examen directo en láminas portaobjetos, con una gota en cada extremo, una sin aditivo y la otra con lugol para luego ser cubiertas con láminas cubreobjetos.

Luego, se procedió a observar al microscopio óptico con objetivos de 10x y 40x para buscar formas evolutivas parasitarias (protozoarios, chromistas y/o helmintos), repitiéndolo 2 o 3 veces para poder aumentar la sensibilidad del método.

La finalidad de esta técnica es sedimentar las formas parasitarias hacia el fondo del recipiente contenedor que en este caso es un vaso de plástico, de modo que, al momento de realizar las evaluaciones de muestra, aumenten las probabilidades de observar formas parasitarias.

También se tomó parte del sedimento de la misma forma en láminas portaobjetos rotuladas por muestras de suelos respectivamente con una pipeta Pasteur y se dejaron secar a temperatura ambiente para ser fijadas con metanol y proceder con la técnica de coloración Ziehl-Neelsen modificada o Kinyoun.

3. **Coloración De Ziehl-Neelsen Modificada O Kinyoun** (Botero y Restrepo, 2012).

Es una variación de la técnica de Ziehl-Neelsen, donde:

- Se realizó un extendido con la muestra previamente extraída de los vasos donde se realizó la sedimentación espontánea, que cubra un diámetro aproximado de una pulgada y se dejará secar
- Se fijó con metanol por 10 minutos
- Se cubrió la lámina en su totalidad con fucsina fenicada por un tiempo aproximado de 20 minutos.
- Se enjuagó con agua corriente hasta eliminar el exceso de colorante, aproximadamente 2 minutos
- Se sumergió durante 20 segundos en un preparado de alcohol ácido para lograr el decolorado.
- Se volvió a enjuagar con agua corriente.
- Se cubrió con el colorante de contraste, azul de metileno al 3%, y se dejó actuar por 2 minutos.
- Finalmente, se lavó con agua corriente y se dejó secar a temperatura ambiente antes de ver la preparación al microscopio.

La preparación del la fucsina fenicada se realizó con 1g de fucsina básica, 10 mililitros de etanol y 90 ml de fenol al 5%.

Esta técnica es sensible para la detección de algunos coccidios, como *Cryptosporidium sp*, *Clyclospora cayetanensis* e *Cystoisospora belli*.

4. **Técnica De Baermann Modificado Para Obtención De *Strongyloides stercoralis* Y Otros Nematodos** (Girard, 2014).

Para esta técnica se usaron muestras de tierra recolectada con el fin de concentrar la mayor cantidad posible de formas parasitarias en el fondo del recipiente que se use debido a que estas quedaron suspendidas dentro de la gasa en la que estaban envueltas y por gravedad y sedimentación, descenderán hacia el fondo del recipiente. Se procedió a:

- Tomar una porción de tierra a evaluar (de 3 a 5 gramos) y envolverlo en gasa o papel de filtro
- Llenar un vaso de plástico de 50 a 70 ml de volumen con agua destilada o desmineralizada hasta 2 cm o 3 cm cerca del tope
- Depositar la muestra envuelta en gasa en la parte superior de un tubo de ensayo vaso precipitado o de plástico evitando que se sumerja completamente pero que quede el extendido de muestra en contacto con el agua
- Se debió esperar una o dos horas para proceder a evaluar el sedimento. Para esto se debe mover o retirar con cuidado la gasa, insertar una pipeta Pasteur y extraer parte del sedimento para su evaluación
- Se puede usar tanto placa de Petri con un microscopio estereoscópico como una lámina portaobjetos con un microscopio óptico para evaluar las muestras.

5. Cultivo En Placa De Agar De Arakaki Modificado Por Koga (Botero y Restrepo, 2012).

Este método se usó para la determinación de la presencia de *Strongyloides stercoralis*. Colocando una porción de la muestra en el agar para observar la presencia de movimiento de este.

La preparación del agar consiste en mezclar:

- Agar 1.5 g
- Peptona 1.0 g
- Extracto de res 0.5 g
- Cloruro de sodio 0.5 g

Esto alcanzó para preparar 10 agares. Se mezclaron con 100ml de agua destilada/desionizada y se lleva al baño de maría hasta que se diluya la mezcla. Posteriormente se esterilizó en autoclave a 121°C con 21 libras de presión (9,52 Kg de presión) por 15 minutos.

Luego, se sirvió en cada placa de Petri en porciones de 10ml de solución por placa y se dejó endureciendo de 1 a 4 días, después se guardaron en bolsas plásticas a 4°C.

Para cultivar las muestras de tierra en los agares se diluyeron con agua destilada.

Se colocó la tierra en un colador, se agregó agua destilada o solución salina fisiológica para colar la tierra, se dejó sedimentar la mezcla y se extrajo el sedimento para cultivarlo.

Una vez hecha la siembra, se dejó incubando por uno o dos días, posteriormente se observó al microscopio compuesto o de ser posible al estereoscopio. En casos positivos, se observarían al microscopio estereoscopio o al microscopio compuesto los caminos/surcos formados por *Strongyloides stercoralis* en tal caso que hubiere. También es recomendado agregar formol/formaldehído al agar para poder evaluarlo después al microscopio, esto se hizo extrayendo la mezcla de formalina del agar hacia un tubo, centrifugándolo a bajas revoluciones (se recomienda 1500 aproximadamente por 2 minutos), observando el sobrenadante en caso de que haya alguna larva presente, sino, descartarlo, luego evaluar el sedimento.

6. Técnica De Sucrosa Fenolada O Flotación Sheather (Botero y Restrepo, 2012).

Esta técnica es preferencial para separar o recobrar ooquistes de coccidios intestinales (*Cryptosporidium sp.*, *Cyclospora cayetanensis*, *Cystoisospora belli*).

Para la preparación de la Sucrosa Fenolada o solución concentrada Fenolada de azúcar se usó:

- azúcar en cristales (aproximadamente 500g)
- Agua destilada (320ml)
- Fenol en cristales 6,5mg.

Se procedió a mezclar el azúcar y agua destilada con temperatura sin llegar a ebullición, una vez disuelta el azúcar se filtró por gasas debido a la presencia de

grumos, y se agregarán los cristales de fenol, se agitó y posteriormente se guardó tapado hasta el momento de su uso.

Para la preparación de la muestra se procedió a:

- Filtrar o tamizar las muestras de tierra con gasas en un embudo hacia un tubo con agua destilada
- Centrifugar a 1000-1500 rpm por 2 minutos.
- Descartar el sobrenadante y agregar solución de Sucrosa Fenolada al sedimento y agitar
- Se debió volver a centrifugar a 1000rpm por 10 minutos.
- Tomar asadas del menisco del sobrenadante con sumo cuidado y colocarlos en láminas portaobjetos, cubrirlas con laminillas cubreobjetos y observarlos al microscopio.
- Recordando que cada vez que se vaya a tomar una asada, hay que flamear previamente el asa

7. **Técnica Willis-Malloy Con Solución Saturada De NaCl** (Botero y Restrepo, 2012).

Este método es útil principalmente para huevos de uncinarias e *Hymenolepis sp.* debido a que flotan fácilmente, además de otros parásitos. Tiene como ventaja que no necesita centrifugación.

- Se diluyó sal de cocina en agua caliente hasta su saturación, que deberá llegar a 1.200 aproximadamente

- Se mezcló aproximadamente 1 o 2 gramos de muestra con 10-20 ml de la solución preparada
- Se traspasó a un tubo o vaso precipitado hasta el borde superior tratando que se formara un menisco
- Se colocó una laminilla en el menisco durante 10 a 15 minutos o se tomó la película superficial con una micropipeta o un asa. Ambos procedimientos son válidos
- La porción recolectada, ya sea por asa, micropipeta o laminilla se coloca en una lámina y se observa al microscopio con lugol o solución salina fisiológica.

Cabe destacar que muchas de las técnicas de concentración se basan en separar las partes de la mezcla debido a su densidad.

Procesamiento De Muestras Serológicas

Para la recolección de datos epidemiológicos se solicitó a la población datos inherentes a sus características como edad, género, estrato socioeconómico, entre otros (Apéndice A). Además de esto, se solicitaron permisos a cada habitante para poder recolectar su muestra sanguínea, el cual fue firmado por el habitante o su representante (Apéndice B).

Obtención de la muestra sanguínea: De cada habitante se tomaron 10 cc de sangre venosa mediante venopunción en la vena cubital. Se tomaron en cuenta todas las medidas de asepsia, antisepsia y de manejo de muestras biológicas potencialmente infectantes. La sangre fue almacenada en tubos de ensayo sin anticoagulante.

Posteriormente se separó el suero, alicuotado y congelado a menos 70 °C hasta su uso.

Para la determinación de anticuerpos se usó la técnica de ELISA: Las muestras fue procesadas mediante el Test RIDASCREEN® *Toxocara* IgG 10-01-04 7 de laboratorios R-Biopharm (Alemania), el cual es un ensayo inmunoenzimático (ELISA) para la detección cualitativa de anticuerpos de la clase de IgG dirigidos contra *Toxocara canis* en muestras de suero o plasma humano.

Fundamento del ensayo. Los antígenos purificados se encuentran unidos a la microplaca de titulación. Los anticuerpos presentes en muestras de suero de los pacientes se enlazan a los antígenos y son detectados en un segundo paso mediante una proteína A marcada con una enzima (conjugado). La enzima convierte el sustrato incoloro (peróxido de urea/TMB) en un producto final azul. La reacción enzimática se termina mediante la adición de ácido sulfúrico. Así ocurre también de forma simultánea un cambio de color del azul al amarillo. Acto seguido se realiza la determinación en un fotómetro a 450 nm. (longitud de onda de referencia ≥ 620 nm.).

Componentes del Test. Los reactivos de un envase alcanzan para determinaciones. Los componentes del estuche se detallan a continuación:

Plate	96	Microplaca de titulación, 12 tiras de microtitulación (separables) en marco de soporte; recubiertas con antígeno de <i>Toxocara canis</i>
Diluent <i>tapa incolora</i>	100 ml	Buffer de muestras, solución de NaCl tamponada con buffer de fosfato, lista para el uso; teñida de amarillo, contiene Kathon CG al 0,1% y Tween 20 al 0,1 %
Wash <i>tapa marrón</i>	50 ml	Buffer de lavado, solución de NaCl tamponada con buffer de fosfato, (conc. 20 veces); teñida de azul, contiene Kathon CG al 0,5 % y Tween 20 al 1,5 %
Control + <i>tapa roja</i>	1,2 ml	Control positivo IgG, Suero humano, listo para el uso; contiene Kathon CG al 0,1 %
Control - <i>tapa incolora</i>	2,5 ml	Control positivo IgG, Suero humano, listo para el uso; contiene Kathon CG al 0,1 % y Tween 20 al 0,1 %
Conjugate <i>tapa anaranjada</i>	12 ml	Conjugado de proteína A; listo para el uso; proteína A conjugada con peroxidasa en solución de proteína estabilizada, contiene Metilisotiazolona al 0,01 %.
Substrate <i>tapa verde</i>	6 ml	Sustrato, listo para el uso; Peróxido de hidrógeno
Chromogen <i>tapa azul</i>	6 ml	Cromógeno, listo para el uso; Tetrametilbenzidina (TMB)
Stop <i>tapa amarilla</i>	6 ml	Reactivo de parada, listo para el uso; 1 N de ácido sulfúrico.

Procedimiento: Antes de su uso, los reactivos y las tiras de microtitulación se conservaron a temperatura ambiente (20 – 25 °C). Los reactivos se mezclaron bien, inmediatamente antes de su empleo. Después de su uso se conservó inmediatamente el kit de prueba a la misma temperatura de 2 – 8 °C.

Se extrajo solamente tanta cantidad de reactivo como fue necesario para realizar el test. Las cantidades sobrantes de reactivo no se retornaron a los frascos, ya que esto puede provocar una contaminación.

Las tiras de microtitulación sólo se utilizaron una vez. Los reactivos y las tiras de microtitulación no se usaron en caso de haber sospecha que el envase esté dañado o los recipientes pierdan su hermeticidad.

Preparación del buffer de lavado: Se mezcló una parte del buffer de lavado concentrado (Wash) con 19 partes de agua destilada.

Con este fin se transfirieron 50 ml del concentrado a una probeta de 1000 ml y se completó con agua destilada hasta llegar a 1000 ml. Los cristales que pueden encontrarse en el buffer concentrado se solubilizaron con calor (baño María a 37 °C).

Preparación de las muestras: Las muestras de suero se diluyeron a una relación de 1:50 con el buffer de muestras (Diluent) antes de comenzar el test. por ejemplo 10 µl Suero + 490 µl (Diluent).

Primera incubación: Después de introducir suficiente cantidad de suero en los pocillos de las microplacas se pipetearon respectivamente 100 µl de los sueros diluidos y de los controles (Control (-) y Control (+)) a los pocillos correspondientes y se incubaron durante 15 minutos en un rango de temperatura entre 20 a 25 °C. El control negativo se determinó por duplicado.

Lavados: El contenido de las cavidades se vació en un recipiente de desechos con hipoclorito para la desinfección. Posteriormente se sacudió la placa sobre un papel absorbente para eliminar los restos de humedad. Seguidamente se lavó 5 veces con 300 µl de buffer de lavado en cada caso. Después de cada enjuague se vació completamente la placa sacudiéndola sobre partes secas y no usadas del papel.

Segunda incubación: Se añadieron 100 μ l (ó 2 gotas) de conjugado (Conjugate) a cada uno de los pocillos. A continuación, se incubó la microplaca durante 15 minutos a temperatura ambiente (20 – 25 °C).

Lavado: Se lavaron las microplacas 5 veces.

Tercera incubación: Se añadió a cada cavidad 50 μ l (ó 1 gota) de sustrato (Substrate) e igualmente del cromógeno (Chromogen). A continuación, se incubó la microplaca durante 15 minutos a temperatura ambiente (20 – 25 °C). Después se agregaron 50 μ l (ó 1 gota) de reactivo de parada Stop en cada una de las cavidades para detener la reacción. Se mezcló cuidadosamente (con ligeros golpes en los bordes de la placa) y se midió la absorbancia a 450 nm en un fotómetro lector de placas (longitud de onda de referencia \geq 620 nm). La compensación del valor cero se hizo contra aire.

Lectura e interpretación de los resultados: Las lecturas de las absorbancias que se obtuvieron en la microplaca se realizan con un lector óptico automático.

Cálculo del Índice de las Muestras:

1. Se calculó el valor promedio de la absorbancia del control negativo.
2. Al valor promedio de la absorbancia se le sumó 0,150, para obtener el cut-off del test.
3. Se dividirá el valor de la absorbancia de la muestra por el valor cut-off para obtener el Índice de las Muestras.

por ej.: Control negativo 1 D.O. = 0,115

Control negativo 2 D.O. = 0,125

Muestra D.O. = 0,508

$$\text{cut-off} = 0,115 + 0,125$$

$$2 + 0,150 = 0,270$$

$$\text{Índice de las Muestras} = 0,508/0,270 = 1,88$$

ANÁLISIS DE DATOS

Los resultados obtenidos fueron almacenados y distribuidos usando el software estadístico SPSS 23. Los resultados se presentaron en tablas simples y de doble entrada. Para verificar la interdependencia de las variables se aplicó el test exacto de Fischer con un nivel de significancia ($p < 0,05$).

RESULTADOS

En el mes de junio de 2015 se tomaron muestras de suero de 90 personas habitantes de la comunidad Tabaro, en el estado Anzoátegui y 24 muestras de suelos a fin de identificar presencia del helminto *Toxocara sp.* en la comunidad.

Se evaluaron tales muestras serológicas, distribuidas por género y por grupos etarios desde el 1^{er} año hasta los 60 años (Tabla 1), donde los grupos con mayor cantidad de miembros fueron los de 11 a 20 y 21 a 30 años (En el grupo de 11 a 20 años, 12 femeninos y 8 masculinos; en el grupo de 21 a 30 años, 15 femeninos y 11 masculinos). Sin embargo, los grupos etarios con mayor tasa de reactividad fueron los de 1 a 10 años y 51 a 60, con 50,0% y 60,0% respectivamente. (Tabla 2). No se encontraron diferencias significativas estadísticamente ($p>0,05$)

La distribución por género nos muestra que la reactividad es más frecuente en el género masculino, con 24 individuos reactivos de un total de 41 personas, lo que representa el 54,5% de los casos (Tabla 3). No se encontraron diferencias significativas estadísticamente ($p>0,05$)

Con respecto a las muestras de suelo provenientes de la comunidad, 58,3% presentaron al menos una forma evolutiva de enteroparásitos. Tales muestras estaban distribuidas en 8 provenientes de la escuela de la comunidad, donde 5 (62,5%) de estas fueron positivas a la presencia de parásitos (tabla 4), 8 muestras de la cancha deportiva donde el 62,5% también fueron positivas a la presencia de enteroparásitos y 8 de los patios con un 50% de muestras positivas.

Se diagnosticaron 6 géneros de enteroparásitos de interés médico. Siendo la mayoría de los casos perteneciente al grupo de los helmintos, con un total de 13 casos

(54,17%), mientras que entre los protozoarios y chromistas correspondieron solo 11 casos (45,83%). El parásito hallado más frecuente fue *Blastocystis spp.* En 7 muestras (29,2%), mientras que *Toxocara sp* tuvo una frecuencia de 20,8%. (tabla 5).

Tabla 1

**DISTRIBUCIÓN POR EDAD Y GÉNERO. COMUNIDAD DE TABARO,
ESTADO ANZOÁTEGUI. JUNIO 2015.**

INTERVALOS DE EDAD (Años)	Género				Total	
	FEMENINO		MASCULINO		N°	%
	N°	%	N°	%		
1-10	3	25,0	9	75,0	12	13,3
11-20	12	60,0	8	40,0	20	22,2
21-30	15	57,7	11	42,3	26	28,9
31-40	8	53,3	7	46,7	15	16,7
41-50	5	41,7	7	58,3	12	13,3
51-60	3	60,0	2	40,0	5	5,6
TOTAL	46	51,1	44	48,9	90	100,0

Tabla 2

**REACTIVIDAD FRENTE A *Toxocara canis* SEGÚN LOS GRUPOS ETARIOS
EN LA COMUNIDAD DE TABARO, ESTADO ANZOÁTEGUIL. JUNIO 2015.**

INTERVALOS DE EDAD (Años)	REACTIVIDAD CONTRA <i>T. canis</i>				Total	
	POSITIVO		NEGATIVO		Nº	%
	Nº	%	Nº	%		
1-10	6	50,0	6	50,0	12	13,3
11-20	9	45,0	11	55,0	20	22,2
21-30	12	46,2	14	53,8	26	28,9
31-40	6	40,0	9	60,0	15	16,7
41-50	5	41,7	7	58,3	12	13,3
51-60	3	60,0	2	40,0	5	5,6
TOTAL	41	45,6	49	54,4	90	100,0

p>0,05 (No Sig)

Tabla 3

DISTRIBUCIÓN DE REACTIVIDAD FRENTE A *Toxocara canis* SEGÚN EL GÉNERO EN LA COMUNIDAD DE TABARO, ESTADO ANZOÁTEGUI. JUNIO 2015.

GENERO	REACTIVIDAD CONTRA <i>T. canis</i>				Total	
	POSITIVO		NEGATIVO		N°	%
	N°	%	N°	%		
FEMENINO	17	37,0	29	63,0	46	51,1
MASCULINO	24	54,5	20	45,5	44	48,9
TOTAL	41	45,6	49	54,4	90	100,0

p<0,05 (Sig)

Tabla 4

**DISTRIBUCIÓN DE PROCEDENCIA DE LAS MUESTRAS DE TIERRA
SEGÚN LA PRESENCIA DE ENTEROPARÁSITOS. COMUNIDAD DE
TABARO, ESTADO ANZOÁTEGUI. JUNIO 2015.**

Localización	Presencia de enteroparásitos				Total	
	SI		NO		n	%
	n	%	n	%		
Escuela	5	62,5	3	37,5	8	100,0
Cancha	5	62,5	3	37,5	8	100,0
Patios	4	50,0	4	50,0	8	100,0
Total	14	58,3	10	41,7	24	100,0

Tabla 5

DISTRIBUCIÓN DE PARÁSITOS HALLADOS DIVIDIDOS EN GRUPOS Y GÉNEROS PROVENIENTES DE LAS MUESTRAS DE SUELO DE LA COMUNIDAD TABARO, ESTADO ANZOÁTEGUI. JUNIO 2015.

Enteroparásitos	n	%
Protozoarios y Chromistas		
<i>Blastocystis spp</i>	7	29,2
<i>Giardia sp</i>	2	8,3
<i>Entamoeba sp</i>	2	8,3
Helmintos		
Ancylostomideos	5	20,8
<i>Toxocara sp</i>	5	20,8
<i>Trichuris sp</i>	3	12,5

DISCUSIÓN

La epidemiología de la toxocariosis es compleja ya que se deben considerar tres factores interrelacionados: toxocariosis humana, enfermedad en cánidos y félidos, y contaminación ambiental. Siendo esta última, afectada por las excretas caninas o felinas permitiendo que se dispersen en los suelos y comunidades siendo un factor epidemiológico a considerar para la infección humana.

La presencia de huevos de *Toxocara sp.* entre otros enteroparásitos, es un indicador de contaminación fecal canina y/o felina del suelo, quedando toda persona, con interacción con el mismo, expuesta a infectarse independientemente del sexo, edad o condición socioeconómica. Aunque no se verificó la viabilidad de los huevos hallados en las muestras, existe la posibilidad de contagio con huevos o quistes de este y otros parásitos presentes en los suelos de la comunidad, siempre que se presenten las conductas propicias para ello como el caminar descalzo o la geofagia. El suelo es una fuente de infección de toxocariosis en humanos, en especial niños por sus hábitos de juego y sus inadecuadas medidas de higiene (Pérez *et al.*, 2014).

La edad del paciente puede indicar un mayor riesgo de tener toxocariosis clínicamente sintomática. Por ejemplo, el clásico LMV o LMV incompleto suele ser más frecuente en niños menores de cinco años. Por otro lado, la presentación clínica del síndrome de Larva Migrans Ocular puede variar según la edad; los casos de endoftalmitis difusa se encuentran con mayor frecuencia en niños entre 2 y 10 años, mientras que un granuloma en la retina puede encontrarse en niños mayores entre 6 y 14 años, y pars planitis (inflamación ocular que afecta el área estrecha entre la iris y la coroides) entre los 6 y 40 años de edad (Roldán *et al.*, 2010). Por otro lado, el sexo no está relacionado con ser más o menos propenso a la infección ni con la presencia o ausencia de sintomatología (Delgado y Rodríguez, 2009).

En el presente trabajo se encontró una reactividad contra *T. canis* en la población en estudio, donde la mayor frecuencia se ubicó en los grupos de 1 a 10 (50,0%) y 51 a 60 años (60,0%). También se encontró una diferencia estadísticamente significativa entre el sexo masculino y el femenino ($p < 0,05$). Esto concuerda con el estudio realizado por Mendoza (2010), donde encontró un porcentaje similar de seroprevalencia (42,1%) en una población rural de Colombia, a diferencia de Vizcaychypi *et al.*, (2013), quienes obtuvieron una seroprevalencia de tan sólo 20% en tres poblaciones rurales estudiadas en Argentina que contaban con condiciones ambientales y socioeconómicas similares a la comunidad de Tabaro.

En cuanto a la prevalencia de enteroparásitos en suelos de las distintas áreas estudiadas, obtuvimos un total de 58,3% de presencia en muestras, siendo los helmintos el grupo con mayor prevalencia, y los ancilostomideos y *Toxocara sp.* los más frecuentes, abarcando cada uno un 20,8% del total, al contrario de los resultados obtenidos por Cazorla *et al.*, (2009) donde los ancilostomideos predominan sobre *Toxocara sp.* y Devera *et al.*, (2014) donde se señala que *Toxocara* es el género con mayor prevalencia. Por otro lado, mientras nosotros obtuvimos un 20,8% de prevalencia de *Toxocara sp.*, Gallardo y Camacho (2012) obtuvieron una prevalencia de 81,8% del total de 11 muestras de patios estudiadas en una comunidad rural de Yaracuy. Sin embargo, nuestros resultados en cuanto al mismo ítem fueron muy similares a los encontrados en algunos parques y patios de viviendas en la ciudad de Toluca, México por Romero *et al.*, en 2013.

Se lograron diagnosticar en menor proporción el chromista *Blastocystis spp.* y los protozoarios *Giardia sp.* y *Entamoeba sp.* en concordancia con lo encontrado por González (2015), los cuales no son reportados comúnmente como contaminantes de suelos, dado su ciclo biológico, y la poca viabilidad de los quistes frente a las condiciones climáticas y fisicoquímicas propias de los suelos, éstos son más frecuentemente aislados en muestras de agua. En general, son escasos los informes de estos protozoarios en muestras de suelo, destacando los resultados obtenidos por

Armstrong *et al.*, (2011), quien señala una baja frecuencia (5%) de protozoarios en muestras de suelos.

Se pudo observar que la población en estudio contaba con una gran número de perros, ya fueran propios o sin dueño, destacando que al no presentar cercas divisorias los perros frecuentaban espacios comunes contaminando áreas aledañas con huevos de *T. canis* y con otros parásitos comunes en dichos animales, como lo demuestra la alta prevalencia obtenida. Cabe destacar, que algunas de las viviendas pertenecientes a la comunidad de Tabaro estaban en condiciones precarias, no contaban con agua corriente y los habitantes no practicaban una buena disposición de las excretas de sus perros. Pudimos observar que los niños tienen el hábito de andar descalzos y jugar con la tierra y además de la presencia de perros y gatos, poseían otros animales como aves de corral y cerdos. Estas características conforman el escenario óptimo para la transmisión de la toxocariosis y otras geohelmintiasis.

CONCLUSIONES

Se encontró una seroprevalencia para *Toxocara canis* alta en los habitantes de la comunidad. Sin diferencias significativas estadísticamente, con respecto a la edad y el género.

Se encontró presencia de huevos de *Toxocara sp.* en muestras de suelos (20,8%), junto con otros enteroparásitos de interés médico

La elevada seroprevalencia de *Toxocara canis* en los habitantes de la comunidad puede atribuirse a la presencia importante de sus huevos en suelos y por ende al estrecho contacto de los habitantes de la comunidad Tabaro con estos.

RECOMENDACIONES

- Mejorar los hábitos de higiene, tanto personal como del hogar.
- Implementar métodos salubres para la disposición de las excretas de los animales domésticos.
- Monitorear el tránsito de los animales sin dueño por las áreas públicas, en especial la escuela y la cancha deportiva, siendo estos los lugares donde los niños tienen más contacto con el suelo.
- Crear cercas divisorias para evitar la circulación de los animales no domésticos hacia el interior de los patios y las casas.
- Realizar jornadas de limpieza de los espacios públicos periódicamente.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alonso, J. M., Luna, A. C., Fernández, G. J., Bojanich, M. V., Alonso, M. 2006. Huevos de *Toxocara* en suelos destinados a la recreación en una ciudad argentina. Act. bioquím. clín. latinoam. [Serie En Línea]. 40 (2): 219-222.
- Armstrong W., Obergb C., Orellana, J. 2011. Presencia de huevos de parásitos con potencial zoonótico en parques y plazas públicas de la ciudad de Temuco, Región de La Araucanía, Chile. Arch. Med. Vet. 43 (2): 127-134.
- Ash, L. R., Orihel, T. C. 2010. Atlas de Parasitología Humana. Editorial Médica Panamericana. Caracas, Venezuela. 5ta ed. pp. 556.
- Becerril, M. A. 2014. Parasitología Médica. McGraw-Hill Education. Caracas, Venezuela. 4ta ed. pp. 452.
- Botero, D., Restrepo, M. 2012. Parasitosis humanas. Corporación para Investigaciones Biológicas. Medellín, Colombia. 5ta ed. pp. 733.

- Bowman, D. D. 2011. Georgis. Parasitología para Veterinarios. Elsevier. New York, USA. 9° ed. pp. 453.
- Castro, C., Bianque, A., Hernández, J., Jiménez, A., Jiménez, M. 2009. Contaminación por parásitos gastrointestinales de caninos en dieciocho playas del Pacífico Central de Costa Rica: implicaciones para la salud pública. *Cienc. Vet.* 27 (2): 47-56
- Cazorla-Perfetti, D., Morales-Moreno, P. 2013. Parásitos intestinales de importancia zoonótica en caninos domiciliarios de una población rural del estado Falcón, Venezuela. *Bol. Mal. y Salud Amb. [Serie en Línea]. I.III (1): 19-28.*
- Cazorla-Perfetti, D., Morales-Moreno, P., Acosta Q., M. 2007. Contaminación de suelos con huevos de *Toxocara spp.* (nematoda, ascaridida) en parques públicos de la ciudad de Coro, Estado Falcón, Venezuela. *Rev. Cient (Maracaibo).* 17 (2): 117-122. Disponible: http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-22592007000200003 [Noviembre, 2016]
- Delgado, O., Rodríguez, A. 2009. Aspectos Clínicos-epidemiológicos de la Toxocariasis: una enfermedad desatendida en Venezuela y América Latina. *Bol. Mal. Salud Amb.* 49 (1):1-33.

- Devera, R., Castañeda, L., Tutaya, R., Amaya, I., González, A. 2016. Toxocariosis e hiperreactividad bronquial en niños de Ciudad Bolívar, estado Bolívar, Venezuela. Saber. [Serie En Línea]. 28 (1). Disponible: <http://www.ojs.udo.edu.ve/index.php/saber/article/view/2113> [Octubre, 2016].
- Devera,R., Blanco Y., Amaya, I., Requena, I., Tutaya, R., González, A. 2015. Infección por *Toxocara canis*: seroepidemiología en escolares de Ciudad Bolívar, estado Bolívar, Venezuela. Saber. [serie en línea]. 27 (4). Disponible: <http://www.ojs.udo.edu.ve/index.php/saber/article/view/1991> [Agosto, 2016].
- Díaz-Anaya, A. M., Pulido-Medellín, M. O., Giraldo-Forero, J. C. 2015. Nemátodos con potencial zoonótico en parques públicos de la ciudad de Tunja, Colombia. Salud Pub. Méx. [Serie En Línea]. 57 (2). Disponible: <http://www.scielosp.org/pdf/spm/v57n2/v57n2a12.pdf> [Agosto, 2016].
- Gallardo, J., Forlano, M. 2015. Diagnóstico de huevos de *Toxocara sp.* del suelo en parques y plazas públicas de la ciudad de Barquisimeto, estado Lara, Venezuela. Gac. Cs. Vet. [Serie En Línea]. 20 (1): 5-9.

- Gallardo-Yáñez, J., Camacho, S., 2012. Infección por *Toxocara canis* y factores de riesgo en niños de la comunidad Agua Azul, Estado Yaracuy. Salud, Arte y Cuidado. [Serie En Línea]. 5 (1): 14 – 19
- Gétaz, L., Samalvides, F., Breña, J. P., Torrejon, D., Maguiña, C. P. 2007. Relación entre Toxocariosis y asma: Estudio prospectivo en niños del Hospital Nacional Cayetano Heredia, Lima, Perú. Acta Med Per. 24: 11 -20.
- Girard, R. 2014. Manual de Parasitología: Técnicas para Laboratorio de Atención Primaria de Salud y para el Diagnostico de las Enfermedades Infecciosas Desatendidas. Biblioteca Virtual de Salud de Honduras. 3ra edición. 187 pp. 79-80.
- González, A. Giraldo, J. 2015. Prevalencia de parásitos intestinales zoonóticos en caninos (*canis lupus familiaris*) del área urbana del municipio de Coyaima (Tolima). Revista Med. 23 (2) 24-34. Disponible: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=91044134003> [Mayo, 2016]
- González-Bermúdez, G. A., Alfaro-Campos, K., Trejos-Trejos, J. 2014. Parásitos Intestinales De Perros Callejeros: Riesgo A La Salud Pública En San Ramón, Costa Rica. Biocenosis. 29 (1-2). Disponible: <http://investiga.uned.ac.cr/revistas/index.php/biocenosis/article/view/896/786> [Agosto, 2016].

- González C. 2014. Helmintos de interés medico en arena de playa del estado Nueva Esparta. Dpto. de Parasitología y Microbiología. Esc. Cs. Salud. “Dr. Francisco Basttistini Casalta”. Núcleo Bolívar. U.D.O. pp 42 (Multígrafo)
- Guarín-Patarroyo, C. E. 2014. Situación de la Toxocariasis en algunos países de Latinoamérica: Revisión sistemática. Tesis de Grado. Dpto. de Salud Pública. Facultad de Medicina. Universidad Nacional De Colombia. p.p. 46 (Multígrafo).
- Huerto-Medina, E., Fonseca-Livias, A., Dámaso-Mata, B. 2015. Prevalencia de enteroparásitos zoonóticos en perros (*Canis familiaris*) y el nivel de cultura ambiental orientado a mascotas en Huánuco. *Ágora Rev. Cient.* 2 (02): 233-239
- Lee, A. C., Schantz, P. M., Kazacos, K. R., Montgomery, S. P., Bowman, D. D., 2010. Epidemiologic and zoonotic aspects of ascarid infections in dogs and cats. *Trends. Parasitol.*, 26. 155–161.
- Liao, C. W., Sukati, H., D'lamini, P., Chou, C. M., Liu, Y. H., Huang, Y., *et al.* (2013). Seroprevalence of *Toxocara canis* infection among children in Swaziland, southern Africa. *Ann Trop Med Parasitol.* 104 (1). 73-80.

- Llanos, M., Condori, M., Ibañes, T., Loza-Murguía, M. 2010. Parasitosis entérica en caninos (*Canis familiaris*) en el área urbana de Coroico, Nor Yungas, Departamento de La Paz, Bolivia. JSARS. 1 (1): 37-49.
- Lötsch, F., Obermüller, M., Mischlinger, J., Mombo-Ngoma, G., Groger, M., Adegnika, A. A. *et al.* 2016. Seroprevalence of *Toxocara sp.* in a rural population in Central African Gabon. Parasitology Int. [Serie En Línea]. 65 (6): 632-634.
- Marcano, Y., Suárez, B., González, M., Gallego, L., Hernández, T., Naranjo, M. 2012. Caracterización epidemiológica de parasitosis intestinales en la comunidad 18 de mayo, Santa Rita, estado Aragua, Venezuela. Bol. Mal. Y Salud Amb. 53 (2): 135-145.
- Martínez-Moreno, P. J., Hernández, S., López-Cobos, E., Becerra, C., Acosta, I., Martínez-Moreno, A. 2007. Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health. Vet. Parasitol., 143: 7–13
- Mendonça, L. R., Figueiredo, C. A., Esquivel, R., Fiaccone, R. L., Pontes-de-Carvalho, L., Cooper, P. *et al.* 2013. Seroprevalence and risk factors for *Toxocara* infection in children from an urban large setting in Northeast Brazil. Acta Tropica, 128 (1): 90-95.

Mendoza-Meza, D. L., Lozano-Socarras, S. L., Jaimes, M. 2010. Exposición al parásito *Toxocara canis* en una población escolar de la comuna 7 del distrito de Santa Marta, Colombia. Duazary. 7 (2): 183-190

Ochoa, E. 2013. Identificación de *Strongylus sp.* en equinos de las parroquias rurales del Cantón, Cuenca. Tesis de grado. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnica Cuenca. Universidad de Cuenca. pp 96. (Multígrafo)

OMS. 2016, marzo. Helminthiasis transmitidas por el suelo. [En Línea]. Disponible: <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs366/es/> [Julio, 2016]

Ortigoza, S. Cruz, M. Manual de procedimientos para el laboratorio de la E. E. Parasitología Clínica. [En Línea]. Disponible: <http://www.uv.mx/personal/sortigoza/files/2011/05/Manual-de-Para-Clinica.2.2.pdf> [Febrero, 2016]

Pabón, J. H. 2014. Consulta Práctica Parasitología Clínica. Medbook Editorial Médica. Valencia, Venezuela. 1era ed, pp. 190.

- Perez, Z., Yáñez, Y., Blanco, Y., Amaya, I., Tutaya, R., Devera, R., 2014. *Toxocara sp.* y otros helmintos en muestras de suelo y heces de perros procedentes de la Escuela de Ciencias de la Salud, U.D.O., Ciudad Bolívar, estado Bolívar, Venezuela. VITAE. [Serie en Línea] N° 59. Disponible: <http://vitae.ucv.ve/?module=articulo&rv=114&n=5011>. [Noviembre, 2016]
- Ramírez, J., Falcón, N., Serrano, E. 2014. Contaminación de suelos con huevos de *Toxocara sp.* en ambientes internos de Instituciones Educativas Estatales de los distritos del cono Norte de Lima. Salud Tecnol. Vet. 2: 78-82.
- Reperant, L. A., Hegglin, D., Tanner, I., Fischer, C., Deplazes, P. 2009. Rodents as shared indicators for zoonotic parasites of carnivores in urban environments. Parasitology, 136 pp. 329–337
- Rivarola-C., M. E., Vuyk-A., I. N., Riveros-M., M., Canese, A., Micó-V., G. A. 2009. *Toxocara Canis* en Población Pediátrica Rural. Pediatr. (Asunción). [Serie en Línea]. 36 (2). Disponible: <http://scielo.iics.una.py/pdf/ped/v36n2/v36n2a04.pdf> [Julio, 2016].
- Rodríguez-Pérez, E.G. 2013. Parasitología Médica. El Manual Moderno. Distrito Federal, México. 1era ed. pp. 386.

- Rojas, A. C., León, M. C., Bustamante, O. 2015. *Toxocara canis*: una zoonosis frecuente a nivel mundial. Rev. Cs Agric. [Serie En Línea]. 13 (1) Disponible: http://revistas.uptc.edu.co/revistas/index.php/ciencia_agricultura/article/viewFile/4803/3869 [Julio, 2016].
- Roldán, W., Espinoza, Y., Huapaya, P., Jiménez, S. 2010. Diagnóstico de la toxocarosis humana. Rev. Perú Med. Exp. Salud Pública. 27 (4): 613-620.
Disponible: <http://www.scielo.org/pdf/rpmesp/v27n4/a19v27n4.pdf>[Noviembre, 2016]
- Romero, C. Mendoza, G. Pineda, M. Nava, N. Bautista, L. Heredia, R. 2015. Prevalence of Intestinal Parasites with Zoonotic Potential in Canids in Mexico City. Act Scien Vet. [Serie en línea]. 43. Disponible: <http://www.ufrgs.br/actavet/43/PUB%201307.pdf> [Febrero, 2016]
- Vizcaychypi, K., Cespedes, M., Roginski, S., Husulak, E., Santillán, G. 2013. Toxocariasis. Evaluación del perfil serológico y factores de riesgo en poblaciones humanas. Provincia de Misiones, Argentina. Rev. Ibero-Latinoam. Parasitol. 72 (2): 168-175. Disponible: <http://www.parasitaria.org/journal/download/pdf/id/237> [Noviembre, 2016]

Zibaei, M., Ghorbani, B. 2014. Toxocariasis and multiple sclerosis: A case-control study in Iran. *Neurol. Asia*. [Serie En Línea]. 19 (3): 283-286.

APÉNDICE

Apéndice B

Consentimiento Informado



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO BOLÍVAR
ESCUELA DE CIENCIAS DE LA SALUD
“Dr. Francisco Virgilio Battistini Casalta”
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA

CONSENTIMIENTO INFORMADO

Yo, _____ titular de la cedula de identidad No. _____, _____ representante de _____ He sido informado (a) sobre el estudio **RELACION ENTRE TOXOCARIOSIS HUMANA Y PRESENCIA DE HUEVOS DEL PARASITO EN MUESTRAS DE SUELO. COMUNIDAD TABARO, ESTADO ANZOATEGUI, VENEZUELA**, que está desarrollando el Departamento de Parasitología y Microbiología y Grupo de Parasitosis intestinales, de la Escuela de Ciencias de la Salud Dr. “Francisco Virgilio Battistini Casalta”, cuyos responsables son los profesores Iván Amaya e Ytalia Blanco y los Bachilleres Mauro Guerra y Rosellys Pérez, el cual se realiza con el objetivo de determinar la prevalencia anticuerpos anti-*Toxocara spp* y su relación con la presencia de huevos del mismo en suelos de la comunidad indígena Tabaro, Teniendo pleno conocimiento de dicho estudio y comprensión de los posibles beneficios, doy mi consentimiento voluntario para que yo o mi representado sea incluida(o) en la investigación además acepto y autorizo que sea analizada una muestra de sangre de mi representado para los fines antes mencionado, además de recibir el tratamiento específico de ser necesario.

También se me ha informado que puede retirarme de dicho estudio en el momento que lo desee.

En _____ a los _____ días del mes de _____ del año 2015.

Firma del Representante

Firma Paciente

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:

TÍTULO	RELACION ENTRE TOXOCARIOSIS HUMANA Y PRESENCIA DE HUEVOS DEL PARASITO EN MUESTRAS DE SUELO. COMUNIDAD TABARO, ESTADO ANZOATEGUI, VENEZUELA
---------------	--

AUTOR (ES):

APELLIDOS Y NOMBRES	CÓDIGO CVLAC / E MAIL
Guerra S Mauro V	CVLAC: 20.805.424 E MAIL: maurox93@gmail.com
Pérez P Rosellys M	CVLAC: 22.828.404 E MAIL: rosellysperez@gmail.com
	CVLAC: E MAIL:
	CVLAC: E MAIL:

PALÁBRAS O FRASES CLAVES: Suelo, Seroprevalencia, Toxocara, Tabaro

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:

ÀREA	SUBÀREA
Dpto. de Parasitología y Microbiología	Parasitología

RESUMEN (ABSTRACT):

La toxocariosis es una enfermedad parasitaria producida por helmintos del género *Toxocara spp.* Se adquiere mediante la ingestión previa de los huevos del parásito, los cuales, son excretados en las heces de los cachorros y perros adultos, tratándose de *T. canis*, y en las de los cachorros de gato y gatos adultos en el caso particular de *T. cati*. Estos huevos pueden permanecer por años en los sitios en los cuales estos animales depositan sus excretas: patios, parques y lugares de recreación para niños, en el hogar y otros lugares de dominio público, aumentando los focos de infección y representando un riesgo para la salud pública. Las enfermedades producidas en el hombre por éste parásito se deben principalmente al tránsito y estadía del estadio larvario L2 en las diferentes partes del organismo, produciendo el síndrome de Larva Migrans Visceral y Larva Migrans Ocular, entre otros casos particulares. Este estudio tiene como objetivo relacionar la presencia de anticuerpos específicos en suero obtenido de los habitantes de la comunidad de Tabaro y la presencia de los huevos del parásito en diferentes áreas de la comunidad.

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:

CONTRIBUIDORES:

APELLIDOS Y NOMBRES	ROL / CÓDIGO CVLAC / E_MAIL				
Iván Amaya	ROL	CA	AS	TU X	JU
	CVLAC:	12.420.648			
	E_MAIL	iamaya@udo.edu.ve			
	E_MAIL				
Ytalia Blanco	ROL	CA	AS	TU	JU X
	CVLAC:	8.914.874			
	E_MAIL	ytaliablanco@hotmail.com			
	E_MAIL				
José Nastasi	ROL	CA	AS	TU	JU X
	CVLAC:	19.297.980			
	E_MAIL	Jose_nastasi@yahoo.com			
	E_MAIL				
	ROL	CA	AS	TU	JU
	CVLAC:				
	E_MAIL				
	E_MAIL				
	ROL	CA	AS	TU	JU
	CVLAC:				
	E_MAIL				
	E_MAIL				

FECHA DE DISCUSIÓN Y APROBACIÓN:

2016 AÑO	12 MES	13 DÍA
---------------------------	-------------------------	-------------------------

LENGUAJE. SPA

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:

ARCHIVO (S):

NOMBRE DE ARCHIVO	TIPO MIME
TESIS.Toxocariosis.docx	. MS.word

ALCANCE

ESPACIAL: Comunidad Indígena Tabaro, municipio Independencia,
Estado Anzoátegui,

TEMPORAL: 10 AÑOS

TÍTULO O GRADO ASOCIADO CON EL TRABAJO:

Licenciatura en Bioanálisis

NIVEL ASOCIADO CON EL TRABAJO:

Pregrado

ÁREA DE ESTUDIO:

Departamento de Parasitología y Microbiología

INSTITUCIÓN:

Universidad De Oriente

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
CONSEJO UNIVERSITARIO
RECTORADO

CUN°0975

Cumaná, 04 AGO 2009

Ciudadano
Prof. JESÚS MARTÍNEZ YÉPEZ
Vicerrector Académico
Universidad de Oriente
Su Despacho

Estimado Profesor Martínez:

Cumplo en notificarle que el Consejo Universitario, en Reunión Ordinaria celebrada en Centro de Convenciones de Cantaura, los días 28 y 29 de julio de 2009, conoció el punto de agenda **"SOLICITUD DE AUTORIZACIÓN PARA PUBLICAR TODA LA PRODUCCIÓN INTELECTUAL DE LA UNIVERSIDAD DE ORIENTE EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL DE LA UDO, SEGÚN VRAC N° 696/2009"**.

Leído el oficio SIBI - 139/2009 de fecha 09-07-2009, suscrita por el Dr. Abul K. Bashirullah, Director de Bibliotecas, este Cuerpo Colegiado decidió, por unanimidad, autorizar la publicación de toda la producción intelectual de la Universidad de Oriente en el Repositorio en cuestión.

Comunicación que hago a usted a los fines consiguientes.

UNIVERSIDAD DE ORIENTE
SISTEMA DE BIBLIOTECA
RECIBIDO POR <i>[Firma]</i>
FECHA <i>5/8/09</i> HORA <i>5:20</i>

Cordialmente,

JUAN A. BOLAÑOS CUNEL
Secretario



C.C: Rectora, Vicerrectora Administrativa, Decanos de los Núcleos, Coordinador General de Administración, Director de Personal, Dirección de Finanzas, Dirección de Presupuesto, Contraloría Interna, Consultoría Jurídica, Director de Bibliotecas, Dirección de Publicaciones, Dirección de Computación, Coordinación de Teleinformática, Coordinación General de Postgrado.

JABC/YGC/manuja

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:

DERECHOS

De acuerdo al artículo 41 del reglamento de trabajos de grado (Vigente a partir del II Semestre 2009, según comunicación CU-034-2009)

“Los Trabajos de grado son exclusiva propiedad de la Universidad de Oriente y solo podrán ser utilizadas a otros fines con el consentimiento del consejo de núcleo respectivo, quien lo participara al Consejo Universitario “



AUTOR

Guerra Mauro



AUTOR

Pérez Rosellys



TUTOR

Ivan Amaya



JURADO

José Nastasi



JURADO

Ytalia Blanco

POR LA SUBCOMISION DE TESIS