



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE QUIMICA

32
Zy

LAS PARASITOSIS INTESTINALES EN LA
COMUNIDAD DE ARRIAGA, CHIAPAS

INFORME DE LA PRACTICA PROFESIONAL

PARA OBTENER EL TITULO DE:
QUIMICO FARMACEUTICO BIOLOGO

P R E S E N T A :
JUAN DE DIOS DOMINGUEZ SALDAÑA



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

MEXICO D. F.:

1996

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

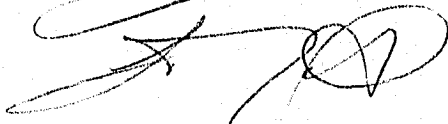
JURADO ASIGNADO

PresidenteProf. OSCAR VELASCO CASTREJÓN
Vocal Prof. ABEL GUTIÉRREZ RAMOS
Secretario Prof. MARCO ANTONIO BECERRIL FLORES
1er. suplente Prof. ADRIANA GUADALUPE MEJÍA CHÁVEZ
2do. suplente Prof. MAITE ASTIGARRAGA ZAVALETA

SITIO DONDE SE DESARROLLÓ EL TEMA:

ARRIAGA CHIAPAS, MÉXICO


ASESOR: M. EN C. MARCO ANTONIO BECERRIL FLORES


SUSTENTANTE: JUAN DE DIOS DOMÍNGUEZ SALDAÑA

A mis padres, Guillermo y Fidalma,
gracias por hacer mas fácil mi vida.

AGRADECIMIENTOS:

A mis hermanos, Hector, Guillermo, Francisco y Carlos, por todo aquello que nos mantiene unidos y recuerden que es mucho más difícil ganar la carrera de 500 m sólo que en relevos de 5x100.

A mis abuelitos Sara y Fortunato, por proporcionar parte de los genes que me conforman, lo que los hace inmortales y sepan siempre que en algún lugar del mundo tienen un nieto que los lleva en su corazón.

A mis padrinos, Hans y Estela, por estar presentes siempre en los momentos más importantes de mi vida y considerarme no un ahijado sino un hijo más.

A Claudia, por todos esos momentos que hemos pasado juntos, incluyendo hasta los arrebatos y enojos que fortalecen una relación.

A mi maestra de primaria, Vilma y a mi tía Victoria, por haber construido en mí los cimientos del aprendizaje.

A mis tíos, Pepe e Hilda, por hacerme comprender lo grande que puede ser un hombre cuando se esfuerza.

A la abuela Irma y al tío Noé, por permitirme el acceso a su familia y dejar que la hiciera mía.

A toda la familia, por brindarme su apoyo comprensión y cariño, recuerden que los errores del hombre contribuyen el engrandecimiento del mismo.

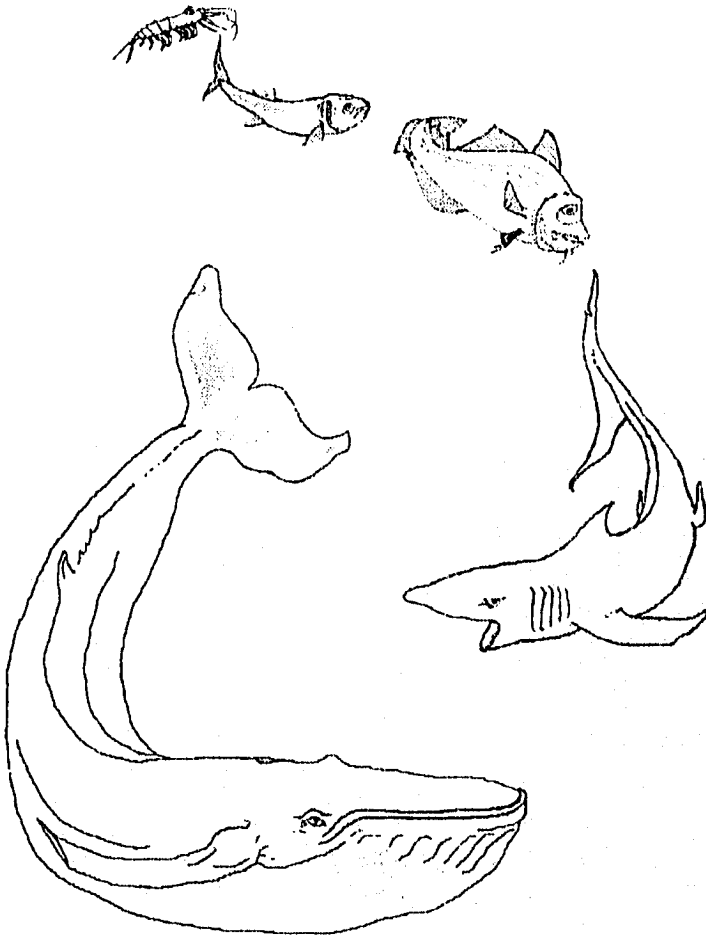
A Blanca, gracias por haber introducido en mi diccionario la palabra "hubiera" que permite ver la vida desde otro punto de vista y recuerda que cada persona sube la montaña como quiere y nadie es culpable de sus olvidos.

A mis cuñadas, por darme esos sobrinos que de alguna manera me hacen eterno.

A mi asesor, Marco Antonio, por ser amigo antes que maestro.

A Sergio y Luis, gracias por ser los mejores amigos.

“Una imagen dice más que muchas palabras”



Aquí es donde el pequeño se come al grande.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
2. INFORMACIÓN GENERAL SOBRE EL TEMA	5
2.1 Epidemiología de las enteroparasitosis	5
2.2 Características epidemiológicas de la comunidad de Arriaga Chiapas	6
2.3 Parasitosis intestinales reportadas en la República Mexicana	8
2.4 Diagnóstico de las parasitosis intestinales	17
3. ACTIVIDADES DESARROLLADAS	24
3.1 Muestras estudiadas	24
3.1.1 Registro	24
3.1.2 Recolección de muestras	24
3.2 Examinación de las muestras	26
3.2.1 Examen macroscópico de las muestras	26
3.2.2 Examen microscópico de las muestras	26
3.3 Técnicas utilizadas para la búsqueda de parásitos	26
3.3.1 Método Directo	26
3.3.2 Método de Faust	27

3.3.3 Método de Graham	28
3.3.4 Tamizado de heces	29
3.3.5 Método de Baerman	30
3.3.6 Método de cultivo en papel filtro, Harada-Mori	31
3.4 Resultados	32
4. CONCLUSIONES	44
5. APÉNDICE	49
5.1 Apéndice	49
5.2 Apéndice	50
6. BIBLIOGRAFÍA	51

LAS PARASITOSIS INTESTINALES EN LA COMUNIDAD DE ARRIAGA CHIAPAS

1. INTRODUCCIÓN

Es raro encontrar en la naturaleza a un organismo vivo que no pueda llegar a ser huésped de un parásito; en el humano se puede encontrar una gran variedad de parásitos, desde muy simples como virus y bacterias, hasta tan complejos como son algunos artrópodos. Las poblaciones de organismos que parasitan al hombre son tan extensas que los expertos las han agrupado para su facilidad de estudio, perteneciéndole a la Parasitología el estudio de los protozoos, helmintos y artrópodos.

El ser humano está expuesto a muchas enfermedades de causas diversas. De estas, las ocasionadas por parásitos tienen gran importancia puesto que los agentes causales pueden colonizar cualquier parte del cuerpo humano, desde la piel hasta el sistema nervioso; el aparato digestivo es uno de los órganos más parasitados, el cual es infectado por una gran diversidad de organismos, que actúan como parásitos o comensales. Además de la misma presencia del microorganismo, la infección por un parásito en una comunidad depende tanto de factores epidemiológicos como aquellos relacionados con el huésped y el parásito mismo. De este modo, la presencia de casos de infecciones parasitarias depende de la región en cuestión.^{1,2} Por ejemplo, está claramente demostrado que las zonas rurales presentan poblaciones con más personas parasitadas que las urbanas;^{3,4,5} sin embargo, la magnitud con que se presenta una parasitosis en un lugar dado, sólo se conoce al realizar los estudios adecuados de la población. A este respecto, existen pocos reportes sobre la frecuencia de parásitos intestinales en la República Mexicana. En el Estado de Chiapas sólo se ha publicado un estudio, en la población de "Pueblo Nuevo Comaltitlán" en 1955⁶; con estos datos se cree que el Estado completo presenta una frecuencia similar, lo que ocasiona dudas puesto que en el mismo Estado existen comunidades con diferentes condiciones epidemiológicas y gente con distintas costumbres, hábitos y cultura que dejan duda sobre si el dato que ya se tiene pueda aplicarse a estos últimos poblados. En este sentido, la comunidad de "Arriaga", en Chiapas, presenta diferentes condiciones que las de "Pueblo Nuevo Comaltitlán", por lo que sería muy importante conocer las parasitosis intestinales que se encuentran en este lugar.

Arriaga es una región de la costa de Chiapas que nunca se ha investigado parasitológicamente por ningún organismo de salud; los médicos sospechan y diagnostican constantemente casos de parasitosis, tanto intestinales como extra intestinales, más aún en los laboratorios clínicos se diagnostican casos de parasitosis intestinales frecuentemente. Esto hace pensar que es necesario conocer con precisión la frecuencia con que se presentan estas parasitosis para tener conciencia de los riesgos que presenta la gente que ahí habita y hacer una llamada de atención a la gente para realizar campañas de control y prevención contra las enfermedades parasitarias que ahí existen.

Con el fin de conocer las parasitosis intestinales existentes en la comunidad de Arriaga y su relación con la sintomatología presentada, se realizó, una revisión de los casos que se diagnosticaron en el invierno de 1995 mediante distintas técnicas parasitológicas, en el área de parasitología del laboratorio clínico DOMSA.

El procedimiento que se siguió fue el siguiente: a cada paciente que ingresó al servicio de parasitología del laboratorio clínico DOMSA, se le registraba la edad, sexo, sintomatología que presentaba, administración de sustancias antiparasitarias durante los últimos 3 meses anteriores a las pruebas del laboratorio y se les determinaba los parásitos intestinales por triplicado empleándose los métodos Directo, Faust, Graham, Tamizado de Heces, Baerman y/o Harada Mori.

El conocimiento acerca de las infecciones parasitarias intestinales en humanos, causadas tanto por protozoos como por helmintos, tiene gran importancia para la misma comunidad y para los médicos, ya que sirve de antecedente clínico que ayuda a orientar al diagnóstico de las enfermedades que se presentan en determinadas comunidades, y además contribuye al conocimiento clínico-epidemiológico de las parasitosis intestinales en México, puesto que uno de los problemas más comunes para los profesionistas del área de salud es la falta de disposición de datos e información actualizada sobre las infecciones parasitarias intestinales.

Por otro lado, el problema de las infecciones intestinales parasitarias se puede resolver empleando adecuadas prácticas de control, prevención y tratamiento al conocer el tipo de parasitosis que existen en una comunidad.

Por esta razón, mediante las técnicas antes citadas, se realizó el diagnóstico de las enteroparasitosis presentes en la comunidad de Arriaga, Chiapas, para conocer la frecuencia con que se presentan, y reportar la relación que tiene con la edad, sexo y sintomatología.

2. INFORMACIÓN GENERAL SOBRE EL TEMA

2.1 Epidemiología de las enteroparasitosis

Desde tiempos muy remotos ya se presentaban enfermedades enteroparasitarias, como el caso de una niña inca congelada, con huevos de tricocéfalos en heces y que data de cientos de años.⁷ Desde el punto de vista biológico la distribución de un parásito intestinal depende de su capacidad de resistir al ambiente donde se encuentre, mientras que desde el punto de vista epidemiológico, muchos estudios han demostrado que las enfermedades parasitarias intestinales se encuentran favorecidas tanto por factores climatológicos y geográficos, como socioeconómicos y culturales.^{1,2} Si analizamos la dinámica de transmisión de las parasitosis intestinales podremos observar que aquellos factores están relacionados directamente con la frecuencia con que se presentan las diferentes parasitosis en una comunidad, ya que algunos de los parásitos que las ocasionan realizan un ciclo biológico que depende directamente de la humedad y la composición del suelo como sucede con los nemátodos *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichiura*, *Strongyloides stercoralis* y uncinarias.

Para adquirir una infección parasitaria no sólo son importantes las condiciones epidemiológicas y la presencia del parásito⁸, sino también la susceptibilidad del huésped a la

infección⁹. El grado de susceptibilidad o resistencia de un huésped a una infección parasitaria depende de su estado inmunológico, edad y sus características genéticas¹⁰.

2.2 Características epidemiológicas de la comunidad de Arriaga Chiapas

La comunidad de Arriaga se localiza en la región suroeste del Estado de Chiapas, México, situada a 16° 14' 6" latitud norte y a 93° 54' 8" longitud oeste, a una altitud de 100 m sobre el nivel del mar, colinda al norte con los municipios de Cintalapa y Jiquipilas, al sur con el Mar Muerto, al noroeste con el municipio de Villaflores, al este con la comunidad de Tonala y al oeste con el Estado de Oaxaca¹¹.

Hasta ahora, la población total de Arriaga es de 37.807 habitantes, cifra que representa el 1.48% de la población total del estado y el 0.05% del país. La densidad demográfica en el municipio de Arriaga es de 57.87 habitantes/km². Los principales centros de población en el municipio son: Arriaga, Emiliano Zapata, Azteca, Nicolás Bravo, Lázaro Cárdenas, Calera, Punta Flor, Villa del Mar y la Gloria. La población se encuentra equilibrada en ambos sexos y la mayoría es joven¹².

En la comunidad, la tendencia de la vivienda es en su mayoría privada, disfruta de alumbrado público, parques, jardines, un rastro, un mercado, un panteón, drenaje, corriente eléctrica, los servicios de agua entubada, limpia, y seguridad pública. Las construcciones que

se observan son principalmente de ladrillos, barro, tabique, cemento, con techos de teja o cemento colado. Normalmente la ventilación es adecuada, ya que por su clima cálido las construcciones tienen ventanales y puertas grandes que además permiten una buena iluminación.

Las actividades económicas más importantes son agricultura, ganadería y pesca en un 33% de la población total, comercio en un 12%, servicios comunales en el 9%, industria manufacturera 6% y otras actividades 40%, uno de cada cuatro habitantes integra la población económicamente activa (PEA), que equivalen a 9,452 personas ocupadas¹².

Arriaga posee, para la atención de la salud, un hospital de Salubridad, un centro de salud, una clínica del I.M.S.S., I.S.S.S.T.E. y clínicas privadas; en las localidades de mayor importancia existen servicios médicos de consulta externa, del DIF y centros rurales de atención primaria.

En Arriaga se distinguen dos zonas, la del norte es accidentada y corresponde a la Sierra Madre de Chiapas, la segunda forma parte de la llanura del Pacífico; el clima de esta región es predominantemente cálido semi-húmedo según la clasificación de Thornthwaite;¹³ los meses más cálidos son marzo, abril y mayo; la dirección de los vientos es de norte a sur; tiene una temperatura media invernal de 27.8 °C; con una precipitación pluvial promedio de 2,000 mm³ promedio al año¹¹

2.3 Parasitosis intestinales reportadas en la República Mexicana

Las parasitosis que se han reportado en México y sus correspondientes agentes causales se encuentran en la siguiente tabla.¹⁴

TABLA I: PARASITOSIS QUE SE HAN REPORTADO EN MÉXICO Y SU AGENTE CAUSAL.

PROTOZOOS		HELMINTOS	
PARASITOSIS	AGENTE CAUSAL	PARASITOSIS	AGENTE CAUSAL
Entamoebosis (Amebiasis)	<i>Entamoeba histolytica</i>	Taeniosis	<i>Taenia saginata</i> <i>T. solium</i>
Balantidiosis	<i>Balantidium coli</i>	Taeniosis- cisticercosis	
Giardiosis	<i>Giardia lamblia</i>	Hymenolepiosis	<i>Hymenolepis nana</i> <i>H. Diminuta</i>
Naegleriosis	<i>Naegleria fowleri</i>	Hidatidosis	<i>E. granulosus</i>
Acanthamoebosis	<i>A. castellani</i> <i>A. albertsoni</i>	Fasciolosis	<i>Fasciola hepatica</i>
Isosporosis	<i>Isospora belli</i>	Paragonimosis	<i>Paragonimus mexicanus</i>
Sarcocystidosis	<i>Sarcocystis suis suis</i> <i>S. suis hominis</i>	Trichuriasis	<i>Trichuris trichiura</i>
Cryptosporidiosis	<i>Cryptosporidium muris</i> <i>C. parvum</i>	Capillariosis	<i>Capillaria hepatica</i>
Trichomonosis vaginal	<i>T. vaginalis</i>	Enterobiosis	<i>Enterobius vermicularis</i>
Trypanosomosis	<i>Trypanosoma cruzi</i>	Ascariosis	<i>A. lumbricoides</i>
Leishmaniosis	<i>Leishmania mexicana</i> <i>L. donovani</i>	Uncinariosis	<i>Necator americanus</i> <i>Ancylostoma duodenale</i>
Plasmodiosis (Malaria)	<i>Plasmodium vivax</i> <i>P. malarie</i> <i>P. falciparum</i>	Estrongiloidosis	<i>Strongyloides stercoralis</i>
Toxoplasmosis Comensales	<i>Toxoplasma gondii</i> <i>Chilomastix mesnili</i> <i>R. intestinalis</i> <i>Euteromonas hominis</i> <i>Trichomonas hominis</i> <i>T. tenax</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Endolimax nana</i> <i>Iodamoeba bütschlii</i>	Onchocercosis	<i>Onchocerca volvulus</i>
		Trichinellosis	<i>Trichinella spiralis</i>

El porcentaje promedio de personas infectadas por parásitos intestinales que se reportan en la República Mexicana se muestra en la siguiente tabla:^{15,16}

TABLA II: PORCENTAJE PROMEDIO DE LAS PARASITOSIS EN MÉXICO

PARÁSITO	PORCENTAJE PROMEDIO
<i>Entamoeba histolytica</i>	30.6%
<i>Entamoeba coli</i>	30.0%
<i>Giardia lamblia</i>	22.3%
<i>Endolimax nana</i>	10.2%
<i>Chilomastix mesnili</i>	9.6%
<i>Iodamoeba bitschlii</i>	4.8%
<i>Ascaris lumbricoides</i>	11.2%
<i>Trichuris trichiura</i>	1.7%
<i>Hymenolepis nana</i>	1.8%
<i>Taenia sp.</i>	menor 1.4%
<i>Necator americanus</i>	0.15%

El ciclo biológico de los parásitos intestinales es tan variado como la propia evolución biológica se lo ha exigido, teniendo como fin común la sobrevivencia de la especie en la naturaleza; en general, el ciclo biológico de los parásitos intestinales consiste en la entrada de la forma infectante del parásito por vía oral o cutánea, su desplazamiento a diferentes órganos con su establecimiento al tubo intestinal y la producción de las formas embrionarias que se expulsan junto con las heces, cerrándose el ciclo al infectar a un nuevo huésped con la fase infectante del parásito.

Tanto las fuentes de contaminación como la fase infectante varía para cada parásito; la forma infectante depende del tipo de reproducción que presenta en la naturaleza, de esta manera tenemos que los protozoos pueden realizar reproducción asexual y/o sexual; los que realizan únicamente reproducción asexual se encuentran en forma de "quiste" o "trofozoito" en la naturaleza; los que realizan reproducción sexual pueden encontrarse en la fase de "quiste", "trofozoito", "esporozoito" y "ooquiste". En el caso de los helmintos, pueden infectar en fase de huevo, huevo larvado, fases larvales o adultas que reciben distintos nombres.

Las fuentes de contaminación son también distintas para cada especie. En la siguiente tabla se representan las formas infectantes para cada parásito intestinal y las fuentes de contaminación donde se encuentra a cada uno de ellos, además de la vía de entrada.

TABLA III: FUENTE DE CONTAMINACIÓN Y FASE INFECTANTE PARA CADA PARÁSITO INTESTINAL QUE SE REPORTA EN MÉXICO

PARASITOSIS	PARÁSITO	FASE INFECTANTE	FUENTE DE CONTAMINACIÓN	VIA DE ENTRADA
Entamoebosis	<i>E. histolytica</i>	quiste	Alimentos y agua contaminados	Oral
Balantidiosis	<i>B. coli</i>	quiste	Alimentos y bebidas	Oral
Giardiosis	<i>G. lamblia</i>	quiste	Alimentos y bebidas	Oral
Isosporosis	<i>I. belli</i>	ooquiste	Alimentos y bebidas	Oral
Sarcocystidosis	<i>S. suis suis</i> <i>S. suis hominis</i>	quiste	Carne de porcino, ovino y caprino insuficientemente cocida	Oral
Cryptosporidiosis	<i>C. muris</i> <i>C. parvum</i>	ooquiste	Alimentos y bebidas	Oral
Comensales	Ver tabla I	quiste	Alimentos y bebidas	Oral
Taeniosis	<i>T. saginata</i> <i>T. solium</i>	huevo	Alimentos y bebidas	Oral
Cisticercosis	<i>T. solium</i>	larva (cisticerco)	Carne de cerdo insuficientemente cocida	Oral
Hymenolepiosis	<i>H. nana</i> <i>H. diminuta</i>	huevo embrionado	Alimentos y bebidas contaminados	Oral
Fasciolosis	<i>F. hepatica</i>	metacercaria	Ingestión de vegetales acuáticos (berros)	Oral
Trichuriasis	<i>T. trichinra</i>	huevo larvado	Alimentos y bebidas contaminados	Oral
Capillariosis	<i>C. hepatica</i>	huevo embrionado	Ingestión de hígado crudo	Oral
Enterobiosis	<i>E. vermicularis</i>	huevo larvado	Fomites y transmisión directa por manos	Oral
Ascariosis	<i>A. lumbricoides</i>	huevo larvado	Alimentos y bebidas contaminados	Oral
Uncinariosis	<i>N. americanus</i> <i>A. duodenale</i>	larvas filariformes	Tierra, arcilla-arenosa húmeda, 27-29°C	Cutánea
Estrongiloidosis	<i>S. stercoralis</i>	larvas filariformes	Tierra, arcilla-arenosa húmeda, 27-29°C	Cutánea

Cuando los parásitos intestinales logran introducirse en el cuerpo del huésped, se establecen en alguna parte del aparato digestivo, en donde maduran, se reproducen y ocasionan daños al huésped que posiblemente puedan causar la muerte o bien las lesiones no sean tan graves y a veces pasen inadvertidas.

En la siguiente tabla se muestran los sitios específicos del intestino donde se localizan los parásitos que se han reportado en México y los mecanismos de patogenicidad que realizan.

TABLA IV: LOCALIZACIONES DE LOS PARÁSITOS INTESTINALES REPORTADOS EN MÉXICO Y SU MECANISMO DE PATOGENICIDAD

PARÁSITOS	LOCALIZACIONES	MECANISMO DE PATOGENICIDAD
<i>E. histolytica</i>	Intestino grueso (principalmente ciego intestinal y recto sigmoides); piel (accidentalmente), cualquier otra parte del cuerpo	Daño tisular por acción de enzimas como hialuronidasa, mucinasa, DNasa, etc.: eritrofagocitosis.
<i>Balantidium coli</i>	Intestino grueso (principalmente ciego y rectosigmoides)	Daño tisular por acción de enzimas como hialuronidasa, mucinasa, DNasa, etc.: eritrofagocitosis.
<i>Giardia lamblia</i>	Intestino delgado (principalmente duodeno e yeyuno)	Irritación traumática a través del disco succionario a las microvellosidades de los enterocitos y traumático por movimiento de los flagelos.
<i>Isospora belli</i>	Intestino (principalmente la región cecal y rectosigmoides)	Daño celular por la acción del parasitismo intracelular, provocando inflamación, grados variables de necrosis de la mucosa y submucosa intestinal.
<i>S. sui-hominis</i>	Intestino	Citólisis por invasión de células del subepitelio.
<i>C. muris</i>	yeyuno proximal	Daño mecánico a las microvellosidades de los enterocitos atrofiándolas y provocando infiltrado mononuclear.
<i>C. parvum</i>	Tracto digestivo	
<i>Taenia solium</i>	Intestino	Los mecanismos fundamentales son los toxialérgicos y el expoliativo, ambos de moderada intensidad, puede provocar fenómenos mecánicos pseudoobstrucivos.
<i>Taenia saginata</i>		Efectos toxialérgico y mecánico de destrucción de las vellosidades intestinales.
<i>H. nana</i>	Intestino	Ejerce acción mecánica, traumática y tóxica.
<i>H. diminuta</i>		
<i>F. hepatica</i>	Conductos biliares	Daño traumático y expoliatriz combinado con trastornos nutritivos graves por competencia de nutrientes
<i>T. trichiura</i>	Intestino grueso	Daño mecánico que produce lesiones granulomatosas en el hígado y hepatomegalia.
<i>C. hepatica</i>	Hígado	Prurito anal por acción mecánica de la hembra en la postura de huevos y provoca hipersensibilidad a metabolitos del parásito.
<i>E. vermicularis</i>	Ciego, ileon terminal y colon ascendente.	Daño mecánico y expoliatriz que provoca en el intestino obstrucción intestinal, alteraciones nutricionales, y en algunos casos peritonitis, fuera del intestino provoca ruptura de capilares pulmonares con focos de microhemorragias, respuesta inflamatoria toxialérgicas y neumonitis asmátiforme.
<i>A. lumbricoides</i>	Intestino delgado (principalmente duodeno)	Daño expoliatriz provocando pequeñas ulceraciones en el sitio de fijación y pérdida e inflamación de la mucosa intestinal, en su ciclo extraintestinal produce efectos traumáticos como eritemas en el sitio de penetración y lesiones en alveolos pulmonares.
<i>N. americanus</i>	Intestino delgado (principalmente yeyuno)	En el intestino provocan un aumento en la actividad peristáltica, en su ciclo extraintestinal produce efectos traumáticos como eritemas en el sitio de penetración y lesiones en alveolos pulmonares.
<i>A. duodenale</i>		
<i>S. stercoralis</i>	Intestino delgado (principalmente la parte alta)	

Una vez localizados en el aparato digestivo, los efectos patógenos pueden ser muchos y muy variados, tan sutiles que no sean evidentes, o por el contrario tan agresivos que pongan en peligro la vida del ser humano, entre los efectos patógenos más comunes tenemos al trauma físico o destrucción de células, tejidos y órganos mediante efectos mecánicos o químicos (ver tabla III); un ejemplo es el efecto traumático de los parásitos adultos de *A. lumbricoides* en la mucosa intestinal, puede ser muy leve ya que tienen poco contacto, sin embargo cuando las larvas de *A. lumbricoides* penetran a los capilares pulmonares para entrar a los alvéolos, dañan los vasos sanguíneos y producen hemorragias, el traumatismo causado por las larvas de *S. stercoralis* y *uncinarias* en su ciclo extraintestinal es parecido al de *A. lumbricoides*, sin embargo las uncinarias en estado adulto se alimentan fijándose profundamente a la mucosa, ingiriendo sangre y líquidos celulares (mecanismo expoliatriz).

Uno de los parásitos que produce traumatismo más severo es el protozoo, *E. histolytica*, el cual puede llegar a perforar la mucosa del intestino grueso, formando úlceras y abscesos gracias a la acción de enzimas como hialuronidasa, colagenasa y mucinasas entre otras, que actúan sobre los tejidos.

La desnutrición del hombre puede ser causada de dos maneras, una es por la competencia de metabolitos, en la cual, parásitos tan evolucionados que no tienen aparato digestivo, subsisten sólo de las sustancias nutritivas del huésped, este es el caso de los

céstodos, los cuales absorben pocos nutrientes pero cuando el aporte de alimento es bajo o se encuentran en alta cantidad producen deficiencias importantes; otro de los ejemplos es la infección masiva por *A. lumbricoides*, los cuales consumen una buena parte del alimento del huésped. La otra manera de causar desnutrición en el humano es por la inhibición de la absorción, un ejemplo muy claro es el producido por *G. lamblia*; el cual se adhiere por su parte ventral a la mucosa intestinal del huésped, de modo que cuando se encuentra en grandes cantidades bloquea gran parte del intestino interfiriendo en la absorción de alimentos por el humano, pasando sin ser aprovechados a través del intestino para ser eliminados

La sintomatología que se presenta en cada parasitosis depende del sitio donde se localiza el parásito, el mecanismo de patogenicidad y la susceptibilidad del huésped.

Los síntomas generales más frecuentes en las enteroparasitosis son las alteraciones en el apetito, disminución del peso corporal, y otras como cefalea, astenia y adinamia. Algunos síntomas digestivos son vagos e inespecíficos que van desde diarreas hasta estreñimiento; en la giardiosis las diarreas son de gran número de evacuaciones con moco y elevado contenido en grasas por la atrofia de las vellosidades intestinales; se producen heces líquidas o pastosas en la himenotepiosis, ascariosis, uncinariosis y en la strongiloidosis; de carácter disentérico es la diarrea cuando hay colitis amebiana, balantidiana y trichuriasis, todos con daño severo de la mucosa, en donde la producción de ulceraciones es muy común; el estreñimiento, por otro lado, es producido en algunos periodos evolutivos de la amebiasis, siendo pertinaz en el

megacolon chagásico, aunque este no es producido por un enteroparásito. algunas parasitosis como la amebiasis presentan periodos diarreicos y de estreñimiento alternado.

El dolor abdominal puede ser variable en las parasitosis intestinales, siendo más frecuentes el cólico intestinal y la epigastralgia y a veces de carácter pseudoulceroso, otro síntoma muy frecuente es el meteorismo marcado y molesto muy común en la giardiasis; las principales complicaciones son las perforaciones intestinales por amebiasis y balantidiosis, y la obstrucción intestinal por *A. lumbricoides*.

Existen parasitosis en las que los síntomas psíquicos son importantes como en la enterobiosis, en la cual, la ovoposición de las hembras en la región perianal provoca una comezón nocturna que produce insomnio e irritación; las taeniosis originan en muchos pacientes una especie de vergüenza al sentirse parasitados cuando observan la deposición de proglótidos en sus heces. Existen problemas más severos como las crisis convulsivas epileptiformes encontradas en pacientes con cisticercosis. Las alergias se presentan principalmente como prurito anal o nasal en helmintiasis, la urticaria y la bronquitis asmátiforme se han encontrado en casos aislados.

Como se observa, los signos y síntomas de las enteroparasitosis son inespecíficos, lo que no permite diagnosticar de manera fácil a una parasitosis intestinal; esto obliga a recurrir a estudios de laboratorio que indiquen la presencia de algún parásito ¹⁷.

2.4 Diagnóstico de las parasitosis intestinales.

A las técnicas que se emplean para diagnosticar una parasitosis intestinal mediante una muestra de heces se les denomina "exámenes coproparasitológicos (CPS)": no en todas las técnicas que se realizan para el diagnóstico de parásitos intestinales se emplea materia fecal.

Cuando se analiza una muestra de materia fecal se debe realizar lo siguiente:^{17,18,19,20}

1) Examen macroscópico de las heces, que implica la observación física de la muestra, registrando la consistencia, la presencia de moco, sangre o helmintos macroscópicos. La consistencia, en caso de las parasitosis causadas por protozoos, es una guía para buscar el estadio del parásito y sospechar el daño producido en el humano; así tenemos que en la materia fecal formada es más probable encontrar quistes, en la semiformada quistes y trozofitos, y en la semilíquida y líquida trozofitos. El moco y/o la sangre fresca presentes en las heces nos indica la posible perforación del intestino, debido a la presencia de amebas o *Balantidium coli* por lo que las muestras deben de analizarse con la brevedad posible para evitar la posible destrucción de los trozofitos, y la emisión de un resultado falso negativo en el diagnóstico.

2) Conservación de la muestra, es recomendable para posteriores exámenes que la conservación de la muestra se puede realizar de dos maneras, mediante un procedimiento físico, como la temperatura baja 4°C (refrigeración), que puede conservar estructuras parasitarias en la materia fecal formada durante 48 hrs o mediante métodos químicos que se basan en la utilización de sustancias químicas que permiten conservar las muestras durante más tiempo como la solución de formaldehído al 10%, la solución de mertiolate-yodo-formaldehído (MIF), que aparte de ser una solución conservadora de todas las estructuras parasitarias, las tinte, al igual que el fijador de fenol alcohol y formol (PAF) cuando se utiliza con azul de metileno o tiónina, con este último no se deforman los trofozoítos de amebas; la glicerina al 50%, que aunque sólo es útil para conservar huevos de helmintos es otro fijador que puede ser utilizado como conservador al igual que el fijador de Schaudinn que es excelente para conservar todo tipo de formas parasitarias, trofozoítos, quistes, huevos y larvas; el fijador de alcohol polivinílico (PVA) es la mezcla del fijador de Schaudinn modificado con alcohol polivinílico dando resultados excelentes de varios meses de conservación y fijación ¹⁸.

3) Examen directo en fresco, este método es el más antiguo de todos y posiblemente el más utilizado por su sencillez, rapidez y economía; es tan antiguo como la misma microscopía pues lo usó Anton Van Leewenhoek en la observación de sus propias heces donde descubrió seguramente a *G. lamblia*; este método consiste en la observación de una pequeña cantidad de heces con agua destilada o yodo bajo el microscopio, aunque esta pequeña

muestra puede ser poco representativa, es un método eficaz para la búsqueda de trofozoitos, quistes, huevos y larvas.

4) Exámenes CPS cualitativos más utilizados en la clínica, éstos son principalmente de concentración, en los cuales se utiliza una cantidad de muestra mayor (1 a 3g); los exámenes de concentración están basados en la densidad aproximada de 1.127° Bé que presentan la mayoría de las estructuras parasitarias²¹ y se dividen en dos, los de flotación y los de sedimentación.

Las técnicas de flotación se realizan con una solución de mayor densidad que las estructuras parasitarias, como la sacarosa con densidad de 1.180° Bé o la salmuera de Willis de 1.200° Bé para que estas estructuras floten; estas dos técnicas son de muy bajo costo por lo que las hacen accesibles para el diagnóstico de campo, la técnica de concentración por centrifugación de Faust, que utiliza solución de sulfato de zinc al 1.180° Bé, es una de las más preferidas por los laboratorios, es sencilla, hace buena concentración de quistes, huevos y larvas, siendo bastante limpia pues elimina a la mayoría de los artefactos que interfieren en la lectura, pero hay que tomar en cuenta que es poco eficaz para la determinación de huevos pesados como los de *Taenia sp*, *F. hepatica* y huevos de *A. lumbricoides*²¹.

La técnica de concentración por sedimentación con centrifugación de Ritchie, se usa para la búsqueda de huevos, quistes y larvas, la técnica hace buena concentración de estas formas pues se emplea éter etílico y formaldehído al 10%, la utilización de éter elimina

bastante detritus orgánico y el formol se utiliza como fijador. Otra técnica de sedimentación es el método simple en copas, el cual utiliza verde de malaquita y detergente al 5%. Este es considerado el mejor para la detección de huevos de tremátodos como *F. hepatica*.

Existen técnicas de concentración que además utilizan métodos de conservación como la técnica CPS de concentración por sedimentación de muestras conservadas con MIF que además de concentrar huevos, quistes y larvas, se ha descrito que concentran trofozoitos al igual que la técnica de Burrows en la que se utilizan muestras conservadas con PAF.

5) Tinciones, las podemos realizar temporalmente como la tinción con lugol que sólo requiere la aplicación del reactivo, o permanentemente las cuales requieren de un proceso más elaborado, que en general consisten en fijación, tinción, deshidratación, aclaramiento y montaje. A diferencia de las tinciones temporales, las preparaciones fijas de protozoos o helmintos facilita la búsqueda de los diferentes estadios de los parásitos y la buena diferenciación de la morfología.

Existen muchas tinciones de protozoos del aparato digestivo entre las más utilizadas podemos mencionar la tinción de negro E de clorazol la cual puede utilizarse indistintamente en tejidos o en frotos fecales; las tinciones a base de hematoxilina como la hematoxilina férrica, la hematoxilina túngstica y molíbdica de Dobell y la hematoxilina-eosina, las cuales son muy eficientes para la diferenciación de estructuras en quistes y trofozoitos del aparato digestivo; la tinción tricrómica, muy utilizada por los estadounidenses en muestras

conservadas con PVA para observar amibas y flagelados, la tinción rápida de Noble que está perdiendo utilidad por el uso de tolueno que es tóxico, la coloración de Mann que es una técnica útil para observar detalles finos en la morfología de amibas y flagelados intestinales; la tinción para *Cryptosporidium sp* e *Isospora sp* la cual utiliza fucsina básica, alcohol ácido y verde de malaquita o azul de metileno.¹⁸

Las tinciones para helmintos también son numerosas, de las que podemos mencionar la coloración para platelmintos basada en una solución de aceto-orceína y alcohol ácido; la tinción con alumbre carmín, la tinción con hematoxilina de Delafield, la tinción de Reynold y la tinción de carmín de Semichón sirven para céstodos y tremátodos, las cuales tienen un procedimiento muy similar que sólo varía en el tiempo de exposición del colorante; la tinción de azocarmin utilizado principalmente para céstodos; y por último la tinción con hemeteína de Roudabush la cual, al igual que todos los procesos de tinción, su calidad depende de los colorantes utilizados que varían de proveedor a proveedor o con el tiempo y son muy sensibles a cambios de pH, por lo que hay que tener en cuenta posibles cambios en la técnica original.¹⁹

6) Exámenes CPS cuantitativos, éstos consisten en la cuantificación de huevos y larvas para evaluar la intensidad de ciertas helmintiasis como ascariosis, trichuriasis, uncinariosis, hymenolepiosis y estrombiloidosis entre los más utilizados; podemos mencionar el examen CPS por dilución Stoll que fue hecho para evaluar uncinariosis y ahora se utiliza para todo tipo de helmintiasis; el examen cuantitativo de Ferreira que reúne las

características de un CPS de concentración y que es cuantitativo, sirve para recuento de larvas y huevos y búsqueda de quistes, aunque se tienen dudas del modo en que se obtiene el factor para calcular la cantidad final de huevos y larvas; el método de Kato-Miura del frote grueso que probablemente es uno de los métodos más representativos para diagnosticar helmintiasis y cuantificar huevos de helmintos, aunque una de sus limitaciones es que aclara más rápidamente los huevos de *H. nana* que los demás, lo que puede causar complicaciones en parasitosis mixtas, una variante de este método es el de Kato y Katz el cual utiliza un cartón o plástico con una perforación de 6 mm de diámetro el cual requiere de experiencia para colocar la cantidad exacta de muestra tamizada en la horadación.

7) Otras técnicas que no son CPS, pero sirven para el diagnóstico de enteroparasitosis, son el tamizado de heces que se usa para recuperar parásitos o segmentos de ellos en la materia fecal; la recolección perianal con cinta de celofán adhesivo (método Graftam), técnica de elección para diagnosticar enterobiosis; el examen de contenido dutodenal, ésta se realiza sólo cuando el parasitólogo lo crea conveniente para el diagnóstico de giardiosis, fasciolosis y strongiloidosis; y el método de concentración con el dispositivo de Baerman que concentra larvas de *S. stercoralis* y uncinarias para su diagnóstico.

Los medios de cultivo son también de gran ayuda para realizar un diagnóstico completo en las protozoosis y helmintiasis intestinales humanas, entre los más difundidos tenemos los que sirven para el desarrollo *in vitro* de *E. histolytica* como el medio de Boeck y Drbohlav con sus variantes LEA (Locke-egg-albumina) y LES (Locke-egg-serum); de

Trichomonas hominis como el medio de Hoge; de *E. histolytica* y *G. lamblia* como el medio TYI-S-33 suplementado con bilis; y de *N. americanus* y *S. stercoralis* como el método de cultivo en papel filtro y el cultivo en carbón arena.

8) Técnicas indirectas, éstas se basan en la investigación de sustancias indicadoras de la presencia del parásito en una muestra, sin observarlo, se aplican a parasitosis cuyos órganos infectados no son accesibles para tomar una muestra. Estas técnicas son más comunes para el diagnóstico de parasitosis extraintestinales; sin embargo, algunas personas las emplean para parasitosis intestinales en investigación.

Entre los ejemplos de las aplicaciones de los métodos indirectos podemos mencionar la determinación de amebiasis invasora con la que se usa la hemaglutinación indirecta (HAI), contraelectroforesis (CIEF), inmunofluorescencia indirecta (IFI) y ELISA las cuales tienen una alta sensibilidad; la búsqueda de anticuerpos anti-*Giardia lamblia* al realizarse IFI, ELISA o inmunoblot, aunque su utilidad práctica está en estudio por la facilidad de observar al parásito con técnicas CPS; la utilización de los métodos IFI, ELISA (IgM e IgG) para la cryptosporidiosis de importancia sobre todo epidemiológico; el uso de la técnica de ELISA para el diagnóstico de cisticercosis, con una sensibilidad alta respecto a pruebas como HAI y CIEF; y la utilización de fijación de complemento, HAI, inmunoelectroforesis, CIEF y últimamente, ELISA y inmunoblot que se utiliza frecuentemente para el diagnóstico de fasciolosis ²².

3. ACTIVIDADES DESARROLLADAS

3.1 Muestras estudiadas

3.1.1 Registro

El estudio se realizó en un laboratorio de análisis clínicos de la comunidad de Arriaga, Chiapas; a todas las personas que solicitaban un análisis parasitológico se les registraba nombre, edad, sexo, la sintomatología por la que acudían al servicio y si se habían administrado antiparasitarios durante los últimos 3 meses anteriores al diagnóstico. (la hoja de registro se muestra en el apéndice 1).

3.1.2 Recolección de muestras

Se estudiaron 269 pacientes de ambos sexos y edades, comprendidos y clasificados en los siguientes rangos: Pre-escolares (0 a 3 años), escolares (4 a 22 años), económicamente activos (23 a 50 años), y sedentarios (mayores de 50 años).

Se le entregaron a cada paciente, tres frascos de vidrio con capacidad aproximada de 100 mL (frascos marca Gerber), debidamente lavados con agua y jabón y enjuagados al menos cinco veces con agua corriente y secos. Se recolectaron tres muestras seriadas en tres días consecutivos de cada persona, entregándoles cuatro aplicadores de madera para facilitar la recolección, previa explicación sobre el manejo adecuado de la misma.

Al llegar la muestra al laboratorio, se etiquetó de la siguiente manera:

- Nombre del paciente y número de registro.
- Fecha de recolección.
- Tiempo de toma de la muestra.

Como paso siguiente a la etiquetación, la muestra se almacenó no más de 12 horas en el refrigerador (4°C) para su posterior análisis.

3.2 Examinación de las muestras

3.2.1 Examen macroscópico de las muestras

El examen macroscópico se realizó registrando la consistencia de la muestra como: formada, semi-formada, semi-líquida o acuosa; también se registró la presencia de moco, sangre y de parásitos macroscópicos.

3.2.2 Examen microscópico de las muestras

Las muestras líquidas, con presencia de moco y/o sangre, se analizaron primero y posteriormente el resto de las muestras, con el fin de buscar trofozoitos presentes y evitar que se destruyan con el tiempo.

3.3 Técnicas utilizadas para la búsqueda de parásitos

3.3.1 Método Directo

En un portaobjetos limpio y desengrasado, se rotuló el número de registro de la persona y la fecha; con un pipeta Pasteur se colocó en el extremo izquierdo una gota de

solución salina isotónica (NaCl al 0.85%), previamente equilibrada a una temperatura de 37°C, y en la parte derecha del portaobjetos una gota de lugol; con un aplicador de madera se colocó una pequeña porción de materia fecal a cada una de las dos gotas del portaobjetos. Si existía la presencia de moco en la materia fecal, se rotuló un nuevo portaobjetos y se observó una pequeña fracción de moco homogeneizado con una gota de solución salina isotónica. de la misma manera se realizó con lugol y se cubrieron las dos gotas con un portaobjetos respectivamente. Posteriormente se revisó la preparación bajo el microscopio óptico utilizando 100 y 400 aumentos.

3.3.2 Método de Faust

Es una técnica de concentración por centrifugación y posterior flotación con una solución de $ZnSO_4$ de densidad $1.180^{g/cm^3}$, se le aplica a la muestra de heces con la finalidad de que los parásitos presentes floten y se concentren en la superficie ya que éstos tienen una densidad menor de $1.180^{g/cm^3}$.

Para la realización de esta técnica se homogeneizaron aproximadamente 2 g de materia fecal en 10 mL de agua corriente. Se filtró la suspensión a través de una gasa y con ayuda de un embudo de filtración rápida de tallo corto se colectó la suspensión en un tubo de centrifuga de 13 x 100 mm, posteriormente se realizaron al menos dos lavados con agua corriente centrifugando a 2000 a 2500 rpm durante un minuto en centrifuga clínica; después del último lavado, se agregó de 1 a 2 mL de sulfato de zinc con densidad $1.180^{g/cm^3}$ al

sedimento, se homogeneizó de nuevo y se llenó con la misma solución hasta 1 cm por debajo de la boca del tubo; nuevamente se centrifugó a 2000 rpm durante un minuto, y con un asa de alambre se recolectó la película superficial de la suspensión durante dos a tres ocasiones depositándola sobre un portaobjetos.

Se colocaron dos gotas de lugol sobre la preparación, se homogeneizó con el cubreobjetos y posteriormente se cubrió la preparación. Se observó al microscopio con 100 y 400 aumentos.

3.3.3 Método de Graham

A todos aquellos pacientes que presentaban prurito anal, sobre todo por las noches, se les aplicó el método de Graham, con previa autorización de la persona, sospechando infección por *Enterobius vermicularis*. Este método consiste en la compresión de la zona perianal de la persona, mediante cinta adhesiva transparente para recoger los huevos que deposita en esta región la hembra del gusano adulto²³. El paciente llegaba al laboratorio en la mañana, antes defecara y se bañara, condiciones que son necesarias para evitar falsos negativos a enterobiosis, ya que de lo contrario pueden eliminarse mecánicamente los huevos del parásito sin ser observados.

La técnica se realizó de la siguiente manera:

A un abatelenguas de madera se le cubrió un extremo con cinta adhesiva transparente de manera que la cara adhesiva quedara hacia el exterior. Se colocó a los pacientes en una posición genupectoral exponiendo el esfínter anal y el periné; cuidadosamente se separaron los glúteos del paciente, se presionó el abatelenguas contra la mucosa y los márgenes del ano en diferentes puntos, la cinta transparente se separó del abatelenguas y se pegó a un portaobjetos debidamente rotulado y se examinó al microscopio óptico a 100 y 400 aumentos.

3.3.4 Tamizado de heces

A las muestras de todos los pacientes que presentaban huevos de *Taenia sp* se les aplicó el tamizado de heces de 24 hrs, después del tratamiento antiparasitario administrado por los médicos que los atendían con la finalidad de determinar la especie de *Taenia* infectante, puesto que de las dos especies que pueden parasitar al humano, sólo *Taenia solium* puede ocasionar cisticercosis cuando las personas se infectan oralmente con huevos de este parásito. Para su realización se colocó como tamiz un colador grande de malla fina de plástico, en el fregadero, sobre el que se depositó la materia fecal recolectada en 24 hrs. Se dejó caer el agua sobre el tamiz con la muestra y con la ayuda de un abatelenguas de madera, se examinaron las heces para que éstas fueran pasando con mayor facilidad; después se vaciaron los restos gruesos en un cristizador, se adicionó agua y se revisó con cuidado para buscar proglótidos o el adulto completo en el tamiz.

Cuando se encontraron parásitos se pasaban a cajas de Petri con solución salina isotónica, los parásitos recolectados siguieron un proceso de aclaramiento, adicionando aproximadamente 5 mL de KOH al 10%, dejando reposar alrededor de 3 minutos; pasado el tiempo se depositó el proglótido en un portaobjetos perfectamente rotulado y se observó con lupa o con 100 aumentos para poder observar las ramas uterinas. Si presentaba menos de 13 ramas por cada lado de cada proglótido grávido se diagnosticaba como *Taenia solium* y si eran más de 13 ramas era *T. saginata*.

3.3.5 Método de Baerman

A todas aquellos pacientes que presentaban lesiones eritemato-escamosas en la piel, posible sabañones, o se sospechaba estrongiloidosis o uncinariosis, se les realizó el método de Baerman.

Para llevar a cabo la técnica de Baerman se procedió a instalar el dispositivo de Baerman (ver apéndice 2), en el embudo con la manguera de caucho cerrada, se adicionó agua previamente calentada a 40°C dentro del embudo, de tal manera que la gasa que se encuentra en el embudo se mojara, se colocó sobre la gasa la materia fecal y se dejó reposar por 2 hrs para que las larvas pasaran al interior del embudo; después de las 2 horas se abrieron las pinzas para dejar salir el líquido del embudo dejándolo caer dentro del tubo de centrifuga; luego se centrifugó durante un minuto a 2000 rpm, se decantó el sobrenadante y

se resuspendió el remanente del tubo, se tomó del sedimento, con la ayuda de una pipeta Pasteur una gota de la suspensión y se colocó entre un porta y cubreobjetos bien rotulados, se les adicionó una gota de lugol y se examinó bajo el microscopio.

3.3.6 Método de cultivo en papel filtro, Harada-Mori

Las heces formadas se reblandecieron con agua destilada para facilitar su extensión en una tira de papel filtro de 17.5 cm de largo y 2.3 cm de ancho; una vez extendida la materia fecal se colocó la tira dentro de un tubo de vidrio de 25 x 175 mm con aproximadamente 5 mL de agua destilada, y se rotuló con el nombre del paciente, número de registro, fecha y hora de realización, el tubo se cubrió con el papel celofán y se fijó éste con una liga de caucho. Para cada persona se prepararon 4 tubos.

Se colocaron los tubos en una gradilla y se dejaron en incubación a 24-28°C, y se inició la revisión a partir del segundo día hasta el séptimo día, con ayuda de una lupa y tomando una alícuota del fondo del tubo con una pipeta Pasteur. Cuando los cultivos resultaban negativos se calentaban los tubos a 50°C en baño maría y con una pipeta Pasteur se tomaba una muestra del fondo del tubo, la cual se colocaba en un portaobjetos con una gota de lugol, se les cubría con un portaobjetos y se observaba con el microscopio.

A todas las muestras se les realizó un examen directo en fresco y la técnica de concentración de Faust.

3.4 Resultados

La población total estudiada fue de 269 pacientes, 170 mujeres y 99 hombres.

I.- PORCENTAJE DE POBLACIÓN INFECTADA CON AL MENOS UN PARÁSITO INTESTINAL POR CADA MÉTODO EMPLEADO

Dado que la eficiencia de los métodos que se emplean en el diagnóstico de las parasitosis intestinales difiere para cada una de ellas, se realizaron varias técnicas para la misma muestra, de esta manera se trató de aumentar la probabilidad de hallazgo de los parásitos; los resultados se encuentran registrados en la tabla 1, en la cual se reporta el porcentaje de personas infectadas con por lo menos 1 parásito intestinal con cada técnica empleada, respecto al total de personas muestreadas (cociente de la parte superior izquierda), que corresponde a los casos positivos

TABLA 1: PORCENTAJE DE POSITIVIDAD DE TODAS LAS TÉCNICAS. CON RESPECTO AL NÚMERO DE CASOS EN LAS QUE FUERON APLICADAS

MÉTODO	PORCENTAJE DE POSITIVIDAD
Faust	$\frac{184}{267}$ 68.4%
Directo	$\frac{162}{269}$ 60.2%
Graham	$\frac{12}{18}$ 66.6%
Tamizado	$\frac{18}{18}$ 100%
Baerman	$\frac{15}{23}$ 65.2%
H. Mori	$\frac{16}{23}$ 69.6%
Los 6 métodos	$\frac{203}{269}$ 75.5%

^{a,b} C%:

a = No. de casos positivos con el método
 b = No. de personas a las que se les aplicó el método
 C = Porcentaje de positividad con el método señalado

Cabe aclarar que sólo los métodos de Faust y Directo se aplicaron en todas las muestras estudiadas, mientras que las demás técnicas se aplicaron a un número menor del total de ellas, dependiendo de la sospecha de una parasitosis en particular.

En esta tabla 1 se observa que al emplear los 6 métodos se diagnostica un porcentaje de 75.5% de casos positivos, mayor que si se empleara un solo método; esto nos indica que el empleo adecuado de varias técnicas aumenta la probabilidad de detección de parásitos intestinales.

También se observa que entre las técnicas de Faust y Directo, el método con el que se diagnosticaron más casos positivos fue el método de Faust, con el cual se reporta 68.4%

de positividad contra el 60.2% de casos diagnosticados por examen directo, hay que tomar en cuenta que algunos casos positivos diagnosticados por examen directo no lo fueron con el método de Faust, esto nos indica el papel complementario de ambas técnicas para realizar un mejor diagnóstico.

Aunque las técnicas de Faust y Directo son complementarias es importante saber cual es más eficiente en el diagnóstico; para conocer esto último fue necesario indicar, de los casos positivos, cuántos fueron diagnosticados por cada una de estas dos técnicas. En la siguiente tabla se reporta esto:

TABLA 2: PORCENTAJE DE POSITIVIDAD DE LAS TÉCNICAS FAUST Y DIRECTO, CON RESPECTO AL NÚMERO DE CASOS POSITIVOS

MÉTODO	PORCENTAJE DE POSITIVIDAD ATRIBUIDO A CADA TÉCNICA RESPECTO AL No. TOTAL DE CASOS POSITIVOS POR CUALQUIER TÉCNICA
Faust	$\frac{184}{203}$ 90.6%
Directo	$\frac{162}{203}$ 79.8%

En esta tabla observamos que, con el método de Faust se diagnosticó el 90.6% de los casos positivos y con el Directo el 79.8%. Para saber si existe una diferencia estadísticamente significativa entre estas dos técnicas, se realizó la prueba de diferencia entre dos proporciones, usando una distribución Z, con un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$, como se ha realizado en otros estudios²⁴. El resultado del análisis indica diferencia significativa, concluyendo que es más eficiente el Faust que el Directo para el diagnóstico de enteroparasitosis.

Las demás técnicas reportadas no se pudieron comparar con el Directo y el Faust, puesto que las poblaciones fueron distintas, además de que la manipulación de las muestras es diferente a la realizada con los métodos de Faust y Directo.

La técnica de Graham da una positividad del 77.7% de las personas muestreadas sospechosas de enterobiosis, confirmando su eficiencia alta para el diagnóstico de esta parasitosis; de las 18 personas sospechosas de esta helmintiasis, sólo a una persona positiva con la técnica Graham se le diagnosticó enterobiosis con la técnica de Faust, de las 13 personas positivas a enterobiosis restantes ninguna se diagnosticó con las demás técnicas que se le aplicaron. Esto último también sucedió con el tamizado de heces.

Al realizar las técnicas de Baerman y Harada Mori para 23 personas observamos que 15 y 16 fueron positivas a *Strongyloides stercoralis* y/o uncinarias lo que da porcentajes de 65.2% y 69.6% respectivamente; al aplicar la prueba estadística de diferencia entre dos proporciones (usando la distribución Z), vemos que no hay diferencia significativa entre estos dos resultados $\alpha = 0.05$. Lo anterior nos indica que se pueden emplear indistintamente una de las dos técnicas para el diagnóstico de estas helmintiasis y por lo tanto no son complementarias.

II.- PORCENTAJE DE POBLACIÓN INFECTADA CON AL MENOS UN PARÁSITO Y SU RELACIÓN CON LA EDAD Y SEXO

Con la finalidad de saber si la edad y el sexo de una persona influyen en la infección por parásitos intestinales, los resultados se reportaron en la tabla 3 tomando en cuenta estos dos factores.

Las personas se agruparon en los siguientes rangos:

- En el rango de 0 - 3 años, infantes cuya higiene, factor muy importante que influye en la parasitación, es debida totalmente a la madre.
- En el rango de 4 - 18 años se encuentra la población estudiantil; la que abarca niños y adolescentes, ya que en otros estudios no se reportan diferencias entre estas dos etapas del desarrollo²⁵; además la población comprendida en este rango es de 95 personas, próximas a las 110 personas comprendidas entre 19 y 50 años consideradas para este estudio. Son dos poblaciones con cantidades cercanas que nos permitirían analizarlas comparativamente y cuyas condiciones fisiológicas, hábitos y costumbres difieren una de la otra marcadamente.
- El grupo de personas con más de 50 años corresponde a gente que tienen condiciones de vida distintas a las 3 anteriores, puesto que es sedentaria y muchas de sus costumbres las cambia por su rápida fatiga.

El porcentaje de personas infectadas por cualquier parásito se ilustra en la siguiente tabla.

TABLA 3. PORCENTAJE DE PERSONAS INFECTADAS POR CUALQUIER PARÁSITO PRESENTES EN LAS DIFERENTES EDADES Y EN AMBOS SEXOS

EDAD (en años)	SEXO: FEMENINO	SEXO: MASCULINO
0-3	^{2/12} 16.7%	^{0/5} 0%
4-18	^{57/63} 90.5%	^{27/32} 84.4%
19-50	^{47/65} 72.3%	^{34/45} 75.5%
>50	^{23/30} 76.7%	^{13/17} 76.5%
TOTAL	^{129/170} 75.8%	^{74/99} 74.7%

^a C = % a = No. de casos positivos
 b = No. total de casos
 C = Frecuencia de las parasitosis intestinales

En esta tabla se observa que las personas más parasitadas tienen una edad que se encuentra entre los 4-18 años, es decir niños y adolescentes. Por medio de la prueba de diferencia entre dos proporciones (distribución Z), se determinó que existe diferencia estadísticamente significativa ($\alpha = 0.05$) entre los grupos de 4 - 18 años y 19 - 50 años. No existe diferencia estadísticamente significativa en cuanto al sexo a un nivel de significancia $\alpha = 0.05$, cuando se comparan las frecuencias de positividad entre los dos sexos en cada rango de edades.

III.- FRECUENCIA DE PERSONAS INFECTADAS POR LOS DIFERENTES PARASITOS INTESTINALES. DISTRIBUIDOS POR GRUPOS ETARIOS

Dado que la edad si influyó en la parasitación intestinal, fue necesario agrupar la población por edades para saber el tipo de parásitos que infectan más comúnmente a la gente de Arriaga. En la siguiente tabla se muestra este resultado:

TABLA 4: FRECUENCIA DE LOS PARÁSITOS INTESTINALES EN LAS DIFERENTES EDADES

PARASITOS	EADAES EN AÑOS				TOTAL.
	0-3	4-18	19-50	>50	
<i>E. histolytica</i>	^{2/17} 11.8%	^{9/95} 9.5%	^{7/110} 6.4%	^{2/47} 4.3%	7.43%
<i>E. coli</i>	^{2/17} 11.8%	^{9/95} 9.5%	^{10/110} 9.1%	^{5/47} 10.6%	9.7%
<i>G. lamblia</i>	^{0/17} 0%	^{15/95} 25.3%	^{34/110} 30.9%	^{13/47} 27.7%	26.4%
<i>T. saginata</i>	^{0/17} 0%	^{10/95} 10.5%	^{7/110} 6.4%	^{1/47} 2.1%	6.7%
<i>T. solium</i>	^{0/17} 0%	^{0/95} 0%	^{1/110} 0.9%	^{0/47} 0%	0.4%
<i>H. nana</i>	^{0/17} 0%	^{4/95} 4.2%	^{5/110} 4.5%	^{7/47} 14.9%	5.9%
<i>T. trichiura</i>	^{2/17} 11.8%	^{46/95} 48.4%	^{40/110} 36.4%	^{8/47} 17%	35.7%
<i>E. vermicularis</i>	^{0/17} 0%	^{7/95} 7.4%	^{3/110} 2.7%	^{2/47} 4.3%	4.5%
<i>A. lumbricoides</i>	^{0/17} 0%	^{38/95} 40%	^{31/110} 28.2%	^{2/47} 4.3%	30.1%
Uncinarias	^{0/17} 0%	^{7/95} 7.4%	^{7/110} 6.4%	^{1/47} 2.1%	5.6%
<i>S. stercoralis</i>	^{0/17} 0%	^{0/95} 0%	^{1/110} 0.9%	^{0/47} 0%	0.4%
TOTAL DE POSITIVOS	^{5/17} 29.9%	^{85/95} 89.5%	^{79/110} 71.8%	^{32/47} 72.4%	75.5%

^a C%

a = No. de personas positivas al parásito.

b = No de personas del grupo etario y sexo que se examinó

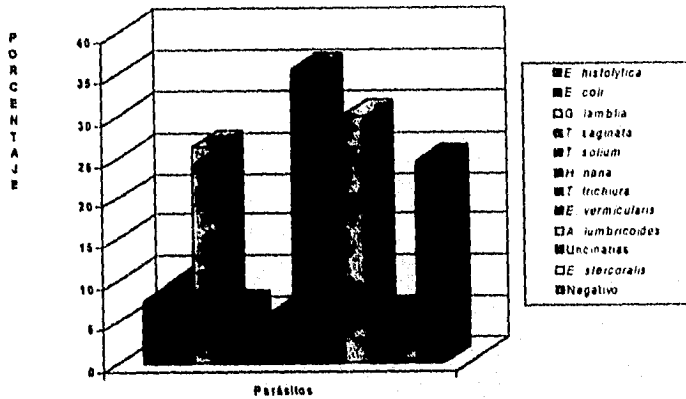
c = Porcentaje de personas positivas al parásito.

Cabe aclarar que algunas de las personas estaban parasitadas por 2 o más parásitos.

En la tabla de anterior podemos observar que en cuanto al total de casos positivos a cualquier parásito vemos que el grupo de infantes de 0 - 3 años presenta casi el 30% de positivos; es de casi 90% para la población de 4 - 18 años; cerca del 70 % para la gente de 19 años en adelante. Es decir, notablemente está más parasitada la gente de 4 a 18 años.

En cuanto a los parásitos infectantes vemos que la mayor parte de la gente está parasitada por *T. trichinra*, *A. lumbricoides* y *G. Lamblia*. Una forma resumida de ilustrar lo anterior se muestra en la siguiente gráfica:

GRAFICA No. 1.- FRECUENCIA DE LAS ENTEROPARASITOSIS PARA LA POBLACIÓN TOTAL ESTUDIADA DE ARRIAGA, CHIAPAS



IV.- RELACIÓN DE PERSONAS INFECTADAS CON 1, 2 O MAS DE 2 PARÁSITOS

En la tabla 5 se observa el porcentaje de personas infectadas con 1, 2 o más de 2 parásitos.

TABLA 5: PORCENTAJE DE PERSONAS INFECTADAS CON 1, 2 O MÁS DE 2 PARÁSITOS

No. DE PARÁSITOS	PERSONAS PARASITADAS
1 parásito	79/203 38.9%
2 parásitos	97/203 47.8%
más de 2 parásitos	27/203 13.3%

Con los resultados de esta tabla se puede observar que casi la totalidad de las personas infectadas presentan 1 o 2 parásitos, siendo más frecuente encontrar personas infectadas con 2 parásitos, y menos frecuente las infecciones por más de 2 parásitos.

V.- PORCENTAJE DE PERSONAS INFECTADAS CON AL MENOS UN PARÁSITO Y SU RELACIÓN CON LA SINTOMATOLOGÍA PRESENTADA.

En la siguiente gráfica se muestra la relación que existe entre los diferentes síntomas que presenta la gente infectada con cada una de las parasitosis reportadas

Las infecciones parasitarias causadas por *T. solium* y *S. stercoralis* fueron excluidas de las gráficas porque sólo se presentó un solo caso por cada infección.

OTROS ANTECEDENTES CLÍNICOS DE MENOR FRECUENCIA:

Polifagia: 7 casos de personas infectadas por helmintos.

Ictericia: 7 casos de personas infectadas por helmintos.

Rechinado de Dientes: 7 casos producidos por uncinarias.

Ataques epilépticos: 1 caso femenino infectado con *A. lumbricoides*, pero no se comprobó que la causa directa sea la presencia del parásito.

Con estos datos se puede observar que los síntomas en la población parasitada con enteroparásitos son primordialmente gastrointestinales, entre los más frecuentes se encuentran la diarrea, la distensión abdominal, el vómito y la anorexia, no siendo éstos de ningún modo síntomas específicos de las enteroparasitosis. En algunas parasitosis se presentan síntomas que nos pueden orientar a su diagnóstico, como la diarrea, la fiebre, el dolor en la región inguinal izquierda y evacuaciones con sangre y moco relacionado con la amebiasis; el insomnio, las alteraciones en la conducta (irritabilidad), y el escozor anal en la enterobiasis; y la presencia de sabañones en la uncinariosis.

4. CONCLUSIONES

La población considerada para este estudio fue inicialmente mayor a los 269, el motivo por el cual se redujo hasta esta cantidad de personas fue que no todos los pacientes regresaban al servicio para analizar sus tres muestras y sólo se tomó en cuenta este número de pacientes; de estos pacientes el 64% eran mujeres y el 46% hombres.

De los resultados positivos, es importante señalar que sólo con el método de Faust se reportó que cerca del 91% del total de los casos positivos tuvieron al menos un parásito (ver tabla 2), observando una diferencia estadísticamente significativa con respecto al método Directo. Con el método Directo se pudieron observar trofozoitos de amebas y con el Faust no fue posible, esto demuestra lo señalado en la literatura acerca de la ventaja del Directo a pesar de ser menos sensible que el Faust. Por otro lado, nos damos cuenta que las 2 técnicas se pueden complementar e incluir otras para aumentar la probabilidad de hallazgos de parásitos y disminuir la posibilidad de dar un resultado falso negativo.

Observando los resultados emitidos por el método de Graham, el cual se aplicó a 18 personas de 26 que presentaban prurito anal, el 66.6% de ellas fueron positivas a *Enterobius vermicularis*, datos que son elevados tal como generalmente se reporta en la literatura¹⁶ y el 5.55% a *Ascaris lumbricoides*, este último no se había diagnosticado antes

por esta técnica; de los 12 pacientes positivos a *Enterobius vermicularis*, sólo a uno se le identificó los huevos del parásito por el método de Faust, lo que indica que si la enterobiosis se diagnosticara sólo por los métodos Directo y Faust, únicamente el 0.4% de ellos serían reportados, tan bajos como los reportados cuando no se usa el método de Graham¹⁶, con esto se puede decir que el método de Graham, es la técnica de elección para el diagnóstico de la enterobiosis, lo mismo sucedería si no se emplearan los métodos de Baerman y Harada Mori, cuyo reporte de uncinariosis, sólo sería de 0.4% de la población total, muy semejante a los reportados en otros estudios hechos en México¹⁶, sin embargo con el uso de estos dos métodos la incidencia aumenta hasta un 5.6%. Estas 2 técnicas no muestran diferencia estadísticamente significativa, lo que indica que no son complementarias y por lo tanto se pueden emplear solo una de ellas para el diagnóstico de uncinariosis y stroglyoidosis

El método de Tanizado de heces se utilizó para el diagnóstico de taeniosis, encontrándose un sólo caso de infección por *Taenia solium* de los 18 pacientes con taeniosis(6.7% de la población estudiada).

Con los resultados de la tabla 3 se puede observar que, en Arriaga como se ha demostrado en todo el mundo, los parásitos intestinales no tienen preferencia por un determinado sexo, cuyos porcentajes de positividad a un parásito por lo menos son aproximadamente del 75% para ambos sexos, sin embargo la presencia de uncinariosis en el sexo masculino es ligeramente mayor, esto puede ser debido a que los hombres de la comunidad se encuentran más expuestos a estas parasitosis desde niños por sus juegos con

la tierra, hasta adultos por sus actividades en el campo, en contraste con el sexo femenino que desde niñas desarrollan actividades más en el interior de sus casas.

En la comunidad de Arriaga las personas infectadas con uno o dos parásitos son más frecuentes, que las infecciones con más de 2, existiendo una mayor frecuencia de pacientes con 2 parásitos y con trichuriasis 35.7%, ascariosis 30.1%, y giardiasis 26.4%, las cuales se encuentran en mayor proporción en personas comprendidas entre las edades de 4 a 18 años, probablemente debido a las costumbres y poco conocimiento de esta población sobre las prácticas adecuadas de higiene y sobre las enfermedades mismas, lo que implica que el sector de mayor riesgo es el estudiantil. Otro de los factores que influye directamente en el predominio de estas parasitosis son las condiciones geográficas de la región, ya que el ciclo biológico de *A. lumbricoides* y *T. trichiura* depende directamente de las condiciones climatológicas pero sobre todo del suelo para poder infectar a un nuevo huésped.

De los casos de personas sin infección parasitaria, se pudo observar que casi un 45% de ellas habían sido tratadas con antiparasitarios previamente al estudio, del 65 % restante sólo el 15% estaba seguro de no haber recibido tratamiento alguno. (resultados no mostrados).

En cuanto a la sintomatología presentada por la mayoría de los pacientes con enteroparasitosis, ésta no fue patognomónica, en la mayoría de los casos existió diarrea, vómito y dolor intestinal, que son síntomas generales de cualquier patología gastrointestinal.

Por tanto, en base al estudio que se realizó, podemos concluir que:

1. De las técnicas empleadas, el método de Faust fue el más eficiente para diagnosticar enteroparasitosis.
2. Se confirma que el método de Graham es el de elección para la determinación de enterobiosis.
3. El mayor número de técnicas empleadas para cada una de las muestras incrementa la confiabilidad en el resultado.
4. El 75.5% de las personas que viven en la comunidad de Arriaga tienen al menos un parásito intestinal.
5. Las parasitosis de mayor frecuencia en la comunidad son trichuriasis, ascariosis y giardiosis.
6. La mayor parte de la gente parasitada está infectada por 2 parásitos.

7. El sexo no es un factor que influye en la frecuencia de las enteroparasitosis.

8. Las poblaciones que presentan mayor infección por enteroparasitos son la infantil y la adolescente.

5. APÉNDICE

5.1 APÉNDICE I:

HOJA DE REGISTRO:

NOMBRE: _____ EDAD: _____

SEXO: F M

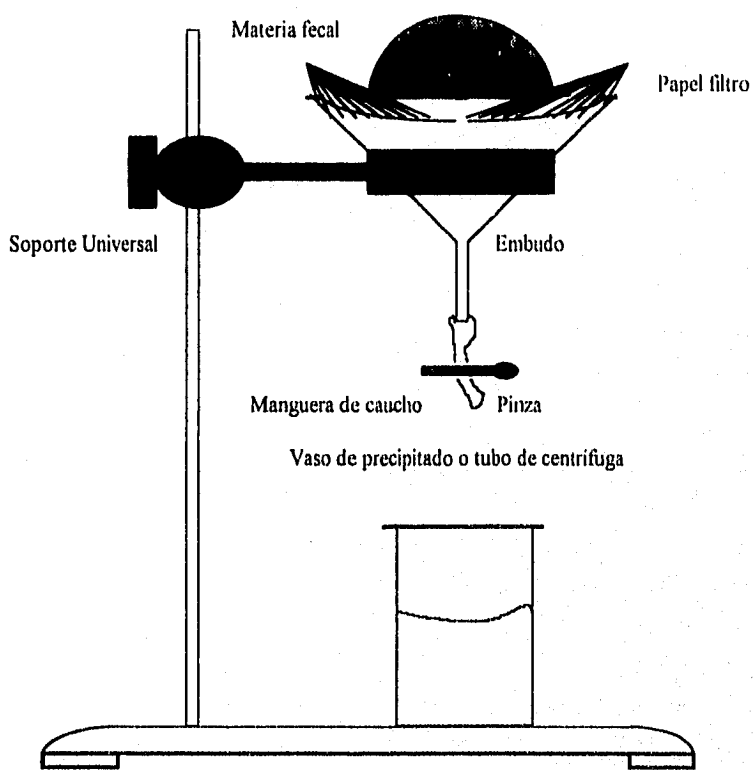
SINTOMATOLOGÍA PRESENTADA :

TRATAMIENTO ANTIPARASITARIO PREVIO (menos de 3 meses):

Si No No sabe

**ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA**

5.2 APÉNDICE 2



DISPOSITIVO DE BAERMAN

6. BIBLIOGRAFÍA

1. Vargas, J., Montes, E., Treviño, B. H., 1971. Frecuencia de parásitos intestinales en el Estado de Nuevo León, México. IV. Índices coproparasitoscópicos en 7 municipios comprendidos en el área metropolitana de la capital del estado. *Rev. Invest. Sal. Pib. (Méx)*, 34: 201.
2. Schenone, H., Rojas, A., Galdames, M., Villarroel, F., 1981. Aspectos epidemiológicos de las infecciones humanas por protozoos y helmintos intestinales en Chile (1970-1980). *Bol. Chil. Parasitol.* 36: 44.
3. Bayona, A., Andraca, M., 1968. Estudio parasitológico en la ciudad de Puebla. *Rev. Latinoamer. Microbiol. Parasitol.*, 40: 41.
4. González, G., Tay, J., Martuscelli, Q. A., 1962. Frecuencia de parasitosis intestinales en Jalapa, Estado de Veracruz, México. *Rev. Fac. Med. (Mex)*, 41: 49.
5. Tay, J., Haro, I., Romero, R., Alonso-Guerrero, T., Cisneros, S. M., Ruiz, H. A., Sánchez, J. T., 1993. Parasitosis intestinal en comunidades con diferente disponibilidad de servicio de drenaje. *Rev. Enf. Infec. en Pediat. Méx.*, 6: 55.
6. Markell, E. D., Chávez, N. M., 1956. Infecciones por parasitismo intestinal entre los habitantes de una finca de café y de un ejido en Chiapas, México. *Rev. Inst. Salub. Enf. Trop.*, 4: 43.

7. Alonso-Guerrero, T., 1983. Frecuencia de las parasitosis intestinales en una escuela secundaria. *Sal. Pùb. Mèx.*, 25: 389
8. Salazar-Schettino, P. M., Garcia, Y., Haro, I., 1976. Estudio de las parasitosis intestinales comparando dos poblaciones infantiles con diferente nivel socioeconómico. *Rev. Inv. Salud. Pùb. Mèx.*, 36: 235.
9. Crevenna, P. B., y cols, 1976. Frecuencia de parasitosis intestinales en dos comunidades diferentes de México, Distrito Federal. *Sal. Pùb. Mèx.*, XVIII, 2: 409.
10. Arbo, A., Santos, J.J., 1987. Diarrheal diseases in the immunocompromised host. *J. Pediatr. Infect. Dis.* 6:849.
11. Secretaría de Gobernación y Gobierno del Estado de Chiapas, 1988. Los municipios de Chiapas. *Col. Enc. Mèx.*, 66-71.
12. XI Censo General de Población y Vivienda 1990. México
13. Tamayo L. J., 1949. Atlas Geográfico General de México. México.
14. Becerril, M.A., 1995. Manual de prácticas del laboratorio de parasitología. Facultad de Química, UNAM. México D.F., primera edición.
15. Tay, J., Ruiz, A., Schenone, H., Robert, L., Sánchez, J. T., Uribarren, T., Becerril, M. A., Romero, R., 1994. Frecuencia de las protozoosis intestinales en la República Mexicana. *Bol. Chil. Parasitol.*, 49: 9.
16. Tay, J., Ruiz, A., Sánchez, J. T., Romero, R., Robert, L., Becerril, M. A., 1995. Las helmintiasis intestinales en la República Mexicana. *Bol. Chil. Parasitol.*, 50: 10.
17. Velazco, O., Guzmán, C., 1994. Manual de Técnicas de Laboratorio. Vol. II. Parte 2: Diagnóstico Parasitológico. Secretaría de Salud. México D.F., primera edición.

18. Haro, I., Salazar-Schettino, P. M., Cabrera, M., 1995. Diagnóstico morfológico de las parasitosis. Méndez Editores, México D.F., segunda edición.
19. Biagi, F., González, C., 1959. Estudio de métodos para recuento de huevos en materia fecal. *Rev. Lat. Micro.* 2(1): 51.
20. Faust, E. C., D'Antoni, J. S., Odom, V., Miller, M. J., Peres, C., Sawitz, W., Thomen, L. F., Tobie, J., Walker, H., 1938. A critical study of clinical laboratory technics for the diagnosis of protozoa cysts and helminth eggs in feces. *Am. J. Trop. Med.* 18: 169.
21. Faust, E. C., 1939. Comparative efficiency of various techniques for the diagnosis of protozoa and helminth in faeces. *J. Parasit.*, 25(3): 241.
22. Atías, A., Neghme A., 1991. Parasitología clínica. Publicaciones Técnicas. Santiago de Chile, tercera edición
23. Graham, C.F., 1941. A device for the diagnosis of *Enterobius vermicularis* infection. *Am. Jour. Trop. Med.*, 21:159.
24. Salazar-Schettino, P. M., Alonso-Guerrero, T., Tay J., Haro I., Gncia-Yañez, Y., Ruiz, A. L., Bucio-Torres, M. I., Robert-Guerrero, L., 1988. Frecuencia de parasitosis intestinales en un grupo de escolares en Copilco el Alto y comparación de cinco métodos coproparasitológicos en relación a su capacidad diagnóstica. *Rev. Mex. Patol. Clin.*, 35(2): 77.
25. Martínez-García, M., Guiscafré, H., Huerta, M., Fernández, J., Moreno, L., Flores, S., González, M., Vázquez, J., Muñoz, O., 1987. Parasitosis intestinales en refugiados guatemaltecos y población rural mexicana en Chiapas. *Sal. Pùb. Méx.* 29:33.