

870127

27
20

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE GUADALAJARA

Incorporada a la Universidad Nacional Autónoma de México

ESCUELA DE CIENCIAS QUIMICAS



INVESTIGACION PARASITOLOGICA DEL AREA URBANA,
EVALUANDO TRES METODOS COPROPARASITOSCOPICO
(MIF, FAUST, SIMPLE).

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
QUIMICO FARMACEUTICO BIOLOGO

P R E S E N T A

EMMA GUADALUPE ROJO HURTADO

Asesor: Q.F.B. Ma. del Socorro Pulido G.

GUADALAJARA, JALISCO. AGOSTO 1990

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.

INDICE

CAPITULO I		Pag.
1.0	INTRODUCCION.....	1
1.1	GENERALIDADES	2
1.2	CLASIFICACION PARASITOLOGICA	3
CAPITULO II		
2.0	EXAMENES COPROPARASITOSCOPICOS	6
2.0.1	EXAMEN DIRECTO MACROSCOPICO	6
2.0.2	EXAMEN DIRECTO MICROSCOPICO	6
2.1	METODO DE CONCENTRACION	6
2.1.1	TECNICAS DE FLOTACION (CUALITATIVAS) ...	6
2.1.2	TECNICAS DE SEDIMENTACION	7
2.1.3	EXAMENES COPROPARASITOSCOPICOS CUANTITATIVOS	7
CAPITULO III		
3.0	EXAMENES ESPECIALES PARA EL DIAGNOSTICO DE PARASITOSIS DEL APARATO DIGESTIVO	8
3.1	METODO TAMIZADO	8
3.2	METODO DE GRAHAM	8
3.3	METODO DE BAERMANN	8
3.4	CAPSULA DE BEAL	8
3.5	SONDEO DUODENAL	8
CAPITULO IV		
4.0	MATERIAL Y REACTIVOS	9
CAPITULO V		
5.0	METODOS EVALUADOS	11
5.1	METODO SIMPLE	11
5.2	METODO FAUST	12
5.3	METODO MIF	13

CAPITULO VI

6.0	METODOLOGIA	16
6.1	SIMPLE	16
6.2	FAUST	16
6.3	MIF	17
6.3.1	SOLUCION PRESERVADORA-COLORANTE DE MERTHIOLATE-YODO-FORMALDEHIDO: MIF.....	17

CAPITULO VII

7.0	RESULTADOS	20
7.1	REPRESENTACION GRAFICA DE ABUNDANCIA CONTRA FRECUENCIA DE CADA UNO DE LOS METODOS PARASITOLOGICOS EVALUADOS	30

CAPITULO VIII

8.0	RESUMEN	32
-----	---------------	----

CAPITULO IX

9.0	CONCLUSIONES	33
-----	--------------------	----

CAPITULO X

10.0	BIBLIOGRAFIA	35
------	--------------------	----

CAPITULO I

INVESTIGACION PARASITOLOGICA DEL AREA URBANA.
EVALUANDO TRES METODOS COPROPARASITOSCOPICO
(MIF, FAUST, SIMPLE).

1.0 INTRODUCCION

Un exámen coproparasitoscópico es el estudio microscópico y visual de la materia fecal para la búsqueda e identificación de las formas parasitarias.

En la República Mexicana las parasitosis producen muerte con relativa frecuencia ya que ocupa el cuarto lugar como causa de muerte. La amibiasis producida por *E. histolytica* es la más frecuente siendo la amiba que causa mayor daño en el organismo.

En México la amibiasis invasora es un problema de salud de considerable proporción por la frecuencia de su aparición y por la severidad de sus manifestaciones clínicas. Afecta principalmente a las clases sociales con menores ingresos económicos que viven en hacinamiento y carecen de servicios sanitarios adecuados.

Los reguladores ecológicos que determinan la frecuencia de cada parasitosis pueden ser abióticos, como la humedad ambiental, la temperatura, el tipo de suelo, el regimen pluvial y la topografía, entre otros, y bióticos, como la densidad de población de reservorios y sus costumbres individuales y sociales.

Los conocimientos básicos para comprender la epidemiología de la Parasitosis intestinal pueden resumirse en : 1) ciclo biológico; 2) reservorios naturales; 3) fuentes de infección; 4) mecanismo de transmisión; 5) reguladores ecológicos.

Los mecanismos de transmisión son muy variados, ya que la infección se puede adquirir mediante nueve procedimientos diferentes: 1) autoinfección, 2) contagio, 3) fecalismo, 4) el suelo, 5) ingestión de carne, 6) ingestión de plantas acuáticas, 7) inmersión en aguas infectadas, 8) ingestión de pescado crudo, 9) ingestión de artrópodos infectados.

La amebiasis humana es una enfermedad transmisible, con o sin manifestaciones clínicas, causada por *Entamoeba histolytica*, una especie de amiba parásita del intestino grueso.

El diagnóstico se confirma mediante la demostración de los parásitos o sus productos y aunque un hallazgo positivo representa la confirmación, la negatividad no descarta en forma segura el diagnóstico.

En esta investigación se pretende valorar la eficacia de los métodos: SIMPLE, FAUST Y MIF para el diagnóstico de las parasitosis intestinales.

Para ello se han revisado los resultados obtenidos de 150 muestras fecales por los tres métodos, en los meses de marzo, abril y mayo de 1989 en el Laboratorio de Análisis Clínicos de CCQQ de la UAG; cuyas muestras correspondían casi en su totalidad a personas procedentes del área urbana.

1.1 GENERALIDADES

Los métodos coproparasitológico se pueden dividir en: cualitativos y cuantitativos; los primeros se usan para saber que formas parasitarias existen y los segundos en que número se encuentran estos últimos, sobre todo, se utilizan en helmintos.

Los métodos empleados para el examen microscópico varían en función de muchos factores, como edad de la muestra, tipo de parásito que se busca, equipo de laboratorio y tiempo de que se dispone. Se debe conocer varios métodos y las ventajas e inconvenientes de cada uno.

Ningún método es eficaz al 100 % , por lo que es preciso conocer varios de ellos, así como sus ventajas e inconvenientes.

En la actualidad se cuenta con varios métodos para efectuar el examen coproparasitológico y cada parasitosis, o ciertas fases de algunos parásitos, son mejor diagnosticadas por determinados procedimientos.

De acuerdo con los síntomas de los pacientes, podemos tener necesidad de buscar parásitos adultos, por eso es siempre interesante el examen macroscópico para la búsqueda de parásitos enteros o que permiten un hallazgo visual directo; ocasionalmente puede verse gusanos o proglótidos y cabezas de tenias, *Enterobius*, *Ascáris* y *Trichuris* adultos y unclnarias pueden identificarse si están presentes en las heces por el método de tamizado. Los gusanos pueden verse a zimpie vista o con ayuda de una lupa se ven mejor sobre fondo negro.

1.2 CLASIFICACION PARASITOLOGICA

I. Phylum Protozoos; Subphylum Mastigoforos

A. Superclase mastigoforásica

1. Clase zoomastigoiásida

- a. *Enteromonas hominis*
- b. *Embadomonas intestinalis*
- c. *Chilomastix mesnili*
- d. *Giardia lamblia*
- e. *Trichomonas hominis*
- f. *Trichomonas vaginalis*
- g. *Trichomonas tenax*
- h. *Leishmania donovani*
- i. *Leishmania tropica*
- j. *Leishmania braziliensis*
- k. *Trypanosoma cruzi*
- l. *Trypanosoma rhodesiense*
- m. *Trypanosoma gambiense*
- n. *Trypanosoma rangeli*

B. Superclase sarcodásida

1. Clase Rhizopodásida

- a. *Entamoeba histolítica*
- b. *Entamoeba hartmanni*
- c. *Entamoeba coli*
- d. *Entamoeba gingivalis*
- e. *Endolimax nana*
- f. *Iodamoeba bütschlii*
- g. *Dientamoeba fragilis*
- h. *Naegleria fowleri*
- i. *Hartmannella* sp.
- j. *Acanthamoeba* sp.

II. Phylum Protozoos; Subphylum Apicomplexa

A. Clase Sporozoásida

1. Subclase Coccidiasina

- a. *Isospora belli*
- b. *Isospora hominis*
- c. *Toxoplasma gondii*
- d. *Sarcocystis lindemanni*
- e. *Plasmodium falciparum*
- f. *Plasmodium vivax*
- g. *Plasmodium malariae*
- h. *Plasmodium ovale*

III. Phylum Protozoos; subphylum Ciliophora

A. Clase Ciliásida

1. *Balantidium coli*

IV. Protozoos de categoría incierta

A. *Pneumocystis carinii*

V. Phylum Nematoda

A. Clase Aphasmidia

1. *Trichinella spiralis*
2. *Trichuris trichiura*
3. *Capillaria hepatica*
4. *Capillaria philippinensis*

B. Clase Phasmidia

1. *Strongyloides stercoralis*
2. *Ancylostoma duodenale*
3. *Ancylostoma braziliense*
4. *Ancylostoma ceylanicum*
5. *Necator americanus*
6. *Trichostrongylus* sp.
7. *Enterobius vermicularis*
8. *Ascaris lumbricoides*
9. *Angiostrongylus cantonensis*
10. *Toxocara canis*
11. *Wuchereria bancrofti*
12. *Brugia malayi*
13. *Onchocercus volvulus*
14. *Acanthocheilonema perstans*
15. *Mansonella ozzardi*
16. *Loa loa*
17. *Dracunculus medinensis*

VI. Phylum Acanthocephala
Ninguno importante

VII. Phylum Platyhelminthes

A. Clase Trematoda

1. Subclase Digenea

- a. *Schistosoma mansoni*
- b. *Schistosoma haematobium*
- c. *Schistosoma japonicum*
- d. *Fasciola hepatica*
- e. *Fasciolopsis buski*
- f. *Echinostoma ilocanum*
- g. *Ophisthorchis felineus*
- h. *Clonorchis sinensis*
- i. *Heterophyes heterophyes*
- j. *Metagonimus yokogawai*
- k. *Paragonimus westermani*

B. Clase Cestoidea

1. Subclase Cestoda

- a. *Taenia saginata*
- b. *Taenia solium*
- c. *Ecchinococcus granulosus*
- d. *Ecchinococcus granulosus*
- e. *Ecchinococcus multilocularis*
- f. *Hymenolepis nana*
- g. *Hymenolepis diminuta*
- g. *Dipylidium caninum*
- h. *Diphyllobothrium latum*

CAPITULO II

2.0 EXAMENES COPROPARASITOSCOPICOS

2.01 EXAMEN DIRECTO MACROSCOPICO .- Es el más sencillo y es habitual que se realice sin necesidad de algún procedimiento especial, pues en ocasiones el paciente elimina por vía digestiva estructuras que se pueden visualizar por ser relativamente grandes y, si se conocen, se identifican fácilmente; por ej: presencia en materia fecal de adultos de *Ascaris l.*, *E. vermicularis*, *Trichuris*, proglótidos de *Taenia*, etc.

2.02 EXAMEN DIRECTO MICROSCOPICO .- El método tiene entre sus características, la sencillez y rapidez para llevarlo a cabo, además de la economía que reporta realizarlo, pues es el que requiere de menos material.

Ha sido el método indicado como excelente para búsqueda de trofozoítos y su movilidad en pacientes con diarrea porque utilizan solución salina isotónica tibia lo que conserva la morfología y la motilidad de los trofozoítos, como son muy frágiles los cambios de temperatura y cualquier solución hipertónica o hipotónica los destruye, por eso se debe practicar éste exámen. En la práctica ha demostrado su eficacia cuando se utiliza lugol, para búsqueda e identificación de quistes, huevos, y larvas.

Su limitación es que la muestra utilizada es tan pequeña, que es poco representativa.

2.1 METODO DE CONCENTRACION .- Cuando en la muestra por estudiar la cantidad de estructuras parasitarias son escasas y no se encuentran en las preparaciones húmedas directas, debe concentrarse las heces. Los métodos de concentración pueden aplicarse a quistes, huevos, y larvas, pero es ineficaz para las infecciones por protozoarios cuando el paciente tiene evacuaciones pastosas o líquidas, con trofozoítos.

2.1.1 TECNICAS DE FLOTACION (CUALITATIVAS).- Las soluciones deben tener densidad mayor que los huevos,

larvas y quistes que contiene la muestra; así éstos flotarán en la superficie de la solución. Los parásitos microscópicos, que no son digeridos van al fondo del recipiente; utiliza un medio líquido de suspensión más pesado que los parásitos y estos suben a la superficie y pueden ser recogidos de la película superficial. Para que el método sea útil, no basta con que el medio de suspensión sea más pesado que los objetos que han de flotar, sino que además no ha de producir deshidratación que los haga irreconocibles. Existen varios métodos o técnicas por ej. de Willis, Faust, con solución de sacarosa etc.

2.1.2 TECNICAS DE SEDIMENTACION (CUALITATIVAS).- En estas técnicas, los parásitos se sedimentan por gravedad o centrifugación. Las técnicas de sedimentación resultan útiles para encontrar quistes de protozoarios, huevos y larvas de helmintos, incluyendo los huevecillos de esquistosomas y operculado como fasciola, ya que son pesados y se van al fondo. Existen varios métodos o técnicas por ej. Ritchie, Telemann, Carles-Brathelemy, sedimentación simple en copas, con agua glicerinada y MIF etc.

2.1.3 EXAMENES CPS CUANTITATIVOS.- Estos métodos expresan el número de huevecillos y constituyen un medio indispensable para valorar la población de helmintos que alberga el paciente, lo que determina la gravedad del padecimiento. Son además indispensables para medir el efecto terapéutico ya que permiten, por comparación del recuento de huevos antes y después del tratamiento. Estos exámenes son útiles en el diagnóstico de la himenolepiasis, la ascariasis, la tricocefalosis, la uncinariasis y la estrongiloidosis. Los métodos más utilizados son Ferreira, Stoll, Kato y Beaver.

CAPITULO III

3.0 EXAMENES ESPECIALES PARA EL DIAGNOSTICO DE PARASITOSIS DEL APARATO DIGESTIVO

3.1 METODO TAMIZADO: Es el de elección para el diagnóstico de la teniasis (proglótidos y pedazos de estróbilo), sirve también para la búsqueda de otros helmintos adultos.

3.2 METODO DE GRAHAM: Por la forma peculiar de oviposición que tiene Enterobius, este método es el de elección para enterobiasis, pues toma la muestra directamente de los márgenes del ano. A veces este método también detecta la ascariasis y la teniasis.

3.3 METODO DE DAERMANN: Tiene indicación especial en la estrongiloidosis y la balantidiasis y suele ser útil en pacientes con uncinariasis que sufren estreñimiento (para larvas rabditoides y filariformes).

3.4 CAPSULA DE BEAL: Para parásitos en duodeno ej. giardiasis, estrongiloidosis y fasciolosis.

3.5 SONDEO DUODENAL: Para parásitos cuyo habitat es el duodeno, cuando hay problemas de diagnóstico.

Existen otra variedad de exámenes para la detección de parásitos que se alojan fuera del intestino.

CAPITULO IV

4.0 MATERIAL Y REACTIVOS

METODO SIMPLE

Reactivos:

- Agua de la llave
- Lugol parasitológico

Material:

- Aplicadores de madera
- Gradilla
- Embudos
- Algodón
- Tubos de centrifuga
- Cubreobjetos
- Portaobjetos
- Centrifuga
- Microscopio

METODO DE FAUST

Reactivos:

- Sulfato de zinc
- Lugol parasitológico
- Agua de la llave

Material:

- Recipiente de vidrio o polietileno de 50 ml aproximadamente
- Tubos de 13 x 100 mm
- Embudos de vidrio o polietileno de 7.5 cm de diámetro
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Gasa o algodón
- Gradilla
- Aplicadores de madera
- Abatelenguas
- Asa de alambre terminada en círculo de 2 a 3 mm de diámetro, formando ángulo recto con el resto del alambre y montada en un tapón de corcho o caucho.
- Densímetro de Baumé
- Microscopio
- Centrifuga

METODO DE MIF

Reactivos:

- Eter etilico
- Merthiolate
- Yodo
- Yoduro de potasio
- Formaldehido
- Glicerina
- Agua destilada

Material:

- Tubos cónicos de centrifuga de 15 ml
- Pipeta Pasteur
- Gradilla
- Aplicadores de madera
- Tapón de caucho
- Cubreobjetos
- Portaobjetos
- Embudo
- Gasa y Algodón
- Centrifuga
- Microscopio

CAPITULO V

5.0 METODOS EVALUADOS

5.1 METODO SIMPLE:

Es un método de concentración (centrifugación-sedimentación); esta es una técnica sencilla que fue implementada de acuerdo a las necesidades de la Q.F.B. María del Refugio Soto Rizo responsable del Laboratorio de Análisis Clínicos de la escuela de CCQQ de la Universidad Autónoma de Guadalajara por su amplia experiencia adquirida en años de servicio a la Institución, sustituyó técnicas ya establecidas; primeramente utilizó el método de Faust el cual fue eliminado por el difícil acceso a este tipo de técnicas, posteriormente puso en práctica una técnica diferente con eter etílico lo cual es una técnica que ocasionó grandes gastos ya que el eter etílico es costoso y lo substituyó por xilol con el mismo fin que el eter para eliminar grasas y substancias solubles en él, pero por su toxicidad lo eliminó por sólo lavados con agua tiñendo con lugol, y comprobó que le daba buenos resultados siendo además una técnica sencilla, relativamente rápida y económica.

En todas la técnicas descritas ya establecidas se utiliza otra substancia aparte de agua y esta técnica omite cualquier tipo de reactivo utilizando solo agua corriente y tiempos de centrifugación de 50 segundos a 2500 rpm, ya que los reactivos pueden modificar la morfología de los parásitos para evitar las substancias de desecho que pueden enmascarar dichos parásitos.

Esta técnica concentra los parásitos y hace que se sedimente por centrifugación suspendiendo las heces con agua corriente y fría, el proceso es acelerado mecánicamente por dicha centrifugación.

Se ha observado que éste método es útil para una gran variedad de quistes, huevos y larvas sobre todo para los pesados como Ascaris, los cuales algunas veces no salen en los métodos de flotación.

Al tener la mezcla en agua se debe raspar la superficie de la muestra con un aplicador de madera, ya que

en la superficie se encuentran los parásitos, evitando la flotación excesiva.

5.2 METODO DE FAUST:

Es una técnica de concentración (flotación-concentración); ésta técnica fue la primera de concentración utilizada para cubrir las necesidades del laboratorio clínico para alta concentración de quistes de protozoarios, huevos de helmintos, larvas presentes en las heces en un estado fácilmente reconocible.

Se utilizan soluciones con densidad mayor que los parásitos estudiados, de modo que estas suben a la superficie y el resto de la muestra se concentre en el fondo del tubo. No son buenos para esquistosoma y operculados.

En este método de flotación, la densidad de las soluciones pueden ser demasiado baja, con lo cual se obtienen pocos parásitos, o demasiado alta, lo que deforma los quistes y otros organismos. Si no se tiene cuidado al manejar muestra de flotación la película superficial puede romperse, y los parásitos caen al fondo del tubo.

Los huevecillos y quistes suelen tener una densidad entre 1.05 y 1.15, aunque algunos huevecillos, por ej. los de *Clonorchis*, *Opistorchis* y especies vecinas tienen densidad superiores a 1.20, y no flotan en la solución concentrada de $ZnSO_4$ ya que debe tener una densidad de 1.180.

Todos los parásitos, menos los huevos más pesados que el medio de flotación, se recuperan en altas concentraciones y en condición viable. La concentración más útil de $ZnSO_4$ para hacer flotar los elementos parásitos más comunes tienen un peso específico de 1.180, aproximadamente 333 g de $ZnSO_4$ en 1000 ml de agua, debe verificarse con el densímetro de Baumé.

El empleo de agua para la preparación de suspensión de materias fecales destruye *Blastocystis* y elimina algunos de los restos que suelen encontrarse en las preparaciones.

Los parásitos que suben a la superficie de la solución vuelven ba undirse al cabo de 1 hr. Por lo tanto para resultados óptimos, debe hacerse preparaciones en portaobjeto en cuanto termina la concentración de $ZnSO_4$, porque puede deformar los quistes pequeños, y dificultar su identificación, es por eso que debe examinarse rápidamente.

La utilidad de ésta técnica es que hace una buena concentración de quistes, huevos y larvas; es la técnica preferida por la generalidad de los laboratorios.

Su limitación es que es poco eficaz para huevos pesados, como las de *Taenia* sp., *Fasciola hepatica* y *Ascaris lumbricoides*.

El método de Faust es excelente para la concentración de quistes de protozoarios intestinales (*Giardia intestinalis* y *Entamoeba coli*), huevos de tipo ancilostoma (*Ancilostoma duodenales*, *Necator americanus* y *Trichos trongylus* sp), huevos de *Enterobius vermicularis*, *Hymenolepis nana*, *Heterophyidea* y *Opisthidea*.

Las precauciones del método son:

Se debe verificar la densidad de la solución de $ZnSO_4$, periódicamente o de preferencia prepararla cada tercer día, según el volumen de trabajo diario, pues fácilmente se pierde la densidad alterándose los resultados. Después de agregar la solución de Faust, es necesario tomar inmediatamente la muestra para su lectura, pues si permanecen los tubos mucho tiempo, las formas parasitarias pueden degenerarse o sedimentarse. Dado el carácter infectante de materia fecal, se debe de tomar las precauciones pertinentes.

Se debe tener cuidado en la película superficial puede romperse, y los parásitos caen al fondo del tubo.

5.3 METODO DE MIF:

Es una técnica de concentración por sedimentación de muestras preservadas con MIF.

El MIF (Merphtiolate - Iodo - Formaldehido) sirve para preservar las muestras; y el yodo sirve como colorante

por lo tanto no es necesario utilizar lugol parasitoscópico.

Este método es especialmente práctico para recolección de muestras fecales en el campo y para conservar muestras con propósito de enseñanza.

Todos los elementos microscópicos se conservan bien en estado natural, y se tiñen convenientemente para reconocerlos con seguridad. Una vez preservado el material, se conserva bien en un frasco bien tapado, durante 1 año o más.

Los trofozoitos se tiñen inmediatamente pero los quistes lo hacen con lentitud.

Las muestras se analizan de inmediato o se almacenarán en un tubo bien tapado; dicha muestra conserva el colorante durante varios meses.

El eter que se utiliza sirve como clarificante, disuelve grasas y aceites ya que estando presentes enmascaran la morfología de los parásitos.

Muchos laboratorios clínicos reciben muestras por correo. En caso de retraso antes de la entrega al laboratorio, si las muestras no se preservan adecuadamente resultan imposibles de identificar o incluso completamente desintegrados todos los parásitos presentes, en particular los protozoarios, cuando se examina la muestra.

Así pues, es indispensable una buena preservación. Este método no es muy utilizado por los laboratorios ya que es una técnica costosa.

Las heces formadas, sin señas de gran putrefacción, pueden a veces dejarse durante la noche a la temperatura del laboratorio, sin que se pierdan las características diagnósticas de los parásitos que pueda haber en ellas; sin embargo, es preferible guardarlas en el refrigerador. Las heces no formadas deben examinarse en el transcurso de la media hora siguiente a su evacuación, y nunca serán refrigeradas. Si esto no es posible, como cuando hay que enviar la muestra por correo a un laboratorio, una porción convenientemente. Seleccionada de las heces, formadas o no.

se fija en masa en el portaobjetos en el lugar y hora que se colecta, empleando la técnica de MIF.

Mientras se esté trabajando no debe de existir mecheros encendidos en el laboratorio porque el eter, es inflamable, cuando se agite con el eter, se debe de tener mucho cuidado al destapar los tubos, sobre todo cuando estas hayan sido tapadas con tapón de caucho, pues se puede proyectar el contenido hacia el exterior. El lugar de trabajo debe de ser lavado perfectamente para evitar infecciones.

La solución MIF puede substituir al formaldehido en el método de recogida de 2 frascos. Sin embargo, el MIF a veces complica mucho la recolección para su empleo en el diagnóstico de laboratorio. Esta técnica es difícil para el paciente por la recolección de la muestra ya que se debe utilizar 2 frascos con solución A y B.

Gran parte de los quistes y algunos trofozoitos, se identifican en preparaciones húmedas; pero la identificación de trofozoitos debe confirmarse en frotis fijado y teñido.

CAPITULO VI

6.0 METODOLOGIA.

6.1 SIMPLE:

1.- Se hace una suspensión homogénea de materia fecal y agua de 37 °C a 42 °C con aplicador de madera.

2.- Se pasa la suspensión a través de algodón colocada en el embudo y colectando la suspensión directamente en el tubo.

3.- Los tubos se centrifugan a 2500 rpm durante 45-60 segundos (óptimo 45 segundos).

4.- Se decanta el sobrenadante y se resuspende el sedimento agregando agua a la misma temperatura y se centrifuga; esto se hace hasta que el sobrenadante quede completamente transparente.

5.- Decantar el sobrenadante agregando 2-3 gotas de lugol parasitológico y mezclar.

6.- Pasar una porción al portaobjeto y colocar un cubreobjeto.

7.- Observar al microscopio con objetivo de 10 X y 40 X.

6.2 FAUST:

1.- Se hace una suspensión homogénea con 1 a 2 g de materia fecal y 10 ml de agua de la llave.

2.- Se pasa a través de gaza colocada en el embudo y colectando la suspensión directamente en el tubo.

3.- Los tubos así preparados, se centrifugan a 2,000 rpm durante un minuto.

4.- Se decanta el sobrenadante y se resuspende el sedimento con agua, agitando con un aplicador.

5.- Se centrifuga nuevamente y se vuelve a decantar el sobrenadante.

6.- Se agregan 2 a 3 ml de la solución de sulfato de zinc a los tubos y se homogeneiza perfectamente, llenando los tubos hasta 0.5 a 1 cm por abajo de los bordes.

7.- Se centrifuga a 2,000 rpm durante un minuto.

8.- Con el asa limpia o flameada, se recoge la muestra de la película superficial que se encuentra en el menisco, durante 2 ó 3 ocasiones sucesivas y se deposita en un portaobjeto.

9.- Se colocan 2 gotas de lugol parasitológico y se homogeneiza con el ángulo de un cubreobjetos y se pone éste sobre la preparación.

10.- Se lleva la preparación al microscopio y se observa con objetivos de 10 X y 40 X.

6.3 MIF:

1.- Mezclar la suspensión fecal MIF y pasarla a través de gasa humedecida en MIF a un tubo cónico de centrifuga. Si no es suficiente la muestra, se añade más preservador hasta aproximadamente 10 ml y se agita para homogeneizar.

2.- Se le agregan 3 ml de eter, se tapa el tubo con el tapón de caucho y se agita con cuidado, pero vigorosamente, durante un min.

3.- Después de centrifugar, se forman cuatro capas: 1°) eter; 2°) restos fecales; 3°) solución MIF y 4°) sedimento con las formas parasitarias si las hay.

4.- Se desprende el tapón de restos fecales con un aplicador y se decanta, dejando el sedimento.

5.- Con un hisopo en un aplicador de madera, se limpian las paredes del tubo.

6.- Con una pipeta Pasteur, se toma la muestra de la parte superior del sedimento, se coloca en un portaobjeto y se cubre.

7.- Se examina con el microscopio con objetivos secos debil y fuerte.

6.3.1 SOLUCION PRESERVADORA-COLORANTE DE MERTHIOLATE-YODO-FORMALDEHIDO: MIF:

Esta es una solución preservadora que a la vez tija y tiñe quistes y trofozoitos de protozoarios intestinales y huevos y larvas de helmintos. La calidad preservadora de la solución permite guardar especímenes durante tiempos prolongados.

Para elaborar la solución, se deben hacer dos soluciones, que en este caso se denominarán: solución A y solución B:

Solución A	
Agua destilada	250 ml
Tintura de merthiolate	
No. 99, 1:100 (Lilly)	200 ml
Solución de formol USP	25 ml
Glicerina	5 ml

La solución A se conoce como MF, y se guarda en frasco obscuro.

Solución B	
Yoduro de potasio	10 ml
Yodo cristaloidé	5 ml
Agua destilada	100 ml

forma de preparar el material para ser entregado al paciente que deberá recoger la muestra:

En un tubo de 25 x 100 o semejantes, se colocan, medidos con pipeta serológica, 2.35 ml de solución A (MF), se tapa con un tapón de caucho; en otro tubo, pero de 13 x 100, se colocan, también medidos con pipeta serológica 0.15 ml de la solución B (Iugol); se atan los dos tubos con una banda de caucho, juntamente con un abatelenguas. Se dan las instrucciones precisas al paciente con objeto de utilizar el abatelenguas y las soluciones. "Después de defecar en un recipiente limpio, tomar con el abatelenguas una cantidad de materia fecal del tamaño de una haba y se introduce en el tubo ancho; en seguida se vacía el contenido del tubo angosto, se tapa el tubo con la materia fecal y se agita perfectamente; se le pone una etiqueta con el nombre, edad, sexo y hora de defecación y se lleva al laboratorio".

En seguida se señalan las cantidades aproximadas de heces y de solución MIF que dan mejores resultados:

Volúmen	Cant. aprox. de heces	Solución MF	Solución de Iugol
pequeño	0.25 g	2.35 ml	0.15 ml
mediano	0.50 g	4.70 ml	0.30 ml
grande	1.00 g	9.40 ml	0.60 ml

La tinción se verifica en dos pasos; 1) un paso inicial en el cual los quistes y trofozoitos se tiñen de un verde amarillento a un café amarillento, debido al lugol; 2) una tinción subsecuente con la eosina del merthiolate, que va sustituyendo gradualmente al lugol. Los elementos nucleares y citoplásmicos varían en intensidad según es la especie, edad y estado del protozooario parásito. Restos fecales se tiñen más intensamente de café que los parásitos, sangre células epiteliales. Los huevos de helmintos también se tiñen y permanecen con sus características. Al completarse la fase de yodo, el citoplasma de los trofozoitos y de los quistes inmaduros de todas las especies, comienzan a tomar la eosina. Las membranas nucleares se tiñen de un rojo oscuro a negro, mientras la cromatina nuclear permanece esencialmente sin tinción; generalmente, todos los quistes inmaduros también toman la eosina; pero en algunas preparaciones se observan muy refringentes y pueden no tomar el colorante hasta pasados algunos meses. Todos los elementos de todos los protozoarios humanos se diferencian perfectamente, excepto los trofozoitos de *Dientamoeba fragilis*.

Esta técnica es difícil para el paciente por la recolección de la muestra ya que se debe utilizar 2 frascos con solución A y B es por eso que esta evaluación se realizó omitiendo esta maniobra haciéndola después de entregar la muestra al paciente, separando una pequeña porción con otro frasco y añadiéndole la solución A y B respectivamente.

CAPITULO VII

7.0 RESULTADOS

La evaluación se hizo de acuerdo a la cantidad y clase de Parásitos encontrados.

Entamoeba histolytica	
Entamoeba coli	
Entamoeba hartmanii	
Endolimax nana	1X Escasos
Iodamoeba btschlii	2X Moderados
Chilomastix mesnili	3X Abundantes
Giardia lamblia	4X Muy abundantes
Trichuris trichiura	
Enterobius vermicularis	
Ascaris lumbricoides	
Hymenolepis nana	
Blastocystis hominis (microorganismos)	

	SIMPLE	FAUST	MIF
1.	E. histolytica 3X E. coli 1X E. histolytica 1X	E. histolytica 3X E. coli 1X	Blastocystis 3X E. coli 1X
2.	E. coli 3X E. histolytica 3X	E. coli 4X E. histolytica 3X	E. coli 3X E. histolytica 2X
3.	E. hartmanii 2X E. nana 2X	E. hartmanii 1X E. nana 1X	E. hartmanii 1X
4.	E. histolytica 2X E. nana 1X E. hartmanii 3X Blastocystis 3X	E. histolytica 2X E. coli 1X E. hartmanii 3X	E. histolytica 1X E. coli 1X E. hartmanii 2X
5.	Giardia 4X	Giardia 4X	Giardia 2X
6.	E. nana 3X E. hartmanii 3X Chilomastix 1X	E. nana 2X E. hartmanii 2X	E. nana 1X E. hartmanii 2X
7.

8.
9.
10.
11.	Enterobius 2X	Enterobius 3X	Enterobius 1X	Enterobius 1X	Enterobius 1X
	E. coli 1X	E. coli 1X	E. coli 1X	E. coli 1X	E. coli 1X
	E. histolytica 2X	E. hartmanii 1X	E. hartmanii 1X	E. hartmanii 1X	E. hartmanii 1X
	E. nana 2X				
12.
13.
14.	E. histolytica 3X	E. histolytica 3X	Blastocystis 2X		
	E. hartmanii 1X				
15.
16.	Blastocystis 2X		
17.	Blastocystis 2X		
18.	Trichuris 2X	Trichuris 2X	Trichuris 1X		
	E. coli 2X	E. coli 3X	E. coli 2X		
	E. histolytica 1X	E. histolytica 1X	E. histolytica 1X		
19.	E. histolytica 3X	E. histolytica 3X	E. histolytica 1X		
	E. coli 3X	E. coli 3X	E. coli 2X		
20.
21.
22.	Hymenolepis 2X	Hymenolepis 2X	Hymenolepis 1X		
23.
24.	Blastocystis 1X		
25.
26.	Giardia 3X	Giardia 3X	Giardia 1X		
	Blastocystis 2X				

27.	E. coli	4X	E. coli	4X	E. coli	3X
	E. histolytica	1X	E. histolytica	1X		
	E. hartmanii	1X				
28.	E. hartmanii	2X	E. hartmanii	1X	E. hartmanii	1X
29.	
30.	
31.	E. hartmanii	1X	
32.	E. hartmanii	1X	E. hartmanii	1X	E. hartmanii	1X
33.	
34.	E. hartmanii	2X	E. hartmanii	2X	Blastocystis	2X
35.	E. hartmanii	3X	E. hartmanii	3X	E. hartmanii	1X
36.	Giardia	2X	Giardia	1X	Giardia	1X
	Enterobius	1X	Enterobius	1X	Enterobius	1X
	E. coli	1X	E. histolytica	1X		
	E. histolytica	1X	E. hartmanii	1X		
37.	Giardia	4X	Giardia	3X	Giardia	1X
	E. histolytica	1X	E. histolytica	1X	E. histolytica	1X
	E. hartmanii					
38.	Iodamoeba	1X	Iodamoeba	1X	
39.		Blastocystis	2X
40.	
41.	
42.	E. hartmanii	3X	E. hartmanii	3X	E. hartmanii	2X
43.	
44.	
45.	Giardia	3X	Giardia	3X	Giardia	2X
					Blastocystis	2X

46.
47.	Blastocystis	3X
48.	E. coli	1X
49.
50.	Giardia	4X	Giardia	4X	Giardia
	E. histolytica	2X	E. histolytica	1X	E. hartmanii
					1X
51.	Giardia	2X	Giardia	2X	Giardia
					1X
52.
53.	E. coli	2X	E. coli	1X	E. coli
	E. histolytica	1X			1X
54.
55.	E. hartmanii	1X	Blastocystis	1X
56.
57.	E. coli	3X	E. coli	3X	E. coli
					2X
58.
59.	E. histolytica	2X	E. histolytica	2X	E. hartmanii
	E. hartmanii	2X			Blastocystis
					1X
60.	E. histolytica	2X	E. histolytica	2X	E. histolytica
	E. coli	2X	E. coli	1X	1X
61.
62.	E. histolytica	1X	E. histolytica	1X	E. histolytica
			E. coli	1X	1X
63.
64.	Blastocystis	1X
65.	E. hartmanii	1X

66.	Giardia	4X	Giardia	3X	Giardia	2X
67.	
68.	E. coli	2X	E. coli	2X	E. histolytica	1X
69.	
70.	Giardia	2X	Giardia	2X	Giardia	1X
	E. hartmanii	2X	E. hartmanii	1X	E. hartmanii	1X
71.	
72.	E. hartmanii	1X	E. nana	1X	
73.	
74.		Blastocystis	1X
75.	
76.	E. coli	3X	E. coli	3X	E. coli	2X
	E. histolytica	3X	E. histolytica	2X	E. histolytica	1X
77.	E. coli	3X	E. coli	3X	E. coli	2X
	E. histolytica	1X	E. histolytica	1X	E. hartmanii	1X
	E. nana	2X	E. nana	1X	Blastocystis	2X
	E. hartmanii	2X	E. hartmanii	1X		
78.	
79.	Trichuris	1X	
80.	
81.	E. hartmanii	1X	
82.	
83.	E. coli	3X	E. coli	3X	E. coli	2X
	E. hartmanii	1X	E. nana	2X	E. hartmanii	1X
	E. nana	2X			Blastocystis	1X
84.	
85.		Blastocystis	3X

86.	Hymenolepis	2X	Hymenolepis	1X
87.
88.
89.	E. nana	4X	E. nana	3X	E. nana 2X
90.	Giardia	1X	Giardia	1X	Blastocystis 2X
91.	E. coli	3X	E. coli	3X	E. coli 2X
	E. nana	1X	E. nana	1X	Blastocystis 3X
92.
93.
94.	Giardia	3X	Giardia	2X	E. histolytica 1X
	E. histolytica	2X	E. histolytica	2X	Giardia 1X
					Blastocystis 2X
95.	E. coli	2X	E. coli	2X	E. coli 2X
	E. histolytica	1X			
96.
97.
98.
99.	E. coli	4X	E. coli	4X	E. coli 4X
100.	E. histolytica	1X		E. coli 1X
101.	E. nana	1X	E. nana	1X	E. coli 2X
	E. coli	2X	E. coli	2X	E. hartmanii 1X
	E. hartmanii	2X	E. histolytica	3X	
102.	Ascaris	1X		Ascaris 1X
103.
104.	E. coli	2X	E. coli	2X	E. nana 1X
	E. nana	2X	E. nana	2X	E. histolytica 1X
	E. hartmanii	2X	E. hartmanii	1X	

105.	E. histolytica 2X E. coli 2X Iodamoeba 1X	E. histolytica 2X E. coli 2X Iodamoeba 1X	E. histolytica 2X E. coli 2X
106.
107.	E. histolytica 1X
108.
109.
110.	E. hartmanii 1X
111.	Blastocystis 1X
112.	Hymenolepis 3X	Hymenolepis 2X	Hymenolepis 1X
113.
114.	E. histolytica 4X E. coli 3X	E. histolytica 4X E. coli 3X	E. histolytica 2X E. coli 3X Blastocystis 3X
115.	E. histolytica 3X	E. histolytica 3X	E. histolytica 1X
116.	Hymenolepis 2X E. histolytica 2X E. nana 2X E. hartmanii 2X	Hymenolepis 1X E. histolytica 2X E. nana 2X E. hartmanii 1X	E. histolytica 1X E. hartmanii 1X E. nana 1X
117.	E. hartmanii 4X	E. hartmanii 2X	E. hartmanii 2X
118.	E. histolytica 2X E. nana 2X E. coli 2X	E. histolytica 2X E. nana 2X E. coli 2X	E. histolytica 2X E. coli 1X
119.
120.	E. histolytica 1X	E. histolytica 1X E. coli 1X

121.	E. coli	1X	E. nana	1X	E. coli	1X
	E. histolytica	2X	E. hartmanii	1X	E. histolytica	2X
	E. hartmanii	1X	E. histolytica	3X	Blastocystis	3X
	E. nana	1X				
122.	E. coli	4X	E. coli	4X	E. coli	4X
	E. histolytica	2X	E. histolytica	1X		
	E. hartmanii	1X				
123.	E. histolytica	2X	E. histolytica	2X	E. histolytica	1X
	Giardia	1X	Giardia	1X	Blastocystis	3X
124.	
125.	
126.	
127.	Hymenolepis	3X	Hymenolepis	2X	Hymenolepis	1X
128.	
129.	
130.	E. coli	1X	E. coli	2X	E. coli	1X
	E. hartmanii	1X	E. hartmanii	1X		
131.	
132.	
133.	Enterobius	4X	Enterobius	4X	Enterobius	2X
134.		E. histolytica	1X
135.	
136.	Chilomastix	1X	
137.	E. histolytica	2X	E. histolytica	3X	E. histolytica	1X
	E. hartmanii	1X			Blastocystis	3X
138.	
139.	E. histolytica	4X	E. histolytica	1X	E. histolytica	2X

140. Iodamoeba	1X	Iodamoeba	1X
141.		Blastocystis 1X
142. Giardia	2X	Giardia	2X	Giardia 1X Blastocystis 1X
143.		Blastocystis 1X
144. E. nana	2X	E. nana	2X	E. nana 1X
Blastocystis	1X			
145.
146. Trichuris	2X	Trichuris	2X	Trichuris 1X
147.
148. E. nana	1X	E. nana	1X	Blastocystis 3X
149.
150.

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

De las 150 muestras analizadas resultaron positivas por el método Simple 76, FAUST 68 y MIF 67 del total de muestras revisadas; basándose en los parásitos encontrados se pudo hacer la evaluación de los 3 métodos diferentes.

Se han identificado 12 especies de parásitos, cuya frecuencia, relacionando el número de pacientes parasitados con el número total de muestras ha sido:

PARASITOS ENCONTRADOS	% SIMPLE	% FAUST	% MIF
<i>E. histolytica</i>	20.67 %	20 %	14.67 %
<i>E. hartmanii</i>	18.67 %	12 %	11.33 %
<i>E. nana</i>	10.67 %	9.33 %	3.33 %
<i>E. coli</i>	17.30 %	17.30 %	15.33 %
<i>Chilomastix m.</i>	1.33 %	0 %	0 %
<i>Iodamoeba b.</i>	2.0 %	2.0 %	0 %
<i>Giardia l.</i>	8.67 %	8.67 %	7.33 %
<i>Ascaris l.</i>	0.67 %	0 %	.67 %
<i>Enterobius v.</i>	2.0 %	2.0 %	2.0 %
<i>Trichuris t.</i>	2.0 %	1.33 %	1.33 %
<i>Hymenolepis n.</i>	3.33 %	3.33 %	2.0 %
<i>Diastocystis h.</i>	0 %	0 %	20.67 %

En la búsqueda de amibas pequeñas el mayor número de casos positivos se detectó con el método simple. Por lo que se concluye que el método simple es sensible en el diagnóstico de estos parásitos.

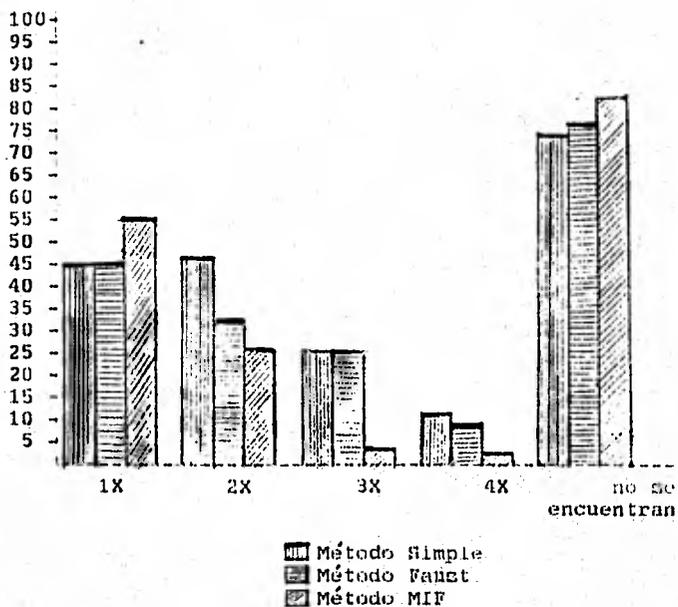
Diastocystis hominis por el método MIF resultó el 20.67 % y en los otros dos métodos 0 %.

En la gráfica siguiente del método MIF no se incluyó el *Diastocystis* ya que este microorganismo es totalmente no patógeno; aparece en las heces por la ingesta de vegetales.

7.1 REPRESENTACION GRAFICA DE ABUNDANCIA
 CONTRA FRECUENCIA DE CADA UNO DE
 LOS METODOS PARASITOLOGICOS EVALUADOS

150 MUESTRAS Método Simple
 Método Faust
 Método MIF

1X = Escasas
 2X = Moderadas
 3X = Abundante
 4X = Muy abundante



METODO SIMPLE	METODO FAUST	METODO MIF
1X - 22.8 %	1X - 23.9 %	1X - 33.14 %
2X - 23.0 %	2X - 16.6 %	2X - 1.16 %
3X - 12.3 %	3X - 13.0 %	3X - 1.80 %
4X - 5.9 %	4X - 4.1 %	4X - 14.79 %
no se encontro-36.6 %	no se encontro-42.7 %	no se encontro-49.10%

* Sin tomar en cuenta Blastocystis hominis en el método de MIF.

CAPITULO VIII

8.0 RESUMEN

En esta investigación se pretende valorar la eficacia de los métodos: SIMPLE, FAUST Y MIF para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. Para ello se han revisado los resultados obtenidos de 150 muestras fecales por los 3 métodos en los meses de marzo, abril y mayo de 1989 en el Laboratorio de Análisis Clínicos de C.C.Q.Q. de la UAG; cuyas muestras correspondían casi en su totalidad a personas procedentes del área urbana.

La mayoría de las muestras analizadas fueron positivas ya que el estudio se hizo en verano cuando hay más parasitosis, por lo tanto fue un buen tiempo para hacer una buena evaluación.

De acuerdo a la evaluación de los tres métodos coproparasitoscópicos se pudo observar que el método simple dio resultados más satisfactorios que los otros dos métodos evaluados, siendo un método relativamente rápido y económico, ya que no se utiliza ningún tipo de reactivos solo agua, los parásitos se conservan perfectamente incluso los más pequeños ya que los reactivos pueden modificar la morfología de los mismos.

De las 150 muestras analizadas resultaron positivas por el método Simple 76, Faust 68 y MIF 67 del total de muestras revisadas; basándose en los parásitos encontrados se pudo hacer la evaluación de los tres métodos diferentes. Los resultados se basaron en la identificación de doce especies de parásitos encontrados cuya frecuencia relacionando el número de pacientes parasitados con el número total de muestras.

En la búsqueda de amibas pequeñas el mayor número de casos positivos se detectó con el método Simple. Por lo que se concluye que el método Simple es sensible en el diagnóstico de estos parásitos.

Blastocystis hominis por el método MIF resultó el 20.67 % y en los otros dos métodos 0 %. El empleo de agua para la preparación de suspensión de materias fecales destruye Blastocystis es por eso que en los métodos de Faust y Simple no se encontró, en cambio en el método de MIF salía con frecuencia ya que no se utiliza agua.

CAPITULO IX

9.0 CONCLUSIONES

De acuerdo a la evaluación de los tres métodos coproparasitoscópicos se pudo observar que el método simple dio resultados más satisfactorios que los otros dos métodos evaluados, siendo un método relativamente rápido y económico, ya que no se utiliza ningún tipo de reactivos solo agua, los parásitos se conservan perfectamente incluso los más pequeños ya que los reactivos pueden modificar la morfología de los parásitos.

Respecto al método de Faust los parásitos pequeños se deforman más fácilmente (o se deshidratan) por la alta concentración de la solución de sulfato de zinc; casi no se encuentran Ancaaris porque es pesado y por lo tanto no es fácil que flote y se van al fondo.

No basta con pesar la sal de sulfato de zinc sino medir la densidad con el densímetro de Baumé por ejemplo se debe pesar aproximadamente 330-350 g de sulfato de zinc disolvente totalmente en 1000 ml de agua; se toma la densidad, si se pasa de 1.180, se le agrega agua, se toma la densidad y se homogeneiza, si le falta se le agregan pequeñas cantidades de la sal hasta lograr la densidad deseada para obtener mejores resultados, por que si la densidad es menor que la de los quistes y huevecillos estos no flotarán sino que se irán al fondo y si es mayor se deshidratan y no se pueden identificar las formas parasitarias.

Este método se debe de observar de inmediato una vez centrifugado con sulfato de zinc ya que la solución es concentrada y los parásitos pesados pequeños se deforman fácilmente y no se pueden identificar y los pesados se van al fondo del tubo, para mejores resultados es preferible ir centrifugando el tubo con sulfato de zinc de uno por uno o si se tiene mucha experiencia centrifugar más tubos pero hacer las preparaciones enseguida observandolas rápidamente para que no se seque y así hacer una observación correcta dando mejores resultados. La densidad de la solución de sulfato de zinc debe de controlarse periódicamente de preferencia cada tercer día. Se debe de tener cuidado en la película superficial puede romperse y los parásitos caen al fondo del tubo dando resultados erróneos.

Con respecto al método simple la materia fecal debe estar bien lavada para que los residuos no enmascaren la morfología de los parásitos.

El empleo de agua para la preparación de suspensión de materias fecales destruye *Blastocystis* es por eso que en los métodos de Faust y Simple no se encontró, en cambio en el método de MIF salía con frecuencia ya que no se utilizaba agua.

En el método de MIF no se observaron con claridad los parásitos pequeños como por ejemplo *Chilomastix*, *E. nana* y *E. hartmani* y estos últimos se llegaron a confundir con leucocitos ya que es un método que lleva varios reactivos tal vez por eso se deshidratan y se dificulta la identificación; no se observó *Iodamoeba* tal vez porque la vacuola de glucógeno se oculta por la eosina que contiene el merthiolate. Todos los demás parásitos se coloreaban bien sólo que salían en menor cantidad que los otros dos métodos evaluados estos dos dieron una relación muy equivalente en cuanto a la cantidad por campo.

La mayoría de las muestras analizadas fueron positivas ya que el estudio se hizo en verano cuando hay más parasitosis, por lo tanto fue un buen tiempo para hacer una buena evaluación.

CAPITULO X

10.0 BIBLIOGRAFIA

- * Biagi, Enfermedades Parasitarias, segunda edición, México, La Prensa Medica Mexicana, 1982.
- * Craig y Faust, Parasitología Clínica, segunda edición, Barcelona, Salvat, 1980.
- * Gerald D. S., Fundamentos de Parasitología, primera edición, México, Cía. Editorial Continental, 1984.
- * Harold W., Parasitología Clínica, cuarta edición, México, Interamericana, 1977.
- * Merckell y Voge, Dx. Prevención y Tx. Parasitología, quinta edición, México, Manual Moderno, 1984.
- * Melvin D. M. y Broke M. M., Métodos de Laboratorio para Dx. de Parasitosis Intestinales, primera edición, México, Interamericana, 1981.
- * Pumarola A., Microbiología y Parasitología Medica, segunda edición, España, Salvat, 1987.
- * Salazar S. P. M. de Haro A.I., Manual de Técnicas para el Dx. Morfológico de las Parasitosis, primera edición, México, Mendez Cervantes, 1986.
- * Sonnenwirth J., Métodos y Dx. del Lab. Clínico, octava edición, México, Panamericana, 1986.
- * Tay - Lara, Parasitología Médica, segunda edición, Mendez Cervantes, 1985.

- * Dr. Alvarez Chacón R., Dx. Parasitoscópico e Inmunológico de las enfermedades parasitarias, Rev. Infectología, Vol. 4 , No. 4, Pag. 110, Abril 1984.
- * Biagi F., Parasitosis Intestinales, Rev. Medicine, Vol. 3 , No. 6; Pag. 433, Marzo 1982.
- * Chavez I., Amiba y Amibiasis, Rev. Ciencia y Desarrollo , Vol 7, No. 3; Pag. 10, Sept-Oct 1983.
- * García Martos P.,. Dx. Inmunologico de la Amibiasis , Rev. Lab., Vol 67, No. 402; Pag. 505, Junio 1979.
- * García-Rguez, J. A., Valoración de los métodos utilizados en el dx. de parasitosis intestinales, Rev. Lab., Vol. 79, No. 473; Pag. 279, Mayo 1985.
- * Gea Rodriguez F., Parasitosis Intestinales, Rev. Medicine, Vol. 4, No. 4; Pag. 245, ABril 1985.
- * Guevara Benitez D., Otros agentes productores de gastroenteritis papel de E. histolytica en las infecciones intestinales. Rev. Lab., Vol 75, No. 449; Pag. 587, Mayo 1983.
- * Gutierrez Gonzalo, Amibiasis, Rev. Gaceta Medica de México, Vol. 124, No. 3-4; Pag. 86, Marzo-Abril 1988.
- Lucely Rodriguez L., Parasitosis más frecuentes en México, Rev. Medicine, Vol. 5, No. 5; Pag. 225, Mayo 1989.
- * Parriez J., Examen parasitologico de heces: Realización Simultánea de técnicas de conc. de Faust, de Janeckso-Urbanyi y de Ritchie, Rev. Lab. Vol. 77, No. 457; Pag. 70, Enero 1984.
- * Dr. Vázquez T. Oscar, Enterobiasis, Rev. Infectología, Vol. 8, No. 4; Pag. 199, Abril 1988.