

201/193



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO**

**FACULTAD DE CIENCIAS**

**EVALUACION DE UN DISPOSITIVO DE  
CONCENTRACION PARA COPROPARASITOSCOPICOS  
POR FLOTACION**

**T E S I S**

**QUE PARA OBTENER EL TITULO DE**

**B I O L O G O**

**P R E S E N T A :**

**MA. DEL CARMEN VILLEGAS MOXICA**

**MEXICO, D. F.**

**1983**



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.

## I N D I C E

1.0. INTRODUCCION	2
1.1. Consideraciones generales para la obtención y manejo de muestras de materia fecal	8
1.2. Métodos de diagnóstico en parasitosis intestinales	12
2.0. MATERIAL Y METODO	20
2.1. Material y equipo utilizado en la técnica de Faust simple	24
2.2. Material y equipo utilizado para el método modificado con el dispositivo de concentración	26
3.0. RESULTADOS	
3.1. Edad y sexo de las personas examinadas	28
3.2. Resultados de aislamiento e identificación de formas parasitarias	30
3.3. Asociaciones parasitarias	34
3.4. Análisis estadístico	46
4.0. DISCUSION	64
5.0. CONCLUSIONES	66
6.0. BIBLIOGRAFIA	67

El presente trabajo de tesis se realizó en el servicio de Parasitología de la Unidad de Pediatría del Hospital General de México, de la Secretaría de Salubridad y -- Asistencia y el Departamento de Ecología Humana de la - Facultad de Medicina de la Universidad Nacional Autónoma de México, bajo la asesoría y dirección del Dr. Raúl Romero Cabello y con la colaboración y supervisión del Dr. José Trinidad Sánchez Vega.

## RESUMEN

En este estudio se valora el grado de concentración de un dispositivo plástico para uso en los tubos de ensaye estandar de 13 x 100 mm, buscando una mayor concentración de huevos y quistes de parásitos de localización en el intestino del hombre, ya que con la asada que tradicionalmente se usa se recoge una porción muy pequeña del material que flota por menor densidad sobre el sulfato de zinc.

Se elaboró un tubo de plástico rígido con un extremo cónico que termina en un tallo hueco de uno y medio centímetro de largo, ligeramente mayor al del tubo de ensaye y diámetro justo al de la luz del tubo.

De cada muestra de heces se realizaron exámenes coproparasitoscópicos con el dispositivo para concentración y con el método de concentración por flotación y asada, se cuantificaron las formas parasitarias y se compararon los dos métodos.

Como resultado se obtuvo una mejor concentración de formas parasitarias con el uso del dispositivo plástico, de tal forma que se aumenta el índice de diagnóstico y se recoge una mayor cantidad de huevos y quistes en los casos positivos para los dos métodos.

## 1.0. INTRODUCCION

Las enfermedades parasitarias por protozoos y helmintos de localización intestinal en el hombre, son padecimientos muy frecuentes, se estima que en el mundo hay 1000 millones de personas infectadas por Ascaris lumbricoides, 700 por uncinarias, 500 por Trichuris trichiura, 400 por Entamoeba histolytica, 200 por Giardia lamblia, etc., por lo que se considera a las enfermedades parasitarias como un problema de salud pública mundial; de ahí, el interés en su estudio, investigación y control. Estos padecimientos son muy frecuentes como infección; como enfermedad y causa de daños a la salud. Daños que van desde leves hasta fatales. Las parasitosis intestinales tienen implicaciones socioeconómicas importantes en la población y son susceptibles de control o erradicación, por su carácter transmisible, lo que obliga a tener una capacitación y adiestramiento para un manejo adecuado de estos padecimientos (1,2).

En nuestro país, las parasitosis intestinales afectan gran parte de la población en las zonas tropicales y templadas, por ejemplo la amibiasis se considera como uno de los problemas de salud más lacerantes del pueblo mexicano. Como causa de muerte, las enfermedades parasitarias también juegan un papel sobresaliente; así lo muestran los estudios del Hospital General de México, en los que la amibiasis y cisticercosis ocupan el cuarto y doceavo lugar respectivamente en algunos registros postmortem.

Los daños a la salud causados por los parásitos pueden ser, desde mínimos, hasta fatales, que van desde molestias ligeras del aparato digestivo como dolor abdominal ocasional y cuadros diarreicos poco frecuentes, en ascariasis, giardiasis, himenole

piasis, etc., períodos diarreicos cortos, alternos con constipación en amibiasis intestinal crónica; en otros casos, casi no motivan sintomatología aparente, pero hay alteraciones importantes con consecuencias tardías; así ocurre por ejemplo, en uncinariasis, donde la pérdida continua de sangre es tan importante en las parasitosis crónicas, que no es raro encontrar preescolares y escolares con anemia hipocrómica severa, con cifras de hemoglobina de sólo tres o cuatro gramos (1).

La frecuencia y distribución de estas parasitosis es influida por factores ambientales y sociales; entre los primeros tenemos clima, latitud, altitud, flora, suelo, etc., fundamentales en la sobrevivencia y transmisión de los parásitos. Se ha observado que las helmintiasis transmitidas por el suelo son mucho más frecuentes en las zonas tropicales, de suelos húmedos y con nutrientes orgánicos; en tanto que las parasitosis transmitidas por fecalismo, como giardiasis, himenolepiasis, amibiasis, etc., son comunes en zonas tropicales y templadas independientemente de las características de los suelos (2).

De los factores sociales que influyen en la frecuencia de las parasitosis, los hay culturales y económicos, los factores culturales se refieren al problema existente en la educación del hombre para mejorar las condiciones higiénicas de los alimentos que consumimos, así como el aseo personal y del medio ambiente. Los factores económicos son de gran importancia en la prevalencia de estas enfermedades, ya que la falta de recursos económicos es en gran medida un obstáculo para combatir estos padecimientos, como en el caso de las parasitosis que se diseminan a través de materia fecal humana, donde sus altos índices

de frecuencia en la población se relacionan con la ausencia de sistemas adecuados para la eliminación de heces fecales y escasez de agua para el aseo personal y de los alimentos; la introducción de agua potable y drenaje adecuado son los fines que se persiguen para mejorar estas condiciones de vida en la población (2).

La repercusión que ejercen las enfermedades parasitarias sobre el individuo, la familia e incluso la sociedad, se traducen en gastos de atención médica y pérdidas por ausentismo o incapacidad para el desempeño de actividades productivas. Aunque el impacto de estas enfermedades no ha sido suficientemente valorado, existen algunos estudios que han estimado las pérdidas por ausentismo o disminución de la productividad, gastos por servicios médicos y paramédicos, costo de medicamentos e incluso gastos ocasionados por defunción del paciente. Algunos autores después de integrar estos datos, calcularon su equivalencia en proporción al ingreso familiar afectado, concluyendo que en las zonas estudiadas, los pacientes con helmintiasis masivas generaron gastos equivalentes a la pérdida del ingreso familiar de dos semanas a dos meses; en las zonas endémicas se detectó que las personas afectadas en este grado correspondía hasta el 13% de la población (1).

Estudios realizados en algunos otros países señalan al parasitismo intestinal como el principal problema de salud, es el caso de Colombia, Brasil, Venezuela, varios países africanos, asiáticos, etc. En México a través del Instituto Mexicano del Seguro Social se estimó que el costo de la atención a los casos de absceso hepático amibiano, que anualmente acuden en demanda



de servicio, fué cercana a los 48 millones de pesos y se registraron más de 144,000 días de incapacidad para el trabajo durante 1975 (1).

Con base en análisis estimativos similares, y al dato de notificación en el Instituto Mexicano del Seguro Social de 682,348 casos clínicos de parasitosis intestinales en 1974, se estimó que el costo global por concepto de atención médica fué mayor de 118 millones de pesos (costos de 1974-1975) (1).

Sin embargo, debemos considerar que dado el carácter transmisible de las enfermedades parasitarias y sus mecanismos de infección, ligados a deficiencias en la higiene individual y colectiva, es factible que estos padecimientos sean susceptibles de control o erradicación mediante aplicación de medidas médico sanitarias, económicas y educacionales; esto se ha logrado ya en algunos países para el paludismo y algunas protozoosis y helmintiasis intestinales. No es una tarea fácil, pero si posible en la medida en que se diseñen e instrumenten programas adecuados que contemplen la participación comprometida y efectiva del personal técnico y los integrantes de la población afectada (1).

Enfermedades tan comunes como la ascariasis y enterobiasis entre otras, son frecuentemente menospreciadas por el propio paciente, sus familiares, médico tratante, e incluso las autoridades sanitarias; cierto es que gran número de estos casos son asintomáticos o de leve y velada sintomatología, sobre todo cuando la carga parasitaria es escasa; sin embargo, existen riesgos importantes de complicaciones, como procesos apendiculares inflamatorios provocados por Enterobius vermicularis, obs-

trucción y perforación intestinal, en ascariasis, problemas que pudieran ser resueltos sin procedimientos quirúrgicos, con manejo previo adecuado de la parasitosis (1).

Hay enfermedades parasitarias que son poco frecuentes o sólo se presentan en regiones geográficas circunscritas; otras, en las que aún no se precisa su frecuencia en nuestro medio; en todas ellas es necesario conocer sus manifestaciones clínicas, para tenerlas presentes cuando se estudia un paciente, de tal modo que se pueda formular y confirmar el diagnóstico. (1,3).

En la actualidad se cuenta con numerosos y variados exámenes de laboratorio y gabinete para el estudio del paciente con sospecha de enfermedad parasitaria; técnicas parasitológicas, inmunológicas, coproparasitológicas y especiales, que requieren ser indicadas y manejadas con un conocimiento específico de su utilidad, realización, interpretación y limitaciones (1,3)

Obviamente el empleo efectivo de estos recursos permite el diagnóstico de un mayor número de casos y con ello la atención eficaz del paciente. Sin embargo, en ocasiones por falta de sospecha clínica o error de laboratorio, estas enfermedades no se diagnostican, o se les trata como un padecimiento diferente, debido a que presentan sintomatología variada y compleja, que fácilmente puede confundirse con otras entidades clínicas.

Además de las manifestaciones de la enfermedad, es importante conocer al parásito, morfológica y biológicamente, para llegar a un diagnóstico etiológico del padecimiento. Por lo tanto, la utilización de mejores métodos de diagnóstico en el laboratorio es de gran trascendencia para lograr un mayor número de diagnósticos acertados y oportunos, para establecer trata

mientos terapéuticos adecuados; así mismo, si no se conoce, no se recuerda, o no se aplica el conocimiento clínico, biológico y de recursos auxiliares para diagnóstico, se obtendrán numerosos fracasos con las consecuencias inherentes a la evolución natural de la enfermedad.

El presente trabajo de tesis se realiza con el objetivo de evaluar un dispositivo que concentre mejor las formas parasitarias en los exámenes coproparasitoscópicos de flotación, para aumentar los diagnósticos de parasitosis intestinales y facilitar el trabajo en el laboratorio clínico.

### 1.1. Consideraciones generales para la obtención y manejo de muestras de materia fecal

En el laboratorio de análisis clínicos se utilizan métodos para búsqueda de formas parasitarias en productos biológicos del paciente en estudio, procedimientos que reciben el nombre de métodos parasitoscópicos; cuando el producto en estudio es materia fecal, se denominan coproparasitoscópicos, donde se busca algunas de las fases de los parásitos, como son trofozoítos, quistes, larvas, huevos y adultos. En estos exámenes coproparasitoscópicos son de gran valor las consideraciones que se deben tener en la obtención, manejo y conservación de muestras fecales; ya que las muestras mal recolectadas, inadecuadamente conservadas o muy viejas, no servirán para observaciones y estudios ulteriores, inclusive, pueden conducir a resultados erróneos o falsos.

La recolección de la materia fecal se puede verificar de tres diferentes maneras: la más frecuente es la obtenida por ex pulsión natural; la segunda se puede obtener con purgantes y la tercera que se toma por medio de la cucharilla rectal. La que se utiliza con mayor frecuencia es la primera, la segunda se utiliza en casos muy especiales como en la amibiasis intestinal crónica y en estrombiloidosis; finalmente la toma con cucharilla rectal se utiliza en lactantes o en niños pequeños. Las muestras deberán ser seriadas con un mínimo de tres, salvo otras indicaciones (4).

Excepto en el caso de niños, en los que se recomienda utilizar cucharilla rectal, la toma la hará el paciente, recolectando una porción pequeña, de aproximadamente 5 g; para esto se

daben utilizar frascos de boca ancha y limpios, la materia fecal no debe contaminarse con tierra, agua u orina, los frascos se guardarán en lugares frescos, pues el calor acelera los fenómenos de fermentación, deberán etiquetarse con el nombre de la persona, edad, sexo y fecha, y de preferencia, hora de expulsión de las heces (4,5).

Los conservadores pueden ser físicos o químicos; los medios físicos de conservación, son las temperaturas bajas, de 10°C, que es la temperatura del refrigerador, se utiliza sobre todo para heces formadas, con este procedimiento las heces pueden examinarse 24 y hasta 48 horas después de evacuadas, lo que no sucede con las heces diarreicas, que deben examinarse en un plazo no mayor de una hora, además de que no deberán refrigerarse. Los medios químicos permiten la conservación de las muestras durante un tiempo mayor, sin correr el riesgo de que las formas parasitarias se deformen o destruyan (4,6,7).

No hay fórmula ni método, que preserve todas las fases parasitarias, como huevos, larvas, quistes y trofozoítos, ni para lograr un material que pueda al mismo tiempo concentrarse y teñirse permanentemente; para estos propósitos y con ello el acceso a un buen diagnóstico, suelen necesitarse varias soluciones preservadoras. Para lograr preservar las cuatro fases parasitarias se puede recurrir a preservadores como el merthiolato-yodo-formaldehído (M.I.F) y el fenol-alcohol-formaldehído (P.A.F.) con la limitación de no poderse preparar frotis permanentes con las muestras así preservadas. El alcohol polivinílico (P.V.A.) permite conservar trofozoítos y quistes con la posibilidad de prepararse frotis para tinción permanente, incluso meses des-

pués de conservados. Existen otros preservadores como solución de Schaudinn, solución de formol al 5 y 10%, solución de glicerina al 50%, por mencionar algunos y entre los más usados están: solución de formaldehído comercial al 10%, solución de formaldehído comercial al 39% (10 ml), y agua de la llave (90 ml), solución de formaldehído al 5%, solución de formaldehído comercial al 39% (5 ml), y agua de la llave (95 ml) (4,5,8,9,10,11).

La solución de formol al 10%, está indicada para preservar muestras que contengan huevos de helmintos, la del 5%, se utiliza para muestras que contienen quistes de protozoos; cuando se desea preservar muestras en las cuales se desconoce su contenido parasitario, se recomienda esta solución, aunque los huevos de Ascaris y Trichuris siguen desarrollandose, esto no importa para su identificación posterior; para usarlo adecuadamente, se mezcla una parte de heces con tres de la solución, procurando lograr una homogenización completa; se debe escoger la parte más consistente de la muestra. Se considera al formol como el preservador ideal para quistes, huevos y larvas (4,12).

En relación al número de muestras, anteriormente se mencionaba que el examen de las heces fecales debía efectuarse en serie de tres muestras por paciente, pero esto es variable en función de la parasitosis que se sospeche, así tenemos que: 1) para la detección de amibas un mínimo de tres muestras deben examinarse, preferentemente a intervalos de dos a tres días; si éstas son negativas y la infección amibiana se sostiene, clínicamente, debe ser examinado un mayor número de muestras; 2) en sospecha de giardiasis, tres muestras iniciales deben ser examinadas, si el resultado es negativo, tres muestras adicionales

deben obtenerse a intervalos semanales; 3) para detectar infecciones helmínticas intestinales de importancia clínica, algunos autores consideran que es suficiente una muestra fecal; 4) la revisión de control postratamiento, debe efectuarse entre una semana y un mes después de que se ha terminado con el tratamiento para determinar si éste ha sido eficaz (3,13).

## 1.2. Métodos de diagnóstico en parasitosis intestinales

Los exámenes coproparasitológicos se dividen en tres grandes grupos: cualitativos, cuantitativos y especiales, los más utilizados son: los cualitativos de concentración de Faust, y Ritchie, y el método directo en fresco; los de recuento de Ferreira, y Stoll; los métodos especiales cápsula de Beal, y Graham.

El método coproparasitológico de concentración por flotación, descrito por Faust en 1938, es una técnica sencilla y muy práctica en el trabajo rutinario del laboratorio clínico, ya que consiste en la preparación de una suspensión homogénea con un gramo de materia fecal y 10 ml de agua corriente aproximadamente, en un recipiente de boca ancha, se filtra esta suspensión a través de una gasa colocada en el embudo, recolectándose el filtrado directamente al tubo de ensaye, los tubos se llevan a centrifugación a 1500 rpm durante un minuto; se decanta el sobrenadante y se resuspende el sedimento con agua, agitándose con un aplicador de madera. Se centrifuga nuevamente, se vuelve a decantar el sobrenadante, se le agregan dos o 3 ml de solución de sulfato de zinc con densidad de 1.180° Baumé, se agita con el aplicador hasta resuspender el sedimento, completándose el volumen con más solución de sulfato de zinc y se centrifuga a 1500 rpm durante un minuto. Con una asa de alambre se recoge la película superficial que se encuentra en el menisco, en dos o tres ocasiones, se coloca en un portaobjetos, se añade una gota de lugol parasitológico, se mezcla con el cubreobjetos y se cubre con el mismo. La preparación está lista para observarse al microscopio, con objetivos de 10x y 40x (4,5,14,15,16,17,18).



El sulfato de zinc en solución con una densidad de 1.180<sup>o</sup> Baumé, hace que las formas parasitarias floten sin deformación, así se aíslan quistes, larvas y huevos sobre la suspensión sin sufrir alteraciones morfológicas y en poco tiempo.

El método de concentración por sedimentación de Ritchie, descrito en 1948, utiliza solución salina, éter y formaldehído y ha demostrado ser útil en el diagnóstico de parasitosis intestinales leves; el empleo de éter permite liberar las formas parasitarias de las grasas, por disolución de las mismas y con el formol se fijan y conservan; la concentración se hace por centrifugaciones sucesivas. En esta técnica, con ayuda de un aplicador de madera se coloca aproximadamente un gramo de materia fecal en un vaso de precipitados, se añaden 10 ml de solución salina y se homogeniza, se filtra la suspensión a través de la gasa colocada en el embudo, recogiendo el filtrado en un tubo cónico, se centrifuga la suspensión durante un minuto a 2000 rpm., se decanta el sobrenadante y se resuspende el sedimento con solución salina, centrifugando, decantando y resuspendiendo las veces necesarias hasta que el sobrenadante sea claro; por último al sedimento se le agregan 10 ml de solución de formaldehído al 10%, se mezcla y se deja reposar durante diez minutos; se añaden después 5 ml de éter, se tapan los tubos con tapones de caucho y se agitan enérgicamente durante 30 segundos el tubo debe destaparse lentamente, para evitar que el contenido del mismo se proyecte, se centrifuga durante dos minutos a 1500 rpm., después de centrifugar se observan cuatro capas; la primera y más superficial de éter; inmediatamente una segunda capa con restos fecales; en la tercera permanece el formaldehído y

por último el sedimento en el fondo del tubo, conteniendo las formas parasitarias; se introduce una pipeta Pasteur, a través de las tres primeras capas, hasta el sedimento y se extrae con cuidado una gota del mismo que se coloca sobre un portaobjetos, se le añade una gota de lugol y con ayuda del cubreobjetos se homogeniza y cubre, se observa la preparación al microscopio con objetivos de 10x y 40x (4,5,15,18,19,20,21,22). Aunque, este método tiene la ventaja de concentrar adecuadamente y de no deformar los quistes, huevos y larvas, además de ser sensible para detectar infecciones leves, requiere de más reactivos químicos, por lo que resulta costosa su realización, así como el cuidado especial que se debe tener al utilizar éter y las preparaciones quedan muy sucias porque la sedimentación aparte de concentrar formas parasitarias, también concentra otros materiales, lo que dificulta la observación (14,23,24,25,26,27,28).

De los métodos cualitativos el examen directo en fresco, es el método más antiguo que se conoce, por los datos históricos de que se tiene relación, se usó en los primeros microscopios, probablemente por Anton Van Leewenhoek, a mediados del siglo XVII, fué el primero en utilizarlo, al procesar y observar en sus propias heces fecales, trofozoítos de Giardia lamblia (4, 5,29,30).

El método tiene entre sus características, sencillez y rapidez en su realización, además de la economía en su ejecución, pues es el que requiere de menos material. Así, tenemos que en un portaobjetos se pone por separado en cada extremo una gota de solución salina isotónica y otra de lugol; con el aplicador se toma una muestra de 1-4 mg de heces (con moco y sangre de

preferencia) se mezcla con la solución salina, procurando hacer una suspensión y no un frotis; se separan fibras u otros materiales de la suspensión, se pone el cubreobjetos y se puede examinar al microscopio, esto se hace de igual manera para la gota de lugol. Este tipo de examen se indica para la detección de trofozoítos de protozoos, a partir de heces líquidas o semiformadas; en donde, la preparación con solución salina, sirve para identificar y reportar el hallazgo de trofozoítos; la preparación con lugol para registrar el hallazgo de quistes, huevos y larvas (4,5,31,32,33)

De los exámenes cuantitativos el método de concentración por centrifugación flotación de Ferreira, es un procedimiento que ha demostrado su utilidad en el recuento de larvas y huevos de helmintos. Utiliza el mismo principio de centrifugación flotación del método de Faust, pero se emplea como dispositivo de concentración la campana de Ferreira, aditamento especial de plástico o vidrio, en forma de embudo alargado, que en su parte ancha mide aproximadamente 20 mm de diámetro y 70 mm de largo, adelgazándose en su parte terminal con un cuello de 40 mm de largo y 1-2 mm de diámetro y una tuerca insertada al cuello, en la punta tiene un pequeño tubo de hule látex. Para su realización en primer lugar, se prepara una suspensión de materia fecal, en un frasco de boca ancha, se pesan 4 g de materia fecal y se le agrega 36 ml de formol al 10% y se homogeniza con un abatelenguas; esta suspensión se filtra, se coloca el embudo cubierto con la tela de alambre, sobre el tubo de ensaye y se vierte toda la suspensión; el tubo de ensaye de 25 x 100 mm se lleva a la centrifuga a 2000 rpm durante un minuto, se saca, se

decanta el sobrenadante, se añade agua para resuspender el sedimento, agitando con un aplicador, y se vuelve a centrifugar repitiéndose la operación hasta obtener un sobrenadante limpio, una vez hecho esto, se agregan dos o 3 ml de sulfato de zinc con densidad de 1.192<sup>0</sup>Baumé, se agita con el aplicador de madera, hasta resuspender el sedimento, y se coloca la campana en el tubo a centrifugar, se agrega más sulfato por fuera de la campana, hasta un poco más arriba de dónde comienza la parte delgada del dispositivo, así las heces pasan al interior del mismo; terminada la centrifugación se saca el tubo y se toma la campana presionando el hule con los dedos, se invierte sobre un portaobjetos, se agregan dos o tres gotas de lugol por la parte ancha, se mezcla con el cubreobjetos y se cubre con el mismo; la preparación puede observarse al microscopio, se cuentan los huevos y larvas que se encuentren en todo el área y se multiplican por cinco, para obtener el número aproximado de huevos por gramo de heces, los quistes de protozoos sólo se registran (4,5,32). Entre las ventajas que presenta esta técnica, son que mediante este dispositivo se permite una mayor concentración de formas parasitarias, ya que en la porción terminal (cuello) de la campana se concentra el material flotante que contiene huevos, larvas y quistes, mismos que se depositan completamente al invertirla sobre el portaobjetos, para barrer todo el material con el lugol que se adiciona para facilitar la observación. A priori se pensaría que esto es mucho mejor que las asadas empleadas en el método de Faust tradicional, puesto que el asa sólo toma pequeñas porciones de la película flotante, además de romper la tensión superficial y propiciar que algunos

elementos parasitarios se precipiten. Sin embargo, este método no ha resultado práctico en el trabajo rutinario por las dificultades para conseguir centrifugas con camisas para los tubos de 25 x 100 mm que se usen en la técnica, los mismos tubos y la gran cantidad de sulfato de zinc que se tiene que utilizar.

El método de dilución de Stoll descrito en 1923, utiliza como solución diluyente hidróxido de sodio (NaOH) 0.1 N. Se basa en los principios de saponificación, homogenización y aclaramiento. El NaOH 0.1 N al ponerse en contacto con las grasas de la materia fecal, se saponifica, hace que los huevos de los parásitos sean menos pegajosos, desinfecta y desodoriza la muestra (4,5).

Al iniciar esta técnica, se coloca en una probeta de 100 ml el NaOH 0.1 N, hasta la marca de 56 ml; con una varilla de vidrio, se añade la materia fecal hasta que se desplace el nivel del hidróxido de sodio a 60 ml. Si las heces son duras se espera un tiempo a que se reblandezcan, después se añaden de 15 a 20 perlas de vidrio y se tapa la probeta, se le agita fuertemente, de arriba abajo, durante un minuto, hasta formar una suspensión homogénea, donde los huevos y larvas empiezan a precipitar en cuanto cesa la agitación; con una pipeta de Stoll o una pipeta graduada de 2 ml en 0.01 ml se toma inmediatamente 0.075 o 0.15 ml del centro de la suspensión; recomendándose el segundo volumen, en donde se obtiene una muestra mayor para el recuento; se pasa el contenido de la pipeta a un portaobjetos y se coloca sobre éste el cubreobjetos; la preparación se observa al microscopio y se cuentan todos los huevos y larvas presentes por campo; el número de huevos y larvas contados se multiplican por: 100 si la materia fecal es dura; 200 si la materia fecal

es pastosa; y 400 si es líquida; estos factores dependen de la cantidad de agua que las muestras contienen; los quistes únicamente se registran sin cuantificarse; el resultado se expresa en huevos o larvas por mililitros de heces. Este método está indicado para la cuantificación de huevos y larvas de helmintos, por lo que resulta útil para valorar el grado de helmintiasis; para el caso de quistes de protozoos, debido a que no hay tinción es más difícil su observación (4,5,34,35,36,37).

De los métodos especiales tenemos la cápsula de Beal; esta técnica fue publicada en 1970 por Beal y colaboradores, para la obtención de muestras de contenido duodenal, mediante el uso de una cápsula de gelatina, conteniendo hilo absorbente, lo que permite la impregnación del mismo con contenido duodenal, incluyendo los parásitos; este hilo de aproximadamente 90 cm de longitud está fijado en un extremo a la pared interna de la cápsula, la cual además contiene un fragmento de plomo cubierto de silicones. La cápsula presenta un orificio lateral por el que sale el extremo libre del hilo. En la realización de esta técnica el paciente debe presentarse en ayuno; se le administra la cápsula para su ingestión, reteniendo el extremo libre del hilo, el cual se fija a la mejilla con tela adhesiva. Transcurridos 60 minutos, se extrae el hilo suavemente; si llegó a duodeno presentará una coloración verde-amarillenta; se exprime con los dedos índice y pulgar la porción del hilo impregnada y se recibe el producto en un vidrio de reloj, se toma una muestra con una pipeta Pasteur y se coloca sobre un portaobjetos, se le pone un cubreobjetos y se observa al microscopio. Esta técnica resulta útil para demostrar la presencia de parásitos que se

alojan en duodeno como serían en casos de giardiasis, fasciolosis, uncinariasis, etc., y es más cómoda para el paciente que el uso del sondeo o aspiración duodenal, aunque, no es recomendable en niños pequeños por la dificultad para deglución de la cápsula y la que puede generar náusea y vómito (3,4,5,30).

Dentro de los exámenes especiales para diagnóstico de parasitosis intestinales se encuentra el método de Graham o raspado perianal; fué Heller en 1876 el primero en recomendar el raspado anal, para el examen microscópico en busca de huevos de Enterobius vermicularis. En 1941, Graham introduce la técnica de la cinta de celofán adhesiva, útil para buscar huevos de E. vermicularis. La hembra adulta de este nemátodo, habitualmente no deposita sus huevos en el interior del intestino, sino que por lo general migra durante la noche hacia las márgenes del ano, donde deposita huevos en los pliegues perianales; es por esto que la toma debe efectuarse en la mañana y en esas zonas. Este método debe practicarse de preferencia en el laboratorio recomendando al paciente que no defeque ni se bañe antes de practicar el estudio, ya que de lo contrario los huevos serán arrastrados mecánicamente. Sobre un extremo del abatelenguas se coloca la cinta con la cara adherente hacia afuera, sujetándola con los dedos pulgar e índice, se presiona sobre la región perianal hacia uno y otro lado; finalmente se hace un frote perianal, después se separa la cinta del abatelenguas y se adhiere sobre un portaobjetos y la preparación está lista para ser observada al microscopio (4,5,30).

## 2.0. MATERIAL Y METODO

El estudio se realizó en las instalaciones del laboratorio de Parasitología de la Unidad de Pediatría del Hospital General de México de la S.S.A., y el Departamento de Ecología Humana de la Facultad de Medicina de la U.N.A.M., se trabajó con muestras de materia fecal de personas de 15 días a 24 años de edad, asistentes a la consulta externa del Hospital y procedentes de la ciudad de México o de algunos estados de la República.

Para el estudio comparativo de los dos métodos presentados en el protocolo de tesis, se elaboró un dispositivo de concentración, que consistió en un tubo plástico rígido, con un extremo cónico terminado en un tallo hueco, justo a la luz de los tubos de ensaye de 13 x 100 mm de uso común en los laboratorios clínicos, este dispositivo tiene las siguientes medidas: en su porción ancha mide 0.8 cm de diámetro por 6.5 cm de largo; con un cuello de 1.5 cm de largo por 0.5 cm de diámetro (Fig. 1).

Se procesaron un total de 1000 muestras de materia fecal, con el método coproparasitoscópico de concentración por flotación de Faust, sin ninguna modificación, y las mismas muestras se estudiaron utilizando el método coproparasitoscópico de concentración por flotación, utilizando el dispositivo plástico de concentración, como modificación a la técnica original de Faust y diferenciado del método coproparasitoscópico cuentitativo de Ferreira, ya que el dispositivo de concentración está rediseñado para uso en los tubos de ensaye de 13 x 100 mm, que rutinariamente se utilizan en el laboratorio clínico. Durante la ejecución de los dos métodos coproparasitoscópicos, se tuvo especial cuidado en que el manejo de cada muestra se hiciera en



forma ciega, de tal forma que nunca se conocían los resultados obtenidos con el método simple y el modificado, para que esto no se presentara como una variante que influyera en los resultados finales; durante la realización de cada método se cuantificaron los parásitos observados, para el caso de los protozoos se establecieron cinco categorías en cruces, para la estimación de quistes: muy pocos, pocos, regular número, muchos y muchísimos; para los helmintos se contaron los huevos en toda la preparación en cada examen con los dos métodos.

Pormenorizado el estudio se realizó de la siguiente forma: de las muestras de materia fecal que normalmente se reciben para estudio parasitológico en el Laboratorio de Parasitología en la Unidad de Pediatría, se revisaban y separaban diariamente las que se procesarían con los dos métodos, el único criterio de selección fué la cantidad de excremento, que pudiera ser suficiente para ejecución de los dos exámenes, cada muestra se homogenizó con un poco de agua corriente de la llave en un recipiente de boca ancha y de este homogenizado de heces se filtraban mediante embudo y gasa, colectándose el filtrado directamente al tubo de ensaye, lo suficiente para llenar dos tubos de ensaye de 13 x 100 mm, mismos que se procesaron de la siguiente forma para el método coproparasitoscópico de concentración de Faust : mple:

- 1.- Se hace una suspensión homogénea con uno a 2 g de materia fecal y 10 ml de agua de la llave, en un recipiente de boca ancha.
- 2.- Se filtra esta suspensión a través de la gasa colocada en el embudo y se colecta el filtrado directamente en el tubo de ensaye.

- 3.- Los tubos se llevan a centrifugación a 1500 rpm durante un minuto.
- 4.- Se decanta el sobrenadante y se resuspende el sedimento con agua, agitándolo con un aplicador.
- 5.- Se centrifuga nuevamente y se vuelve a decantar el sobrenadante.
- 6.- Se agregan de dos a 3 ml de solución de sulfato de zinc (1.180° Baumé), se agita con el aplicador hasta resuspender el sedimento y se completa el volumen con más solución de sulfato de zinc.
- 7.- Se centrifuga a 1500 rpm durante un minuto.
- 8.- Con el asa de alambre se recoge la muestra de la película superficial que se encuentra en el menisco, en dos o tres ocasiones sucesivas y se deposita en un portaobjetos.
- 9.- Se coloca una gota de lugol parasitológico, se homogeniza con el cubreobjetos y se pone este sobre la preparación.
- 10.- Se lleva la preparación al microscopio y se observa con objetivos de 10x y 40x., se revisa totalmente la preparación, se estiman los quistes de protozoos y se cuentan los huevos de helmintos.

Para el método modificado con el dispositivo de concentración se siguieron los siguientes pasos:

- 1.- Se hace una suspensión homogénea con uno a 2 g de materia fecal y 10 ml de agua de la llave, en un recipiente de boca ancha.
- 2.- Se filtra esta suspensión a través de la gasa colocada en el embudo y se colecta el filtrado directamente al tubo de 13 x 100 mm.

- 3.- Los tubos se llevan a centrifugación a 1500 rpm durante un minuto.
- 4.- Se decanta el sobrenadante y se resuspende el sedimento con agua, y se agita con un aplicador.
- 5.- Se centrifuga nuevamente y se vuelve a decantar el sobrenadante.
- 6.- Se agregan de dos a 3 ml de solución de sulfato de zinc (1.192° Baumé), se agita con el aplicador hasta resuspender el sedimento.
- 7.- Se coloca la campana en el tubo, se agrega más sulfato por fuera de la campana, llenando los tubos hasta 1 cm por abajo de sus bordes, así la suspensión pasa al interior de la campana.
- 8.- Se centrifuga a 1500 rpm durante un minuto.
- 9.- Se saca el tubo de la centrifuga, se toma la campana presionando con los dedos índice y pulgar el tubo látex que se encuentra en el tallo de la campana y se saca del tubo.
- 10.- Se invierte la campana sobre el portaobjetos, se agregan una o dos gotas de lugol por su parte ancha, de manera que arrastren el contenido de la parte estrecha, donde se encuentran las formas parasitarias.
- 11.- Se homogeniza la suspensión con el ángulo del cubreobjetos de 22 x 44 mm ya que la muestra que se obtiene es mayor que en el método de Faust y se coloca éste sobre el portaobjetos.
- 12.- La preparación está lista para observarse al microscopio con objetivos de 10x y 40x, se revisa totalmente la

preparación, se estiman los quistes de protozoos y se cuentan los huevos de helmintos.

Concluidos los 2000 estudios coproparasitoscópicos (1000 con la técnica de Faust simple y 1000 con la modificación del dispositivo de concentración), se procedió a tabular los resultados obtenidos, de acuerdo al número de casos positivos, negativos, por parásitos protozoos y helmintos, edad y sexo. Resultados que se sometieron a estudio estadístico para finalmente establecer una discusión del trabajo y elaborar las conclusiones finales del mismo.

## 2.1. Material y equipo utilizado en la técnica de Faust simple

### Reactivos y soluciones.

- Sulfato de zinc Q.P., seco granulado; puede emplearse sulfato de zinc industrial, si se eliminan de la solución las sales insolubles mediante filtrado previo.
- Solución de lugol parasitológico.
- Agua destilada.

### Preparación de soluciones de trabajo.

- Solución de sulfato de zinc con densidad de  $1.180^{\circ}$  Baumé. Se pesan 350 g de sulfato de zinc, se vacían en un matraz, se le añade un litro de agua destilada o agua de la llave; se disuelve el sulfato en el agua con ayuda de un agitador, se verifica la densidad con el densímetro, añadiéndole agua o sulfato según sea necesario, hasta que marque  $1.180^{\circ}$  Baumé.

- Solución de lugol parasitológico.

Se pesan 5 g de yodo cristaloides y 10 g de yoduro de potasio, ambos se colocan en un matraz, al cual se le agregan 100 ml de agua destilada; se agita vigorosamente para que se disuelva la mayor cantidad posible, una vez disuelto se guarda en un frasco gotero ámbar.

Material.

- Recipiente de boca ancha (gerber) o vaso de precipitados de plástico de 50 ml.
- Tubos de ensayo de vidrio de 13 x 100 mm.
- Gradilla.
- Embudo de plástico de 7.5 cm de diámetro.
- Gasa cortada en cuadros de 15 cm por lado.
- Portaobjetos de 76 x 26 mm.
- Cubreobjetos de 22 x 22 mm.
- Aplicadores de madera.
- Aza de alambre terminada en un círculo de 3 a 5 mm de diámetro, formando ángulo recto con el resto del alambre.
- Abatelenguas de madera.
- Pizeta de 500 ml.

Equipo

- Centrifuga con camisas para tubos de 13 x 100 mm.
- Microscopio compuesto Ross Bach México Kyowa.
- Densímetro graduado de 1.100 a 1.200<sup>o</sup> Baumé.

## 2.2 Material y equipo utilizado para el método modificado con el dispositivo de concentración

### Reactivos y soluciones.

- Sulfato de zinc Q.P., seco granulado; puede emplearse sulfato de zinc industrial, si se eliminan de la solución las sales insolubles mediante filtrado previo.
- Solución de lugol parasitológico.
- Agua destilada.

### Preparación de soluciones de trabajo.

- Solución de sulfato de zinc con densidad de 1.192<sup>o</sup> Baumé. Se pesan 400 g de sulfato de zinc, se vacían en un matraz, se le añade un litro de agua destilada o de la llave; se disuelve el sulfato en el agua agitando vigorosamente, se verifica la densidad con el densímetro, agregando agua o sulfato según sea el caso, hasta lograr la densidad deseada.
- Solución de lugol parasitológico, se realiza de igual manera que para la técnica de Faust simple.

### Material.

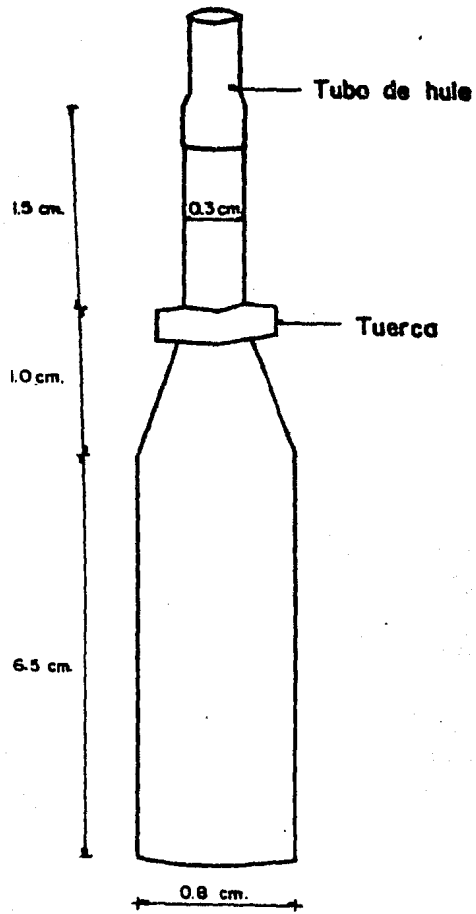
- Recipiente de boca ancha de vidrio o vaso de precipitados de plástico de 50 ml.
- Tubos de ensayo de vidrio de 13 x 100 mm.
- Gradilla.
- Embudo de plástico de 7.5 cm de diámetro.
- Portaobjetos de 76 x 26 mm.
- Cubreobjetos de 24 x 40 mm.

- Aplicadores de madera.
- Abatelenguas de madera.
- Pizeta de 500 ml.
- Camapana de concentración: dispositivo en forma de cilindro alargado, de plástico, adaptado a las medidas apropiadas para los tubos de uso rutinario en el método de Faust; que en su parte ancha mide 0.8 cm de diámetro por 6.5 cm de largo; adelgazándose en su parte terminal con un cuello de 1.5 cm de largo ligeramente mayor al tubo de ensaye por 0.5 cm de diámetro; en su punta tiene un pequeño tubo de hule, y en su cuello lleva una tuerca pequeña justa al diámetro del tubo de ensaye, que hace que el dispositivo no flote (Fig. 1).

#### Equipo.

- Centrifuga con camisas para tubos de 13 x 100 mm.
- Microscopio compuesto Ross Bach México Kyowa.
- Densímetro graduado de 1.100 a 1.200<sup>0</sup> Baumé.

Fig.1.



CAMPANA DE CONCENTRACION



### 3.0. RESULTADOS

#### 3.1. Edad y sexo de las personas examinadas

De las 1000 muestras de heces fecales procesadas por el método de Faust y con el dispositivo de concentración 531, correspondieron a personas del sexo femenino y 469 al masculino, con la siguiente distribución por edades:

Edad	No. de personas
15 días	1
28 días	1
29 días	1
1 mes	5
1 mes 20 días	2
1 mes 22 días	1
1 mes 27 días	1
1 mes 28 días	1
2 meses	3
4 meses	5
5 meses	8
6 meses	11
7 meses	7
8 meses	1
9 meses	3
10 meses	57
1 año	10
1 año 1 mes	1
1 año 2 meses	3
1 año 3 meses	

Edad	No. de personas
1 año 4 meses	10
1 año 6 meses	3
1 año 7 meses	9
1 año 9 meses	1
2 años	70
2 años 4 meses	1
3 años	72
4 años	88
5 años	85
6 años	60
7 años	68
8 años	64
9 años	68
10 años	54
11 años	77
12 años	52
13 años	17
14 años	29
15 años	17
18 años	3
20 años	2
24 años	2

### 3.2. Resultados de aislamiento e identificación de formas parasitarias

Los resultados globales de aislamiento e identificación de formas parasitarias con los dos métodos arrojaron los siguientes datos: con el método coproparasitoscópico de concentración por flotación de Faust se obtuvieron diagnósticos de parásitos en 575 de las 1000 muestras, lo que corresponde al 57.6%; con el método coproparasitoscópico de concentración por flotación con dispositivo plástico, se obtuvieron 783 muestras positivas con parásitos intestinales, lo que corresponde al 78.3% de los estudios realizados (tabla No. 1).

En este estudio se aislaron e identificaron seis protozoos y seis helmintos, a saber del primer grupo: Entamoeba histolytica, Entamoeba coli, Endolimax nana, Iodamoeba bütschlii, Chilomastix mesnili y Giardia lamblia, de los helmintos: Ascaris lumbricoides, Trichuris trichiura, Enterobius vermicularis, Hymenolepis nana, Taenia sp y uncinarias. Los resultados de frecuencia por protozoos y helmintos, obtenidos con cada uno de los dos procedimientos, así como las diferencias entre estos, se presentan en las tablas No. 2 y 3.

**Tabla No. 1**

<b>Resultado</b>	<b>Numero de muestras positivas por cada metodo</b>		<b>%</b>	
	<b>Faust</b>	<b>Con dispositivo</b>	<b>Faust</b>	<b>Con dispositivo</b>
<b>Positivo</b>	<b>576</b>	<b>783</b>	<b>57.6</b>	<b>78.3</b>
<b>Negativo</b>	<b>424</b>	<b>217</b>	<b>42.4</b>	<b>21.7</b>
<b>Total</b>	<b>1 000</b>	<b>1000</b>	<b>100</b>	<b>100</b>

**Resultados globales en mil estudios coproparasitoscópicos realizados con la técnica de Faust y con dispositivo de concentración**

Tabla No. 2

Protozoarios	Número de muestras positivas por cada método		% de mayor efectividad de los dos métodos	
	Faust	con dispositivo	Faust	con dispositivo
<u>Entamoeba histolytica</u>	78	144	—	45.8
<u>Entamoeba coli</u>	75	166	—	54.8
<u>Endolimax nana</u>	147	367	—	59.9
<u>Iodamoeba bütschlii</u>	20	61	—	70.5
<u>Chilomastix mesnili</u>	12	43	—	72.1
<u>Giardia lamblia</u>	418	632	—	33.9

Diferencias de efectividad en el diagnóstico de Protozoarios intestinales en 1000 muestras de heces procesadas con los dos métodos.

Tabla No. 3

Helminfos	Número de muestras positivas por cada metodo		% de mayor efectividad de los dos métodos	
	Faust	con dispositivo	Faust	con dispositivo
<u>Ascaris lumbricoides</u>	44	51	—	13.7
<u>Trichuris trichiura</u>	33	29	13.8	—
Uncinarias	2	6	—	66.7
<u>Enterobius vermicularis</u>	6	4	33.3	—
<u>Hymenolepis nana</u>	70	90	—	22.2
<u>Taenia</u> sp.	1	4	—	75

Diferencias de efectividad en el diagnóstico de Helminfos Intestinales en 1000 muestras de heces procesadas con los dos métodos.

### 3.3. Asociaciones parasitarias

De los 1000 estudios de heces fecales, 478 se encontraron con dos o más organismos asociados, 319 con un sólo organismo y 203 fueron negativos. De los 478 estudios con dos o más parásitos, resultaron las siguientes 95 asociaciones:

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> .	4
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> .	7
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	6
<u>Endolimax nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	1

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> .	10
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> .	31
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> .	160
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> .	13
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Enterobius vermicularis</u> .	1
<u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	2
<u>Endolimax nana</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Hymenolepis nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	2



Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> .	20
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	3
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> .	6
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> .	6
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	15
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	7
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	1

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	1
<u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	1
<u>Endolimax nana</u> , <u>Entamoeba coli</u> .	2
<u>Hymenolepis nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	1
<u>Endolimax nana</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	2
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	5
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> .	2
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	8
<u>Giardia lamblia</u> , uncinarias.	2

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Endolimax nana</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	4
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> .	9
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	1
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	2
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> .	8
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	6
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	6
<u>Ascaris lumbricoides</u> , <u>uncinarias</u> .	2

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Endolimax nana</u> .	7
<u>Endolimax nana</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	3
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	12
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	9
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	2

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> .	1
<u>Endolimax nana</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	1
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	3
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	11
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>E. erobius vermicularis</u> .	3
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Endolimax nana</u> .	1
<u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	1

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Endolimax nana</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	2
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	3
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	2
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	3

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	3
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	4
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Trichuris trichiura</u> , <u>unci-narias</u> .	1
<u>Endolimax nana</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	4
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> , <u>Enterobius vermicularis</u> .	1
<u>Entamoeba coli</u> ; <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	2
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	1
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	2
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	1
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Ascaris lumbricoides</u> .	1



Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> .	2
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Enterobius vermicularis</u> .	2
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Taenia sp.</u>	1
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Chilomastix mesnili</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Enterobius vermicularis</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Trichuris tric iura</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Trichuris trichiura</u> , <u>Taenia sp.</u>	1
<u>Hymenolepis nana</u> , <u>Trichuris trichiura</u> , <u>Taenia sp.</u>	1

Organismos asociados	No. de muestras positivas a la infección
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Taenia</u> sp.	2
<u>Chilomastix mesnili</u> , <u>Ascaris lubricoides</u> .	1
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Entamoeba histolytica</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> .	1
<u>Giardia lamblia</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Hymenolepis nana</u> , <u>Trichuris trichiura</u> .	1
<u>Entamoeba coli</u> , <u>Endolimax nana</u> , <u>Iodamoeba bütschlii</u> , <u>Hymenolepis nana</u> .	1

### 3.4. Análisis estadístico

El análisis estadístico de los datos obtenidos en el presente estudio se realizó mediante el procedimiento de  $\chi^2$  para tablas de contingencia, para determinar las hipótesis que a continuación anotamos, con su resultado respectivo.

1.- La mayor detección de existencia de protozoos es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $\chi^2$  calculada de 210.55, con un nivel de significancia asociado bajísimo de 0.0000, con 4 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.29783. Valores que permiten rechazar ampliamente la hipótesis.

2.- La mayor detección de Entamoeba histolytica es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $\chi^2$  calculada de 16.9494, con un nivel de significancia asociado de 0.00247, con 4 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.26633. Valores que permiten rechazar holgadamente la hipótesis.

3.- La mayor detección de Entamoeba coli es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $\chi^2$  calculada de 9.3952, con un nivel de significancia asociado de 0.05183, con 4 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.19370. Estos valores de un nivel de significancia cercano al 5.2%, no nos permite rechazar estrictamente la hipótesis al nivel del 5%; pero si al 5.2%.

4.- La mayor detección de Endolimax nana es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 13.4736, con un nivel de significancia asociado de 0.00965, con 4 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.15983. Valores que permiten rechazar holgadamente la hipótesis.

5.- La mayor detección de Iodamoeba bütschlii es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 4.7888, con un nivel de significancia asociado de 0.30975, con 4 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.23626. Este nivel de significancia es bastante mayor al 5%, por lo que la hipótesis no puede ser rechazada.

6.- La mayor detección de Chilomastix mesnili es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 5.2510, con un nivel de significancia asociado de 0.26225, con 4 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.29522. El valor del nivel de significancia es bastante mayor al 5%, por lo que la hipótesis no puede ser rechazada.

7.- La mayor detección de Giardia lamblia es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 302.19,56, con un nivel de significancia asociado de 0.00000, con 4 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.47274. Valores que permiten rechazar ampliamente la hipótesis.

En relación a los cinco niveles de concentración de protozoos: muy pocos, pocos, regular, muchos y muchísimos; las frecuencias observadas son mayores para el método de concentración con dispositivo plástico en los tres últimos niveles (tablas de la No. 4 a la 10).

8.- La mayor detección de huevos de helmintos es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 27.4606, con un nivel de significancia asociado de 0.00016, con 5 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.27337. Valores que permiten rechazar ampliamente la hipótesis.

9.- La mayor detección de Ascaris lumbricoides es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 9.3909, con un nivel de significancia asociado de 0.9460, con 5 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.29993. Valor del nivel de significancia mayor al 5%, que no permite rechazar la hipótesis.

10.- La mayor detección de Trichuris trichiura es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 4.8585, con un nivel de significancia asociado de 0.08652, con 2 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.26957. Valor del nivel de significancia mayor al 5%, que no permite rechazar la hipótesis.

11.- La mayor detección de uncinarias es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 1.0667, con un nivel de significancia asociado de 0.59251, con 2 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.34300. Valor del nivel de significancia mucho mayor al 5% no se puede rechazar la hipótesis.

12.- La mayor detección de Enterobius vermicularis es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 0.2344, con un nivel de significancia asociado de 0.63418, con 1 grado de libertad y coeficiente de contingencia de 0.15133. Valor del nivel de significancia mucho mayor al 5% no se puede rechazar la hipótesis.

13.- La mayor detección de Hymenolepis nana es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 19.2369, con un nivel de significancia asociado de 0.00221, con 5 grados de libertad y coeficiente de contingencia de 0.32761. Valores que permiten rechazar ampliamente la hipótesis.

14.- La mayor detección de Taenia sp es independiente del método utilizado.

Para esta hipótesis se obtuvo un valor de  $X^2$  calculada de 0.7031, con un nivel de significancia asociado de 0.59321, con 1 grado de libertad y coeficiente de contingencia de 0.35112. Valor del nivel de significancia mucho mayor al 5% que no permite rechazar la hipótesis.

En relación a los seis niveles de concentración de huevos de helmintos: de 1 a 50, 51 a 100, 101 a 200, 201 a 300, 301 a 600 y 601 o más; observamos que las concentraciones son mayores para el método con dispositivo plástico en los cuatro últimos niveles (teblas de la No. 11 a la 17).

Tabla No. 4

Estimación de Quistes de Protozoos	Método de Faust	Método con Dispositivo
Muy pocos	176	283
Pocos	319	313
Regular	179	307
Muchos	60	229
Muchísimos	16	281
<b>Total</b>	<b>750</b>	<b>1413</b>

**Estimación de quistes de Protozoos - por muestra, identificados con los dos métodos.**

Tabla No. 5

<u>Estimación de Quistes de Entamoeba histolytica</u>	Método de Faust	Método con Dispositivo
Muy pocos	14	14
Pocos	30	58
Regular	23	22
Muchos	7	20
Muchísimos	4	30
<b>Total</b>	<b>78</b>	<b>144</b>

Estimación de quistes de Entamoeba histolytica por muestra, identificados con los dos métodos.



Tabla No. 6

<b>Estimación de Quistes de <u>Endolimax nana</u></b>	<b>Método de Faust</b>	<b>Método con Dispositivo</b>
Muy pocos	49	106
Pocos	57	128
Regular	31	64
Muchos	9	42
Muchísimos	1	27
<b>Total</b>	<b>147</b>	<b>367</b>

**Estimación de quiste de Endolimax nana -- por muestra, identificados con los dos metodos.**

Tabla No. 7

<u>Estimación de Quistes de lodamoeba bütschlii</u>	Método de Faust	Método con Dispositivo
Muy pocos	5	24
Pocos	8	12
Regular	3	6
Muchos	2	6
Muchísimos	2	13
<b>Total</b>	<b>20</b>	<b>61</b>

Estimación de quiste de lodamoeba bütschlii por muestra, identificados -- con los dos metodos.

Tabla No. 8

Estimación de Quistes de <u>Entamoeba coli</u>	Método de Faust	Método con Dispositivo
Muy pocos	14	42
Pocos	32	48
Regular	17	31
Muchos	9	21
Muchísimos	3	24
Total	75	166

Estimación de quistes de Entamoeba coli por muestra, identificados con -- los dos métodos.

Tabla No. 9

<b>Estimación de Quistes de <u>Chilomastix mesnili</u></b>	<b>Método de Faust</b>	<b>Método con Dispositivo</b>
<b>Muy pocos</b>	<b>6</b>	<b>26</b>
<b>Pocos</b>	<b>5</b>	<b>13</b>
<b>Regular</b>	<b>—</b>	<b>3</b>
<b>Muchos</b>	<b>—</b>	<b>1</b>
<b>Muchísimos</b>	<b>1</b>	<b>—</b>
<b>Total</b>	<b>12</b>	<b>43</b>

**Estimación de quistes de Chilomastix mesnili por muestra, identificado con los dos métodos.**

Tabla No. 10

Estimación de Quistes de <u>Giardia lamblia</u>	Método de Faust	Método con Dispositivo
Muy pocos	88	71
Pocos	187	54
Regular	105	181
Muchos	33	139
Muchísimos	5	187
Total	418	632

Estimación de quistes de Giardia lamblia por muestra, identificado -- con los dos métodos.

Tabla No. 11

No. de huevos de Helmintos	No. de muestras por el método de Faust	No. de muestras por el método con dispositivo
1 - 50	115	110
51 - 100	20	19
101 - 200	11	12
201 - 300	7	7
301 - 600	3	12
601 o más	—	24
Total	156	184

Número de huevos de Helmintos por muestra, identificados con los dos métodos.

Tabla No. 12

No. de huevos de <u>Ascaris lumbricoides</u>	No. de muestras por el método de Faust	No. de muestras por el método con dispositivo
1-50	27	23
51-100	7	9
101-200	4	3
201-300	4	3
301-600	2	6
601 o más	—	7
Total	44	51

Número de huevos de Ascaris lumbricoides por muestra, identificados con los dos métodos.

Tabla No. 13

No. de huevos de <u>Hymenolepis nana</u>	No. de muestras por el método de Faust	No. de muestras por el método con dispositivo
1-50	47	45
51-100	12	9
101-200	7	9
201-300	3	4
301-600	1	6
601 o más	1	17
Total	70	90

Número de huevos de Hymenolepis nana por muestra, identificados con los dos métodos.



Tabla No. 14

No. de huevos de <u>Enterobius vermicularis</u>	No. de muestras por el método de Faust	No. de muestras por el método con dispositivo
1 - 10	4	4
11 o más	2	0
Total	6	4

Número de huevos de Enterobius vermicularis por muestra, identificados - con los dos métodos:

Tabla No. 15

No. de huevos de Uncinarias	No. de muestras por el método de Faust	No. de muestras por el método con dispositivo.
1-10	1	4
11-20	—	1
21 o más	1	1
Total	2	6

Número de huevos de Uncinarias por muestra, identificados con los dos -- métodos.

Tabla No. 16

No. de huevos de <u>Trichuris trichiura</u>	No. de muestras por el método de Faust	No. de muestras por el método con dispositivo
1 - 10	29	25
11 - 20	4	1
21 o más	—	3
Total	33	29

Número de huevos de Trichuris trichiura por muestra, identificados con los dos métodos.

**Tabla No. 17**

No. de huevos de <u>Taenia</u> sp.	No. de muestras por el método de Faust	No. de muestras por el método con dispositivo
1 - 2	1	3
3 - 5	—	1
Total	1	4

Número de huevos de Taenia sp. por muestra, identificados con los dos - métodos.

#### 4.0. DISCUSION

En este estudio hemos comparado la efectividad diagnóstica de dos procedimientos coproparasitoscópicos, el método de concentración por centrifugación flotación, conocido como método de Faust y una modificación a este método, utilizando un dispositivo plástico de concentración.

Después de analizar los resultados obtenidos en las 1000 muestras de materia fecal estudiadas, observamos que el diagnóstico de quistes y huevos de parásitos de localización en el intestino del hombre se mejora, en virtud de que se aisló una cantidad superior de formas parasitarias, en el método donde se utilizó el dispositivo de concentración.

Situación que es razonable, puesto que al utilizar este dispositivo prácticamente estamos revisando todo el material, que por menor densidad con respecto al sulfato de zinc permanece en la superficie de la solución, con el que hacemos la última centrifugación. Esto aunado a que en el tallo del dispositivo de concentración queda una mayor cantidad de material a observar microscópicamente, de tal forma que requerimos de cubreobjetos de 24 x 40 mm, a diferencia de los que tradicionalmente se usan de 22 x 22 mm; por estas dos razones estamos aumentando el número de formas parasitarias y la cantidad de material a estudiar microscópicamente, donde se puedan encontrar las formas que nos permiten establecer el diagnóstico morfológico microscópico de estos organismos.

Comparativamente con los dos métodos el modificado con dispositivo de concentración aumenta en un 21% el diagnóstico de parásitos intestinales, como lo demuestran los resultados obtenidos en la presente investigación; a diferencia de lo que sucede con el método coproparasitoscópico de Faust simple, en donde

la toma del material flotante con las asadas se debe hacer cuidadosamente y en forma adecuada, para evitar el error en su manejo; ya que el asa sólo toma pequeñas porciones de la película superficial, además de romper fácilmente la tensión superficial, propiciando que algunos elementos parasitarios se precipiten, con la consecuente disminución de posibilidades para detectar el material parasitario.

Con el dispositivo plástico de concentración disminuye el problema de error humano, ya que solamente se invierte el dispositivo y se adiciona lugol parasitológico para facilitar la observación del material parasitario y se recoge la muestra directamente al portaobjetos; además, este método resulta más práctico porque se evita el paso de colecta por asada, lo cual se traduce en ahorro de tiempo en el trabajo rutinario.

En los resultados del análisis estadístico se determina que la mayor detección de protozoos y helmintos es dependiente del método utilizado, de tal manera que la diferencia observada en las determinaciones positivas en ambos métodos es significativa en general, siendo mucho más evidente para protozoos debido a que el número de casos positivos es mayor.

En el diagnóstico de los seis protozoos para Iodamoeba bütschlii y Chilomastix mesnili su mayor detección no depende del método utilizado, así como para el caso de cinco helmintos de los seis detectados; debido a que el número de muestras positivas para estos parásitos es pequeña, ya que del 78.3% de diagnósticos positivos de las 1000 muestras examinadas con el método modificado para I. bütschlii y C. mesnili corresponde un 6.1% a 4.3% respectivamente y para los cinco helmintos es de un 2 a 6% de muestras positivas.

## 5.0. CONCLUSIONES

El método coproparasitoscópico por centrifugación flotación con dispositivo plástico demostró mejor concentración de las formas parasitarias, de tal forma que aumentó el número de casos positivos significativamente con respecto al método tradicional y en los casos positivos en ambos métodos se registraron más quistes y huevos por el método modificado.

Este procedimiento resultó de muy fácil realización en el laboratorio clínico de rutina y no se requiere de cambios en material y equipo, a excepción de los tubos plásticos de concentración. Por los resultados obtenidos, la facilidad del método y lo económico de los dispositivos, se cree que este procedimiento se puede establecer rutinariamente en los laboratorios, mejorando el diagnóstico de las enfermedades parasitarias de localización intestinal en el hombre.

## 6.0. BIBLIOGRAFIA

1. ROMERO, R., y E. NAVARRETE, 1982, Las enfermedades parasitarias. Rev. Inst. Smith Kline French. México, D.F. 1 (1):1-6.
2. BIAGI, P., 1976, Enfermedades parasitarias. La Prensa Médica Mexicana. México, D.F. 376 pp.
3. KNIGHT, R., and S.G. WRIGHT., 1978, Progress report intestinal protozoa. Gut. 19: 940-953.
4. SALAZAR, P.M., y I. DE HARO, 1980, Manual de técnicas para el diagnóstico morfológico de la parasitosis. Edit. Méndez Cervantes, México, D.F. 199 pp.
5. ROMERO, y cols., 1979, " Métodos de laboratorio para el diagnóstico de parasitosis intestinales y de cavidades ". Dep. Ecol. Hum. Fac. Med. U.N.A.M. 135 pp.
6. GLEASON, N., and R. HBALY, 1965, Modification and evaluation of Kohn's one-step staining technic for intestinal protozoa in feces or tissue. Am. J. Clin. Pathol. 43 (5): 494-496.
7. GOLVAN, Y.J., and J.C. PETIBORY, 1977, Técnicas en parasitología. Edit. Jims Barcelona, España. 407 pp.
8. APY, ..., et al., 1977, Evaluación del rendimiento del método de Fafs en el diagnóstico de las enteroparasitosis. Rev. Med. Chile. 105 (6): 388-389.
9. BEKLIEN, O., W. GEORGE and M.J. MILLER, 1980, Supral as a permanent mounting medium for helminth eggs and proglottids. J. Clin. Microbiol. 12 (5): 700-703.



10. PRICE, D.L., 1981, Comparison of three collection preservation methods for detection of intestinal parasites. J. Clin. Microbiol. 14 (6): 656-660.
11. YANG, J., T.H. SCOLTEN, 1976, Celestine blue B stain for intestinal protozoa. Am. J. Clin. Pathol. 65: 715-718.
12. BULLOCK, W.L., 1980, The use of Kohn chlorazol black fixative-stain in an intestinal parasite survey in rural Costa Rica. J. Parasitol. 66 (5): 811-813.
13. AMERICAN SOCIETY OF PARASITOLOGISTS., COMMITTEE ON EDUCATION., SUBCOMMITTEE ON LABORATORY STANDARDS., 1977, Procedures suggested for use in examination of clinical specimens for parasitic infection. J. Parasitol. 63 (5): 959-960.
14. BARTLETT, M.S., et al., 1978, Comparative evaluation of a modified zinc sulfate flotation technique. J. Clin. Microbiol. 7 (6): 524-528.
15. CASTILHO, V.L.P., et al., 1980, Estudo comparativo entre os métodos de Faust & col. e de Ritchie para exame parasitológico das fezes. Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo. 22 (6): 319-322.
16. CHAVES, A., et al., 1979, Estudo comparativo dos métodos coprológicos de Lutz, Kato-Katz e Faust modificado. Rev. Saúde Públ., Sao Paulo. 13 (4): 348-352.
17. GUINN, E., et al., 1959, The use of the zinc sulfate centrifugation technic as a routine diagnostic procedure. Am. J. Clin. Pathol. 31 (1): 87-88.

18. GARROCHO, C., y A. TORRES, 1977, Diagnosis of intestinal parasitic infestation. Study of two methods for collection of specimens. Am. J. Clin. Pathol. 67 (6): 603-606.
19. BISWAS, H., et al., 1971, Evaluation of laboratory methods in the detection of E. histolytica and other intestinal parasites. Indian J. Med. Res. 59: 1374-1377.
20. HALL, A., 1981, Quantitative variability of nematode egg counts in faeces: a study among rural Kenyans. Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. (5): 682-687.
21. NAIR, K.V., et al., 1977, Comparative evaluation of diagnostic methods in giardiasis. Indian J. Med. Res. 66 (3): 417-419.
22. VINAYAK, V.K., and S.C. SEHGAL, 1976, Evaluation of a simple and rapid faecal concentration technique for helminthic ova and protozoal cysts. Indian J. Med. Res. 64 (9):1347-1350.
23. AKRUM, S., and K. EDWIN, 1979, Método de concentracao de ovos e quistos por formol-gasolina. Rev. Bras. Pesquisas Med. Biol. 12 (1): 89-92.
24. ERDWAN D.D., 1981, Clinical comparison of ethyl acetate and diethyl ether in the formalin-ether sedimentation technique. J. Clin. Microbiol. 14 (5): 483-485.
25. PAMBA, H.O., and P.C. MULEGA, 1981, Comparison of Kato thick smear technique and formol-ether sedimentation method for qualitative diagnosis of intestinal helminths. East Africa Med. J. 58 (2): 95-100.

26. TRUANT, A.L., et al., 1981, Comparison of formalin-ethyl ether sedimentation, formalin-ethyl acetate sedimentation, and zinc sulfate flotation techniques for detection of intestinal parasites. J. Clin. Microbiol. 13 (5): 882-884.
27. ZIERD, W.S., 1978, A simple device for concentration of parasite eggs, larvae, and protozoa. Am. J. Clin. Pathol. 70: 89-93.
28. SOTO, R., y cols., 1977, Métodos parasitológicos de enriquecimiento. Una modificación del Baermann. Rev. Cubana Med. Trop. 29 (3): 115-120.
29. Oficina de Educación para la salud, 1980, "Giardiasis". Gaceta Universidad Nacional Autónoma de México. 4 (72): 21.
30. LARA, R., 1981, "La diarrea en la giardiasis". Enfermedades diarreicas en el niño. Hosp. Inf. Méx. pp. 277-281.
31. GARDNER, B.B., et al., 1980, Comparison of direct wet mount and trichrome staining techniques for detecting Entamoeba species trophozoites in stools. J. Clin. Microbiol. 12 (5): 656-658.
32. FAUCI, E.C., P.F. RUSSELL, and R.C. JUNG, 1975, Parasitología clínica. Salvat Edit. México, S.A. 888 pp.
33. WHEATLEY, B.S., and B. WALTER, 1951, A rapid staining procedure for intestinal amebae and flagellates. Am. J. Clin. Pathol. 21 : 990-991.

34. BORDA, C.E., et al., 1976, Evaluation of Borda and Pellegrino's technique in the quantitative diagnosis of hookworm infections. Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo. 18 (6): 415-421
35. STEVENS, D.P., 1978, Quantitative techniques. Clin. Gastroenterol. 7 (1): 231-238.
36. MARKELL, E.K., A.R. KURITSUBO, and B.A. SIEGELAUB, 1978, Egg counts utilizing trichrome-stained smears from polyvinyl alcohol (PVA)-preserved fecal specimens. J. Parasitol. 64 (6): 1035-1038.
37. SINNIHAH, H.B., 1982, Daily egg production of Ascaris lumbricoides: distribution of eggs in the faeces and the variability of egg counts. Parasitology. 84 (1): 167-175.