

870127

32.

28

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE GUADALAJARA

Incorporada a la Universidad Nacional Autónoma de México

ESCUELA DE CIENCIAS QUIMICAS



METODO FLOTADERO EN EL DIAGNOSTICO
PARASITOLOGICO

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
QUIMICO FARMACEUTICO BIOLOGO
P R E S E N T A
GREGORIA ELISABETH URIAS CERVANTES

ASESOR:

QFB, MARIA DEL SOCORRO PULIDO GARCIA
GUADALAJARA, JALISCO ENERO DE 1989



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 está 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.

TESIS CON FALLA DE ORIGEN

I N D I C E

199.

CAPITULO I

1.0.- INTRODUCCION. -----	2
1.1.- GENERALIDADES. -----	4
1.2.- CLASIFICACION DE ESPERDIZOS DE PARASITOS. -----	5
1.3.- OBJETIVOS DE TRABAJO. -----	10

CAPITULO II

2.0.- MATERIAL Y METODOS. -----	10
2.1.- RECIPIENTE FLOTADERO. -----	11
2.2.- FOTOGRAFIA. -----	10
2.3.- TECNICA DE METODO FLOTADERO. -----	12
2.4.- METODO DE RITCHIE. -----	14
2.5.- METODO DE RAUST. -----	15

CAPITULO III

3.0.- RESULTADOS	
3.0.1.- TABLA I. -----	22
3.0.2.- TABLA I a. -----	26
3.0.3.- TABLA II. -----	27
3.0.4.- TABLA II a. -----	27
3.0.5.- TABLA III. -----	30
3.0.6.- TABLA IV. -----	31
3.0.7.- TABLA V. -----	31
3.0.8.- TABLA VI. -----	32
3.1.- RESUMEN. -----	35

CAPITULO IV

4.0.- CONCLUSIONES. -----	38
---------------------------	----

CAPITULO V

5.0.- BIBLIOGRAFIA	
5.0.1.- BIBLIOGRAFIA ESPECIFICA. -----	40
5.0.2.- BIBLIOGRAFIA GENERAL. -----	40

APENDICE. -----	42
-----------------	----

CAPITULO I

1.0. - INTRODUCCION

La PARASITOLOGIA es la parte de la historia natural, que se ocupa del estudio de los parásitos animales y vegetales (10).

La PARASITOLOGIA MEDICA tiene gran importancia social, porque siendo más evidentemente en regiones tropicales, jugando un papel importantísimo el medio ambiente, en la relación con zoonosis, nos debe interesar de definitiva, así como referencias por lo cual en cada parásito hay que tener en cuenta: HUEVEDO, ANFISITO, MEDIO AMBIENTE.

La transmisión de las enfermedades parasitarias está influida por las condiciones sanitarias, de vivienda, dietéticas, culturales y sociales. Además de factores geográficos como clima, clima, altitud, pueden desempeñar un papel importante. Los estudios de control están dirigidos a romper el ciclo vital de uno o distintos parásitos, buscando el reservorio de infección, asegurando el suministro de agua potable o desarrollando medidas sanitarias de eliminación de heces (11).

Múltiples investigaciones han tratado de obtener una visión general de lo que representa los parásitos intestinales en la República Mexicana, mediante la realización de estudios seroparásitológicos realizados, aplicando métodos coproparasitológicos efectivos, estudiando muestras representativas de las poblaciones así como número adecuado de muestras de cada persona.

Se habla de 2 grandes grupos de parásitos, de acuerdo con el tiempo de los equinos originados, los HELMINTOSIS producidas por organismos generalmente microscópicos compuestos por una sola célula y los HELMINTOSIS producidas por organismos pluricelulares generalmente observables a simple vista. Dentro de las primeras encontramos la AMEBIASIS con una incidencia del 1% en nuestro país, la GIARDIASIS con una frecuencia del 1% y la BLENTOBIOSIS (con una frecuencia en nuestro país, que se encuentran tanto en el medio rural como en el urbano, pero desde luego con mayor frecuencia afecta a las clases socioeconómicamente débiles. Dentro de las HELMINTOSIS producidas por HELMINTOSIS tenemos ASCARIASIS (2% de incidencia general en nuestro país), la TRICHELINIASIS (1% de frecuencia en la población mexicana), la ESTROBILIOSIS con 1% de frecuencia promedio, la OXURIASIS con 21% de incidencia promedio en México, dentro de las HELMINTOSIS por CESTODOS las más importantes son HEMICELIASIS (con frecuencia del 1% por h. nana, y del 2% por H. distrus), y la TENIASIS (con frecuencia del 1% para T. solium y T. asiatica) (12).

Los estudios realizados en esta rama de la ciencia en nuestro país, nos proporcionan una visión general de la parasitología en México, ya que solo se han efectuado en Ciudades importantes (Ej. Monterrey, Puebla, Toluca, Veracruz

Oriz. Guadalupe, Chiapas, Tabasco, etc. Es por lo cual es necesario llevar acabo estudios especificos en toda la Republica Mexicana y así darnos cuenta que tan grande es el problema de las enfermedades parasitarias en nuestro país.

La utilidad de la presente tesis es cooperar con una innovación en el diagnóstico parasitológico que en nuestro país es uno de los elementos de rutina más realizados dentro del Laboratorio Clínico.

1.1.- GENERALIDADES

PROTOZOARIOS / HELMINTOS

Los PROTOZOARIOS son organismos unicelulares que desempeñan todas las funciones de un organismo vivo. Maeciel desde finales del siglo pasado, los incluyó dentro del Reino Protista, considerándolos organismos que están dotados de un núcleo verdadero.

A los PROTOZOARIOS se les considera como PROTOMA, el cual está dividido en cuatro clases, como sigue:

CLASE RHIZOPÓDEA: su movimiento y alimentación es por medio de pseudópodos. Se reproducen por fisión binaria y por multiplicación en las especies que presentan fase quística. Las especies parásitas y comensales pertenecen al Orden AMOEBIIDA y a la Familia ENDAMOEBIIDAE.

CLASE LOCOMASTIGOFÓREA: su movimiento es por medio de uno o más flagelos; algunas especies presentan fase quística y otras diferentes estadios evolutivos, incluso con localizaciones muy variadas. Esta clase de protozoarios es la que concentra más especies, entre las que se encuentran parásitos y comensales.

CLASE CILIATEA: estos protozoarios se que viven por medio de cilios, se caracterizan por poseer un núcleo vegetativo o macronúcleo, un micronúcleo que es generativo. Se multiplican por fisión binaria transversal; la mayoría de las especies tienen vida libre y solo existe una parásita, la cual coincide con que es la más grande especie de protozoario que parasita al hombre.

CLASE TROPHOZÓEA: son protozoarios que carecen de órganos de locomoción; viven dentro y fuera de las células del huésped, sus alimentos los obtienen por medio de absorción y su reproducción implica fenómenos más o menos complicados.

Los HELMINTOS, a diferencia de los protozoarios, son organismos pluricelulares, se reproducen sexualmente, por medio de huevos, su morfología es muy variada, dependiendo del grupo a que correspondan. Entre los helmintos parásitos del hombre, existen tres grandes grupos: CESTODOS, TREMATODOS y NEMATODOS; los dos primeros son gusanos planos, mientras que los últimos son cilíndricos.

CLASE CESTODA: gusanos planos, hermafroditas, polizoides, los aparatos más evolucionados en estos parásitos son el reproductor masculino y femenino. Tienen una porción cefálica que se denomina escólex que varía de morfología de una especie a otra y el resto del cuerpo es una cadena de segmentos o proglótidos que se denomina estróbil o cadena estrobilar. Varían de tamaño desde unos cuantos milímetros hasta varios metros.

CLASE TREMATODA: éstos también son gusanos planos y hermafroditas, son más evolucionados que los cesto-

dos, pues aparte de sus aparatos reproductores, tienen su aparato digestivo incompleto y un sistema excretor más desarrollado que en el grupo anterior. También aquí hay variación de tamaño desde unos cuantos milímetros hasta centímetros. En general casi todos los tremátodos tienen forma de hoja.

PHYLUM NEMATODA: son gusanos cilíndricos, dióicos o sea que tienen dimorfismo sexual, los hay desde unos milímetros de tamaño hasta los que llegan a medir un metro; los que son de procre de un capello, hasta los que son tan gruesos como lápiz. Desde el punto de vista de reproducción, como todos los helmintos, se reproducen por medio de huevos; algunos nematodos o. iponen y otros lar. iponen. En relación a la presencia de sus órganos y aparatos, son los más evolucionados de los tres grupos (IV b).

1.2.-CLASIFICACION DE LAS ESPECIES DE PARASITOS

PROTISTAS

CLASE RHIZOPODEA (AMIBAS)

Especies ----- Entamoeba histolytica
Entamoeba coli
Endolimax nana
Iodamoeba butschlii
Dientamoeba fragilis
Hartmannella castellani
Naegleria fowleri

CLASE MASTIGOPHOEA (FLAGELADOS)

Especies ----- Giardia lamblia
Chilomastix mesnili
Eimeriopsis intestinalis
Enteromonas hominis
Trichomonas hominis
Trichomonas vaginalis
Leishmania
Trypanosoma

CLASE HAEMOSPORIDIA

Especie ----- Plasmodium

CLASE CILIATA

Especie ----- Balantidium coli

CLASE INCIERTA

Especie ----- Toxoplasma gondii
Pneumocystis carinii

HELMINTOS

PLATELMINTOS (GUSANOS PLANOS)

CLASE TREMATODA

Especies ----- Schistosoma (dualia o distoma de la sangre)
Fasciola (dualia o distoma del hígado)
Clonorchis sinensis

CLASE CESTODA (TENIAS)

Especies ----- Taenia solium
Taenia saginata
Echinococcus granulosus
Echinococcus multilocularis
Hymenolepis nana
Hymenolepis diminuta
Diphyllobotrium latum

NEMATELMINTOS (GUSANOS REDONDOS)

CLASE APHASMIDIA

Especies ----- Trichinella spiralis
Trichuris trichiura

CLASE PHASMIDIA

Especies ----- Ancylostoma duodenale
Necator americanus
Trichostrongylus ax.
Enterobius vermicularis
Ascaris lumbricoides
Toxocara canis y cati
Angiostrongylus cantonensis
Stenoxyloides stercoralis
Wuchereria bancrofti
Onchocerca volvulus
Loa loa

(II b)

DIAGNOSTICO PARASITOLOGICO
Exámenes para la detección de estructuras parasitarias
contenidas en un tubo digestivo

	DIRECTO	MACROSCOPICO
		MICROSCOPICO
CUALITATIVOS	TAMIZADO	
	FOR CONCENTRACION	FLOTACION (FAUST) (WILLIS)
CPS		SEDIMENTACION (RITCHIE)
CUANTITATIVOS	FOR CONCENTRACION FOR DILUCION FECTIS	(FERREIRA) (STOLL) (FATO-FATO)
SONDEO DORSAL		
RASPADO PERIANAL	(GRAHAM)	

En los exámenes anteriores cada uno de ellos tiene una indicación precisa, pero no son exclusivos, ya que más de uno de ellos puede detectar a un mismo parásito, pero con variaciones de frecuencia, y por lo tanto es conveniente utilizar el método que cuera la mayor probabilidad de encontrarlo.

El 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, si se conocen, se identifican fácilmente.

El DIRECTO MICROSCOPICO simplemente consiste en tomar la muestra y hacer observación al microscopio, pues existen parásitos o sus formas evolutivas, que son muy pequeñas (trofozoítos y quistes de protozoarios, huevos y larvas de helmintos).

TAMIZADO. Algunos helmintos como Taenia, no liberan en forma habitual huevos, por lo que no es frecuente encontrarlos por los métodos utilizados para tal fin, pero si se eliminan procelóstidos que son macroscópicos y por el método de tamizado de heces, se pueden identificar. Es probable encontrar otros tipos de helmintos, pero para estos existen otros métodos más eficaces.

EXÁMENES POR CONCENTRACION: Muchas veces en la muestra por estudiar, la cantidad de estructuras parasitarias es muy escasa para poder detectarla, por lo que se tienen que llevar a cabo procedimientos, con el objeto de que se concentren en la superficie de una fase líquida, por centrifugación y flotación (FLOST), flotación (WILLIS), o por sedimentación (RITCHIE), y de allí se toma la muestra para hacer la observación microscópica. El más comúnmente usado es el primero y está indicado en pacientes en que se sospecha de cualquier parasitosis, en cuyo contenido intestinal se puedan encontrar quistes, huevos o larvas.

EXÁMENES CANTITATIVOS: En algunas helmintiasis, ascariasis, tricocefalosis, uncinariasis, etc., es factible de una manera aproximada, saber el grado de infección de esa forma, poder correlacionar las manifestaciones clínicas con una probable parasitosis o sus sean decides a otra especie etiológica. Los exámenes cuantitativos pueden ser por concentración (FERREIRA), por dilución (STOLL), o por el método (LIFE - LAKE).

SONDEO DUCENAL: Algunos parásitos, por su localización y por las características de su ciclo biológico, no se pueden detectar en ocasiones en materia fecal, por lo que se tiene que estudiar en estos casos el contenido duodenal.

MUESTRO PERITONEAL (GARNHAM): A pesar de que algunos helmintos tienen como hábitat el intestino, para su detección es necesario hacer estudios que no son materia fecal, sino que es necesario un raspado peritoneal para detectar el parásito en ese hábitat, y hacer el diagnóstico preciso de dicha parasitosis.

Muchos parásitos tienen como hábitat otros sitios del organismo, por lo que la muestra por estudiar estará en función del tipo de parásito que se busca.

1.3.- OBJETIVOS DE TRABAJO

- 1) Comparar el método FLOTADERO con métodos usuales -- (FITCHIE, FRUST).
- 2) Evaluar el método FLOTADERO en la ayuda diagnóstica y en el Proceso de trabajo.
- 3) Aplicar la epidemiología parasitológica en algunos Hospitales de Guadalajara.
- 4) Objetivo INCIDENTAL: Evaluar el tiempo suficiente de reposo, para llevar acabo la lectura de la muestra en el microscopio.

CAPITULO II

2.0.- MATERIAL Y METODOS
" METODO FLOT-DEFO "

DESCRIPCION:

Este invento es un dispositivo donde se procesa un análisis para concentrar e investigar parásitos intestinales desde que se deposita en él la muestra, hasta la lectura final. Dicho dispositivo consta en su parte inferior de un vaso receptor (1) y en su parte inmediata superior tiene una tapa principal (2) que se une al vaso receptor que puede ser por sistema de presión o rosca; la parte principal tiene en su parte central una prolongación tubular para insertar por presión un cedazo tubular central (3) así al unir la tapa principal con el vaso receptor una parte del cedazo central queda alojada en el centro de la tapa principal y otra la mayor en el centro del vaso receptor. El cedazo central (3) tiene perforaciones pequeñas en un 50%, el restante lo constituye una especie de cucharilla o cucharoncito que sirve para tomar directamente la cantidad necesaria de muestra.

La tapa principal (2) tiene además un pequeño orificio marginal que sirve para alimentar con solución salina formulada al 3% el vaso receptor, esta perforación se tapa con el tapón (4), así como el orificio que con su parte central superior tiene la tapa principal del vaso receptor (2), que se tapa con el tapón (5).

LOS NÚMEROS DE LAS PARTES DEL DISPOSITIVO SON: vaso receptor (1), tapa principal (2), cedazo central (3), tapón (4), y tapón (5). Ver dibujo 1 y fotografías adicionales).

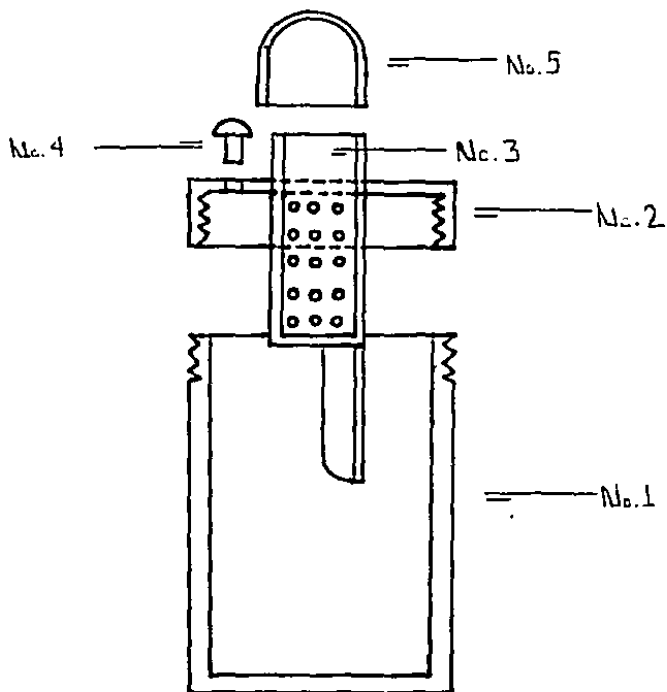
Las partes del dispositivo se disponen de la siguiente manera; el cedazo central se introduce por presión en la tapa principal, se une esta tapa principal al vaso receptor por sistema de rosca, los orificios de la tapa principal del vaso receptor se tapan, el marginal con el tapón (4), el orificio de la prolongación tubular de la tapa principal central que es más grande con el tapón (5). En suma el tapón del orificio marginal y el tapón de la parte superior de la tapa principal sirven para cerrar los orificios de este tubo.

Con lo anterior se han señalado los elementos correspondientes, se ha explicado como están dispuestos entre sí. Las funciones que desempeñan cada elemento se detallan a continuación; el vaso receptor aloja la muestra de hecas recientes, la tapa principal del vaso receptor cierra herméticamente este vaso; el cedazo central en su parte de cucharilla sirve para tomar la muestra de hecas fecales y para introducir en el vaso receptor, y en su parte de perforaciones sirve para separar las partes grandes de las pequeñas que junto con los pequeños quistes o huevecillos atraviesan los poros del cedazo para flotar a la parte superior del tubo central, o sea en la prolongación de la tapa principal desde luego que flotarán en la solución salina formulada al 3%, que se introdujo por el orificio marginal de la tapa principal. Por último y como se dijo antes, el tapón (4) y el tapón

(2), sirven para cerrar los orificios de la tapa principal.

Con este dispositivo concentrador el paciente procede de la siguiente manera en su manejo: con la parte de la cuerdilla del dedo central, se deposita la muestra en el vaso receptor y lo cierra con la misma tapa principal con su anillo (1) y su base (2) y se asegura que estos actúan en la tapa principal bien de marcas benéficas (4 a).

2.1.- RECIPIENTE FLOTADERO



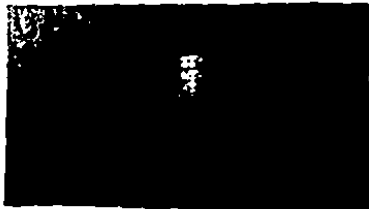
DIB 1

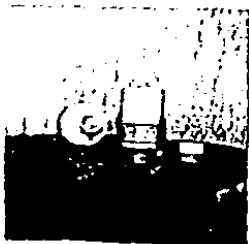
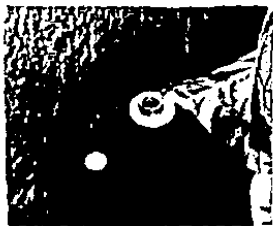
- No. 1- VASO RECEPTOR.
- No. 2- TAPA PRINCIPAL.
- No. 3- CEDAZO TUBULAR CENTRAL.
- No. 4- TAPON PARA ORIFICIO MARGINAL.
- No. 5- TAPON PARA TAPA PRINCIPAL.

2.2. - FOTOGRAFIAS



VISTAS PRINCIPALES DEL RECIPIENTE FLUJADERO





ELEMENTOS PRINCIPALES DEL RECIPIENTE FLUOTADERO



HEMICA DE MALERA CALABERO



Paciente deposita
la muestra en el recipiente
de vidrio.



En el laboratorio
se deposita el material
en el recipiente.



Se añade solución
salina formulada al 3%.



Se agita bien ---
hasta obtener una sus-
pensión.



Por encima del material,
se sujeta del mismo fundido.



Por encima del material,
se sujeta del mismo fundido.



Arriba del mismo
fundido, hacia el mismo.



Arriba de la zona
suspensa.

2.3.- TECNICA DEL METODO FLOTADERO

Esto es un examen CPS de concentración por flotación.

En el laboratorio se quita el tapón (4) y el tapón -- (5) del recipiente, el cual ya contiene la muestra a analizar, y se añade solución salina formulada al 25%. Se agita -- con cuidado hasta formar una suspensión uniforme, después se le sigue añadiendo poco a poco solución salina formulada por el orificio marginal, asegurando que el volumen quede antes de -- llegar al orificio marginal para que no se derrame. Se coloca el tapón (4) y se continúa llenando el dispositivo con solución salina por la parte superior tubular de la base principal hasta formar un menisco, se continúa que para entonces se ha removido el tapón (5) . Se presiona de la parte superior -- rior de esta presión 10 veces, y luego se le da lectura observación microscópica en el microscopio .

Una vez dada la lectura se tapa la parte superior de -- la base principal para retirar el dispositivo.

MATERIALES Y REACTIVOS PARA EL DESARROLLO DE LA TECNICA DEL FLOTADERO.

Reactivos flotadero, vas de aluminio, perla y cobre -- objetos, microscopio.

Sol. de NaCl al 25% formulada (de 1.190 - 1.195) preparada de la siguiente manera.

250 gra. de NaCl	vaso de precipitado
900 ml. de agua destilada	de 2000 ml. de vol.
100 ml. de formal al 37.5%	

Verter el agua destilada en el vaso de precipitado, agregar NaCl poco a poco hasta disolverse bien, agregar el -- formal al 37.5% hasta la densidad de la solución a ser este -- entre 1.190 - 1.195 aproximadamente.

2.4.- METODO DE FITCHIE

Examen CPS de concentración por sedimentación con -- centrifugación.

Uno de los métodos más usuales en el laboratorio Clínico III b y IV b).

2.5.- METODO DE FAUST

Examen CPS de concentración por centrifugación con -- Sulfato de Zinc.

Este método es el más comúnmente utilizado en el diagnóstico parasitológico (3 a y IV b).

CAPITULO III

3.0. -RESULTADOS

Num. de caso	RITCHIE (R)	FLOTADERO (F)	DIFERENCIA
44	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
50	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
60	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
70	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
80	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)
90	+1 (F)
	+1 (F)
	+1 (F)

(continuación de TABLA I)

Num. de caso	RITCHIE (R)	FLOTADERO (F)	DIFERENCIA
178	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	0
190	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	+1 (F)
	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	+1 (F)
	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	+1 (F)
	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	+1 (F)
	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	+1 (F)
	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	+1 (F)
199	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	1 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	+1 (F)

- +1 (R) - 1 quiste o huevecillo más por campo con el método de Ritchie.
- +1 (F) - 1 quiste o huevecillo más por campo con el método FLOTADERO.
- +2 (R) - 2 quistes o huevecillos más por campo con el método de Ritchie.

D.C.D. - TABLA I a
 DIFERENCIAS TOTALES ENTRE METODOS
 METODO DE RITCHIE vs. METODO FLOTADERO
 (en relación con números de partículas por campo
 microscópico. SECO FUERTE 40 X)

			Num. de campos		%
RITCHIE	FLOTADERO	0	= 110	=	33.3 %
RITCHIE	FLOTADERO	+1 (F)	= 22	=	14.7 %
RITCHIE	FLOTADERO	+1 (F)	= 10	=	6.7 %
RITCHIE	FLOTADERO	+2 (F)	= 2	=	1.3 %

3.0.3. - TABLA II
DIFERENCIAS ENTRE METODOS
METODO FLOTADERO vs. METODO FUSIL
(en relación con número de partículas por campo
microscópico. SECC FUENTE 40 X)

Num. de caso	FLOTADERO (F ₁)	FUSIL (F ₂)	DIFERENCIA
101	00000000000000000000000000000000	00000000000000000000000000000000	0
110	00000000000000000000000000000000	00000000000000000000000000000000	0
120	11004000000000000000000000000000	11004000000000000000000000000000	0
130	00000000000000000000000000000000	00000000000000000000000000000000	+1 (F ₁)
			+1 (F ₁)
			+1 (F ₁)
			0
			0
			0
			+1 (F ₁)
140	00000000000000000000000000000000	00000000000000000000000000000000	0

(continuación de TABLA (I))

Núm. de caso	FLOTADERO (F)	FRUST (F)	DIFERENCIA
141	0000000000	0000000000	0 0 0 0 0 0 0 0 0 0
151	0000000000	0000000000	-1 (F ₁) 0

+1 F = 1 quista y/o huacalillo más por campo con el método FLOTADERO

3.0.4.- TABLA II a
 DIFERENCIAS TOTALES ENTRE METODOS
 METODO FLOTADERO vs. METODO DE FAUST
 (en relacion con numero de parásitos por campo
 microscópico. SECO FUERTE 40 X)

			Num. de casos	%
FLOTADERO	FAUST	0 =	45	= 90.0%
FLOTADERO	FAUST	+ (5) =	5	= 10.0%

3.0.3.- TABLA III

TIPO DE PARASITO		Num. de casos positivos	%
<u>PROTOZOARIOS</u>	Entamoeba histolytica ----	94	62.3%
	Giardia lamblia -----	40	26.7%
<u>HELMINTOS</u>			
NEMATODOS	Acaris lumbricoides ----	3	2.0%
	Trichuris trichiura -----	1	0.7%
<u>PLATHELMINTOS</u>			
CESTODOS	Hymenolepis nana -----	3	2.0%
NUMERO DE CASOS CON 2 PARASITOS			
E. histolytica y G. lamblia -----		5	3.3%
E. histolytica y A. lumbricoides -----		2	1.3%
A. lumbricoides y T. trichiura -----		1	0.7%
A. lumbricoides e H. nana -----		1	0.7%

3.0.6.- TABLA IV

	MUESTRAS ANALIZADAS	MUESTRAS +	MUESTRAS -	% +	EDAD
<u>SECRETARIA FEDERAL DE INGENIERIA</u>					
1- AFIS	10	12	14	53.3%	7-38 años
2- "	22	20	10	71.4%	8 "
3- "	22	15	10	68.2%	9 "
4- "	20	10	17	50.0%	10 "
5- "	10	10	20	50.0%	11 "
6- "	11	9	12	54.5%	12 "
<u>HOSPITAL GENERAL GARCIA</u>					
25		8	17	32.0%	----
<u>HOSPITAL MILITAR REGIONAL</u>					
27		27	10	28.3%	----
<u>ESCUELA COMUNIDAD UNIVERSITARIA (UAG)</u>					
26		12	14	46.2%	15-24 años
<u>INTECO (PROGRAMA DE MEDICINA DE LA COMUNIDAD)</u>					
16		14	4	77.7%	---
<hr/>					
TOTAL	336	202	134	48.1%	

3.0.7.- TABLA V
 CUADRO COMPARATIVO DE DIFERENTES METODOS

METODO	REACTIVO	FORMA DE MUESTRA	LAVADO	CENTRIFUGA	TIEMPO	CONVERSION DE MUESTRA VIA FLE	POSITIVIDAD
DIRECTO	---	DIRECTA	---	---	1'		++
FUST	Sol. de NaCl al 10% $d=1.190$ §	COLADO	+ --	+ ?	10'	20'	++
PRESTON	Sol. de NaCl al 10% $d=1.190$ §	COLADO	+ --	+ ---	10'	5'	+++
FITCHIE	Sol. de NaCl. 5% Formol. 3%	COLADO	+ --	- 3	10'	Hrs.	++
LOW SUSPENSIONES PASIVAS	Sol. de NaCl al 10% Formol. 3%	COLADO	+ --	+ 3	10'	Hrs.	+
WILLIS	Sol. de NaCl. $d=1.20$ §	SUSPENSION	---	---	25'	2-10'	+
FLOTADENO	Sol. de NaCl al 38% formolada. $d=1.190$ -1.19% §	SUSPENSION	---	---	20'	25' 20'	Quistes Huevecillos ++

-- cédula, varilla o palillo.
 cápsula de parcelona.
 + tubo gradilla

--- centrifuga especial, campana, tubos especiales.

3 = implica costo
 § = reactivo caro

C.O.S. - TABLA VI
TIEMPO PERTINENTE DESPUES DEL REPOSO

NOMBRE DEL PARASITO	0'	10'	25'	40'	55'	70'	100'
G. lamblia	0	0	0	1	(-)	(-)	(-)
E. histolytica	4	4	0	0	1	(-)	(-)
E. histolytica	1	1	1	(-)	(-)	(-)	(-)
G. lamblia	0	0	1	1	(-)	(-)	(-)
E. histolytica	0	0	1	1	(-)	(-)	(-)
E. histolytica	1	1	1	(-)	(-)	(-)	(-)
E. histolytica	1	0	1	1	(-)	(-)	(-)
G. lamblia	10	10	4	4	0	1	(-)
G. lamblia	0	0	0	0	0	1	(-)
G. lamblia	0	0	0	0	0	(-)	(-)
E. histolytica	0	0	0	1	(-)	(-)	(-)
G. lamblia	4	4	0	0	1	(-)	(-)
G. lamblia	0	0	1	1	(-)	(-)	(-)
E. histolytica	0	0	1	1	(-)	(-)	(-)
G. lamblia	0	0	0	0	1	(-)	(-)
E. histolytica	0	0	0	0	0	(-)	(-)
E. histolytica	0	0	1	1	(-)	(-)	(-)
G. lamblia	0	0	1	1	(-)	(-)	(-)
G. lamblia	0	0	0	0	1	(-)	(-)
E. histolytica	0	0	0	0	1	(-)	(-)
E. histolytica	0	0	1	1	(-)	(-)	(-)
G. lamblia	0	0	0	0	0	1	(-)
E. histolytica	0	0	1	1	(-)	(-)	(-)
E. histolytica	0	0	0	0	1	(-)	(-)

(-) NEGATIVO

(continuación de TABLA VI)
 TIEMPO PERTINENTE DESPUES DEL REFOCO

NOMBRE DEL PARASITO	0'	10'	25'	40'	55'	70'	100'
A. lumbricoides	1 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
H. nana	1 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
T. trichiura	2 x C	2 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
H. nana	1 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
A. lumbricoides	1 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
A. lumbricoides	1 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
T. trichiura	1 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
A. lumbricoides	2 x C	2 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)
H. nana	1 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
A. lumbricoides	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
H. nana	2 x C	2 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)
A. lumbricoides	3 x C	3 x C	2 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)
A. lumbricoides	2 x C	2 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)
H. nana	1 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
A. lumbricoides	1 x C	1 x C	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)

(-) NEGATIVO

3.1.- RESUMEN

En el mes de Enero de 1967 F.L. traido a un Hospital Particular de Guadalajara, la proporción y prueba preliminar del METODO FLOTADERO, con este propósito se iniciaron pruebas preliminares con diferentes reactivos y concentraciones con el fin de valorar la utilidad de este método. Después de varias pruebas se concluyó que el mejor reactivo para este método es el siguiente: Solución colina fermentada al 15% con 1.190 - 1.195 de densidad.

Y solo se cambió del método inicial el tiempo de reposo en lugar de 30 mins. fueron solamente 20 mins..

Sin embargo faltaba demostrar en forma comparativa la utilidad de este método con los métodos usuales. Principal objetivo de esta prueba, para lo cual inicialmente comparémos con el método de Ritchie de 150 muestras positivas y además de esas 150 positivas a las últimas 50 positivas del total las comparémos además con el método de Faust, tomando en cuenta que este método es muy usual. La Unidad de comparación tomada en cuenta fue el Número de Huevecillos y Huevecillos por campo microscópico: 400 FUERTE 40 X con cada método, y los resultados obtenidos fueron los siguientes:

DATOS DE TABLA I *

RITCHIE - FLOTADERO	---> diferencia de	= 116 casos	= 77.33%
RITCHIE - FLOTADERO	---> diferencia de	+1 (F ₁)	= 11.7%
RITCHIE - FLOTADERO	---> diferencia de	+1 (F ₂)	= 8.7%
RITCHIE - FLOTADERO	---> diferencia de	+2 (R ₂)	= 1.2%

DATOS DE TABLA II *

FLOTADERO - FAUST	---> diferencia de	= 45 casos	= 90.0%
FLOTADERO - FAUST	---> diferencia de	+1 (F ₁)	= 10.0%

Como hallazgo incidental es conveniente mencionar algunos aspectos epidemiológicos como son: la mayor incidencia de parasitosis intestinal en la población dentro del medio que se analizó sigue predominando la AMIBIASIS en un 82.6% de los casos analizados (TABLA III), en segundo lugar se encuentra la GIARDIASIS con 26.7% de incidencia dentro del estudio, en tercer lugar se encuentran con igual incidencia

- +1 (R₁) 1 huevo o huevecillo más por campo que el otro método.
- +1 (F₁) 1 huevo o huevecillo más por campo que el otro método.
- +2 (R₂) 2 huevos o huevecillos más por campo que el otro método.
- +1 (F₂) 1 huevo o huevecillo más por campo con el método FLOTADERO que con el método de Faust.

ASCARIASIS e HIMENOLEPIASIS con 2% de frecuencia y en cuarto lugar dentro del mismo estudio se encuentra la TRICHOCEFALOSIS con 0.7%.

ANALIZANDO LA TABLA IV tenemos

Del total de muestras analizadas de niños de 7-12 años de una Escuela Primaria la mayor incidencia fue AMIBIASIS con un 50.5% del total de muestras procesadas para dicha institución.

Dentro de los resultados obtenidos de los demás casos correspondientes a adultos y niños la incidencia fue de un 74% de AMIBIASIS de las cuales llama la atención que en el caso del Hospital Militar fue de 88.3% y en caso de INSOD 77.7% lo cual se puede relacionar con el nivel socioeconómico de estos pacientes.

Se forma comparativa de diferentes métodos con el método propuesto tenemos (TABLA V).

Algunas Ventajas y Desventajas del método con: El valor económico del método es más barato que los otros al tiempo de proceso del mismo, el personal que se necesita es el mínimo para ello, y una de las principales ventajas sería el aspecto epidemiológico del paciente en cuanto al diagnóstico necesario para llevar a cabo el análisis en el Laboratorio Clínico.

Dentro de las desventajas solo sería en el tiempo necesario para llevar a cabo la lectura del análisis en el microscopio que no debe ser mayor de 25 mins. Después del proceso necesario para que los sustratos de procesamiento, fichas a través de la solución salina sean lavadas y para los procedimientos de eliminación solo se abandonan a oxidación dentro de los 25 mins. después del proceso por lo cual es necesario estar pendiente del proceso en cuanto al tiempo de lectura para llevar a cabo un diagnóstico positivo y verdadero necesario para la salud del paciente que requiere dicho examen del Laboratorio.

CAPITULO IV

4.0.- CONCLUSIONES

Aunque el propósito inicial de este trabajo es la comparación de este método con algunos métodos mas usuales en el diagnóstico parasitológico es pertinente mencionar algunas -- conclusiones relacionadas con la epidemiología.

I A) En comparación del método FLOTADERO con el de --- Ritchie observamos que no hubo diferencia alguna en cuanto al número de quistes y/o huevecillos por campo microscópico(SE- CO FUERTE 40 X) en un 77.3%(116 casos).

B) Hubo diferencia de +1 quiste y/o huevecillo en el método de Ritchie en el 14.7%(22 casos).

C) Hubo diferencia del FLOTADERO de +1 en el 6.7% -- (10 casos).

D) Y hubo diferencia de +2 en el Ritchie en 1.3%(2 casos).

Por lo anterior se puede observar que el método es --- bastante aceptable ya que las diferencias aunque porcentuales no son importantes.

II Al comparar el método FLOTADERO con el Faust observamos que no hubo diferencia en 90%(45 casos), y solamente con diferencia de +1 con el FLOTADERO de 10%(5 casos).

III De acuerdo a la frase pronunciada por el "Dr. FRAN- CISCO BIAGI que el 90% de los MEXICANOS tenemos, tuvimos o -- tendremos AMIBIASIS", y a pesar de los adelantos de preven- ción de salud o mejores condiciones de vida sigue predominando la AMIBIASIS como un problema de Salud muy importante en -- México. Encontrado en 62.6% de los casos analizados a Enta- -- moeba histolytica.

IV En la comparación del método con los demás métodos - observamos mas ventajas que Desventajas siendo en las prime- ras: el aspecto ECONOMICO y una que algunas veces no se le -- dá importancia es el aspecto PSICLOGICO del paciente al darle un recipiente para que recolecte su muestra. En las segun- das únicamente se puede considerar como Desventajas en compa- ración con los métodos de sedimentación el tiempo crítico de lectura microscópica que no debe ser mayor de 55 mins. para - protozoarios y no mayor de 25 mins. para helmintos; ya que en los de sedimentación el tiempo no es crítico.

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

CONTIENE V

5.0.- BIBLIOGRAFIA

5.0.1.- BIBLIOGRAFIA ESPECIFICA

- 1a) Alvarez Ch. R., et alii -- Diagnóstico parasitológico -IN: Atención Médica, México, Instituto Nacional de Pediatría, XVI(IX): 19 - 20 Sept., --- 1986.
- 2a) Garrocho S.C. and Torres R.A. - Diagnosis of intestinal parasitic infestation. study of two method for collection of specimen -IN: Am. J. Clin. Pathol. E.E.U.U., 67(2): 600 - 602, March, --- 1977.
- 3a) Guin M.S.E. -- The use of the Zinc sulfate centrifugation flotation technic as a routing diagnostic procedure -IN: Am. J. Clin. Path., E.E.U.U., 51 -- (1): 87 - 88, January, 1959.
- 4a) Manjares R.D. (inventor del dispositivo).
- 5a) Martin L.K. -- Sandwiches of particle distribution in human faeces and their sulling influence on helminth egg counting -IN: Am. J. Med. Hyg., E.E.-U.U., 14(2): 747, February, 1965.
- 6a) Sarena S.N., et alii -- A comparison of salt-flotation and formal-ether techniques in demonstrating helminthic ova in faeces -IN: Ind. J. Med. Res., E.E.U.U., X(57): 1215 - 1219, August, 1959.
- 7a) Tay Z.J., et alii -- La parasitosis intestinal en México -IN: Atención Médica, México; Sociedad Mexicana de Parasitología. XI(6): 12 - 18., Junio. 1980.
- 8a) Tarín F.J., et alii -- Estudio parasitológico en la ciudad de Puebla -IN: Rev. Lat.-Amer. Microbiol.-Parasitol., México, Departamento de Microbiología U.N.A.M., 10(1): 1 - 52, Enero/Marzo, 1968.
- 9a) Vargas M.J., et alii -- Frecuencia de parasitosis intestinales en el Estado de Nuevo León -IN: Rev. Lat.-Amer. Microbiol., México, Departamento de Microbiología, U.N.A.M., 13(3): 175 - 202, Julio/Sept., 1971.

5.0.2.- BIBLIOGRAFIA GENERAL

- Ib) Gerald D.S. y Larry S.R. -- Fundamentos de Parasitología; 1- ed. México; CECSA, 1984, 9 - 10.
- IIb) Lynch J., et alii -- Métodos de laboratorio. 2- -- ed. México, Interamericana, 1972, 1033 - 1034.
- IIIb) Melvin D.M., and Broke M.M. -- Métodos de laboratorio para diagnóstico de parasitosis intestinal --- les., 2- ed. México, Interamericana, 1971, 741 - - 750.
- IVb) Salazar S.F.M. y De Haro A.I. -- Manual de Técnicas para el diagnóstico morfológico de la parasitosis, 1- ed. México, Mendez Cervantes, 1980, 90 - 100.

Vb) Todd Sanford Davidson -- Diagnóstico y Tratamiento
Clínico por el laboratorio. 7- ed. Barcelona. Salvat Editores, 1994. 1717 - 1718.

APENDICE

FLOTADERO

RITCHIE

1) A.R.A.G.	E. histolytica(1 # C)	E. histolytica(1 # C)
2) G.M.G.	G. lamblia(1 # C)	G. lamblia(1 # C)
3) J.G.B.	" (1 # C)	" (1 # C)
4) M.E.N.T.	E. histolytica(1 # C)	E. histolytica(1 # C)
	A. lumbricoides(1 # C)	A. lumbricoides(1 # C)
	H. nana(1 # C)	H. nana(1 # C)
5) V.M.H.L.M.	E. histolytica(2 # C)	E. histolytica(2 # C)
6) E.M.	" (2 # C)	" (2 # C)
7) A.D.L.H.	" (1 # C)	" (1 # C)
8) A.G.B.	" (2 # C)	" (2 # C)
9) C.E.S.P.	G. lamblia(1 # C)	G. lamblia(1 # C)
10) F.S.M.	E. histolytica(1 # C)	E. histolytica(1 # C)
11) L.L.D.	G. lamblia(1 # C)	G. lamblia(1 # C)
12) L.A.T.R.	E. histolytica(2 # C)	E. histolytica(2 # C)
13) L.A.S.R.	" (2 # C)	" (2 # C)
14) L.F.D.M.	" (2 # C)	" (2 # C)
15) P.P.	" (1 # C)	" (1 # C)
	G. lamblia(1 # C)	G. lamblia(1 # C)
16) C.M.H.M.	E. histolytica(2 # C)	E. histolytica(2 # C)
17) S.H.S.A.	" (2 # C)	" (2 # C)
18) C.H.T.	" (1 # C)	" (1 # C)
19) D.V.L.F.	G. lamblia(2 # C)	G. lamblia(2 # C)
20) E.E.C.W.	" (2 # C)	" (2 # C)
21) S.L.W.H.	" (1 # C)	" (1 # C)
22) G.H.P.	E. histolytica(2 # C)	E. histolytica(2 # C)
23) J.C.R.	G. lamblia(1 # C)	G. lamblia(1 # C)
24) H.A.H.A.	" (4 # C)	" (4 # C)
25) V.H.H.M.	" (2 # C)	" (2 # C)
26) E.M.S.P.	E. histolytica(1 # C)	E. histolytica(1 # C)
27) C.S.B.	G. lamblia(1 # C)	G. lamblia(1 # C)
28) J.J.G.R.	" (2 # C)	" (2 # C)
29) H.L.M.L.	" (2 # C)	" (2 # C)
30) C.L.F.S.	" (2 # C)	" (2 # C)
31) L.V.A.	E. histolytica(1 # C)	E. histolytica(1 # C)
32) L.A.P.S.	" (1 # C)	" (1 # C)
33) M.C.H.F.	" (1 # C)	" (1 # C)
34) M.R.H.	" (1 # C)	" (1 # C)
35) T.U.C.	A. lumbricoides(3 # C)	A. lumbricoides(4 # C)
	T. trichiura(2 # C)	T. trichiura(1 # C)
	E. histolytica(2 # C)	E. histolytica(2 # C)
	" (1 # C)	" (1 # C)
	" (2 # C)	" (2 # C)
36) A.F.O.C.	G. lamblia(1 # C)	G. lamblia(1 # C)
37) C.A.S.A.	E. histolytica(2 # C)	E. histolytica(2 # C)
38) J.O.L.	" (1 # C)	" (1 # C)
39) L.E.V.F.	G. lamblia(1 # C)	G. lamblia(1 # C)
40) M.J.C.A.	E. histolytica(2 # C)	E. histolytica(2 # C)
41) R.R.S.S.	G. lamblia(1 # C)	G. lamblia(1 # C)
42) S.C.H.	E. histolytica(2 # C)	E. histolytica(2 # C)
43) T.Y.O.C.	G. lamblia(2 # C)	G. lamblia(2 # C)
44) C.A.M.	E. histolytica(1 # C)	E. histolytica(2 # C)
45) F.D.R.	" (3 # C)	" (3 # C)
46) H.C.L.L.	" (1 # C)	" (1 # C)
47) L.F.D.G.	G. lamblia(2 # C)	G. lamblia(4 # C)

48) M.A.M.	E. histolytica(2 x C)	E. histolytica(2 x C)
49) N.D.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
50) R.G.C.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
51) A.F.D.	H. nana(2 x C)	H. nana(2 x C)
52) S.V.N.	E. histolytica(1 x C)	E. histolytica(1 x C)
53) G.G.L.	G. lamblia(2 x C)	G. lamblia(2 x C)
54) D.R.	E. histolytica(3 x C)	E. histolytica(2 x C)
55) E.R.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
56) M.R.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
57) A.B.C.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
58) L.M.M.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
59) F.A.N.	A. lumbricoides(2 x C)	A. lumbricoides(2 x C)
60) J.J.L.T.	E. histolytica(2 x C)	E. histolytica(2 x C)
61) A.L.M.	" " (4 x C)	" " (5 x C)
62) A.V. de M.	G. lamblia(3 x C)	G. lamblia(4 x C)
63) M.A.B.	E. histolytica(2 x C)	E. histolytica(2 x C)
64) H.O.F.	" " (4 x C)	" " (4 x C)
65) A.A.B.	" " (4 x C)	" " (3 x C)
66) R.A.V.	G. lamblia(2 x C)	G. lamblia(3 x C)
67) J.J.C.	E. histolytica(2 x C)	E. histolytica(2 x C)
68) A.G.C.	" " (1 x C)	" " (1 x C)
69) A.C.	" " (4 x C)	" " (3 x C)
70) R.R.A.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
71) A.A.L.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
72) B.A.L.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
73) M.A.C.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
74) J/cc/24	" " (2 x C)	" " (2 x C)
75) 11/cc/24	" " (2 x C)	" " (2 x C)
76) E.M.N.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
77) B.C.C.	" " (2 x C)	" " (4 x C)
78) F.U.C.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
79) R.R.Q.	" " (1 x C)	" " (1 x C)
80) R.L.R.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
81) D.M.N.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
82) M.A.A.	" " (2 x C)	" " (3 x C)
83) I.C.U.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
84) P.A.R.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
85) N.S.V.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
86) G.S.V.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
87) A.S.V.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
88) R.R.L.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
89) A.L.P.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
90) D.P.N.	G. lamblia(3 x C)	G. lamblia(2 x C)
91) J.L.T.G.	E. histolytica(1 x C)	E. histolytica(1 x C)
92) M.L.M.H.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
93) J.L.P.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
94) L.L.M.	" " (1 x C)	" " (1 x C)
95) R.R.T.	G. lamblia(4 x C)	G. lamblia(4 x C)
96) A.Q.E.	E. histolytica(2 x C)	E. histolytica(2 x C)
97) F.G.R.	G. lamblia(3 x C)	G. lamblia(3 x C)
98) E.M.H.	A. lumbricoides(1 x C)	A. lumbricoides(1 x C)

99)	R.H.J.	E. histolytica(2 :: C)	E. histolytica(2 :: C)
100)	T.H.J.	G. lamblia(3 x C)	G. lamblia(3 x C)
101)	D.L.M.	E. histolytica(2 :: C)	E. histolytica(2 :: C)
102)	R.D.M.	G. lamblia(3 :: C)	G. lamblia(3 :: C)
103)	M.A.A.	" " (3 :: C)	" " (4 x C)
104)	R.L.A.	E. histolytica(4 :: C)	E. histolytica(4 :: C)
105)	A.M.M.	T. trichiura(2 :: C)	T. trichiura(2 :: C)
106)	B.L.D.	G. lamblia(3 :: C)	G. lamblia(3 :: C)
107)	L.L.B.	A. lumbricoides(3 :: C)	A. lumbricoides(3 x C)
108)	M.S.V.	E. histolytica(2 :: C)	E. histolytica(2 :: C)
109)	G.B.	" " (2 :: C)	" " (2 :: C)
110)	M.C.C.	" " (3 :: C)	" " (3 x C)
111)	A.A.L.	" " (2 :: C)	" " (2 :: C)
112)	B.L.M.	" " (2 :: C)	" " (1 x C)
113)	L.M.M.	" " (3 :: C)	" " (2 x C)
114)	J.J.H.M.	" " (3 :: C)	" " (3 x C)
115)	F.R.K.	" " (2 :: C)	" " (2 :: C)
116)	N.H.Z.	G. lamblia(3 :: C)	G. lamblia(4 x C)
117)	V.N.U.	E. histolytica(4 :: C)	E. histolytica(4 :: C)
118)	B.N.U.	" " (1 :: C)	" " (2 :: C)
		G. lamblia(2 :: C)	G. lamblia(2 :: C)
119)	J.B.B.	E. histolytica(2 :: C)	E. histolytica(2 :: C)
120)	A.H.H.	" " (1 :: C)	" " (1 :: C)
121)	N.H.C.	" " (2 :: C)	" " (2 :: C)
		G. lamblia(10 :: C)	G. lamblia(12 :: C)
122)	A.C.Ch.	" " (9 :: C)	" " (9 :: C)
123)	R.D.D.	" " (3 x C)	" " (3 x C)
124)	L.C.Z.	E. histolytica(3 :: C)	E. histolytica(3 :: C)
125)	M.M.D.	G. lamblia(4 :: C)	G. lamblia(3 :: C)
126)	S.C.S.	E. histolytica(2 :: C)	E. histolytica(2 :: C)
		A. lumbricoides(1 :: C)	A. lumbricoides(1 :: C)
127)	J.D.A.	G. lamblia(3 :: C)	G. lamblia(4 x C)
128)	J.C.C.	E. histolytica(2 :: C)	E. histolytica(2 :: C)
129)	D.L.A.	" " (2 x C)	" " (2 x C)
		G. lamblia(2 :: C)	G. lamblia(3 x C)
130)	J.L.C.	" " (3 :: C)	" " (3 x C)
131)	L.J.M.	" " (3 :: C)	" " (2 x C)
132)	D.M.A.	E. histolytica(3 :: C)	E. histolytica(3 x C)
133)	S.S.C.	" " (2 :: C)	" " (2 x C)
134)	A.C.L.	" " (2 :: C)	" " (2 x C)
135)	E.A.B.	G. lamblia(4 x C)	G. lamblia(3 x C)
136)	N.C.C.	" " (2 :: C)	" " (2 :: C)
137)	P.M.L.	E. histolytica(3 :: C)	E. histolytica(3 x C)
138)	R.M.M.	" " (2 :: C)	" " (2 x C)
139)	17/cc/7	G. lamblia(2 :: C)	G. lamblia(2 :: C)
140)	22/cc/7	E. histolytica(3 x C)	E. histolytica(2 x C)
141)	23/cc/7	A. lumbricoides(2 x C)	A. lumbricoides(2 x C)
142)	24/cc/8	H. nana(1 x C)	H. nana(1 x C)
143)	26/cc/8	E. histolytica(2 x C)	E. histolytica(3 x C)
144)	27/cc/8	" " (2 x C)	" " (2 x C)
145)	G.R.L.446	G. lamblia(4 x C)	G. lamblia(3 x C)
146)	28/cc/15	H. nana(2 x C)	H.nana(2 x C)

147) 29/06/15
148) 31/06/16
149) 02/07/17
150) 07/06/04

G. lamblia (U # C)
E. histolytica (U # C)
G. lamblia (U # C)
E. histolytica (U # C)

G. lamblia (U # C)
E. histolytica (U # C)
G. lamblia (U # C)
E. histolytica (U # C)

METODO DE RAUST

101)	E. histolytica(2 x C)
102)	G. lamblia(2 x C)
103)	" " (2 x C)
104)	E. histolytica(4 x C)
105)	T. trichiura(2 x C)
106)	G. lamblia(7 x C)
107)	A. lumbricoidea(5 x C)
108)	E. histolytica(2 x C)
109)	" " (2 x C)
110)	" " (2 x C)
111)	" " (1 x C)
112)	" " (1 x C)
113)	" " (2 x C)
114)	" " (2 x C)
115)	" " (2 x C)
116)	G. lamblia(4 x C)
117)	E. histolytica(4 x C)
118)	" " (2 x C) , G. lamblia(2 x C)
119)	" " (2 x C)
120)	" " (1 x C)
121)	" " (2 x C) , G. lamblia(10 x C)
122)	G. lamblia(2 x C)
123)	" " (2 x C)
124)	E. histolytica(2 x C)
125)	G. lamblia(2 x C)
126)	A. lumbricoidea(1 x C) , E. histolytica(2 x C)
127)	G. lamblia(2 x C)
128)	E. histolytica(2 x C)
129)	" " (2 x C) , G. lamblia(2 x C)
130)	G. lamblia(2 x C)
131)	" " (2 x C)
132)	E. histolytica(2 x C)
133)	" " (1 x C)
134)	" " (2 x C)
135)	G. lamblia(4 x C)
136)	" " (2 x C)
137)	E. histolytica(2 x C)
138)	" " (2 x C)
139)	G. lamblia(2 x C)
140)	E. histolytica(2 x C)
141)	A. lumbricoidea(2 x C)
142)	H. nana(1 x C)
143)	E. histolytica(2 x C)
144)	" " (2 x C)
145)	G. lamblia(4 x C)
146)	H. nana(1 x C)
147)	G. lamblia(2 x C)
148)	E. histolytica(2 x C)
149)	G. lamblia(2 x C)
150)	E. histolytica(2 x C)