

UNIVERSIDAD VERACRUZANA



FACULTAD DE BIOANALISIS

MANUAL DE PROCEDIMIENTOS PARA EL LABORATORIO DE LA E. E. PARASITOLOGIA CLINICA

AUTORES:

M.E. Sara Ortigoza Gutiérrez

M. E. Martha Cruz Aguilar

Introducción

El presente manual de Parasitología Clínica tiene la finalidad de funcionar como guía de trabajo en la experiencia educativa Parasitología Clínica, la cual se encuentra curricularmente establecida en la retícula del estudiante de Licenciatura de Química Clínica.

Mediante este Manual el estudiante conocerá, comprenderá y analizará sus conocimientos de Parasitología, aplicando y desarrollando sus saberes teóricos, heurísticos y axiológicos; debido a que en el laboratorio se requiere que trabaje en un ambiente de respeto, responsabilidad y ética, haciendo uso de sus habilidades en el manejo de equipo, así como en el desarrollo de metodologías, previo sustento teórico.

Se incluye un apartado de confiabilidad y control de calidad específico para cada técnica descrita.

Una vez efectuada la técnica en el laboratorio, en el apartado del reporte de resultados, se hace énfasis en el estadio diagnóstico del parásito con lo que el alumno aprenderá la forma correcta de reportar los resultados en el ámbito laboral e integrar sus conocimientos teóricos con los prácticos.

REGLAMENTO DEL LABORATORIO DE PARASITOLOGIA

1. El alumno debe llegar puntual a su clase.
2. El alumno debe de portar una bata de manga larga de algodón.
3. El alumno debe de asistir a la práctica de laboratorio con su Manual de Parasitología Clínica
4. Los libros, cuadernos y objetos personales no deben estar en la mesa de trabajo.
5. El alumno debe contar con su material necesario para la práctica de laboratorio correspondiente.
6. El alumno debe limpiar su área de trabajo con hipoclorito de sodio antes y después de la práctica de laboratorio.
7. El alumno tiene prohibido estrictamente comer, beber, y fumar en el Laboratorio.
8. Durante la práctica de laboratorio el alumno debe usar guantes y cubrebocas.
9. El alumno debe desechar las muestras con las que se trabajó de acuerdo a Norma Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-SSA1-2002 y a la Guía para la NOM-087-ECOL-SSA1-2002
- 10.-En caso de romperse o derramarse muestra fecal deberá verterse fenol o hipoclorito sobre él y dejarlo cuando menos 10 minutos antes de limpiar.

METODO DE STOLL

1.- INTRODUCCIÓN

Esta técnica fue ideada y desarrollada por Stoll en 1923, debido a sus características de accesibilidad en costo y material a utilizar es uno de los más empleados de manera exitosa en encuestas epidemiológicas.

Este método forma parte de los exámenes considerados cuantitativos, por lo que es necesario tener el antecedente de que la muestra se encuentra positiva, para su posterior cuantificación.

La técnica es de utilidad para hacer una evaluación de la intensidad de ciertas helmintiasis, se debe recordar que los helmintos son metazoarios y dentro de esta clasificación se encuentran los nematelmintos gusanos redondos tales como; *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichiura*, uncinarias (*Necator americanus* y *Ancylostoma duodenale*) y *Strongyloides stercoralis*. Además también se pueden cuantificar platelmintos (gusanos planos) como; *Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta* y otras teniasis.

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

El fundamento de este método es básicamente aritmético, los cálculos se basan en las diluciones empleadas. Debido a que la cantidad de muestra es muy pequeña en comparación con el volumen de hidróxido de sodio, las helmintiasis moderadas son más difíciles de evaluar. Por el hecho de no utilizar tinción temporal y debido a que los quistes se aclaran con el hidróxido es una técnica específica para la cuantificación de helmintiasis.

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

NUM.	NOMBRE DEL REACTIVO	CONCENTRACION	CANTIDAD
1	Hidróxido de sodio (ver anexos)	0.1 N	100 ml.

3.2 Equipos de Laboratorio

1. 30 microscopios.

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCIÓN
30	Pipetas de 2 ml graduadas en milésimas
30	Probetas de 10 ml graduadas
30	Varillas de vidrio delgada de 20 cm. de longitud.
30	Bulbos
150	Perlas de vidrio de 3 Mm. de dm.
30	Guantes
30	Aplicadores
30	Portaobjetos
30	Cubreobjetos

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

1. En la probeta de 10 ml poner 5.6 ml de la sol. De hidróxido de sodio 0.1 N.
2. Agregar materia fecal hasta la marca de 6 ml
3. Mezclar con la varilla de vidrio
4. Depositar 5 perlas y tapar la probeta
5. Agitar vigorosamente durante 1 min., hasta formar una suspensión homogénea.
6. Dejar en reposo la probeta 15 minutos, los restos fecales y huevos comienzan a irse al fondo.
7. Tomar la pipeta serológica e introducirla a la parte media de la suspensión.
8. Tomar 0.075 ml y colocarlos entre porta y cubreobjeto.
9. Observar la preparación al microscopio con objetivo seco débil y seco fuerte.
10. Se observarán absolutamente todos los campos de la preparación y se contarán los huevos encontrados.

4.1 Muestreo y muestra

- 4.1.1 La Obtención de muestra debe ser; expulsión de manera natural
- 4.1.2 En frasco de boca ancha etiquetados con; nombre, edad, sexo y fecha.

4.2 Preparación del sistema de Medición

- 4.2.1 Seguir las Instrucciones de limpieza y manejo del microscopio.

4.3 Uso del sistema de Medición (Proceso de lectura y / u observaciones)

- 4.3.1 Enfocar al microscopio la preparación con objetivo 10 X.
- 4.3.2 Realizar la lectura de la totalidad de la preparación de manera sistemática.
- 4.3.3 Reportar según indicaciones en el apartado reporte de resultados.
- 4.3.4 Terminado el proceso apagar el equipo, limpiar y enrollar perfectamente el cordón.
- 4.3.4 Desechar los materiales de acuerdo con el procedimiento de desecho estándar

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

De acuerdo con la formula establecida, calcular la concentración de la sustancia en las unidades respectivas.

5.1 Calculo de resultados

El número de huevos o larvas contados en toda la preparación se multiplican por los siguientes factores, según se haya tomado 0.075 ó 0.15 ml de la suspensión y también en consideración con la consistencia de la muestra:

HECES	MUESTRA	FACTOR
Duras	0.075	200
Pastosas	0.075	400
Líquidas	0.075	800
Duras	0.150	100
Pastosas	0.150	200
Liquidadas	0.150	400

5.2 Reporte de resultados

El resultado se expresa en huevos o larvas por mililitro de heces (ml ó lmlh); por ejemplo si la materia fecal es pastosa y se encontraron 4 huevos de uncinarias en toda la preparación:

$$4 \times 200 = 800$$

Se reportará: 800 hmlh de uncinarias.

Toda vez obtenidos los resultados, estos se vacían en una libreta o cuaderno control.

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

- 6.1** Se recomienda verificar que la cantidad de muestra tomada sea exacta, a fin de no alterar el factor de dilución.
- 6.2** Se debe llevar con cuidado la pipeta hasta el centro y parte media de la suspensión de la probeta, ya que esto hace que disminuya el error debido a la sedimentación rápida de los huevos.
- 6.3** Se recomienda no Pipetear con la boca, sino con un bulbo ó micropipetas.

7.- CONTROL DE CALIDAD

Evitar la hidratación del hidróxido de sodio en el momento de pesar. Usar frasco de tapón de caucho para guardar la solución.

8.- PRACTICABILIDAD

- 8.1** Debe ser un estudiante de Química Clínica, Químico Fármaco biólogo ó Químico Biólogo parasitólogo con supervisado por el facilitador de la Experiencia Educativa

Bibliografía

Jiménez Cardoso Enedina, Control de calidad en Parasitología, 1ra edición, editorial Prado, 2006.

Rodríguez, Atlas de Parasitología Médica, 1ra edición, Mc Graw Hill, 2004.

López Páez Myrian, Atlas de Parasitología, 1ra edición, Manual Moderno, 2006

De Haro Irene, Salazar Paz María, Diagnóstico Morfológico de las Parasitosis, Edit. Méndez Editores México D.F.1999

**UNIVERSIDAD VERACRUZANA
FACULTAD DE BIOANÁLISIS
REGIÓN VERACRUZ**



NOMBRE: _____

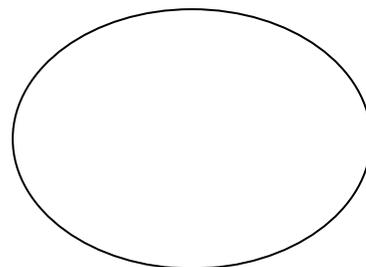
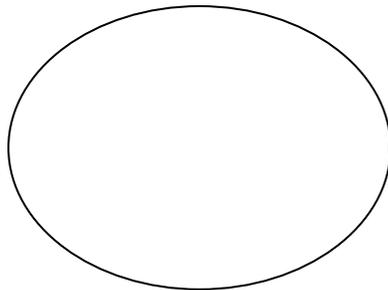
FECHA: _____

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: _____

MUESTRA _____

FUNDAMENTO (INTERPRETACION): _____

OBSERVACIONES MICROSCOPICAS.-



REPORTE

CONCLUSIONES:

TÉCNICA DE FERREIRA

1.- INTRODUCCIÓN

El método fue descrito por Biagi y Cols. En 1959 y fue puesto en práctica por Ferreira y Abreu. Reúne característica de un coproparasitoscopico y de un método cuantitativo es útil para el recuento de huevos y larvas de todos los parásitos considerados metazoarios y además hace una buena concentración de los protozoarios: quistes y ooquistes.

Debido a la utilización del tamiz y a los lavados aplicados, se logra una materia fecal fina que facilita su estudio microscópico

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

Esta técnica se basa en la utilización del formol como preservador y desinfectante y de la diferencia de densidades con el empleo del sulfato de zinc con una densidad de 1.192, que hará que los parásitos existentes en las muestra floten. Tiene como limitante que el material a utilizar no se consigue fácilmente.

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

NUM.	NOMBRE DEL REACTIVO	CONC.	CANTIDAD
1	Sulfato de Zinc	35%	500 ml
2	Formaldehído	10%	300 ml
3	Sol. Salina	0.9%	500 ml
4	Lugol		50 ml

3.2 Equipos de Laboratorio

1. 30 microscopios
2. 1 centrifuga
3. Balanza granataria
4. Campana de Ferreira

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCIÓN
15	Pinzas de presión
15	Frasco de Gerber

15	Aplicadores
15	Tubos de ensaye de 100 x 25 mm
30	Portaobjetos
30	Cubreobjetos
15	Embudo
15	Tubos de látex de 15 cm de largo

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

1. Pesar un frasco de ancha junto con un abate lenguas
2. Depositar materia fecal en el frasco ayudándose con el abate lenguas
3. Medir 36 ml de la solución de formaldehído, vaciar en el frasco
4. Homogeneizar la materia fecal con la solución de formol hasta que quede una suspensión.
5. Pasar la mezcla por malla previamente colocada en un embudo y recibir la suspensión en un tubo colocado en una gradilla.
6. Centrifugar a 2000 rpm. Durante 1 minuto.
7. Decantar el sobrenadante y resuspender el sedimento con sol. Salina.
8. Volver a centrifugar bajo las condiciones anteriores.
9. Decantar nuevamente el sobrenadante y agregar 2 a 3 ml de sulfato de zinc, mezclar hasta hacer una nueva suspensión.
10. Introducir la campana de Ferreira en el tubo de ensaye. Ver Fig.1.
11. Llenar el tubo con más solución para que el menisco suba.
12. Centrifugar a 2000 rpm. Durante 1 min.
13. Sacar el tubo de la centrífuga y con el pulgar y el índice se comprime fuertemente el trocito de manguera de caucho del extremo anterior de la campana y de un golpe se saca este del tubo.
14. Lavar el exterior de la campana.
15. Invertir la campana sobre el portaobjetos y poner 2 a 3 gotas de lugol, de tal manera que arrastren el contenido de la parte estrecha de la campana, que es donde se encuentran las formas parasitarias.
16. Homogeneizar la suspensión con el ángulo de un cubreobjetos colocar este sobre el portaobjetos
17. Examinar la preparación con el microscopio seco débil y seco fuerte. Contar todos los huevos de la totalidad de la preparación.

4.1 Muestreo y muestra

- 4.1.1 La Obtención de muestra debe ser; expulsión de manera natural
- 4.1.2 En frasco de boca ancha etiquetados con; nombre, edad, sexo y fecha.

4.2 Preparación del sistema de Medición

- 4.2.1. Seguir las Instrucciones de limpieza y manejo del microscopio.

4.3 Uso del sistema de Medición (Proceso de lectura y / u observaciones)

- 4.3.1. Enfocar al microscopio la preparación con objetivo 10X y 40X.
- 4.3.2. Contar la totalidad de la preparación.

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

5.1 Calculo de resultados

El número total de huevos o larvas encontrados se multiplica por 5; se obtiene de esta manera el número de huevos de la totalidad de la preparación

5.2 Reporte de resultados

5.2.1 El resultado se expresa en huevos o larvas por gramos de heces (hgh); por ejemplo si se encontraron 10 huevos de *Ascaris lumbricoides*:
 $9 \times 5 = 50 \text{ hgh}$

5.2.2 Toda vez obtenidos los resultados, estos se vacían en una libreta o cuaderno control.

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

- 6.1 Se debe verificar la densidad del sulfato de zinc periódicamente para evitar errores de concentración.
- 6.2 Lavar perfectamente bien las campanas y para tratarlas una vez al mes con mezcla crómica.
- 6.3 Verificar que el caucho no este roto
- 6.4 Revisar que las tuercas no estén oxidadas
- 6.5 Hacer los pares correspondientes para evitar que la centrífuga se desbalance

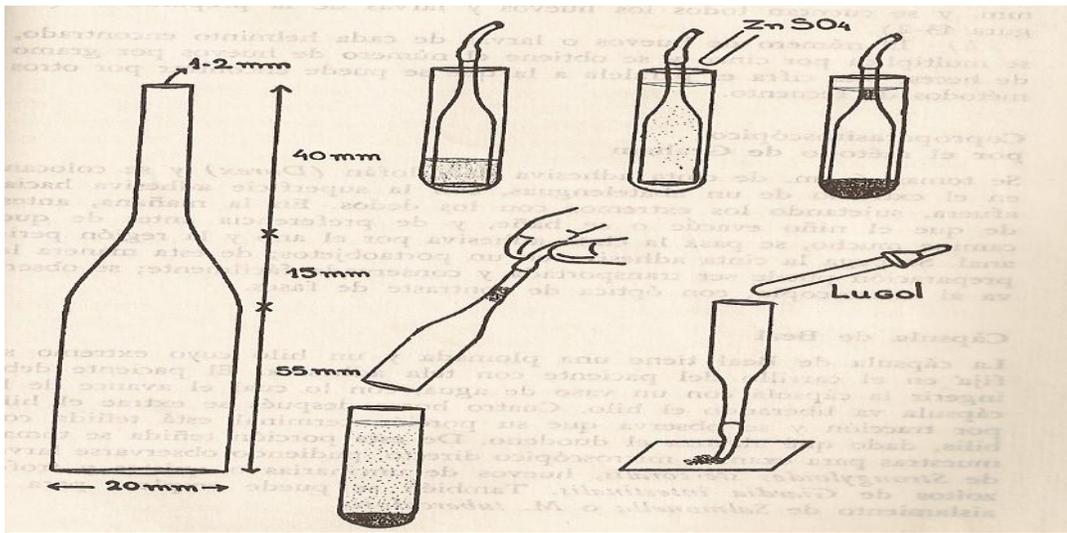
7.- CONTROL DE CALIDAD

Se recomienda la experiencia del analista en la aplicación de esta técnica
Se usan preparaciones de referencia sobre todo en la identificación de las larvas.

8.- PRACTICABILIDAD

8.1 Debe ser un estudiante de Química Clínica, Químico Fármaco biólogo ó Químico Biólogo parasitólogo con supervisión por el facilitador de la Experiencia Educativa

Fig. No 1. Campana de Ferreira



Fuente: Biagi F., Enfermedades parasitarias.

9.- Bibliografía

Biagi Francisco, Enfermedades Parasitarias, 3ra edición, Manual Moderno, 2004

Jiménez Cardoso Enedina, Control de calidad en Parasitología, 1ra edición, editorial Prado, 2006.

Rodríguez, Atlas de Parasitología Médica, 1ra edición, Mc Graw Hill, 2004.

Tay Jorge, Parasitología, 6va edición, Méndez Editores, 2010.

Becerril Marco, Parasitología Médica, 2da edición, Mc Graw Hill, 2008.

**UNIVERSIDAD VERACRUZANA
FACULTAD DE BIOANÁLISIS
REGIÓN VERACRUZ**



NOMBRE: _____

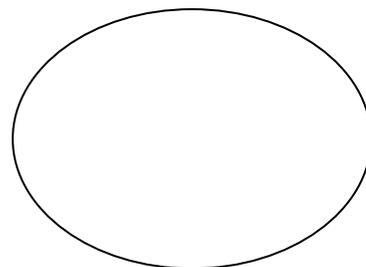
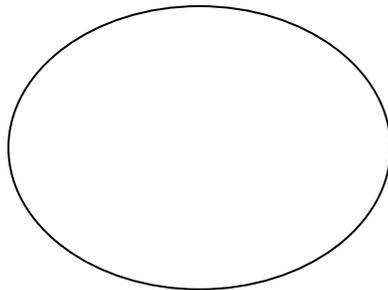
FECHA: _____

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: _____

MUESTRA _____

FUNDAMENTO (INTERPRETACION): _____

OBSERVACIONES MICROSCOPICAS.-



REPORTE

CONCLUSIONES:

METODO DE KATO KATZ. Ó FROTE GRUESO

1.- INTRODUCCIÓN

Este método fue descrito por Kato y Miura en 1954 y antiguamente se denominaba como; frote grueso fue evaluada por Komiya Kobashi y Martín Beaver, quienes introdujeron la modificación de pasar la materia fecal por una malla para evitar el paso de fibras y restos alimenticios no digeridos, lo que mejoró la técnica original.

Es una técnica muy sencilla en cuanto a materiales y reactivos a utilizar, en cuanto a los cálculos para el reporte de resultados estos no representan mayor problema. Se usada para diagnosticar helmintiasis y cuantificar el hallazgo de huevos, los resultados nos dan la concentración de huevos por gramos de heces.

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

Este método se fundamenta en la utilización de glicerina como aclarante y el verde de malaquita como colorante de contraste, además de un cubreobjeto de celofán humedecible, que es el vehículo para la solución de Kato. En este apartado se debe considerar que a través de este método no se diagnosticaran protozoosis por el aclaración que produce la glicerina y el verde de malaquita puede enmascarar la finas estructuras de los parásitos unicelulares. Otro dato a tener en cuenta es que cuando se tratan de parasitosis mixtas como geohelmintiasis con himenolepiosis los huevos de estos últimos son delicados y aclaran mas rápido que los de nematelmintos.

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

NUM.	NOMBRE DEL REACTIVO	CONCENTRACION	CANTIDAD
1	Glicerina	QP	100 ml
2	Verde de malaquita	3%	3 gr
3	Agua destilada	--	100 ml

3.2 Equipos de Laboratorio

1. 30 microscopios.
2. Estufa de cultivo.

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCIÓN
30	Cuadros de malla para mosquitero de 10 cm x lado
30	Cuadros de papel celofán de 22 x 40 mm (como portaobjeto)
30	Cuadros de cartón de 3 mm de grosor y de 30 mm de lado con una perforación en el centro de 6 mm de diámetro.
30	Papel encerado
1 rollo	Papel absorbente
30	Abatelenguas o Aplicadores
30	Portaobjetos

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

1. Depositar sobre el papel encerado 5 grs de materia fecal
2. colocar la malla sobre la materia
3. Presionar la malla para que salga el tamizado.
4. Se efectúa una horadación de 0.6 cm. de diámetro en cartón de cascaron y se coloca sobre un portaobjeto. Ver fig. 2.
5. Dentro del circulo se introduce la muestra de materia fecal (50 mg) .
6. Con sumo cuidado retirar el soporte de papel cascaron o cartón.
7. El excremento quedara en forma cilíndrica.
8. Cubrirlo con un fragmento de celofán (22 x 30 mm) que se encuentra previamente humedecido con glicerina y verde de malaquita 3% durante 24 hrs.
9. Hacer un squash con la ayuda de papel adsorbente, con el propósito de eliminar el exceso de glicerina y de lograr una extensión delgada, apta para la observación.
10. dejar reposar durante 20 ó 30 minutos a 37 grados centígrados para aclaración del material fecal (pero no de los huevos)
11. Examinar al microscopio para su cuantificación.

4.1 Muestreo y muestra

- 4.1.1 La Obtención de muestra debe ser; expulsión de manera natural
- 4.1.2 En frasco de boca ancha etiquetados con; nombre, edad, sexo y fecha.

4.2 Preparación del sistema de Medición

4.2.1. Seguir las Instrucciones de limpieza y manejo del microscopio.

4.3 Uso del sistema de Medición (Proceso de lectura y / u observaciones)

4.3.1 Enfocar al microscopio la preparación con objetivo 10 X.

4.3.2. Realizar la lectura de la totalidad de la preparación de manera sistemática.

4.3.3. Reportar según indicaciones en el apartado reporte de resultados.

4.3.4. Terminado el proceso apagar el equipo, limpiar y enrollar perfectamente el cordón.

4.3.5 Desechar los materiales de acuerdo con el procedimiento de desecho estándar

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

De acuerdo con la formula establecida, calcular la concentración de la sustancia en las unidades respectivas.

5.1 Calculo de resultados

El número de huevos contados en toda la preparación se multiplica por un factor constante de 20;

Si en 50 mg. de la muestra se encontró un huevo, como 1 gr. Tiene 1000 mgs. Se hace una regla de tres y por consiguiente 1000 dividido entre 50 dará un factor de 20, que es el que se utilizará para multiplicar el número de huevos contados en la preparación.

5.2 Reporte de resultados

El resultado se expresa en huevos por gramos de heces (hgh) ó larvas por gramos de heces (lgh)

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

6.1 Se debe evitar que el tiempo de aclaración se exceda, pues esto dificulta la observación de los huevos.

7.- CONTROL DE CALIDAD

Solo la práctica de la técnica durante varias veces ayudará a establecer los tiempos específicos para cada espécimen

8.- PRACTICABILIDAD

8.1 Debe ser un estudiante de Química Clínica, Químico Fármaco biólogo ó Químico Biólogo parasitólogo con supervisado por el facilitador de la Experiencia Educativa

Figura No. 2 material para el método de Kato.



Fuente: Beltrán Fabián M.Tello Casanova R., Naqueira Velarde C., Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre.

9.- Bibliografía

Jiménez Cardoso Enedina, Control de calidad en Parasitología, 1ra edición, editorial Prado, 2006.

Beltrán Fabián M.Tello Casanova R., Naqueira Velarde C., Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre.

López Páez Myrian, Atlas de Parasitología, 1ra edición, Manual Moderno, 2006
Biagi Francisco, Enfermedades Parasitarias, 3ra edición, Manual Moderno, 2004

**UNIVERSIDAD VERACRUZANA
FACULTAD DE BIOANÁLISIS
REGIÓN VERACRUZ**



NOMBRE: _____

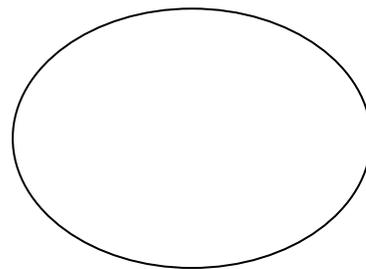
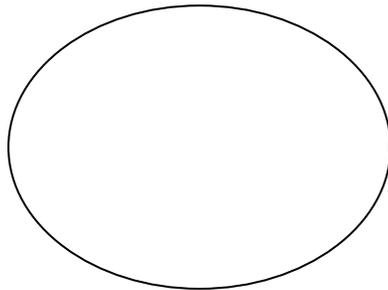
FECHA: _____

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: _____

MUESTRA _____

FUNDAMENTO (INTERPRETACION): _____

OBSERVACIONES MICROSCOPICAS.-



REPORTE

CONCLUSIONES:

METODO DE TAMIZADO

1.- INTRODUCCIÓN

En ciertas parasitosis es importante tanto para el medico como para el paciente la recuperación de los parásitos adultos o porciones de ellos a fin de establecer un diagnostico de certeza o de evaluar el efecto de la terapéutica empleada.

Esta técnica es utilizada para la recuperación de parásitos adultos o segmentos de ellos en la materia fecal.

Algunas de la parasitosis en las que puede ser de utilidad el empleo de esta técnica son; Tricocefalosis en su estadio adulto los cuales se verán como pequeñas hebras de hilo o pequeñas porciones de cabello de allí su nombre trico= cabello. Uncinariosis en su fase adulto, lo que resulta valioso para la identificación de genero de uncinaria que parasita a nuestro paciente. Enterobiasis con lo que se establecería el nematodo causante de la patología, otros especimenes que se obtienen con este método son las Taenias que son de suma importancia en cuanto a la mortalidad que puede ocasionar *Taenia solium* sobre todo en su estadio larval, o como ya se menciona anteriormente al lograr recuperara el escolex después de un tratamiento nos da el indicio que nuestro paciente se encuentra desparasitado de el temible parasito que es la solitaria.

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

Es una técnica que se fundamenta en el uso de diferentes tamices que van del más grande al mas pequeño los que funcionan como filtros atrapando los materiales burdos que pudieran interferir con la observación, el método es de especial utilidad en los casos de teniasis, en los que con frecuencia los otros métodos de rutina dan resultados negativos.

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

NUM.	NOMBRE DEL REACTIVO	CONCENTRACIÓN	CANTIDAD
1	Alcohol	70 %	100 ML
2	Glicerina	Q. P.	20 ML
3	Cloruro de Sodio	2 %	50 ML
4	Solución salina	0.9%	1000 ml

3.2 Equipos de Laboratorio

1. 30 microscopios.
2. Baño María.

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCIÓN
30	Coladera o tamiz
30	Cristalizadores
1	Termómetro
30	Portaobjetos
30	Cubreobjetos

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

1. Se colocan los tamices uno sobre otro en orden decreciente de grosor (el mas grande arriba y la más fina al final)
2. Colocar la materia fecal en el tamiz superior, como se muestra en la fig. No. 3.
3. Agregar solución salina con un chorro suave y mezclando con un abatelenguas, de manera que los escólex-proglótidos y/o nemátodos adultos queden en los tamices.
4. Los parásitos recogidos en el tamiz son lavados en solución tibia de NaCl al 2%, agitándolos prolongadamente para estimular la relajación y luego se examinan en fresco.
5. Los parásitos grandes se fijan y conservan en formol al 5 o 10%, a 80°C con una pequeña cantidad de glicerol.
6. Los parásitos pequeños pueden fijarse en alcohol al 70%, caliente y conservar en la misma solución.
7. Los trematodos y proglótidos pueden examinarse comprimiéndolos entre portaobjetos.

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

Se reportará la fase parásita encontrada, con su género y especie.

5.1 Calculo de resultados

No se practican cálculos.

5.2 Reporte de resultados

El resultado se expresa en fase, genero y especie.

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

A los pacientes que tengan indicado tratamiento contra teniosis y tamizado posterior, se les pedirá que recolecten la totalidad de la materia fecal evacuada en 24 o 48 hrs. En frasco limpio y de boca ancha y que no se contamine con orina.

7.- CONTROL DE CALIDAD

Se utilizaran láminas de referencia como control de calidad.

8.- PRACTICABILIDAD

8.1 Debe ser un estudiante de Química Clínica, Químico Fármaco biólogo ó Químico Biólogo parasitólogo con supervisado por el facilitador de la Experiencia Educativa

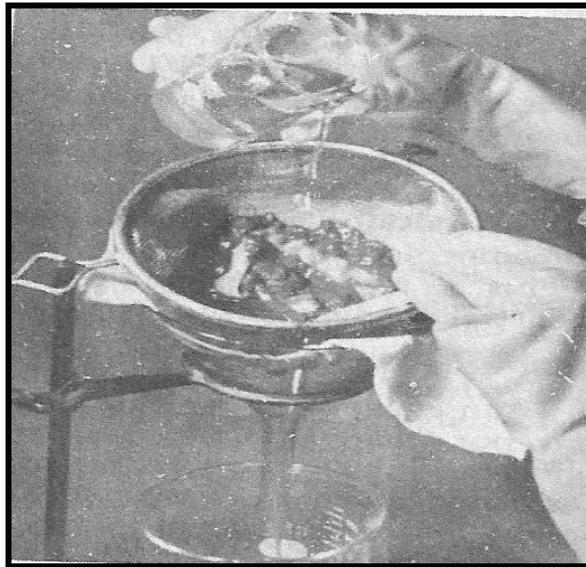


Fig. 3 Tamizado de materia fecal Fuente: Tay J. Lara, Gutiérrez, Velazco, Parasitología Médica.

9.-Bibliografía

Tay Jorge, Parasitología, 6va edición, Méndez Editores, 2010.

Becerril Marco, Parasitología Médica, 2da edición, Mc Graw Hill, 2008.

Gómez Marín Jorge E., Protozoología Médica, 1ra edición Manual Moderno, 2010.

Jiménez Cardoso Enedina, Control de calidad en Parasitología, 1ra edición, editorial Prado, 2006.

Rodríguez, Atlas de Parasitología Médica, 1ra edición, Mc Graw Hill, 2004.

**UNIVERSIDAD VERACRUZANA
FACULTAD DE BIOANÁLISIS
REGIÓN VERACRUZ**



NOMBRE: _____

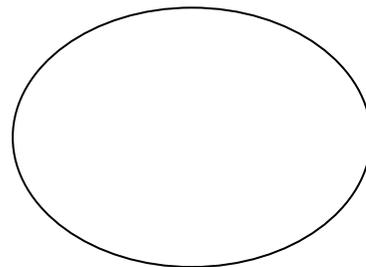
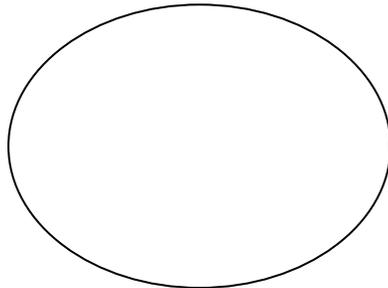
FECHA: _____

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: _____

MUESTRA _____

FUNDAMENTO (INTERPRETACION): _____

OBSERVACIONES MICROSCOPICAS.-



REPORTE

CONCLUSIONES:

METODO DE SEDIMENTACIÓN DE RITCHIE.

1.- INTRODUCCIÓN

Esta técnica forma parte de una serie de análisis coproparasitoscópicos considerados de concentración fue descrita por Ritchie en 1948, es de utilidad para la búsqueda de huevos, quistes y larvas. Es empleada cuando no se observan parásitos en el método directo y para aumentar la probabilidad de observar parásitos en las muestras estudiadas.

Algunas referencias no indican el uso de malla o gasa al aplicar el método (ver apartado de técnica) por lo que se pueden obtener sedimentos sucios y no con la calidad requerida para una óptima observación.

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

El fundamento de la técnica se basa en el uso de la fuerza centrífuga que obliga a los parásitos a ir al fondo del tubo, del éter que elimina los detritus orgánicos, mientras que el formol ayuda a mantener la integridad de las formas parasitarias que se concentran.

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

NUM.	NOMBRE DEL REACTIVO	CONCENTRACIÓN	CANTIDAD
1	Formaldehído	40 %	500 ML
2	Eter etílico o de petróleo	Q. P.	300 ML
3	Solución salina	0.9%	1000 ml

3.2 Equipos de Laboratorio

1. 30 microscopios.

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCIÓN
30	Coladera
30	Embudos
30	Gradillas
30	Pipetas Pasteur
30	Portaobjetos

30	Cubreobjetos
----	--------------

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

1. Diluir 2 grs. De heces en 5 ml de solución salina fisiológica.
2. Filtrar la solución obtenida sobre colador y embudo.
3. Centrifugar durante 5 minutos a 2500 r.p.m.
4. Eliminar el sobrenadante.
5. Volver a lavar si es necesario
6. Al sedimento agregar 3 ml del formaldehído al 40 % y 2 ml de éter.
7. Tapar el tubo y agitar enérgicamente
8. Centrifugar 3 mins a 2500 r.p.m. (entre el éter y el formaldehído se formará un tapón de grasa y materiales orgánicos)
9. Del sedimento tomar una muestra con la pipeta Pasteur
10. Colocar la muestra entre portaobjeto y cubreobjeto
11. Observar al microscopio con 10 X y posteriormente con 40 X.
12. Reportar.

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

Se reportará la fase del parásito, con su género y especie.

5.1 Calculo de resultados

No se practican cálculos.

5.2 Reporte de resultados

El resultado se expresa en fase, genero y especie y cruces por campo.

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

- 6.1 Se deberá introducir la pipeta Pasteur para la toma de la muestra del fondo del tubo con el mayor cuidado, pues se pueden presentar problemas al momento de la observación por el arrastre de grasa.

7.- CONTROL DE CALIDAD

Se utilizaran láminas de referencia como control de calidad.

8.- PRACTICABILIDAD

- 8.1 Debe ser un estudiante de Química Clínica, Químico Fármaco biólogo ó Químico Biólogo parasitólogo con supervisado por el facilitador de la Experiencia Educativa.

9.- BIBLIOGRAFÍA

Biagi Francisco, Enfermedades Parasitarias, 3ra edición, Manual Moderno, 2004

Tay Jorge, Parasitología, 6va edición, Méndez Editores, 2010.

Becerril Marco, Parasitología Médica, 2da edición, Mc Graw Hill, 2008.

Gómez Marín Jorge E., Protozoología Médica, 1ra edición Manual Moderno, 2010.

Jiménez Cardoso Enequina, Control de calidad en Parasitología, 1ra edición, editorial Prado, 2006.

Rodríguez, Atlas de Parasitología Médica, 1ra edición, Mc Graw Hill, 2004.

**UNIVERSIDAD VERACRUZANA
FACULTAD DE BIOANÁLISIS
REGIÓN VERACRUZ**



NOMBRE: _____

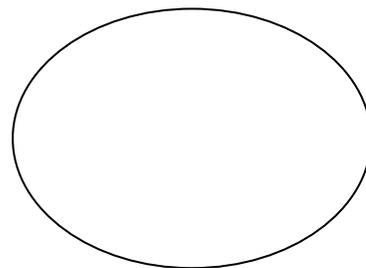
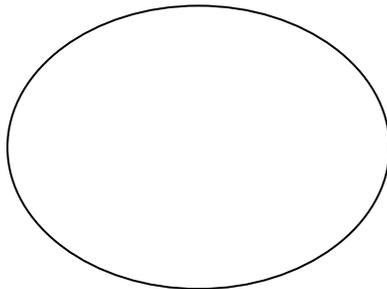
FECHA: _____

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: _____

MUESTRA _____

FUNDAMENTO (INTERPRETACION): _____

OBSERVACIONES MICROSCOPICAS.-



REPORTE

CONCLUSIONES:

METODO DE CONCENTRACIÓN DE EXPECTORACIÓN. DISTOMIASIS PULMONAR

1.- INTRODUCCIÓN

Se trata de una técnica de concentración y aclaración en una muestra de expectoración sencilla y útil para la búsqueda de distomas como; *Paragonimus*.

El *Paragonimus mexicanus* es un organismo parásito que se adquiere por la ingestión de cangrejos y acociles contaminados y tiene predilección por las vías pulmonares en las que puede ocasionar alteraciones tales como; tos, disnea esputo hemoptoico, lo que puede ser confundido con una tuberculosis pulmonar u otras afecciones del tracto respiratorio por lo que se requiere de un diagnóstico diferencial.

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

El método se basa en el uso de la fuerza centrífuga para sedimentar los elementos formes y en el uso de una solución de hidróxido de sodio para aclarar la muestra.

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

NUM.	NOMBRE DEL REACTIVO	CONCENTRACIÓN	CANTIDAD
1	Hidróxido de sodio	3 %	500 ML

3.2 Equipos de Laboratorio

1. 30 microscopios.
2. 1 centrifuga

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCIÓN
30	Tubos cónicos
30	Gradillas
30	Pipetas Pasteur
30	Bulbos
30	Portaobjetos
30	Cubreobjetos

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

1. En el recipiente donde se recolecto la muestra añadir una parte igual de hidróxido de sodio al 3 %.
2. Mezclar muy bien durante 3 mins.
3. Depositar toda muestra en un tubo cónico.
4. Centrifugar 5 mins. A 5000 r.p.m.
5. Desechar el líquido sobrenadante.
6. Con una pipeta Pasteur tomar del fondo del tubo y depositar entre porta y cubreobjeto
7. Examinar la preparación al microscopio con 10X y 40X

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

Se reportará la fase del parásito, con su género y especie.

5.1 Cálculo de resultados

No se practican cálculos.

5.2 Reporte de resultados

El resultado se expresa en fase, género y especie del parásito. La intensidad se reporta en cruces por campo.

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

6.1 La toma de muestra debe ser expectoración y no saliva.

7.- CONTROL DE CALIDAD

Se utilizaran imágenes de referencia como control de calidad.

8.- PRACTICABILIDAD

8.1 El analista debe ser un Químico Clínico, Químico Fármaco biólogo ó Químico biólogo parasitólogo con entrenamiento supervisado.

9.-BIBLIOGRAFÍA.

López Páez Myrian, Atlas de Parasitología, 1ra edición, Manual Moderno, 2006

Biagi Francisco, Enfermedades Parasitarias, 3ra edición, Manual Moderno, 2004

Tay Jorge, Parasitología, 6va edición, Méndez Editores, 2010.

Becerril Marco, Parasitología Médica, 2da edición, Mc Graw Hill, 2008.

Gómez Marín Jorge E., Protozoología Médica, 1ra edición Manual Moderno, 2010.

Jiménez Cardoso Enedina, Control de calidad en Parasitología, 1ra edición, editorial Prado, 2006.

Rodríguez, Atlas de Parasitología Médica, 1ra edición, Mc Graw Hill, 2004.

**UNIVERSIDAD VERACRUZANA
FACULTAD DE BIOANÁLISIS
REGIÓN VERACRUZ**



NOMBRE: _____

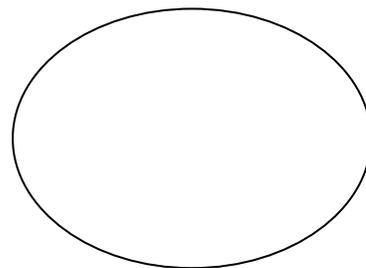
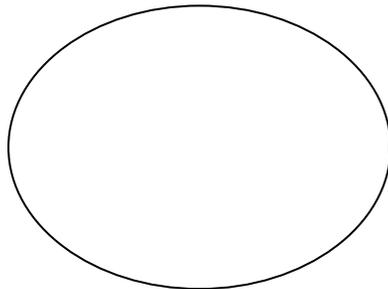
FECHA: _____

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: _____

MUESTRA _____

FUNDAMENTO (INTERPRETACION): _____

OBSERVACIONES MICROSCOPICAS.-



REPORTE

CONCLUSIONES:

BÚSQUEDA DE HUEVOS DE *Schistosoma haematobium*

1.- INTRODUCCIÓN

Es una técnica sencilla que trata de concentrar los elementos formes de la orina, entre ellos las formas parásitas.

Schistosoma haematobium es un parásito plano que afecta la vejiga urinaria, uréteres produciendo estenosis uretral, infección crónica y grave, hidronefrosis hasta uremia.

La morfología del huevo son elípticos, presenta una cubierta transparente, pardo amarillenta porosa y cubierta con microvellosidades, tienen un espolón que lo fijan a los capilares sanguíneos además contienen enzimas líticas.

El parásito adulto macho mide de 6.4 a 12 mm de longitud y de 2 a 4 mm de ancho es de color grisáceo pliega su cuerpo formando un canal ginecóforo ventral que le da el aspecto cilíndrico donde se coloca la hembra. El número de testículos es de 6 a 9.

Parásito adulto hembra mide de 7.2 a 17 mm de longitud, son cilíndricos, las glándulas vitelógenas ocupan la mitad posterior del cuerpo el ovario se encuentra en la mitad anterior. En el extremo posterior hay un receptáculo seminal en forma de retorta. El útero es corto. Tanto el macho como la hembra tienen dos ventosas una oral y otra ventral. Poseen una cola en forma de tenedor bifurcada. Son la fase infectante.

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

El método se basa en la sedimentación por centrifugación de los elementos formes (entre ellos los huevos de *Schistosoma*)

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

No se requieren reactivos

3.2 Equipos de Laboratorio

1. 30 microscopios.

2. 1 centrifuga.

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCIÓN
30	Tubos cónicos
30	Gradillas
30	Pipetas Pasteur
30	Bulbos
30	Portaobjetos
30	Cubreobjetos

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

1. Centrifugar la orina a baja velocidad en tubos cónicos durante 5 mins.
2. Desechar el sobrenadante
3. Mezclar perfectamente el sedimento
4. Servir entre portaobjetos y cubreobjetos
5. Observar en 10X y 40X.

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

Se reportará la fase del parásito, con su género y especie.

5.1 Calculo de resultados

No se practican cálculos.

5.2 Reporte de resultados

El resultado se expresa en fase, género y especie del parásito. La intensidad se reporta en cruces por campo.

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

- 6.1. Antes de recolectar la muestra pedir al paciente que ejecute 20 “sentadillas” o que suba o baje las escaleras rápidamente, de esta manera se excretará la mayor cantidad de huevos.

7.- CONTROL DE CALIDAD

Se utilizaran imágenes de referencia como control de calidad.

8.- PRACTICABILIDAD

8.1 Debe ser un estudiante de Química Clínica, Químico Fármaco biólogo ó Químico Biólogo parasitólogo con supervisado por el facilitador de la Experiencia Educativa.

9.-BIBLIOGRAFÍA.

Jiménez Cardoso Enedina, Control de calidad en Parasitología, 1ra edición, editorial Prado, 2006.

Rodríguez, Atlas de Parasitología Médica, 1ra edición, Mc Graw Hill, 2004.

María Beltrán Fabián de Estrada, Raúl Tello Casanova, César Náquira Velarde, Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Serie de Normas. Técnicas N° 37. Lima – 2003

Biagi Francisco, Enfermedades Parasitarias, 3ra edición, Manual Moderno, 2004

Tay Jorge, Parasitología, 6va edición, Méndez Editores, 2010.

Becerril Marco, Parasitología Médica, 2da edición, Mc Graw Hill, 2008.

**UNIVERSIDAD VERACRUZANA
FACULTAD DE BIOANÁLISIS
REGIÓN VERACRUZ**



NOMBRE: _____

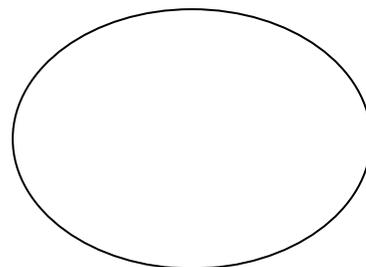
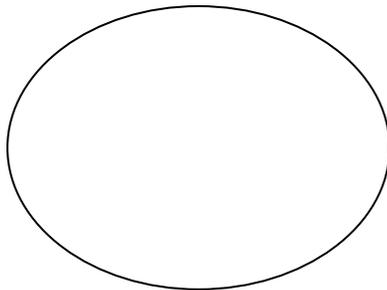
FECHA: _____

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: _____

MUESTRA _____

FUNDAMENTO (INTERPRETACION): _____

OBSERVACIONES MICROSCOPICAS.-



REPORTE

CONCLUSIONES:

EXAMEN COPROLÓGICO FUNCIONAL

1.- INTRODUCCIÓN

En este método se realizará un estudio de las heces fecales, tanto Físico-Químico-Citológico-coproparasitoscopico a las cuales se les hará una inspección del contenido de toda la muestra y se les efectuarán técnicas para la detección de parásitos, bacterias y otras alteraciones gastrointestinales.

El examen coprológico de las heces tiene su máxima indicación clínica en las diarreas crónicas, y en general interesa en procesos que cursan con insuficiencia digestiva o en aquellas en que se busca bacteria o parásito causante de la enfermedad; comprende la observación directa, macroscópica, análisis organoléptico o físico, el análisis químico, bacteriológico y parasitológico de la deposición.

Para practicar un examen coprológico hay que recomendar hacer una inspección conciente de las muestras, pues los hallazgos pueden variar notablemente y en distintos campos microscópicos; llevando un examen a conclusiones erróneas; conviene evitar que la orina se mezcle con la deposición; y el clínico la examinará.

Un estudio riguroso afines de investigación requiere de la aplicación de métodos químicos de balance, conociendo exactamente la proporción de la dieta y la cantidad de heces. Para el uso clínico corriente basta la observación microscópica de heces con las cinco preparaciones clásicas, sin teñir, con lugol, con sudán, ácido acético y Giemsa.

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

El examen coprológico de las heces tiene su máxima indicación clínica en las diarreas crónicas y en general interesa en procesos que cursan con insuficiencia digestiva o en aquellas en que se buscan bacterias o parásitos causantes de la enfermedad; se fundamenta en la observación directa al microscopio, análisis organoléptico o físico, el análisis químico, bacteriológico y parasitológico de la deposición.

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

NUM.	NOMBRE DEL REACTIVO	CONCENTRACION	CANTIDAD
1	Ácido tricloroacético	5 %	500 ML
2	NaOH	10 %	500 ML
3	Lugol	parasitologico	50 ML
4	Solución de Sudán	----	50 ML
5	Éter	Q.P.	500 ML
6	Solución de Benedict	----	300 ML
7	Solución de Piramidón	3%	100 ML
8	Ácido acético	36%	150 ML
9	Agua oxigenada (H ₂ O ₂)	3%	150 ML
10	HCl	5%	150 ML
11	Cloruro férrico	3%	300 ML
12	amoniaco	Q.P.	20 ML
13	Ac. clorhídrico	Q. P.	50 ML

3.2 Equipos de Laboratorio

30 microscopios.
1 centrifuga

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCION
30	Tubos de ensayo de 15 x 150
300	Tubos de ensayo de 13 x 100
30	Cubreobjetos
30	Abatelenguas
30	Aplicadores
2	Goteros
30	Papel pH
15	Pipetas de 5 ml
3	Pinzas para tubo
15	Gradillas
30	Portaobjetos

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

EXAMEN FISICO O CARACTERES ORGANOLÉPTICOS

Cantidad	Normal 150 – 200 grs.
Color	Pardo (presencia de coprobilinógeno) Amarillo (en lactantes) Gris (presencia de cacao o chocolate) Verde (ingestión de vegetales o medicamentos colomelanos) Negro (hierro y bismuto) Amarillo oro (ruibarbo o xantoninas)
Olor	Normal o Sui géneris Agrio y Rancio (en lactantes debido a ácidos grasos) Pútrido (en diarreas graves) Fétido (lesiones sifilíticas o úlceras del recto)
Aspecto	Heces normales (son blandas pero moldeadas) Duro (estreñimiento) Semilíquidas Líquidas Blanda no moldeada, pastosa

EXAMEN MACROSCOPICO

Restos de alimentos	Se observan fragmentos de alimentos y semillas no digeridas.
Cuerpos extraños	Objetos ingeridos por los niños, p. ej. Botones pequeños, etc.
Sanguinolento	Sangre macroscópica. Disentería aguda, enteritis amibiana y en íleo colitis
Moco	Normalmente se presenta en pequeñas cantidades: íntimamente ligado a la materia fecal Abundante: se presenta en caso de irritación e inflamación del intestino y del colon.

Parásitos adultos y proglótidos Se observan parásitos como por Ej. *Ascaris lumbricoides*, taenias, *Trichuris trichiura*, oxiuros o proglótidos.

EXAMEN QUÍMICO

Reacción pH	Neutra (es normal) Ligeramente ácida (en lactantes) Ligeramente alcalina (6.9 – 7.2)
Mucina	3 ml de materia fecal diluida, agregar una gota de amoniaco y 2 ml de ácido. acético al 1/3 . Interpretación: Si forma opacidad, la reacción es POSITIVA
Albúmina compleja	3 ml de materia fecal diluida 2 ml de ácido tricloroacético Interpretación: en caso POSITIVO se observa precipitado Se debe realizar un blanco con agua
Albúmina desintegrada	2 ml de materia fecal diluida 0.5 ml de ác. tricloroacético e incubar 37°C por 30' Interpretación: en caso POSITIVO se observa precipitado
Peptonas	2 ml de materia fecal diluida 0.5 ml de NaOH Incubar por 30' Interpretación: en caso POSITIVO, se observa precipitado.
Almidones	Suspender una gota de materia fecal diluida 1 o 2 gotas de sol. de lugol Interpretación: Cuando el almidón es digerido se colorea de ROJO Cuando el almidón no es digerido se colorea de AZUL
Grasas neutras	Preparar una lámina con emulsión de heces y agregar una gota de negro de Sudan. Interpretación: La reacción positiva se evidencia por la presencia de gotas negras El número de gotas de grasa observadas se emplea para determinar de manera aproximada el porcentaje del contenido de grasa en heces.

Los individuos con menor excreción de grasa deben de presentar menos de 10 gotas por cada 10 campos.

Número aproximado de gotas	Cantidad aproximada de grasa
10	5 %
20	10 %
30	15 %
35	20 %
40	30 %

Jabones

Se observan como agujas dispuestas en racimos o abanicos cortos y planos, escamas gruesas que el calor no funde ni se disuelven en éter

Azucares reductores:

MONOSACARIDOS 2.5 ml de materia fecal diluida
 1 ml de sol. de Benedict
 Calentar a ebullición por 5'
 Interpretación.
 Coloración verde: NEGATIVA
 Coloración precipitado café: POSITIVA

DISACÁRIDOS 2.5 ML de suspensión de materia fecal
 1 ml de ácido clorhídrico
 Ebulir 5 mins.
 Centrifugar a 3000 r.p.m. durante 5 mins.
 Al sobrenadante agregar 1 ml de Benedict
 Ebulir durante 5 mis.
 Interpretación:
 Coloración verde =NEGATIVA
 Coloración café = POSITIVA.

Hemoglobina

1 ml de suspensión de heces
 0.5 ml de ác. Acético 1/12
 0.5 ml de Piramidón 3 %
 0.5 ml de agua oxigenada 3%
 Mezclar con un aplicador o varilla de vidrio.
 Interpretación: POSITIVO, color azul

Bilirrubinas

1 ml de emulsión de heces fecales
 1 ml de HCl al 5%
 1 ml de cloruro férrico al 3%
 Mezclar

Usar un blanco con agua

Interpretación:

POSITIVO: coloración verde

NEGATIVO: no se presenta cambio de coloración.

EXAMEN MICROSCÓPICO

Fibras musculares	Aparecen como cilindros estriados transversales con extremos seccionados en sentido perpendicular al eje y muestran núcleos bien conservados en digestiones deficientes. Mientras que, en digestiones completas sus extremos redondos no muestran ninguna estría o solo huellas con ausencias de núcleos.
Tejido conjuntivo	Forman vainas amarillentas con estrías longitudinales.
Tejido elástico	Presenta fibras ramificadas bien aparentes.
Cristales	Observación de cristales de oxalato de calcio, principalmente por ingestión de vegetales.

EXAMEN COPROPARASITOSCOPICO

Se realizarán las técnicas en:

- Fresco para la observación de trofozoitos.
 - Técnicas de concentración
Para la observación de huevos
y quistes
 - Técnica de tamizado: observación de parásitos adultos.
- { Flotación
Sedimentación

EXAMEN CITOLÓGICO

Se realiza un frotis del moco y se fija con alcohol, se tiñe por la técnica de Giemsa para la observación de eritrocitos, en caso de sangre fresca y de Leucocitos como; Linfocitos y Polimorfonucleares en caso de un proceso infeccioso o inflamatorio.

COPROCULTIVO

Se realizan inoculaciones de las heces fecales en medios de cultivos selectivos para la identificación de bacterias, vibrión y levaduras.

4.1 Muestro y muestra

Es necesario que la materia fecal sea recién recolectada.

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

Reportar de acuerdo al formato incluido en el apartado de reporte de resultados.

5.1 Cálculo de resultados

No se practican cálculos.

5.2 Reporte de resultados

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

6.1. La muestra debe ser reciente y evitar contaminaciones con orina u otro material.

6.2. El primer examen a efectuar una vez recibida la muestra debe ser el Coprocultivo.

7.- CONTROL DE CALIDAD

Como control de calidad para el cultivo se introduce una caja con los agares a utilizar en la estufa de cultivo (sin sembrar)

Se debe tener cuidado en el manejo de cada uno de los reactivos empleados, algunos causan irritación de vías respiratorias, de la piel y mucosas.

Se deben emplear muestras de referencia.

8.- PRACTICABILIDAD

8.2 Debe ser un estudiante de Química Clínica, Químico Fármaco biólogo ó Químico Biólogo parasitólogo con supervisado por el facilitador de la Experiencia Educativa

9.- BIBLIOGRAFÍA.

López Páez Myrian, Atlas de Parasitología, 1ra edición, Manual Moderno, 2006.

Biagi Francisco, Enfermedades Parasitarias, 3ra edición, Manual Moderno, 2004.

Tay Jorge, Parasitología, 6va edición, Méndez Editores, 2010.

Becerril Marco, Parasitología Médica, 2da edición, Mc Graw Hill, 2008.

Gómez Marín Jorge E., Protozoología Médica, 1ra edición Manual Moderno, 2010.

Jiménez Cardoso Enequina, Control de calidad en Parasitología, 1ra edición, editorial Prado, 2006.

Rodríguez, Atlas de Parasitología Médica, 1ra edición, Mc Graw Hill, 2004.

**UNIVERSIDAD VERACRUZANA
FACULTAD DE BIOANÁLISIS
REGIÓN VERACRUZ**



NOMBRE: _____

FECHA: _____

NOMBRE DE LA PRÁCTICA: _____

MUESTRA _____

FUNDAMENTO (INTERPRETACION) : _____

Citología de heces _____

Examen físico:

Cantidad _____

Color _____

Olor _____

Aspecto _____

Examen macroscópico:

Restos de alimentos _____

Cuerpos extraños _____

Sangre _____

Moco _____

Parásitos adultos _____

Examen microscópico

Fibras musculares _____

Tejido conjuntivo _____

Tejido elástico _____

Cristales _____

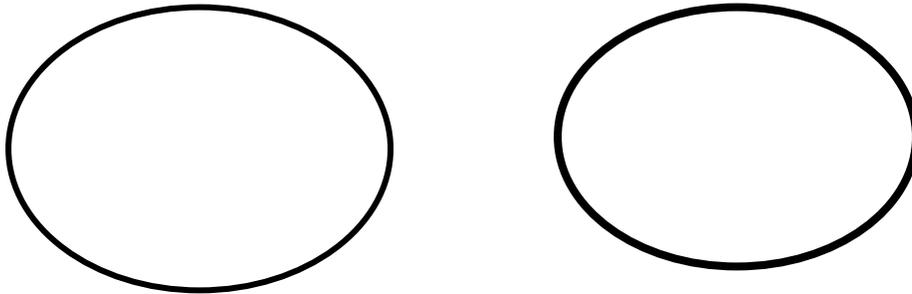
Examen químico:

Ph _____

Albúmina compleja _____
Albúmina desintegrada _____
Peptonas _____
Almidones _____
Grasas neutras _____
Monosacáridos _____
Disacáridos _____
Hemoglobina _____
Bilirrubina _____
Mucina _____

Coproparasitoscópico:

OBSERVACIONES MICROSCOPICAS.-



Coprocultivo: _____

CONCLUSIONES:

DE PROGLÓTIDOS Y TREMATODOS

1.- INTRODUCCIÓN

En esta técnica se podrán identificar los proglótidos de las diferentes tenias, así como también trematodos por la técnica de “tinta china”.

Taenia Saginata posee Proglótidos los cuales se clasifican como ; inmaduros, maduros y gravidos. los Proglótidos maduros son cuadrados, el ovario es bilobulado. Proglótidos grávidos son largos. Posee de 15 a 30 ramas uterinas poco ramificadas, las ramas uterinas se teñirán con la tinta china lo que facilitara la cuenta de las mismas.

Mientras que los Proglótidos maduros de *Taenia solium* son cuadrados, el ovario es trilobulado.

Proglótidos grávidos son largos, tiene menos de 12 ramas uterinas muy ramificadas y gruesas

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

Para poder diferenciar los proglótidos de las diferentes especies tenias se requiere de la investigación de las ramas uterinas, lo mismo que para poder estudiar los trematodos es necesario el uso de una técnica para su tinción como la de la tinta china.

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

NUM.	NOMBRE DEL REACTIVO	CONCENTRACIÓN	CANTIDAD
1	Glicerina	Q. P.	300 ML
2	Ac. acético	5%	500 ML
3	Etanol	70 y 95%	500 ML
4	Ac. fénico	75%	300 ML
5	Tinta china	comercial	50 ml.
5	Xilol	25%	300 ML

3.2 Equipos de Laboratorio

1. 30 microscopios.

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCIÓN
30	Portaobjetos
15	Jeringa hipodérmica de 2 ml
15	Agujas no. 25 – 2 cm
15	Vasos de precipitado de 250 ml

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

1. Pueden aclararse los proglótidos y trematodos completos con ac. acético al 5% hasta disolver los corpúsculos calcáreos, o por adición gradual de glicerina.
2. También se aclaran después de breve conservación con alcohol de 70%. En inmersión de Fenol-Xilol (ac. fénico 75% y Xilol 25%). Deshidratación en alcohol al 95%.
3. Si el útero de los proglótidos no contiene huevos dificultándose la identificación se procederá:
 - a) A inyectar tinta china en el tronco uterino central usando una jeringa hipodérmica de 1-2 ml y aguja no. 25 de 2 cm.
 - b) Después de la inyección se lava el exceso de tinta en la superficie.
 - c) Se comprime el proglótido entre dos portaobjetos y se observa.

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

Se reportará la fase del parásito, con su género y especie.

5.1 Calculo de resultados

No se practican cálculos.

5.2 Reporte de resultados

Reportar Género y especie del parásito, así como la técnica realizada.

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

- 6.1. Los especímenes ya identificados se montan en bálsamo de Canadá o resina sintética, para lo cual se requiere supervisar la calidad de estos reactivos.

6.2 Es necesario realizar un correcto etiquetado del parásito, estadio, fecha y nombre del proceso.

7.- CONTROL DE CALIDAD

Se utilizaran imágenes de referencia como control de calidad.

8.- PRACTICABILIDAD

8.1 Debe ser un estudiante de Química Clínica, Químico Fármaco biólogo ó Químico Biólogo parasitólogo con supervisado por el facilitador de la Experiencia Educativa.

9.- BIBLIOGRAFÍA

Becerril Marco, Parasitología Médica, 2da edición, Mc Graw Hill, 2008.

Gómez Marín Jorge E., Protozoología Médica, 1ra edición Manual Moderno, 2010.

Jiménez Cardoso Enequina, Control de calidad en Parasitología, 1ra edición, editorial Prado, 2006.

Rodríguez, Atlas de Parasitología Médica, 1ra edición, Mc Graw Hill, 2004.

Haro Arteaga I., Salazar Schettino P., Cabrera Bravo M. ,Diagnostico morfológico de las parasitosis. Méndez editores. 1999. México D. F.

Biagi Francisco, Enfermedades Parasitarias, 3ra edición, Manual Moderno, 2004

COLORACIÓN PARA PLATELMINTOS

1.- INTRODUCCIÓN

Las preparaciones teñidas con montaje fijo son de utilidad para el diagnóstico de las parasitosis porque facilitan la observación de algunas estructuras internas del parásito que resultan clave para la identificación del mismo

2.- PRINCIPIO Y METODOLOGÍA DE LA DETERMINACIÓN

La presente técnica se basa en un proceso de fijación, seguido de una deshidratación ó hidratación según sea el caso, para posteriormente seguir con la fase del colorante, aclaración y montaje.

3.- LISTA DE REQUERIMIENTOS

3.1 Reactivos

NUM.	NOMBRE DEL REACTIVO	CONCENTRACION	CANTIDAD
1	Orceína	Q.P.	300 ML
2	Ác. Acético	Q. P.	500 ML
3	Agua destilada		500 ML
4	Ác. Clorhídrico	Q. P.	4 ML
5	Alcohol etílico	95%	50 ml.
6	Alcohol	absoluto	200 ML
7	Xilol	Q. P.	200 ML
8	Resina Sintética	10%	50 ML
9	Aceite de clavo	Q. P.	300 ML

3.2 Equipos de Laboratorio

1. 30 microscopios.

3.3 Materiales de laboratorio

CANTIDAD	DESCRIPCIÓN
10	Portaobjetos de 6 mm de espesor
5	Frascos de vidrio
5	hojas de bisturí
8	Vasos de koplín
5	Pincel

4.- TÉCNICA O PROCEDIMIENTO

1. Los especímenes se colocan entre dos portaobjetos de 6 mm de grosor, por capilaridad se impregnan con la solución de Orceína acética.
2. Dejar de 4 a 6 hrs.
3. Cuidadosamente levantar el vidrio que cubre a los parásitos y recuperarlos con un pincel o con la ayuda de una hoja de bisturí
4. Colocarlos en un frasco con Orceína acética, taparlos y dejar actuar en el fijador durante 8 días.
5. Sacarlos y poner a diferenciar en alcohol ácido de 2 a 24 hrs. El tiempo dependerá de la aclaración para observar las ramas uterinas.
6. Pasar por 4 cambios de alcohol de 95 %, 2 de absoluto y 2 de xilol, 5 minutos cada uno.
7. Aclarar con aceite de clavo
8. Montar con resina sintética.

5.- PROCESAMIENTO Y REPORTE DE RESULTADOS

Se reportará la fase del parásito, con su género, especie.

5.1 Cálculo de resultados

No se practican cálculos.

5.2 Reporte de resultados

Reportar Género y especie del parásito, así como la tinción empleada.

6.- CONFIABILIDAD ANALÍTICA

Los mejores resultados de una tinción se obtienen cuando esta se realiza en el menor tiempo posible.

Se deben estandarizar cuidadosamente los tiempos de tinción.

7.- CONTROL DE CALIDAD

Se utilizaran imágenes de referencia como control de calidad, las mismas laminas fijadas pueden emplearse para capacitación del personal ó como control de calidad.

8.- PRACTICABILIDAD

8.1. Debe ser un estudiante de Química Clínica, Químico Fármaco biólogo ó Químico Biólogo parasitólogo con supervisado por el facilitador de la Experiencia Educativa.

9.-BIBLIOGRAFÍA

Haro Arteaga I., Salazar Schettino P.,Cabrera Bravo M.,Diagnostico morfológico de las parasitosis. Méndez editores. 1999. México D. F.

Atías A., Parasitología Médica, Editorial Mediterráneo, 1999, Santiago de Chile.

Biagi F., Enfermedades parasitarias, Editorial la Prensa Medica Mexicana,17ª reimpresión, 2000, México D. F.

Tay J., Lara, Gutiérrez, Velazco, Parasitología Médica, Méndez editores, sexta edición 1996, reimpresión 2000, México D. F.

Beltrán Fabián M., Tello Casanova R., Naqueira Velarde C.,Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Editor Leonid Lecca García, 2003, Lima Perú.

López Páez M., Corredor Arjona A., Nicholls Orejuela, Atlas de Parasitología, editorial Manual moderno.2006, Colombia.

ANEXOS

PREPARACION DE REACTIVOS

Solución 0.1 N de hidróxido de sodio

- Se pesan 4 g de hidróxido de sodio lo más rápido posible para evitar la hidratación y la alteración del peso, se coloca en un matraz volumétrico de un litro. Se agregan unos 100 a 200 ml de agua y se disuelve. Se afora el matraz a la marca y se agita para homogenizar la solución. Se guarda en un FRASCO CON TAPON DE GAUCHO. NO SE DEBE UTILIZAR FRASCO CON TAPON ESMERILADO, pues los hidróxidos de potasio y sodio disuelven el vidrio y se sellan los frascos.

Sulfato de zinc 33%

Sulfato de zinc..... 33 grs.

Agua destilada.....aforar a 100 ml.

- Disolver el sulfato de zinc en el agua destilada en un matraz de vidrio adecuado utilizando un agitador magnético.
- Ajustar a la gravedad específica (δ) a 1.18 por la adición de sulfato de zinc o agua destilada, según sea el caso.
- En el caso de muestras frescas formalinadas usar sulfato de zinc con gravedad específica (δ) de 1.20.
- Aforar y guardar el frasco de vidrio con tapón de rosca.
- Marcar el nombre del reactivo, la concentración y la fecha de caducidad de doce meses posterior a la fecha de elaboración.
- Almacenar a 4 °C.
- Checar la gravedad específica ante de usar.

Formaldehído 10%

- Se disuelven 10 ml de formaldehído en 90 ml de agua destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.

Sol. Salina 0.9%

- Se pesan 9 g NaCl, se disuelven en agua destilada y se completa el volumen a 1000 ml en matraz volumétrico.

Verde de malaquita 3%

- Se disuelven 3 g de verde de malaquita en 100 ml de agua y se guarda en frasco ámbar con tapón esmerilado.

Solución de verde de malaquita y glicerina

- Se mezclan 1 ml de solución de verde de malaquita, 100 ml de glicerina pura y 100 ml de agua, se homogenizan y se guarda la solución, que es estable durante mucho tiempo, en un frasco ámbar de boca ancha y tapa de baquelita. Se recomienda cortar los cuadros de celofán y mantenerlos dentro del frasco con la solución de trabajo y así, siempre tendremos el material listo.

Soluciones alcohólicas a partir de alcohol de 95%.

- El alcohol del comercio viene a una concentración de 95%; como resulta demasiado caro el uso de alcohol absoluto para hacer soluciones alcohólicas de concentraciones variables, se puede partir de 95%, si se toma en consideración la siguiente regla. Es necesario recordar que el alcohol tiene que ser puro de caña, pues el desnaturalizado, por contener sustancias que lo hacen tener mal sabor, hay interferencia en los procesos de tinción.

Alcohol 70%

- Se mezclan 70 volúmenes de alcohol de 95% y 30 volúmenes de agua destilada.

Cloruro de sodio 2%

- Se pesan 20 g NaCl, se disuelven en agua destilada y se completa el volumen a 1000 ml en matraz volumétrico

Formaldehído 40%

- Se disuelven 40 ml de formaldehído en 60 ml de agua destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.

Hidróxido de sodio 3%

- Se pesan 3 g de hidróxido de sodio lo más rápido posible para evitar la hidratación y la alteración del peso, se lleva 100 ml de agua destilada, se agita para homogenizar la solución. Se guarda en un FRASCO CON TAPON DE CAUCHO. NO SE DEBE UTILIZAR FRASCO CON TAPON ESMERILADO, pues los hidróxidos de sodio disuelven el vidrio y se sellan los frascos.

Acido tricloroacético 5%

- Se disuelven 5 ml de acido tricloacetico e se llevan a 100 ml de agua destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.

NaOH 10%

- Se pesan 10 g de hidróxido de sodio lo más rápido posible para evitar la hidratación y la alteración del peso, se agregan 100 ml de agua destilada, se agita para homogenizar la solución. Se guarda en un FRASCO CON TAPON DE CAUCHO. NO SE DEBE UTILIZAR FRASCO CON TAPON ESMERILADO, pues los hidróxidos de sodio disuelven el vidrio y se sellan los frascos.

Lugol parasitológico

Solución madre

- Se disuelven 10 g de yoduro de potasio en 100 ml de agua destilada y en seguida se agregan 5 g de yodo cristaloides, se agita constantemente para que se disuelva la

mayor cantidad posible, se guarda en frasco ámbar. No importa que quede exceso de yodo en el fondo; esto se hace para que la solución permanezca con la concentración deseada durante mucho tiempo e inclusive se puede reintegrar el volumen con adición de agua destilada.

Solución de trabajo de lugol

- Se mezclan volumen a volumen solución madre de lugol y agua destilada. Se sugiere evitar los frascos goteros con bulbo de caucho porque el lugol los destruye rápidamente, es mejor utilizar frascos goteros especiales con tapón esmerilado.

Solución de piramidón 3%

- Se disuelven 3 ml de piramidon en 100 ml destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.

Acido acético 36%

- Se disuelven 36 ml de acido acético en 100 ml de agua destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.

HCl 5%

- Se disuelven 5 ml de acido clorhídrico en 100 ml de agua destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.

Cloruro férrico 3%

- Se disuelven 3 ml de cloruro férrico en 100 ml agua destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.

Ac. acético 5%

- Se disuelven 5 ml de acido acético en 100 ml de agua destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.

Ac. fénico 75%

- Se disuelven 5 ml de ácido fénico en 100 ml de agua destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.

Xilol 25%

- Se disuelven 25 ml de xilol en 100 ml de agua destilada y se guarda en frascos con tapón hermético no metálico.