

Nº 103
251



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE QUIMICA



EXAMEN DE LAS PRUEBAS DE
FAC. DE QUIMICA

**"ESTUDIO COMPARATIVO DE LAS TECNICAS DE
FAUST Y DE RITCHIE PARA EL DIAGNOSTICO DE
PARASITOS INTESTINALES EN HUMANOS Y
ANIMALES QUE CONSUMEN VERDURAS Y
HORTALIZAS REGADAS CON AGUAS NEGRAS"**

**TESIS MANCOMUNADA
PARA OBTENER EL TITULO DE
QUIMICO FARMACEUTICO BILOGO
S U S T E N T A N T E S :
CARMEN MELENDEZ GARCIA
CLAUDIA REYNOSO MORALES**



MEXICO, D. F.

1992

FALLA DE ORIGEN



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.

INDICE

PAGINA

Introducción	1
Objetivo	2

CAPITULO I GENERALIDADES

Fuentes de exposición a la infección y vías de entrada.....	3
Toma de muestra	6
Exámen macroscópico de muestras de heces	8
Elección del método	10
Técnicas coproparasitológicas	11
Antecedentes históricos de las técnicas de concentración	14
Fundamento del método de Faust	16
Fundamento del método de Ritchie	17
Alternativas para los métodos de concentración	18

CAPITULO II MATERIAL Y METODO

Material y método	20
Metodología de las técnicas de concentración.....	22
Método estadístico para el estudio comparativo de las técnicas	25

CAPITULO III RESULTADOS

Resultados en humanos	27
Resultados en animales	40

CAPITULO IV ANALISIS DE RESULTADOS

Análisis de resultados en humanos	47
Análisis de resultados en animales	50

CAPITULO V CONCLUSIONES

Conclusiones	52
--------------------	----

BIBLIOGRAFIA	54
--------------------	----

INTRODUCCION

Actualmente las enfermedades parasitarias constituyen un problema importante en el campo de la salud en nuestro país y en general en los países que se encuentran en vías de desarrollo.

Refiriendonos a la República Mexicana, podemos decir que existen un gran número de zonas donde no se cuenta aún con la urbanización necesaria (Agua potable, drenaje, alcantarillado, luz etc.). En particular en el Distrito Federal y sus zonas circundantes además de lo anterior la sobrepoblación es otro factor importante; que trae como consecuencia, desempleo, la ignorancia; lo cual obliga a las personas a vivir en condiciones precarias que dan como resultado, la falta de higiene, desnutrición, fecalismo al aire libre, y por tanto la prevalencia de enfermedades, principalmente las relacionadas con parásitos.

Por lo antes dicho y considerando la importancia de las parasitosis, se seleccionó la zona Chinampera de Xochimilco para realizar estudios coproparasitoscópicos en la población, destacando la importancia que tiene el laboratorio para el diagnóstico de las enfermedades de tipo parasitario.

OBJETIVO

= Determinar la confiabilidad que presentan las técnicas de concentración de Faust y de Ritchie, para el diagnóstico de parásitos intestinales en humanos y animales domésticos que habitan la zona chinampera de Xochimilco.

= Determinar el grado de parasitosis existente en los individuos que habitan la zona chinampera de Xochimilco.

CAPITULO I

GENERALIDADES

GENERALIDADES

FUENTES DE EXPOSICION A LA INFECCION Y VIAS DE ENTRADA

Para que una persona adquiriera un parásito deben de conjuntarse dos factores importantes que son:

- 1.- Fuentes de exposición a la infección
- 2.- Vías de entrada

Enfocándonos al primer punto, podemos decir que un individuo (hombre o animal); puede adquirir una infección parasitaria al ponerse en contacto o estar expuesto a una serie de condiciones que se denominan fuentes de infección.

A continuación se mencionarán las más comunes:

- a) Suelo o agua contaminados.

El suelo o el agua contaminados con excretas humanas y de animales, se convierten en la principal fuente para adquirir A.lumbricoides, T.trichiura, Amibas, Uncinarias humanas y S.stercoralis entre otros.

- b) Alimentos que contienen los estadios inmaduros infectantes del parásito. Son fuentes de infección para T. solium, T. saginata, T. spiralis.

c) Insectos chupadores de sangre. Un gran número de parásitos requieren cierto estadio de desarrollo en artrópodos chupadores de sangre los cuales pican la piel para alimentarse. Tal es el caso de los agentes causales del paludismo, leishmania, tripanosomas etc.

d) Animales domésticos que contengan al parásito.

Los animales domésticos que se encuentran en un habitat en malas condiciones, sin asistencia veterinaria pueden ser fuentes a la infección por Toxocara canis en el caso de los perros, o de Balantidium coli en el caso de los cerdos.

e) Otra persona, fomites (ropa de cama, ropa de vestir) son fuentes de infección para E. vermicularis.

f) Medio ambiente inmediato que se encuentre contaminado. Cuando se practica fecalismo al aire libre, éste constituye una fuente de infección para adquirir: A. lumbricoides, E. vermicularis entre otros.

Tocando el segundo punto referente a las vías de entrada, a continuación se hará mención de las vías de entrada más comunes para adquirir una parasitosis:

- * Vía oral: Cuando se ingieren alimentos contaminados y mal cocidos adquiriendo los parásitos intestinales mas frecuentes.

- * **Via cutánea:** Penetración a través de la dermis, de larvas que son transportadas por vía hematógena a sus órganos blanco.

- * **Via subcutánea:** Se da por una lesión causada por la picadura de algún artrópodo.

- * **Via Inhalatoria:** Algunos huevos de parásitos que se encuentran suspendidos en el aire, y que son inhalados.

El exámen de laboratorio constituye un paso básico para establecer un diagnóstico parasitológico; pues en ocasiones nos confirma el diagnóstico clínico de presunción o bien pone de manifiesto la presencia de algún agente patológico insospechado.

Para el diagnóstico de las enfermedades parasitarias el exámen de las muestras consta de dos pasos:

- 1). El descubrimiento del parásito en la muestra
- 2). La identificación del parásito.

TOMA DE MUESTRA

Al igual que para el estudio de otros microorganismos en el laboratorio, se deben recoger del paciente muestras adecuadas y transportarlas al laboratorio en condiciones de preservación que permitan detectar e identificar cualquier forma parasitaria que pueda estar presente.

Las muestras deben recogerse en un recipiente limpio de boca ancha con tapa de rosca, además de estar debidamente etiquetados con el nombre de la persona, edad, sexo y fecha.

La materia fecal puede obtenerse por expulsión natural (forma más frecuente), utilizando purgantes y enemas (en situaciones especiales); aunque éstas dos últimas suelen ser menos satisfactorias para el análisis, que las obtenidas en forma natural. La única ventaja que presentan es que la obtención de la muestra puede programarse.

Las muestras de materia fecal deben estar libres de tierra agua u orina, puesto que pueden influir en la detección del parásito modificando su morfología o su movilidad.

Es recomendable que el individuo al que se le tome la muestra, no se encuentre bajo algún tratamiento con medicamentos especiales, que contengan aceite mineral, sales de Bismuto, Bario, o Magnesio; así como otras sustancias químicas que puedan interferir en la detección de formas parasitarias.

EXAMEN MACROSCOPICO DE LAS MUESTRAS DE HECES.

Las muestras de materia fecal deben examinarse visualmente para comprobar la presencia de moco y/o sangre, alimentos no digeridos, y los residuos o productos de medicamentos. Las partes donde se observa sangre o mucina, deben seleccionarse específicamente para el estudio microscópico, ya que pueden provenir directamente de úlceras o absesos.

Para éste análisis visual se describe a continuación una tabla de clasificación de las heces:

Consistencia	Color	Elementos
1. Dura resiste la punción	1. Negro	1. Pulpa y fibra casi puras.
2. Formadas pueden puncionarse	2. Marrón obscuro	2. Claramente fibrosas
3. Blandas pueden cortarse c/aplicador	3. Marrón	3. Cantidad moderada o escasa de fibra
4. Fulposas	4. Marrón claro	4. Heces coloidales puras
5. Sueltas	5. Amarillo	5. Heces c/moco escaso
6. Diarréicas	6. Verde	6. Heces c/mucho moco
7. Acuosas	7. Arcilloso	7. Moco c/heces escasas.

Cuando no es posible hacer un exámen dentro de las tres o cuatro horas primeras después de la emisión, las heces deben guardarse en el refrigerador o bien conservarse químicamente en formol al 10%, alcohol polivinílico (PAV), merthiolato-yodo-formalina (MIF), o fijador de Shaudin, de los cuales los dos últimos se utilizan para estudios especiales.

ELECCION DEL METODO.

Para el examen microscópico de las heces en busca de parásitos, no existe técnica única, tampoco una técnica óptima para un objetivo determinado. Para obtener un diagnóstico confiable de los parásitos intestinales, es necesario comparar, variar o combinar varios métodos. Un examen acertado no depende de la técnica que se siguió sino de como se llevó a cabo dicha técnica.

Para un trabajo de campo como el efectuado, en donde se recolectaron un gran número de muestras, proceder a un examen inmediato de las heces era imposible, por lo que se procedió a la conservación química de las muestras, usando formaldehído al 10%, para su posterior procesamiento por las técnicas de concentración de heces de Faust y de Ritchie. El empleo de éstas técnicas se debió a que ambas son accesibles para cualquier laboratorio en el sector salud; además de que permiten identificar cualitativamente a la mayor parte de las formas parasitarias.

TECNICAS COPROPARASITOSCOPICAS

Las técnicas coproparasitológicas son aquellas que realizan un examen de la materia fecal con el fin de buscar e identificar las diversas formas parasitarias, tales como: quistes, huevos, larvas, trofozoitos de protozoarios y formas adultas de helmintos.

Las técnicas coproparasitológicas se dividen en :

A)Técnicas coproparasitológicas cualitativas.

B)Técnicas coproparasitológicas cuantitativas.

Y dependiendo del tipo de parasitosis que un individuo presente; se selecciona la técnica más conveniente.

A continuación se presenta el cuadro número 1., donde se resumen las técnicas coproparasitológicas:

Técnicas
Copropara-
sitoscópicas
(CPS)

CPS CUALITA -
TIVA.

EXAMEN DIRECTO

FAUST
WILLIS

CONC. FLOTACION

CON SOL.
SACAROZA

CONC. SEDIMENTA-
CION

RITCHIE
SEDIMENTA-
CION EN
COPAS
TELEMAN

CHARLES-
BARTHELEMY

CPS CUANTITA-
TIVA.

CONCENTRACION

Ferreira

DILUCION:Stoll

FROTIS:Kato y Miura

EXAMENES ESPECIALES

- Cápsula duodenal de Beal
- Método de Graham
- Sondeo duodenal
- Tamizado
- Harada-Mori
- Embudo de Baerman

ANTECEDENTES HISTORICOS DE LAS TECNICAS DE CONCENTRACION

FLOTACION POR CENTRIFUGACION CON SULFATO DE ZINC

* Introducida por Faust y colaboradores en 1938, para la concentración de quistes de protozoarios, así como huevos de helmintos.

* En 1979 Garcia y Ash, modificaron la técnica con el fin de reducir el margen de error del método. Y es el que hasta nuestros días se utiliza en el laboratorio.

TECNICA DE SEDIMENTACION POR CENTRIFUGACION CON ETER

* En 1908 Telemann, informo del empleo de acido clorhidrico, para disolver ciertos componentes, así como tambien el uso de éter para disolver y separar residuos de materia fecal; permitiendo de ésta manera un sedimento que contiene los huevos, quistes y otras partículas de densidad similar.

* En 1917, Charles y Barthelemy, describieron una técnica, donde se utilizaba ácido cítrico, formalina y éter la cual resultó ser eficaz para la concentración de quistes de protozoarios.

En ese mismo año, Cropper y Row., informaron acerca de una técnica con éter y suero salino.

* En 1923, Boeck y Stiles modifican la técnica de Cropper y Row al sustituir el suero salino por formalina.

* En 1948, Ritchie vuelve a modificar ésta técnica y no es sino hasta 1976 cuando es perfeccionada por Knight y cols.

* En la actualidad la técnica de formalina-éter es muy utilizada, para la identificación de huevos de helmintos y quistes de protozoarios.

FUNDAMENTO DEL METODO DE CENTRIFUGACION
CON SULFATO DE ZINC (TEC. FAUST)

Esta técnica es cualitativa; se basa en la utilización de una solución de mayor densidad ($ZnSO_4$, densidad 1.180) con el fin de crear un gradiente de densidad en el cual las formas parasitarias de menor peso específico (1.05 - 1.11), floten en la superficie de la solución .

Además de la densidad; un requisito que no hay que olvidar es que el medio de suspensión empleado no deshidrate los quistes y huevos , ni sea absorbido por ellos.

Para que quistes o huevos floten, el medio de suspensión no sólo debe tener el peso específico preciso, sino que además no debe afectar las formas parasitarias haciendo que éstas se expandan o se arruguen.

Esta Técnica de concentración por flotación funciona adecuadamente para el análisis de muestras conservadas o fijadas con formol al 10%, obteniendose resultados satisfactorios.

FUNDAMENTO DEL METODO DE SEDIMENTACION
POR CENTRIFUGACION CON ÉTER
(TEC. RITCHIE)

Es una técnica cualitativa por sedimentación, que se fundamenta en el empleo de una solución de densidad menor a 1.05, logrando de esta forma concentrar huevos, quistes y larvas sin que intervenga el peso específico que tengan éstos.

La sedimentación por centrifugación con formol - éter puede emplearse para el análisis de muestras frescas o recogidas con anterioridad y conservadas con formol al 10%, obteniéndose buenos resultados.

Refiriendonos al empleo de éter en esta técnica, podemos decir que ofrece dos ventajas para obtener resultados satisfactorios. Una de ellas es la eliminación de grasas y la otra es que algunos residuos de materia fecal absorben el éter, lo que trae como consecuencia que se hagan más ligeros que el agua por lo que flotan dejando más limpio el sedimento.

ALTERNATIVAS PARA LOS METODOS DE CONCENTRACION

TECNICA DE FAUST

Cuando no se cuenta con sulfato de zinc en el laboratorio puede utilizarse una solución saturada de cloruro de sodio con una densidad aproximada de 1.20.

En el seguimiento de la técnica se puede utilizar agua corriente para los lavados, en lugar de formol al 10%, teniendo precaución en eliminar completamente el agua antes de adicionar la solución de sulfato de zinc.

La obtención de las formas parasitarias que se depositan en la superficie de la solución pueden recogerse de tres maneras:

- + Con ayuda de una asa bacteriológica
- + Por medio de un cubreobjetos
- + Con una pipeta Pasteur

Dichas alternativas se consiguen que dan buenos resultados.

TEC. DE RITCHIE

En lugar de emplear éter podemos utilizar acetato de etilo, puesto que tiene la ventaja de ser menos inflamable y explosivo , además de que con éste se disminuyen los riesgos que implican su conservación, empleo y desecho.

CAPITULO II

MATERIAL Y METODO

MATERIAL Y METODO:

Se trabajaron 1182 muestras de personas que habitan la zona chinamera de Xochimilco; y 200 muestras de diversos animales domésticos (vacas, cerdos, perros, caballos, borregos).

Para llevar a cabo el diagnóstico parasitológico se solicitó una muestra única de heces fecales, tanto para personas como para animales.

Partiendo de lo anterior, estas muestras fueron analizadas por dos métodos de concentración:

El primero de flotación o Técnica de Faust

El segundo de sedimentación o Técnica de Ritchie

Y a partir de los resultados obtenidos se efectuó la comparación entre cada una de las técnicas

A continuación se ilustran en los cuadros 2.0 y 2.1, el material y los reactivos que se emplean en cada técnica:

Cuadro 2: MATERIAL QUE SE EMPLEA EN AMBAS TECNICAS

- | | |
|-------------------------------------|--------------------------|
| - Recipiente de boca ancha de 25ml. | - Pipeta pasteur c/bulbo |
| - Gasa o coladera de red fina | - Aplicadores de madera |
| - Piceta | - Lienzo de franela |
| - Abatelenguas | - Cubreobjetos |
| - Gradilla | - Portaobjetos |
| - Tubos de ensayo de 13*100mm. | - Centrífuga |
| - Tapones de hule p/tubo de ensayo. | - Microscópio |

Cuadro 2.1 REACTIVOS QUE SE EMPLEAN EN CADA TECNICA

TECNICA DE FAUST

- = Sol. de Sulfato de Zinc con densidad de 1.180.
- = Sol. de Formaldehido al 10 % .
- = Sol. de yodo al 1%

TECNICA DE RITCHIE

- = Sol. de Formaldehido al 10%
- = Eter etilico
- = Sol. de yodo al 1%

METODOLOGIA DE LAS TECNICAS
DE CONCENTRACION

TECNICA DE FAUST (Flotación por centrifugación con Sulfato de Zinc)

- Se trabajó con muestras previamente fijadas con formaldehido al 10%.

1) En un recipiente de plástico de 25 ml se coloca una pequeña porción de materia fecal y se hace una solución homogénea diluyendo con formol al 10%. En otro recipiente se coloca una gasa doble y se hace pasar dicha solución a través de la gasa .

2) De este filtrado (materia fecal - formol al 10%) se toma aproximadamente 1-2 ml y se colocan en un tubo de ensayo de 13*100mm.

3) Se adicionan al tubo unos mililitros más de solución de formol al 10% a alcanzar más de la mitad del volumen del tubo, se agita y se centrifuga a 1500 rpm. durante un minuto.

4) Se saca el tubo de la centrifuga, y si se observa el sobrenadante turbio, es necesario decantarlo y resuspender el sedimento con solución de formol al 10% y centrifugar nuevamente .

Repetir el paso anterior hasta tener un sobrenadante claro.

5) El sedimento se resuspende con 1-2 ml de sol.de sulfato de zinc, con densidad de 1.180, se adiciona al tubo más solución de sulfato de zinc hasta casi llenar el tubo y se centrifuga a 1500 rpm. durante un minuto.

6) Retirar el tubo de la centrifuga cuidadosamente, sin agitar ni derramar su contenido, y colocarlo en una gradilla en posición vertical. Llenar el tubo hasta el borde con solución de sulfato de zinc, sin permitir que se derrame. Colocar un cubre objetos de modo que una de sus superficies toque el menisco del líquido. Dejar en reposo durante 10 min.

7) Colocar una o dos gotas de solución de lugol en un porta objeto. Retirar habilmente el cubre objeto y colocarlo sobre la gota de lugol.

8) Examinar al microscópio para detectar quistes o huevos con aumento de 10x. En caso de encontrar éstas formas parasitarias, cambiar el aumento a 40x para confirmar su morfología.

TECNICA DE RITCHIE (Sedimentación formaldehído - éter)

-Se trabajó con muestras previamente fijadas con formol al 10%.

1) La metodología descrita en los puntos del 1-4 de la técnica de Faust son los mismos a seguir en esta técnica.

5) Tras el último lavado decantar el sobrenadante y resuspender el sedimento añadiendo 5 -7 ml. de formol al 10%.

Mezclar y dejar en reposo durante 5 min.

6) Añadir 1 o 2 ml. de éter. Tapar el tubo y agitar enérgicamente durante 30 seg.

Se recomienda que al terminar la agitación se coloque el tubo al chorro de agua ya que la reacción que se está llevando acabo es exotérmica.

7) Centrifugar a 1500 rpm. durante un minuto. Y se deben obtener cuatro capas: a) capa superior de éter; b) tapón de desechos orgánicos; c) capa de formol, d) sedimento.

8) Separar el tapón de desechos pasando un aplicador por las paredes del tubo con un movimiento circular. Decantar cuidadosamente las tres capas superiores.

9) Suspender el sedimento en el escaso volúmen del líquido remanente y adicionar de una a dos gotas de solución de lugol.

10) Con una pipeta Pasteur transferir unas cuantas gotas del sedimento teñido a un portaobjetos, colocar posteriormente un cubreobjeto.

11) Se examina al microscópio para detectar formas parasitarias con un aumento de 10x y para confirmar su morfología utilizar el aumento de 40x.

METODO ESTADISTICO PARA EL ESTUDIO COMPARATIVO DE LAS TECNICAS DE CONCENTRACION DE FAUST Y DE RITCHIE.

Para analizar los resultados obtenidos por la técnica de Faust y por la técnica de Ritchie. Se aplicó una prueba estadística bilateral.

Esta prueba se basa en la diferencia de medias y desviaciones estándar cuando se emplean tamaños de muestra grandes, dando una distribución normal. En la cual se propone un rango de aceptación estrecho que tiene como consecuencia una mayor confiabilidad en la elección de los métodos por comparar.

Por lo expuesto anteriormente se deducela siguiente expresión:

$$Z = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{\sqrt{((S_1)^2/n_1 + ((S_2)^2/n_2)}}$$

Donde:

\bar{X}_1 = Media de los resultados obtenidos por la técnica de Faust.

\bar{X}_2 = Media de los resultados obtenidos por la técnica de Ritchie.

S_1 = Desviación estándar de la técnica de Faust.

S_2 = Desviación estándar de la técnica de Ritchie.

n_1, n_2 = Número de datos.

Z = Estadístico de prueba.

Dicha prueba estadística se aplica para cada parásito identificado tanto por la técnica de Faust como por la técnica de Ritchie. Donde se propone un nivel de confianza para ambas técnicas de 0.05 y un rango de aceptación de --- -1.96 a 1.96 que corresponden a los puntos límites de la distribución normal .

CAPITULO III

RESULTADOS

RESULTADOS

RESULTADOS EN HUMANOS:

De un total de 1182 muestras de hecos fecales investigadas por la Técnica de Faust y la Técnica de Ritchie 699 fueron positivas (59.47%) y 483 negativas (40.52%).

Tabla:1.

En la Tabla:2, se observa que se encontraron 394 muestras poliparasitadas y 305 muestras monoparasitadas cuyo porcentaje corresponde a 56.36% y 43.63% respectivamente.

Tabla:1

TOTAL DE MUESTRAS POSITIVAS Y NEGATIVAS
ENCONTRADAS EN ARBAS TECNICAS

Total de Personas	Total de muestras Positivas	Porcentaje	Total de muestras Negativas	Porcentaje
1182	703	59.47X	479	40.52X

Tabla:2

PORCENTAJE DE MONO Y POLIPARASITOSIS
ENCONTRADOS.

Monopara- sitados	Porcentaje	Poli para- sitados	Porcentaje
305	43.63	394	56.36

En las tablas 3.0 y 3.1 se muestra un estudio comparativo de las técnicas de concentración de Faust y de Ritchie. Indicando el total de muestras positivas diagnosticadas por cada técnica, así como número de casos y porcentaje, dados para cada parásito.

<i>T.3.0</i>	<i>ESTUDIO FAUST CON LA</i>	<i>COMPARATIVO Y BUSQUEDA</i>	<i>ENTRE RITCHIE DE</i>	<i>LAS TECNICAS EN RELACION PROTOZOARIOS</i>
<i>PARASITO</i>	<i>POSITIVO</i>	<i>TEC. FAUST PORCENTAJE</i>	<i>POSITIVO</i>	<i>TEC. RITCHIE PORCENTAJE</i>
<i>Endolimax nana</i>	210	33x	154	23.05
<i>Iodamoeba</i>	56	8.8	81	12.13
<i>Entamoeba coli</i>	202	31.77	234	35.03
<i>Chilomastix resnii</i>	26	4	23	3.44
<i>Balantidium coli</i>	1	0.15	1	0.15
<i>Giardia lamblia</i>	90	14.12	106	15.87
<i>Entamoeba histolytica</i>	52	8.16	69	10.33
<i>TOTAL</i>	637	100	668	100

Tabla:3.1 ESTUDIO COMPARATIVO DE LAS TECNICAS
FAUST Y RITCHIE EN RELACION CON LA
BUSQUEDA DE HUEVOS DE HELMINTOS

Parásitos	Positivos	Tec.Faust Porcentaje	Positivos	Tec.Ritchie Porcentaje
Ascaris lumbricoides	149	74.87X	133	64.25X
Trichuris trichiura	15	7.54X	19	9.18X
Enterobius vermicularis	10	5.03X	9	4.35X
Hymenolepis nana	20	10.05X	37	17.87X
Uncinaria	2	1.01X	5	2.42X
Strongyloides stercoralis	2	1.01X	3	1.45X
Taenia sp.	1	0.50X	1	0.48X
Total	199	100.00X	207	100.00X

Tabla : 4.0 PORCENTAJE DE MUESTRAS POSITIVAS Y NEGATIVAS DEL TOTAL DE PARASITOS HALLADOS POR AMBAS TECNICAS (FAUST Y RITCHIE) EN RELACION CON LA BUSQUEDA DE DIFERENTES HUEVOS DE HELMINTOS.

Parásitos	Total	Técnica Positivos	De Negativos	Faust Porcentaje
Ascaris lumbricoides	159	149	10	93.71%
Trichuris trichiura	20	15	5	75.00%
Enterobius vermicularis	15	10	5	6.67%
Hyaenolepis nana	37	20	10	54.05%
Urcinaria	5	2	3	40.00%
Strongyloides stercoralis	4	2	2	50.00%
Taenia sp.	2	1	1	50.00%

Parásitos	Técnica Positivos	De Negativos	Ritchie Porcentaje
Ascaris lumbricoides	133	26	83.65%
Trichuris trichiura	19	1	95.00%
Enterobius vermicularis	9	6	60.00%
Hyaenolepis nana	37	0	100.00%
Urcinaria	5	0	100.00%
Strongyloides stercoralis	3	1	75.00%
Taenia sp.	1	1	50.00%

Tabla : 4.1 PORCENTAJE DE POSITIVOS Y NEGATIVOS DEL TOTAL DE PARASITOS HALLADOS POR AMBAS TECNICAS EN RELACION CON LA BUSQUEDA DE QUISTES DE PROTOZOARIOS.

Parásitos	Total	Técnica Positivos	De Negativos	Faust Porcentaje
Endolimax nana	213	210	3	98.59%
Iodamoeba	81	56	25	69.13%
Entamoeba coli	237	202	35	85.23%
Chilomastix mesnili	28	26	2	92.85%
Balantidium coli	2	1	1	50.00%
Giardia lamblia	106	90	16	84.90%
Entamoeba histolytica	73	52	21	71.23%
Parásitos		Técnica Positivos	De Negativos	Ritchie Porcentaje
Endolimax nana		154	59	72.30%
Iodamoeba		81	0	100.00%
Entamoeba coli		234	3	98.73%
Chilomastix mesnili		23	5	82.14%
Balantidium coli		1	1	50.00%
Giardia lamblia		106	0	100.00%
Entamoeba histolytica		69	4	94.52%
TOTAL	740			

La tabla 5: Indica cuales fueron los resultados obtenidos al aplicar la expresión matemática de la Prueba Estadística Bilateral.

Tabla:5 RESULTADOS DE LA PRUEBA ESTADISTICA BILATERAL

PARASITO	FAUST \bar{x}_1	RITCHIE \bar{x}_2	FAUST \bar{s}_1	RITCHIE \bar{s}_2	Z
Endolimax nana	25.66	35	17.24	18.85	0.896
Iodamoeba	9.33	13.33	4.38	5.21	0.515
Entamoeba Coli	33.66	38.83	15.36	17.01	0.232
Chilomastix mesnili	4.33	4	2.49	1.82	0.264
Ascaris lumbricoides	24.83	21.33	9.54	7.06	0.723
Giardia lamblia	15	16.83	6.37	7.31	0.116
Entamoeba histolytica	8.66	11.66	5.64	5.18	0.96
Hyemonilepis nana	6.16	3.33	5.39	2.68	1.1516
Trichuris trichiura	2.5	3.16	3.64	4.48	-0.2808
Enterobius verrucularis	1.5	1.66	0.95	2.86	-0.13
Uncinaria	0.3333	0.833	0.74	1.46	-0.74
Taenia sp	0.1666	0	0.3726	0	1.09
Balantidium coli	0.3333	0.166	0.74	0.3726	0.4967
Strongyloides stercoralis	0.3333	0.5	0.74	1.11	-0.306

Tabladó

FRECUENCIA DE PARASITOS POR PERSONA.
 NUMERO DE CASOS Y PORCENTAJE PARA CADA ZONA

	NUMERO DE PARASITOS POR PERSONA		2	Porcentaje	3	Porcentaje
	1	Porcentaje				
Zona I	48	25.13%	23	12.04%	15	7.85%
Zona II	63	29.71%	31	14.62%	14	6.00%
Zona III	59	26.94%	31	14.15%	20	9.13%
Zona IV	28	25.22%	22	19.81%	8	7.20%
Zona V	61	24.49%	56	22.48%	34	13.65%
Zona VI	46	23.46%	50	25.51%	38	19.38%

	NUMERO DE PARASITOS POR PERSONA		5	Porcentaje	6	Porcentaje
	4	Porcentaje				
Zona I	8	4.18%	0	0.00%	0	0.00%
Zona II	3	1.41%	0	0.00%	2	0.94%
Zona III	2	0.91%	2	9.13%	0	0.00%
Zona IV	2	1.80%	0	0.00%	0	0.00%
Zona V	13	5.22%	3	1.20%	1	0.49%
Zona VI	9	4.59%	5	2.55%	1	0.51%

	NUMERO DE PARASITOS POR PERSONA	
	7	Porcentaje
Zona I	0	0.00%
Zona II	0	0.00%
Zona III	0	0.00%
Zona IV	0	0.00%
Zona V	0	0.00%
Zona VI	1	0.51%

En la tabladó . Se observa la variación existente de parasitismo dentro de las seis zonas trabajadas, que corresponden a las localidades: (I) Ampl. San Marcos, (II) La Asunción, (III) San Lorenzo, (IV) La Santísima, -- (V) Caltongo, (VI) Nativitas.

A continuación se presenta la gráfica 1; que representa los datos de la tabla: 6

Los parámetros que se encuentran graficados son los siguientes:

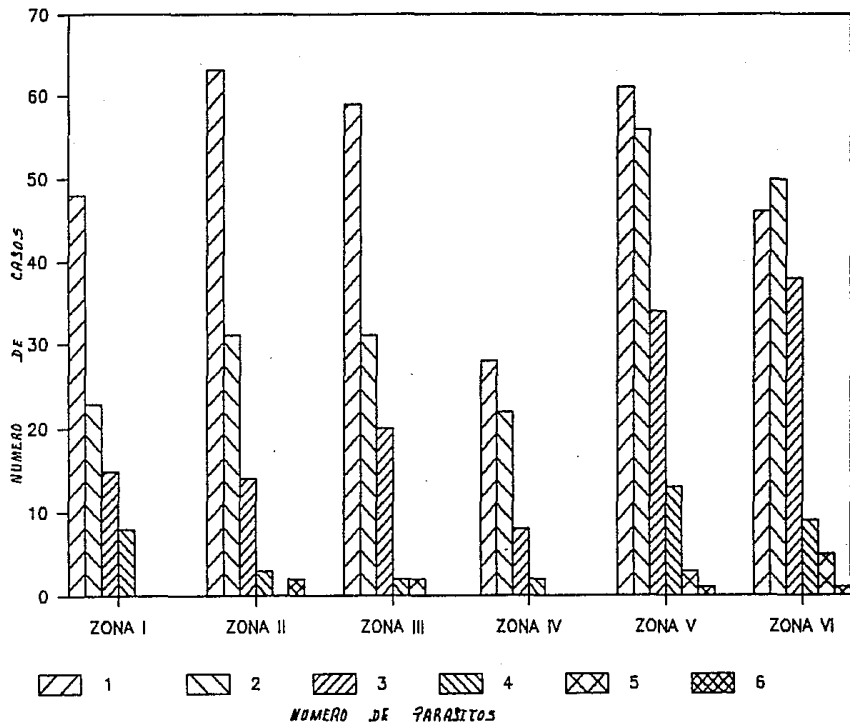
El eje horizontal corresponde a cada entidad o zona estudiada; y cada barra o columna representa el número de de parásitos identificados por persona para cada entidad.

El eje vertical indica el número de casos encontrados por cada entidad.

Así tenemos por ejemplo: En la zona I, la primer columna de la grafica corresponde a el número de personas que presentaron un solo parásito, la segunda columna corresponde a el número de personas que presentaron dos parásitos y así sucesivamente, cada columna corresponde a un determinado número de parásitos reportados por cada persona, según lo indica el pie de la gráfica.

Como puede observarse la zona que presenta mayor poli-parasitismo es la zona VI (Nativitas) . Cabe mencionar que, en especial en esta zona se registro el caso de un individuo al que se le dignosticaron siete parásitos. (Este dato no se encuentra graficado).

FRECUENCIA DE PARASITOS POR PERSONA



En las tablas 7.0 y 7.1 se muestra la relación que existe entre la edad de las personas y sexo; con la cantidad de parásitos diagnosticados por las técnicas de Faust y Ritchie.

Tabla:7. *FRECUENCIA TOTAL DE PARASITOSIS
CON RESPECTO A LA EDAD EN EL
SEXO FEMENINO*

Edad	Zona I	Zona II	Zona III	Zona IV	Zona V	Zona VI
0-5	3	14	7	14	28	11
6-10	12	14	9	7	25	17
11-15	5	18	3	6	12	6
16-20	4	6	0	4	12	9
21-25	5	9	4	10	15	10
26-30	1	11	7	6	8	9
31-35	2	6	4	1	9	8
36-40	0	7	2	1	9	6
41-45	0	4	3	3	2	5
46-50	0	4	0	2	1	6
51-55	1	4	3	1	3	2
56-60	0	1	4	1	2	1
61-65	1	1	1	0	0	2
66-70	0	0	0	0	0	1
71-75	0	0	0	0	0	0
76-80	0	0	1	0	2	0
Muestras Positivas	34	99	49	56	129	93
Total de Muestras	104	101	124	61	135	109

Nota: La diferencia en el número de muestras positivas en el sexo femenino observado en la tabla :7.0, se debe a la variación de la cantidad de muestras obtenidas en cada zona.

Tabla:7.1
**FRECUENCIA TOTAL DE PARASITOSIS
 CON RESPECTO A LA EDAD EN EL
 SEXO MASCULINO**

Edad	Zona I	Zona II	Zona III	Zona IV	Zona V	Zona VI
0-5	11	25	13	15	31	14
6-10	6	22	10	7	23	16
11-15	10	13	4	8	14	11
16-20	0	11	2	0	5	6
21-25	3	7	2	1	3	2
26-30	1	7	5	5	10	2
31-35	2	6	1	2	10	1
36-40	1	2	1	1	4	1
41-45	1	1	3	2	1	1
46-50	0	4	0	2	3	1
51-55	0	2	0	1	0	2
56-60	0	1	0	1	0	2
61-65	0	2	2	1	0	0
66-70	0	0	1	0	0	0
71-75	0	0	0	0	0	0
76-80	1	0	1	0	0	0
Muestras Positivas	34	103	45	46	104	87
Muestras Totales	87	109	95	50	112	87

Nota: La diferencia en el número de muestras positivas en el sexo masculino observado en la tabla: 7.1; se debe a la variación en cantidad de muestras obtenidas en cada zona.

A continuación se muestra la tabla B. En donde se indica el porcentaje de parasitosis en función al sexo y edad.

Tabla:8 *PRESENCIA DE PARASITOSIS
EN FUNCION DEL SEXO Y LA EDAD*

Edad	Total	Sexo Fem	X	(-)	X	Total	Sexo Masc	X	(-)	X
0-5	105	77	73.33	28	26.66	138	109	78.98	29	21.01
6-10	103	84	81.55	19	18.44	106	84	79.24	22	20.75
11-15	64	50	78.12	14	21.87	65	60	92.30	5	7.69
16-20	48	35	72.91	13	27.09	30	24	80.00	6	20.00
21-25	60	53	88.33	7	11.66	24	18	75.00	6	25.00
26-30	52	42	80.76	10	19.23	38	30	78.94	8	21.05
31-35	36	30	83.33	6	16.66	27	22	81.48	5	18.51
36-40	31	25	80.64	6	19.37	13	10	76.92	3	23.07

RESULTADOS EN ANIMALES

De un total de 200 muestras de heces fecales de animales domésticos investigadas por las técnicas de Faust y de Ritchie, fueron determinadas 141 muestras positivas y 59 muestras negativas obteniendo los siguientes porcentajes:

70.5% y 29.5% respectivamente. Ver tabla:1

De estas 200 muestras se encontraron 116 monoparasitadas y 25 poliparasitadas para el 82.26% y 17.73% respectivamente. Ver tabla:2

Tabla:1 *TOTAL DE MUESTRAS POSITIVAS Y NEGATIVAS ENCONTRADAS POR AMBAS TECNICAS*

Total Animales	Total etas. Positivas	Porcentaje	Total etas. Negativas	Porcentaje
200	141	70.50%	59	29.50%

Tabla:2 *PORCENTAJES DE MUESTRAS MONO Y POLI PARASITADAS EN ANIMALES DOMESTICOS*

Monoparasitados	Porcentaje	Poliparasitados	Porcentaje
116	82.26%	25	17.73%

En la tabla:3 . Se indica porcentaje de muestras positivas y negativas del total de parásitos hallados por ambas técnicas (Faust y Ritchie) en relación con la búsqueda de parásitos en animales domésticos.

Tabla:3 *PARASITOSIS EN ANIMALES DOMESTICOS*

Animales	Total de muestras	Muestras Positivas	Porcentaje	Muestras Negativas	Porcentaje
Vacas	102	74	72.54%	28	27.45%
Cerdos	54	39	72.22%	15	27.77%
Perros	27	17	62.96%	10	37.03%
Caballos	8	7	87.50%	1	12.50%
Borregos	9	4	44.44%	5	55.55%
Total	200				

En las tablas 4 y 4.1: Se muestran el número de casos positivos y porcentaje de las parasitosis identificadas por las Técnicas de Faust y Ritchie en muestras de animales domésticos.

Tabla:4 PARASITOS QUE SE IDENTIFICARON POR LA
TECNICA DE FAUST

Parásito	Vaca	Ptje.	Cerdo	Ptje	Perro	Ptje.
Ascaris	2	1.96%	4	7.40%	1	3.70%
Balanti- dium	0	0.00%	2	3.70%	0	0.00%
Entamoeba histoly- tica	17	16.66%	5	9.25%	1	3.70%
Giardia	2	1.96%	0	0.00%	0	0.00%
Toxocara	0	0.00%	0	0.00%	1	3.70%
Trichuris	1	0.98%	4	7.40%	0	0.00%
Strongy- loides	0	0.00%	0	0.00%	0	0.00%
Uncinaria	1	0.98%	1	1.85%	2	7.40%
Tricho- strongylus	1	0.98%	1	1.85%	0	0.00%
Coccidio	23	29.62%	10	19.60%	2	7.40%
Oxiuros	0	0.00%	0	0.00%	0	0.00%
Tridant- tophorus	0	0.00%	0	0.00%	0	0.00%
Mansonio- noganus	0	0.00%	0	0.00%	0	0.00%
Chabertia ovina	0	0.00%	2	3.70%	0	0.00%
Metastron- gylus	0	0.00%	2	3.70%	0	0.00%
Hyostrom- gylus rúbidus	0	0.00%	0	0.00%	0	0.00%
Physoce- phalus sexalatus	0	0.00%	1	1.85%	0	0.00%
Ascerope- strongy- lina	0	0.00%	0	0.00%	0	0.00%
Muestras Positivas	49	48.03%	30	55.55%	7	25.92%
Muestras Negativas	53	51.96%	24	44.44%	20	74.07%
Total Muestras	102		54		27	

CONT.. TABLA 4.0:

Parásito	Borrego	Ptje.	Caballo	Ptje
Ascaris	0	0.00X	0	0.00X
Balanti- dium	0	0.00X	0	0.00X
Eutamoeba histoly- tica	0	0.00X	0	0.00X
Giardia	0	0.00X	0	0.00X
Toxocara	0	0.00X	0	0.00X
Trichuris	0	0.00X	1	12.50X
Strongy- loides	0	0.00X	0	0.00X
Uncinaria	1	11.11X	2	25.00X
Tricho- strongylus	0	0.00X	0	0.00X
Coccidio	2	22.22X	2	25.00X
Oxiuros	1	11.11X	0	0.00X
Tripdon- tophorus	0	0.00X	0	0.00X
Mammon- nogamus	0	0.00X	0	0.00X
Chabertia ovina	0	0.00X	0	0.00X
Metastro- gylus	0	0.00X	0	0.00X
Hyostron- gylus rubidus	0	0.00X	0	0.00X
Physoce- phalus sexalutus	0	0.00X	0	0.00X
Ascarops strongy- lina	0	0.00X	0	0.00X
Muestras Positivas	4	44.44X	5	62.50X
Muestras Negativas	5	55.55X	3	37.50X
Total Muestras	9		8	

Tabla:4.1 PARASITOS QUE SE IDENTIFICARON POR LA
TECNICA DE RITCHIE

Parásito	Vaca	Ptje.	Cerdo	Ptje.	Ferroc	Ptje.
Ascaris	1	0.98X	10	18.51X	2	7.40X
Balanti- dium	5	4.90X	15	27.77X	0	0.00X
Entamoeba histoly- tica	16	15.68X	4	7.40X	1	3.70X
Giardia	4	3.92X	0	0.00X	4	14.81X
Toxocara	1	0.98X	0	0.00X	4	14.81X
Trichuris	0	0.00X	1	1.85X	1	3.70X
Strongy- loides	4	3.92X	1	1.85X	0	0.00X
Uscinaria	4	3.92X	1	1.85X	11	40.74X
Trichos- strongylus	1	0.98X	1	1.85X	0	0.00X
Coccidio	22	21.56X	16	29.62X	2	7.40X
Oxiuros	0	0.00X	0	0.00X	0	0.00X
Triodon- tophorus	0	0.00X	0	0.00X	0	0.00X
Mamono- nogaous	2	1.96X	0	0.00X	0	0.00X
Chabertia ovina	4	3.92X	0	0.00X	0	0.00X
Metastro- gylus rubidus	0	0.00X	0	0.00X	0	0.00X
Physoce- phalus sexalutus	0	0.00X	1	1.85X	0	0.00X
Ascarops strongy- lina	0	0.00X	1	1.85X	0	0.00X
Muestras Positivas	64	62.74X	54	100.00X	25	92.59X
Muestras Negativas	38	37.25X	0	0.00X	2	7.40X
Total Muestras	102		54		27	

CONT.. TABLA 4.1:

Parásito	Borrego	Ptje.	Caballo	Ptje.
Ascaris	0	0.00X	0	0.00X
Balanti- dium	1	11.11X	0	0.00X
Entamoeba histoly- tica	0	0.00X	1	12.50X
Giardia	0	0.00X	0	0.00X
Toxocara	0	0.00X	0	0.00X
Trichuris	1	11.11X	0	0.00X
Strongy- loides	2	22.22X	0	0.00X
Uncinaria	1	11.11X	2	25.00X
Tricho- strongylus	0	0.00X	0	0.00X
Coccidio	0	0.00X	0	0.00X
Oxuros	0	0.00X	1	12.50X
Triodon- tophorus	0	0.00X	2	25.00X
Maeno- nogamus	0	0.00X	0	0.00X
Chabertia ovina	0	0.00X	0	0.00X
Metastro- nylus rubidus	0	0.00X	0	0.00X
Physoc- phalus sekalutus	0	0.00X	0	0.00X
Ascarops strongy- lina	0	0.00X	0	0.00X
Muestras Positivas	5	55.55X	6	75.00X
Muestras Negativas	4	44.44X	2	25.00X
Total	9		8	

En la tabla:5. Se muestra la relación que existe, en el número de casos de parasitosis identificados tanto en animales domésticos como en el hombre.

Tabla:5 *PARASITOSIS EN ANIMALES QUE PRESENTAN ZOONOSIS CON EL HOMBRE*

Parásito	Vaca	Cerdo	Perro	Caballo	Borrego	Humano
Ascaris	3	14	3	0	0	159
Balanti- dium	5	15	0	0	1	2
Eufanoeba histoly- tica	17	5	2	1	0	73
Giardia	4	0	4	0	0	106
Toxocara	1	0	4	0	0	0
Trichuris	1	4	1	0	1	20
Strongy- loides	2	1	2	2	2	4
Uncinaria	4	1	11	2	1	5

CAPITULO IV

ANALISIS DE RESULTADOS

ANALISIS DE RESULTADOS.

Mediante el análisis estadístico aplicado a cada parásito se infiere que, ambas pruebas se consideran eficientes para el diagnóstico parasitológico ya que en todos los casos, los resultados están dentro del rango de aceptación que fué propuesto en la prueba estadística bilateral.

Un aspecto importante que hay que tomar en cuenta, al aplicar las técnicas, es la densidad, tamaño de las formas parasitarias y el estadio de maduración. Es por esto que a continuación se comentarán las tablas 7.0 y 7.1 del capítulo anterior donde se reportan los porcentajes de muestras positivas y negativas del total de parásitos encontrados en ambas técnicas:

En ellas observamos notoriamente que, la Técnica de Ritchie es más efectiva, por que se presenta un mayor número de casos positivos, variando de uno a tres casos para la mayoría de los parásitos; difiriendo con lo establecido en la prueba estadística. Refiriendonos a Endolimax nana y Ascaris lumbricoides la técnica de Faust resultó ser mas eficiente que Ritchie. Pero hay que recordar que para hacer una identificación de formas parasitarias como huevos de helmintos y quistes de protozoarios, la densidad y estadio de maduración son factores importantes que intervienen directamente con el fundamento de ambas técnicas.

FUENTES DE ERROR QUE PUEDEN PRESENTARSE EN LA APLICACION DE LAS TECNICAS.

Otro aspecto que no hay que olvidar, es la forma en como se llevan a cabo cada una de las técnicas, ya que éstas pueden verse alteradas por :

a) Para ambas técnicas:

- Toma de muestra
- Fijación de la muestra
- Muestra debidamente homogenizada
- Procesar una cantidad adecuada de la muestra
- Contar con reactivos en buenas condiciones

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

- Eliminar la mayor cantidad posible de residuos orgánicos
- Tiempos de centrifugación y de reposo
- Lectura de la muestra (Evitar desecación de la preparación).

b) Para la técnica de Faust:

- Densidad adecuada del Sulfato de Zinc
- Tener cuidado en la recolección de los parásitos, que flotan en la superficie.
- Evitar el derramamiento de la película de superficie, cuando se retira el cubreobjeto.

c) Para la técnica de Ritchie:

- Llevar a cabo una agitación enérgica del tubo
- Separar la capa de material orgánico de las paredes del tubo.

Considerando lo expuesto anteriormente; podemos decir que todos estos factores de una manera u otra nos van a modificar los resultados que se puedan tener en las dos técnicas.

ANALISIS DE RESULTADOS EN ANIMALES

Los resultados que se obtuvieron por las técnicas de Faust y de Ritchie, en cuanto a cantidad, no son significativas ya que no se trabajó con un número estándar de muestras, por esta razón en las tablas 4.0 y 4.1 ; corresponde a las vacas el mayor número de casos identificados.

Para justificar el porque de hacer esta investigación en animales, por medio de las técnicas de diagnóstico en humanos, es el hecho de que algunos de los parásitos identificados, el hombre los adquiere por medio de un intermediario que en este caso es el animal doméstico o bien éste último adquiere la parasitosis a través del hombre.

A continuación mencionaremos los parásitos que pueden ser adquiridos por el hombre, teniendo como fuente de infección a los animales domésticos. Estos son: *Ascaris*, *Balantidium*, *E. histolytica*, *Toxocara*, *E. polecki*, *Trichuris*, *Giardia*.

Refiriéndonos a *Entamoeba histolytica* y *Entamoeba polecki*, y en particular a este último en donde se identificaron como muestras positivas: siete casos en la técnica de Faust, y cinco casos en la técnica de Ritchie, ambos en cerdo, nos hace pensar que exista un cierto número de casos de infección en el hombre por este parásito, por el contacto que tiene éste con los cerdos.

Sin embargo en humanos no se reporta, ya que las técnicas que se emplearon no son específicas para la identificación de especies. En nuestro caso *E.polecki* pudo ser confundido con *E.histolytica* en la infección de humanos, aunque por otra parte hay que pensar también en la susceptibilidad que existe tanto entre los animales como en el hombre para adquirir ciertas parasitosis.

Por otra parte tenemos que *Giardia* es un parásito común en el hombre y que éste puede transmitirlo a los animales pero esto en nuestro caso no se pudo comprobar ya que hubo pocos casos reportados en animales y además no se trabajó con un número estándar de estos.

CAPITULO V

CONCLUSIONES

CONCLUSIONES

1.- La gran mayoría de las personas que habitan la zona chinampera de Xochimilco, se encuentran mono o poliparasitadas.

2.- Los casos de parasitismo encontrados; no presentan ninguna tendencia ó relación con el sexo o con la edad de los individuos estudiados.

3.- Generalmente se encontró que la mayoría de los integrantes de una familia están parasitados; pocos fueron los casos , en donde un solo integrante estuviera parasitado.

4.- Dentro de la población en estudio, tanto las personas como sus animales domésticos presentan un índice alto de parasitosis, debido a las pésimas condiciones de vida existente.

5.- A pesar de haber identificado parásitos que pudieran ser relacionados a casos de zoonosis con el hombre, dichos casos realmente no fueron comprobados, debido a la falta de apoyo de la comunidad para la obtención de las muestras.

6.- Las dos Técnicas que se emplearon para la identificación de parásitos, comparativamente resultan ser igual de efectivas.

7.- Por cuestiones económicas la técnica más accesible para su empleo en los laboratorios de rutina es la Técnica de Faust.

8.- Las técnicas de Faust y de Ritchie ponen de manifiesto tanto parásitos de humanos como de animales.

9.- Las Técnicas de Faust y de Ritchie pueden realizarse con muestras de heces recién obtenidas o bien con muestras que previamente han sido tratadas con algún conservador, para su posterior análisis.

10.- La aplicación de éstas técnicas para el diagnóstico parasitológico resulta ser rápida, sencilla y confiable, puesto que los reactivos no requieren condiciones especiales para su conservación.

BIBLIOGRAFIA

- 1) Amibiasis
Martínez Palomo A.
Ed. Panamericana. México 1989.
- 2) Parasitología Médica
Dr. J. Walter Beck.
Ed. Interamericana Méx. 1984.
- 3) Parasitología Clínica
Beaver Chester Paul
Salvat Editores. Méx. 1986.
- 4) Manual de Infectología Clínica
R.J Stiumacher
Ed. Interamericana. Méx. 1989.
- 5) Enfermedades Parasitarias
Biagi Francisco.
La Prensa Médica Mexicana. 1980
- 6) Parasitología Clínica
Brown W. H
Ed. Interamericana 1981.
- 7) Parasitología identificación de Protozoarios
R.A Lambert
Ed. El Manual Moderno Méx. 1976.
- 8) Parasitología identificación de Helmintos
R.A Lambert
Ed. El Manual Moderno Méx. 1976

- 9) Atlas color de Parasitología Clínica
Zamman. V
Ed. Panamericana Méx. 1988.
- 10) Diagnóstico Parasitológico
Manual de Laboratorio Clínico
García-Ash
Ed. Panamericana Méx 1987.
- 11) Catálogo de Técnicas de Laboratorio
Autores varios.
Publicación Técnica del INDRE
Secretaría de Salud.
Num. 1 México D.F. 1991.
- 12) Teniasis y Cisticercosis por *T. solium*
Una revisión de viejos y nuevos descubrimientos.
Autores varios.
Publicación Técnica del INDRE
Secretaría de Salud.
Num. 4 México D.F. 1991
- 13) La seroepidemiología en México Vol 1
Autores varios.
Publicación Técnica del INDRE
Secretaría de Salud.
Num. 9 México D.F. 1991
- 14) Parasitología Clínica
Craig y Faust
Salvat Editores 1978.
- 15) Parasitología clínica
Tay-Velasco
Ed. Limusa 1990.
- 16) Manual de laboratorio de
Parasitología
Floriani J. y Gutiérrez A.
Facultad de Química
UNAM 1990.
- 17) Manual de Técnicas para el diagnóstico
morfológico de las parasitosis.
Salazar Schettino.
Ed. Francisco Méndez C. Méx. 1986.

- 18) Enfermedades Infecciosas y Parasitarias
Veronesi R.
Ed. El Ateneo 1976.
- 19) Manual de Infectología
Kumate Jesús
Ediciones Médicas del Hospital Infantil de México
Méx. 1980
- 20) Enfermedades Infecciosas
Braude I. A
Ed. Panamericana 1984.
- 21) Manual de Enfermedades Infecciosas
Rytel N. Michael.
Ed. Interamericana Méx. 1986.
- 22) Diagnóstico Microbiológico
Koneman, Allen
Ed. Medica Panamericana 1989.
- 23) Zoonosis y Enfermedades transmisibles, comunes al hombre
y a los animales.
Acha N. Pedro
Ed. Organización Panamericana de la Salud 1989.
- 24) Parasitología y enfermedades parasitarias
en los animales domésticos
Soulsby E.J.L.
7a edición
Editorial Panamericana
México 1987.
- 25) Parasitología y Enfermedades parasitarias de animales
domésticos
Ed. Limusa Méx. 1988.
- 26) Las Zoonosis
Saiz Moreno L.
Ed. Biblioteca Veterinaria AEDOS 1976.

- 27) Animal Agents and Vectors of Human Disease
Chester Beaver P.
Ed. Lee y Febiger 1985.
- 28) Zoonosis Parasitarias
UNAM.
Med. Vet. Zoot. 1982.
- 29) Bioestadística: Base para el análisis
de las ciencias de la Salud.
Daniel w. Wayne.
Ed. Limusa Méx. 1985.
- 30) Elementos de Bioestadística
Aburto G. César.
Fondo Educativo Interamericano. 1979.
- 31) Predisposition of individuals and families in Mexico
to heavy infection with *Ascaris lumbricoides* and
Trichuris trichiura.
Forrester JE. Scott ME
Trans. R Soc Trop Med Hyg. 1990
Mar-Apr. 84 (2) P 272-6.
- 32) Soil-Transmitted helminth infections in school children
from Cocle Province, Republic of Panama
Robertson L J, Compton DW.
Parasitology 1989 Oct. 99 Pt 2P 287-92
- 33) Teniasis, Amibiasis y otras parasitosis intestinales
en niños de edad escolar en el estado de Michoacán.
Lara Aguilera R, Aguilar Bucio
Boletín Médico-Hospital Infantil de México
Vol. 47, Núm 3 1990 P 153-59.

- 34) Frecuencia de Giardia lamblia en las heces de 100 niños con diarrea crónica.
Ramirez Mayans JA Rivera Echegoyen M.
Boletín Médico Hospital Infantil de México
Vol.43 Num 4 Abril 1986 P. 247-49
- 35) Epidemiología y prevención de la ascariasis en México.
Carrada Bravo T.
Revista Mexicana de Pediatría.
Vol.54 Num 6 Noviembre-Diciembre 1987 P. 235-43