

Moluscos GASTERÓPODOS DULCEACUÍCOLAS DE VENEZUELA: IDENTIFICACIÓN E IMPORTANCIA EN SALUD PÚBLICA



Liboria Matinella

El Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas es un instituto autónomo, creado de acuerdo a la Gaceta Oficial N° 36.920 del 28 de marzo de 2000, adscrito al Ministerio de Agricultura y Tierras por decreto N° 5.379 de Gaceta Oficial N° 38.706 del 15 de Junio de 2007.

De acuerdo con el Reglamento de Publicaciones del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas, aprobado por la Junta directiva en su sesión N° 126, según resolución N° 1456 de fecha 18 de febrero de 2010, esta es una Publicación Técnica.

Publicaciones Técnicas: contienen información proveniente de la evaluación de los resultados de investigación e innovación o la puesta en práctica de los mismos, presentados en forma descriptiva o de monografía. Son escritas por investigadores o técnicos y están destinadas fundamentalmente a investigadores, técnicos y estudiantes de educación técnica y superior. Incluye temas tales como: utilización de nuevas vacunas o la obtención y rendimientos de una nueva variedad; medidas sanitarias para la prevención de enfermedades; prácticas agropecuarias; manejo de medicamentos; pasos para tomar muestras, bien sea de suelos o de sangre, y estudios agroecológicos. Toman la forma de folletos. No tienen periodicidad.

Matinella Liboria. 2014. Moluscos gasterópodos dulceacuícolas de Venezuela: Identificación e Importancia en salud pública. Maracay, VE, Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. 87p.

**MOLUSCOS
GASTERÓPODOS
DULCEACUÍCOLAS
DE VENEZUELA:
IDENTIFICACIÓN E IMPORTANCIA
EN SALUD PÚBLICA**

Liboria Matinella*

* Bióloga MSc. Jubilada del Ministerio del Poder Popular Para la Salud, adscrita a la Dirección General de Salud Ambiental, Maracay, estado Aragua.

Moluscos gasterópodos dulceacuícolas de Venezuela: Identificación e Importancia en salud pública

© Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas - INIA, 2014

Edificio Gerencia General del INIA

Avenida Universidad, vía El Limón, Maracay, Aragua. Venezuela

Teléfonos (58) 243 2404779 / 2404770

Apartado Postal 2105

<http://www.inia.gob.ve>

Equipo editorial Publicaciones No Periódicas INIA

Gerente de Investigación e Innovación Tecnológica: Delis Pérez

Coordinador (E) Área de Gestión de la Información: Carlos Hidalgo

Editor Jefe: Carlos Hidalgo

Editor Asistente: Ana Salazar

Editores: Andreina Muñoz, Elio Pérez

Diseño, diagramación y montaje: Sonia Piña

Para esta publicación

Editor responsable: Andreina Muñoz

Revisor técnico: Taiguari Reyes y Jazmín Florio

Revisor gramatical: Carmen Elena Solórzano

Diseño, diagramación y montaje: Sonia Piña

Impresión y encuadernación: Taller de Artes Gráficas del INIA

Hecho el Depósito de Ley

Versión digital

Depósito legal: lfi 22320146303872

ISBN: 978-980-318-298-4

Esta obra es propiedad del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas, publicada para el beneficio y la formación plena de la sociedad, por ello se permite el uso y la reproducción total o parcial de la misma, siempre que no se haga con fines de lucro, se cite al autor y la institución, conforme a las normas de citación vigentes.

Contenido



Prólogo	9
Introducción	11
CAPÍTULO I	
Generalidades sobre malacología.....	15
La Malacología	15
Conquiología	15
Uso de los moluscos	15
Uso y aporte de las conchas	15
Morfología externa de la concha	16
Principales formas de conchas.....	17
Discoidal	17
Helicoidal	17
Pateliforme.....	17
Orientación de la concha	17
Medición de la concha	17
Nociones sobre bionomía de las especies	18
Clasificación taxonómica de <i>B. glabrata</i>	18
Descripción de la subclase Prosobranchia	19
Familia Ampullariidae.....	19
Familia Neritidae	19
Familia Melaniidae.....	19
Familia Hydrobiidae	20
Descripción de la subclase Pulmonada	20
Familia Ancyliidae.....	20
Familia Physidae	20
Familia Lymnaeidae.....	20
Familia Planorbidae	20
Géneros de la familia Planorbidae.....	20
<i>Drepanotrema</i>	21
<i>Helisoma</i>	21
<i>Antillorbis</i>	21
<i>Biomphalaria</i>	21
Descripción conquiológica del género <i>Biomphalaria</i>	21
<i>B. glabrata</i>	21
<i>B. straminea</i>	21

<i>B. kuhniana</i>	21
<i>B. havanensis</i>	22
<i>B. prona</i>	22
<i>B. obstructa</i>	22
<i>B. schrammi</i>	23
Distribución geográfica de <i>Biomphalaria glabrata</i> en Venezuela.....	23
Área endémica.....	23
Área no endémica.....	23

CAPÍTULO II

Anatomía funcional de los moluscos pulmonados.....	25
Sistema reproductor	26
Sistema digestivo.....	26
Sistema respiratorio.....	26
Sistema nervioso	26
Sistema excretor.....	26
Sistema muscular podal	26
Sistema circulatorio	26
Órganos genitales del género <i>Biomphalaria</i> (Pulmonata)	27
Cresta Renal.....	27
Vagina	27
Sistema peneano.....	27
Canal deferente	27
Próstata	28
Diferencias morfológicas más notables entre <i>B. straminea</i> y <i>B. kuhniana</i>	28
<i>B. straminea</i>	28
<i>B. kuhniana</i>	28
Métodos de diagnóstico malacológico	28
Estudio de las partes blandas.....	29
Órganos femeninos	29
Órganos masculinos	29
Disección de caracoles.....	31
Técnica con anestesia.....	31
Técnica sin anestesia	31
Morfología externa de la concha	16
Estudio morfométrico.....	32
Marcadores ecológicos.....	32
Morfología de los dientes de la rádula.....	32
Claves para caracoles vivos y conchas vacías	32
Análisis molecular o bioquímico	32
Técnicas de preservación.....	32
Conservación de la rádula	33
Conservación directa.....	33

Relajación	33
Congelación	34
Fijación y preservación	34
Almacenamiento	34
Coloración.....	34
Preparación de soluciones.....	34
Anestésicas para caracoles.....	35
Conservadoras para caracoles.....	35

CAPÍTULO III

Ciclo de vida de un <i>Biomphalaria</i>	37
Oviposición	37
Período embrionario	37
Crecimiento.....	37
Madurez sexual	38
Mortalidad	38
Longevidad y longitud del ciclo biológico.....	38
Conducta en el hábitat	38
Proceso reproductivo.....	38
Alimentación	39
Locomoción	40
Características del hábitat	40
Medio acuático.....	40
Composición del agua	40
El fondo.....	40
Movimiento del agua.....	40
Profundidad	41
La luz	41
Altura	41
Temperatura.....	41
Mantenimiento de caracoles en condiciones de laboratorio	41
Elementos controlados	41
Complemento alimenticio para caracoles.....	41

CAPÍTULO IV

Principales especies de <i>Schistosomas</i> que infectan al humano	45
Fases larvales de <i>Schistosoma mansoni</i>	46
Morfología del huevo de <i>S. mansoni</i>	46
Morfología del miracidio de <i>S. mansoni</i>	46
Morfología de la cercaria de <i>S. mansoni</i>	46
Morfología de <i>S. mansoni</i>	47
Evolución de las fases larvales de <i>S. mansoni</i>	48

CAPÍTULO V

Mantenimiento del ciclo biológico de <i>S. mansoni</i> en condiciones de laboratorio	51
Obtención de miracidio a partir de heces	51
Obtención de miracidios por hígado e intestino.....	51
Infección de caracoles	51
Doble simultánea infección de caracoles en gran escala.....	52
Materiales y equipos	52
Emisión de cercarias	52
Cálculo de cercarias	52
Preparación de soluciones.....	52
Infección del hospedador definitivo	52
Infección percutánea por cola.....	53
Materiales y equipos	54
Infección percutánea por inmersión.....	54
Materiales y equipos	54
Infección percutánea abdominal.....	55
Materiales y equipo	55
Preparación de anestésicos.....	55
Infección subcutánea.....	56
Materiales y equipos	56
Infección por inmersión de ratones neonatos o lactantes	57
Materiales y equipos	57
Manutención de ratones y hámsters en el bioterio experimental.....	57
Formación de <i>S. mansoni</i> en el organismo del hospedado definitivo	57
Obtención de la SHV para realizar la PPCO	58
Materiales y equipos.....	59
Preparación de soluciones	59

CAPITULO VI

Conocimientos básicos para el desarrollo de las actividades malacológicas en el campo	63
Definiciones	63
Cuencas hidrográficas convencionales	63
Clasificación de las colecciones de agua	63
Número de orden de las colecciones de agua	63
Inspección.....	63
Tipos de inspecciones y siglas utilizadas	63
Molusquicidas	64
Actividades previas a la aplicación molusquicida.....	64
Aplicación de molusquicidas.....	64
Clasificación de los molusquicidas	65
Contacto	65
Acumulativo	65

Tipos de molusquicidas	65
Estrategias para el Control del molusco dulceacuícola <i>Biomphalaria glabrata</i>	66
Formación malacológica teórico-práctica	66
Estudios hidrogeográficos	66
Control del molusco hospedador intermediario	66
Diagnóstico de moluscos dulceacuícolas	66
Investigación malacológica	68
Evaluación operativa	68
Acciones conjuntas de vigilancia epidemiológica en el humano	68
Aspectos a considerar para emprender actividades malacológicas	68
Implementos que debe disponer el personal de campo	68
Donde buscar los moluscos.....	68
Ubicación del hábitat	69
Técnica de recolección de moluscos.....	69
Estimación de la densidad poblacional de caracoles en el hábitat	70
Medición de los caracoles	71
Traslado de los caracoles para su identificación	72
Recepción de muestras y envío de resultados	72
Embalaje de moluscos para un traslado.....	72

CAPÍTULO VII

Consideraciones sobre Bioseguridad	73
Normas mínimas de bioseguridad en el laboratorio	73
Elementos de protección personal	73
Evaluación de riesgos.....	73
Medidas preventivas de transmisión	74
Instalaciones de los animales.....	75
Bibliografía consultada.....	77

ANEXOS

Anexo 1. Tremátodos más comunes identificados en moluscos de agua dulce.....	82
Anexo 2. Indicadores malacológicos	83
Anexo 3. Articulación entre el Nivel Central y los Servicios Regionales.....	84
Anexo 4. F-LM ₂ -01. Recolección de moluscos	85
Anexo 5. F-LM ₁₃ -08. Evaluación de cursos y cuerpos de agua	86

Prólogo



Desde hace 47 años, el doctor Przemyslaw Chrosciechowski (1966), preparó la primera versión de un manual para contar con una Guía de Procedimientos (volumen 1), dirigida a los inspectores en salud pública y al personal de laboratorio. La segunda edición actualizada en el año 2001 conservó el propósito esencial, considerando la importancia de los moluscos dulceacuícolas y la vinculación de estos con los humanos. Doce años más tarde se presenta un manual más amplio, siguiendo la pauta de sus predecesores, enmarcado dentro del continuo avance que experimenta la Malacología en la actualidad.

En este manual se combina la teoría como hilo maestro de todo conocimiento y la práctica que corresponde a la actuación como medio de comprobación, para facilitar a los interesados en el área, las herramientas que precisan saber en laboratorio y campo.

Todo su contenido es producto de un significativo número de consultas y en gran parte de los estudios ejecutados en el Laboratorio Malacológico, ubicado en la avenida Pérez Bonalde, Urbanización Andrés Bello, sector Las Delicias, Maracay, estado Aragua, articuladas con las meritorias investigaciones realizadas por Chrosciechowski, quien puso en cada uno de sus trabajos una destilación de años, combinados con experiencia y paciencia, para demostrar con detalles el fascinante mundo de los caracoles dulceacuícolas venezolanos.

Del mismo modo, el manual está orientado al conocimiento y estudio de la familia Planorbidae (Gastrópoda), con especial énfasis en el caracol *Biomphalaria glabrata*, especie que ocupa un eslabón preponderante en la transmisión de la Esquistosomosis en Venezuela. Otras especies, aunque no menos importantes, se describen brevemente por cuanto forman parte de la malacofauna venezolana.

Además, tiene el propósito de ser una fuente de consulta, tanto para profesionales especializados en el área de caracoles dulceacuícolas, como docentes, investigadores, estudiantes, personal que trabaja en laboratorio y campo, equipos que conforman los Programas Regionales de Salud y toda persona interesada en el área.

Es satisfactorio dedicar esta tercera versión al maestro Chrosciechowski, quien me brindó sus conocimientos por largos años y hoy es motor de este esfuerzo sin importar mi condición de jubilada. Como su alumna, resulta grato recordar sus firmes y orientadoras enseñanzas cuando decía: “A un observador apresurado se le escapan muchos detalles”.

Que sirva la presente publicación para adquirir o ampliar los conocimientos, de quien la lea, practique o estudie y sea útil como ayuda en las tareas de laboratorio y campo.

Liboria Matinella

Nota de Agradecimiento



A la doctora Carmen Sierra por aportar valiosos trabajos durante la conducción del Departamento de Control Malacológico, los cuales ayudaron a enriquecer el contenido de este manual.

A la ingeniera Orianna Nieves Matinella por seleccionar cuidadosamente las figuras que ayudan a la comprensión del texto.

Al ingeniero Héctor Sojo quien condujo acertadamente el control de *Biomphalaria glabrata*, estableciendo las normas que rigen el Programa de Control Malacológico y contribuyó con sus enseñanzas a fortalecer mis conocimientos en las actividades de campo.

Al internacionalista-politólogo Juan Nieves Matinella por el cúmulo de artículos traducidos al castellano.

A todo el personal que trabajó a mi lado, recurso humano fundamental en el Laboratorio Malacológico.

A los profesionales en sus diferentes disciplinas por la lectura crítica, sugerencias y comentarios.

Al licenciado Rubén Palacios y la auxiliar de laboratorio Isbelia Silva, por su apreciable aporte material para la impresión preliminar, de tres ejemplares del manual.

A quienes luchan por enaltecer la Malacología y su importancia médica en la salud humana y animal.

Introducción

La Dirección Control de Vectores, Reservorios y Fauna Nociva, con sede en la avenida Pérez Bonalde, Urbanización Andrés Bello, sector Las Delicias, Maracay, estado Aragua, Venezuela, ejerce la rectoría para controlar los vectores transmisores de enfermedades, de acuerdo con las políticas del sistema nacional de salud en el país.

En este sentido, el control del caracol *Biomphalaria glabrata*, como hospedador intermediario de *Schistosoma mansoni*, es dirigido por el Departamento de Control Malacológico, correspondiendo a los Programas Regionales de Salud ejecutar las actividades de prevención y control, a través de las unidades operativas de campo, como las demarcaciones, servicios, coordinaciones o la Unidad Técnico Operativa de Contraloría Sanitaria y Saneamiento Ambiental (UTOCSSA).

El mencionado departamento cuenta con el apoyo del Laboratorio Malacológico, el cual se fundó, en el año 1943, como único receptor de moluscos dulceacuícolas en el ámbito nacional, para identificar morfológicamente los moluscos, realizar estudios evolutivos de las fases larvales de *S. mansoni* y elaborar el reactivo biológico, materia prima, para el diagnóstico inmunológico de la Esquistosomosis (Prueba de Precipitación Circumoval (PPCO) y ELISA- MPS. De este modo, el laboratorio se destaca en el estudio y análisis evaluativo, tanto de especies autóctonas como aquellas introducidas en el país.

Al respecto, varias especies de caracoles de la clase Gastrópoda son conocidos en

Venezuela, como el género *Thiara*, excelente hospedador de *Paragonimus* sp., originario del Medio Oriente y África del Este, el cual fue introducido en el año 1970 para el control biológico de *B. glabrata*, especie autóctona y susceptible a la infección por *S. mansoni*.

Se conocen siete especies de la familia Hydrobiidae, las cuales están ampliamente distribuidas en América Latina y el género *Aroapyrgus* ahora presente en varias regiones del país, estos caracoles, al igual que el género *Thiara*, hospedan las fases larvales de *Paragonimus* sp.

La familia Lymnaeidae, con dos especies *Lymnaea (Fossaria) cubensis*, probablemente autóctona del país, según Harry y Hubendick (1964) y *L. (Pseudosuccinea) columella*, originaria de Estados Unidos, ambas especies son susceptibles a *Fasciola* sp.

En cuanto al caracol terrestre *Achatina fulica*, natural de África Ecuatorial y Oriental, se asocia en la intermediación de la Angiostrongylosis. Sin embargo, hace 36 años Chrosciechowski (1977) reportó la falta de especificidad del parásito en la aceptación de sus hospedadores intermediarios y portadores, en efecto, el control de esta patología se debería volcar a los roedores aplicando medidas preventivas para evitar la introducción del nemátodo en cualquier país.

De igual manera, Incani *et al.*, (2007) informaron el primer caso humano de *Angiostrongylus costaricensis* en Venezuela, sin evidencia de la intervención de *A. fulica* como mediador de

la infección, mientras tanto Martinella *et al.*, (2010) identificaron al molusco en cuestión, como un transportador mecánico de diferentes helmintos de interés en salud pública y, aunque prolifera en los cultivos, puede ser utilizado como un indicador de infecciones parasitarias en una comunidad.

Por tal motivo, tanto el estudio de los caracoles como la vigilancia epidemiológica en el humano, se debe abordar de forma integral para alcanzar una total cobertura en la relación parásito-hospedador intermediario. En el caso de la Esquistosomosis, es imprescindible planificar y elaborar proyectos orientando las estrategias, tanto al agente etiológico como al hospedador intermediario, con la participación de un equipo comprometido

y multidisciplinario que aborde un estudio epidemiológico, con el fin de redefinir o reclasificar el área endémica de *B. glabrata* y la enfermedad en la población.

Asimismo facilita las actividades de control, éstas pueden integrar a otros programas de salud, los cuales tengan características geográficas y epidemiológicas comunes, para contribuir en la economía de las inversiones en cada región del país, específicamente en los estados Aragua, Carabobo, Guárico, Miranda y Vargas, que corresponden al área endémica, mientras que Monagas, Portuguesa, Lara y Cojedes, hasta ahora considerados no endémicos, poseen poblaciones de *B. glabrata* susceptibles a la infección por el parásito *S. mansoni*.

CAPÍTULO I

.....

Generalidades sobre malacología

Malacología

Es la rama de la zoología invertebrada que trata el estudio de los moluscos, el segundo phylum más grande de animales, en términos de especies descritas.

Conquiología

Es una división de la malacología, la cual se encarga del estudio de los moluscos con concha (Córdoba, 2007).

Los moluscos están ubicados en el Reino Animalia, Subreino Metazoa Phylo Mollusca, de los cuales existen unas 100.000 especies en todo el mundo. Para facilitar su clasificación están agrupados en ocho clases: *Caudofoveata*, *Solenogastres*, *Polyplacóphora*, *Monoplacóphora*, *Bivalvia*, *Scaphopoda*, *Cephalópoda* y *Gastrópoda*. Cada una de estas clases muestran una diversidad de adaptaciones estructurales que contribuyen al éxito de su existencia, de hecho, están ampliamente distribuidas; habitan en el fondo de los océanos, desiertos, aguas dulces y saladas, trópicos húmedos y hasta en las cimas de las montañas (Brusca y Brusca, 1990). Debido a la amplitud y variedad de especies, muchos malacólogos han delimitado su área de estudio en aquellos moluscos que aportan beneficio o afectan a los humanos y animales.

Uso de los moluscos

- Se utilizan como fuente de alimentación por muchos pueblos en distintos lugares del mundo, representando una alternativa nutricional por su alto contenido proteico,

en países donde actualmente la población padece por hambre (Carneiro, 2011).

- Son criados y reproducidos por helicultores, los cuales se centran principalmente en la comercialización.

Uso y aporte de las conchas

- Medio de intercambio monetario en varios lugares, incluyendo América del Norte, África y el Caribe.
- Coleccionadas durante milenios, por su belleza, para estudio, así como para extraordinarias exposiciones.
- Como herramientas, debido a su gran variedad de formas.
- En procesos industriales, como en la fabricación de cal, colorantes para telas o la obtención de perlas, como el subproducto más codiciado obtenido de las ostras.
- Empleadas como instrumentos musicales, normalmente como una especie de trompeta.
- Contribuyeron en importantes hallazgos, durante excavaciones arqueológicas.
- Desempeñan un papel en la religión y la espiritualidad. La concha del género *Cypraea*, se consideró como símbolo de la mujer, debido a su forma parecida a la vagina.
- Se atribuye el día de San Valentín a los marineros del Caribe en el siglo IXX, quienes regalaban a sus amadas cajas de madera con conchas incrustadas en forma de corazón.



Morfología externa de la concha

La concha es una formación calcárea producida por células especiales del caracol, hace papel de esqueleto externo y armadura, da posición rígida al animal y protege su cuerpo blando contra varios peligros exteriores.

Generalmente, la concha está formada por tres capas: una externa llamada *periostraco*, constituida por conquiolina (proteína y polisacáridos), que sirve de protección contra el ácido carbónico del agua; sin ella el líquido podría disolver la estructura principal; sigue la capa media o prismática, formada por cristales de calcita o aragonita, donde se crean las ornamentaciones y el color (espinas, puntos, franjas). Por último, la interna o nacarada que está en contacto directo con el animal, conocida como concha nácar (La Jornada en la Ciencia, 2011).

Los conquiólogos estudian las conchas para entender la diversa y compleja taxonomía de los moluscos, pues la concha varía mucho dentro de la misma especie como para clasificarlos con absoluta seguridad sólo por las características externas. En el año 1985, Malek reportó en una misma población de moluscos variaciones muy amplias, que son el resultado del gran número de sinónimos en la literatura malacológica. Al respecto, Paraense (1975) señaló que la concavidad de los lados, el crecimiento de las vueltas y la desviación de la vuelta de cuerpo, son características dominantes que prevalecen en algunas poblaciones de moluscos, debido a la frecuencia relativa de los genes que determina dichas variaciones. Otras alteraciones que presentan las conchas, pueden ser por causas naturales del hábitat, por ejemplo el color, la corrosión, las incrustaciones de tierra y el crecimiento de algas; en casos excepcionales una concha planorbídea no tiene forma discoidal.

Entre tanto, Pointier (1997) se refirió a los problemas que ocasiona una errada identificación de los moluscos, cuando se clasifican las especies mediante la morfología externa de la concha; aunque, es la forma más práctica

que el inspector o el personal que va al campo puede utilizar, cuando no dispone de mayores recursos para la identificación de los caracoles recolectados en su hábitat natural (Barbosa, 1991).

Es imprescindible conocer la terminología utilizada en Malacología y específicamente en Conquiología. La Figura 1 muestra los detalles de una concha cuando se quiere reconocer un caracol por su característica externa. (Burch, 1962) con adaptaciones de (Matinella, 2013).

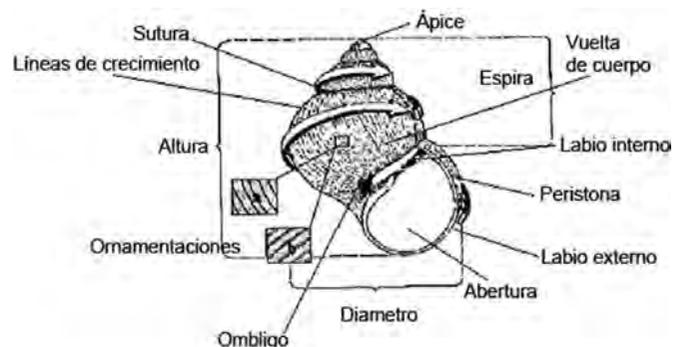


Figura 1. Detalles de una concha

Entre los detalles que presenta la concha se evidencia que la última vuelta más externa y amplia se denomina **vuelta de cuerpo**, la cual se puede desviar de su habitual aspecto y termina en la **abertura**, a veces se observa en la parte interna unos denticulos llamados **lamelas**. Mientras que el surco que se forma entre las vueltas se denomina **sutura**.

El **ápice** es la punta más alta, donde comienza el crecimiento embrionario del caracolito, en la parte opuesta se encuentra el **ombligo**, el cual es un hoyuelo más abierto y menos profundo. El lado del ápice se llama lado arriba o apical, el del ombligo lado abajo o umbilical. El crecimiento de la concha se efectúa mediante nuevas porciones de material calcáreo; estas porciones forman líneas transversales finas, pero visibles, que se llaman **líneas de crecimiento**. El borde de la abertura se denomina **peristoma** y está formado por el labio interno y externo.

Adherido al pie del caracol se encuentra el **opérculo**, un escudo calcáreo o córneo que

sirve para cerrar la abertura y protegerse del medio exterior. Las especies que carecen de esta estructura tienen la capacidad de producir el **epifragma**, que es una secreción que al secarse se endurece, pero además, se pueden resguardar enterrándose en tierra húmeda, recogiendo en la concha o saliendo del agua, este comportamiento tiene un valor de sobrevivencia cuando en cursos y cuerpos de agua se aplica el control químico.

Principales formas de conchas

Discoidal: tiene forma de disco o botón, en cuanto las vueltas crecen lateralmente en un solo plano. Cada porción de concha que en su crecimiento completa un recorrido de 360° alrededor de su eje central se llama vuelta, las cuales aumentan en número constantemente (Figura 2).



Figura 2. Concha discoidal

Helicoidal: tiene forma de espiral, las vueltas crecen una debajo de la otra y aumentan gradualmente, dándole a la concha un aspecto cónico. Algunas especies presentan ornamentaciones características como se señala en la Figura 3. La forma helicoidal se observa en caracoles de las familias Physidae, Lymnaeidae y otras.



Figura 3. Concha helicoidal

Pateliforme: estas conchas son parecidas a una carpa muy achatada (Figura 4), la presentan los caracoles de la familia Ancyliidae.



Figura 4. Concha pateliforme

Orientación de la concha

El ombligo en una concha discoidal se encuentra en el lado derecho y el ápice al izquierdo. En las conchas discoidales es difícil distinguir el ápice del ombligo. Para determinar la dirección de los giros en una concha, se debe colocar con el ápice hacia arriba, en posición vertical y la abertura con vista hacia el observador. Si la abertura se encuentra hacia la mano izquierda las conchas son sinistras, sinistrógiras o sinistrorsas, caso contrario son diestras, dextrógiras o dextrorsas. Las primeras crecen en sentido contrario a las agujas del reloj y las segundas en sentido como giran las agujas del reloj. Esta descripción aplica a las conchas con ápice y ombligo bien definidos; para los Planorbídeos la orientación de la concha se determina colocándola en posición horizontal.

Medición de la concha

La altura, el diámetro y el número de vueltas son medidas que en una concha no sólo dan el valor absoluto del tamaño, sino que además, relacionadas entre sí, dan idea de su aspecto.



La **altura** en conchas discoidales es la distancia entre los niveles del punto más alto y el del punto más bajo, o sea, la elevación máxima del caracol sobre el plano que lo sostiene. Mientras que en las conchas helicoidales, es la suma entre la espira y la abertura, situada en posición vertical. El **diámetro** en conchas discoidales, es el espacio entre el punto del labio exterior y el extremo opuesto de la concha, y en las conchas helicoidales, es la distancia máxima entre dos puntos extremos en plano vertical.

Número de vueltas

En los Planorbídeos, el número de vueltas se empieza a contar desde el punto donde la conchita embrionaria completa su vuelta. Las vueltas son más visibles en el lado derecho y en este lado deben ser contadas. La técnica para contar el número de vueltas consiste en dividir el perímetro de la concha en ocho sectores, como se muestra en la Figura 5 (Chrosciechowski, 1966).

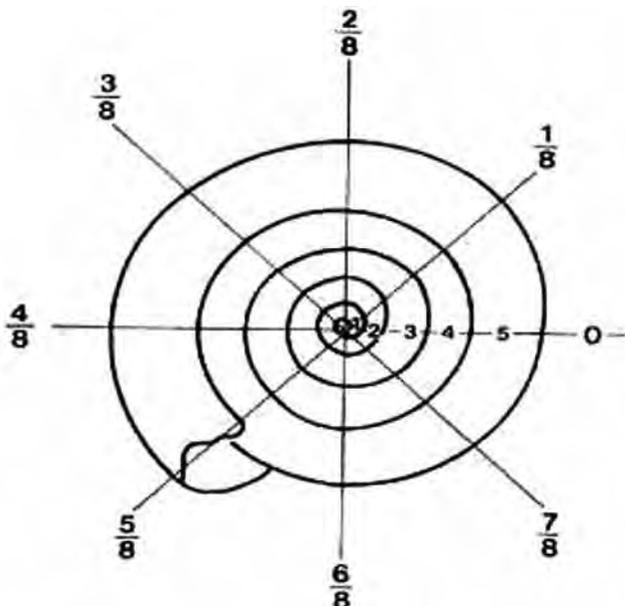


Figura 5. Contaje del número de vueltas de un caracol.

Nociones sobre bionomía de las especies

Comúnmente se le da a los seres vivos calificativos vernáculos o vulgares, pero poco sir-

ven para su denominación exacta. La Comisión Internacional de Nomenclatura Zoológica designa la terminología científica que cada especie animal debe tener para distinguirla con exactitud, para ello le da una nomenclatura científica compuesta de dos palabras latinas o latinizadas. La primera palabra corresponde al género y se escribe la letra inicial en mayúscula, y la segunda a la especie perteneciente al género y se escribe en letra minúscula ejemplo: *Biomphalaria glabrata*.

Toda nomenclatura científica se escribe subrayada, en negrita o cursiva, ejemplo: Marisa cornuarietis, **Marisa cornuarietis**, *Marisa cornuarietis*.

Frecuentemente a la nomenclatura científica se le agrega el nombre del autor de la primera descripción de la especie y la fecha, ejemplo: *Biomphalaria glabrata* (Say, 1818).

En ocasiones el género es subdividido en dos o más subgéneros. En tal caso, el subgénero sigue entre paréntesis al genérico, ejemplo: *Drepanotrema (Fossulorbis) cultratum*.

Si hay subespecies su nombre sigue al de la especie en último lugar, ejemplo: *Helisoma anceps percarinatum*, cuando se trata de una especie no nombrada o no determinada, se agrega al nombre genérico las letras minúsculas "sp." (contracción de la palabra latina especie); por ejemplo *Thiara* sp. representa alguna especie del género *Thiara*.

Cuando se habla de una especie, sabiendo de antemano a que género pertenece, es suficiente escribir la letra inicial del género, ejemplo: *Biomphalaria glabrata*, *B. straminea*, *B. kuhniana*, *B. schrammi*, entre otras.

Clasificación taxonómica de *B. glabrata*.

Reino: Animalia; Phylo: Mollusca, clase Gastropoda, subclase Pulmonata; Orden: Basommatophora; Familia: Planorbidae; Género: *Biomphalaria*; Especie: *glabrata* (la especie constituye la unidad básica dentro de la sistemática zoológica).

De acuerdo a Matinella (1997), las especies del género *Biomphalaria* conocidas actualmente en Venezuela, son: *B. glabrata* (Say, 1818), *B. straminea* (Dunker, 1848), *B. kuhniiana* (Clessin, 1883), *B. prona* (Martens, 1873), *B. havanensis* (Pfeiffer, 1839), *B. obstructa* (Morelet, 1849) y *B. schrammi* (Crosse, 1864) (Figura 6).

Descripción de la subclase Prosobranchia

La subclase Prosobranchia incluye a los caracoles marinos, de agua dulce y pocas especies terrestres, representadas por los órdenes Archeogastrópoda, Mesogastrópoda y Stenoglossa. Esta subclase hace referencia a la posición característica del órgano respiratorio branquial, el cual se encuentra situado al frente del corazón, son caracoles operculados y sexos separados.

Las familias dulceacuícolas venezolanas se describen a continuación:

Familia Ampullariidae: en esta familia se ubica la especie *Marisa cornuarietis*, la cual posee espira rebajada, con ombligo en el lado izquierdo, por lo que es un caracol dextrorso, su empleo como antagonista de *B. glabrata* no ha sido efectivo.

Otra especie, *Pomacea* sp. tiene concha helicoidal de forma globosa, abertura alta, espira baja y sin ombligo. En cuanto a *P. urceus*, puede alcanzar una altura de 110 mm, se conoce con el nombre vulgar de guarura y en algunas regiones de Venezuela es comestible. En Brasil la especie *P. lineada*, se reporta como posible hospedador de *Angostrongylus cantonensis* (Carneiro y Agudo-Padrón, 2011).

Familia Neritidae: son caracoles marinos, la única especie dulceacuícola *Neritina* sp. en el país, se encuentra en cursos de agua a pocos kilómetros de la desembocadura del mar. Son conocidos como quigua y sirven de alimento, poseen concha robusta con espira perceptible, no se tienen reportes como hospedadores intermedarios.

Familia Melaniidae: se ubican las especies *Thiara granífera*, *T. tuberculata* y una sola especie autóctona *Pachycheilus laevissimus*, las cuales poseen conchas helicoidales, sin ombligo, con espira más alta que la abertura. La introducción al país del género *Thiara* trajo como consecuencia el desplazamiento de las especies autóctonas, además, tienen importancia epidemiológica, por cuanto son hospedadores intermedarios de *Paragonimus* sp. El humano se infecta cuando ingiere las metacercarias.

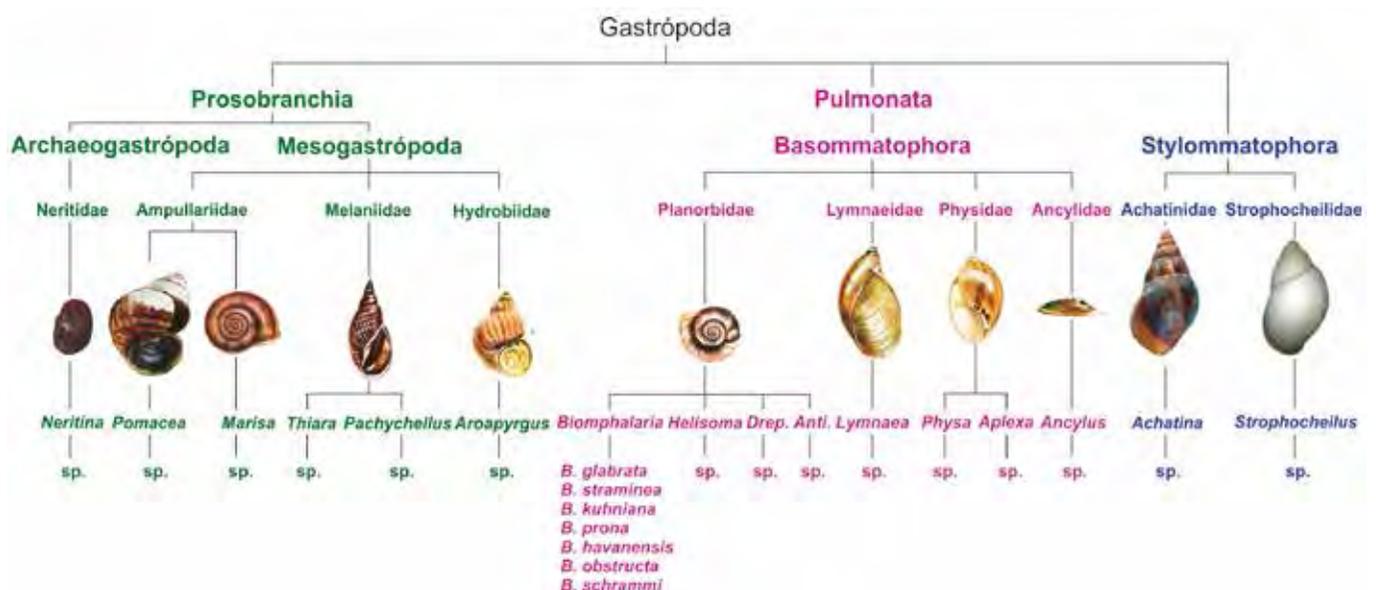


Figura 6. Moluscos conocidos actualmente en Venezuela.



Familia Hydrobiidae: son caracoles de concha pequeña aproximadamente 6 milímetros de altura, abertura redonda u ovalada que mide menos la mitad de la altura total, algunas especies de esta familia poseen ombligos, otras no.

El género *Aroapyrgus* presente en el país es hospedador intermediario de *Paragonimus* sp., afecta a 22 millones de personas en el mundo, con focos endémicos en Asia, África y América.

Descripción de la subclase Pulmonata

Esta subclase incluye caracoles de agua dulce, terrestre y pocas especies marinas, está representada por los órdenes Stylommatophora, Basommatophora y Systellommatophora. Los pulmonados carecen de branquias, poseen un saco pulmonar contráctil o pneumostoma por donde circula el agua o el aire, dependiendo del hábitat de cada especie, no poseen opérculo y son hermafroditas.

Las familias dulceacuícolas venezolanas se describen a continuación:

Familia Ancyliidae: es la única familia con concha pateliforme, la especie *Ancylus* sp. tiene forma parecida a una carpa, con abertura elíptica. Son conchas pequeñas y frágiles, difíciles de divisar por un observador poco experimentado, ya que se adhieren a cualquier objeto, cuando se recolectan en campo se consiguen pegadas a las conchas de otros caracoles, no hospedan ningún parásito de importancia económica.

Familia Physidae: son caracoles con concha helicoidal, puntiaguda y de altura mayor que el diámetro, por su orientación son sinistrorsas. Las especies *Physa* sp. y *Aplexa* sp. presentes en el territorio venezolano hospedan cercarias de aves y animales silvestres, como *Gigantobilharzia* sp. y *Trichobilharzia* sp. Estas cercarias causan la dermatitis cercariana llamada “prurito de nadadores”, que no es una enfermedad sino una molestia o escozor pasajero,

éstas perecen pronto, ya que el humano es un hospedador anormal.

Familia Lymnaeidae: se caracteriza por su concha dextrógira, helicoidal con abertura que mide la mitad o más de la altura total. Es una familia de mucha importancia económica, existen dos especies, *Lymnaea (Fossaria) cubensis* y *L. (Pseudosuccinea) columella* que son susceptibles a la infección con *Fasciola hepática* y *F. gigantica*, están presentes en todos los continentes y producen grandes pérdidas del ganado bovino, ovino y caprino. Para prevenir la infección humana se debe evitar beber agua, comer o masticar vegetación acuática cruda que crezca en el agua o terrenos húmedos, cerca de praderas donde pastan vacas u ovejas. El control químico de *L. (Fossaria) cubensis* y *L. (Pseudosuccinea) columella* no es efectivo en 100%, porque estos caracoles tienen hábitos acuáticos y anfibios. Al respecto, Morales *et al.*, (1983) relacionaron las estrategias de control de estas especies sobre la base de tres parámetros biológicos, como: la demanda de calcio, la edad y el tamaño corporal para la potencialidad vectora.

Familia Planorbidae: son caracoles con conchas discoidales, sinistrorsas, cóncavas en ambos lados, con ápice hundido y ombligo más o menos profundo en el lado derecho. En esta familia la mayoría de las conchas son frágiles, con excepción de la especie *B. prona*, que posee conchas bastante duras. Debido a la importancia de esta familia, se describen los cuatro géneros que la conforman, con especial énfasis el género *Biomphalaria*.

Géneros de la familia Planorbidae

Drepanotrema: este género pertenece a las especies: *Drepanotrema depressissimum*, *D. anatinum*, *D. surinamensis*, *D. lucidum*, *D. cimex*, *D. sinensis* y *D. aeruginosum*, son autóctonas, de conchas sinistrorsas, pequeñas, frágiles y transparentes, cuyo diámetro alcanza 10 milímetros. No hospedan cercarias de *S. mansoni*, pero se han observado, en el Laboratorio Malacológico de Maracay, emitiendo cercarias de la familia Strigeidae no patógenas al humano.

Helisoma: fue introducido en el país hace, aproximadamente, 51 años, probablemente a través de plantas acuáticas para decorar los acuarios. Es fácil confundirlo con *B. glabrata*, debido a que el diámetro de la concha puede medir más de 20 milímetros, es sinistrorsa, robusta y bastante alta. Las vueltas en el lado izquierdo son planas con suturas superficiales. En el lado derecho son redondeadas, con suturas penetrantes y crecen consecutivamente. La vuelta de cuerpo es sobresaliente, las líneas de crecimiento notables, ombligo profundo y angosto, con espira aplanada, abertura redonda y bastante abierta en forma de trompeta. Las especies presentes en el país, *Helisoma duryi* y *H. caribensis*, no hospedan cercarias de *S. mansoni*.

Antillorbis: las conchas de este género carecen totalmente de ombligo y tienen concha cóncava en el lado izquierdo y chata o ligeramente convexa en el lado derecho, por lo cual tienen aspecto diestro. La especie presente en Venezuela es *Antillorbis aeruginosus*.

Biomphalaria: posee conchas discoidales sinistrorsas y cóncavas en ambas partes con ápice plano o semiplano, el ombligo se encuentra en el lado derecho, donde se facilita el conteo del número de vueltas.

Este género tiene importancia médica por incluir el hospedador intermediario de *S. mansoni*, agente etiológico de la Esquistosomosis en Venezuela. Al respecto, dos especies congénicas *B. straminea* y *B. havanensis* se consideran hospedadores potenciales, por cuanto en los años 1989 y 1990 se encontraron infectados naturalmente, con positividad a cercarias de *S. mansoni* de 40,0% y 23,5%, respectivamente procedentes del río Aguaire, municipio Linares Alcántara y del río Guárico, municipio Zamora (Matinella *et al.*, 2000).

Descripción conquiliológica del género *Biomphalaria*

Las conchas del género *Biomphalaria* son siempre discoidales, excepto algunas deformaciones, su diámetro varía de acuerdo con

la especie, el color cambia según el tipo de suelo del hábitat, son bicóncavas, el ombligo está ubicado en el centro del lado derecho de la concha, aunque a menudo el ápice se encuentra igualmente hundido.

***Biomphalaria glabrata*:** es la especie más grande de la familia Planorbidae, el diámetro de su concha puede llegar a 40 mm. Es de forma discoidal, sinistrorsa con ombligo al lado derecho, poco profundo, es bicóncava y comúnmente es difícil distinguirlo del ápice. Las vueltas son redondeadas y están ubicadas lateralmente una al lado de la otra, la porción final de la vuelta de cuerpo sigue el plano de la concha, con ligera desviación hacia la izquierda (Figura 7).

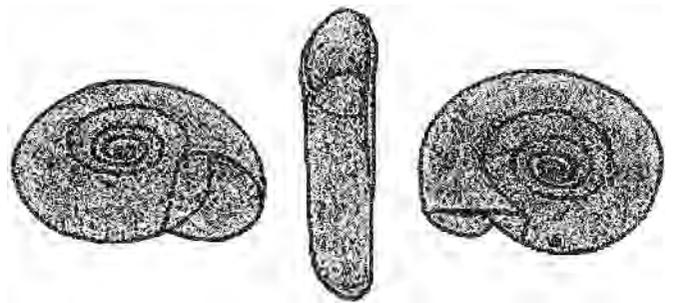


Figura 7. Conchas de *Biomphalaria glabrata*.

En relación con el diámetro y la altura se observan conchas altas de aspecto grueso, cuando el diámetro es menos de tres veces la altura y conchas bajas que parecen chatas, el diámetro es más de tres veces la altura.

***Biomphalaria straminea*:** la concha es bicóncava, de aspecto chato, con ombligo abierto y profundo, su diámetro llega hasta 15 mm, son más pequeñas que *B. glabrata*. La vuelta de cuerpo a veces es algo aplanada en el lado derecho de su porción terminal y ligeramente desviada hacia la izquierda, pero a menudo se encuentran conchas menos típicas cuya identificación es casi imposible o por lo menos dudosa (Figura 8).

***Biomphalaria Kuhniana*:** la concha tiene forma cóncava, ombligo profundo, diámetro no mayor de 7,5 mm, son más pequeñas que *B. straminea*. Las vueltas muestran un crecimiento



to rápido, la sutura es muy marcada entre la última y penúltima vuelta. La abertura tiene angulación oblicua, peristoma característico, y callosidad bien definida. Paraense (1988) agrupó las especies *B. kuhniiana*, *B. straminea* y *B. intermedia* en el “Complejo straminea” por presentar grandes semejanzas (Figura 9).

Biomphalaria havanensis: la concha tiene forma chata varía de bicóncava a biplana, crece hasta 13 mm de diámetro y 3,5 mm de ancho, los ejemplares recolectados en campo (Maracay, canal calicanto) oscilaron entre 6 y 8 mm de diámetro. El lado derecho del caracol tiende a parecer plano, en este lado las vueltas describen una concavidad inicial estrecha que se ensancha hacia fuera. El lado izquierdo es ancho y convexo, algunas veces aplanado alrededor de la depresión superficial central. La abertura puede ser redonda o ligeramente transversal con desviación hacia la izquierda. El peristoma es delgado y continuo (Figura 10).

Biomphalaria prona: se caracteriza por tener una concha casi siempre limpia, sin incrustaciones de tierra, es bastante transparente, lechosa, las conchas viejas se vuelven blancas. Son pequeñas, miden de 6 a 7 mm, aunque se hallaron conchas semifósiles de 15 mm de diámetro. Las vueltas son redondas y crecen rápidamente, las suturas en el lado derecho son profundas, menos que el lado izquierdo. El ombligo es hondo, pero sin vueltas sobrepuestas, el ápice está hundido, la abertura es redonda y amplia, la última porción de la vuelta de cuerpo está desviada hacia la izquierda. Esta especie sólo se encuentra en el Lago Los Tacariguas, anteriormente conocido como Lago de Valencia, de ahí que Pointier (1997) describe un morfo fuera del lago cuyas conchas son más grandes y estrechas (Figura 11).

Biomphalaria obstructa: la concha es cóncava en ambos lados, lo que hace poco visible el ápice del ambligo, el diámetro oscila entre 10 a 13 mm y el número de vueltas entre 4,5 a 5 mm. El lado derecho es anchamente cóncavo y las suturas están bien pronunciadas, en



Figura 8. Conchas de *Biomphalaria straminea*.

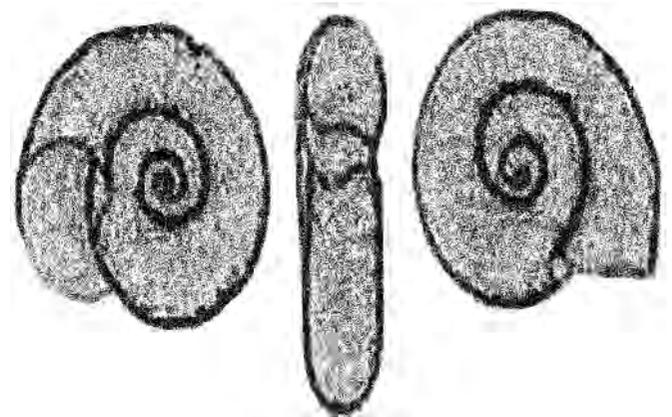


Figura 9. Conchas de *Biomphalaria kuhniiana*.

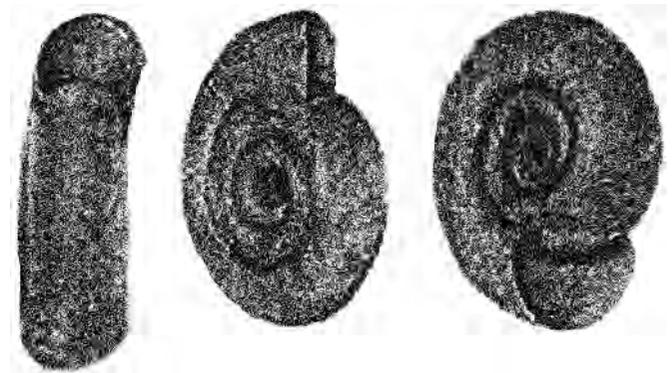


Figura 10. Conchas de *Biomphalaria havanensis*.



Figura 11. Conchas de *Biomphalaria prona*.

el lado izquierdo son superficiales. La vuelta de cuerpo es aplanada, el peristoma es filoso, la abertura es angulada y desviada hacia la izquierda, en especímenes jóvenes se distinguen unas estructuras dentadas llamadas lamelas (Figura 12).

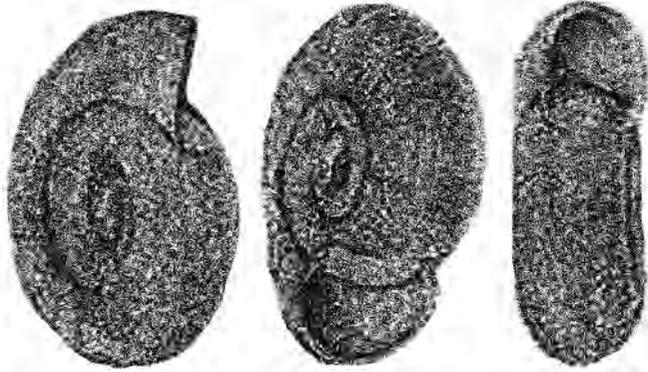


Figura 12. Conchas de *Biomphalaria obstructa*.

Biomphalaria schrammi: la concha es pequeña, su diámetro puede llegar de 6 a 7 mm, las vueltas no se sobreponen y son redondas. El ombligo en el lado derecho, es menos profundo que el de *B. havanensis* y las suturas están bien delineadas. El ápice se encuentra en el lado izquierdo, es hundido pero menos que el ombligo.

La característica más sobresaliente de esta especie es la desviación brusca hacia la izquierda de la última porción de la vuelta de cuerpo; por eso la abertura se encuentra hacia la izquierda, donde se observan las lamelas. El peristoma está ennegrecido, de allí deriva su nombre de nigrilabris, es decir, "labios negros" (Figura 13).

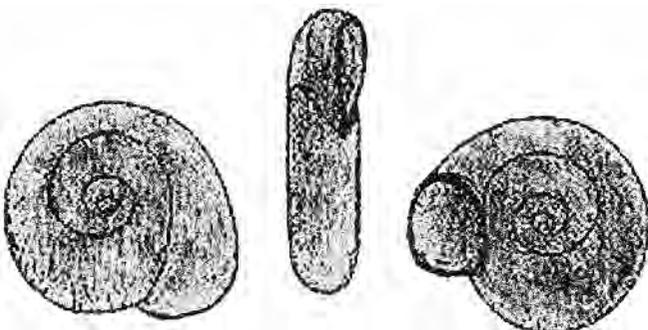


Figura 13. Conchas de *Biomphalaria schrammi*.

Distribución geográfica de *Biomphalaria glabrata* en Venezuela

Área endémica

La distribución del molusco *B. glabrata* corresponde a la región centro norte del país, cubre una extensión de 15.000 km² (1,6% de la superficie total del territorio), donde se constata la existencia de varios focos, afectando diversos municipios de los estados: Aragua, Carabobo, Miranda, Distrito Capital, Vargas y el norte de Guárico (Alarcón de Noya *et al.*, 1992).

La región centro norte del territorio nacional concentra aproximadamente 8.850.000 personas que representan la tercera parte de los habitantes. Precisamente esta área corresponde a la más poblada, de gran desarrollo e importancia industrial y agrícola, representan 31,5% de la población total, de los cuales 17,6% se encuentran en riesgo de padecer la enfermedad (INE, 2006).

Área no endémica

De la misma manera, *B. glabrata* está presente en los estados Portuguesa, Lara, Monagas y Cojedes, los caracoles en esta zona demuestran diferencias de susceptibilidad y compatibilidad con *S. mansoni*, lo que reviste importancia para muchas actividades de investigación en el laboratorio (Matinella *et al.*, 2001). La Figura 14, extraída de los mapas de Venezuela 2008, con adaptaciones de Sierra y Matinella 2008, muestra la ubicación de los estados que corresponden al área endémica y no endémica.

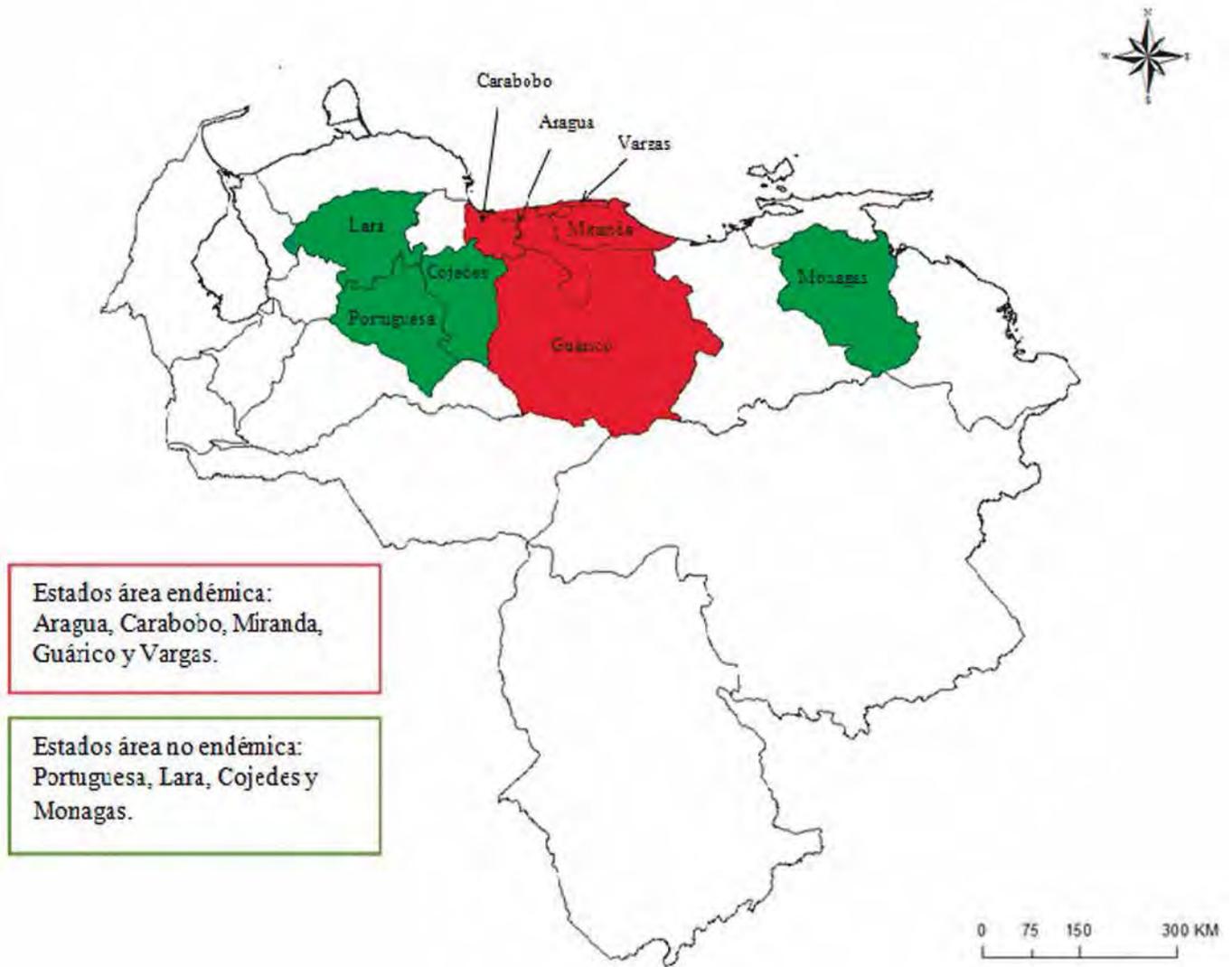


Figura 14. Distribución geográfica de *B. glabrata* en Venezuela.

Capítulo II

Anatomía funcional de los moluscos pulmonados

La anatomía interna de los moluscos trata principalmente de los órganos que realizan las funciones esenciales de la vida (Fretter y Peaje, 1975).

Sistema reproductor: es el más especializado, ya que el caracol posee los órganos masculinos y femeninos, resulta ser un animal hermafrodita o monoico. En la parte superior del cuerpo se encuentra una glándula única, donde los elementos masculinos (espermatozoides) y femeninos (óvulos) se desarrollan juntos y reciben el nombre de ovotestis o glándula hermafrodita. La ovotestis es un conducto estrecho que se ensancha y divide longitudinalmente, donde se producen los espermatozoides. El oviducto es otro conducto, ancho y festoneado, donde se reproducen los óvulos.

El aparato masculino está constituido por un conducto deferente, en el cual lleva los espermatozoides hasta un pene hueco y se desinvagina para salir por el orificio genital. El aparato femenino consta del oviducto y recibe el contenido de una glándula voluminosa denominada glándula de albumen. En consecuencia, el sistema reproductor es uno de los más importantes indicadores para clasificar los caracoles dulceacuícolas, posiblemente porque es uno de los más complejos y diversificados de todos los otros sistemas, aún las funciones de muchas estructuras son desconocidas.

Sistema digestivo: está formado por el tracto digestivo (faringe y esófago), la boca, el estómago, el ano y órganos glandulares anexos. En el caracol, el tracto digestivo es largo, formado por relieves algunas veces o en forma de V en otros casos. La boca está situada en la cabeza, en la parte posterior a la masa bucal se encuentra la rádula que es una cinta quitinosa en forma de tira que posee unos dientes

silíceos que recubren la lengua cuya función es raspar el alimento; la forma y el número de dientes varía según la edad y la especie, indudablemente que la naturaleza de la rádula está ligada al hábitat del molusco.

En la faringe desembocan las glándulas salivales formadas por un número variable de células típicas; en seguida se encuentra el esófago que se une al estómago y se prolonga en el intestino, a través de relieves para llegar a la parte anterior del cuerpo y desembocar en el ano. El hígado es un órgano voluminoso y los productos que elabora son vertidos en el estómago.

La glándula digestiva o hepatopáncreas es el órgano más largo que se encuentra en el cuerpo de los caracoles pulmonados. En las especies actuales está formada por varios lóbulos, en otras especies está completamente ausente.

Diversas funciones se le atribuyen a la glándula digestiva o hepatopáncreas; como: a) absorción del material alimenticio durante las etapas digestivas; b) secreción de enzimas y c) almacén de reserva del material de excreción.

En los pulmonados, el proceso digestivo se inicia dentro del tracto digestivo y se completa intracelularmente por medio de células que lo recubren; en ocasiones el material no digerido se acumula en forma de gránulos de color amarillo que se eliminan a través de la glándula del lumen. En estos casos, es importante señalar el hábitat y la alimentación de los moluscos Pulmonados, ya que son determinantes en el proceso digestivo de los mismos.

Los estudios histoquímicos del tejido de la glándula digestiva revelan la presencia de lisosomas, fosfatasa ácida y esterases, además



de otras enzimas, como la amilasa y algunas proteasas, probablemente producidas por las glándulas salivales.

Sistema respiratorio: una de las adaptaciones más notables en los moluscos pulmonados que ha ocurrido en el transcurso de su evolución, es la presencia de unos órganos parecidos a pulmones o sacos pulmonares, ya que es factible hayan evolucionado a partir de mamíferos terrestres (delfines, morsas y focas). Los sacos pulmonares están constituidos por una cavidad paleal y un manto vascularizado, el cual es el sitio de intercambio gaseoso entre el agua y la sangre circulante. La denominación "pulmonata" es aplicable a los moluscos gasterópodos, los cuales respiran el aire atmosférico.

El aire disuelto en el agua se difunde a través de las partes blandas del caracol y ocurre un intercambio de oxígeno, el cual, es transportado a la sangre tisular mediante el saco pulmonar que está conectado al exterior, por un estrecho orificio llamado Neumostoma que se abre rítmicamente. El volumen respiratorio del saco pulmonar es variable, cuando el caracol está fuera del agua se le calcula un volumen de 5,7 mililitros y una reducción del mismo de 0,5 mililitros cuando se retrae en su concha.

El oxígeno que consumen algunas especies pulmonadas se mide por sus condiciones fisiológicas que son considerablemente variables, pueden influir factores como la edad, el diámetro, la estivación o anabiosis, la temperatura, las estaciones del año y los tratamientos de las superficies de agua; todo el conjunto afecta la función respiratoria del animal.

Por lo tanto, el consumo de oxígeno disminuye cuando aumenta el diámetro del caracol; así mismo, se reduce el elemento por efecto de la estivación, esto ocurre justo durante el primer día del evento y luego sigue bajando, el género *Strophocheilus*, cuando entra en período de anabiosis, permanece 48 horas sin presentar cambios de la actividad fisiológica y tisular.

Sistema nervioso: consiste básicamente de tres pares de ganglios interconectados que se

localizan en la cabeza, pie y músculos superficiales sensoriales del cuerpo. Las células nerviosas de los pulmonados, al igual que otros moluscos, tienen una composición iónica. Las variaciones de sodio (Na^{++}), potasio (K^{+}) y calcio (Ca^{++}) dependen de la concentración de los mismos en las células nerviosas; el calcio es el principal ión interno, pero debido a la permeabilidad iónica de la membrana de rechazar o aceptar el ión, pueden controlar la concentración iónica interna.

Sistema excretor: son fundamentalmente nefridios, o sea, túbulos pares que están diferenciados en una porción tubular y otra a manera de vejiga. Los nefridios desembocan al exterior, por medio de aberturas, por donde arrojan los desechos solubles de la sangre y fluidos intracelulares.

Sistema muscular podal: los pulmonados, como otros Gastrópodos, están adaptados para la locomoción y una gran adhesión al sustrato. El pie es un órgano muscular succionador con el cual el caracol queda adherido al sustrato. Los cilios sirven para esparcir la mucosidad en el sustrato para facilitar la locomoción, los moluscos acuáticos sólo utilizan el pie, sin el auxilio de los cilios, porque no necesitan producir mucosidad.

El sistema muscular podal está formado por un conjunto de fibras orientadas en varias direcciones: transversales, longitudinales y dorso-ventrales, las dos últimas se entrelazan para formar el músculo retractor anterior y posterior, para facilitar que la sangre se disperse lateralmente a la estructura podal.

Sistema circulatorio: en los caracoles pulmonados es abierto, bien desarrollado, formado por un corazón contráctil y numerosos vasos sanguíneos, los cuales distribuyen la sangre hacia los diversos órganos del cuerpo; pero la sangre fluye a través de espacios o senos, más que por medio de capilares.

De los cuatro pigmentos respiratorios presentes en la sangre de los organismos vivos (hemoglobina, clorocruorina, hemocianina y hemeritrina), sólo la hemoglobina y la hemo-

cianina están presentes en los Gastrópodos pulmonados, como en otros moluscos. La hemoglobina y la hemocianina están disueltas en la hemolinfa circulante; en el año 1869 se detectó, por primera vez, la presencia de este pigmento en la sangre de la especie *Planorbis corneus*; lo que trajo mucha polémica para la época.

Órganos genitales del género *Biomphalaria* (Pulmonata)

Para poder identificar a un caracol, no es suficiente conocer su estructura externa, o sea, la concha, es indispensable examinar los órganos internos, particularmente el sistema genital, cuyo aspecto es típico para cada especie (Malek, 1985).

La siguiente descripción fue propuesta por Chrosciechowski (1987), está limitada sólo a las partes cuyo conocimiento es imprescindible para los fines de clasificación, sin hacer mención a otros detalles de importancia, pero superfluos para este propósito. Las especies venezolanas del género *Biomphalaria* se pueden identificar por las características de su morfología interna, las cuales son de gran valor taxonómico, entre ellas:

Cresta renal

La presencia de la cresta renal es propia de la especie *B. glabrata*, pues no aparece en ninguna otra del género. Su aspecto es variable; a veces ocupa todo el largo del tubo renal, en otras sólo una parte. En los especímenes jóvenes, donde la cresta no se ha formado aún, se observa en su lugar una cinta pigmentada.

Vagina

El Cuadro 1 presenta el aspecto de la vagina, la cual es determinante para identificar el caracol *B. glabrata*, así mismo las especies congénicas.

Cuadro 1. Aspecto de la vagina en las diferentes especies

Especie	Aspecto de la vagina
<i>B. glabrata</i>	
<i>B. havanensis</i>	Divertículo o bolso vaginal
<i>B. prona</i>	
<i>B. straminea</i>	Corrugamiento vaginal
<i>B. kuhniana</i>	Corrugamiento vaginal poco desarrollado
<i>B. schrammi</i>	Superficie vaginal lisa
<i>B. obstructa</i>	Superficie vaginal lisa, con bolso extremadamente pequeño

Sistema peneano

El sistema peneano está formado por el prepucio y el saco peneano, estos órganos corresponden al sistema genital masculino del caracol, los cuales pueden variar, su aspecto, según la especie, como se muestra en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Aspecto del sistema peneano en las diferentes especies

Especie	Aspecto del sistema peneano
<i>B. glabrata</i>	Saco peneano más delgado que el prepucio
<i>B. havanensis</i>	Sistema peneano sin estrechamiento
<i>B. prona</i>	Sistema peneano fusionado y grueso
<i>B. straminea</i>	Saco peneano más delgado que el prepucio
<i>B. kuhniana</i>	Saco peneano más delgado que el prepucio
<i>B. schrammi</i>	Saco peneano un poco más delgado que el prepucio
<i>B. obstructa</i>	Saco peneano estrecho, ligeramente más corto que el prepucio

Canal deferente

Es una estructura en forma de tubo delgado, pero las especies *B. prona* y *B. havanensis* presentan una dilatación central más gruesa



que en sus extremos, detalle que se destaca muy claramente.

Próstata

Esta estructura está formada por los divertículos prostáticos, los cuales varían en forma y número para cada especie (Cuadro 3).

Cuadro 3. Aspecto de la próstata en las diferentes especies

Especie	Aspecto de la próstata
<i>B. glabrata</i>	Posee una próstata grande, con divertículos prostáticos en números de quince a treinta, en su mayoría arborescentes.
<i>B. havanensis</i>	Presenta divertículos prostáticos ramificados o arborescentes, los cuales se bifurcan en plano ortogonal al eje de la próstata, en consecuencia es bastante ancha.
<i>B. prona</i>	Los divertículos prostáticos son muy arborescentes, sus ramificaciones se extienden dándole al órgano un aspecto de coliflor.
<i>B. straminea</i>	Tiene divertículos prostáticos en números de nueve a dieciocho, en su mayoría ramificados o arborescentes.
<i>B. kuhniana</i>	Presenta los divertículos prostáticos en números de cuatro a nueve, cortos y pocos ramificados.
<i>B. schrammi</i>	Tiene divertículos prostáticos en números de ocho a diez, generalmente ramificados o arborescentes, bastante pequeños. La próstata es más corta que la espermateca.
<i>B. obstructa</i>	La próstata tiene una extensión de siete milímetros, con divertículos prostáticos entre dieciocho y veinticinco ramificados o no.

Diferencias morfológicas más notables entre *B. straminea* y *B. kuhniana*

En el Cuadro 4 se destacan las diferencias más notables entre las especies *B. kuhniana*

y *B. straminea*, las cuales se deben considerar al momento de diseccionarlas. Sin embargo, para el mismo criterio la técnica PCR-RFLP (Reacción en Cadena de la Polimerasa - Polimorfismo del Tamaño del Fragmento de Restricción) es determinante para caracterizar especies similares, permitiendo un análisis detallado de la expresión génica (Caldeira *et al.*, 2000).

Cuadro 4 Diferencias morfológicas más notables entre *B. straminea* y *B. kuhniana*

Especie	Diferencias más notables
<i>B. straminea</i>	<ul style="list-style-type: none"> - Corrugamiento de la pared vaginal: visible. - Divertículos prostáticos: largos, ramificados o arborescentes de nueve a dieciocho. - Sistema peneano: saco peneano más delgado que el prepucio, relación 2:1 - Segmento distal del oviespermiucto: más o menos enroscado - Concha: bicóncava, diámetro hasta 15 milímetros.
<i>B. kuhniana</i>	<ul style="list-style-type: none"> - Corrugamiento de la pared vaginal: poco desarrollado - Divertículos prostáticos: cortos, poco ramificados y en número de cuatro a nueve - Sistema peneano: saco peneano más delgado que el prepucio, relación 1:1 - Segmento distal del oviespermiucto: recto o ligeramente ondulado - Concha: cóncava, diámetro hasta 7,5 milímetros.

Métodos de diagnóstico malacológico

Con frecuencia el personal de laboratorio enfrenta cierta dificultad al tratar de identificar morfológicamente diferentes especies de moluscos, sobre todo cuando se trata de especímenes congénicos. Entre los métodos

clásicos se tiene: estudio de las partes blandas (especialmente de los órganos reproductores), morfología externa de la concha, morfometría, marcadores ecológicos, estudio de la rádula y las claves para caracoles vivos y conchas vacías. En la actualidad es posible caracterizar las especies utilizando el análisis molecular o bioquímico, un método más avanzado con una técnica muy específica de la ingeniería genética.

Además, de su simetría bilateral característica y de sus tres capas embrionarias, los moluscos poseen un patrón básico de organización que los distingue fácilmente de los otros phyla animales. Burch (1962) reportó la estructura típica de un caracol como se muestra en la Figura 15, con adaptaciones de (Matinella 2013). El cuerpo está constituido esencialmente por la cabeza, la cual está bien desarrollada y tiene los órganos de los sentidos, una región visceral que contiene la mayoría de los órganos internos, un pie muscular ventral utilizado para la locomoción, una envoltura o manto de un epitelio glandular que lo cubre totalmente y que segrega el carbonato de calcio para formar la concha (Nason, 1970).

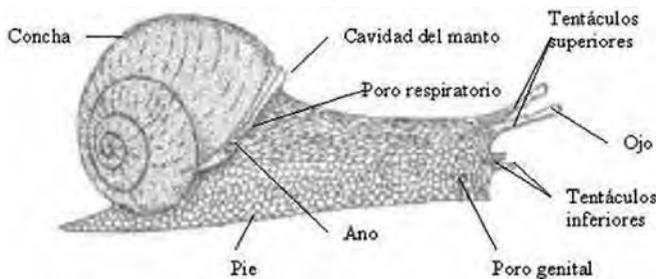


Figura 15. Estructura típica de un caracol.

Estudio de las partes blandas

En la Figura 16 se expone el sistema genital de un caracol *Biomphalaria*, en el cual se observa el órgano femenino y masculino, de igual forma se señalan las estructuras que son comunes para los dos sexos. La Figura 17 destaca las diferencias, notables, que existen entre los sistemas reproductivos para cada especie del género *Biomphalaria* (Malek 1985).

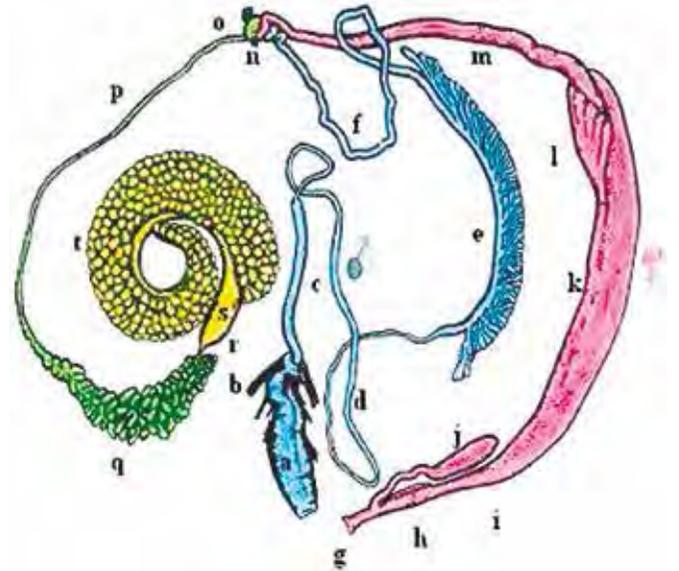


Figura 16. Sistema genital de un *Biomphalaria*. a: prepucio, b: músculo prepucial; c: saco peneano; d: conducto deferente; e: próstata; f: conducto espermático; g: vagina; h: bolso vaginal; i: útero; j: espermateca; k: glándula nidamental; l: bolso del oviducto; m: oviducto; n: encrucijada; o: glándula de albumen; p: segmento distal del conducto oviespermático; q: vesícula seminal; r: segmento proximal del conducto oviespermático; s: canal colector; t: ovotestis.

Órganos femeninos

El oviducto es un canal grueso, próximo a la glándula nidamental, ésta es cilíndrica de color amarillo pálido, en su interior contiene los huevos que modifican considerablemente la forma del órgano. El útero es un segmento corto y estrecho, que se encuentra entre la glándula nidamental y la desembocadura de la espermateca. El bolso vaginal se ubica en la superficie del útero cerca de la espermateca, la vagina es la última porción del órgano genital femenino, la cual es de diámetro pequeño, con numerosas fibras musculares.

Órganos masculinos

El conducto espermático es mucho más fino que el oviducto y generalmente más largo; su trayecto es tortuoso, desemboca en el canal de la glándula prostática, que varía según la



especie. El conducto deferente es un tubo más fino que el conducto espermático, siendo particularmente delgado en el segmento medio, con un trayecto irregular. El saco peneano es una vaina cilíndrica que contiene en su in-

terior al pene. El pene es un órgano que presenta diferentes proporciones dependiendo de la especie. El prepucio presenta paredes espesas y musculosas, casi siempre pigmentadas, el cual termina en el poro masculino.

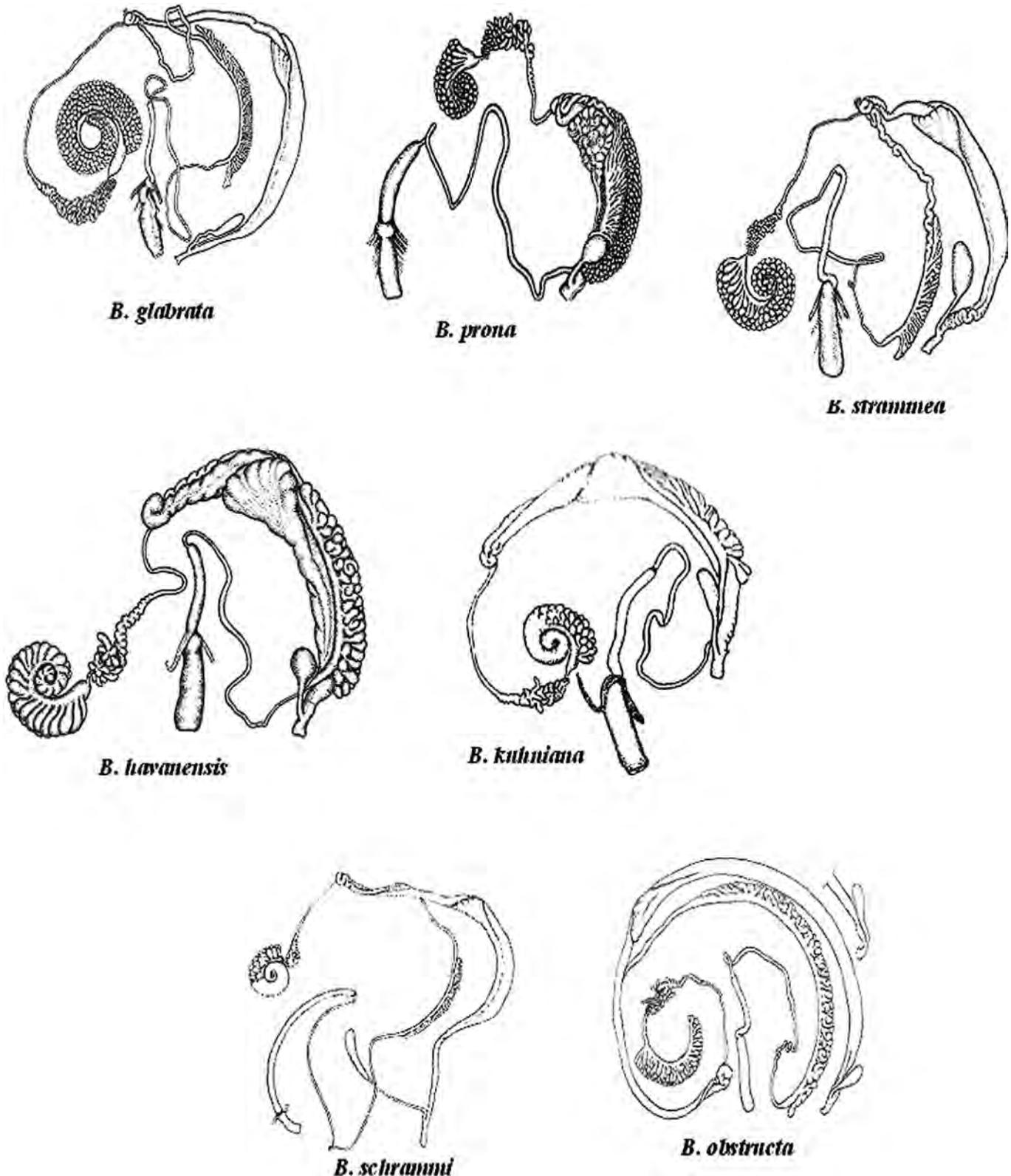


Figura 17. Diferencias entre los sistemas reproductivos de las especies del género *Biomphalaria*.

Al mismo tiempo, se observan unas estructuras comunes para los dos sexos, como la ovotestis, que es una glándula con un canal longitudinal recubierto en parte por la glándula digestiva; en algunas especies los divertículos pueden ser bifurcados y en caracoles adultos presenta una coloración amarilla. El canal hermafrodita es fino y delgado en su comienzo y presenta numerosas expansiones irregulares, que reciben el nombre de vesícula seminal, en el que se alojan gran cantidad de espermatozoides. El canal hermafrodita termina en un órgano llamado encrucijada, donde comienzan los conductos masculino y femenino separados.

Disección de caracoles

Es esencial que el personal especializado no incurra en crueldad con los caracoles en el momento de su disección, por lo tanto, se recomienda utilizar anestésico durante dicho procedimiento, como lo establece el marco legal de la Legislación de los Animales de Laboratorio, en su Artículo 12: "El animal de cualquier especie usado en cualquier tipo de experimento, debe ser previamente puesto bajo los efectos de la anestesia" (Molina *et al.*, 2008). En este contexto, el uso de caracoles anestesiados debe ser considerado como alternativa de la disección que se práctica actualmente.

Técnica con anestesia: cuando se cumple con la Legislación de los Animales de Laboratorio, Artículo 12 (citado por Molina *et al.*, 2008).

Procedimiento:

1. Colocar los caracoles en solución anestésica, donde permanecerán por un lapso de tres a seis horas, hasta que estén completamente relajados e inmóviles.
2. Sumergir en agua a 70 °C de temperatura por un período de 30 a 45 segundos, considerando el tamaño de los caracoles.
3. Introducir los caracoles en agua natural y, con la ayuda de una pinza de tipo ento-

mológica, sujetar la región podal y separar suavemente la parte blanda de la concha.

4. Colocar la parte blanda en líquido fijador y la concha correspondiente en otro frasco con algodón. Identificar ambos frascos con el mismo número.
5. Estudiar las características del sistema reproductor para identificar la especie.

Técnica sin anestesia: cuando no se cumple con la Legislación de los Animales de Laboratorio, Artículo 12 (citado por Molina *et al.*, 2008).

Procedimiento:

1. Calentar agua natural a 70 °C y sumergir el caracol de 30 a 60 segundos, dependiendo del diámetro, asir la masa céfalo podal del caracol con pinzas entomológicas de punta fina, cuidadosamente con suaves tironcitos y proceder a extraer el cuerpo del caracol. Es importante que la temperatura permanezca dentro de los rangos asignados. Si la inmersión es llevada a cabo cuidadosamente, el pie-cabeza no se retraerá muy distante de la abertura de la concha para facilitar la extracción. El técnico puede sentir, usualmente, el rompimiento de la columela, o sea, el músculo que mantiene unido el cuerpo del caracol a la concha. Esta es la parte más crítica del procedimiento, pero con experiencia y cuidado, todo el cuerpo del animal puede ser extraído dejando la concha y la parte blanda en excelentes condiciones para el estudio morfológico de preservación (Fraga de Azevedo, 1960).
2. Colocar el molusco con el lado izquierdo hacia arriba, donde se abren los orificios de los órganos masculino y femenino, como se muestra en la Figura 18.
3. Cortar longitudinalmente el borde espeso del manto hasta que alcance la pared delgada del saco pulmonar; una vez abierta la cavidad pulmonar aparece la superficie del pulmón, luego el orificio genital masculino situado en el cuello detrás del tentáculo iz-



quierdo, el orificio genital femenino ubicado también en el cuello en el fondo del pliegue del collar, el riñón está en la pared de la cavidad pulmonar y se puede observar de izquierda a derecha. Los caracoles del género *Biomphalaria* poseen en el manto dos crestas paralelas al riñón: la cresta dorsal y la cresta rectal, estas dos no deben confundirse con la cresta renal propia característica de la especie *B. glabrata* (Deslandes, 1951).



Figura 18. a) Posición de la abertura femenina, b) órgano copulador.

Otro aspecto a considerar, durante la disección de caracoles, es la presencia de cercarias en fase de esporocistos, como se muestra en la lámina preservada del Laboratorio Malacológico en el año 2001, por lo que es necesario un examen detallado, porque los caracoles pueden estar parasitados por otros tremátodos (Figura 19).



Figura 19. Esporocistos de *Schistosoma mansoni*.

Morfología externa de la concha: ver página 16.

Estudio morfométrico: es una técnica que consiste en medir los órganos genitales y las características externas de los caracoles. El análisis cuantitativo de las medidas servirá para identificar las especies.

Marcadores ecológicos: es el estudio de un conjunto de factores que incluye los diferentes hábitats de los caracoles, tablas de vida, número de moluscos que sobreviven, huevos viables y longevidad entre las generaciones desarrolladas (Pointier, 1997).

Morfología de los dientes de la rádula: es una técnica orientada al examen de los dientes de la rádula para identificar los caracoles. El estudio es particular para cada especie y amerita un análisis detallado, por cuanto hay que investigar la larga cinta que conforma la estructura.

Claves para caracoles vivos y conchas vacías: permiten identificar los caracoles por el aspecto de la concha y son de gran utilidad para el personal de salud pública, quien debe conocer las características externas de los caracoles, principalmente de *B. glabrata*. Las claves, generalmente, son sencillas y referidas a los caracoles de cada región, ya que las mismas familias pueden incluir formas diferentes (Chrosciechowski, 1981).

Análisis molecular o bioquímico: esta técnica es fundamental para caracterizar moluscos de importancia médica (dulceacuícolas, terrestres y marinos), actualmente se utiliza en diferentes áreas de investigación y en laboratorios clínicos, la cual permite el análisis detallado de la expresión génica de células individuales hasta la evolución de las especies (Caldeira *et al.*, 2000). Su procedimiento es laborioso y está restringido a laboratorios con equipos, reactivos y soluciones específicas, las cuales no dispone el Laboratorio Malacológico de Maracay, estado Aragua.

Técnicas de preservación

Debido a la complejidad tisular de los órganos y el sistema del caracol se utilizan diferentes

técnicas para preservar y colorear cada una de sus segmentos. Los estudios anatómicos requieren de estas partes, las cuales deben ser preservadas para posibles comparaciones o análisis paralelos. Por ejemplo, cuando se quiere demostrar la efectividad del tratamiento molusquicida, para cambiar o mantener la "clasificación de los cursos y cuerpos de agua". De allí la importancia de conservar cuerpo blando y conchas de los caracoles recibidos de las diferentes regiones del país. Igualmente, conservar los especímenes contribuye a enriquecer la sala de colección o conchihemeroteca.

Conservación de la rádula

La Figura 20 muestra la cinta radular, provista de denticulos microscópicos, los cuales presentan formas particulares para cada especie, por lo que se considera de gran valor taxonómico. El procedimiento para conservar la rádula consiste en diseccionar la masa bucal y sumergirla durante una noche entera en solución de hidróxido de sodio (NaOH) a 10%. De igual forma se puede colocar en solución de hipoclorito (ClO), el cual digiere el tejido de la rádula y mandíbula en un tiempo más corto. Separar la rádula de la mandíbula y lavar la cinta radular con agua destilada. Por medio de un pincel fino transferir la cinta a una cápsula de Petri, agregando una gota de agua glicerinada, colocando los denticulos hacia arriba, lavarla uno o dos veces con alcohol a 70% y hacer el montaje de la misma mediante técnica microscópica normal. En algunas ocasiones, es recomendable sumergir la cinta radular en solución acuosa de Permanganato de Potasio, Naranja G o Hematoxilina, antes de transferirla a la cápsula de Petri y agregar la gota de agua glicerinada esto con el propósito de hacer más visible la estructura radular (Malek, 1985; Fretter y Peaje, 1975) con adaptaciones (Matinella, 2013).

Conservación directa: esta técnica utiliza el cuerpo blando de los moluscos, los cuales deben ser extraídos mediante disección y conservados directamente en líquido de Boui's o de Carnoy's; en el mismo líquido se pueden conservar las micro estructuras de las fases

larvales de los trematodos para estudios posteriores.

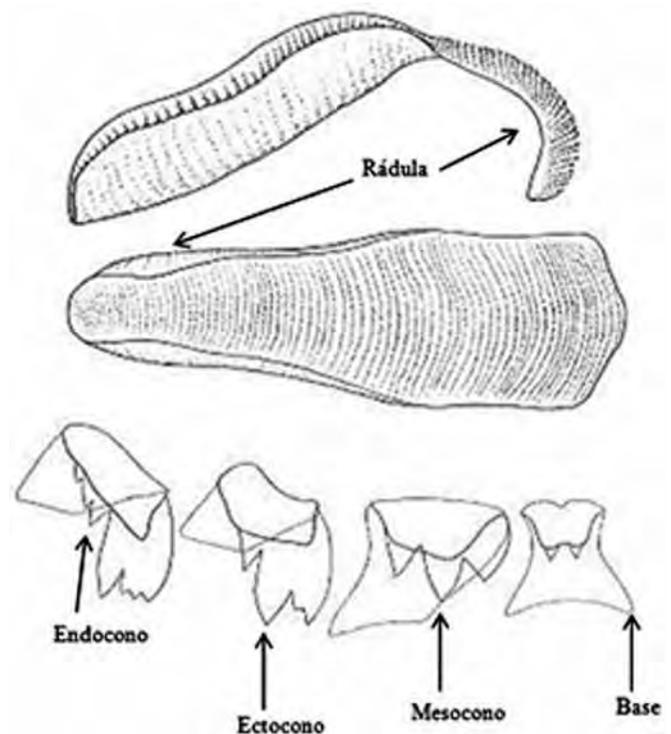


Figura 20. Rádula de un *Biomphalaria* e ilustración de la nomenclatura de algunos denticulos.

Relajación: para esta técnica se puede utilizar dos o tres gotas de solución saturada con cristales de mentol a 95% de alcohol o nembutal en agua, hasta cubrir los caracoles. Una vez colocados en la solución disponible no deben ser perturbados mientras son narcotizados, con el propósito de mantener las estructuras internas sin alteraciones.

Luego de seis a 48 horas, se debe verificar que los moluscos se encuentren en estado insensible al estímulo para ser extraídos de la concha, no es recomendable dejarlos más tiempo del estipulado en la solución, ya que los tejidos pueden deteriorarse y los especímenes no podrán ser utilizados para estudios micro morfológicos.

Una vez confirmado que los caracoles están totalmente relajados, se deben colocar en solución de formalina a 5% y, después de 24, horas se pueden transferir a una solución de alcohol a 70%. Finalmente, los especímenes pueden ser preservados en la solución de Raillet-Henry.



Congelación: es procedente relajar los caracoles antes de someter su cuerpo a congelación para evitar el proceso traumático. El procedimiento consiste en colocarlos en el compartimiento ordinario del congelador por una noche y al día siguiente se retiran para que ocurra la descongelación del hielo, para ese momento los caracoles estarán completamente extendidos y pueden ser sacados fácilmente de sus conchas (Barbosa *et al.*, 1960).

Fijación y preservación: es un método efectivo para fijar y preservar caracoles dulceacuícolas, los cuales pueden ser removidos de sus conchas con pinzas entomológicas de punta fina de la manera usual, después de ser relajados en solución mentolada por 24 horas los caracoles de mayor diámetro deben permanecer más tiempo en la solución mentolada, seguidamente colocarlos en una solución de glicerina-alcohol en la cual pueden perdurar por tiempo indefinido. Este método es particularmente útil cuando se quieren preservar especímenes en masa.

Almacenamiento: los caracoles se deben almacenar en contenedores con tapa de rosca o de presión, esto se realiza para evitar la evaporación. Los envases de metal no se deben utilizar para prevenir la oxidación, sobre todo si en alguna etapa del proceso se utiliza formalina.

En el caso de la conquiheroteca que es una colección de referencia, los especímenes recolectados en el campo se deben guardar en envases y ser revisados frecuentemente para reparar alguna deficiencia, como tapas dañadas, reemplazar cualquier solución evaporada, entre otras. La norma fundamental es mantener un orden sistemático de los representantes de las especies preservadas en estantes o gabinetes, acompañadas de tarjetas con referencia e información útil, como: fecha, especie clasificada, distribución geográfica, nombre

del recolector, infección parasitaria, ecología, entre otras; por cuanto el material identificado incompleto no tiene valor desde el punto de vista científico. El orden en que se conserve el material en el área de la conquiheroteca, redundará en beneficio del reducido tiempo que se utilizará cuando se busca una especie en particular.

Coloración: cuando se quieren poner en evidencia algunas estructuras internas de los caracoles es preciso elegir la coloración adecuada para apreciarlos detalladamente. La hematoxilina-eosina es la coloración más utilizada, la cual permite apreciar estructuras tan finas como las de los cromosomas (en células sexuales) o la estriación de las fibras musculares (especialmente del corazón y la boca).

La coloración tricrómica de Mallory ha demostrado ser útil para los tejidos del caracol, además la técnica de Wilder modificada ofrece buenos resultados para el tejido reticular. La hematoxilina férrica se utiliza para colorear la glándula del albumen y la glándula digestiva con la técnica de Altmann. Sin embargo, para las ramificaciones prostáticas y la ovotestis se recomienda la solución yodada a 40% para destacar los detalles. En los moluscos la afinidad de los colorantes por determinadas estructuras se denomina siderofilia.

Preparación de soluciones

En el Cuadro 5 se presentan las soluciones anestésicas para caracoles, las cuales se deben utilizar, para no incurrir en crueldad, cuando se quiere extraer su cuerpo blando. Así mismo, existen diversas soluciones para conservar la parte blanda o algunos órganos específicos. En el Cuadro 6 se muestran diferentes fórmulas, las cuales se utilizan para mantener las estructuras blandas de manera permanente o temporal.

Cuadro 5. Anestésicas para caracoles

Soluciones anestésicas	Cantidad
Pentobarbital sódico H ₂ O destilada	100 mg 250 ml
Nembutal (0,05%) H ₂ O destilada	0,5 ml 99,5 ml
Solución saturada con cristales de mentol (95%) Alcohol o Nembutal Cristales de mentol	9,5 ml 0,5 g
Guardar refrigeradas	

Cuadro 6. Conservadoras para caracoles

Soluciones Conservadoras	Cantidad
Raillet-Henry Cloruro de Sodio Formaldehido (HCHO) Ácido acético H ₂ O destilada	6 g 50 g 20 ml 1000 ml
Solución de Glicerina-Alcohol Glicerina Alcohol etílico 70%	1 ml 9 ml
Formalina 5 % Formol comercial (40%) H ₂ O destilada	12,5 ml 100 ml
Formalina 10 % Formol comercial (40 %) H ₂ O destilada	25 ml 200 ml
Líquido de Bouin's Ácido acético glacial Formaldehído, 37% Ácido pícrico solución saturada	2,4 ml 11,9 ml 35,7 ml
Líquido de Carnoy's Cloroformo Alcohol absoluto Ácido acético glacial	30 ml 60 ml 10 ml
Guardar a temperatura ambiente	

Capítulo III

Ciclo de vida de un *Biomphalaria*

Durante la vida del caracol intervienen muchos factores, tanto físicos, químicos como biológicos los cuales influyen en el ciclo biológico y pueden provocar cambios en cualquier fase de la vida del molusco. La etapa más susceptible ocurre durante la fase ovular, como se aprecia en la Figura 21, por cuanto el embrión está expuesto a diferentes depredadores (Chrosciechowski, 1966).

A continuación se describe cada una de las fases:

Oviposición

El acto de oviposición ocurre usualmente durante la noche, el molusco deposita sus huevos sobre alguna superficie sólida, inclusive sobre la concha de otros caracoles, estos están cubiertos por una capa fina de consistencia gelatinosa transparente que luego endurece y toma un color amarillento. Cuando el caracol ovipone coloca de uno a dos paquetes de huevos por día, a veces con interrupciones de varios días entre posturas. Todo el paquete tiene forma redonda u ovalada y mide entre cinco y diez milímetros (Figura 21), ocasionalmente el paquete se desprende y cae al fondo del acuario o curso de agua y sigue siendo viable. El número de huevos depositados en una postura es muy variable, puede oscilar entre 25 y 100 huevos por paquete. Cada huevo mide aproximadamente un milímetro, es transparente y cuando está fecundado tiene dentro un pequeño núcleo.

Período embrionario

Comprende el lapso de tiempo entre la oviposición hasta la eclosión, su duración es de seis a ocho días, con temperatura de 26 °C, cuando

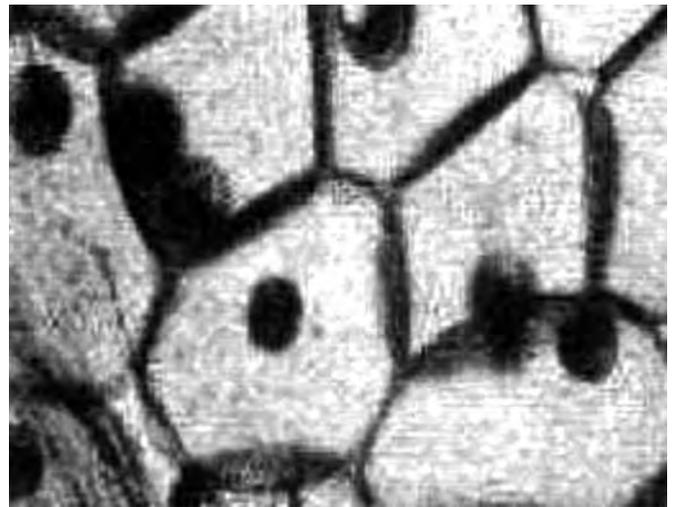


Figura 21. Vista parcial de un paquete de huevos etapa embrionaria de *B. glabrata*.

do ésta varía el período embrionario se puede prolongar. No obstante, es importante mencionar el factor individual de los huevos contenidos en un mismo paquete. Ensayos realizados en el Laboratorio Malacológico, en el año 1990, demostraron que la eclosión de los huevos normalmente se inició al séptimo día, resultando viables entre 80% y 100%, además se observaron posturas en las cuales unos caracolitos estaban saliendo, mientras que había huevos cuyos embriones no desarrollados tardaron 11 días para eclosionar.

Crecimiento

No es posible estimar la edad del caracol según su tamaño, porque el proceso de crecimiento está influenciado por factores ambientales, por ejemplo: la composición del agua, temperatura, alimentación, densidad de caracoles en un curso o cuerpo de agua, entre otros. Además, es posible que existan cepas locales que por algún factor genético no alcanzan gran tama-



ño, esta condición la presenta los caracoles de *B. glabrata* del estado Portuguesa.

Es importante destacar que durante el crecimiento de los moluscos, se distinguen tres períodos:

1. En los primeros días después de la eclosión el crecimiento es nulo.
2. Sigue el período de crecimiento rápido hasta llegar a la madurez sexual.
3. Ya alcanzada la madurez sexual, el caracol vuelve a crecer lentamente, algunos malacólogos señalan que este proceso no para y el caracol sigue creciendo hasta que muere.

Madurez sexual

Al segundo mes de vida, el caracol se considera maduro sexualmente y hace su primera postura de huevos, pero las condiciones del hábitat pueden retardar el proceso.

Estudios al respecto demuestran que no es la edad sino el tamaño del caracol, lo que indica la llegada de la madurez sexual, o sea, cuando la concha alcanza un diámetro entre 7,5 y 9 mm. Ensayos realizados en el Laboratorio Malacológico, en el año 1994, confirman dichos resultados.

Mortalidad

La mortalidad es bastante elevada, sobre todo los primeros días de vida cuando el caracolito todavía débil y tiene una conchita frágil. En condiciones naturales la mortalidad es más elevada, en comparación al laboratorio donde recibe los cuidados necesarios. Sin embargo, el caracol puede superar estas pérdidas gracias a su gran fecundidad.

Longevidad y longitud del ciclo biológico

El ciclo biológico comprende desde la aparición del huevo hasta la primera postura, todo el período oscila entre los 53 a 77 días, lo que

permite que, en el curso de un año, nazcan de cinco a siete generaciones, siempre y cuando las condiciones sean favorables. La vida del caracol generalmente es de un año, aunque puede vivir un tiempo mayor, dependiendo de las colecciones de agua donde habita. Los caracoles que viven en cursos y cuerpos de agua estacionales adquieren un factor genético de resistencia al desecamiento, mientras que aquellos que se encuentran en hábitat acuáticos permanentes no desarrollan dicho factor. En este contexto, es oportuno mencionar algunos factores genéticos presentes en el género *Biomphalaria*, los cuales pueden variar dentro de la misma especie. Estos factores genotípicos son: resistencia al desecamiento, resistencia o susceptibilidad a la infección, compatibilidad o adaptación y el albinismo.

Conducta en el hábitat

Proceso reproductivo

En los cursos y cuerpos de agua, donde están presentes varios caracoles, la heterofecundación ocurre mayormente, es decir, los huevos son fecundados por cópula entre dos caracoles, donde uno hace el papel de hembra y otro de macho o viceversa. Tal condición permite a un solo caracol infestar un curso o cuerpo de agua

Los planorbídeos son moluscos hermafroditas capaces de reproducirse por autofecundación y fecundación cruzada. El aparato reproductor de estos moluscos está constituido básicamente por la ovotestis, donde se producen los óvulos y espermatozoides, seguido de un canal que se divide para separar la parte masculina de la femenina, permitiendo el pasaje de los espermatozoides y óvulos, respectivamente. La Figura 22 de Vidigal (1995) con adaptaciones de la autora muestra el recorrido de los espermatozoides introducidos durante la cópula en el canal genital, los cuales son almacenados en la ovotestis y en la espermateca. En la ovotestis ocurre la fecundación cruzada, cuando hay autofecundación se sugiere que ésta acontece en la vesícula seminal. Los

espermatozoides que se acumulan en la espermateca son destruidos o reabsorbidos en pocos días, no participando en la fertilización; los de la ovotestis pueden conservar su capacidad fecundante, durante un período de hasta 68 días.

Cuando los caracoles son criados en aislamiento, éstos son capaces de reproducirse por autofecundación por muchas generaciones. Sin embargo, en las poblaciones naturales y en aquellas mantenidas en el laboratorio, la prioridad es la fecundación cruzada. Esta preferencia tiene significado evolutivo, una vez que la especie garantiza su variabilidad genética a través del flujo y recombinación génica (Paraense, 1955, 1956, 1976).

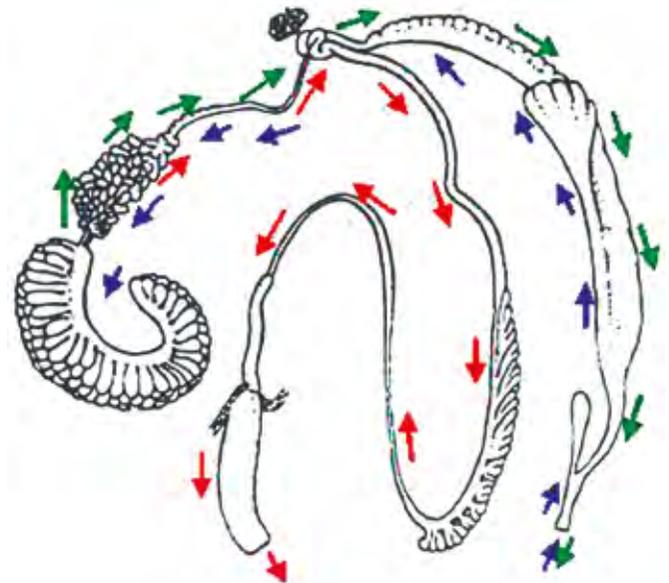
Alimentación

Los *Biomphalaria* son herbívoros, aunque en campo se han observado alimentándose de cadáveres de animales, heces, papel y otros. No obstante, prefiere el alimento vegetal (lechuga criolla o berro), cuya cutícula no resulta muy dura para la rádula que le sirve para arrancar la sustancia alimenticia. La Figura 23 muestra una vista parcial de un cuerpo de agua con presencia de *B. glabrata*, durante su alimentación. (Foto: Laboratorio Malacológico, 2008).

Al respecto, Chrosciekowski (1966) demostró que el género en *Biomphalaria* carece de órganos sensoriales y puede permanecer sin materia comestible hasta 45 días.

Locomoción

En una colección de agua los caracoles caminan contra corriente a una velocidad de un metro por día aproximadamente. Su constante movimiento le permite hallar alimento, encontrar compañero para la cópula y expandirse por todo el reservorio de agua. En condiciones adversas salen del agua, sin poder caminar sobre tierra seca, como por ejemplo cuando se aplica una sustancia molusquicida.



- Huevos
- Espermatozoides endógenos
- Espermatozoides exógenos

Figura 22. Sistema genital de un *Biomphalaria* mostrando el camino de los óvulos y espermatozoides endógenos y exógenos.



Figura 23. Vista parcial de un cuerpo de agua con presencia de *B. glabrata*, durante su alimentación.

Otro tipo de movimiento es en sentido vertical, el caracol tiene en su cavidad pulmonar una burbuja de aire que aumenta o disminuye el volumen del peso específico de su cuerpo, condición que le permite flotar o caer al fondo del reservorio de agua. Esta conducta se mani-



fiesta al sentirse perturbado o por la necesidad de renovar su reserva de aire en la superficie.

También puede desplazarse cuando se introduce la red y, al ser molestados, se dejan arrastrar por la corriente de agua, pero este no es un medio eficiente para expandirse. Se observa más efectivo el transporte mediante los cultivadores de berro, quienes inconscientemente llevan los huevos y caracolitos pequeños, a través de las plantas, de esta forma se instalan nuevos focos.

Características del hábitat

Medio acuático

Habitan en colecciones de aguas dulceacuícolas, es decir, en lagos, ríos, canales acequias, ciénagas, entre otros. En la Figura 24 se muestra el hábitat de *B. glabrata* y el contacto humano para uso recreativo o laboral. (Foto: Laboratorio Malacológico 2008).

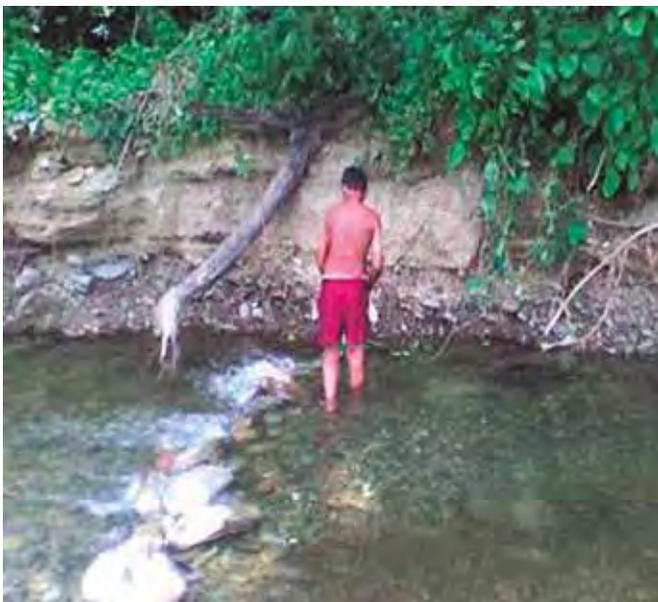


Figura 24. Hábitat de *B. glabrata*, obsérvese el contacto humano para uso recreativo o laboral.

Composición del agua

El caracol necesita ciertas sustancias disueltas en agua para poder vivir, por eso el agua

químicamente pura, como agua destilada no le favorece. Las colecciones de agua naturales contienen materiales disueltos, como el elemento calcio que le sirve al caracol para fortalecer su concha. En la Figura 25 se observa que en el hábitat de *B. glabrata*, ocurre la descarga de aguas servidas, la cual es estimulante para su desarrollo (Foto: Laboratorio Malacológico, 2008), sin embargo, no tolera la contaminación industrial porque contiene materiales tóxicos, pero vive bien en estuarios donde la concentración salina es de 25%.



Figura 25. Hábitat de *B. glabrata*, nótese la presencia de vegetación y la descarga de aguas servidas.

El fondo

Para realizar la digestión, el caracol necesita comer tierra del sustrato, por eso un fondo de pura arena, roca o piedra no le favorece.

Movimiento del agua

Prefiere aguas lénticas, con corriente no mayor de 0,5m/seg, pero en colecciones de agua lólicas se pueden establecer poblaciones del caracol, cuando en sus orillas se forman pequeñas ensenadas, ciénagas y pozos.

Profundidad

En una colección de agua los caracoles viven a poca profundidad y cerca de las orillas, donde hay presencia de vegetación que le sirve de alimento, aunque se observan caracoles a una profundidad de tres metros, debido al calentamiento excesivo del cuerpo de agua.

La luz

El caracol manifiesta fototropismo negativo, por lo que evita la luz solar directa, resguardándose debajo de hojas, piedras y otros. Soporta la luz del mediodía cuando está sumergido en el agua, puede morir si se expone directamente a los rayos solares. Por otra parte, se conocen casos de moluscos viviendo por espacio de meses en completa oscuridad.

Altura

En el país se han encontrado caracoles *Biomphalaria* desde los cero hasta 2000 m.s.n.m. En el Junquito y la Colonia Tovar se ubicaron poblaciones a 1.700 m.s.n.m.

Temperatura

La temperatura óptima para el desarrollo de todas las funciones vitales del caracol oscila entre los 23 y 28 °C; fuera de este rango el organismo comienza a sufrir ciertos deterioros, hasta llegar los mismos a cesar por completo, sin embargo se puede mantener bien a una temperatura de 30 °C en lagos de fondo oscuro. Por otra parte, se conocen casos de caracoles que aumentan sus oviposiciones cuando son mudados a un ambiente de temperatura más baja. De esta manera, en el Cuadro 7 se presenta la tolerancia a determinada temperatura (Chrosciekowski, 1966).

Cuadro 7. Temperaturas toleradas por caracoles del género *Biomphalaria*.

Temperatura °C	Tiempo de vida
15 a 30	Doce meses
37	Pocos días
40	Pocas horas
50	Unos minutos

Mantenimiento de caracoles en condiciones de laboratorio

Elementos controlados

Cuando los caracoles son trasladados del campo al laboratorio necesitan un ambiente similar para evitar cambios bruscos, los cuales repercutan en su ciclo de vida, por eso el manejo continuo de los mismos permite conocer, en parte, el comportamiento que adoptan en condiciones de laboratorio (Incáni, 1984).

Para caracoles recién traídos del campo:

- Llenar los acuarios en partes iguales de agua del hábitat y declorinada.

Para caracoles aclimatados en el laboratorio:

- Llenar los acuarios con agua declorinada.

Para caracoles sanos e infectados

- Evitar los cambios bruscos de agua. Los caracoles necesitan un microecosistema equilibrado y los cambios continuos los afectan negativamente.
- La frecuencia de cambios de agua está sujeta a la descomposición del micromedio.
- Para caracoles infectados se recomienda cambiar el agua sólo el día en que se exponen para infectar animales.
- Evitar vaciar y llenar los acuarios con caracoles dentro.

Sustrato

- Colocar en el fondo del acuario tierra o arenilla como sustrato procedente del mismo sitio de captura de los caracoles.
- También se puede colocar como sustrato, una mezcla de tierra roja cernida con car-



bonato de calcio en proporción 10:1. Esterilizar la mezcla, reponer periódicamente cuando se agote.

Aireación

- Utilizar un sistema de aireación integral, conectando mangueras para distribuir el aire a todos los acuarios. En el extremo de las mangueras se debe colocar piedra difusora y una válvula para regular el aire. La Figura 26 muestra la vista parcial de acuarios en el bioterio experimental Foto: (Laboratorio Malacológico, 2007).

Plantas acuáticas

- No introducir plantas acuáticas en los acuarios; los caracoles generalmente desovan sobre éstas, las cuales pueden servir de alimento al igual que las oviposturas. Únicamente se pueden colocar si han cumplido el período de cuarentena para evitar mezclar las cepas.

Alimentación para caracoles adultos y jóvenes

- Si se posee un sistema de aireación, colocar diariamente lechuga fresca, preferiblemente del tipo criolla (*Lactuca sativa*).



Figura 26. Vista parcial de acuarios en el bioterio experimental.

- Colocar el alimento en proporción adecuada para no descomponer el medio o sustituir por alimento para peces en hojuelas.
- Para complementar la necesidad de carbonato de calcio (CaCO_3), se debe colocar una pequeña cantidad de cáscara de huevo deshidratada y pulverizada dos veces por semana (por ejemplo lunes y viernes).
- Lavar la lechuga con agua más hipoclorito de sodio (ClONa) a 0,5% (Proporción 10:1).

Alimentación para caracoles recién nacidos

Dependiendo de los resultados obtenidos en el laboratorio, los caracolitos pueden ser alimentados con:

- Alimento para aves, cuyo contenido nutricional es óptimo para los recién nacidos.
- Lechuga pulverizada y deshidratada, la porción debe ser calculada de acuerdo con la experiencia diaria.
- Ratarina (pulverizada) mezclar con 10% de carbonato de calcio (CaCO_3), suministrar diariamente.
- Cuando los caracolitos alcancen un diámetro de un milímetro de diámetro, se deben alimentar con lechuga criolla o alimento para peces en hojuela.

Obtención de crías

- Utilizar un acuario con 10 caracoles de siete a nueve milímetros de diámetro
- Colocar láminas de anime o papel plástico transparente para que en las mismas ocurran las desovas.
- Trasladar a una bandeja las láminas, cuando se observen abundantes paquetes de huevos, hasta que el embrión alcance su madurez para eclosionar. Esta operación se puede realizar semanalmente o cuando se requiera.

- Es posible que los caracoles ovipongan sobre la concha de otros caracoles y en las paredes del acuario. Cuando esto sucede, se recomienda esperar que los caracolitos sean visibles y trasladarlos de inmediato al acuario que corresponda.
- No mantener juntos los caracoles adultos y huevos, ya que estos pueden ser comidos por los adultos.

Número de acuarios con caracoles sanos

- Para lograr un autoabastecimiento adecuado de caracoles en el laboratorio se recomienda tener tres acuarios por cada cepa (uno con adultos y dos con crías).

Nota: La cantidad de moluscos por acuario debe ser proporcional al volumen de agua y al diámetro de los mismos. Antes de colocarlos en los acuarios deben estar limpios y observados para comprobar su negatividad a cualquier tremátodo (cercarias, planarias, entre otros). Verificar todos los días el estado de los acuarios y de los caracoles, mantener lleno y limpio el envase con agua de clorinada para cambios de emergencia.

Temperatura

- Mantener la temperatura a 26 °C. para que el ciclo biológico de *S. mansoni* este a gran escala.

Iluminación

- **Para caracoles sanos:** se mantiene igual a la del laboratorio.

- **Para caracoles infectados:** en este caso, las condiciones pueden variar de acuerdo con los resultados obtenidos:
- Procurar ambientes separados para caracoles infectados y sanos,
- Colocar papel ahumado en las ventanas para evitar que la luz incida directamente, aunque los caracoles infectados en su hábitat natural emiten miles de cercarias, sin recurrir a ningún artificio. Al respecto, en países donde ocurren las cuatro estaciones del año los mantienen en completa oscuridad,
- Caracoles infectados mantenidos con luz diurna, igual a la del laboratorio, responden perfectamente a la producción de cercarias, sólo hay que exponer los caracoles a la luz artificial o natural, en el momento de infectar animales.

Complemento alimenticio para caracoles

- Colocar las cáscaras de huevo en estufa a 40 °C por 5 días (puede ser variable).
- Macerar las cáscaras de huevo con rodillo de madera, repetir tantas veces sea necesario, hasta convertir en harina.
- Conservar en envase de vidrio.
- Destinar una espátula o cucharita exclusiva para la alimentación.

Capítulo IV

Principales especies de Schistosomas que infectan al humano

La Organización Mundial de la Salud (OMS) (1985), reporta a nivel mundial 16 especies de Schistosomas que infectan al ser humano y animales. En el Cuadro 8 y la Figura 27 se presentan los hospedadores intermediarios para cada especie de Schistosomas y la distribución mun-

dial. (Atlas Mundial, 1990) con adaptaciones de (Sierra y Matinella, 2008). Es importante señalar que la epidemiología de la Esquistosomosis varía de un país a otro, así como también la estructura operativa de los Programas de Control de los moluscos hospedadores intermediarios.

Cuadro 8. Especies de *Schistosoma* que parasitan con mayor frecuencia al humano.

Agente etiológico (parásito)	Hospedador intermediario (molusco)	Distribución mundial
<i>Schistosoma mansoni</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i>	África, América del Sur Antillas
<i>S. haematobium</i>	<i>Bulinus truncatus</i>	África, áreas adyacentes Mediterráneo Oriental
<i>S. japonicum</i>	<i>Oncomelania hupensis</i>	Lejano Oriente: Indonesia ,China Filipinas
<i>S. intercalatum</i>	<i>Bulinus forskalii</i>	África Central y Occidental: Camerún, Gabón Zaire
<i>S. mekongi</i>	<i>Trícula aperta</i>	Países del Sureste Asiático

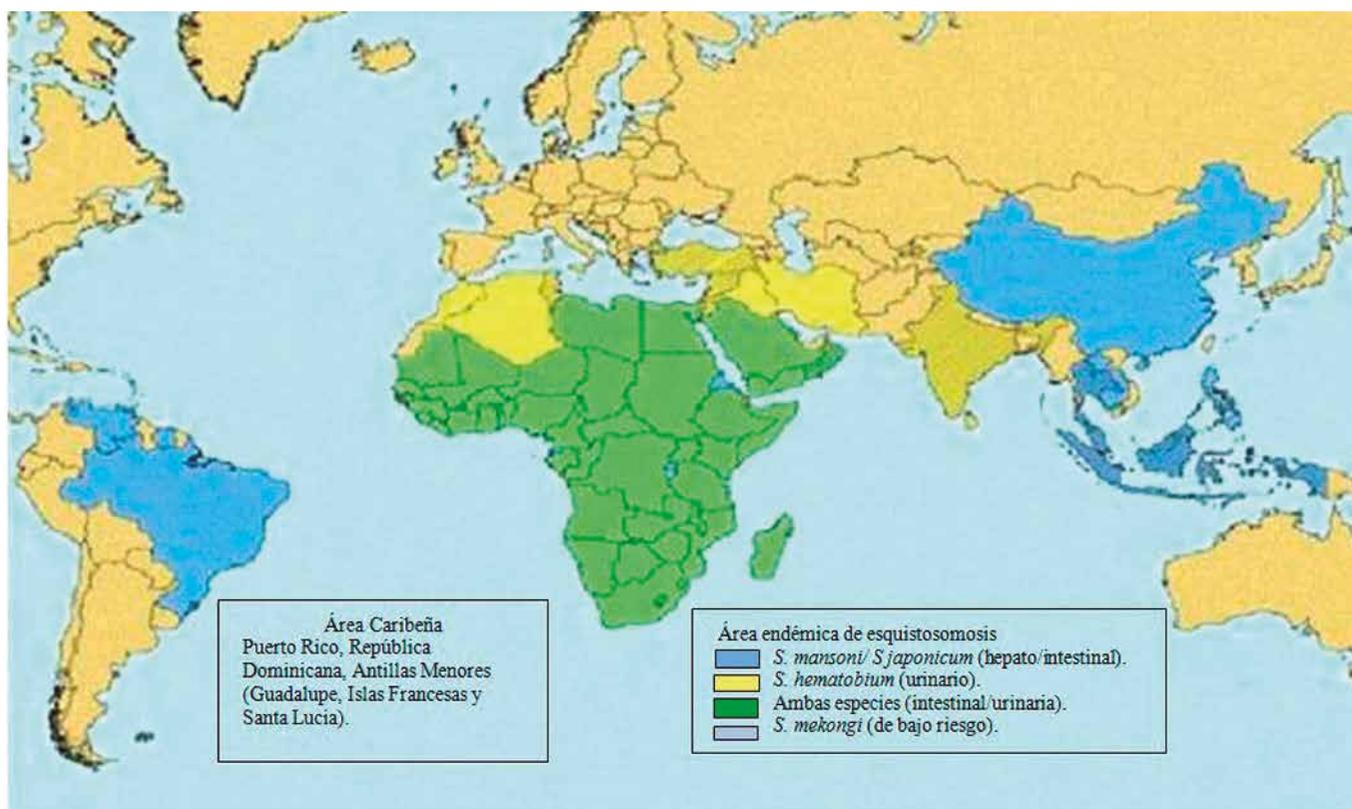


Figura 27. Distribución geográfica de *Schistosomas* a nivel mundial.



En Venezuela, *Schistosoma mansoni* es el agente etiológico de la Esquistosomosis, en el reino animal está ubicado dentro de los Metazoarios con características multicelulares. En la sistemática zoológica está clasificado en el Phylum Platyhelminthes, Clase Tremátoda, Orden Digénea, Familia Schistosomatidae, Género *Schistosoma*, Especie *mansoni*.

Fases larvales de *Schistosoma mansoni*

Morfología del huevo de *S. mansoni*

Los huevos de *S. mansoni* tienen forma oval, poseen una cubierta transparente llamada corión, la cual es amarillenta y está provista de una espina o espolón, en su interior se encuentra la membrana vitelina (hialina). Los huevos contienen en su interior los embriones o miracidios provisto de cilios. La extremidad cefálica del embrión o miracidio se encuentra distal a dicho espolón, miden aproximadamente 168 μ (micras) de largo por 60 μ (micras) de ancho. Una vez que ha salido el miracidio, la cubierta del huevo vacía muestra una abertura fusiforme (Figura 28) (Foto: Laboratorio Malacológico, 2000).

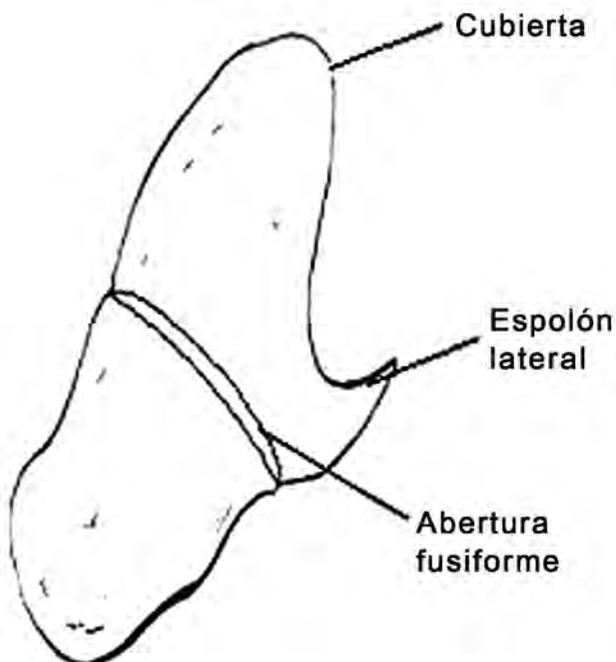


Figura 28. Huevo de *Schistosoma mansoni*.

Morfología del miracidio de *S. mansoni*

La forma del miracidio de *S. mansoni* varía de acuerdo con el medio donde es colocado, pero en su forma libre es cilíndrico. Cuando es situado en condiciones adversas alcanza una forma de reposo circunstancial, si es teñido con colorantes se contrae por intoxicación y adopta múltiples formas. La extremidad cefálica se aguza en el terebratorium por donde penetra al caracol. Los miracidios tienen dimensiones variables, con promedio de 143 μ (micras) de largo por 48 μ (micras) de ancho (Figura 29). (Material preservado del Laboratorio Malacológico, 2000).

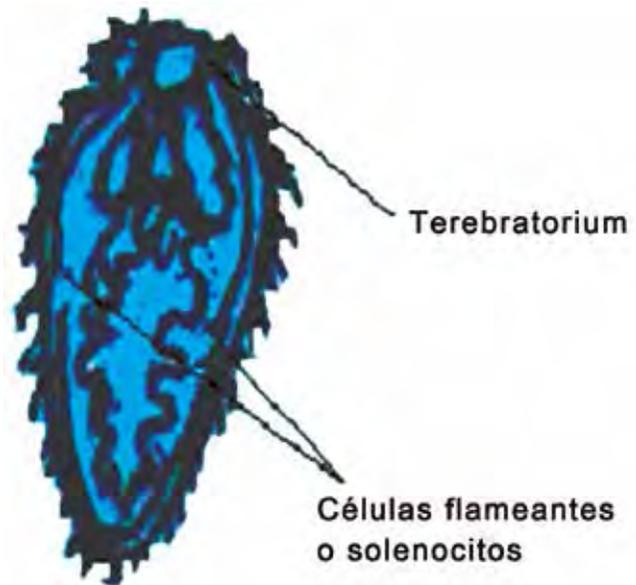


Figura 29. Miracidio de *Schistosoma mansoni*.

Morfología de la cercaria de *S. mansoni*

Existen gran número de tremátodos, inclusive en la familia Schistosomatidae, cuyas cercarias son encontradas en moluscos planorbídeos, physídeos, lymneídeos, ampullarídeos, entre otros. El anexo 1 muestra algunas cercarias pertenecientes a las furcocercarias y leptocercarias, reportadas por Pereira de Souza y Lima (1997).

Dentro de estas formas larvales algunas presentan morfología semejante a la cercaria de *S. mansoni*, lo que dificulta la identificación, la cual se muestra en la Figura 30 de Chrosciechowski (1966) donde se caracteriza por una cola bifurcada enrollada hacia la cabeza, ausencia de faringe y presencia de una serie de estiletos insertos en la extremidad anterior del cuerpo. En su medio ambiente adopta una posición vertical, con el cuerpo o cabeza hacia abajo y se desplaza en la misma posición durante uno o dos segundos, seguido por unos momentos de reposo y así sucesivamente. Tiene una longitud de 500 μ (micras) o sea medio milímetro. Demuestra una ventosa anterior u oral de 60 μ (micras) y otra posterior o abdominal de menor tamaño. Un miracidio puede producir 17.000 cercarias diarias y si estas provienen del mismo miracidio tendrán un solo sexo.



Figura 30. Cercaria de *Schistosoma mansoni*.

Morfología de *S. mansoni*

Es un tremátodo dioico, el macho mide aproximadamente 10 a 12 mm de longitud y 1,1 mm de ancho, es de color blanquecino y la superficie del cuerpo se encuentra cubierto por unas prominencias o espinas con una musculatura desarrollada, la cual le permite al verme progresar por las venas del hospedero definitivo, tanto a favor como en contra de la corriente sanguínea. En la porción anterior del cuerpo

se encuentran dos ventosas una oral y otra ventral, la parte posterior lo constituye el canal ginecóforo de gran importancia para el apareamiento, porque no posee órgano copulador, el esperma es derramado en el propio canal, esparciéndose por sus paredes.

Los órganos genitales están constituidos por siete a nueve masas testiculares, variando la posición relativa de las mismas. La hembra de *S. mansoni* mide aproximadamente 12 a 15 mm de longitud por 0,16 mm de ancho. En relación con el macho es más larga y delgada de forma filiforme y cilíndrica con las extremidades afiladas y su superficie corporal solo presenta espinas muy pequeñas y una musculatura poco desarrollada.

La glándula vitelina ocupa dos tercios de la porción posterior. El ovario está situado en la porción anterior del cuerpo con un útero corto que contiene los huevos (dos o cuatro). Se aparean para "siempre" (Figura 31). (Foto: Laboratorio Malacológico, 2008) y el macho aloja a la hembra en el canal ginecóforo, penetrando el esperma directamente por el orificio vaginal. Juntos migran hacia el sistema portal intrahepático (venas mesentéricas inferiores), donde copulan y la hembra hace su postura de huevos.



Figura 31. Hembra y macho de *Schistosoma mansoni* apareados..



Evolución de las fases larvales de *S. mansoni*

Generalmente se admite que la defecación de los seres humanos en las cercanías de las corrientes de agua, así como las descargas de aguas servidas, desempeñan un papel importante en la diseminación de la Esquistosomosis (Brown, 1980).

En el campo, las muestras fecales expuestas a una sequía continua y a la luz solar directa, produce la muerte de los huevos en un lapso de dos días, mientras que en época de lluvia esporádica y a la sombra el período máximo de sobrevivencia es de ocho días; respecto a la temperatura, los huevos permanecen vivos en un rango de 24 a 32 °C, a temperaturas inferiores entre siete a 10 °C la vida es más prolongada, hasta una semana.

En el medio ambiente no importa el envejecimiento de las heces, por lo general el miracidio dentro del huevo conserva su poder de penetración, durante las primeras 24 a 36 horas, sobre todo en la época de invierno o con lluvias esporádicas, lo que constituye un peligro desde el punto de vista epidemiológico, cuando los huevos son arrastrados a los cursos o cuerpos de agua se estimula la liberación del miracidio, que penetra al caracol *B. glabrata* a través del órgano cefalopodal, la región ocular, el cuello del manto o por los tentáculos, estos últimos se pueden deformar e inclusive desprender.

Se ha demostrado que los miracidios que penetran por los tentáculos logran sobrevivir dentro del cuerpo del molusco, mientras que los que hacen su entrada por otras regiones no evolucionan y terminan muriendo. Existen pocos casos donde el miracidio se puede introducir debajo de la concha y llegar a desarrollarse en la parte exterior de la túnica propia de la glándula digestiva.

Las reacciones del caracol a la entrada del miracidio producen aumento del ritmo cardíaco e irritación tisular en el punto de entrada. El acto de penetración representa el momento crítico

en la vida de *S. mansoni*, el miracidio queda adherido con su terebratorium al caracol y los cilios vibran con vigor, al cabo de unos segundos completa su introducción mediante movimientos vermiculares.

Así mismo, el diámetro del molusco influye en el tiempo de infección, en los caracoles pequeños la penetración tarda de dos a tres minutos, en los de mayor diámetro puede durar hasta 15 minutos. En su ruta migratoria, el miracidio se multiplica repetidas veces y da lugar a los esporoquistes madres, los cuales permanecen por siete días en el sitio de penetración, al décimo día emigran a la vesícula seminal, desde aquí continúan desplazándose hacia el hepatopáncreas. A los 18 o 20 días los esporoquistes hijos salen de la forma maternal, los cuales sufren un estrechamiento en la parte media del cuerpo. Por su parte, Matinella (1997) reportó que las primeras cercarias emergen de *B. glabrata* al vigésimo tercer día, pero al mes sale un mayor número.

Las cercarias pueden abandonar el cuerpo del caracol por cualquier vía natural que conduzca a la superficie del mismo y sobreviven de 48 a 60 horas. En cuanto al tiempo de penetración, en el hospedador definitivo, se considera suficiente aproximadamente 15 minutos, sin embargo esto va a depender de la edad de la cercaria y el espesor de la epidermis a penetrar.

En el punto de penetración, la cercaria excreta una sustancia propia de sus glándulas cefálicas y pierde la cola. Una vez alcanzada la red mucosa, comienza su transformación en un nuevo estadio evolutivo llamado esquistosómulo, estos migran por el sistema vascular, los pulmones y llegan al hígado, continuando su crecimiento hasta que se transforma en esquistosoma joven, se diferencia sexualmente y alcanza su total metamorfosis en el sistema portal intrahepático de las venas mesentéricas inferiores. Convertidos en vermes adultos se aparean, comenzando la hembra la eliminación de huevos a los 45 o 50 días después de la penetración cercariana. Parte de los huevos caen a la luz intestinal por las heces, otra parte es retenida en los tejidos del hígado y paredes

del intestino, dando origen a los granulomas. De esta manera se completa el ciclo biológico

de *S. mansoni* como se muestra en la Figura 32 elaborada por Matinella, (2013).

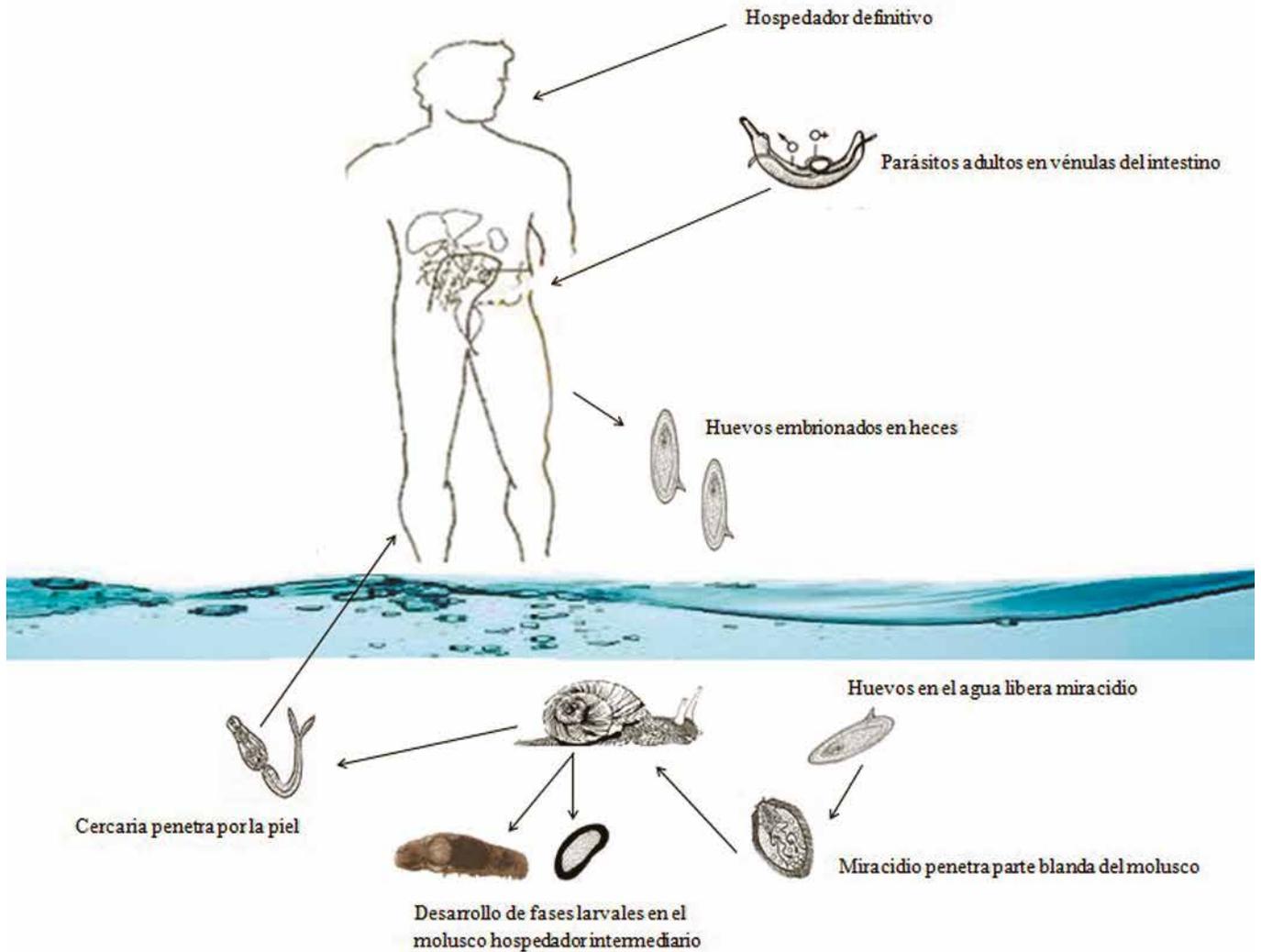


Figura 32. Ciclo biológico de *Schistosoma mansoni*

Capítulo V

Mantenimiento del ciclo biológico de *Schistosoma mansoni* en condiciones de laboratorio

Es indispensable definir la finalidad que cumple el ciclo biológico de *S. mansoni* en el laboratorio, para planificar y distribuir mensualmente las infecciones, tanto del hospedador intermediario como definitivo (Cesari y Alarcón de Noya, 1987).

Obtención de miracidios a partir de heces

Procedimiento:

1. Colocar los animales infectados en una jaula sin alimento, durante un día y suministrar suficiente agua.
2. Recolectar las heces.
3. Macerar y mezclar las heces con solución salina isotónica.
4. Colocar la suspensión en un vaso cónico y homogeneizar con una varilla de vidrio.
5. Descartar la fase fluida y añadir nuevamente solución salina isotónica.
6. Dejar una hora en nevera a 4 °C.
7. Repetir los lavados tantas veces sea necesario, hasta obtener una fase fluida limpia y transparente.
8. Realizar el último lavado con agua de clorinada natural.

Obtención de miracidios por hígado e intestino

Procedimiento:

1. Sacrificar los animales por hiperextensión del cuello.

2. Extraer los hígados, cortar en pedazos pequeños y licuar con solución salina isotónica.
3. Extraer los intestinos, abrirlos longitudinalmente, lavar bien y licuar con solución salina isotónica.
4. Transvasar el homogeneizado (hígado o intestino) por tamices de diferente porosidad (420 μm , 177 μm , 144 μm y 44 μm).
5. Invertir el último tamiz en una cápsula de petri para recolectar los huevos.

En ambos procedimientos, la solución salina isotónica puede ser sustituida por agua fría de clorinada.

Infección de caracoles

Procedimiento:

1. Colocar la muestra procesada (hígado, intestino o heces) en un Kitasato, el cual se puede sustituir por un tubo de ensayo o erlemmeyer, para evitar diluir la muestra.
2. Exponer a la luz artificial para que los miracidios se concentren en el cuello iluminado del recipiente, debido a su reacción fototrópica positiva.
3. Capturar los miracidios con pipeta Pasteur, utilizando el microscopio estereoscópico.
4. Utilizar una placa de infección para colocar en cada pozo el número de miracidios calculados/caracol.



Doble simultánea infección de caracoles en gran escala

Procedimiento:

1. Sacrificar los animales a los 45 días posinfección.
2. Procesar los hígados, intestinos o heces (el material con el cual se va a trabajar lo determinará la experiencia diaria).
3. Seleccionar el número y la cepa de caracoles a infectar, lavarlos con agua de clorinada y exponerlos a la luz artificial para descartar la positividad a cualquier tremátodo.
4. Colocar la mezcla, obtenida en el punto 2, en recipientes de vidrio (diámetro 26 cm y altura 7 cm) bajo estímulo de luz artificial, es indispensable mantener la temperatura a 26 °C para provocar la liberación de los miracidios y prolongar su viabilidad.
5. Una vez obtenidos suficientes miracidios, colocar la suspensión en un cilindro graduado, medir el volumen y separar el sedimento.
6. Del volumen total, tomar una alícuota de 200 µl para calcular cuántos miracidios recibirá aproximadamente cada caracol.
7. Distribuir la cantidad de caracoles en recipientes grandes y verter los mililitros de la suspensión calculada.
8. Controlar la temperatura del agua manteniéndola a 26 °C. Cuando ésta baje o suba reponer agua tibia o fría dependiendo el caso. Se recomienda mantener encendido el calentador de inmersión en un recipiente con agua.
9. Dejar que ocurra la infección de los caracoles y después de seis horas colocar el alimento.
10. Al tercer día, de haber realizado todo el procedimiento descrito, re-infectar los caracoles utilizando la misma técnica.

11. Finalizada la re-infección, colocar los caracoles en acuarios debidamente rotulados a una temperatura de 26 °C.

12. Cumplido el período prepatente intramolusco, evaluar individualmente el porcentaje de positividad, negatividad y mortalidad de los caracoles.

Nota: con esta técnica se puede mantener el ciclo biológico de *S. mansoni* en gran escala, por cuanto se pueden infectar 600 caracoles/semana. Para lo cual se requiere mantener un área específica para la cría de caracoles (Pereira de Souza y Lima, comunicación verbal).

Materiales y equipos

Se requiere animales infectados (caracoles, ratones o hámsters), tamices (420 µm, 177 µm, 144 µm y 44 µm), lámpara cuello de cisne, recipientes de vidrio (diámetro 26 cm y altura 7 cm), calentador de inmersión, termómetro, cilindro graduado de 500 ml, pipeta Pasteur, pipeta serológica, sistema de aireación, pinzas, acuarios, soporte universal con anillo o agitador automático, licuadora, lechuga criolla, alimento para peces en hojuela, cáscara de huevo deshidratada y pulverizada.

Emisión de cercarias

- Transcurridos 30 días, colocar los caracoles infectados en envases con 50 ml de agua de clorinada y exponer a la luz artificial o natural.
- Concentrar las cercarias para evitar infecciones unisexuales.
- Proceder a infectar ratones o hámsters.

Cálculo de cercarias

- Concentrar las cercarias obtenidas
- Tomar 100 microlitros (µl) y distribuirlos en la placa de Rodac

- Inmovilizar las cercarias con solución de lugol
- Contar las cercarias y dividir la sumatoria entre tantos hoyuelos haya sido distribuida
- Convertir las unidades de μl a ml. (Recordar: $0,1 \text{ ml} = 100 \mu\text{l}$; $1 \text{ ml} = 1000 \mu\text{l}$).

Ejemplo:

Abreviaturas y datos:

CC: Concentración de cercarias= 85

SH: Sumatoria de los hoyuelos=50

$0,1 \text{ ml} \quad \underline{\quad} \quad 50 \text{ cercarias}$

$85 \text{ ml} \quad \underline{\quad} \quad X$

$X = 42.500$ total de cercarias

$42.500 \text{ cercarias} \quad \underline{\quad} \quad 85 \text{ ml}$

$90 \text{ cercarias} \quad \underline{\quad} \quad X$

$X = 0,18 \text{ ml / ratón}$

En $0,18$ hay 90 cercarias

Soluciones

El Cuadro 9 muestra la preparación de soluciones, las cuales tienen un uso específico. En este caso, la solución de yodo se utiliza para inmovilizar las cercarias de *S. mansoni*, mientras que la solución salina isotónica, se emplea para evitar la eclosión de los huevos (Cesari y Alarcón de Noya, 1987).

Cuadro 9. Preparación de soluciones

Solución	Cantidad
Lugol	
Yodo	1 g
Yoduro de potasio	2 g
H ₂ O destilada hasta	100 ml
Salina Isotónica (SSI) 0,15 M NaCl	
NaCl	8,5 g
H ₂ O destilada hasta	1.000 ml
Autoclavar a 120 °C por 15 minutos	
Mantener las soluciones a temperatura ambiente	

Infección del hospedador definitivo

Infección percutánea por cola

Esta técnica se utiliza en ratones, los cuales se infectan cuando la cola entra en contacto con las cercarias contenidas en el tubo de ensayo, como se muestra en la Figura 33. (Foto: Laboratorio Malacológico, 2007).

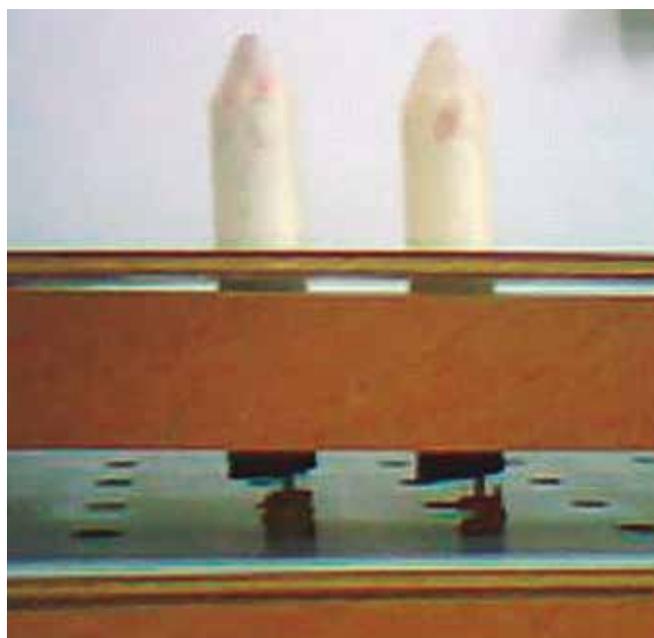


Figura 33. Ratones durante el proceso de infección por cola.

Procedimiento:

1. Exponer a la luz artificial tres o cuatro lotes de caracoles infectados con cercarias de *S. mansoni*.
2. Considerar la cantidad de animales a infectar, de acuerdo con la emisión de cercarias, por los caracoles positivos.
3. Lavar la cola de los ratones para desprenderla de algunos elementos que puedan obstaculizar la penetración de las cercarias.
4. Utilizar pipeta serológica o Pasteur para capturar las cercarias.
5. Utilizar solución de lugol para inmovilizar las cercarias y facilitar el conteo de las mismas.



- Colocar las cercarias más agua de clorinada en el tubo de ensayo.
- Introducir los ratones en los tubos agujereados.
- Colocar un poco de algodón en la parte posterior del animal, para evitar que el orine contamine la suspensión de cercarias.
- Poner en contacto la cola de los ratones con las cercarias y dejar por 45 minutos.
- Después de cumplido el tiempo de infección, retirar los ratones y colocarlos en sus respectivas jaulas rotuladas, con lecho seco, agua y alimento.
- Proceder igual que en los pasos: 1, 2, 4 y 5 (infección por cola).
- Calcular el número de cercarias.
- Colocar tres mililitros de agua en el frasco de vidrio y luego agregar el número de cercarias calculadas.
- Introducir los animales, individualmente, en los frascos de vidrio, poner la tapa agujereada y dejar por 45 minutos.
- Transcurrido el tiempo de infección, proceder como en el paso 10 (infección por cola).

Nota: observar la posición que adopten los ratones durante el proceso de infección para evitar posibles muertes. Todo el procedimiento requiere el uso de guantes de látex.

Materiales y equipos

Se requiere animales sanos, ratones, suspensión de cercarias, pinzas de 30 cm, aparato para la infección por cola, algodón, servilletas absorbentes industriales, guantes de látex, lecho sanitario, jaulas, pipeta Pasteur, tubos de ensayo de 7x13 mm con reborde, reloj temporizado, balanza para animales, pipeta serológica, tapones de goma N° 6 con orificio central, tubos plásticos agujereado de centrífuga de 50 ml, pizeta, jaulas para animales y alimento (ratarina).

Infección percutánea por inmersión

Con esta técnica se pueden infectar ratones y hámsters, la infección ocurre cuando las cercarias penetran por las partes desprovistas de pelo, como se muestra en la Figura 34. (Foto: Laboratorio Malacológico, 2007).

Procedimiento:

- Asear los animales (ratones o hámsters) por 30 minutos, en un envase con agua.

Materiales y equipos

Se requiere animales sanos, suspensión de cercarias, balanza para animales, pipeta Pasteur, pipeta serológica, frascos de vidrio de 100- 150 ml para ratones con tapa agujereada, frascos 500-1.000 ml para hamsters con tapa agujereada, pizeta, pinzas de 30 cm, guantes tipo de látex, reloj temporizado, servilletas absorbentes industriales, jaulas para animales, lecho sanitario y alimento (ratarina).



Figura 34. Ratones durante la infección por inmersión

Infección percutánea abdominal

Esta técnica se puede utilizar en ratones y hámsters, u otros animales que requieran una anestesia de corta duración. Es preciso evaluar el estado sanitario de los animales. No se deben emplear hembras gestantes o con camadas y evitar animales con problemas hepáticos o renales. Pesar los animales antes de administrar el agente anestésico para aplicar una correcta dosificación, emplear una jeringa con cada animal. (Figura 35).



Figura 35. a) Aplicación de anestésico en hámster y b) Ratón durante el proceso de infección percutánea abdominal (Laboratorio Malacológico, 2010).

Procedimiento:

1. Pesar los animales antes de administrar el anestésico.
2. Administrar el anestésico por vía intraperitoneal (IP), lateral a la línea media ventral (Figura 35a).
3. Colocar los animales en la tabla seccionada en posición decúbito dorsal (Figura 35b).
4. Limpiar la zona ventral con algodón embebido en agua (o rasurar el abdomen, aunque no es imprescindible).
5. Colocar el anillo en dicha zona y el volumen de cercarías, previamente calculado.
6. Asegurar con cinta adhesiva el anillo de la parte abdominal del animal.
7. Durante el proceso de infección, mantener los animales bajo estímulo de calor, utilizar una lámpara o manta calefactora para controlar la hipotermia.
8. Exponer los animales por espacio de 30 minutos para que penetren las cercarias o hasta que la suspensión seque.
9. Transferir los animales mediante el uso de guantes a una jaula con servilletas absorbentes, no colocar lecho sanitario (viruta) para evitar asfixia.
10. Esperar que los animales despierten.
11. Luego trasladarlos a la jaula definitiva debidamente rotulada, con lecho sanitario, agua y alimento.
12. Diseccionar o perfundir a los 45 días.

Materiales y equipos

Se requiere animales sanos: ratón o hámster, anestésico, tabla seccionada para ratón y hámster, algodón, balanza para animales, lámpara de mesa cuello de cisne, bombillo 100 w (luz de neón), manta calefactora, servilletas absorbentes industriales, máquina afeitadora comercial (opcional), anillo para ratón 1,0 cm x 2,5 cm, anillo para hámster 1,5 cm x 3,0 cm jeringa con aguja de 25G x 5/8", cinta adhesiva, pipetas Pasteur, microscopio estereoscópico, placa de Rodac, jaulas para animales, reloj temporizado, pinzas, guantes de látex, bebederos, lecho sanitario y ratarina.

Anestésicos para roedores

El Cuadro 10 presenta la preparación de anestésicos, mientras que en el Cuadro 11 se indica la dosis, vía de administración y duración de las soluciones anestésicas, las cuales pueden ser utilizadas en roedores de experimentación. La duración del agente anestésico, que se especifica para cada especie, tiene el propósito de adormecer el animal por corto tiempo (S.E.A., 2005).



Cuadro 10. Preparación de anestésicos

Ratones	Ketamina/ Diacepam/ Atropina	Ketamina: Imalgene 500 (50mg/ml).....0,5 ml Diazepam: Valium 10 (5mg/ml).....0,4ml Atropina (1mg/ml).....1,0 ml
	Ketamina/ Xilacina/ Acepromacina	Ketamina: Imalgene 500 (50mg/ml).....10 ml Xilacina: Rompum 2% (20mg/ml).....2,5ml Acepromacina: Combelem (20mg/ml)1,0ml Suero salino fisiológico (0,9%)..... 1,5 ml
Ratones y Hámsters	Ketamina/ Xilacina	Ketamina: Imalgene 500 (50mg/ml).....0,5 ml Xilacina: Rompum 2% (20mg/ml).....2,5ml
Mezclas estables por 2 semanas, conservar a temperatura ambiente en botella color ámbar		
Dosis:	Administrar 0,1 ml intraperitoneal (IP) a un ratón de 25 g. Administrar 0,5 ml intraperitoneal (IP) a un hámster de 120 g.	

Cuadro 11. Dosis, vía de administración y duración de los anestésicos

Anestésico	Especie	Dosis(mg/Kg)	VIA	Duración (minutos)
Ketamina/Diacepam/Atropina	Ratón	50/5/1	IP	20-40
Ketamina/Xilacina/Acepromacina	Ratón	50/5/1	IP, IM	20-40
Ketamina/Xilacina	Ratón	50-150/5-10	IP, IM	20-60
Ketamina/Xilacina	Hámster	200/100	IP	20-60
Pentobarbital	Ratón	30-50	IP	20-60
Pentobarbital	Hámster	50	IP	20-60

Infección subcutánea

Esta técnica permite infectar diariamente a 160 ratones, con un peso de 20 a 25 gramos. El número de animales a infectar puede ser mayor, dependiendo de la cantidad de cercarias emitidas por los caracoles (Figura 36. Inoculación subcutánea en ratones). (Foto: Centro de Pesquisas René Rachou Brasil, 1998).

Procedimiento:

1. Exponer bajo la luz artificial como mínimo, tres lotes de caracoles infectados con cercarias de *S. mansoni*.
2. Concentrar la suspensión de cercarias y medir el volumen total.
3. Calcular la cantidad de cercarias/animal.
4. Inocular ratones por vía subcutánea.



Figura 36. Inoculación subcutánea en ratones.

Materiales y equipos

Se requiere ratones, caracoles infectados, balanza para animales, dispensador tipo jeringa odontológica, aguja hipodérmica (25 G x 5x8”),

jaulas para animales, servilletas absorbentes industriales, bebederos, pinzas, lecho sanitario (viruta), pipeta serológica, microscopio estereoscópico, cilindro graduado de 200 ml y alimento (ratarina).

Infección por inmersión de ratones neonatos o lactantes

Utilizando 15 ratones lactantes infectados con cercarias *S. mansoni* se obtuvo una producción que superó los 10.000 huevos (Armas y Martinella, 2001). Estos resultados concuerdan con los reportados por Morales *et al.*, (2006), quienes concluyeron que los mismos son de calidad y no afectan la prueba de Precipitación Circumoval (PPCO).

Esta técnica tiene la ventaja de utilizar pequeños animales desprovistos de pelos y garantiza la obtención de huevos en menor tiempo (Figura 37).

Procedimiento:

1. Utilizar ratones de cinco o seis días de nacidos.
2. Aspirar con pipeta Pasteur 25 a 30 cercarias.
3. Colocar 25 cercarias en recipientes.
4. Poner los neonatos en contacto con la suspensión de cercarias.
5. Mantenerlos bajo estímulo de calor utilizando una lámpara.
6. Vigilar constantemente la posición de los pequeños animales.
7. Dejar que ocurra la penetración de las cercarias por 30 minutos.
8. Retirar los animales, secar con toallas absorbentes y devolverlos a la madre, hasta completar el período de lactancia.
9. Colocar debidamente los datos correspondientes a la infección.



Figura 37. Infección de ratones lactantes (Laboratorio Malacológico, 2001).

Materiales y equipos

Se requiere una hembra con neonatos de cinco a seis días de nacidos, cercarias, guantes de latex, jaulas para animales, bebederos, lámpara cuello de cisne, bombillo 100 W (luz de neón), reloj temporizado, lecho sanitario, beacker de 50 ml, alimento (ratarina), servilletas tipo industrial, pipetas Pasteur y microscopio estereoscópico.

Manutención de ratones y hámsters en el bioterio experimental, después de ser infectados por cualquiera de los métodos antes señalados

- Colocar los animales infectados en jaulas debidamente identificadas, con lecho seco, suficiente agua y comida.
- Cuidar y mantener los animales hasta que cumplan el período de perfusión o disección, el cual oscila entre los 45 a 50 días.

Formación de *S. mansoni* en el organismo del hospedador definitivo

Una vez pasados los 21 días de la infección, se encuentran vermes casi adultos en las ve-



nas mesentéricas, y a los 24 días después, las hembras tienen huevos en el útero. Tanto huevos como vermes pueden ser utilizados como materia prima para las pruebas de diagnóstico inmunológico o cualquier otro fin deseado.

Obtención de la suspensión de huevos viables (SHV) para realizar la Prueba de Precipitación Circumoval (PPCO).

Esta prueba es altamente sensible para detectar casos activos de Esquistosomosis mansoni, aún cuando el paciente presente menos de 10 huevos por gramo de heces (Cesari *et al.*, 1987). Para efectuar esta prueba, se realizan un conjunto de actividades, las cuales se explican de manera secuencial e ilustrativa, como se observa en la Figura 38 (Matinella *et al.*, 2008).

Para la ejecución de esta prueba, es necesario la producción de animales sanos, los cuales son proporcionados por el Bioterio Central, así mismo el mantenimiento del ciclo biológico de *S. mansoni*, esta a cargo del Laboratorio Malacológico que suministra la suspensión de huevos viables, mientras que el diagnóstico de la enfermedad en los pacientes, lo realiza el Laboratorio de Diagnóstico de la Esquistosomosis.

Procedimiento:

- Recolectar caracoles *B. glabrata* en el campo.
- Confirmar la negatividad de los caracoles a cualquier tremátodo.
- Infectar caracoles *B. glabrata*.
- Mantener los caracoles *B. glabrata* en el bioterio experimental.
- Suministro de animales sanos ratones y hámsters por el Bioterio Central-DGSA).
- Evaluar coprológicamente los animales una vez ingresados al área experimental, el estado de aclimatación es de 15 días y debe ser cumplido.
- Infectar a los animales (ratones o hámsters), con cercarias de *S. mansoni*, utilizando cualquiera de las técnicas señaladas.
- Mantener los elementos que integran el ciclo biológico del parásito en niveles acordes al requerimiento y solicitud de material biológico.
- Sacrificar los animales a los 45 o 50 días posinfección por hiperextensión del cuello, exponer los hígados por disección, extraerlos y colocarlos en solución salina hipertónica por 24 horas.
- Cortar el hígado en pedazos y colocarlo en un recipiente color ámbar, agregar: 5 ml de solución de digestión (SFT) + 0,125 g de Tripsina + 0,025 g de Colagenasa (cantidades para un hígado de ratón).
- Homogeneizar la mezcla utilizando una licuadora tipo doméstica.
- Incubar en estufa por tres o cuatro horas a una temperatura de 37 °C en estufa. Agitar ocasionalmente para digerir el tejido y facilitar la liberación de los huevos.
- Pasar la mezcla por tamices de porosidad: 420 µm, 177 µm, 144 µm y 44 µm.
- Lavar exhaustivamente con solución salina hipertónica, utilizando la pizeta hasta que el fluido salga limpio.
- Invertir el último tamiz de 44 µm, que contiene los huevos en una cápsula de Petri y desprender los huevos que puedan quedar adheridos al tamiz.
- Distribuir la suspensión de huevos en tubos de centrífuga de 50 ml y centrifugar a 1.500 rpm por cinco minutos. Descartar con pipeta Pasteur o automática la fase fluida y resuspender los huevos en solución salina hipertónica. Esta operación se repite tres o cuatro veces.
- Dejar un pequeño volumen de la fase fluida sobre el sedimento; tomar con una pipeta Pasteur o serológica una gota (25µl) de la suspensión de huevos y colocarla sobre una lámina portaobjeto, cubrir con una laminilla y observar al microscopio (40X) el aspecto de los huevos.

- Tomar una gota (25µl) y contar el número de huevos en ese volumen para extrapolarlo al volumen total de la suspensión.
- Verificar la viabilidad de los huevos mediante: 1) observación de las células flamígeras, 2) eclosión de los huevos y 3) tinción vital con solución de bromotimol. Los miracidios viables toman una coloración amarilla, los no viables se tornan verde.

Nota

- Cuando en la suspensión de huevos viables se observan detritos, es recomendable pasarla nuevamente por los dos tamices de menor porosidad (144 µl y 44 µl).
- El objetivo de la prueba de viabilidad de los huevos consiste en evaluar el procedimiento de la técnica, ya que cualquier error cometido compromete la viabilidad de los miracidios.
- Para que la suspensión de huevos sea utilizable, la viabilidad debe ser mayor a 95% (Cesari y Ramos, 1987).

Materiales y equipos

Se requiere animales infectados, equipo de disección, recipiente color ámbar, lámpara con bombillo 100w (luz neón), tripsina pancreática

(Sigma R) o tripsina 1:250 (Disco R), Colagenasa (Tipo IV Sigma R), solución de digestión= fosfato tamponada (SFT), solución salina hipertónica, solución colorante, licuadora, tamices: 420 µl, 177 µl, 144 µl y 44 µl, soporte Universal, dos recipientes de boca ancha, agitador automático, pizeta, cápsula de Petri de 20 cm de diámetro, centrífuga de mesa, baño de agua a 37 °C, estufa a 37 °C, tubos de centrífuga de 50 ml de capacidad, pipetas serológicas, pipeta Pasteur, pipeteador automático, portaobjeto y cubreobjeto, contador de mano, balanza de precisión, autoclave, microscopio estereoscópico y microscopio compuesto.

Preparación de soluciones

En el Cuadro 12 se muestran tres soluciones, las cuales se utilizan para obtener huevos viables (Cesari y Alarcón de Noya, 1987). El uso de la solución salina hipertónica se utiliza durante todo el proceso de la técnica, con el fin evitar la eclosión de los huevos, hasta obtener el reactivo biológico. La solución de bromotimol, se puede utilizar para verificar la viabilidad de los huevos, aunque la observación de las células flamígeras y la eclosión de los huevos son mayormente utilizadas, para este propósito. La solución fosfato tamponada, se emplea para digerir el tejido hepático, con la ayuda de dos enzimas como la tripsina y la colagenasa.

Cuadro 12. Soluciones utilizadas para obtener huevos viables.

Solución salina hipertónica	NaCl	17 g
	H ₂ O destilada	1000 ml
	Autoclavar a 120 °C por 15 minutos	
Solución colorante	Azul de bromotimol	1 g
	NaOH	16 ml
	H ₂ O destilada hasta	250 ml
Solución fosfato tamponada: (SFT- 0,5 M)	Solución stock de fosfato ácido de sodio	
	Na H ₂ PO ₄ H ₂ O (Fosfato ácido de sodio dibásico)	69 g
	H ₂ O destilada hasta	1000 ml
	Solución Stock de fosfato básico de sodio	
	NH ₂ HPO ₄ (Fosfato ácido de sodio)	71 g
H ₂ O destilada hasta	1000 ml	
Añadir a cada solución madre una gota de cloroformo, antes del uso mezclarlas y por dilución ajustar el pH a 7,4.		
Todas las soluciones se pueden mantener a temperatura ambiente		



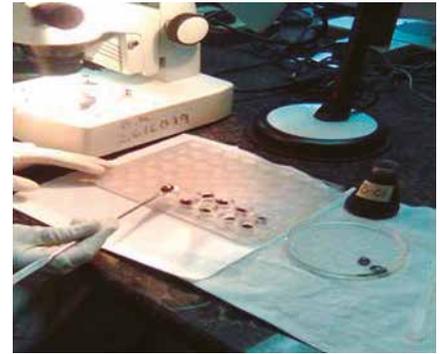
Seguimiento ilustrativo para obtener la suspensión de huevos viables (SHV).



a) Recolecta de caracoles en el campo.



b) Observación de caracoles para confirmar negatividad



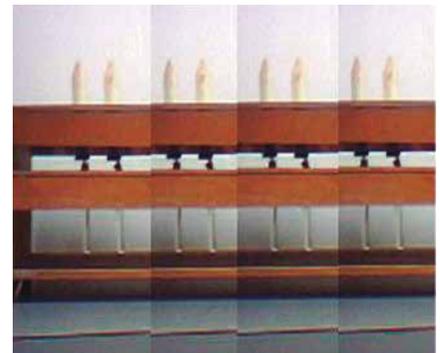
c) Infección de caracoles *Biomphalaria glabrata*



d) Mantenimiento de caracoles *Biomphalaria glabrata* en el bioterio experimental.



e) Suministro de ratones sanos por el Bioterio de Producción.



f) Infección de ratones después de evaluadas sus heces



g) Mantenimiento de ratones en bioterio experimental



h) Sacrificio de ratón por hiperextensión del cuello



i) Disección de ratón para extracción del hígado



j) Colocación de hígado en SSH/24 horas a temperatura ambiente



k) Pesada de enzimas: Tripsina y Colagenasa



l) Homogeneización de: hígado + enzimas + SD



m) Incubación de la suspensión por tres o cuatros horas a temperatura 37°C.



n) Tamizado de la suspensión con SSH.



o) Colección de los huevos de *Schistosoma mansoni* en tamíz de 44 µm.



p) Distribución de la suspensión de huevos de *Schistosoma mansoni* en tubos de 50 ml para centrifugar.



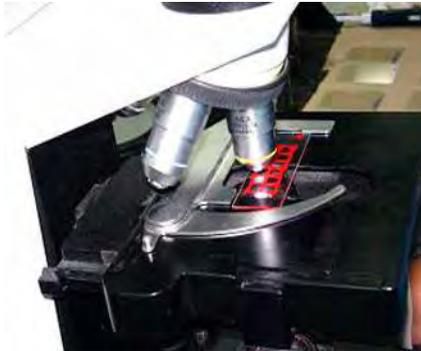
q) Descarte de la fase fluida.



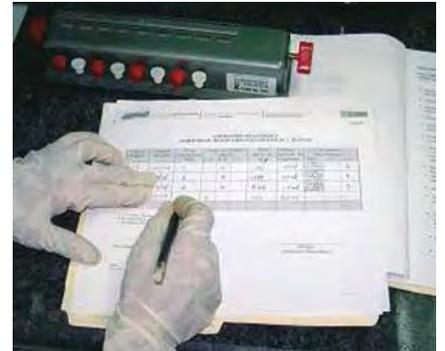
r) Huevos de *Schistosoma mansoni* obtenidos.



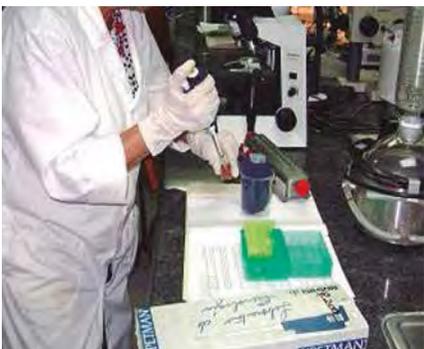
s) Contaje de huevos de *Schistosoma mansoni* en 25 µl de la suspensión.



t) Verificación de la viabilidad de los huevos de *Schistosoma mansoni*.



u) Registro de datos.



v) Suministro de la suspensión de huevos viables para realizar la PPCO.

Figura 38. Seguimiento ilustrativo para obtener la suspensión de huevos viables (SHV).

Capítulo VI

Conocimientos básicos para el desarrollo de las actividades malacológicas en el campo

Definiciones

Cuencas hidrográficas convencionales

Se denominan cuencas hidrográficas convencionales al conjunto de aguas dulceacuícolas superficiales, tributarios y emisarios de un río o una laguna, las cuales revisten carácter epidemiológico, desde el punto de vista Malacológico.

Clasificación de las colecciones de agua

Se clasifican en base a su infestación por caracoles *B. glabrata*, distinguiéndolas por medio de las letras “A” “B” “C” y “D”

A= Colecciones de agua originalmente sin *B. glabrata*

B= Cursos o cuerpos de agua que tienen dos o más años sin presencia de *B. glabrata*

C= Cursos o cuerpos de agua con más de 6 meses y menos de 2 años sin presencia de *B. glabrata*

D= Colecciones de agua con presencia de *B. glabrata*

Número de orden de las colecciones de agua

El número de orden de las colecciones de agua es el que identifica y diferencia una de otra, en una misma cuenca hidrográfica.

Inspección

Es la acción y efecto de inspeccionar o examinar los cursos y cuerpos de agua, con el fin de: comprobar la presencia o ausencia de *B. glabrata*, conocer la efectividad de la aplicación molusquicida y controlar la infección de *B. glabrata* por *S. mansoni*.

Tipos de inspecciones y siglas utilizadas

Debido a su finalidad, se dividen en cinco tipos:

Exploración (“E”): se realiza por primera vez, los datos forman la historia diagnóstica de la colección de agua, es importante conocerla, tanto física como epidemiológicamente, ejecutándose aguas arriba, examinando cuidadosamente lecho, orilla y márgenes, donde se forman pozos, ciénagas o estanques.

Ordinaria (“O”): se efectúa en colecciones conocidas para comprobar la presencia de *B. glabrata*. Se realiza aguas arriba hasta ubicar el último criadero y para instalar la estación móvil de aplicación molusquicida.

Postratamiento (“PT”): después de aplicada la sustancia molusquicida, para verificar el alcance en metros de efectividad. Se inspecciona aguas abajo. Si durante la inspección se observa un trayecto del curso de agua con caracoles, se regresa al punto de partida reinspeccionando y midiendo la distancia entre los dos puntos, la cual se tomará sólo como efectiva al tratamiento.

Postratamiento de Control (“PTC”): se efectúa al igual que la PT y se realiza al concluir las



aplicaciones molusquicidas seriadas para el control eliminación de moluscos (CE₁....CE₆).

Las inspecciones PTC constan de seis registros mensuales y consecutivos, los cuales permitirán pasar la colección de agua a la clasificación "C". Posteriormente, para transferir la colección de agua a la clasificación "B", se requiere realizar inspecciones cada tres meses durante 18 meses, para que cumpla el tiempo establecido de dos años.

Se permite cambiar de clasificación en una colección de agua, cuando las inspecciones cumplan el período reglamentario y resulten efectivas. La Figura 39 muestra la inspección a una colección de agua estacionaria. (Foto: Laboratorio Malacológico, 2007).



Figura 39. Inspección de una colección de agua estacionaria.

Periódicas o de control ("C"): se realizan aguas arriba, se revisa periódicamente las colecciones de agua con clasificación D para conocer su estado epidemiológico, considerando los aspectos siguientes:

- Controlar la población molusca de *B. glabrata* en un determinado tiempo.
- Comprobar la ausencia de *B. glabrata* donde residen habitantes expuestos al riesgo.
- Controlar la población de *B. glabrata* en caso de aumento o infección, donde se encuentren comunidades cercanas.

- Comprobar que las colecciones de agua clasificadas "A" estén libres de caracoles *B. glabrata*.
- Comprobar que colecciones de agua "C" puedan ser transferidas a la clasificación "B".

Nota: es importante indicar que la inspección recolecta de control, para la eliminación de la infección (RCI), es la que se efectúa mensualmente a colecciones de agua con criaderos conocidos. En estas colecciones de agua, los caracoles tienen permanente oportunidad de ser infectados con cercarias de *S. mansoni*, por tal motivo son sometidos mensualmente a la aplicación molusquicida.

Molusquicidas: son sustancias utilizadas para intoxicar y matar moluscos, se presentan en estado sólido y líquido. Sojo *et al.*, (1999a) establecieron que para *B. glabrata*, específicamente, se requiere mezclar el molusquicida en una concentración determinada.

Actividades previas a la aplicación molusquicida

Antes de la aplicación molusquicida, es indispensable acondicionar las colecciones de agua mediante el desmonte y limpieza de las orillas; no se debe emplear herbicida, por cuanto causa daños ecológicos. La cantidad de molusquicida (ppm) a aplicar se debe ajustar a ciertas y determinadas características de las colecciones de agua, como son el gasto o caudal, velocidad, longitud, lecho de los cursos y cuerpos de agua.

Aplicación de molusquicidas

Las aplicaciones molusquicidas, al igual que las inspecciones, se dividen según su finalidad:

- Control para la eliminación de moluscos (CE): son aplicaciones molusquicidas seriadas (CE₁....CE₆) que se realizan mensualmente y cuyos afluentes aguas arriba no albergan caracoles *B. glabrata*.

- Control para la eliminación de infección (CI): la aplicación del molusquicida se efectúa cada 30 días, una vez que el Laboratorio Malacológico emite el diagnóstico de positividad a cercarias de *S. mansoni*, estas colecciones son consideradas aguas "peligrosas" por ser focos activos. Posterior a la aplicación molusquicida, se realiza una inspección denominada RCI, antes señalada.
- Control de población molusca (CM): la aplicación del molusquicida se realiza en colecciones de agua que no se puede someter a CI, debido a que sus afluentes poseen caracoles *B. glabrata*; entonces la finalidad es controlar el aumento de la población molusca.

Clasificación de los molusquicidas

- **Contacto:** son sustancias irritantes que causan la muerte del caracol al contacto.
- **Acumulativo:** son sustancias que son absorbidas paulatinamente por el caracol, surte efecto después de 15 días; al principio se enferma el caracol para causarle la muerte posteriormente.

Tipos de molusquicidas

- **Cal:** es un polvo blanco que mata los caracoles al contacto, se utilizó por tres años y se aplicaba en superficies cenagosas que no contenían agua. Actualmente no se emplea.
- **Etanolamina de 5,2'-dicloro-4'-nitrosalicilanilida:** está compuesto por 25% sustancia activa y 75% sustancia inerte; se emplea en colecciones de agua con determinado caudal. La turbiedad por arcilla no influye sobre la toxicidad, sin embargo, en presencia de aguas servidas, el producto se descompone y pierde su eficacia sobre los moluscos. Actualmente en uso.
- **Complejo de cobre:** es la mezcla de Sulfato de cobre 1/5 parte de Ácido Tartárico,

para que los carbonatos y bicarbonatos presentes en las colecciones de agua no entren en reacción con el Sulfato de cobre, pues de lo contrario se formaría Carbonato de cobre, el cual insoluble precipitaría de inmediato. Actualmente no se emplea.

- **Pentaclorofenato de cobre:** es una sal de color rojo, soluble en alcohol por ser un compuesto de cobre, antes de aplicar se le agrega Citrato de sodio para que no precipite, tiene un alcance entre 2000 - 2500 m. Actualmente no se emplea.
- **N-Tritilmorfoline WL8008:** es un molusquicida de largo alcance, actúa sobre los moluscos por acumulación. Su presentación en forma de emulsión contiene 16,5% sustancia activa letal y 83,5% material inerte; las especificaciones para la aplicación depende de las características de las colecciones de agua. Actualmente no se emplea.

Aplicación de Etanolamina de 5,2'-dicloro-4'-nitrosalicilanilida a 25%

Para calcular la cantidad de molusquicida es necesario conocer el volumen de agua a tratar y sus características. Una cobertura de 1.500 m es necesaria y suficiente para determinar la eficacia del molusquicida a 25%, aplicado a una dosis de una parte por millón. Por su efecto de contacto, una hora es suficiente tiempo para garantizar 100% de efectividad.

En cursos de agua aplicar la fórmula simplificada por Sojo *et al.*, (1999b). **V= 6AP**

En lagunas, lagos, pozos y estanques aplicar la fórmula:

$$V = \frac{L \times A \times P}{250}$$

donde:

V= volumen

A= ancho

P= profundidad

L= largo

Cifras= constantes



En ciénaga aplicar la fórmula:

$$V = \frac{L \times A \times 0,10}{250}$$

(si posee lecho fangoso multiplicar por 0,25)

El sistema de bombeo, se realiza mediante asperjadora accionada a mano o a motor, con el propósito de complementar las aplicaciones molusquicidas.

Tiempo de aplicación de Etanolamina de 5,2'-dicloro-4'-nitrosalicilanilida

Generalmente, los cursos de agua del área endémica se encuentran en terrenos planos y el caudal varía uniformemente, dentro un rango de velocidad de 40-45 cm/seg (Cuadro 13), este valor obtenido de la cubicación (Figura 40) servirá para acelerar o retardar la aplicación de la sustancia molusquicida (Sojo *et al.*, 1999c). Con adaptaciones de (Matinella, 2013).

Cuadro 13. Tiempo de aplicación de la sustancia molusquicida.

Velocidad del curso	Tiempo de aplicación
Menor de 0,4 m/seg	75 minutos
Entre 0,4 – 0,5 m/seg	60 minutos
Mayor de 0,5m/seg	45 minutos

Estrategias para el control del molusco dulceacuícola *Biomphalaria glabrata*

Formación malacológica (teórico-práctica)

- Formar profesionales y técnicos, personal de las direcciones regionales de salud, servicios, coordinaciones, demarcaciones, unidades técnicas, comunidades organizadas, consejos comunales, representantes municipales e instituciones educativas.
- Organizar jornadas educativas y facilitar material de apoyo (Sierra, 2004).

Estudios hidrogeográficos

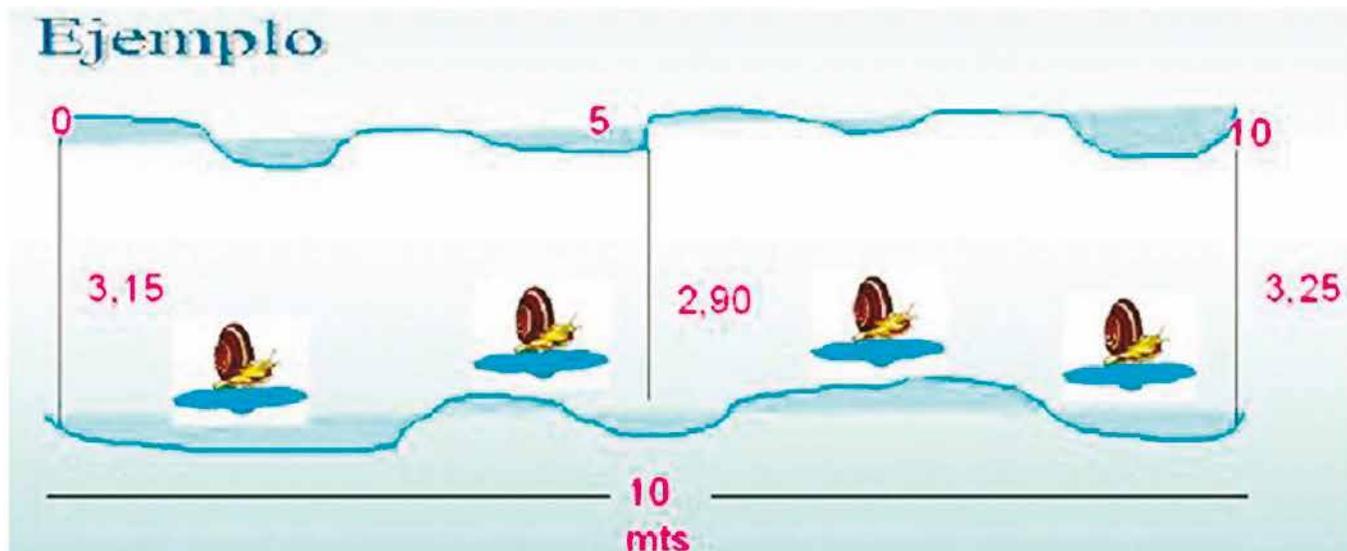
- Inspecciones sanitario-ambiental.
- Determinar la distribución geográfica de la fauna molusca dulceacuícola, con especial énfasis en el género *Biomphalaria*.
- Explorar, croquizar y ubicar mediante GPS la hidrografía convencional.
- Clasificar cursos y cuerpos de agua.
- Recolectar moluscos y determinar su hábitat.

Control del molusco hospedador intermediario

- Inspeccionar las colecciones de agua para ubicar las poblaciones de *B. glabrata*.
- Calcular el caudal por cubicación para la aplicación de molusquicida.
- Conocer la efectividad de la aplicación molusquicida.
- Controlar la infección de *B. glabrata* por *S. mansoni* mediante:
 - a) Control físico:** eliminación de criaderos de caracoles, obras preventivas de ingeniería para el saneamiento ambiental, drenajes, desmonte, canalizaciones, rectificación de cauces y relleno, entre otros.
 - b) Control químico:** molusquicida a 25%.
 - c) Control biológico:** plantas, tremátodos, peces, moluscos competidores, entre otros.

Diagnóstico de moluscos dulceacuícolas

- Evaluación diagnóstica de la fauna molusca dulceacuícola, con especial énfasis en el género *Biomphalaria*.
- Mantenimiento del ciclo biológico de *S. mansoni*.



$$P_0 = (20+46+30+80+59+10) \text{ cm}$$

$$P_0 = 40 \text{ cm}$$

$$P_5 = (25+30+35+50+10) \text{ cm}$$

$$P_5 = 30 \text{ cm}$$

$$P_{10} = (25+20+10+55+64+40+32+10) \text{ cm}$$

$$P_{10} = 32 \text{ cm}$$

$$P_t = 0.34 \text{ m}$$

$$V = 6 * A_t * P_t$$

6 = cifra cte

A_t = ancho total

P_t = profundidad total

$$V = 6 \text{ m} * 3.10 \text{ m} * 0.34 \text{ m}$$

$$V = 6.3 \text{ m}^3$$

$$A_t = (3.15 \text{ m} + 2.90 \text{ m} + 3.25 \text{ m}) / 3$$

$$A_t = 3.10 \text{ m}$$

Corte transversal del curso de

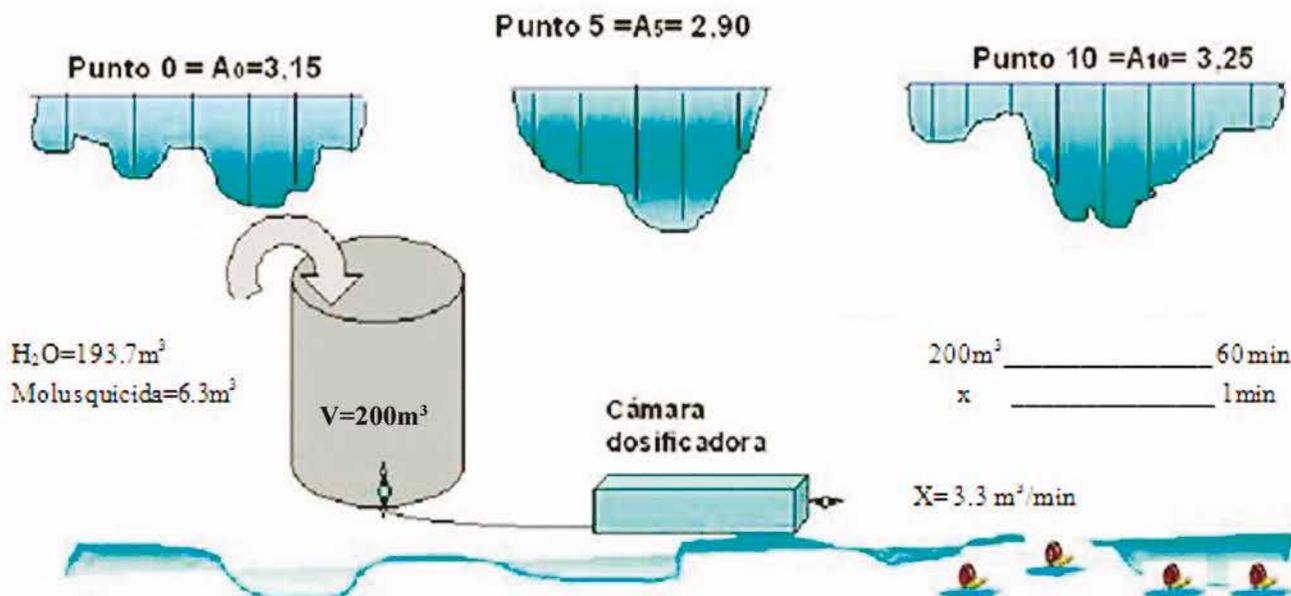


Figura 40. Cálculo del caudal por cubicación para la aplicación de Etanolamina de 5,2'-dicloro-4'-nitrosalicilanilida.



Investigación malacológica

- Estudiar la malacofauna presente en el país.
- Relación parásito-hospedador intermedio.
- Influencia del medio ambiente en el proceso vital de *B. glabrata*.
- Implicaciones de especies introducidas.

Evaluación operativa

- Impacto integral de las acciones ejecutadas.
- Análisis de los indicadores malacológicos (Anexo 2).

Acciones conjuntas de vigilancia epidemiológica en el humano

- Registro de la población en estudio
- Diagnóstico parasitológico e inmunológico
- Evaluaciones médicas, tratamiento y control
- Registro de morbilidad
- Investigación operativa

Aspectos a considerar para emprender actividades malacológicas

Es imprescindible que el personal que labora en el área de malacología, planifique las actividades que realizará en el campo, ya que no todas se ejecutarán simultáneamente.

1. Elaborar proyecto.
2. Establecer comunicación directa y personal con los comités de salud, consejos comunales, alcaldías u otras organizaciones regionales o municipales, con el fin de dar

a conocer la actividad y promover la organización para la participación activa de la comunidad. La Figura 41 muestra al personal en el área de estudio en contacto con la comunidad. (Foto: Laboratorio Malacológico, 2007).

3. Conocer el sector donde se va a realizar la actividad, con detalles hidrogeográficos, demográficos y epidemiológicos, complementados con croquis o GPS.
4. Planificar las actividades de acuerdo con las metas mensuales fijadas (plan de trabajo).



Figura 41. Personal en el área de estudio en contacto con la comunidad.

Implementos que debe disponer el personal de campo

Es indispensable disponer de: red metálica, pinzas, servilletas industriales absorbentes, frascos, porta frascos o caracolera (si no se dispone utilizar otros envases), guantes tipo doméstico, botas de goma hasta el pliegue de la pierna (pueden ser más cortas de acuerdo con la colección de agua a inspeccionar), machete, sombrero o gorra, lápiz de grafito, cinta métrica, primeros auxilios y formatos de trabajo F-LM₂-01 (Anexo 4) y F-LM₁₃-08 (Anexo 5).

Donde buscar los moluscos

Es importante conocer la extensión del área de trabajo y específicamente la ubicación de

las superficies de agua dulce para localizar el hábitat del caracol *B. glabrata*.

El medio ambiente ideal para el caracol *B. glabrata* son las aguas estancadas lénticas o con muy poca corriente, algo contaminadas con aguas servidas, restos de vegetales y animales; fondo terroso con vegetación, poca profundidad y en sitios no expuestos directamente a la luz solar, con temperatura entre 25 °C y 30 °C.

Estas características generales del hábitat del hospedador intermedio *B. glabrata*, ayudan al personal de campo a ubicar y seleccionar lugares que deben ser inspeccionados, los cuales, generalmente, pueden reunir todas o algunas de las características mencionadas.

Ubicación del hábitat

En los cursos de agua, la referencia del lugar se expresa en metros, a partir de la desembocadura del curso o del lugar que es el origen de las medidas. Los criaderos de caracoles se ubican siguiendo la orilla, a partir de un sitio previamente determinado y de fácil identificación, como la desembocadura de un curso de agua o alguna obra construida cerca de la orilla misma, entre otros. La ubicación incorrecta de lugares con presencia de moluscos positivos, ocasiona falsas alarmas, dando lugar a graves dificultades y errores. La Figura 42 muestra la ubicación del hábitat de *B. glabrata* y al personal del Laboratorio Malacológico durante la recolección de las muestras. (Foto: Laboratorio Malacológico, 2006).

Técnica de recolección de moluscos

Chrosiecowski *et al.*, (1987), describieron la técnica, empleada en Venezuela, para recolectar los moluscos, la cual consiste en introducir la red en el agua, apoyándola en el fondo, sin profundizar la cuchilla haciéndola deslizar 25 o 30 cm, para cubrir un total de nueve inmersiones que equivalen a una superficie de un metro cuadrado (1 m²). En las orillas donde abunda vegetación acuática se desliza la cu-

chilla lentamente, desde abajo hacia arriba. En hierbas y materiales flotantes se introduce la red por debajo y se levanta recogiendo todo el material que sea posible. Se aconseja tocar varias veces la superficie de agua con la red, para lavar la tierra o materiales recogidos y que impidan la observación de los caracoles recolectados. Esta operación se debe realizar cuidadosamente, con el fin de evitar que los caracoles se alejen flotando. La Figura 43 muestra la red para recolectar caracoles en Venezuela.

En el formato de trabajo F-LM₂-01 (Anexo 4), se anota la referencia del lugar donde se recolectaron los moluscos, el cual debe coincidir con el lote o varios lotes de moluscos recolectados en ese mismo lugar.

Para evitar tocar los caracoles con las manos, se debe utilizar pinzas para transferirlos a sus envases debidamente identificados. Los caracoles capturados en un mismo lugar se aceptan como representativos de un lote.

Terminada la inspección de un curso de agua, es necesario lavar con firmeza la red para evitar trasladar huevos o pequeños caracoles de un sitio a otro.



Figura 42. Ubicación del hábitat de *Biomphalaria glabrata* y recolección de muestras por el personal del Laboratorio Malacológico.

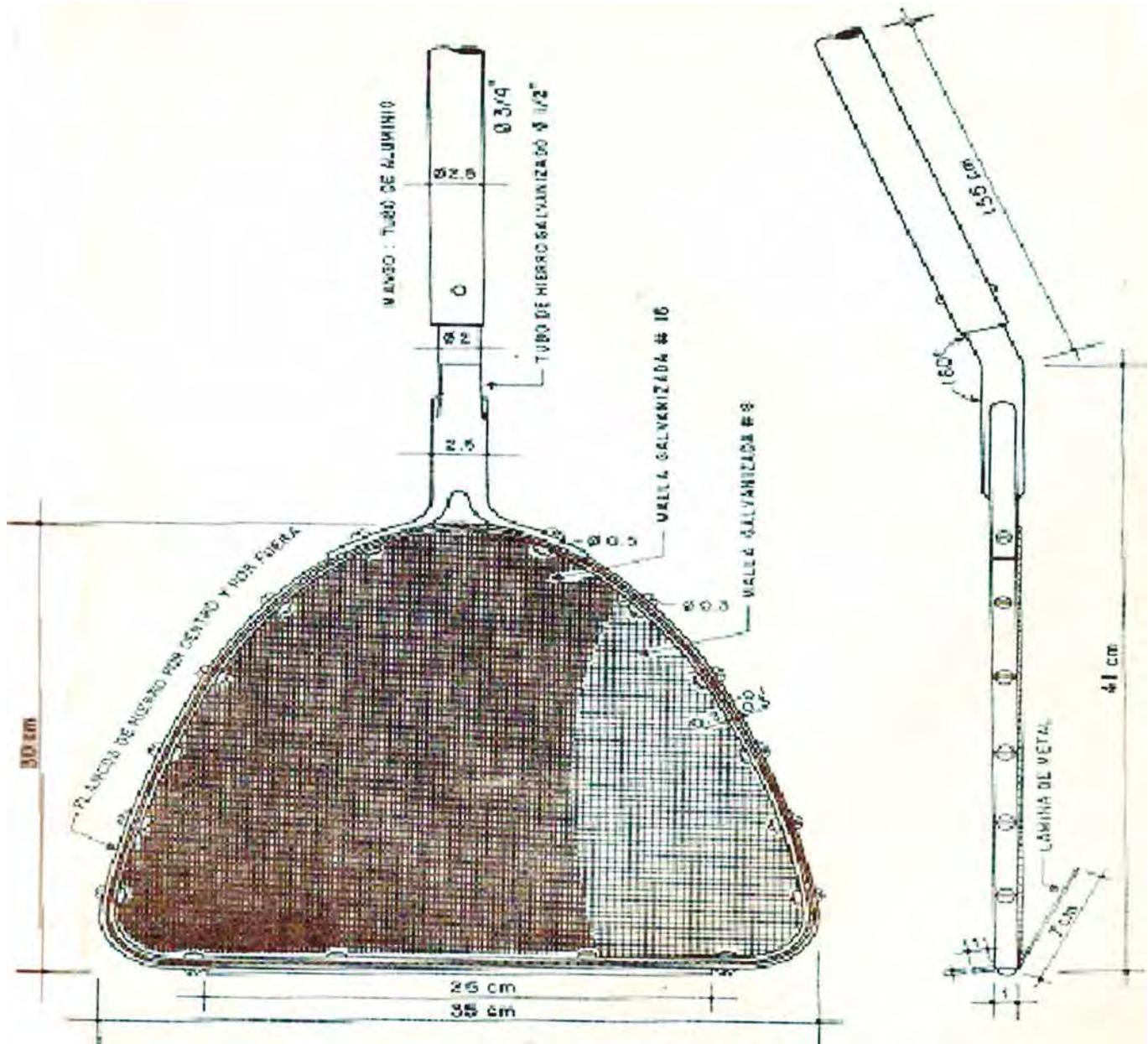


Figura 43. Red para recolectar caracoles en Venezuela.

Estimación de la densidad poblacional de caracoles en el hábitat

Los lugares comprobados como hábitats de moluscos, deben ser evaluados para conocer la densidad de población molusca por metro cuadrado de superficie (ver técnica de recolección de moluscos).

Cuando la superficie de agua a investigar es muy extensa, se introduce la red un número

de veces múltiplo de nueve (18, 27, 36...), en tal caso, la cantidad total de caracoles recolectados se debe dividir entre el número de veces que fue introducida la red (2, 3, 4....), para determinar la densidad de los moluscos por metro cuadrado. Utilizando este procedimiento se puede asegurar que la superficie de agua fue evaluada en toda su extensión (Chroszczowski *et al.*, 1987).

Ejemplo:

$$\text{Fórmula: } DP = \frac{NC}{NI}$$

donde:

DP= Densidad poblacional
 NI= Número de inmersiones (grupos)
 NC= Número de caracoles

$$\text{Fórmula: } DP = \frac{NC}{NI} \quad \begin{array}{l} 9 \text{ inmersiones} = 1 \text{ m}^2 \\ NI = 27 \\ 27/9 = 3 \text{ grupos de nueve} \end{array}$$

$$DP = \frac{468}{3} = 156 \text{ caracoles/ m}^2$$

Medición de los caracoles

La medición de la concha de los caracoles, permite hacer la primera identificación en el campo. Generalmente, los caracoles cuyo diámetro excede los 15 mm pertenecen a la especie *B. glabrata*.

Traslado de los caracoles para su identificación

El Laboratorio Malacológico es el único receptor de moluscos dulceacuícolas en el territorio nacional, por lo tanto, los caracoles recolectados en el campo deben ser trasladados a esa sede para su identificación morfológica, verificación de la negatividad a cercarias de *S. mansoni* y estudio correspondiente.

Recepción de muestras y envío de resultados

Secuencia:

- En el Laboratorio Malacológico, las muestras se reciben de lunes a viernes en horario comprendido de 8:00 am a 2:00 pm, por orden de llegada. Las mismas pueden provenir de los Servicios Regionales o cualquier otra entidad del territorio nacional.
- El formato F-LM₂-01 (anexo 4) debe reflejar las especificaciones de las muestras entregadas, el receptor entregará una copia del formato firmada como constancia de haber recibido el material.
- El resultado de la clasificación se entrega a las 24 horas.

- El resultado del seguimiento prepatente intramolusco se emite a los 30 días.
- La evaluación de los moluscos se debe registrar rigurosamente, independientemente su procedencia.
- El resultado definitivo se informa al Departamento de Control Malacológico, el cual canalizará las acciones que emprenderán los Programas de Control Regionales, como se esquematiza en el Anexo 3, según la articulación entre el nivel central y los servicios regionales. Elaborado por Martinella (2006).

Nota: crear una base de datos con el fin de agrupar, analizar y transmitir la información.

Embalaje de moluscos para un traslado

Procedimiento:

- Humedecer con agua un pedazo de gasa de 30 a 50 cm de ancho, por 20 cm de largo.
- Extender la gasa sobre una superficie plana.
- Colocar los moluscos en hilera transversal, que diste aproximadamente tres centímetros de la extremidad de la gasa, dejando espacio de un centímetro entre los moluscos pequeños y de 2 cm entre los moluscos grandes.
- Doblar la gasa sobre la hilera de moluscos, enrollándola tipo rodillo.
- Colocar otra hilera de moluscos y repetir éste procedimiento, hasta llegar al final de la gasa.
- Introducir la gasa en una bolsita plástica transparente.
- Identificar los moluscos, colocando: localidad, cepa, nombre del colector, fecha de la recolecta y cualquier otra información considerada importante.



- Colocar el conjunto (rodillo de gasa e identificación) en un recipiente resistente, tipo caja de madera pequeña. Tener cuidado de no maltratar a los moluscos.
- No someter a los moluscos a refrigeración o altas temperaturas.

Nota: la gasa no se debe empapar con agua, basta humedecer. Esta técnica es empleada mayormente cuando los ejemplares van a ser transportados durante un viaje prolongado (Laboratorio Helmintiasis Intestinales, 1998).

Capítulo VII

Consideraciones sobre bioseguridad

Los laboratorios son los servicios más vulnerables en cuanto a accidentalidad laboral y enfermedades profesionales, por lo tanto, en esta área las normas de bioseguridad deben ser reconocidas como una nueva cultura organizacional, altamente comprometida con los trabajadores, por lo cual el gobierno ha retomado con gran fuerza su estudio y estricto cumplimiento (MCT, 2002).

En tal sentido, todos los laboratorios del Sistema Nacional de Salud deben poseer un Manual de Bioseguridad y un Programa de Bioseguridad integrado que responda a la complejidad del servicio, diseñado según los riesgos asociados a los agentes que se manipulan (biológicos, físico o químico), de acuerdo con los lineamientos establecidos en el catálogo de normas NORDOM 577.

Normas mínimas de bioseguridad en el laboratorio

El trabajo que se realiza en el laboratorio, requiere de elementos que protejan al trabajador. En este sentido, en la Figura 44 se puede notar los elementos de protección, los cuales usa el personal durante sus labores.

Elementos de protección personal

- Usar bata manga larga abrochada.
- La bata nunca debe ser usada fuera del área de trabajo.
- Usar guantes de látex para todos los procedimientos de laboratorio.
- Descartar los guantes y lavarse las manos

- Usar tapaboca.
- Usar gafas de seguridad cuando sea necesario.
- El personal con el cabello largo debe llevarlo recogido.
- Evitar zonas descubiertas de piel que queden expuestas a posibles salpicaduras (Bernal, 2005).



Figura 44. Nótese los elementos de protección (Laboratorio Malacológico, 2010).

Evaluación de riesgos

Para que se produzca un accidente por agente biológico, deben concurrir básicamente cuatro elementos:

- Un hospedador susceptible.
- Un agente infeccioso.
- Una concentración suficiente de éste.



- Una ruta de transmisión apropiada.

De todos ellos, la ruta de transmisión es la mejor controlada y las más comunes son la aérea y la inoculación directa; aunque la oral, la percutánea y el contacto directo con la piel o las mucosas también son posibles (Caballero, 2005).

Medidas preventivas de transmisión

La prevención, es la mejor medida para proteger la salud de los trabajadores, así como a los usuarios y al entorno donde está situado el laboratorio. La Figura 45 muestra las medidas preventivas para evitar el contacto directo con agua contaminada.



Figura 45. Medidas preventivas para evitar el contacto directo con agua contaminada (Laboratorio Malacológico, 2008).

Entre las medidas preventivas para evitar la transmisión, se refieren los aspectos siguientes:

- Conocer la metodología de trabajo.
- Conocer el equipamiento del laboratorio.
- Conocer las medidas a tomar en caso de emergencia.
- Conocer los agentes infecciosos, sustancias y productos peligrosos.

- Conocer las leyes relacionadas con la seguridad biológica.
- Revisar periódicamente las normas de bioseguridad a los efectos de asegurar la actualización de las mismas.
- Seguir la reglamentación nacional e internacional para el embalaje y transporte de caracoles.
- Está prohibido donar o sustraer caracoles *B. glabrata* del laboratorio.
- Restringir el acceso al bioterio experimental.
- Evitar el contacto con caracoles traídos del campo.
- Evitar el contacto con materiales potencialmente infecciosos sin la debida protección.
- Secar con vigor y aplicar alcohol a 70% a la superficie cutánea, después de un contacto breve o accidental con cercarias de *S. mansoni*.
- Tratar los acuarios que contienen caracoles positivos a cercarias de *S. mansoni* con hipoclorito de sodio, yodo o agua caliente.
- Aplicar estas sustancias al agua que contenga cercarias de *S. mansoni*, antes de descartar por el lavatorio.
- Manipular los animales de laboratorio con guantes (no incurrir en crueldad).
- Usar pipeteador automático o propipeta, no pipetear con la boca.
- Mantener puertas y ventanas del laboratorio cerradas.
- No permitir la entrada de niños en el laboratorio.
- No deben entrar familiares ni amigos en el laboratorio.
- No ingerir alimentos en el laboratorio
- Evitar maquillarse y manipular lentes de contacto.

- Se debe hablar en tono bajo.
- Conocer cada una de las normas de bioseguridad con el fin de evitar accidentes.
- Mantener un registro de accidentes e incidentes con material infeccioso (Freggiaro, 2011).

Instalaciones de los animales.

Cuando se trata de animales experimentales, se establecen prácticas razonables en cuanto a los niveles adecuados de seguridad, atención de los mismos y calidad ambiental (Instituto Argentino de Normalización IRAM, 2000). Por lo tanto, la institución debe proveer las instalaciones adecuadas para albergarlos, considerando el carácter de estos, es decir, su grado de agresividad, sus endoparásitos y ectoparásitos naturales, las zoonosis a las que son susceptibles y la posible diseminación de alérgenos. Como principio general, los niveles de bioseguridad de los animales se basan fun-

damentalmente en las instalaciones, prácticas y requisitos operativos recomendados para trabajar con animales infectados. Las instalaciones para los animales de laboratorio son simplemente una clase de laboratorio, también llamado bioterio experimental (CDC, 2011).

Es importante que todo manual se elabore con criterio práctico, las normas de bioseguridad deben ser lo más próximas a las actividades cotidianas de trabajo, de manera que la lectura sea motivadora y agradable, estos aspectos son de suma importancia para lograr un aprendizaje y, por lo tanto, una actitud adecuada frente al problema (Funes *et al.*, 2005).

Se recomienda que las instituciones de salud, los laboratorios de diagnóstico e investigación, formulen, implementen y evalúen periódicamente un programa de bioseguridad. Al mismo tiempo, es necesaria la designación de responsables, quienes deberán controlar la seguridad, instruir y entrenar a todas las personas que trabajen o ingresen a dicho lugar (Freggiaro, 2011).

Bibliografía consultada

- Alarcón de Noya, B; Noya, O; Balzán, C; Cesari, IM. 1992. New approaches for the control and eradication of Schistosomiasis in Venezuela. Memorial Inst. Oswaldo Cruz, 87: 227-231.
- Atlas Mundial.1990. "Mapas continentales." Barcelona, España. Sopena. 24 p.
- Barbosa, F; Carneiro, E; Barbosa, I. 1960. Manual de malacología médica. Salvador (Bahía): Fundacao Goncalo Moniz. 182 p.
- Bernal, M. 2005. Bioseguridad en el trabajo con animales (en línea). Colombia, Consultado 14 febrero 2011. Disponible en: <http://www.redbioriesgo.unal.edu.co/textos/Bioseguridad.pdf>.
- Brown, D. 1980. "Freshwater Snails of África and their Medical Importance". London British Museum (Natural History). 487 p.
- Brusca, R; Brusca, G. 1990. Phylum Mollusca. Invertebrates, Massachussets. U.S.A. Ed. Sunderland. 20: 698-769.
- Burch, J. 1962. "The eastern land snails". Research Associate. Mollusk Division. Musseum of Zoology, University of Michigan. Ed. U.S.A. 214 p.
- Caballero, E. 2005. Manual de bioseguridad en microbiología (en línea). Madrid, Consultado 17 marzo 2011. Disponible en: <http://www.monografias.com/trabajos13/manubio/manubio.shtml>
- Caldeira, R; Vidigal, T; Matinella, L; Simpson, A; Carvalho, O. 2000. Identification of Planorbids from Venezuela by Polymerase Chain Reaction Amplification and Restriction Fragment Length Polymorphism of Internal Transcriber Spacer of the RNA Ribosomal Gene. Rev. Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 95 (2):171-177.
- Carneiro, M. 2011. Ciencia e preconceito. Gazeta de Alagoas, Maceió (en línea). Brasil, Consultado 30 septiembre 2011. Disponible en: <http://projetcaramujoafricano.blogspot.com/2011/08/ciencia-e-preconceito.html>
- Carneiro, M; y Agudo-Padron, I. 2011. O caracol Africano de problema a solucao. Campaña Alianza pela vida (en línea). Brasil, Consultado 11 noviembre 2011. Disponible en: <http://www.caracolafricano.com>
- Catálogo de normas (Nordom) y reglamentos técnicos dominicanos (RTD) 2008. Dirección general de normas de calidad (DIGENOR). (en línea). Santo Domingo, República Dominicana, Consultado 07 agosto 2010. Disponible en: <http://www.digenor.gob.do/Portals/0/docs/catalogo/CATALOGO%20DE%20NORMAS%20Y%20REGLAMENTOS%20TECNICOS%20DOMINICANOS%202008.pdf>
- CDC (Centro de Control y Prevención de Enfermedades). 2011. National Institutes of Health (NIH). Bioseguridad en Laboratorio de Microbiología y Biomedicina (en línea). Atlanta, Consultado 08 julio 2011. Disponible en: <http://www.pcb.ub.edu/homepcb/docs/qsma/NIOSH.pdf>
- Cesari, IM; Alarcón de Noya, B. 1987. Mantenimiento del ciclo del parásito en el laboratorio. En: Cesari, I. y Alarcón de Noya, B. (Edits). Esquistosomiasis mansoni. Diagnóstico y Control. Manual de Campo y Laboratorio. Caracas, Venezuela. Centros de Estudios Avanzados, IVIC. p 11-13.
- Cesari, IM; Ramos, A. 1987. Prueba de viabilidad de los huevos. En: Cesari, I. y Alarcón de Noya, B. (Edits). Esquistosomiasis mansoni. Diagnóstico y Control. Manual de Campo y Laboratorio. Caracas, Venezuela. Centros de Estudios Avanzados, IVIC. p 54-55.
- Cesari, IM; Alarcón de Noya, B. 1987. Aislamiento de huevos. En: Cesari, I. y Alarcón de Noya, B. (Edits). Esquistosomiasis mansoni. Diagnóstico y Control. Manual de Campo y Laboratorio. Caracas, Venezuela. Centros de Estudios Avanzados, IVIC. p 49-53
- Cesari, IM; Alarcón de Noya, B. 1987. Preparación de soluciones. En: Cesari, I. y Alarcón de Noya, B. (Edits). Esquistosomiasis mansoni. Diagnóstico y Control. Manual de Campo y Laboratorio. Caracas, Venezuela. Centros de Estudios Avanzados, IVIC. p 168-170.
- Congreso Nacional de Ciencias Veterinarias (5, 2001, Maracay, Venezuela). 2001. Evaluación

- de la producción de huevos de *Schistosoma mansoni* en ratones adultos y lactantes. (Sesión animales de laboratorio). Armas, A; Matinella, L. Maracay, Venezuela. 5 p.
- Congreso Nacional de Ciencias Veterinarias (5, 2001, Maracay, Venezuela). 2001. El caracol *Biomphalaria glabrata* como animal de experimentación. Sesión Animales de Laboratorios. Matinella, L; Pino, L; Morales, G. Maracay, Venezuela. 4p.
- Congreso Venezolano de Salud Pública. (4, 1981 Barquisimeto, Venezuela) 1981. Llaves para identificar familias de caracoles venezolanos de agua dulce. Ministerio de Sanidad y Asistencia Social. Chrosciechowski, P. 1981. Barquisimeto, Venezuela. p 7.
- Córdoba, D. 2007. Malacología (en línea). Bolivia, Consultado 23 agosto 2012. Disponible en: <http://malacologia.blogspot.com/>
- Chrosciechowski, P. 1966. Técnica de examen. Manual de Procedimientos. Guía Malacológica. Ministerio de Sanidad y Asistencia Social. Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental. 1(1): Maracay, Venezuela. p 123.
- Chrosciechowski, P. 1977. *Angiostrongylus cantonensis* (Nemátoda). Una Amenaza Potencial. Boletín de la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental. 17(4): Maracay, Venezuela. p 295-300.
- Chrosciechowski, P. 1987. Breve guía para clasificación de caracoles venezolanos del género *Biomphalaria* (Pulmonata) según su morfología interna. Ministerio de Sanidad y Asistencia Social. Dirección General Sectorial de Malariología y Saneamiento Ambiental. Dirección de Endémias Rurales. Programa de lucha contra la Esquistosomiasis. p 15. Mimeografiado.
- Chrosciechowski, P; Balzán, C; Camejo, T; Alarcón de Noya, B. 1987. Recolección de caracoles estimación de su población en el hábitat y traslado al Laboratorio Malacológico. En: Cesari, I. y Alarcón de Noya, B. (Edits). Esquistosomiasis mansoni. Diagnóstico y Control. Manual de Campo y Laboratorio. Caracas, Venezuela. Centros de Estudios Avanzados, IVIC. p. 84-86.
- Deslandes, N. 1951. Técnica de dissecao e exame de planorbídeos. Revista do Serviço especial de Saúde Pública. Río de Janeiro. 4: p 371.
- Fraga de Azevedo, J. 1960. "Sur l'autofecundation interne de l'*Australorbis glabratus olivaceus*" En: Medicina Neotropical. Esquistosomiasis Mansonica. Caracas, Venezuela. Laboratorio Behrens. p 60.
- Foro Bioquímico. Recomendaciones de bioseguridad para laboratorios de diagnóstico e investigación que trabaja con materiales biológicos. (2011 Argentina) 2011. Programa Nacional de Garantía de Calidad de la atención médica. Freggiaro, E. 2011. Argentina. 6 p.
- Fretter, V; Peaje, J.1975. "Pulmonates Functional Anatomy and Physiology". Vol. 1. New York. San Francisco. Academic Press. London. 417 p.
- Funes, F; Panozo, A; Cardozo, T. 2005. Bioseguridad y seguridad química en laboratorio. 1 ed. (en línea). Cochabamba, Bolivia. Consultado 23 agosto 2012. Disponible en: http://www.swisscontact.bo/sw_files/mvhvmxjnomq.pdf
- Harry, HW; Hubendick, B. 1964. The freshwater pulmonate mollusca of Puerto Rico. K. Vet. O. Vitterh. Samh. Hanl. F6. Ser. B. BD. 9(5): 6-10.
- Incani, N. 1984. Protocolo para el mantenimiento de caracoles. Valencia. Venezuela. Univ. de Carabobo. 7 p. Mimeografiado.
- Incani, N; Caleiras, E; Martín, M; González, C. 2007. Human infection by *Angiostrongylus costaricensis* in Venezuela: first report of a confirmed case. Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo, 49:197-200.
- INE (Instituto Nacional de Estadística, VE). 2006. (en línea). Venezuela. Consultado 18 noviembre 2010. Disponible en: <http://www.ine.gov.ve/indexine.asp>
- IRAM (Instituto Argentino de Normalización, AR). 2000. Niveles de bioseguridad en microbiología. La Norma IRAM 80059. (en Línea). Argentina. Consultado 05 abril 2011. Disponible en: http://www.agencia.mincyt.gov.ar/documentos/norma_iram.pdf
- Laboratorio Helminthiasis Intestinales. 1998. Embalagem de moluscos para viagem. Belo Horizonte, Brasil. FIOCRUZ/CPqRR, 2 p.
- Laboratorio de Malacología. 1990. Material de apoyo. Estudio comparativo de fecundidad y fertilidad en diferentes cepas de *Biomphalaria glabrata*. Dirección General Sectorial de Malariología y Saneamiento Ambiental.

- Maracay, Venezuela. División de Endemias Rurales. 5 p. Mimeografiado.
- Laboratorio de Malacología. 1994. Material de apoyo. Evaluación de la madurez sexual de *Biomphalaria glabrata* en relación al diámetro de la concha. Dirección General Sectorial de Malariología y Saneamiento Ambiental. Maracay, Venezuela. División de Endemias Rurales. 4 p. Mimeografiado.
- La Jornada en la Ciencia. 2011. (en línea). Consultado 03 marzo 2011. Disponible en: <http://ciencias.jornada.com.mx/noticias/los-caracoles-son-la-clase-mas-exitosa-de-moluscos>
- Malek, E. 1985. Snails Hosts of Schistosomiasis and other Snail Transmitted Diseases In Tropical America: A Manual. Scientific Publication N° 478. World Health Organisation. U.S.A. 325 p.
- Mapas de Venezuela. 2008. (en línea). Venezuela. Consultado: 9 enero 2008. Disponible en: [http://www.google.co.ve/search?q=mapas+de+venezuela+para+colorear&hl=es&sa=X&biw=1440&bih=676&prmd=imvns&tbm=isch&tbo=u&source=univ&ei=yeBTsjbCaX10gHwsJm1AQ&ved=0CDYQsAQ.\(\)](http://www.google.co.ve/search?q=mapas+de+venezuela+para+colorear&hl=es&sa=X&biw=1440&bih=676&prmd=imvns&tbm=isch&tbo=u&source=univ&ei=yeBTsjbCaX10gHwsJm1AQ&ved=0CDYQsAQ.)
- Matinella, L. 1997. Compatibilidad entre cepas de *Biomphalaria glabrata* de áreas endémicas y no endémicas de *Schistosoma mansoni* venezolanas. Tesis Mag. Sc. Valencia, Venezuela. Universidad de Carabobo. 56p.
- Matinella, L; Pino, L; Morales, G. 2000. Relación hospedador-parásito entre tres cepas de *Schistosoma mansoni* y seis cepas de *Biomphalaria glabrata* de áreas endémicas y no endémicas venezolanas. Bol. Chil. de Parastología. 55: 59-65.
- Matinella, L. 2001. Manual de normas y procedimientos del Laboratorio Malacológico. Maracay, Venezuela. Dirección General de Salud Ambiental y Contraloría Sanitaria. 94 p.
- Matinella, L; Salas, C; Pérez, A. 2008. Manual de normas y procedimientos técnicos para el diagnóstico de la Esquistosomosis. Maracay, Venezuela. Dirección Control de Vectores Reservorios y Fauna Nociva. Dirección de Vigilancia Epidemiológica. 74 p.
- Matinella, L; Morales, G; Sierra, C; Silva, I; Pino, L. 2010. Primer hallazgo en Venezuela de huevos de *Schistosoma mansoni* y de otros helmintos de interés en salud pública, presentes en heces y secreción mucosa del molusco terrestre *Achatina fulica* (Bowdich, 1822). (en línea). Venezuela. Consultado 04 enero 2011. Disponible en: http://www.sian.inia.gov.ve/repositorio/revistas_ci/ZootecniaTropical/zt2803/pdf/2803_liboria_m.pdf
- MCT (Ministerio de Ciencia y Tecnología, VE). 2002. Fondo Nacional de Ciencia y Tecnología. Código de Bioética y Bioseguridad. 2 ed. (en línea). Caracas. Consultado 07 abril 2011. Disponible en: <http://www.miproyecto.gov.ve/anexos/bioetica.pdf>
- Molina de Garmendia, M; De Jesús de Durán, R; Reyes, Y; Guidotti, S; Armas, A. 2008. Manual para la producción y uso ético de los animales de laboratorio. Caracas, Venezuela. Asociación Venezolana para la Ciencia de los Animales de Laboratorio (AVECAL). Ministerio del Poder Popular para la Ciencia y Tecnología. 93 p.
- Morales, G; Pino, L; Rodríguez, E. 1983. Diseño de estrategias de control para poblaciones de *Lymnaea cubensis* Pfeiffer, 1839 y *Lymnaea columella* Say, 1817. Boletín de la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental. 23:1-4. 11-17.
- Morales, G; Matinella, L; Pino L; Balestrini, C. 2006. Uso de ratones lactantes para la producción de huevos de *Schistosoma mansoni* a ser usados en la Prueba de Precipitación Circumoval. Revista Electrónica de Veterinaria. REDVET. 7(4). 12.
- Nason, A. 1970. "Biología." México Edit. Limusa Willey. p 407-413.
- OMS (Organización Mundial de la Salud, CH). 1985. Control de la esquistosomiasis. Serie de Informes Técnicos N° 728. Ginebra.
- Paraense, WL. 1955. Autofecundacao e Fecundacao cruzada em *Australorbis glabratus*. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 53 (1): 2-4.
- Paraense, WL. 1956. A genetic approach to the systematics of planorbid molluscs. Evolution 10. 403-407.
- Paraense, WL. 1975. Estado Atual de Sistemática dos Planorbídeos Brasileiros. (Mollusca Gastrópoda). Inst. de Cs. Biol. Univ. de Brasilia. 55:105-128.
- Paraense, WL. 1976. A natural population of *Helisoma duryi* in Brasil. Malacología, 15 (2):369-376.

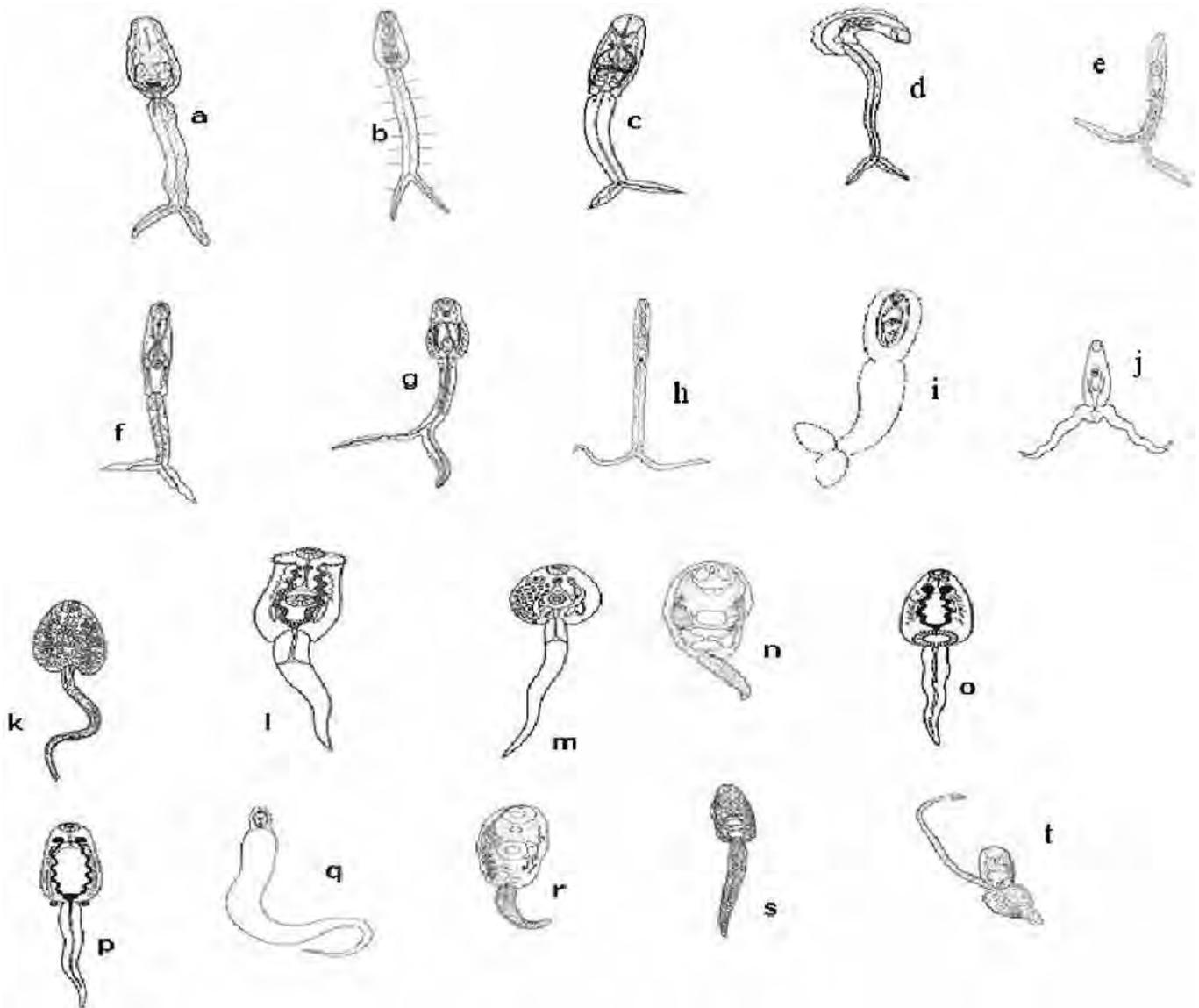
- Paraense, WL. 1988. *Biomphalaria kuhniana* (Clessin, 1883). Planorbid Mollusc from South America. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 83:1-12.
- Pereira de Souza, C; Lima, L. 1997. Moluscos de interés parasitológico do Brasil. Serie de Esquistosomose N° 1. Brasil. Fundacao Oswaldo Cruz. Centro de Pesquisas René Rachou. Belo Horizonte. 79 p.
- Pointier, J. 1997. Curso de Malacología Médica. Caracas, Venezuela. Univ. Central de Venezuela. Facultad de Medicina. Posgrado Nacional. 15 p.
- S.E.A. (Servicio de Experimentación Animal. Animalario, ES). 2005. OMG. Servicio de Anestesiología HCV-UCM. Anestesia en Roedores. Guía Clínica General 03 (en línea). Consultado: 06 junio 2011. Disponible en: <http://www.ucm.es/info/secivema/docs%20anestesia%20pdf/GUIAS-ANESTESIA-PDF/26-guias-anestesia-anim-experimentacion-NR.pdf>.
- Sierra, C. 2004. Visión, misión, objetivos y actividades de programas de control parasitosis intestinales y esquistosomosis. Maracay, Venezuela. Dirección General de Salud Ambiental y Contraloría Sanitaria. Dirección de Vigilancia Epidemiológica Sanitario Ambiental Coordinación de Chagas y otras Endemias Coordinación de Parasitosis Intestinales y Esquistosomosis. 13 p. Mimeografiado.
- Sierra, C; Matinella, L. 2008. Curso teórico-práctico de capacitación para personal profesional y técnico en el área de malacología para el control de la Esquistosomosis. Contenido programático. Maracay, Venezuela. Dirección Control de Vectores. División de Zoonosis. Programa de control malacológico. 2 p. Mimeografiado.
- Simposio Internacional de Esquistosomose (3, 1991, Recife, Brasil) 1991. Métodos de diagnóstico malacológico. (Reuniao Nacional de Esquistosomose). Barbosa, C. 1991. Inst. Aggeu Magalhaes, Brasil. 15 p.
- Sojo, H. 1998. Indicadores malacológicos Programa de Control de la Esquistosomiasis. Maracay, Venezuela. Dirección General Sectorial de Malariología y Saneamiento Ambiental. Dirección Endemias Rurales. 4 p. Mimeografiado.
- Sojo, H; Matinella, L; Sánchez, L. 1999a. Molusquicida. En Manual para el Programa de Control de la Esquistosomiasis. Maracay, Venezuela. Dirección General Sectorial de Malariología y Saneamiento Ambiental. Dirección de Endemias Rurales. 15-24 pp.
- Sojo, H; Matinella, L; Sánchez, L. 1999b. Cálculo para la aplicación de Bayluscid al 25%. En: Manual para el Programa de Control de la Esquistosomiasis. Dirección General Sectorial de Malariología y Saneamiento Ambiental. Dirección de Endemias Rurales. Maracay, Venezuela. p 24-27.
- Sojo, H; Matinella, L; Sánchez, L. 1999c. Determinación del caudal por cubicación En: Manual para el Programa de Control de la Esquistosomiasis. Maracay, Venezuela. Dirección General Sectorial de Malariología y Saneamiento Ambiental. Dirección de Endemias Rurales. p 49-56.
- Sojo, H; Matinella, L; Sánchez, L. 1999d. Formatos y anexos En: Manual para el Programa de Control de la Esquistosomiasis. Maracay, Venezuela. Dirección General Sectorial de Malariología y Saneamiento Ambiental. Dirección de Endemias Rurales. p 88.
- Vidigal, T. 1995. Estudos dos Planorbídeos Brasileiros Hospedeiros Intermediarios do Schistosoma mansoni a través da Reacao em Cadeina da Polimerase (PCR): Variabilidade Genética e Identificacao Específica. Tesis Mag Sc.. Belo Horizonte/Mg Brasil. 105 p.

Anexos
.....

Anexo 1

.....

Tremátodos más comunes identificados en moluscos de agua dulce



Legenda: a) cercaria de *Schistosoma mansoni*, (tremátodo flia. Schistosomatidae), b) cercaria del grupo Ocellifera, (tremátodo flia. Clinostomatidae), c) cercaria *Brevifurcata-apharyngeate*, (tremátodo flia. Schistosomatidae y Spirorchiidae), d) cercaria *Lophocercous-apharyngeate*, (tremátodo flia. Sanguinicolidae), e) cercaria *Caratinguensis*, (tremátodo flia. Strigeidae), f) cercaria *Strigea*, (tremátodo flia. Strigeidae y Diplostomatidae), g) cercaria *Vivax*, (tremátodo flia. Cyathocotylidae), h) cercaria *Amplicoecata*, (tremátodo flia. Schistosomatidae), i) cercaria *Furcocystocercous*, (tremátodo flia. Azygiidae y Bivesiculidae), j) cercaria *Bucephaloid* (*Gasterostome*), (tremátodo flia. Bucephalidae), k) cercaria de *Fasciola hepática*, (tremátodo flia. Fasciolidae), l) cercaria *Echinostome*, (tremátodo flia. Echinostomatidae), m) cercaria *Gymnocephalous*, (tremátodo flia. Fasciolidae), n) cercaria *Minensis* (*Xiphidiocercaria*), o) cercaria *Amphistome*, (tremátodo flia. Paramphistomatidae), p) cercaria *Monostome*, (tremátodo flia. Paramphistomatidae), q) cercaria *Cystocercous*, r) cercaria *Santense* (*Xiphidiocercaria*), s) cercaria *Macrogranulosa* (tremátodo flia. Echinostomatidae) t) cercaria *Hemiura*. Fuente: (Pereira de Souza y Lima, 1997) con adaptaciones (Matinella, 2013).

Anexo 2

.....

Indicadores malacológicos

- Índice de infestación a cursos de agua

$$\text{I.I.C.A.} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de cursos de agua con presencia del hospedador} \times 100}{\text{N}^\circ \text{ total de cursos de agua examinados}}$$

- Índice de infección a cursos de agua

$$\text{I.If.C.A.} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de cursos de agua positivos a cercarías de } S. \text{ mansonii} \times 100}{\text{N}^\circ \text{ total de cursos o cuerpos de agua examinados}}$$

- Índice de caracoles positivos

$$\text{I.C.P.} = \frac{\text{N}^\circ \text{ caracoles positivos} \times 100}{\text{N}^\circ \text{ total caracoles examinados}}$$

- Densidad poblacional de caracoles

$$\text{D.P.C.} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de caracoles recolectados}}{\text{N}^\circ \text{ de inmersiones}}$$

1 mts² = 9 inmersiones (redadas)

- Índice de cursos o cuerpos de agua tratados con molusquicidas.

$$\text{I.C.A.T.M.} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de cursos o cuerpos de agua tratados} \times 100}{\text{Total de cursos o cuerpos de agua infectados}}$$

Índice de infección del hospedador intermediario

$$\text{I.I.Hi.} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de hospedadores infectados} \times 100}{\text{N}^\circ \text{ de hospedadores examinados}}$$

Abreviaturas usadas

I.I.C.A.= Índice de infestación a cursos de agua

I.If.C.A.= Índice de infección a cursos de agua

I.C.P. = Índice de caracoles positivos

D.P.C. = Densidad poblacional de caracoles

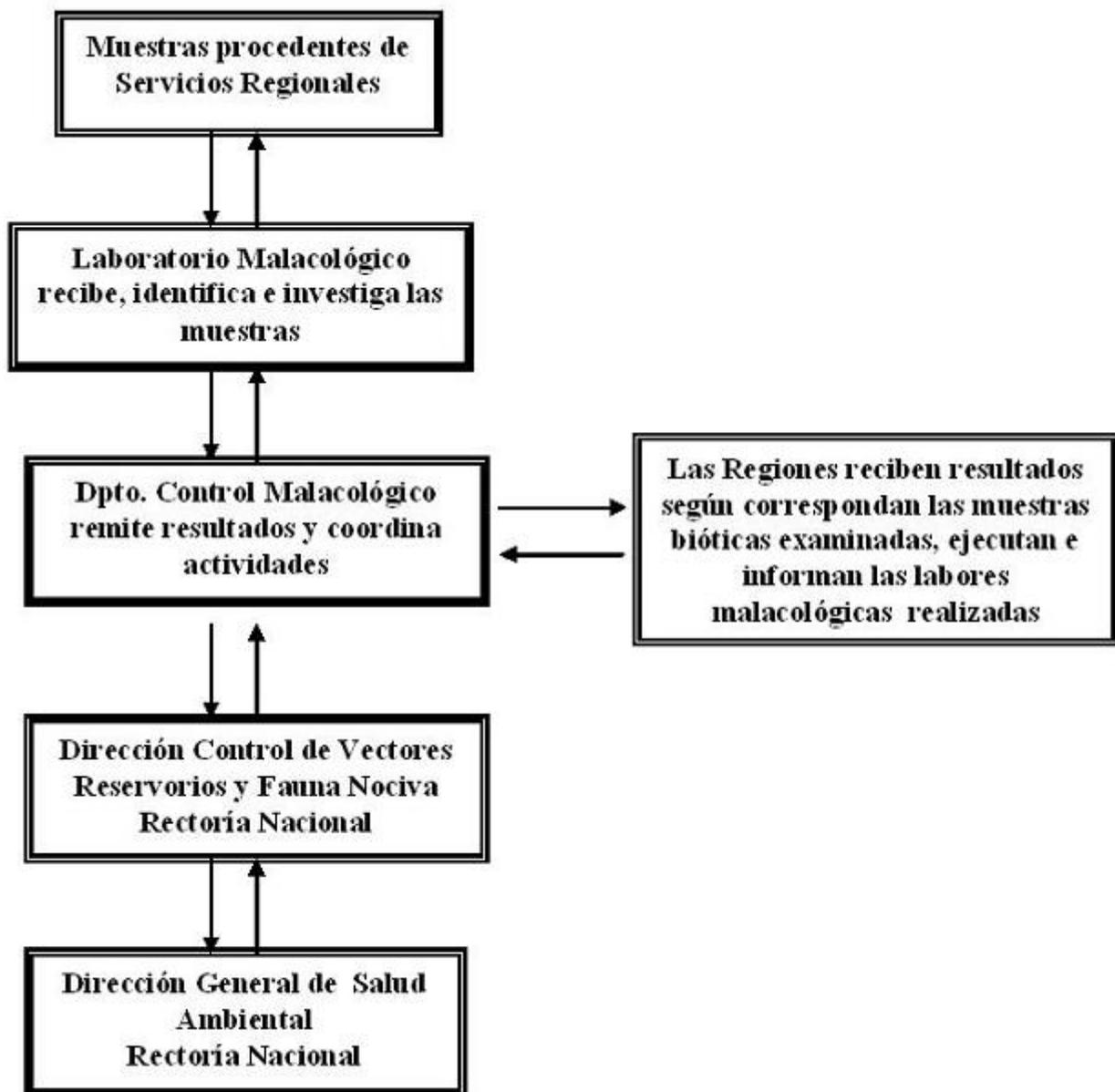
I.C.A.T.M.= Índice de cursos o cuerpos de agua tratados con molusquicidas.

I.I.Hi.= Índice de infección del hospedador intermediario

Anexo 3

.....

Articulación entre el nivel central y los servicios regionales



Anexo 4

•••••

F-LM₂-01

RECOLECCIÓN DE MOLUSCOS

REGIÓN _____ DEMARCACIÓN, UTOCSSA _____ LOTE N° _____ MES – AÑO _____

N° DE ORDEN _____ NOMBRE DEL CURSO _____

TIPO DE INSPECCIÓN _____ N° _____ CLASIFICACIÓN _____ ESPECIFICACIÓN EXACTA DEL

PUNTO DE RECOLECTA _____

LOCALIDAD _____ MUNICIPIO _____ PARROQUIA _____

ESTADO _____ CUENCA HIDROGRÁFICA _____

CANTIDAD RECOLECTADA EN CAMPO _____ DENSIDAD DE MOLUSCOS EN HÁBITAT/M2 _____

DIÁMETRO _____ a _____ mm FECHA Y HORA DE RECOLECCIÓN _____

Inspector de la Demarcación, o UtoCSSa

Recolectado por:

LABORATORIO MALACOLÓGICO

LOTE N° _____

FECHA _____ VIVOS _____ MUERTOS _____ DIÁMETRO _____ a _____ mm

ESPECIES CLASIFICADAS

B. glabrata () Helisoma spp. () Lymneidae ()

B. prona () Pomacea spp. () Physidae ()

B. straminea () Drepanotrema spp. () Neritidae ()

B. kuhniiana () Pachycheilus spp. () Ancyliidae ()

B. havanensis () T. granífera () Otros ()

B. obstructa () T. tuberculata ()

B. schrammi () M. cornuarietis ()

PERÍODO DE OBSERVACIÓN DESDE _____ HASTA _____

N° total caracoles _____ N° caracoles (+) _____ % infección a S. mansoni _____

OBSERVACIONES _____

Recibido por:

Examinado por:

