

UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO DE ANZOÁTEGUI
ESCUELA DE CIENCIAS DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE MEDICINA



**“SEROPREVALENCIA DE ANTICUERPOS ANTI-*TOXOCARA* Y
ALTERACIONES OCULARES EN ESCOLARES DE LA U. E. PADRE
SALIMERO “FE Y ALEGRÍA” DEL MUNICIPIO SOTILLO DEL ESTADO
ANZOÁTEGUP”**

REALIZADO POR:

**FERNÁNDEZ N, LESLYMAR Z
PIMENTEL H, RAFAEL A
POYER, MARIANA I**

TRABAJO DE GRADO PRESENTADO ANTE LA UNIVERSIDAD DE ORIENTE
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL TÍTULO DE:

MÉDICO CIRUJANO

Puerto La Cruz, Marzo de 2009

UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO DE ANZOÁTEGUI
ESCUELA DE CIENCIAS DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE MEDICINA



**“SEROPREVALENCIA DE ANTICUERPOS ANTI-*TOXOCARA* Y
ALTERACIONES OCULARES EN ESCOLARES DE LA U. E. PADRE
SALIMERO “FE Y ALEGRÍA” DEL MUNICIPIO SOTILLO DEL ESTADO
ANZOÁTEGUI”**

Morocoima, Antonio

Asesor Académico

Firma

Parada, Elizabeth

CO Asesor Académico

Firma

Puerto La Cruz, Marzo de 2009

UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO DE ANZOÁTEGUI
ESCUELA DE CIENCIAS DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE MEDICINA



**“SEROPREVALENCIA DE ANTICUERPOS ANTI-*TOXOCARA* Y
ALTERACIONES OCULARES EN ESCOLARES DE LA U. E. PADRE
SALIMERO “FE Y ALEGRÍA” DEL MUNICIPIO SOTILLO DEL ESTADO
ANZOÁTEGUI”**

Morocoima, Antonio
Asesor Académico

Kiriaco, Demetrio
Jurado Principal

Romero, María
Jurado Principal

Puerto La Cruz, Marzo de 2009

ARTÍCULO 44

De acuerdo con el reglamento de Trabajos de Grado de la Universidad de Oriente:

“Los trabajos de Grado son propiedad de la Universidad de Oriente y sólo podrán ser utilizados para otros fines con el consentimiento del Consejo de Núcleo respectivo, el cual participará al Consejo Universitario”

DEDICATORIA

A Dios, por darme una segunda oportunidad de vivir, por llenarme de salud y escuchar todas mis peticiones a lo largo del camino que he recorrido. Gracias por guiar mis pasos por el camino del bien.

A mis padres, por todo el apoyo que me han brindado a lo largo de mi carrera y mi vida, sin ustedes nunca lo hubiera logrado. Gracias por su amor incondicional y consejos, a ustedes todos mis triunfos.

A mis hermanos, por su comprensión y brindarme alegría en los momentos que más lo he necesitado. Los quiero mucho.

A alguien especial, que ha sabido comprenderme en todos los momentos difíciles, compartiendo mis alegrías, tristezas, triunfos y derrotas. Gracias por permanecer a mi lado y formar parte de mi vida.

A mis amigas y amigos, con las cuales he compartido grandes experiencias, gracias por estar siempre presentes y por su apoyo. Especialmente a mi gran amiga y compañera de tesis.

A todas aquellas personas y demás familiares que no he mencionado pero que han estado siempre presentes.

Fernández N., Leslymar Z.

A Dios por haberme iluminado y guiado por el buen camino y darme fuerzas para superar los obstáculos y seguir adelante.

A mis Padres Eduardo y Soraya, por su apoyo incondicional en todos los aspectos de mi vida, por haberme dado sus sacrificios, dedicación y toda su energía. Mis palabras quedan cortas para describir todo el agradecimiento, orgullo y cariño que siento por ellos.

A mis hermanas y hermanos: Stephanie, Eduardo, Carlos y Verónica por estar siempre conmigo y darme todo su apoyo y ayuda para poder cumplir mis metas.

A mis Tíos y Tías que siempre me han dado ayudado en todo momento para poder seguir adelante, sobre todo a mi Tía Rosita a quien le debo mucho por su dedicación y perseverancia para yo poder realizar mis estudios y convertirme en profesional. A mis tíos Rafael y Emérita por haberme dado su apoyo en los momentos que los he necesitado.

A mis amigas Mariana, Daniela, Rosana, Marly, Adriana por haberme ayudado y compartido conmigo a nivel profesional como personal, gracias por ese apoyo incondicional y sincero.

Al Dr Morocoima y La Dra Parada por toda su dedicación, sus enseñanzas y darnos las herramientas para nosotros desarrollarnos como buenos profesionales.

Pimentel H., Rafael A.

A Dios todopoderoso, por darme la vida, bendecirme en todo momento, acompañarme siempre iluminando mi camino y ayudarme a fortalecer mi fe.

A mi madre, por su infinito amor, apoyo, dedicación y darme todo lo que he necesitado para crecer y alcanzar mis metas, gracias por estar siempre a mi lado de manera incondicional, te quiero mucho.

A mi abuela Ana, quien me enseñó ser perseverante, valiente y quién me acompaña siempre vigilante de cada uno de mis pasos.

A mis tíos, tías, primos y primas, quienes con su cariño, apoyo y ayuda, han contribuido a alcanzar mis sueños, al contar con una familia unida, los quiero mucho.

Al Dr. Antonio Morocoima y la Dra. Elizabeth Parada, por su dedicación y ser una fuente inspiradora de humildad, vocación y enseñanza.

A mis compañeros y amigos, Leslymar y Rafael, por ser parte de esta etapa de mi vida, compartir inolvidables momentos y enfrentar las adversidades juntos, los quiero.

A todos mis amigos y amigas, por ser mis compañeros de camino, compartir gratas experiencias que enriquecen mi vida y llenan de luz.

A todas aquellas personas, quienes no nombro pero han contribuido a alcanzar mis metas.

Poyer, Mariana Isabel

AGRADECIMIENTO

Al Dr. Antonio Morocoima, nuestro asesor y amigo, quien con su dedicación, apoyo incondicional y comprensión, nos ha enseñado el valor de perseverar y tener fe en nuestras convicciones.

A la Dra. Elizabeth Parada por su incondicional apoyo, disposición y paciencia al brindarnos las herramientas necesarias para nuestra formación como persona y futuros profesionales.

A las Licenciadas Silvia Velásquez, Xiomara Barrios y Betty Aliaga, por abrirnos las puertas de la U.E Padre Salimero “Fe y Alegría” y de sus corazones, de manera desinteresada, permitiendo la realización de este estudio.

A los padres, representantes y estudiantes del primer grado de educación primaria, turno tarde de la U.E. Padre Salimero “Fe y Alegría”, protagonistas de esta investigación, por su destacada participación.

A la Dra. María Teresa Romero por su colaboración y apoyo en la evaluación oftalmológica de los participantes.

A la Lcda. Nilis Rojas, por su invaluable ayuda, en el análisis de las muestras sanguíneas.

Al Servicio de Inmunología del Hospital Universitario “Dr. Luis Razetti”.

Al Servicio de Oftalmología del Hospital “Dr. César Rodríguez” de Guaragao.

RESUMEN

Se realizó un estudio observacional, de tipo analítico y de corte transversal, en escolares de la Unidad Educativa Padre Salimero “Fe y Alegría”, sector Vidoño, municipio Sotillo, estado Anzoátegui con el objetivo de estudiar la seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* y la presencia de alteraciones oculares, que les permitan a las autoridades sanitarias conocer la prevalencia de toxocariosis humana y tomar las medidas preventivas y curativas pertinentes en los pobladores infectados o en riesgo, principalmente en las escuelas públicas. La población estuvo integrada por escolares con edades comprendidas entre 6 a 8 años de edad, de ambos sexos, que cursaban el primer grado turno de la tarde durante el período escolar 2007-2008. Se realizó una encuesta clínica dirigida a padres y representantes donde se obtuvo información sobre los síntomas de cada niño; posteriormente, previa autorización, se extrajo una muestra sanguínea de cada participante para la determinación serológica de anticuerpos anti-*Toxocara* a través del método de ELISA, y se realizó valoración oftalmológica a los casos seropositivos. Los datos resultantes, indican un porcentaje de seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* de 19% (11/59). Al correlacionar la presencia y ausencia de manifestaciones clínicas generales y la población total, se determinó que la hepatomegalia correspondió sólo a la población seropositiva (3/11), así mismo al relacionar las manifestaciones oftalmológicas con la población total, se observó que la fotofobia 35% (7/11), el dolor ocular 41,2% (7/11) y lagrimeo 40,0% (6/11), sólo prevaleció en la población seropositiva, siendo estadísticamente significativos. Finalmente, se realizó un examen oftalmológico a 10 de los 11 niños con anticuerpos anti-*Toxocara*, donde no se observaron alteraciones en el fondo de ojo, y se encontró que el signo más frecuente fue la disminución de la agudeza visual. Se llegó a la conclusión que: 1) la presencia de anticuerpos anti-*Toxocara* no determina por sí sólo la existencia de toxocariosis ocular; esta se diagnostica correlacionando los hallazgos clínicos oftalmológicos y serológicos simultáneamente y, 2) la realización del test de

ELISA IgG anti-*Toxocara* es útil para orientar el diagnóstico en casos de observar manifestaciones clínicas o lesiones oculares, sugerentes de toxocariosis sistémica u ocular respectivamente.

CONTENIDO

PÁGINA DE TITULO	¡Error! Marcador no definido.
ARTÍCULO 44	iv
DEDICATORIA	v
AGRADECIMIENTO	viii
RESUMEN.....	ix
CONTENIDO	xi
LISTA DE TABLAS	xiii
LISTA DE FIGURAS.....	xv
CAPITULO I.....	17
INTRODUCCIÓN	17
1.1. Antecedentes	17
1.2. Ciclo de vida de la toxocara.....	18
1.3. Manifestaciones patológicas	21
1.4. Diagnostico de la toxocara.....	23
1.5. Situación actual de la toxocariosis en el estado Anzoátegui.....	26
1.6. Objetivos	27
1.6.1. Objetivo General.....	27
1.6.2. Objetivo específicos.....	28
CAPITULO II	29
METODOLOGÍA	29
2.1. Tipo de investigación.....	29
2.2. Área de estudio.....	29
2.3. Población y muestra.....	30
2.4. Criterios para el estudio	30
2.4.1. Criterios de inclusión	30
2.4.2. Criterios de exclusión.....	31

2.5. Materiales y equipos	31
2.6. Métodos.....	33
2.6.1. Toma de muestra para serología	33
2.6.2. Instrumento de recolección de datos	33
2.6.3. Evaluación clínica de la población infantil	34
2.6.4. Evaluación serológica	34
2.6.4.1. Procedimiento	35
2.6.5. Procesamiento estadístico para el análisis de los datos.....	36
CAPITULO III	38
RESULTADOS.....	38
3.1. Estudio de las edades de las muestras	38
3.2. Determinación de seroprevalencia de anticuerpos anti-Toxocara	38
3.3. Estudio de la afectación con anticuerpos anti-Toxocara con respecto al sexo.....	38
3.4. Frecuencia de signos y síntomas oftálmicos en escolares.....	39
3.5. Frecuencia de síntomas generales en escolares.....	39
3.6. Relación de síntomas oftálmicos y anticuerpos anti-Toxocara.....	39
3.7. Examen oftalmológico	40
CAPITULO IV	48
DISCUSION DE RESULTADOS	48
4.1. Prevalencia de anticuerpos anti-Toxocara fue de 19% en escolares.....	48
4.2. Relacion de seroprevalencia con la edad	49
4.3. Prevalencia de anticuerpos anti-Toxocara, con respecto al sexo	50
4.4. Diagnostico de toxocariosis	50
4.5. Manifestaciones clínicas oftalmológicas.....	51
4.6. CONCLUSIONES	53
4.7. RECOMENDACIONES.....	55
4.8. BIBLIOGRAFÍA	56
ANEXOS	¡Error! Marcador no definido.
METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO	68

LISTA DE TABLAS

Tabla 3.1. Frecuencia de escolares según sexo en estudio de seroprevalencia de anticuerpos anti- <i>Toxocara</i> de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril- septiembre 2008.	40
Tabla 3.2. Frecuencia de escolares entre 6 a 8 años de edad en estudio de seroprevalencia de anticuerpos anti- <i>Toxocara</i> de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril- septiembre 2008.	41
Tabla 3.3. Seroprevalencia de anticuerpos anti- <i>Toxocara</i> en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre 2008.	41
Tabla 3.4. Seroprevalencia de anticuerpos anti- <i>Toxocara</i> según edad en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre 2008.	42
Tabla 3.5. Seroprevalencia de anticuerpos anti- <i>Toxocara</i> según el sexo en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre 2008.	42
Tabla 3.6. Frecuencia de signos y síntomas oftálmicos en escolares de la U.E “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.	43
Tabla 3.7. Frecuencia de síntomas generales en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, 2008.	43
Tabla 3.8. Relación de síntomas oftálmicos y anticuerpos anti- <i>Toxocara</i> en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.	44
Tabla 3.9. Relación síntomas y signos generales y anticuerpos anti- <i>Toxocara</i> en escolares, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.	45

Tabla 3.10. Frecuencia de signos de examen oftalmológico en escolares seropositivos a anticuerpos anti- <i>Toxocara</i> de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.	46
Tabla 3.11. Agudeza visual en examen oftalmológico en escolares seropositivos a anticuerpos anti- <i>Toxocara</i> de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.	47

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Ciclo de vida de *Toxocara spp.*; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 2. *Toxocara canis* adulto; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 3. Huevo infectante con larva estadio II de *Toxocara canis*.; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 4 a. Hospedador definitivo de *Toxocara canis* ; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 4b: Perro cachorro, hospedador definitivo de *Toxocara canis* ; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 5. Localización geográfica del Sector Vidoño del municipio Sotillo.... ; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 6a. Escolares en áreas recreacionales de la U.E. Padre Salimero “Fe y Alegría”.....; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 6b Perro sin dueño transitando en áreas recreacionales de la U.E. Padre Salimero “Fe y Alegría”.....; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 7. Toma de muestra sanguínea.....; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 8. Kit de ELISA para *Toxocara canis* RIDASCREEN *Toxocara* IgG... ; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 9. Llenado de microplacas de titulación con muestras de suero diluido, control negativo y control positivo.....; **Error! Marcador no definido.**
- Figura.10. Lavado de microplaca de titulación con buffer de lavado diluido.... ; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 11. Añadiéndose a los pozos reactivo de Conjugado; **Error! Marcador no definido.**
- Figura 12 a. Colocación de sustrato en las microplacas de titulación..... ; **Error! Marcador no definido.**

Figura 12 b.Colocación de sustrato en las microplacas de titulación. **¡Error!**

Marcador no definido.

Figura 13. Agregándosele reactivo de parada a las microplacas de titulación.. **¡Error!**

Marcador no definido.

Figura 14. Evaluación fotométrica a 450 nm en lector de ELISA. **¡Error!** **Marcador**

no definido.

CAPITULO I

INTRODUCCIÓN

La toxocariosis es una enfermedad de distribución mundial; también conocida como síndrome de larva “migrans” visceral y granulomatosis parasitaria. Prevalenciando en las regiones de clima tropical y templado (Magnaval y col., 2001).

1.1. Antecedentes

A nivel mundial, se ha estimado que la prevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* en la población humana fluctúa entre un 3,5-86%. Se han reportado casos en países como Argentina en donde Alonso y colaboradores en el año 2000, evaluaron la prevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara*, con la cual participaron 206 niños, con edades comprendidas entre 1 a 14 años obteniendo una seroprevalencia de 37,9%, sin diferencias significativas en la prevalencia para el sexo y la edad. Posteriormente en Brasil, Campos y colaboradores en el 2003 midieron la frecuencia de seropositividad para *Toxocara spp.* en 602 niños de diferentes estratos socioeconómicos en la ciudad de Brasilia, de ambos sexos, con edades comprendidas entre 1 a 12 años, los cuales fueron distribuidos en dos grupos socioeconómicamente diferentes, en el primer grupo las muestras de suero se obtuvieron del laboratorio de un hospital público donde asistían los niños de familias de bajo ingreso económico y las muestras del segundo grupo de laboratorios privados a los que asistían los niños de las familias de clase media; la prevalencia de seropositividad fue 21,8% (66/302) en el primer grupo y un 3% (9 / 300) en el segundo ($p < 0,0001$).

En Venezuela, los estudios sobre infección por *Toxocara spp.* son escasos, de allí que se conoce poco sobre la seroprevalencia en la población en general. En 1998 Lynch y colaboradores, realizaron un estudio en Amazonas en una población infantil de edades comprendidas entre los 6 y 15 años, reportando una prevalencia de 39,1%.

Posteriormente en 1988, Pifano y colaboradores en un estudio realizado en una población de Caracas reportaron una prevalencia de 66,6% en niños de 2 a 7 años. García y colaboradores en el 2004, realizaron un estudio en una población infantil entre 4 y 6 años en El Moján, estado Zulia, y encontraron una prevalencia general de anticuerpos anti-*Toxocara* de 9,72%. En una investigación realizada en el 2006 por Salaverria y colaboradores en el Municipio Guanta del estado Anzoátegui, se encontró que de 31 niños evaluados con cachorros caninos, el 35,48% resultó serológicamente positivo para toxocariosis.

1.2. Ciclo de vida de la toxocara

La toxocariosis humana se produce principalmente por helmintos propios del perro y gato, pertenecientes al género *Toxocara*, reino Animalia, phylum Nematoda, clase Phasmidia, orden Ascaridida, familia Ascarididae; siendo las especies *Toxocara canis* y *Toxocara cati* los principales agentes causales de la infección (Kerr-Muir, 1994). Según Noemi y Rugiero en 1997, el de mayor importancia epidemiológica es *Toxocara canis*.

Los parásitos adultos presentes en el intestino de los animales, son similares al *Ascaris lumbricoides* del hombre, del cual pueden diferenciarse por presentar menor tamaño, 5 a 10 cm de longitud, menor diámetro y dos expansiones laterales de la cutícula en el extremo anterior en forma de aletas (Fig 2). Los huevos son similares a los del *Ascaris* humano, con varias capas: la externa albuminosa, otras

tres quitinosas, otra fibrilar e internamente la capa lipoidea, que es la que condiciona una fuerte resistencia frente a las agresiones del medio exterior en cualquier fase del desarrollo; pero son un poco mayores de tamaño, redondeados y con la cubierta externa más irregular. Las larvas miden aproximadamente 400 micras de longitud y tienen características morfológicas propias de la especie (Botero y Restrepo, 2003).

Su hospedador natural, el perro, puede adquirir la infección por *Toxocara canis* de varias formas: ingestión de huevos embrionados liberados con las heces de los cachorros (Fig.4), entre los 2 a 6 meses de edad, ingestión de larvas infectivas en tejido de hospedadores paraténicos, migración transplacentaria, paso transmamario de larvas en leche de una perra lactante a cachorros amamantados (Glickman y Schantz, 1981). En los seres humanos la infección ocurre por ingestión de huevos infectantes, consumo de vegetales y frutas mal lavadas a partir de un medio ambiente contaminado, geofagia, ingestión de diferentes hospedadores paraténicos (pollo, ternera o cordero mal cocidos), llevarse a la boca objetos contaminados, jugar o acariciar perros o gatos parasitados (Holland y col., 1995; Vázquez y col., 1997).

Al ser ingeridos los huevos infectantes conteniendo las larvas estadio II (Fig.3), por el hospedador, se disuelve su cubierta por acción de las enzimas digestivas quedando libre el tercer estadio larvario en el intestino (Prats, 1991; Buenaventura, 1993), las cuales por vía sanguínea llegan a los pulmones y siguen dos vías diferentes según la edad del perro infectado: en los cachorros menores de dos meses, atraviesan los alvéolos pulmonares, ascienden a la faringe y son deglutidos de nuevo hasta el intestino delgado para dar origen a parásitos adultos. Dentro del intestino, los vermes adultos femeninos producen huevos que son excretados con las heces, contaminando el suelo. Estos huevos, dependiendo de la especie y de las condiciones ambientales, en pocos días embrionan en la tierra y mudan al estadio larvario II infectante, los cuales al ser ingeridos por cachorros permiten que el ciclo sea iniciado nuevamente (Fig.1) (Sprenst, 1952; Nichols, 1956; Sprenst, 1958; Dickson

y Woodeock, 1958; Schantz y Glickman, 1978;). En los perros mayores al igual que en el hospedador humano, las larvas estadio II de *Toxocara canis* llegan a la circulación sistémica a partir del pulmón y migran sin objeto o propósito a través de diversos tejidos, alcanzando numerosos órganos, siendo más frecuentes: hígado, pulmón cerebro y ojo, donde quedan encapsuladas y latentes y forman granulomas, produciendo una respuesta eosinofílica característica con secuelas de inflamación, hemorragias y necrosis. Algunas larvas son destruidas por el sistema inmune del hospedador, pero la mayoría sólo detienen su crecimiento, manteniéndose vivas y metabólicamente activas (Page y col., 1992; Barcat, 2000). En estos hospedadores no ocurre la progresión de las larvas por vía hemopulmonar hacia el intestino para transformarse en vermes adultos (Prats, 1991; Buenaventura, 1993).

El crecimiento no controlado de la población canina al igual que los hábitos inadecuados en la disposición de excretas en los sitios públicos, y la resistencia de los huevos embrionados a factores climáticos favorecen la infección en humanos (Jacob y col., 1994; Despommier y col., 2003). La asociación “cerrada” del hombre con el perro ha generado una fuente de contaminación con huevos de este nemátodo en parques, campos de juego, jardines y casas. Los niños son más frecuentemente infectados que los adultos, ya que tienen generalmente malos hábitos higiénicos y permanecen en mayor contacto con los perros y sus cachorros así como con el ambiente en que éstos se desenvuelven (Abo-Shelada 1989; Agudelo y col., 1990; Atias 1996 y Overgaauw 1997).

La severidad de la enfermedad producida por la presencia de larvas migrantes en el interior del hombre depende no sólo del número de larvas ingeridas sino también del grado de reacción alérgica y del tejido u órgano invadido (Magnaval y col., 1992).

1.3. Manifestaciones patológicas

Las manifestaciones patológicas resultan de la inflamación causada por la respuesta inmune dirigida contra los antígenos excretorios-secretorios de la larva. Estos antígenos son una mezcla de glicoproteínas, incluido un potente agente alergénico denominado TBA-1. La reacción inflamatoria es causada por células epiteloides que rodean cada larva y posteriormente, una densa cápsula fibrosa cubre cada granuloma (Magnaval y col., 1991).

La respuesta inmune humoral es capaz de mantenerse durante años, lo que parece indicar que estas larvas son capaces de sobrevivir en el interior del hombre durante tiempos prolongados (Fenoy y col., 1992). Esta supervivencia larvaria parece estar relacionada con su capacidad para evadir la respuesta inmune del hospedador, produciéndose una liberación de su cubierta en respuesta a la unión de anticuerpos o de los eosinófilos (Blaxter y col., 1992). También son capaces de mostrar características de su hospedador en su superficie, como los antígenos de los grupos sanguíneos A y B (Smith y col., 1983).

La toxocariosis puede manifestarse de formas diferentes. La toxocariosis asintomática cursa con serología positiva, y en la mayoría de los casos se produce como consecuencia de infecciones originadas por un bajo número de huevos, pudiendo acompañarse de eosinofilia (Bass y col., 1983).

La manifestación que más se diagnostica en el hospedador humano se conoce como síndrome de Larva Migratoria Visceral (LMV) o toxocariosis sistémica, los pacientes típicos son niños en edades comprendidas entre 2 y 7 años. Se produce como resultado de la migración de larvas de *Toxocara* en los diferentes tejidos, pudiendo producir afectación del hígado que cursa con hepatomegalia (a veces con necrosis), fiebre, dolor abdominal, y lesión del pulmón que se manifiesta por disnea,

tos, opresión en el pecho, broncoespasmo, neumonitis intersticial, y en algunos casos el derrame pleural puede estar presente (Cypess y Glickamn, 1978; Hill y col., 1985; Gillespie 1987)

La toxocariosis encubierta presenta síntomas inespecíficos como esplenomegalia, recuento de eosinófilos de normal a levemente elevado, hiperganmaglobulinemia, anti-inmunoglobulina (Ig) IgM, IgG e IgE, y elevación de isoaglutininas anti-A y anti-B, miocarditis, nefritis y alteraciones del sistema nervioso central con síntomas neuropsiquiátricos o encefalopatías. Esta última complicación también se conoce como Toxocariosis Neurológica. (Cypess y Glickamn, 1978; Hill y col., 1985 y Gillespie 1987). Algunos autores han adoptado otras manifestaciones como: Toxocariosis asmátiforme, neurofisiológica, cerebroespinal y subclínica (Minvielle y col., 1999).

Debido que la prevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* en la población es mayor que los síntomas clínicos de toxocariosis, se cree que la infección en la mayoría de los pacientes es subclínica. En adultos, se caracteriza por: debilidad, prurito, dificultad para respirar, dolor abdominal, eosinofilia, el aumento total en suero del nivel de inmunoglobulina E (Ig E) y aumento de títulos de anticuerpos para *T. canis*. En niños con altos títulos de anti-*Toxocara*, la condición es denominada toxocariosis subclínica, y los síntomas frecuentemente encontrados son: dolor abdominal, hepatomegalia, anorexia, náuseas, vómitos, letargia, sueño, desordenes de comportamiento, neumonía, tos, sibilancias, faringitis, adenitis cervical, dolor de cabeza, dolor en las extremidades y fiebre (Park y col., 2000; Maganaval y col. 2001).

La toxocariosis debería ser firmemente considerada cuando el paciente tiene eosinofilia, síntomas clínicos característicos y se encuentra un test serológico de *Toxocara* positivo (Park y col., 2000 y Maganaval y col. 2001).

La larva migrans ocular (LMO) o Toxocariosis ocular se presenta generalmente en niños entre cinco a diez años, las larvas de *Toxocara* se alojan en la retina dando lugar a una reacción inflamatoria de grado muy manifiesto y a la producción local de anticuerpos contra *Toxocara spp.*, caracterizada por lesiones importantes como leucocoria, uveítis, granuloma retinal, endoftalmitis crónicas, disminución de la agudeza visual, estrabismo unilateral con eosinofilia moderada o ausente y otras lesiones oculares que a menudo conducen a la repentina pérdida de la visión del ojo afectado (Vaughan y col, 1996).

Se reconocen tres presentaciones clínicas: 1) un granuloma posterior localizado, de ordinario cerca de la papila óptica o fovea; 2) un granuloma periférico que afecta la parte plana, que origina frecuentemente una masa elevada que simula un banco de nieve de uveítis intermedia, y 3) endoftalmitis crónica (Vaughan y col, 1996). En ocasiones, ha mimetizado un estado temprano de retinoblastoma induciendo a la enucleación innecesaria del ojo afectado. Se considera tradicionalmente como resultado de la migración de muy pocas, a veces una sola larva en el ojo. Aunque se ha descrito tradicionalmente como una lesión típicamente unilateral (Girdwood, 1986) se han referenciado casos bilaterales (Benítez del Castillo y col., 1995). La forma ocular puede originar ceguera en 64,2% de los casos (Beaver y col, 1952)

1.4. Diagnóstico de la toxocara

El diagnóstico de esta patología actualmente se basa en la sospecha clínica, antecedentes de geofagia y contacto con caninos, y un cuadro clínico compatible de leucocitosis y eosinofilia, la cual no siempre existe (Noemí y col., 1992). El diagnóstico es difícil, ya que el estadio larval de *Toxocara canis* no puede ser detectado directamente, salvo por estudios histológicos que se realizan post-mortem. Por otra parte, como en el ser humano las larvas no completan su evolución y no

llegan a la postura de huevos, es imposible realizar el diagnóstico directo (Lewis y col, 1993); la mayoría de los pacientes tienen leucocitosis y eosinofilia, durante la enfermedad aguda, el conteo de leucocitos puede estar en un rango de 30.000 a 90.000 células/mm³ con 50-90% de eosinófilos. El conteo de eosinófilos permanece frecuentemente elevado por meses o incluso años después de la infección aguda. Hay usualmente una elevación de la globulina sérica gamma, especialmente IgG y IgM (Felberg y col, 1981).

El único método posible entonces es el diagnóstico indirecto, mediante la detección de anticuerpos en sangre u otros fluidos biológicos. El serodiagnóstico de esta zoonosis se basa fundamentalmente en la detección de IgG anti-*Toxocara*. Más recientemente, se han utilizado técnicas serológicas para detectar otros anticuerpos como IgM e IgE (Jaquier y col., 1991; Hotez y col., 1993).

La técnica serológica más utilizada actualmente es ELISA (enzyme-linked immunosorbent assay). Donde el anticuerpo (o el antígeno) se fija a una superficie, ya sea un contenedor de una placa de microtitulación o una partícula de plástico. El espécimen a prueba se aplica y el material adherido se detecta y caracteriza a través de un anticuerpo secundario marcado enzimáticamente. La versión más común de ELISA es el ensayo sándwich, donde un anticuerpo dirigido contra un antígeno específico se fija a placas de microtitulación.

Una variación del método ELISA, utiliza partículas pequeñas (1mm de tamaño) cubiertas con el antígeno o el anticuerpo apropiado. La ventaja de estas micropartículas es que su área de superficie relativamente extensa lleva a concentraciones más altas de los anticuerpos o del antígeno, por lo tanto las reacciones de unión se pueden completar en un lapso muy breve (15 a 30 minutos). La prueba procede como un ensayo sándwich estándar, pero se realiza en una suspensión (Parslow y col., 2002)

Para el diagnóstico serológico de toxocariosis se utiliza, los antígenos de excreción-secreción de larvas de segundo estadio (ES/L2) que se obtienen manteniendo a las larvas en un medio de cultivo libre de proteínas. Estos productos antigénicos se originan en los órganos secretorios del parásito (glándula esofágica y el poro secretor) y dado que en su mayoría son glucoproteínas que no son específicas de especie, pueden presentarse reacciones cruzadas con anticuerpos del suero de personas que tienen toxocariosis u otras patologías (De Savingy y col., 1979; Glikman y col., 1978).

En cuanto a la sensibilidad, hay que tener en cuenta la respuesta inmune del hospedador. La sensibilidad y especificidad del test de ELISA para detectar anticuerpos de tipo IgG en la dilución 1/32 es de 73% y 92% respectivamente (De Savingy y col., 1979; Glikman y col., 1978). Aunque presenta una elevada especificidad y sensibilidad, no está exento de reacciones cruzadas con otras helmintiosis. En los casos de Larva Migrans Ocular (LMO) los niveles de anticuerpos son bajos, mientras que para Larva Migrans Visceral (LMV) son generalmente elevados (Nunes y col., 1997; Pretejer y col., 2003).

Actualmente se aconseja la confirmación de los casos positivos mediante la técnica de Western-Blot, más sensible y específica que el método de ELISA, especialmente cuando se detectan bandas de bajo peso molecular de entre 40 y 24 kilodaltons (Maizels y col., 1984; Pons, 2004).

Recientemente, con el objetivo de diferenciar una infección activa de una crónica, comienza a proponerse como una buena alternativa en el diagnóstico, los métodos que estudian la avidéz de las inmunoglobulinas (Hubner y col, 2001). Por otra parte, el difícil diagnóstico de la larva migrans ocular (LMO) se basa en la búsqueda de unos signos oftálmicos apoyados en parámetros enzimáticos y citológicos que permitan diferenciarlo del retinoblastoma. El diagnóstico de

confirmación consiste en la búsqueda de anticuerpos específicos en humor acuoso (Petithory, 1993).

De aquí la importancia de realizar un diagnóstico diferencial que puede incluir triquinosis, hepatitis, leucemia, eosinofilia familiar, tuberculosis miliar, asma, retinoblastoma, endoftalmitis e invasión por *Capillaria hepática* adulta (Alonso y col., 2004).

La mayoría de las infecciones por *Toxocara* curan espontáneamente sin tratamiento específico. Por ello se deben tratar sólo aquellos casos que cursen de manera sintomática y demuestren títulos altos en la serología. Un ciclo corto de albendazol con 400 mg cada 12 horas durante cinco días suele ser suficiente (Pawlowski, 2001).

1.5. Situación actual de la toxocariosis en el estado Anzoátegui

En la actualidad, en el estado Anzoátegui, se desconoce la prevalencia de toxocariosis humana debido a que existen escasos estudios, ya que se requieren exámenes serológicos de alto costo para ser aplicados en las poblaciones, además los datos epidemiológicos son insuficientes. En la localidad de Vidoño, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, existe una alta tendencia en la población de tener mascotas, en especial los caninos, los cuales no poseen control con veterinarios y eliminan sus heces en forma indiscriminada en los jardines de las casas; asociado al hecho de que las viviendas se encuentran adyacentes a los colegios, facilitándose el acceso de estos caninos a las áreas recreacionales en donde la mayoría de los niños juegan y meriendan, aumentando el riesgo de infección en la población infantil. Otros factores de riesgo de importancia presentes en la población son: características higiénicas y sanitarias inadecuadas, viviendas con patio de tierra, pocas áreas

pavimentadas y condiciones socio-económicas, culturales y climáticas favorables para que en la comunidad ocurra la infección humana con *Toxocara spp*

Por lo anteriormente mencionado, se propone realizar un estudio clínico, serológico y oftalmoscópico, en una población de edad escolar de la U.E. Padre Salimero “Fe y Alegría” del sector Vidoño, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, con el objetivo de conocer la prevalencia de toxocariosis en niños, dado que no es una enfermedad de registro obligatorio y para su diagnóstico requiere de técnicas serológicas, que no se disponen en los centros asistenciales públicos, por su alto costo y nivel tecnológico, además se propone estudiar las manifestaciones clínicas y realizar un estudio oftalmoscópico para observar las alteraciones oculares, considerada una de las complicaciones más frecuente, produciendo disminución de la agudeza visual de los escolares, influyendo directamente en su calidad de vida ; así mismo se propondrán las medidas preventivas pertinentes y se notificará a las autoridades estatales competentes los resultados obtenidos.

1.6. Objetivos

1.6.1. Objetivo General

Estudiar la seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* y la presencia de alteraciones oculares en escolares, de la Unidad Educativa Padre Salimero “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, durante el período Abril-Septiembre 2008.

1.6.2. Objetivo específicos

1. Determinar la seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* en niños de 6 a 8 años de edad de la Unidad Educativa Padre Salimero “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, durante el período Abril-Septiembre 2008.
2. Identificar la edad mayormente afectada por toxocariosis en la población anteriormente mencionada.
3. Evaluar alteraciones oculares a través de examen clínico de fondo de ojo en los pacientes con serología positiva, en la población anteriormente mencionada.
4. Relacionar los hallazgos clínicos con los serológicos de toxocariosis en la población infantil ya mencionada.

CAPITULO II

METODOLOGÍA

2.1. Tipo de investigación

Se realizó un estudio observacional, de tipo analítico y de corte transversal aplicado a la población de edades comprendidas entre 6 a 8 años de edad, de la Unidad Educativa Padre Salimero “Fe y Alegría”, en la localidad de Vidoño, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, durante el período Abril-Septiembre del 2008.

2.2. Área de estudio

El estado Anzoátegui se ubica en la región Nororiental de Venezuela, limita al norte con el mar Caribe, al Sur con el río Orinoco y el estado Bolívar, al Este con los estados Sucre y Monagas y al Oeste con los estados Guárico y Miranda. Posee una superficie de 43.300 km² de los cuales, 274,2 km² son áreas de montaña que forman parte del tramo oriental de la Serranía interior de la Cordillera de la Costa, lo cual representa 51,55 % de la superficie total de la región nororiental y el 4,7% del territorio nacional. Esta región esta conformada por alturas de hasta 2.400 msnm con predominancia de elevaciones de 1.500 m con relieves escarpados y pendientes mayores al 30% (Marnr, 1980). El Estado cuenta con una población de 1.477.926 habitantes (Ine, 2006).

Posee un bioclima de mosaico de bosque seco tropical y húmedo premontano y montano. La temperatura oscila con el tipo altitudinal y los valores medios anuales para las diferentes subzonas varían de 25 a 27°C. Las precipitaciones van desde 600 – 1800 mm de promedio anual, constituyendo un régimen bimodal. (Marnr, 1980; Mac y Mindur, 1991).

La Unidad Educativa Fe y Alegría Padre Salimero, se encuentra ubicada en el kilómetro 4 del sector Vidoño, del municipio Sotillo, adyacente a las comunidades suburbanas de San Diego y el Rincón. (Fig. 5)

2.3. Población y muestra

La población estuvo representada por todos los niños que asistían al primer grado de la primera etapa de Educación Primaria, en la Unidad Educativa Padre Salimero “Fe y Alegría”, del municipio Sotillo, del estado Anzoátegui. (Fig.6)

La muestra estuvo constituida por niños de edades comprendidas entre 6 a 8 años, de ambos sexos, que cursaban el primer grado de educación primaria del turno de la tarde, del período escolar 2007-2008.

2.4. Criterios para el estudio

2.4.1. Criterios de inclusión

- Población de áreas suburbana

- Factores ambientales favorables para desarrollar la parasitosis.
- Niños con edades comprendidas entre 6 a 8 años por ser las edades más frecuentes de presentar parasitosis.
- Los niños que cursen el primer grado del turno de la tarde.
- Autorización de su representante legal o tutor (ver apéndice 3)

2.4.2. Criterios de exclusión

- Población de áreas urbanas.
- Niños menores de 6 años y mayor a 8 años.
- Niños que no cursen primer grado y sean del turno de la mañana.

2.5. Materiales y equipos

- Alcohol isopropílico al 70%.
- Bandas adhesivas (Cureband ®).
- Cava de anime.

- Centrífuga (Clay Adams ®).
- Gradilla.
- Guantes de látex (Seris ®).
- Jeringas desechables de 10 ml (Sensil Medical ®).
- Kit de ELISA para *Toxocara canis* (RIDASCREEN Toxocara IgG N° 04-07-232 ®).
- Lector de ELISA (Bin-Teck ELx800 ®).
- Micropipeta (Labnet®) Capacidad de 100 a 1000 microlitros.
- Micropipeta (Labnet®) Capacidad de 10 a 100 microlitros.
- Nevera.
- Pericraneales N° 21G (Sana-t ®).
- Puntas de pipetas (Rainin®).
- Torniquetes.
- Torundas de algodón.
- Tubos tapa roja (Vaccum tube seco 6 ml).

- Lámpara de hendidura (Zeiss®).
- Tropicamida (Midriacyl®).

2.6. Métodos

2.6.1. Toma de muestra para serología

Las muestras de sangre fueron obtenidas por punción venosa, en el área antebraquial de cualquier miembro superior, utilizando jeringas desechables con capacidad de 10 ml o con agujas pericraneales, número 21, previa asepsia del área y colocación de un torniquete, obteniéndose aproximadamente 6 ml de sangre, las cuales se introdujeron en tubos de ensayo secos, rotulados con la fecha y número correspondiente a la misma. (Fig.7)

Éstas, se procesaron en el Laboratorio de Inmunología del Hospital Universitario “Dr. Luís Razetti”, separándose los sueros por medio de centrifugación a 2.500 r.p.m durante cinco minutos, los sueros obtenidos, se colocaron en tubos de ensayo secos rotulados con el mismo número correspondiente a cada paciente, este procedimiento se realizó mediante el uso de micropipetas con puntas descartables y posteriormente fueron congeladas a -20°C hasta el momento de ser procesadas.

2.6.2. Instrumento de recolección de datos

La recolección de los datos se hizo a través de una ficha clínica (ver apéndice 1) en la cual se describieron los hallazgos clínicos presentes en la población estudiada,

previo autorización de sus padres, representantes o responsables mediante un consentimiento informado (ver apéndice 3).

2.6.3. Evaluación clínica de la población infantil

Se realizó una encuesta clínica a los padres o representantes de los escolares que cursaban el primer grado, turno de la tarde del período escolar 2007-2008, para obtener información sobre datos personales y síntomas, la cual se aplicó en el momento de toma de la muestra de sangre, seguido de un examen físico a cada uno de los participantes. Posteriormente a los niños con serología positiva se les realizó un examen oftalmológico, aplicado por un especialista del hospital universitario "Dr. Luís Razetti", que consistió en evaluación de la agudeza visual, motilidad ocular, biomicroscopía por lámpara de hendidura y oftalmoscopia indirecta, con el objetivo de detectar las alteraciones oculares características de toxocariosis ocular. (Ver apéndice 2)

2.6.4. Evaluación serológica

Se utilizó para el diagnóstico serológico un kit comercial de *Toxocara* IgG por ELISA (RIDASCREEN *Toxocara* IgG N° 04-07-232 ®), el cual permitió efectuar 59 pruebas inmunoenzimáticas en pozos sensibilizados con los antígenos excretor-secretor (E/S) de larvas de *Toxacara canis* y detectar la presencia sérica de anticuerpos dirigidos contra dicho antígeno. (Fig. 8)

2.6.4.1. Procedimiento

Se ajustó la microplaca de titulación, donde los antígenos purificados se encuentran unidos, introduciéndose en el marco de la placa suficiente cantidad de cavidades para el control positivo, control negativo y las muestras de suero, éstas son especialmente ventajosas para procesar un elevado número de muestras y una vez tapizadas, el material inmovilizado permanece reactivo mucho tiempo siempre que se mantenga seco y a baja temperatura.

Se añadió a la microplaca de titulación, 100 uL de control positivo, control negativo y de las muestras de suero diluidas con el buffer de muestras (Fig. 9), incubándose durante 15 minutos, a temperatura ambiente, de tal forma que los anticuerpos reaccionarán específicamente con los antígenos fijados al soporte; seguidamente se vació la microplaca de titulación y se lavó 5 veces con 300 uL de buffer de lavado diluido, para eliminar los antígenos fijados deficientemente o no fijados. (Fig. 10).

Posteriormente se adicionó 100 uL (2 gotas) de Conjugado, una proteína A marcada con una enzima (peroxidasa) a todas las cavidades, reaccionando con los anticuerpos específicos añadidos en el paso anterior y que se encuentran fijados a los antígenos; se incubó la microplaca por 15 minutos a temperatura ambiente y transcurrido el tiempo se procedió a lavar 5 veces con 300 uL de buffer de lavado diluido. (Fig.11)

Se transfirió a cada cavidad 50 uL (1 gota) de sustrato enzimático (peróxido de urea) y de cromógeno (Tetrametilbenzidina), el cual da lugar a productos de reacción coloreados solubles con un rango de intensidad de color amplio, dependiendo de la cantidad de muestra presente, de esta manera la enzima convierte el sustrato incoloro en un producto final azul; seguido de 15 minutos de incubación. (Fig. 12)

Finalmente se adicionó 50 uL (1 gota) de ácido sulfúrico (reactivo de parada), un inhibidor químico que detiene el desarrollo del color y que permite la detección del mismo dentro de un período razonable de tiempo. Así ocurre de forma simultánea un cambio de color del azul al amarillo. (Fig.13)

Acto seguido se realizó la evaluación fotométrica a 450 nm (longitud de onda de referencia ≥ 620 nm). Los ensayos colorimétricos dan un producto de reacción coloreado que absorbe luz en el espectro visible, siendo la densidad óptica (DO) del mismo proporcional a la cantidad de producto medido. (Fig.14)

Interpretación de los resultados:

Absorbancia	Interpretación
< 0,9	Negativo
0,9 – 1,1	Valores límites
> 1,1	Positivo

2.6.5. Procesamiento estadístico para el análisis de los datos

Posterior a la obtención de los resultados serológicos (ELISA), se realizó la tabulación de los datos aplicando el programa *Excel 2006 de Microsoft*, donde cada uno de los participantes se enumeraron del 01 al 59 y se codificaron las variables de la siguiente manera:

Sexo: Femenino=1

Masculino=2

Edad: 6 años =0

7 años =1

8 años =2

Estado clínico: Asintomático = 1

Sintomático = 2

Manifestaciones clínicas: Ausentes = 1

Presentes = 2

Anti-cuerpos anti-Toxocara: Positivo = 1

Negativo = 2

Seguidamente los datos fueron procesados a través del programa estadístico SPSS 13, utilizando pruebas estadísticas para datos no paramétricos y no pareados mediante las pruebas de Chi Cuadrado y comparación de proporciones.

CAPITULO III

RESULTADOS

3.1. Estudio de las edades de las muestras

Se estudió una muestra de 59 niños de ambos sexos con edades comprendidas entre 6 a 8 años, de los cuales el 58% (34/59) pertenecían al sexo femenino y el 42% (25/59) al sexo masculino (ver tabla 3.1). La edad predominante fue de 6 años con el 68% (40/59), seguido de los niños de 7 años con un 25% (ver tabla 3.2).

3.2. Determinación de seroprevalencia de anticuerpos anti-Toxocara

Se determinó una seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* de 19% (11/59) (ver tabla 3.3). Al relacionar la seroprevalencia con la edad, se observó que son inversamente proporcionales, encontrándose que en la población serológicamente positiva el 22,5% (9/11) tenían 6 años , seguidos de los niños de 7 años con 13,3% (2/11) (ver tabla 3.4).

3.3. Estudio de la afectación con anticuerpos anti-Toxocara con respecto al sexo

El sexo mayormente afectado con anticuerpos anti-*Toxocara*, fue el masculino con un 20% (5/25), con respecto al sexo femenino con un 17,6% (6/34), lo cual no fue estadísticamente significativo (ver tabla 3.5).

3.4. Frecuencia de signos y síntomas oftálmicos en escolares

Entre las manifestaciones clínicas asociadas a nivel oftalmológico, se encontró: cefalea con un 47,5% (28/59), fotofobia con 33,90% (20/59) dolor ocular con 28,81% (17/59), cansancio ocular con 27,12% (16/59) y lagrimeo 25,42% (15/59) (ver tabla 3.6).

3.5. Frecuencia de síntomas generales en escolares

Dentro de los síntomas generales, se evidenció que existe una mayor incidencia en la población de factores de tipo respiratorios, representados en su mayoría por tos y expectoración con un 45,8% (27/59) y 28,81% (17/59) respectivamente, de tipo dermatológico como palidez cutánea con 27,1% (16/59), las reacciones alérgicas 18,6% (11/59), aumento de temperatura corporal 18,6% (11/59) y a nivel gastrointestinal, dolor abdominal 11,9% (7/59) y hepatomegalia 5,1% (3/59), (ver tabla 3.7).

3.6. Relación de síntomas oftálmicos y anticuerpos anti-Toxocara

Se estableció una correlación entre la presencia o ausencia de los síntomas oftalmológicos y la población total, observándose que la fotofobia 35% (7/11), el dolor ocular 41,2% (7/11) y lagrimeo 40,0% (6/11), estuvieron presentes y fueron estadísticamente significativos en la población seropositiva; por otra parte, la cefalea 28,6% (8/11) obtuvo un valor de $p=0,063$, lo cual se aproxima a dicha significancia (ver tabla 3.8).

La correlación entre la presencia y ausencia de manifestaciones clínicas generales y la población total se detallan en la tabla 3.9, donde se aprecia que el dolor abdominal estuvo presente tanto en la población seronegativa 4/48 y seropositiva 3/11, seguido de la hepatomegalia que solo estuvo presente en 3/11 niños con anticuerpos anti-*Toxocara*, obteniendo un valor de $p=0,001$.

3.7. Examen oftalmológico

Se realizó un examen oftalmológico a 10 de los 11 niños con anticuerpos anti-*Toxocara*, en vista que uno de los participantes al cambiar de domicilio no pudo acudir a dicho examen, en el mismo se evaluaron distintos parámetros como, agudeza visual, motilidad ocular, biomicroscopía por lámpara de hendidura y oftalmoscopia indirecta. Dentro de estos, sólo la agudeza visual se presentó alterada, encontrándose que 6 de los 10 niños evaluados presentaron una disminución de la agudeza visual, de los cuales 4 niños tenían una disminución bilateral y 2 de ellos unilateral, tanto del ojo derecho como el izquierdo respectivamente (ver tablas 3.10 y 3.11).

Tabla 3.1. Frecuencia de escolares según sexo en estudio de seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril- septiembre 2008.

Sexo	Frecuencia	Porcentaje
Masculino	25	42,4
Femenino	34	57,6
Total	59	100,0

Tabla 3.2. Frecuencia de escolares entre 6 a 8 años de edad en estudio de seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril- septiembre 2008.

Edad	Frecuencia	Porcentaje
6 años	40	67,8
7 años	15	25,4
8 años	4	6,8
Total	59	100,0

Tabla 3.3. Seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre 2008.

Prueba de ELISA	Frecuencia	Porcentaje
Negativo	48	81,4
Positivo	11	18,6
Total	59	100,0

Tabla 3.4. Seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* según edad en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre 2008.

Edad	Prueba de ELISA		Total
	Negativo	Positivo	
6 años	31	9	40
	77,5%	22,5%	100,0%
7 años	13	2	15
	86,7%	13,3%	100,0%
8 años	4	0	4
	100,0%	,0%	100,0%
Total	48	11	59
	81,4%	18,6%	100,0%

Tabla 3.5. Seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* según el sexo en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre 2008.

Sexo	ELISA		Total
	Negativo	Positivo	
Masculino	20	5	25
	80,0%	20,0%	100,0%
Femenino	28	6	34
	82,4%	17,6%	100,0%
Total	48	11	59
	81,4%	18,6%	100,0%

Tabla 3.6. Frecuencia de signos y síntomas oftálmicos en escolares de la U.E “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.

Signos y Síntomas oftálmicos	Población	N°	%
Cefalea	59	28	47,46
Fotofobia	59	20	33,90
Dolor ocular	59	17	28,81
Cansancio ocular	59	16	27,12
Lagrimo	59	15	25,42
Uso anteojos	59	2	03,39
Amaurosis	59	0	0,00

Tabla 3.7. Frecuencia de síntomas generales en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, 2008.

Síntoma	población	n	%
Tos	59	27	45,76
Expectoración	59	17	28,81
Palidez cutánea	59	16	27,12
Reacciones Alergias	59	11	18,64
Dificultad respiratorias	59	11	18,64
Fiebre	59	11	18,64
Dolor abdominal	59	7	11,86
Ruidos adventicios	59	6	10,17
Hepatomegalías	59	3	5,08
Otros	59	11	18,64

Tabla 3.8. Relación de síntomas oftálmicos y anticuerpos anti-*Toxocara* en escolares de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.

Síntomas	Hallazgos	ELISA		p
		Negativo	Positivo	
Cefalea	Ausente	28 / 90,3%	3 / 9,7%	0,063*
	Presente	20 / 71,4%	8 / 28,6%	
Fotofobia	Ausente	35 / 89,7%	4 / 10,3%	0,021
	Presente	13 / 65,0%	7 / 35,0%	
Dolor ocular	Ausente	38 / 90,5%	4 / 9,5%	0,005
	Presente	10 / 58,8%	7 / 41,2%	
Cansancio ocular	Ausente	36 / 83,7%	7 / 16,3%	0,444
	Presente	12 / 75,0%	4 / 25,0%	
Lagrimeo	Ausente	39 / 88,6%	5 / 11,4%	0,014
	Presente	9 / 60,0%	6 / 40,0%	
Anteojos	Ausente	46 / 80,7%	11 / 19,3%	0,491
	Presente	2 / 100,0%	0 / 0%	
Amaurosis	Ausente	48 / 81,4%	11 / 18,6%	-
	Presente	0 / 0%	0 / 0%	

P<0.05. *P<0.10 “casi significativo”

Tabla 3.9. Relación síntomas y signos generales y anticuerpos anti-*Toxocara* en escolares, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.

Síntomas y signos	Hallazgos	ELISA		p
		Negativo	Positivo	
Tos	Ausente	27 / 84,4%	5 / 15,6%	0,517
	Presente	21 / 77,8%	6 / 22,2%	
Expectoración	Ausente	34 / 81,0%	8 / 19,0%	0,444
	Presente	14 / 82,4%	3 / 17,6%	
Palidez cutánea	Ausente	35 / 81,4%	8 / 18,6%	0,990
	Presente	13 / 81,3%	3 / 18,7%	
Dificultad respiratorias	Ausente	38 / 79,2%	10 / 20,8%	0,367
	Presente	10 / 90,9%	1 / 9,1%	
Fiebre	Ausente	38 / 79,2%	10 / 20,8%	0,367
	Presente	10 / 90,9%	1 / 9,1%	
Dolor abdominal	Ausente	44 / 84,67%	8 / 15,4%	0,080*
	Presente	4 / 57,1%	3 / 42,9%	
Ruidos adventicios	Ausente	43 / 81,1%	10 / 18,9%	0,896
	Presente	5 / 83,3%	1 / 16,7%	
Hepatomegalia	Ausente	48 / 85,7%	8 / 14,3%	0,001
	Presente	0 / 0%	3 / 100,0%	
Otros	Ausente	40 / 83,3%	8 / 16,7%	0,415
	Presente	8 / 72,7%	3 / 27,3%	

P<0.05. *P<0.10 “casi significativo

Tabla 3.10. Frecuencia de signos de examen oftalmológico en escolares seropositivos a anticuerpos anti-*Toxocara* de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.

Signos	Hallazgos	Ojo derecho	Ojo izquierdo
Agudeza visual	Normal	50%	50%
	Disminuida	50%	50%
Hiperemia profunda	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Leucocoria	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Uveítis	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Sinequias posteriores	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Catarata	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Granuloma de polo posterior	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Granuloma periférico aislado	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Granuloma en cavidad vítrea	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Retinocoroiditis cicatricial	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Desprendimiento de retina	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%
Hemorragia vítrea	Normal	100%	100%
	Alterado	0%	0%

Tabla 3.11. Agudeza visual en examen oftalmológico en escolares seropositivos a anticuerpos anti-*Toxocara* de la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, municipio Sotillo, estado Anzoátegui, abril-septiembre, 2008.

		Agudeza Visual		N°	%
OD	OI	Disminuida	Disminuida		
Normal	Normal	OD	OI		
x	x			4/10	40
		X	x	4/10	40
	x	X		1/10	10
x			x	1/10	10

CAPITULO IV

DISCUSION DE RESULTADOS

La toxocariosis es una infección parasitaria que se observa fundamentalmente en la niñez. En 1979 el Comité de Expertos en Zoonosis Parasitarias de la Organización Mundial de la Salud consideró a la Toxocariosis humana como un serio problema de salud pública, del cual es necesario preocuparse, pues su trascendencia se subestima (Comité de Experts OMS 1979). Su prevalencia es mayor en niños de países de clima tropical y subtropical con tasas en la población en general de hasta el 65% (Agudelo y col., 1990; Lynch y Col., 1998).

4.1. Prevalencia de anticuerpos anti-Toxocara fue de 19% en escolares

En el estudio realizado en la Unidad Educativa “Fe y Alegría”, del municipio Sotillo, estado Anzoátegui (Venezuela), la prevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* fue de 19% en escolares de ambos sexos, con edades comprendidas entre 6 a 8 años, más baja que la reportada en Perú por Breña y colaboradores en el año 2007, quienes determinaron la seroprevalencia de toxocariosis en escolares de San Juan de Lurigancho, con un total de 301 niños y niñas estudiados seleccionadas al azar, cuyo promedio de edad fue 8,3 años ($\pm 3,7$ años), obteniendo una prevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* de 46,5%. De igual forma la prevalencia obtenida en este estudio, fue inferior a la reportada en Argentina (37,9%) en una población de 206 niños en la ciudad de La Resistencia, de ambos sexos, con edades comprendidas entre

1 a 14 años, (Alonso y col., 2000). Pero fue superior a la reportada en España, en donde Conde y colaboradores en 1989 realizaron un estudio epidemiológico sobre toxocariosis en una zona del oeste de España (la provincia de Salamanca) y se obtuvo una seroprevalencia de toxocariosis mayor en niños (8,5% en las zonas urbanas y el 4,6% en las zonas rurales) que los adultos.

Así mismo al comparar la seroprevalencia obtenida en esta investigación (19%) con estudios nacionales, se encontró que la prevalencia general de anticuerpos fue superior a la encontrada en el Estado Zulia (9,72%) (García y col. 2004), pero inferior a la realizada en Caracas (66,6%) (Pifano y col., 1988), y Anzoátegui (35,48%) respectivamente (Salaverría y col., 2006)

4.2. Relacion de seroprevalencia con la edad

Al relacionar la seroprevalencia con la edad se encontró, que la misma fue mayor en los niños de 6 años y que ésta disminuía a medida que aumentaba la edad, lo que parece corresponder a datos reportados por otros autores (Abo-Shehada 1989; Campos y col., 2003); igualmente concuerda con la investigación de García y col., 2004, quienes realizaron un estudio en una población infantil entre los 4 y 6 años de edad en una institución educativa, de la localidad de El Moján, en el estado Zulia, encontrando una correlación inversa entre la edad y el porcentaje de positividad a la prueba de ELISA, a predominio de los niños de cuatro años de edad (50%), a diferencia del estudio realizado en el estado Anzoátegui por Salaverría y col., 2006, en la totalidad de niños que habitaban en la localidad de La Laguna de Conoma, donde dicha prevalencia fue proporcional a la edad, observándose que la mayoría eran escolares de 7 a 12 años (63,64%), seguido por el grupo de los preescolares (36,35%).

La literatura sostiene que el grupo más afectado es el de 4 a 9 años de edad (Schantz y col., 1983; Sapunar y col., 1989), lo cual coincide con nuestra investigación; posiblemente atribuido a los hábitos higiénicos de estos niños quienes juegan al aire libre la mayor parte del tiempo manteniendo un estrecho contacto con el suelo y los animales desde edades tempranas (García y col., 2004).

4.3. Prevalencia de anticuerpos anti-Toxocara, con respecto al sexo

Se observó una alta prevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara*, en el sexo masculino con un 20% (5/25), estadísticamente no significativo, semejante al estudio realizado en Perú, por Espinoza y col., 2003 con 19 varones (42,2%) y 26 mujeres (57,8%) en donde no hubo asociación estadística significativa entre el sexo y el resultado de ELISA, y similar a los datos obtenidos en Argentina con una prevalencia del sexo masculino 54,6% (López y col., 2005).

Aunque un alto porcentaje de niños y/o adultos resultan serológicamente positivos, la infección sintomática por afectación de diferentes tejidos (larva migrans visceral y ocular) no siempre está presente (Maizels y col., 2000).

4.4. Diagnostico de toxocariosis

El diagnóstico se basa en una sospecha clínica fundamentada en la presentación clínica sindromática. Los niños pueden presentar tos, fiebre, síntomas abdominales (Espinoza y col., 1999 y Liu., 1999), como se observa en nuestra investigación que entre los síntomas generales existe una mayor incidencia en la población de factores respiratorios, dermatológicos, elevación de la temperatura y síntomas gastrointestinales.

El desarrollo de técnicas de diagnóstico serológico ha permitido relacionar la presencia de anticuerpos anti-*Toxocara* con los hallazgos clínicos, demostrando que en la mayor parte de los casos los pacientes que presentan estos anticuerpos son asintomáticos (Bass y col., 1983). En las series clínicas con pacientes sintomáticos y seropositivos, la presencia de un compromiso hepático supera el 60% (Huntley y col., 1965). En esta investigación la hepatomegalia solo estuvo presente en los pacientes seropositivos, en 3 de 11 niños, inferior a un estudio realizado en Argentina en 54 pacientes de edad pediátrica, la cual fue de 6/54 (Altcheh y col., 2003).

4.5. Manifestaciones clínicas oftalmológicas

En cuanto a las manifestaciones clínicas a nivel oftalmológico (fotofobia, cefalea, dolor ocular, cansancio ocular, lagrimeo) y la correlación de seropositividad, fue similar a un estudio realizado en Colombia, donde la sintomatología ocular inespecífica se presentó con mayor prevalencia (63,16%) en los pacientes con anticuerpos anti-*Toxocara* positivos (Lopera y col., 2001), a diferencia de los datos obtenidos en una investigación realizada en Perú, donde no se evidencia diferencia entre las manifestaciones clínicas oculares con respecto a los resultados del ELISA (Espinoza y col., 2003).

La Larva Migrans Ocular (LMO), es la forma más grave de presentación clínica de la Toxocariosis. La edad promedio de presentación es mayor a los 8 años y en la mayoría de los casos hay ausencia de otros signos o síntomas sistémicos. Cuando las larvas invaden las estructuras del ojo, se producen lesiones de gravedad con pérdida de la visión que generalmente es unilateral. En la fase aguda aparecen endoftalmitis y uveítis, y en la crónica granulomas del polo posterior con fibrosis (Schantz y col., 1979). En el examen clínico oftalmológico realizado, se encontró que la manifestación más frecuente fue la disminución de la agudeza visual, lo cual coincide

con un estudio realizado por Espinoza y col., 2003, en servicios de oftalmología de hospitales de Lima, en una población con edades comprendidas desde menores de 1 año hasta mayores de 60 años, donde se encontró que la disminución de la agudeza visual fue el síntoma más frecuente en los individuos seropositivos. En la población estudiada no se encontraron alteraciones en el fondo de ojo a diferencia de un estudio realizado en Argentina por López y col., 2005, en una población infantil de 0 a 16 años, en donde se observaron hallazgos positivos en el fondo de ojo como coriorretinitis, granuloma de polo posterior y desprendimiento de retina. Por otra parte nuestros resultados están en concordancia con el estudio realizado por Triviño y col., 1999, en un centro de pediatría ambulatoria en Chile en niños menores de 15 años, donde se estableció que de 8 niños con serología positiva para *Toxocara spp.* sólo un caso fue positivo en el fondo de ojo, encontrándose coriorretinitis. En Venezuela, en los estudios realizados por García y col. 2004, en el estado Zulia y Salaverría y col. 2006, en el estado Anzoátegui, no se estudiaron las alteraciones oftalmológicas en niños con toxocariosis.

4.6. CONCLUSIONES

1. Se determinó una seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* de 19%, en 59 escolares con edades comprendidas entre 6 a 8 años que acuden a la Unidad Educativa Padre Salimero “Fe y Alegría” y se observó al relacionar la seroprevalencia con la edad, que son inversamente proporcionales, lo cual puede atribuirse a los hábitos higiénicos de los niños entre 6 y 8 años de edad, quienes mantienen un estrecho contacto con el suelo y los animales.
2. No se encontraron características oftalmoscópicas de toxocariosis ocular en el examen de fondo de ojo, lo que permite establecer que la toxocariosis ocular es una patología poco frecuente en escolares con edades comprendidas entre 6 a 8 años, ya que este rango de edades se relaciona con una etapa incipiente de la enfermedad. Sin embargo la disminución de la agudeza visual fue la única alteración ocular observada a través del examen clínico oftalmológico, sin poder establecerse una relación directa entre ésta y la presencia de anticuerpos anti-*Toxocara*, por lo que se debe descartar otras enfermedades en niños que cursan con este signo.
3. La Hepatomegalia y el dolor abdominal fueron los hallazgos clínicos generales más relevantes en relación a los pacientes con serología positiva para *Toxocara spp.*, de acuerdo a esto se pudiera establecer que la afectación de órganos sistémicos es mas frecuentes que la lesión a nivel ocular.
4. La presencia de anticuerpos anti-*Toxocara* no determina la existencia de toxocariosis ocular por si solo, ésta se diagnostica correlacionando los hallazgos clínicos oftalmológicos y serológicos, simultáneamente.

5. La realización del test de ELISA IgG anti-*Toxocara* es útil para el diagnóstico en casos de observar manifestaciones clínicas o lesiones oculares, sugerentes de toxocariosis sistémica u ocular respectivamente.

4.7. RECOMENDACIONES

1. Ampliar el estudio de la seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* al resto de los escolares de la Unidad Educativa Padre Salimero “Fe y Alegría”, extendiendo el margen de edad, a fin de conocer la problemática real de la parasitosis, en esta institución como área de influencia de la población del Vidoño.
2. Establecer programas de financiamiento económico de los proyectos de investigación, por parte de las instituciones gubernamentales, ya que resulta la mayor limitante para el desarrollo de los mismos.
3. Practicar de ser posible la prueba confirmativa Western-Blot en aquellos pacientes con ELISA positivo para *Toxocara*.

4.8. BIBLIOGRAFÍA

1. Abo-Shehada MN.(1989) Prevalence of *Toxocara* ova in some schools and public ground in northern and central Jordan. *Ann Trop Med Parasitol*; 83(1):73-75
2. Agudelo C, Villareal E, Cáceres C, López J, Eljach J, Ramírez N, et al. (1990) Human and dogs *Toxocara canis* infection in a poor neighborhood in Bogotá.
3. *Mem Inst Oswaldo Cruz*;85:75 Alonso J, López M, Bojanich M y Maroll J. (2004).
4. Infección por *Toxocara canis* en población adulta sana de un área subtropical de Argentina. *Parasitol Latinoamericana*, 59:61-64
5. Alonso JM, Bojanich MV, Chamorro M, Gorodner JO (2000). *Toxocara* seroprevalence in children from a subtropical city in Argentina. *Rev Inst Med Trop Sao Paulo*, 42(4):235-237.
6. Altcheh J, Nallar M, Conca M, Biancardi M, Freilij H (2003). Toxocariasis: clinical and laboratory features in 54 patients. *An Pediatr (Barc)*, 58(5):425-431.
7. Atias A. (1996) *Parasitología clínica* 3ª edición, Santiago Chile, Publicaciones técnicas Mediterráneo; p. 314-318.
8. Barcat JA (2000). Larva migrans: perros, parásitos y hombres. *Medicina (Buenos Aires)*, 60:270-272.

9. Bass, J L, Mehta R A, Glickman LT, Eppes B M (1983).Clinically inapparent Toxocara infection in children, N. Engl Med 308,723-724.
10. Beaver C, Snyder H, Carrera M, Dent H, Lafferty W (1952) Chonic eosinophilia due to visceral larva migrans pediatrics; 9:7-19.
11. Benitez del Castillo JM, Herreros G, Guillen JL, Fenoy S, Banares A, García (1995).
12. Bilateral ocular toxocariasis demonstrated by aqueous humor enzyme linked immunosorbent assay. Am J. Ophthalmol 119, 514-516.
13. Blaxter ML, Page AP, Rudin W, Marzels RM (1992) Nematode surface coats: actively evading immunity. Parasitol today 8, 243-247.
14. Botero D y Restrepo M (2003). *Parasitosis Humana* (4^{ta} Edición). Medellín: Corporación para investigaciones biológicas.
15. Breña JP., Maguiña C., Huayanay L., Hernández R., Espinoza Y., Roldán W. (2007)
16. Seroprevalencia de Toxocariosis en Niños de Instituciones Educativas del Distrito de San Juan de Lurigancho, Lima-Perú._Boletín de Malariología y Salud
17. Ambiental 2007, XVIII Congreso de la Federación Latinoamericana de Parasitología – FLAP 2007 vol 47, supl. 1

18. Buenaventura A (1993). Ascariidiosis del perro y del gato. *Noticias Neason*, 168:33-45.
19. Campos Junior D, Elefant GR, de Melo e Silva EO, Gandolfi L, Jacob CM, Tofeti A, Pratesi R (2003). Frequency of seropositivity to *Toxocara canis* in children of different socioeconomic strata. *Rev Soc Bras Med Trop*, 36(4):509-513.
20. Comité de experts OMS (1979). Infections a nematodes. Les zoonoses parasitaires. Rapport N° 637, 90-108. Gêneve.
21. Conde G L, Muro A, Simon MF.(1989) Epidemiological studies on toxocariasis and visceral larva migrans in a Zone of Western Spain. *Ann Trop Med Parasitol.*; 83(6):615-620.
22. Cypess R H, Glickman LT (1978). Serological tests for toxocara lancet 2,579.
23. De SAVINGY DH, SOLLER A, WOODROFF AW (1979) Toxocariasis: Serological diagnosis by enzyme Immuno-Assy *J. Clin Pathol.* 32: 2884-288.
24. Despommier D. (2003). Toxocariasis: Clinical, epidemiology medical ecology and molecular aspects. *Clin Microb Rev*, 16:265-272.
25. Dickson W, Woodcock RC (1958). Visceral larva migrans. *Arch Dis Child*, 34:63-67.
26. Espinoza LM, Soto RJ y Alger J.(1999) Eosinofilia asociada a helmintiasis en niños atendidos en el Hospital Escuela, Honduras. *Revista Mexicana de Patología Clínica*; 46:79-85.

27. Espinoza Y, Huapaya P, Ayllón C, Sevilla C, Huiza A, Jiménez Susana.(2003) Toxocariosis humana en pacientes con lesión ocular An. Fac.med. v.64 n.4 Lima.
28. Espinoza Y, Huapaya P, Huiza A, Jiménez S, Náquira C. (2003). Toxocariasis humana:seroprevalencia en población de Lima mediante la técnica de ELISA. Anal Fac Med; 64(4): 228-232.
29. Felberg NT, Shields IA, Federman IL (1981) Antibody to toxocara canis in the aqueous humor. Arch ophthalmol 99: 1563-1564.
30. Fenoy S, Cuellar C, Aguila C, Guillen JL (1992). Persistence of immune response in human Toxocarriasis as measured by ELISA. Int. J Parasitol 22.1037-1038.
31. García M, Díaz O, Estévez J, Cheng R, Araujo M, Castellano J, et al (2004).
32. Prevalência de infección por *Toxocara* em pre-escolares de uma comunidade educativa del Moján, estado Zulia, Venezuela. *Invest clin*, 45(4):347-354.
33. Gillespie S H (1987) Human Toxocariasis. J Appl Bacteriol 63, 473-479
34. Girdwood RW (1986). Human Toxocariasis. J Small An Practice 27, 649-654.
35. Glickman LT, Schantz PM (1981). Epidemiology and pathogenesis of zoonotico toxocariasis. *Epidemiologic Reviews*, 3:230-250.

36. Glikman Lt, Schantz PM, Dombroske ER, Cypess R (1978) Evaluation of Serodiagnostic test for visceral larva migrans. *Am J Trop. Med Hyg* 27: 492-498.
37. Hill I R, Denham DA, Schultz C L (1985). *Toxocara canis* larvae in the brain of a british child. *Trans R. Soc Trop Med Hyg* 79, 351-354.
38. Holland C, O' Lorcaín P, Taylor M, Kelly A (1995). Seroepidemiology of toxocariasis in school children. *Parasitology*, 110:534-542.
39. Hotez P (1993) Visceral and ocular larva migrans. *Seminars in Neurology*; 13: 175-9.
40. Hubner J, Uhlikova M, Leissova M (2001) Diagnosis of the early phase of larval toxocariasis using IgG avidity J. *Epidemiol Microbiol Immunol* 50:67-70.
41. Huntley C, Costas M, Lysterly A.(1965) Visceral larva migrans syndrome: Clinical characteristics and immunologic studies in 51 patients. *Pediatrics*;36:523-36.
42. Jacob C, Pastorino A, Pérez B, Mello E, Okay Y, Oselka G (1994). Clinical and laboratorial features of visceral toxocariasis in infancy. *Rev. Inst Med Trop Sao Paulo*;36: 19-26.
43. Jacquier P, Gottstein B, Stingelin Y y Eckert J (1991) Immunodiagnosis of toxocariasis in humans: evaluation of a new enzyme-linked immunosorbent assay kit. *Clin microbial*; 29:1831-5.
44. Kerr-Muir MG (1994). *Toxocara canis* and human health. *Br Med J*, 309:5-6.

45. Lewis J.W, Marzels R.M (1993). *Toxocara* and toxocariasis clinical epidemiologic and molecular perspectives. London: British parasitological society with the institute of biology.
46. Liu L. (1999) Toxocariasis and larva migrans syndromes. En:Tropical Infectious Diseases:principles, pathogens and practice. RL Guerrant, DH Walker, PF Weller, Eds. Vol. 2. Churchill Livingstone, Philadelphia, USA, p. 907-15
47. Lynch N, Eddy K, Hodgen A, López R, Turner K (1988). Seroprevalence of *Toxocara canis* infection in tropical Venezuela. *Trans R Soc Trop Med Hyg*, 82(2):275-281.
48. Lopera M, Botero J, Hurtado M, Cañas L y Ocampo N. 2001.Toxocariasis Ocular en menores de edad. *Iatreia*, Vol 14, N° 4; 241
49. López M, Martín G, Chamorro M, Alonso J. (2005) Toxocariosis en niños de una región subtropical *Medicina* (B. Aires) vol.65 no.3 Buenos Aires May/June
50. Magnaval J, Fabre R, Maurières P, Charlet J y Larrard B (1991) Application o the western blotting procedure for the immunodiagnosis of human toxocariasis. *Parasitol Res* 77: 697-702.
51. Magnaval J, Fabre R, Maurières P, Charlet J y Larrard B (1992). Evaluation of an immunoenzymatic assay detectings specific anti.toxocara immunoglobulin E for diagnosis and possltreatment follow-up human toxocariasis. *I Clin Microbiol*; 30:2269.74.

52. Magnaval JF, Glickman LT, Dorchies P, Morassin B (2001). Highlights of human toxocariasis. *The Korean J Parasitol*, 39 : 1-11.
53. Maizels RM, De Savigny D, Ogilvie BM (1984) Characterization of surface and excretory-secretory antigens of *Toxocara canis* infective larvae. *Parasite Immunol* 6: 23-37.
54. Maizels RM, Tetteh KK, Loukas A. (2000) *Toxocara canis*: genes expressed by the arrested infective larval stage of a parasitic nematode. *Int J Parasitol* ; 30 : 495-508.
55. Minvielle M, Niedfeld M, Ciarmela M, Basualdo J.(1999). Toxocariosis causada por *Toxocara canis* aspectos clínicos epidemiológicos. *Enferm Infecc Microbiol Clin*, 17:300-6.
56. Nichols RL (1956). The etiology of visceral larva migrans I. Diagnostic morphology of infective second stage *Toxocara* larvae. *J Parasitol*, 42:349-362.
57. Nichols RL (1956). The etiology of visceral larva migrans II. Comparative morphology of *Ascaris lumbricoides*, *Necator americanus*, *Strongyloides stercoralis*, and *Ancylostoma caninum*. *J Parasitol*, 42:363-378.
58. Noemi I, Rugiero E, Viovy A, Cortes P, Cerva J, Gonzalez M, Back S, Herrera M, Cordovez J (1997). Seorepidemiologia Familiar de la Toxocariasis. *Bol Chil Parasitol*, 49:52-59.

59. Noemi J, Viovy A, Cerva I, Gottlieb B, Roncone E, Quera R, Soto S, Herrera A, Fierro O, Fuentealba M, Contrerar A, Berrios R (1992). Perfil clínico de la toxocariasis en pediatría. *Parasitología al Día*, 16: 191-7.
60. Nunes C M, Tundisi R N, García J F, Hernemamm M B, Ogassawara S, Richtzenhain L J (1997) Cross-reactions between toxocara canis and Ascaris suum in the diagnosis of visceral larva migrans by western blotting technique. *Rev. Inst Med Trop. Sao Paulo* 39: 253-256.
61. Overgaauw PA.(1997) Aspects of Toxocara epidemiology: human toxocarosis. *Crit Rev Microbiol* ; 23(3):215-231.
62. Page A, Rudin W, Fluri E, Blaxter M and Maizels R. (1992) Toxocara canis: a labile antigenic surface coat overlying the epicu-ticule of infective larvae. *Exp Parasitol*; 75: 72-86.
63. Park SP, Park IW, Park Hy, Lee SU, Huh S, Magnaval JF (2000). Five cases of ocular toxocariasis confirmed by serology. *Korean J Parasitol* Dec; 38(4): 267-7
64. Parslow T, Stitis D, Terr A y Imboden J (2002). *Inmunología básica y clínica*. Edit.
65. El manual moderno. Edición 10ma. Pawlowski , Z (2001). Toxocariasis in humans. *J. Helminthol*, 75: 299-305.
66. Petithory J (1993) Immunological studies on ocular larva migrans. In *Toxocara and toxocariasis clinical epidemiological and molecular perspectives* (Lewis JW and

67. Marzels RM. Eds) British society for parasitology and Institute of Biology 81-89.
68. Pifano F, Orihuela A, Delgado O, Cortez R, Abdul S, de Ortiz D, Garmendia J (1988).
69. La toxocariasis humana en Venezuela, especialmente en el Valle de Caracas. *Gac Med Caracas*, 96:31-41.
70. Prats L (1991). "El veterinario en la patología y manejo de colectividades felinas". *Jornadas sobre patología y traumatología felina*, 1:12-13.
71. Pretejer MJ, Cuellar C, Guillen JL, Aguila C, Fenoy S, Chivato T, Laguna R (2003) Cross reactivity between Anisakis simples sensitization and visceral larva migrans by toxocara canis. *Acta Trop* 89: 85-89.
72. Pons E, Aguila C (2004). Follow-up of nimal Toxocara infection by western blot analysis.
73. In Parasitology EM.o. (Ed) Valencia. Salaverria CA, Marquez T, Figuera L, Rodríguez J, Parada E, Herrera L, López M, Noriega A, Salvador N y Houda S (2006).
74. Estudio clínico-epidemiológico y serológico en niños con mascotas caninas parasitadas con *Toxocara canis* en zona rural del norte de Venezuela. *Boletín de malariología y salud ambiental*, XVII Congreso Latinoamericano de Parasitología, Nueva Esparta, P150:194.

- 75.** Sapunar J, Verdaguer J, Zenteno J, Zenteno E. (1989) Larva migrans ocular por *Toxocara*.
- 76.** Análisis de 31 casos. *Parasitología al Día*; 13:21-33. Schantz PM, Glickman LT (1978). Current concepts in parasitology *Toxocaral visceral larval migrans*. *N Engl J Med*, 298:436-439.
- 77.** Schantz P, Glickman L. (1983) Ascáridos de perros y gatos: Un problema de salud pública y de medicina veterinaria. *Bol of Sanit Panam*,: 94(6).
- 78.** Schantz P, Meyer D, Glickman L. (1979). Clinical, serologic and epidemiologic characteristics of ocular toxocariasis. *Am J Trop Med Hyg*;28: 24-8.
- 79.** Smith H, Kusel JR, Girdwood RW (1983). The production of human A and B blood group like substances by in vitro maintained second stage *toxocara canis* larvae their presence on the outer larval surfaces and in their excretions/secretions. *Clin Exp Immunol* 54, 625-623.
- 80.** Sprent JFA (1952). On the migratory behavior of the larvae of various *Ascaris* species in white mice I. Distribution of larvae in tissues. *J infect Dis*, 90:165-176.
- 81.** Sprent JFA (1958). Observations on the development of *Toxocara canis* in the dog. *Parasitology*, 48:184-209.
- 82.** Triviño X, Bedragal P, Torres M, Canales M, Alvarado C, Hernández R.(1999)

- 83.** Toxocariosis en Chile: Serie Clínica en un centro de pediatría ambulatoria. *Parasitol día*; 23 (3-4): 113-117.
- 84.** Vaughan D, Asbury T, Riordan-Eva P (1996). *Oftalmología general*. Edit. Manual Moderno. Edición 12.
- 85.** Vázquez O, Martínez B, Tay Zabala J, Ruiz A, Pérez Torres A (1997). Verduras de consumo como probable fuente de infección de *Toxocara sp.* para el hombre. *Bol ChilParasitol*,52:47-50



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
 ESCUELA DE CIENCIAS DE LA SALUD
 DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA

CONSENTIMIENTO INFORMADO PARENTAL

Yo, _____ C.I.N° _____,
 Representante del (la) menor, _____.

Declaro que he sido informado (a) del propósito de la investigación “Aspectos clínicos-epidemiológicos y serológicos de una población de edad escolar con toxocarisis de una unidad educativa de la zona norte del estado Anzoátegui” aceptando de manera voluntaria, para participar en el mismo, el cual consiste en la determinación de Anticuerpos Específicos para el parásito en estudio y evaluación Clínico-Epidemiológica y, que estos datos pueden ser utilizados de manera confidencial para fines de investigación.

Firma del Representante _____.

Firma del Testigo _____.

Firma del Médico Responsable.

Barcelona _____ de _____ de 2008.

**METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y
ASCENSO**

TÍTULO	“SEROPREVALENCIA DE ANTICUERPOS ANTI-<i>TOXOCARA</i> Y ALTERACIONES OCULARES EN ESCOLARES DE LA U. E. PADRE SALIMERO “FE Y ALEGRÍA” DEL MUNICIPIO SOTILLO DEL ESTADO ANZOÁTEGUP”
SUBTÍTULO	

AUTOR (ES):

APELLIDOS Y NOMBRES	CÓDIGO CVLAC / E MAIL
Fernández N., Leslymar Z.	CVLAC: 16252871
Pimentel H., Rafael A.	CVLAC: 17010205
Poyer., Mariana I.	CVLAC: 17536773

PALÁBRAS O FRASES CLAVES:

TOXOCARIOSIS

TOXOCARA CANIS

LARVA MIGRANS VISCERAL

LARVA MIGRANS OCULAR

ELISA

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:

ÁREA	SUB ÁREA
Ciencia de Salud	Medicina

RESUMEN (ABSTRACT):

Se realizó un estudio observacional, de tipo analítico y de corte transversal, en escolares de la Unidad Educativa Padre Salimero “Fe y Alegría”, sector Vidoño, municipio Sotillo, estado Anzoátegui con el objetivo de estudiar la seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* y la presencia de alteraciones oculares, que les permitan a las autoridades sanitarias conocer la prevalencia de toxocariosis humana y tomar las medidas preventivas y curativas pertinentes en los pobladores infectados o en riesgo, principalmente en las escuelas públicas. Se realizó una encuesta clínica dirigida a padres y representantes donde se obtuvo información sobre los síntomas de cada niño; posteriormente, previa autorización, se extrajo una muestra sanguínea de cada participante para la determinación serológica de anticuerpos anti-*Toxocara* a través del método de ELISA, y se realizó valoración oftalmológica a los casos seropositivos. Los datos resultantes, indican un porcentaje de seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxocara* de 19% (11/59). Al correlacionar la presencia y ausencia de manifestaciones clínicas generales y la población total, se determinó que la hepatomegalia correspondió sólo a la población seropositiva (3/11), así mismo al relacionar las manifestaciones oftalmológicas con la población total, se observó que la fotofobia 35% (7/11), el dolor ocular 41,2% (7/11) y lagrimeo 40,0% (6/11), sólo prevaleció en la población seropositiva, siendo estadísticamente significativos.. Se llegó a la conclusión que: 1) la presencia de anticuerpos anti-*Toxocara* no determina por sí sólo la existencia de toxocariosis ocular; esta se diagnostica correlacionando los hallazgos clínicos oftalmológicos y serológicos simultáneamente y, 2) la realización del test de ELISA IgG anti-*Toxocara* es útil para orientar el diagnóstico en casos de observar manifestaciones clínicas o lesiones oculares, sugerentes de toxocariosis sistémica u ocular respectivamente.

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:**CONTRIBUIDORES:**

APELLIDOS Y NOMBRES	ROL / CÓDIGO CVLAC / E-MAIL				
MOROCOIMA, ANTONIO	ROL	CA	AS X	TU	JU
	CVLAC:	4.614.638			
	e-mail:	amorocoima@hotmail.com			
PARADA, ELIZABETH	ROL	CA X	AS	TU	JU
	CVLAC:	6.963.223			
	e-mail:	eliinmuno@msn.com			
KIRIACO, DEMETRIO	ROL	CA	AS	TU	JU X
	CVLAC:	5698723			
	e-mail:	kiriacosch@cantv.net			
ROMERO, MARÍA TERESA	ROL	CA	AS	TU	JU X
	CVLAC:	3852817			
	e-mail:	Marite826@hotmail.com			

FECHA DE DISCUSIÓN Y APROBACIÓN:

2009	03	19
AÑO	MES	DÍA

LENGUAJE. SPA

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:

ARCHIVO (S):

NOMBRE DE ARCHIVO	TIPO MIME
Tesis.Anticuerpo_Anti-toxocara_Alteraciones oculares.doc	Aplicación/msword

CARACTERES EN LOS NOMBRES DE LOS ARCHIVOS: A B C D E F G H I J K L M N O P Q
R S T U V W X Y Z . a b c d e f g h i j k l m n o p q r s t u v w x y z . 0 1 2 3 4 5 6 7 8 9.

ALCANCE

ESPACIAL: _____(OPCIONAL)

TEMPORAL: _____OPCIONAL)

TÍTULO O GRADO ASOCIADO CON EL TRABAJO:

Medico Cirujano

NIVEL ASOCIADO CON EL TRABAJO:

Pregrado

ÁREA DE ESTUDIO:

Departamento de Medicina

INSTITUCIÓN:

Universidad de Oriente Núcleo de Anzoátegui

METADATOS PARA TRABAJOS DE GRADO, TESIS Y ASCENSO:

DERECHOS

De acuerdo al artículo 44 del Reglamento de Trabajo de Grado:

“Los Trabajos de Grado son exclusiva propiedad de la Universidad y solo podrán ser utilizados a otros fines con el consentimiento del Consejo de Núcleo respectivo, quien lo participará al Consejo Universitario”

AUTOR

FERNANDEZ LESLYMAR

AUTOR

PIMENTEL RAFEL

AUTOR

POYER MARIANA

TUTOR

MOROCOIMA, ANTONIO

JURADO

KIRIACO, DEMETRIO

JURADO

ROMERO, MARÍA TERESA

POR LA SUBCOMISION DE TESIS