

16
2 Ejemplares

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN

" MANUAL DE LABORATORIO DE PARASITOLOGIA "

TESIS

QUE. PARA OBTENER EL TITULO DE QUIMICO FARMACEUTICO BIOLOGO

P R E S E N T A :

YOLANDA GONZALEZ VEGA

ASESOR: M.V.Z. JUAN PABLO MARTINEZ LABAT.

CUAUTITLAN IZCALLI, MEXICO.

OCTUBRE 1984



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

INDICE

Introducción	1
Objetivos	3
Material y Métodos	5
Sección I	
RECOLECCION Y CONSERVACION DE MATERIA FECAL	
Recolección de la muestra de heces	8
Conservación de las heces	9
Sección II	
TECNICAS COPROPARASITOSCOPICAS	
Clasificación de exámenes coproparasitoscópicos	12
Consideraciones generales para realizar un examen coproparasitoscópico	13
Método macroscópico directo	14
Método microscópico directo	16
Técnicas por concentración	19
Técnicas de concentración por flotación	20
Técnicas de concentración por sedimentación	25
Técnicas de concentración por termotropismo	28
Técnicas cuantitativas	32
Cultivos larvarios	37

Sección III

RECOLECCION DE OTROS PRODUCTOS BIOLÓGICOS Y TÉCNICAS PARASITOSCÓPICAS PARA SU PROCESAMIENTO.

Clasificación de exámenes parasitológicos	44
Métodos especiales para diagnóstico helmintológico	45
Métodos para examen sanguíneo	50
Examen de orina	66
Examen de exudado uretral y vaginal	68
Examen de biopsias de piel	73

Sección IV

PROTOZOARIOS

Caracteres generales de los protozoarios	80
Clasificación de los protozoarios	86
Flagelados del aparato digestivo y genitales.	
<u>Giardia lamblia</u>	92
<u>Chilomastix mesnili</u>	95
<u>Trichomona hominis</u>	97
<u>Trichomona tenax</u>	98
<u>Trichomona vaginalis</u>	99
<u>Retortamonas intestinalis</u>	102
<u>Enteromonas hominis</u>	103
Flagelados de sangre y tejidos.	
<u>Leishmania donovani</u>	107
<u>Leishmania trópica</u>	110
<u>Leishmania braziliensis</u>	111
<u>Trypanosoma cruzi</u>	112

Sarcodinos: Amibas que habitan el aparato digestivo y otros tejidos.	120
Esporozoarios intestinales, tisulares y sistémicos.	
<u>Isospora belli</u> e <u>I. hominis</u>	144
<u>Toxoplasma gondii</u>	147
<u>Sarcocystis lindemanni</u>	150
<u>Plasmodium vivax</u>	153
Protozoarios ciliados: <u>Balantidium coli</u>	160
Sección V	
HELMINTOS	
Caracteres generales de los helmintos	164
Recolección, conservación y montaje de helmintos	166
TREMATODOS	
Caracteres generales de los trematodos	170
Clasificación de los trematodos	176
Trematodos digenéticos. Distomas parásitos de los humanos.	
<u>Fasciola hepatica</u>	181
<u>Dicrocoelium dendriticum</u>	185
<u>Paragonimus westermanni</u>	188
CESTODOS	
Caracteres generales de los cestodos	191
Clasificación de los cestodos	196
Cestodos ciclofilídeos del hombre.	
<u>Taenia solium</u>	199
<u>Taenia saginata</u>	204

<u>Hymenolepis nana</u>	208
<u>Hymenolepis diminuta</u>	211
<u>Dipylidium caninum</u>	214
<u>Echinococcus granulosus</u>	217

NEMATODOS

Caracteres generales de los nematodos	224
Clasificación de los nematodos	229
Nematodos fasmidios parásitos del hombre.....	
<u>Ascaris lumbricoides</u>	235
<u>Enterobius vermicularis</u>	240
<u>Trichuris trichiura</u>	244
<u>Trichinella spiralis</u>	247
<u>Onchocerca volvulus</u>	251
<u>Ancylostoma duodenale</u>	255
<u>Ancylostoma braziliense</u>	262
<u>Ancylostoma caninum</u>	264
<u>Necator americanus</u>	265
<u>Strongyloides stercoralis</u>	270

Sección VI

ARTROPODOS

Caracteres generales de los artrópodos	276
Recolección, conservación y montaje de artrópodos	279
Clasificación de los artrópodos	282
Piojos	287
Pulgas	292

Chinches	300
Miasis	314
Acaros	323
Mosquitos	348
Milpies	360
Ciempies	362
Hymenopteros	363
Alacranes	366
Coleopteros	370
Lepidopteros	373
Arañas	377
Sección VII	
Apéndice de soluciones	383
Bibliografía	392

INTRODUCCION

Actualmente la Parasitología tiende a ocupar un lugar cada vez más importante por diversas razones. Por lo tanto es conveniente -- mencionar algunas de las definiciones de Parasitología:

1) Parte de la Biología que tiene que ver con los fenómenos de dependencia entre dos seres vivos.

2) Estudia los seres que viven momentánea o permanentemente sobre otros organismos vivientes o dentro de ellos y obtienen de los mismos sus alimentos, así como las relaciones entre dichos seres y sus hospederos.

3) Estudia la asociación interespecífica entre dos seres vivos en la que el beneficio es exclusivamente unilateral.

Además la Parasitología, netamente separada de la Bacteriología o de la Virología, no sólo comprende el estudio de los parásitos, sino de bacterias y virus considerandoles como organismos que establecen una relación hospedero - parásito.

En nuestro país existen parasitosis muy comunes que afectan -- prácticamente a toda la población bajo condiciones y circunstancias determinadas. Entre las que causan los protozoarios están, la amebiasis y la giardiasis; de las infecciones debidas a helmintos las producidas por Ascaris lumbricoides; Trichuris trichiura; Enterobius vermicularis y distintas especies de tenias. Otras más raras -- son sin embargo frecuentes, cuando se poseen los medios para investigarlas y ponerlas en evidencia como la fasciolosis. Finalmente un tercer grupo que comprende las parasitosis excepcionales, y que a menudo ponen en juego el pronóstico vital de los enfermos, como la

leishmaniasis visceral y la hidatidosis. Estas parasitosis son debidas a la exposición a formas infectantes de las siguientes fuentes:

1) Suelo o agua contaminada; 2) Alimentos que contengan las formas infectantes del parásito; 3) Insectos chupadores de sangre; 4) Animales domésticos o salvajes que contengan al parásito; 5) Los propios humanos, su ropa y ropas de cama contaminadas.

Al lado de estas parasitosis es necesario afrontar las parasitosis de importación que cada día afectan a nuevos sectores de nuestra población, ya que se sabe que los colonizadores blancos y sus esclavos traídos de Africa introdujeron en el hemisferio occidental la fiebre amarilla, el dengue, el paludismo, la infección por tenias, la uncinariasis, la esquistosomiasis, la filariasis y la dracunculosis.

Por otra parte casi todas estas parasitosis continúan evolucionando por su propia cuenta, ya que la longevidad de estos hospedadores es muy grande. De esto surgen considerables dificultades de diagnóstico por: 1) La rapidez de los viajes nos trae actualmente a los sujetos en la fase de invasión o de comienzo de las parasitosis, en el momento en que su expresión clínica es todavía atípica o engañosa. Así por ejemplo, las formas de inicio del paludismo se manifiestan por una molestia gástrica febril con ascensión brusca de temperatura, con fase de escalofríos, fase de sudoración y leucopenia; 2) La etiología de las zonas tropicales es todavía mal conocida porque, hasta hoy, no ha podido ser estudiada en buenas condiciones debido a que el médico solo se limita a utilizar los recursos de los cuales dispone.

No hace demasiado tiempo el diagnóstico en Parasitología no se concebía más que por la prueba formal absoluta: el descubrimiento

entre porta y cubreobjetos del parásito o de sus formas de diseminación, ya que las pruebas indirectas eran demasiado aleatorias, en débiles y contaminadas de errores de todo tipo para que fuera posible otorgarles confianza. Esta situación actualmente se ha modificado con la Inmunoparasitología, en particular con los métodos de extracción y purificación de antígenos, han hecho tales progresos que ahora se puede dar un diagnóstico específico y prescribir la terapéutica eficaz basándonos en la simple comprobación de un arco característico sobre un trazado de inmunolectroforesis, o en la aparición de fluorescencia sobre un corte o frotis del parásito puesto en presencia de los anticuerpos del enfermo. Todo esto nos muestra la importancia cada vez mayor del laboratorio, pero estas técnicas son a menudo costosas y largas de poner en marcha y difíciles de interpretar.

Tomando en cuenta la importancia que tiene el laboratorio de Parasitología en el diagnóstico de las enfermedades parasitarias se pretende con este Manual para la carrera de Químico Farmacéutico Biólogo exponer en la forma más elemental posible, sobre que son y que daños nos pueden causar los parásitos y a su vez de que medios se dispone para diagnosticar su presencia.

OBJETIVOS

1) Crear un Manual de laboratorio para la carrera de Químico Farmacéutico Biólogo, con la finalidad de describir los métodos de

diagnóstico más fáciles de realizar e interpretar.

2) Que el alumno conozca y se familiarise con los principales -
parásitos que afectan al ser humano, su clasificación e identifica -
ción.

MATERIAL

El material que se empleó en el presente trabajo consistió en libros, revistas y manuales de Parasitología, de los cuales previo análisis daría como resultado la elaboración de este manual, tratando de alcanzar los objetivos antes señalados.

Para la obtención de este material se acudió a bibliotecas, hemerotecas y laboratorios como sigue: 1) Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politecnico Nacional; 2) Hospital Médico la Raza; 3) Centro Médico Nacional; 4) Facultad de Medicina de la Universidad Nacional Autónoma de México; 5) Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala; y 6) Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán.

MÉTODOS

En la primera sección de este manual se expone de una forma general la recolección y conservación de las muestras de materia fecal.

La segunda sección comprende a las técnicas coproparasitoscópicas tanto de tipo cualitativo como de tipo cuantitativo, seleccionadas y ordenadas de acuerdo a su mayor frecuencia de uso e importancia. En la tercera sección se describen las técnicas para la recolección, conservación y procesamiento de otros productos biológicos de importancia médica.

En la cuarta, quinta y sexta sección se mencionan los caracteres generales, la clasificación, morfología, localización y diagnós-

tico de las especies parasitas que afectan al ser humano como: Protozoarios, Helmintos (trematodos, cestodos y nematodos) y Artrópodos

En la séptima y última parte se incluye la bibliografía y un pequeño apéndice de las soluciones que se utilizan en este manual.

I.- RECOLECCION

Y

CONSERVACION DE MATERIA FECAL

RECOLECCION DE LA MUESTRA DE HECES

Al paciente adulto se le indicará que deberá coleccionar de su defecación aproximadamente 5 g. en un recipiente adecuado para este tipo de muestra, evitando mezclarla con orina o cualquier otra sustancia. La muestra a coleccionar no necesariamente debe ser la primera de la mañana ya que los parásitos pueden eliminarse a cualquier hora -- del día; además no se requiere seguir dieta alguna. En el caso de -- los bebés la muestra se coleccionará directamente del pañal, y en el -- caso de niños más grandes se recomienda que la muestra sea tomada directamente del recto con ayuda de una cucharilla rectal, coleccionando aproximadamente 5 g. de muestra, la cual se depositará en un reci -- piente adecuado, evitando el contacto con cualquier otra sustancia.

Cuando se utiliza la cucharilla rectal esta se introduce aproximadamente 2 cm. en el recto imprimiéndole movimientos giratorios con el objeto de recoger suficiente materia fecal.

El tipo de recipiente que se utiliza para estos casos es un -- frasco de vidrio limpio, seco y de boca ancha, de 2 onzas (56.7 ml)-- de capacidad, con tapón de rosca de aluminio o de plástico. También se puede optar por recipientes de plástico transparentes de la misma capacidad, ya que presentan la ventaja de ser eliminados e incinerados después de ser usados, pero nunca se deben de utilizar recipientes opacos ni de material poroso (cartón o papel) ya que tornan difícil el examen macroscópico de las heces.

Una vez que el paciente ha colocado su muestra en el recipiente éste deberá cerrarse herméticamente para evitar la desecación y el -- desprendimiento de malos olores. Cuando es entregado el recipiente --

con la muestra al laboratorio este se deberá rotular con el nombre, sexo, edad del paciente; así como la fecha, el número de folio y de la muestra, e indicar el tipo de examen solicitado.

CONSERVACION DE LAS HECES

Cuando se manejen heces formadas se pedrán dejar a temperatura ambiente sin exposición al sol durante 12 horas sin que se pierdan las características morfológicas de las estructuras parasitarias, sin embargo es preferible conservarlas en refrigeración hasta su entrega al laboratorio, pudiendo estas durar de 2 a 3 días para ser analizadas. En refrigeración a 4 °C los huevos de helmintos y los quistes de protozoarios se conservan durante varios días, incluso semanas para su posterior identificación.

En el caso de heces líquidas o semilíquidas deberán examinarse en un plazo no mayor de una hora y nunca deberán refrigerarse, ya que este tipo de muestra encontraremos a las formas activas de los protozoarios (trofozoítos de amibas o flagelados) y uno que otro helminto.

Para esto se debe de tomar en cuenta lo siguiente:

- Las heces deben llegar al laboratorio con la menor demora en particular si se han de buscar protozoarios.

- Para conservar las muestras por un tiempo mayor a los citados anteriormente, sin correr el riesgo de que los parásitos contenidos en ellas se deformen o se destruyan, se podrá recurrir a sustancias preservadoras. Para estos propósitos y con ello el acceso a un buen diagnóstico, suele necesitarse varias soluciones que además

de preservadoras también actúan como colorantes y son:

- Solución de Schaudin
- Merthiolate-yodo-formaldehído (MYF)
- Fenol-alcohol-formaldehído (PAF)
- Alcohol polivinílico (PVA)
- Solución de formol al 5 y 10 %
- Solución glicerinada al 5 %
- Lactofenol de Amman

Para la preservación de las muestras, estas soluciones se adicionan en proporción de 2 a 3 volúmenes por cada uno de materia fecal, procurando lograr una homogeneización completa.

II. -- TECNICAS COPROPARASISTOSCOPICAS

II. -- TECNICAS COPROPARASISTOSCOPICAS

DEFINICION

Examen coproparasitológico:

Observación de parásitos en heces.

CLASIFICACION DE EXAMENES COPROPARASITOSCOPICOSCualitativos

- Examen Microscópico directo
- Examen Macroscópico directo
- Exámenes de Concentración por Flotación Willis
Faust
- Exámenes de Concentración por Sedimentación: Ritchie
- Exámenes de Concentración por Termotropismo: Baerman
Harada Mori
- Exámenes de Cultivo Larvario Aserrin estéril
Corticelli - Lai

Cuantitativos

- Examen por aclaramiento: Kato - Miura
- Examen por Dilución: Stoll

CONSIDERACIONES GENERALES PARA REALIZARUN EXAMEN COPROPARASITOSCOPICO

Todo examen coproparasitológico puede comprender:

- El examen directo de una extensión fina de heces frescas, y:
- El examen de concentración por un método de rutina.

Tanto si se trata de uno u otro, el estudio de la muestra de heces comprende siempre dos fases:

- Recorrer metódicamente toda la superficie del portaobjetos con la ayuda del objetivo en seco débil (10 x). Cuando un elemento sospechoso se observe, pasar a mayor aumento (40 x) para determinar la estructura con precisión. Así se observarán en seguida las partes más delgadas de la extensión para encontrar los protozoarios de pequeña talla, cuando son escasos es necesario recorrer de 50 a 100 campos con este aumento.

- Se recomienda siempre que la lectura se haga en un portaobjetos pequeño (20 x 20 mm) para facilitar la observación y en forma inmediata al procesamiento para evitar la deshidratación de la muestra

- La observación con el objetivo de inmersión sólo se podrá hacer si la preparación es definitiva.

METODO MACROSCOPICO DIRECTO (TECNICA MACROSCOPICA DIRECTA)

Objetivo:

La búsqueda esencialmente de las fases adultas de los helmintos o segmentos de su cuerpo, en el caso de Céstodos.

Fundamento:

Dilución de una gran cantidad de materia fecal, que al ponerse en contacto con un fondo obscuro nos permita contrastar el color del cuerpo de los parásitos.

Material y Equipo

- Charola de fondo obscuro
- Vaso de precipitado de 1000 ml o más
- Cuchara
- Aguja de disección
- Cajas de Petri

Soluciones y Reactivos

- Agua tibia
- Etanol al 70 %

Técnica:

En el vaso de precipitado se coloca la totalidad de la muestra (se recomienda que sea materia fecal de 24 horas); se adiciona agua suficiente para disolverla auxiliándose con la cuchara, dejando sedimentar durante quince minutos aproximadamente, después se decanta dejando solamente el sedimento, se lava las veces que sea

necesario hasta que el sobrenadante quede claro. El sedimento se coloca en la charola por partes, sin llenarla, y al colocarlo por la coloración de los parásitos, se contrastan con el fondo de la charola. Los parásitos y fragmentos encontrados se sacan inmediatamente y se colocan en las cajas de Petri para fijarse; en caso de que estén impregnados todavía con materia fecal, deberán lavarse con solución salina fisiológica y después fijarse con el etanol caliente.

Interpretación:

Siendo una técnica de tipo cualitativo sólo se reportan los parásitos encontrados (+ ó -).

Ventajas

- Es una técnica útil para la comprobación de un tratamiento antiparasitario.
- Es una técnica útil para la colección e identificación de proglótidos y escólex de Taenia spp y adultos de otros helmintos (Enterobius vermicularis, Trichuris trichiura, Uncinarias, etc).

Desventajas

- Las observaciones son limitadas, ya que sólo son de tipo macroscópico.
- En este caso se debe trabajar con guantes porque se corre el riesgo de adquirir cisticercosis, en caso de tratarse de Taenia solium.

METODO DIRECTO EN FRESCO (TECNICA MICROSCOPICA DIRECTA)

Objetivo:

Detectar la presencia de trofozoítos de protozoarios que se --
denuncian por su motilidad, encontrándose en ocasiones huevos de Ne-
mátodos, Céstodos, Tremátodos, así como las fases quísticas de los --
protozoarios.

Fundamento:

Esta técnica se basa en la capacidad que tienen los parásitos --
(trofozoítos) para sobrevivir en un medio isotónico, así como dife --
renciar parásitos de pseudoparásitos utilizando lugol como colorante
de contraste.

Material y Equipo

- Aplicadores de madera o palillos
- Portaobjetos de 25 x 76 mm.
- Cubreobjetos de 22 x 22 mm.
- Microscopio compuesto.

Reactivos y Soluciones

- Solución salina fisiológica
- Lugol

Técnica:

En un portaobjetos poner por separado (en cada extremo) una --
gota de solución salina fisiológica y otra de lugol. Con el aplica-
dor de madera tomar una muestra de 1 a 4 mg de heces (principalmen-

te muestra con moco y sangre en los casos de material diarreico).

Mezclar con la solución salina fisiológica procurando hacer -- una suspensión y no un frotis. Quitar de la suspensión fibras y --- otros fragmentos sólidos con el cubreobjetos. Colocar el cubreobje-- tos y examinar al microscopio.

Repetir todas estas operaciones con la gota de lugol.

Medidas de seguridad

- Antes de hacer la suspensión, se debe examinar macroscópica-- mente la muestra para determinar su consistencia y elementos (moco, - sangre, elementos de tejido y alimentos no digeridos), y para buscar parásitos macroscópicos tales como Nemátodos, proglótidos de Cesto - dos, etc.

- El material biológico con que se trabaja es potencialmente -- infeccioso, por lo que se recomienda utilizar abundante detergente y agua para el lavado del material y de la zona de trabajo.

Interpretación

Siendo una técnica de tipo cualitativo solamente se reportan - los huevos de helmintos y quistes de protozoarios encontrados en la - preparación (+ ó -).

Ventajas

- Esta fué la primera técnica que se usó para detectar parási - tos.

- Permite diferenciar quistes de amibas de los Blastocystis ya - que estos últimos son inmediatamente lisados mientras que los quistes no.

- Este método está indicado para la detección de trofozoítos de

- Este método está indicado para la detección de trofozoítos de protozoarios a partir de heces líquidas o semiformadas.

- Este método no es costoso, es fácil de realizar y de aplicación rápida.

- La preparación con solución salina fisiológica nos permite -- observar estructuras móviles (trofozoítos de protozoarios).

- La preparación con lugol nos permite observar estructuras inmóviles.

Desventajas

- Es necesario que la preparación sea bastante transparente para permitir la lectura.

- Es poco exacta debido a que se trabaja con poca muestra.

- No poner demasiada solución salina o lugol porque el cubreobjetos tiende a flotar y se corre el riesgo de ensuciar los objetivos -- o la platina.

TECNICAS POR CONCENTRACION

La concentración tiene como objetivo reunir en un pequeño volumen los elementos parasitarios dispersos en una muestra de heces.

Los métodos de concentración son muy numerosos pero ninguno de ellos puede poner en evidencia todos los parásitos que frecuentan el tubo digestivo.

Los métodos de concentración se dividen en dos grupos:

- Métodos físicos: Se encuentra la concentración por flotación

Concentración por flotación: Las heces están diluidas en un líquido cuya densidad es superior a la de los elementos parasitarios logrando que éstos se concentren en la película que se forma superficialmente.

- Métodos difásicos: Se encuentra la concentración por sedimentación.

Concentración por sedimentación: Comprende dos etapas sucesivas: 1) Una fase de separación de los residuos más voluminosos cuyo peso específico es netamente diferente del de los elementos parasitarios; y 2) Una fase de concentración por sedimentación de los elementos parasitarios ya aislados.

Precauciones a tomar en todos los casos

- Para que la dilución esté bien hecha se debe utilizar un vaso cuya capacidad sea superior al volumen de heces a tratar. Triturar ésta con un agitador de vidrio cuya extremidad habrá sido aplanada. Comenzar la dilución con la menor cantidad de líquido;

fluidificar la pasta así obtenida agregando poco a poco el resto -- del líquido, conservando un poco de solución para lavar el colador -- después del tamizado. La cantidad de líquido a utilizar varía con -- el método, pero también con la consistencia de las heces, cuanto -- más fluidas sean éstas, menos líquido hay que agregar.

- La cantidad de heces a observar deberá ser de 3 a 5 g., y -- las muestras deberán ser tomadas en diferentes lugares, pues puede -- suceder que los elementos parasitarios no estén uniformemente repar -- tados en la materia fecal.

- Para eliminar los restos voluminosos, la dilución de las -- heces será pasada a través de un tamiz metálico o coladera. El lí -- quido obtenido se vertirá en tubos de centrífuga para su posterior -- centrifugación.

TECNICAS DE FLOTACION

Objetivo

Facilitar la búsqueda de las fases quísticas de los protozoa -- rios, huevos y larvas de helmintos en general.

Fundamento

Estas técnicas se basan en un principio de flotación; utilizan -- do soluciones de densidad superior a la de las estructuras parasita -- rias, lo que permite que éstas se concentren en la superficie, sin -- sufrir alteraciones morfológicas, este fenómeno se puede acelerar -- mediante centrifugación de la suspensión.

Método de Willis.

Material y Equipo

- 1 vaso de precipitado de aproximadamente 50 ml.
- 1 varilla de vidrio
- portaobjetos de 76 x 26 mm.
- cubreobjetos de 22 x 22 mm.
- 1 tubo de ensaye
- Microscopio compuesto.

Reactivos y Soluciones

- Solución saturada de Cloruro de sodio al 45% (densidad 1.2)
- Lugol

Técnica

Triturar en el vaso de 2 a 3 g. de heces en 50 ml. de solución saturada de NaCl y homogeneizar. Cuando la dilución es homogénea se vierte en el tubo de ensaye hasta formar un menisco en el borde superior del tubo. Dejar reposar 15 minutos para que los quistes y -- huevos asciendan hacia la superficie del tubo. Inmediatamente des -- pués se coloca sobre el menisco un portaobjetos (desengrasado con -- una mezcla a partes iguales de alcohol y éter) cuidando de no inclu -- ir burbujas debajo de este, para que la adherencia de los parásitos sea correctamente. Se desprende el portaobjetos del tubo de ensaye -- se le adiciona una gota de lugol y se coloca sobre este un cubreob -- jetos y se observa al microscopio con objetivo de 10x y 40x.

Otra forma de tomar la muestra es con una asa de platino direc -- tamente del vaso donde se preparó la suspensión de heces con solu --

ción saturada de NaCl, la cual también se habrá dejado reposar 15 minutos. Una vez tomada la muestra se coloca en el portaobjetos con -- una gota de lugol y un cubreobjetos encima.

Ventajas

- Esta técnica evidencia perfectamente los huevos de nematodos y de cestodós.
- Por el material y equipo que se utiliza es un buen método para trabajo de campo.
- Si se sabe trabajar con grasa resulta una técnica sencilla, - rápida y económica.

Desventajas

- Debido a la elevada concentración de la solución, la lectura de las preparaciones se deberá de hacer de inmediato para evitar la deformación de las estructuras parasitarias.
- Como no se emplea filtración, las preparaciones pueden quedar con abundantes detritus.
- Se trabaja con material potencialmente infectante.

Método de Faust

Material y Equipo

- Recipiente de boca ancha de aproximadamente 50 ml.
- Tubos de centrífuga.
- Gradilla
- Colador metálico
- Portaobjetos de 76 x 26 mm.

- Cubreobjetos de 22 x 22 mm.
- Cuchara
- Varilla de vidrio
- Asa de platino
- Centrífuga
- Microscopio compuesto.

Reactivos y Soluciones

- Solución de sulfato de zinc al 33% (densidad 1.18)
- Agua destilada
- Lugol

Técnica

Se hace una suspensión homogénea con un gramo de materia fecal y 10 ml. de agua destilada. La suspensión resultante se filtra a través del colador metálico o de una gasa colocada en un embudo, colectando el filtrado directamente en los tubos. Centrifugar los tubos a 2000 rpm durante un minuto, decantar el sobrenadante y resuspender la pastilla con agua y con la ayuda de la varilla de vidrio. Centrifugar nuevamente repitiendo la operación hasta que el sobrenadante quede bien claro.

Se decanta el último sobrenadante, se agregan 2 ó 3 ml. de solución de sulfato de zinc, se agita nuevamente con la varilla de vidrio hasta resuspender todo el sedimento, se completa el volumen con más solución de sulfato de zinc y se vuelve a centrifugar a 2000 rpm durante un minuto. Con el asa recién flameada se recoge la muestra de la película superficial que se encuentra en el menisco, dos o

tres ocasiones, y se deposita en el portaobjetos, Se añade una gota de lugol, se mezcla con un ángulo del cubreobjetos y se cubre con el mismo. Observar la preparación con objetivos de 10 y 40x.

Ventajas

- El sulfato de zinc destruye la grasa, lo que facilita una mejor concentración de las estructuras parasitarias.
- Este método es útil para la detección de quistes de protozoarios y la mayoría de los huevos y larvas de helmintos.
- Es un método sencillo y fácil de realizar.

Desventajas

- La obtención de la muestra por examinar con el asa se debe de hacer enseguida de la centrifugación, pues la permanencia de las formas parasitarias por más de una hora en solución puede provocar su deformación.
- Este método no es de gran utilidad para detectar huevos pesados como son los de Taenia spp. y de Ascaris lumbricoides, ya que frecuentemente falla por lo que se debe recurrir a métodos de sedimentación.

TECNICAS POR SEDIMENTACION

Objetivo

Facilitar la búsqueda de ciertos huevos de helmintos, más que para poner en evidencia protozoarios bajo las formas de trofozoítos y de quistes.

Fundamento

Estos métodos se basan en la presencia de dos fases líquidas -- no miscibles, una acuosa y la otra constituida por un solvente de lípidos, permitiendo separar los residuos voluminosos y concentrar los elementos parasitarios.

Método de Ritchie

Material y Equipo

- Vaso de precipitado de 50 ml.
- Colador metálico
- Varilla de vidrio
- Abatelenguas
- Tubos de centrífuga
- Pipeta Pasteur
- Portaobjetos de 76 x 26 mm.
- Cubreobjetos de 22 x 22 mm
- Centrífuga
- Microscopio compuesto.

Soluciones y Reactivos

- Solución salina fisiológica al 0.9%
- Solución de formaldehído al 10%
- Eter
- Iugol

Técnica

Con el abatelenguas se coloca aproximadamente un gramo de materia fecal en el vaso de precipitado, añadir 10 ml. de solución salina y homogeneizar.

Filtrar la suspensión a través del colador metálico, recogiendo el filtrado en los tubos de centrífuga. Centrifugar la suspensión durante un minuto a 2000 rpm. Decantar el sobrenadante y resuspender el sedimento con solución salina, centrifugar, decantar y resuspender las veces necesarias hasta que el sobrenadante sea claro.

Al último sedimento se le agregan 10 ml de solución de formaldehído al 10%, se mezcla y se deja reposar durante 10 minutos. Añadir después 5 ml. de éter, tapar los tubos con tapones de caucho y agitarlos enérgicamente durante 30 segundos.

Centrifugar durante 2 minutos a 1500 rpm. Después de centrifugar se observarán 4 capas: a) éter en la superficie; b) un tapón de restos fecales; c) formaldehído y d) sedimento en el fondo del tubo conteniendo los elementos parasitarios. Introducir la pipeta Pasteur a través de las 4 capas y extraer con cuidado una gota del sedimento la cual se colocará en un portaobjetos. Se le adiciona una gota de Iugol y con uno de los ángulos del cubreobjetos se homogeneiza y se cubre.

Observar la preparación al microscopio con objetivos seco débil y seco fuerte.

Ventajas

- Es un método que tiene la ventaja de concentrar y de no deformar los quistes, huevos y larvas.

- Concentra adecuadamente los huevos infértiles de Ascaris lumbricoides y de trematodos.

- Es un método muy sensible ya que puede detectar infecciones leves.

- Se utiliza particularmente cuando se necesita un método para evaluar un tratamiento y determinar frecuencia.

Desventajas

- Al efectuarse la concentración por sedimentación, las preparaciones resultan más sucias que las obtenidas por flotación, a pesar del tratamiento con éter.

- El método requiere del uso de reactivos químicos, por lo que su realización es más costosa y muy laborioso de realizar.

TECNICAS DE CONCENRACION POR TERMOTROPISMO

Método de Baerman para concentración de larvas Rabditoides y Filari-
formes. (Complemento de los métodos de cultivo larvario).

Material y Equipo

- Soporte universal con anillo
- Colador metálico
- Embudo de plástico o de vidrio
- Tubo de goma o manguera de caucho
- Pinzas de Mohr
- Gasa cortada en cuadros de 12 cm de lado
- Tubos de centrífuga
- Vidrio de reloj
- Portaobjetos de 76 x 26 mm
- Cubreobjetos de 22 x 40 mm
- Pipeta Pasteur
- Termómetro graduado de 0 a 100 °C
- Centrífuga con camisas para tubos de centrífuga
- Microscopios compuesto y estereoscópico.

Soluciones y Reactivos

- Agua previamente calentada a 45 ó 50 °C
- Lugol

Técnica

Se arma el aparato de Baerman como se muestra en la fig. 1.

Colocar las heces en un colador metálico tapizado de una o dos capas de gasa. Depositar este colador en el embudo que se llena de agua previamente calentada a 45 ó 50 °C hasta que el nivel del líquido llegue a contactar con las heces. Dejar así 2 o 3 horas. Abrir la pinza de Mohr al cabo de este lapso de tiempo y recoger en un tubo de centrífuga 5 ó 10 ml. del sedimento acumulado en el tubo de caucho. Centrifugar de 3 a 5 minutos a 1500 rpm.

Decantar el sobrenadante y buscar las larvas en el sedimento, el cual se habrá depositado en un vidrio de reloj. Observar al microscopio estereoscópico si el sedimento es escaso (las larvas son perfectamente móviles y localizadas fácilmente), ó entre porta y cubreobjetos, si el sedimento es abundante.

Se puede utilizar lugol para facilitar la observación.

Precauciones a tomar

Las heces deberán de ser frescas, ya que la técnica no tiene éxito si no es con larvas muy móviles. Las heces conservadas a la temperatura del laboratorio o en una cámara fría pueden volverse negativas. Además, si existe una infestación por Ancylostomas, los huevos de estos nematodos continúan desarrollándose en las heces conservadas a 22 °C y dan nacimiento en 24 a 48 horas a las larvas morfológicamente muy parecidas a las de Strongyloides. Esto obligará a hacer en las heces, el diagnóstico diferencial entre las larvas de Ancylostoma y las de Strongyloides.

La cantidad mínima de heces a tratar debe ser de 10 gr., y la temperatura del agua debe ser mantenida a 45 ó 50 °C durante todo el tiempo que dure el cultivo, ya que se obtienen mejores resultados -- que si se deja enfriar el agua.

El tiempo de extracción debe ser de un mínimo de una hora para heces normalmente ricas en larvas.

La duración de la centrifugación deberá ser lo suficientemente larga para que las larvas estén todas reunidas en el fondo del tubo y queden en él cuando se tire el sobrenadante. Por el contrario, la velocidad debe ser débil para que las larvas sigan viviendo, lo que facilita mucho su localización.

Ventajas

- Es un método lento y laborioso para empleo sistemático, pero sus resultados son excelentes, ya que permiten una concentración satisfactoria en un gran volumen de heces.

- La extrema simplicidad del material hace que este método pueda ser utilizado donde sea, incluso en el curso de encuestas sobre los terrenos.

- Este método permite evidenciar las larvas cuando estas son poco numerosas en las heces, ya que son larvas muy móviles, las cuales son atraídas por el agua tibia, y esta particularidad biológica se aprovecha para concentrarlas en un pequeño volumen y hacer así más fácil su descubrimiento.

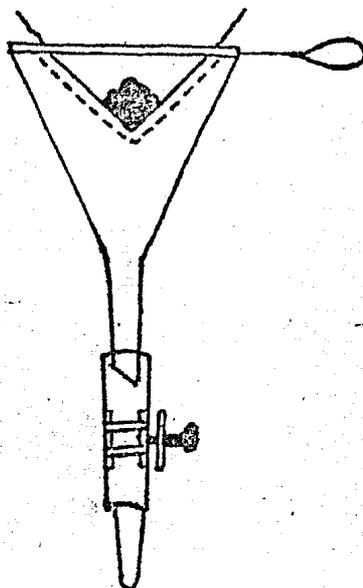


Fig. 1 Montaje para la concen-
tración de larvas por el método-
de Baerman.

TECNICAS CUANTITATIVAS

Objetivo

Detectar la presencia de huevos de helmintos en general.

Fundamento

Estas técnicas se basan en la acción que tienen ciertas sustancias para saponificar, homogeneizar, aclarar, desinfectar y deodorizar la muestra, así como permitir contrastar a las estructuras parasitarias.

Método de Stoll

Material y Equipo

- Probetas de Stoll ó probetas graduadas de 100 ml.
- Tapones de hulé
- Pipetas graduadas de 1 ml.
- Varillas de vidrio
- Perlas de vidrio de 5mm de diámetro
- Portaobjetos de 76 x 26 mm.
- Cubreobjetos de 22 x 40 mm
- Contador de teclas
- Microscopio compuesto.

Soluciones y Reactivos

- Solución de hidróxido de sodio 0.1 N.

Técnica

Pesar e introducir en la probeta con la ayuda de la varilla de vidrio, 4 g (ó 4 ml) de heces. Agregar la solución décionormal de hidróxido de sodio hasta la graduación de los 60 ml. Poner de 15 a 20 perlas de vidrio en la probeta, taparla y agitar energicamente para homogeneizar la suspensión. Inmediatamente después recoger del centro de la suspensión 0.075 ó 0.15 ml; recomendándose el segundo volumen, que da una muestra mayor para el recuento.

Colocar sobre un portaobjetos la totalidad del líquido recogido y recubrir con un cubreobjetos. Utilizando el contador, contar todos los huevos contenidos en la preparación recorriendo metódicamente toda la superficie del cubreobjetos con la ayuda de la platina móvil del microscopio.

Cálculos

Para conocer el número de huevos por gramo de heces es suficiente multiplicar por 100 el número de huevos contados en la preparación donde:

n = es el número de huevos contados en la muestra de 0.15 ml.

$$\frac{n \times 60}{0.15 \times 4} = \frac{n \times 60}{0.60} = n \times 100$$

$n \times 100$ = es el número de huevos contenidos en los 60 ml. de la dilución (es decir en 4 g de heces).

El número total de huevos puestos en 24 hs se obtiene multiplicando el número de huevos por gramo de heces, por el peso de materia fecal emitida durante ese tiempo.

Ventajas

- Es un método rápido y sencillo de realizar, pero un poco tardado en su observación.
- El hidróxido de sodio permite saponificar las grasas, lo que permite hacer un mejor recuento de huevos.
- El hidróxido de sodio permite aclarar la pasta fecal, permitiendo así distinguir más fácilmente los huevos, en particular los de Ancylostoma, pero tiene como inconveniente el dar, con ciertas heces diluciones viscosas.

Método de Kato - Miura ó de Frotis Grueso

Material y Equipo

- Aplicadores de madera
- Malla de alambre de acero inoxidable de cuadros de 4 cm de lado.
- Portaobjetos de 76 x 26 mm.
- papel celofán de grosor medio, recortados en cuadros de 22 x 40 mm ó 22 x 30 mm.
- Microscopio compuesto
- Contador de teclas.

Soluciones y Reactivos

- Solución de verde de malaquita en glicerol.

Técnica

Se toman 50 mg de materia fecal con un aplicador de madera y se depositan sobre un portaobjetos. En caso de que la materia fecal con tenga fibras o residuos gruesos, se toman de 2 a 3 gramos del producto, se colocan sobre la malla metálica de alambre y se presiona para tamizar la muestra. A continuación se procede hacer la toma con el aplicador de madera como se describe al principio.

Una vez que la muestra se encuentra sobre el portaobjetos, se cubre con el cuadrado de celofán previamente embebido con la solu -- ción de verde de malaquita en glicerol. Se invierte la preparación -- sobre una hoja de papel filtro en una superficie lisa y se presiona -- hasta lograr que la extensión cubra una área aproximadamente de 25 -- mm. Una vez que se ha hecho esto se vuelve a invertir la preparación y se deja reposar durante una hora a temperatura ambiente o durante 30 minutos a 39 °C. Pasado este tiempo la preparación esta lista para observarse al microscopio.

Se deberá observar toda la preparación con el microscopio utili zando un contador para llevar la cuenta de los huevos vistos de cada especie.

Cálculos

Para saber el número de huevos por gramo de heces se deberá multiplicar el número total de huevos observados en la preparación por un factor constante de 20 donde:

n = es el número de huevos contados en la muestra.

20 = es la vigésima parte de un gramo.

$n \times 20 =$ número de huevos/gramo de heces

Ventajas

Este método se utiliza para la observación y cuantificación de huevos de helmintos, pero no es satisfactorio para demostrar quistes de protozoarios.

Desventajas

Si se excede el tiempo de aclaramiento, se dificulta la observación de las estructuras parasitarias.

CULTIVOS LARVARIOS

Objetivo

Favorecer el desarrollo de larvas de Helminetos y establecer el diagnóstico diferencial de las mismas.

Fundamento

Las bases de los cultivos larvarios más que físicas son biológicas, dado que se utilizan diferentes tactismos de las larvas para lograr su concentración; entre éstos se encuentran el termotropismo e hidrotropismo.

Método de Harada-Mori

Material y Equipo

- Tubos de ensaye de 25 x 175 mm
- Tiras de papel filtro de 2 cm de ancho x 17 cm de largo
- Cuadros de papel celofán de 6 x 6 cm de lado
- Ligas
- Gradilla
- Abatelenguas
- Portaobjetos de 76 x 26 mm
- Cubreobjetos de 22 x 22 mm
- Pipeta Pasteur

- Microscopio estereoscópico y compuesto
- Estufa de cultivo

Soluciones y Reactivos

- Agua destilada tibia a 28 ó 30 °C
- Lugol.

Técnica

Colocar en un tubo de ensaye 5 ml de agua destilada. Extender un frotis delgado (1 a 2 mm) de heces con el abatelenguas ó con un aplicador de madera, en el tercio medio del papel filtro de un solo lado, respetando así los extremos.

Introducir la tira de papel filtro en el tubo.

Tapar el tubo con los cuadros de papel celofán, asegurándolo con una liga.

El cultivo se guarda en la estufa a la temperatura de 28 a 30 °C durante 5 a 7 días.

A partir del 5^o día se inicia la revisión de los tubos, de la siguiente forma:

Mediante el microscopio estereoscópico, observar el fondo del tubo para confirmar la presencia de larvas. Si no se logra observar nada se vuelve a incubar el tubo durante 2 ó 3 días más y se vuelve a hacer la observación.

Si ésta es positiva, se aspira con la pipeta Pasteur una muestra del fondo del tubo. Colocar una gota en cada extremo del portaobjetos, agregando una gota de lugol a cada una de ellas.

Cubrir con el cubreobjetos y observar al microscopio.

Nota:

Después de observar los tubos con el microscopio estereoscópico, los tubos se pueden calentar a 50 °C en baño María, ya que de esta manera se asegura que al manipular los tubos no se corra el riesgo de contaminación, pues las larvas que se desarrollan son infectantes y penetran por piel intacta.

Método de Corticelly - Lay.Material y Equipo

- Cajas de Petri de 15 y 10 cm de diámetro
- Abatelenguas
- Pipeta Pasteur
- Tubos de centrifuga
- Portaobjetos de 76 x 26 mm
- Cubreobjetos de 22 x 22 mm
- Centrifuga con camisas para tubos de centrifuga
- Estufa de cultivo
- Microscopio compuesto y estereoscópico.

Soluciones y Reactivos

- Agua destilada
- Solución de lugol parasitológico
- Aserrín estéril

Técnica

Hacer una mezcla pastosa de heces con aserrín estéril (2 partes de heces o de tierra y 3 partes de aserrín estéril). Homogeneizar con agua. Colocar esta mezcla en la caja de Petri de 10 cm. de diámetro. Introducir esta caja en la de 15 cm. de diámetro y llenar con agua a manera de que se cubra la mitad de la caja chica. Tapar la caja grande e incubar de 5 a 7 días de 28 a 30 °C.

Pasado este tiempo voltear la caja que contiene la mezcla para que penetre el agua y se distribuyan las larvas hacia los lugares húmedos. Incubar 1 día más. Sacar las cajas y quitar la caja de menor diámetro. Observar la otra caja al microscopio estereoscópico para verificar si hay larvas. Si las hay el líquido se recolectará en los tubos de centrifuga y centrifugar para concentrarlas. Tomar una muestra con la pipeta Pasteur, colocarla sobre un portaobjetos y si se desea con una gota de lugol, recubrirla con un cubreobjetos y observar al microscopio compuesto.

Método del Aserrín Estéril

Material y Equipo

- Caja de Petri de 10 cm de diámetro
- Abatelenguas
- Vidrio de reloj
- Varilla de vidrio
- Todo el material que se utiliza para el aparato de Baerman.
- Portaobjetos de 76 x 26 mm
- Cubreobjetos de 22 x 22 mm.

- Microscopios compuesto y estereoscópico
- Estufa de cultivo

Soluciones y Reactivos

- Agua destilada
- Lugol
- Aserrín estéril

Técnica

Hacer una mezcla pastosa en la caja de Petri colocando 2 partes de heces o de tierra y 3 partes de aserrín estéril. Homogeneizar -- con agua e incubar de 5 a 7 días a una temperatura de 28 a 30 °C.

Remover la mezcla cada tercer día con la varilla de vidrio para oxigenarla.

Pasado este tiempo se recolecta la muestra y se coloca en el aparato de Baerman y se sigue la técnica que se describió anteriormente para este método.

Ventajas

Con todos estos métodos se puede diferenciar el género y especie de las larvas encontradas.

Se puede utilizar polvo de carbón vegetal ya que permite deodorizar el cultivo y frenar la putrefacción del mismo.

Desventajas

Son métodos lentos y laboriosos pero sus resultados son excelentes.

Desventajas

Son métodos que requieren de mucho tiempo ya que la incubación puede ser de 48 horas hasta 15 días.

iii. RECOLECCION DE OTROS PRODUCTOS BIOLÓGICOS

Y

TECNICAS PARASITOSCOPICAS PARA SU PROCESAMIENTO

DEFINICION

Examen Parasitológico:

Estudio técnico de laboratorio, de productos biológicos (sangre, secreciones y excreciones corporales, tejidos, etc.) para la detección e identificación de parásitos o de las diferentes formas evolutivas de éstos.

CLASIFICACION DE EXAMENES PARASITOSCOPICOS

- De cavidad vaginal: Exudado
- De cavidad intestinal: Contenido duodenal
- De piel perianal: Raspado
- En sangre: Tinción de Wright
Tinción de Giemsa
- En orina: Exámenes directos
por centrifugación
- En piel: Análisis directo
Técnica de raspado cutáneo para la obtención de ácaros.

MÉTODOS ESPECIALES PARA DIAGNÓSTICO HELMINTOLÓGICO

Método de Graham ó de Raspado Perianal

Objetivo:

Detectar la presencia de los huevos de Enterobius vermicularis (Oxiuro).

Fundamento:

La hembra adulta de Enterobius vermicularis habitualmente no deposita sus huevos en el interior del intestino, sino por lo general migra durante la noche hacia los márgenes del ano, depositando los huevos en los pliegues perianales. Es por ésto que la toma debe efectuarse en la mañana y en las zonas antes mencionadas.

Material y Equipo

- Cinta de celulosa transparente adhesiva de 12 mm de ancho.
- Abatelenguas
- Portaobjetos de 76 x 26 mm
- Microscopio compuesto

Soluciones y Reactivos

- Tolueno o Xilol

Técnica

La toma de muestra, siempre que sea posible, se hará por la mañana al despertar, sin que el enfermo haya defecado ni efectuado su limpieza personal, ni cambiado de sus ropas interiores.

Se coloca al paciente en posición genupectoral exponiendo el esfínter anal.

Cortar un fragmento de cinta adhesiva (diurex) de 8 cm de longitud por 12 mm de ancho y fijarlo al abatelenguas sujetándolo con los dedos pulgar e índice, de manera que quede la superficie adherente hacia afuera.

Se presiona la superficie sobre la región perianal hacia un lado y otro, con el objeto de obtener un frotis perianal.

Colocar la cinta sobre un portaobjetos, previamente limpio y desengrasado con alcohol-éter (7 partes de alcohol y 3 partes de éter).

Apoyar fuertemente para que la adherencia sea perfecta y para eliminar lo más posible las burbujas de aire. Se recomienda agregar una gota de tolueno o xilol entre la superficie adhesiva y el portaobjetos, de forma que se supriman las burbujas de aire que molestan para hacer la observación.

Examinar la muestra con el objetivo en seco débil.

Interpretación

Solamente se reporta como negativo o positivo al hallazgo de los huevos característicos de Enterobius vermicularis o de cualquier otro tipo de huevo.

Ventajas

-Este método es útil para la búsqueda de huevos de Enterobius vermicularis, sin embargo es frecuente encontrar huevos de Taenia -

saginata. En los casos de infestaciones importantes también se pueden encontrar en la cinta adhesiva huevos de Trichuris trichiura, de Ascaris lumbricoides ó de Ancylostomas, en particular cuando la toma no se hace sobre los pliegues perianales, sino en el interior del canal -- anal.

-La aplicación del tolueno o de xilol permite aclarar las células epiteliales y hacer más visibles los huevos.

Método de la Cápsula de Beal para Contenido Duodenal

Objetivo:

Demostrar la presencia de parásitos que se alojan en el duodeno, tales como los trofozoítos de Giardia lamblia, larvas de Strongyloides o huevos de Fasciola hepática.

Fundamento:

Este método se basa en el uso de una cápsula de gelatina con teniendo un hilo absorbente que nos permita la impregnación del mismo con contenido duodenal, incluyendo los parásitos allí ubicados.

Material y Equipo

- Una cápsula de Beal: Cápsula de gelatina, tipo farmacéutico que contiene en su interior un hilo trenzado de nylon y algodón, de aproximadamente 90 cm de longitud, fijo en un extremo a la pared interna de la cápsula, la cual además contiene un fragmento de plomo cubier

to de silicones. La cápsula presenta un orificio lateral por el cual -
sale el extremo libre del hilo.

- Tela adhesiva
- Guantes de hule
- Vidrio de reloj
- Pipeta Pasteur con perilla
- Portaobjetos de 26 x 76 mm
- Cubreobjetos de 22 x 22 mm
- Microscopio compuesto

Técnica

-El paciente deberá presentarse en ayunas. Se le administrará la cápsula para su ingestión, reteniendo el extremo libre del hilo el cual se le fija a la mejilla con tela adhesiva. Transcurridos 60 minutos, como mínimo, se extrae el hilo mediante tensión suave y sostenida. Si llegó a duodeno, deberá presentar una coloración verde amarillenta.

-Exprimir con los dedos índice y pulgar la porción del hilo - impregnada y recibir el producto en el vidrio de reloj. Obtener una muestra con la pipeta Pasteur y colocarla sobre un portaobjetos; cubrir con un cubreobjetos y observar al microscopio.

Interpretación

Solamente se reporta como negativos o positivo al hallazgo - de determinado parásito.

Ventajas

-Este método es útil para el diagnóstico de Giardiasis, es --
trongiloidosis y fasciolosis principalmente.

Desventajas

-Es un método muy molesto porque puede causar náuseas y vómito
principalmente en niños pequeños.

MÉTODOS PARA EXAMEN SANGUÍNEO

Frotis sanguíneos:

Después de las heces, la sangre es el medio en el que con más frecuencia se recuperan parásitos animales en diversos estadios de su desarrollo.

De esta fuente se hace el diagnóstico rutinario de paludismo, tripanosomiasis africana, la mayor parte de las filariasis, con menos frecuencia la enfermedad de Chagas y, raramente Kala-azar y toxoplasmosis. Además nos pueden servir de orientación para el tratamiento, así como de indicador de los efectos nocivos de la quimioterapia y de la radioterapia.

MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE SANGRE

La sangre para pruebas de laboratorio puede ser capilar o periférica y venosa.

Sangre Capilar o Periférica

Puede obtenerse del lóbulo de la oreja, del pulpejo de un dedo; tratándose de niños, del pulpejo del dedo gordo del pie o del talón.

Material y Equipo

- Torundas humedecidas con alcohol
- Lancetas, agujas desechables o bisturí

Técnica de la punción

Se frota primero bien el sitio elegido para la punción con una torunda humedecida con alcohol con el fin de quitar la suciedad y el detritus epitelial y para aumentar la cantidad de sangre en este sitio. Cuando la piel esté seca y se haya reanudado la circulación se hace una punción de 2 a 3 mm de profundidad con la lanceta.

La punción resulta prácticamente indolora si se hace de un solo golpe y con rapidez, pero ni tan bruscamente ni tan lejos que no se pueda acertar ni en el sitio ni la profundidad.

Si se saca del lóbulo de la oreja, la punción se hará en el borde libre del lóbulo y no en la superficie del mismo.

La primera gota de sangre que saiga se desecha porque contiene líquidos hísticos, y se coge la segunda para su examen. La sangre no debe exprimirse para no diluirla con líquido de los tejidos, pero si puede hacerse un poco de presión a alguna distancia del pinchazo.

Una vez que se sacó la sangre necesaria, se aplica al lugar del pinchazo una torunda con alcohol e indicar al paciente que debe apretarla ligeramente hasta que cese de sangrar.

Sangre Venosa

Es de importancia por ser una fuente de sangre para el número, cada vez mayor, de análisis de sangre y como vía de introducción de diversos agentes terapéuticos, entre ellos la sangre misma.

Material y Equipo

- Jeringa de plástico desechable o de cristal de 5 ml.

- Aguja de un calibre y longitud adecuado, generalmente se utilizan agujas del # 21 o 22.
- Ligadura
- Torundas humedecidas en alcohol
- Anticoagulante (puede ser EDTA, Oxalatos, Citratos, Heparina)

Técnica de la punción

Se recomienda que el paciente esté acostado para facilitar la extracción. Si está sentado deberá apoyar bien el brazo.

Se utiliza un torniquete de goma para aumentar la presión venosa y para hacer resaltar las venas, facilitando así la punción; pero a fin de evitar que se concentre la sangre, esta presión no debe mantenerse más de lo necesario.

Después se limpia la piel con la torunda humedecida con alcohol o con otro desinfectante adecuado y se deja secar. Es conveniente aplicar el torniquete mientras se está secando el alcohol.

Seguidamente se fija en posición la vena. Esto se hace sosteniendo el brazo del paciente con la mano mientras se estiran y comprimen con el dedo pulgar los tejidos blandos situados justo debajo del sitio elegido para la punción. El dedo índice deberá descansar sobre el casquillo de la aguja y a la vez sirve de guía.

Si la vena es prominente se pincha con un solo golpe directo sobre la piel y vena, lo cual resulta menos doloroso.

Cuando es difícil encontrar las venas se realiza en dos tiempos:

a) Primero se pincha la piel cerca de la vena y luego la vena misma; si se ha acertado, aparece inmediatamente sangre en la jeringa.

b) a continuación se puede aflojar un poco el torniquete si la sangre fluye libremente; de no ser así, se dejará como estaba hasta obtener la cantidad de sangre necesaria (aproximadamente 5 ml). Entonces se pide al paciente que abra el puño, se suelta el torniquete, se deja entrar un poco más de sangre en la jeringa, se retira la aguja y se oprime ligeramente el sitio del pinchazo con una torunda humedecida con alcohol.

La sangre obtenida por este método se transfiere rápidamente a tubos que contengan un anticoagulante adecuado y se agitan los tubos con cuidado para homogeneizar perfectamente.

Si la sangre no se utiliza inmediatamente deberá refrigerarse a 4°C.

ANTICOAGULANTES

Los cuatro anticoagulantes más usados son:

1.- Mezcla de oxalato amónico (6 partes) y potásico (4 partes) en una concentración de 2 mg/ml de sangre.

2.- Citrato trisódico en solución acuosa al 3.8% y se mezcla a razón de 1/9 con sangre.

3.- EDTA (sal disódica o dipotásica de Tetracetato de etilendiamina). Se emplea en una concentración de 1 a 2 mg/ml de sangre.

Este es el anticoagulante que más se utiliza.

4.- Heparina, a razón de 0.1 a 0.2 mg/ml de sangre.

PREPARACION Y TINCION DE LOS FROTIS SANGUINEOS

para hacer los frotis sanguíneos los portaobjetos y cubreobj_etos tienen que estar perfectamente limpios y sin grasa; para lograr ésto puede emplearse cualquiera de los siguientes métodos:

1.- Lavar los portaobjetos y cubreobjetos con agua y jabón, luego con mucha agua caliente y limpia y por último con agua destilada. Seguidamente se secan y se pulen con un trapo limpio.

2.- Lavar los portaobjetos y cubreobjetos con una solución detergente ácida (ver anexo de soluciones).

Dejar caer uno a uno los porta y cubreobjetos en la solución detergente y dejarlos en ella de 4 a 24 horas.

Después lavarlos con agua de la llave y luego con agua destilada. Secarlos y pulirlos con un trapo limpio.

3.- Sumergir los portaobjetos y cubreobjetos en una mezcla de alcohol (7 partes) y éter (3 partes). Al momento de usarlos secarlos con un trapo limpio y pulirlos con otro trapo limpio o con una gasa.

En los dos primeros métodos tanto los portaobjetos como los cubreobjetos lavados pueden guardarse en alcohol de 95° o bien si ya están secos guardarlos en una caja de Petri limpia y seca.

Para preparar los frotis sanguíneos, generalmente la gota de sangre no debe ser demasiado grande, más o menos el doble de una cabe

za de alfiler; ya que de su tamaño depende de gran parte el espesor de la extensión. El trabajo ha de ser lo más rápido posible, antes de que la gota se empiece a secar.

A continuación se describen algunas técnicas más usuales en el laboratorio para preparar frotis sanguíneos.

Método de los dos portaobjetos (Frotis Delgado)

Se emplea para la identificación específica de parásitos - del paludismo, tripanosomas y microfilarias. Permite estudiar con exactitud la morfología de los hemoparásitos y las modificaciones que sufre el eritrocito parasitado.

Material

- portaobjetos limpio y secos.

Técnica

Poner una gota de sangre en el portaobjetos a unos 19 mm de su extremo (ver fig. 2A) y colocarlo sobre una mesa u otra superficie limpia.

Con los dedos pulgar e índice de la mano derecha se sujeta por el extremo un segundo portaobjetos contra la superficie del primero, con un ángulo de 30 a 40° y se acerca a la gota de sangre hasta tocarla. La gota atravesará en seguida el extremo, llenando el ángulo entre los dos portaobjetos.

Empujar el porta extensor a velocidad moderada hacia adelante para que la sangre se extienda uniformemente sobre el otro portaobjetos y forme una película moderadamente delgada.

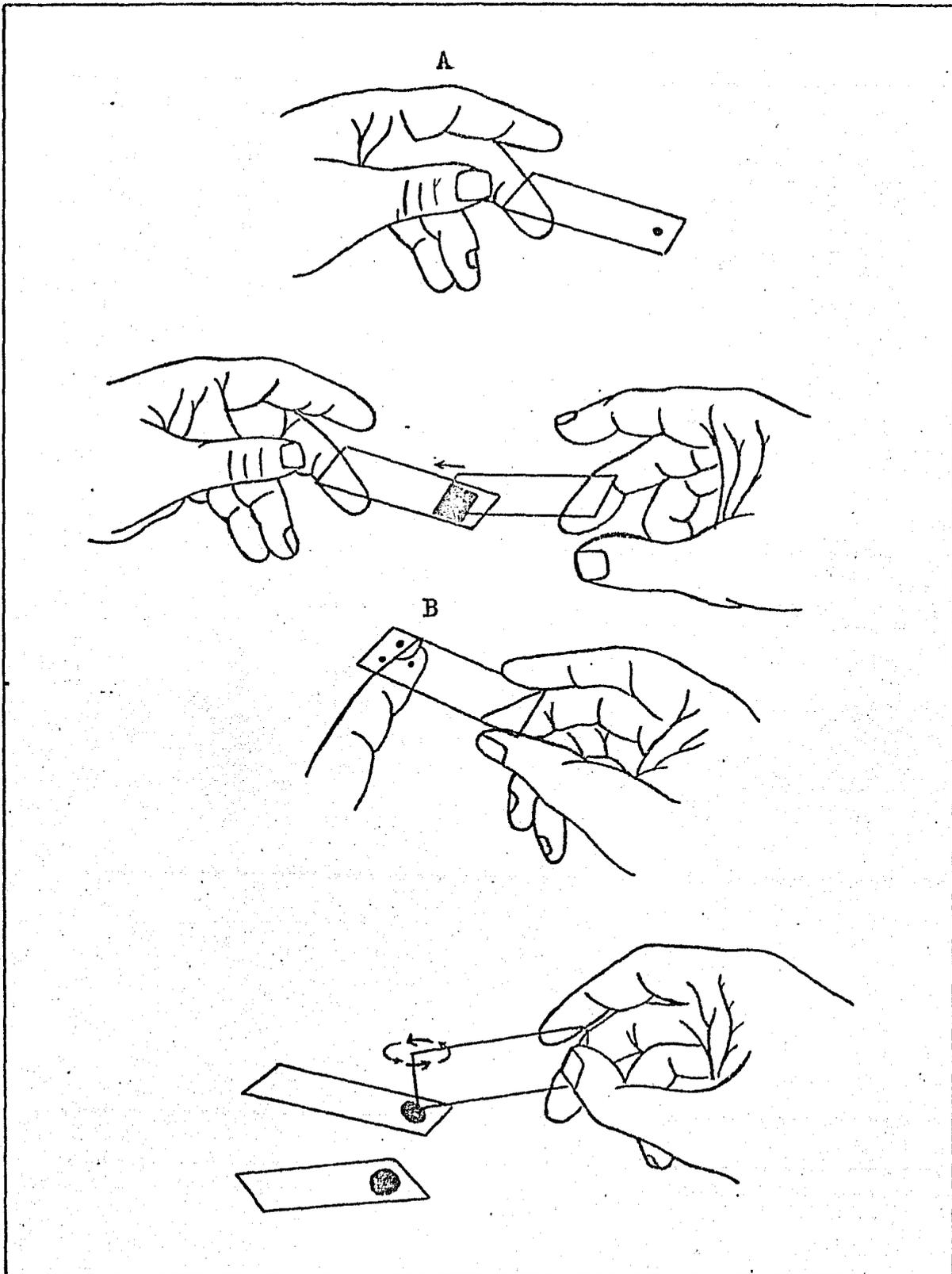


Fig. 2 Preparación de frotis sanguíneos. A) Método de los dos portaobjetos; y B) Método de la gota gruesa. (Markell - Vogt, 1973.)

Secar rápidamente los portaobjetos al aire; la rapidez en el secado se favorece agitando el portaobjeto al aire. O bien secar en horno a temperatura de 37 y 40 °C durante la noche, sin que se contamine con polvo.

Método de los dos Cubreobjetos

También puede utilizarse para la identificación de parásitos de Plasmodium, Tripanosoma y microfilarias, pero requiere de bastante práctica para obtener buenos resultados.

Material

-- Cubreobjetos del número 0 ó del 1 de 22 x 22 mm.

Técnica

Hacer contactar un cubreobjetos con la parte superior de una gota de sangre sin tocar la piel, y colocarlo con la parte manchada hacia abajo encima de otro cubreobjetos, de manera que las esquinas de los dos cubreobjetos aparezcan como una estrella de 8 puntas (fig. 3 B).

Si la gota no es demasiado grande y los cubreobjetos están bien limpios, la sangre se extenderá uniforme y rápidamente como una capa fina entre las dos superficies.

Separar los cubreobjetos antes que la sangre empiece a coagularse, tirando de ellos en el plano paralelo a sus superficies teniendo cuidado de no levantarlos.

Colocar las extensiones hacia arriba, encima de un papel -- limpio y dejar secar al aire o en horno a 37 ó 40 °C durante una noche. Fijar y teñir el o los frotis obtenidos.

Método de los dos Portaobjetos (Frotis grueso)

Este tipo de frotis sirve para obtener una densidad parasitaria superior conservando la estructura de los hematíes, a pesar de la superposición de los mismos.

Material

- Portaobjetos limpios

Técnica

Este tipo de frotis grueso se realiza con sangre extraída -- como para hacer una extensión delgada (sangre obtenida por punción -- digital ó por punción venosa). Depositar una gota de sangre en el extremo de un portaobjetos y hacer la extensión con la ayuda de otro -- portaobjeto de ángulos redondeados o con un cubreobjeto, los cuales -- se sostienen de tal manera que forme con el portaobjeto de la extensión un ángulo directo de 60° aproximadamente, (fig. 3 A).

Secar el frotis mediante agitación enérgica al aire.

Fijar y teñir el frotis.

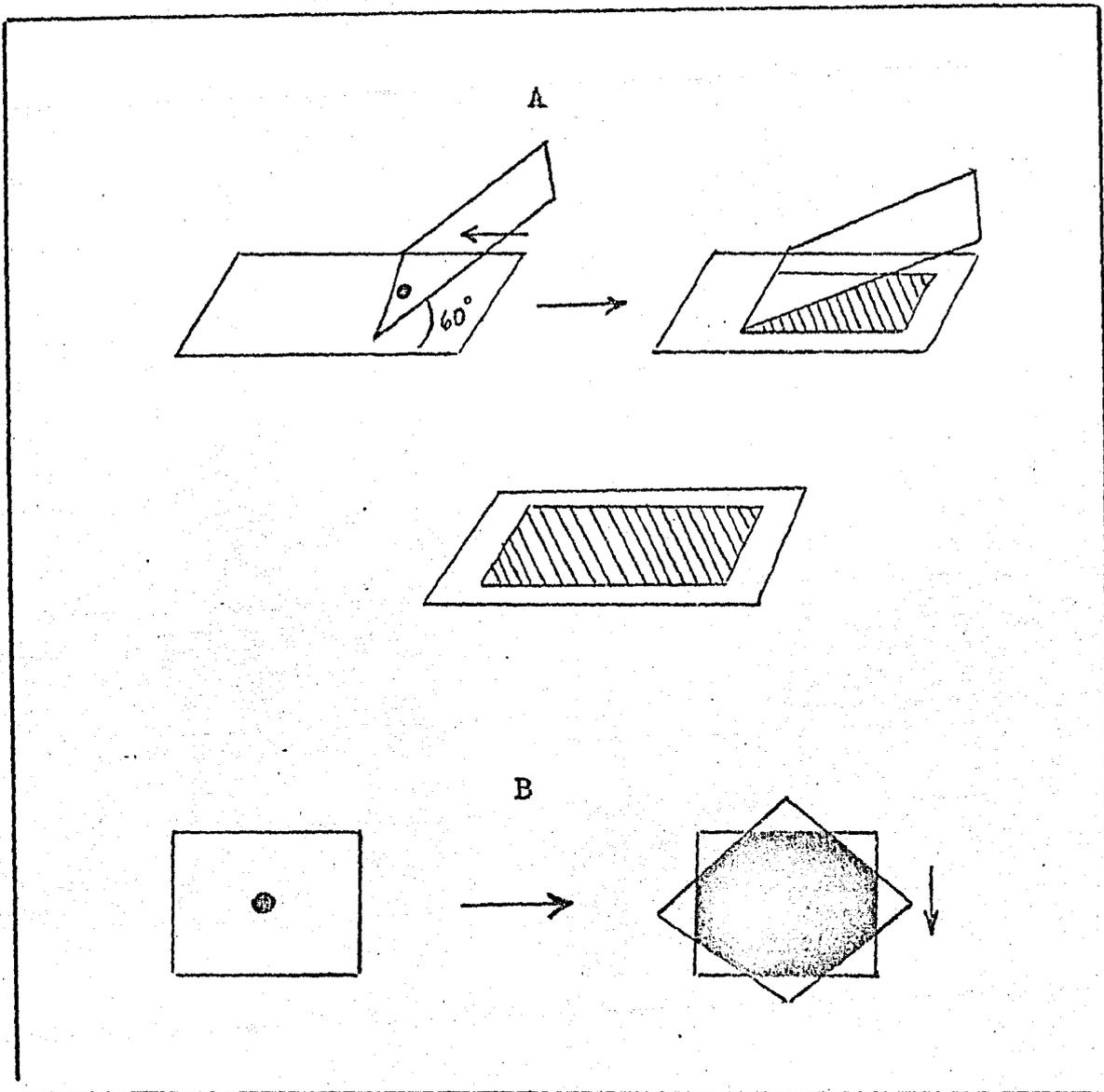


Fig. 3 Técnicas para las extensiones de sangre empleadas para el diagnóstico de los parásitos sanguíneos. A) Técnica de los dos portaobjetos para obtener una extensión -- gruesa; B) Técnica de los dos cubreobjetos.

Método de la Gota Gruesa.

También se utiliza para la identificación de hemoparásitos - aunque su lectura es más tardada y la interpretación es más delicada. Es útil cuando escasean los parásitos o los frotis delgados son negativos.

Material

- Portaobjetos limpios y secos.

Técnica

Colocar tres gotas de sangre, cada una del tamaño que se usaría para hacer una extensión delgada, muy cerca una de la otra en -- uno de los extremos del portaobjetos.

Con la esquina de otro portaobjetos se mezclan las tres gotas en una zona de 2 cm de diámetro, como se muestra en la fig.2 B. Continuar el movimiento de la sangre por lo menos 30 segundos, lo que impide que se formen redes de fibrina. Dejar secar los frotis al aire libre y teñirlos.

En caso de no teñir el frotis inmediatamente, eliminar la hemoglobina con solución amortiguadora (agua de la llave o agua destilada), lo cual se logra por inmersión del frotis en la solución amortiguadora, que estará en un cristizador o en un tubo Borrel.

FIJACION DE LOS FROTIS SANGUINEOS

Generalmente hay que fijar los frotis sanguíneos antes de teñirlos. Los colorantes que se disuelven en alcohol metílico, por ejemplo el colorante de Wright, fija y tiñe a la vez. La fijación tiene lugar en el primer minuto cuando se aplica un colorante sin diluir. Con los colorantes acuosos hay que emplear agentes químicos o calor antes de la aplicación del colorante.

Fijación Química

Sumergir la extensión durante uno o dos minutos en metanol puro o etanol absoluto. Algunos prefieren hacerlo durante 15 minutos en una mezcla de partes iguales de alcohol absoluto y éter, o bien durante un minuto en una solución al 1% de cloruro mercuríco o de formalina en alcohol (ver anexo de soluciones).

Después de la fijación con cloruro mercuríco hay que lavar bien el frotis ya sea en agua destilada o de la llave.

TINCIONES DE FROTIS SANGUINEOS

Tinción de Giemsa

Es la coloración más útil para buscar protozoarios o microfilarias en la sangre.

Material y Equipo

- Cajas de Petri
- Varillas de vidrio en forma de V
- Microscopio compuesto

Soluciones y Reactivos

- Colorante diluido de Giemsa.
- Alcohol metílico absoluto ó alcohol etílico
- Agua destilada
- Solución de Tritón x-100 al 0.1% y 0.01%
- Aceite de inmersión

Técnica de Coloración

Colocar los frotis sobre la varilla de vidrio en una caja de Petri y fijarlos con alcohol metílico o alcohol etílico durante 2 a 3 minutos para evitar la deshemoglobinización.

Sumergir el frotis ya fijado por espacio de 10 a 30 minutos en el colorante.

Lavar con agua destilada y secar al aire o con papel absorbente que no deje pelusa.

Observar al microscopio con aceite de inmersión.

Nota:

Los frotis de gota gruesa no requieren fijación, por lo que es necesaria la deshemoglobinización.

Para obtener mejores detalles morfológicos, se puede adicionar al colorante de Giemsa una solución al 0.01% de Tritón X-100 para

frotis de tipo delgado, pero para los frotis de gōta gruesa se utiliza la soluci3n de Trit3n X-100 al 0.1%.

Tinci3n de Wright

Es una de las mejores tinciones y una de las m3s empleadas para buscar protozoarios intra y extracelulares.

Material y Equipo

- Cajas de Petri
- Varillas de vidrio en forma de V
- Cuentagotas
- Microscopio compuesto

Reactivos y Soluciones

- Colorante de Wright
- Soluci3n amortiguadora de fosfatos con pH 7
- Aceite de Inmersi3n.

T3cnica de Coloraci3n

Colocar el frotis seco y sin fijar sobre una fuente para teñir - frotis o sobre la varilla de vidrio en V dentro de una caja de Petri.

Cubrir el frotis con una cantidad determinada de l3quido colorante mediante un cuentagotas. Es necesario adicionar cantidad suficiente del colorante, con el fin de evitar una evaporaci3n excesiva y precipitaci3n del mismo. Esto nos permite fijar el frotis al mismo tiempo que se tiñe, porque el colorante esta preparado con alcohol.

Después de pasar 2 minutos, añadir al líquido colorante en el -- frotis una cantidad igual de solución amortiguadora con otro cuentagotas. Para conseguir la mezcla del colorante con el diluyente, se sopla con suavidad en varios puntos de la preparación para establecer -- corrientes suaves, igualando así la distribución.

Dejar que la mezcla repose de 3 a 4 minutos, esperando la aparición de una capa metálica verdosa. Quitar el colorante con agua corriente, durando el lavado de 5 a 30 segundos, hasta que las partes más-- delgadas se pongan de un color amarillento o rosado.

Después del lavado se quita el exceso de agua inclinando la placa tocando con un papel secante el borde inferior, o bien secarlo por evaporación dejándolo en posición inclinada o secando suavemente con papel filtro.

Finalmente observar al microscópio con objetivo de inmersión.

Tinción de May-Grunwald-Giemsa

Esta tinción tiñe poco los núcleos y es muy inferior a la de Wright para descubrir los parásitos del paludismo, porque no produce la llamada coloración de Romanowsky.

Material y Equipo

- Cajas de Petri
- Varillas de vidrio en forma de V
- Cuentagotas
- Microscopio compuesto

Soluciones y Reactivos

- Colorante de Jenner (May-Grünwald)
- Colorante de Giemsa
- Agua destilada

Técnica

Colocar el frotis de sangre seco y sin fijar sobre la varilla de vidrio en una caja de Petri y cubrirlo con una cantidad determinada de colorante de May-Grunwald mediante un cuentagotas y dejarlo durante un minuto; añadir una cantidad igual de agua al minuto, quitar virviendo el líquido y teñir durante 15 minutos con la solución de Giemsa diluida.

Lavar con agua destilada hasta eliminar completamente el colorante. Secar rápidamente y observar al microscopio con objetivo de inmersión.

EXAMEN DE ORINA

Los parásitos buscados en la orina más frecuentemente son: Trichomona vaginalis y los huevos de Schistosoma haematobium. Raras veces se encontrarán los trofozoítos de Entamoeba histolytica, los -- cuales se presentan en la orina de personas que tienen úlceras amebianas en los genitales.

Recolección de la Orina

Hay dos modalidades según sea el parásito buscado:

1.- Para Trichomona vaginalis se recoge el primer chorro de la orina matinal en un frasco perfectamente limpio.

2.- Para los huevos de Schistosoma haematobium existen dos posibilidades: o bien se recoge la orina final de la micción después de un esfuerzo moderado (saltos, subir una escalera), o bien la orina de 24 horas, la que es preferible.

El método que generalmente se utiliza para la búsqueda de estos parásitos es el de centrifugación ya que permite la sedimentación de las estructuras parasitarias junto con eritrócitos y piócitos.

Material y Equipo

- Tubos de centrífuga con capacidad de 25 ml.
- Ampollas de decantación en forma de pera de 250 ó 500 ml.
- Centrífuga con camisas para tubos de centrífuga de 25 ml.

NOTA

Durante la micción la orina puede ser contaminada por elementos de origen pubiano o preorificial: piojos, huevos de Enterobius vermicularis y otros.

Si la orina de 24 horas es recogida en recipientes mal lavados o mal cerrados después de las sucesivas micciones, pueden encontrarse accidentalmente en los sedimentos urinarios contaminantes como: ácaros adultos o sus huevos.

EXAMEN DE EXUDADO URETRAL Y VAGINAL

La investigación tanto de la secreción purulenta de la uretra masculina, al igual que en las muestras vaginales, nos permite encontrar parásitos como lo es Trichomona vaginalis y en ocasiones Enterobius vermicularis, ya que la enterobiasis vaginal es muy frecuente en las niñas.

Toma de Muestra de Exudado Uretral

Material y Equipo

- Asa de platino ó hisopos estériles
- Algodón estéril
- Portaobjetos de 76 x 26 mm
- Cubreobjetos de 22 x 22 mm
- Tubos de ensaye de 13 x 100 mm

Soluciones y Reactivos

- Solución salina fisiológica al 0.85%

Técnica

Se limpia el área alrededor del meato urinario con un algodón estéril, se exprime la uretra, haciendo presión a través de los tejidos en todo el trayecto de la uretra hacia el meato urinario, desde la parte más distante posible; se toma directamente la muestra con dos hisopos o con una asa de platino y se le imprime movimiento rotatorio suave.

Si la observación de esta muestra no se hace inmediatamente, se introduce el hisopo en un tubo de ensaye con 1 ó 2 ml de solución salina fisiológica al 0.85% que se usará para hacer una preparación en fresco y un frotis.

Toma de Muestra de Exudado Vaginal

Material y Equipo

- Espejos vaginales (espéculos) vaginales)
- Espátula de madera o escobillones montados en soportes de madera.
- Mesa ginecológica
- Tubos de ensaye de 13 x 100 mm

Hisopos estériles

- Portaobjetos de 76 x 26 mm
- Cubreobjetos de 22 x 22 mm
- Microscopio compuesto

Soluciones y Reactivos

- Solución salina fisiológica al 0.85%
- Colorantes de Gram, May-Grünwald-Giemsa o para el Papanicolaou.

Técnica

Se coloca a la paciente en posición ginecológica sobre la mesa ginecológica, la cual no habrá efectuado ningún aseo interno ni relaciones sexuales durante las 48 horas que preceden al examen.

Posteriormente se introduce el espéculo vaginal y se toma la muestra ya sea con la espátula de madera, escobillón o con los hisopos humedecidos antes con solución salina estéril al 0.85%, del fondo del saco vaginal posterior y del meato urinario.

Cuando se trata de niñas o de mujeres vírgenes o en mujeres con vaginitis intensa muy dolorosa no debe usarse el espejo y la toma de la muestra será al azar.

Con las muestras que se tomaron tanto de tipo uretral como vaginal se hace lo siguiente:

1.- Examen Directo en Fresco

Se realiza haciendo rodar el hisopo, espátula o escobillón con la muestra obtenida sobre el portaobjetos, cubrir con un cubreobjetos y observar al microscopio con objetivo de 10 y 40X.

Si es necesario diluir la muestra se hará con solución salina estéril para evitar que la densidad de la leucorrea no entretenga los movimientos del parásito.

2.- Examen Directo Después de la Coloración

Se hacen varias extensiones o frotis de las muestras obtenidas sobre portaobjetos haciendo rodar la espátula, escobillón ó hisopo Secarlos rápidamente al aire y teñirlos con la técnica citológica (Papanicolaou o Papamiltiades), con la técnica de May-Grünwald-Giemsa o con la técnica de Gram (ver pág. 65 y 71).

Después de que se colorearon las extensiones se cubren con -

una fina capa de aceite de inmersión o de cedro y se observan al microscopio con objetivo de inmersión.

Con la tinción de Gram el parásito (T. vaginalis) es de un color uniformemente rosado con los flagelos bien visibles.

Con la tinción de May-Grünwald-Giemsa T. vaginalis su citoplasma se tiñe de color azul, el núcleo de color rojo violáceo y los flagelos de rojo.

Con la técnica citológica T. vaginalis presenta el aspecto de glóbulos verdosos con núcleo granuloso.

Tinción de Gram

Material y Equipo

- Cajas de Petri
- Varillas de vidrio en forma de V
- Cuentagotas
- Microscopio compuesto

Soluciones y Reactivos

- Solución de cristal violeta
- Lugol
- Alcohol - acetona
- Solución de safranina

Técnica

- Fijar los frotis con calor.
- Cubrirlos con cristal violeta y dejar reposar durante un minuto.
- Lavar con agua destilada.
- Cubrirlos con el lugol y dejar reposar durante un minuto
- Lavar con agua destilada
- Decolorar durante 10 a 30 segundos los frotis con el alcohol -- acetona.
- Lavar con agua destilada.
- Cubrirlos con safranina y dejar reposar 30 segundos.
- Lavar con agua destilada.
- Dejar secar y observar los frotis al microscopio con --- aceite de inmersión.

EXAMEN DE BIOPSIAS DE PIEL

La biopsia es útil a menudo en el diagnóstico de infecciones parasitarias y puede ser el único método para confirmar la sospecha clínica de la infección.

Generalmente las biopsias de piel se emplean para diagnosticar amibiasis cutánea, leishmaniasis cutánea, microfilariasis de Onchocerca, triquinelosis, etc.

Toma de muestra de Biopsia de Piel o Exudado Dérmico

Este tipo de muestra se emplea para diagnosticar microfilariasis de Onchocerca, amibiasis cutánea y leishmaniasis cutánea.

Materiales y Equipo

- Portaobjetos de 26 x 76 mm
- Cubreobjetos de 22 x 40 mm
- Lancetas, pinza de Pean, bisturí o tijeras
- Estufa
- Termómetro
- Tubo de hemólisis
- Microscopio compuesto

Soluciones y Reactivos

- Suero fisiológico
- Solución fijadora de Zenker
- Colorante de hematoxilina-eosina.

Técnica

-Para la amibiasis o leishmaniasis cutánea se extirpa con el bisturí una porción representativa de la lesión, colocarla sobre un portaobjetos y fijarla con la solución Zenker. Posteriormente hacer cortes y teñirlos con el colorante de hematoxilina-eosina.

Observar al microscopio.

-Para la microfilariasis se pueden hacer varias cosas:

1.- Con una lanceta se practican de 4 a 5 escarificaciones -- próximas entre sí y poco profundas y se deja rezumar el jugo dérmico. La compresión de la piel con los dedos pulgar e índice acelera la salida del jugo dérmico.

Recoger sobre un portaobjetos desengrasado, la serosidad sanguínea (líquido serohemático) y cubrir con un cubreobjetos para realizar el examen microscópico. Si se desea teñir, dejar secar al aire. La primera gota es la más rica en microfilarias.

Ocasionalmente, el examen dérmico está mezclado con sangre y la muestra puede contener otro tipo de microfilarias (Loa-loa, etc) - que se deben diferenciar de la de Onchocerca.

2.- Tomar fuertemente con una pinza de Péan una pequeña parte de la superficie cutánea. Cortar con un bisturí o tijera el fragmento pinzado, colocándolo en un tubo de hemólisis conteniendo un poco de suero fisiológico. Colocar este tubo 15 minutos a 37 °C y examinar el sedimento en que se reúnen las microfilarias que se desprenden del fragmento cutáneo.

3.- Puncionar un Oncocercoma lo cual nospermite encontrar -
microfilarias cuando la muestra de exudado dérmico es negativa.

Toma de Muestra de Biopsia Rectal

Este tipo de biopsia nos permite confirmar la sospecha de -
colitis amebiana, demostrar la presencia de huevos de Schistosoma man
soni, S. japonicum y S. haematobium, y el diagnóstico de la Bilharzio
sis, que son poco frecuentes en nuestro país.

Material y Equipo

- Dedales de goma
- Pinza para biopsia rectal
- Portaobjetos de 76 x 26 mm
- Cubreobjetos de 22 x 40 mm
- Proctoscopio
- Escobillones de 50 cm de largo
- Microscopio compuesto

Soluciones y Reactivos

- Solución salina fisiológica al 0.9%
- Solución de cloral-lactofenol
- Vaselina

Técnica

El paciente debe recibir un enema la noche anterior y la ma-

ñana del día del examen. Un tacto rectal debe preceder siempre a la --
 anoscopia. Será realizado con un mínimo de vaselina. Cuando se trata de
 un enfermo de bilharziasis, al palpar la cara anterior de la parte ba-
 ja de la ampolla rectal es posible, a veces, encontrar pequeñas granu-
 laciones induradas submucosas.

Algunos de los gránulos palpados en el tacto rectal presen-
 tan en su superficie una erosión puntiforme con más o menos relieve, -
 de color rojo vivo resaltando sobre la mucosa normal. Estas lesiones, -
 localizadas en la parte baja de la ampolla rectal, se deben a una bil-
 harziasis por S. haematobium. La rectosigmoidoscopia permite consta-
 tar en estos casos la integridad del resto de la ampolla rectal y del
 sigmoides.

Por el contrario, en caso de infestación por S. mansoni y --
S. japonicum las alteraciones de la mucosa rectocólica no tienen loca-
 lización precisa. Se extraerán las muestras con la pinza de biopsia a-
 nivel de las lesiones o, en ausencia, a nivel de la válvula de Hous-
 ton y a 10 cm por encima de ésta, tomando un fragmento de mucosa y de
 submucosa.

Si hay restos de materias fecales que molesten para el exa-
 men, se hará una limpieza con el escobillón.

El fragmento obtenido será puesto entre dos portaobjetos sos-
 tenidos con la ayuda de unas pinzas, con una gota de solución salina e-
 que impedirá la desecación.

Observar la preparación al microscopio para detectar los hue-
 vos de Bilharzia.

Cuando la abundancia de hematíes y el espesor del fragmento impiden la observación, puede procederse a un lavado con agua destilada y a un aclaramiento con cloral-lactofenol.

Toma de Muestra de Biopsia de Musculo

Se utiliza para demostrar larvas de Trichinella y, a veces para buscar cisticercos de Taenia solium.

Material y Equipo

- Bisturí
- Termómetro
- Tubos de centrífuga
- Aguja de disección
- Portaobjetos de 26 x 76 mm
- Cubreobjetos de 22 x 40 mm
- Centrífuga
- Microscopio compuesto.

Soluciones y Reactivos

- Jugo gástrico artificial

Técnica

Con el bisturí se extrae una porción grande del músculo afectado. Una parte del material se comprime entre dos portaobjetos con ayuda de unas pinzas, para examinarse directamente en busca de larvas de Trichinella.

La parte restante de la muestra se debe digerir en jugo gástrico artificial a 37 °C. Posteriormente concentrar las larvas por centrifugación (si la muestra es adecuada, una porción se da a comer a una rata de laboratorio con el fin de comprobar la viabilidad de las larvas).

Si en la muestra se encuentra un larva de cisticerco, se debe diseccionar cuidadosamente de su cápsula, romper con la aguja de disección y comprimir entre porta y cubreobjetos para demostrar el escólex característico con cuatro ventosas y una doble hilera de ganchos.

IV. - PROTOZOARIOS

PROTOZOARIOS

CARACTERES GENERALES

Los protozoarios son organismos unicelulares que pueden estar solos o en colonias. Cada protozooario es una unidad completa que puede llevar a cabo las funciones fisiológicas que en un organismo superior son llevadas a cabo por células especializadas. En su mayor parte los protozoarios llevan vida libre, pero algunos son parásitos que se han adaptado a una existencia especial dentro del hospedero.

La morfología de la mayoría de los protozoarios varía mucho en dimensiones y forma, lo que depende principalmente del grupo a que pertenecen. Algunas especies son visibles a simple vista, pero otras requieren para ser observadas aumentos superiores a los 1000 diámetros. Algunos son casi esféricos u ovoides, otros adoptan formas extrañas, los hay con simetría radial o bilateral o bien algunos presentan una torsión longitudinal. Estas características se encuentran relativamente fijas en ciertos grupos; pero otros presentan cambios muy notables de su forma durante la fase activa (fase de trofozoíto).

Además de las diferencias notables en los protozoarios de forma y tamaño, estos tienen ciertas estructuras fundamentales (organos) comunes a todo el grupo. La estructura más importante es el núcleo relativamente viscoso, que contiene los cromosomas esen-

ciales para la vida, reproducción y transmisión de los caracteres genéticos del organismo. Este está formado por una membrana nuclear que engloba un fino retículo lleno de jugo nuclear y cromatina.

En los grupos que poseen un núcleo vesicular, algunos poseen una masa o conjunto de gránulos, denominado cariósoma (endosoma, nucleolo), a menudo localizado en el centro de la célula, a veces rodeado de partículas de cromatina que parecen estar dispuestas sobre una red, o gránulos de cromatina tapizando la membrana nuclear.

En otros grupos hay un núcleo compacto, que contiene grandes cantidades de material cromático granular y menos nucleoplasma. Algunos protozoarios, durante su fase de trofozoíto, tienen dos núcleos, que pueden presentar estructuras y funciones similares (por ejemplo Giardia, Dientamoeba) o disímiles (por ejemplo Balantidium). El núcleo se encuentra en el interior del citoplasma de la célula. La porción más interna de la célula es el endoplasma, y es la que rodea al núcleo; está compuesta de protoplasma, en el que se encuentra el material alimenticio sin digerir, vacuolas alimentarias; asimismo, la síntesis del alimento tiene lugar en el endoplasma, y en el se almacena alimento en forma de glucógeno o proteínas (barras cromatoidales). También se pueden encontrar mitocondrias, el aparato de Golgi, microsomas y retículo endoplásmico.

Cubriendo al endoplasma se encuentra el ectoplasma, el cual es menos granuloso y más homogéneo. Este funciona como aparato locomotor, sirve para la prensión e ingestión de alimentos y co

no órgano respiratorio, elimina los productos del catabolismo expulsándolos. Las vacuolas contráctiles que se presentan en los protozoarios en número variable parecen funcionar como osmorreguladores, pero usualmente no se les encuentra en los parásitos pertenecientes a la superclase Sarcodina y Mastigophora, y no se desarrollan en ningún esporozoario.

Durante la fase de trofozoito y vegetativa los protozoarios tienen una membrana celular, la membrana plasmática, la cual controla la entrada y salida de alimentos, secreciones y excreciones, mantiene una concentración normal de la sustancia citoplásmica, tornándose permeable a ciertas sustancias e impermeable a otras. En algunos grupos como en el de las amibas, no tienen una forma constante y la cambian frecuentemente mediante la extensión y retracción de pseudópodos.

En el estado quístico de varios grupos de protozoarios, poseen una membrana relativamente gruesa (pared celular), que es secretada por el ectoplasma para proteger al organismo.

En los flagelados (Zoomastigophorea) los organelos que sirven para la locomoción son una o varias de las delicadas prolongaciones filiformes del citoplasma llamadas flagelos, cada uno de ellos originado en un cinetoplasto dentro del citoplasma. En los ciliados (Ciliata), un gran número de filamentos cortos, los cilios, se distribuyen sobre la superficie del cuerpo del organismo y tienen su origen en un granulo basal dentro del ectoplasma, y les sirven como organelos de locomoción.

Algunos grupos de protozoarios no poseen una parte especial para la ingestión de alimentos sino que lo hacen por cualquier parte de la superficie corporal. Otros tienen un orificio que actúa a modo de boca celular, el citostoma, que suele estar situado lateralmente cerca del extremo anterior del organismo. Los protozoarios ciliados poseen un ano celular, el citopigio, a través del cual expulsan los desechos de los alimentos. Las vacuolas excretoras sirven en ocasiones para coleccionar líquidos de desecho y expulsarlos por contracción; están localizadas usualmente en el extremo opuesto de la boca. Las vacuolas contráctiles de ciertos protozoarios que viven en medios hipotónicos mantienen la presión osmótica normal mediante inclusión o expulsión de exceso de agua dentro de su citoplasma.

La mayoría de los trofozoítos de los protozoarios carecen de organelos protectores especializados, y dependen de la irritabilidad del protoplasma para evitar los medios anisotónicos u otras circunstancias desfavorables para su supervivencia. Muchos son capaces de enquistarse y así sobrevivir en condiciones desfavorables.

Con estudios citológicos y mediante tinciones especiales se ha demostrado que en los ciliados y en los flagelados hay un sistema nervioso especializado primitivo. El cinetoplasto de los flagelados formado por un gránulo parabasal y el blefaroblasto unido por una fibrilla delicada, constituyen el centro energético del aparato neuromotor, el cual está conectado con el axonema, y la porción intracitoplásmica del flagelo.

Los protozoarios respiran directamente tomando oxígeno y liberando bióxido de carbono, o indirectamente gracias al oxígeno-

liberado de sustancias complejas por acción de enzimas. Puesto que rara vez hay oxígeno libre en el intestino y otros tejidos del hospedero, la mayor parte de los protozoarios parásitos tienen un metabolismo anaerobio.

La nutrición va depender de la absorción de alimentos líquidos, ingestión de partículas sólidas, o ambas, para transformarse en productos asimilables. Además, los protozoarios necesitan sales inorgánicas, carbohidratos, grasas, proteínas, vitaminas y sustancias accesorias de crecimiento. La excreción de partículas no digeridas puede llevarse a cabo por presión osmótica, difusión y precipitación.

Por lo tanto la supervivencia de los protozoarios se debe en gran parte a su enorme capacidad de reproducción que puede ser sexual y asexual. En esta última la división del núcleo puede ser por mitosis, amitosis o intermedia entre ambos tipos. Algunas especies también pueden reproducirse en la fase quística, dividiéndose el núcleo de modo que al romperse el quiste salen de él varios trofozoitos nuevos.

La transmisión de los protozoarios del intestino y cavidades naturales es relativamente simple, ya que los parásitos pasan de un hospedero a otro directamente, o por el agua y los alimentos, después de un período de vida extracorpórea.

En el caso de los parásitos sanguíneos y tisulares, pasan parte de su vida en un vertebrado (hombre) y otra en un invertebrado (insecto); este último hospedero es el agente transmisor. Aún-

cuando el ciclo vital suponga dos hospederos, puede haber transmisión directa sin fase quística, mediante el contacto con los insectos picadores.

CLASIFICACION DE LOS PROTOZOARIOS

SUBREINO: PROTOZOA Goldfuss, 1918.

PHYLUM: SARCOMASTIGOPHORA Balamuth, 1963.

SUBPHYLUM: MASTIGOPHORA Diesing, 1866.

CLASE: ZOOMASTIGOPHORA Calkins, 1909.

ORDEN: KINETOPLASTIDA Honigberg, 1963.

FAMILIA: TRYPANOSOMATIDAE Dofleing, 1901.

GENERO: Trypanosoma Gruby, 1843.

- Trypanosoma rhodesiense Stephens y Fantham, 1910.
- Trypanosoma gambiense Dutton, 1902.
- Trypanosoma cruzi Chagas, 1909.

GENERO: Leishmania Ross, 1903.

- Leishmania tropica (Wright, 1903) Lühe, 1906.
- Leishmania donovani (Laveran y Mesnil, 1903) Ross, 1903.
- Leishmania braziliensis Vianna, 1911.

ORDEN: RETORTAMONADIDA Grassé, 1952.

FAMILIA: RETORTAMONIDAE Grassé, 1952.

- GENERO: Chilomastix Alexeieff, 1910.
 - Chilomastix mesnili (Wenyon, 1910) Alexeief, 1912.
- ORDEN: DIPLOMONADIDA Wenyon, 1926.
- FAMILIA: HEXAMITIDAE Kent, 1980.
- GENERO: Giardia Kunstler, 1882.
 - Giardia lamblia Stiles, 1915.
- ORDEN: TRICHOMONADIDA Kirby, 1947.
- FAMILIA: TRICHOMONADIDAE Chalmers y Pekkola, 1918.
- GENERO: Trichomona Donné, 1837.
 - Trichomona hominis (Davaine, 1860) Leuckart, 1879.
 - Trichomona tenax (O. F. Müller, 1773) Dobell, 1939.
 - Trichomona vaginalis Donné, 1837.
- SUBPHYLUM: SARCODINA Shmarda, 1871.
- ORDEN: AMOEBIDA Ehrenberg, 1830.
- FAMILIA: VAHLKAMPFIIDAE Jollos, 1917.
- GENERO: Naegleria
 - Naegleria gruberi (Schardinger, 1889) Alexeieff, 1912.
- FAMILIA: HARTMANNELLIDAE Volkonsky, 1931.
- GENERO: Acanthamoeba

- Acanthamoeba castellanii

- Acanthamoeba astronyx

GENERO: Hartmanella

- Hartmanella hyalina (Dangeard, 1900) Alexeieff, 1912.

FAMILIA: ENDAMOEBIDAE Calkins, 1926.

GENERO: Dientamoeba Jepps y Dobell, 1918.

- Dientamoeba fragilis Jepps y Dobell, 1918.

GENERO: Endolimax Kuenen y Swellengrebel, 1917.

- Endolimax nana (Wenyon y O'Connor, 1917) Brug, 1918.

GENERO: Entamoeba Casagrandi y Barbagallo, 1895.

- Entamoeba gingivalis (Gros, 1849) Brumpt, 1913.

- Entamoeba coli (Grassi, 1879) Casagrandi y Barbagallo
1895.

- Entamoeba histolytica Schaudinn, 1903.

- Entamoeba polecki von Prowazek, 1912.

- Entamoeba moshkovskii Tshalaia, 1941.

GENERO: Iodamoeba Dobell, 1919.

- Iodamoeba Bütschlii (von Prowazek, 1911) Dobell, 1911.

PHYLUM: APICOMPLEXA Levine, 1970.

CLASE: SPOROZOEAE Leuckart, 1879.

SUBCLASE: COCCIDEA Leuckart, 1879.

ORDEN: EUCOCCIDEA Leger y Duboseq, 1910.

SUBORDEN: EIMERIINA Léger, 1911.

FAMILIA: EIMERIDAE Minchin, 1903.

GENERO: Eimeria Aimé Schneider, 1875.

GENERO: Isospora Aimé Schneider, 1881.

- Isospora belli Wenyon, 1923

- Isospora hominis (Rivolta, 1878) Dobell, 1919.

FAMILIA: SARCOCYSTIDAE Poche, 1913.

SUBFAMILIA: SARCOCYSTINAE Poche, 1913.

GENERO: Sarcocystis Lankester, 1882.

- Sarcocystis lindemanni Rivolta, 1878.

SUBFAMILIA: TOXOPLASMATINAE Biocca, 1956.

GENERO: Toxoplasma Nicolle y Manceaux, 1909.

- Toxoplasma gondii Nicolle y Manceaux, 1908.

SUBORDEN: HEMOSPORIDIIDEA Danilewsky, 1886.

FAMILIA: PLASMODIIDAE Mesnil, 1903.

GENERO: Plasmodium Marchiafava y Celli, 1885.

- Plasmodium vivax Grassi y Feletti, 1890.

- Plasmodium ovale Stephens, 1922.

- Plasmodium malariae Grassi y Feletti, 1912.

- Plasmodium falciparum Welch, 1879.

ORDEN: PIROPLASMIDA Levine, 1961.

FAMILIA: BABESIIDAE Poche, 1913.

GENERO: Babesia Starcovici, 1893.

- Babesia bigemina Smith y Kilborne, 1893.

PHYLUM: CILIPHORA Doflein, 1901.

CLASE: KINETOFRAGMINOFOREA Puytorac y Col., 1974.

ORDEN: TRICHOSTOMATIDA Bütschli, 1889.

FAMILIA: BALANTIDIIDAE Reichenow, 1929.

GENERO: Balantidium Claparede y Lachmann, 1858.

- Balantidium coli (Malmsten, 1857) Stein, 1862.

FLAGELADOS DEL APARATO DIGESTIVO

Y GENITALES

Flagelados del Aparato Digestivo y Genitales

Giardia lamblia

Sinónimos Comunes:

Cercomonas intestinalis (Lambl, 1859); Megastoma entérica - (Grassi, 1881); Lamblia intestinalis (Blanchard, 1888); Giardia entérica (Kofoid, 1920).

Localización:

Es un parásito que se aloja en las criptas intestinales del duodeno y en las primeras porciones del yeyuno. Rara vez se le puede encontrar en los conductos biliares y la vesícula.

Morfología

En las heces se presenta bajo dos formas:

1.- Forma de Trofozoíto

Flagelado piriforme, redondeado en su porción anterior y afilado en la parte posterior. Convexo dorsalmente y provisto en la porción ventral concava de un disco succionario que ocupa casi toda la mitad anterior del cuerpo del parásito.

Su tamaño varía ya que puede medir desde 9.5 hasta 21 micras de largo por 5 a 15 micras de ancho y de 2 a 4 micras de espesor. Posee dos núcleos, con grandes cariosomas centrales situados uno a cada lado de la línea media del cuerpo del parásito (fig. 4 - A); dos axostilos que se dirigen directamente hacia la parte terminal pos

terior del cuerpo del parásito. Los cuatro pares de flagelos que posee se originan de organelos superficiales en la cara ventral del cuerpo, (blefaroblastos). De los 4 pares de flagelos 3 son laterales y un par es posterior. Se ha observado con relativa frecuencia un par de cuerpos alargados, ligeramente curvos, en forma de salchicha, muy próximos entre sí, de situación oblicua o transversal, inmediatamente por detrás del disco succionario, y por encima de los axonemas posteriores. Quizá se trate de cuerpos parabasales, pero aun no se han demostrado.

2.- Forma Quística

Los quistes (fig. 4 - C) son ovoides cuando son jóvenes y en forma de óvalo bien definido cuando son maduros (fig. 4 - C). Los quistes recientemente formados presentan dos núcleos y los maduros presentan cuatro. En su interior se van encontrar los flagelos reunidos formando una S refringente.

Estos quistes miden desde 7 a 10 micras de largo y están envueltos con una cubierta poco espesa, bastante refringente y lisa.

Diagnóstico:

Puede hacerse por el hallazgo de quistes en heces formadas y de los trofozoítos en heces de tipo diarreico mediante la técnica microscópica directa. Si hay pocos quistes los métodos de concentración por flotación dan excelentes resultados para concentrarlos.

Cuando las materias fecales suelen ser negativas se procede a realizar la técnica de contenido dupdenal, la cual facilita material suficiente con trofozoítos móviles.

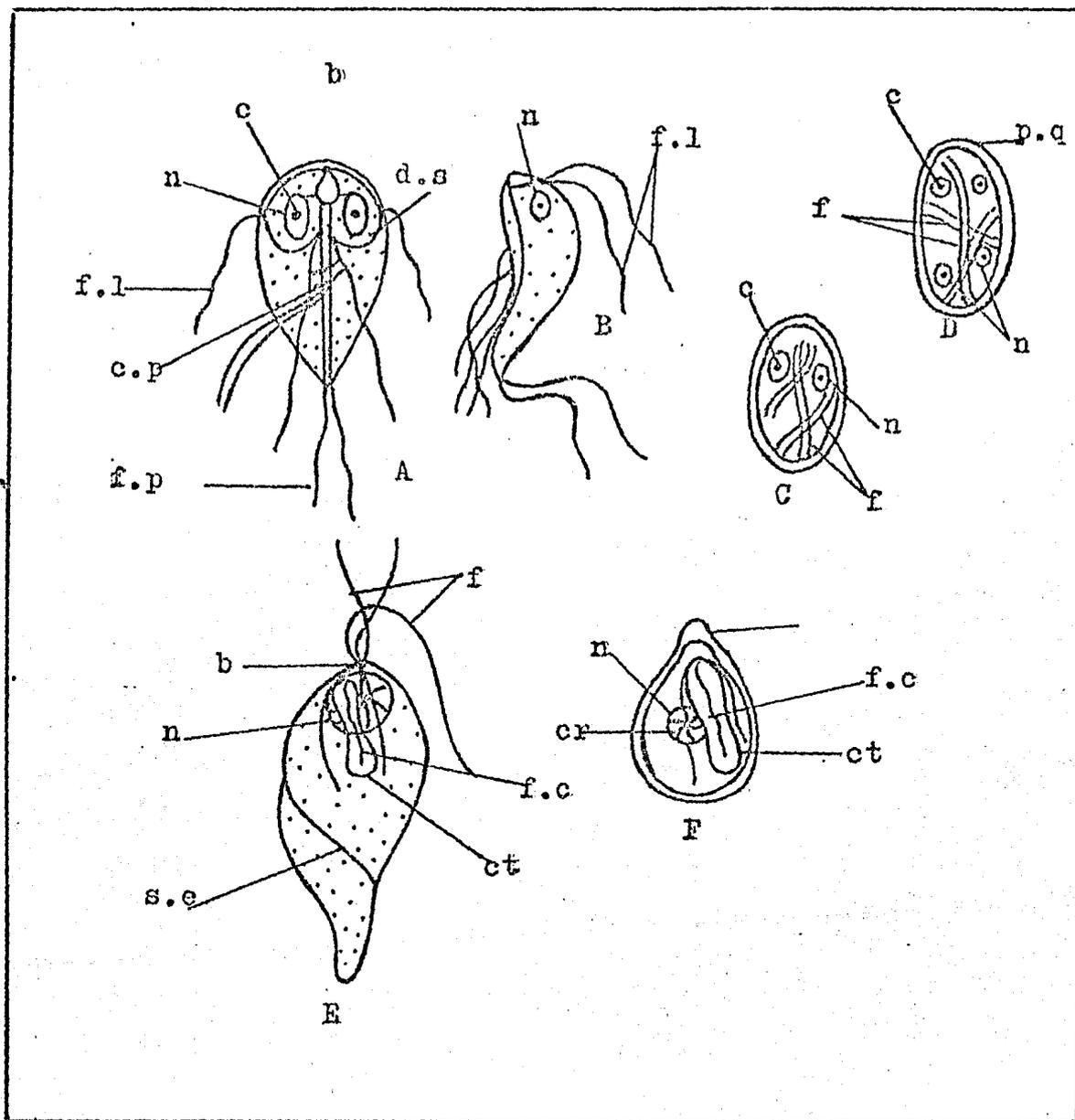


Fig. 4 Giardia lamblia. A) Trofozoíto vista ventral y B) vista de perfil; C) Quiste inmaduro; D) Quiste maduro. Chilomastix mesnili. E) Trofozoíto; F) Quiste. (Faust, 1974).

a, Axostilo; b, Blefaroblasto; c, Cariosoma; ct, Citostoma; cp, Cuerpo parabasal; d.s, Disco suctorio; f, Flagelos; f.c, Flagello del citostoma; f,l, Flagelos laterales; f.p, Flagelos posteriores; n, Núcleo; p.q, Pared quística; s.e; Surco espiral.

Chilomastix mesnili

Sinónimos Comunes:

Cercomonas intestinalis (Marchand, 1875); Monocercomonas hominis (Grassi, 1881); Macrostoma mesnili (Wenyon, 1910); Tetramitus mesnili (Alexeiff, 1910); Chilomastix hominis (Von pröwazek y Werner); Chilomastix davainei (Kofoid, 1920).

Localización:

Ch. mesnili es un habitante normal del ciego, en donde los trofozoítos viven a expensas de bacterias entéricas.

Morfología:

Ch. mesnili se presenta en la fase de Trofozoíto y de quiste.

1.- Fase de Trofozoíto

Los trofozoítos (fig. 4 - E) son asimétricos, y piriformes por el surco espiral que se extiende en la parte media del cuerpo. Según su estado de nutrición y actividad miden desde 6 a 20 micras de largo por 3 a 10 micras de ancho.

Poseen un núcleo esférico que mide de 3 a 4 micras, y está situado hacia la parte media del polo anterior, y posee un cariосома central bien definido, del cual se extienden unas cuantas fibrillas acromáticas hacia la membrana nuclear, la cual está revestida con placas de cromatina. A un lado del núcleo se encuentra el citostoma, redondeado por delante y por detrás; su anchura es la de la mitad del diámetro del núcleo y su longitud del doble de este. Inmediatamente por delante del núcleo se encuentra un conjunto de seis blefaroblastos diminutos; de tres de éstos se originan los tres flagelos anteriores

libres (dos cortos y uno largo), de otro blefaroblasto se origina un flagelo que se va encontrar en el anterior del citostoma, y los dos restantes circundan los bordes del citostoma

2.- Fase de Quiste

Los quistes son característicos, en forma de pera o limón, con uno de los extremos ancho y redondeado, algunas veces algo cónico y romo en el otro (fig. 4 - F). Son incoloros y miden de 7 a 10 micras de largo por 4.5 a 6 micras de ancho, con una pared gruesa y resistente. El citoplasma, densamente granuloso, se encuentra por lo común separado de la pared quística y muestra un núcleo grande y vesicular, y el citostoma, que casi siempre es tan largo como el organismo enquistado.

Diagnóstico:

Se establece mediante el hallazgo de los trofozoítos en heces líquidas recientemente emitidas, o bien por el hallazgo de quistes en heces compactas, para esto se puede utilizar la técnica microscópica directa y la técnica del sulfato de zinc.

Trichomona hominis

Sinónimos comunes;

Cercomonas hominis (Davaine, 1860); Monocercomonas hominis (Grassi, 1879); Trichomonas confusa (Stiles, 1902); Trichomonas hominis (Kofoid, 1920) ; Pentatrichomonas ardin delteili (Derreiu y Ragnaud, 1914; Kofoid y Swezy, 1923).

Localización:

En el área cerca del intestino grueso del hombre y de muchos otros primates, y en donde el organismo se nutre característicamente de las bacterias entéricas y si tiene oportunidad, puede ingerir glóbulos rojos.

Morfología

Es un organismo móvil de forma piriforme (fig. 5-C) y mide de 5 a 14 micras de largo por 7 a 10 micras de ancho.

Posee de 3 a 5 flagelos (4 libres anteriores y 1 bordeando los márgenes de la membrana ondulante, con el extremo posterior libre).

Posee un blefaroblasto doble en los casos en que presenten 5 flagelos anteriores, un axóstilo bien visible, un citostoma que se encuentra en el lado opuesto de la membrana ondulante y un núcleo ovoide con cariosoma central visible.

Diagnóstico:

Se establece mediante los caracteres primordiales de los trofozoítos activos o semiactivos en los frotis de materias fecales semiformadas, líquidas o después de administrar un purgante salino o enema.

Trichomona tenaxSinónimos comunes:

Trichomonas elongata (Steinberg, 1882); tetratrichomonas--buccalis (Goodey, 1917); Tetratrichomonas hominis (Ohira y Noguchi 1917); Trichomonas buccalis (Kofoid, 1910).

Localización:

Se le encuentra en el sarro dentario alrededor de los dientes, en células de la mucosa necrótica en las márgenes gingivales de las encías o asociadas con espiroquetas en la angina de Vincent, y en los abscesos purulentos de las amígdalas.

Morfología

Flagelado piriforme al cual se le conoce la fase de trofozoíto (fig. 5-B) y mide de 5 a 12 micras de longitud, es más pequeño y delgado que T. vaginalis.

Presenta 4 flagelos libres de la misma longitud y un quinto flagelo en el borde de la membrana ondulante, un blefaroblasto - un aparato parabasal, un axóstilo relativamente grueso, un núcleo--

ovoide vesicular con pocos gránulos de cromatina y un citostoma localizado cerca del polo anterior y en el lado opuesto a la membrana ondulante.

El citoplasma es finamente granuloso con pocos indicios de gránulos de cromatina. El cuerpo de T. tenax cambia de forma con facilidad y presenta una emisión moderada de pseudópodos protoplásmicos.

Diagnóstico:

Se establece mediante el hallazgo de Trichomona tenax en el sarro dental, borde de las encías o criptas amigdalinas o por la siembra del material sospechoso en los medios de cultivo adecuados.

Trichomona vaginalis

Sinónimos comunes:

Ninguno.

Localización:

T. vaginalis se encuentra en la mujer en la vagina y en el hombre en las glándulas prostáticas, mucosa peneana, y en la uretra en forma temporal.

Morfología:

T. vaginalis existe solamente en la fase de trofozoíto.

Desde el punto de vista morfológico es igual a T. tenax, - con las siguientes diferencias: T. vaginalis (fig. 5 -A) es mucho mayor ya que presenta una longitud de 7 a 23 micras contra 5 a 12 micras de T. tenax.

La membrana ondulante de T. vaginalis es relativamente corta, la porción anterior del axóstilo está a veces dividida en varias fibrillas; la cromatina nuclear está uniformemente distribuida y el citoplasma contiene una gran cantidad de gránulos siderófilos -- que abundan alrededor del axóstilo; finalmente, el citostoma de T. vaginalis es menos aparente (véase T. tenax, pág. 101).

Diagnóstico:

Se basa en el examen microscópico en busca de trichomonas - móviles en la secreción vaginal y prostática recientemente obtenidas en una gota de solución salina (vease obtención de muestra vaginal y prostática).

También se le puede encontrar en el sedimento urinario.

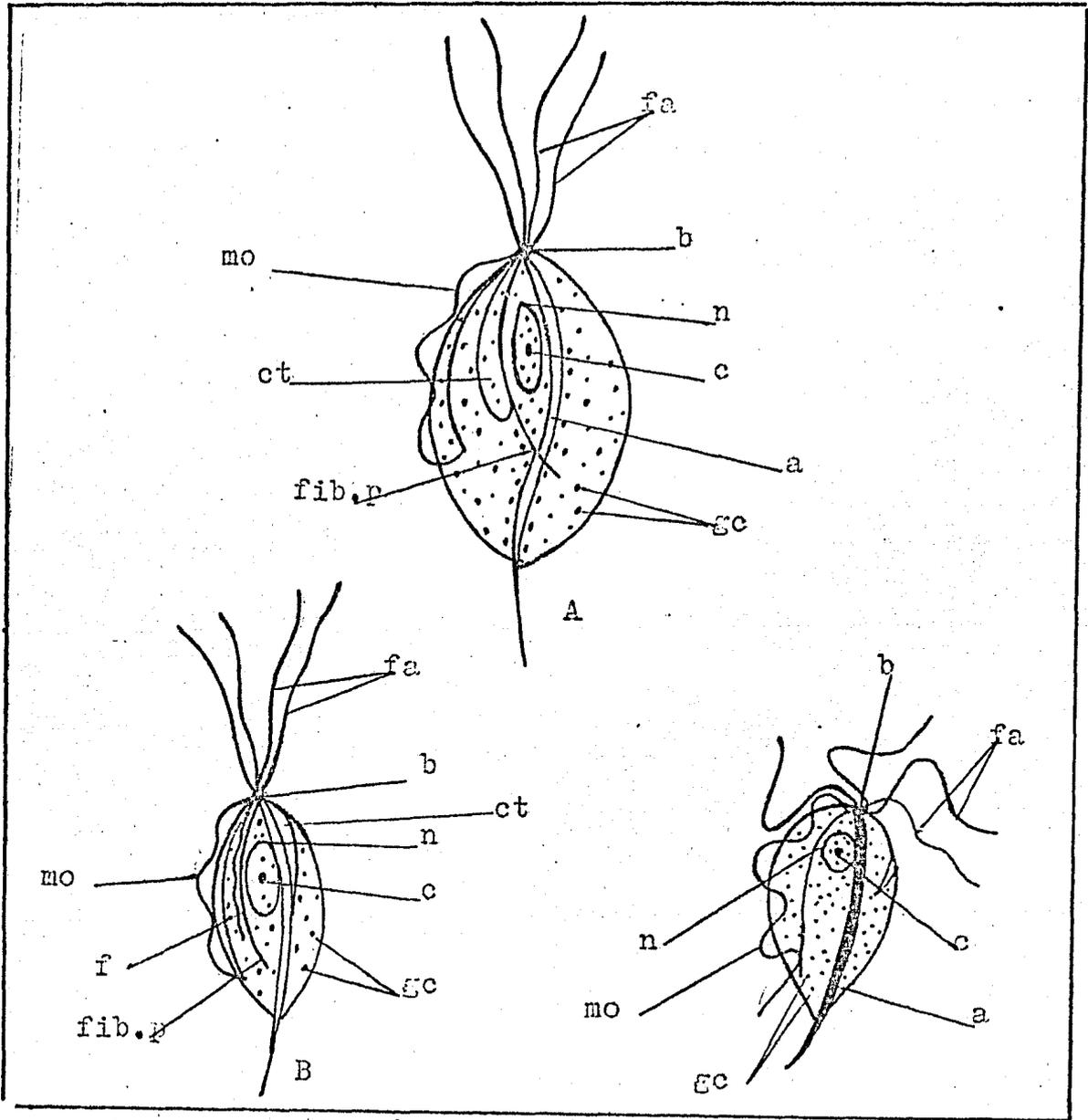


Fig. 5 Trofozoítos de: A) Trichomona vaginalis ;
 B) Trichomona tenax ; C) Trichomona hominis. (Faust, 1974.)

a, Axostilo; b, Blefaroblastos; c, Cariosoma; ct., Citostoma;
 f, Flagelo; fa., Flagelos anteriores; fib.p., Fibra parabasal;
 g.c., Gránulos de cromatina; m.o., Membrana ondulante; n, núcleo.

Retortamonas intestinalis.

Sinónimos comunes:

Waskia intestinalis (Wenyon y O'Connor, 1917); Embodonas intestinalis (Wenyon y O'Connor, 1917).

Localización:

Es un parásito que se aloja en el intestino grueso.

Morfología

Este parásito se presenta tanto en la fase de trofozoíto - como en la fase de quiste.

1.- Fase de trofozoíto.

Los trofozoítos son alargados, piriformes cuando están activos y más o menos ovoides en reposo. Miden de 4 a 9 micras - de longitud por 3 a 4 micras de ancho. (fig. 6 - A).

Cerca de la parte terminal anterior se encuentra el citoplasma en forma de hendidura y un núcleo vesicular esférico con cariosoma central.

Por debajo del núcleo se encuentran dos blefaroblastos diminutos, de cada uno de los cuales emerge un flagelo; el más largo se dirige hacia delante, y el más corto hacia atrás y -- atraviesa el citostoma antes de salir libre.

2.- Fase de Quiste

Los quistes son piriformes (fig. 6 - B) con un contorno -
doble debido a la separación del citoplasma de la pared quística.

Miden de 4.5 a 6 micras de largo por 2 a 3 micras de an -
cho. Tanto los quistes como los trofozoítos poseen un sólo núcleo.

Diagnóstico:

Se establece mediante el examen cuidadoso de los frotis -
con materias fecales frescas teñidos con hematoxilina y por la --
siembra de la muestra en los medios de cultivo adecuados.

Enteromonas hominis

Sinónimos Comunes:

Tricercomonas intestinalis (Wenyon y O'Connor, 1917).

Localización:

E. hominis es un comensal que vive en la luz del tubo di-
gestivo del hombre, principalmente, tal vez en la región cecal.

Morfología:

E. hominis se presenta tanto en la fase de trofozoíto co-
mo en la fase de quiste.

1.- Fase de Trofozoíto

Es de forma triangular (fig. 6 - C) cuando todavía es móvil, se redondea cuando sus movimientos se enlentecen y llega a medir de 4 a 10 micras de largo por 3 a 6 micras de ancho.

Posee 4 flagelos (3 flagelos anteriores los cuales le permiten moverse hacia delante y el cuarto sobrepasa la extremidad posterior del cuerpo del parásito, siguiendo uno de los bordes hasta la parte anterior, pero sin formar la membrana ondulante). Estos flagelos tienen su origen en un grupo de blefaroblastos que se encuentran exactamente enfrente del núcleo ovoide, el cual está localizado a su vez en la porción anterior del parásito.

No posee citostoma; el citoplasma está finamente vacuolado y contiene numerosas bacterias.

2.- Fase de Quiste

El quiste (fig. 6 - E) es alargado y ovoide, mide de 6 a 8 micras de largo por 4 a 6 micras de ancho, de cubierta muy fina, poco refringente.

Cuando está maduro contiene al principio dos núcleos, uno en cada extremo, y después 4 núcleos, dos a cada extremo.

Diagnóstico:

Se efectúa mediante el hallazgo de los trofozoítos y de los quistes que son característicos por la técnica microscópica directa o bien por técnicas de flotación (ver pág. 16 y 20). Su presencia se puede confirmar en frotis de materias fecales teñidos con hematoxilina.

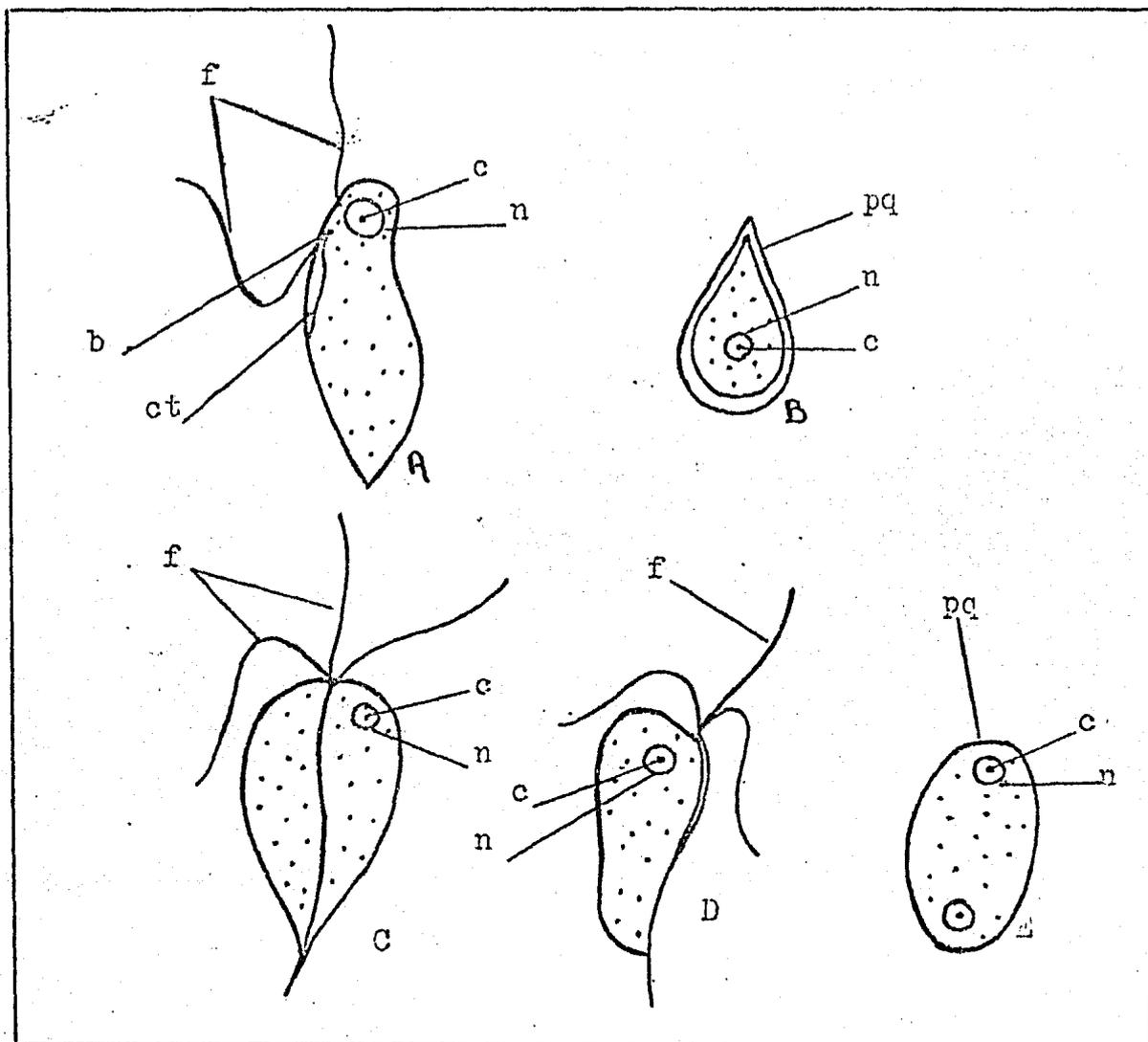


Fig. 6 Retortamonas intestinalis. A, trofozoíto; B, quiste. Enteromonas hominis. C y D, trofozoítos; E, quiste. (Faust, 1974.)

b, Blefaroblastos; c, Cariosoma; ct, Citostoma; f, Flagelos; -
n, Núcleo; p.q., Pared quística.

FRIGERADOS DE SANGRE

Y TEJIDOS

Flagelados de la Sangre y de los Tejidos.

Leishmania donovani

Sinónimos comunes:

Piroplasma donovani (Laveran y Mesnil, 1903); Hernetomonas donovani (Ross, 1904); Leishmania infantum (Nicolle, 1908); Leishmania chagasi (E. Chagas y col., 1937).

Localización:

En el hombre se le encuentra en el sistema retículo endotelial de las vísceras, especialmente del bazo, hígado, médula ósea, mucosa intestinal y nódulos linfáticos mesentéricos.

Se le ha encontrado también en células endoteliales de los riñones, cápsulas suprarrenales, pulmones, meninges, líquido cefalorraquídeo y dentro de macrófagos de la pared intestinal, en la sangre circulante y en las secreciones nasales de los pacientes.

Morfología

Se conocen dos formas en el ciclo vital de L. donovani:

1.- Forma de Anastigote (Se le encuentra en los vertebrados).

Se observa como un corpúsculo oval o redondeado (fig. 7 -A) de unas 2 a 6 micras de longitudinal por 1 a 3 micras de ancho.

No posee flagelo ni membrana ondulante.

Hacia el extremo posterior se encuentra un núcleo vesicular oval con una delicada membrana, cromatina y cariosoma cen-

tral. Por delante del núcleo y cerca de él, hay un cinetoplasto en forma de bastoncillo, de tamaño variable, que contiene el cuerpo parabasal y un blefaroblasto puntiforme. Tanto el núcleo como el cinetoplasto contienen ácido desoxirribonucleico.

En el citoplasma se encuentran mitocondrias, vacuolas y gránulos basófilos y de volutina conteniendo ácido ribonucleico.

2.- Forma Promastigote (se encuentra en los invertebrados y en los cultivos).

En el invertebrado la fase de promastigote es alargada, de extremos redondeados o puntiagudos (fig. 7 - B), con un flagelo libre que se origina del cinetoplasto en el extremo anterior (sin formar la membrana ondulante).

Posee un núcleo con cariosoma central que se va a localizar en la parte media del cuerpo de la leptomona y muy cerca del cinetoplasto.

Esta fase llega a medir de 14 a 20 micras de largo por 1.5- a 4 micras de ancho.

Diagnóstico:

Se establece mediante el halazgo de *L. donovani*, ya sea en frotis de sangre periférica o de material obtenido por punción del bazo, ganglios linfáticos, hígado o de médula ósea, o en las secreciones nasales o mediante el cultivo de estos productos.

También se puede hacer uso de reacciones serológicas como la reacción de fijación de complemento, usando como antígeno el bacilo de la tuberculosis humana y el bacilo de la lepra de Kedrowsky especialmente en casos tempranos sospechosos cuando la reacción de aldehído es negativa. Monsur y Khaleque (1957) prepararon un antígeno de Kedrowsky purificado con propiedades altamente antigénicas y no anticomplementario.

Otra prueba de tipo inmunológico es la Reacción de Montenegro (en la cual se inocula intradérmicamente el antígeno de Leishmania donovani, L. trópica, o de L. braziliensis) que suele ser negativa en los casos tempranos de la enfermedad, pero se torna positiva de 6 a 8 semanas después de completar el tratamiento.

NOTA:

La inoculación de animales usualmente no se emplea, ya que se necesitan varios meses para obtener resultados.

La reacción de formaldehído de Napier, la del antimonio de Chopra, la de la gota de sangre de este mismo autor y la reacción de precipitación de Sia, se basan en el incremento de gammaglobulinas en el suero y la disminución de seroalbúmina en el Kala-azar.

Leishmania tropica.Sinónimos comunes:

Helcosoma tropica (Wright, 1903); Herpetomonas tropica (Patton, 1912); Herpetomonas furunculosa (Patton, 1922).

Localización:

En el hombre L. tropica es un parásito de la piel, que se encuentra en las células endoteliales en los capilares de las áreas infectadas, en los nódulos linfáticos cercanos y dentro de células mononucleares grandes, así como en leucocitos neutrófilos y libres en los exudados serosos de las áreas ulceradas, pero nunca en la sangre periférica, a menos que ésta sea obtenida de regiones cercanas a la úlcera.

Morfología:

La morfología de L. tropica es idéntica a la de L. donovani (véase pág. 107). Este flagelado se encuentra también en la fase de Amastigote en el hombre y en la fase de Promastigote en los cultivos, y en ciertos moscos del género Phlebotomus.

Diagnóstico:

El diagnóstico se establece mediante el examen microscópico del material de biopsia obtenido de las zonas induradas de las úlceras y mediante tinción con las técnicas de coloración de Giemsa o de Wright (véase pág. 61 y 63).

Si los frotis son negativos, se deben hacer los cultivos - en medio de NNN, o bien pedir que se realice la reacción de Monte - negro.

Leishmania braziliensis

Sinónimos comunes:

Leishmania tropica var. americana (Laveran y Hattan-Larrier, 1912); Leishmania peruviana (Vélez-López, 1913).

Localización:

L. braziliensis vive en las células de los tejidos, células endoteliales y grandes mononucleares de las partes afectadas de la piel y mucosas de la nariz, boca y faringe. También se le puede encontrar en leucocitos neutrófilos, que fagocitan al parásito, pero no en la sangre periférica. Esta especie rara vez, o quizá nunca se encuentra en las vísceras.

Morfología

La morfología de L. braziliensis, tanto en la fase de Amastigote como en la fase de Promastigote, son idénticas a las de L. tropica y L. donovani.

Diagnóstico:

Se establece por el hallazgo de L. braziliensis en el material obtenido por punción de los bordes de la úlcera inicial o de -

los nódulos y ulceraciones de las mucosas, que se tiñen por las técnicas de Giemsa o de Wright, o se pueden cultivar en el medio de --
 NNN.

A veces se recurre a reacciones serológicas como la reacción intradérmica de Montenegro .

Trypanosoma cruzi.

Sinónimos Comunes:

Trypanosoma triatomae (Kofoid y Mc Culloch, 1916); Schizotrypanum cruzi (Chagas, 1909); Trypanosoma escomeli (yorke, 1920).

Localización:

Esta especie vive en la sangre como Tripomastigote típico; en las células del sistema retículo endotelial y de otros tejidos - del hombre y de varios animales, como Amastigote, y en el intestino de algunos insectos como Epimastigote y tripomastigote metacíclico.

En el hombre el parásito se encuentra más frecuentemente - en las células reticuloendoteliales del bazo, hígado, ganglios linfáticos, tejido linfático y en el miocardio. A veces invade también las células de los músculos de fibra estriada, médula ósea, supra - renales, testículos, ovarios y sistema nervioso.

Morfología

Esta especie presenta 4 fases evolutivas.

1.- Fase de Amastigote.

2.- Fase de Promastigote.

La morfología de estas dos fases es idéntica a las fases de Leishmania donovani (véase pág. 107).

3.- Fase de Epimastigote.

Esta fase puede ser corta o larga en forma de huso (fig. 7 - C), con un largo flagelo que surge de un cinetoplasto que ha derivado de nuevo a una posición radicada inmediatamente delante del núcleo y está conectado con el cuerpo del parásito, a la altura del extremo anterior, mediante una membrana ondulante.

4.- Fase de Tripomastigote.

En la sangre T. cruzi es de cuerpo fusiforme (fig. 7 -D) de unas 20 micras de longitud, o a veces romos de unas 15 micras de largo, con un extremo posterior puntiagudo. Su cuerpo por lo general parece encorvado en forma de C o de U.

Existen dos formas de tripanosomas: una larga y delgada y otra corta y ancha. Las dos formas presentan un núcleo situado en el centro del cuerpo y un cinetoplasto el cual se ha desplazado muy por detrás del núcleo hasta un punto próximo al extremo posterior del cuerpo. Este cinetoplasto consta de un blefaroplasto puntiforme y de un corpúsculo parabasal ovoide. La raíz del flagelo, el axonema, nace en el blefaroplasto y se extiende por el borde de una delgada membrana ondulante que tiene pocos pliegues, y sale por el extremo anterior del cuerpo como flagelo libre.

Diferentes formas de evolución de los tripanosomas.

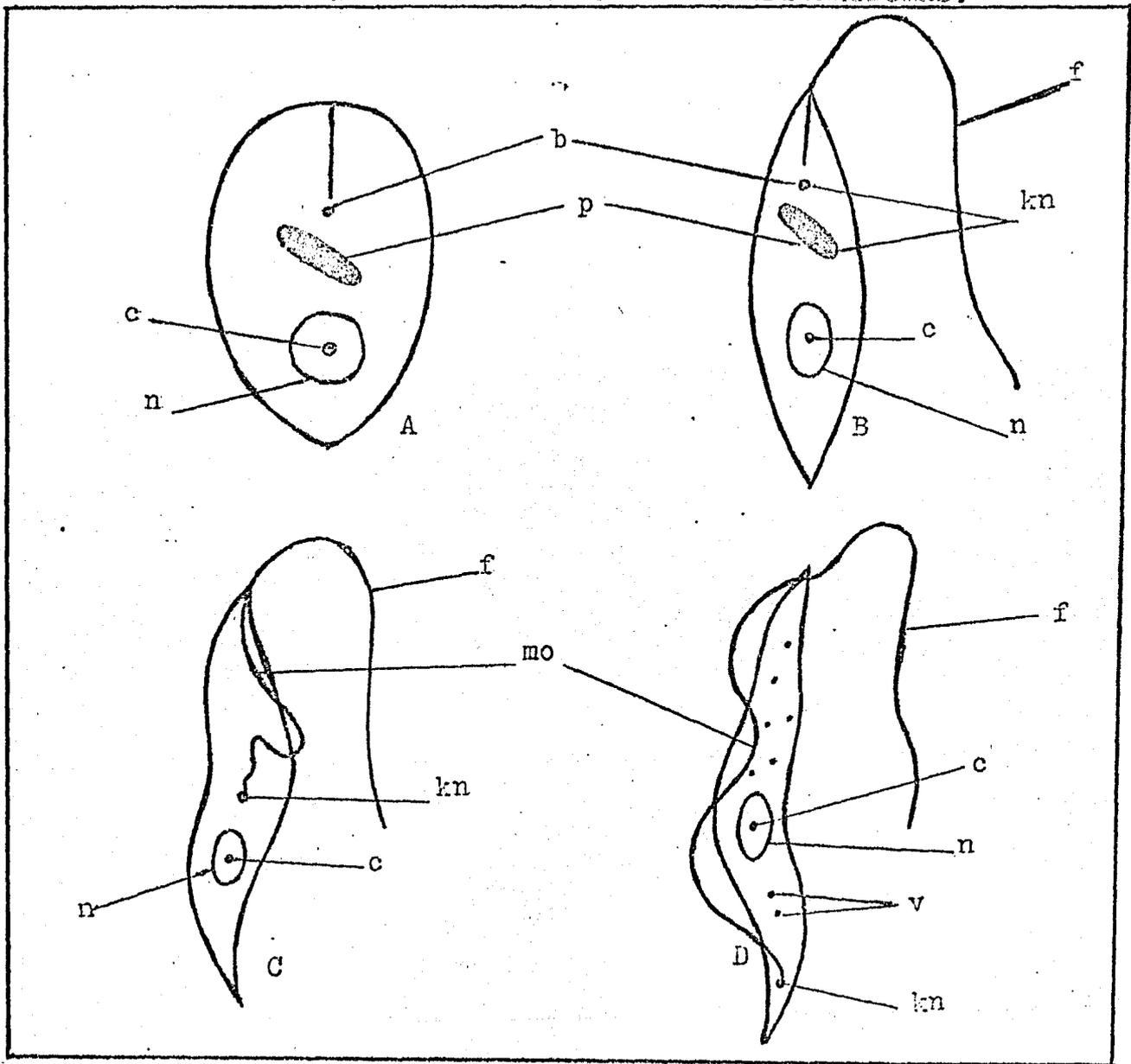


Fig. 7 A, Forma anastigote; B, Forma promastigote; C, Forma epimastigote; y D, Forma tripomastigote. (Brown, 1977.)

b, Blefaroblasto; c, Cariosoma; f, Flagelo; kn, Cinetoplasto; m.o., Membrana ondulante; n, Núcleo; p, Cuerpo parabasal; v, Gránulos de volutina.

Diagnóstico:

El diagnóstico de esta infección se basa esencialmente en el hallazgo de T. cruzi en exámenes de sangre. Se debe recordar que sólo durante el período febril de la fase crónica de la enfermedad suelen encontrarse los tripanosomas en los frotis sanguíneos: en fresco, por concentración (triple centrifugación o leucocentración), o en los tejidos por medio de frotis o de cortes seriados y teñidos o bien por reacciones serológicas, como la prueba de fijación de complemento.

Si el examen de sangre resulta negativo se deberán inocularse animales de laboratorio como ratón, cachorros de perro o de cobayos por vía intraperitoneal (2 ml de sangre). Después de 60 días sacrificar a los animales y hacer impresiones de corazón, teñirlas con el colorante de May - Grünwald - Giemsa para evidenciar las formas de amastigotes del parásito.

Otra forma de demostrar la presencia de los tripanosomas es con el Xenodiagnóstico (fig. 8) donde se deja que los triatomídeos libres de infección y criados en el laboratorio piquen sobre el individuo sospechoso de tener la enfermedad. Si hay infección en la sangre, los tripanosomas se multiplicarán rápidamente en el intestino de la chinche, y un examen de su contenido intestinal después de 10 a 30 días mostrará formas flageladas del parásito.

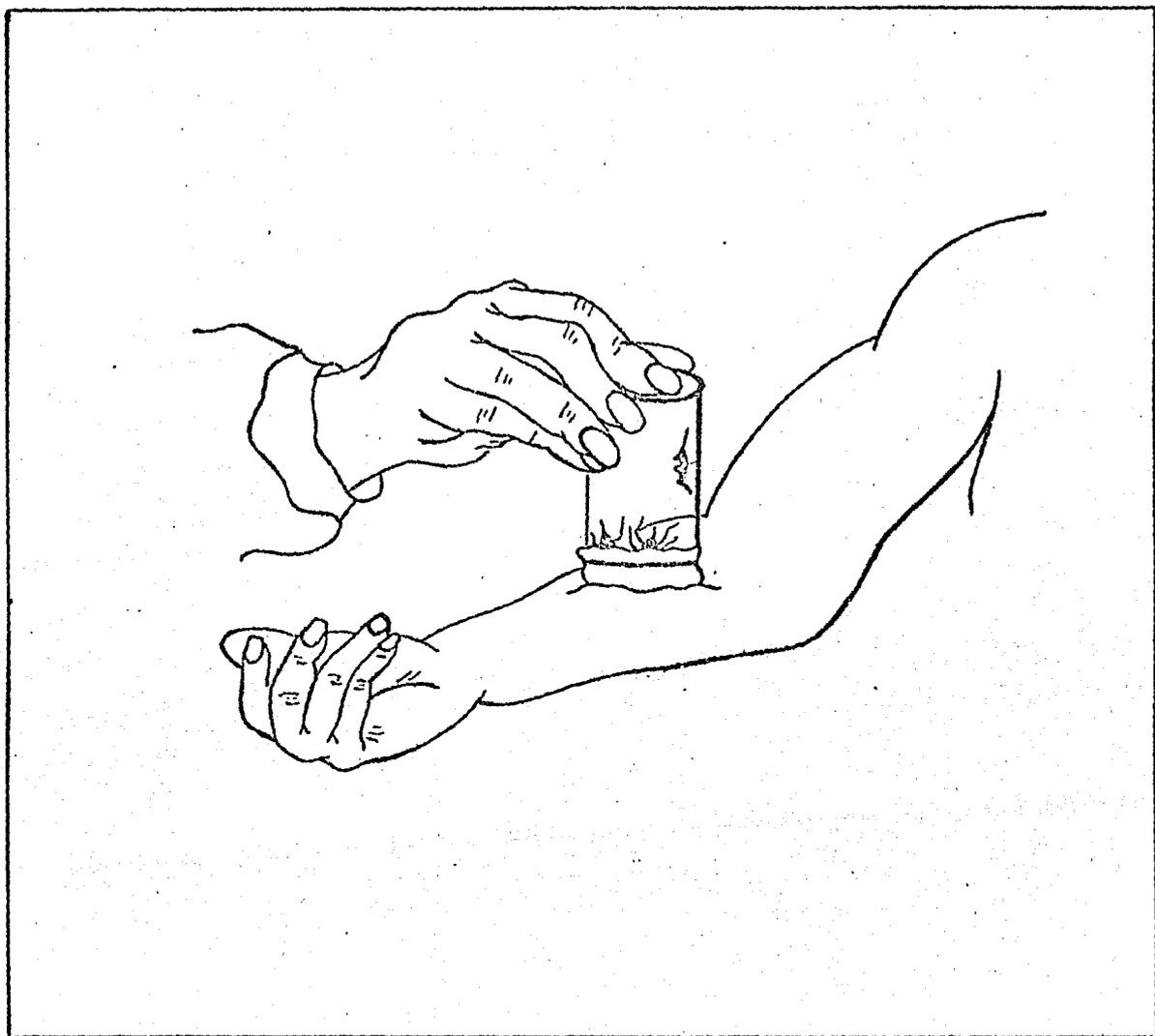


Fig. 8. Xenodiagnóstico. Técnica que permite hacer picar a los reduvidos sobre un enfermo sospechoso de padecer la enfermedad de Chagas. Frecuentemente es necesario recubrir el frasco y el brazo del enfermo con un paño grueso, pues estos hemipteros sólo se alimentan en la oscuridad.

Este método de diagnóstico puede tener éxito, aunque los trypanosomas sean pocos en la sangre del paciente y no se les pueda demostrar mediante el microscópico.

NOTA:

Para hacer una relación más detallada entre géneros y características morfológicas de las formas amastigote, promastigote, epimastigote y tripomastigote que parasitan al hombre consultar el capítulo I.

Cuadro I

TRYPANOSOMA PATOGENOS PARA EL HOMBRE. (Ezra, 1974.)

Nombre del parásito:	Leishmania (Amastigote)	Leptomonas (Promastigote)	Crithidia (Epimastigote)	Trypanosoma (Trypomastigote)
FORMAS DE DECAEROLIO				
<u>Leishmania tropica</u>	Intracelular en macrófagos de la piel y tejido subcutáneo.	En el intestino medio y después en la proboscide de flebotomos.	No existe	No existe.
<u>Leishmania brasiliensis</u>	Intracelular en macrófagos de la piel, transportado a las uniones mucocutáneas.	En el intestino medio y después en la proboscide de flebotomos.	No existe	No existe.
<u>Leishmania donovani</u>	Intracelular en macrófagos; de preferencia en el hígado, bazo, málulae y ganglios linfáticos.	En el intestino medio y después en la proboscide de flebotomos.	No existe	No existe.
<u>Trypanosoma cruzi</u>	Intracelular en macrófagos, especialmente en la piel, ganglios linfáticos, hígado y bazo; también en miocardio, músculo y glándulas endocrinas.	Forma de transición	En el intestino medio de chinches hemicaras.	En los heces de las chinchas; estado de transmisión al hombre; solo cuando el torrente circulatorio en los ataques agudos.

SARCODINOS

AMIB.SEspecies que habitan en el aparato Digestivo y otros Organos.Entamoeba coliSinónimos comunes:

Amoeba coli (Grassi. 1879); Endamoeba hominis (Pestana, 1917)
Loschia coli (Chatton y Lalung-Bonnaire, 1912); Councilmania laffeu
ri (Kofoid y Swezy, 1921).

Localización:

E. coli vive en la cavidad del intestino grueso del hombre sobre todo en el ciego.

Morfología:

E. coli presenta varios estadios:

1.- Fase de Trofozoíto

Es una masa ameboide e incolora (fig. 9'-A), de 15 a 50 micras de diámetro, con un citoplasma viscoso en el cual es difícil diferenciar el ectoplasma del endoplasma, y el núcleo no se observa con facilidad. Su movimiento es lento, con formación de pseudópodos cortos y anchos. En el interior del endoplasma se pueden encontrar pocas o muchas vacuolas alimenticias que generalmente contienen bacterias. El núcleo es esférico, de membrana relativamente gruesa y revestida en el interior por gránulos de cromatina y un cariósoma de volumen moderado y excéntrico.

2.- Fase de Prequiste

Los prequistes son de una medida más pequeña que la de los trofozoítos, como de 20 micras por término medio. Su contorno - se hace más esférico y no contiene partículas alimenticias, además solamente hay un sólo núcleo (fig. 9 -B).

Dentro del citoplasma suele hallarse una masa densa de glucógeno en el interior de una vacuola de bordes difusos que se - tiñe fácilmente con el yodo, y a veces se encuentran unas masas irregulares de material que se tiñe con hematoxilina las cuales se denominan barras cromatoidales.

3.- Fase de Quiste

A medida que el quiste madura, el núcleo se divide, al prin - cipio hay dos núcleos, después cuatro y por último ocho en la - fase de quiste maduro (fig. 9 -E). También a medida que los - quistes van madurando el glucógeno y el material cromatoidal se tornan densos o desaparecen.

Las medidas de estos quistes maduros varían entre 10 y 33 micras de diámetro, siendo siempre esta fase la forma infectante ya que se elimina periódicamente con las heces.

4.- Fase de Metaquiste.

Esta fase se forma cuando los quistes maduros son ingeri - dos con los alimentos o por algún otro medio, al llegar al intes - tino delgado la masa octonucleada que encierra cada quiste esca - pa de la pared quística por una pequeña perforación o desgarrro - de la misma. Inmediatamente, y a medida que es arrastrado el me

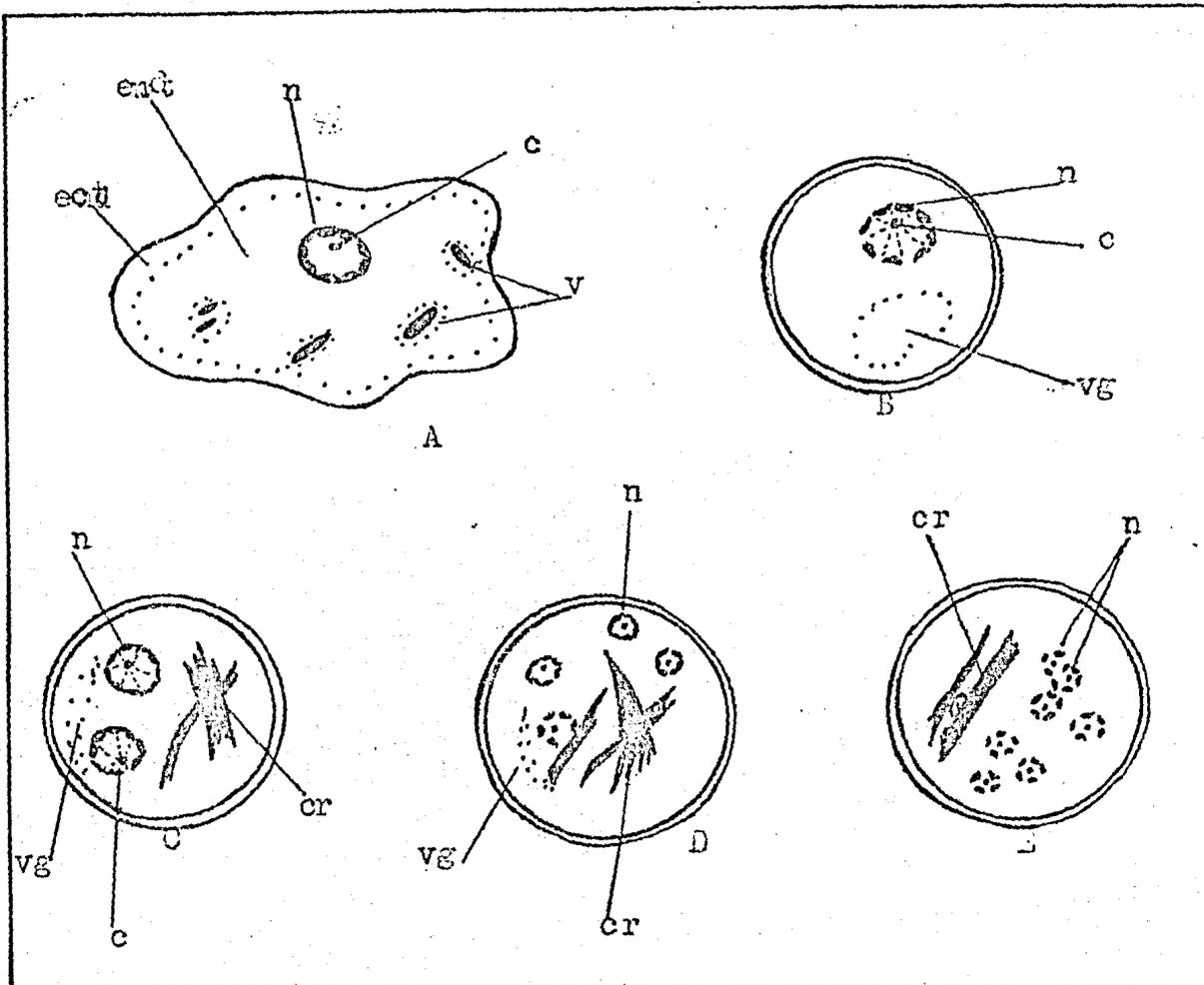


Fig. 9 Entamoeba coli. A) Trofozoíto; B), C), D), E), -
 Quistes en estadios sucesivos de madurez (de uno a ocho nú-
 cleos). (Faust, 1974).

c, Cariosoma; cr, Barras cromatoidales; ect., Ectoplasma; end.,
 Endoplasma; n, Núcleo ; vg, Vacuolas de glucógeno.

taquiste con el contenido intestinal este experimenta el máximo de divisiones citoplasmáticas correspondientes al número de núcleos. Posteriormente llegan a intestino grueso, en donde se establecen como moradoras del lumen intestinal y crecen hasta el tamaño normal de los trofozoítos.

Diagnóstico

Se basa principalmente en el hallazgo de E. coli (trofozoítos) en materias fecales diarreicas, o bien en materias fecales formadas o semiformadas, por medio de las técnicas microscópica directa o de flotación.

Dientamoeba fragilis.Sinónimos comunes:

Dientamoeba fragilis (Jepps y Dobell, 1918).

Localización:

Esta amiba habita en la luz del intestino grueso, generalmente en la porción del ciego. Algunas veces suele alojarse en las secreciones mucosas de las criptas glandulares.

Morfología:

Solo la fase de trofozoíto se ha identificado.

D. fragilis es relativamente pequeña (fig. 10 -A), con diámetros que varían entre 3 y 22 micras.

El organismo vivo se mueve activamente y a veces presenta movimientos progresivos ya que emite pseudópodos hialinos lobulares triangulares o de bordes dentados. Se puede diferenciar bien el ectoplasma del endoplasma, en este último se van encontrar varias vacuolas digestivas que contienen bacterias.

Posee de uno a dos núcleos generalmente, a los cuales se les puede observar la membrana nuclear, el nucleoplasma claro y un cariosoma formado por 4 a 8 gránulos de cromatina incluidos en una matriz acromática.

Diagnóstico:

El diagnóstico se basa en el hallazgo de esta amiba en frotis frescos de materias fecales, los cuales se deben examinar con mu

cho cuidado. dado que esta amiba muchas veces puede pasar inadvertida o bien se puede confundir con un trofozoíto de E. histolytica o de E. nana.

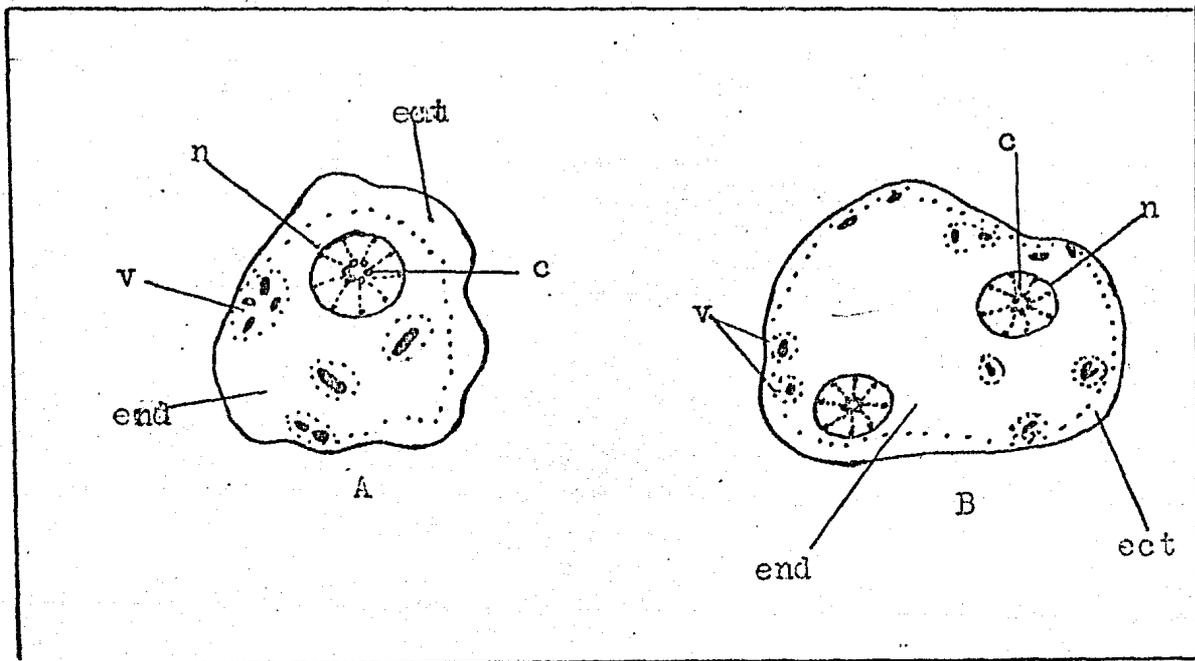


Fig. 10 Dientamoeba fragilis. A) Amiba uninucleada; B) Amiba binucleada. (Faust, 1974.)

c, Cariosoma; ect., Ectoplasma; end., Endoplasma; n. Núcleo; v, Vacuolas alimenticias.

Endolimax nana

Sinónimos comunes:

Entamoeba nana (Wenyon y O'Connor, 1917); Endolimax intestinalis (Kuenen y Swellengrebel, 1917).

Localización:

E. nana es un habitante de la luz intestinal del intestino grueso, principalmente del ciego. en donde se alimenta sobre todo de bacterias.

Morfología:

E. nana al igual que E. coli presenta diferentes fases:

1.- Fase de Trofozoíto:

Es pequeño y solo mide de 6 a 15 micras de diámetro (fig. 11 - A). El citoplasma es finamente granular y vacuolado y presenta un estrecho anillo de ectoplasma claro.

Cuando se mueve, esta amiba lo hace lentamente ya que emite pseudópodos cortos, romos y hialinos.

Cerca del centro activo de la amiba se encuentra un núcleo diminuto, esférico o casi esférico con un cariosoma central o excéntrico, del que se desprenden varias fibrillas acromáticas que lo unen a la membrana nuclear.

2.- Fase de Prequiste:

Las formas prequísticas son ovoidales o redondas (fig. 11-B) con el citoplasma uniformemente granuloso, sin vacuolas, ni in-

clusiones alimenticias, y resulta a menudo difícil ver el núcleo con claridad. En ocasiones el citoplasma contiene de uno o varios corpúsculos cromatoidales ligeramente curvos y en forma de barras (barras cromatoidales).

3.- Fase de Quiste

Estos quistes varían mucho en su tamaño, pueden medir desde 5 a 14 micras de diámetro. Son ovoidales (fig. 11-D), refringentes, con cuatro núcleos cuyo aspecto es como el de los núcleos de los trofozoítos y son poco perceptibles a menos de que se les tinte con algún colorante. A veces en el citoplasma se encuentran unos corpúsculos en forma de granos gruesos o de coma, equivalentes a las barras cromatoidales que se hallan en los quistes de Entamoeba.

Diagnóstico:

Los quistes ovoides típicos de E. nana se pueden diagnosticar fácilmente en los frotis teñidos con hematoxilina.

Para el diagnóstico de los trofozoítos se hace mediante un examen microscópico directo a partir de heces de tipo diarreico recientemente emitidas.

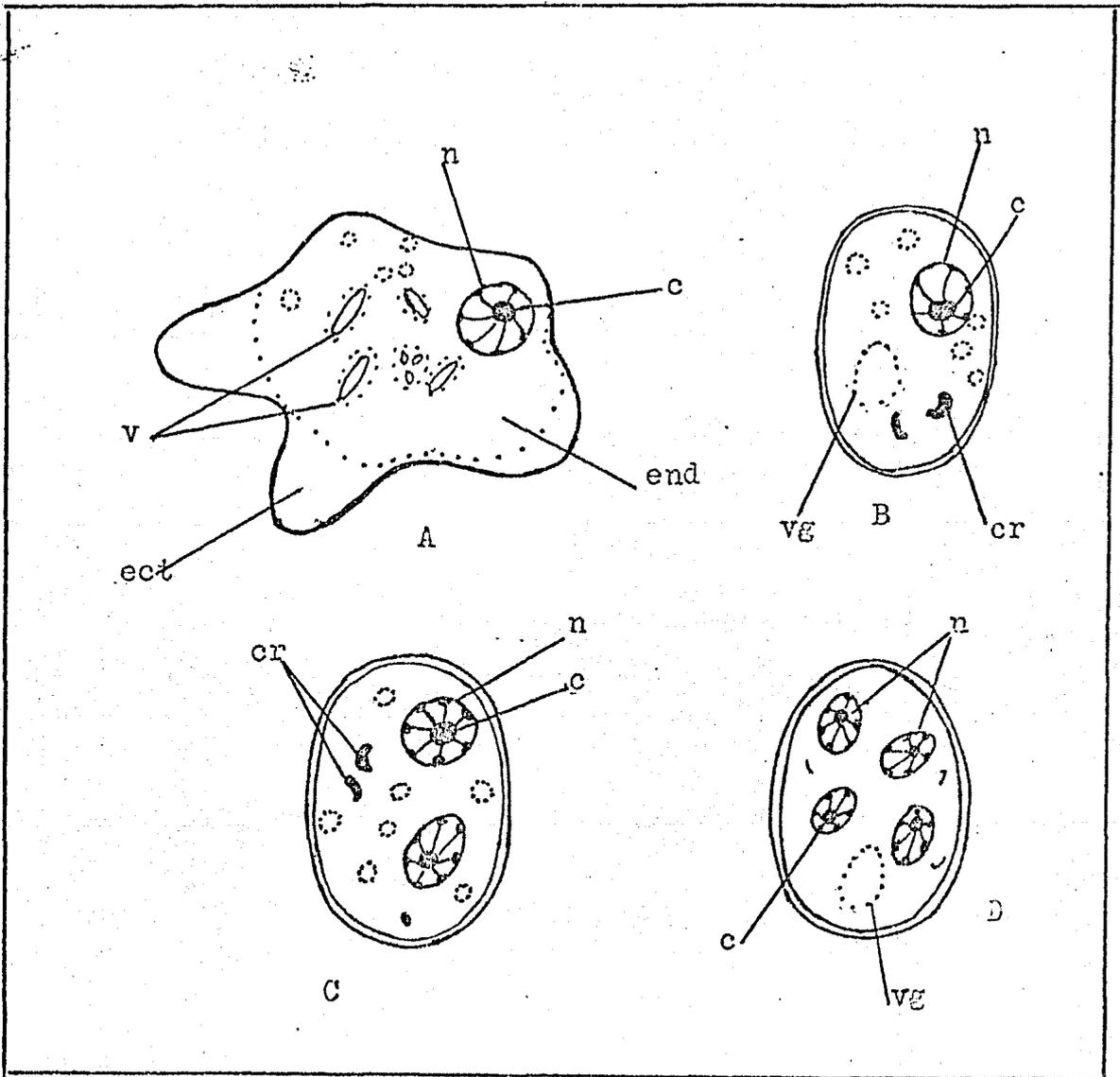


Fig. 11 Endolimax nana. A, trofozoíto; B, C, y D - Quistes en varios estadios de madurez. (Faust, 1974).

c, Cariosoma; c.r. Barras cromatoidales; ect. Ectoplasma; end. Endoplasma; n, Núcleo; v, Vacuolas alimenticias; v.g., Vacuolas de glucógeno.

Iodamoeba butschlii.

Sinónimos comunes:

Entamoeba williamsi (von Prowazek, 1911); Entamoeba butschlii (von Prowazek, 1912); quistes de yodo (Wenyon, 1916); Endolimax williamsi (Brug, 1919); Iodamoeba williamsi (Taliaferro y Becker, 1922).

Localización:

I. butschlii es un parásito normal del hombre y habita en la luz del intestino grueso, principalmente en el ciego, en donde se nutre de bacterias entéricas.

Morfología:

Esta amiba presenta diferentes fases como:

1.- Fase de Trofozoíto:

El trofozoíto (fig.12-A) es de dimensiones pequeñas (diámetro de 6 a 25 micras) bastante activo y con movimientos progresivos en heces frescas líquidas o pastosas debido a la presencia de pseudópodos, cortos y anchos.

Algunas veces no se distingue bien el ectoplasma claro del endoplasma denso y granuloso. Este último contiene bacterias y células de levaduras dentro de vacuolas digestivas.

El núcleo se puede observar tanto en especímenes frescos -- como en los teñidos; tiene un cariósoma muy rico en cromatina y cuyo diámetro es casi la mitad del diámetro del núcleo. Este cariósoma puede encontrarse en posición central o ligeramente ex-

céntrico, y quizás aparezca envuelto en un halo incoloro en el interior de una masa de glóbulos acromáticos, suspendido en una red bastante lléna de fibrillas acromáticas que se extienden hasta la membrana nuclear.

En preparaciones teñidas con yodo los trofozoítos muestran en ocasiones una vacuola de glucógeno.

2.- Fase de Prequiste

Las formas prequísticas son parecidas a los trofozoítos ya que es raro que adopte la forma esférica, y carecen de vacuolas. Posteriormente secreta una cubierta que quizás aparezca algo separada del citoplasma al que envuelve.

3.- Fase de Quiste

El quiste (fig.12-B) es la mayoría de las veces irregularmente piriforme y ovoide, y con menor frecuencia esférico, mide de 6 a 15 micras de diámetro.

Por lo regular no aumenta su número de núcleos (por lo general tienen un solo núcleo, cuyos caracteres morfológicos son como los de los trofozoítos) pero a veces el quiste maduro posee dos núcleos. La característica más notable que presentan los quistes es la presencia de una gran vacuola de glucógeno denso y compacto y de contorno ovoide, poligonal o arrifionado, que se tinte de amarillo oscuro por el yodo y que aparece vacía en las preparaciones teñidas con hematoxilina.

Diagnóstico:

El diagnóstico se basa en el hallazgo de I. butschlii en preparaciones frescas y teñidas por yodo, el diagnóstico específico suele establecerse por el tipo de vacuola de glucógeno, aunque a veces esta vacuola se asemeja mucho a la de E. coli.

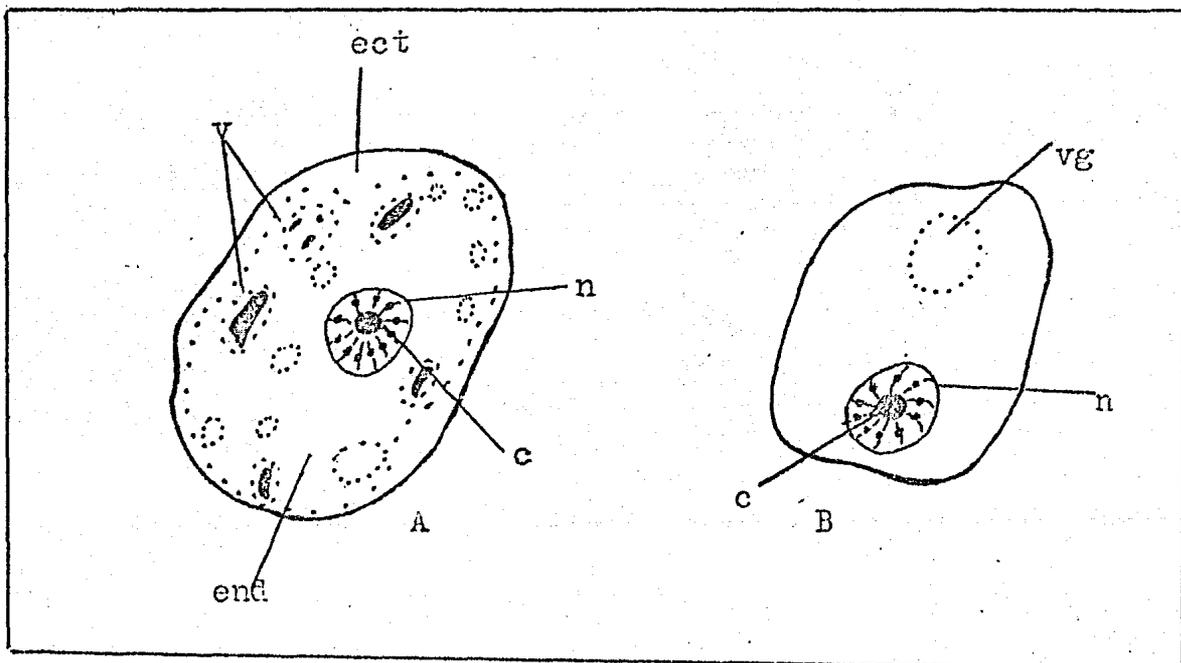


Fig. 12 Iodamoeba butschlii. A, Trofozoíto; B, Quiste.

(Faust, 1974.)

C, Cariosoma; ect., Ectoplasma; end., Endoplasma; n, Núcleo; v, Vacuolas alimenticias; v.g., Vacuolas de glucógeno.

Entamoeba histolytica.

Sinónimos comunes:

Amoeba coli (Lösh, 1875); Amoeba dysenteriae (Councilman y Lafleur, 1891); Entamoeba dysenteriae (Craig, 1905); Entamoeba tetragena (Hartman, 1908); Endamoeba histolytica (Hickson, 1909); Entamoeba hartmanni (von Prowazek, 1912); Endamoeba dysenteriae (Kofoid, 1920); Entamoeba dispar (Brumpt, 1925).

Localización:

E. histolytica es parásito obligatorio del hombre, habita en el colon, en su luz y en el espesor de sus paredes; es más abundante en el ciego en la porción inicial del colon ascendente y en el recto.

También se le puede encontrar en las demás porciones del intestino grueso, en la terminal del ileon y en el apéndice, y en los tejidos del hígado, pulmones, cerebro, vísceras y en la piel.

Morfología:

E. histolytica pasa por las siguientes fases:

1.- Fase de Trofozoíto

Los trofozoítos vivos (fig. 13 -A) tienen dimensiones variables que fluctúan entre 10 y 60 micras de diámetro, según el grado de actividad y la cepa del organismo.

El ectoplasma y el endoplasma están bien diferenciados; el endoplasma no tiene vacuolas ni incluye bacterias, a menos de que -

se trate de individuos en degeneración o adaptados a vivir como comensales y, en cambio suele contener uno o varios eritrocitos-fagocitados.

El núcleo es esférico, voluminoso, con un diámetro de -- aproximadamente la quinta o sexta parte del de la amiba completa; contiene un pequeño cariosoma central claramente visible, rodeado de un halo incoloro y fijo por un gran número de delicadas fibrillas radiadas acromáticas, a la superficie interna de la membrana nuclear. Tapizando esta membrana se observa una masa de cromatina, con frecuencia distribuida en pequeños gránulos redondeados y a veces formando placas de mayor tamaño (barras cromatóidales). La membrana es delgada y el nucleoplasma bastante más viscoso que el endoplasma.

Los trofozoítos examinados en fresco y a temperatura cercana a la del cuerpo humano, se mueven relativamente con rapidez mediante la formación de pseudópodos que pueden ser digitiformes y largos o anchos y redondeados. Este movimiento puede ser continuo o intermitente, tal vez hasta llegue a parecer errático pero nunca se mantiene en línea recta.

2.- Fase de Prequiste:

En la fase prequística estas amibas son células incoloras redondas u ovales (fig. 13 - B), más pequeñas que los trofozoítos, pero mayores que los quistes e inmóviles, aun cuando-

a veces emiten pseudópodos muy cortos y anchos. En su citoplasma no se encuentran ya restos de eritrocitos ni vacuolas.

3.- Fase de Quiste:

Los quistes de *E. hystolitica* (fig. 13C-G) son esferoidales o esféricos ligeramente asimétricos, hialinos con una membrana lisa aparente aunque un poco delgada que no se tinte; su diámetro varía entre 5 y 20 micras debido a la existencia de razas de quistes grandes y pequeños.

Cuando se trata de un quiste inmaduro sólo presenta un núcleo como sucede con el trofozoíto; y cuando es un quiste maduro por lo general cada quiste tiene cuatro núcleos con características morfológicas iguales a las de las formas vegetativas. En raras ocasiones se pueden encontrar hasta 8 núcleos.

En el citoplasma tanto de los quistes inmaduros como en el de los maduros generalmente hay dos tipos de inclusiones alimenticias: 1) una masa de glucógeno (vacuola) de bordes borrosos, y 2) las barras cromatoidales, muy refringentes, cortas o largas y por lo común de extremos romos o redondeados.

4.- Fase de Metaquiste:

En esta fase, esta amiba tiene forma semejante a la de los trofozoítos y talla mucho menor que la de estos.

Diagnóstico:

El diagnóstico específico depende de la identificación del parásito en heces o tejidos, por microscopia o cultivo. Para esto ti

po de exámenes se necesita de una muestra adecuada, con la que se puedan hacer preparaciones en fresco y otras fijadas y teñidas -- convenientemente.

A menudo no basta con examinar una sola muestra fecal para decidir si la amiba esta presente o no; puede ser necesario -- examinar varias muestras emitidas en varios días. Si este examen fuese negativo, a veces el de otra muestra obtenida después de la acción de un purgante puede poner de manifiesto al parásito que se busca.

Durante la proctoscopia se pueden obtener por aspiración materiales de las lesiones que se sospecha sean úlceras amibianas o muestras para biopsia. El producto obtenido por aspiración deberá ser examinado al microscopio de inmediato bajo cubreobjetos, - en busca de trofozoítos móviles, pero hay que tener cuidado de no confundir los macrófagos y otras células hísticas con amibas.

El material para examen de los abscesos hepáticos amibianos y de otras vísceras extraintestinales deben obtenerse de la periferia de la lesión, donde se encuentran con relativa abundancia los trofozoítos. El material obtenido de biopsia se examina -- primero a simple vista con una lupa, después se fija en formol al 5%, para hacer cortes y teñir con el colorante adecuado.

En algunos casos estará indicado recurrir al cultivo, el cual puede revelar la presencia de amibas en casos en que los parásitos sean poco abundantes para hacerse visibles al simple examen parasitoscópico.

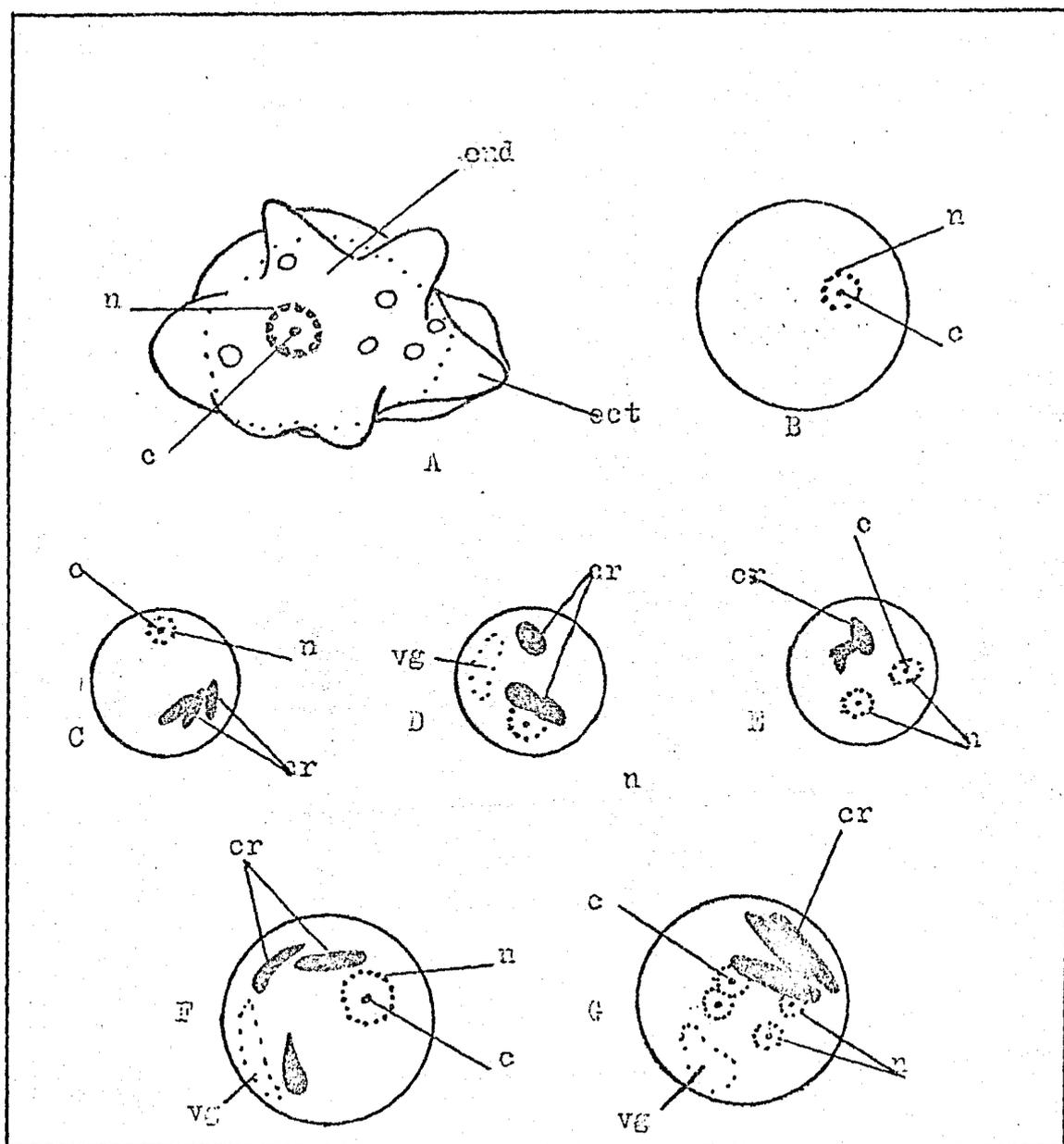


Fig. 13 Entamoeba histolytica. A, Trofozoíte; B, Pre-ciste; C, D, F, Cistes uninucleados con varios tipos de barras cromatoidales; E, Ciste binucleado, G, Ciste tetranucleado.

c, Cariosoma; ect., Ectoplasma; end., Endoplasma; n, Núcleo; c.r., Barras cromatoidales; v.g., Vacuolas de glucógeno.

(Faust, 1974.)

También se ha recurrido al diagnóstico serológico cuando los métodos de rutina han fracasado, entre estos métodos se tiene a la -- prueba de Hemaglutinación, Precipitación, Difusión en gel de agar, Fijación de complemento, Anticuerpos fluorescentes.

NOTA:

Para hacer una comparación más detallada de las características morfológicas de las amibas intestinales del hombre consultar la fig. 14 y los cuadros 2 y 3.

Entamoeba gingivalis.Sinónimos comunes:

Amoeba gingivalis (Gros, 1849); Amoeba buccalis (Steinberg - 1862); Entamoeba buccalis (von Prowazek, 1904).

Localización:

E. gingivalis se le encuentra en los tejidos de las encías - alrededor de los dientes, en particular si hay un proceso inflamato - rio o supurativo, como en la piorrea alveolar; pero también se le encuentra en bocas sanas y en buen estado de higiene y en las prótesis - dentales que no se mantienen minuciosamente limpias. En ocasiones se ha aislado esta amiba de las criptas amigdalinas y de las secreciones histológicas de amígdalas enfermas.

Morfología:

A E. gingivalis sólo se le ha encontrado en la fase de tro - fozoíto y quizá nunca se enquiste.

El trofozoíto vivo (fig. 14) mide entre 5 y 35 micras de - diámetro; el citoplasma está bien diferenciado en ectoplasma y endo - plasma; en el endoplasma hay vacuolas alimenticias en las cuales se - ven fagocitados y parcialmente digeridos leucocitos y células epite - liales del hospedero, en ocasiones bacterias y de manera excepcional - glóbulos rojos.

Los múltiples pseudópodos que emite son unas veces largos y lobulados y otras cortos y romos.

El núcleo es casi esférico y mide de 2 a 4 micras de diámetro, está provisto de una membrana visible tevestida por gránulos de cromatina muy próximos unos a otros, y cerca del centro se ve un cariososma de tamaño regular con fibrillas acromáticas que se extienden hasta la membrana nuclear.

Diagnóstico:

Se basa en el hallazgo de los trofozoítos de E. gingivalis en el material obtenido del borde de las encías, entre los dientes y las prótesis dentales. A veces se encuentra junto con T. tenax, espiroqurtas bucales, bacilos fusiformes y monilias.

La amiba de las encías puede ser cultivada; como otras especies del mismo género, en los mismos medios de cultivo usados para éstas.

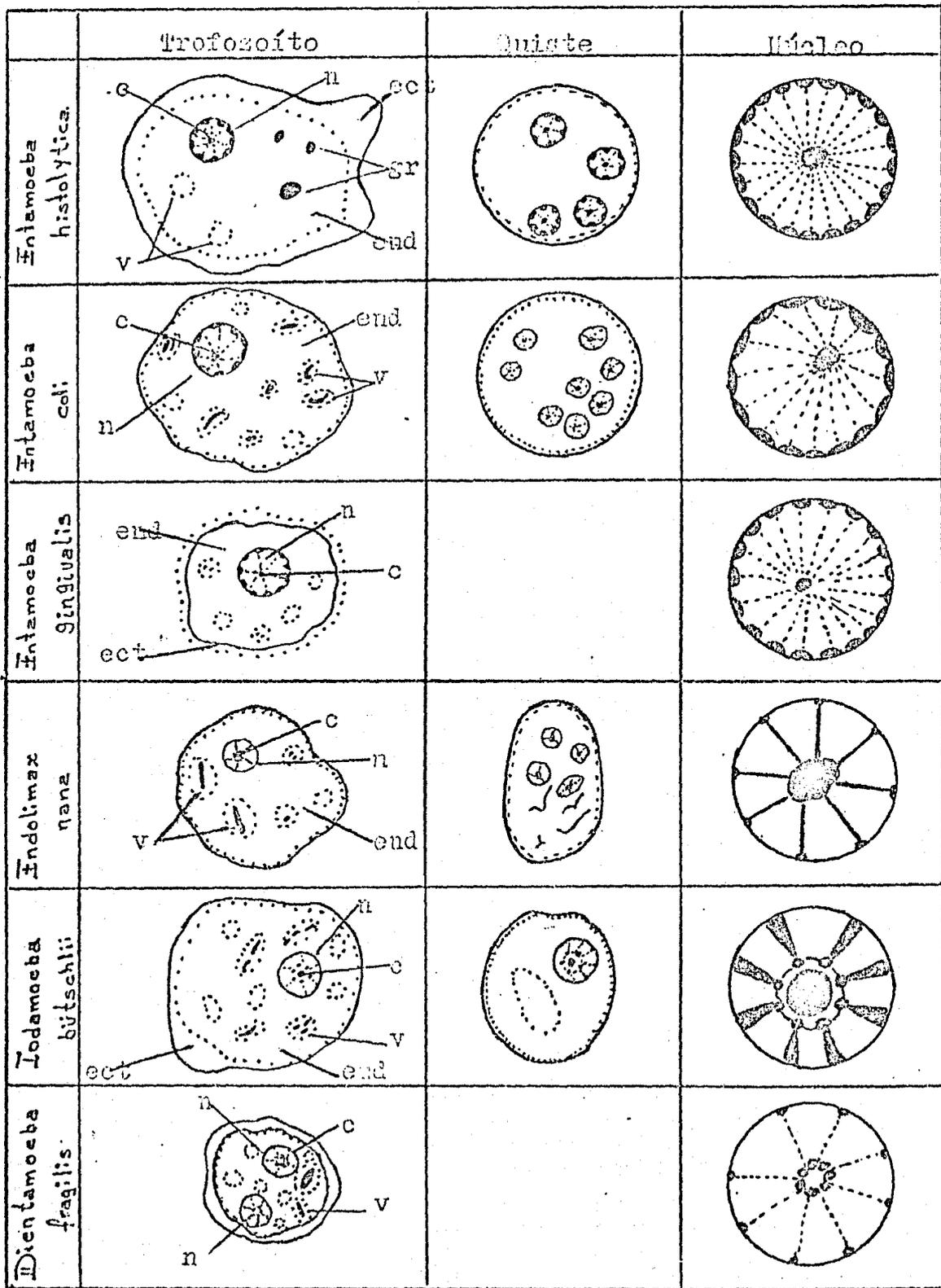


Fig. 14 Morfología comparada de las amibas del hombre y representación esquemática de sus núcleos. (Brown, 1977.)

c, Cariosoma; ect., Ectoplasma; end., Endoplasma; g.r., Glóbulos rojos; v, Vacuolas alimenticias.

CUADRO 2.

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE *Amoeba* (Faust, 1974 y Brown, 1977)

	<u>Entamoeba histolytica</u>	<u>Entamoeba coli</u>	<u>Entamoeba nana</u>	<u>Entamoeba histolytica</u>	<u>Entamoeba fragilis</u>
		TROFOZOITO o FORMA VEGETATIVA		SIN TENER	
Tamaño (micras)	30 - 60 μ	15 - 50 μ	6 - 15 μ	8 - 20 μ	5 - 21 μ
Movilidad	Activa; progresiva y direccional.	Perezosa; rara vez progresiva y direccional	Lentamente progresiva.	Lentamente progresiva.	Activa y progresiva.
Seudópodos	Digitiformes; hialinos y de formación rápida.	Cortos, ramos, granulosos y de formación lenta.	Ramos, hialinos y de formación rápida.	Ramos, hialinos, de formación lenta.	Ramos, filiformes y hialinos, de formación rápida
Inclusiones (Globulos rojos)	Si hay	No hay	No hay	Si hay	Si hay
Vacuolas	Pocas	Muchas	Muchas	Muchas	Muchas.
Bacterias u otros materiales.	No hay en muestras recientes.	Numerosas.	Numerosas.	Si hay	Si hay
Núcleo	Generalmente visible	Raras veces visible	Raras veces visible	Invisible	Invisible.
Cariósoma.	Pequeño y al centro del núcleo.	Mucho mayor y de situación excéntrica.	Grande; situado en el centro del núcleo o a un lado del centro.	Grande y granuloso, de situación centríca o algo excéntrica.	Grande, compuesto de granos de cromatina.

	<u>Entamoeba</u> <u>histolytica</u>	<u>Entamoeba</u> <u>colli</u>	<u>Trichomonas</u> <u>vulva</u>	<u>Trichomonas</u> <u>nitidus</u>	<u>Diselmeneis</u> <u>sp.</u>
	FORMAS QUISTICAS EN PREPARACIONES TONIDAS CON YODO.				
Tamaño (micras)	3.5 - 20 μ .	10 - 33 μ	5 - 14 μ	5 - 20 μ	No se han encontrado quistes
Forma	Ordinariamente esféricas.	Ordinariamente esféricas.	Esférica, ovoide o elipsoidal.	Irregular.	
Citoplasma.	Amarillo verdoso o brillante.	Pardo amarillento	Verde pálido con muchas vacuolas refringentes.	Verde amarillento.	
Glucógeno	Difuso, de color pardo rojizo.	Masa central indefinida, de color pardo oscuro.	Generalmente no hay, pardusco, difuso o de bordes definidos.	Generalmente se encuentra una masa compacta, pardo oscuro.	
Barraes Cromatoidales.	Se encuentran a menudo alargadas o gruesas en forma de bastón.	A veces se encuentran como palillos con extremos redondeados o puntiagudos.	Se les encuentra como pequeños granulos esféricos o alargados, raras.	Generalmente no hay; son granulos pequeños.	
Núcleos	De 1 a 4; diminutos cariósomas central muy refringente; membrana nuclear con granos y refringente.	De 1 a 8 o más; membrana nuclear refringente y granulosa; cariósomas excéntricos	De 1 a 4, raras vez más.	Generalmente 1 raras vez 2.	

ESPOROZOARIOS INTESTINALES

TISULARES Y SISTEMICOS

Esporozoarios Intestinales, Tisulares y Sistémicos.

Isospora belli e I. hominis.

Sinónimos comunes:

Cytospermium hominis (Rivolta, 1878)

Localización:

I. belli e I. hominis son parásitos del intestino delgado del hombre, probablemente de la porción baja del íleon y del ciego.

Morfología:

La morfología del ciclo esquizogónico de Isospora belli e Isospora hominis es desconocida, solamente los ooquistes y los esporocistos de estas especies se han estudiado.

En el caso de I. belli estas formas se encuentran en las excretas humanas en su forma no segmentada, pero continúan su desarrollo una vez evacuadas del organismo.

Los ooquistes son de forma ovoidal, alargados (fig. 15 -A) - y miden de 20 a 33 micras de largo por 10 a 19 micras de ancho. Algunos son largos y delgados, mientras que otros son más cortos y gruesos. Uno de los polos del ooquiste es más angosto y algunas veces puede verse un pequeño micrópilo. La pared quística está formada de dos capas, la interna es lisa, delgada, incolora y membranosa, mientras que la externa es dura y casi impermeable a los líquidos.

Cada uno de los ooquistes no segmentados que se encuentran en las heces (fig.15 -A) contiene una masa esférica de gránulos, observándose el núcleo como una área redonda y clara dentro de la masa granular.

Una vez que se han eliminado los ooquistes el núcleo se divide en dos porciones, y la masa granular se divide más tarde en dos células hijas o esporoblastos (Fig. 15 - B), cada uno de los cuales produce una pared quística, para convertirse primero en un esporocisto y más tarde en una espora, con doble pared de 12 a 14 micras de largo por 7 a 9 micras de ancho. El núcleo de las esporas sufre dos divisiones sucesivas, resultando así 4 núcleos, cada uno de los cuales se convierte en el núcleo de un esporozoito (Fig.15 -C) y de esta manera se forman 4 esporozoitos dentro de cada espora.

Estos esporozoitos son largos y delicados, su forma se asemeja a una media luna con núcleo único y quedan agrupados con una masa granular que forma los residuos del esporocisto.

En comparación con I. hominis sus ooquistes miden de 25 a 33 micras de longitud y han madurado antes de ser evacuados de las heces y formados por esporocistos maduros de 14 micras de largo, que en ocasiones se ven con una membrana ooquistica delicada, o más comúnmente en pares o separados, ya libres de la membrana.

Diagnóstico:

Se basa en la demostración de ooquistes de I. belli o de I. hominis en las materias fecales, mediante examen directo de las mismas sin tefir o preparadas con tinciones de yodo, pues no existe

ningún método de coloración permanente para estos parásitos.

Los ooquistes y esporocistos son tan transparentes que pueden pasar inadvertidos en exámenes directos de materia fecal, pero son fácilmente concentrados y detectados por medio de las técnicas de concentración con sulfato de zinc (véase técnicas de flotación).

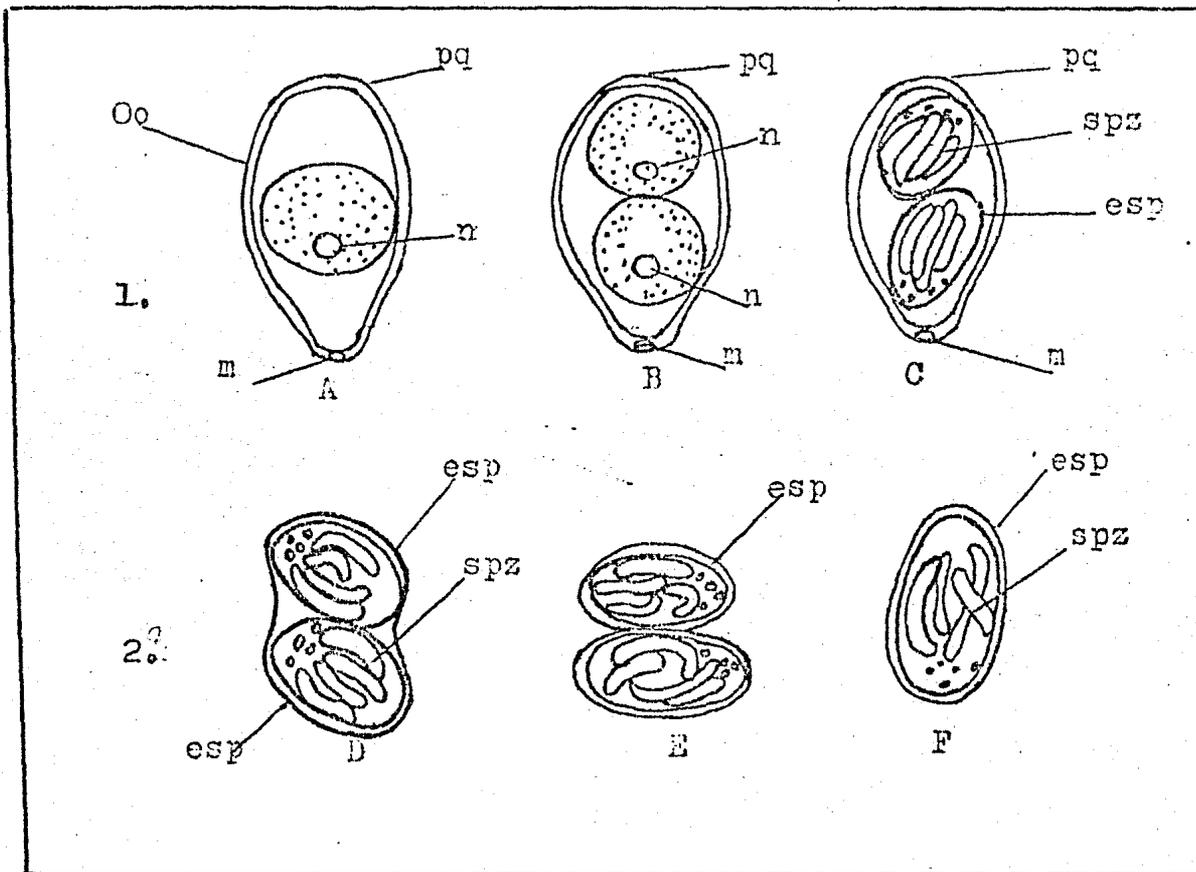


Fig. 15 Ooquistes de Isospora. 1. I. belli; A) ooquistes inmaduros; B) ooquistes con 2 esporocistos; C) ooquistes maduros con 4 esporozoítos en cada esporocisto. 2. I. hominis D) E) F) tipos de esporocistos de ooquistes maduros. (Faust, 1974.)

esp, Esporocisto; m, Micropilo; Oo, Ooquiste; p.c. pared quitina; spz, Es porozoíto.

Toxoplasma gondii

Sinónimos Comunes; No hay.

Localización:

T. gondii es parásito de las células endoteliales, leucocitos mononucleares, líquidos orgánicos y células hísticas del hospedero.

T. gondii parece tener predilección por el tejido nervioso, — ya que suele encontrarse con frecuencia en el cerebro, médula espinal y en las meninges; también se le ha hallado en tejidos oculares, especialmente en la coroides y retina. Igualmente se le ha encontrado, aunque con menor frecuencia en el miocardio, en músculos voluntarios, en ganglios linfáticos, en la tiroides, médula ósea y en la piel.

Morfología:

T. gondii se presenta bajo dos formas.

1.- Forma de Trofozoíto. (taquizoíto)

Es un organismo delicado, ovoideo, piriforme o semilunar (fig. 16), de 4 a 6 micras de longitud por 2 a 3 micras de ancho, con uno o ambos extremos puntiagudos redondeados. Posee un núcleo con cariosoma central situado más cerca de uno de los extremos del núcleo.

Las fotografías del parásito visto al microscópio electrónico revelan una membrana, inclusiones citoplasmáticas que son estructuras como: 1) una o varias mitocondrias, 2) gránulos yuxtannucleares que se encuentran junto al núcleo, 3) el conoide que es una masa uniforme en el extremo puntiagudo del citoplasma, y 4) los toxonemas, — haces de corpúsculos alargados con el extremo libre y grueso que se adelgaza al aproximarse el conoide.

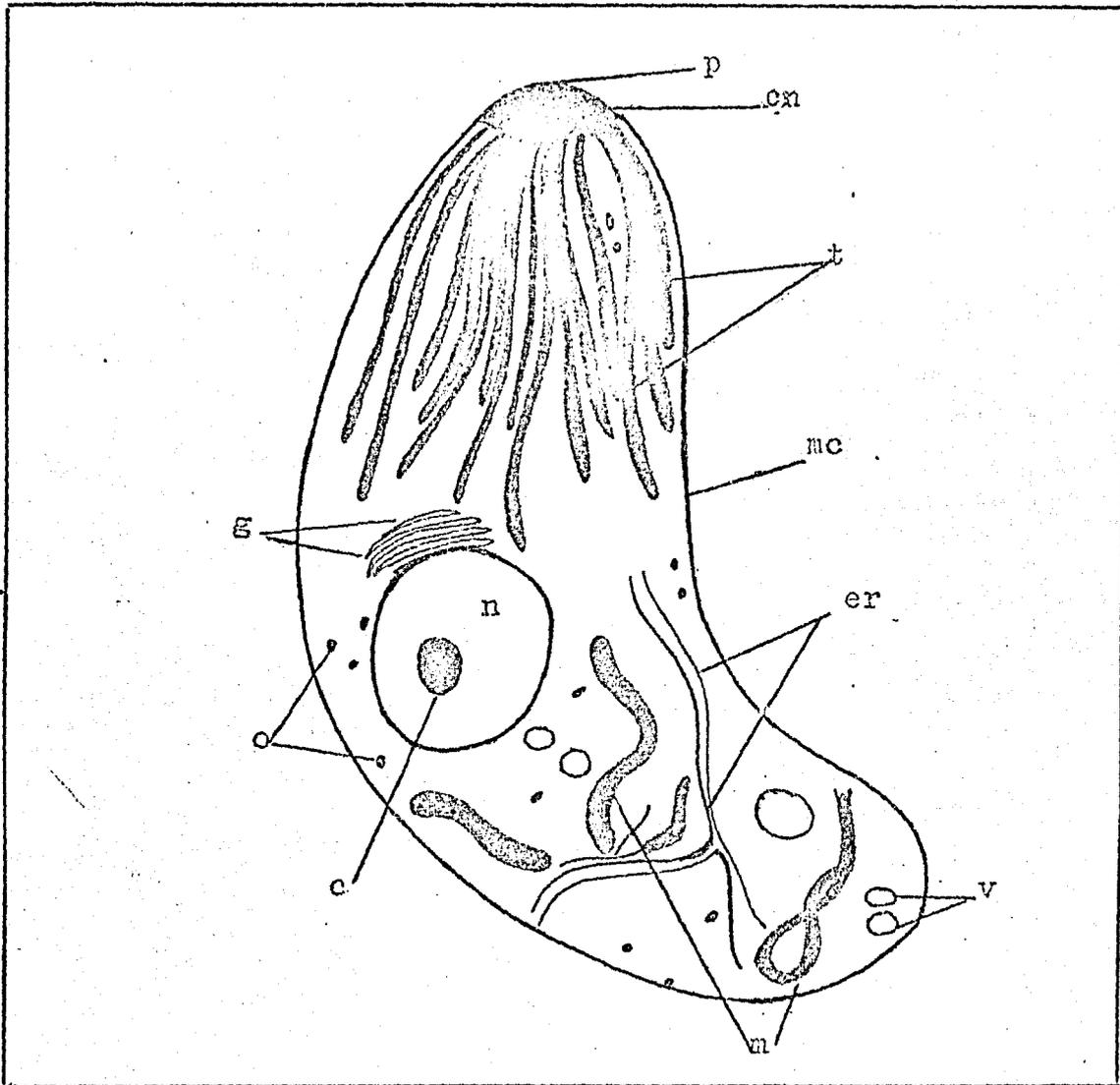


Fig. 16 Trofozoíto de Toxoplasma gondii. (Brown, 1977.)

c, Cariosoma; e.r., Retículo endoplásmico; g, Aparato de Golgi; m.c., Membrana celular; m, mitocondrias; n, Núcleo; o., - Gránulos osmiófilos; p, anillo polar; t, Toxonemas; v, Vacuolas; c.n., Conoide.

2.- Forma de Quistes tisular o hístico.

Los quistes son masas redondeadas u ovales que contienen cientos de formas en media luna (bradizoítos), característicos del estado crónico de la infección, y están rodeados de una membrana bien definida.

Diagnóstico:

El diagnóstico específico se basa en uno de los siguientes métodos de laboratorio: 1) examen de líquido ventricular; 2) biopsias de ganglios linfáticos, de hígado o de bazo; 3) inoculación de animales de laboratorio (ratones); 4) demostración de anticuerpos específicos, usando la técnica de fijación de complemento combinada con la reacción del colorante de Sabin y Feldman (Thierman y Náguira, 1959); o bien la reacción de hemaglutinación junto con la reacción del colorante (Lunde, 1959).

También se puede hacer uso de la reacción intradérmica de la Toxoplasmina para investigaciones con el fin de demostrar la presencia de anticuerpos.

Sarcocystis lindemanni

Sinónimos Comunes: No hay.

Localización:

A Sarcocystis lindemanni se le encuentra en los músculos de la laringe humana, esófago, diafragma, tórax y abdomen, y con menos frecuencia, en el músculo cardíaco y en los de las extremidades.

Morfología

Cuando esta completamente desarrollado S. lindemanni posee un cuerpo alargado o fusiforme, de aspecto hialino con los extremos más o menos puntiagudos, adoptando la dirección a lo largo de la fibra muscular que afecta. Esta cubierto por una membrana y en su interior va contener un gran número de trofozoítos de forma semilunar. A estos cuerpos que contienen los trofozoítos se les conoce con el nombre de Cuerpos de Miescher, y su tamaño varía desde microscópico hasta 5 cm. Cuando se observan a simple vista, éstos cuerpos de Miescher aparecen como pequeñas rayas blancas entre las fibras musculares.

La morfología que presentan los trofozoítos es más o menos el aspecto de plátano (fig. 17), redondeados en un extremo y terminado en cono por el otro extremo. Los estudios de Luduik (1958, 1960) han demostrado que tienen un núcleo subsférico localizado cerca del extremo redondeado. De un lado al otro del parásito se extienden una multitud de fibrillas musculares (sarconemas), además presenta un anillo polar en la parte terminada en cono, así como toxonemas dentro del cono, similares a los de Toxoplasma (véase pág. 148).

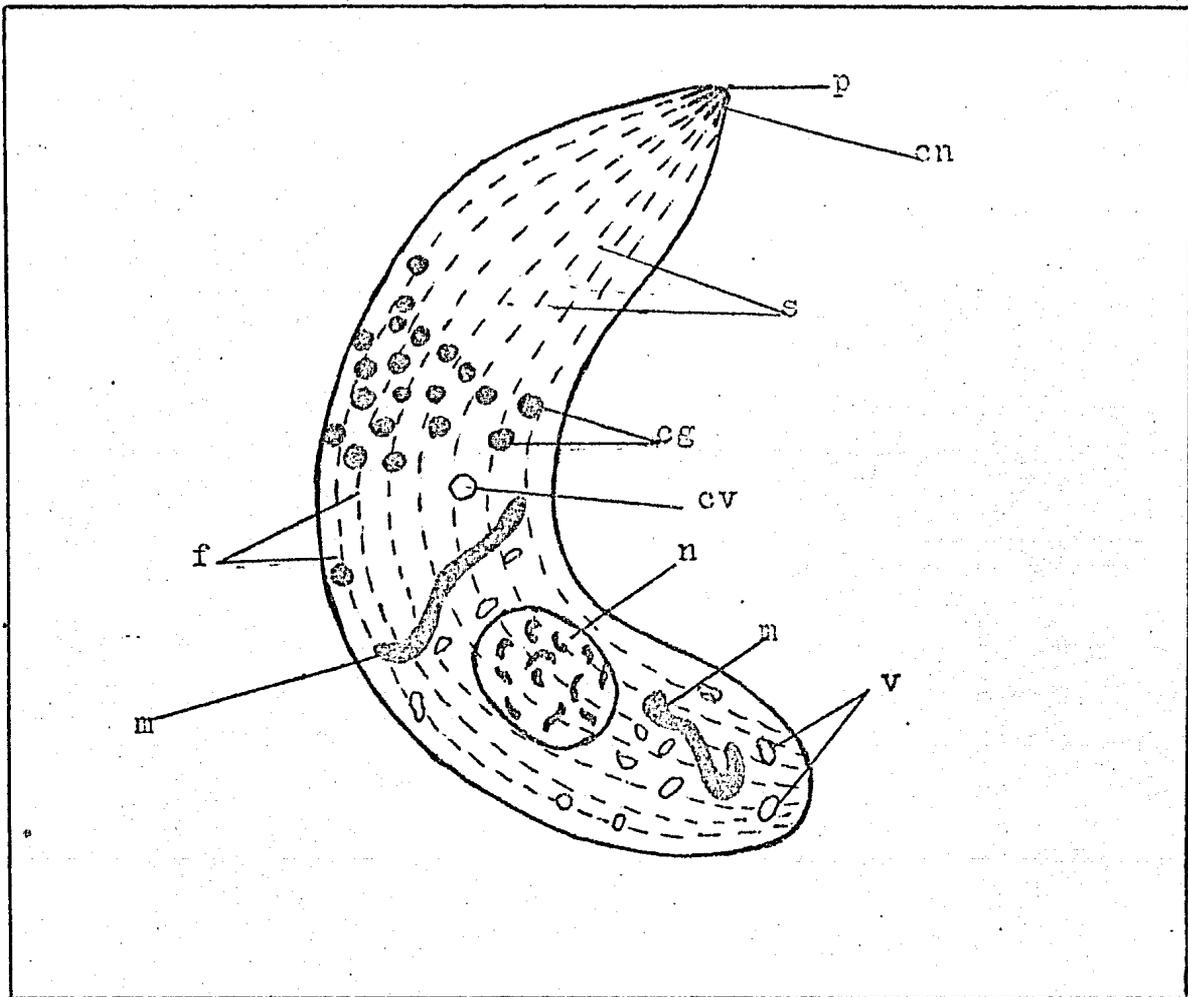


Fig. 17 Sarcocystis lindemanni (trofozoíto). (Faust, 1974.)

cn, Conoide; cg, Gránulos centrales; cv, Vacuolas contrácti-
les; f, Fibrillas peliculares; m, Mitochondrias; n, Núcleo;-
p, Anillo polar; s, Sarconemas; v, Vacuolas.

Diagnóstico:

Los diagnósticos para este tipo de infección en general se establecen solamente en la autopsia por la demostración de los Cuerpos de Miescher en los músculos afectados.

Mulfordt (1951), así como Awad y Lainson (1954), señalaron - que la reacción de Sabin y Feldman da resultados positivos tanto con Sarcocystis como con Toxoplasma, pero que éste último se puede diferenciar serológicamente con la reacción de Fijación de Complemento.

Plasmodium vivax.Sinónimos comunes:

Haemamoeba vivax (Grassi y Feletti, 1890); Haemamoeba laverani var. tertiana (Labbé, 1894); Plasmodium malariae tertianae (Celli y Sanfelice, 1891); Plasmodium malariae tertianae (Kruse, 1892); Haemosporidium tertianae (Lewkowicz, 1897); Plasmodium malariae var. tertiana (Laveran, 1901); Plasmodium tertianae (Billet, 1904).

Localización:

A Plasmodium vivax se le encuentra en el endotelio de bazo, hígado, pulmón o en sangre dependiendo en la etapa de reproducción en que se encuentre.

Morfología

P. vivax presenta durante su desarrollo varias fases:

1.- Trofozoíto joven:

Los trofozoítos jóvenes (fig. 18-A) son elementos irregularmente redondeados, de 2 a 3 micras de diámetro, habitualmente localizados lejos del borde del hematíe que lo alberga y envían precozmente pseudópodos en todas direcciones. El núcleo es único y hace saliente en los dos bordes del citoplasma. El citoplasma es-

tá dispuesto en forma de anillo regularmente, pero muy rápidamente se torna amiboideo. El pigmento aparece muy precozmente bajo la forma de gránulos finos difíciles de distinguir, y se distribuye principalmente alrededor de la vacuola, y cuando ésta desaparece se distribuye en los pseudópodos. Después de 24 a 36 horas el parásito ocupa cerca de dos terceras partes del eritrocito infectado y el parásito todavía es amiboide y de forma irregular.

2.- Trofozoíto maduro:

Raramente se dispone en un anillo ancho. Lo más frecuente es que tome un aspecto fragmentado (fig. 18 -D) y no es posible medirlo dado que los pseudópodos tienden a ocupar el hematíe hipertrofiado. El núcleo es único, pero a menudo está alargado, bilobulado o a veces fragmentado.

Lo más frecuente es que el citoplasma esté en jirones reunidos por finos puentes apenas visibles, pero puede estar incluso, bajo forma de una placa ancha limitando un resto de vacuola. El pigmento constituido por bastoncitos cortos es bien visible y disseminado.

3.- Esquizonte:

Desde que la masa nuclear comienza a dividirse, el parásito enlentece sus movimientos amiboideos. El esquizonte maduro es redondeado (fig. 18 - G) y ocupa la mayor parte del hematíe alcanzando un tamaño promedio de 8 micras.

El núcleo se divide en gránulos cada vez más numerosos (merozoítos) hasta alcanzar una cantidad final de 9 a 24 (15 por tér

mino medio). El citoplasma se va haciendo más denso y está lleno de gránulos de Schüffner, y la vacuola desaparece. El pigmento se condensa en un punto cualquiera del parásito formando un bloque único. Algunos esquizontes formados por merozoítos más grandes son los que dan origen a los gametocitos.

4.- Merozoítos

Son cuerpos ovales con un punto de cromatina cerca del centro (véase fig. 18 - H) y llegan a medir de 1 a 2 micras de diámetro.

5.- Gametocitos:

Son elementos redondeados (fig. 18 - J) de 4 a 7 micras de diámetro. No emiten nunca pseudópodos y no hay presencia de vacuolas. Cuando el microgametocito alcanza su máximo desarrollo llena la totalidad del eritrocito y se presenta con un núcleo grande dentro del cual los gránulos de cromatina se disponen en forma de uso o madeja floja. En el caso de los macrogametocitos, el núcleo es más pequeño y la cromatina se dispone en una masa compacta cerca de la periferia del parásito.

Diagnóstico:

Se basa en el hallazgo de P. vivax en frotis sanguíneos, pero se utiliza principalmente el de la gota gruesa, especialmente si los parásitos son escasos.

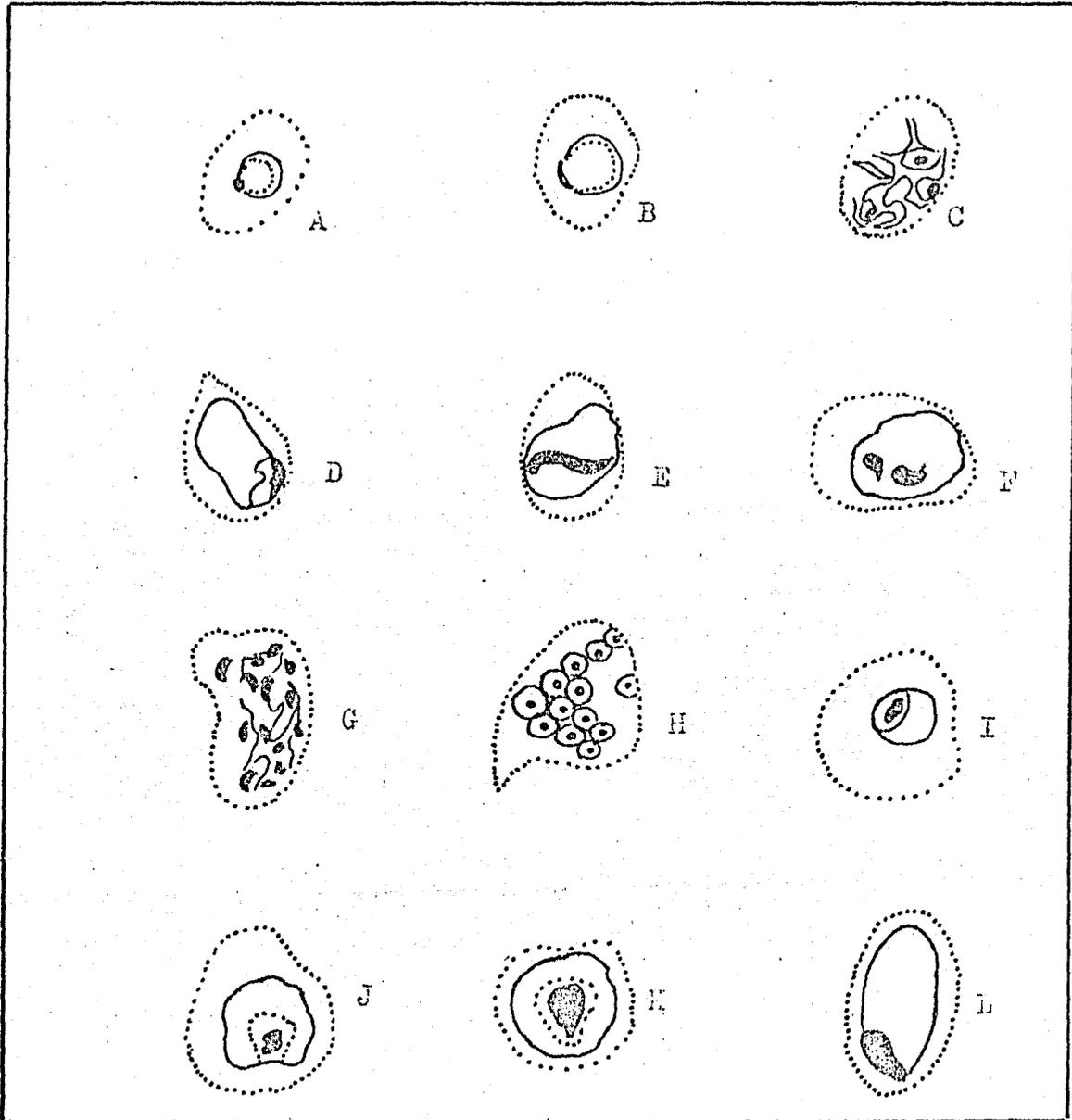


Fig. 18 Estadios de Plasmodium vivax. (Faust, 1974.)

A) Trofozoíto joven en anillo; B) Trofozoíto en anillo mostrando pigmento en citoplasma en un eritrocito aumentado de tamaño con gránulos de Schüffner; C) Tres trofozoítos asexuales con citoplasma fusionado; D) Trofozoíto maduro; E) Trofozoíto maduro con cromatina en división; F), G) Esquizontes en división; H) Esquizonte maduro; I), J) Gametocitos en desarrollo; K) Microgametocito maduro. L) Macrogametocito maduro.

La presencia de restos de hematíes con granulaciones de Schüffner o la presencia de esquizontes maduros con más de 12 núcleos permiten afirmar que se trata de Plasmodium vivax.

Los granulos de Schüffner son solamente residuos de hemoglobina.

NOTA:

Para hacer una diferenciación morfológica más detallada con los otros tipos de Plasmodios que pueden afectar al humano consúltese el cuadro 4.

CUADRO 4

(Faust, 1974.)

ESTADIO	Plasma d'ion viva.	Plasma d'ion muerto	Plasma d'ion muerto	Plasma d'ion muerto
Tropocito joven (Tropocito en anillo)	Relativamente grande; por lo general un punto prominente de cromatina, a veces dos; a menudo dos anillos.	Compacto; un punto de cromatina, la doble inflexión es poco común.	Compacto; un punto de cromatina; la doble inflexión es rara.	Pequeño delgado; algunas veces dos puntos de cromatina, inflexión múltiple de eritrocitos.
Tropocito maduro.	Grande; marcadamente ameboide; cromatina abundante; vacuola prominente.	Pequeño; compacto; no ameboide; vacuola inaparente; pigmento grueso.	Más pequeño q' <i>P. vivax</i> ; compacto; a menudo en forma de banda; no ameboide; vacuola inaparente; pigmento grueso.	Tamaño mediano; en general compacto, raramente ameboide; vacuola inaparente; raro en la sangre periférica pasada la mitad de su desarrollo.
Esquizonte joven	Grande; algo ameboide; numerosas masas de cromatina en división; citoplasmas de pigmentos finos.	Tamaño mediano; compacto; pocas masas de cromatina; pigmento grueso.	Pequeño; compacto; pocas masas de cromatina; pigmento grueso.	Pequeño, compacto; numerosas masas de cromatina; masa de pigmento única; raro en sangre periférica.
Esquizonte maduro	Esquizontes y merocititos grandes; pigmento concentrado.	Merocititos más grandes q' en <i>P. malariae</i> ; resaca irregular.	Esquizontes pequeños, pero merocititos más grandes.	Merocititos pequeños; masa de pigmento única.
Número de Merocitios.	De 12 a 24, generalmente de 12-18.	De 6-12 generalmente 8.	De 6 a 12 generalmente 8.	De 8 a 16 generalmente de 8 a 15.
Merogametocitos.	Esféricos; compactos; no vacuolados; cromatina no dividida; pigmento grueso, difuso; citoplasma teñido de azul pálido.	Semjantes a <i>P. vivax</i> ; pero algo más pequeños; siempre escasos.	Semjante a <i>P. vivax</i> , pero más pequeños y menos numerosos.	Por lo general en forma de zooticoche o media luna; cromatina difusa; pigmento de granos grandes diseminado, núcleo muy grande.
Macrogametocitos	Esféricas, compactas más grandes q' el merogametocito núcleo más pequeño.	Semjantes a <i>P. vivax</i> , pero algo más pequeñas, siempre escasas.	Semjantes a <i>P. vivax</i> , pero más pequeñas y menos numerosas.	Media luna o menudo más alargada y delgada; cromatina central, pigmento y núcleo com-

PROTOZOARIOS CILIADOS

Protozoarios Ciliados

Balantidium coli.

Sinónimos comunes:

Paramoecium coli (Malmsten, 1857); Leukophyra coli (Stein-1860); Holophyra coli (Leuckart, 1863).

Localización:

B. coli habita en el intestino grueso del hombre, el mono y el cerdo, donde los trofozoítos se alimentan de las células de la pared intestinal o de las bacterias y del moco como parásitos de la luz del colon.

Morfología:

B. coli es el mayor de los protozoarios parásitos del hombre. Presenta un estado de trofozoíto y otro de quiste.

1.- Base de Trofozoíto:

En heces de tipo diarréico y en las disentéricas, el trofozoíto (fig. 19 - A) aparece como un cuerpo ovoide, relativamente grande, cubierto de cilios cortos con longitud bastante uniforme que le permiten un constante movimiento sincronizado que hace avanzar vigorosamente al protozoario.

El extremo anterior es algo más puntiagudo y a uno de los lados se encuentra el citostoma. El extremo posterior es ancho y redondeado. La longitud de estos trofozoítos varía entre 50 y-

200 micras y de ancho entre 40 y 70 micras.

Cuando se fija el parásito en frotis húmedos de heces y se tinte, se puede observar que cada uno de los cilios se origina de un gránulo basal situado por debajo de la membrana celular.

En el extremo posterior se encuentra en la membrana celular un pequeño orificio (citopigio) por donde el trofozoíto y las vacuolas contráctiles se vacían periódicamente.

El citoplasma contiene varias vacuolas digestivas y una o dos contráctiles, pero lo más sobresaliente en el interior de éste es la presencia de dos núcleos. El núcleo mayor o macronúcleo tiene la forma de un frijol estrecho y está repleto de gránulos de cromatina; el núcleo menor o micronúcleo se encuentra en el centro de la curvatura interna del macronúcleo; es una masa redonda que se cree que funciona como organelo cinético.

2.- Fase Quística

Los quistes de B. coli tienen forma esferoidal, con un diámetro de 50 micras aprox., con una membrana quística de doble contorno (fig.19 -B), por dentro de la cual se ven las estrías de la membrana y los cilios que sobre ellas se implantan.

A diferencia de lo que sucede en las amibas enquistadas, en B. coli no aumenta el número de núcleos durante la fase quística, de modo que del quiste sólo sale un organismo.

Diagnóstico:

El diagnóstico depende de la demostración de B. coli en las heces del paciente, utilizando para esto el examen microscópico

directo con la finalidad de demostrar la presencia de trofozoítos - móviles y el método de flotación por centrifugación con sulfato de zinc.

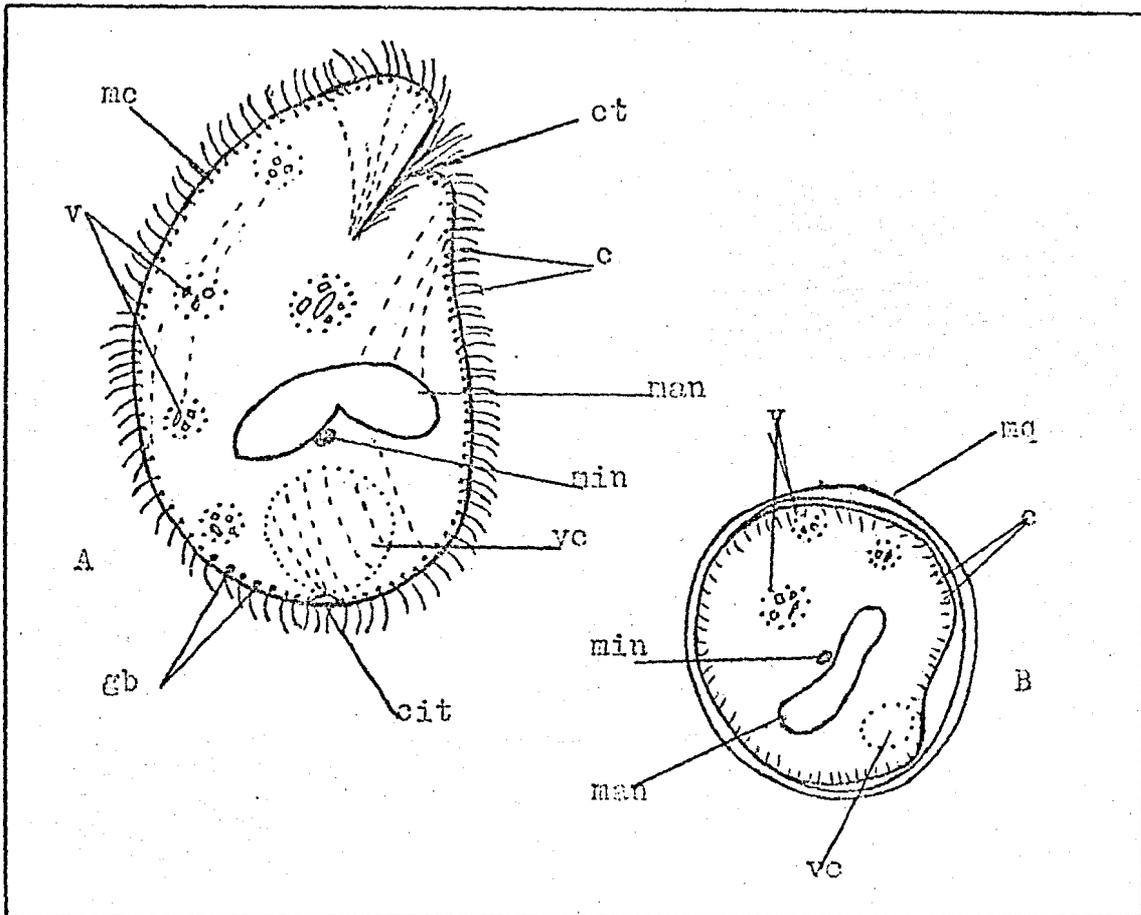


Fig. 19 Balantidium coli. A, trofozoíto; B, quiste.

c, Cilios; cit. Citopigio; c.t., citostoma; g.b., Gránulos basales; man., Macronúcleo; min., Micronúcleo; m.c., Membrana celular; m.g., Membrana quística; v, vacuolas alimenticias; v.c., Vacuolas contráctiles. (Faust, 1974.)

V.- HELMINTOS

HELMINTOS

El término helminto, significa gusano y originalmente se usó para denominar a los gusanos intestinales, e incluye a las especies parasitarias y de vida libre de gusanos redondos (PHYLUM NEMATODA), los turbelaridos, trematodos y cestodeos (PHYLUM PLATYHELMINTHES), y los acantocéfalos (PHYLUM ACANTHOCEPHALA). Todas estas especies pertenecen al SUBREINO METAZOA y están provistas de órganos y tejidos derivados de tres hojas embrionarias: ectodermo, mesodermo y endodermo.

El tegumento o cutícula de los helmintos parásitos puede ser duro o resistente y elástico o relativamente delicado; pero en la mayoría de los casos soporta la digestión mientras el parásito está vivo. Es frecuente que los helmintos estén provistos de espinas, ganchos, placas cortantes, estiletes u otras estructuras que les sirven para adherirse, penetrar o erosionar los tejidos del hospedero. Estas estructuras se encuentran particularmente modificadas en la región de la boca. Además, y especialmente en los trematodos y cestodos, a veces tienen acetábulos musculares, mediante los cuales estos organismos mantienen su posición en sitios particulares y posiciones determinadas en los tejidos del hospedero. En algunos trematodos estos acetábulos son también órganos de locomoción. Muchos de los helmintos parásitos, quizá la mayor parte de ellos, secretan un producto lítico que sirve para digerir los tejidos del hospedero con objeto de utilizarlos como alimento o para que el gusano pueda emigrar a través de ellos hacia el lugar en donde se establece y madura. La mayor parte del ciclo vital de muchos helmintos transcurre en condiciones anaerobias. Los órganos sexuales, se encuentran muy desarrollados, mientras que la mayoría de los aparatos de-

los gusanos parásitos se han vuelto muy rudimentarios a consecuencia de su vida como tales. En la mayoría de los nematodos, en los acantocéfalos y en algunas especies de trematodos los sexos están separados; en el resto de los trematodos y en todos los cestodos existe el hermafroditismo. Los cestodos más evolucionados tienen un estróbilo o cadena de algunos o muchos proglótidos, cada uno de los cuales, cuando está maduro, tiene un aparato completo de órganos masculinos y femeninos.

RECOLECCION, CONSERVACION Y MONTAJEDE HELMINTOSRecolección

En el caso de los parásitos adultos estos se recolectaran directamente de la materia fecal con ayuda de una varilla de vidrio si estos son observables a simple vista, en el caso de que esto no se pueda hacer, se procede a utilizar la técnica macroscópica directa. una vez obtenidos los parásitos se colocan sobre una caja de Petri, para lavarse primero con agua corriente y después con solución salina fisiológica, teniendo cuidado de no romperlos ni dejar que se anuden.

En el caso de los huevos de estos parásitos se podrán obtenerse presionando un proglótido maduro sobre un portaobjetos en el caso de los cestodos, en el caso de los nematodos se obtendrá el útero de las hembras y se homogeneizaran en un mortero. En los dos casos los huevos se colectaran en tubos de ensaye, los cuales contendran un -- conservador.

Conservación

La conservación y fijación de estos helmintos se logra colocando al parásito entre dos portaobjetos y ejerciendo una leve presión con ligas o hilo de cañamo. Posteriormente las preparaciones se colocaran en el fondo de una caja de Petri conteniendo una solución formalada al 5 o 10 %, o bien conteniendo otros conservadores (fijados a la vez) como el compuesto por formaldehído al 4% y ácido acético al 10%, o como el compuesto de etanol al 85%, formol al 40% y áci

do acético glacial (ver preparación en el apéndice de soluciones).

Si estos parásitos no se colocan entre dos portaobjetos, se pueden conservar perfectamente en un frasco de boca ancha conteniendo cualquiera de las soluciones anteriormente mencionadas. En el caso de los huevos se pueden utilizar los mismos conservadores pero en tubos de ensaye.

Montaje

Este procedimiento tiene por objeto, obtener preparados estables en su conservación, destinados a la formación de colecciones de laboratorio.

- Fijar los parásitos con una solución de formol al 5 o 10 % durante 24 horas entre dos portaobjetos como ya se menciono anteriormente.

- Quitar los portaobjetos y colocar los parásitos en un recipiente adecuado para proceder a hacer la tinción. La tinción se hace durante 24 horas colocando al parásito en cualquiera de los siguientes colorantes: Hemalumbre de Meyer, Carmin acético, etc.

- Lavar durante 30 minutos con agua corriente.

- Después se lleva a cabo un proceso de deshidratación parcial, pasando por alcoholes a diferentes concentraciones, desde alcohol del 40% hasta alcohol absoluto. Tiempo máximo en cada alcohol de 12- a 24 horas.

- Cuando se llega al alcohol del 70% se hace la decoloración de los parásitos con alcohol ácido durante el tiempo que sea necesario.

- Después de lavar con alcohol del 70% hasta que dejen de des -

prender colorante y colocar a los parásitos en el alcohol siguiente hasta llegar al alcohol absoluto.

- Pasar posteriormente los parásitos a una solución de xilol fijado y creosotado durante 30 minutos.

- Por último colocar nuevamente a los parásitos entre porta y cubreobjetos y sellarlos con resina sintética, bálsamo de Canadá u otro medio de montaje.

En el caso de las preparaciones de huevos de estos parásitos -- estas se hacen colocando una gota de material fijado, previamente -- identificado sobre un portaobjeto limpio, desengrasado con alcohol -- éter y agregar una gota de lanolina fundida, emulsionar y colocar in -- mediatamnte encima un cubreobjeto limpio y seco, pegándolo con resi -- na sintética u otro medio de montaje.

TREMATODOS

TREMATODOS

CARACTERES GENERALES

Los trematodos son parásitos cuyo cuerpo a menudo tiene la forma foliacea, carece de cavidad general no está segmentado y tiene un tubo digestivo abierto solamente en su extremo bucal.

Las especies que forman la clase de los trematodos parasitan a una numerosa variedad de hospederos, desde batracios hasta el hombre. Todos los que parasitan al hombre pertenecen a la SUBCLASE DIGENEA y se caracterizan porque para realizar su ciclo biológico requieren dos hospederos por lo menos.

El cuerpo de los trematodos tiene la forma de una lámina más o menos gruesa y su contorno se parece a menudo al de una hoja lanceolada, y está recubierto por una cutícula, secretada por un epitelio subyacente formado por células subcuticulares. Este segmento puede ser liso o presentar salientes pequeñas con espinas. Las dimensiones de estos gusanos varía entre unos cuantos milímetros y varios centímetros en su eje mayor.

Los trematodos parásitos del hombre tienen dos ventosas, - una la ventosa oral, situada en la extremidad cefálica rodeando el orificio bucal y la otra, la ventosa ventral, situada atrás de la primera, sobre la cara ventral. Cada una de estas ventosas tiene un borde circular abultado, en cuyo espesor hay fibras musculares median

te las cuales pueden dilatarse o contraerse y así ejercer succión, que permite al parásito fijarse sobre los tejidos de su hospedero y le ayuda para tomar las sustancias que le sirven de alimento.

El aparato digestivo de los trematodos está formado esencialmente por la boca, situada en el fondo de la ventosa oral, a veces provista de ganchos; por la faringe, globulosa y musculada; por el esófago corto, que se continúa con el intestino, bifurcado, cada una de cuyas ramas termina en un ciego (fig. 20-B).

El aparato circulatorio está muy rudimentariamente representado en los trematodos por algunos canales que corren a lo largo de los principales órganos y por los cuales circula la linfa.

El aparato excretor, cuya disposición, varía con las especies, es utilizado como carácter importante en la clasificación de estos parásitos, consiste en un número variable de células flama, o solenocitos (fig. 20-D) elementos celulares voluminosos con una cavidad amplia que lleva en su base un penacho de flagelos móviles; tal cavidad se prolonga en un capilar, que uniéndose con otros semejantes, emanados de otros solenocitos, desemboca en dos tubos colectores que, cerca ya de su extremidad caudal, se juntan y forman una vejiga excretora, situada en el centro de la porción posterior del cuerpo, la cual se abre al exterior por un orificio, el poro excretor.

El sistema nervioso está constituido por dos ganglios situados a uno y otro lado de la faringe, y conectados entre sí por varios conexivos; de cada ganglio seis troncos nerviosos, tres anteriores y

tres posteriores, y de cada tronco se desprenden fibrillas que se distribuyen entre los órganos.

La mayor parte de los trematodos son hermafroditas, Cada individuo posee un aparato genital masculino y un aparato genital femenino. El aparato genital masculino (fig. 20 - E) está formado por unos testículos, generalmente en número de dos, con forma y situación variables. De cada testículo emana un canal eferente que se une con el del otro testículo en un canal deferente, el cual penetra en una cavidad de paredes gruesas, la bolsa de cirro, en la que están una vesícula seminal, las glándulas prostáticas y el órgano de la cópula, el cirro.

El aparato genital femenino (fig. 20 - F) está constituido por un ovario del que emana un oviducto; por un receptáculo seminal, por las glándulas vitelógenas y las glándulas de Mehlis. El oviducto, el receptáculo seminal, las glándulas vitelógenas y las de Mehlis desembocan en el ootipo, que se continúa con el útero, que se abre en el atrio genital, el cual se comunica con el exterior a través del poro genital.

Los huevos de los trematodos tienen varias formas; los de las especies parásitas del hombre son ovoidales o elipsoidales y en su mayoría están provistos de un opérculo.

En algunas especies los huevos están ya embrionados en el momento de ser puestos; en otras la formación del embrión dentro del huevo termina hasta algún tiempo después de la puesta.

Por consiguiente los trematodos parásitos del hombre ejercen sobre el organismo agresiones de diversa índole que provocan reacciones-

por parte de los tejidos del hospedero. Los trastornos que sufre el individuo parasitado con trematodos pueden ser locales, debidos a las lesiones originadas por los parásitos en el sitio de su ubicación, o generales, por la impregnación del organismo humano con sustancias extrañas a éste y emanadas de tales parásitos, las cuales provocan a menudo reacciones de hipersensibilidad, tales trastornos se hacen patentes como cuadros clínicos que en algunos casos, bien sea por su gravedad o bien porque se presentan en un gran número de personas, tienen importancia social considerable y por ello constituyen problemas sanitarios de gran interés.

Por fortuna, la mayor parte de las trematodiasis humanas tienen áreas muy limitadas de distribución, pero en éstas suelen alcanzar alta prevalencia hasta afectar, a veces, la mayoría de sus pobladores. Esta limitación en la distribución de las trematodiasis es debida a que su propagación requiere la coexistencia de ciertos hábitos alimentarios o algunas modalidades de ocupación que exponen reiteradamente a las infecciones trematodias. Por su considerable importancia, las trematodiasis siguen siendo actualmente objeto de intenso estudio y de gran actividad sanitaria.

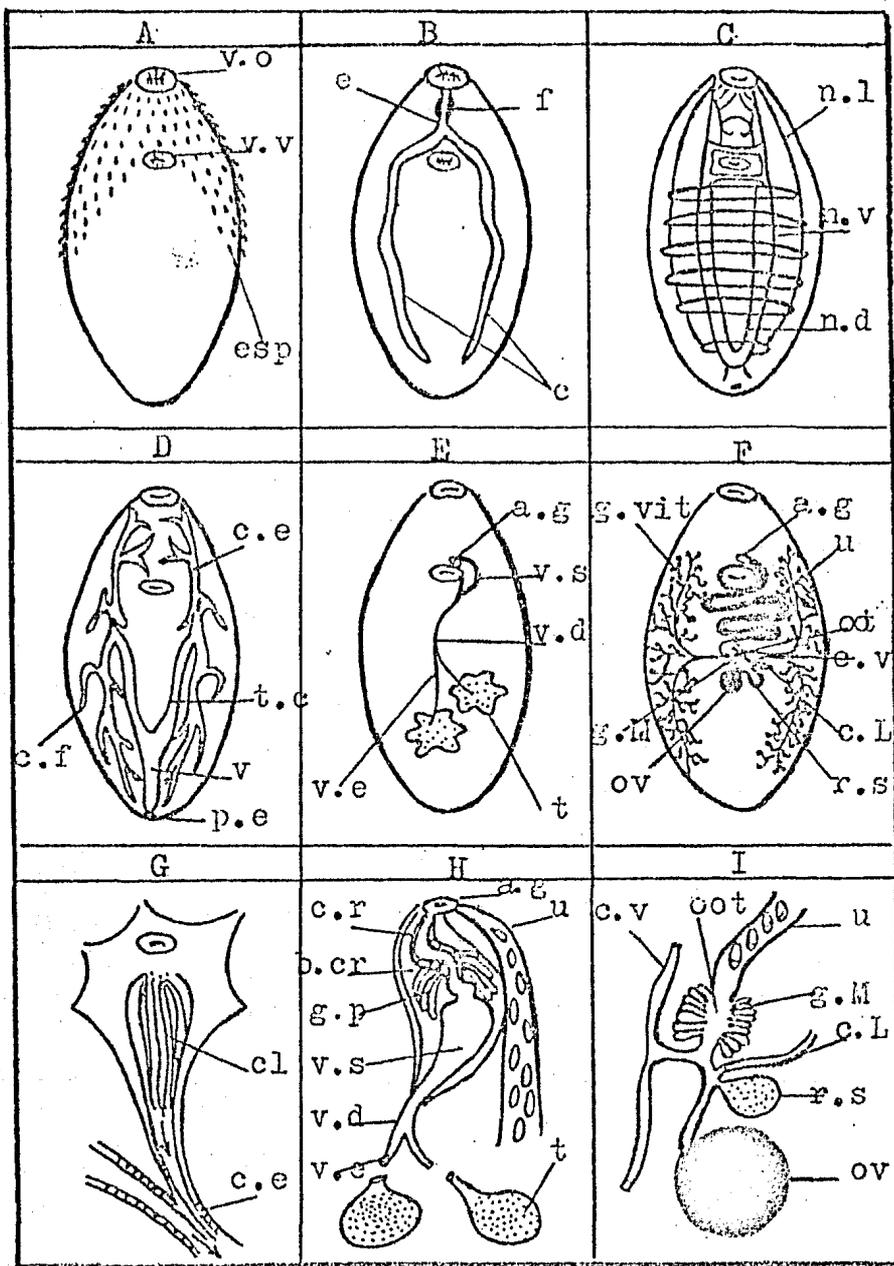


Fig. 20 Representación esquemática de la morfología de un trematodo. A) Tegumento y ventosas; B) Aparato digestivo; C) Sistema nervioso; D) Aparato de excreción; E) Aparato reproductor masculino; F) Aparato reproductor femenino; G) Célula flamígera; H) Bolsa de cirro y poro genital; I) Organos reproductores femeninos. (Brown, 1977.)

a.g	Abertura genital
b.cr	Bolsa de Cirro
c	Ciego
c.e	Capilares excretores
c.f	Célula flama
cl	Cilios
c.L	Conducto de Laurer
cr	Cirro
c.vit	Conducto vitelino
e	Esófago
esp	Espinas
f	Faringe
g.c	Ganglios cefálicos
g.M	Glándula de Mehlis
g.p	Glándula prostática
g.vit	Glándula vitelígena
n.d	Tronco nervioso dorsal
n.l	Tronco nervioso lateral
n.v	Tronco nervioso ventral
oot	Ootipo
ov.	Ovario
p.e	Poros excretor
r.s	Receptáculo seminal
t	Testículos
v	Vejiga
v.e	Conductos eferentes
v.d	Conductos deferentes

CLASIFICACION DE LOS TREMATODOS

- PHYLUM: PLATYHELMINTHES Gegenbaur, 1859.
- CLASE: TREMATODA Rudolphi, 1808.
- SUBCLASE: DIGENEA Carus, 1863.
- SUPERFAMILIA : SCHISTOSOMATOIDEA Stiles y Hassall, 1926.
- FAMILIA: SCHISTOSOMATIDAE Loos, 1899. (Trematodos sangui-
neos).
- GENERO: Schistosoma Weinland, 1858.
- Schistosoma japonicum Katsurada, 1904.
 - Schistosoma mansoni Sambon, 1907.
 - Schistosoma haematobium (Bilharz, 1852) Weinland,
1858.
- SUPERFAMILIA: CLINOSTOMATOIDEA Dollfus, 1931.
- FAMILIA: CLINOSTOMATIDAE Lühe, 1901.
- GENERO: Clinostomum Leidy, 1956.
- Clinostomum complanatum (Rudolphi, 1809) Braun, -
1901.
- SUPERFAMILIA: PARAMPHISTOMATOIDEA Stiles y Goldberger, 1910.

FAMILIA: PARAMPHISTOMATIDAE (Fischoeder, 1901) Stiles y -
Goldberger, 1910.

GENERO: Watsonius Stiles y Goldberger, 1910.

- Watsonius watsoni (Conyngham, 1904) Stiles y --
Goldberger, 1910.

GENERO: Gastrodiscoides Leiper, 1913.

- Gastrodiscoides hominis (Lewis y Mc Conell, 1876)
Leiper, 1913.

SUPERFAMILIA: ECHINOSTOMATOIDEA Faust, 1929.

FAMILIA: FASCIOLIDAE Raillet, 1895.

GENERO: Fasciola Linneo, 1758.

- Fasciola hepática Linneo, 1738. (Duela del hígado
de carnero).

- Fasciola gigantica Cobbold, 1856. (Duela gigante -
del hígado).

GENERO: Fasciolopsis Looss, 1899.

- Fasciolopsis buski (Lankester, 1857) Onder, 1902
(Duela gigante del intestino).

FAMILIA: ECHINOSTOMATIDAE Looss, 1902. (Equinostomas).

GENERO: Echinostoma Rudolphi, 1809, enmendado por Dietz
1910.

- Echinostoma ilocanum (Garrison, 1908) Odhner, --
1911.

GENERO: Himastla Dietz, 1909 enmendado por Odhner, 1910.
- Himastla muehlensi Vogel, 1933.

GENERO: Paryphostomum Dietz, 1909.
- Paryphostomum sufrartyfex (Lane, 1915) Bhalerao,
1931.

GENERO: Echinochasmus Dietz, 1909.
- Echinochasmus perfoliatus (von Ratz, 1908) Dietz
1910.

SUPERFAMILIA: PLAGIORCHIOIDEA (Dollfus, 1930) enmendada McMu -
llen, 1937, enmendada Faust, 1949.

FAMILIA: PLAGIORCHIIDAE Lühe, 1901.

GENERO: Plagiorchis Lühe, 1899.
- Plagiorchis javensis Sandground, 1940.

FAMILIA: DICROCOELIIDAE (Looss, 1907) Odhner, 1910.

GENERO: Dicrocoelium Dujardin, 1845.
- Dicrocoelium dendriticum (Rudolphi, 1813) Looss, -
1899. (Duela o tremátodo lanceolado).

FAMILIA: TROGLOTREMATIDAE Odhner, 1914.

GENERO: Troglorema Odhner, 1914.

- Troglorema salmnicola (Chapin, 1926) Witenberg, -
1932.

GENERO: Paragonimus Braun, 1899.

- Paragonimus westermani (Kerbert, 1878) Braun, 1899
(Tremátodo oriental del pulmón).

SUPERFAMILIA: OPISTORCHIOIDEA Vogel, 1934, enmendada Faust, 1949

FAMILIA: OPISTORCHIIDAE Lühe, 1901.

GENERO: Opistorchis R. Blanchard, 1895.

- Opistorchis felineus (Rivolta, 1884) Blanchard, --
1895.
- Opistorchis viverrini (Poirier, 1886) Stiles y Ha-
ssall, 1896.

GENERO: Clonorchis Looss, 1907.

- Clonorchis sinensis (Cobbold, 1875) Looss, 1907.
(Duela del hígado china).

FAMILIA: HETEROPHYDAE Odhner, 1914.

GENERO: Heterophyes Cobbold, 1866.

- Heterophyes heterophyes (von Siebold, 1852) Stiles
y Hassall, 1909.

GENERO: Metagonimus Katsurada, 1912.

- Metagonimus yokogawai Katsurada, 1912.

SUPERFAMILIA: HEMIUROIDEA Faust, 1929, enmendada 1937.

FAMILIA: ISOPARORCHIIDAE Poche, 1926.

GENERO: Isoparorchis Southwell, 1914.

- Isoparorchis hypselobagri (Billet, 1898) Odhner, -
1927.

Fasciola hepatica

Sinónimos comunes:

Distoma hepaticum (L., 1758); Fasciola californica (Sinit-
sin, 1933); Fasciola halli (Sinitzin, 1933).

Localización:

F. hepatica se puede encontrar en los conductos biliares del hígado, y ocasionalmente en forma errática en tejido subcutáneo y cavidad abdominal.

Morfología.

F. hepática (fig. 21) es un tremátodo carnoso que mide hasta 30 mm de longitud por 13 mm de ancho; es relativamente aplanado y foliaceo en los bordes.

En el extremo anterior hay una proyección cónica bien visible, mientras que el extremo posterior es redondeado y angosto, y a veces provisto de una serie de espinas.

En la parte anterior se va encontrar la ventosa oral que mide alrededor de 1 mm de diámetro, y por detrás de esta se va a encontrar la ventosa ventral con un diámetro de 1.6 mm.

El aparato digestivo de este tremátodo está formado esencialmente por la boca, situada en el fondo de la ventosa oral; por una faringe, globulosa y musculada; por el esófago corto, y por el tubo digestivo que se caracteriza por tener ciegos ramificados que se extienden hasta el extremo posterior del parásito (fig. 21 -B).

El aparato genital masculino (fig. 21 - B) está formado -- por un par de testículos de forma variable, y estan localizados -- uno detrás del otro en los cuartos segundo y tercero del cuerpo -- del parásito y están muy ramificados. De cada testículo emana un -- canal eferente que se une con el del otro testículo en un canal de -- ferente, el cual penetra en una cavidad de paredes gruesas, la bol -- sa de cirro, situada sobre la ventosa ventral, incluye una vesícu -- la seminal, las glándulas prostáticas y el órgano de la cópula, el -- cirro, que se abre por un delicado conducto precirral en el atrio -- genital, situado enfrente de la ventosa ventral.

El aparato genital femenino (fig. 21- A) está constitui -- do por un ovario, que se halla en el lado derecho, frente al testí -- culo anterior. De este ovario emana un oviducto. También se encuen -- tran las glándulas vitelógenas que se extienden por las partes la -- terales del parásito y están muy ramificadas, las glándulas de Me -- hlis y un receptáculo seminal.

El oviducto, el receptáculo seminal, las glándulas viteló -- genas y las de Mehlis , desembocan en el ootipo, que se continúa -- con el útero tubo largo y flexuoso que se abre en el atrio genital -- el cual se comunica con el exterior a través del poro genital.

Diagnóstico:

El diagnóstico específico se basa en el hallazgo de los -- huevos de F. hepática en el contenido duodenal o bien en las heces -- utilizando la técnica de sedimentación.

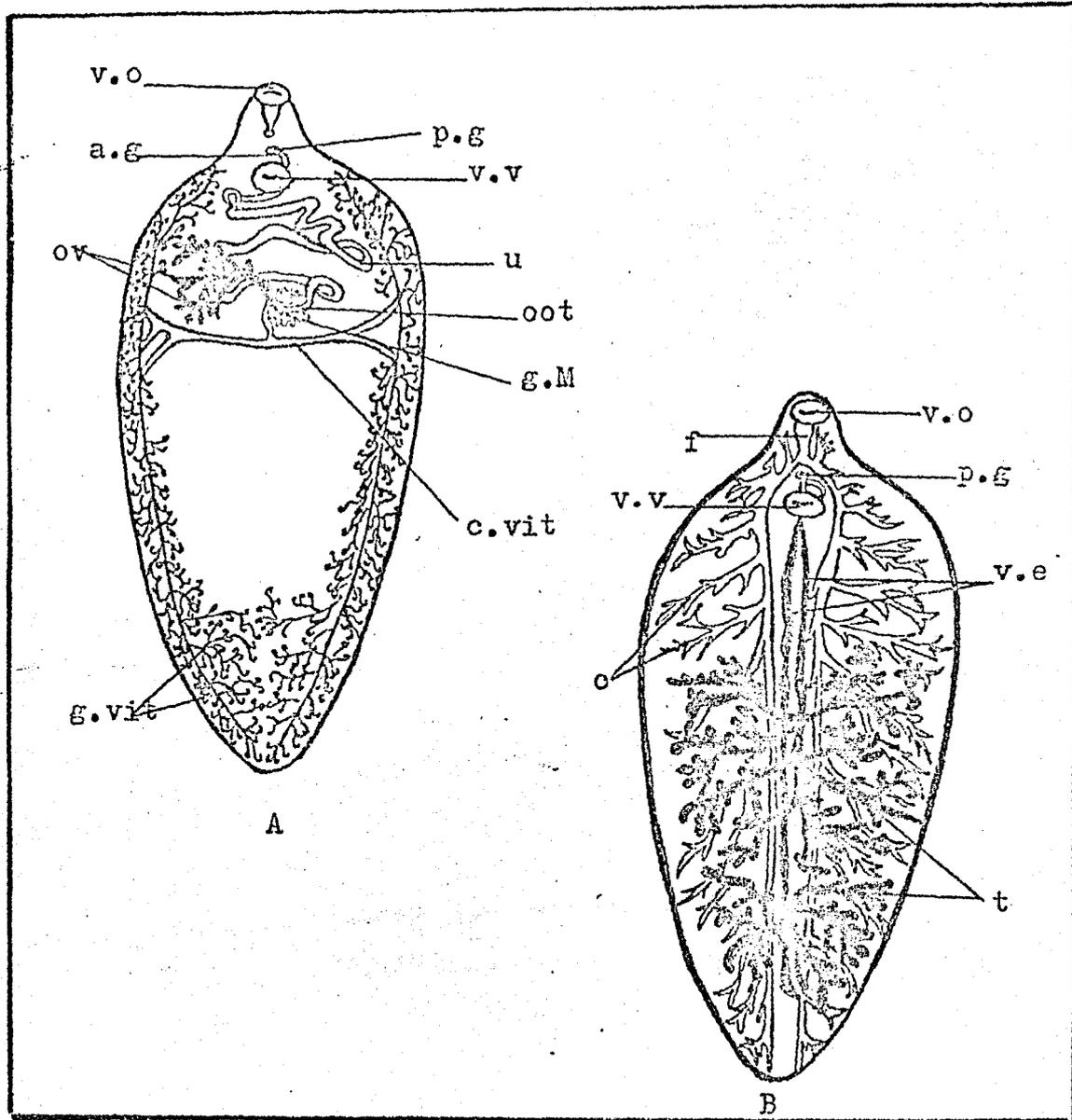


Fig. 21 Esquema morfológico de Fasciola hepatica.
 A) Organos reproductores femeninos, vista ventral; B) Organos reproductores masculinos y aparato digestivo, vista ventral.

a.g., Atrio genital; c, Ciegos; c.vit, Conducto vitelino; f, Faringe; g.M., Glándula de Mehlis; g.vit., Glándula vitelígena; - oot, Ootipo; ov., Ovario; p.g., Poro genital; t, Testículos; - v.e, Conductos eferentes; v.d, Conducto deferente; v.o, Ventosa oral; v.v, Ventosa ventral; u, Utero. (Brown, 1977.)

Los huevos de *F. hepática* (fig. 23 - A) son grandes, ovoideos, operculados, con doble membrana, de color pardo amarillento claro y miden de 130 a 150 micras de longitud por 63 a 90 micras de ancho. En el interior de estos huevos se van encontrar una gran cantidad de estructuras esféricas pequeñas denominadas blastomeros y cerca del opérculo también hay otra estructura esférica de mayor tamaño a la que se denomina cigoto, el cual da lugar a la formación del miracidio (primer estadio evolutivo de los trematodos).

Algunas veces suelen utilizarse reacciones de precipitación y de fijación de complemento, aunque estas técnicas aún no han sido bien adaptadas. Mazzoti (1942) observó que el antígeno preparado y disuelto en solución salina isotónica, produce una reacción intradérmica específica en los individuos que albergan este parásito.

Dicrocoelium dendriticum.Sinónimos Comunes:

Fasciola lanceolata (Rud, 1803); Fasciola dendritica (Rud, -- 1819).

Localización:

D. dendriticum se le encuentra en el parénquima hepático y en los conductos biliares, en los que se fijan y crecen los parásitos hasta llegar a la madurez.

Morfología:

El gusano adulto (fig. 22 - A) es lanceolado, plano y transparente. Mide de 5 a 15 mm de longitud por 1.5 a 2.5 mm de ancho. El tegumento carece de espinas. El acetábulo está situado al principio del -- segundo quinto del cuerpo. Los testículos son ligeramente lobulados y -- se encuentran situados oblicuamente por delante del ovario, detrás de -- la ventosa ventral y junto a ella. La bolsa del cirro tiene forma de botella, este se vacía por el poro genital, debajo de la horquilla del -- esófago. El ovario es casi esférico y está situado a la derecha de la -- línea media y algo por delante del plano ecuatorial del parásito. El pequeño receptáculo seminal y el conducto de Laurer están cerca de la línea media. Los vitelógenos ocupan las partes laterales de los dos séptimos centrales del cuerpo. El ootipo está situado algo por delante de la mitad del cuerpo. El útero se dirige en apretadas vueltas al extremo -- subcaudal del gusano, asciende después de la misma manera hasta la mitad del cuerpo y sigue un trayecto más o menos flexuoso hasta el poro -- genital.

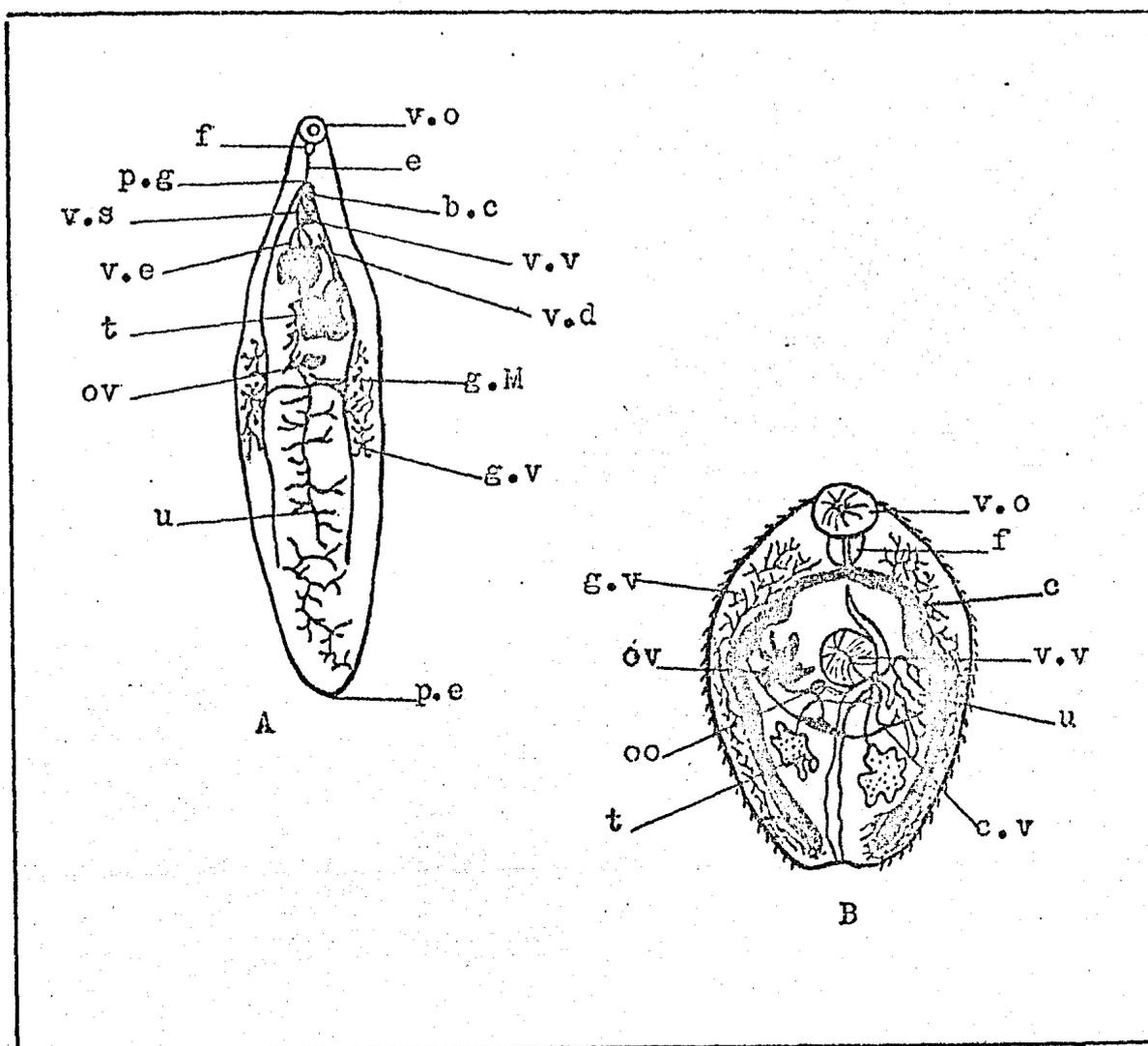


Fig. 22 A) Dicrocoelium dendriticum; B) Paragonimus wesermanni. (Faust, 1974.)

b.c, Bolsa del cirro; c, Ciego; c.v, Conducto vitelino; e, Esófago; f, Faringe; g.M, Glándulas de Mehlis; g.v, Glándulas vitelógenas; oo, Otipo; ov, Ovario; p.e, Poro excretor; p.g, Poro genital; t, Testículos; u, Utero; v.d, Conducto deferente; v.e, Conducto eferente; v.o, Ventosa oral; v.s, Vesícula seminal; v.v, Ventosa ventral.

Diagnóstico:

El diagnóstico se basa en el hallazgo de los huevos característicos (fig. 23 - B) del parásito en las materias fecales o en muestras extraídas por cateterismo duodenal, pero sin olvidar que hay que excluir las falsas infecciones.

Los huevos (fig. 23 - B) tienen una cápsula gruesa, son operculados y de color castaño dorado oscuro y miden de 38 a 45 micras de longitud por 22 a 30 micras de ancho. Estos huevos cuando son expulsados con las heces ya están completamente embrionados, son muy resistentes a la desecación pero no eclosionan en el agua.

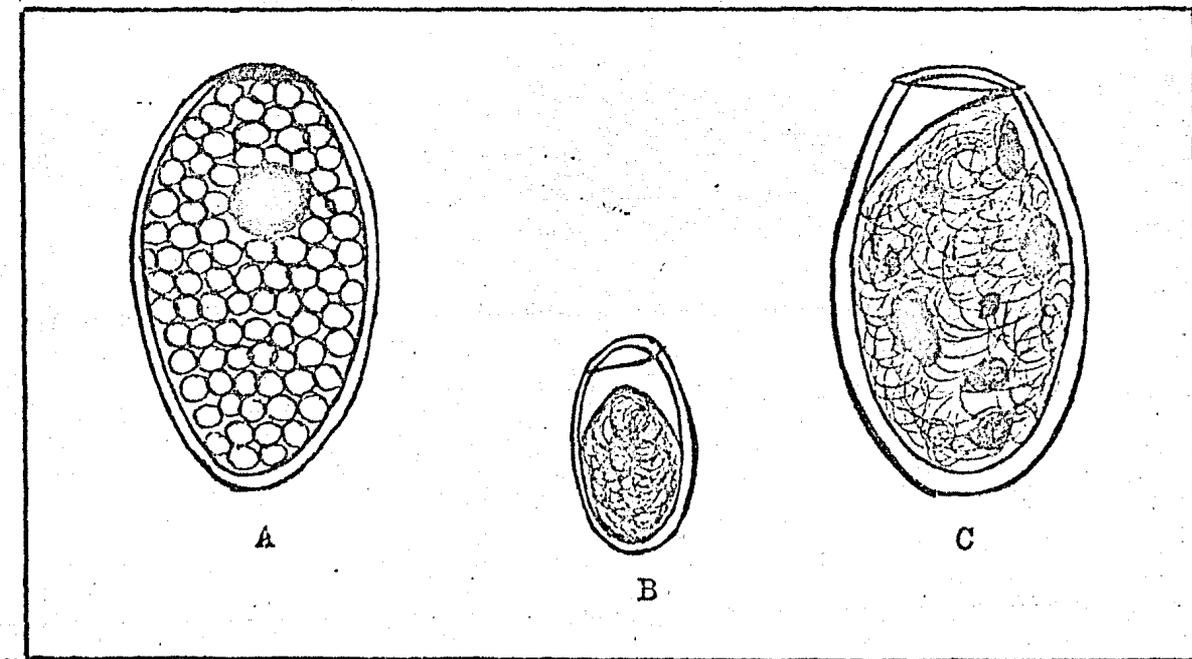


Fig. 23 A) Huevo de Fasciola hepatica; B) Huevo de Dicrocoelium dendriticum; C) Huevo de Paragonimus westermanni.
(Faust, 1974.)

Paragonimus westermani.Sinónimos Comunes:

Distoma westermani (Kerbert, 1878); Distoma ringeri (Cobbold, 1880); Distoma pulmonum (Baelz, 1880).

Localización:

El gusano adulto se le encuentra principalmente en los pulmones. También suele alojarse en hígado, pared del intestino, ganglios linfáticos mesentéricos, músculos, testículos, encéfalo, peritoneo, pleura, pericardio y miocardio.

Morfología:

El gusano adulto (fig. 22 - B) es un trematodo de color castaño rojizo, tosco, redondeado en el extremo anterior, y algo más afilado en el posterior. Mide de 7.5 a 12 mm de longitud, de 4 a 6 mm de ancho y de 3.5 a 5 mm de espesor. El tegumento se va encontrar provisto de espinas escamosas de borde liso o dentado, que rodean al gusano.

El cuerpo de este parásito va estar integrado por las ventosas oral y ventral que son casi de igual tamaño, la última ventosa (ventral) se va encontrar situada inmediatamente anterior al plano ecuatorial. La vejiga es una bolsa larga generalmente flexuosa, que se extiende desde el extremo posterior hasta la altura de la faringe. Los testículos son irregularmente lobulados, están situados simétricamente, uno a cada lado, casi a la mitad de la parte comprendida entre la ventosa ventral y el extremo posterior. El vaso deferente esta colocado en posición oblicua cerca del ootipo y en su extremo externo tiene una parte prostática y un conducto eyaculador corto. No hay bolsa de cirro ni cirro. El conducto eyaculador se une al útero y a la vagina, y los dos -

se abren juntos en el atrio genital, inmediato al acetábulo y detrás de él, un poco a la derecha de la línea media. El ovario es grande, lobulado, y se halla junto al acetábulo, a la izquierda y por detrás del mismo. Un pequeño receptáculo seminal y el conducto de Laurer se abren en el oviducto, entre el ovario y el ootipo. Los vitelógenos están formados por folículos muy ramificados y se encuentran en las partes laterales sobre los ciegos, desde la faringe, hasta el extremo caudal. La masa principal del útero es una roseta muy enrollada, a la derecha de la línea media, y ligeramente por delante del plano del ovario. Se abre al exterior por la vagina en el atrio genital común.

Diagnóstico:

El diagnóstico específico se establece mediante el hallazgo de los huevos (fig. 23-- C) característicos del parásito en los esputos, en el líquido obtenido por paracentesis, en las materias fecales o en las lesiones cutáneas. Los esputos están con frecuencia teñidos de sangre y tienen manchas de color herrumboso formadas por masas de huevos. Los huevos de *P. westermanni* (fig. 23 - C) son anchos, ovoides, con un opérculo, son de color castaño dorado, miden de 80 a 118 micras por 48 a 60 micras de ancho, y no están maduros en el momento de la puesta. De las bolsas pulmonares pasan a los bronquiolos y se expulsan con los esputos o se degluten y se eliminan con las heces.

También se puede hacer la prueba de fijación de complemento, solo que el título es positivo solamente durante la época en que el parásito está vivo, mientras que la intradermorreacción suele ser positiva durante muchos años después de haber desaparecido la infección.

CESTODOS

CESTODOS

CARACTERES GENERALES

Los cestodos son platelmintos cuyo cuerpo tiene casi siempre la forma de una cinta dividida en segmentos; lleva un aparato de fijación en su extremo anterior; el tegumento liso y no hay cavidad general ni tubo digestivo. Son generalmente de color blanquizco; su talla varía, según las especies, desde unos cuantos milímetros hasta varios metros de longitud.

El cuerpo está formado por tres porciones: el escólex, comúnmente llamado cabeza; el cuello, porción corta, angosta, no segmentada que sigue inmediatamente al escólex, y el estróbilo, que es el conjunto de segmentos o proglótidos, a menudo designados, impropriamente, con el nombre de anillos.

El escólex forma la extremidad anterior del cuerpo. Es un bulto esferoidal, ovoidal o cuboide, pequeño, y lleva cuatro ventosas de contorno circular o dos botridios, con forma de hendiduras longitudinales; suele llevar, además, una o varias coronas de ganchos de queratina, con forma y dimensiones variables, implantados alrededor de una prolongación cónica anterior, el rostelo, que puede ser retractil.

Al escólex sigue el cuello, cuyos elementos celulares tienen gran capacidad germinativa y a expensas del cual se forman los proglótidos. Los proglótidos son de varias formas, en general cuadrangulares, a veces con su contorno lateral levemente convexo.

Su número es muy variable, puede haber desde tres hasta mil o más. En los proglótidos más cercanos al cuello todavía no están desarrollados los órganos genitales y por eso se les llama inmaduros a estos segmentos; en los de la porción media del estróbilo, los órganos genitales están ya bien desarrollados, por lo cual a tales segmentos se les llama maduros y los que forman la porción terminal se denominan grávidos porque en ellos los úteros están llenos de huevos.

El cuerpo de los cestodos está revestido por la cutícula, membrana lisa formada por una hilada subyacente de células epiteliales subcuticulares; más profundamente están varias capas musculares cuyos haces se orientan en diversos sentidos. El resto del cuerpo está constituido por un parénquima, dividido por una capa muscular en una zona cortical, que contiene gran cantidad de granos calcáreos, y en otra profunda, que envuelve al aparato excretor, al sistema nervioso y a los órganos de la reproducción.

Los cestodos carecen de aparato digestivo; viven constantemente en un medio rico de elementos nutritivos, los que absorben por ósmosis a través de sus tegumentos.

Los cestodos tampoco tienen aparato circulatorio ni respiratorio. El aparato excretor está formado por un conjunto de solenocitos o células flama, semejantes a los de los tremátodos, conectados entre sí por canalillos que desembocan en cuatro canales excretores situados dos a cada lado del cuerpo y que se comunican en cada segmento con los del lado opuesto por canales transversales; estos ca

nales excretorios desembocan en orificios terminales en el último -- segmento del estróbilo.

El sistema nervioso está integrado por un grupo de ganglios situados en el escólex y comunicados entre sí por comisuras; de estos ganglios parten dos troncos nerviosos longitudinales, que corren a lo largo del cuerpo, y de los que emanan ramas que se dirigen a los varios tejidos y órganos.

El aparato genital ocupa la mayor parte del cuerpo del cecido, como que la reproducción es la función esencial de estos parásitos al estado adulto. Cada proglótido tiene por lo menos un aparato genital masculino y otro femenino. El primero está formado por testículos, casi siempre en gran número, de cada uno de los cuales parte un canal eferente que se reúne con los demás en un canal deferente, el cual se ensancha cerca de su porción terminal y forma así una vesícula seminal y termina en un órgano de cópula, el cirro, alojado en un saco pequeño, la bolsa de cirro. El orificio terminal del aparato genital masculino está contiguo al correspondiente del aparato genital femenino, en la cavidad de un poro genital. El aparato genital femenino consta de dos ovarios, de cada uno de los cuales parte un conducto que desemboca en otro mayor, el oviducto. Este oviducto desemboca en la vagina, la que por una parte se abre en el seno genital y, por la otra, se continúa con el ootipo, del cual parte el útero, en forma de tubo más o menos ramificado, recto o -- flexuoso y que se distiende cuando esta lleno de huevos. Algunas glándulas completan el aparato genital femenino, como la coclear o-

de Mehlis, que rodea al ootipo, y la vitelógena, que desemboca en el ootipo a través del viteloducto.

Los huevos de los céstodos son esferoidales u ovoidales y están formados por el embrión u óvulo fecundado, envuelto en una membrana interna y en otra externa. En la mayor parte de las especies que parasitan al hombre, el embrión lleva tres pares de ganchitos, a lo cual debe su nombre de embrión hexacanto (fig.24).

En los cestodos ciclofilídeos los huevos se acumulan en el útero y no son puestos activamente, sino que los últimos segmentos grávidos se desprenden del resto del estróbilo y salen del intestino, bien sea en forma activa, por sus propios movimientos, o pasivamente arrastrados por el contenido intestinal, con las materias fecales. En algunas especies los últimos segmentos grávidos se desintegran en las últimas porciones del intestino y así quedan libres los huevos que aquellos contienen, los cuales salen al exterior mezclados con la materia fecal.

Para que se desarrollen los embriones de la mayor parte de los ciclofilídeos se requiere que pasen por un hospedero intermediario, en cuyo intestino son digeridas las membranas que envuelven a tales embriones; éstos, así liberados, atraviesan la pared del intestino y se digieren después a algún órgano en el cual se fijan y prosiguen su evolución hasta convertirse en una forma larvaria. Las larvas de los ciclofilídeos pueden ser de varios tipos; todas, tienen por lo menos, un escólex, un cuello y un apéndice caudal. Cuando este apéndice es corto y no vesiculoso, la larva es un cisticercoide;

el cisticerco, tiene un solo escolex, el cual está invaginado dentro de la porción proximal de su vesícula. Cuando se desarrollan varios escólices a partir de la pared germinal interna, se conoce como cenuro. Cuando a partir de la capa germinal se producen muchos escólices que se transforman en vesículas hijas (o cápsulas ovígeras), dentro de las cuales, a su vez, se pueden producir muchos escólices. A la forma larvaria se le conoce como hidátide o quiste hidátidico.

Algunas especies de cestodos se cuentan entre los parásitos humanos más ampliamente diseminados por el mundo y más abundantes. Los efectos que su presencia causan en el organismo humano pueden ser debidos a la infección con formas larvarias, en algunas especies, o con las formas adultas en otras. La invasión del organismo por las formas larvarias, produce lesiones y trastornos cuya expresión clínica varía con el sitio donde tales larvas se asientan y con el volumen y número de estas. La invasión del organismo humano por los cestodos adultos da lugar a que éstos ejerzan las acciones mecánicas, tóxicas, irritativas y las demás comunes a muchos parásitos, lo cual es causa de síntomas vagos y de trastornos benignos hasta cierto punto.



Fig. 24 Huevo de un cestodo.
(Faust, 1974.)

CLASIFICACION DE LOS CESTODOS

- PHYLUM: PLATHYHELMINTHES Gengenbaur, 1859.
- CLASE: CESTOIDEA (Rudolphi, 1808) Fuhrmann, 1931.
- SUBCLASE: CESTODA (van Beneden, 1849) Monticelli, 1892 co -
rregida.
- ORDEN: CYCLOPHYLLIDEA Braun, 1900.
- SUPERFAMILIA: TAENIOIDEA Zwicke, 1841.
- FAMILIA: TAENIIDAE Ludwig, 1886.
- GENERO: Taenia Linneo, 1758.
- Taenia saginata Goeze, 1782. (Tenia de la vaca).
 - Taenia solium Linneo, 1758. (Tenia del cerdo).
- GENERO: Echinococcus Rudolphi, 1801.
- Echinococcus granulosos (Batsch, 1876) Rudolphi, -
1805. (Tenia hidatídica).
 - Echinococcus multilocularis Leuckart, 1863. (Tenia
hidatídica alveolar).
 - Echinococcus oligarthrus (Diesing, 1863) Lühe, --
1910.
- FAMILIA: HYMENOLEPIDIDAE Railliet y Henry, 1909.

- GENERO: Hymenolepis Weinland, 1858.
- Hymenolepis nana (von Siebold, 1852) Blanchard, -
1891. (Tenia enana).
 - Hymenolepis diminuta (Rudolphi, 1819) Blanchard, -
1891. (Tenia de la rata).

FAMILIA: DILEPIDIDAE Fuhrman, 1907, corregido Lincicome , -
1939.

- GENERO: Dipylidium Leuckart, 1863.
- Dipylidium caninum (Linneo, 1758) Railliet, 1892.
(Tenia del perro).

FAMILIA: DAVAINIIDAE Fuhrman, 1907.

- GENERO: Raillietina Fuhrman, 1920.
- Raillietina demerariensis (Daniels, 1895) Dollfus,
1939-1940.

FAMILIA: ANOPOCEPHALIDAE Cholodkowsky, 1902.

- GENERO: Bertiella Stiles y Hassall, 1902.
- Bertiella studeri (Blanchard, 1891) Stiles y Has -
sall, 1902.
 - Bertiella mucronata (Meyer, 1895) Beddard, 1911.

FAMILIA: LINSTOWIIDAE Fuhrman, 1907.

- GENERO: Inermicapsifer Janicki, 1910.
- Inermicapsifer madagascariensis (Davaine, 1870) Ba

er, 1956.

FAMILIA: MESOCESTOIDIDAE Perrier, 1897.

GENERO: Mesocestoides Vaillant, 1863.

- Mesocestoides variabilis Mueller, 1928.

ORDEN: PSEUDOPHYLLIDEA Carus, 1863.

SUPERFAMILIA: BOTHRIOCEPHALOIDEA Braun, 1903.

FAMILIA: DIPHYLLOBOTHRIDAE Lühe, 1910.

GENERO: Diphyllobotrium Cobbold, 1858.

- Diphyllobotrium latum (Linneo, 1758) Lühe, 1910.

(Tenia de peces y del hombre).

- Diphyllobotrium pacificum (Nybelin, 1931) Margolis
1956.

- Spirometra mansoni (Cobbold, 1883) Mueller, 1937.
(Tenia de Mancono).

CESTODOS CICLOFILÍDEOS DEL HOMBRE.Taenia soliumSinónimos Comunes:

Taenia cucurbitina (Palla, 1766); T. pellucida (Goeze, 1782); T. vulgaris (Werner, 1782); Taenia armada humana (Brera, 1808).

Localización:

Esta especie de Taenia vive adherida a la pared del intestino delgado, en la luz del cual se enrolla hacia delante y hacia atrás.

Morfología:

T. solium tiene una longitud de 2 a 7 m. El escólex -- (fig. 25 - A) es en general cuadrangular aproximadamente de 1 mm de diámetro, posee 4 ventosas grandes y en forma de copa (de 0.5 mm de diámetro), y un rostelo notable, redondeado, armado con una doble corona de ganchos grandes y pequeños, en número de 22 a 32, que miden de 160 a 180 y de 110 a 140 micras de longitud, respectivamente. La región cervical es corta y de sólo la mitad del grueso del escólex.

Posee 3 tipos de proglótidos, y el número total de -- ellas es menor de 1000.

Los proglótidos inmaduros son más anchos que largos, -- los maduros son casi cuadrados, y los grávidos son más largos -- que anchos.

Las proglótidos maduros (fig. 25 -C) difieren de los de T. saginata solamente en algunos detalles esenciales. Los testículos están constituidos por 150 a 200 folículos, distribuidos a través del plano dorsal. Los vasos eferentes, muy numerosos, se unen para formar un vaso eferente común, el cual se continúa como un tubo enrollado hacia el atrio genital, para formar la región prostática y el órgano del cirro. El atrio genital está cubierto por un poro genital con un esfínter muscular. Sobre la porción inferior de los vasos deferentes se encuentra el tubo vaginal, el cual se dirige hacia la porción media y luego hacia la parte posterior del poro genital, para terminar dentro del ootipo. El ovario, situado en el tercio posterior de ~~el~~ proglótido, está formado por dos lóbulos grandes y simétricos y un lóbulo accesorio en el lado del poro genital. Detrás del ovario se encuentra la glándula vitelógena constituida por un conjunto de folículos situados en posición media.

El oviducto recibe al conducto vitelino y a la vagina, antes de penetrar en el ootipo, el cual está situado entre los dos grandes lóbulos del ovario y la glándula vitelógena, y rodeado por la glándula de Mehlis.

El útero se origina en la cara anterior del ootipo y se dirige primero hacia el borde anterior del proglótido, como un órgano ciego en forma de clava. Cuando este útero se encuentra lleno de huevos se forman extensiones laterales que se ramifican una o dos veces, dando como resultado a las proglótidos grávidas (fig. 25 - D). El número característico de estas

ramificaciones es de 7 a 13, generalmente 9, a ambos lados del -- tronco uterino principalmente.

Los huevos de T. solium que se liberan del útero son esféricos o casi esféricos (fig. 25 - E), miden de 31 a 43 micras de diámetro, son de color pálido o café nogal y no se pueden distinguir de los de T. saginata. Estos huevos están provistos de una cápsula gruesa y de una delgada membrana hialina de origen embriionario. Dentro de la cápsula hay un embrión completamente desarrollado, que generalmente contiene 3 pares de ganchos (embrión hexacanto).

Cuando los huevos son ingeridos por cerdos o por el hombre, al llegar al duodeno o yeyuno, se desintegra la cubierta de estos. El embrión hexacanto resultante penetra en la pared intestinal, y es transportado a todo el cuerpo infiltrándose principalmente a los músculos, donde después de un cierto período de días se transforma en cisticerco.

El cisticerco (fig. 25 - B) es una vesícula ovoidal o casi esférica, de color blanco lechoso, con un pequeño escólex invaginado con cuatro ventosas y un círculo de ganchos. Mide aproximadamente 5 mm de largo por 8 a 10 mm de ancho, pero cuando se le encuentra en el cerebro puede medir hasta varios cm.

Diagnóstico:

En el caso del gusano adulto la presencia de los huevos característicos de Taenia en las heces impide el diagnóstico diferencial con T. saginata. La obtención de las proglótidos grávidos

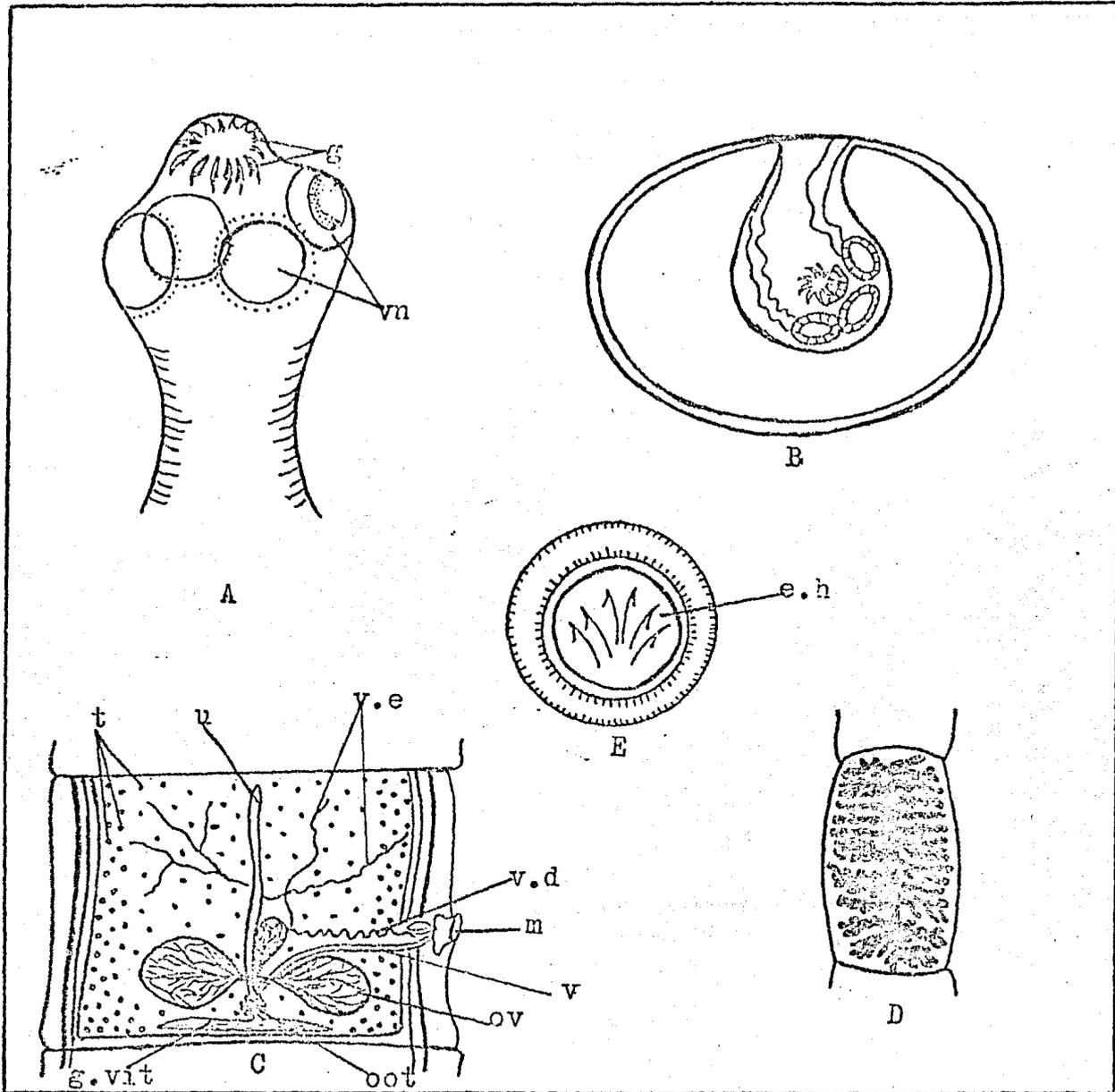


Fig. 25 Taenia solium. A) Escolex; B) Cysticercus cellulosae; C) Proglótido maduro; D) Proglótido grávido; E) Huevo.

e.h., Embrión hexacanto; g, Ganchos; g.vit, Glándula vitelógena; m, Poro o atrio genital; oot, Ootipo; ov, Ovario; t, Testículos; u, Utero; v, Vagina; v.d, Vaso deferente; v.e, Vaso eferente; vn, Ventosas. (Faust. 1974.)

para contar el número de ramificaciones laterales del útero (de 7 a 13 en cada lado, a diferencia de las 15 a 20 en Taenia saginata), constituye el único método específico de diagnóstico que se conoce para determinar la existencia de una infección por T. solium, antes del tratamiento. Con la expulsión del escólex después de la medicamentación, el rosetelo armado permite establecer la diferenciación entre esta y T. saginata.

Cuando se trata del cisticerco, generalmente el diagnóstico se establece mediante la extirpación de la larva y su examen al microscopio, donde se observará el escólex invaginado con 4 ventosas y un círculo anterior de ganchos.

Otra forma de realizar el diagnóstico es por medio de pruebas serológicas como intradermorreacciones y reacciones de precipitación, utilizando los extractos crudos de C. cellulosa, C. bovis y aun de cisticercos no habituales del hombre, como antígenos, a diluciones de 1:2000 a 1:12000 (Biagi y Tay, 1958).

Después de la calcificación del cisticerco, los estudios radiológicos pueden ser útiles en la localización de lesiones, especialmente aquellas situadas en la musculatura y el sistema nervioso central.

La cisticercosis cerebral debe ser diferenciada del quiste hidatídico (véase pág. 218) o embolias de otros tipos, tumores cerebrales y epilepsia hereditaria, así como de la sífilis cerebral.

Taenia saginataSinónimos Comunes:

Taenia solium (Linneo, 1767); T. inermis (Brera, 1802); -
T. mediocanellata (Küchenmeister, 1852); Taeniarhynchus mediocane-
llata (Weinland, 1958).

Localización:

Esta especie vive adherida por su escólex a la mucosa --
 del intestino delgado del hombre.

Morfología:

Los gusanos adultos (fig. 26) son considerablemente --
 más largos que los de T. solium, debido al mayor número de progló-
 tides desarrolladas y a la mayor longitud de las proglótides grá-
 vidas. En condiciones favorables pueden tener una longitud de 25
 m o más, pero generalmente no miden más de 3.5 a 4.5 m, y poseen-
 de 1000 a 2000 proglótidos en total.

La cabeza (fig. 26-A) es cuadrada en sección transversal
 con un diámetro de 1.5 a 2 mm, y está provista de 4 ventosas semi-
 esféricas de 0.7 a 0.8 mm de diámetro, situadas en los cuatro an-
 gulos de la cabeza, las cuales sirven como órganos de fijación.
 El cuello no es mayor que la mitad del ancho de la cabeza y va --
 rias veces más largo. Le siguen la serie habitual de proglótidos--
 inmaduros, maduros y grávidos.

Los proglótidos maduros son un poco más anchos que lar --
 ges (aproximadamente 12 mm de ancho) y los grávidos son más angos

tos y largos (de 5 a 7 mm de ancho y 20 mm de largo).

Los órganos genitales en las proglótidos maduras tienen en general el mismo aspecto que los de T. solium, pero difieren notablemente, ya que estas poseen el doble de testículos (de 300- a 400) y carecen de lóbulo ovárico accesorio. (fig. 26 - B).

En los proglótidos grávidos (fig. 26 -D), que se localizan en la quinta parte más distal del parásito, el útero tiene de 15 a 20 ramificaciones laterales (18 promedio), lo cual es específico para el diagnóstico.

Los huevos al abandonar el útero del proglótido grávido, miden de 31 a 43 micras de diámetro y son de estructura similar a los de T. solium, lo cual hace que no se pueda distinguir la especie (véase pág. 201)

En esta especie de Taenia el cisticerco (Cysticercus bovis), es de forma ovoide (fig. 26 - E), de color blanco lechoso opalescente, y miden de 7.5 a 10 mm de ancho por 4 a 6 mm de largo conteniendo en su interior un escólex desarmada, y con 4 ventosas. Este tipo de cisticerco solo se presenta en los bovinos.

Diagnóstico:

La identificación de los huevos mediante frotis directos, técnicas de concentración o con la técnica de la cinta adhesiva, solamente nos son útiles para indicarnos que el paciente está infectado con una especie de Taenia.

tos y largos (de 5 a 7 mm de ancho y 20 mm de largo).

Los órganos genitales en los proglótidos maduras tienen en general el mismo aspecto que los de T. solium, pero difieren notablemente, ya que estas poseen el doble de testículos (de 300- a 400) y carecen de lóbulo ovárico accesorio. (fig. 26 - B).

En los proglótidos grávidos (fig. 26 - D), que se localizan en la quinta parte más distal del parásito, el útero tiene de 15 a 20 ramificaciones laterales (18 promedio), lo cual es específico para el diagnóstico.

Los huevos al abandonar el útero del proglótido grávido, miden de 31 a 43 micras de diámetro y son de estructura similar a los de T. solium, lo cual hace que no se pueda distinguir la especie (véase pág. 201)

En esta especie de Taenia el cisticerco (Cysticercus bovis), es de forma ovoide (fig. 26 - E), de color blanco lechoso opalescente, y miden de 7.5 a 10 mm de ancho por 4 a 6 mm de largo conteniendo en su interior un escólex desarmada, y con 4 ventosas. Este tipo de cisticerco solo se presenta en los bovinos.

Diagnóstico:

La identificación de los huevos mediante frotis directos, técnicas de concentración o con la técnica de la cinta adhesiva, solamente nos son útiles para indicarnos que el paciente está infectado con una especie de Taenia.

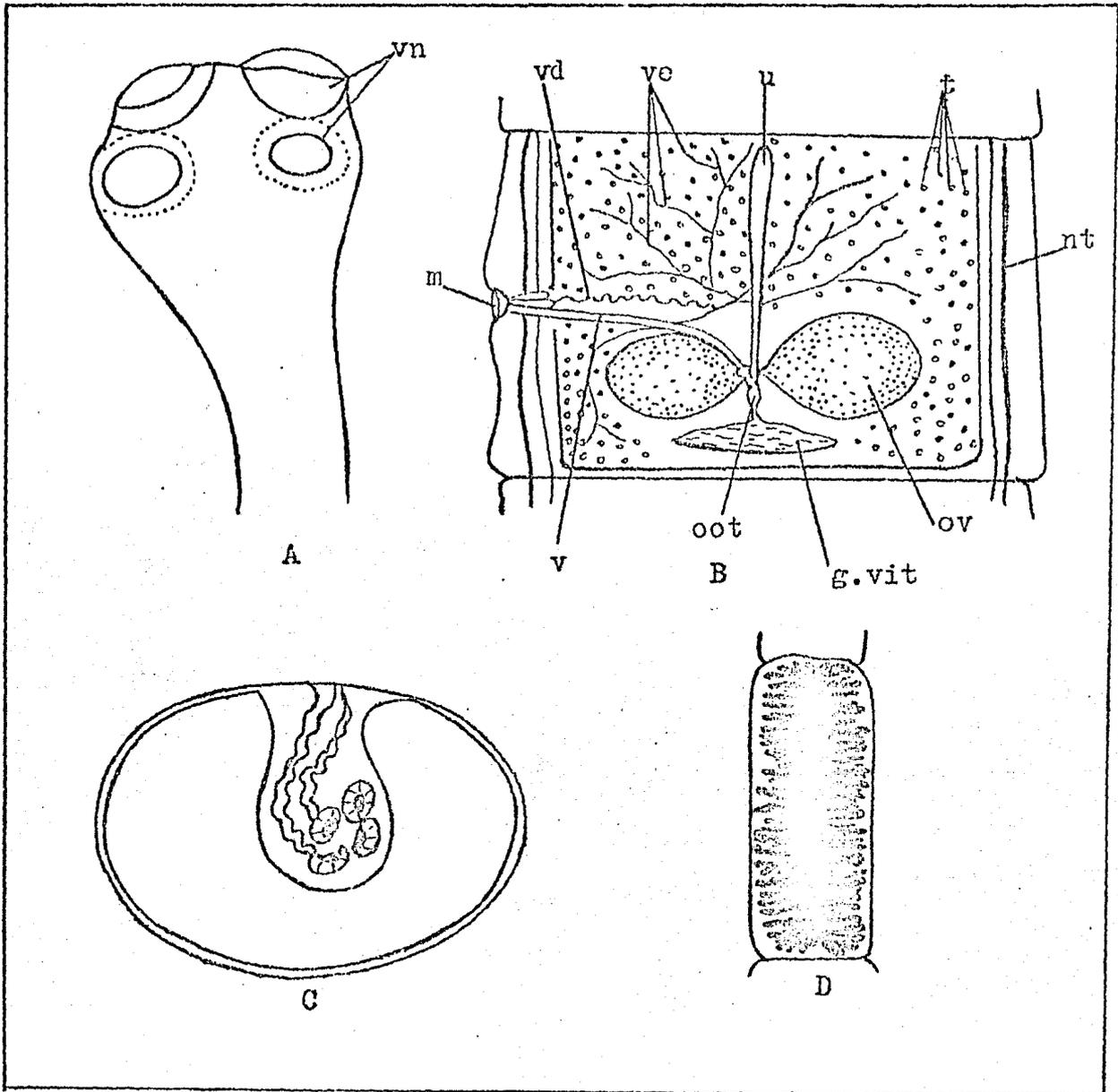


Fig. 26 Taenia saginata. A) Escolex; B) Proglótido maduro; -
C) Cysticercus bovis; D) Proglótido grávido. (Faust, 1974.)

g.vit, Glándula vitelógena; m, Poro o atrio genital; n.t, Tronco nervioso lateral; oot, Ootipo; ov, Ovario; t, Testículos; u, Utero; v, Vagina; v.d, Vaso deferente; v.e, Vaso eferente; v.n, Ventosas.

La única forma específica de diagnóstico es el examen de los proglótidos grávidos que elimina el paciente, entre dos portaobjetos, utilizando una lupa para determinar el número de ramificaciones uterinas (de 15 a 20, generalmente 18 ramificaciones uterinas a cada lado del tronco uterino en T. saginata y 13 ó menos en T. solium)

A veces, las proglótidos expulsadas en las heces están rotas y se pierde el carácter distintivo del útero. En estos casos la administración de un laxante al paciente suele provocar la expulsión de los proglótidos más proximales, en los cuales las características del útero pueden ser rápidamente identificadas.

Hymenolepis nana

Sinónimos Comunes:

Taenia murina (Dujardin, 1845); T. nana (v. Siebold, -- 1852); Hymenolepis fraterna (Stiles, 1906).

Localización:

H. nana habita en la luz del intestino delgado, adherido por medio de sus escólices a las vellosidades intestinales.

Morfología:

El gusano completo (fig.27 -A) es pequeño, mide de 25 a 40 mm de largo por 1 mm de diámetro como máximo. El tamaño del estróbilo es por lo general inversamente proporcional al número de gusanos en el hospedero.

El escólex es pequeño (0.32 mm de diámetro) y romboidal, con cuatro ventosas hemisféricas de 80 micras de diámetro y un rosetelo pequeño, armado con 20 a 30 ganchitos dispuestos en un anillo, el cual puede invaginarse en el extremo del órgano (fig. - 27 - B). La región cervical es larga y delgada.

El estróbilo está formado por 200 segmentos o proglótidos; Las proglótidos inmaduras inmediatas al cuello son muy cortos y angostas, y los más alejados son más anchos. En el extremo distal, el contorno general del estróbilo es redondeado.

Los proglótidos maduros, cuatro veces más anchos que -- largos, tienen un poro genital único, en el lado izquierdo, tres-

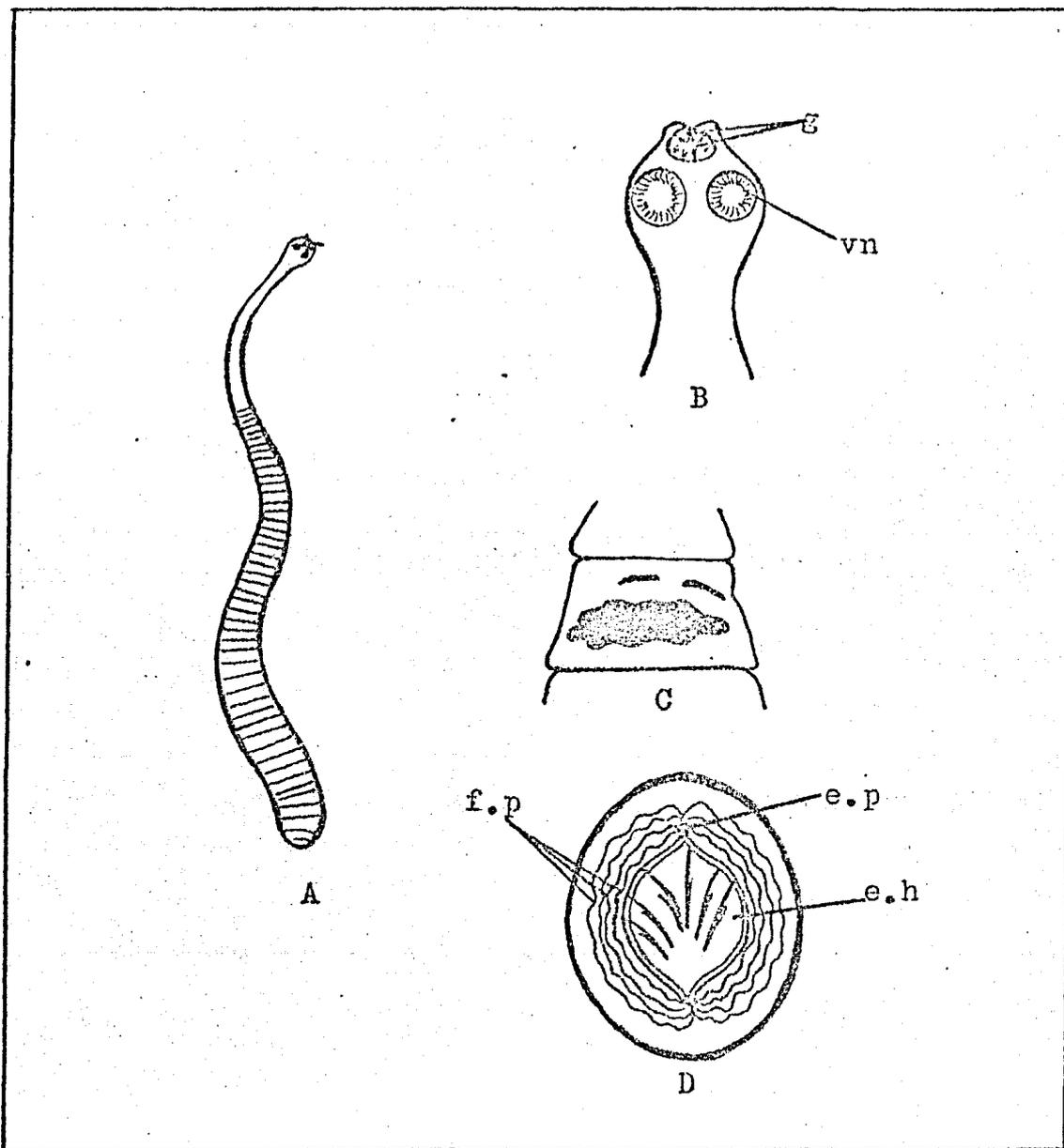


Fig. 27 Hymenolepis nana. A) Gusano adulto; B) Escolex; C) Proglótido grávido; D) Huevo. (Faust, 1974.)

e.p, Engrosamientos polares; e.h, Embrión hexacanto; f.p, Filamentos polares; g, Ganchos; vn, Ventosas.

testículos redondos y un ovario bilobulado. En las proglótidos -- grávidas, el útero contiene de 80 a 180 huevos. (fig. 27 - C) los cuales son liberados al desintegrarse gradualmente las proglóti -- des grávidas.

Los huevos son esféricos o casi esféricos (fig. 27 - D) -- hialinos, de 30 a 47 micras de diámetro. Tiene dos membranas que encierran un embrión hexacanto. La membrana interna tiene dos engrosamientos polares, de cada uno de los cuales nacen 4 a 8 filamentos polares.

Diagnóstico:

El diagnóstico específico se basa en el hallazgo de los -- huevos característicos de esta especie (fig. 27 - D) en heces, -- por medio de técnicas de concentración, o bien de proglótidos grá -- vidas que son eliminados con las heces.

Hymenolepis diminutaSinónimos Comunes:

Taenia diminuta (Rudolphi, 1819).

Localización:

Esta Taenia habita en los dos tercios superiores del íleon.

Morfología

El gusano maduro mide de 20 a 60 cm de largo y aumenta gradualmente su anchura de 0.5 mm en la región cervical a 3.5 a 4 mm cerca del extremo distal. El escólex es pequeño y redondeado, con 4 ventosas profundas en forma de copa y una cavidad apical dentro de la cual se invagina el rosetelo, inerme, pariforme y sin ganchos. (fig. 28 - B).

El estróbilo puede estar formado por 800 ó 1000 proglótidos, todos más anchos que largos. Los proglótidos maduros de 0.8- de longitud por 2.5 mm de ancho, tienen cada uno 3 testículos ovoides, y sus órganos genitales están dispuestos como se muestra en la fig. 28 - C. Los proglótidos grávidos contienen un útero lleno de huevos, los cuales se liberan cuando son desintegrados estos proglótidos, y expulsados con las heces del hospedero.

Los huevos de H. diminuta son semejantes a los de H. nana, solo difieren en el tamaño (estos huevos miden de 60 a 79 micras de diámetro, mientras que los de H. nana miden de 30 a 47 micras), y en la ausencia de filamentos polares en la membrana in-

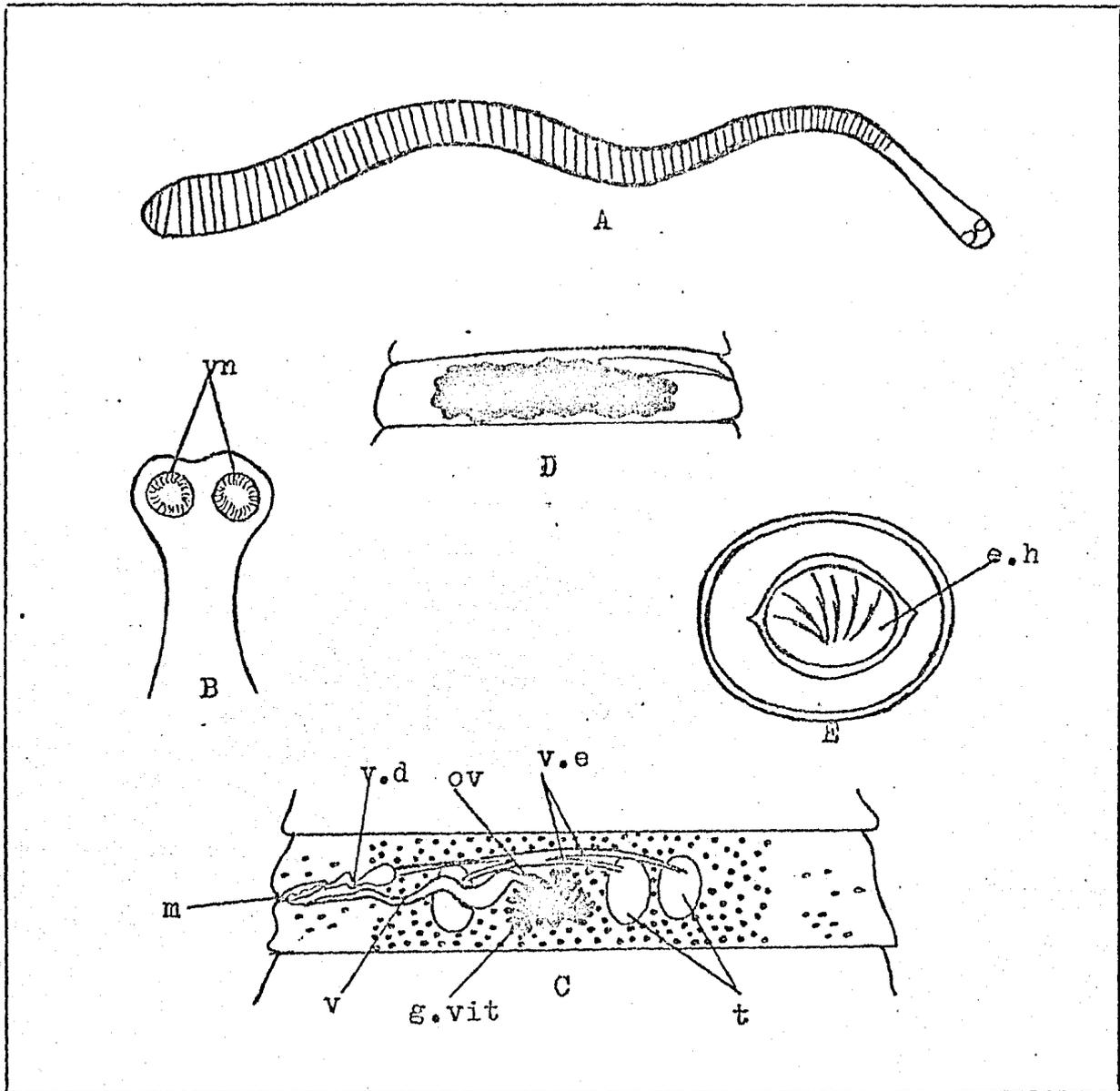


Fig. 28 Hymenolepis diminuta. A) Gusano adulto; B) Escolex; C) Proglótido maduro; D) Proglótido grávido; E) Huevo.

e.h, Embrión hexacanto; g.vit, Glándula vitelógena; m, Poro o --
 atrio genital; t, Testículos; ov, Ovario; v, Vagina; v.d, Vaso --
 deferente; v.e, Vaso eferente. (Faust, 1974 y Brown, 1977.)

terna (fig. 28 - E).

Diagnóstico:

Se basa principalmente en la obtención de los huevos característicos (fig. 28 - E) en las heces, utilizandò para esto - las técnicas de concentración.

En ocasiones los gusanos adultos pueden ser expulsados - espontáneamente tras la administración de un laxante, y en base - al escólex establecer la diferenciación entre este céstodo y H. -
nana.

Dipylidium caninumSinónimos Comunes:

Taenia canina (L., 1758); T. cucumerina (Bloch, 1782); - Dipylidium cucumerinum (Leuckart, 1863); D. sexcoronatum (v. Rátz 1900) Venard, 1938 sólo reconoció otras dos especies del género - Dipylidium denominadas D. buencaminoi (Tubangul, 1925 del perro - en Manila), y D. otocyonis (Joyeux, Baer y Martín, 1936, de Oto- cyon megalotis, del Norte de Somalia).

Localización:

D. caninum habita el intestino delgado del perro, gato, - carnívoros selváticos y ocasionalmente en el intestino delgado -- del humano.

Morfología:

El gusano adulto tiene una longitud de 100-700 mm, con - un estróbilo compuesto por una cadena de 60 a 175 proglótides.

El escólex (fig. 29 - B) es pequeño, romboidal con un diámetro de 250 a 500 micras, con cuatro ventosas ovales, profundas - y en forma de copa, y un rostelo armado, en forma de clava, capaz de invaginarse totalmente dentro del escólex. Este rostelo posee de 30 a 50 ganchos, dispuestos en 1 a 7 círculos según la edad -- del gusano; cada gancho tiene un brazo corto y curvado, y una base grande y redondeada. Los ganchos anteriores son más largos que los posteriores.

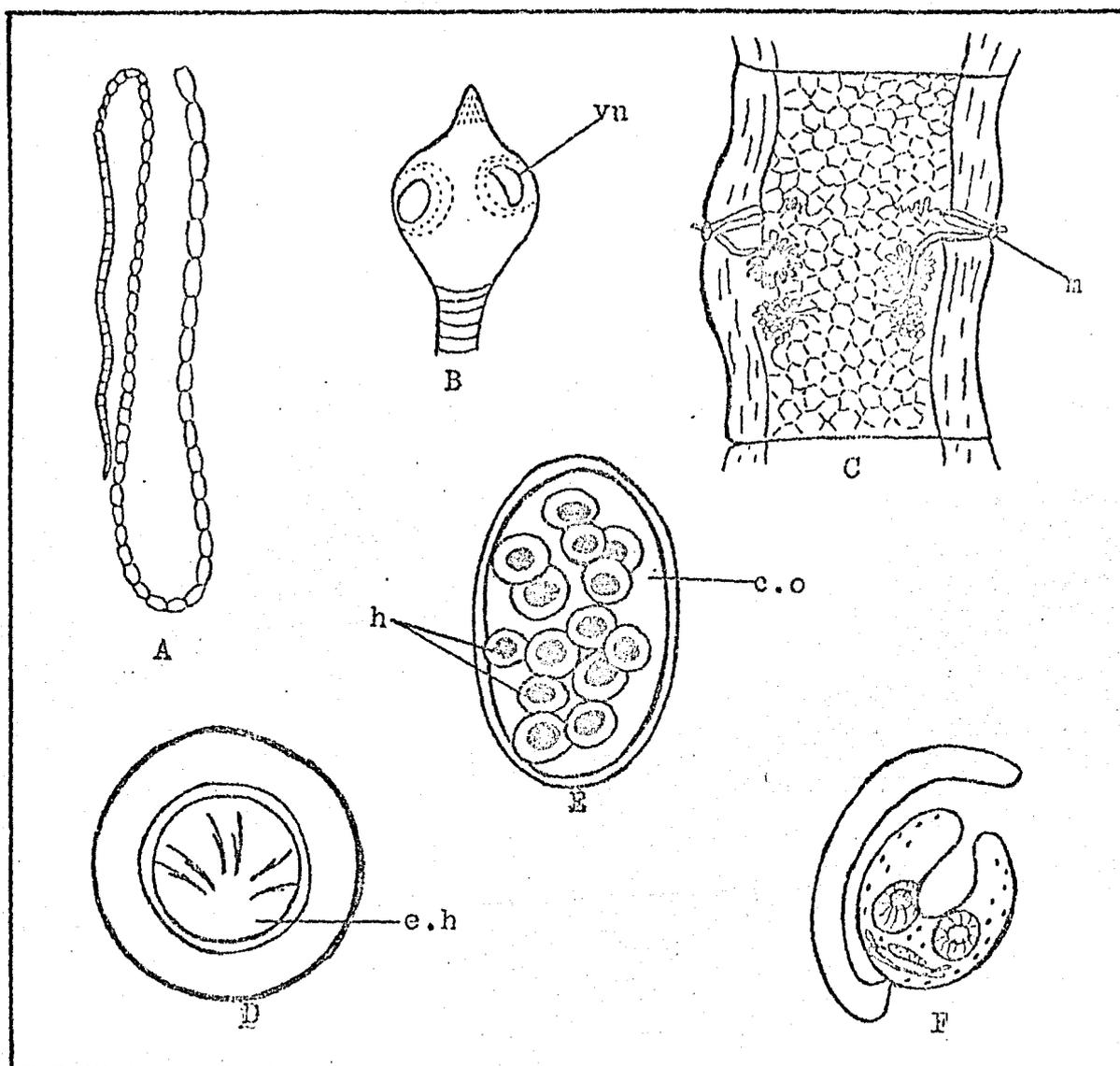


Fig. 29 Dipylidium caninum. A) Gusano adulto; B) Escolex;-
 C) Proglótido maduro; D) Huevo; E) Cápsula ovígera; F) Larva cis-
 ticercoide. (Faust, 1974.)

c.o, Cápsula ovígera; e.h, Embrión hexacanto; h, Huevos; m, Poro
 o atrio genital, vn, Ventosas.

El cuello del gusano es corto y delgado. Los proglótidos -- inmaduros son más anchos que largos, y posteriormente son más o menos cuadrados. Los proglótidos maduros y grávidos tienen típicamente la forma de una semilla de calabaza. Cada proglótido maduro está provisto de un doble juego de órganos reproductores, con un atrio genital en cada margen lateral (fig. 29 - C). Este tipo de proglótidos tienen un ancho máximo de 3.2 mm. y carecen de receptáculo seminal.

En los proglótidos grávidos, estos se van a encontrar llenos de bloques uterinos poligonales en su porción media. Cada bloque (cápsula ovígera) contiene de 8 a 15 huevos, encerrados en una membrana embrionaria. Estos proglótidos grávidos se desprenden del estrobilo de uno en uno, o en grupos, y a menudo descienden por el intestino y salen por el ano.

Los huevos (fig. 29 - D) son esféricos con cubierta delgada e hialina de coloración rojo ladrillo, midiendo de 25 a 40 micras de diámetro, conteniendo en su interior tres pares de ganchos delgados que miden de 12 a 15 micras de largo. Se ha establecido que la cubierta de estos huevos está constituida por una capa vitelina externa, una membrana embrionaria y una capa intermedia de albúmin.

Diagnóstico:

El diagnóstico para este cestodo se establece al encontrarlos huevos característicos contenidos en las cápsulas ovígeras ---- (fig. 29 - E), o más frecuentemente en los proglótidos aislados -

en cadenas, los cuales salen espontáneamente por el ano, o bien cuando son evacuados de las heces.

Echinococcus granulosus

Sinónimos Comunes

Taenia visceralis socialis granulosus (Goeze, 1782); Hydatigena granulosa (Batsch, 1786).

Localización:

E. granulosus vive adherido a las vellosidades del intestino delgado del perro y raramente de otros cánidos.

Morfología:

E. granulosus es el cestodo más pequeño de todos los que parasitan al hombre; mide de 3 a 6 mm de longitud. Cuando su cuerpo ha alcanzado pleno desarrollo, comprende el escólex, el cuello y tres proglótidos; un inmaduro, otro maduro y uno grávido (fig. 30 - A).

El escólex es piriforme (fig. 30 - A), de 300 micras de diámetro, con un rosetelo bien desarrollado sobre el que se insertan dos coronas con 30 a 36 ganchos y cuatro ventosas de contorno ovalado o redondo. El cuello es corto y el proglótido terminal es el más ancho y largo de todos (fig. 30 - A), y el proglótido maduro es el más angosto.

El primero de los tres proglótidos contiene órganos sexuales inmaduros, el de enmedio contiene órganos reproductores completamente desarrollados y el último posee un útero con 12 a 15 ramas distendidas conteniendo aproximadamente 500 huevos.

Cuando el útero se revienta antes o después de la evacuación de las proglótidos grávidas, se liberan los huevos, los cuales son expulsados con las heces.

Los huevos son esferoidales, de 30 a 37 micras de diámetro, conteniendo en su interior cada uno un embrión hexacanto cubierto con envolturas que en conjunto dan un aparencia muy semejante a la de los huevos de Taenia.

Cuando los huevos han sido ingeridos por el hospedero, se libera el embrión hexacanto y penetra en la pared intestinal. Posteriormente es arrastrado por el torrente circulatorio a diferentes partes del cuerpo. Con más frecuencia se aloja en el hígado, pero también puede llegar a los pulmones, músculos, riñón, bazo, huesos, ojo, cerebro, corazón y otros órganos, produciendo una reacción inflamatoria local que termina con la formación de una membrana fibrosa la cual envuelve al embrión hexacanto transformado en larva (hidátide), para formar lo que se conoce como Quiste hidatídico.

En el hombre, este tipo de quistes totalmente desarrollados, son más o menos esféricos (fig. 31), y generalmente miden de 1 a 7 cm de diámetro, pero pueden llegar a medir hasta 20 cm. El quiste tiene una pared la cual esta formada por tres membranas que, de fuera hacia dentro son: 1) la adventicia, de estructura fibrosa, formada por los tejidos del hospedero; 2) la cuticular, de color blanquesino, de cerca de 1 mm de gruesa, no nu-

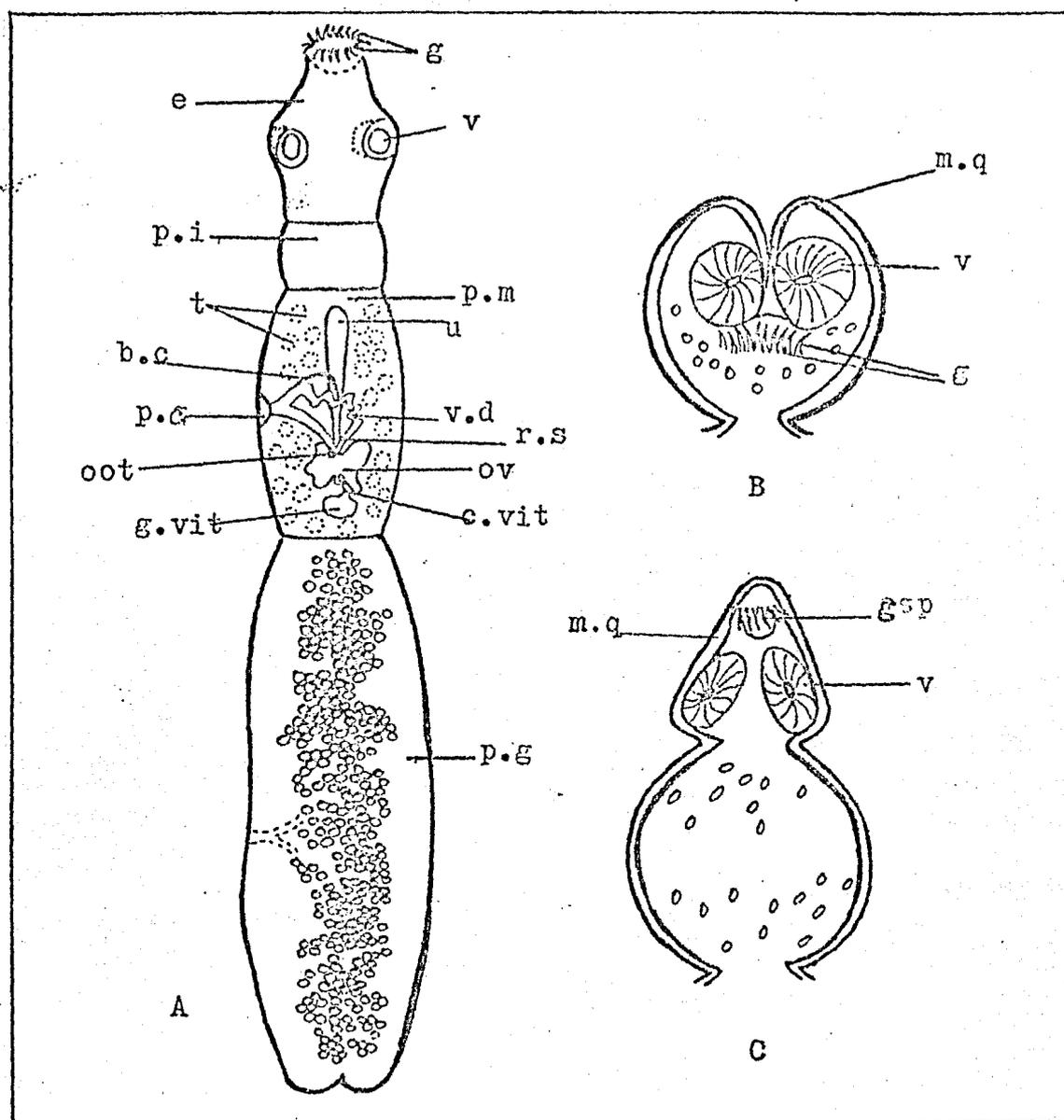


Fig. 30 Echinococcus granulosus. A) Gusano adulto; B) y C). Escólices de un quiste hidatídico. (Faust, 1974.)

b.c, Bolsa de cirro; c.vit, Conducto vitelino; e, Escolex; g, Ganchos; m.q, Membrana quística; oot, Ootipo; ov, Ovario; g.vit, Glándula vitelógena; p.i, Proglótido inmaduro; p.g, Proglótido grávido; p.m, Proglótido maduro; t, Testículos; u, Utero; r.s, Receptáculo seminal; v, Ventosas; v.d, Vaso deferente; p.c, Poro o atrio gonital común.

cleada y laminada, impermeable del interior al exterior y permeable, para ciertas sustancias, en sentido contrario, y 3) la prolígera o germinativa, muy delgada, de unas 25 micras de grosor, formada por muchas células dispuestas en un plano o tal vez por unas cuantas multinucleadas. De esta última membrana salen masas de células por gemación hacia el interior de la cavidad quística, las cuales se hacen vacuoladas y posteriormente pedunculadas. A estas se les conoce con el nombre de cápsulas prolígeras, las cuales pueden permanecer adheridas o bien libres en el líquido de la cavidad quística. A partir de la pared interna de estas cápsulas prolígeras se desarrollan los escólices (fig.30-B y C) de 5 a 20 y se invaginan dentro de sus propios cuerpos para proteger sus ganchos rostelares de posibles daños. A las cápsulas prolígeras libres y los escólices libres en conjunto se les denomina arenilla hidatídica.

En algunos casos, cuando las cápsulas prolígeras nunca producen escólices se les conoce con el nombre de acefaloquistes.

Asimismo cuando los quistes hijos se producen por un traumatismo, usualmente escapan a través de una ruptura de la pared quística materna, y raramente se desarrollan dentro de la cavidad materna. A este tipo de quistes se les conoce con el nombre de quistes uniloculares, y son los que prevalecen más en las infecciones humanas.

Diagnóstico:

Los grandes quistes uniloculares no se diagnostican usualmente hasta la mitad de la vida o más tarde. Es decir, los quistes uniloculares, localizados en los sitios donde resultan daños serios o defunción, son más fáciles de ser diagnosticados al principio de la vida cuando ocurren la mayoría de las exposiciones. Los quistes pueden estar secundariamente infectados y supurar, produciendo un riesgo adicional.

El quiste hidatídico debe ser especialmente considerado en pacientes con masas abdominales, sobre todo las que interesan al hígado y sin evidencia de otro origen, en alargamientos torácicos oscuros, en particular en la base de los pulmones, donde las pruebas para tuberculosis fueron negativas, y en lesiones de huesos que sugieren tuberculosis u otros procesos inflamatorios.

Las ayudas de diagnóstico incluyen:

- Roentgenograma: Esta técnica suele ser de gran ayuda en quistes hidatídicos de pulmones o de cualquier otra localización torácica, en quistes abdominales extrahepáticos o en casos en que esten involucrados huesos largos.

- Tremor hidatídico: Constituye un signo de diagnóstico específico en quistes hidatídicos uniloculares de las vísceras abdominales, pero suele ser difícil de hacer.

- Punción exploratoria del quiste: Es un método adecuado pero peligroso, debido a la posibilidad de un choque anafiláctico resultante del escape del líquido hidatídico.

- Eosinofilia: Se presenta eosinofilia generalizada en el 20 al 25% de los casos infectados.

- Métodos inmunológicos como: Prueba intradérmica, Prueba de precipitación, Fijación de complemento, Reacción de hemaglutinación y floculación de la bentonita, Prueba de aglutinación de aglutinación de látex en portaobjetos, etc.

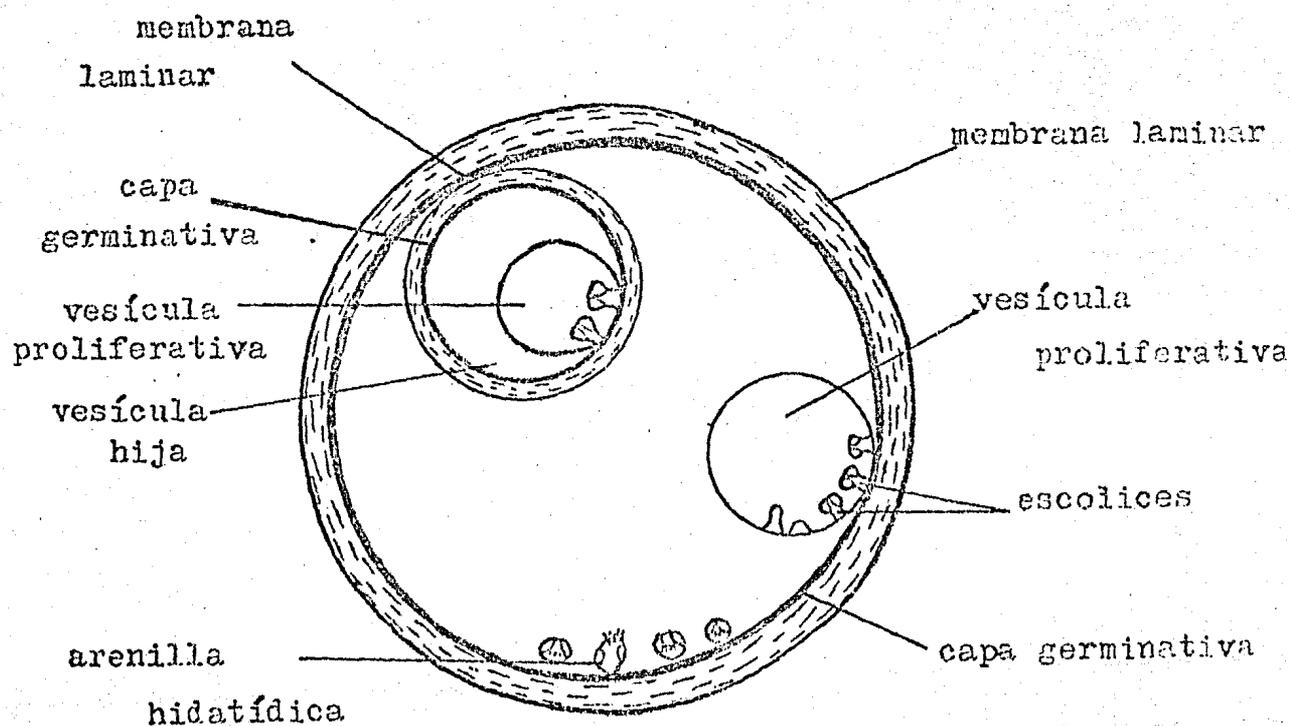


Fig. 31 Esquema del quiste hidatídico de Echinococcus granulosus. (Brown, 1977.)

NEMATODOS

NEMATODOSCARACTERES GENERALES

Los nemátodos, son metazoarios con cuerpo cilíndrico, de símetría radiada, no segmentado, terminado generalmente en extre-
mos más o menos cónicos, provisto de una cavidad general y con un
tubo digestivo completo.

La longitud de los nematodos es muy variable; algunos de
los que parasitan al hombre son tan pequeños que apenas se les --
puede percibir a simple vista; en cambio; otros alcanzan longitud
cercana a la de un metro ó más, y grosor como el de un lápiz ordi-
nario; su color es casi siempre blanco amarillento pero puede ser
también rojizo o rosado.

El cuerpo de los nematodos está revestido con una cutícu-
la gruesa, lisa a veces pero con frecuencia estriada transversal-
mente. La cutícula es secretada por una capa epitelial subcuticu-
lar, debajo de esta capa hay una capa muscular, dividida en cua--
tro sectores. En cada sector las células musculares pueden ser en
número de dos, en los meromíarios (fig.32), o muchas, en los poli-
míarios (fig.32); etc.

La cavidad general del cuerpo no está revestida con epi-
telio y en ella están suspendidas las vísceras, entre las que des-
tacan el tubo digestivo y el aparato reproductor.

El aparato digestivo comienza en la boca, situada siem--

pre en el extremo anterior del cuerpo, limitada a veces en su contorno por unos labios y ensanchada a veces para formar la cápsula bucal; rodeada de algunas especies por papilas bucales y dotada - en otras por pequeños órganos aguzados o afilados que le permiten al parásito fijarse al hospedero.

En varias especies hay glándulas cefálicas, cuyo producto de secreción es vertido en la boca. A la boca le sigue la faringe o el esófago, porción más o menos larga del tubo digestivo, de paredes gruesas porque contiene abundantes fibras musculares que dan a éste órgano capacidad para succionar. La forma del esófago varía con las especies, y una porción de él, el bulbo esofágico-- puede ser sencilla o doble. Le sigue el intestino medio, porción-- cubierta por epitelio monoestratificado y cuyo papel principal es la absorción. El intestino medio se continúa con el recto, que está tapizado por la cutícula replegada y que termina en el ano, pero en los machos se abre en la cloaca, cavidad en la que desemboca también la porción terminal del aparato genital (fig.32).

El sistema excretor, está formado esencialmente por dos-- tubos excretores, que recorren a lo largo de la pared de la cavidad general del cuerpo del gusano. Estos tubos desembocan en un -- poro excretor, situado en la región dorsal, en su porción cefálica o en la cervical (fig.32).

El sistema nervioso consiste de un tronco dorsal, un --- tronco ventral y cuatro troncos laterales, los que se comunican -- entre sí por varias comisuras, las cuales dan origen al anillo -- circumesofágico que es la porción central del sistema. De los --

troncos y de las comisuras nacen ramas nerviosas que se distribuyen a los diferentes órganos.

Los sexos están separados entre los nematelmintos. En la mayor parte de las especies se puede distinguir a simple vista el macho de la hembra porque aquél es más pequeño que ésta y porque tienen la extremidad caudal más o menos encorvada formando un espiral hacia la parte ventral del cuerpo del nemátodo.

El aparato genital masculino (fig. 32) está compuesto por un tubo largo, varias veces replegado sobre sí mismo en la cavidad general; por su extremo distal es el testículo, al que le sigue el canal deferente que más adelante se ensancha y forma la vesícula seminal, la cual se continúa por el canal eyaculador, que recibe la secreción de las glándulas prostáticas y termina en la cloaca, en la que hay órganos para la cópula, variables con las especies, tales como la bolsa copulátriz, espículas y otros.

El aparato genital femenino (fig. 32) está formado por un tubo, casi siempre bifurcado en la mayor parte de su longitud, que forma una T con la porción vertical corta y las horizontales muy largas, las cuales son, en sus extremos distales, los ovarios a los que siguen los oviductos, que confluyen después con el receptáculo seminal y, finalmente la vagina, la cual desemboca en un orificio, la vulva, situada por lo regular cerca de la mitad del cuerpo en la porción anterior y sobre la línea media de la cara ventral.

Las hembras de los nematodos ponen huevos con forma y dimensiones propias de cada especie, lo cual permite reconocer la especie que parasita el intestino del hospedero por el examen de-

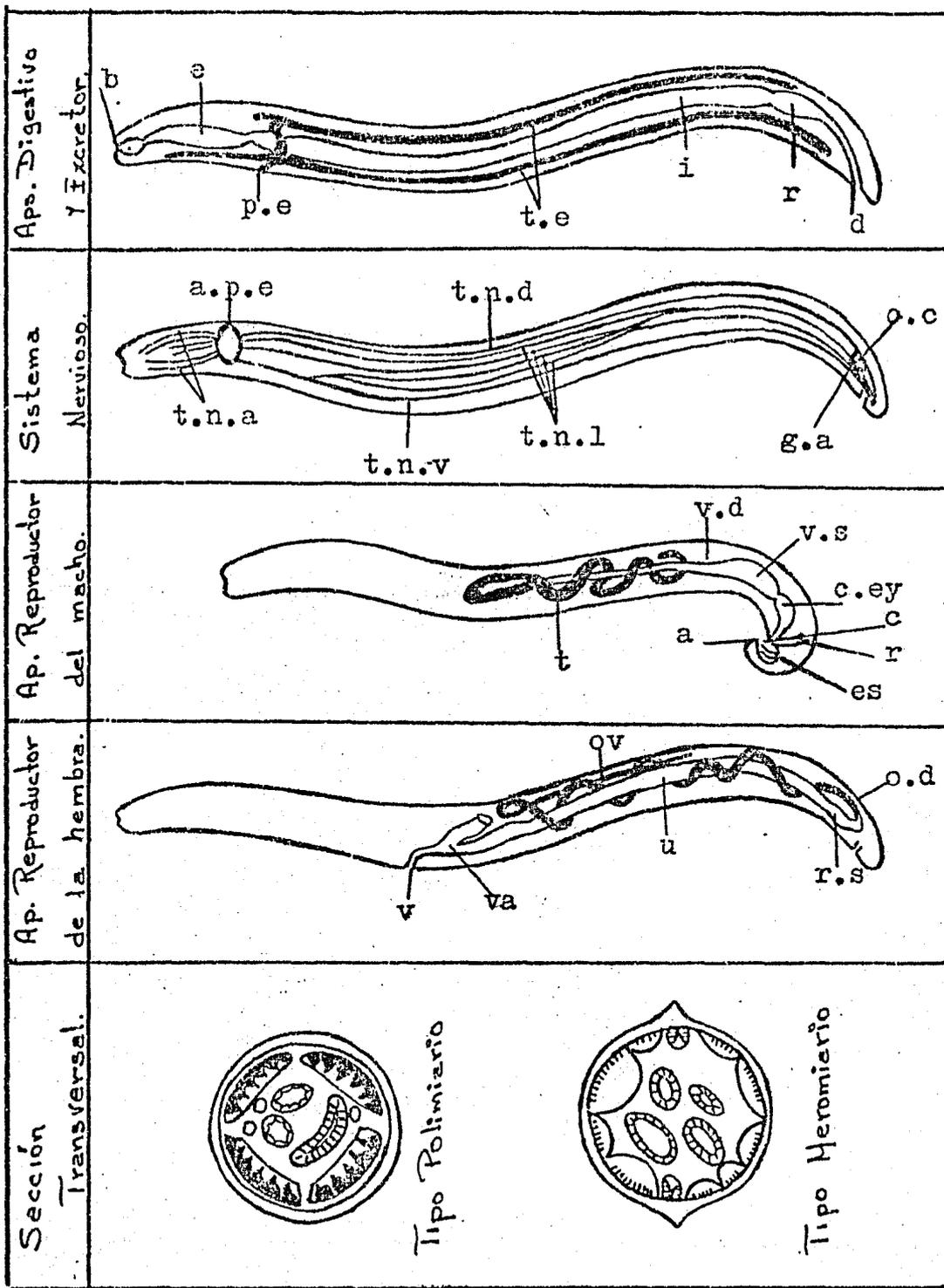


Fig. 32 Morfología de un nematodo característico.
a, Ano; a.p.e, Anillo periesofágico; b, Boca; c, Cloaca; - c.c, Comisura circumcloacal; c.ey, Conducto eyaculador; e, Esófago; es, Espículas; i, Intestino; g.a, Ganglio anal; - o.d, Oviducto; ov, Ovario; p.e, Poro excretor; r, Recto; - r.s, Receptáculo seminal; t, Testículos; t,e, Túbulos excretores; t.n.a, troncos nerviosos anteriores; t.n.d, Tron

los huevos que se encuentran en las heces.

El número de huevos que pone cada hembra depende según - la especie, como por ejemplo; la hembra de Ascaris lumbricoides - puede poner 200,000 huevos o más al mismo tiempo. En el momento - en que son puestos los huevos estos pueden tener uno o varios -- blastómeros o un embrión muy avanzado ya en su desarrollo.

En algunas especies cuando los huevos ya están embriona- dos al ser puestos, salen de ellos larvas que encierran, poco des- pués de que llegaron a un hospedero adecuado. Los huevos que no - están embrionados al ser puestos requieren cierto tiempo para ma- durar, es decir, para que se desarrollen suficientemente los em- briones que llevan. Los de otras especies se abren en el exterior y las larvas que salen de ellos viven libres durante algún tiempo hasta que encuentran un hospedero adecuado en el cual puedan pene- trar.

CLASIFICACION DE LOS NEMATODOS

PHYLUM: NEMATODA (Rudolphi, 1808) Diesing 1861, corregido -
Pearse, 1936. (Gusanos redondos).

CLASE: PHASMIDIA Chitwood y Chitwood, 1933.

SUPERFAMILIA: TRICHURIDEA Railliet, 1916.

FAMILIA: TRICHINELLIDAE (Ward, 1907) Stiles y Crane, 1910.

GENERO: Trichinella Railliet, 1895.

- Trichinella spiralis (Owen, 1835) Railliet, 1895.

GENERO: Capillaria Zeder, 1800.

- Capillaria hepática (Brancroft, 1893) Travassos, -
1915.

- Capillaria philippinenses Chitwood, Velazquez y Sa
lazar, 1968.

GENERO: Trichuris Roederer, 1761.

- Trichuris trichiura (Linneo, 1771) Stiles, 1901.
(Gusano látigo).

CLASE: PHASMIDIA Chitwood y Chitwood, 1933.

ORDEN: RHABDITIDA Chitwood, 1933.

SUBORDEN: RHABDITATA Chitwood, 1933.

SUPERFAMILIA: RHABDIASOIDEA Railliet, 1916.

FAMILIA: STRONGYLOIDIDAE Chitwood y McIntosh, 1934.

GENERO: Strongyloides Grassi, 1879.

- Strongyloides stercoralis (Bavay, 1876) Stiles y -
Hassall, 1902.

SUBORDEN: STRONGYLATA Railliet y Henry, 1913.

SUPERFAMILIA: STRONGYLOIDEA (Weinland, 1858) Hall, 1916.

FAMILIA: STRONGYLIDAE Baird, 1855.

GENERO: Ternidens Railliet y Henry, 1909.

- Ternidens deminutus (Railliet y Henry, 1905) Rail-
liet y Henry, 1909.

GENERO: Oesophagostomum Molin, 1861.

- Oesophagostomum aplostomum (Willach, 1891) Railli-
et y Henry, 1905.

FAMILIA: SYNGAMIDAE Leiper, 1912.

GENERO: Syngamus ~~sp. n.~~

- Syngamus laryngeus

FAMILIA: ANCYLOSTOMATIDAE (Loos, 1905) Lane, 1917, corregi-
do Nicoll, 1927.

GENERO: Ancylostoma Dubini, 1843.

- Ancylostoma duodenale (Dubini, 1843) Creplin, 1845.
- Ancylostoma brasiliense de Faria, 1910
- Ancylostoma ceylanicum Looss, 1911..

GENERO: Necator Stiles, 1903.

- Necator americanus (Stiles, 1902) Stiles, 1903.

SUPERFAMILIA: TRICHOSTRONGYLOIDEA Cram, 1927.

FAMILIA: TRICHOSTRONGYLIDAE Leiper, 1912.

GENERO: Trichostrongylus

- Trichostrongylus orientalis Jimbo, 1914.

GENERO: Haemonchus Cobb, 1898.

- Haemonchus contortus (Rudolphi, 1803) Cobb, 1898.

SUPERFAMILIA: METASTRONGYLOIDEA Cram, 1927.

FAMILIA: METASTRONGYLIDAE Leiper, 1907.

GENERO: Metastrongylus Molin, 1861.

- Metastrongylus elongatus

GENERO: Angyostrongylus Kamensky, 1905.

- Angyostrongylus cantonensis (Chen, 1935) Dougherty
1946.

SUBORDEN: OXYURATA Cram, 1927.

SUPERFAMILIA: OXYUROIDEA Railliet, 1916.

- FAMILIA: OXIURIDAE Cobold, 1864.
- GENERO: Enterobius Leach, 1853.
 - Enterobius vermicularis (Linneo, 1758) Leach, 1853.
- GENERO: Siphacia Seurat, 1916.
 - Siphacia muris Yamaguti, 1935.
 - Siphacia obvelata Rudolphi, 1902.
- SUPERFAMILIA: ASCARIDOIDEA Railliet y Henry, 1915.
- FAMILIA: ASCARIDIDAE Baird, 1853.
- GENERO: Ascaris Linneo, 1758.
 - Ascaris lumbricoides Linneo, 1758.
- GENERO: Toxocara Stiles, 1905.
 - Toxocara canis (Wernwr, 1782) Johnston, 1916.
 - Toxocara cati (Schrank, 1788) Brumpt, 1927.
- GENERO: Lagochilascaris Leiper, 1909.
 - Lagochilascaris minor Leiper, 1909.
- ORDEN: SPIRURIDA Chitwood, 1933.
- SUBORDEN: SPIRURATA Railliet y Henry, 1913.
- SUPERFAMILIA: SPIRUROIDEA Railliet y Henry, 1915.
- FAMILIA: SPIRURIDAE Oerley, 1885.
- GENERO: Gongylonema Molin, 1857.

- Gongylonema pulchrum Molin, 1857.

FAMILIA: GNATHOSTOMATIDAE Blanchard, 1895.

GENERO: Gnathostoma Owen, 1836.

- Gnathostoma spinigerum Owen, 1838.

FAMILIA: PHYSALOPTERIDAE Leiper, 1908.

GENERO: Physaloptera Rudolphi, 1819.

- Physaloptera caucasica V. Linstow, 1902.

FAMILIA: THELAZIIDAE Railliet, 1916.

GENERO: Thelazia Bosc, 1819.

- Thelazia callipaeda Railliet y Henry, 1910.

- Thelazia californiensis Kofoid y Williams, 1935.

SUPERFAMILIA: FILARIOIDEA (Weinland, 1858) Stiles, 1907.

FAMILIA: DIPETALONEMATIDAE Wehr, 1935.

GENERO: Wuchereria Da Silva Araujo, 1877.

- Wuchereria bancrofti

GENERO: Brugia

- Brugia malayi (Brug, 1927) Buckley, 1958.

GENERO: Onchocerca Diesing, 1941.

- Onchocerca volvulus (Leuckart, 1893) Railliet y Henry, 1910.

- GENERO: Loa Stiles, 1905.
- Loa loa (Cobbold, 1864) Castellani y Chalmers, --
1913.
- GENERO: Dipetalonema Diesing, 1861.
- Dipetalonema parstans (Manson, 1891) Yorke y Haples
tone, 1926
 - Dipetalonema streptocercum (Macfie y Corson, 1922)
Peel y Chardome, 1946.
- GENERO: Mansonella Faust, 1929.
- Mansonella ozzardi (Manson, 1897) Faust, 1929.
- GENERO: Dirofilaria Railliet y Henry, 1911.
- Dirofilaria immitis Leidy, 1856.
- SUBORDEN: CAMALLANATA Chitwood, 1936.
- SUPERFAMILIA: DRANCUNCULOIDEA Cameron, 1934.
- FAMILIA: DRANCUNCULIDAE Leiper, 1912.
- GENERO: Dranculus
- Dranculus medinenses (Linneo, 1758) Gallandant, -
1773.

NEMATODOS FASCIDIOS PARASITOS DEL HOMBRE.Ascaris lumbricoidesSinónimos Comunes:Ascaris suum (Goeze, 1782)Localización:

A. lumbricoides vive en el intestino delgado del hombre, ya sea libre en la luz intestinal o bien fijo a la mucosa por medio de los dientecillos de sus labios bucales.

Con facilidad puede salir de su alojamiento habitual y -- pasar a capilares pulmonares, corazón, ganglios linfáticos, ti -- roides, timo, bazo, cerebro, médula espinal, esófago, estómago, -- canales biliares, etc.

Morfología:

A. lumbricoides es el nemátodo intestinal más grande del hombre, es alargado, cilindroide y terminado en punta roma por de lante, y delgado en su extremo posterior. Las líneas laterales se notan como un par de rayas blanquecinas que recorren longitudinal mente todo el cuerpo, que es de color blanco o rosado.

La cabeza está provista de 3 labios ovales bien diferen ciados, uno de los cuales esta localizado en la porción dorsal me dia, y los dos restantes se encuentran en posición ventrolateral, y todos están finamente denticulados (fig. 33-D). Cada labio tie ne en sus márgenes laterales papilas sensitivas pequeñas, y loca lizada centralmente existe una pequeña cavidad bucal de forma -- triangular.

Los machos miden de 15 a 31 cm de longitud por 2 a 4 mm de diámetro. En el extremo posterior radica la diferencia entre machos y hembras. El extremo posterior del macho está curvado hacia la porción ventral (fig. 33 - B). Los órganos genitales del macho consisten en un tubo largo formado sucesivamente por los testículos, el vaso deferente y el conducto eyaculador; este conducto está enrollado irregularmente en la mitad posterior del gusano y se abre en la cloaca, que es subterminal. Hay un par de espículas copuladoras, cilíndricas, desiguales y sencillas que miden de 2 a 3.5 mm de longitud; sus extremos terminan en punta y están situadas en una bolsa dorsal del tubo genital (fig. 33 - E).

Alrededor de la región pericloacal del macho hay un numeroso grupo de papilas pre y postcloacales dependiendo de la posición en que se encuentren. A veces puede observarse vestigios de aletas caudales.

En el caso de las hembras estas miden de 20 a 35 cm, y con menos frecuencia más de 49 cm de longitud por 3 a 6 mm de diámetro. La vulva se localiza en la parte medioventral, cerca de la unión de los tercios anteriores y medio del cuerpo. Existe una vagina cónica que se bifurca para formar un par de tubos genitales, cada uno de los cuales consta de un útero, receptáculo seminal, oviducto y ovario. Estos tubos están enrollados en los tercios medio y posterior del gusano, y pueden contener hasta 27 millones de huevos, y se ha estimado que la producción diaria por hembra es de 200,000 huevos, aproximadamente, (fig. 33 - A).

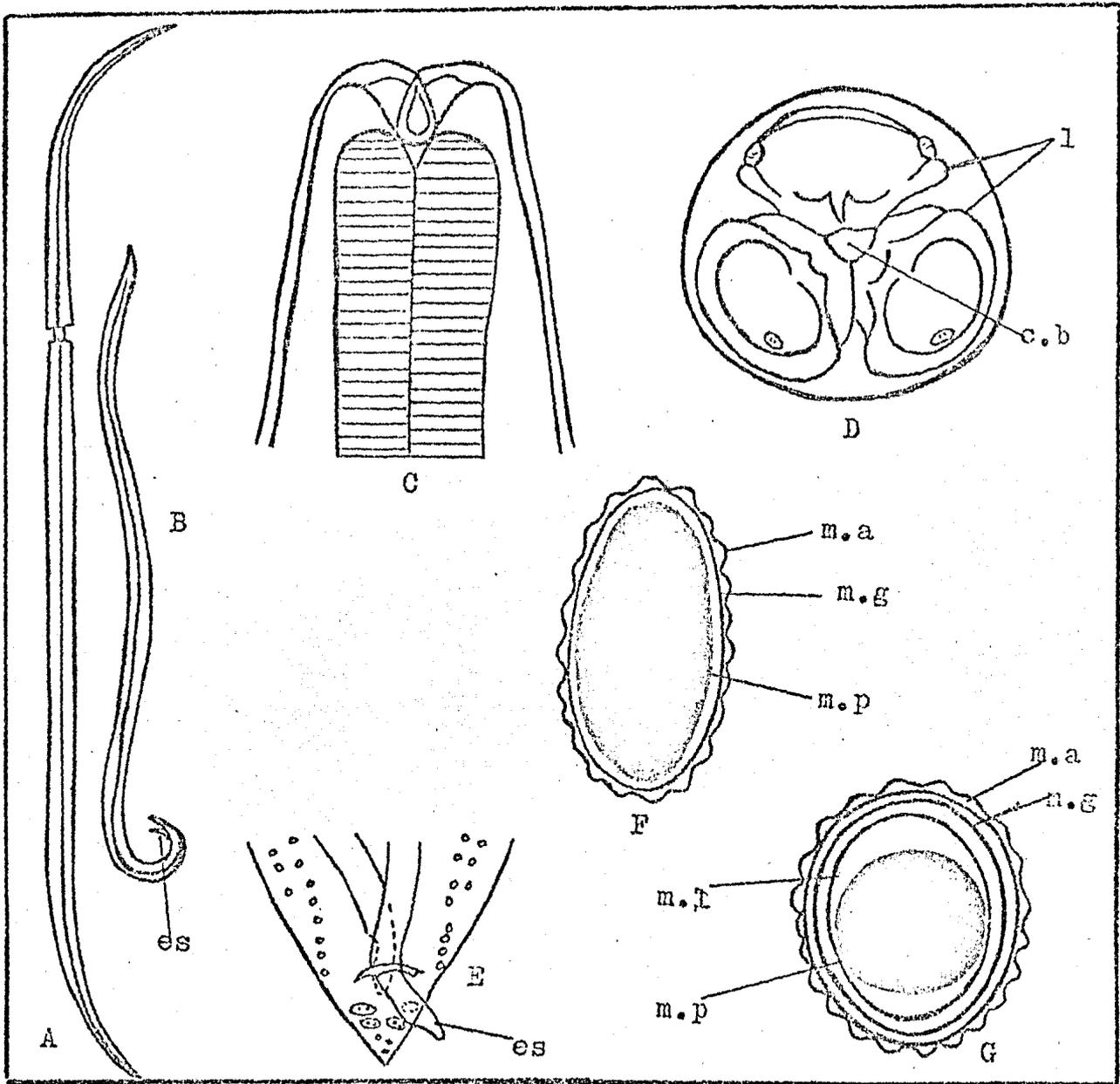


Fig. 33 Ascaris lumbricoides. A) Gusano adulto hembra; B) - Gusano adulto macho; C) Extremo anterior del gusano maduro, vista ventral; D) Vista frontal del gusano mostrando los labios y papilas; E) Extremo posterior del macho, vista ventral; F) Huevo infértil; G) Huevo fértil. (Faust, 1974.)

c.b, Cavidad bucal; es, Espículas; m.a, Membrana albuminoide; m.g, Membrana de glucogeno; m.l, Membrana lipoide; m.p, Masa protoplasmática; l, Labios.

El extremo posterior de la hembra termina en punta roma y antes de la punta esta el ano el cual presenta también papilas que en este caso se denominan pre y postanales.

Los huevos de este parásito son característicos, son anchos y ovoides constituidos por tres membranas: a) La primera o externa es de consistencia albuminosa y de aspecto rugoso; b) la segunda o media es transparente y gruesa derivada de glucógeno y, c) la más interna es gruesa y transparente, constituida por una membrana vitelina relativamente impermeable y de naturaleza lipoide, la cual no se encuentra en los huevos infértiles. La membrana vitelina es inerte, y debido a su impermeabilidad evita que sustancias tóxicas del medio ambiente puedan lesionar al embrión. En el interior de los huevos se encuentra una masa obscura (masa protoplasmática), que llena por completo el interior del huevo que en ocasiones puede estar representada por un par de estructuras esféricas (a las que se designa blastomeros). Esta masa protoplasmática es la que dará origen a una larva en cada huevo. Estos huevos miden de 45 a 75 micras de longitud por 35 a 50 micras de diámetro (fig. 33 - G). Los huevos no fertilizados (fig. 33 - F) miden de 88 a 94 micras y se observan frecuentemente en las heces.

Diagnóstico:

Se basa en el hallazgo de los huevos característicos en heces (figs. 33-F y 33-G). Para esto se puede hacer un examen microscópico directo. Si el examen directo es negativo, pueden em -

plearse técnicas de concentración como la de flotación con sulfato de zinc.

Como la producción de huevos es muy constante, en ocasiones se suele utilizar algún método de tipo cuantitativo con el fin de obtener un índice fidedigno del número total de gusanos adultos que aloja el hospedero.

Los gusanos adultos en algunos casos pueden ser identificados fácilmente debido a su tamaño, los cuales a veces son expulsados en heces o en el vómito.

Enterobius vermicularis

Sinónimos Comunes:

Oxyuris vermicularis (Lamarck, 1816); el askaris de los griegos.

Localización:

Los gusanos adultos de E. vermicularis habitan en el ciego, el apéndice y las porciones adyacentes del colon ascendente y el ileón, con su porción bucal fija en la mucosa de la pared intestinal.

Morfología:

El cuerpo de estos parásitos es fusiforme, de color blanco - amarillento o blanco - rosado. El extremo oral carece de cápsula bucal verdadera, pero está provista de 3 labios y un par de aletas cefálicas.

El macho (fig. 34 -B) mide de 2 a 5 mm de longitud por 0.1 a 0.2 mm en su diámetro mayor, y su extremo posterior está muy curvado hacia el vientre. Posee una sóla espícula copuladora muy visible (70 micras de largo), aletas caudales que están sostenidas por un par de papilas anteriores y un par de papilas posteriores. Además, hay tres pares de papilas sésiles en posición lateral respecto al par de papilas anteriores.

La hembra (fig. 34 - A) mide de 8 a 13 mm de longitud y de 0.3 a 0.5 mm de diámetro. La porción de la cola (postanal) es-

tá marcadamente afilada, y constituye un tercio de la longitud total. La vulva está situada en la línea ventral media, a nivel del tercio medio del cuerpo. La vagina es relativamente larga y se extiende hacia atrás de la vulva, para unirse a los dos juegos de órganos genitales, que constan sucesivamente de útero, oviducto y tubo ovárico, y que forman circunvoluciones repetidas a nivel de la parte media del cuerpo. En las hembras grávidas los úteros se encuentran muy distendidos, de modo que todo el cuerpo está lleno de huevos.

Los huevos totalmente embrionados, en estadio infectante (fig. 34C y D), son ovoides y alargados, aplanados en su lado ventral, y miden de 50 a 60 micras de largo, por 20 a 30 micras de diámetro. Estos huevos presentan 3 membranas lisas en el orden siguiente: 1) la membrana externa está compuesta de una capa albuminosa, transparente, relativamente gruesa; 2) la membrana media -- formada por dos capas de quitina; 3) y la interna de naturaleza lipóide. En uno de los polos del huevo presenta una estructura en forma de tapón denominada opérculo, y en el interior de estos huevos se puede observar una masa protoplasmática de color grisáceo o bien una larva, si es que la muestra fue examinada hasta después de varias horas (aprox. 6 horas) o de algunos días (aprox. 13) -- de que fue recogida.

Diagnóstico:

El diagnóstico específico se basa en: 1) la identificación -- de los huevos característicos (fig. 34C) en las heces, en --

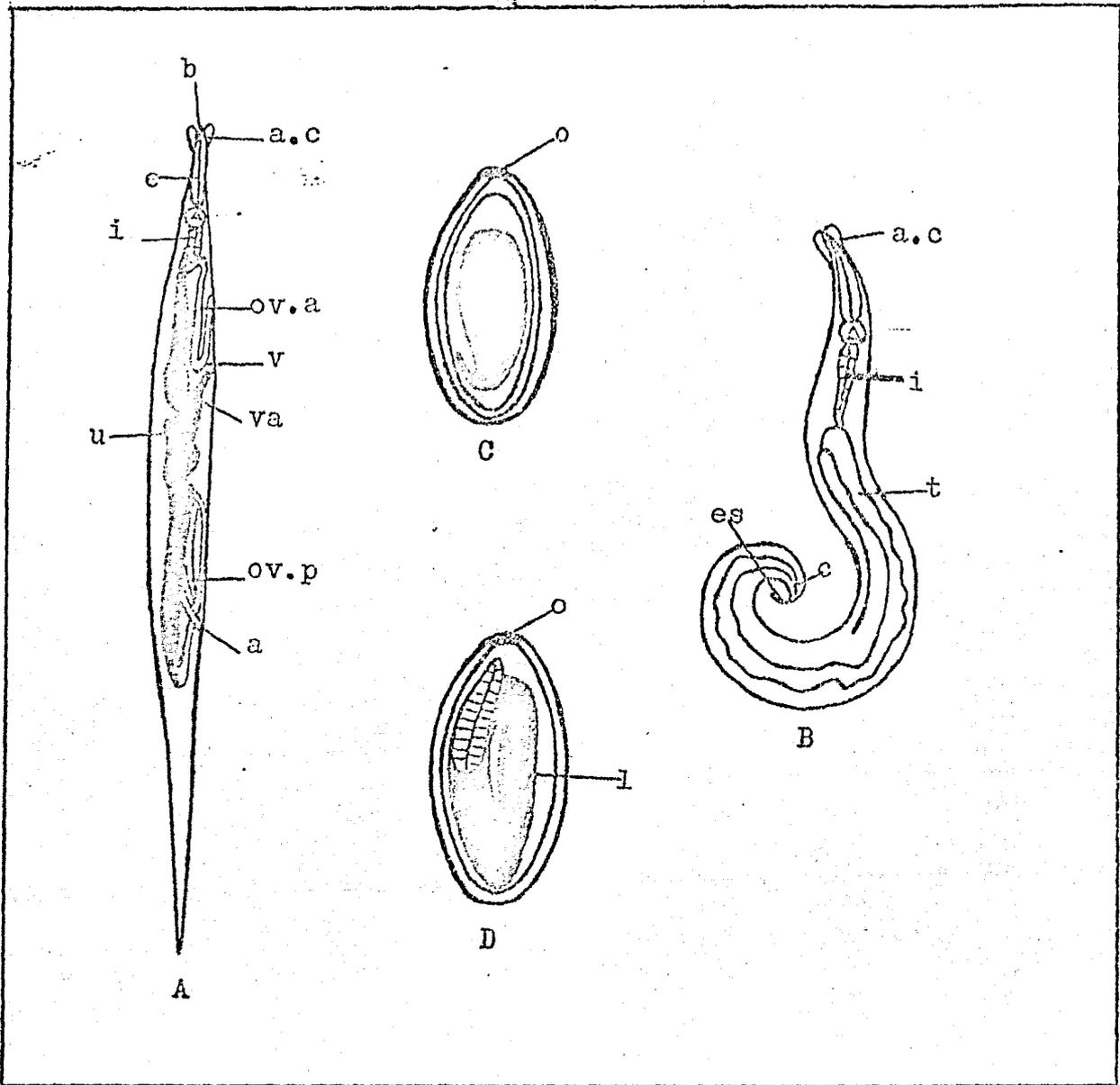


Fig. 34 Enterobius vermicularis. A) Hembra adulta; B) Macho adulto; C) Y D) Huevos embrionados. (Faust, 1974.)

a, Ano; a.c, Aletas cefálicas; b, Boca; c, Cloaca; e, Esófago; es, Espícula; i, Intestino; ov.a, Ovario anterior; ov.p, Ovario posterior; t, Testículo; u, Utero; v, Vulva; va, Vagina; o, Opérculo; l, Larva.

raspados perianales (técnica de Graham), o bien en material obtenido debajo de las uñas de los dedos de las manos, ó 2) en la obtención de los gusanos adultos después de la aplicación de un enema, así como de hembras que abandonen el intestino, habitualmente durante la noche.

En este caso de la enterobiasis un sólo gusano que se encuentre en el canal anal basta para determinar la existencia de una infección, para confirmar si persiste es necesario obtener varios raspados perianales positivos diariamente.

Trichuris trichiuraSinónimos Comunes:

Trichocephalus trichiuris (Blanchard, 1895); Trichocephalus dispar (Rudolphi, 1802).

Localización:

Trichuris trichiura vive de manera típica adherido a la pared del ciego del hombre y con menos frecuencia en el apéndice, colon o segmento terminal del ileón. El hombre es el único hospedero de este parásito, pero también se le ha descrito en monos y cerdos.

Morfología:

El gusano adulto es de color rojo más o menos intenso, y su cuerpo tiene la forma de un látigo (Fig. 35 - C), con una porción posterior, fusiforme que corresponde al cuerpo y otra que es larga y delgada, filiforme, anterior que corresponde a la cabeza, y ocupa las tres quintas partes del cuerpo del parásito, atravesada por un esófago estrecho que se asemeja a un rosario, el cual posee en su parte anterior músculos y un estilete, y en la parte posterior, fibras musculares capaces de dilatar la luz del tubo en el extremo distal. Las dos quintas partes que forman al extremo posterior van a contener el intestino y los órganos reproductores de un sólo sexo.

El macho (fig. 35 - B) mide de 30 a 45 mm de longitud, tiene el extremo posterior enrollado hasta 360° ó más, y sus órga-

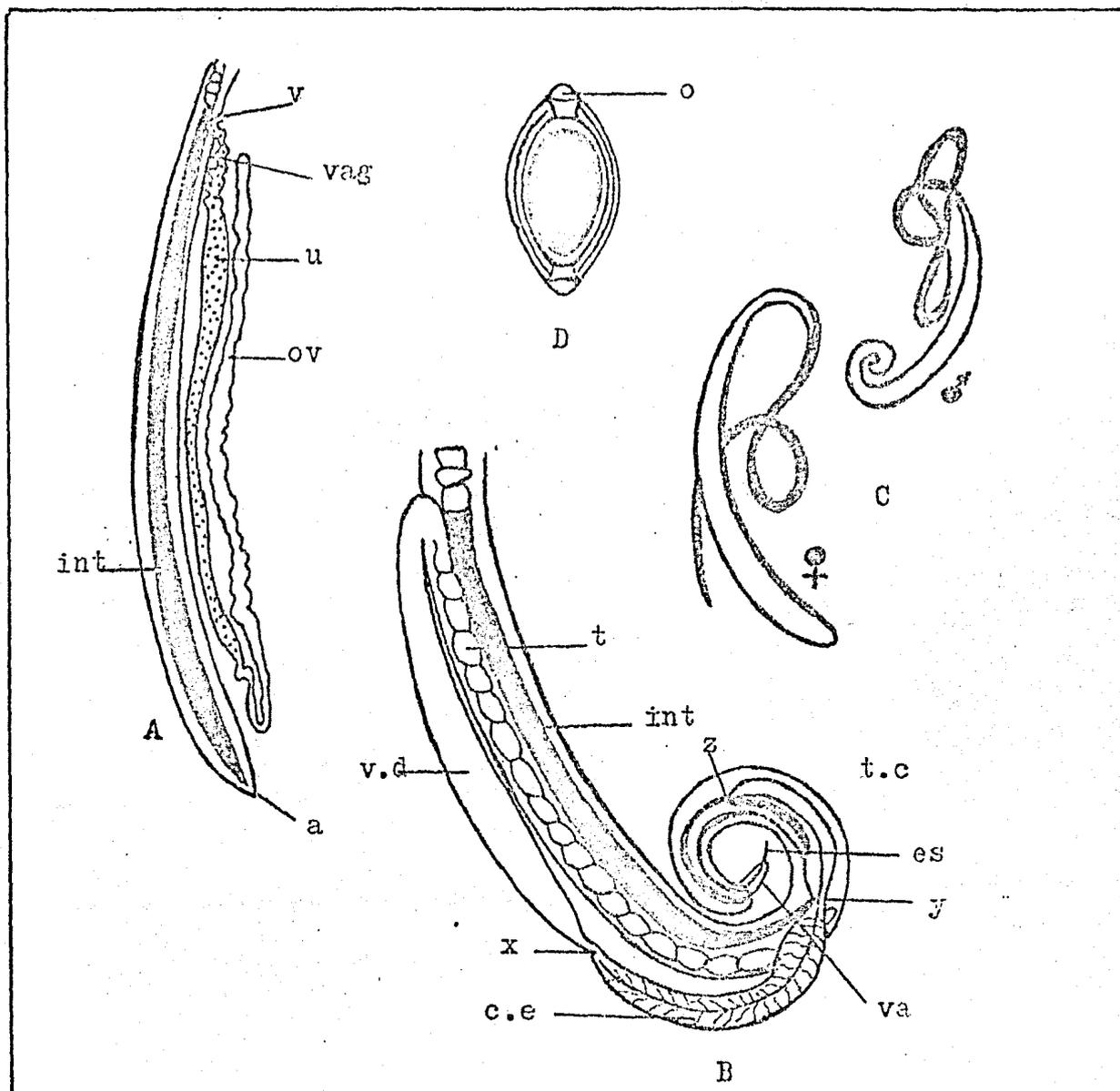


Fig. 35 Trichuris trichiura. A) Hembra; B) Macho, mostrando sus órganos internos; C) Formas que presenta el cuerpo del macho y de la hembra; D) Huevo. (Chandler, 1961).

a, Ano; c.e, Conducto eyaculador; es, Espícula; int, Intestino; o, Operculo; ov, Ovario; t, Testículo; t.c, Tubo de la cloaca; u, Utero; v, Vulva; va, Vaina; vag, Vagina; v.d, Vaso deferente; x, unión del vaso deferente con el conducto eyaculador; y, unión del conducto eyaculador con el intestino; z, unión del tubo de la cloaca con el tubo espicular.

nos genitales están formados por un testículo largo y saculado, un vaso deferente y un conducto eyaculador que se vacía en la cloaca. Posee una sola espícula lanceolada que sobresale a través de una -- vaina retráctil peneana, cubierta de muchas espinas pequeñas y curvas.

La hembra mide de 35 a 50 mm de longitud, presenta como -- su extremo posterior, y sus órganos genitales están formados por -- un solo ovario, un oviducto y bolsa uterina, la cual se estrecha -- hacia la vulva y se continúa como un tubo en forma de serpentín -- que termina en el poro externo, situado en la cara ventral de la -- porción gruesa del gusano (35 - A).

Diagnóstico:

El diagnóstico específico se basa en la demostración de -- los huevos característicos, en las materias fecales del paciente,

Estos huevos (fig. 35 -- D) miden de 50 a 54 micras de -- largo por 22 a 23 micras de diámetro, tienen la forma característi -- ca de barril y, además de la membrana vitelina, poseen una cubier -- ta triple, la capa más externa es amarillenta y la interna traspa -- rente. Presenta también dos prominencias bipolares (opérculos) que -- dan la apariencia de tapones de tipo mucoidal. En el interior de -- estos huevos se va encontrar una masa protoplasmática precursora -- de la larva infectante (fig. 35 -- D), la cual es liberada cuando -- el hospedero ingiere el huevo.

Quando estos huevos no se encuentran en el examen directo

se recomienda recurrir a los métodos de concentración por flota --
ción y centrifugación por sedimentación.

Trichinella spiralis

Sinónimos Comunes:

Trichina spiralis (Owen, 1835).

Localización:

Los gusanos adultos viven en el intestino delgado del hom --
bre adheridos a las paredes de este órgano o hundidos en el espe --
sor de las mismas.

En el cerdo se localiza en músculos estriados, especialmen --
te en el diafragma, maseteros, intercostales, laringe y en los --
ojos.

Morfología:

Los gusanos adultos de T. spiralis son diminutos y fili --
formes, tienen un cuerpo cilíndrico, aguzado en sus extremidades --
sobre todo en la anterior. Tanto los machos como las hembras tie --
nen una cutícula muy delgada, transparente, finamente estriada en --
el sentido transversal; en el extremo anterior está la boca, que
se abre en una cápsula bucal en cuyo fondo hay un estilete retrác --
til.

Los machos (fig. 36--B) miden de 1.4 a 1.6 mm de longitud
por 40 a 60 micras de diámetro. Son más delicados en la parte ante --
rior que en la posterior. En el extremo caudal se encuentra la cloá --
ca que se evierte durante la cópula, la cual está protegida por --

papilas cónicas muy visibles.

La hembra (fig. 36 - A) mide el doble de la longitud del macho (2.2 a 3.6 mm de longitud) y de 60 a 80 micras de diámetro. Su extremo posterior es romo y redondeado. Poseen un solo ovario y la vulva se va localizar en la primera quinta parte anterior de su cuerpo.

Después de la fecundación, las hembras comienzan a depositar larvas (fig. 36 - C) cuyas características son: Cilíndricas de 80 a 120 micras de largo por 5 a 6 micras de diámetro al momento del nacimiento, y cuando se desarrollan y crecen en las fibras musculares alcanzan un tamaño de aproximadamente 1 mm de longitud por 35 a 40 micras de diámetro. En su extremidad anterior la larva presenta una punta lanceolar (estilete) que le permite perforar las paredes de los capilares sanguíneos y el sarcolema de los músculos. El aparato digestivo de la larva madura es similar a la del adulto y aunque los órganos reproductores no están plenamente desarrollados a veces es posible diferenciar los sexos.

Diagnóstico:

El diagnóstico se puede hacer por diferentes métodos:

1) La búsqueda de los gusanos adultos o sus larvas en las heces durante la fase diarreica, de la enfermedad, o bien larvas en la sangre, líquido cefalorraquídeo o en la leche materna, durante la migración, aunque por lo común ni los unos ni las otras se encuentran en los exámenes ordinarios.

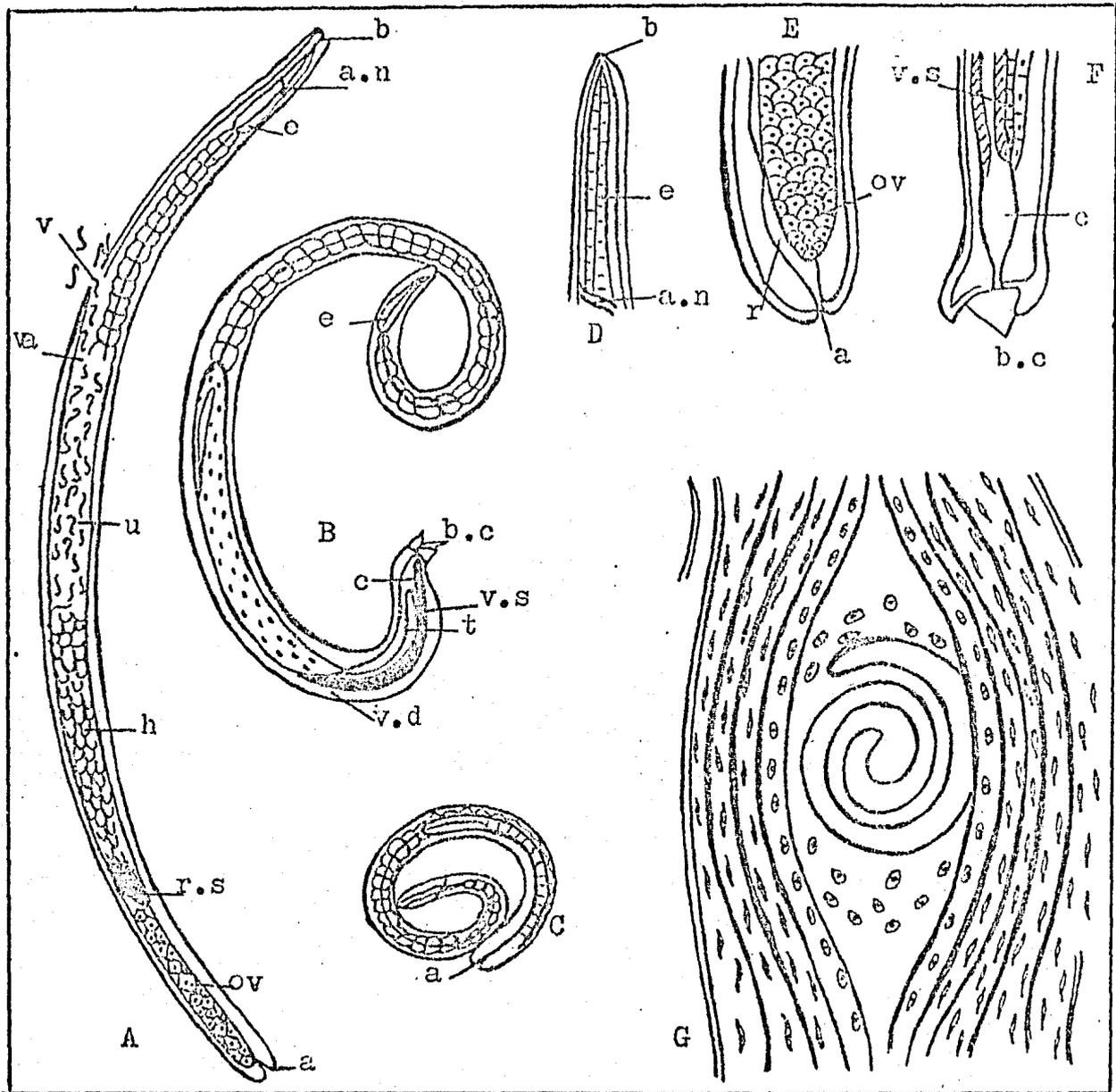


Fig. 36 Trichinella spiralis. A) Hembra adulta; B) Macho-adulto; C) Larva; D) Extremo anterior del gusano; E) Extremo posterior de la hembra; F) Extremo posterior del macho; G) Larva en quistada en músculo. (Faust, 1974 y Brown, 1977.)

a, Ano; a.n, Anillo nervioso; b, Boca; b.c, Bolsa copulatríz; c, Cloaca; e, Esofago; h, Huevos; ov, Ovario; r, Recto; r.s, Receptáculo seminal; t, Testículos; u, Utero; v, Vulva; va, Vagina; v.d, Conducto deferente; v.s, Vesícula seminal.

2) Cuando las larvas han llegado a los músculos esqueléticos, el diagnóstico se establece por el hallazgo de las larvas enquistadas o sin enquistar en las fibras musculares del deltoides, bíceps, gemelos o, del pectoral por medio de biopsia. Las pequeñas muestras de musculo obtenidas se pueden digerir con jugo gástrico artificial durante varias horas a 37°C, y por centrifugación obtener un concentrado en el que es más fácil encontrar las larvas.

En el caso de los cerdos con triquinosis se utiliza la triquinoscopia (compresión de las muestras de músculos entre dos portaobjetos y observación al microscopio), o también se pueden digerir con jugo gástrico artificial.

3) Otro tipo de diagnóstico para la triquinosis es por medio de pruebas serológicas como: Reacción intradérmica de Bachman, Fijación de Complemento, Prueba de precipitación y de Aglutinación.

Onchocerca volvulusSinónimos Comunes:

Filaria volvulus (Leuckart, 1893); Onchocerca caecutiens, - (Brumpt, 1909); La filaria de la ceguera.

Localización:

Los gusanos adultos generalmente se encuentran en tumores en el tejido conectivo subcutáneo, no obstante lo cual a veces están tan profundamente localizados que no pueden ser palpables con facilidad. Estos nódulos pueden aparecer en cualquier parte del cuerpo pero son más frecuentes en la región del arco pélvico en su unión con los huesos largos, así como en las regiones temporales y occipital del cráneo.

Morfología:

Los gusanos vivos son blancos, opalescentes y transparentes, con estriaciones transversales bien definidas en la cutícula (fig. 37 - B). Tienen aspecto de alambre, son filiformes y sus dos extremos son romos. En el extremo anterior hay 8 papilas séxiles pequeñas y submedianas, dispuestas en dos anillos, así como un par de papilas laterales y grandes, de forma oval (fig. 37 - A). Los gusanos se encuentran característicamente enrollados en parejas dentro del nódulo.

Los machos miden de 19 a 42 mm de longitud por 130 a 210-

micras de diámetro; su extremo posterior está firmemente encorvado hacia la porción ventral; lleva dos espículas que asoman por la -- cloaca y presenta papilas pre y postcloacales que varían considerablemente en su número, tamaño y simetría (fig. 37-B).

La hembra mide de 33.5 a 50 cm de longitud por 270 a 400-micras de diámetro; la vulva se encuentra situada por detrás de la extremidad posterior del esófago; los tubos uterinos contienen casi siempre huevos con embriones en varias fases de su desarrollo o libres ya de su envoltura ovular.

Los embriones (microfilarias) al principio son ovoidales, pero al ser eliminados se liberan de su vaina (fig. 37 - C) y pueden ser de dos tamaños, hay unas largas, que miden de 285 a 360 micras de longitud mientras que otras, cortas, miden de 150 a 200 micras de largo; ambas tienen de 6 a 8 micras de grueso y son muy móviles.

Estas microfilarias, muy rara vez se les puede encontrar en la sangre periférica y son típicamente encontradas en los linfáticos del tejido conectivo, así como en las capas cutáneas cercanas al sitio en que se alojan los gusanos padres; se han encontrado asimismo en el estrato germinativo y en la conjuntiva corneal.

Diagnóstico:

El diagnóstico específico puede establecerse mediante la punción de un tumor y el descubrimiento de microfilarias vivas o muertas en el aspirado, pero esta técnica puede ser peligrosa, ya que se puede causar la muerte de los gusanos padres y acelerar --

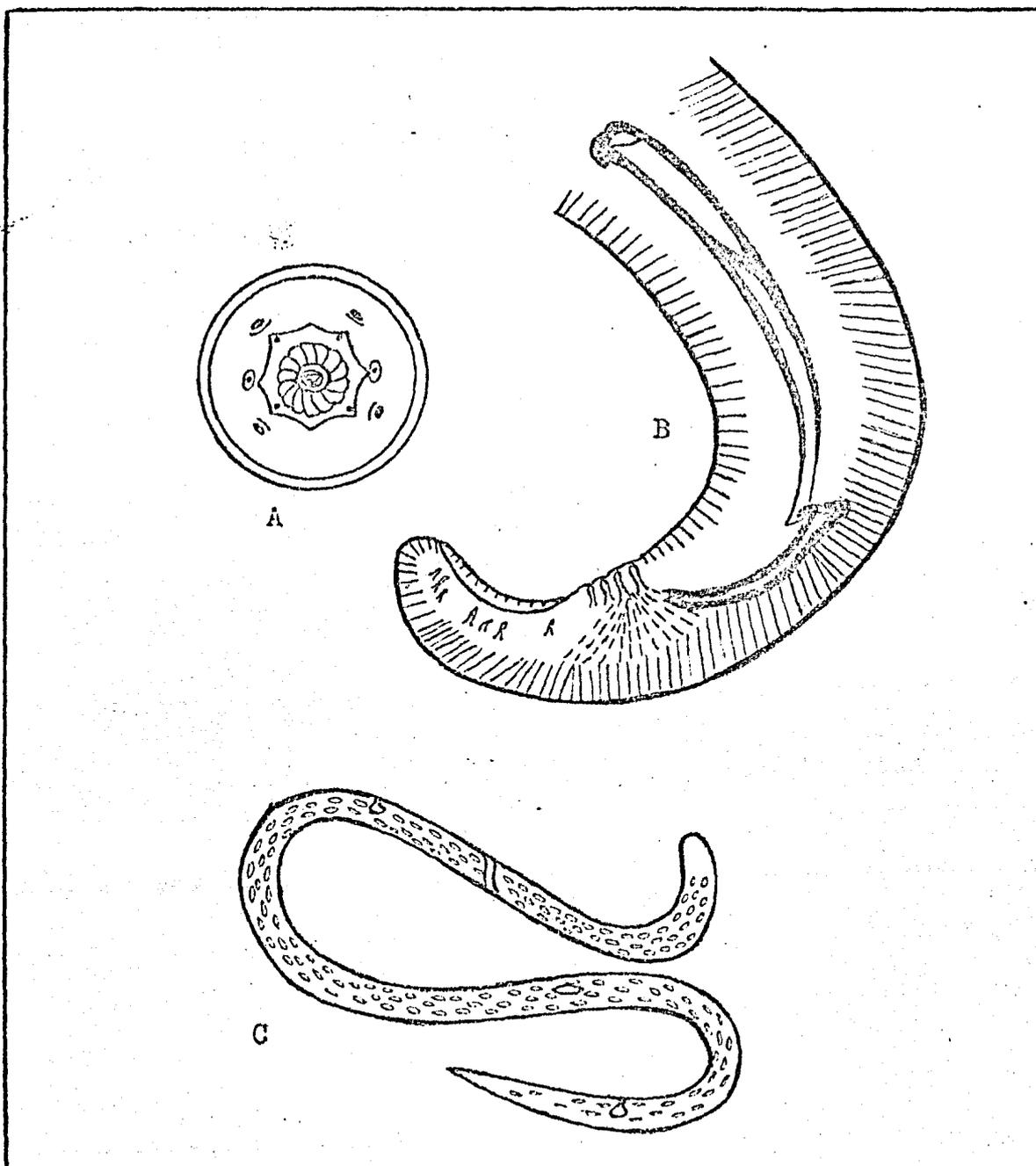


Fig. 37 Onchocerca volvulus. A) Gusano adulto visto por encima de la cabeza; puede verse perfectamente la disposición de las papilas. B) Extremo posterior del macho, vista lateral, mostrando las espículas copulatorias y las papilas caudales. C) Microfilaria de los tejidos, localizada en torno a la hembra adulta. (Faust, 1974.)

una hipersensibilización.

La biopsia de una pequeña porción de epidermis colocada sobre un portaobjetos en solución salina fisiológica es una técnica muy satisfactoria para demostrar a las microfilarias.

En los casos con manifestaciones oculares, las microfilarias pueden encontrarse en pequeñas muestras de conjuntiva corneal obtenidas mediante biopsia. Sin embargo, es imposible establecer un diagnóstico preciso de la magnitud del daño producido por la infección, si no se realiza una exploración oftalmoscópica completa.

Van Hoof (1934) demostró la existencia de una reacción serológicamente específica utilizando como antígeno un extracto alcohólico de los gusanos, para realizar una reacción de fijación de -- complemento.

Wright y Murdock (1944) señalaron que un antígeno a partir de Dirofilaria immitis es útil para la realización de pruebas intradérmicas, pero con frecuencia hay reacciones falsas positivas debido a reacciones cruzadas con otros gusanos que alberga el paciente.

UNCINARIAS DEL HOMBRE

Las uncinarias pertenecen a la familia Ancylostomati-
dae. Son parásitos propios del hombre, y muy importantes por -
su acción patógena. Se caracterizan por la presencia de órga--
nos cortantes orales, que consisten en procesos semejantes a -
dientes en las especies del género Ancylostoma y en láminas --
cortantes en las especies del género Necator.

Ancylostoma duodenale

Sinónimos comunes:

Ancylostoma duodenale (Dubini, 1843); Dochmius duode-
nalis (Leuckart, 1867); Ankylostomum duodenale (Bugnion, 1880)
Uncinaria duodenale (Railliet, 1885).

Localización:

A. duodenale vive adherido a las mucosas del intesti-
no delgado, en donde se alimenta de las mismas, de linfa, -
glóbulos rojos y plasma.

Morfología:

Los gusanos adultos (fig. 38) son relativamente cor-
pulentos, cilindroides, ligeramente adelgazados en su porción-
anterior y presentan una curvatura cervical que hace que el ex-
tremo anterior este dirigido hacia el dorso.

Los gusanos vivos son de color rosado o gris cremoso, están cubiertos de una cutícula gruesa y presentan un par de papilas cervicales laterales situadas detrás del anillo nervioso periesofágico.

Poseen una gran cápsula bucal (fig.38-A), que se mantiene permanentemente abierta gracias a la rigidez de sus paredes, formadas por la cutícula gruesa, la cual es reforzada por material quitinoide; el contorno de su abertura es ovalado. A cada lado de la parte ventral (parte superior) de la cápsula existe un par de dientes; el diente externo es más grande, y el menor tiene una apófisis accesoria, mediana y poco marcada. En la parte dorsal (parte inferior) de la cápsula hay una placa dental, y en la parte profunda de la cápsula hay un par de dientes poco aparentes. A través de la placa dental dorsal se abre una glándula dorsal simple. En la porción lateral y ventral, es decir, a nivel de los dientes grandes, están situadas las desembocaduras de un par de glándulas cefálicas que se extienden hasta llegar a la mitad del cuerpo del parásito. Más al interior de la cavidad bucal se encuentra el esófago (fig.39-A) cubierto de una cutícula, el cual se extiende hacia atrás aproximadamente hasta una sexta parte de la longitud del cuerpo. El intestino medio (fig.39-A) carece de cutícula y es el órgano de la digestión. Se extiende desde el límite posterior del esófago hasta el recto.

Los machos (fig.39-B) miden de 8 a 11mm de longitud y de 0.4 a 0.5 mm. de diámetro, tienen la porción posterior de

su cuerpo distendida en una bolsa en forma de campana (bolsa copulatrix), la cual está reforzada por engrosamientos como costillas o nervaduras en número de tres de cada lado (llamados radios). Dentro de la bolsa está la cloaca, en la que desembocan el recto y el canal genital. El único testículo (fig. 39-C) se origina como un tubo fino cerca del extremo anterior, y se continúa hacia adelante doblándose varias veces a los lados del intestino medio. Se dirige luego hacia atrás y se extiende en el plano medio del cuerpo, formando así la vesícula seminal (fig. 39-C). En el extremo posterior se encuentra el conducto eyaculador el cual está cubierto de una cutícula gruesa. Las dos espículas copuladoras en forma de cerda (cada una mide de 0.9 ó 1 mm. de largo) se van encontrar en una bolsa tubular situada en el lado ventral y lateral del conducto eyaculador, y están reguladas por músculos retractores y extensores y por el gobernáculo situado en la parte dorsal.

Las hembras (fig. 39-A) pueden medir de 10 a 13 mm. de longitud por 0.6 mm. de diámetro. La porción posterior de su cuerpo es conoide, con una abertura anal subterminal, situada en la cara ventral. La vulva (fig. 39-D) está situada sobre la línea media ventral, al empezar el tercio distal del cuerpo. Los dos tubos ováricos (fig. 39-D) están doblados en madeja sobre el tubo intestinal, el anterior en el tercio medio del cuerpo y el posterior en el tercio distal. La longitud de cada tubo es aproximadamente de dos y media a cuatro veces la longitud total del parásito. Estos ovarios se continúan en su extre-

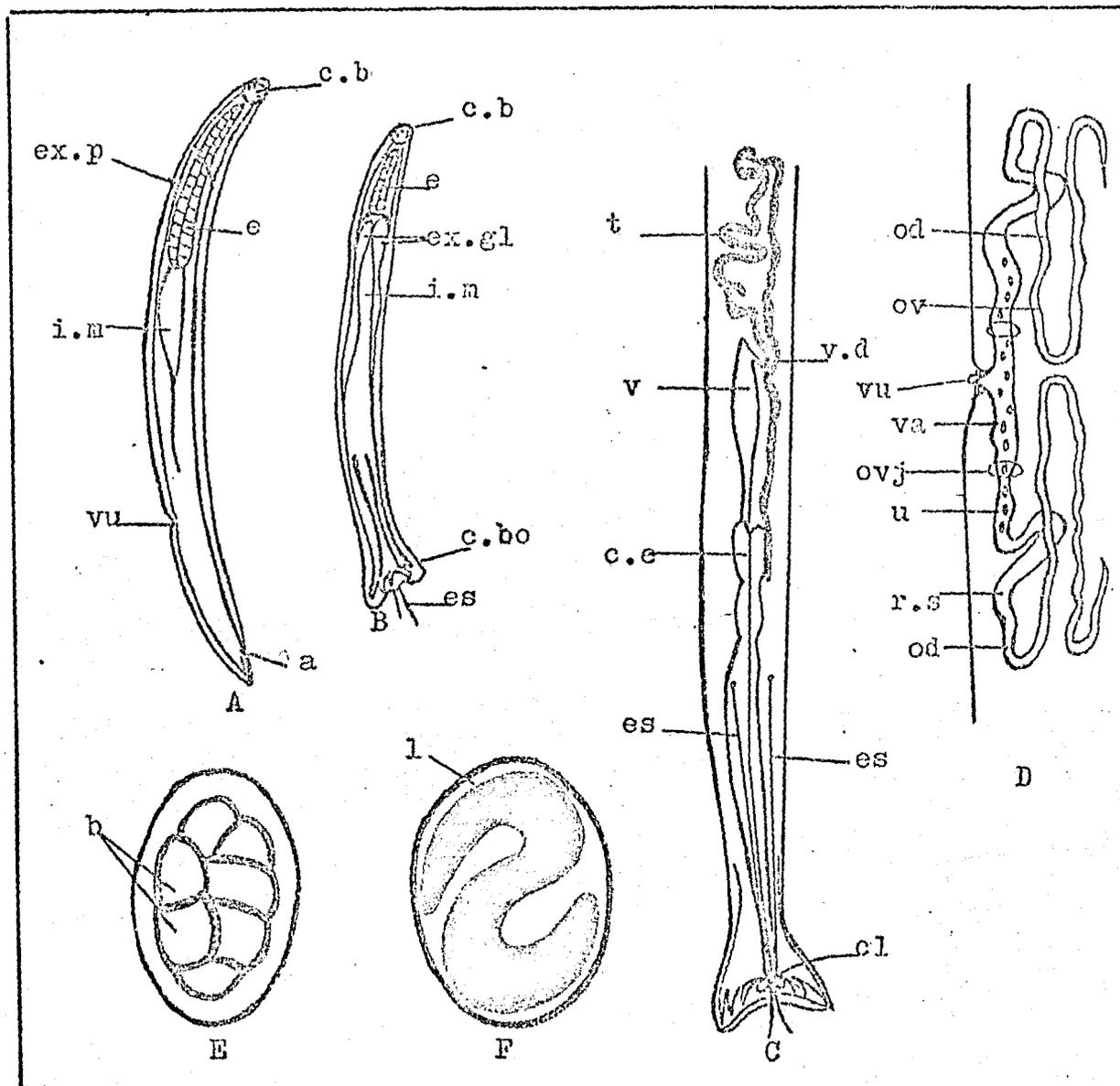


Fig. 39 Ancylostoma duodenale. A) Hembra adulta; B) Macho - adulto; C) Organos genitales del macho; D) Organos genitales de la hembra; E) Huevo conteniendo 8 blastomeros; F) Huevo conteniendo una larva móvil. (Faust, 1974.)

a, Poro anal; b, Blastomeros; c.b, Cavidad bucal; c.bo, Bolsa copulatrix; c.e, Conducto eyaculador; cl, Cloaca; e, Esófago; es, Espículas; ex.gl, Glándula excretora; ex.p, Poro excretor; i.m, Intestino medio; l, Larva; od, Oviducto; ovj, Ovoyector; ov, Ovario; r.s, Receptáculo seminal; t, Testículos; u, Utero; v, Vesícula seminal; va, Vagina; v.d, Vaso deferente; vu, Vulva

d	Rayo dorsal
d.pl	Lámina cortante dorsal
dt	Diente dorsal
ed	Rayo dorsal externo
el	Rayo lateral externo
f	Terminación fundida de espículas
ll	Lanceta lateral
lv	Rayo lateroventral
ml	Rayo mediolateral
pb	Rayo prebursal
pl	Rayo posterolateral
s	Espícula
v.pl	Lámina cortante ventral
vv	Rayo ventroventral

mo distal con lo oviductos, que se abran en el receptáculo seminal y se continúan con el útero, y por último con el ovoeyector musculado que se encuentra antes de que los dos tubos se unan para formar la vagina, la cual se abre en la vulva.

Los huevos (fig. 39-E) se forman en los tubos ováricos, tienen forma elipsoidal, anchos; miden 60 micras de largo por 40 de ancho. Estos huevos están cubiertos por una cápsula delgada e hialina; cuando han sido expulsados del intestino se ha comenzado el desarrollo del embrión y tienen de dos a ocho blastómeros. En materias fecales diarreicas se pueden hallar huevos no segmentados, mientras que en las que han permanecido algún tiempo en el exterior antes de ser examinadas, es posible encontrar larvas en la primera etapa de su evolución.

Ancylostoma brazilienseSinónimos Comunes:

Agamonematodum migrans (Kirby-Smith, Dove y White, -- 1926).

Localización:

A. braziliense se le encuentra en el intestino delgado de perros y gatos domésticos y salvajes.

Morfología:

A. braziliense es una de la especies más pequeña del género Ancylostoma. Tiene una cápsula bucal la cual es específicamente diagnóstica, ya que tiene un par de dientes pequeños mediales y un par de dientes externos más grandes (fig. 40-A).

Los machos miden de 7.75 a 8.5 mm. de longitud por -- 0.35 mm. en su diámetro mayor, y las hembras de 9 a 10.5 mm. de longitud por 0.375 mm. de diámetro. La bolsa copulatrix de estos es pequeña, tan ancha como larga, y está sostenida por -- radios cortos y gruesos (fig. 40-C)

Los huevos no se distinguen fácilmente de los A. duodenale.

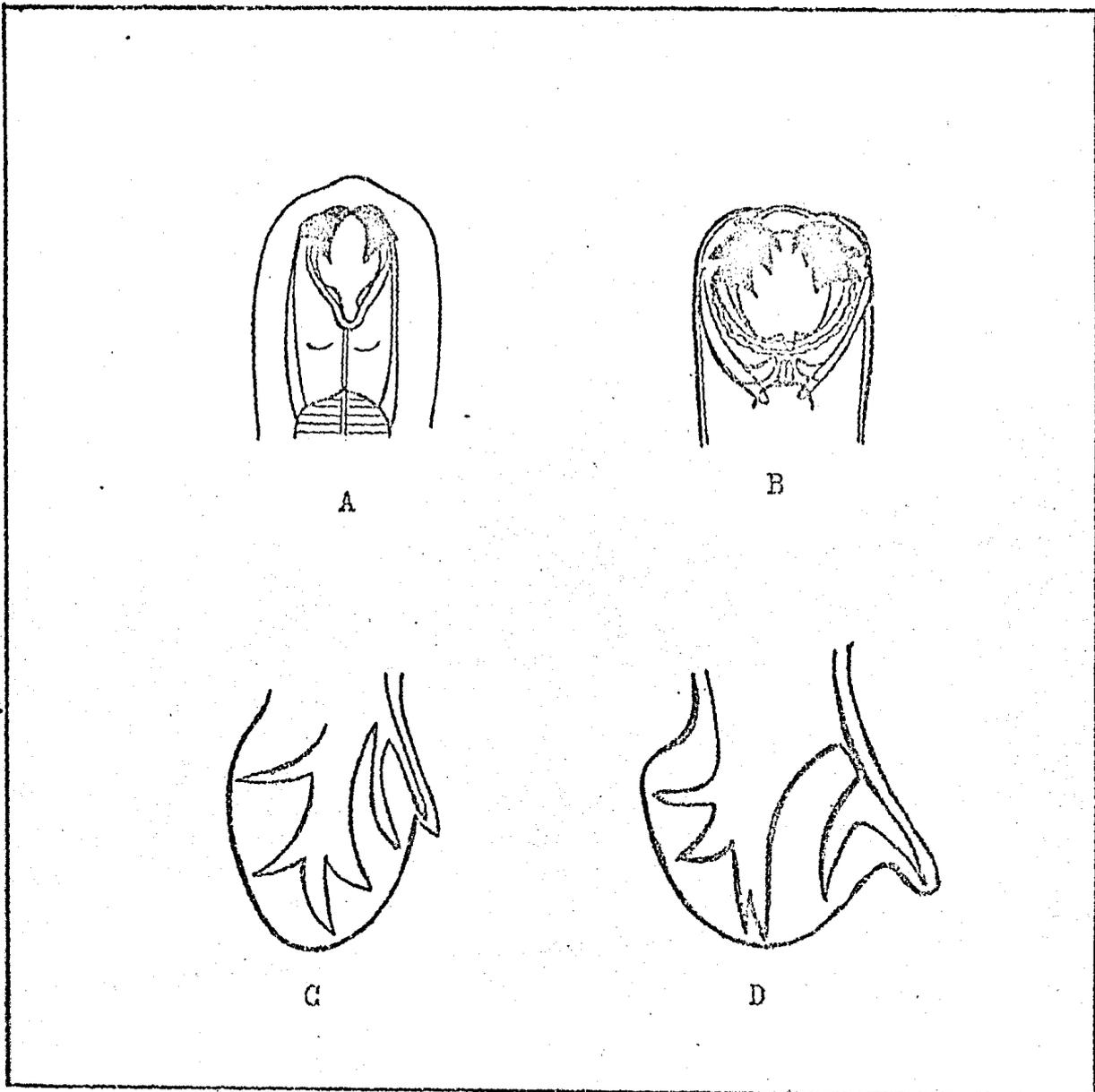


Fig. 40 Extremos anteriores mostrando las cápsulas -
 bucales y Extremos posteriores mostrando los rayos bursa -
 les y las espículas. A) y C) Ancylostoma braziliense; B) y
 D) Ancylostoma caninum. (Faust, 1974.)

Ancylostoma caninumSinónimos comunes:

No hay.

Localización:

A. caninum es un parásito que habita en el intestino delgado del perro, gato y muy rara vez en el humano.

Morfología:

Los gusanos adultos son pequeños, cilíndricos, fusiformes y de color blanco grisáceo. Tienen una amplia cápsula bucal (fig. 40-B) con tres pares de dientes ventrales, lo que constituye una característica de diagnóstico muy importante para la especie. Los órganos genitales tanto del macho como de la hembra son iguales a los de A. duodenale.

Los machos tienen un tamaño medio de 10 mm. de longitud con un diámetro de 0.4 mm. Su extremo posterior (fig. 40-D) tiene una bolsa copulatrix que es ancha y vistosa, translúcida membranosa, caudal y con espículas que utiliza para fijarse a la hembra durante la copulación. Esta bolsa está sostenida por radios largos y delicados.

Las hembras miden 14 mm. de longitud, y un diámetro de 0.6 mm.

Los huevos eliminados por esta especie son semejantes a los de A. duodenale (fig. 39-E), pero ligeramente más grandes (63.8 micras de longitud por 40 micras de diámetro).

Necator americanusSinónimos Comunes:

Uncinaria americana (Stiles, 1902); Ankylostomum americanus (v. Linstow, 1903); Necator africanus (Harris 1910); - Necator argentinus (Parodi, 1920).

Localización:

N. americanus es un parásito de las porciones altas -- del intestino delgado del hombre, que es su hospedero natural.

Morfología:

Los gusanos vivos tienen un color amarillento grisá-- ceo, a veces con un matiz rojizo. Tienen forma cilindroide --- (fig. 41), adelgazada en su extremo anterior , y presentan -- una cápsula bucal pequeña (fig. 38-C) provista de un par dor-- sal y otro ventral de láminas o placas cortantes semilunares, -- que en el género Ancylostoma se caracteriza por tener dientes-- en lugar de placas. N. americanus tiene además un par de lance-- tas triangulares subventrales (fig. 38 -C) y un par subdorsal - en la profundidad de la cavidad bucal.

Los machos miden de 7 a 9 mm. de longitud po 0.3 mm . de diámetro como máximo. La bolsa copulatrix es larga y ancha, lo que es una característica de diagnóstico muy importante para esta especie. El par de espículas son largas y cada una en la punta tiene un espolón fino, y están situadas en la parte -- distal del cuerpo del macho.(fig. 38 - D).

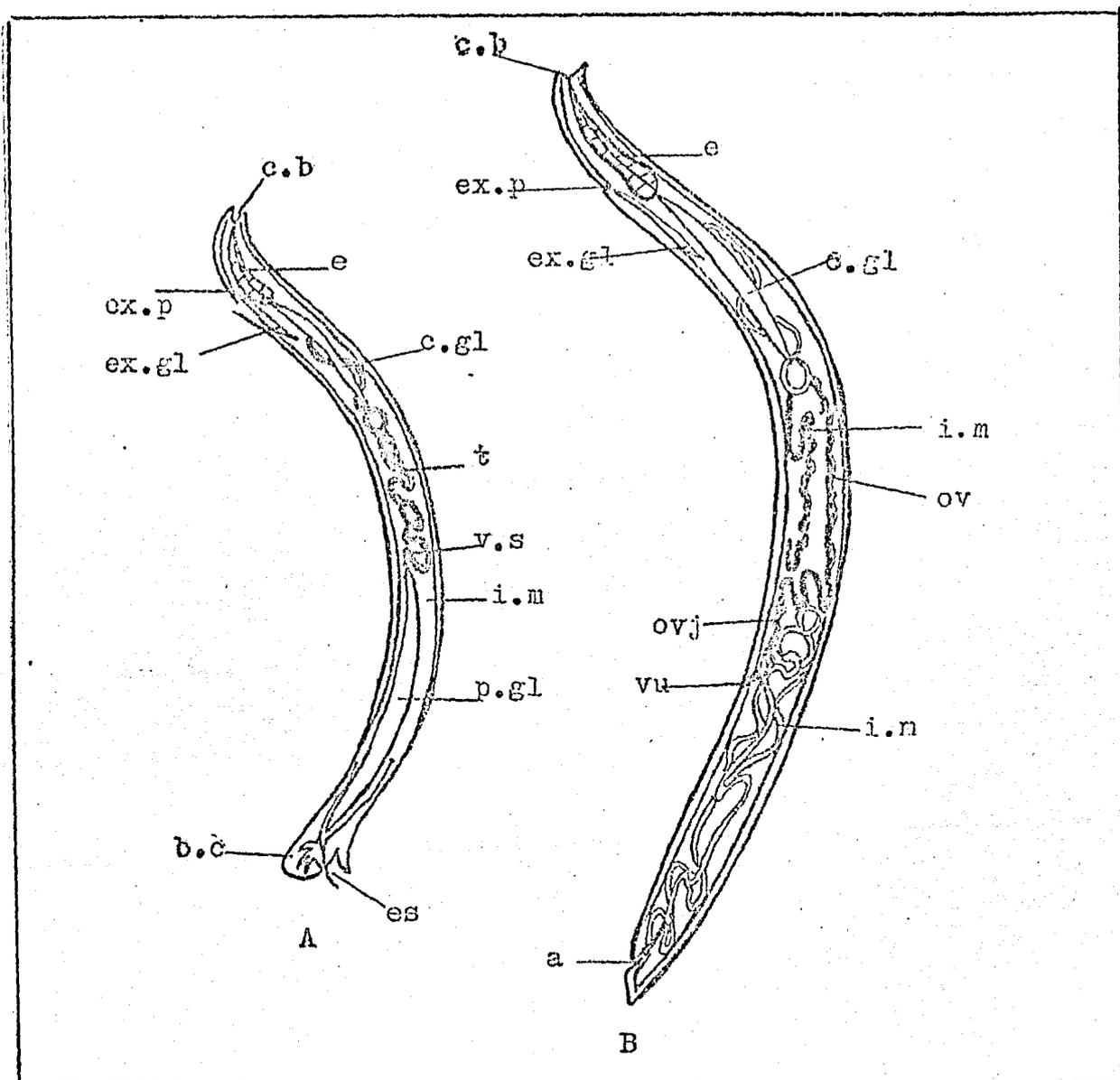


Fig. 41 Necator americanus adultos. A) Macho; B) Hembra.

a, Poro anal; b.c, Bolsa copulatrix; c.b, Cavidad bucal; c.gl, Glándula cefálica; e, Esófago; es, Espículas; ex.p, Poro excretor; ex.gl, Glándula excretora; i.m Intestino medio; ov, Ovario; ovj, Ovoyector; p.gl, Glándula prostática; v.s, Vesícula seminal
vu, Vulva. (Faust, 1974.)

La hembra de éste género (fig. 41-B) mide de 9 a 11 mm. de longitud por 0.4 mm. de diámetro. La vulva (fig. 41-B) se encuentra situada en la parte media del cuerpo o ligeramente adelantada.

Los huevos se parecen a los de A. duodenale (fig. 39-E) pero son más largos y angostos pues llegan a medir de 64 a 76 micras de longitud por 36. a 40 micras de diámetro.

Diagnóstico:

La uncinariasis causada por éstos nemátodos puede ser diagnosticada por las características de las lesiones cutáneas. La erupción reptante originada por uncinarias puede ser diagnosticada por el carácter tortuoso y elevado del tunel. No debe confundirse con otras formas de erupción reptante debidas a otros parásitos.

Las infecciones intestinales intensas pueden sospecharse por la naturaleza viscosa y alquitranada de las heces, pudiéndose confirmar definitivamente mediante la identificación de huevos en los excrementos.

El diagnóstico específico se establece mediante el hallazgo de los huevos característicos (fig. 39-E) en las heces. El examen con el microscopio de tres muestras de heces no concentradas puede ser suficiente para demostrar la presencia de los huevos en todos los casos de uncinariasis de importancia clínica.

Las técnicas de concentración, como la de flotación -

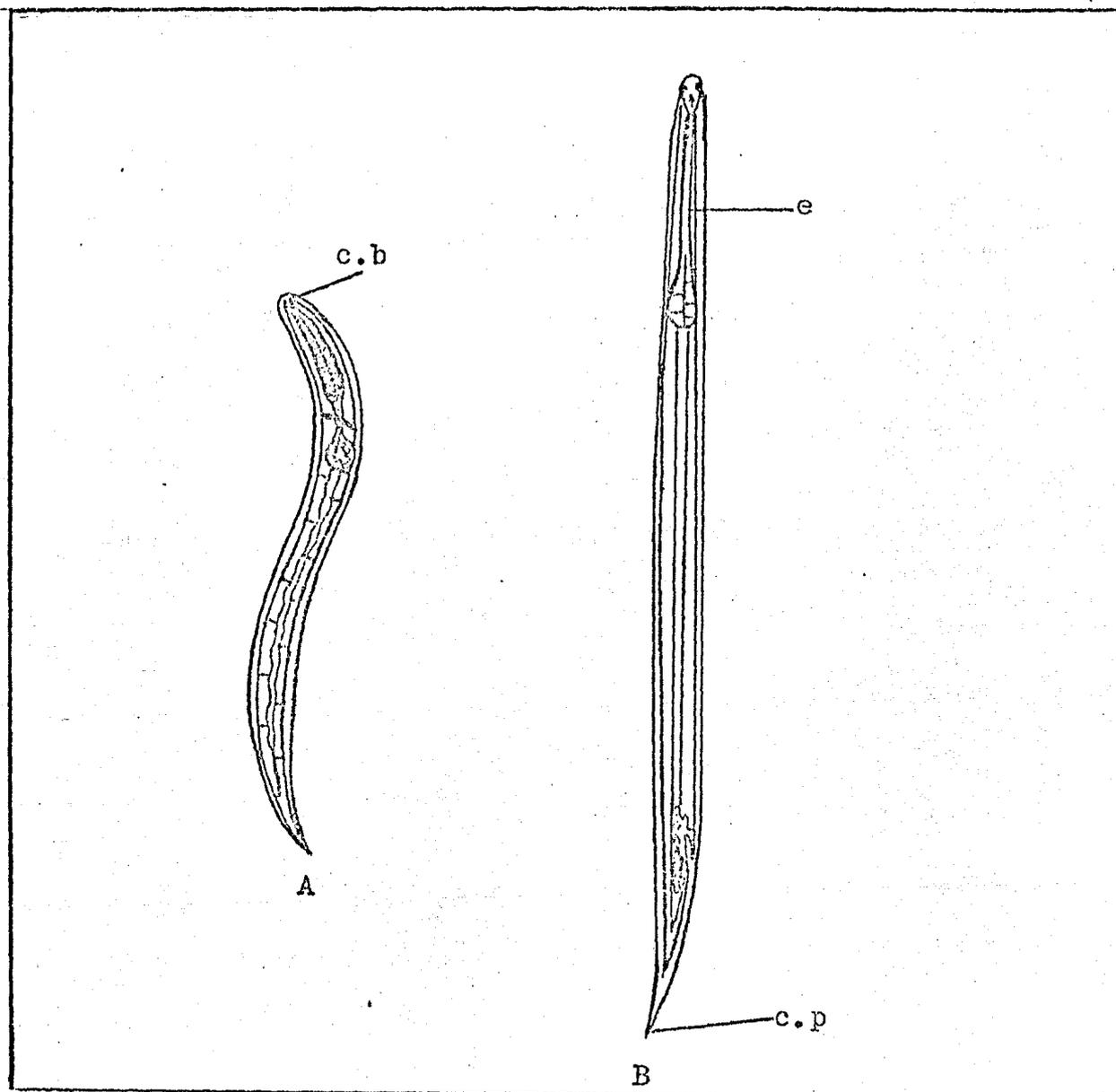


Fig. 42 Larvas de Uncinarias. A) Larva rhabditoide; B) Larva filariforme. (Faust, 1974.)

c.b, Cavidad bucal; c.p, Cola en punta; e, Esófago.

con Sulfato de zinc o con Na Cl (véase pág. 22) son útiles para detectar los huevos en los casos de infecciones ligeras.

La técnica de Stoll en este caso es útil para estimar la intensidad de las infecciones, y cuando las materias fecales de pacientes con uncinariasis se han mantenido varias horas en el laboratorio, los huevos han eclosionado, y las larvas ya libres deben diferenciarse de las de Strongyloides y de algunos nemátodos de vida libre, por lo que se recomienda llevar a cabo la técnica de Harada-Mori (véase pág. 37). Estas larvas también pueden ser aisladas a partir de muestras fecales o de tierra mediante la técnica de Baerman.

Strongyloides stercoralisSinónimos Comunes:

Anguilula stercoralis (Bavay, 1876); A. intestinalis (Bavay, 1876); Strongyloides intestinalis (Grassi, 1879).

Localización:

S. stercoralis se encuentra más frecuentemente en duodeno y -- parte proximal del yeyuno, pero en infecciones intensas, también pueden ser afectados píloro, intestino delgado y grueso, y vías biliares proximales y pancreáticas.

Morfología:

El macho rhabditoide (fig. 43 - C) es fusiforme y ancho, mide -- aproximadamente 0.7 mm de largo por 40 ó 50 micras en su diámetro transversal mayor. Posee dos labios con dos papilas cada uno, no tiene aletas caudales, pero posee dos espículas y un gobernáculo bien desarrollados -- (fig. 43 - E); la porción caudal termina en punta y es curva en su parte ventral.

La hembra rhabditoide (fig. 43 - B) también es gruesa, mide -- aproximadamente 1 mm por 50 a 75 micras, tiene un útero bicornal, y la -- vulva es pequeña y se abre cerca de la parte media de la cara ventral. Los huevos en vías de desarrollo llenan el útero y ocupan la mayor parte del cuerpo. Las hembras fecundadas arrojan huevos parcialmente embrionados, que completan su desarrollo en unas cuantas horas y eclosionan.

Las larvas rhabditoides del primer estadio que salen de los -- huevos (fig. 44 - A) tienen forma característica y un esófago muscular -- típico del género, con una porción anterior en forma de maza, estrecha -- miento por detrás de la parte media y un bulbo posterior. Tienen un esbo

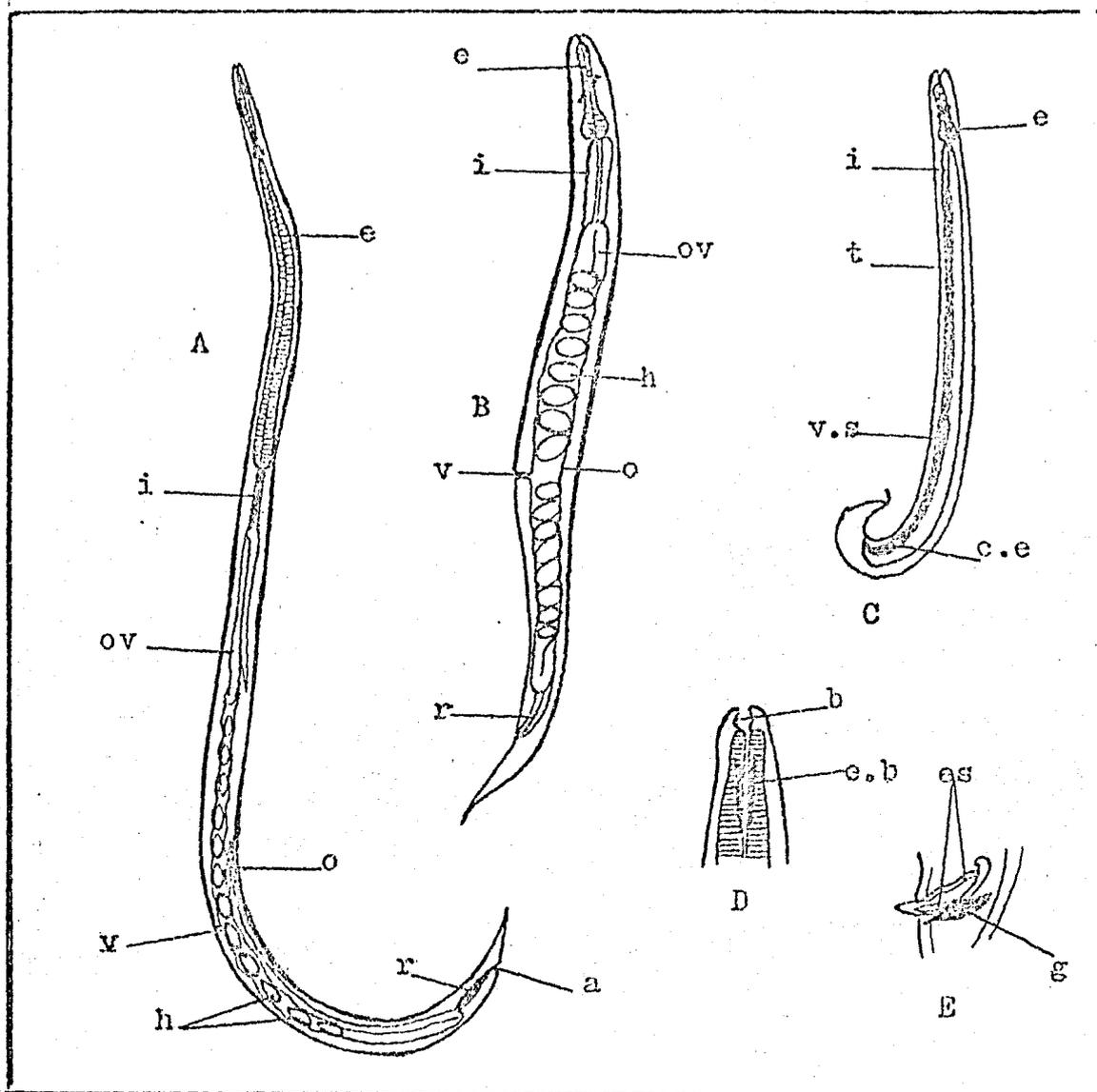


Fig. 43 Strongyloides stercoralis. A) hembra parásita; B) Hembra de vida libre; C) Macho de vida libre; D) Extremo anterior del macho parásito; E) Espículas copulatorias y gobernáculo del macho. (Faust, 1974.)

a, Ano; b, Boca; c.e, Conducto eyaculador; e, Esófago; e.b, Estíletes bucales; es, Espículas; g, Gobernáculo; h, Huevos en útero; i, Intestino medio; o, Ovario; ov, Oviducto; r, Recto; t, Testículo; v, Vulva; v.s, Vesícula seminal.

zo genital relativamente notable, situado en el lado ventral, hacia la mitad del intestino medio. La cavidad bucal es corta y estrecha. Esta larva se alimenta vorazmente de partículas orgánicas del suelo, muda una vez, sigue alimentándose, crece rápidamente en el curso de tres mudas y se convierte en adulto de vida libre. En condiciones óptimas esta fase de vida libre se puede repetir indefinidamente, pero cuando se presentan condiciones desfavorables, las larvas rhabditoides se transforman en larvas filariformes (fase infectante) (fig.44 - B), que son largas y delicadas, bastante parecidas a las de uncinarias, salvo que tienen el esófago relativamente más largo y una muesca en el extremo caudal (fig.44 - D). Casi inmediatamente se vuelven infectantes y pueden permanecer vivas en el suelo durante muchas semanas.

Las hembras parásitas (fig. 43 - A) son delicados gusanos filiformes que miden hasta 2.2 mm de longitud y de 20 a 74 micras de diámetro. Tiene cuatro labios con una papila en cada uno, el esófago es de tipo filariforme, abarca la tercera parte o las tres quintas partes anteriores del cuerpo. El extremo caudal es puntiagudo, y el ano está situado sobre la línea media ventral, delante y a corta distancia del extremo caudal. Los dos úteros, con sus oviductos y ovarios se extienden en ángulo recto a partir de la vulva, que es corta, uno hacia delante y el otro hacia atrás. Al madurar la hembra pone cada día varias docenas de huevos parcialmente embrionados. Estos huevos son ovoides, miden de 50 a 58 micras de longitud por 30 a 34 micras de diámetro y suelen eclosionar en los tejidos y las larvas que salen de ellos emigran a la luz del intestino y con el contenido de este lo recorren y son evacuadas con las heces.

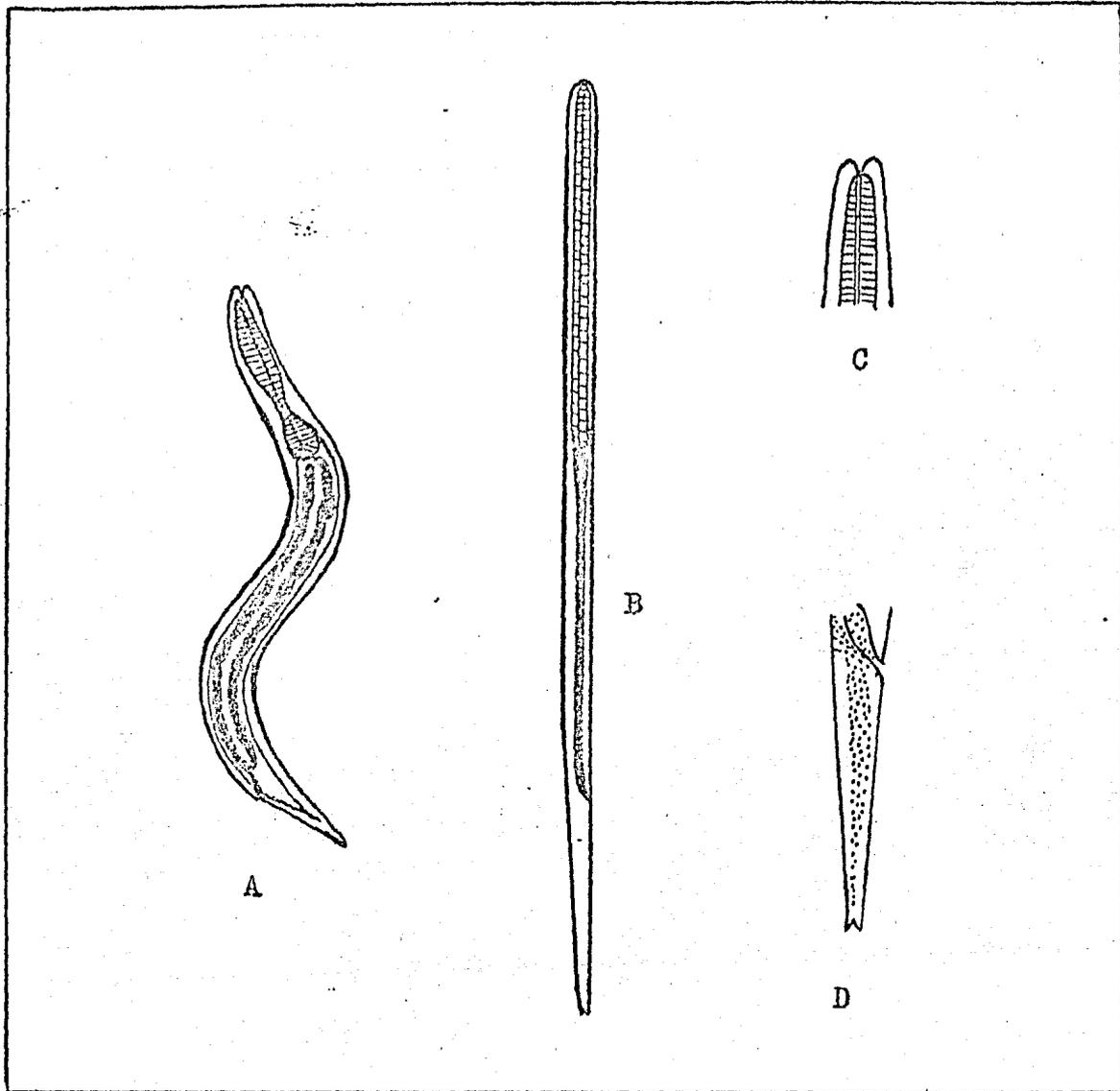


Fig. 44 Strongyloides stercoralis. A) Larva rhabditoide;
B) Larva filariforme; C) y D) Extremos anterior y posterior-
de larva filariforme. (Faust, 1974.)

Diagnóstico:

Se basa en el hallazgo del parásito adulto o de las larvas en el líquido extraído por intubación duodenal o en las heces por métodos directos o de concentración. El diagnóstico es rápido y fácil si se hallan larvas rabditoides activas en las materias fecales. Por lo común, las larvas se encuentran en los frotis practicados con heces sin concentrar, pero la centrifugación de éstas por el método de Faust da una muestra más rica en parásitos.

Las larvas rabditoides de Strongyloides deben ser diferenciadas de las larvas del primer estadio que salen de los huevos de uncinarias. Los huevos embrionados de Strongyloides, son ligeramente menores que los de uncinarias, solo pueden obtenerse por un purgante o por sondeo duodenal. El cultivo de las heces produce larvas filariformes y adultos de Strongyloides, de vida libre, pero solo larvas rabditoides de uncinarias.

VI. - ARTROPODOS

CARACTERES GENERALES DE LOSARTROPODOS

Los artrópodos son animales invertebrados, multicelulares, segmentados bilateralmente simétricos, que poseen un exoesqueleto compuesto de quitina (polisacárido nitrogenado compuesto de azúcares, amoníaco y ácido acético, a veces impregnado de calcio) y pares de apéndices articulados. Los órganos y estructuras importantes están ilustrados en su forma simple y primitiva en la figura 45 . Hay siempre un aparato digestivo completo, con un extremo en la boca y otro en el ano. Este aparato se divide en tres partes principales: 1) Una parte anterior, forrada de quitina, que consta de una cavidad bucal, faringe muscular, esófago y proventrículo, que se emplea en la ingestión y trituración de alimento; 2) un intestino medio no quitinizado, para la digestión y absorción del alimento, y 3) una parte posterior forrada de quitina, que generalmente consta de intestino posterior y recto, empleada para la acumulación y desecho de las materias fecales.

El sistema sanguíneo consta de una parte cerrada y otra abierta. La primera posee un órgano de bombeo (el corazón) aorta y pares de vasos que tienen una posición dorsal. La segunda consta de un hemocèle que se comunica con el corazón. El sistema nervioso central consta de un cerebro dorsal con comi-

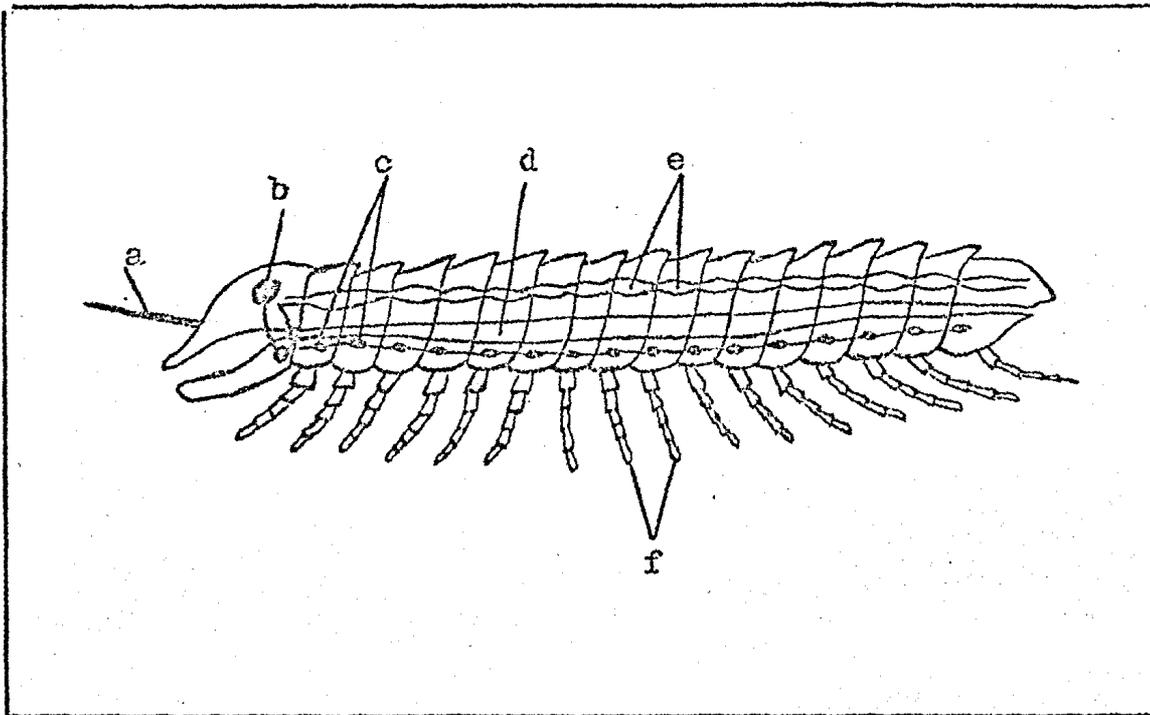


Fig. 45 Artrópodo primitivo (vista lateral):

a, Antena; b, Ganglio nervioso dorsal o cerebro; c, Cordón nervioso ventral con un ganglio que corresponde a cada segmento; d, Tracto digestivo; e, Vaso sanguíneo dorsal; f, - Patas segmentadas del lado izquierdo.

suras circunsofágicas en la cabeza y pares de troncos nerviosos con un ganglio para cada segmento, de posición ventral localizado por debajo del aparato digestivo. Además, los artrópodos se caracterizan por la ausencia total de epitelio ciliado. La musculatura es generalmente estriada. Los sexos están separados. Excepto de los grupos muy primitivos, el desarrollo postembriónico implica generalmente algún grado de metamorfosis. Durante los períodos de crecimiento sufre mudas completas del exoesqueleto.

Muchas especies de artrópodos desempeñan un papel primordial en la transmisión de enfermedades, lo cual los hace -- muy importantes desde el punto de vista médico y sanitario. Las enfermedades, como el tifo, la peste, la fiebre amarilla y la fiebre recurrente y otras tan importantes, como el paludismo y las filariasis no afectarían a la especie humana si no hubiera artrópodos, que actuarán como animales vectores de los gérmenes causantes directos de enfermedad, como sucede con la sarna, con algunas garrapatas causantes de parálisis, y con varias especies de moscas, cuyas larvas son causa de estados patológicos denominados "Miasis".

RECOLECCION, CONSERVACION Y MONTAJEDE ARTRÓPODOSRecolección

- Para coleccionar piojos y pulgas se emplea una solución de alcohol - éter. Basta pasar un algodón impregnado de esta solución sobre la zona afectada o sitios en los cuales se piense se puedan coleccionar estos parásitos y estos se quedarán adheridos a él.

- Para coleccionar a los Acaros productores de sarna se emplea la técnica de raspado cutáneo utilizando glicerina como vehículo, un bisturí y un frasco para depositar el raspado. El bisturí se sumerge en la glicerina y posteriormente se realiza el raspado de la piel en las zonas de alopecia. EL material obtenido, junto con fragmentos de pelo de la persona se pone en laminillas y se observa al microscopio para su previa identificación.

- En el caso de las garrapatas se emplea la misma técnica que se utiliza para coleccionar los piojos. Para evitar la rotura del gnatosoma o bien por tracción mecánica con la mano.

Conservación

Una vez coleccionados los artrópodos se colocan en un frasco o en un recipiente de boca ancha y se adiciona alcohol al 70% para que se conserven en buen estado y no pierdan sus características morfológicas.

Montaje

- Lavar los artrópodos coleccionados con bastante agua. Este lava-

do se puede hacer por medio de centrifugaciones sucesivas.

- Posteriormente pasarlos a una solución de hidróxido de sodio o de potasio al 10%. Si se quiere la desintegración rápida de la quitina se procede a calentar suavemente sobre la llama de un mechero o de una parrilla hasta desprendimiento de vapores de la solución conteniendo a los parásitos. En el caso de que no se quiera la desintegración rápida de la quitina se dejan a los parásitos de 6 a 8 horas en el NaOH o en el KOH.

- Lavar con agua hasta que el tegumento quede limpio y transparente.

- Colorear con fuschina de gage por espacio de 20 a 30 minutos.

- Lavar nuevamente con agua para quitar el exceso de colorante.

- Llevar a cabo un proceso de deshidratación a partir del alcohol del 50% hasta alcohol absoluto. El tiempo de deshidratación va ser proporcional al tamaño de los parásitos. Parásitos pequeños requerirán menor tiempo y parásitos grandes necesitarán estar más tiempo en cada alcohol.

- Posteriormente aclarar los parásitos con una solución de xilol - fenol (75% de xilol y 25% de fenol) durante media hora.

- Por último montarlos en resina sintética, bálsamo de Canadá u otro medio de montaje.

NOTA: En el caso de ácaros y garrapatas se pueden utilizar directamente el líquido de Hoyer (aclarante). Esto se hace colocando el parásito recién colectado sobre un portaobjetos y adicionando una gota del líquido de Hoyer. Se calienta este portaobjetos para sacar el --

contenido intestinal del parásito, y posteriormente se tapa con un -
cubreobjetos que se fija al portaobjetos con barniz de uñas transpa-
rente.

CLASIFICACION DE LOS ARTROPODOS.

- PHYLUM: ARTHROPODA von Siebold y Stannius, 1845.
- CLASE: ARACHNIDA Lamarck, 1815.
- SUBCLASE: EUARACHNIDA
- ORDEN: ACARINA Nitzsch, 1818 (Garrapatas y garrapatillas).
- SUBORDEN: BRACHIPODA.
- SUPERFAMILIA: DEMODECOIDEA Banks, 1894. (Garrapatillas foliculares).
- FAMILIA: DEMODECIDAE Owen, 1843.
- GENERO: Demodex Owen, 1843.
- SUBORDEN: ASTIGAMATA
- SUPERFAMILIA: SARCOPTOIDEA Branks, 1894 .
- FAMILIA: SARCOPTIDAE Trouen, 1892.
- GENERO: Sarcoptes Latreille, 1806.
- SUBORDEN: PROSTIGMATA
- SUPERFAMILIA: TROMBIDOIDEA Banks, 1894.
- FAMILIA: TROMBIDIDAE Haller, 1882.
- SUBFAMILIA: TROMBIDINAE.

- GENERO: Trombicula Berlesse, 1905.
- SUBORDEN: MESOSTIGMATA Canestrini, 1891.
- SUPERFAMILIA: IXODOIDEA Banks, 1877.
- FAMILIA: IXODOIIDAE Murray, 1877.
- GENERO: Ixodes Murray, 1877.
- GENERO: Amblyoma C. Koch, 1844.
- GENERO: Boophilus Curtice, 1891.
- FAMILIA: ARGASIIDAE Murray, 1877.
- GENERO: Argas Latreille, 1796.
- GENERO: Otobius Dugés, 1883.
- SUPERFAMILIA: PARASITOIDEA Banks, 1844. (Corucos).
- FAMILIA: DERMANYSSIDAE Canestrini, 1892.
- GENERO: Dermanyssus Dugés, 1854.
- ORDEN: ARANEAE Lamarck, 1818 (Arañas).
- SUBORDEN: LOBIDOGNATA.
- SUPERFAMILIA: TRIONYCHAE.
- FAMILIA: SICARIDAE Gertsch, 1949.
- GENERO: Loxosceles.

FAMILIA: THERIDIDAE Sundevall, 1833.

GENERO: Latrodectus Walkanaer, 1805.

ORDEN: SCORPIONIONIDA Latreille, 1810.

SUPERFAMILIA: BUTHOIDEA Birula, 1919.

FAMILIA: BUTHYDÆ Simon, 1879.

GENERO: Centruroides Marx, 1889.

CLASE: CHILOPODA Latreille, 1857. (Ciempies).

ORDEN: SCOLOPENDROMORPHA.

FAMILIA: SCOLOPENDRIDAE.

GENERO: SCOLOPENDRA.

CLASE: DIPLOPODA Latreille, 1802. (Milpíes).

PHYLUM: PENTASTOMIDA Heymons, 1926.

ORDEN: POROCEPHALIDA Fröelich, 1789.

FAMILIA: LINGUATULIDAE Fröelich, 1789.

GENERO: Linguatula Fröelich, 1789.

SUBPHYLUM: MANDIBULATA Meleay, 1821.

CLASE: INSECTA Linneo, 1758.

SUBCLASE: PTERYGOTA Lang, 1889.

ORDEN: ANOPLURA Leach, 1815. (Piojos hematófagos).

SUBORDEN: SIFONCULATA.

FAMILIA: PEDICULIDAE Leach 1817.

GENERO: Pediculus Leach, 1817.

GENERO: Phthirus.

ORDEN: MALLOPHAGA Nitzsch, 1890. (Piojos masticadores).

ORDEN: SIFONAPTERA Latreille, 1825. (Pulgas).

FAMILIA: HECTORSYLLIDAE Baker, 1904.

GENERO: Tunga Sarocki, 1838.

FAMILIA: PULICIDAE Stephens, 1929.

GENERO: Pulex Stephens, 1929.

GENERO: Ctenocephalides Stiles y Collins, 1930.

ORDEN: DIPTERA Linneo, 1758. (Moscas y mosquitos).

SUBORDEN: BRACHYCERA.

FAMILIA: CUTEREBRIDAE Clark, 1815.

GENERO: Dermatobia Brauer, 1860.

FAMILIA: OESTRIDAE Leach, 1817.

GENERO: Oestrus Linneo, 1758.

FAMILIA: CALLIPHORIDAE Brauer, 1889.

- SUBFAMILIA: CHRYSOMYINAE.
- GENERO: Callitroga Coquerell, 1858.
- SUBORDEN NEMATOCERA.
- FAMILIA: CULICIDAE Linneo, 1758.
- SUBFAMILIA: CULICINAE Edwards, 1929.
- GENERO: Culex Linneo, 1758.
- GENERO: Aedes Meigen, 1818.
- SUBFAMILIA: ANOPHELINI Edwards, 1932.
- GENERO: Anopheles Meigen, 1818.
- ORDEN: HEMIPTERA Linneo, 1758. (Chinches)
- FAMILIA: CIMICIDAE
- GENERO: Cimex Linneo, 1758.
- FAMILIA: REDUVIIDAE.
- SUBFAMILIA: TRIATOMINAE.
- GENERO: Rhodnius Stål, 1859.
- GENERO: Triatoma Laporte, 1832.
- ORDEN: LEPIDOPTERA Linneo, 1758. (Mariposas).
- ORDEN: COLEOPTERA Linneo, 1758. (Escarabajos).
- ORDEN: HYMENOPTERA Linneo, 1758. (Abejas, avispas, hormigas).

PIOJOS

Los piojos son insectos pequeños, aplanados en sentido dorsoventral, y carentes de alas y de verdadera metamorfosis. El orden incluye piojos mordedores y piojos chupadores. Solo estos últimos, que tienen sus partes bucales modificadas para perforar y succionar, son ectoparásitos del hombre.

Entre los piojos parásitos que afectan al humano se encuentran 3 variedades: 1) Pediculus humanus var. capitis o piojo de la cabeza; 2) Pediculus humanus var. corporis o piojo del cuerpo, y 3) Phthirus pubis o ladilla.

Localización:

A estos piojos se les encuentra adheridos al pelo de la cabeza o del cuello, pelo del pubis y con menos frecuencia en los pelos del pecho, axilas, cejas, bigotes, barba y pestañas.

Morfología:

El cuerpo de estos piojos (fig. 46) es alargado, aplanado dorsoventralmente de color blanco-grisáceo, con una cabeza rectangular ovoidal, la cual ostenta un par de ojos simples, y por delante de estos un par de antenas cortas constituidas por 5 articulaciones, así como de un aparato bucal (probóscide) adaptado para chupar sangre, constituido por un par de estiletes retráctiles, una hipofaringe y un labium que sirve de sostén a los órganos perforadores.

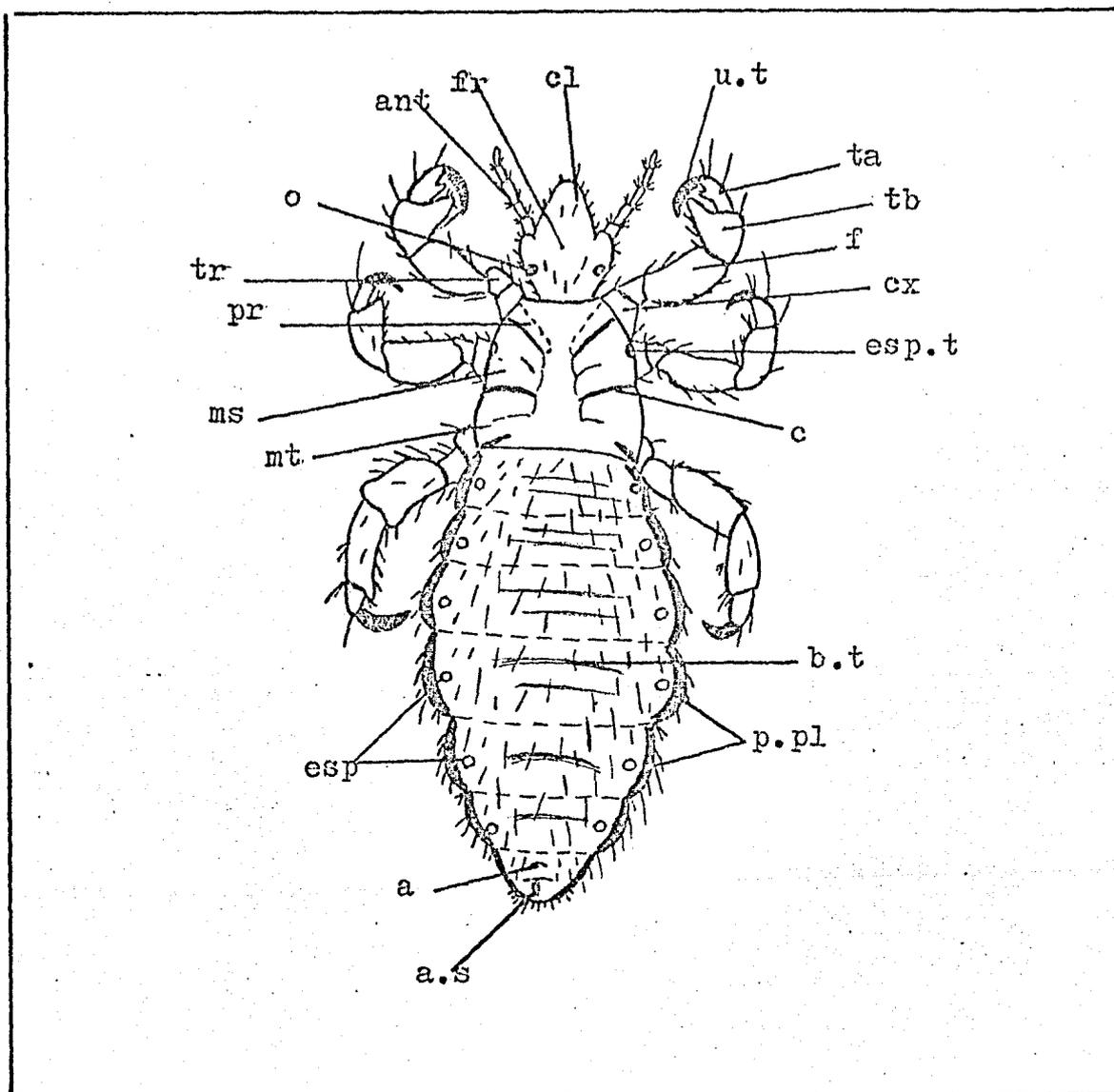


Fig. 46. *Pediculus humanus* (macho), vista dorsal.

(Faust, 1974.)

a, Ano; a.s, Abertura sexual; ant, Antena; b.t, Bandas transversales; c, Costilla; cl, Clípeo; cx, Coxa; esp, Espiráculos abdominales (1-6); esp.t, Espiráculo torácico; f, Femur; fr, Frente; ms, Mesotórax; mt, Metatórax; o, Ojo; p.pl, Placas pleurales; pr, Protórax; ta, Tarsos; tb, Tibia; tr, Trocanter; u.t, Uña tarsal.

El tórax quitinoso se encuentra formado por tres segmentos (protórax, mesotórax y metatórax), cada segmento lleva un par de patas fuertes, de cinco segmentos cada una, que terminan en una garra para poder fijarse al cabello, contiene además un par de espiráculos, protorácicos.

El abdomen es alargado y ovalado constituido primitivamente por nueve segmentos (pero en algunas especies los segmentos anteriores se han fusionado) con seis pares de espiráculos.

Para diferenciar un macho de una hembra, el abdomen del macho es más angosto que el de la hembra, y redondo en su parte posterior (fig. 46). En el caso de la hembra el segmento terminal tiene forma de V invertida (fig. 47), y en su cara ventral hay un par de apéndices romos laterales (gonópodos) que sirven para fijarse al pelo durante la oviposición.

Para diferenciar una especie de otra, se deben de tomar en cuenta lo siguiente: el piojo del cuerpo es más fuerte que el de la cabeza (fig. 46), y ambos miden de 2 a 3 mm de longitud, mientras que el piojo del pubis se distingue por su pequeño tamaño (fig. 47), mide de 0.8 a 1.2 mm de longitud, de aspecto oblongo, como de tortuga, cabeza rectangular, abdomen con segmentaciones poco marcadas, corto, y garras grandes y pesadas.

Diagnóstico:

Puede establecerse por la presencia de prurito y rascado que muestre el paciente, pero depende principalmente de la identi-

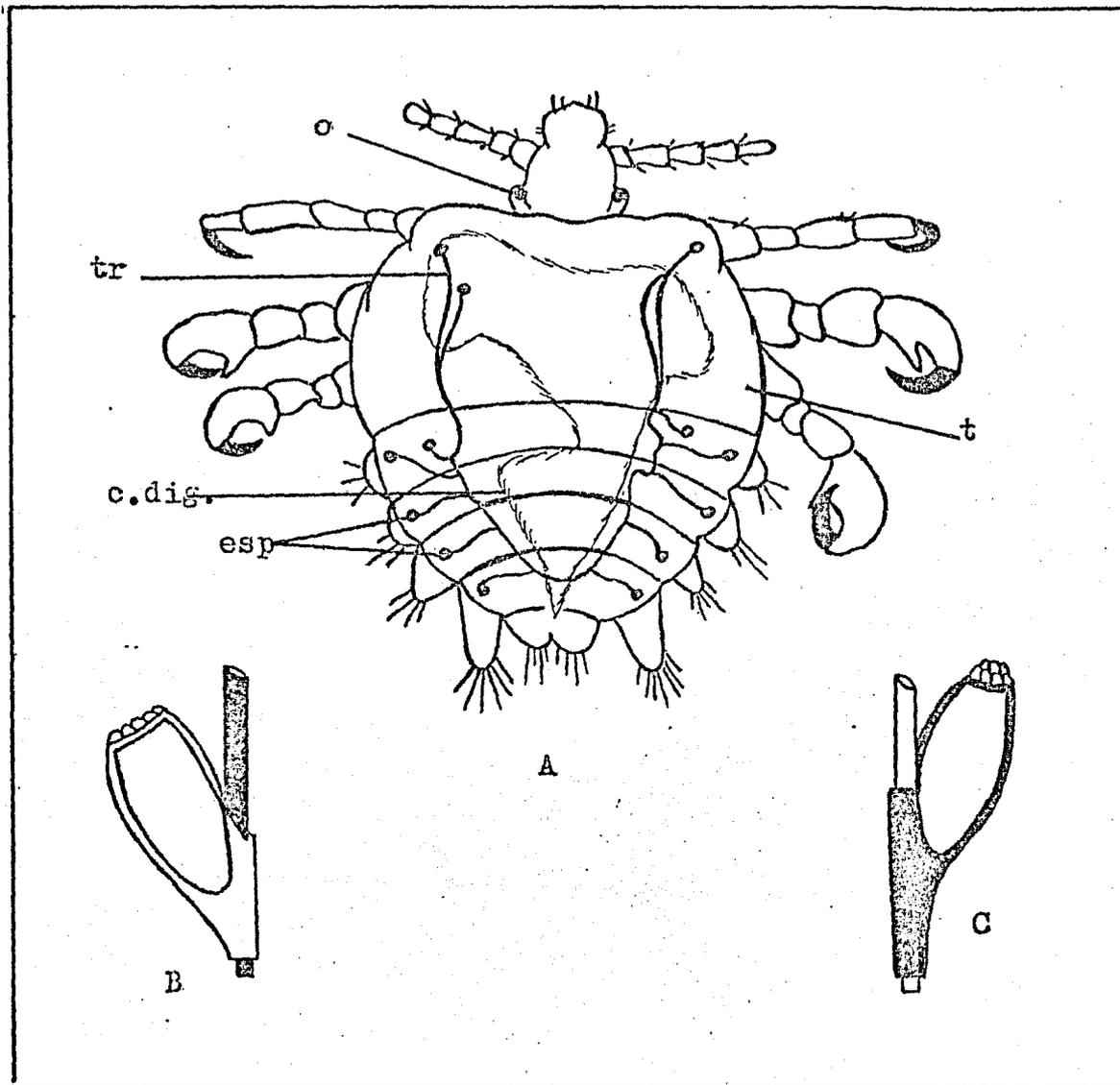


Fig. 47. Phthirus pubis adulto (hembra); B) Huevo de Pediculus humanus var. capitis; y C) Huevo de Phthirus pubis.

c.dig., Conducto digestivo; esp., Espiráculos; o., Ojo; t., -
Tórax; tr., Traquea.

ficación del piojo adulto, o de los huevos de los piojos de la cabeza y del pubis, ya que los huevos del piojo del cuerpo generalmente quedan escondidos entre la ropa.

Los huevos de estos piojos, o también llamados liendres, son de color blanco, ovoidales, operculados (fig. 47 B y E) y pueden medir desde 0.6 a 0.8 mm de longitud.

PULGAS

Las pulgas son ectoparásitos parcialmente específicos de huéspedes, que se adhieren temporalmente a la piel de los mamíferos y de las aves para chupar sangre.

Son insectos pequeños (fig. 48), sin alas, de color café más o menos oscuro, de cuerpo lustroso, aplanado en sentido lateral, con órganos bucales adaptados para picar y chupar sangre, patas muy grandes, de las cuales el par posterior es especialmente largo, adaptado para saltar.

La cabeza es pequeña, está comprimida en sentido lateral, es generalmente más larga que alta. En la porción anterior, la parte dorsal se llama frente, y la ventral, gena (mejilla). Los ojos son simples y cuando los hay están situados delante de las antenas. Las antenas son unos órganos en forma de clava, formados por tres segmentos, y están situados en una fosa o ranura antenal. La región que se encuentra detrás de la ranura de las antenas se designa con el nombre de occipucio. En algunas especies el borde ventral de las genas está provisto de un grupo de espinas anchas y fuertes de color café, dirigidas hacia atrás, que en conjunto forman el ctenidio genal o peine genal (fig. 48), y algunas especies tienen ctenidio pronotal o peine pronotal en el borde posterior de la cubierta dorsal del primer segmento torácico, en tanto que otras tienen el ctenidio pronotal pero no ctenidio genal.

Los órganos bucales constan de un par de palpos maxilares segmentados, situados en la parte anterior, con su extremo distal -

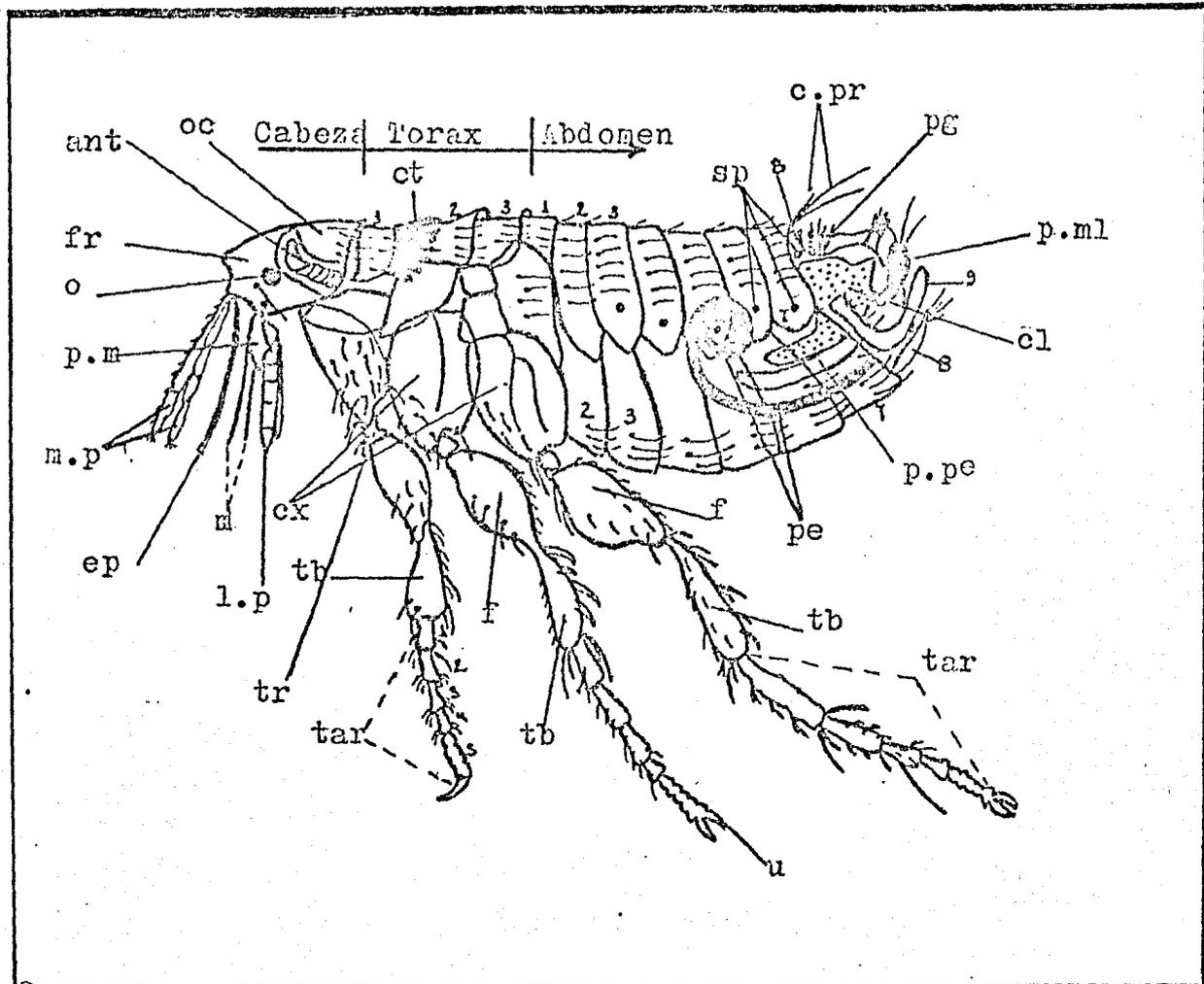


Fig. 48 Vista lateral de una pulga macho (anatomía externa).

ant, Antena; cl, Cláster con su apéndice o proceso móvil (p.ml);-
 c.pr, Cerdas prepigidales; ct, Ctenidio o peine protorácico; cx,
 Coxa; ep, Epifaringe; f, Femur; fr, Frente; l.p, Palpos labiales;-
 m, Maxilas; m.p, Palpos maxilares; o, Ojo; pe, Pene; pg, Pigidio;-
 p.ml, Proceso móvil del cláster; p.pe, Placa del pene; sp, Espirá-
 culos de los segmentos mesotorácicos y metatorácicos; 2sp - 3sp, -
 Espiráculos abdominales; tar, Tarso, cada uno con 5 segmentos; tb,
 Tibia; tr, Trocater; u, Uña. (Los números indican los tergitos, 1-
 3, 1-10, y los esternitos, 2-9 del tórax y abdomen). (Faust, 1974.)

más o menos redondeado; un par de palpos labiales en la parte posterior, de estructura muy semejante a los anteriores; un par de maxilas triangulares, a manera de láminas, situadas hacia los lados, - un par de mandíbulas en forma de agujas, cubiertas de pelos, y el labro-epifaringe, órgano impar en forma de estilete que, junto con las mandíbulas forma el canal alimentario (fig. 49).

El torax está dividido en tres segmentos torácicos, y en cada uno se implanta un par de patas las cuales unidas a las placas pleurales, constan cada una de una gran coxa plana; un pequeño trocánter; un femur aplanado más o menos ovoide; una tibia angosta en su porción proximal y ancha en la distal, con cinco artejos tarsales, el último de los cuales tiene un par de garras curvas (fig. 48).

El abdomen está notablemente comprimido en sentido lateral y consta de diez segmentos, de los cuales los tres últimos están modificados debido a la estructura y situación del ano o de los genitales externos. El noveno segmento es pequeño en su cara dorsal, tiene forma de corazón y está provisto de un órgano impar, en forma de silla de montar, llamado pigidio (la cola), cuya función posiblemente es sensorial. El ano se va encontrar en el décimo segmento. En el dorso del borde posterior del séptimo segmento hay un par de cerdas más o menos visibles, denominadas cerdas prepigidiales. Hay dos pares de espiráculos en el tórax y otro en cada uno de los segmentos abdominales, del primero al octavo.

En el macho entre el noveno y décimo segmentos extendiéndose hacia el interior de estos se encuentra el edeago u órgano del -

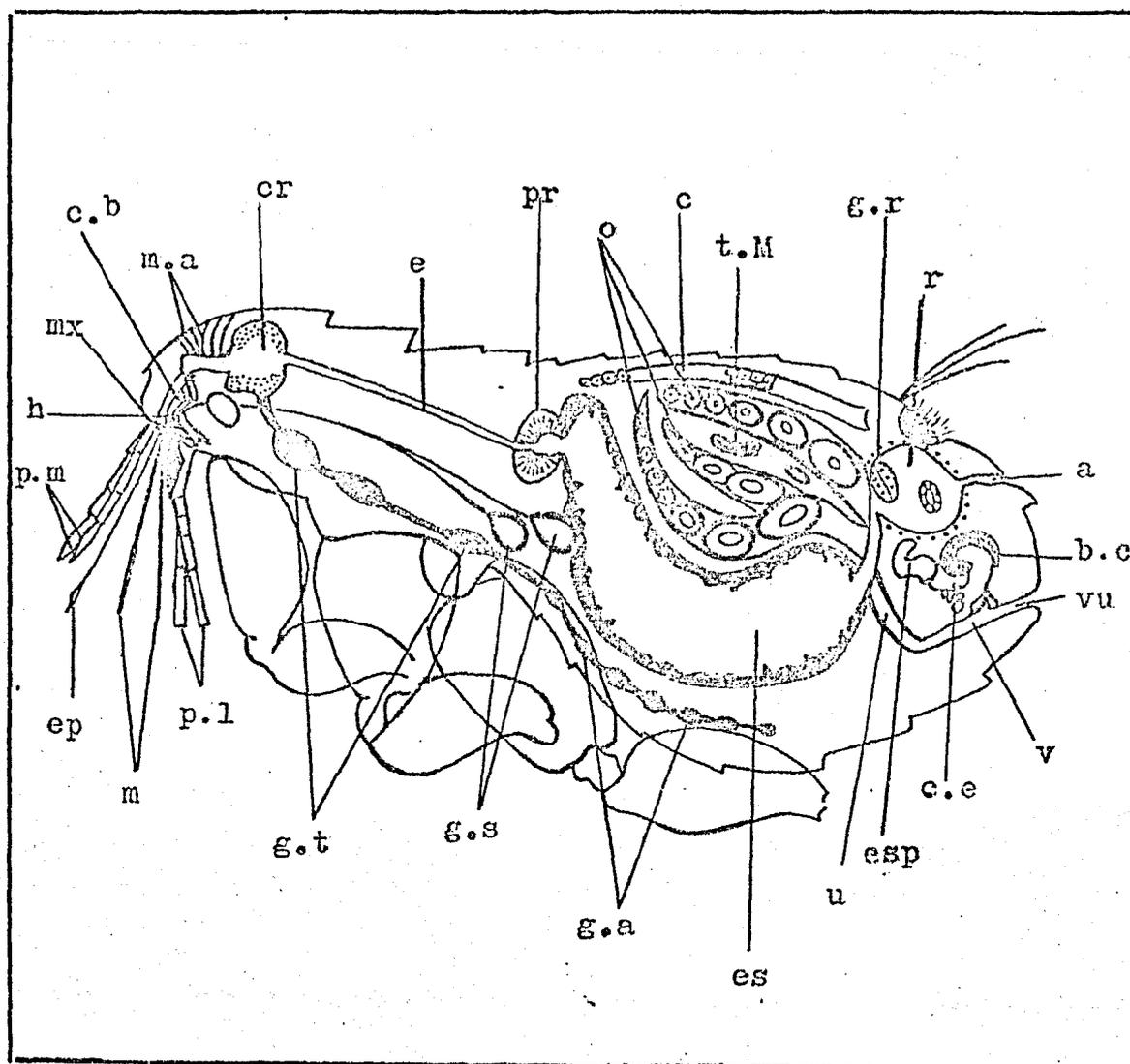


Fig. 49 Anatomía interna de una pulga hembra.

a, Ano; b.c, Bolsa copuladora; c, Corazón; c.b, Cavidad bucal; c.e, Cond. de la espermateca; cr, Cerebro; e, Esófago; ep, Epifaringe; es, Estómago; esp, Espermeteca; g.a, Ganglios abdominales; g.r, Glándulas del recto; g.s, Glándulas salivales; g.t, ganglios tórácicos; h, Hipofaringe; m, Mandíbulas; m.a, Músculos aspiratorios; mx, Maxilas; o, Ovarios; p.l, Palpos labiales; p.m, Palpos maxilares; pr, Proventrículo; r, Recto; t.M, Tubo de Malpighi; u, Utero; v, Vagina; vu, Vulva. (Chandler, 1961)

cirro, en espiral, complicado, quitinoso por lo que se distingue fácilmente el macho de la hembra. En la hembra en el séptimo segmento se encuentra la espermateca, voluminosa, de color oscuro y de forma que varía según la especie, por lo que se suele considerar como un elemento para la diferenciación de las especies (fig. 49).

Entre las pulgas de importancia médica para el humano se tienen a las siguientes:

<u>Pulex irritans</u>	Pulga del humano
<u>Ctenocephalides canis</u>	Pulga del perro
<u>Ctenocephalides felis</u>	Pulga del gato
<u>Tunga penetrans</u>	Pulga del humano

Pulex irritans

Localización:

P. irritans se le encuentra en todo el cuerpo, principalmente en las zonas donde la piel es delgada como son el pecho , axilas, etc.

Morfología:

Normalmente la cabeza de esta pulga es redondeada (fig. 50- A); los palpos labiales están fuertemente quitinizados; las mandíbulas no están reforzadas ; los segmentos torácicos no son estrechos; y carece de ctenidios genales y pronotales; presenta un par de ojos muy visibles; las cerdas prepigdiales son cortas; la placa externa del clasper del macho es grande y visible; el receptá

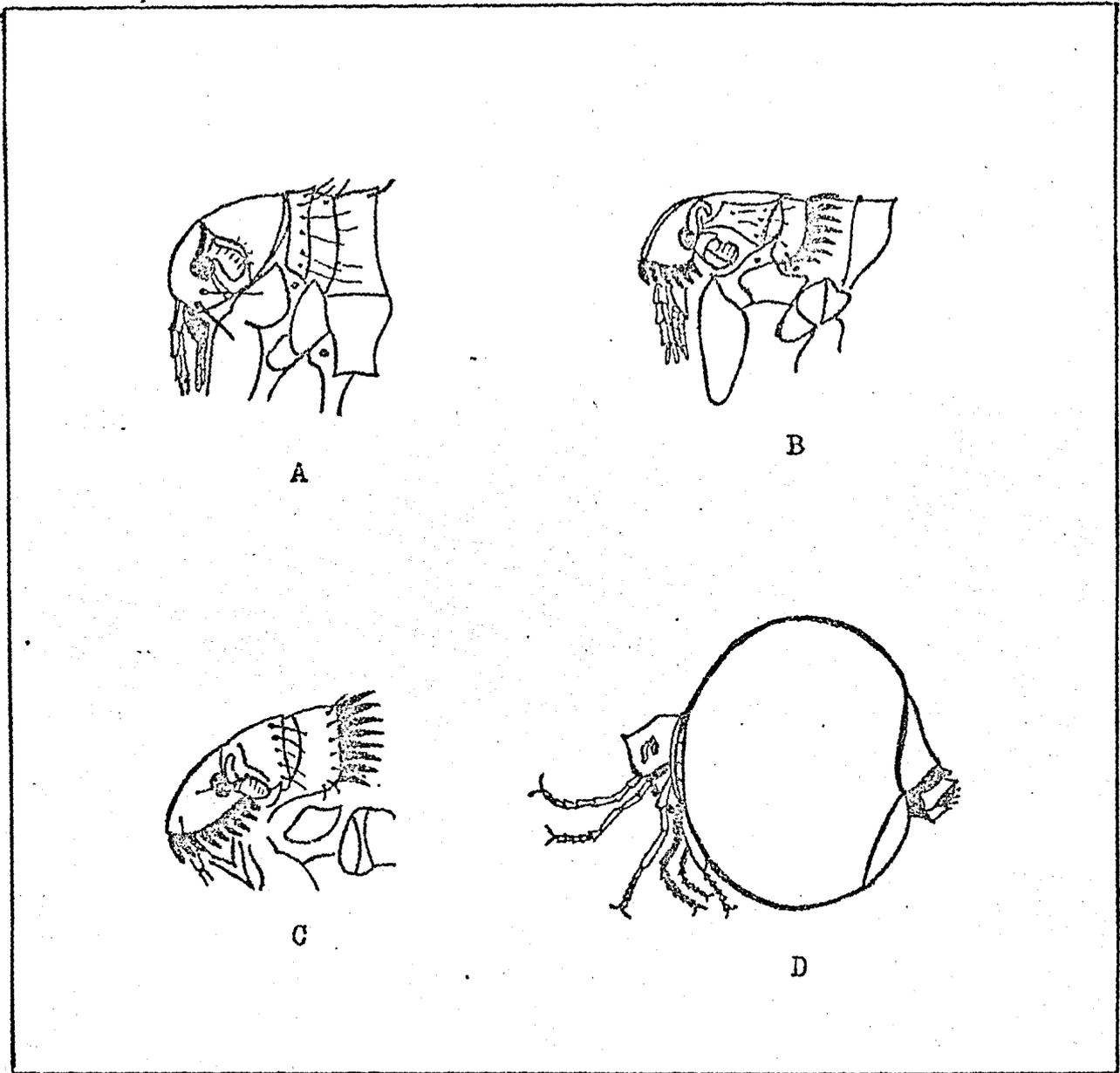


Fig. 50 Esquema de la cabeza de diversas pulgas, mostrando caracteres diferenciales de aspecto, cerdas, ojos y antenas.

A) Pulex irritans; B) Ctenocephalides canis; C) Ctenocephalides felis felis y D) Tunga penetrans. (Faust, 1974.)

culo seminal (fig. 49) de la hembra no está sólidamente quitinizado; tanto los machos como las hembras están sobre la piel. Además tiene una sola cerda abajo y delante de cada ojo, y otra cerda a cada lado del borde posterior de la cabeza. Esta especie es cosmopolita y parasita sobre todo al humano y ocasionalmente a los perros, ratas, cerdos, y bovinos.

Ctenocephalides canis

Localización:

Esta pulga se localiza principalmente en las zonas donde la piel es delgada como son las axilas, vientre, ano y cabeza.

Morfología:

Las pulgas de este género (fig. 50 - b) tienen ambos ctenidios genales y pronotales, solo que el primer ctenidio genal es más pequeño que el resto de los ctenidios. La cabeza es corta y la frente más o menos redondeada. Las demás características morfológicas ya se han descrito en páginas anteriores.

Ctenocephalides felis felis.

Localización:

La misma que para C. canis.

Morfología:

Es similar a la pulga del perro su única diferencia radica en los ctenidios, en este caso tanto los ctenidios genales como-

pronotales son del mismo tamaño, y la cabeza es más larga y angosta (fig. 50 - C).

Tunga penetrans

Localización:

Se le encuentra en los dedos, o planta del pie, en las --
uñas de la mano o espacios interdigitales.

Morfología:

Es una pulga pequeña, como de 1 mm en su mayor dimensión, la frente termina en un ángulo agudo; los palpos labiales, ligera --
mente quitinizados, constan de menos de tres segmentos; las mandíbu --
las son largas, rígidas y están provistas de espinas muy notables, --
y los tres segmentos torácicos son notablemente estrechos de frente
(fig. 50 - D).

Diagnóstico:

Se basa en el hallazgo de las pulgas en el momento que es --
tan picando al hospedero, para posteriormente diferenciar género y --
especie de los ejemplares colectados por observación directa de los --
mismos.

ORDEN HETEROPTERA

(Chinches)

Este orden cuenta con 23,000 especies, la mayoría de ellas -- son depredadoras o se alimentan de jugos de las plantas, pero algunas - de ellas chupan sangre habitualmente u ocasionalmente.

Las chinches son insectos de metamorfosis incompleta adquiriendo gradualmente la forma adulta mediante sucesivas mudas de las nin - fas; muchas especies son plagas de la agricultura, pero las hay que ata - can a otros animales, incluso al hombre, transmitiéndole enfermedades - como las chinches de la familia TRIATOMIDAE que son transmisores bioló - gicos del Trypanosoma cruzi causante de la enfermedad de Chagas.

El tamaño de las chinches puede ser pequeño o grande y con -- cuerpo cilíndrico, alargado, oval, aplanado o en forma de escudo. La ca - beza posee ojos compuestos bien desarrollados y ocelos en número de dos cuando existen; además se caracterizan por presentar un aparato bucal ó probóscide articulada (labro con 3 o 4 segmentos) adaptada para picar y chupar (fig. 51), corta en las especies depredadoras y largo en es - pecies fitófagas. Esta probóscide se va encontrar flexionada sobre el - vientre y pegada al cuerpo cuando no está en uso. El aparato bucal sale de la parte anterior de la cabeza y esta constituido por: 1) un labrum - articulado; 2) un labium acanalado con tres segmentos; 3) un par de ma - xilas acanaladas que juntas forman el tubo chupador; 4) un par de mandí - bulas en forma de lancetas, armadas de pequeños dientes en su extremi - dad distal y 5) una hipifaringe corta de forma cónica. Cuando la chin - che se dispone a picar, lo primero que hace es cambiar la posición de - la probóscide de horizontal a vertical, introduce las lancetas mandibu-

lares flexionando el labio hacia atrás para que las mandíbulas y las maxilas puedan alcanzar mayor profundidad dentro de la piel y entonces proceder a chupar sangre. La mayor parte de estas especies tiene un par de antenas que pueden ser cortas o largas formadas por 4 o 5 segmentos; dos pares de alas, las anteriores o denominadas hemiélitros, constan de una porción basal engrosada y coriácea, mientras que la porción terminal, que esta bien delimitada es membranosa. El segundo par de alas o posteriores son membranosas y se pliegan debajo de las demás cuando el animal está en posición de reposo. El primer segmento torácico (protórax) constituye la mayor parte del tórax. Los tarsos de los tres pares de patas, tienen tres artejos cada uno y terminan en dos pequeñas uñas.

El abdomen es grande, más o menos aplanado en dirección dorsoventral, y consta de nueve segmentos de los cuales el primero no es visible.

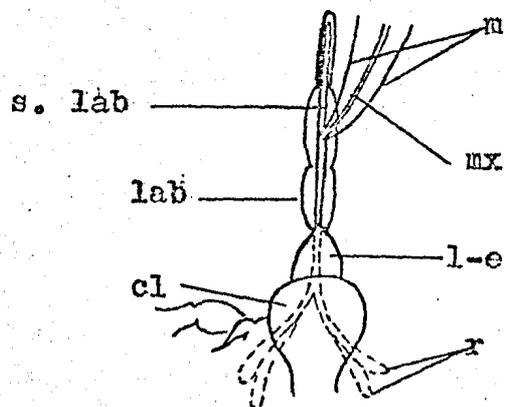


Fig. 51 Piezas bucales de una chinche. (Chandler, 1961).

cl, Clípeo; l-e, Labrum-epifaringeo; lab, Labio; m, Mandíbulas; mx, Maxilas; s.lab, Surco labial; r, Raíces de las mandíbulas y maxilas.

Las chinches para su estudio se han agrupado en 2 familias:

FAMILIA CIMICIDAE

En esta familia las verdaderas chinches pertenecen al género Cimex, pero no todas las especies son parásitas de los seres humanos; - algunas limitan sus atenciones a las aves; mientras que otras se dedi - can a los murciélagos. Existen 2 especies hematófagas que atacan princi - palmente al humano y son las siguientes:

a) Cimex lectularius o también conocida como chinche de cama - común de las zonas templadas.

b) Cimex hemipterus o chinche de las regiones tropicales.

Estas especies permanecen durante el día en reposo en grietas y rendijas de toda clase, hendiduras, en los muros, en camas de madera o de otros muebles, debajo del papel ~~capiz~~ de las paredes, en los plie - gues de los colchones y de las ropas de cama, o dondequiera que haya - una cavidad estrecha cercana al lugar donde duerme el humano. General - mente salen a alimentarse durante la noche; e incluso pueden salir a - buscar comida a plena luz del día. Estas chinches en ocasiones recorren considerables distancias para ocultarse durante el día y presentan un - notable espíritu de iniciativa para llegar durante la noche hasta el lu - gar donde duermen las personas.

Morfología:

Las especies de esta familia tienen un cuerpo oval, aplanado - en sentido dorsoventral (fig. 52.), con vestigios de alas (solamente presentan las alas anteriores o hemielitros) y cubierto de cerdas cor - tas que parecen pelos. Pueden medir aproximadamente 5 mm de largo y son de un color pardo-rojizo. La cabeza es ancha y aplanada, la cual se acq

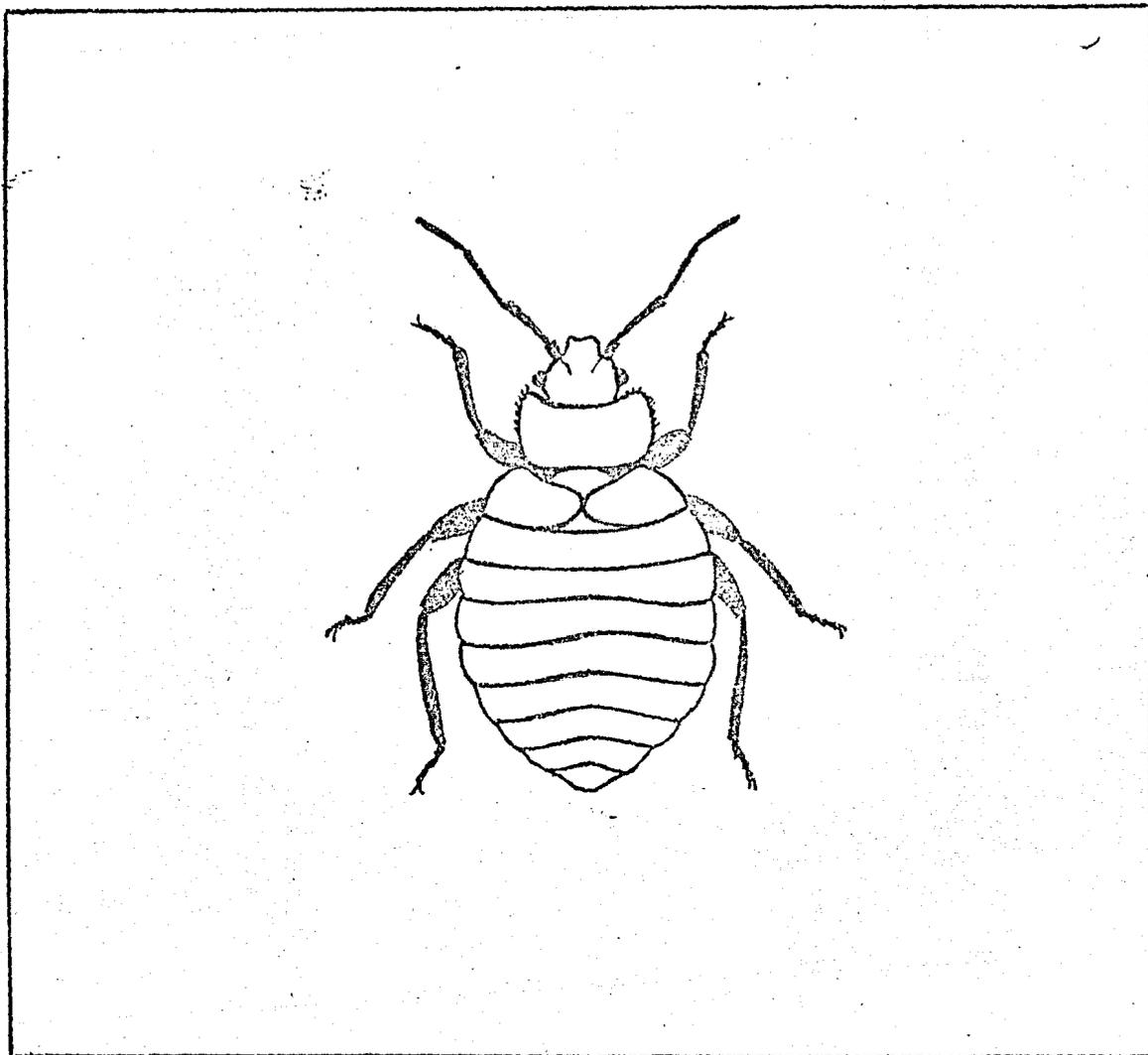


Fig. 52 Cimex lectularius, hembra adulta, vista dorsal. (Faust, 1974.)

moda en una depresión del borde anterior del protórax, lleva un par de antenas formadas por cuatro segmentos cada una, un par de ojos prominentes de tipo compuesto situados a ambos lados de la cabeza, no hay presencia de ocelos; y un aparato bucal en forma de pico formado por tres segmentos especializados en una probóscide larga, flexionada hacia atrás bajo la cabeza y el tórax cuando no esta en uso.

El protórax es grande y conspicuo con un borde cóncavo y expansiones laterales redondeadas (en forma de aletas) para dar cavidad a la cabeza y darle un aspecto encogido. El mesonoto es pequeño y triangular, y sostiene las bases de las alas, que casi cubren el metanoto (no hay alas posteriores y las anteriores están reducidas a pequeños apéndices). Cada uno de los segmentos torácicos está provisto de un par de patas las cuales terminan en un par de garras simples.

El abdomen es deprimido, formando su contorno un círculo casi perfecto cuando la chinche no ha comido, pero se alarga cuando esta lleno; presenta 8 segmentos visibles, estando los 2 últimos modificados para la cópula. En los machos el abdomen es puntiagudo en su extremo posterior, mientras que en las hembras es ancho y redondeado.

En la parte ventral, en el último segmento del tórax (metatórax) se van encontrar situadas las glándulas que secretan el líquido fétido que el insecto utiliza como medio de defensa. Esta secreción es clara, aceitosa, volátil y de reacción fuertemente ácida.

Para diferenciar a Cinex lectularius de Cinex hemipterus, es por la presencia de las expansiones laterales en el pronoto, ya que C. lectularius las presenta mientras que C. hemipterus carece de ellas.

Esta especie se reproducen por medio de huevos, los cuales son ovalados (fig. 53 - A) de un color blanco aperlado, provistos en-

un extremo de un pequeño opérculo que la ninfa levanta al salir. Estos huevos son relativamente grandes, de 1 mm de longitud, y por ello las hembras ponen de uno en uno o en pequeñas puestas colectivas (de 1 a 2-díarios). Los huevos se incuban en un período que oscila entre 6 y 10 días en tiempo caluroso, pero se retrasa con el frío. Las chinches recién nacidas (fig. 53 - B) son pequeñas delicadas y de un color pálido. Normalmente mudan de piel 5 veces a intervalos de 8 días antes de alcanzar la fase adulta, siendo necesario por lo menos una comida antes de que se efectúe cada muda.

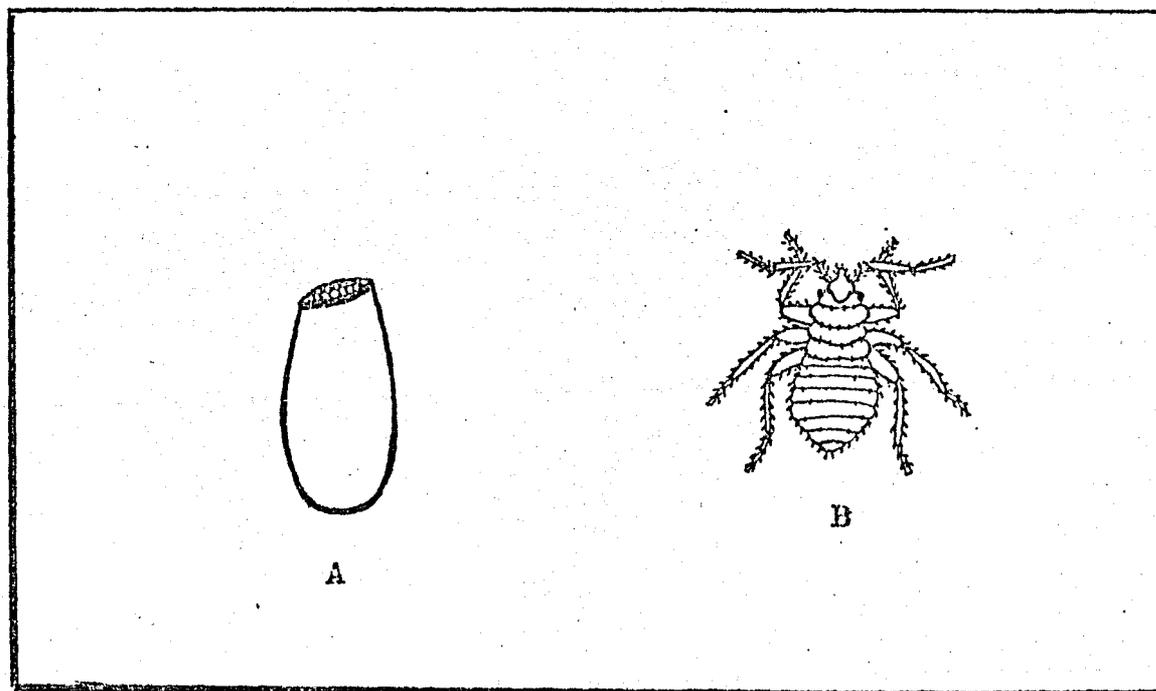


Fig. 53 Cimex lectularius. A) Huevo y B) Larva recién nacida. (Brown, 1977.)

FAMILIA REDUVIIDAE (SUBFAMILIA TRIATOMINAE).

Las chinches de esta familia son llamadas chinches hociconas, barbeiros o chinches besuconas, chinches asesinas, chinches voladoras, vinchucas. Se caracterizan por su gran tamaño, por la presencia de colores llamativos sobre su abdomen, porque corren agilmente y porque pueden volar aunque son distancias cortas, pero suficientes para penetrar a las habitaciones humanas.

A continuación se mencionan los géneros y especies más importantes de esta familia que actúan como transmisores de la enfermedad de Chagas.

Género	Especies
<u>Psammolestes</u>	<u>coreodes</u>
	<u>megistus</u>
<u>Panstrongylus</u>	<u>güntheri</u>
	<u>geniculatus</u>
<u>Neotriatoma</u>	<u>circummaculata</u>
	<u>limai</u>
	<u>sordida</u>
	<u>phyllosoma</u>
	<u>rubrofasciata</u>
<u>Triatoma</u>	<u>platensis</u>
	<u>delponteii</u>
	<u>breyeri</u>
	<u>infestans</u>
	<u>patagonica</u>

Género	Especie
	<u>guasayana</u>
	<u>rubroviaria</u>
<u>Triatoma</u>	<u>eratyrusiforme</u>
	<u>sanguisuga</u>
	<u>prolixus</u>
	<u>pictipes</u>
<u>Rhodnius</u>	<u>brumpti</u>
	<u>pallescens</u>

Las triatomíneas se caracterizan por ser las transmisoras del Trypanosoma cruzi y por su hematofagismo obligado, es decir por la necesidad absoluta de ingerir sangre (para desarrollar y completar su ciclo evolutivo), no sólo del humano como lo hacen las chinches de cama, sino que también pueden obtener la sangre de diversos mamíferos y aves. De día descansan, ya sea en lugares protegidos de sus abrigos naturales o en las grietas de las paredes de adobe, ladrillo, carrizo, madera, detrás de los cuadros, en los techos de paja, teja y en los echaderos de los animales domésticos, especialmente en los ranchos. De noche, buscan a sus víctimas dormidas, apoyando su rostro sobre alguna parte descubierta del cuerpo del hospedero, introduciendo sus estilotes bucales para extraer la sangre, proceso que en los ejemplares grandes dura hasta 20 minutos y no causa ningún dolor.

Morfología:

Como en todos los insectos, el cuerpo de las Triatomíneas está compuesto de tres partes principales: cabeza, tórax y abdomen; la cabe-

za posee los órganos sensoriales principales y en el tórax se van encontrar insertados los órganos locomotores.

La cabeza (fig. 54) es larga, estrecha, más o menos cónica, posee un par de ojos compuestos y detrás de ellos se van encontrar los ocelos. La región anterior a los ojos se llama región antecular y la posterior región postocular. A ambos lados, en la región antecular, se observan los tubérculos anteníferos, en los cuales se insertan las antenas, siendo éstas siempre de 4 segmentos, de los cuales el primero es más corto que los demás. Además se va encontrar el aparato bucal o probóscide (vainá formada por el labio inferior envolviendo a las mandíbulas y a las maxilas, que son como estiletes finos y aguzados), que al estado de reposo se va encontrar plegada sobre la cara ventral, pero cuando la chinche va a picar la despliega en dirección al eje del cuerpo del hospedero.

En la faz dorsal del tórax se va encontrar el pronoto y el escudete. El primero se divide en lóbulo anterior y lóbulo posterior, separados por la depresión transversal. Las regiones laterales del tórax se llaman pleuras; así se tiene propleura, mesopleura y metapleura (fig

55 - A). En la parte ventral del tórax se insertan los tres pares de patas largas y delgadas, constituidas por 5 segmentos (coxa, trocánter, femur, tibia y tarso). El tarso a su vez va estar compuesto de tres segmentos y en el último de éstos se insertan las uñas o garras. Posseen dos pares de alas, el par anterior es visible y el posterior normalmente no es visible. Las alas anteriores se llaman hemiólitros, debido al hecho de que la parte basal, el corio es de constitución dura y la apical es membranosa y bien delimitada. Los hemiólitros cubren o alcanzan a cubrir casi todo el abdomen de largo pero no de ancho.

El abdomen es de forma oval alargada. se compone de escleri -

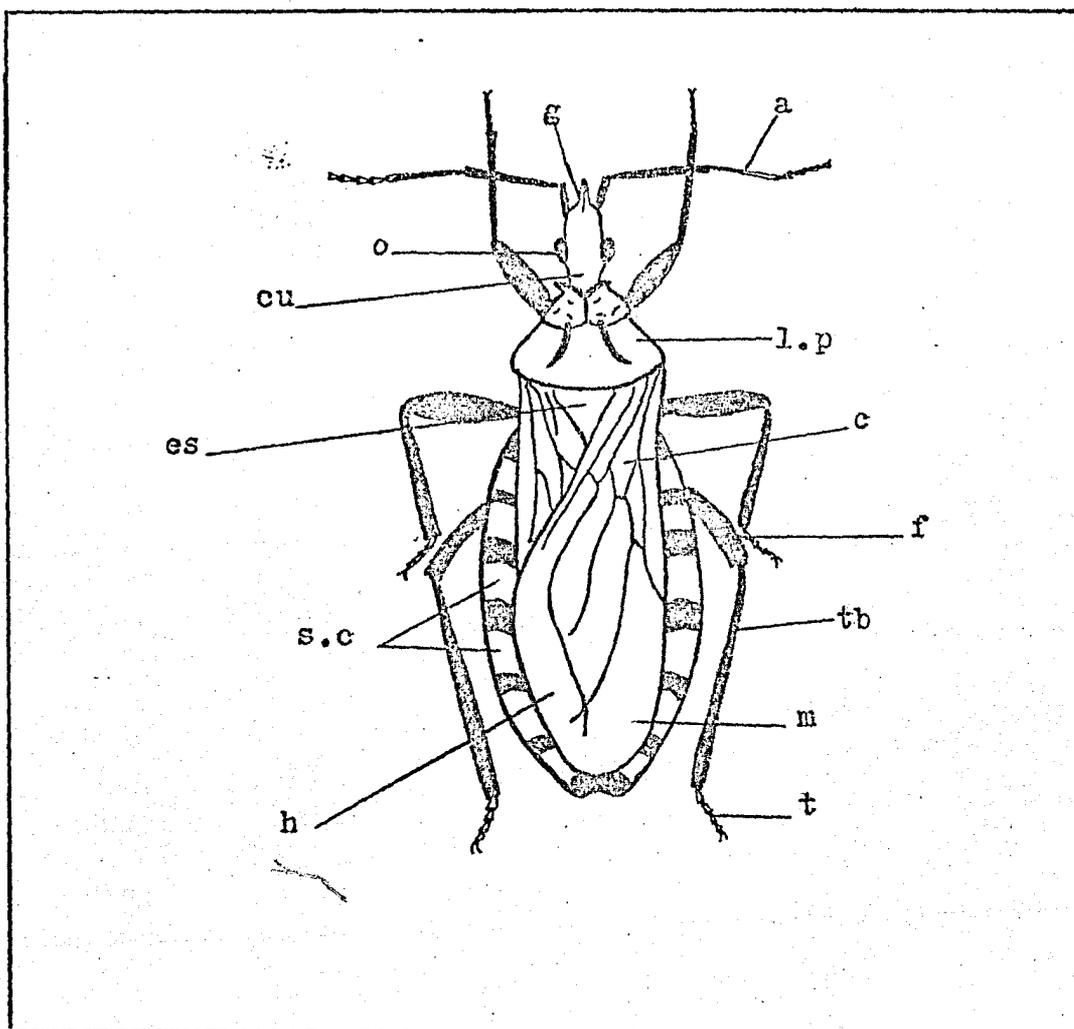


Fig. 54 Aspecto dorsal esquemático de un Triatomino.
 a, Antena; c, Corio; cu, Cuello; es, Escudete; f, Femur; -
 g, Gena; h, Hemiélitro; l.p, Lóbulo posterior del pronoto;
 m, Membrana; o, Ojo; s.c, Segmentos del conexivo; t, Tarso;
 t.b, Tibia. (Abalos, J. W., 1951.)

tos transversales (tergitos dorsalmente y esternitos ventralmente), uno para cada segmento, estando la parte lateral separada de los tergitos y esternitos por una sutura. Cerca del borde lateral los esternitos se encuentran los estigmas (órganos respiratorios típicos de los insectos o aberturas traqueales). Los últimos segmentos del abdomen forman la genitalia. En la hembra el octavo esternito (fig. 55-- B) no es entero como los anteriores, se divide en lóbulos, en cuyos bordes posteriores se insertan las gonapófisis anteriores. La genitalia del macho es más compleja que la de las hembras, se localiza en la parte ventral del ápice del abdomen (fig. 55 -- C), cubierta dorsalmente por los últimos tergitos. El octavo esternito es más pequeño que los que le anteceden de manera que forma una corta banda transversal. El noveno esternito se desarrolla para formar una cápsula quitinosa que va a contener el órgano copulatorio (aedeago). En la parte dorsal de esta cápsula o llamada también hipopigio, se encuentra un puente quitinoso angosto que se inserta al cono anal. En la parte póstero - lateral del hipopigio (fig. 55 - D) se encuentran los cláspes, órganos sensoriales que entran en función durante la cópula.

Estas chinches son relativamente grandes, ya que pueden medir más de un centímetro de longitud y son de un color pardo oscuro con manchas rojas y amarillas en tórax, alas y a los lados del abdomen.

Como casi todos los heteropteros, las Triatominae se reproducen por huevos, los cuales son puestos en parcelas. La cantidad de huevos puestos por la hembra depende no sólo de la especie, sino también de la influencia de factores externos, como alimento y temperatura.

Los huevos son uniformes en el aspecto macroscópico. Son de forma oval (fig. 56 - A), y poseen un opérculo de forma circular y convexo. El color generalmente es blanquesino cuando recién puestos, --

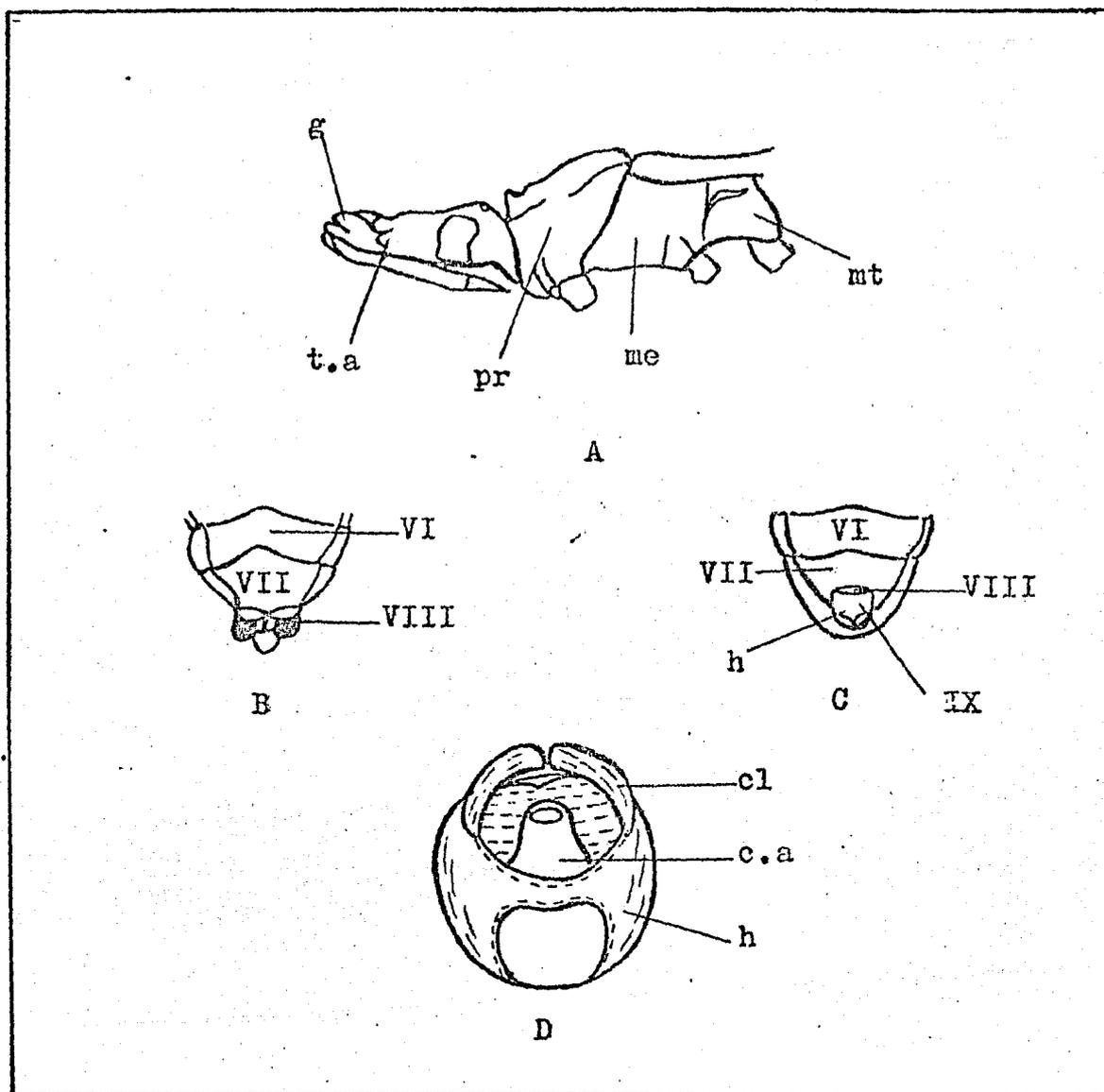


Fig. 55 A) Cabeza y tórax de un Triatomino, vista lateral; B) Región genital de la hembra, vista ventral; C) Región genital del macho, vista ventral; D) Hipopigio del macho, con cláspes, vista dorsal. (Abalos, J. W., 1951.)

c.a, Cono anal; cl, Cláspes; g, Gena; h, Hipopigio; me, Mesopleura; mt, Metapleura; pr, Propleura; t.a, Tubérculo antenífero; VI - IX, últimos segmentos del abdomen que forman los genitales de la hembra y del macho.

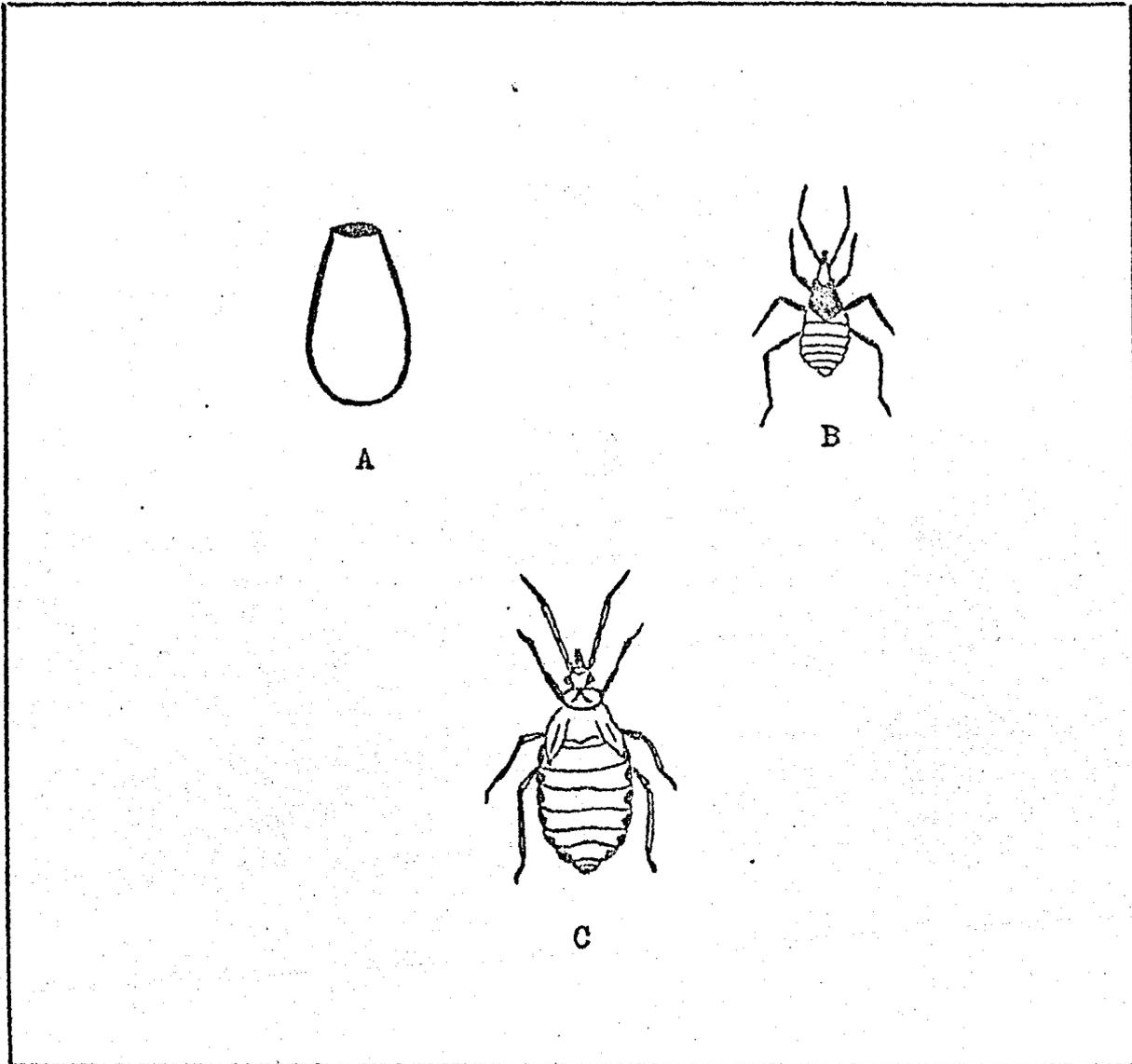


Fig. 56 Fases del ciclo de desarrollo de una chinche
hocicona. A) Huevo; B) Larva de un día; C) Larva de tres me
ses. (Faust, 1974.)

cambiando a un color rosado o amarillento a medida que el embrión se desarrolla. El tamaño varía de acuerdo a la especie. Los huevos tardan de 2 a 3 semanas en incubarse. Las ninfas que al nacer carecen de alas, -- son de color claro al principio, pero a medida que van madurando se van oscureciendo. En total efectúan cinco mudas, siempre después de saciar se completamente de sangre, la cual llega a ser una cantidad equivalente a seis o doce veces el peso de su propio cuerpo. Las últimas fases - ninfales tienen las alas representadas por lóbulos redondeados (fig.

56 - C).

MOSCAS PRODUCTORAS DE MIASIS

Miasis:

Es la infestación de animales vertebrados y humanos por larvas de dípteros, las cuales por lo menos durante cierto período se alimentan de los tejidos vivos o muertos del huésped, líquidos corporales o de alimentos ingeridos.

Los diferentes tipos de miasis se han clasificado anatómicamente por la localización de los tejidos afectados y pueden ser: 1) intestinal, 2) cutánea (incluyendo la subcutánea), 3) nasal, 4) oftálmica, 5) auricular y 6) urinaria.

Las moscas productoras de estos tipos de miasis se han clasificado en tres categorías: 1) específicas, 2) semiespecíficas y 3) accidentales. El primer grupo comprende todas aquellas moscas cuyas larvas son parásitos obligados de los tejidos, como son la mayoría de las moscas zumbadoras y varios múscidos de la familia CALLIPHORIDAE. El segundo grupo abarca las especies que comúnmente ponen sus huevos o depositan sus larvas en la carne o vegetales en descomposición, y a veces también en tejidos lesionados o enfermos. El tercer grupo está formado por aquellas moscas que generalmente ponen sus huevos en los excrementos o en materia orgánica en descomposición, y en ocasiones en los alimentos.

Las moscas de importancia médica para el humano son las que pertenecen al grupo de las moscas específicas. A continuación se describen las más importantes:

Dermatobia hominis.

Sinónimos Comunes: No hay.

Localización:

D. hominis se localiza a nivel cutáneo, pero requiere de soluciones de continuidad (heridas) en cualquier parte del cuerpo, principalmente de animales de sangre caliente, para favorecer el desarrollo de las larvas.

Morfología:

La mosca de D. hominis adulta es grande, mide de 15 a 18-mm de longitud, tiene el rostro amarillento, la frente negra con vellosidades de color grisáceo, tórax azul negro con vellosidades grisáceas y el abdomen de forma más o menos romboidal, de color azul metálico con un matiz violeta (fig. 57 - A).

Tanto los machos como las hembras son dicópticos (cabeza con los ojos separados por un espacio frontal), con ojos relativamente pequeños. El tercer segmento de las antenas es largo de color anaranjado brillante; la arista es espinosa solamente en su cara anterior. Las patas son anaranjadas, las alas de color café oscuro con venas bien marcadas, sólo que el ángulo de la cuarta vena longitudinal no es tan aparente ni tan cerrado. De los órganos bucales apenas hay vestigios, pues las hembras adultas nunca comen, ya que estas suministran alimento a sus huevos, del que almacenaron durante su estado larvario. Cuando está lista para la oviposición la hembra captura un mosquito o algún otro artrópodo hematófago y le deja

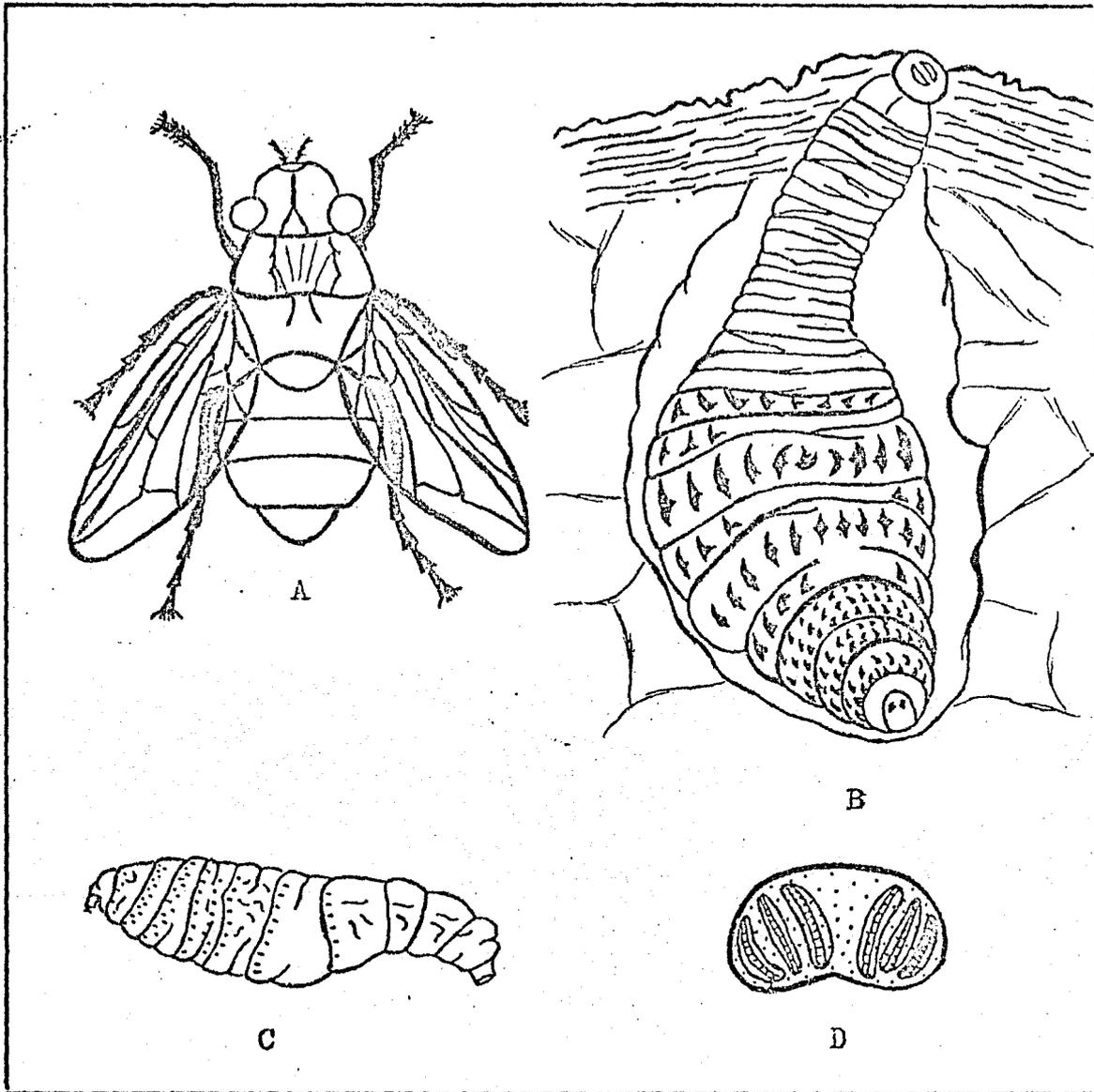


Fig. 57 Dermatobia hominis. A) Hembra adulta; B) Larva en desarrollo en la piel humana. Se observa que la extremidad posterior de la larva se encuentra en la boca del tunel, para que pueda respirar por el par de espiráculos posteriores; C)- Larva en la tercera fase; y D) Espiráculos posteriores de las larvas. (Faust, 1974.)

en el abdomen adheridos de 14 a 25 huevos pequeños y de forma ovooidal alargada. Cuando este portador se adhiera a un huésped de sangre caliente, las larvas jóvenes surgen de las membranas del huevo, y en menos de una hora invaden la piel. Dentro de la piel del huésped (fig. 57 - B) la larva se alimenta, crece y muda dos veces.

Las larvas del primer estadio de esta mosca, son cilindroides, alargadas y tienen su extremidad posterior adelgazada. La larva madura del tercer estadio (fig. 57 - C) mide de 18 a 24 mm de largo y tiene la forma de un matraz invertido; posee ganchos bucales bien desarrollados, y su cutícula anterior es de color café oscuro. Los espiráculos anteriores, también de color café oscuro, constan de dos filas de seis procesos pequeños cada una, situadas en el mesotórax. Cerca del borde anterior de los segmentos torácicos segundo y tercero, y más notablemente en los primeros cuatro o seis segmentos abdominales, hay unas espinas o ganchos cortos fuertes dirigidos hacia atrás, que sirven a la larva para anclarse a la piel. Los dos últimos segmentos abdominales están cubiertos de espinas pequeñas poco notables, dirigidas hacia delante y dispuestas en anillos. Los espiráculos posteriores están situados en una ranura pequeña y profunda, y generalmente no se ven cuando la larva está encogida. Cada placa espiracular tiene tres hendiduras un poco curvas (fig. 57 - D) dirigidas hacia el vientre y un poco hacia la parte media. El desarrollo de la larva requiere de 46 días hasta 2 o 3 meses, después de los cuales se abre camino hacia la superficie de la piel y cae al suelo en donde se transforma en pupa.

Callitroga hominivorax.

Sinónimos Comunes: Mosca del gusano barrenador.

Localización:

La misma que para *D. hominis*.

Morfología:

La mosca adulta (fig. 58 - A) puede medir desde 6 a 8 mm de longitud. Su cuerpo es de un color azul o verde metálico. La cabeza -- tiene una probóscide retráctil, ojos bien desarrollados de color rojo -- y antenas plumosas de color amarillo. Presenta un par de alas transparentes con venas bien marcadas. El tórax presenta en el dorso tres líneas longitudinales, siendo la línea central más corta que las laterales.

Existen tres estadios larvarios cuyo color es blanquesino -- cuando son jóvenes y de un color café oscuro cuando son larva tres. El tamaño de estos estadios larvarios varía de acuerdo a la edad y pueden medir desde 1 mm hasta 1 cm. Las larvas del tercer estadio (fig.

58 - B) son alargadas (en forma de barreno) y suelen tener una parte anterior estrecha con prolongaciones en forma de ganchos (aparato cefalofaríngeo) y la parte posterior ancha la cual posee dos espiráculos -- formando cada uno una placa circular. Estas larvas están formadas por varios falsos segmentos (generalmente 11) que presentan bandas de pequeñas espinas. Estas espinas se interrumpen dorsalmente en el segmento 10, y en los segmentos 11 y 12 quedan limitadas a las superficies -- ventral y ventrolaterales.

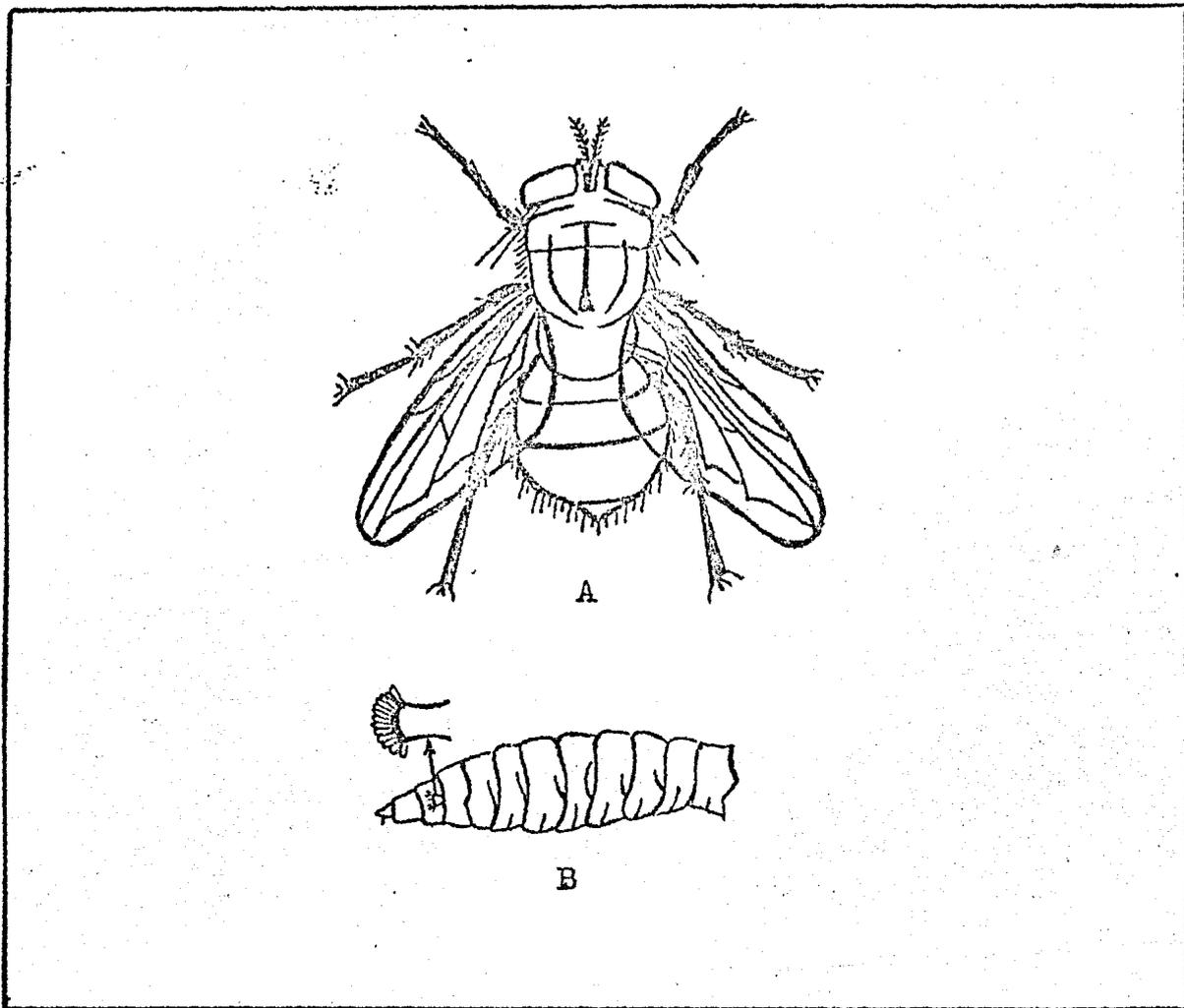


Fig. 58 Callitroga hominivorex. A) Hembra adulta; y -
B) Larva al término de su crecimiento (tercera fase): por -
separado y aumentados, los espiráculos anteriores. (Faust, 1974.)

NOTA: Los huevos son depositados en pequeñas masas sobre la piel in - tacta o con lesiones. Las larvas (fig. 58 -B) nacen antes de las 24 ho - ras, e invaden la piel y producen lesiones ulcerosas, profundas y de - formantes.

Oestrus ovis.

Sinónimos Comunes: Mosca de la miasis de las ovejas.

Localización:

A O. ovis se le encuentra en la conjuntiva del ojo, fosas - nasales, labios y cavidad bucal, en donde se alojan las larvas del pri - mer estadio, las cuales rapidamente perforan la mucosa con ayuda de -- sus ganchos bucales. También se le puede encontrar en el párpado, en - el saco conjuntival o en el conducto lagrimal y más raramente en el -- globo ocular.

Morfología:

O. ovis es una mosca grande de color gris oscuro, con manchas oscuras en el dorso del tórax y del abdomen, y está cubierta de pelos - de color café claro, en cantidad moderada (fig. 59 - A). Las hembras se arrojan sobre sus víctimas y depositan las larvas del primer esta - dio en fosas nasales, conjuntiva, a veces en los labios y boca de las - ovejas y de otros mamíferos, incluyendo al hombre. Las larvas penetran en la mucosa o avanzan hasta los senos de la nariz, en donde se desa - rrollan los tres estadios larvarios. Las larvas del tercer estadio se - caracterizan, por un par de ganchos bucales agudos, potentes, de color

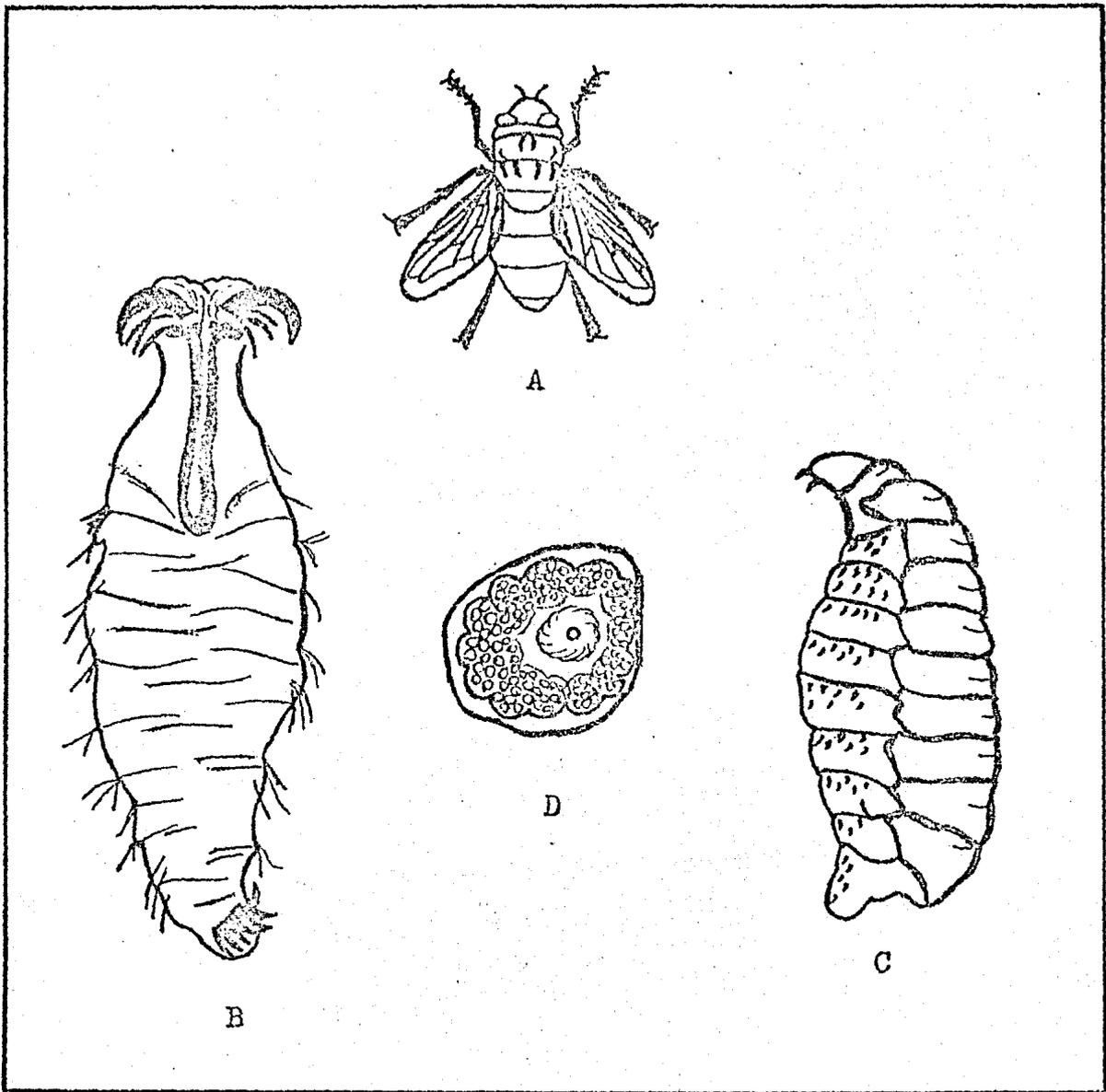


Fig. 59 Oestrus ovis. A) Hembra adulta; B) Larva del primer estadio, extraída de la piel del ángulo interno del ojo; C) Larva madura; y D) Espiráculo posterior de la larva.
(Faust, 1974.)

café oscuro, y por los grupos de numerosos ganchos de punta espinosa en el borde anterior de cada uno de los segmentos del cuerpo (fig. 59 - C). Los espiráculos posteriores (fig. 59- D) se encuentran en el octavo segmento, dirigidos hacia la porción ventral posterior. Cuando las larvas han completado su desarrollo (cerca de 30 mm de -- largo) salen de los tejidos y caen al suelo, en donde se transfor -- man en pupas. El desarrollo de las larvas requiere de varios meses.

Diagnóstico:

El diagnóstico clínico para estos tipos de miasis (descri -- tas anteriormente) se basa en la identificación por morfología de -- las larvas.

Las larvas pueden ser extirpadas asepticamente con una agu -- ja o bisturí estéril, para posteriormente lavarlas y conservarlas en alcohol al 70% para su identificación.

ACAROS

Los ácaros forman parte de la CLASE ARACHNIDA, que muestra grandes diferencias de los insectos ya que nunca desarrollaron órganos bucales para la masticación pero adaptaron órganos para la succión de líquidos, además de elementos peribucales que les permiten el acceso a dichos líquidos como son órganos, para perforar, triturar y romper superficies.

Todos los arachnidos carecen de cabeza y no poseen antenas, además presentan dos pares de apéndices asociados con la pequeña estructura bucal, a estos se les designa queliceros y pedipalpos. Los queliceros son órganos prensiles que incluso terminan en pinzas, para sujetar, sostener u oprimir a sus víctimas como es el caso de las arañas. En las garrapatas parásitas los queliceros están adaptados para desgarrar la piel. Los palpos tienen una función sensorial que colaboran en la alimentación. A estos elementos se agrega una estructura denominada hipostoma que está formada por dos partes, esta sirve para succionar los líquidos de la perforación producida por los queliceros.

Por detrás de estos elementos se encuentran las patas, que en los estados ninfales y adultos hay cuatro pares y en los estados larvarios sólo hay tres pares. Las patas son sencillas y terminan en una a tres garras.

El cuerpo de los arachnidos está parcial o totalmente fusionado, siendo este último caso el de los que son parásitos (garrapatas, ácaros). En los que se ha perdido todo rastro de segmen-

tación, el cuerpo es de naturaleza quitinosa más o menos gruesa.

En el ORDEN ACARINA se encuentra el grupo de los aracnidos parásitos en el cual están incluidas las garrapatas y los ácaros productores de sarna.

Estos son aracnidos cuyos órganos bucales (descritos anteriormente) están situados en una cabeza falsa llamada gnatosoma, y su cuerpo no presenta segmentaciones. La primera porción del cuerpo que presenta los dos primeros pares de patas se le denomina prodosoma que se puede distinguir fácilmente del histerosoma. A estas porciones en conjunto se le denomina idiosoma. Las aberturas genitales se encuentran en posición ventral. En las hembras la vulva está situada frente al ano en la línea media, e inmediatamente por delante se encuentra otra abertura alargada llamada tocostoma por la cual se eliminan los huevos. Algunos ácaros pueden presentar como estructuras accesorias a los órganos copulatorios (ventositas copulatorias).

La mayoría de los organismos incluidos en este orden son muy pequeños (menos de un milímetro de longitud), pero las garrapatas son relativamente grandes.

Como medio de identificación de los organismos incluidos en este orden las estructuras de los extremos de sus patas son de gran utilidad, ya que estos presentan en forma normal garras, y además una estructura fina y transparente dispuesta en forma de ventosa llamada carúncula. El número de garras varía y aún en cada par de pata.

Dentro del ORDEN ACARINA se considera varios subordenes - distintos, entre ellos se incluye a:

Suborden IXODIDES (IXODOIDEA)

Suborden MESOSTIGMATA

Suborden TROMBIDIFORMES

Suborden SARCOPTIFORMES

que incluyen a su vez a los ácaros macroscópicos y microscópicos - que tienen mayor importancia en los humanos.

Suborden IXODIDES

Corresponde a el grupo de las garrapatas duras y blandas. El cuerpo está dividido en las dos porciones que ya se han mencionado anteriormente (gnatosoma o capítulo e idiosoma). Tienen un -- par de estigmas situados hacia atrás o a los lados de las coxas de las patas. Se encuentran colocados sobre placas estigmáticas llana das espiráculos, carecen de ventosas genitales.

El Suborden incluye dos familias que son: la IXODIDAE y - la ARGASIDAE.

El cuerpo de las garrapatas en general tiene el aspecto - de un frijol. Todas sus fases evolutivas con excepción del huevo - son parásitos. En su fase larvaria tienen sólo tres pares de patas, son sumamente pequeñas por lo que se les denomina "pinolillos". El estado ninfal y adulto es octapodo. Los cuerpos de estas tres fa - ses antes de alimentarse es plano y al ingerir sangre sufre una -- gran distensión (en el primer caso se les denomina garrapatas en -

ayunas y en el segundo caso se les denomina garrapatas repletas).

Las características comentadas anteriormente son aplicables a todas las garrapatas, sin embargo debe hacerse notar que -- hay grandes diferencias entre las garrapatas blandas (Argasidae) y las garrapatas duras (Ixodidae).

Garrapatas duras:

Este tipo de garrapatas generalmente viven en climas cálidos y templados, se alimentan de sangre y líquidos corporales de los tejidos del hospedador, parasitan inclusive a los mamíferos.

Los cuerpos de este tipo de garrapatas presentan una cutícula menos correosa en comparación con la cutícula de las garrapatas blandas, pero más rígida y carecen de mamilas. En la parte dorsal de su cuerpo hay una placa quitinosa que se denomina escudo, el cual puede estar adornado (orlas) lo que se le denomina ornamentación. En los machos el escudo cubre totalmente la cara dorsal, mientras que en las hembras sólo la parte anterior (un octavo). Este escudo también existe en las larvas y en las ninfas.

La superficie dorsal posterior de estas garrapatas se caracteriza por la presencia de otras placas quitinosas llamadas -- festones que frecuentemente ayudan para su identificación.

Estas garrapatas tienen una falsa cabeza o capítulo llamado gnatosoma el cual esta en posición dorsal y está ligada a la extremidad anterior del cuerpo. En la base del capítulo vamos a encontrar los órganos bucales, que constan de un hipostoma dentado; -- un par de queliceros y un par de pedipalpos o palpos que salen de --

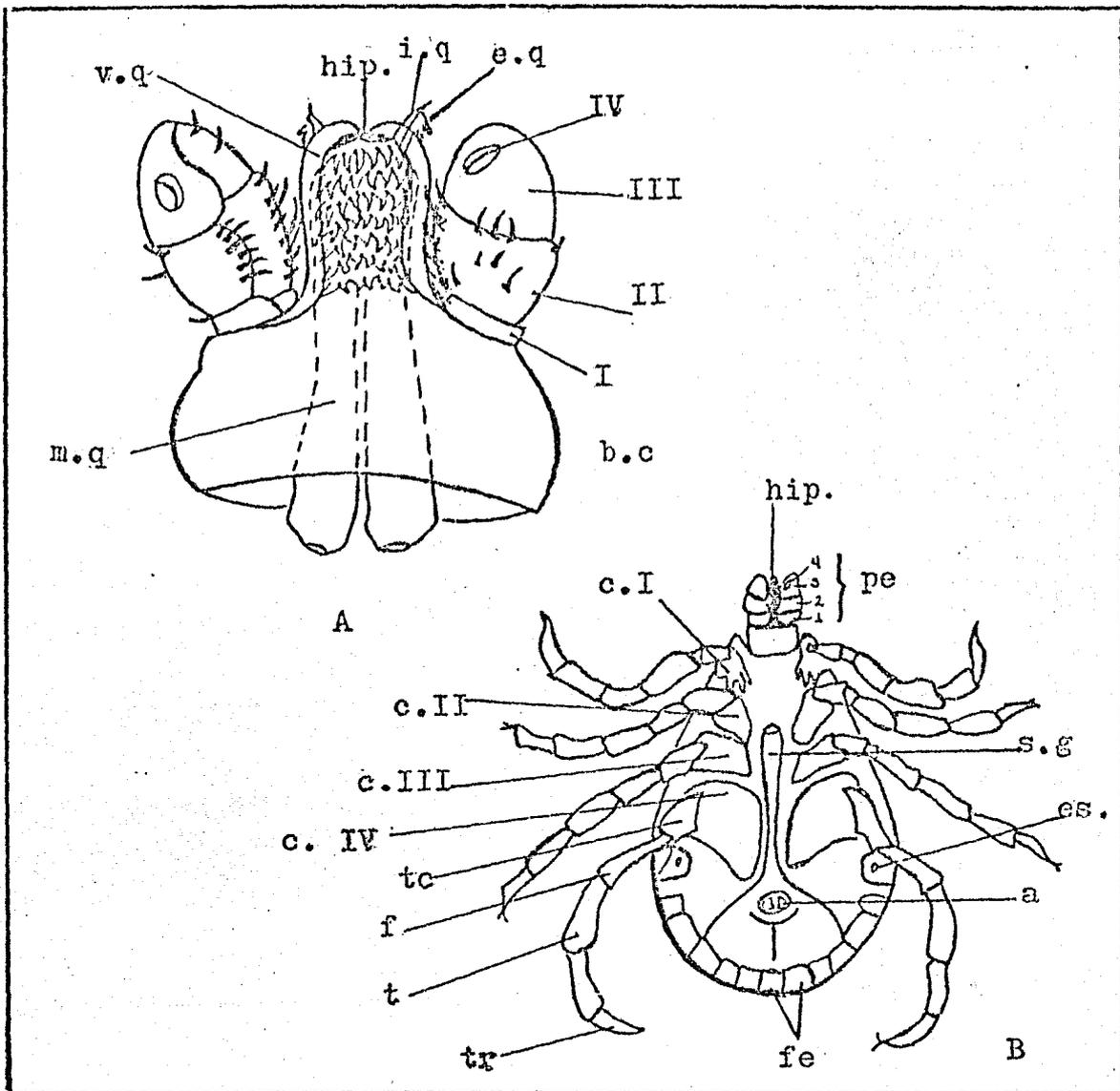


Fig. 60 A) Vista ventral del capítulo de una garrapata, (Dermacentor andersoni); B) Vista ventral del macho de Dermacentor andersoni, mostrando sus particularidades anatómicas.

a, Ano; b.c, Base del capítulo; c I, II, III, IV, Placas coxales; e.q, Porción externa de los quelíceros; es, Espiráculo; f, Femur; fe, Festones; hip, Hipostoma; i.q, Porción interna de los quelíceros; m.q, Mango de los quelíceros; t, -Tibia; tc, Trocánter; tr, Tarso; v.q, Vaina de los quelíceros; I, II, III, IV, Segmentos de los palpos. (Faust, 1974 y Brown, 1977.)

la base del capítulo. Cada palpo consta de cuatro segmentos, de los cuales el terminal es pequeño y enclavado dentro de una depresión del penúltimo segmento. Sirven de contraanclas cuando la garrapata está comiendo.

De las porciones laterales de la mitad o tres quintos -- del cuerpo salen las patas de las garrapatas, las cuales están formadas de siete piezas que acaban en una o tres garras. Los segmentos basales (coxales) de las patas forman placas a manera de escudos, y detrás del cuarto par de estos segmentos coxales se encuentran ubicados los espiráculos.

Las garrapatas macho son siempre más pequeños que las hembras, por lo que se observa un dimorfismo sexual bien claro.

Como ejemplo de este tipo de garrapatas las más comunes son:

- Boophilus spp.
- Amblyoma spp.
- Rhipicephalus spp.
- Haemaphysalis spp.
- Dermacentor spp.

Boophilus spp:

Este género en nuestro país incluye dos especies importantes: 1) Boophilus microplus ; y 2) Boophilus annulatus.

Especies afectadas:

El humano, bovinos, equinos, ovinos y perros.

Localización:

Estas garrapatas se localizan en las zonas de piel delgada y donde halla bastante calor corporal como: axilas, región inguinal, región genital, orejas, pero puede llegar a cavidad oral y recto.

Morfología:

En este género las hembras carecen de ranura anal, pero en el macho es poco marcada, pequeña y cercana a la parte posterior del cuerpo de la garrapata. Presentan un gnatosoma corto (fig 61-B) un escudo pequeño de color café en las hembras y sin ornamentaciones mientras que los machos es grande y ornamentado. Tanto las hembras como los machos carecen de festones. Los espiráculos son circulares u ovales en ambos sexos, y los machos aparte de ser más pequeños que las hembras están provistos de un proceso caudal.

El color de estas garrapatas puede ser de un color café o café rojizo, y pueden medir desde 6 a 8 mm de longitud.

Para diferenciar a *B. annulatus* de *B. microplus*, es que el primero no presenta proceso caudal y el segundo si lo presenta.

Amblyoma spp

Especies afectadas: Todas.

Localización:

Similar a Boophilus spp.

Morfología:

En este género las hembras y los machos presentan un gnatosoma largo de forma rectangular (fig. 61 - C), festones (en número de 7 a 9), el escudo en ambos es ornamentado, y en ocasiones presentan pequeñas placas quitinosas frente a los festones.

Estas garrapatas generalmente son grandes y anchas, por lo que llegan a medir hasta 2 cm. de longitud. Son de un color verde-amarillento predominando el primero.

Existen varias especies de este género como es el caso de Amblyoma americanum que se caracteriza por presentar una ornamentación grande.

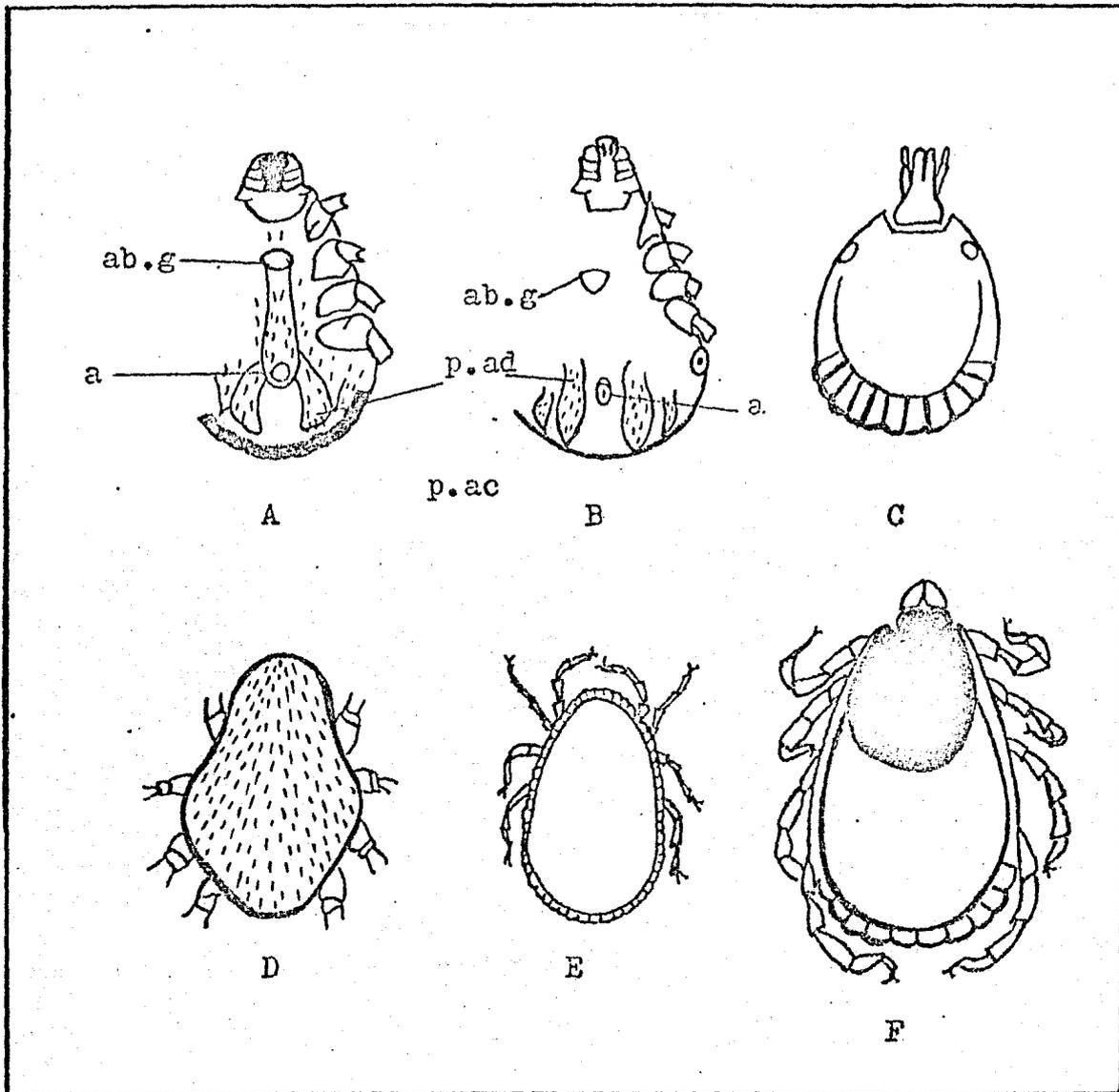


Fig. 61 Vistas ventrales de: A) Rhipicephalus; B) Boophilus. Vistas dorsales de: C) Amblyoma; D) Otobius; E) --- Argas; F) Dermacentor.

a, Ano; ab. g, Abertura genital; p.ad, Placa adanal; p.ac, - Placa accesoria. (Chandler, 1961).

Rhipicephalus spp.Especies afectadas:

Las mismas que afecta Boophilus spp.

Localización:

Similar a Boophilus spp.

Morfología:

En este género hay ojos y festones presentes, la base del capítulo es hexagonal en su porción dorsal. La coxa I (primer segmento de los 7 que forman las patas) cuenta con dos gruesos espolones. Los machos con una placa adanal (o placas), frecuentemente con un proceso caudal cuando están repletas. Los espiráculos tienen forma de coma, son cortos en las hembras y largos en los machos. El color del cuerpo generalmente es café.

Haemaphysalis spp.Especies afectadas:

Perros, conejos y en ocasiones el humano.

Localización:

Semejante a Boophilus spp.

Morfología:

Este tipo de garrapatas no son ornamentadas, pero si presentan festones. Los palpos usualmente son cortos y cónicos, los -

segundos artejos (segmentos) tienen proyecciones laterales conspicuas. El trocanter de el primer par de patas presenta un proceso dorsal. Los espiráculos de las hembras son ovoides o tienen forma de coma. La superficie ventral del macho carece de placas quitinosas. Usualmente son de tamaño pequeño, el cuerpo de estas garrapatas es de color amarillo.

Dermacentor spp.

Especies afectadas:

Bovinos, equinos, perros, inclusive el humano.

Localización:

Semejante a Boophilus spp., además se le puede encontrar en el pabellón auricular.

Morfología:

Usualmente estas garrapatas presentan ornamentación, ojos y festones. El hipostoma y los palpos son cortos, la coxa I es bifida y la coxa IV del macho es mucho más larga que la coxa I y III. No hay placas quitinosas en la superficie ventral del macho y el color del cuerpo es generalmente rojizo.

Garrapatas blandas:

Como las chinches de cama, estas garrapatas se esconden en grietas durante el día y se alimentan de sangre por la noche, -- dos o más veces en las etapas de ninfa y adulto, ovipositando des -- pués de cada alimentación en el caso de las hembras adultas.

Este tipo de garrapatas tienen el cuerpo relativamente -- blando y su cutícula correosa. En la superficie de su cuerpo se --- pueden encontrar tubérculos muy pequeños llamados mamilas, es por -- lo que se dice que estas garrapatas son mamiladas. No se va a encon -- trar ningún escudo dorsal, las partes bucales (gnatosoma) están ubi -- cadas en la parte ventral de la extremidad anterior, los espirácu -- los se van a encontrar detrás del tercer par de segmentos coxales, -- los cuales carecen de espolones, y los segmentos terminales de las -- patas carecen de cojines de succión (pulvillos). En este caso no -- hay diferencias calaras entre los sexos.

Entre las garrapatas más comunes que afectan al humano -- están:

- Otobius megnini
- Argas persicus

Otobius megnini.Especies afectadas:

Afecta a todos los mamíferos en especial a bovinos.

Localización:

Esta garrapata se encuentra principalmente en el pabe ---

llón auricular y conducto auditivo externo.

Morfología:

Los estados ninfales de esta garrapata miden entre 6 y 8 mm de longitud por 4 a 6 mm de ancho, son de un color gris - verde, su cuerpo es aplanado y cubierto totalmente de espinas finas, presenta en el centro de las porciones laterales depresiones que le dan un aspecto de 8 característico. El gnatosoma está en posición ventral y al igual que las patas es de color amarillo-verdoso.

Las formas larvarias son de color amarillo, hexapodas y su cuerpo tiene aspecto piriforme, y puede medir de 2 a 3 mm.

Argas sanchezi.

Especies afectadas:

Aves (gallinas principalmente), y ocasionalmente el humano.

Localización:

Es parásito temporal, de hábitos nocturnos se localiza en resquicios y huecos de instalaciones.

Morfología:

Los estados ninfales son ovaladas, aplanadas, achatadas anterior y posteriormente, y mamiladas. Miden de 4 a 10 mm de longitud por 2.5 a 6mm de ancho.

Las garrapatas repletas presentan un color azul - grisáceo, -- mientras que los parásitos en ayunas son café - amarillento con el -- intestino oscuro que se observa a través de su cuerpo. Los sexos -- pueden ser diferenciados sólo mediante la placa genital abierta que -- esta situada anteriormente en la superficie ventral y es grande en -- la hembra y pequeña en el macho.

Diagnóstico:

El diagnóstico específico se basa en la recolección manual de -- cualquiera de las garrapatas descritas anteriormente. Esta colec-- ción se puede hacer por medio de pinzas de disección para obtener el -- gnatosoma; esto se logra haciendo una tracción contraria a la posi -- ción de la garrapata.

SUBORDEN MESOSTIGMATA

Este SUBORDEN incluye una gran variedad de ácaros a los que en forma colectiva se les ha designado "gamasidos". Tienen un cuerpo aplanado dorsoventralmente, ovoide o piriforme o de línea circular, constituido por láminas fuertemente quitinizada. Los estigmas respiratorios se encuentran situados detrás del tercer par de coxas o bien detrás del cuarto par. Los quelicéros de estos ácaros tienen el aspecto de agujas perforantes pero el hipostoma carece de dientes.

Estos ácaros se les puede encontrar en los vegetales o como parásitos de los animales. En nuestro país el género que ocasionalmente afecta al humano es el siguiente:

Dermanysus gallinae

Especies afectadas:

D. gallinae parasita a las aves en general, aunque a veces puede parasitar al humano.

Localización:

Es un parásito temporal de hábitos nocturnos, durante el día se le puede encontrar oculto en grietas y resquicios de los materiales que forman las instalaciones. En las aves generalmente -- cerca de la cloaca, y en el humano sobre la cara dorsal de las manos y los antebrazos, o bien en todo el cuerpo.

Morfología:

Además de las características que ya se han descrito en la pág. 337. D. gallinae tiene cuatro pares de patas las cuales son largas y gruesas, un escudo dorsal redondeado en su parte anterior y posterior, sus queliceros tienen el aspecto de agujas siendo en las hembras más largos que en los machos, y cubriendo la superficie corporal se van encontrar pelos cortos y delgados (fig. 62-3).

Diagnóstico:

Recolección del ácaro por medio de raspado cutáneo o -- bien buscando entre las grietas para su identificación.

SUBORDEN TROMBIDIFORMES.

Este SUBORDEN incluye especies causantes en los humanos y en los animales domésticos. También se les denomina prostigmata y en ellos se incluye a la siguiente familia:

- FAMILIA DEMODICIDAE.

En esta familia esta incluido el Género Demodex spp. ácaro causante de la sarna profunda o folicular. Existen varias especies de acuerdo al animal que afectan como:

- Demodex bovis En bovinos
- Demodex ovis En ovinos
- Demodex caprae En caprinos
- Demodex philloides En cerdos

<u>Demodex canis</u>	En perros
<u>Demodex folliculorum</u>	En humanos

Localización:

Demodex spp habita en los folículos pilosos y en las -- glándulas sebáceas del hombre y de los animales domésticos, incluyendo las del cuero cabelludo humano, donde este ácaro vive en excavaciones poco profundas, produciendo prurito moderado y provocando la formación de tejido fibroso alrededor del parásito. Rara vez en el hombre, pero frecuentemente en perros y gatos. Su presencia puede manifestarse como acné, puntos negros o queratitis localizada, sobre todo en mujeres que usan crema facial en lugar de jabón y agua.

Morfología:

Este ácaro presenta un cuerpo vermiforme cilíndrico cónico (fig. 62 - A), con la porción abdominal tres veces más larga que la correspondiente al capítulo y al cefalotorax.

Presenta como cualquier arácnido cuatro pares de patas rudimentarias con tres segmentos cada una, y cada tarso presenta dos garras dentadas, un capítulo adaptado para perforar, el cual está constituido por un par de pedipalpos, un par de queliceros -- cortos en forma de estilete y un hipostoma; el tegumento del abdomen presenta estrías transversales que lo hacen parecer como segmentado.

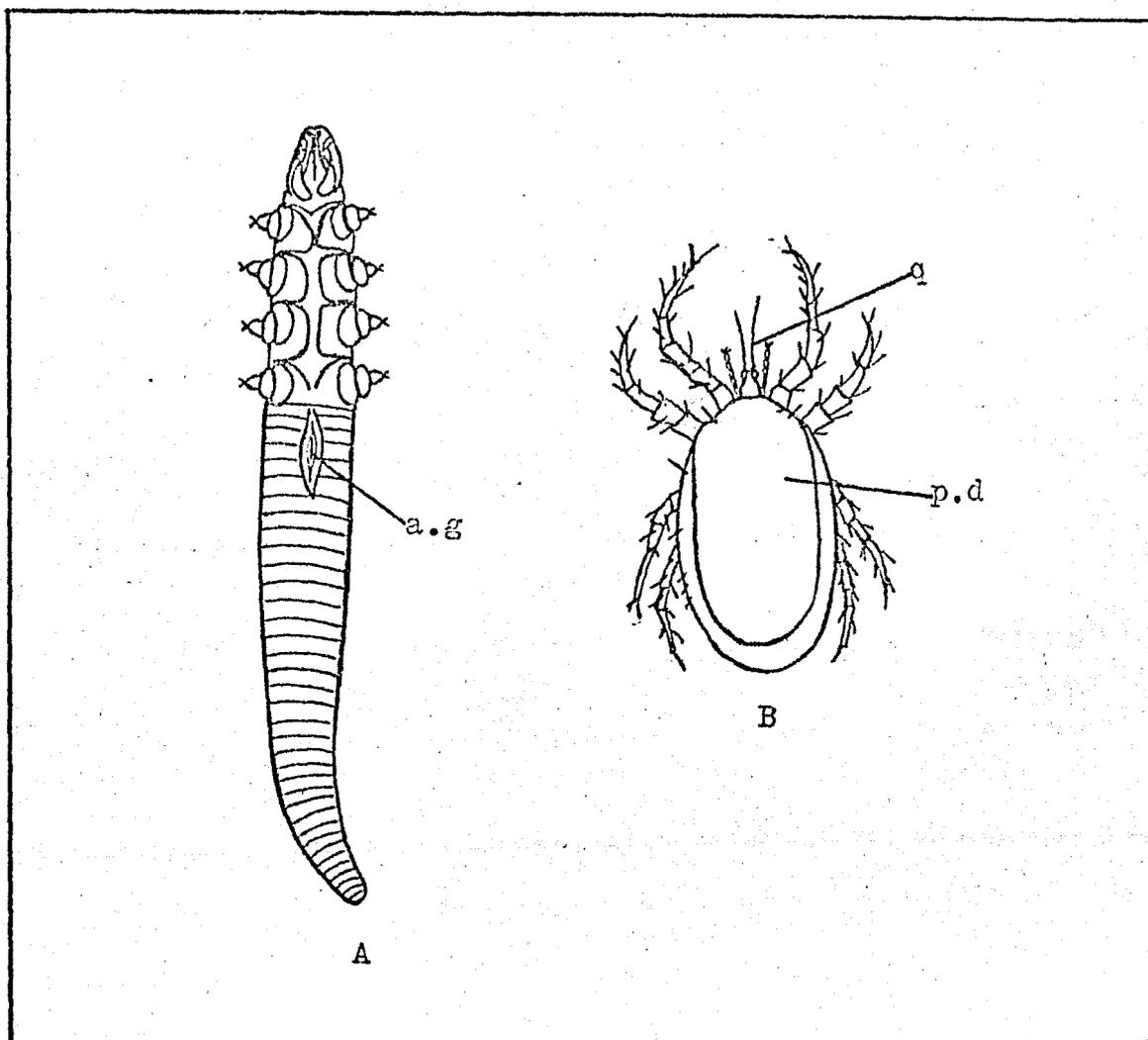


Fig. 62 A) *Demodex folliculorum* (hembra) mostrando la abertura genital; B) *Dermanyssus gallinae* vista dorsal.

a.g., Abertura genital; p.d., Placa dorsal; q., Quelíceros.

(Brown , 1977 y Chandler, 1961)

La longitud del cuerpo de este ácaro varía entre 170 y 400 micras, siendo también en este caso la hembra más grande que el macho. En la hembra la vulva es una hendidura longitudinal que está en la parte ventral frente al último par de patas, y en el macho la abertura masculina está en la parte dorsal casi entre el primer y segundo par de patas, presenta un pene primitivo con forma de espina al cual se le denomina edeago.

Diagnóstico:

El diagnóstico se establece mediante la observación microscópica directa del material recolectado manualmente de los barro y espinillas.

SUBORDEN SARCOPTIFORMES.

Este SUBORDEN incluye una gran variedad de especies, la mayoría de ellas son de vida libre y microscópicas. En estos las patas están agrupadas en dos pares (un par anterior y otro posterior). En el caso de las ninfas y de los adultos el extremo final termina en ventosas o carúncula, garras.

Dentro de este SUBORDEN las familias de más importancia son:

- FAMILIA SARCOPTIDAE
- FAMILIA PSOROPTIDAE

La familia que analizaremos en este caso es la SARCOPTIDAE ya que afecta principalmente a el humano.

Sarcoptes spp.

Este género es el causante de la sarna de tipo subcutáneo. Hay discrepancia en cuanto a que existen varias especies de este género o bien de que se trate variantes fisiológicas de Sarcoptes scabiei que afecta principalmente al humano y a distintas especies domésticas.

Localización:

Este tipo de ácaro vive en galerías o túneles que excavan en el tejido subcutáneo, generalmente las invasiones se inician en la cabeza y de aquí se diseminan al resto del cuerpo.

Morfología:

S. scabiei es un artrópodo microscópico de contorno oval y de color gris claro con estriás transversales sobre el tegumento que se interrumpen sobre su porción dorsal (fig. 63 - A), en la cual hay varias espinas que parecen dientes y en otros lugares estas espinas son más largas en forma de dedos y pelos largos y cortos.

Presenta órganos bucales pequeños, los cuales están formados por quelíceros provistos de dientes, pedipalpos cónicos con tres articulaciones, y palpos labiales unidos al hipostoma. Todos estos órganos en conjunto asemejan superficialmente a la cabeza de una tortuga; no tienen aparato respiratorio especial, y sus dos pares de patas anteriores están muy separados de los dos pares posteriores. Las patas anteriores terminan en delicadas ventosas (pulvillo); en la hembra las patas posteriores terminan en largas cerdas,

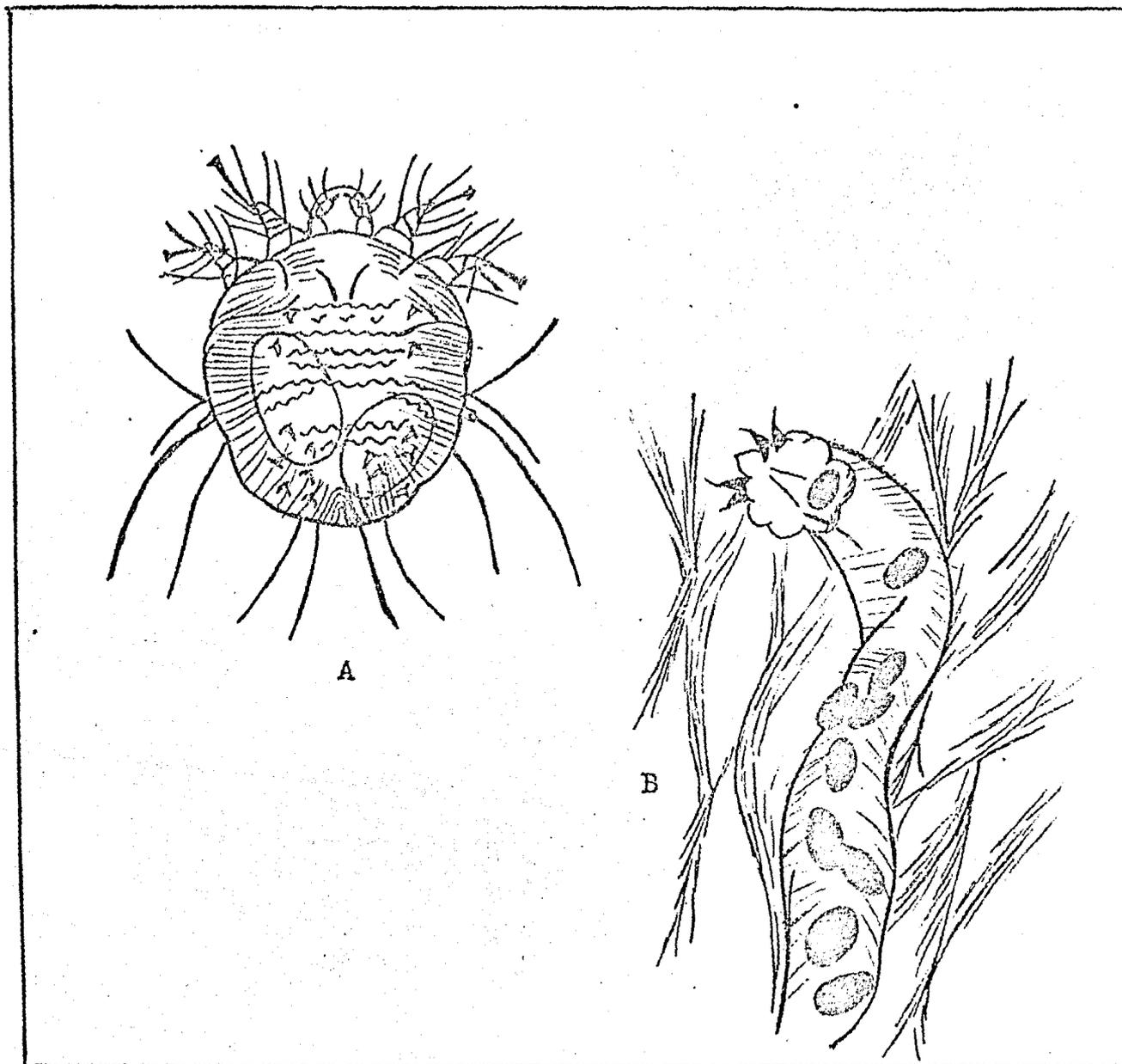


Fig. 63 Sarcptes scabiei. A) Hembra adulta conteniendo dos huevos inmaduros; B) Túnel excavado por una hembra en la piel humana, mostrando huevos libres en estado de desarrollo.

(Faust, 1974.)

mientras en el macho el tercer par termina en cerdas y el cuarto par en pulvillos. Los machos y las hembras se distinguen por su tamaño y órganos genitales; la hembra mide de 330 a 450 micras de largo por 250 a 350 micras de ancho, y el macho de 200 a 240 micras de largo por 150 a 200 micras de ancho.

El número, posición y clase de las espinas tegumentarias tienen importancia para el diagnóstico.

Diagnóstico:

El tipo de lesión y una erupción con comezón deben hacer sospechar la enfermedad. El diagnóstico se confirma extirpando los ácaros con una aguja aguda y plana. No siempre se encuentran con facilidad, pues a pesar de la elevada reproducción el número de hembras es pequeño, es por lo que para encontrar el parásito es necesario localizar bien el extremo distal ligeramente agrandando el túnel. Al abrirlo asépticamente, el ácaro aparece como una manchita blanca opalescente y muy refringente, perceptible a simple vista.

Linguatula serrata

Este parásito está incluido dentro del PHYLUM PENTASTOMIDA y parasita en forma adulta a los carnívoros (perros en especial) y en forma larvaria a los herbívoros en general (rumiantes -- principalmente), además también puede parasitar al humano.

Localización:

L. serrata en los carnívoros se localiza principalmente en los senos respiratorios nasales y en los herbívoros y el humano se localiza en pulmón, hígado, ganglios linfáticos hepáticos, mesentéricos y mediastínicos, además de otras vísceras.

Morfología:

Los parásitos en general presentan un cuerpo vermiforme, de color blanco con un extremo anterior más grueso que el posterior, es convexo dorsalmente y aplanado ventralmente. El cuerpo presenta en la parte anterior cuatro garras cuando son adultos y cuatro pares de estas cuando son formas larvarias siendo de cada par una garra pequeña dorsal y otra grande ventral. Las garras están dispuestas dos (pares) a cada lado de la boca que tiene forma cuadrangular. Todo el cuerpo está cubierto por anillos de espinas (de 90 a 104 anillos) que presentan varias puntas (de 1 a 6), en la parte final del cuerpo se encuentra el orificio anal (fig. 64)

Los parásitos adultos miden de 6 a 13 cm. de longitud y las formas larvarias a las que se les denomina como ninfas de las-

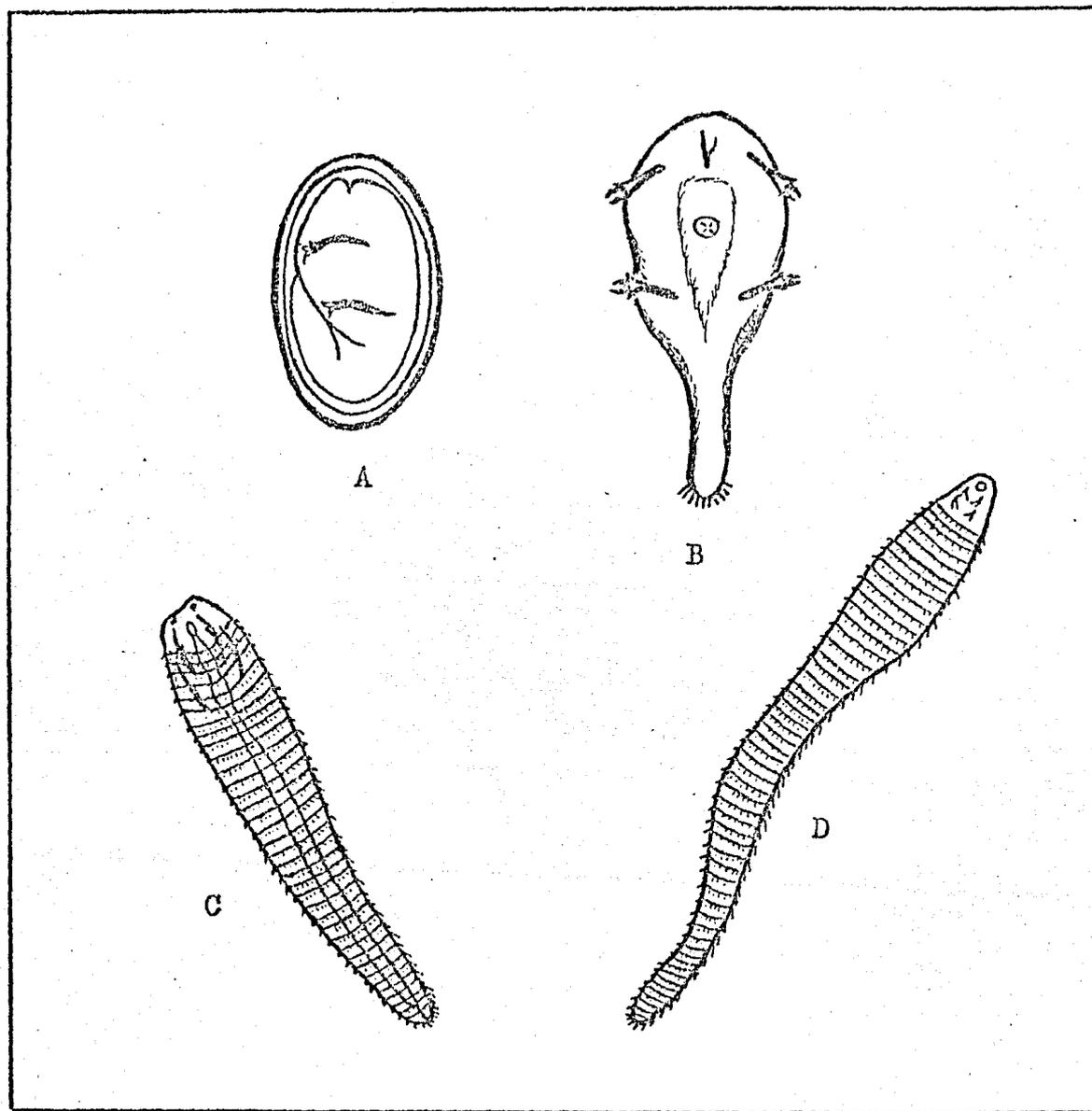


Fig. 64 Linguatula serrata. A) Huevo embrionado; B) Embrión ácariforme; C) Ninfa; y D) Gusano adulto. (Brown, 1977.)

cuales hay por lo menos tres estados ninfales en los hospederos - intermediarios es de 3 a 6 mm (fig. 64).

Diagnóstico

En los carnívoros el diagnóstico se establece mediante la recolección del exudado nasal analizandolo al microscopio para detectar los huevos larvados (embrión acariforme) los cuales son ovales, recubiertos de una membrana fina y dotados de cuatro garras y un hipostoma. Miden generalmente de 60 a 80 micras (poco frecuente).

Las ninfas en la actualidad sólo se determinan en la revisión de vísceras durante la necropsia (muy frecuente).

DIPTEROS HEMATOFAGOS

(Mosquitos)

FAMILIA CULICIDAE:

A esta familia pertenecen las formas pequeñas con abdomen largo y delgado; alas largas con una franja notable de escamas en los bordes; antenas largas formadas por quince articulaciones y provistas de anillos de pelos en los nodos, en tal forma que las del macho se ven plumosas, y las de la hembra, pilosas; generalmente -- presentan una probóscide larga adaptada para picar y chupar sangre. Las venas de las alas tienen escamas, y la distribución de estas venas de las alas (fig. 65 - A) en los culícidos se caracteriza por -- sus seis venas largas, de las cuales la segunda, la cuarta y la -- quinta se bifurcan, mientras que la tercera vena surge de una vena-transversa radial mediana que une a la segunda con la cuarta.

Todas las especies de importancia médica pertenecen a la SUBFAMILIA ANOPHELINAE (género Anopheles) y CULICINAE (género Aedes y Culex).

Localización:

Las abundantes especies de Anopheles varían mucho en cuanto a habitat, encontrándose en campo abierto, áreas boscosas, comunidades urbanas o rurales y a diversas altitudes. Las diversas especies tienen muchas variaciones en cuanto a preferencia de habitat, -- por lugares sombríos o soleados, aguas dulces o saladas, estancadas o de corrientes moderadas, también con amplios límites en contenido de oxígeno libre. Los mosquitos anofelinos son los únicos transmisores

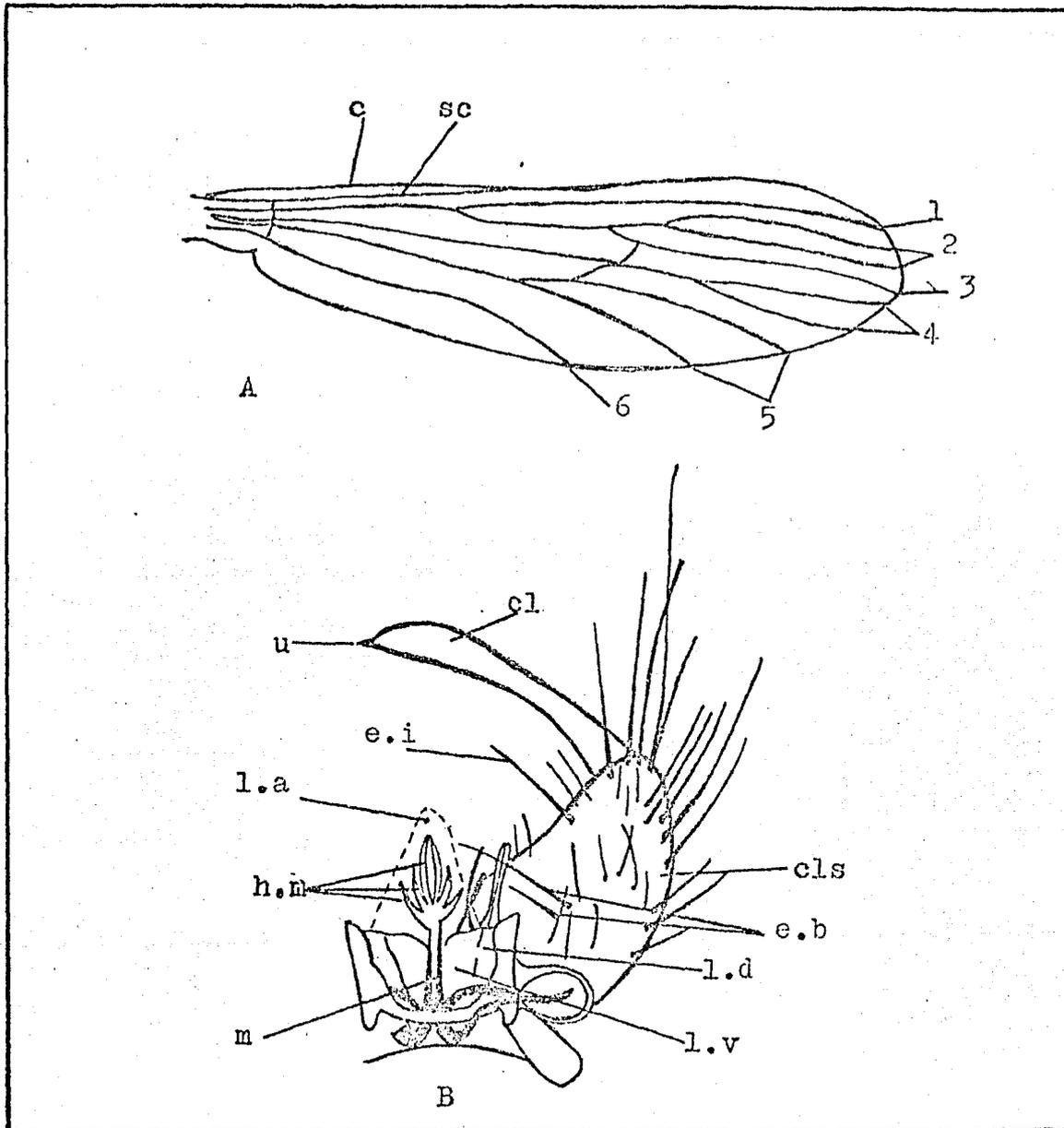


Fig. 65 A) Ala de mosquito culícino; se omiten las escamas. B) Hipopigio de un mosquito macho (Anopheles quadrimaculatus) ilustrando sólo la claspeta y el cláspes derechos.

c, Vena costal; cl, Cláspes; cls, Claspeta; e.i, Espina interna; e.b, Espinas basales accesorias; h.m, Hojas del mesosoma; l.a, Lóbulo anal; l.d, Lóbulo dorsal; l.v, Lóbulo ventral; m, mesosoma; sc, Vena subcostal; v.l, Venas longitudinales (1-6); u, Uña. (Paust, 1974.)

res del paludismo en el hombre, y ciertas especies transmiten las filarías de Bancroft y de Malaya.

El género Aedes comprende muchas especies de mosquitos de distribución cosmopolita. Viven en agujeros en los árboles o en estanques transitorios de aguas dulces o corrientes. Muchas especies pueden actuar como transmisores de fiebre amarilla, dengue, wucheri riasis y encefalitis viral.

Muchas especies del género Culex, con sus subgéneros, están distribuidas por todo el mundo, principalmente en regiones cálidas. Estos mosquitos pequeños o de mediano tamaño, viven principalmente en masas permanentes de aguas y su distribución es urbana y rural. Ciertas especies transmiten filarías y encefalitis viral.

Morfología:

Los mosquitos son insectos (fig. 66) de cuerpo delgado y esbelto. La cabeza de un mosquito culícido es casi globosa y está unida al tórax por un cuello delgado; los ojos, compuestos, son prominentes, y no existen ocelos. Los palpos maxilares del macho son casi tan largos como la probóscide; los de la hembra son largos en la SUBFAMILIA ANOPHELINE y cortos en la SUBFAMILIA CULICINAE. Cuando se disecciona el labio (vainá de la probóscide) los órganos bucales de un mosquito Anopheles hembra juntos con las antenas aparecen como se muestra en la fig. 67 . El macho no tiene mandíbulas; las maxilas pueden consistir en simples vestigios; el labio puede tener su extremidad roma, y la hipofaringe está fusionada con el labio, todo lo cual contribuye a hacer que la probóscide sea muy poco eficiente en el mecanismo de la alimentación.

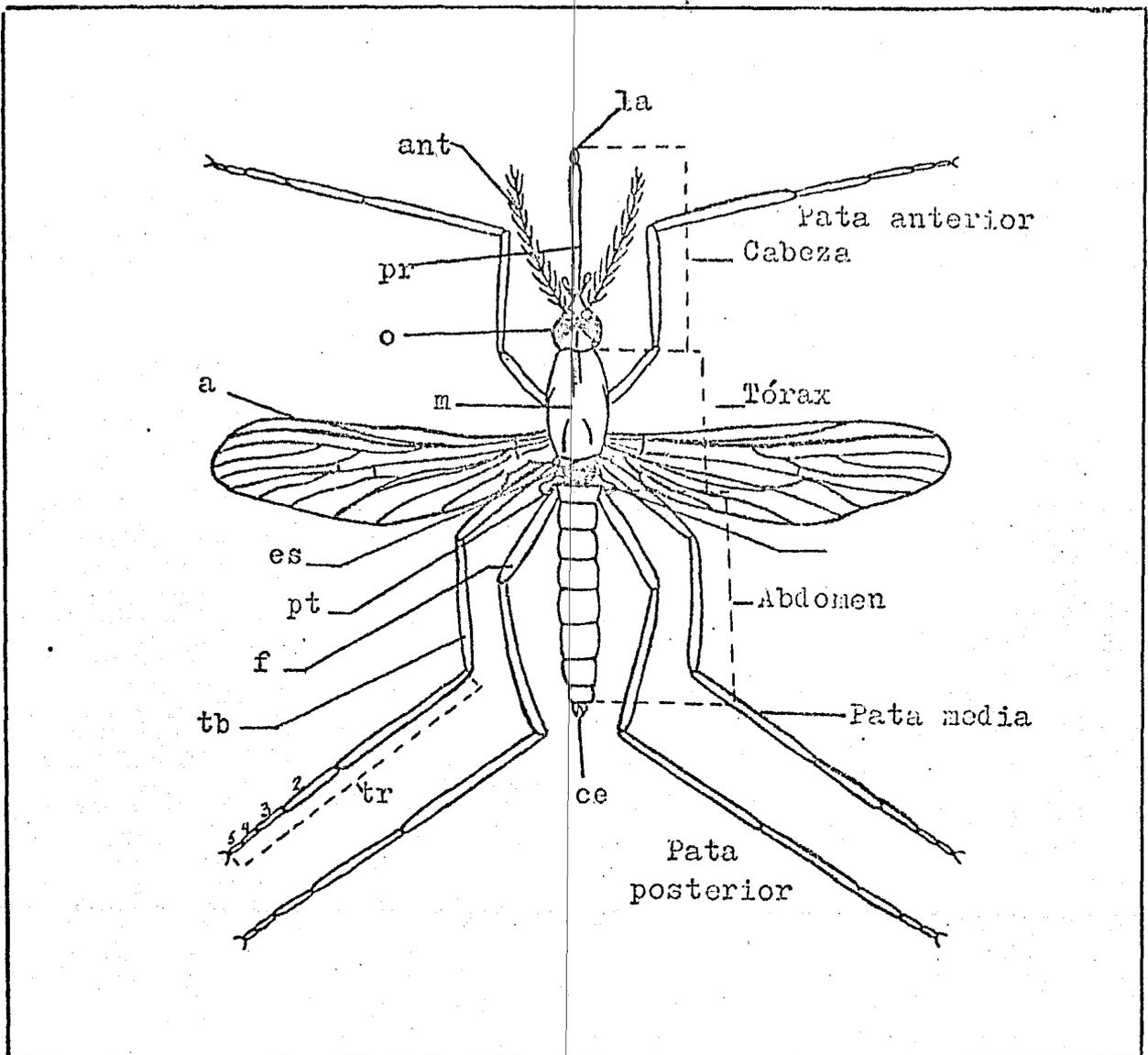


Fig. 66 Diagrama de un mosquito (hembra), vista dorsal.

a., Ala; ant., Antena; ce., Cercos; es., Escudete; f., Fémur; la., Labela; m., Mesonoto; o., Ojo; pr., Proboscide; pt., Postescudete; tb., Tibia; tr., Trocanter. (Brown, 1977.)

El tórax , visto por el dorso, tiene forma oval alargada, o rectangular, y está cubierto en su mayor parte por el mesonoto, - separado del escutelo, hacia atrás, por una sutura transversa. En los Anopheles el escutelo es arqueado, en los otros mosquitos es -- trilobulado. La primera esclerita torácica dorsal está representada por dos lóbulos muy separados (el pronoto anterior) y por un tercer par de lóbulos (el pronoto posterior); la tercera esclerita dorsal- (metanoto), situada detrás del escutelo, es muy poco notable. El tipo de las escleritas laterales (pleuras), y sobre todo el número y la disposición de las cerdas, proporciona a los especialistas una base para el agrupamiento de las especies de Culicidae en sus respectivos géneros.

Los tres pares de patas nacen de las escleritas ventrales, las cuales forman más o menos el vértice del tórax; este tiene forma de cufia. Las patas son largas y delgadas; los tarsos de las posteriores son notablemente largos. El segmento tarsal terminal tiene un par de uñas modificadas, y a veces dentadas, en el macho, y en ocasiones también en la hembra. Las alas salen del ángulo posterolateral del mesonoto; en reposo, descansan en el dorso, sobre el abdomen. A veces las escamas de las alas forman distintos dibujos de colores que sirven para la identificación.

El abdomen es alargado, más o menos cilíndrico, y consta de diez segmentos, pero sólo los ocho primeros son visibles, debido a la modificación sexual que sufren los dos segmentos terminales. En la hembra, el noveno segmento está muy reducido de tamaño, y en su unión con el octavo se halla la abertura genital; en el décimo, -

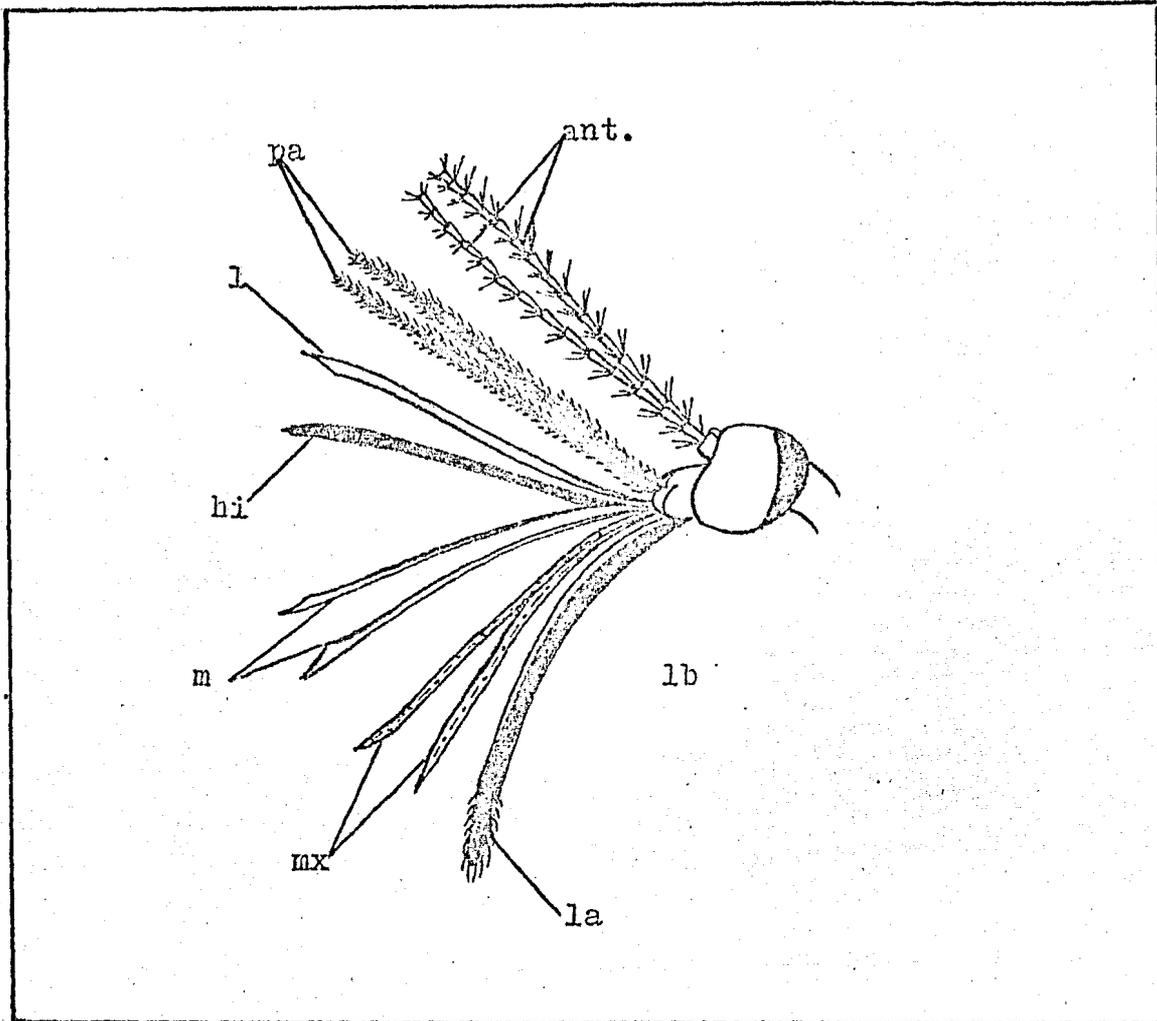


Fig. 67 Partes bucales de un mosquito hembra (Anopheles quadrinaculatus), fuera de su vaina. (Faust, 1974.)

ant, Antenas; hi, Hipofaringe; l, Labro; la, Labela; lb, Labio;
m, Mandíbulas; mx, Maxilas; pa, Palpos.

también reducido se encuentra el ano y los cercos terminales. Los segmentos octavo, noveno y décimo del macho sufren una torsión de 180° y forman los órganos genitales externos; estos es, las terminales (hipopigio o aparato terminal de prensión), que tienen una estructura relativamente complicada (fig. 65 - B) y sirve para la exacta identificación de la especie. Los segmentos abdominales están cubiertos por placas tergaes (terguitos) y esternales (esternitos), con una membrana pleural dilatada a cada lado, que permite el ensachamiento del abdomen cuando el mosquito ha ingerido considerable cantidad de sangre. Además de haber escamas en las alas, anillos de pelos en las antenas y cerdas en el tórax, todas estas ornamentaciones tegumentarias existen también, en mayor o menor número, y de diversas formas, en la cabeza, patas y abdomen.

Los espiráculos se encuentran distribuidos por pares de la siguiente manera: un par en cada uno de los segmentos torácicos - segundo y tercero, y otro par en cada uno de los ocho primeros segmentos abdominales.

Los órganos genitales femeninos consisten en: 1) un par de ovarios que tienen más o menos la forma de una zanahoria, con su extremo anterior terminado en un delicado filamento, por el cual se fijan al cuerpo graso del cuarto segmento abdominal; 2) un par de cortos tubos ováricos; 3) un oviducto común (vagina), que se abre al exterior hacia la parte media del borde posterior del octavo segmento abdominal. En su porción final, el oviducto se ensancha formando un vestíbulo que recibe el conducto de la espermateca y de la glándula mucosa. La espermateca es un pequeño cuerpo globoso que se

llena de espermatozoides después de efectuada la cópula.

El aparato genital masculino consta de un par de testículos-fusiformes, un par de largos vasos deferentes, cada uno con su vesícula seminal, y un canal eyaculador común, en el cual se vacían un par de glándulas accesorias. En la punta, el canal eyaculador está quitinizado y sirve como órgano de introducción o pene (edeago).

Generalmente la ovulación y la oviposición dependen de la ingestión previa de sangre. La mayor parte de las hembras ponen sus huevos en el agua durante la noche. Los huevos de Anopheles y los de muchos Aedes están aislados en la superficie del agua (fig. 68); mientras que los huevos de Culex están agrupados formando una especie de balsa flotante (fig. 68). La eclosión tiene lugar solamente en el agua. El tiempo entre la oviposición y la eclosión varía según la temperatura ambiente y la especie del mosquito por ejemplo: los huevos de Culex pipiens maduran en 36 a 48 horas y los de Anopheles maculipennis de 48 a 96 horas.

La larva del primer estadio madura dentro del huevo, del que emerge a través de una hendidura producida por un órgano larvario a manera de cincel, el rompe-huevo, que se localiza en el dorso de la cabeza y desaparece en la primera muda. La larva (fig. 68) consta de cabeza, tórax y abdomen. La cabeza es más o menos un cuadrado ovoidal y un poco aplastada en sentido dorsoventral.

Tiene un par de antenas cortas, en forma de tallo, a menudo provistas de espinas, y un complicado sistema de órganos bucales que consta de un labio o mentón triangular en la parte media ventral, un par de placas maxilares, un par de estructuras mandibulares, un par de brochas y un par de palpos maxilares a los lados de las maxilas.

La esclerita dorsal anterior de la cabeza es el frontoclípeo, que se caracteriza por sus tres pares de pelos clipeales (denominados anterior interno, anterior externo y posterior), los cuales tienen gran importancia para la identificación (especialmente el anterior interno y el anterior externo, en especies de Anopheles). El tórax es cuadrado, aplanado en sentido dorsoventral, más ancho que largo, y tiene en sus caras dorsal y lateral numerosos pelos, de cierta importancia diagnóstica.

El abdomen es más o menos cilíndrico, y su diámetro disminuye en el extremo caudal; está compuesto de diez segmentos, de los cuales en los culicínios los dos últimos (en los anofelinos solamente el último) están doblados hacia la parte ventral formando un ángulo obtuso, y están provistos de brochas dorsales y ventrales y de cuatro branquias anales o traqueales. Los culicínios tienen un sifón que se origina del octavo segmento, con una placa estigmal en su extremo, en donde se hallan los orificios del par de tubos traqueales; el sifón doblado sobre el dorso, forma con los segmentos noveno y décimo un ángulo que hace parecer a estas larvas como si estuvieran bifurcadas en su extremo caudal. Las especies anofelinas no tienen sifón, y los dos orificios espiculares de las traqueas se encuentran en una placa estigmal dorsal, en el borde anterior del noveno segmento. La mayor parte de las larvas de los culicínios tienen en el sifón una serie de dientes que reciben colectivamente el nombre de pecten. Dos grupos de espinas situadas a cada lado del octavo segmento reciben el nombre de peines. El número de dientes o de espinas y la disposición del pecten (peine) constituyen valiosos

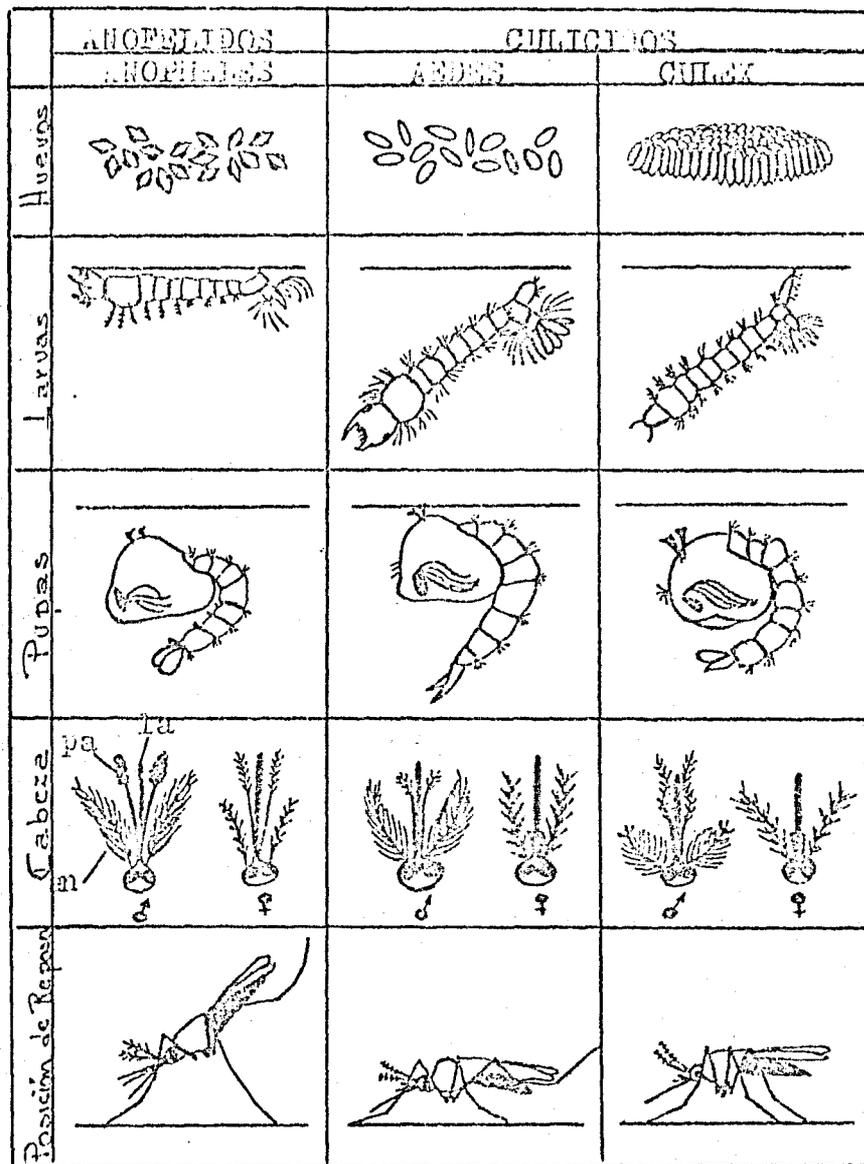


Fig. 68 Esquema de los caracteres diferenciales de anofélidos y culícidos. (Brown, 1977.)

an., Antenas; la., Labelas; pa., Palpos. .

medios de clasificación de estas larvas. En los anofelinos el pecten está representado por una hilera de dientes colocada en situación ventrolateral con relación a la placa estigmal.

Casi todas las larvas de anofelinos tienen un par de pelos palmeados (pelos flotadores), formados de numerosas hojas, en el dorso de algunos segmentos abdominales, del primero al séptimo, así como en los ángulos posteriores del tórax (fig. 68). Los pelos y espinas de las larvas más importantes para el diagnóstico son los siguientes: pelos del clipeo en la cabeza, pelos anteriores submedianos y pelos palmeados del tórax, pelos palmeados y antepalmeados y pincos laterales del octavo segmento abdominal.

Hay cuatro estadios larvarios con sendas mudas. Al efectuarse la muda la larva sale a través de una abertura de la cutícula en la línea media del dorso, a lo largo del tórax y del abdomen. El cuarto estadio larvario es el más útil para la identificación de las especies. Cuando la larva en su cuarto estadio está lista para transformarse en pupa, coloca de nuevo su cabeza con la cara ventral hacia abajo. En una hora, o un poco más, se abre una hendidura en la línea media de la cara dorsal del tórax y emerge la pupa, la cual tiene la forma de una coma. A medida que se hace más vieja, va tomando un color más oscuro. La mayor parte del cuerpo (fig. 68) está formada por el cefalotórax en forma de pera, con un par de ojos compuestos y , cerca de los márgenes laterales superiores, las trompetas respiratorias mesotorácicas. En los culicinos (fig. 68) estas trompetas generalmente son largas y estrechas (Culex), truncadas oblicuamente (Aedes); en los anofelinos (fig. 68) son cortas y en forma de embudo. Conforme la pupa madura, pueden verse a tra-

vés de la cutícula, la cabeza, las alas y las patas del mosquito -- adulto. La cola se encuentra formada por ocho segmentos abdominales y un par terminal de aletas. Después de varios días (de 1 a 5) la cutícula torácica se abre y aparece el tórax, seguido de la cabeza, enseguida las alas se despliegan, el abdomen emerge y finalmente el mosquito saca las patas, y de 5 a 10 minutos el mosquito está listo para volar.

NOTA:

Los mosquitos generalmente tienen heliotactismo negativo, reaccionan a las vibraciones del sonido (probablemente por medio de los pelos de las antenas) y tienen muy desarrollado el sentido del olfato, siendo particularmente sensibles a ciertos olores del cuerpo, -- tales como los que emanan de las glándulas sudoríparas del hombre y de otros mamíferos.

CLASE DIPLOPODA

(Milpiés)

Los milpiés son artrópodos de cuerpo alargado y dividido en dos regiones que corresponden a la cabeza y el abdomen; la primera lleva un par de antenas cortas o largas. Hay especies que tienen los segmentos del cuerpo fusionados por pares y debido a ello cada segmento lleva aparentemente dos pares de patas (fig. 69 - C) y dos pares de espiráculos en la mayor parte de los segmentos corporales. La abertura genital se va encontrar situada en la región anterior del abdomen. Los milpiés no son venenosos, puesto que carecen de colmillos, sólo tienen un par de mandíbulas para morder y un segundo par fusionado el gnato - queilario.

Estos milpiés habitan principalmente en los lugares húmedos, y pueden perjudicar a varias plantas de cultivo. A veces se han encontrado especies de los géneros Julus y Polydesmus en los aparatos digestivo y urinario del hombre, y tanto especies del género Julus, como de Fontaria, son reconocidas como hospederos intermediarios de H. diminuta.

NOTA: La presencia de dermatitis y formación de escaras en la piel son debidas a las secreciones que emiten estos milpiés a través de los segmentos. Estas secreciones son elaboradas en glándulas que constan de dos compartimientos; uno contiene un compuesto cianogénico y el otro una sustancia química para poner en marcha la cianogénesis, en respuesta a estímulos traumáticos para repeler a predadores como las hormigas.

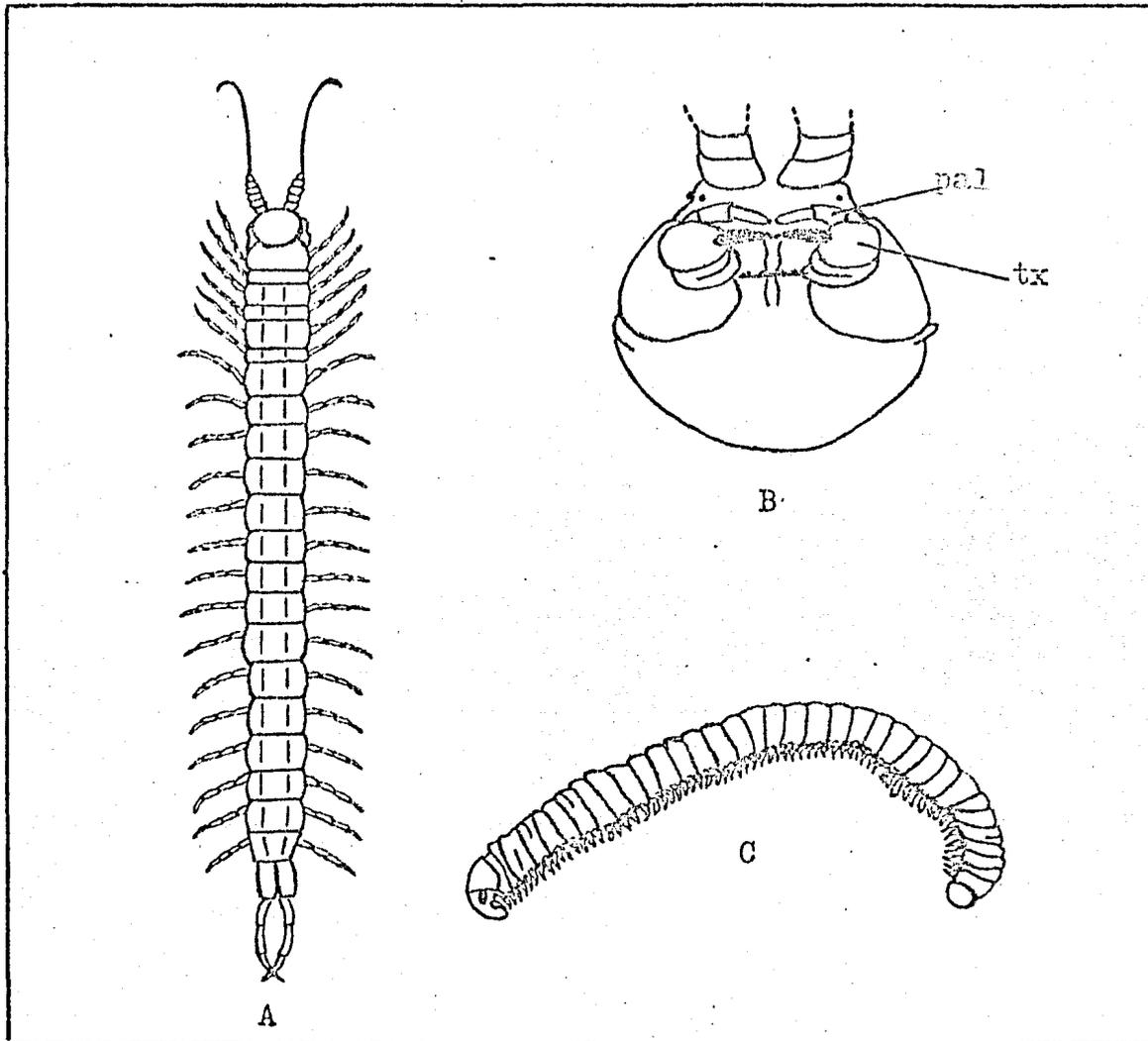


Fig. 69 A) Vista dorsal del ciempiés entero (Scolopendra), mostrando un par de patas en cada segmento. B) Vista ventral de la parte anterior de la cabeza mostrando los palpognatos (pal) - y los toxicognatos (tx). C) Milpías (vista dorsal) mostrando dos pares de patas en cada segmento. (Coronado y Márquez, 1972.)

CLASE CHILOPODA

(Ciempiés)

Generalmente la cabeza de estos ciempiés consta de un par de antenas y ojos compuestos formados de facetas simples. Poseen un sólo par de patas (fig. 69 - A) y un par de espiráculos por cada uno de los segmentos del cuerpo. El primer par de patas está modificado para formar pinzas con aberturas en sus extremos para la expulsión de un veneno paralizante, que proviene de una glándula situada en la base de las pinzas; la abertura genital va estar situada en la región posterior del abdomen (en el penúltimo segmento). El aparato bucal comprende un par de mandíbulas, un par de maxilas fusionadas y formando una especie de labio, un segundo par que recibe el nombre de palpognato (fig. 69 - B) y además otro par de apéndices como pinzas venenosas, los toxicognatos (fig. 69-B), que nacen por el lado ventral del primer segmento y no obstante su colocación debajo de la cabeza, da la impresión de que forma parte del aparato bucal.

Los ciempiés carnívoros miden de 5 a 25 cm de largo. Viven en lugares húmedos, bajo la corteza de los árboles o de las piedras, y se alimentan de insectos o animales pequeños.

Esta clase incluye especies de los géneros Scolopendra, Lithobius y Geophilus, que son probablemente los que causan mayores problemas debido a la cantidad tan grande de veneno que secretan.

NOTA: El veneno es un líquido opalescente, de reacción ácida, poco miscible en agua. El veneno mismo constituye solo una pequeña fracción -

ORDEN HYMENOPTERA

(Abejas, Avispas, Avispones y Hormigas)

Este orden es de los más numerosos, pues comprende 103,000 - especies distribuidas en todo el mundo; su aspecto general es difícil describirlo; sin embargo se puede decir que son insectos de cuerpo robusto o alargado, en ocasiones cubierto de pelos; los hay de diversos colores, variando hasta el verde o azul metálico; tamaño de pequeño a medio; se les conoce con los nombres vulgares de avispas, jicotes, abejas, hormigas y otros nombres.

La cabeza esta bien desarrollada con aparato bucal de tipo - masticador con adaptaciones para morder, lamer y chupar; las maxilas y el labio integran una estructura en forma de lengua, especialmente en las abejas; ojos compuestos y ocelos generalmente presentes; antenas - de diferentes formas: setácea, filiforme, pectinada, acodada, pudiendo mostrar dimorfismo sexual en algunas especies, el número de segmentos - es de 12 en las hembras y 13 en los machos de avispas y abejas, pero - difiere en otros casos.

El pronoto y algunos escleritos y suturas del segundo segmento del tórax presenta caracteres útiles en la clasificación de los himenópteros; las patas exhiben también caracteres taxonómicos, por ejemplo el tamaño y forma de las coxas posteriores son típicas en algunos grupos, el trocanter puede estar formado por uno o dos segmentos, los espolones que lleva la tibia en el extremo son de gran utilidad en la identificación de ciertas familias y los tarsos generalmente de 5 articulaciones ayudan a diferenciar algunos grupos por su tamaño y forma. Hay dos pares de alas membranosas, venación algo compleja o simple y -

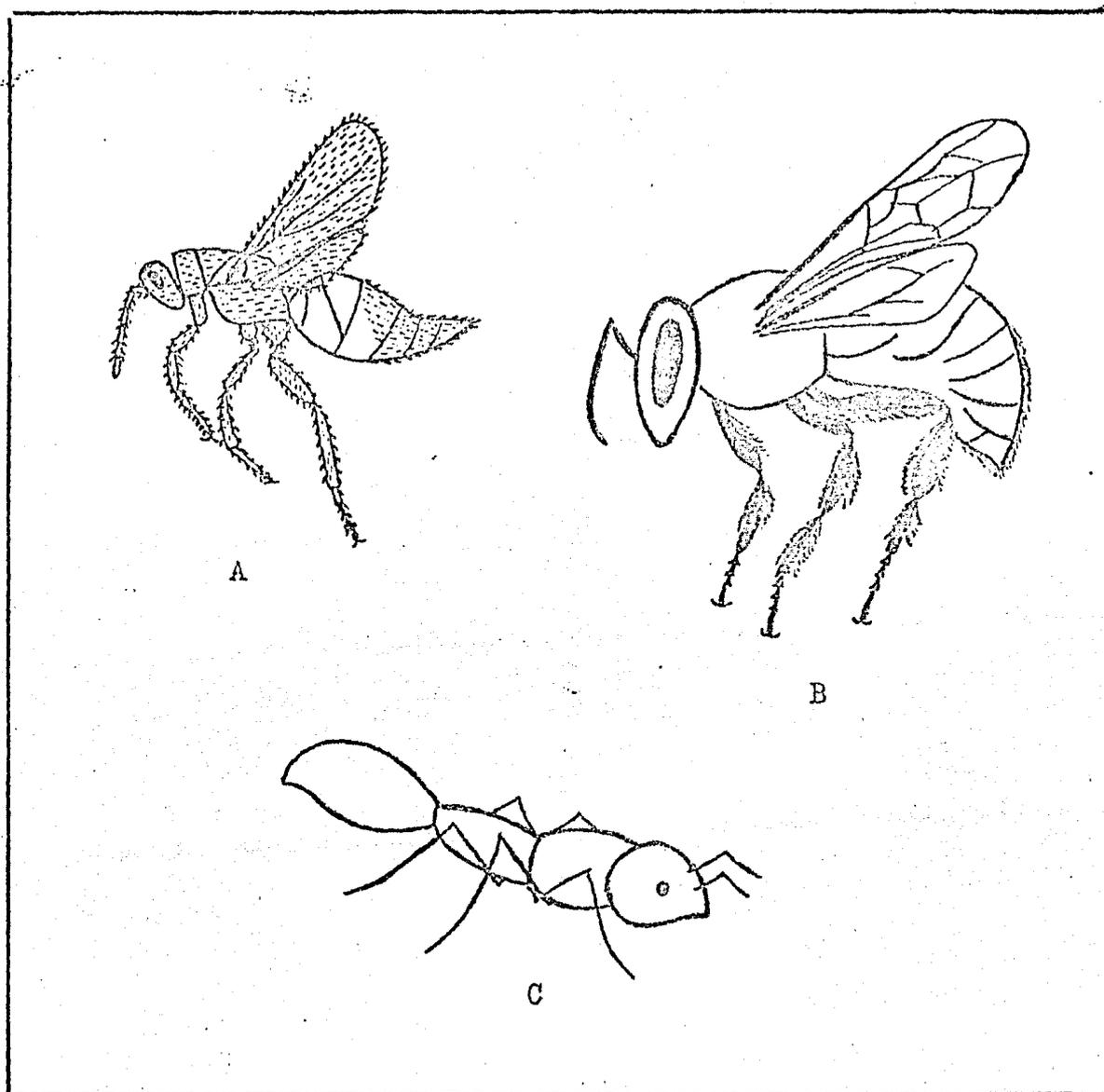


Fig. 70 A) Avispa de las semillas perteneciente a la familia EURYTOMIDAE; B) Abeja de la miel (Aphis mellifera) perteneciente a la familia APIDAE y C) Hormiga arriera perteneciente a la familia FORMICIDAE. (Coronado y Márquez, 1972).

casi no existe en especies pequeñas; el segundo par es más chico y se une al primero para ayudar en el vuelo por medio de una hilera de ganchos que lleva en el margen costal; en algunas especies, las alas están poco desarrolladas y otras carecen de ellas.

El abdomen está constituido de 6 ó 7 segmentos visibles; frecuentemente el primero se fusiona con el tórax y el segundo se alarga formando una cintura denominada pecíolo; hembras con ovipositor modificado y alargado; en abejas, avispa y hormigas está adaptado para picar, produciendo intensos dolores y la muerte en personas muy susceptibles.

Las larvas tienen una cabeza de tamaño normal, patas torácicas y falsas patas abdominales, éstas últimas en número mayor de cinco pares.

Los himenopteros son insectos de metamorfosis completa, muchas de sus especies son benéficas; algunas se han domesticado y han dado lugar a importantes industrias, otras intervienen en la polinización o atacan a ciertas plagas agrícolas y son una fuente importante de material biológico; por estos motivos se les considera a los himenopteros como los insectos más útiles al hombre.

NOTA: El veneno de las abejas contiene un principio secretado en la fracción ácida "apitoxina", proteína dializable debajo peso molecular con un punto isoelectrico de aproximadamente pH 8.7, y se cree que las secreciones de la glándula alcalina sólo tiene función lubricante.

El veneno de las hormigas consiste en histamina, 5-hidroxitriptamina y acetilcomina, produciendo una hinchazón dolorosa punzante y de tamaño variable.

ORDEN SCORPIONIDA

(Alacranes)

Los alacranes son arácnidos terrestres largos con grandes pedipalpos terminados por fuertes pinzas, cefalotórax no segmentado con cuatro pares de patas, y abdomen alargado. La extremidad caudal posee un aguijón curvo por donde sale el veneno (fig. 71).

Las especies pequeñas y grandes pueden atravesar la piel del hombre, o bien puedan producir solamente picaduras menores. Los géneros más importantes son los siguientes:

- Especies de los géneros Vejovis, Hadrurus, Superstitionia y Diplocentrus de México y el sudoeste de Estados Unidos, Prionurus y Euscorpis del área del Mediterráneo producen solamente una reacción local.

- Especies del género Centruroides de México y el sudoeste de Estados Unidos, Buthus del área del Mediterráneo y Manchuria, Scorpio, Androctonus del norte de Africa, Parabuthus de Botswana, Tamulus de la India y Tityus de Trinidad tienen todos veneno neurotóxico y son particularmente peligrosos.

Localización:

El habitat de estos artrópodos es terrestre y de hábitos nocturnos, su fotofobia les hace ocultarse de día en lugares oscuros. Generalmente los alacranes viven bajo rocas, maderas u otras cubiertas protectoras. Pueden inclusive entrar a las moradas del hombre en donde este entra en contacto con ellos al pisarlos accidentalmente cuando anda descalzo o al tocarlos levemente con el brazo o con la mano. Se presentan frecuentemente en los suelos de tierra de casas de adobe en regiones tró

picales (secas). En los trópicos húmedos invaden las habitaciones humanas durante la época de lluvias principalmente y se esconden en botas, zapatos, ropa, toallas, etc., o quedan al acecho cerca de recipientes de agua, en tinas o entre la vegetación cerca de las viviendas.

Morfología:

Los alacranes son arácnidos que se caracterizan por sus grandes pedipalpos, que terminan en pinzas robustas, por un cefalotórax condensado y sin segmentaciones y por la división del abdomen en una porción anterior ancha, de siete segmentos, y una porción estrecha posterior, de seis segmentos (fig. 71), con un telson piriforme (extremo caudal) que termina en un aguijón curvado. El veneno se descarga a través del aguijón, por la contracción de un septo muscular, a partir de un par de glándulas venenosas que se localizan en la parte ensanchada del segmento. El cefalotórax está condensado y superficialmente sin segmentaciones. Estos animales pican a sus presas hasta inmovilizarlas y luego las trituran entre los segmentos coxales (basales) de sus pedipalpos. Los otros cuatro pares de apéndices del cefalotórax están desarrollados como apéndices locomotores.

El macho tiene las pinzas (uñas) de los pedipalpos más anchas y el abdomen posterior más largo que la hembra. Los alacranes adultos tienen un par de peines (posiblemente órganos táctiles) unidos ventralmente al segundo segmento abdominal. La mayoría de los alacranes tienen un par de ojos medianos y un grupo de entre dos y cinco ojos laterales. La respiración es por medio de cuatro pares de pulmones foliados, colocados en la parte inferior del tercero al sexto segmentos abdominales.

Los alacranes son vivíparos. Después de varios meses de gestación nacen los hijuelos cubiertos por una membrana que facilita el alumbramiento. Inmediatamente después de nacidos la madre quita la membrana con sus pedipalpos y los pequeños alacranes suben al dorso de la madre y en él permanecen durante algún tiempo. El alimento natural de los alacranes consta de arañas e insectos grandes que pican y trituran antes de devorarlos.

Los niños en edad preescolar son los más frecuentemente expuestos y los más gravemente afectados.

Diagnóstico:

El diagnóstico se establece cuando el paciente presenta un dolor pulsante que se extiende de un sitio inflamado y a veces un poco indurado, mostrando un sólo punto de penetración en la piel debido a la picadura de alacranes. Estos síntomas frecuentemente se hayan acompañados de linfadenitis cerca del sitio de la picadura y con síntomas sistémicos de parálisis motora ascendente, pero debe diferenciarse de aracnoideismo, parálisis por garrapatas, picadura de abeja y de otras entidades clínicas.

NOTA: El veneno del alacrán es una toxalbumina incolora que contiene cantidades variables de neurotoxinas, hemolisisinas, hemorraginas, leucolicinas, aglutininas, coagulantes, enzimas, lecitina, colessterina, unatoxina cardiaca y un tónico vascular, según la especie. La hemorragina (probablemente una enzima) es responsable de la hemorragia y necrosis del tejido en el sitio de la inoculación y la neurotoxina provoca sínto

mas nerviosos y parálisis que son responsables de la muerte del hombre por picadura de alacrán. El veneno se vuelve más potente durante la época de cría (verano), período en el cual ocurren más accidentes por picaduras.

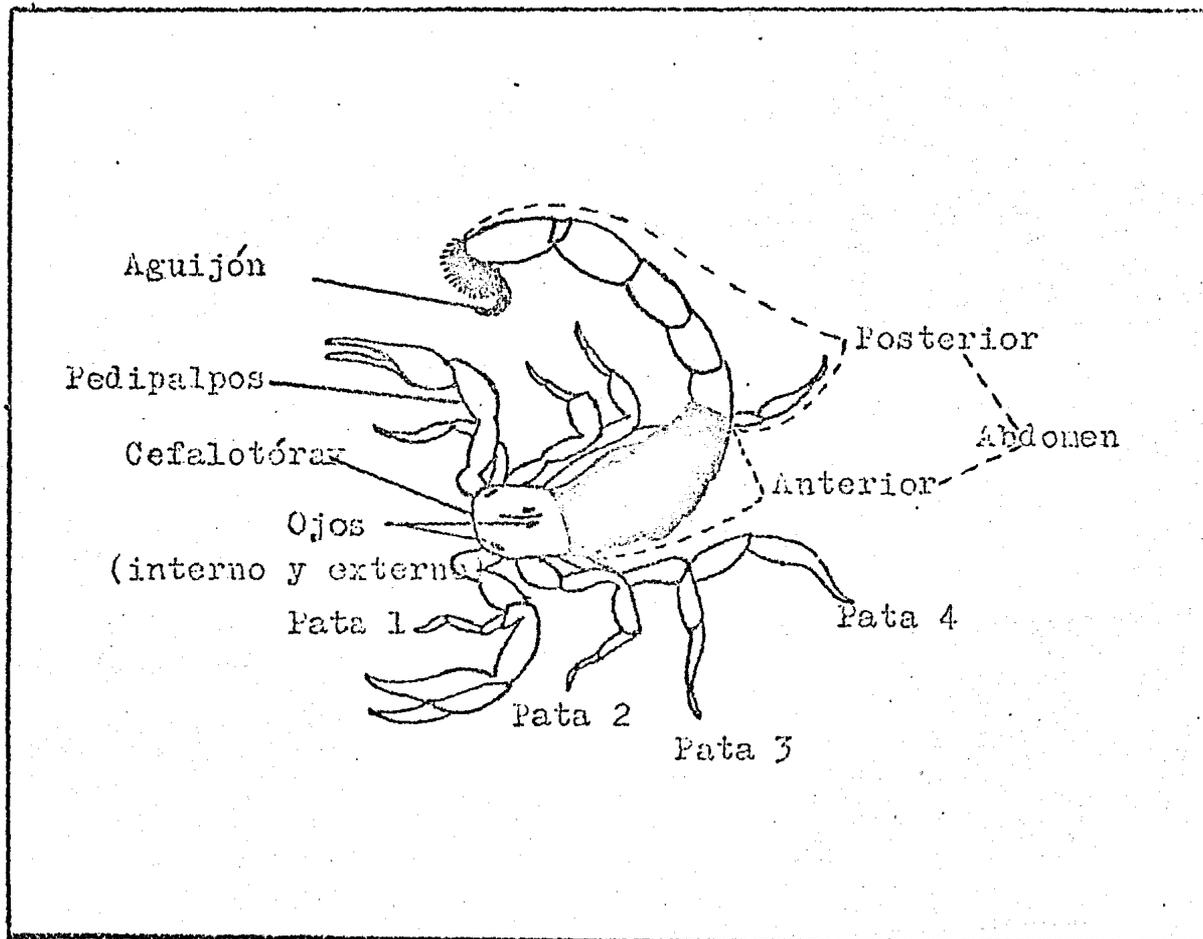


Fig. 71 Esquema de un alacrán con el abdomen encorvado.

(Brown, 1977).

ORDEN COLEOPTERA

(Escarabajos)

Sinónimos Comunes:

Mayates, Catarinitas, Vaquitas, Gorgojos, Picudos.

Este orden comprende 250,000 especies, generalmente de cuerpo endurecido; su tamaño varía desde muy pequeño hasta muy grande, predominando las especies de tamaño medio. El aparato bucal es de tipo masticador y está provisto de mandíbulas fuertes; los ojos están bien desarrollados, en cambio los ocelos generalmente faltan; las antenas pueden ser de diferentes tipos, acodadas, lameladas, filiformes y aserradas. Tórax con el primer par de alas endurecido y como estuche que protege al segundo par de consistencia membranosa, que usa el insecto para volar. El primer par recibe el nombre de élitros y a veces está soldado; las alas membranosas pueden estar reducidas o faltar. Patas con un número variable de segmentos en los tarsos. Abdomen de 10 segmentos, el último retráctil, cerco ausente. Las larvas en ocasiones pueden o no presentar patas torácicas.

Estos escarabajos son insectos de metamorfosis completa y algunos con hipermetamorfosis. Se alimentan de materia vegetal y animal viva o muerta.

Varias especies de escarabajos han sido incriminadas como hospederos intermediarios de helmintos que infectan al hombre como por ejemplo de *H. diminuta*. Además en este orden se localizan muy importantes plagas de la agricultura y de especies forestales; las hay que se alimentan en animales muertos y otras ya sea como larvas o como

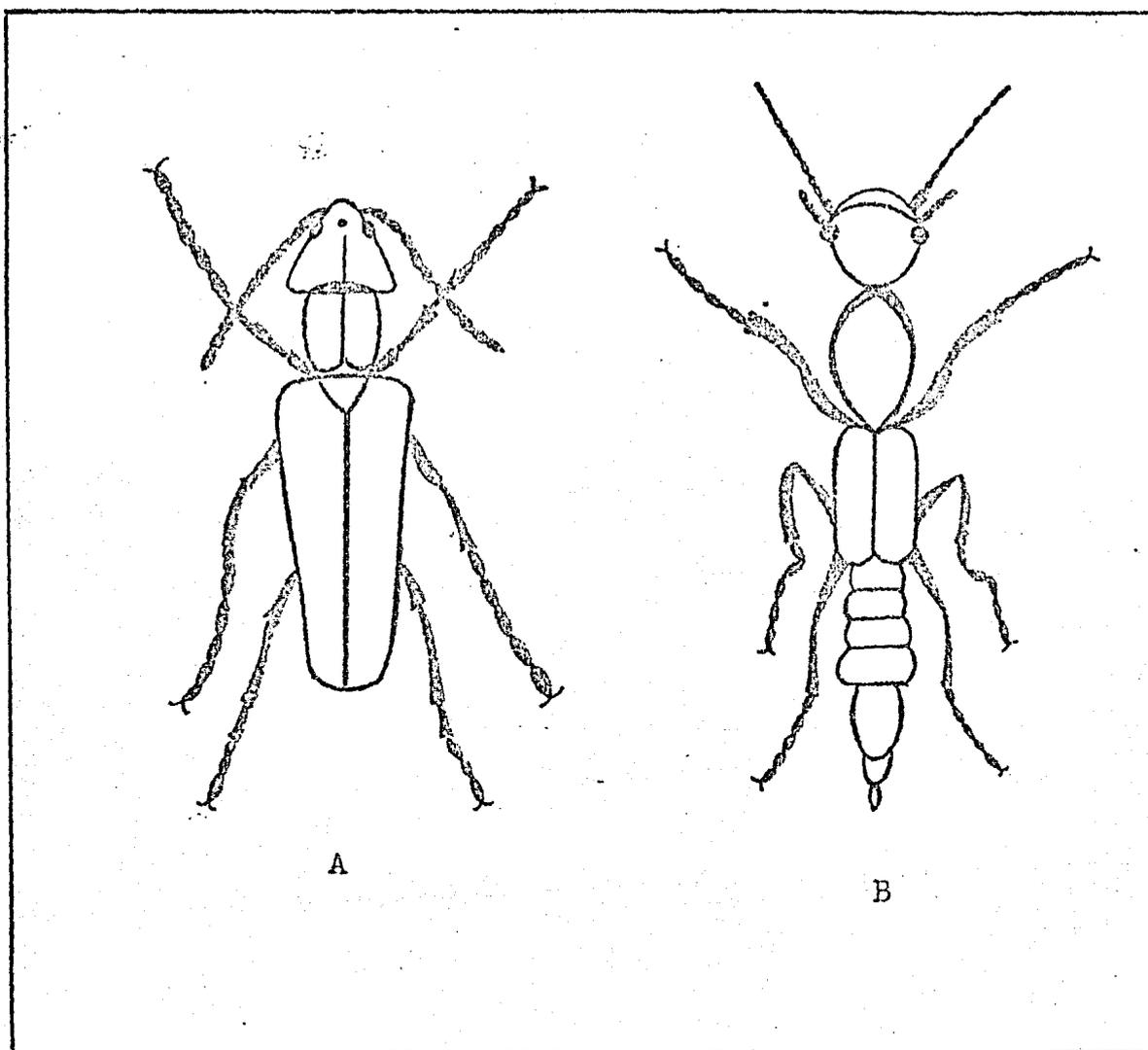


Fig. 72 Escarabajos vesicantes. A) Lytta vesicatoria;
B) Paederus sabaesus. (Faust, 1974.)

adultos, devoran a otros animales, especialmente insectos, y entonces se les puede utilizar en el control biológico de otras plagas.

Los escarabajos de la familia MELOIDAE (fig. 72 - A) contienen cantaridina, sustancia volátil que se concentra principalmente en los genitales del escarabajo y que a veces llega a constituir alrededor del 2.5% del peso seco del escarabajo. Tiene un olor punzante, un sabor levemente ácido y es usada, injustificadamente, como poderoso rubefaciente y en menor cantidad como diurético o afrodisíaco.

Miembros del género Paederus (fig. 72 - B) de la familia STAPHYLINIDAE, de distribución mundial, tienen en sus líquidos corporales una sustancia irritante (pederina) que al entrar en contacto con el cuerpo humano provoca una lesión necrótica en la piel, con descamación crónica que tarda mucho en curar. Esta sustancia está presente en todas partes del cuerpo del escarabajo. Estos escarabajos son más abundantes durante la primavera y principio de verano, y causan más molestias cuando la atmósfera está húmeda, después de las lluvias. La lesión se desarrolla primariamente en las partes más expuestas de la piel como son la cara, el cuello y las manos. Si el líquido alcanza los ojos provoca un dolor intenso e hinchazón. La descarga del líquido es involuntaria y se produce al aplastar al coleóptero.

ORDEN LEPIDOPTERA
(Polillas y Mariposas)

Este orden es uno de los más numerosos ya que contiene 112,000 especies típicas debido a que su cuerpo y alas están cubiertos de escamas y pelos. Son insectos llamativos por su forma y por los vistosos colores que tienen; su tamaño es muy variable, las hay desde muy pequeñas hasta muy grandes, propias de climas tropicales.

Su aparato bucal es de tipo chupador, corto o largo y enrollado, adaptado para succionar el néctar de las flores; los ojos son de tipo compuesto y están bien desarrollados en la mayoría de los casos; en los ninfálicos el primer par de patas es reducido en cambio los tres pares están atrofiados en las hembras de especies de la familia PSYCHIDAE, tarsos de cinco segmentos; dos pares de alas cuya venación es de gran utilidad en la clasificación, ya que pueden estar reducidas o faltar. El abdomen es de 10 segmentos en los machos, lo que generalmente no ocurre en las hembras, en virtud de que el noveno y el décimo se transforman en estructuras que integran la abertura genital.

Las larvas de los lepidópteros son generalmente de tipo eruciforme, cilíndricas, con cabeza desarrollada provista de ocelos laterales; tórax con patas segmentadas o carnosas, abdomen de 10 segmentos llevando por el lado ventral varios pares de patas carnosas y son los segmentos 3,4,5,6 y 10 los que comúnmente las contienen. Estas larvas están provistas de espinas o pelos ponzoñosos especializados para protegerse de sus enemigos. Cuando estos pelos penetran en la piel humana o cuando las espinas perforan la epidermis, producen urticaria o vesicación, según la especie de la larva, la sensibilidad de la víctima y el

área de la piel afectada. Los pelos ponzoñosos son de dos tipos: 1) Primitivo y 2) Modificado. En el primero (fig. 73 - A), un pelo está provisto del veneno que es producido por una sola célula glandular hipodérmica de la base. En el segundo (fig. 73 - B) hay una verdadera espina muy bien quitinizada, forrada o llena de diversas células hipodérmicas que elaboran la sustancia tóxica. Estas espinas verdaderas rematan en un proceso roma o agudo, y a veces están provistas de espinas ponzoñosas ramificadas. En algunas larvas los pelos o espinas ponzoñosas están aislados en mechones o nacen sobre tubérculos o placas.

Los lepidópteros son insectos de metamorfosis completa; muchas especies son diurnas, otras en cambio son crepusculares o nocturnas; es un grupo de amplia distribución en el mundo y algunas especies son cosmopolitas. A continuación se mencionan algunas de las familias que integran este orden:

FAMILIA PAPILIONIDAE

FAMILIA ZYGAENIDAE

FAMILIA PIERIDAE

FAMILIA PYRALIDAE

FAMILIA LYCAENIDAE

FAMILIA OLETHREUTIDAE

FAMILIA HESPERIIDAE

FAMILIA TORTRICIDAE

FAMILIA MEGATHYMIDAE

FAMILIA COSSIDAE

FAMILIA SPHINGIDAE

FAMILIA GELECHIIDAE

FAMILIA SATURNIIDAE

FAMILIA AEGERIIDAE

FAMILIA ARCTIIDAE

FAMILIA GRACILARIIDAE

FAMILIA PHALAENIDAE

FAMILIA LYONETIIDAE

FAMILIA LASICAMPIDAE

FAMILIA TISCHEIIDAE

FAMILIA GEOMETRIDAE

FAMILIA TINEIDAE

FAMILIA LIMACODIDAE

FAMILIA STENOMIDAE

FAMILIA MEGALOPYGIDAE

FAMILIA PSYCHIDAE

NOTA: La composición química del veneno elaborado en las células hipodérmicas especializadas es desconocida, pero se sabe que es termoestable y que resiste la acción de KOH y NaOH al 1%.

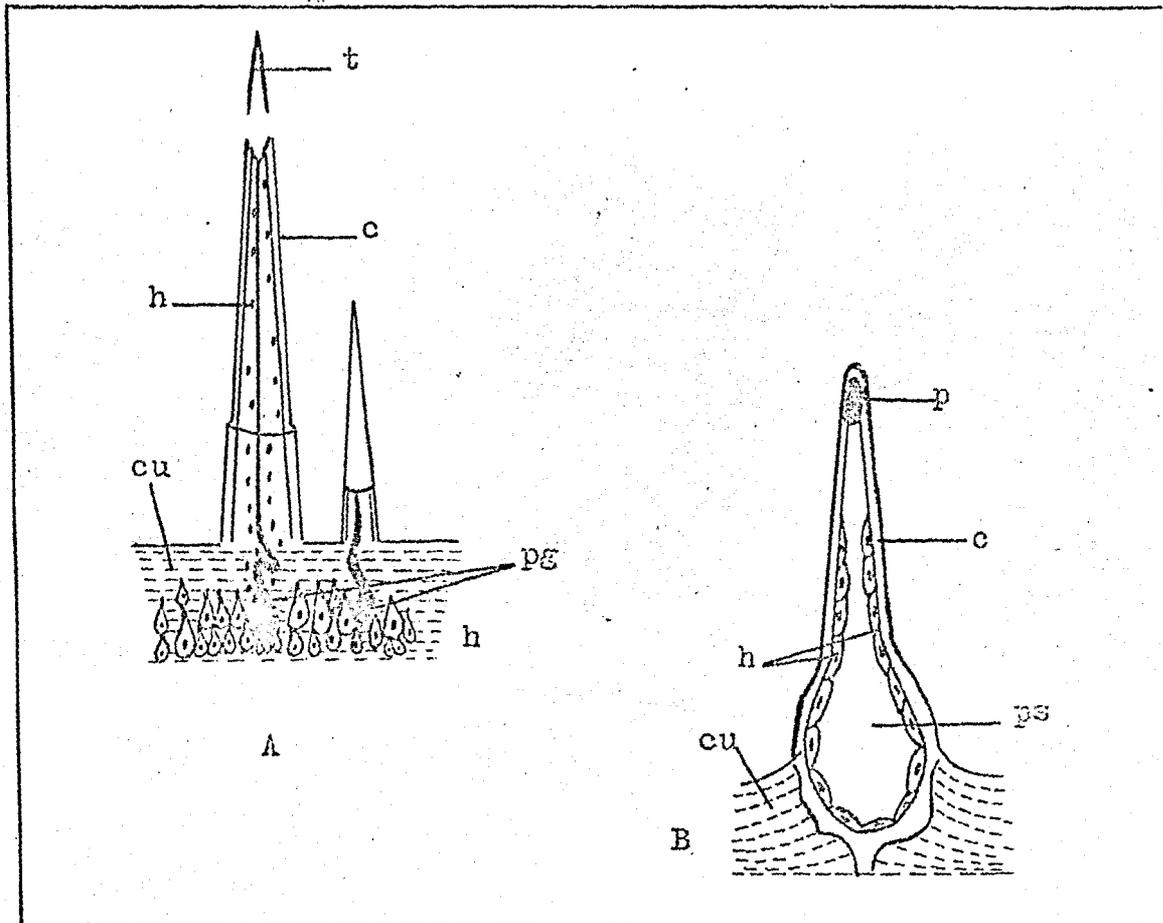


Fig. 73 Diagrama de pelos ponzoñosos. A) Tipo primitivo; B) Tipo modificado. (Faust, 1974.)

c., Cubierta quitinosa de espinas; cu., Cutícula; h., Hipodermis; p., Tapón del canal; p.g., Célula de la glándula venenosa; p.s., Saco del veneno.

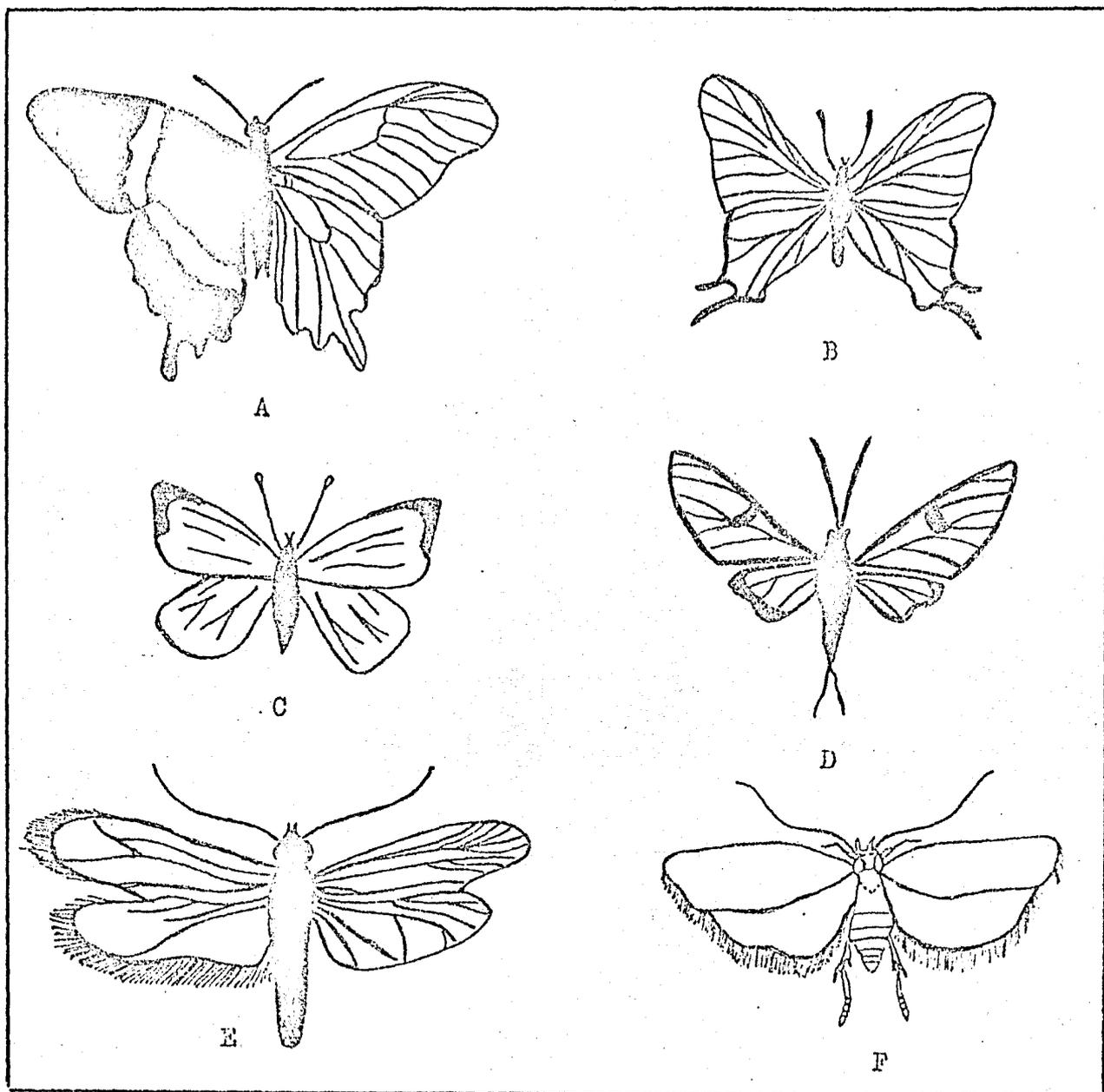


Fig. 74 Esquema de mariposas y polillas pertenecientes a diversas familias. A) Mariposa miembro de la familia PAPILIONIDAE; B) Mariposa de la familia LYCAENIDAE; C) Mariposa blanca de la col. de la familia PIERIDAE; D) Mariposa de la familia LYCAENIDAE; E) Mariposa miembro de la familia PYRALIDAE; y F) Polilla del hueso del aguacate perteneciente a la familia STENOMATIDAE. (Coronado y Márquez, 1972.)

ORDEN ARANEAE

(Arañas)

Todas las arañas pertenecientes a este orden producen veneno pero muy pocas tienen los palpos suficientemente poderosos o agudos como para perforar la piel humana, o el veneno lo suficientemente poderoso como para producir más que una irritación local transitoria, cuando este es introducido en la piel.

En base al tipo de lesiones hísticas que producen, las arañas venenosas pueden clasificarse de la siguiente forma:

- Las arañas que producen aracnoidismo sistémico pertenecen al género Latrodectus.
- Las arañas que producen aracnoidismo necrótico pertenecen al género Loxosceles.

En las arañas adultos el abdomen y el cefalotorax no son segmentados superficialmente, aunque la cabeza puede estar separada superficialmente del tórax por un surco o ranura cervical (fig. 75 - A). La pared del cuerpo es delgada, pero generalmente muy fuerte. Pelos o cerdas de varios tipos pueden estar distribuidos en el tegumento.

La cabeza lleva varios pares de ojos simples cerca de la parte frontal. Las partes bucales constan de un par de queliceros, un poco encima de la boca; un labio superior (labrum); una epifaringe mediana en forma de placa en el lado ventral del labrum, con una ranura central longitudinal que se abre hacia el tubo rostral, el cual lleva los

líquidos al esófago; un labio inferior mediano y un par de pedipalpos (segundo par de apéndices cefálicos). Los quelíceros tienen un segmento basal corto y ancho, y un segmento terminal con uña, por cuya punta abfe la glándula venenosa. Los pedipalpos constan de seis segmentos, de los cuales los quintos distales se llaman colectivamente palpos. En el macho los palpos están muy modificados para transferencias de líquido seminal a la hembra, durante la cópula. El cefalotórax lleva cuatro pares de patas, cada uno de los cuales consta de siete segmentos.

El abdomen tiene forma de saco y carece de huellas de segmentación, -- con excepción de la extremidad caudal. Ventralmente tiene un surco epigástrico transversal y un surco subcaudal. Está unido al tórax por un delgado tallo o pedículo. Tipicamente en la parte ventral del abdomen hay uno o dos pares de espiráculos, los llamados orificios pulmonares, que conducen a los primitivos pulmones foliados. Además, en la mayoría de las arañas verdaderas hay un par de sistemas de respiración traqueal que se abre a un espiráculo único (raramente dos), justamente en -- frente de los órganos hiladores. La abertura genital externa está ubicada en la línea media del surco epigástrico. Las glándulas de seda u órganos de hilar (en general tres pares) se abren ventralmente en la -- extremidad subcaudal del cuerpo. Son muy complejas y morfológicamente variadas, ocupando el lado ventral del abdomen posterior hasta el surco epigástrico (fig. 75- A). Las glándulas venenosas constan de un par de cuerpos en forma de sacos en la parte anterior del cefalotórax.

Los huevos fertilizados son puestos en masas de docenas o -- cientos, generalmente protegidos por un saco hilado o un capullo. Los huevos eclosionan rápidamente, pero las arañitas, que tienen cuatro pa -- res de patas permanecen dentro del capullo durante largo tiempo, algu-

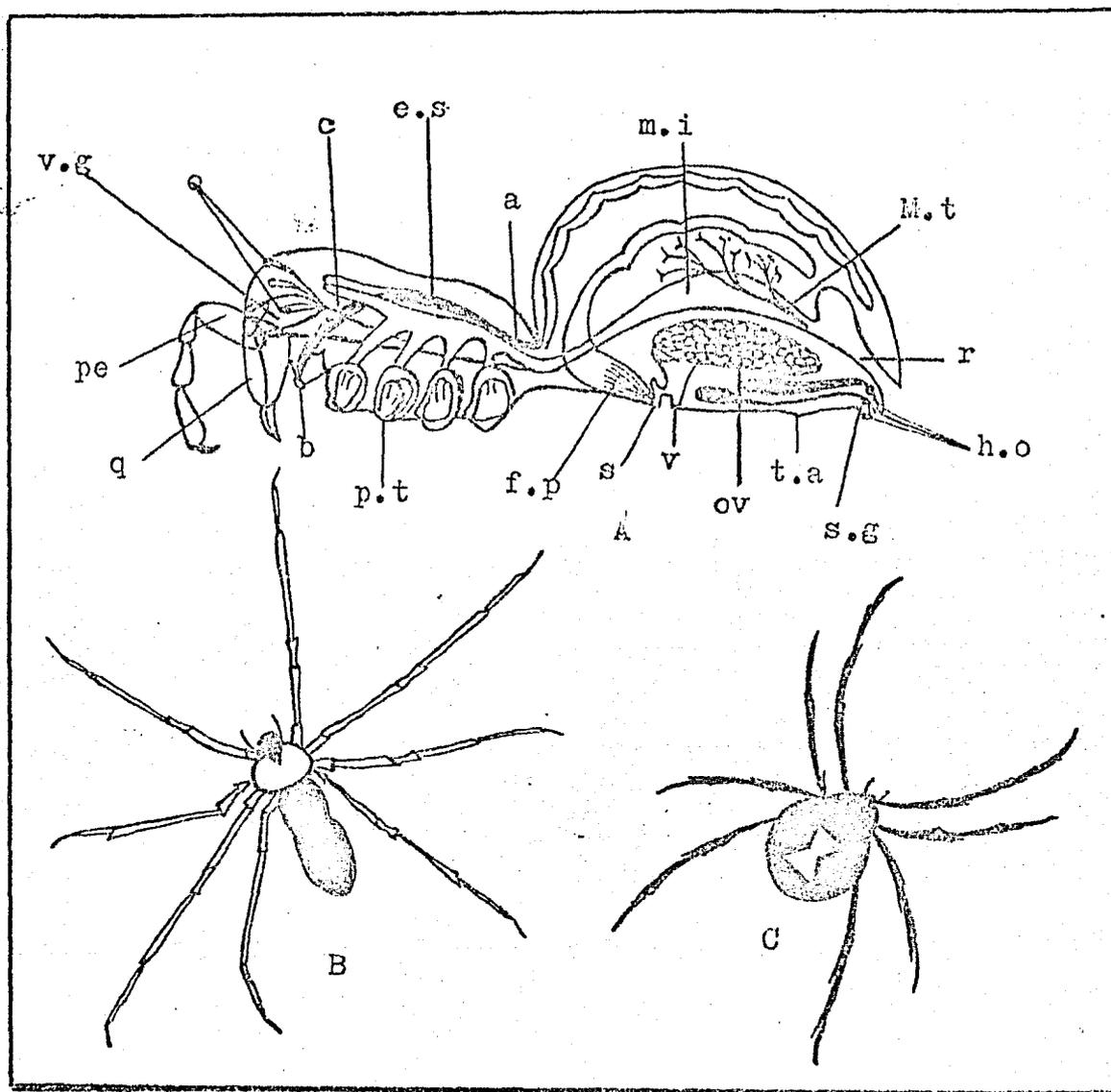


Fig. 75 A) Diagrama de una araña (vista lateral) mostrando órganos externos e internos; B) Vista dorsal de Loxosceles sp. (hembra) y C) Vista ventral de Latrodectus mactans (hembra). (Markell - Voge, 1973 y Faust, 1974.)

a, Aorta; b, Boca; c, Cerebro; e.s, Estómago chupador; f.p, Pulmones foliados; h.o, Organos de hilar; m.i, Intestino medio; M.t, Tubos de Malphigi; o, Ojos; ov, Ovario; pe, Pedipalpos; p.t, Unión de patas torácicas; q, Queliceros; r, Recto; s, Orificio de la espermateca; s.g, Glándula de seda; t.a, Apertura traqueal; v, Vagina; v.g, Glándula del veneno.

nas veces todo el invierno. Para permitir el crecimiento es frecuente que muden hasta ocho o nueve veces. La primera muda de la araña "viuda negra" tiene lugar antes de que la arañita abandone el capullo. Sin embargo, durante la última muda aparecen los órganos genitales externos de ambos sexos.

Latrodectus mactans.

Sinónimos Comunes:

Viuda negra o Capulina; Araña en reloj de arena; Araña en botón de calzado o Poko - moo.

Localización:

A esta araña se le encuentra en maderas muy viejas, postes de cercas, troncos, debajo de asientos de excusados, donde sus telas entran accidentalmente en contacto con la piel desprotegida; cobertizos de madera, grietas del piso, y aun dentro de las casas.

Morfología:

Esta especie (fig. 75 - C) es negra como el carbón y tiene ornamentaciones color naranja o escarlata. El macho mide aproximadamente 6.25 mm de longitud, y la hembra mide casi el doble (aprox. 13 mm). El abdomen es globoso y posee como su característica más importante para su identificación un punto rojizo en forma de reloj de arena en la parte media del vientre (este reloj de arena puede manifestarse en forma de mancha solamente). Los machos y las hembras inmaduras tienen generalmente áreas dorsales de puntos rojos, además de la ornamentación-

del medio vientre. Este tipo de arañas construyen telarañas de fibra - gruesa y fuerte.

Loxosceles laeta.

Sinónimos Comunes:

Araña parda.

Localización:

Esta especie se encuentra generalmente dentro de viviendas - humanas, a menudo en el interior de los armarios, entre la ropa, de -- atrás de marcos, debajo de los pórticos, en graneros o sótanos, donde - hilan telas irregulares.

Morfología:

Esta especie es de tamaño mediano, mide de 0.9 a 1.5 cm de - largo, son de un color café que varía entre café amarillento y café os - curo, y presentan una clara separación del cefalotórax y el abdomen, - siendo este último marcadamente ovoidal. (fig. 75 - B).

NOTA: Estudios farmacológicos han demostrado que el veneno de la ara - ña "viuda negra" es un líquido transparente, oleoso, de color verde li - món que se vuelve opalescente, lechoso en agua destilada. No es soluble en éter, no es dializable y se destruye por ebullición durante 5 minu - tos, por calentamiento a 75 °C en 20 minutos y también por efecto de - las enzimas del aparato digestivo. Por lo tanto las evidencias sugie - ren que el veneno es una toxalbúmina.

APENDICE

DE SOLUCIONES

ALCOHOLES

1.- Alcohol al 40 %.

Alcohol etílico de 96°	38.4 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

2.- Alcohol al 50 %.

Alcohol etílico de 96°	48.0 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

3.- Alcohol al 60 %.

Alcohol etílico de 96°	57.0 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

4.- Alcohol al 70 %.

Alcohol etílico de 96°	67.2 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

5.- Alcohol al 80 %.

Alcohol etílico de 96°	76.8 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

6.- Alcohol al 90 %.

Alcohol etílico de 96°	84.6 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

COLORANTES

1.- Colorante de carmín clorhídrico.

Carmín Q.P.	5.0 g
Acido clorhídrico	5.0 ml
Agua destilada	5.0 ml
Alcohol de 90° c.s.p.	200.0 ml

En un matraz aforado provisto de un tapón de corcho con un pequeño orificio, se ponen en contacto el ácido clorhídrico, el carmín y el agua destilada a baño maría hasta la disolución completa del carmín. Completar el volumen a 200 ml con alcohol de 90°. Este colorante se conserva indefinidamente en frascos bien cerrados.

2.- Colorante de fuchsina de Gage.

Fuchina ácida	0.5 g
Acido clorhídrico al 10 %	25.0 ml
Agua destilada c.s.p.	300.0 ml

3.- Colorante de Giemsa.

Polvo de Giemsa	1.0 g
Glicerina Q.P.	66.0 ml
Alcohol metílico absoluto	66.0 ml

se mezcla el colorante con la glicerina y se mete a la estufa a 60° C durante 1/2 a 2 hs., enseguida se le adiciona el alcohol metílico y se mezclan perfectamente. El

colorante ya preparado se pone en un frasco color ambar y se tapa perfectamente (después de 3 meses este colorante no sirve).

Para cada ml de agua destilada se ponen 2 gotas de colorante ya preparado.

4.-- Colorante de Gram

Cristal violeta

Solución "A"

Cristal violeta	20.0 g
Alcohol etílico al 95 %	200.0 ml

Solución "B"

Oxalato de amonio	8.0 g
Agua destilada	800.0 ml

Mezclar la solución "A" con la solución "B" y filtrar.

Lugol

Iodo resublimado	20.0 g
Hidróxido de sodio 1/N	100.0 ml
Agua destilada	900.0 ml

Disolver el iodo en el NaOH 1/N y adicionar agua destilada hasta 1000.0 ml.

Safranina

Safranina en solución alcoholica (3.4 g de safranina en 100.0 ml de alcohol etílico al 95%)	10.0 ml
Agua destilada	90.0 ml

5.- Colorante de Hemalumbre de Meyer.

Hematoxilina cristalizada	0.1 g
Agua destilada	1000.0 ml
Alumbre de potasio	5.0 g
Yodato de potasio o de sodio	0.02 g

La hematoxilina se disuelve en 50 ml de agua caliente y en seguida se agrega el alumbre de potasio que previamente se habra disuelto en el resto del agua. Finalmente se agrega el yodato. Este colorante es útil en la tinción de casi cualquier tipo de tejidos animales y debe usarse de 5 a 10 minutos.

6.- Colorante de Jenner o de May Grünwald.

Eosinato de azul de metileno	0.5 g
(Este colorante se puede adquirir en solución, en tabletas o en polvo).	
Alcohol metílico absoluto	100.0 ml

7.- Colorante de Wright.

Este colorante se obtiene en polvo o en tabletas.

Colorante de Wright	0.1 g
Alcohol metílico absoluto	60.0 ml

El polvo se tritura en un mortero añadiendo poco a poco unos mililitros de alcohol hasta que se alcancen los 60 ml y todo el colorante se haya disuelto. Dejar reposar un día o dos y filtrar una vez que ha sido preparado, así como antes de usarlo. El frasco donde se conserve debe estar siempre bien-

tapado para impedir la entrada de vapor de agua y evitar la exposición a vapores ácidos o alcalinos.

Para diluir el colorante se emplea una solución de fosfatos a pH de 6.4, y es la siguiente:

Fosfato potásico anhidro	6.63 g
Fosfato sódico anhidro	2.56 g
Agua destilada c.s.p.	1000.0 ml

También puede utilizarse una solución más alcalina con pH de 6.7 con:

Fosfato monobásico de potasio anhidro	5.13 g
Fosfato dibásico de sodio anhidro	4.12 g
Agua destilada c.s.p.	1000.0 ml

SOLUCIONES

1.- Solución de ácido clorhídrico al 10 %.

Acido clorhídrico Q.P.	10.0 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

2.- Solución de alcohol polivinílico (P.V.A)

Solución de Schaudin	93.5 ml
Glicerina Q.P.	1.5 ml
Acido acético glacial	5.0 ml
Alcohol polivinílico en polvo	5.0 g

Se calienta a 75 °C la mezcla de los 3 primeros reactivos y se adiciona con agitación constante el alcohol polivinílico hasta que el polvo se disuelva y la solución quede transparente cuidando de que esta solución no hierva.

3.- Solución de cloral - lactofenol.

Hidrato de cloral cristalizado	10.0 g
Acido fenico cristalizado	5.0 g
Acido láctico	5.0 g

4.- Solución de fenol - alcohol - formaldehído (P.A.F.)

Fenol en cristales	20.0 g
Alcohol etílico al 95 %	125.0 ml
solución salina	825.0 ml
formaldehído	50.0 ml

Disolver los cristales en la solución salina, añadir el etanol, formaldehído y mezclar perfectamente.

5.- Solución fijadora de etanol - formol - ácido acético.

Alcohol etílico al 85 %	85 partes
Formol al 40 %	10 partes
Acido acético glacial	5 partes

6.- Solución fijadora de formol - ácido acético.

Formol comercial	10.0 ml
Acido acético glacial	10.0 ml
agua destilada	80.0 ml

7.- solución formolada al 5 %.

formol comercial	5.0 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

8.- solución formolada al 10 %.

formol comercial	10.0 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

9.- Solución glicerinada al 5 %.

Glicerina Q.P.	5.0 ml
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

10.- Solución de hidróxido de sodio 0.1 N.

Hidróxido de sodio	4.0 g
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

11.- Solución de hidróxido de sodio o de potasio al 10 %.

Hidróxido de sodio o de potasio	10.0 g
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

12.- Solución de lactofenol.

Fenol cristalizado	1.0 g
Acido láctico	1.0 g
Glicerina Q.P.	2.0 ml
Agua destilada	1.0 ml

13.- Solución de lugol.

Cristales de yodo Q.P.	5.0 g
Yoduro de potasio	10.0 g
Agua destilada c.s.p.	100.0 ml

14.- Solución de merthiolate - yodo - formaldehído (M.Y.F).

Agua destilada	250.0 ml
Tintura de merthiolate No. 99 1:1000 Lilly	200.0 ml
Formol comercial	25.0 ml
Glicerina Q.P.	5.0 ml

Esta solución se conserva varios meses en frascos de color ámbar, al abrigo de la luz. Inmediatamente antes del empleo, -- agregar a 11.75 ml del reactivo 0.75 ml de lugol.

15.- Solución amortiguadora de fosfatos con pH de 7.

Agua destilada	450.0 ml
KH_2PO_4 M/15	19.0 ml
Na_2HPO_4 M/15	31.0 ml

KH_2PO_4 M/15 se prepara como sigue:

KH_2PO_4	9.07 g
Agua destilada c.s.p.	1000.0 ml

Na_2HPO_4 M/15 se prepara como sigue:

Na_2HPO_4	9.45 g
Agua destilada c.s.p.	1000.0 ml

16.- solución salina fisiológica 0.85 %.

Cloruro de sodio Q.P.	8.5 g
Agua destilada c.s.p.	1000.0 ml

17.- solución salina fisiológica 0.9 %.

Cloruro de sodio Q.P.	9.0 g
Agua destilada c.s.p.	1000.0 ml

18.- solución saturada de cloruro de sodio al 45 %.

Cloruro de sodio Q.P.	450.0 g
Agua destilada c.s.p.	1000.0 ml

Verificar que la solución tenga una densidad de 1.2.

19.- Solución saturada de sulfato de zinc al 33 %.

Sulfato de zinc q.p.	333.0 g
----------------------	---------

Agua destilada c.s.p.	1000.0 ml
-----------------------	-----------

Verificar que la solución tenga una densidad de 1.18.

20.- Solución de Schardin.

Cristales de cloruro mercurico	4.5 g
--------------------------------	-------

Alcohol etílico	31.0 ml
-----------------	---------

Acido acético glacial	5.0 ml
-----------------------	--------

Disolver el cloruro mercurico en el alcohol hasta obtener una solución homogénea. Adicionar el ácido y mezclar con movimien

to de rotación horizontal.

21.- Solución de verde de malaquita al 3 %.

Verde de malaquita	3.0 g
--------------------	-------

Agua destilada c.s.p.	100.0 ml
-----------------------	----------

22.- Solución de verde de malaquita y glicerol.

Solución acuosa de verde de malaquita al 3%	1.0 ml
---	--------

Glicerina pura	100.0 ml
----------------	----------

Agua destilada	100.0 ml
----------------	----------

23.- Solución de xilol fenicado y creosotado.

Fenol cristalizado	10.0 g
--------------------	--------

Creosota	10.0 ml
----------	---------

Xilol	80.0 ml
-------	---------

BIBLIOGRAFIA

- Abalos, J. W., Wigodzinsky, P., 1951. Las Triatominae Argentinas. Publicación N° 601, Tucuman República de Argentina.
- Alexander, G., 1969. Zoología General. Compañía Editorial Continental, S. A.
- Azor, S. L., Mc. Fate, R. P., 1969. Clinical Laboratory Diagnosis. Lea and Febiger, Philadelphia.
- Belding, D. L., 1965. Textbook of Clinical Parasitology, 3rd ed. Apleton Century Crofts, New York.
- Biagi, F., 1974. Enfermedades Parasitarias. Prensa Médica Mexicana, Méx., D. F.
- Biagi, F., y González, C., 1959. Estudio de Métodos para el recuento de Huevos en Materia Fecal. Rev. Latinoamericana de Microbiología. 2, 1:51.
- Biagi, F., Zavala, J., y Malagón, F., 1967. Comparación de dos Métodos de Recuento de Huevos en Materia Fecal, en Relación a su Utilidad para Valorar Drogas Antiparasitarias. Biol. Clin. Parasitol., 22, 3:99.
- Brown, H. W., 1977. Parasitología Clínica. 4a edición. Ed. Interamericana, S. A. de C. V.
- Carrada, T. B., 1981. Las arañas venenosas de Méx. Rev. Méd. del IMSS, 14, 19:473.
- Carrada, T. B., 1981. Las infecciones y las Parasitosis Transmitedas por Artrópodos de Méx. Rev. Méd. del IMSS, 3, 19:355.
- Coello, P. R., 1981. Giardiasis. Rev. Méd. del IMSS. 2, 19:243.

Coofen, 1959. Laboratorio Clínico en Med. Veterinaria. Prensa Médica Mexicana, Méx., D. F.

Coronado, R., y Márquez, A., 1972. Introducción a la Entomología. Morfología y Taxonomía de los Insectos. Ed. Limusa Méx., D. F.

Chandler, A. C., and Read, C. P., 1961. Introduction To Parasitology, 10 th ed. John Wiley and Sons, Inc., New York.

D' Ancona H., 1972. Tratado de Zoología Especial. Tomo II. 4a ed. Ed. Labor S. A., Barcelona - Madrid.

Davidsohn, I., and Henry, J. B., 1978. Diagnóstico Clínico por el Laboratorio. 6a ed. Ed. Salvat Editores, S. A., Cap. 19.

Dogiel, U. A., 1962. General Parasitology, 3rd ed. Leningrad -- University Press (Traus L. Z., Kabata, 1964, Oliver and Boyd, Edinburg.)

Faust, E. C., Beaver, P. C. and Jung, R. C., 1968. Animal Agent and Vectores of Human Disease, 3rd ed. Lea and Febiger, Philadelphia.

Faust, E. C., Russell, P. F.; Jung, R. C., 1974. Parasitología Clínica. Ed. Salvat Editores, S. A.

Foster, W. D., 1965. A History of Parasitology. E. and S. Livingston, L. T. D., Edinburg and London.

Gaviño, G. J., Figueroa, C. H., 1975. Técnicas Biológicas Selectas de Laboratorio y de Campo, Limusa, Méx., D. F.

Georgi, J. R., 1969. Parasitología Animal. Ed. Interamericana, S. A. de C.V.

Graham, C. F., 1941. A device for the Diagnosis of Enterobius Infection. Amer. J. Trop. Med., 21, 159 - 161.

Harder, H. I., and D. Watson, 1964. Human Filariasis. Identification of Species on the Bases of Staining and Other Morphologic -- Characteristics of Microfilarias. Amer. J. Clin. Path, 42, 333 - 339.

Herry, R. J., 1965. Clinical Chemistry. New York, Harper and -- Row.

Hoffman, A., 1976. Prácticas de Zoología (Artrópoda), 11 ed. Facultad de Ciencias UNAM.

Honiberg, B. M. Balamuth, W. Bovee, E. C. Lorliss, J. O. Goj -- dies, M. Hall, R. P. Rudo, R. R. Levine, M. D. Loeblich, A. R. Jr., -- Neiser, J., and Wenrich, D. H., 1964. A Revised Clasification of The Phylum Protozoa. J. Protozol., 11, 7:20.

Jefrey, K. C., 1975. Atlas of Medical Helminatology and Protozoology. Churchill, Livingstone.

Katherine, M. G., Adam, Sames Paul, Vigarzaman, 1971. Medical -- and Veterinary Protozoology. Churchill, Livingstone, Edinburg and -- London.

Krant, G. W. A., 1975. Manual de Acarology. Ed. Osu Book Stores inc., Carvalles - Oregon, U.S.A.

Mahun y Brooke, 1972. Métodos de Laboratorio para el Diagnóstico de Parasitosis Intestinales. Ed. Interamericana, S. A de C. V.

Markell - Voge, 1973. Parasitología Médica. Nueva Ed. Interamericana, S. A. de C. V.

Márquez, M. C., y Ramos, E. J., 1972. Manual de Prácticas de -- Entomología. Facultad de Ciencias, U.N.A.M.

Mascaro, L. A., 1974. Zooparasitología y Entomología Sanitarias Sistematizadas y Comparadas. Ed. Albatros, S. R. L., Buenos Aires --- Argentina.

- Martínez, M. B., 1967. Manual de Parasitología Médica, 2da ed. La Prensa Médica Mexicana Méx., D. F.
- Melvin, D., Broke, M. M., 1971. Métodos de Laboratorio para Diagnóstico de Parasitosis Intestinales. Ed. Interamericana S. A de C. V.
- Noble and Noble, 1971. Parasitology. The Biology of Animal Parasites. Fourth ed., Ed. Lea and Febiger Philadelphia.
- Olsen O. W., 1977. Parasitología Animal. El Parasitismo y los Protozoos. Tomo I. Ed. Biblioteca Veterinaria Aedos.
- Olsen, O. W., 1977. Parasitología Animal. Platelminetos, Acantocefalos y Nematelmintos. Tomo II. Ed. Biblioteca Veterinaria Aedos.
- Olivier, M. C., Olivier, L. S., Segal, D. B., 1972. Index - Catalogue of Medical and Veterinary Zoology. A Bibliography on Chagas Disease, Washington, D. C.
- Rioja - Ruíz - Larios., 1975. Tratado Elemental de Zoología, 10a ed, Ed. E. C. L. A. L. S. A.
- Ritchie, L. S., 1948. Another Sedimentation Technique for Routine Stool Examinations. The Bulletin of U. S. Army Medical Department 8 - 5.
- Roy, M., A. I. S. T., 1973. Laboratory Techniques in Zoology, 2nd ed. Ed. London Butterworths and Co. Ltd.
- Saez, L. M., 1976. Las Zoonosis. Aspectos Sanitarios, Económicos y Sociales. Etiología, Epidemiología, Diagnóstico y Profilaxis. Ed., Aedos, Barcelona - España.
- Smith, J. D., 1965. Introducción a la Parasitología Animal. Ed. Compañía Editorial Continental S.A.

Smith, J. N., 1976. Diagnostic Medical Parasitology Blood and Tissue Parasites. Am. Soc., of Clin. Path., Chicago.

Smith, J. N., 1976. Diagnostic Medical Parasitology Intestinal-Protozoa. Am. Soc., of Clin. Path., Chicago.

Soulsby, E. J. L., MA. PHD., MRCVS., DUSM, 1982. Helminths, Arthropods, and Protozoa, Seventh ed. Bailliere Tindall - London.

Soulsby, E. S. L., 1968. Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals (6th ed., of Monnig's Veterinary, Helminthology and Entomology). Williams and Wilkins, Baltimore.

Sterman, M., 1962. Amabae of Man Classification and Practical Laboratory Diagnosis. Ann.; New York, Acad., Sc., 3-725.

Tay - Lara, Velazco - Gutierrez, 1982. Parasitología Médica. Ed. Francisco Mendez Cervantes.

Ville, Walker, Barnes, 1973. General Zoology. 4th ed. Ed. W. - B., Saunders Company, Philadelphia. Cap. 26.

Voigt y Kleine, F. D., 1975. Zoonosis. Ed. Acribia, Zaragoza -- España.