

**MOLUSCOS DE INTERÉS  
SANITARIO EN LA  
ARGENTINA**

**MINISTRO DE SALUD**

Dr. JUAN LUIS MANZUR

**SECRETARÍA DE POLÍTICAS, REGULACIÓN E  
INSTITUTOS**

Dr. GABRIEL EDUARDO YEDLIN

**INSTITUTO NACIONAL DE MEDICINA TROPICAL**

Dr. OSCAR DANIEL SALOMÓN

Moluscos de interés sanitario en la Argentina /  
Oscar Daniel Salomón ... [et.al.]. - 1a ed. -  
Puerto Iguazu : INMeT, 2013. 157 p.

ISBN 978-987-29115-1-5

1. Zoología. 2. Epidemiología. 3. Moluscos.  
CDD 594

## ÍNDICE

GASTERÓPODOS CONTINENTALES DE IMPORTANCIA SANITARIA EN EL NORESTE ARGENTINO. A. Rumi y V. Núñez.....	7
ESTADO ACTUAL DEL CONOCIMIENTO DE LAS PARASITOSIS DEL MOLUSCO INVASOR <i>Achatina fulica</i> EN LA ARGENTINA. SU IMPORTANCIA COMO POSIBLE VECTOR DE ANGIOSTRONGILIASIS. J.I. Diaz, E. Lorenti, R. Valente, S. Capasso, D. Gutierrez Gregoric y G.T. Navone...40	
<i>Fasciola hepatica</i> : EPIDEMIOLOGÍA Y CONTROL EN LA REGIÓN NORESTE DE ARGENTINA. L. Prepelitchi y C. Wisnivesky-Colli.....	54
TREMATODES DIGENEOS LARVALES QUE PARASITAN <i>Biomphalaria</i> SPP., Y OTROS MOLUSCOS PULMONADOS EN LA REPÚBLICA ARGENTINA. M. Ostrowski de Núñez y M.I. Hamann.....	84
RELEVAMIENTO MALACOLÓGICO DE ESPECIES DE INTERÉS SANITARIO EN LA PROVINCIA DE MISIONES. R.E. Stetson.....	111
FIGURAS.....	120

# **MOLUSCOS DE INTERES SANITARIO EN LA ARGENTINA**

**Oscar Daniel Salomón y Alejandra Rumi  
(editores)**

*Trabajos presentados en el taller  
“Moluscos de Interés sanitario en la Argentina”  
Instituto Nacional de Medicina Tropical,  
Puerto Iguazú, Misiones, Argentina, 1/08/2012*

MINISTERIO DE SALUD DE LA NACIÓN – INMeT

## **PRÓLOGO**

La Provincia de Misiones resulta una de las vías más lógicas de dispersión austral de parasitosis y zoonosis de origen hídricas, vehiculizadas por insectos (vectores) o moluscos (hospedadores intermediarios) que afectan gran parte de la población más carenciada de Latinoamérica, además de albergar una de la más alta diversidad específica del país.

Rodeado de uno de los escenarios naturales y Parque Nacional más espectacular e imponente de Sudamérica, las Cataratas de Iguazú, se crea en la Argentina, atinada y recientemente, el primer centro dedicado a enfrentar enfermedades endémicas Neotropicales, tropicales y subtropicales (INMeT Puerto Iguazú, Misiones, 2010). El corredor verde misionero constituye un lugar estratégico para establecer un centro de vigilancia que permita monitorear las áreas de ocurrencia de posibles focos de infección y prever el grado de susceptibilidad de sus especies a los diferentes parásitos y sus respectivas cepas infectantes.

La convocatoria de especialistas de reconocida trayectoria realizada por el Director del INMeT, Doctor O. D. Salomón, generó un taller muy rico en experiencia y la presente compilación

como resultado, donde los autores abordaron desde diferentes disciplinas biológicas las interacciones parásito-hospedador locales y regionales. Centrandose las presentaciones en los moluscos gasterópodos acuáticos y terrestres y sus parásitos vinculados a endemias naturales o potenciales.

Por último, cabe destacar la incansable labor y gestión del director del INMeT que impulsa y coordina la generación de programas estructurales de trabajo junto con la formación de recursos humanos *in situ*, que permitan su arraigo y continuidad en el tiempo. Eje fundamental de un proyecto de tal envergadura.

*Alejandra Rumi*

---

**GASTERÓPODOS CONTINENTALES DE  
IMPORTANCIA SANITARIA EN EL NORESTE  
ARGENTINO**

***Alejandra Rumi y Verónica Núñez***

*Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Universidad  
Nacional de La Plata.*

**INTRODUCCIÓN**

Según la Organización Mundial de la Salud (WHO) (1), más de mil millones de personas en el mundo, 1/6 del total de la población padecen alguna de las enfermedades infecciosas desatendidas. El comportamiento humano es aún el mayor componente de riesgo de contaminación, donde el deficiente manejo del recurso agua aumenta la probabilidad de una transmisión satisfactoria de los parásitos, que suelen afectar principalmente a las poblaciones más pobres. En algunas comunidades puede presentarse más de una enfermedad, lo cual requiere intervenciones integrales. Esto significa brindar medicamentos y trabajar en: control de vectores, educación preventiva de la población -que puede llegar a disminuir significativamente la prevalencia-, mejoras del acceso de agua, disposición de sistema de servicios de eliminación de aguas servidas y residuos y establecer sistemas de saneamiento ambiental, vinculados a los

---

asentamientos poblacionales, así como también de los sistemas de producción agrícola. Entre las enfermedades desatendidas se encuentran la esquistosomiasis y otras helmintosis que han modificado sus potenciales en los últimos tiempos, debido a la aparición de nuevos focos infectivos, provocados por las modificaciones humanas del medio ambiente y por su asociación con otras dolencias. Los parásitos causan hasta el 50% de las muertes de pacientes inmunodeficientes, como los afectados por VIH-SIDA (2).

Respecto a los moluscos, muchas especies poseen importancia biomédica, ya que actúan como vectores (hospedadores intermediarios: HI) de parásitos que se transmiten al hombre y constituyen uno de los principales agentes vectores de zoonosis.

Entre las acciones necesarias de abordar, es imprescindible inicialmente desarrollar una base de datos que permita establecer programas de monitoreo locales, determinar los grupos de especies de importancia biomédica (humana y veterinaria) y que contribuya al conocimiento de la biodiversidad, del estatus de la fauna regional y permita identificar hábitats y especies amenazadas. La información generada es fundamental al momento de planificar y desarrollar estrategias de control epidemiológico de endemias establecidas a nivel local o de prevenir el asentamiento de otras, movilizadas desde diferentes regiones de Latinoamérica o desde otros continentes. Particularmente en el NEA se encuentran áreas de alta diversidad

y riqueza de especies de moluscos, producto de condiciones climáticas y geográficas favorables, con gran diversidad de ambientes acuáticos y alta humedad ambiente.

En la Argentina se pueden mencionar gasterópodos vectores de trematodes productores de dermatitis (especies de las familias Physidae, Chiliniidae y Planorbidae) (3), fasciolosis (Lymnaeidae) (4), paramphistomosis o especies de *Biomphalaria* (Planorbidae) potenciales vectores de esquistosomiosis (5). Entre los gasterópodos terrestres, algunas especies de babosas actúan como vectores de angiostrongylosis, parasitosis producida por el nematodo *Angiostrongylus costaricensis* que ha sido registrado en Brasil (6,7). Rea y Borda (8,9) y Fleitas *et al.* (10) registraron casos en Corrientes (Argentina).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los trabajos de investigación realizados a lo largo de las últimas tres décadas sobre los moluscos continentales han abarcado estudios taxonómicos, de patrones de distribución y diversidad, poblacionales y parasitológicos.

Entre los estudios taxonómicos, se destacan los referidos a tres familias de gasterópodos acuáticos continentales de importancia sanitaria, que se han concluido en tesis doctorales (11,12,13) y otra referida a parasitosis de rumiantes, cuyos hospedadores

---

intermediarios son también gasterópodos (14). Así, se ha revisado a la familia Planorbidae, la cual posee 15 especies en la Argentina distribuidas en cuatro géneros: *Acorrbis*, *Antillorbis*, *Drepanotrema* y *Biomphalaria* (una, una, seis y siete especies respectivamente) (5). En dicha revisión se ha descripto por primera vez para la Argentina a la subespecie *Biomphalaria tenagophila guaibensis* (15). Algunas de las especies de *Biomphalaria* halladas en estas revisiones son hospedadoras de *Schistoma mansoni* en otros países (16), mientras que otras son potencialmente hospedadoras. Con respecto a Chiliniidae, que cuenta con al menos 17 especies en la Argentina, se ha revisado la taxonomía de las especies presentes en la Cuenca del Plata del sector argentino, donde se describió una nueva especie, *Chilina iguazuensis* y se re-describieron otras cuatro (17,18). En cuanto a la familia Physidae, se realizó la revisión de las 5 especies presentes en la Argentina y una redescripción anatómica y estudios ecológicos comparativos de las 2 especies predominantes, una de las cuales es exótica y se encuentra en expansión (13,19).

Respecto al estatus de la fauna de moluscos regional, sus hábitats, especies amenazadas, exóticas e invasoras, y producto de numerosos muestreos realizados, se han descripto nuevas especies de gasterópodos terrestres y acuáticos (20,21). Otras dos familias de gasterópodos, Thiaridae (acuática) y Megalobulimidae (terrestre), son objeto de revisión y estudio en el marco de tesis de doctorado que están en

desarrollo. Entre los bivalvos se realizaron estudios taxonómicos de especies de *Diplodon* de la familia Hyriidae (22) y se han citado nuevos registros (23).

Por otra parte, también fue posible ajustar y ampliar la distribución de muchas especies. Tal es el caso de ejemplares de las familias Lymnaeidae (*Lymnaea columella*) y Cochliopidae (*Heleobia* sp.) citadas por primera vez para el Parque Nacional Iguazú, al igual que el gasterópodo invasor *Melanoides tuberculatus* (24,25). Esta última especie, junto con *Helisoma duryi*, han sido registradas en acuarios comerciales, los cuales se convierten en posibles vías de dispersión (*pathways*) de estas dos especies (26,27). A su vez, otras especies han sido registradas por primera vez para la Argentina, como el primer hallazgo de ejemplares de la familia Glacidorbidae, *Gondwanorbis magallanicus* en la Patagonia austral (Landoni *et al.*1999) (28) y el de *Gundlachia ticaga* (Ancylidae) para el sur de la provincia de Misiones (24) y el caracol terrestre invasor *Achatina fulica*, en la localidad de Puerto Iguazú (29). Del último se ha podido inferir el origen y vía de introducción de este caracol invasor, como así también las consecuencias sanitarias, económicas y ambientales que puede ocasionar.

Las prospecciones en campo, juntamente con la revisión de colecciones malacológicas (Museo de La Plata, Museo Bernardino Rivadavia, Fundación Miguel Lillo) han permitido compendiar la información sobre los moluscos continentales en una base de datos de más de 5000 registros geo-referenciados permitiendo tener

un conocimiento actualizado de la distribución de estas especies.

A partir de la información taxonómica y geográfica compilada se comenzó a ordenar y revalorizar a las especies de moluscos acuáticos continentales según su grado y tipo de contribución a la biodiversidad local y regional a nivel en la Argentina (30,31,32). La base de datos geo-referenciada de gasterópodos terrestres de la Argentina está en desarrollo. Dicho grupo presenta 21 especies exóticas en el país (33).

En un primer enfoque regional, Rumi *et al.* (30) realizaron un estudio de riqueza y diversidad de gasterópodos de agua dulce de la Mesopotamia Argentina. Posteriormente y analizando todo el territorio argentino, Rumi *et al.* (31), mencionan las 101 especies de gasterópodos acuáticos continentales, las cuales se distribuyen en 10 familias: Ampullariidae (12 especies), Cochliopidae (16 spp.), Lithoglyphidae (22 spp.), Thiaridae (4 spp.), Ancyliidae (5 spp.), Chiliniidae (16 spp.), Glacidorbidae (1 sp.), Lymnaeidae (5 spp.), Physidae (5 spp.) y Planorbidae (15 spp.). En este trabajo también se hace mención de las especies endémicas (40, sólo presentes en la Argentina), vulnerables (45 spp.) y exóticas (4 spp.). Por otra parte, se describen los patrones de diversidad específica y de riqueza por especies y familia, analizando los gradientes latitudinales y longitudinales, así como también las áreas con menor densidad de muestreo (Figs. 1 a 4). En un trabajo posterior (32) se complementó la información precedente actualizando la lista de especies de bivalvos

de agua dulce presentes en la Argentina. De esta manera, se reconocen 65 especies, distribuidas en siete familias, Hyriidae (13 especies), Etheriidae (18 spp.), Sphaeriidae (25 spp.), Corbiculidae (4 spp.), Mytilidae (3 spp.), Solecurtidae (1 sp.) y Erodonidae (1 sp.). En el mismo trabajo se menciona que, al menos, trece especies serían endémicas y, que en su mayoría, pertenecen a Sphaeriidae y tres exóticas. Se presentan mapas de distribución por familias y se detallan además, las especies de importancia sanitaria tanto de gasterópodos como de bivalvos (Figs. 5 y 6).

Con el objetivo de identificar y caracterizar regiones de gasterópodos de agua dulce sobre la base de su distribución, diversidad, riqueza y valor biológico, se realizó un análisis de similitud entre cuencas hidrográficas (OTU) en función de las especies presentes (caracteres) (34). Según estos primeros resultados, sería posible diferenciar ocho regiones: I Misionera, II Paraná Medio, III Río Uruguay, IV Zona de Transición, V Paraná Inferior-Río de la Plata, VI Cuyo, VII Patagonia Norte y VIII Patagonia Austral (Fig. 7). El esquema de regiones malacológicas realizado es similar, en líneas generales, al ictiológico presentado por López *et al.* (35) para peces y a lo propuesto por Ringuelet (36) y Bertonatti & Corcuera (37). Sin embargo, para gasterópodos, la provincia de Misiones se segrega en dos grupos de especies de moluscos, uno representado por especies que habitan ríos que drenan hacia el Paraná y otra representada por las que habitan ríos que drenan hacia el Uruguay.

---

Es interesante comentar que los estudios sobre la biodiversidad de moluscos continentales vinculados a áreas protegidas se iniciaron en La Reserva de Usos Múltiples Isla Martín García, situada en el Río de la Plata Superior, hallándose 26 especies de moluscos acuáticos (Gastropoda y Bivalvia) habitantes del litoral isleño y cuerpos de agua interiores (38). Aquí se examinaron los ensambles de especies en los diferentes hábitats y su relación con variables ambientales relevadas (mediante análisis multivariados) (39).

Complementando los estudios taxonómicos y los análisis de la distribución de las especies de gasterópodos acuáticos continentales se realizaron estudios poblacionales en distintas especies de *Drepanotrema* (40) y en especies presentes en el Salto Arrechea del PNI *Chilina megastoma*, *Acorbis petricola* y *Potamolithus sp.* (41).

También se ha abordado el estudio de las posibles ventajas reproductivas o adaptativas de una especie exóticas en comparación con una nativa de la familia Physidae (42,43).

Al momento, se están abordando aspectos genéticos relacionados a la filogeografía de dos miembros de la familia Thiaridae. A partir de los mismos se pudo determinar que la población del invasor *Melanoides tuberculatus* del embalse Yacyretá es de origen asiático y pertenece al mismo linaje de poblaciones de Brasil y Perú, determinándose mediante la secuencia del gen 16S ARNr (44).

Con respecto a las especies de interés medico-sanitario, se realizaron monitoreos en lagunas artificiales del partido de Tigre (45), estudios relacionados a la dinámica poblacional de especies del género *Biomphalaria* (Planorbidae) en ambientes relacionados al Río de la Plata y río Riachuelo (Corrientes) (46), y a especies del género *Chilina* (Chiliniidae) (47). Estas especies son hospedadoras de digeneos causantes de schistosomiosis y de dermatitis esquistosómicas, en cuyos trabajos se brinda importante información para aplicar estrategias de control poblacional ante eventuales casos de parasitosis. También se ha analizado el rol del caracol terrestre invasor *Achatina fulica* en la transmisión de helmintos (48).

## NECESIDADES Y PERSPECTIVAS

Particularmente en la provincia de Misiones se encuentran en total unas 58 especies de gasterópodos terrestres, 41 de gasterópodos de agua dulce y 25 bivalvos (32).

La Región del NEA que se inserta en la Gran Cuenca Del Plata e involucra ambientes y especies que en áreas más septentrionales y tropicales de la cuenca actúan como vectoras naturales de endemias. Muchas de estas entidades encuentran su cola de distribución en el NEA y las transforma en potencialmente vectoras de parasitosis humanas y zoonosis. Necesariamente, se debe constituir allí un centro de vigilancia que

---

permita monitorear las áreas de ocurrencia de posibles focos de infección y prever el grado de susceptibilidad de sus especies a los diferentes parásitos y sus respectivas cepas infectantes, ya que muchos de ellos revisten importantes diferencias locales. En una primera etapa, lógicamente se debería prestar especial atención a aquellas especies de agua dulce implicadas en la transmisión de esquistosomiasis, fasciolosis, paramphistomosis, así como a la detección temprana y seguimiento de especies introducidas, acuáticas y terrestres, que podrían actuar como potenciales transmisoras de otras helmintiasis.

A continuación, se describen rápidamente las parasitosis, sus vectores, naturales y potenciales y el estado de conocimiento principalmente en el NEA.

### **Esquistosomiasis**

La esquistosomiasis (Fig. 8) es una de las principales parasitosis humanas que, según la OMS, afecta al menos a 240 millones de personas en todo el mundo y más de 700 millones de personas viven en áreas endémicas. La enfermedad es frecuente en áreas tropicales y subtropicales, en comunidades pobres. La incidencia y morbilidad en las poblaciones humanas a la esquistosomiasis se ha visto aumentada gracias a la modificación de los ambientes naturales y al aumento casuístico de las enfermedades inmunodeficientes, como el VIH-SIDA (2). Otro factor de importancia para la propagación y asentamiento de nuevos focos de

infección ha sido al aumento de la movilidad de individuos infectados.

En América dicha enfermedad es causada por *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907 (Digenea) y es transmitida por caracoles de la familia Planorbidae, pertenecientes al género *Biomphalaria* Preston, 1910, que actúan como hospedadores intermediarios del parásito. Actualmente ocurre en Brasil, Venezuela, Suriname, Puerto Rico, República Dominicana y varias islas de las Antillas menores, y se viene dispersando hacia el sur, por el E y desde el NE de Brasil, desde su introducción en el sector caribeño de América del Sur (49).

Es probable que las actuales áreas de distribución de la enfermedad puedan extenderse aún más, ya que las zonas de dispersión de las especies susceptibles de moluscos son más amplias que las de la enfermedad humana. Por una parte, cambios ambientales como la construcción de represas o la explotación de nuevas áreas de la agricultura por proyectos de irrigación, producen modificaciones ecológicas creando ambientes favorables para la reproducción de moluscos. Además del hombre, otros mamíferos (roedores, marsupiales, carnívoros, primates, bovinos) son hospedadores definitivos de este parásito, actuando como reservorios. La condición fundamental para el establecimiento de un foco de transmisión sería la contaminación de hábitats de caracoles susceptibles con heces conteniendo huevos viables a través, por ejemplo, de la construcción de desagües sanitarios que desembocan directamente

en estos cuerpos de agua. Por otro lado, el aumento de polución orgánica beneficia la multiplicación del fitoplancton, que constituye una fuente de alimento de los caracoles, por lo que sus poblaciones se ven incrementadas. Por lo tanto, la existencia de climas apropiados y de las condiciones socio-económicas precarias (saneamiento básico, educación sanitaria, etc.) hacen posible el mantenimiento y proliferación de los focos de transmisión.

Las áreas de mayor riesgo de generación de focos endémicos de esquistosomiasis en la Argentina se encontrarían en el NE, en relación con los ríos más importantes de la Cuenca Del Plata, donde habitan la mayoría de las especies del género *Biomphalaria* y son particularmente frecuentes las poblaciones de aquellas designadas como potenciales propagadoras de la endemia (Fig. 9) (50). A su vez, en el NEA se concentran las áreas de alta densidad poblacional, algunas de recursos relativamente bajos con educación sanitaria precaria y se observa una gran movilidad de recursos humanos en las áreas limítrofes.

En cuanto a los focos más australes de esquistosomiasis registrados hasta el momento se puede mencionar las localidades brasileñas de San Francisco do Sul, Estado de Santa Catarina, en las cabeceras del río Iguazú, cuyo hospedador intermediario es *B. tenagophila* (51), Porto Alegre, en el Estado de Río Grande do Sul, con *B. glabrata* como hospedador intermediario (52) y en la cuenca del río

Piquiri, que desagüa en el río Paraná Superior en este caso transmitido por *B. glabrata* (53).

Los HI (vectores) de la esquistosomiasis en América Neotropical lo constituyen especies del género *Biomphalaria*, que está ampliamente distribuido en la Región poblando diversos ambientes, preferentemente ambientes de aguas someras, temporarias y de baja velocidad de corriente, o lénticas.

Tres son las especies naturalmente infestadas por este digeneo: *Biomphalaria glabrata* (Say, 1818), *Biomphalaria tenagophila* (d'Orbigny, 1835) y *Biomphalaria straminea* (Dunker, 1848) (54). A su vez otras cuatro son potencialmente susceptibles a ser infestadas: *Biomphalaria peregrina* (d'Orbigny, 1835), *Biomphalaria amazonica* Paraense, 1966, *Biomphalaria orbigny* Paraense, 1975 y *Biomphalaria oligoza* Paraense, 1974 (55,56,57). Mientras que *Biomphalaria occidentalis* Paraense, 1981, *Biomphalaria intermedia* (58) y *Biomphalaria schrammi* (Crosse, 1864) serían, hasta el momento, refractarias a la infestación por el parásito mencionado (59,60,61,62).

El género *Biomphalaria* presenta amplia distribución en la Argentina. Entre las potenciales propagadoras de esquistosomiasis en el país se debe mencionar a cinco de ellas:

*Biomphalaria tenagophila* (Fig. 10 A y B):

En Sudamérica su distribución abarca Perú, Bolivia, Brasil, Uruguay, Paraguay, Chile y Argentina. Esta especie es la que involucra el mayor riesgo de transmisión de la parasitosis en Argentina, siendo muy frecuente en la Mesopotamia y en la zona de las Yungas. Es una especie muy agresiva en términos de competencia respecto las otras especies del género, habiéndose convertido en la especie predominante del área Mesopotámica. En Brasil es hospedadora intermediaria natural de *S. mansoni* (Fig.11 A), y le seguiría a *B. glabrata* en grado de susceptibilidad.

Poblaciones argentinas, paraguayas y uruguayas de esta especie fueron expuestas a diferentes cepas de *S. mansoni*, resultando refractarias a algunas de ellas y con susceptibilidad que va desde el 2,4 al 22% a otras (63,64).

*Biomphalaria straminea*:

Se encuentra en Venezuela, Brasil, Uruguay, Paraguay y en territorio argentino su distribución está más restringida al nordeste y área pampeana, muy frecuente en las Cuenca Del Plata: Paraná y Uruguay. Es también natural propagadora de la parasitosis en Brasil aunque es la de menor susceptibilidad a ser infectada por *S. mansoni*, sin embargo es un buen vector en áreas hiperparasitadas (55,65). En Uruguay, se ha encontrado una forma denominada *Biomphalaria aff. straminea* susceptible (el 23% de la población) a ser infectada en forma experimental por *S. mansoni* (66). En

---

poblaciones de *B. straminea* de la Argentina se realizaron infecciones experimentales dobles (primera infección con trematodos diferentes a *S. mansoni*) donde se observó que un 12% de los caracoles emitían cercarias de *S. mansoni* (57). Sin embargo, poblaciones correntinas de esta especie mostraron resistencia a *S. mansoni*, ya que se observó que el 94% de los miracidios que penetraban eran encapsulados por el sistema de defensa del caracol (67).

*Biomphalaria peregrina* (Fig. 9 B y C):

Se distribuye en Colombia, Venezuela, Brasil, Bolivia, Uruguay, Paraguay y es la especie más frecuente y más ampliamente distribuida en la Argentina. Es potencial propagadora de la endemia, ya que, si bien aún no ha sido hallada infectada en su medio natural, ha demostrado ser susceptible a la infección por el *S. mansoni* en forma experimental (56). Hasta el momento no se han realizado estudios que demuestren la susceptibilidad de poblaciones de esta especie en Argentina, Uruguay y Paraguay.

*Biomphalaria orbigny*:

Se la encuentra en Uruguay y en Argentina, principalmente en el Centro y Este. Mirkin *et al.* (57) realizaron experiencias de susceptibilidad a *S. mansoni*, dando positivas cuando previamente el hospedador había sido infestado por otro trematodo.

***Biomphalaria oligoza*:**

Se distribuye en Brasil y se la detectado en las provincias argentinas de Corrientes y en las cuencas endorreicas de Córdoba. Al igual que para *B. peregrina* y *B. orbigny*, Mirkin *et al.* (57) realizaron infecciones dobles, observando que de un 30% de los caracoles infectados emergían cercarias de *S. mansoni*.

Las restantes especies de *Biomphalaria* presentes en Argentina, *B. intermedia* y *B. occidentalis*, serían refractarias a *S. mansoni*.

**Interferencia parasitaria**

Las diferentes cepas de *Schistosoma* varían en su infectividad con respecto a las diferentes especies y poblaciones de caracoles. Del mismo modo las diferentes poblaciones de una especie de HI, varían en su susceptibilidad al parásito. Por otra parte, se ha demostrado la existencia de interferencia parasitaria. Por ejemplo, algunos linajes de *B glabrata* resistentes a *S. mansoni* pueden infectarse cuando previamente han sido parasitadas por especies del género *Echinostoma* (68). Por otra parte, se ha verificado que los esporoquistes de *S. mansoni* no se desarrollan en ejemplares de *B. tenagophila* previamente infectados con furcocercarias longifurcadas, mientras que se observa una resistencia parcial en los ejemplares previamente infectados por xifidiocercarias (Fig. 11 B) (69).

---

## Fasciolosis

La fasciolosis, de distribución cosmopolita, producida por *Fasciola hepatica* Linné (Trematode, Digenea) es considerada como una de las enfermedades parasitarias más importantes del ganado ocasionando grandes pérdidas económicas. Se trata de una zoonosis, ya que puede ocasionalmente infestar al hombre a través de vegetales, generalmente silvestres, los cuales crecen cerca del agua (por ejemplo “berro”), o por beber agua contaminada, habiéndose registrado infecciones en la Argentina (4).

*Fasciola hepatica* tiene una extensa área de distribución en la Argentina, que abarca desde el extremo norte hasta el centro patagónico y desde la precordillera hasta la costa del Atlántico. Predomina en las zonas bajas y anegadizas de la provincia de Buenos Aires, y en la región de influencia del río Paraná, incluyendo las provincias de Entre Ríos y Corrientes (70) y la precordillera de Neuquén, Río Negro y Chubut (71).

La epidemiología de *Fasciola hepatica*, como la de otros agentes productores de zoonosis, presenta diferencias regionales. De manera que el estudio de los aspectos sustanciales de su ciclo de transmisión, merece atención local a los efectos de establecer medidas racionales para su prevención y control. En América, se han citado como hospedadores intermediarios a especies de Lymnaeidae: *Lymnaea truncatula*, *L. humilis*, *L. bulimoides*, *L. cubensis*, *L.*

*viator* (= *L. viatrix* D'Orbigny) (Fig. 12 B y C), *L. diaphana* (King) y *L. columella* (= *Pseudosuccinea columella*). Además, se cita como hospedadora *Physa cubensis* (Pfeiffer) Physidae (72).

## Paramphistomosis

Parasitosis producida por varios géneros de trematodos parásitos de los rumiantes domésticos y salvajes (Fig. 13), se halla distribuida mundialmente, existiendo de ello reportes con pérdidas clínicas, y subclínicas y mortandad de ganado en países con alta prevalencia (73,74). Según la revisión de Sanabria (14) y Sanabria & Romero (75), se ha citado su presencia en ciervos, bisontes, y otros rumiantes salvajes, siendo más frecuentes, por ser animales de producción, en bovinos, ovinos y caprinos.

Experimentados veterinarios de campo han expresado alarma ante la novedad del hallazgo de ejemplares adultos en rumen, y adjudicado a éstos responsabilidad de cuadros diarreicos. El desconocimiento del ciclo de vida, patogenia y opciones terapéuticas a nivel local, muchas veces supuso errores en el diagnóstico clínico o llevó al empleo de tratamientos empíricos asumiendo resultados similares a los que se esperan frente a *F. hepatica*.

Hasta ahora en la Argentina se encuentran descritas las especies *Cotylophoron cotylophorum* (76) y *Balanorchis anastrophus* (77). La primera tiene una

distribución más amplia en nuestro territorio (78,79), en tanto que el segundo abarca solo la región noreste del país (80). Especies de las familias Planorbidae y Lymnaeidae actuarían como hospedadores intermediarios (Figs. 12 y 14).

Se ha descrito en América del Norte la infestación de *Lymnaea palustris*, *L. cubensis* y *L. humilis* por paramphistomidos (81,82). Hacia el hemisferio sur, se menciona a *L. columella* como uno de los HI de paramphistomidos, junto a *L. truncatula*, en Colombia (83), y se han citado planorbidos como *Biomphalaria tenagophila* (84) y *Drepanotrema kermatoides* (Müller *et al.*, 1992) en Rio Grande Do Sul, Brasil. También en Uruguay se mencionó la presencia de cercarias tipo paramphistomidae en *Drepanotrema anatinum* (85).

### **Especies exóticas**

La introducción de especies exóticas de gasterópodos, que eventualmente podrían transformarse en invasoras, adquiere también relevancia debido a la potencialidad existente de que actúen como hospedero intermediario de parásitos locales (86) o en la propagación de parásitos exóticos. Tal es el caso de *Achatina fulica* (Fig. 15A) y *Melanooides tuberculatus* (Fig. 15B) citado en la literatura científica como dispersor de diversas parasitosis (87,88,89,90).

## **Gasterópodos terrestres**

Si bien en Brasil desde hace unos años se vienen realizando prospecciones parasitológicas en gasterópodos terrestres a partir de los diagnósticos de angiostrongylosis (meningoencefalitis eosinofílica humana y angiostrongylosis abdominal) en la Argentina se desconoce el estado sanitario de los gasterópodos terrestres, babosas y caracoles, muchos de los cuales tienen hábitos peridomiciliarios y/o están en estrecho contacto con huertas.

## **ESTRATEGIA DE VIGILANCIA DE MOLUSCOS DE INTERÉS SANITARIO**

En base a lo expuesto, se propone:

### **Etapas 1:**

- Determinar las áreas con mayor riesgo de generación de focos de esquistosomiasis en el NEA, sobre la base de la distribución de las especies potenciales transmisoras de la parasitosis, las condiciones de saneamiento de los asentamientos poblacionales y el posible intercambio de recursos humanos con zonas endémicas de la enfermedad. Comenzando un mapeo inicial obtenido a partir de las bases de datos preexistentes.

- 
- Realizar al igual que para la esquistosomiasis un mapeo de las áreas afectadas o de mayor riesgo de serlo por otras trematodiasis, mediante un relevamiento epidemiológico previo, y teniendo en cuenta la distribución de sus vectores.
  - Efectuar un monitoreo periódico del estado poblacional y sanitario de las especies de gasterópodos HI en dichas áreas.
  - Realizar un monitoreo de la dispersión y el estado sanitario de las especies exóticas.

**Etapa 2:**

- Realizar muestreos de caracoles terrestres, fundamentalmente en zonas de horticultores, para prospeccionar helmintos parásitos mediante disecciones.
- Realizar en dichas áreas un monitoreo sanitario regular de los moluscos.

**Etapa 3:**

- Efectuar actividades de extensión, educación y prevención. Es fundamental generar mecanismos sociales que permitan reconocer al INMeT como un organismo natural de consulta. Esto permitiría recaudar información de la casuística local y, a su vez, facilitaría encontrar las herramientas y canales operativos para la difusión de la necesidad del compromiso social al momento de emprender campañas preventivas.

---

#### **Etapa 4: (en bioterio)**

- Establecer y mantener en condiciones controladas de laboratorio a poblaciones de HI que permitan realizar ensayos comparativos de susceptibilidad, refracción, supervivencia, fertilidad, y eventualmente permitan generar patrones genéticos poblacionales.

- Del mismo modo, establecer y mantener ciclos y cepas particulares de parásitos que permitan valorar las diferentes capacidades infectivas locales y regionales.

#### **METODOLOGIA**

- La realización de una base de datos digitalizada de los registros de las especies de *Biomphalaria* (resultantes de la revisión bibliográfica y de colecciones) permitirán determinar los patrones de distribución espacial, áreas de cobertura (utilizando grillas, departamentos políticos, o cuencas hidrográficas) los cuales se pueden analizar aplicando técnicas de SIG, como los programas DIVA-GIS y Arc View, siguiendo metodologías ya utilizadas para moluscos (16,31,32,34). La superposición de la distribución de estas especies con datos climáticos, centros urbanos y factores de riesgo permitirá determinar con mayor precisión las áreas a monitorear.

- Una vez determinadas los sitios de riesgo se deberían realizar recolecciones periódicas de moluscos (mensuales, bimensuales o estacionales) para analizar sus parámetros poblacionales y su estado sanitario.

Para esto último, una submuestra debería ser llevada a laboratorio para el examen detallado de los estadios larvales que pudieran portar los HI (acuáticos o terrestres). Una de las estrategias es exponer individualmente a los caracoles a una fuente de luz y calor de manera de estimular la emergencia de cercarias. Luego de tres días se deben sacrificar la totalidad de los caracoles para constatar la ausencia de trematodes en aquellos en los que no se registro la emergencia de cercarias. De esta manera se podrán calcular la intensidad y prevalencia en cada especie de gasterópodo. Las cercarias se determinarán con ayuda bibliográfica, teniendo especial interés en aquellas que puedan favorecer o dificultar la infección por parte de *S. mansoni*.

- La prospección de helmintos en caracoles terrestres se puede realizar sobre muestras fijadas mediante revisión de vísceras y manto en lupa o en mediante la digestión con pepsina y HCl de tejidos para la obtención las larvas.

- Los monitoreos periódicos, sobre todo en áreas limítrofes, permitiría la detección temprana de posibles especies invasoras.

## REFERENCIAS

1. World health Organization, 2013.  
[http://rarediseases.info.nih.gov/files/Neglected\\_Diseases\\_F\\_AQs.pdf](http://rarediseases.info.nih.gov/files/Neglected_Diseases_F_AQs.pdf)
2. Combes C. Where do human schistosomoses come from? An evolutionary approach. *Tree* 1990; 5(10): 334-336.

3. Ostrowski de Núñez M. Trematoda. Familias Strigeidae, Diplostomidae, Schistosomatidae, Spirorchiidae y Bucephalidae. Fauna de Agua Dulce de la República Argentina, PROFADU (CONICET), Buenos Aires. 1992; 9: 5-55.
4. Acha PN, B Szyfres. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y los animales. Org Panam Salud (Ed.), 2nd edition Public. Cient. 1997; 503: 1-989.
5. Rumi A. La familia Planorbidae Rafinesque, 1815 en la República Argentina. Fauna de Agua Dulce de la República Argentina, PROFADU (CONICET), Buenos Aires, 1991; 15: 3-51.
6. Graeff-Teixeira C, L Camillo-Coura, HL Lenzi. Angiostrongilíase Abdominal-Nova Parasitose no Sul do Brasil. Artigos de Revisao. 1991; 35(2): 91-98.
7. Graeff-Teixeira C, SC Thiengo, JW Thomé, *et al.* On the diversity of mollusc intermediate hosts of *Angiostrongylus costaricensis* Morerea & Cespedes, 1971 in Southern Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz. 1993; 88(3): 487-489.
8. Rea, MJF, CE Borda. Primeros hallazgos en la Argentina de moluscos potencialmente transmisores de *Angiostrongylus costaricensis*. VE 05. En: XVIII Reunión de la Sociedad Argentina de Protozoología y Enfermedades Parasitarias. Salta, Argentina. 2001.
9. Rea, MJF, CE Borda. Identificación de moluscos potencialmente transmisores de Angiostrongylosis abdominal en el Nordeste de Argentina. Reunión de Comunicaciones Científicas y Técnicas, UNNE. 2002.
10. Fleitas, AI, MJF Rea, CE Borda. Búsqueda e identificación de especies de moluscos transmisores de la zoonosis ocasionada por *Angiostrongylus costaricensis*. Comun Cient y Tecnol UNNE. 2005; Res. M-139, 3pp.
11. Rumi, A. Estudio morfológico, taxonómico y bio-ecológico de planórbidos argentinos. Tesis de Doctorado, Fac Ccias Nats y Museo, Univ Nac La Plata. Dir: Dra. D Fernández. 1986; 208pp.

12. Gutiérrez Gregoric DE. Estudios morfo-anatómicos y tendencias poblacionales en especies de la familia Chiliniidae Dall, 1870 (Mollusca: Gastropoda) en la Cuenca del Plata. Tesis Doctoral N° 959, Fac Ciens Nats y Museo, Univ Nac de La Plata. Dir.: Dra. A Rumi. 2008; 174 pp.
13. Núñez V. Malacología aplicada: Ecología de poblaciones y distribución de especies de la Familia Physidae Fischer & Crosse, 1886 (Mollusca Gastropoda) en Argentina. Fac Ciens Nats y Museo, Univ Nac de La Plata. Dir.: Dra. A Rumi. 2009; 170pp.
14. Sanabria R. Ciclo vital de los paramphistomidos de rumiantes en regiones templadas de la República Argentina. Tesis de Doctorado Fac Cienc Vet, Univ Nac La Plata. Dir.: Dr. JR Romero, Co-Directora: Dra. A Rumi. 2011; 1-121
15. Rumi, A, MP Tassara, Primera cita para *Biomphalaria tenagophila guaibensis*, en la prov. Del Chaco, Argentina. Neotropica, Arg., 1995; 41 (105-106): 93-98.
16. Rumi A, MP Tassara, AA Bonetto. Distribución de las especies de Planorbidae en la Argentina y su relación con el riesgo de esquistosomiasis. Ecosur, 1997; 17(28): 1-19.
17. Gutiérrez Gregoric DE, A Rumi. *Chilina iguazuensis* (Gastropoda: Chiliniidae), new species from Iguazú Nacional Park, Argentina. Malacologia. 2008; 50(1): 321-330.
18. Gutiérrez Gregoric, DE. Redescription of two endemic species of Chiliniidae (Gastropoda: Hygrophila) from Del Plata basin (South America) J Conchol 2010; 40(3): 321-332.
19. Núñez V. Revisión de dos especies de Physidae. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 2011; 82: 93-108
20. Fernández, D, A Rumi. *Pilsbrylia hyltonae*, nueva especie de pulmonados del norte argentino (Mollusca, Odontostomidae). Neotropica, Arg., 1980; 2 (75): 75-80.
21. Fernández, D, A Rumi. Revisión del género *Epiphragmophora* de la malacofauna terrestre argentina. Acta Zool Lilloana, Arg., 1984; 37 (2): 231-272.

22. Bonetto, AA, MP Tassara, A Rumi. *Australis* n. subgén. de *Diplodon* Spix (Bivalvia Unionaceae) y posibles relaciones con Hyriidae australianos. Bol Soc Biol Concepción, Chile. 1986; 57: 55-61.
23. Bonetto, AA, MP Tassara, A Rumi. Sobre algunos nuevos registros de náyades en el río Paraná. Comun Cient del CECOAL, Arg. 1983; 13: 1-4.
24. Gutiérrez Gregoric DE, V Núñez, A Rumi, et al. Freshwater Gastropods from Del Plata basin, Argentina. Checklist and new locality records. Comun Soc Malacol Uruguay, 2006; 9(89):51-60.
25. Gutiérrez Gregoric DE, V Núñez, N Ferrando, A Rumi. First records of invasive snail *Melanoides tuberculatus* (Gastropoda: Prosobranchia: Thiaridae) to the Iguazú River basin, Argentina – Brazil. Comun Soc Malacol Uruguay. 2007; 9(90):109-112.
26. Rumi, A, A Paola, MP Tassara. Introduction risk of alien species: *Helisoma duryi* (Wetherby, 1879) (Gastropoda: Planorbidae) in Argentina. Natura Neotropicalis, 2002; 33 (1 y 2): 91-94.
27. Gutiérrez Gregoric DE, RE Vogler. Riesgo de establecimiento del gasterópodo dulceacuícola invasor *Melanoides tuberculatus* (Thiaridae) en el Río de la Plata (Argentina-Uruguay). Rev Mex Biodiv. 2010; 81: 573- 577.
28. Landoni N, A Rumi, S Gordillo. Sobre la presencia de *Glacidorbis iredale*, 1943, en un lago de Tierra del Fuego, Argentina (Mollusca: Gastropoda). Res. IV Cong. Latinoamericano Malacología y III Enc. Investigadores Malacología, Chile, 1999.
29. Gutiérrez Gregoric DE, V Núñez, RE Vogler, et al. Invasion of the Argentinean Paranense Rainforest by the Giant African Snail *Achatina fulica*. Am. Mal. Bull. 2011; 29: 135-137
30. Rumi A, DE Gutiérrez Gregoric, V Núñez, et al. Biodiversidad de moluscos de agua dulce de la Región Mesopotámica, Argentina. En: Aceñolaza (ed.) Temas de la

- Biodiversidad del Litoral fluvial argentino. INSUGEO, Miscelanea, 2004; 12: 211-216.
31. Rumi A, DE Gutiérrez Gregoric, V Núñez, *et al.* Freshwater Gastropoda from Argentina: species richness, distribution patterns, and an evaluation of endangered species. *Malacologia*, 2006; 49: 189-208.
  32. Rumi A, DE Gutiérrez Gregoric, V Núñez, *et al.* Malacología latinoamericana. Moluscos de agua dulce de la República Argentina. *Rev Biol Trop*, 2008; 56(1): 77-111.
  33. Rumi A, J Sánchez, NS Ferrando. *Theba pisana* (Müller, 1774) (Gastropoda, Helicidae) and others alien land molluscs species in Argentina. *Biological Invasions* 2010; 12(9): 2985-2990.
  34. Núñez V, DE Gutiérrez Gregoric, A Rumi. Freshwater gastropod provinces from Argentina. *Malacologia*. 2010; 53(1): 47-60.
  35. López HL, C Morgan, MJ Montenegro. Ichthyological ecoregions of Argentina. *Probiota*, 2002; 1: 1-70.
  36. Ringuélet RA. Zoogeografía y ecología de los peces de aguas continentales de la Argentina y consideraciones sobre áreas ictiológicas de América del Sur. *Ecosur*, 1975; 2(3): 1-122.
  37. Bertonatti C, J Corcuera. Situación ambiental Argentina 2000. Fundación Vida Silvestre Argentina, Buenos Aires, Arg, 2nd ed., 2000; 440 pp.
  38. Rumi A, SM Martín, MP Tassara, *et al.* Moluscos de agua dulce de la Reserva Natural e Histórica Isla Martín García, Río de la Plata, Argentina. *Comun Soc Malacol Uruguay*. 1996; 8 (70-71): 7-12.
  39. César II, SM Martín, A Rumi, *et al.* Mollusks (Gastropoda and Bivalvia) of the Multiple-Use Reserve Martín García Island, Rio de la Plata River: Biodiversity and Ecology. *Braz J Biol* 2012; 72 (1): 121-130.
  40. Rumi A, DE Gutiérrez Gregoric, A Roche. Growth rates fitting using the von Bertalanffy model: analysis in natural populations of *Drepanotrema* spp. (Gastropoda:

- Planorbidae). Rev. Biología Tropical, 2007; 55 (2): 559 - 567.
41. Gutiérrez Gregoric DE, V Núñez, A Rumi. Population studies of an endemic gastropod from waterfall environments. Amer Malac Bull. 2010; 28: 159-165.
  42. Núñez V Differences on allocation of available resources, in growth, reproduction, and survival, in an exotic gastropod with regard to an endemic one. *Iheringia Serie Zoologia* 2010; 100(3): 275-279.
  43. Núñez V. Fecundity and survival advantages of an exotic gastropod regarding a native one. *Am. Mal. Bull.* 2011; 29: 95-103.
  44. Vogler RE, JG Peso, CF Argüelles. Relaciones evolutivas y descriptores adicionales del gen 16S ARNr en una población argentina del gasterópodo exótico *Melanoides tuberculatus*. En: VI Jornadas Científicas-Tecnológicas Fac Cienc Exactas, Químicas y Naturales Univ Nac Mis, Gavazzo, GB (Ed.), 1ª edición. EDUNaM- Edit Univ Nac Mis. Posadas. Argentina. 2007; 94-97.
  45. Núñez V, DE Gutiérrez Gregoric, A Rumi, *et al.* Monitoreo de cercarias schistosómicas en lagunas de origen antrópico de la provincia de Buenos Aires. 2005; XVII Cong Latinoamer Parasitol. Mar del Plata, Parasitol Lationamer. 2005; 60(2):347.
  46. Rumi A, DE Gutiérrez Gregoric, MA Roche. Tendencias del crecimiento individual en poblaciones naturales de *Biomphalaria spp.* (Gastropoda, Planorbidae) en la Cuenca Del Plata, Argentina. *Comun Soc Malacol Uruguay.* 2009; 9 (92):185-192.
  47. Gutiérrez Gregoric DE, V Núñez, A. Rumi. Population Dynamics of Freshwater Gastropod *Chilina fluminea* (Chilinidae) in a Temperate Climate Environment in Argentina. *The Veliger*, 2011; 51(3):109–116.
  48. Díaz JI, S Capasso, E Lorenti, *et al.* Primer registro de larvas de tipo *Strongyluris* (Nematoda) en *Achatina fulica* (Mollusca, Achatinidae) en la Argentina. VIII CLAMA, Puerto Madryn, 2011 Res: 140.

49. Paraense WL & LR Corrêa. Probable extension of *Schistosoma mansoni* to southernmost Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz, 1987; 82(4): 577.
50. Rumi A., DE Gutiérrez Gregoric, V Núñez. 2011. Expansión de moluscos vectores de esquistosomiasis en el Cono Sur, con especial referencia a la Argentina. Pp. 237-246. En: Tópicos em Malacologia – Ecos do XIX Encontro Brasileiro de Malacologia. Eds.: Sonia Barbosa dos Santos, Alexandre Dias Pimenta; Monica Ammon Fernandez; Silvana Carvalho Thiengo (Sociedade Brasileira de Malacologia – SBMa), 468pp.
51. Bernardini OJ, MM Machado. Esquistossomose mansoni em Santa Catarina: isolamento do *Schistosoma mansoni* do primeiro foco de transmissão ativa em São Francisco do Sul. Nota prévia. Arquivos Catarinenses Medicina 1981; 10(4): 213.
52. Graeff-Teixeira C, CB Anjos, VC Oliveira, *et al.* Identification of a Transmission Focus of *Schistosoma mansoni* in the Southernmost Brazilian State, Rio Grande do Sul. Mem Inst Oswaldo Cruz. 1999; 94: 9-10.
53. Paraense WL. Distribuição dos caramujos no Brasil. En: FA Reis, I Faria & N Katz, (Eds), Modernos Conhecimentos sobre Esquistossomose Mansônica, Acad Mineira Med, BH, Anais Acad Mineira Med, 1983-1984, 1986; 1(Supl.): 117-128.
54. Carvalho ODS. Intermediate hosts of *Schistosoma mansoni* in Brazil. Mem. Inst Oswaldo Cruz, 1992; 87 suppl IV: 307-309.
55. Corrêa LR, WL Paraense. Susceptibility of *Biomphalaria amazonica* to infection with two strains of *Schistosoma mansoni*. Rev Inst Med Trop, SP, 1971;13: 387-390.
56. Paraense WL, LR Corrêa. Susceptibility of *Biomphalaria peregrina* from Brazil and Ecuador to two strains of *Schistosoma mansoni*. Rev Inst Med Trop, SP, 1973; 15: 127-130.
57. Mirkin G, Spatz L, SM González Cappa, *et al.* La esquistosomiasis: una de las enfermedades parasitarias

- más difundidas en el mundo. *Ciencia Hoy*. 2000; 10 (56): 30-41.
58. Paraense LW, N Deslandes. *Australorbis intermedius* sp. N. From Brazil. *Rev Bras. Biol*, RJ, Brazil. 1962; 22(4): 343-350.
  59. Paraense WL. Estado atual da sistemática dos planorbídeos brasileiros. *Arq Museo Nac RJ*, 1975; 55: 105-128.
  60. Paraense WL & LR Corrêa. Unsusceptibility of *Biomphalaria occidentalis* to infection with a strain of *Schistosoma mansoni*. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 1982; 77(1): 55-58.
  61. Souza CP, CT Guimarães, N Araujo, *et al*. Resistance of *Biomphalaria schrammi* of Arcos, Minas Gerais, Brazil, to infection with two strains of *Schistosoma mansoni*. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 1985; 80(1): 51-3.
  62. Fernandez MA & SC Thiengo. Susceptibility of *Biomphalaria amazonica* and *Biomphalaria occidentalis* from Manso Dam, Mato Grosso, Brazil to infection with three strains of *Schistosoma mansoni*. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2006; 101 (Suppl. I): 235-237.
  63. Borda CE, MJF Rea. Susceptibilidad de *Biomphalaria tenagophila* de las cuencas de los ríos Paraná y Uruguay a *Schistosoma mansoni*. *Rev Panam Salud Pública* 1997; 1 (3): 167-173.
  64. Borda CE, MJF Rea. *Biomphalaria tenagophila* potencial vector of *Schistosoma mansoni* in the Paraná River basin (Argentina and Paraguay) *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2007; 102 (2): 191-195.
  65. Paraense WL, LR Corrêa. Further experiments on susceptibility of to *Schistosoma mansoni*. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 1985; 80: 259-262.
  66. Paraense WL, LR Corrêa. A potential vector of *Schistosoma mansoni* in Uruguay. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 1989; 84: 281-288.
  67. Grassi L, M Torres jorda, Z Andrade, *et al*. *Schistosoma mansoni* miracidia are killed by the defense system of an

- argentine strain of *Biomphalaria straminea*. Amer J Trop Med and Hyg. 2001; 65(4): 290–292.
68. Lie KJ. Survival of *Schistosoma mansoni* and other trematode larvae in the snail *B. glabrata*. A discussion of the interference theory. Trop Geograph Med, 1982; 34 111-122.
  69. Machado SMP, LA Magalhães, PDT Artigas, et al. Verificação de antagonismo entre larvas de *Schistosoma mansoni* e larvas de outros Digenea em *Biomphalaria tenagophila*, molusco planorbídeo de criadouro natural situado na região de Campinas, SP, Brasil. Rev Saúde Publ, SP. 1988; 22(6): 484-488.
  70. Boero JJ. Parasitosis Animales. Tomo 3. Eudeba. 1967; 352-367.
  71. Johnstone I. Enfoque ecológico para el control de las parasitosis ovinas. Colección Agropecuaria 1971; Nro. 20 INTA 1: 13 pp.
  72. Yong Cong M, G Perera de Puga & JR Ferrer López. Identificación conquiológica de moluscos hospederos de *Fasciola hepática* en Cuba. Inst Med Trop "Pedro Kourí". Actas del Congreso FLAP'97.1997; 202-203.
  73. Horak IG. Paramphistomiasis of domestic ruminants. En: "Advances in Parasitology" Academic Press. London. 1971; 9:33-72.
  74. Boray JC. Studies on intestinal amphistomosis in cattle. Australian Veterinary Journal, 1959; 35: 282-287.
  75. Sanabria R, J Romero. Review and update of Paramphistomosis. Helminthologia. 2008; 45(2): 64-68.
  76. Raccioppi O, OJ Lombardero y RA Moriena. *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901) (Trematoda, Paramphistomidae), nuevo parásito del bovino en la Argentina. Revista de Medicina Veterinaria, 1995; 75 (3): 228-229.
  77. Lahille F & T Joan. Nota Preliminar sobre un nuevo género de trematodes. Soc Arg Cienc Nats. Physis 1917; 3:216-219.

78. Bullman GM, J Caracostantógolo, JC Lamberti, *et al.* *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901) (Digenea: Paramphistomidae), trematodo del rumen del bovino en Argentina. *Veterinaria Argentina*. 2002; 19(189): 673-682.
79. Sánchez RO, Sanabria REF & JR Romero. Hallazgo de *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901) en las Provincias de Buenos Aires y Entre Ríos. *Vet Argent*. 2005; 19: 290-292.
80. Schiffo HP & OJ Lombardero. Mortandad en vacunos producida por *Balanorchis anastrophus*. *Gaceta Veterinaria*. 1974; 36 (285): 139-146. 1974.
81. Pino L, G Morales. *Lymnaea cubensis*, Pfeiffer 1839 hospedador intermedio de *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901) Stiles and Goldberg, 1910, en condiciones naturales. *Acta Cient Venez* 1982; 33: 57-60.
82. Castro Trejo L, Z García Vázquez., J Casido Nieto. The susceptibility of lymnaeid snails to *Paramphistomum cervi* infection in Mexico. *Vet. Parasitol*. 1990; 35: 157-161.
83. López LP, J Romero, LE Velásquez. Aislamiento de Paramphistomidae en vacas de leche y en el hospedador intermedio (*Lymnaea truncatula* y *Lymnaea columella*) en una granja del trópico alto en el occidente de Colombia. *Rev. Colomb. Cienc. Pecu.* . 2008; 21: 9-18.
84. Silva Santos I, R Laranja, J Martins, V Ceresér. Hospedeiro Intermediario do *Paramphistomum* (Fischoeder, 1901), *Biomphalaria tenagophila* (D'Orbigny, 1835), Guaíba, R S – Brasil. *Bol IPVDF, Guaíba*. 1986; 1-122: 19-25.
85. Paiva, N. Epidemiología y control de *Paramphistomum* en Uruguay. En: Nari, A, Fiel, C (Eds): *Enfermedades Parasitarias de Importancia Económica en Bovinos. Hemisferio Sur*, Montevideo Uruguay, 1994; 257-264.
86. Bogéa T, Cordeiro FM, JS de Gouveia. *Melanoides tuberculatus* (Gastropoda: Thiariidae) as intermediate host of heterophyidae (Trematoda: Digenea) in Rio de Janeiro metropolitan area, Brazil. *Rev Inst Med Trop*. 2005; 47:87-90.

- 
87. Quintana MG, JG Peso, DC Pérez. Alteración del régimen fluvial y reemplazo de especies de Thiaridae en el embalse de Yacyretá (Argentina-Paraguay). *J Med and App Malacol* 2001-2002; 11:107-112.
  88. Derraik JGB. The potential significance to human health associated with the establishment of the snail *Melanooides tuberculata* in New Zealand. *New Zealand Med J*, 2008; 121:25-32.
  89. Scholz T & G Salgado-Maldonado. The introduction and dispersal of *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) (Digenea:Heterophyidae) in Mexico: a review. *Amer Midland Nat.* 2000; 143:185-200.
  90. Velásquez LE, JC Bedoya, A Areiza & I Vélez. Primer registro de *Centrocestus formosanus* (Digenea: Heterophyidae) en Colombia. *Rev Mex Biodiv.* 2006; 77:119-121.
  91. Lloyd, J. Stomach fluke (paramphistomes) in ruminants. *AGFACTS news Agriculture AO.9.26*: 4pp

---

**ESTADO ACTUAL DEL CONOCIMIENTO DE LAS  
PARASITOSIS DEL MOLUSCO INVASOR *ACHATINA  
FULICA* EN LA ARGENTINA.  
SU IMPORTANCIA COMO POSIBLE VECTOR DE  
ANGIOSTRONGILIASIS**

*Julia Inés Díaz*<sup>1,3</sup>, *Eliana Lorenti*<sup>1</sup>, *Romina Valente*<sup>1</sup>, *Sofía Capasso*<sup>1</sup>, *Diego Gutierrez Gregoric*<sup>2,3</sup>, *Graciela Teresa Navone*<sup>1,3</sup>

1. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CCT La Plata, CONICET-UNLP),
2. Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata.
3. Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Tecnológicas (CONICET)

## **INTRODUCCIÓN y ANTECEDENTES**

*Achatina fulica* (Bowdich, 1822) (Achatinidae) es un gasterópodo terrestre originario de África oriental como Kenia y Tanzania y de varios países al sur del Sahara y centro del continente donde se lo utiliza como alimento (1). Se lo conoce como caracol gigante de África. Su concha puede medir hasta 30 cm de longitud y 8 cm de alto y puede pesar hasta 600 gr. Hoy en día se encuentra distribuido en áreas tropicales y subtropicales, islas del Pacífico y gran parte de Sudamérica. En la década del '80 fue introducido en

Brasil con propósitos comerciales (2), y recientemente se ha detectado su aparición en Misiones, Argentina (Red de monitoreo y vigilancia del SENASA).

*Achatina fulica* presenta hábitos de alimentación nocturna, consume básicamente vegetación pero puede desarrollar la coprofagia. Aunque es una especie de zonas cálidas y semiáridas puede adaptarse a cualquier tipo de hábitat, desde zonas intervenidas por el hombre para desarrollar la agricultura y la ganadería, hasta pantanos y zonas urbanas donde exista vegetación.

Esta especie prefiere sitios no expuestos directamente a la luz solar, con alta humedad ambiental (70%) y temperatura entre 18 y 20°C. Se distribuye mayormente en plantaciones de cultivos, jardines, parques, hojarasca en descomposición y orillas de cursos de agua con vegetación.

En áreas agrícolas esta especie puede convertirse en plaga, produciendo un gran impacto en la salud del ecosistema y generando competencia con las especies de moluscos nativas (3). *Achatina fulica* posee también importancia médica y veterinaria ya que actúa como hospedador intermediario de nematodos de interés sanitario, entre los que se encuentra *Angiostrongylus cantonensis* (Chen, 1935) un nematode que puede causar meningoencefalitis eosinofílica en humanos (4).

Debido a estas implicancias en la agricultura, la biodiversidad y la salud humana, *A. fulica* forma parte de la lista de las 100 especies exóticas invasoras más dañinas del mundo según la Unión Internacional para la

---

Conservación de la Naturaleza, y en varios países existen planes de manejo para combatirla.

### **Rol de *Achatina fulica* en la transmisión de especies de importancia sanitaria**

Los adultos del nematode *Angiostrongylus cantonensis* viven habitualmente en las arterias pulmonares de ratas y otros roedores (hospedadores definitivos). Las hembras eliminan huevos que eclosionan y producen juveniles de primer estadio (J1) en las ramas terminales de las arterias pulmonares, migran a la faringe, son deglutidas y eliminadas en las heces. En el exterior, los J1 invaden un hospedador intermediario (caracoles o babosas) en el cual, en un período aproximado de dos semanas, sufren dos mudas hasta convertirse en juveniles del tercer estadio (J3) que resultan infectivos para los hospedadores definitivos (mamíferos). Cuando los hospedadores definitivos ingieren el molusco o sus secreciones infectantes, los juveniles (J3) migran al cerebro donde sufren dos mudas larvianas más hasta llegar a convertirse en juveniles de quinto estadio (J5) o adultos jóvenes, lo que ocurre aproximadamente en cuatro semanas. Estos adultos jóvenes regresan al sistema venoso para llegar a las arterias pulmonares, donde, después de otras dos semanas, alcanzan la madurez sexual y pueden empezar a depositar huevos (5).

Existen varias especies de animales que pueden actuar como hospedadores paraténicos o de transporte, ya que después de ingerir caracoles o babosas infectados transportan los J3. Luego estos hospedadores paraténicos pueden ser ingeridos por un hospedador definitivo y de este modo se cierra el ciclo de vida del parásito. Entre estos hospedadores paraténicos se han reportado varias especies de planarias, ranas, camarones de agua dulce y cangrejos (6).

Los humanos, al igual que otros mamíferos, pueden comportarse como hospedadores definitivos accidentales al adquirir la infección por la ingestión de caracoles o babosas crudas, o vegetales contaminados con las secreciones de los moluscos u otros animales (hospedadores paraténicos) como cangrejos terrestres o camarones. Por tratarse de hospedadores no habituales (i.e. humanos y otros mamíferos) la migración de los parásitos se detiene en el cerebro y más raramente en los pulmones, donde los nematodos mueren, por lo cual el ciclo nunca termina de completarse (6).

La dispersión global de *A. cantonensis* se encuentra asociada a la rápida propagación de *Achatina fulica* (7, 8). Varios casos clínicos de meningoencefalitis eosinófila causada por este nematodo fueron registrados en América del Norte, Centroamérica y América del Sur, muchos de los cuales llegaron a causar la muerte (9, 10). En Cuba se reportaron el parásito y la enfermedad en 1981 (11, 12); en 1984 *A. cantonensis* fue encontrado en ratas en Puerto Rico (13) y en 1988 Campbell y Little (14) presentaron el primer

reporte del parásito en los Estados Unidos. Esta parasitosis ha sido registrada en otros países del Caribe (e. g. Bahamas, República Dominicana, Jamaica, Haití) entre 1992 y 2002 tras la aparición de un brote epidémico de la enfermedad en un grupo de turistas norteamericanos (10).

Este molusco se comporta además como hospedador intermediario de otros Metastrongylidos como *Angiostrongylus costaricensis* (Morera y Céspedes 1971) causante de la angiostrongiliasis abdominal, una enfermedad que se extiende desde el sur de Estados Unidos hasta el norte de Argentina (15), así como *Angiostrongylus vasorum* (Baillet, 1866) y *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) de patología incierta (16). Las especies de *Angiostrongylus* y *Aelurostrongylus* pertenecen a la Familia Metatastrongyloidea, la mayoría de los cuales son parásitos pulmonares de mamíferos (hospedadores definitivos) y los gasterópodos son sus hospedadores intermediarios con muy pocas excepciones. Además de *A. fulica* otros géneros y especies de moluscos fueron reportadas como hospedadores intermediarios de *A. cantonensis* (e. g. *Pomacea* spp., *Subulina octona*, *Pila* spp. y *Ampullarium canaliculatus*) (9, 10).

Asimismo *A. fulica* ha sido mencionado como transportador mecánico de diferentes estados de dispersión de helmintos de importancia sanitaria como *Schistosoma mansoni*, *Trichuris* spp., *Strongyloides* spp. e *Hymenolepis* spp., las cuales se encuentran en las heces y secreciones mucosas del hospedador definitivo

(17). En este contexto, la presencia de *A. fulica* en un área determinada puede ser utilizada como indicadora de riesgo de infección humana por especies parásitas de importancia sanitaria (17).

Por otra parte, *A. fulica* fue reportada como hospedador intermediario de nematodos del género *Strongyluris* (Heterakidae) (15) los cuales no tienen impacto sobre la salud humana y son parásitos principalmente de reptiles (5), entre ellos en 1998 se registró *Strongyluris oscar* Travassos, 1923 en *Tropidurus spinulosus* (Squamata, Trupiduridae) en el noreste de Argentina (18).

La rápida dispersión de *A. fulica* en la provincia de Misiones, Argentina (Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA)), su potencial en la transmisión de enfermedades, y la falta de estudios y/o monitoreos parasitológicos previos en la Argentina, motivaron la necesidad de conocer el rol que este molusco cumple en el mantenimiento y dispersión de parásitos de importancia sanitaria en la zona mencionada.

A continuación se expresan los resultados obtenidos a partir de sucesivas prospecciones piloto de *Achatina fulica* procedentes de la provincia de Misiones.

---

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Toma de muestras y prospección de los hospedadores

Se recolectaron 203 ejemplares de *Achatina fulica* en la localidad de Puerto Iguazú, Misiones, Argentina: 33 caracoles en el Barrio Villa Nueva en marzo de 2010, 76 en el Barrio Santa Rosa en marzo-abril de 2011, y 94 en el Barrio Rivera del Paraná en octubre 2011.

Los caracoles fueron medidos y discriminados según el tamaño de la conchilla (largo columnela) en 3 rangos de tallas: menores a 4cm (<4cm), entre 4 y 7cm (>4<7cm) y mayores a 7cm (> 7cm).

Las primeras muestras (2) fueron fijadas en formol 10% y conservadas en alcohol 70%, mientras que los moluscos colectados en el último muestreo fueron relajados previamente con mentol y luego fijados y conservados.

Todos los especímenes fueron trasladados desde Misiones al Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE) de la Ciudad de La Plata, Buenos Aires, Argentina para el análisis parasitológico. En el laboratorio, los caracoles fueron enjuagados con agua destilada para su posterior prospección. La masa visceral y muscular de cada individuo fue removida de la conchilla y observada bajo lupa (Leica MZ6 y Olympus SZ). Se examinaron la cavidad paleal, el tracto digestivo y glándulas anexas, las gónadas, la región cefálica y el pie.

---

## **Colecta y estudios de los parásitos**

Se removieron 2904 nódulos con nematodos de la cavidad paleal. Los nematodos fueron extraídos de los mismos y conservados en alcohol 70% para su análisis morfométrico.

Treinta nematodos procedentes de hospedadores diferentes fueron tomadas al azar y observados bajo microscopio óptico (Olympus BX51), dibujados y medidos para realizar su identificación. Se tomaron medidas tales como: largo total del cuerpo, ancho medio del cuerpo, largo del esófago, ancho y largo del bulbo faríngeo y largo de la cola.

Todas las medidas (media seguida por rango entre paréntesis) son expresadas en micras excepto indicación en contrario.

Algunos nematodos fueron deshidratados en una serie gradual de alcoholes, tratados con la técnica de punto crítico y metalizados para ser observados en el microscopio electrónico de barrido (JEOL/JSMT 6360 LV) del Museo de Ciencias Naturales de La Plata, Buenos Aires, Argentina.

Algunos nódulos fueron extraídos enteros para la realización de cortes histológicos de 10 $\mu$ m de espesor teñidos con hematoxilina/eosina, los cuales fueron observados al microscopio óptico y fotografiados con una cámara Q-Imaging Go-3.

Para evaluar la distribución de los nematodos en las poblaciones hospedadoras se calcularon la prevalencia

(P), la intensidad media (IM) y la abundancia media (AM) (19).

## **RESULTADOS**

De los 203 moluscos examinados 85 se hallaron infestados, removiéndose un total de 2904 nódulos (Fig. 1) con una relación 1/1 (nódulo/ juveniles).

El análisis morfométrico de los juveniles del tercer estadio (J3) permitió seleccionar a la morfología del esófago y de los extremos anterior/posterior y a la longitud media del cuerpo como buenos caracteres diagnósticos:

### **Juveniles del tercer estadio (J3) tipo *Strongyluris***

(Figs. 2-6)

Los J3 tienen la cutícula estriada transversalmente, presentan un largo total del cuerpo de 2,77 (2,09 - 4,59) mm, la boca es terminal y está rodeada de tres labios con 4 papilas circumorales y un par de ánfidos. El esófago muscular es de tipo oxiurido con una longitud total de 525 (300-650), con un istmo terminado en un bulbo conspicuo de 100 (80-205) de largo y 93 (70-110) de ancho. La cola es de 274 (80 - 450) de largo.

**Resumen taxonómico:**

Especie hospedadora. *Achatina fulica* (Gastropoda, Pulmonata)

Localización: cavidad paleal

Localización geográfica: Iguazú, Provincia de Misiones, Argentina

Prevalencia (P): 41,8%; Intensidad Media (IM):34,16, Abundancia media (AM): 14,3.

De los 46 caracoles de menor talla (<4cm) solo uno estuvo parasitado (P= 2%; IM= 3); en 22 de los 75 individuos de talla intermedia (>4<7) se hallaron juveniles de nematodes (P= 29%; IM=13), mientras que de los 82 individuos de mayor talla (>7) 56 estuvieron parasitados (P=68%; IM=46). Como era de esperar se observó que los caracoles de mayor talla fueron los más infectados.

**Comentarios**

Autores previos reportaron la presencia de larvas del tipo *Strongyluris* parasitando a moluscos gasterópodos, entre ellos *A. fulica* (15, 20). Las características morfométricas observadas en los presentes especímenes concuerdan con las descripciones provistas por los mencionados autores y discrepan de la morfometría de especies de *Angiostrongylus* (21).

---

## DISCUSIÓN, NECESIDADES Y PERSPECTIVAS

Si bien no se hallaron larvas de *Angiostrongylus*, ni de ninguna otra especie parásita de importancia sanitaria luego de analizar más de 200 moluscos colectados en diferentes épocas del año, es necesario realizar monitoreos periódicos para mantener actualizado el conocimiento parasitológico de *A. fulica*. Estudios exhaustivos son imprescindibles, teniendo en cuenta la potencialidad que tiene este molusco como hospedador intermediario de parásitos de importancia sanitaria y su alto grado de dispersión. La presencia de larvas de tipo-*Strongyluris*, sugiere que este género de nematode (monoxeno) encuentra en *Achatina fulica* una nueva manera de dispersarse (hospedador paraténico), o ingresa accidentalmente al molusco haciendo de ésta una vía muerta para el desarrollo del parásito.

*Achatina fulica* tiene una dieta amplia y variada, y posee una alta tasa de reproducción. Debido a su gran tamaño y cantidad de masa muscular esta especie en ciertas zonas es consumida por el hombre y/o utilizada como carnada, además de ser mantenida como mascota. Esta situación genera problema y preocupación en la población, que al no estar informada acerca del potencial de transmisión de parásitos que éste molusco posee, no toma las medidas de control necesarias.

Es importante continuar con el monitoreo de esta especie de gasterópodo, así como de otros moluscos acompañantes, utilizando diferentes técnicas de

prospección y análisis parasitológicos, y realizar una adecuada campaña de información y concientización de la población de la zona de distribución del molusco, teniendo en cuenta además la visita continua de turistas en la zona que podrían actuar como dispersores de diferentes especie *Angiostrongylus* con los peligros que esta situación conlleva.

## REFERENCIAS

1. Correoso Rodríguez, M. 2006. Estrategia preliminar para evaluar y erradicar *Achatina fulica* (Gastropoda: Achatinaceae) en Ecuador. 2006. Boletín Técnico 6, Serie Zoológica 2: 45-52.
2. Berto B, Bogéa T. Ocurrence of nematode larvae in *Achatina fúlica* Bowdich, 1822 (Gastropoda: Achatinidae) snails in Vargem Pequena, Rio de Janeiro, Brasil. Revista de patología tropical. 2007; 36 (2): 171-177.
3. Thiengo SC, Maldonado A, Nota EM *et al*. The giant african snail *Achatina fulica* as natural intermediate host of *Angiostrongylus cantonensis* in Pernambuco, northeast Brazil. Revista de patologia tropical.2010; 39 (3): 199-210.
4. Tsai H, Ching Liu Y, Kunin CM *et al* .Eosinophilic meningitis caused by *Angiostrongylus cantonensis*: Report of 17 Cases. 2001. The American Journal of Medicine, 111: 109-114.
5. Anderson R C. Nematode Parasites of Vertebrates. Their Development and Transmission. 2000. 2nd ed. CAB International (Eds). Wallingford, Oxon, U.K., 650 p.
6. Dorta-Contreras AJ, Núñez-Fernández A, Pérez-Martín O *et al*. Peculiaridades de la meningoencefalitis por

- Angiostrongylus cantonensis* en América. Revista de Neurología Cuba. 2007; 45 (12): 755-763
7. Kliks MM, Palumbo NE. Eosinophilic meningitis beyond the pacific Basin: the global dispersal of a periodomestic zoonosis caused by *Angiostrongylus cantonensis*, the nematode lungword of rats. Social Science & Medicine. 1992; 34, 199-212
  8. Lv S, Zhang Y, Liu HX, Zhang CW, Steinmann P, Zhou XN, Utzinger J. *Angiostrongylus cantonensis*: morphological and behavioral investigation within the freshwater snail *Pomacea canaliculata*. Parasitol Res. 2009; 104: 1351-1359.
  9. Martini Robles L, Muzzio Aroca J, Solórzano Alava L. Morfología y Ciclo Evolutivo del *Angiostrongylus cantonensis* en *Achatina fulica*. Informe del Instituto Nacional de Higiene y Medicina Tropical "Leopoldo Izquieta Pérez", Ecuador. 2008
  10. Sabina Molina D, Espinosa Brito A, Nieto Cabrera R *et al*. Brote epidémico de meningoencefalitis eosinofílica en una comunidad rural. Revista Cubana de Medicina Tropical. 2009; (61).
  11. Aguiar PH, Morera J, Pascual J. First record of *Angiostrongylus cantonensis* in Cuba. Am J Trop Med Hyg. 1981; 30: 963-5.
  12. Pascual J, Aguiar PH, Gálvez M. Hallazgo del *Angiostrongylus cantonensis* en Líquido cefalorraquídeo de un niño con meningoencefalitis eosinofílica. Rev Cubana Med Trop. 1981; 33:92-5.
  13. Andersen E, Gubler D, Sorensen K *et al*. First report of *Angiostrongylus cantonensis* in Puerto Rico. Am J Trop Med Hyg. 1986; 35:319-22.
  14. Campbell BG, Little MD. The finding of *Angiostrongylus cantonensis* in Rats in New Orleans. Am J Trop Med Hyg. 1988; 38:568-73.
  15. Franco-Acuña DO, Pinheiro J, Torres E JL *et al*. Nematode cysts and larvae found in *Achatina fúlica* Bowdich, 1822. Journal of Invertebrate Pathology. 2009; 100: 106-110.

16. Pires F, de Almeida. MC, Yoshika F *et al* .Current distribution of *Achatina fulica*, in the state of Sao Paulo including records of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda) Larvae Infestation. Rev inst. trop Sao Paulo. 2010; 52(4): 211-214.
17. Matinella L, Morales G, Sierra C *et al*. *Achatina fulica*: Un caracol de interés para la salud pública. Revista INIA HOY Venezuela. Septiembre-diciembre 2009. 6: 200-210.
18. Sutton CA, Mordeglia C, Cruz F. *Strongyluris oscari* Travassos, 1923 (Nematoda, Heterakidae) en *Tropidurus spinulosus* (Squamata, Tropiduriidae) del Noroeste Argentino. Revista Gayana Zoología. 1998; 62: 171-175.
19. Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM *et al*. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al*. revisited. Journal Parasitology. 1997;83:575-583.
20. Thiengo SC.. Presence of *Strongyluris*-like larvae (Nematoda) in some terrestrial mollusks in Brasil. Mems do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 1995; 90 (5): 619-620.
21. Ash LR. Diagnostic morphology of the third-stage larvae of *Angiostrongylus cantonensis*, *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus* and *Anafilaroides rostratus* (Nematoda: Metastrongyloidea). The Journal of Parasitology. 1970; 56 (2): 249-253.

---

## **FASCIOLA HEPATICA: EPIDEMIOLOGÍA Y CONTROL EN LA REGIÓN NORESTE DE ARGENTINA**

*Lucila Prepelitchi y Cristina Wisnivesky-Colli*  
ECORVEP- Facultad de Ciencias Exactas y Naturales,  
UBA/CONICET

### **INTRODUCCIÓN**

#### ***Fasciola hepatica* – Ciclo de vida**

*Fasciola hepatica* (Linneaus, 1758) pertenece al Phylum: Platyhelminthes, Clase: Trematoda, Subclase: Digenea, Orden: Echinostomata, Superfamilia: Echinostomatoidea, Familia: Fasciolidae (1).

El ciclo de vida de *F. hepatica* puede dividirse en tres fases como se muestra en la Figura 1: A) dentro del hospedador definitivo (juveniles, adultos y huevos), B) dentro del hospedador intermediario (esporoquistes, redias y cercarias) y C) en el medio ambiente (huevos, miracidios, cercarias y metacercarias).

Los hospedadores definitivos de *F. hepatica* son mamíferos herbívoros, ovinos, bovinos, caprinos, suinos, equinos, camélidos, lagomorfos y los humanos, entre otros, que adquieren la infección al ingerir metacercarias adheridas en la vegetación o suspendidas en el agua. Después de aproximadamente una hora la metacercaria comienza a desenquistarse y

una vez liberado del quiste el juvenil atraviesa la pared intestinal y migra por la cavidad abdominal hacia el hígado. A los 4-6 días post-infección el juvenil alcanza el hígado, penetra la cápsula de Glison y migra a los ductos biliares alcanzándolos a las 5-6 semanas post-infección, donde se establece definitivamente y se convierte en adulto (2-3 meses post-infección). Cada fasciola incrementa hasta 100 veces su tamaño desde que se desenquista y hasta que alcanza los ductos biliares y este crecimiento es a expensas de consumir tejido hepático del hospedador definitivo lo cual le produce profusas hemorragias y fibrosis. A partir de la octava semana post-infección comienza el período patente de la infección, con la aparición de huevos de *F. hepatica* en la bilis y con posterioridad en la materia fecal del hospedador (Fig. 1A) (2).

Los huevos son operculados, de color amarillo, levemente amarronados, ovalados y no están embrionados en la materia fecal. Es indispensable que el huevo entre en contacto con el agua para que comience el desarrollo del embrión (Fig. 1C). La tasa de desarrollo de los huevos aumenta con la temperatura en el rango de 10°C y 30°C, tardando 6 meses a 10°C, 2-3 meses a 16°C, 2-3 semanas a 24°C y 8 días a 30°C. El desarrollo de los huevos se inhibe considerablemente por encima de los 30°C y completamente por encima de los 37°C, temperatura a la cual también aumenta la mortalidad. Los huevos sobreviven en heces húmedas hasta 10 semanas en verano y hasta 6 meses en invierno, pero mueren rápidamente en ausencia de agua

o una superficie húmeda. Una vez completado el desarrollo del huevo emerge una larva ciliada, nadadora, llamada miracidio (Fig. 1B), que debe buscar activamente al hospedador intermediario, caracoles de la familia Lymnaeidae. Los miracidios, al igual que otros estadios larvales de vida libre no se alimentan, por lo que tienen aproximadamente 24 hs antes de que se acaben sus reservas para encontrar y penetrar en el caracol (2). Los miracidios de *F. hepatica* poseen fototropismo positivo y geotropismo negativo, lo cual les facilita encontrar al caracol, ya que los lymneidos suelen vivir en los bordes de arroyos o pequeños cuerpos de agua y en ambientes con poca profundidad (3). La penetración del miracidio ocurre por cualquier parte del cuerpo del caracol aunque es más exitosa por la cavidad pulmonar.

En el caracol se produce la multiplicación asexual de *F. hepatica*. Dentro del caracol el miracidio se transforma en el siguiente estadio larval, el esporoquiste (Fig. 1B) que migra hacia el hepatopáncreas. El esporoquiste tiene forma de bolsa y contiene masas de células germinales que darán origen a las redias (Fig. 1B). Las redias maduras abandonan el esporoquiste rompiendo su pared del cuerpo y se desarrollan en el mismo caracol. Miden entre 1 y 3 mm, poseen una boca, una faringe y un intestino ciego y se alimentan de los tejidos del caracol, causándole daños importantes en el aparato digestivo y reproductor (4). Las redias poseen células germinales en el extremo posterior de su cuerpo a partir de las cuales se desarrollan las cercarias.

Cuando las condiciones ambientales son desfavorables las redias pueden producir una segunda generación de redias, retrasando la producción de cercarias hasta que mejoren las condiciones (4).

Por cada miracidio que penetra en el caracol pueden desarrollarse entre 800 y 4.000 cercarias (Andrews, 1999). Las cercarias maduras abandonan las redias y rompen el tejido del caracol saliendo al medio ambiente (Fig. 1C). La emergencia de las cercarias suele ocurrir entre las 4 y 7 semanas posteriores al ingreso de los miracidios y es estimulada por la luz, debido a que éstas poseen fototropismo positivo. La temperatura óptima para la emergencia de las cercarias coincide con la temperatura a la cual el caracol alcanza su máxima actividad (5).

Las cercarias son el segundo estadio de vida libre en el ciclo de *F. hepatica* y al igual que los miracidios no se alimentan, por lo que su expectativa de vida (24 h aprox.) depende, entre otros factores, de la temperatura externa y de la cantidad de glucógeno y grasas que acumularon durante su fase en el caracol. Al aumentar la temperatura en el ambiente, aumenta la cantidad e intensidad de los movimientos y, en consecuencia, disminuyen más rápidamente sus reservas (5). Una vez en el agua las cercarias se dirigen hacia la superficie (geotaxismo negativo) y nadan activamente en busca de un lugar donde enquistarse. Para hacerlo se adhieren a diferentes sustratos (hojas, plantas, rocas, superficie del agua, etc.), pierden la cola y secretan una sustancia gelatinosa que las cubre y las protege. Los quistes o

---

metacercarias (Fig. 1 C,A) son el estadio infectivo para el hospedador definitivo y constituyen formas de resistencia, ya que bajo determinadas condiciones pueden sobrevivir y permanecer infectivas por mucho tiempo. La supervivencia y la infectividad de las metacercarias disminuyen al aumentar la temperatura. A  $-20^{\circ}\text{C}$  pierden la infectividad pero no mueren, entre  $-10$  y  $-2^{\circ}\text{C}$  resisten el congelamiento y se mantienen infectivas, entre  $-3$  y  $5^{\circ}\text{C}$  sobreviven aproximadamente un año, entre  $12-14^{\circ}\text{C}$  6 meses, a  $20^{\circ}\text{C}$  8 semanas y a  $25^{\circ}\text{C}$  6 semanas o menos (2). En condiciones naturales, se observó que las metacercarias son destruidas rápidamente por el calor y la sequía (6).

### ***Fasciola hepatica* y sus hospedadores**

*Fasciola hepatica* posee una gran especificidad hacia su hospedador intermediario ya que sólo se desarrolla en caracoles de la familia Lymnaeidae. Estos caracoles están distribuidos en todo el mundo aunque son más abundantes en las zonas templadas del Hemisferio Norte (3). Son caracoles pulmonados, en su mayoría anfibios, capaces de vivir sobre el fango aunque existen algunas especies más acuáticas que se desarrollan a varios centímetros de profundidad. Habitan una gran variedad de ambientes dulceacuícolas temporarios y permanentes, poco profundos, de aguas claras con poca corriente, etc. (3).

No todas las especies de lymneidos son igualmente susceptibles a *F. hepatica* y tanto los factores extrínsecos (condiciones ambientales de cada región) como los intrínsecos (estado nutricional, tamaño, madurez sexual, etc.) influyen en el rol de cada especie como hospedador intermediario (7-9). En la mayoría de los países de América del Sur *Lymnaea viatrix*, *L. cubensis* y *L. truncatula* están identificadas como los principales hospedadores de *F. hepática* (10-12), respectivamente, mientras que en Brasil, la especie introducida *L. columella* es el principal hospedador intermediario (13).

La identificación de *F. hepatica* en el hospedador intermediario puede realizarse a partir de diferentes técnicas. Por un lado están las técnicas directas como el aplastamiento, la disección de los caracoles o la observación de emisión de cercarias, que se basan en las características morfológicas del parásito. El aplastamiento de los caracoles es el método más utilizado para detectar infección en caracoles provenientes del campo, a pesar de que sólo brinda información sobre la prevalencia<sup>1</sup> de infección (y no la intensidad<sup>2</sup>) (14). La disección de los caracoles es el método más usado en infecciones experimentales ya que permite calcular la prevalencia, la intensidad y la producción de cercarias (14). La observación de emisión

---

<sup>1</sup> Prevalencia: Número de hospedadores infectados con una determinada especie de parásito dividido por el número de hospedadores examinados para esa especie de parásito (Bush *et al.*, 1997).

<sup>2</sup> Intensidad: Número de individuos de una determinada especie de parásito en cada hospedador infectado (Bush *et al.*, 1997).

de cercarias puede utilizarse para evaluar la eficiencia de esa especie como hospedador intermediario y su contribución a la contaminación de las pasturas, pero no es un buen indicador de la prevalencia ya que muchos caracoles no emiten cercarias, a pesar de estar infectados con cercarias maduras (15). Por ello, tampoco es un buen indicador de la intensidad de la infección ya que sólo tiene en cuenta a las cercarias.

Si se utilizan estas técnicas, la identificación de *F. hepatica* debe realizarse a partir de las características morfológicas de las cercarias maduras, ya que presentan caracteres diagnósticos específicos (2). En cambio, las redias de *F. hepatica* poseen caracteres morfológicos similares a otras redias de la superfamilia Echinostomatoidea, que también pueden infectar a los caracoles lymneidos (16,17). Por lo tanto, cuando se trabaja con lymneidos infectados naturalmente y no existe información sobre que otras especies de Echinostomatoideos están presentes en la zona de estudio, la determinación específica debe realizarse a partir de las características morfológicas de las cercarias maduras y no de las redias (Ostrowski de Nuñez, com. pers). No obstante, solo se podría identificar a *F. hepatica* a partir de las redias, si al cabo de numerosos muestreos durante un período prolongado de tiempo solo se hubieran encontrado caracoles infectados exclusivamente con *F. hepatica*.

Por otro lado, existen técnicas moleculares para identificar a *F. hepatica* en el hospedador intermediario, como las de hibridización / transferencia de ARN y/o

---

ADN y las de PCR (clásica, múltiple y en tiempo real). Las primeras no se utilizan en el campo ya que requieren el uso de moléculas radiactivas o quimioluminiscentes y de equipos sofisticados y costosos (14). Las técnicas de PCR frecuentemente son consideradas las mejores debido a su gran sensibilidad y especificidad (19). Sin embargo, la técnica de PCR clásica no permite determinar la intensidad de la infección en el caracol ni la presencia de cercarias. Al mismo tiempo, las técnicas de PCR clásicas y múltiples, no brindan información sobre la viabilidad de los parásitos, ya que una señal positiva no permite saber si la infección podrá desarrollarse hasta la liberación de cercarias maduras. Por último, la técnica de PCR en tiempo real permite calcular de manera confiable la intensidad de infección ya que el nivel de la fluorescencia es proporcional a la cantidad de producto de PCR formado y este refleja la cantidad de parásitos presentes (14).

En comparación con estas técnicas moleculares, el aplastamiento y la disección de los caracoles son métodos simples, de bajo costo, que permiten detectar en forma directa infecciones naturales y experimentales e identificar distintos estadios larvales del parásito (20,21). Sin embargo, el cálculo de la prevalencia y la intensidad de infección suele ser lenta, laboriosa y sólo puede realizarse en caracoles muy infectados.

En definitiva, para identificar a *F. hepatica* en su hospedador intermediario, existen distintas técnicas de análisis y cada una responde preguntas diferentes.

Actualmente no existe una única técnica que sea simple, robusta, reproducible y lo suficientemente económica para usar en el campo. Por lo tanto, para estimar la prevalencia de la fasciolosis a nivel local, es imprescindible utilizar una combinación de técnicas, como por ejemplo las moleculares que detectan la invasión del parásito y las técnicas directas que detectan infecciones exitosas y permiten identificar distintos estadios larvales del parásito.

La enfermedad causada por *F. hepatica* en el ganado y en los humanos se conoce como fasciolosis o distomatosis. En el hospedador definitivo los daños o los cambios patológicos inducidos por *F. hepatica* son proporcionales al número de parásitos en los tejidos hepáticos, al tamaño de las fasciolas adultas y a la duración del período prepatente de la infección (entre la ingestión del parásito y la eliminación de huevos). La migración de las fasciolas juveniles en su camino hacia los ductos biliares produce hemorragias y esta pérdida de sangre provoca anemia y en algunos casos la muerte (22).

La fasciolosis puede presentarse en su forma aguda, subaguda o crónica. La fase aguda se caracteriza por la muerte súbita de los animales infectados cuando la carga parasitaria es muy alta. Los síntomas más evidentes son ascitis, hemorragia abdominal, ictericia, membranas empalidecidas, decaimiento y pérdida de estado. Los signos clínicos de esta fase se hacen evidentes entre la 6<sup>o</sup> y 10<sup>o</sup> semana post-infección (23). La fase subaguda se caracteriza por

---

una marcada letargia, anemia y pérdida de peso en los animales infectados. Se observa también una moderada cantidad de huevos del parásito en las heces del hospedador. Por último, la fase crónica se caracteriza por el desarrollo de edema ínter- mandibular, ascitis, extenuación y una elevada cantidad de huevos del parásito en las heces del hospedador. Los signos clínicos de estas fases se hacen evidentes entre la 12<sup>o</sup> y 40<sup>o</sup> semana post-infección (23).

Desde el punto de vista veterinario, es una de las enfermedades parasitarias de mayor importancia económica para el ganado doméstico, con pérdidas anuales estimadas en más de 2000 millones de dólares a nivel mundial (24). Éstas son producto del daño que produce el parásito en los animales e incluyen el decomiso de hígados, la muerte de los animales infectados, la reducción en la producción de carne y leche (25), la disminución en la calidad de la lana (26), los abortos y la reducción en la fertilidad en animales con altas cargas parasitarias (27). Además, debido a que la fasciolosis se controla mediante la aplicación masiva de antiparasitarios, a estas pérdidas debe sumársele los gastos indirectos del uso de drogas (26). Se estima que en el mundo alrededor de 250 millones de ovejas y 300 millones de vacas se encuentran bajo riesgo de infección en zonas donde *F. hepatica* está presente (26).

La población humana puede participar activamente en la transmisión, ya que el desarrollo del parásito muestra las mismas características que en el

---

ganado bovino y ovino (24). Esta parasitosis es considerada por la OMS como una zoonosis emergente y constituye un problema de salud pública, ya que se estima que 2,4 millones de personas están infectadas en el mundo (28). En los últimos años se incrementó la incidencia en 51 países de los 5 continentes (24). Sin embargo, el hecho de que esta parasitosis no sea de denuncia obligatoria sugiere que el número de casos podría ser mayor al estimado (29). En nuestro país, no se conoce la importancia de esta enfermedad ya que no existen registros sanitarios.

El diagnóstico de *F. hepatica* en el hospedador definitivo puede realizarse a partir de la necropsia de animales muertos y la observación de los parásitos adultos en el hígado y sus lesiones, y/o a partir del diagnóstico de laboratorio.

El diagnóstico de laboratorio, históricamente se realizó mediante la detección de huevos en materia fecal (diagnóstico coprológico). Existen varios métodos (flotación, sedimentación, tamización, etc) y todos se basan en la concentración de los huevos para su posterior visualización en lupa o microscopio (30,31). Actualmente existen también métodos alternativos, como las técnicas moleculares y los ensayos inmunoenzimáticos (ELISA) (32,33), que se basan en la detección de ADN, antígenos o anticuerpos del parásito y son más sensibles que los métodos coprológicos, ya que pueden detectar infecciones tempranas causadas por juveniles que aún no alcanzaron la madurez sexual y que no liberan huevos, así como infecciones tardías

---

con parásitos seniles. Sin embargo, los métodos moleculares e inmunológicos no proveen información sobre la cantidad de huevos liberados ni sobre la proporción de hospedadores definitivos que aportan huevos al ambiente. Estas variables son importantes para la realización de estudios epidemiológicos, ya que la oferta de potenciales miracidios a las poblaciones locales de caracoles modelan la dinámica de la transmisión de *F. hepatica*.

### ***Fasciola hepatica* – Epidemiología**

El estudio de la epidemiología de la fasciolosis en el ganado involucra los factores que afectan la prevalencia y la intensidad de la infección y como esto impacta en los animales (34). La epidemiología de la enfermedad depende de la susceptibilidad de las especies de hospedadores definitivos, dada por la resistencia natural y/o adquirida y por el estado nutricional, la edad y otros factores que condicionan la fisiología de cada especie y también de la presión de infección en el ambiente. La presión de infección, a su vez, está fuertemente influenciada por factores abióticos, en particular por la temperatura y la humedad, que modulan la presencia y el desarrollo de los hospedadores intermediarios y el desarrollo del parásito dentro y fuera de éstos (34). La epidemiología de la fasciolosis también depende de una gran variedad de factores topográficos, biológicos y de manejo ganadero (22).

---

En la Figura 2 se muestran las interacciones de estos factores epidemiológicos. La latitud y la altitud determinan la temperatura. La temperatura media de la atmósfera disminuye 0,5°C por cada grado que aumenta la latitud y por cada 100m de elevación en la altitud (35). A su vez, las altas precipitaciones o el riego artificial en zonas con escasa pendiente o mal drenaje favorecen la acumulación de agua en el suelo. Cuando la temperatura oscila entre los 10°C y 30°C y hay suficiente humedad en el suelo se generan condiciones favorables para el establecimiento y el desarrollo de los caracoles de la familia Lymnaeidae, que actúan como hospedadores intermediarios de *F. hepática* (34). Estas condiciones permiten que los caracoles desarrollen poblaciones abundantes y persistentes en el tiempo. A su vez, los huevos de *F. hepática*, eliminados por el ganado infectado, se desarrollan satisfactoriamente bajo éstas mismas condiciones ambientales, liberándose al ambiente gran cantidad de miracidios. Estos se ponen en contacto con las poblaciones abundantes de caracoles susceptibles y aumenta el número de caracoles infectados que luego emitirán cercarias que se enquistan en la vegetación, contribuyendo a la contaminación de las pasturas y elevando la presión de infección para el ganado. Una gran cantidad de hospedadores definitivos susceptibles, ya sea por que tienen una resistencia innata pobre o una respuesta inmune deficiente, estará en condiciones de infectarse y desarrollar exitosamente la infección. A su vez, la elevada carga ganadera por hectárea contribuirá a que

muchos animales puedan infectarse y liberen gran cantidad de huevos al ambiente (Figura 2).

En aquellas áreas donde la temperatura media oscila entre 10°C y 37°C, la transmisión se produce durante todo el año si hay humedad disponible en el terreno. En zonas sujetas a inviernos rigurosos, veranos muy cálidos o períodos de sequía, la transmisión está restringida a los meses más favorables (34)

Las medidas para controlar esta parasitosis dependen de un profundo conocimiento de la epidemiología de la fasciolosis a nivel local. Este conocimiento permitirá diseñar estrategias de control específicas que permitan reducir la transmisión del parásito, minimizando la prevalencia y la intensidad de la enfermedad en animales con riesgo de adquirirla (34).

## **ANTECEDENTES**

La primera referencia en Argentina sobre la fasciolosis data de 1888, cuando se la reconoce como un problema para el ganado ovino en la Provincia de Buenos Aires (36). Actualmente, es una enfermedad endémica en el país y su distribución abarca las provincias de Buenos Aires, Catamarca, Córdoba, Corrientes, Chaco, Chubut, Entre Ríos, Jujuy, La Pampa, Mendoza, Misiones, Neuquén, Río Negro, Salta, San Luís, Santa Cruz, Santa Fé y Tierra del Fuego (Oficina de estadística del SENASA, 2007). Los registros de decomiso de hígados indican que la

fasciolosis es la cuarta enfermedad de importancia veterinaria del ganado bovino (Oficina de estadística del SENASA).

Entre 1997 y 2007, la prevalencia de fasciolosis a nivel nacional osciló entre 0,7 y 1,3% (figura 3). Las mayores prevalencias se registraron en la Región Patagónica (7,2%), seguida de la Región Noreste (3,4%), Noroeste (1,7%), Cuyo (1,4%) y Pampeana (0,7%) (Oficina de estadística del SENASA, 2007).

A nivel regional, se observan diferencias muy marcadas, tanto en la contribución de cada región al número de animales faenados y decomisados como en los niveles de infección (Figura 3). La región Pampeana aporta alrededor del 90% de los animales faenados y entre el 60-70% de los animales decomisados, pero presenta los valores de prevalencia más bajos del país (0,5-1,0%). Contrariamente, la región Patagónica contribuye muy poco a la faena nacional (1,4-1,8%) y aporta alrededor del 13% de los animales decomisados, pero presenta las prevalencias más altas del país (5,0-9,6%). La región de Cuyo presenta niveles de infección bajos (1,1-1,9%) a pesar de su relativa importancia en la proporción de animales faenados y decomisados (2,6-5,0%). El Noroeste es la región con la menor contribución a la faena y al decomiso nacional (0,7-1,6%) y la que presenta la menor prevalencia de fasciolosis (0,7-2,5%). Finalmente, la región Noreste tiene una importancia particular, ya que es la segunda región en importancia, tanto en el aporte a la faena y el decomiso nacional (3,9-5,4% y 10,6-17,2%,

respectivamente) como en los niveles de infección de *F. hepatica* (2,3-4,7%). Esto significa que existen en esta zona gran cantidad de animales infectados con el parásito y focos de transmisión bien establecidos, donde se encuentran las condiciones propicias para el desarrollo del ciclo de vida del parásito y de sus hospedadores.

Las Provincias que integran la región Noreste difirieron en sus niveles de infección durante el período 1997-2007 (SENASA, 2010), siendo Misiones la que presentó la mayor prevalencia (5-11,1%) y el Chaco la menor (0-1,3%). En la Provincia de Corrientes, la prevalencia osciló entre 0,9 y 3,7%. En este último caso, los valores que fueron calculados a partir de datos de decomiso de hígado bovinos en mataderos nacionales (SENASA), difieren de los registrados en mataderos Provinciales y municipales, registrados por la dirección de Ganadería de la Provincia de Corrientes. En la década del 70', la enfermedad estaba circunscripta a unos pocos departamentos del oeste de la provincia y las prevalencias oscilaban entre el 9 y el 30% (37). Estudios posteriores demostraron una ampliación del área de distribución inicial de ésta enfermedad hacia zonas donde la presencia de *F. hepatica* no era habitual y un aumento en los niveles de infección, que alcanzaron valores de hasta 32,7% (38).

Hasta el momento, el único estudio epidemiológico integral sobre fasciolosis realizado en la región noreste fue el llevado a cabo fue nuestro grupo de investigación en la localidad de Berón de Astrada, provincia de

Corrientes. En él se estudió la dinámica de transmisión local, analizando en forma simultánea al parásito, a los hospedadores (definitivo e intermediario), al tipo de ambiente y a las variables bióticas y climáticas. Para el resto de la región, sólo se dispone de los datos de prevalencia en ganado bovino descriptos anteriormente y de estudios aislados que abordan el tema desde una perspectiva veterinaria, analizando sólo lo que ocurre en los hospedadores definitivos de importancia económica (37,39,40). Con respecto a la distribución del hospedador intermediario en esta región, la información es escasa y está poco actualizada. Hasta el momento se ha reportado la presencia de dos Lymneidos: *Lymnaea columella* (Figura 4) en las provincias de Corrientes (41-43), Entre Ríos (43) y Misiones (44,45) y *Lymnaea viatrix* (Figura 5) en las provincias de Corrientes (46) y Entre Ríos (43).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Entre 1998 y 2009, el grupo de investigación de Ecología de Reservorios y Vectores de Parásitos (ECORVEP) ha desarrollado estudios epidemiológicos sobre fasciolosis en las siguientes localidades: Cholila (Chubut), Sarmiento (Chubut), Loncopué (Neuquén), Berón de Astrada (Corrientes), Malargüe (Mendoza) y Chivilcoy (Buenos Aires). Estas investigaciones permitieron establecer la dinámica de transmisión de *Fasciola hepatica* entre los hospedadores intermediarios

(caracoles de la familia Lymneidae) y definitivos (ganado doméstico). En las especies de caracoles estudiadas hasta el momento (*Lymnaea viatrix*, *L. columella*, *L. truncatula* y *L. diaphana*) se analizó la abundancia, la estructura y dinámica poblacional y la prevalencia de infección natural.

Desde una perspectiva molecular hemos desarrollado un ensayo de PCR sensible y específico para *F. hepatica* proveniente de caracoles *Lymnaea* sp. colectados en campo (47). La técnica de PCR mostró ser efectiva para detectar infecciones de *F. hepatica* en el hospedador intermediario, útil para estudiar la situación epidemiológica en un área dada y adecuada para establecer cuán exitosa es la relación hospedador intermediario-parásito.

Particularmente en la provincia de Corrientes hemos reportado el primer hallazgo de infección natural por *F. hepatica* en *L. columella* en la localidad de Berón de Astrada (48). La prevalencia hallada (8,8%) resultó mayor que la de muchos estados endémicos de Brasil y puso de manifiesto la importancia de esta zona para la transmisión del parásito. En el trabajo se sugiere que las inundaciones en la zona de los esteros del Iberá provocadas por la puesta en funcionamiento de la represa de Yaciretá entre 1989 y 1993, aumentaron los hábitats aptos para el desarrollo del caracol, lo cual habría impactado positivamente sobre la población del hospedero intermediario. Estos resultados destacan la importancia de estudiar en el país los efectos que tiene

una obra antrópica sobre el aumento de focos de transmisión de fasciolosis.

Entre 2002 y 2005 se realizó en Berón de Astrada el primer estudio epidemiológico integral sobre fasciolosis de la región noreste (41,49). En este estudio, se caracterizó el hábitat de *Lymnaea columella* y se estudió su abundancia, su estructura y su dinámica poblacional en función de las condiciones climáticas y ambientales, se estimó la prevalencia por *F. hepatica* en ambos hospedadores y se estudió el impacto de una sequía de 6 meses en la población de caracoles y en la dinámica de transmisión de la fasciolosis.

En esta zona se detectó un foco de transmisión de *F. hepatica* bien establecido con altas prevalencias en ambos hospedadores. *Lymnaea columella* fue el único hospedador intermediario hallado. Antes de la sequía la prevalencia de *L. columella* osciló entre 0 y 9% y la del ganado bovino entre 7,9 y 95%. La mayor prevalencia se observó en otoño e invierno, cuando las variables climáticas no limitaron el desarrollo de los caracoles ni del parásito. Durante la sequía no se encontraron caracoles vivos y la prevalencia en el ganado disminuyó de 3,8% a 0%. Cuando mejoraron las condiciones ambientales los caracoles se recuperaron rápidamente. La infección apareció simultáneamente en caracoles y en ganado un año después de la sequía, con prevalencias de 0,1% y 1,6%, respectivamente. Se recolectaron en total 7.851 *L. columella* en bañados y malezales, dos ambientes típicos del macrosistema del Iberá. Durante los períodos húmedos se hallaron

caracoles todo el año, con altas abundancias en invierno, intermedias en otoño y primavera y bajas en verano, siendo esta última la estación más crítica por las altas temperaturas y la falta de agua. Durante los períodos desfavorables los individuos medianos fueron los más resistentes y los que permitieron una rápida recuperación de la población.

La dinámica de transmisión de *F. hepatica* en la zona de estudio estuvo influenciada principalmente por la disponibilidad de agua. Con suficiente humedad en el ambiente la transmisión se produce durante todo el año pero ante una sequía de 6 meses de duración se interrumpió naturalmente. El calor y la falta de agua producirían la muerte de los estadios de vida libre del parásito y de los caracoles infectados, disminuyendo la contaminación de las pasturas.

En base a esta información se propuso el siguiente programa de control de la fasciolosis, basado en el patrón de transmisión observado durante el primer período húmedo, que representa lo que puede ocurrir durante un período “estándar” y sin ningún evento extraordinario o desfavorable. Durante este período los caracoles presentaron prevalencias altas en otoño, invierno y en el verano más seco, lo cual indicaría que la disponibilidad de metacercarias aumentaría considerablemente durante estas estaciones y éstas permanecerían infectivas para el ganado ya que tanto la temperatura como la humedad son adecuadas. A su vez, el ganado estuvo infectado durante todo el período,

---

con lo cual la eliminación de huevos al ambiente fue constante.

- 1º dosis de Triclabendazol al final del verano para eliminar los parásitos instalados desde la primavera y reducir la contaminación de las pasturas en otoño cuando los caracoles son muy abundantes;
- 2º dosis a mitad del otoño (2 meses después de la 1º dosis), para eliminar los parásitos ingeridos desde el fin del verano y reducir la contaminación de las pasturas en otoño cuando los caracoles son muy abundantes;
- 3º dosis a principios del invierno (2 meses después de la 2º dosis) para eliminar los parásitos ingeridos desde la mitad del otoño y reducir la contaminación de las pasturas en invierno cuando los caracoles son muy abundantes;
- 4º dosis al final del invierno (2 meses después de la 3º dosis) para eliminar los parásitos ingeridos desde principios del invierno y reducir la contaminación de las pasturas en invierno cuando los caracoles son muy abundantes;

En primavera no haría falta aplicar una dosis de Triclabendazol porque el exceso de agua en el ambiente diluye la abundancia de los caracoles y de las metacercarias disminuyendo naturalmente la probabilidad de encuentro y la prevalencia en ambos hospedadores.

---

- 5<sup>o</sup> dosis a principios de verano para eliminar los parásitos ingeridos entre fin del invierno y fin de primavera y para reducir la contaminación de las pasturas en verano cuando los caracoles están concentrados en los pocos ambientes con agua, debido a la disminución de las precipitaciones y las altas temperaturas y el ganado se aglomera en estos ambientes para beber y consumir el pasto húmedo.

El ganado ovino debería recibir estos mismos tratamientos para evitar la contaminación de las pasturas por parte de este tipo de ganado y efectivamente controlar esta parasitosis y mantener lo más bajo posible los niveles de infección.

Si bien la epidemiología de la fasciolosis debe ser estudiada localmente para implementar medidas de control, esta propuesta podría hacerse extensiva a otras zonas de Argentina con clima subtropical y con presencia de humedales temporarios como Bañados, Esteros y Malezales, como la provincia de Misiones.

## **NECESIDADES Y PERSPECTIVAS**

Si bien se han hecho aportes significativos al estudio de la epidemiología de la fasciolosis en la región Noreste, todavía quedan muchas zonas de esta región sin estudiar, como la provincia de Misiones, la provincia

de Entre Ríos y el sur de la provincia de Corrientes, todas con altas prevalencias de infección en ganado bovino y características climáticas y fisonómicas óptimas para el desarrollo de la infección.

Para evaluar la situación epidemiológica de la fasciolosis en ésta Región, habría que comenzar por determinar las áreas donde actualmente existen focos de transmisión de esta parasitosis. Los registros de decomiso de hígados por distomatosis en frigoríficos oficiales del SENASA servirán para detectar de donde proviene el ganado infectado. Por otro lado, en vista de que gran cantidad de frigoríficos locales no denuncian sus hallazgos al SENASA, también se debería contactar personal de sanidad animal de cada Provincia o incluso veterinarios locales que puedan referir de la existencia de ganado infectado.

Una vez identificadas las zonas con animales infectados, habría que estudiar la identidad y distribución geográfica de los caracoles del género *Lymnaea* y determinar su prevalencia de infección.

Una correcta estrategia de monitoreo de Lymneidos debería incluir muestreos estacionales en distintos cuerpos de agua (temporarios, permanentes, lóticos, leníticos, superficiales, profundos, etc.). Estos pueden o no estar localizados dentro de establecimientos ganaderos con antecedentes de fasciolosis.

La estrategia de búsqueda dependerá de la especie de Lymneidos y sus hábitos. *Lymnaea columella* es una especie acuática que suele habitar cuerpos de agua profundos; se la suele recolectar con ayuda de

coladores de malla pequeña. *Lymnaea viatrix* es una especie más anfibia que habita cuerpos de agua superficiales o poco profundos; se la observa a simple vista y se la recoge directamente con la mano.

Para estimar la abundancia en cada sitio se sugiere utilizar la captura por unidad de esfuerzo (50), definido como el número de ejemplares capturados en 30 minutos por una sola persona.

Se sugiere registrar los valores de pH, temperatura, columna de agua, tipo de vegetación y su cobertura, en cada sitio de muestreo y en forma simultánea con la colecta de caracoles.

Los ejemplares deben ser trasladados vivos al laboratorio donde serán identificados. El traslado suele hacerse en recipientes de plástico con algodones húmedos.

Se sugiere que alrededor del 20% de los caracoles de cada colecta sean procesados para su posterior identificación morfológica y molecular. Estos caracoles serán relajados en agua con cristales de mentol y luego sacrificados por inmersión en agua a 70°C por 45 segundos seguido de una inmersión en agua fría para evitar la cocción de los tejidos. Cada individuo será removido de su conchilla; se seccionará un trozo de la región céfalo-pedal (pie) y se preservará en Alcohol 96% (estudios moleculares), mientras que el resto de los tejidos serán preservados en líquido fijador Railliet-Henry (estudios morfológicos). En este último caso, los caracoles serán disecados bajo microscopio estereoscópico y se estudiarán características

morfológicas y/o morfométricas de la conchilla, del órgano renal y del sistema reproductor femenino y masculino (52).

Se sugiere realizar el análisis parasitológico en un 10% de los caracoles Lymneidos de cada colecta. Estos caracoles serán estimulados para provocar la emisión de cercarias de acuerdo a la metodología de (52). Las cercarias serán examinadas bajo microscopio óptico y se preservarán en alcohol 96% para los estudios moleculares. Aquellos caracoles que no emitan cercarias serán disecados bajo microscopio estereoscópico para revelar otros estadios larvales de trematodes (redias, esporoquistes).

Para estudiar la estructura y la dinámica poblacional se puede medir el largo de la conchilla entre el ápex y el margen anterior (Figura 6) de todos los caracoles recolectados en cada ambiente y por fecha de muestreo. La longitud de la conchilla se medirá con un microscopio estereoscópico con ocular graduado. Los caracoles medidos podrán ser agrupados en categorías de tamaño, cuyos valores numéricos dependerán de la identidad del caracol.

## REFERENCIAS

1. Schmidt GD, Roberts LS: Foundations of parasitology. Saint Louis: MOSBY Co; 1977.
2. Andrews SJ: The life cycle of *Fasciola hepatica*. In: *Fasciolosis*. Edited by Dalton JP. London, UK: CABI International; 1999: pp 544.
3. Malek EA: Fascioliasis and its snail hosts. In: *Snails host of Schistosomiasis and other snail transmitted diseases*.

- Edited by Malek EA. Washington: Tropical America: A manual, Pan American Health Organization 1985: 108-128.
4. Pinheiro J, Maldonado A, Attias M *et al*: Morphology of the rediae of *Echinostoma paraensei* (Trematoda: Echinostomatidae) from its intermediate host *Lymnaea columella* (Mollusca, Gastropoda). *Parasitology research* 2004, 93:171-177.
  5. Graczyk T, Fried B: Development of *Fasciola hepatica* in the intermediate host. In: *Fasciolosis*. Edited by Dalton JP. London, UK: CAB International; 1999: pp 544.
  6. Boray JC: Experimental fasciolosis in Australia. *Advance Parasitology* 1969, 7:95-210.
  7. Mattos MJT, Ueno H: Relacao entre idade e susceptibilidade de *Lymnaea columella* frente as infeccoes experimentais por *Fasciola hepatica*. *A hora veterinaria* 1986, 6(33):16-20.
  8. Minchella DJ, Leathers BK, Brown KM *et al*: Host and parasite conteradaptations: an example from freshwater snail. *The american naturalist* 1985, 126(6):843-854.
  9. Ollerenshaw CB: Some observations on the epidemiology of Fascioliasis in relation to the timing of molluscicide applications in the control of the disease. *Vet Rec* 1971, 98:152-164.
  10. Samadi S, Roumegoux A, Bargues M *et al*: Morphological studies of Lymnaeid snails from the human Fascioliasis endemic zone of Bolivia. *Journal of Molluscan Studies* 2000, 66:31-44.
  11. Kleiman F, Pietrokovsky S, Prepelitchi L *et al*: Dynamics of *Fasciola hepatica* transmission in the Andean Patagonian valleys, Argentina. *Vet Parasitol* 2007, 145:274-286.
  12. Pointier JP, Cazzaniga N, Gonzalez-Salas C *et al*: Anatomical studies of sibling species within Neotropical lymnaeids, snail intermediate hosts of fascioliasis. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2006, 101(4):431-435.
  13. Amato SB, DeRezende HEB, Gomes DC *et al*: Epidemiology of *Fasciola hepatica* infection in the Paraíba

- River Valley, Sao Paulo, Brazil. *Vet Parasitol* 1986, 22(3-4):275-284.
14. Caron Y, Rondelaud D, Losson B: The detection and quantification of a digenean infection in the snail host with special enfasis on *Fasciola* sp. *Parasitology research* 2008, 103:735-744.
  15. Vignoles P, Dreyfuss G, Rondelaud D: Larval development of *Fasciola hepatica* in experimental infections: variations with populations of *Lymnaea truncatula*. *Journal of Helminthology* 2002, 76:179-183.
  16. Carvalho GA, Ueta MT, Andrade CFS: Búsqueda de xifidiocercarias (Trematoda) en moluscos de agua dulce recolectados en nueve municipios del Estado de São Paulo, Brasil. *Boletín chileno de parasitología* 2001, 56(1-2):3-9.
  17. Prepelitchi L, Ostrowski-de-Nuñez M: Echinostomatid larval stages in *Lymnaea viatrix* (Gastropoda: Pulmonata) from southwest Patagonia, Argentina. *J Parasitol* 2007, 93(2):323-327.
  18. Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM *et al*: Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al* revisited. *Journal of Parasitology* 1997, 83(4):575-583.
  19. Kaplan RM, Dame JB, Reddy GR *et al*: The prevalence of *Fasciola hepatica* in its snail intermediate host determined by DNA probe assay. *International journal of Parasitology* 1997, 27:1585-1593.
  20. Dreyfuss G, Vignoles P, Rondelaud D: *Fasciola hepatica*: epidemiological surveillance of natural watercress beds in central France. *Parasitology research* 2005, 95:278-282.
  21. Mage C, Bourgne H, Toullieu J *et al*: *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*: changes in prevalences of natural infections in cattle and in *Lymnaea truncatula* from central France over the past 12 years. *Veterinary Research* 2002, 33:439-447.
  22. Boray JC: Flukes of Domestic Animals. In: *Parasites, pests and predators*. Edited by Gaafar SM, Howard W, Marsh R. Amsterdam: Elsevier; 1985: 179-218.

23. Behm CA, Sangster NC: Pathology, pathophysiology and clinical aspects. In: *Fasciolosis*. Edited by Dalton JP. London, UK: CABI International; 1999: pp 544.
24. Mas-Coma S, Esteban JG, Bargues M: Epidemiology of human fascioliasis: a review and proposed new classification. *Bulletin of the World Health Organization* 1999, 77(4):340-346.
25. Hope-Cawdery MJ, Strickland KL, Conway A *et al*: Production effects of liver fluke in cattle. I. The effects of infection on liveweight gain, feed intake and food conversion efficiency in beef cattle. *British Veterinary Journal* 1977, 133:145-159.
26. Boray JC: Fascioliasis and other trematode infections. I. In: *Recent advances in research on Fasciola and other trematodes of animals Review of advances in parasitology*. Edited by Slusarski W. Poland: PWN-Polish Scientific Publishers; 1981: 317-339.
27. Dargie JD: The impact on production and mechanisms of pathogenesis of trematode infections in cattle and sheep. *International Journal for Parasitology* 1987, 17(2):453-463.
28. Rim HJ, Farag HF, Sornmani S *et al*: Food-borne Trematodes: Ignored or Emerging? *Parasitology Today* 1994, 10:207-209.
29. Mas-Coma S, Bargues M, Valero MA: Fascioliasis and other plant-borne trematode zoonoses. *International Journal for Parasitology* 2005, 35:1255-1278.
30. Kleiman F, Pietrokovsky SM, Gil S *et al*: Comparison of two coprological methods for the veterinary diagnosis of fasciolosis. *Arq Bras Med Vet Zootec* 2005, 57(2):181-185.
31. Dennis WR, Stone WM, Swanson LE: A new laboratory and field diagnostic test for fluke over in feces. *Journal American Veterinary Medicine Association* 1954, 124:47-50.
32. Duménigo AE, Villalvilla CA: Detección y cuantificación de coproantígenos de *Fasciola hepatica* en ganado bovino *Revista Cubana de medicina tropical* 1998, 50(1):82-84.
33. Rognlie M, Dimke KL, Potts RS *et al*: Seasonal transmission of *Fasciola hepatica* in Montana, USA, with detection of

- infected intermediate hosts using a DNA-based assay. *Veterinary Parasitology* 1996, 65:297-305.
34. Torgerson P, Claxton J: Epidemiology and control. In: *Fasciolosis*. Edited by Dalton JP. London, UK: CAB International; 1999: 113-149.
  35. Flores RC, Reyes LH, Guzmán VDH: Ecología y medio ambiente: Cengage Learning Editores; 2008.
  36. Wernicke R: Informe sobre los trabajos llevados a cabo en el laboratorio para el estudio de las enfermedades contagiosas. *Biblioteca facultad* 1888, N° 16599:N° 17.
  37. Lombardero O, Moriena RA, Racioppi O *et al*: Distomatosis hepática de los bovinos en la Provincia de Corrientes. *Veterinaria* 1979, 2(2):21-29.
  38. Moriena RA, Racioppi O, Alvarez JD *et al*: *Fasciola hepatica* y otros trematodos de los rumiantes. Prevalencia y distribución en la provincia de Corrientes. In: *Universidad Nacional del Nordeste - Comunicaciones científicas y tecnológicas 2000: 2000*.
  39. Moriena RA, Racioppi O, Alvarez JD *et al*: Fasciolosis en un rodeo bovino en el Departamento Berón de Astrada (Corrientes, Argentina). Prevalencia, seguimiento y control. In: *Comunicaciones científicas y tecnológicas 2001: 2001*.
  40. Moriena RA, Racioppi O, Álvarez JD *et al*: Fasciolosis en bovinos hembras en crecimiento del Departamento Berón de Astrada (Corrientes, Argentina). *Rev Vet* 2007, 18(2):136-138.
  41. Prepelitchi L, Pietrokovsky SM, Rubel D *et al*: Population structure and dynamics of *Lymnaea columella* (Say, 1817) (Gastropoda: Lymnaeidae) in wetlands of northeastern Argentina. *Zoological Studies* 2011, 50(2):164-176
  42. Moriena RA, Álvarez JD, Pietrokovsky S *et al*: Presencia de *Pseudosuccinea columella* naturalmente infestada con *Fasciola hepatica* en Santo Tomé (Corrientes, Argentina). *Revista Veterinaria* 2008, 19(2):147-149.
  43. Paraense LW: *Lymnaea viatrix* and *Lymnaea columella* in the neotropical region: a distributional outline. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1982, 77(2):181-188.

44. Scott MIH: Sobre Limnaeidae argentinos. *Physis* 1953, 20(59):401-408.
45. Castellanos ZA, Landoni NA: La Familia Lymnanaeidae Rafinesque, 1815, en la Argentina. In: *Fauna de agua dulce de la República Argentina*. Edited by Ringuélet RA, vol. Volumen 15: Moluscos Gasterópodos. Buenos Aires, Argentina: Fundación para la Educación, la Ciencia y la Cultura; 1981: 55-82.
46. Lombardero O, Moriena R, Racioppi O *et al*: Bionomía de *Limnaea* sp. en la Provincia de Corrientes. *Veterinaria* 1979, 2(2):5-19.
47. Cucher MA, Carnevale S, Prepelitchi L, Labbé JH, Wisnivesky-Colli C (2006). PCR diagnosis of *Fasciola hepatica* in field-collected *Lymnaea columella* and *L. viatrix* snails. *Veterinary Parasitology*, 137: 74-82.
48. Prepelitchi L, Kleiman F, Pietrokovsky SM *et al*: First report of *Lymnaea columella* Say, 1817 (Pulmonata: Lymnaeidae) naturally infected with *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758) (Trematoda: Digenea) in Argentina. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2003, 98(7):889-891.
49. Prepelitchi L: Ecoepidemiología de *Fasciola hepatica* (Trematoda, Digenea) en el norte de la Provincia de Corrientes, destacando aspectos ecológicos de *Lymnaea columella* (Pulmonata, Lymnaeidae) y su rol como hospedador intermediario. Buenos Aires: Universidad de Buenos Aires; 2009.
50. Rabinovich JE: Introducción a la ecología de poblaciones animales. México: Compañía Editorial Continental S.A.; 1980.
51. Paraense LW: *Lymnaea diaphana*: a study of topotypic specimens (Pulmonata: Lymnaeidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1984, 79(1):75-81.
52. Souza CP, Magalhaes KG, Passos LK *et al*: Aspects of the Maintenance of the Life Cycle of *Fasciola hepatica* in *Lymnaea columella* in Minas Gerais, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2002, 97(3):407-410.

---

**TREMATODES DIGENEOS LARVALES QUE  
PARASITAN *BIOMPHALARIA* SPP., Y OTROS  
MOLUSCOS PULMONADOS EN LA REPÚBLICA  
ARGENTINA**

*Margarita Ostrowski de Núñez*<sup>1</sup> y *Monika I. Hamann*<sup>2</sup>

<sup>1</sup> *Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, UBA*

<sup>2</sup> *Centro de Ecología Aplicada del Litoral (CECOAL),  
Argentina. CONICET.*

En el presente capítulo se reúne una lista bibliográfica de los trabajos relacionados con los digeneos larvales descriptos hasta el presente en las diferentes especies del género *Biomphalaria* Preston, 1910 y en otras especies de moluscos pulmonados de la Argentina; también incluye las investigaciones sobre trematodes referentes a estas especies de moluscos realizadas en los países limítrofes. Estos estudios servirán como base de comparación a especies de trematodes larvales que se hallarán en el futuro, y en especial con *Schistosoma mansoni* Sambon, 1913, cuya presencia aun no fue observada en nuestro país; aun\_ que, dada la amplia distribución de los moluscos intermediarios susceptibles *B. peregrina* (d'Orbigny, 1835), *B. tenagophila* (d'Orbigny, 1835) y *B. straminea* (Dunker, 1848) y la posibilidad de migración del parásito desde otras regiones a través de personas infectadas, hace que aumenten las probabilidades para que este

digeneo se instale en nuestro país en un futuro cercano. Esta parasitosis ha sido registrada tanto en el África como en América del Sur, particularmente, Brasil.

Los resultados obtenidos de las especies de trematodes larvales halladas hasta el momento en diferentes áreas geográficas de la Argentina (1-9) y en zonas de influencia de la represa Salto Grande en Uruguay (ROU) (10) se resumen en tablas de acuerdo al tipo de cercarias que presentan en su ciclo de vida; es decir, furcocercarias, equinocercarias, xifidio\_cercarias, anfistomas, monostomas y cistoformas. Además se incluyen ciclos de vida de digeneos, que usan como hospedadores intermediarios especies del género *Biomphalaria* procedentes de países sudamericanos, especialmente de Brasil (11-18). Por último, se presentan esquemas de los seis tipos de cercarias, en los cuales se muestran las características importantes de cada una de ellas y a las que habrá que prestar atención en sus respectivos estudios.

### **FURCOCERCARIA** (Fig.1)

En la Tabla I se reúnen las tres especies de digeneos cuyos ciclos fueron completados experimentalmente, todos los hospedadores intermediarios son especies del género *Biomphalaria*. En Brasil se describieron dos ciclos pertenecientes a este grupo (Tabla VII).

---

Las furcocercarias se caracterizan por presentar un cuerpo y una cola formada por el tronco y 2 furcas. En las especies pertenecientes a Strigeidae y Diplostomidae el cuerpo, el tronco y las furcas pueden o no presentar espinas en el tegumento y adicionalmente pelos sensitivos en el cuerpo y en el tronco. El cuerpo y las furcas no tienen aletas natatorias (excepto algunas especies de *Posthodiplostomum*). El canal excretor desemboca en el borde anterior de las furcas. Poseen 2, 4, 6 o 7 pares de glándulas de penetración, situadas anterior, posterior o lateral a la ventosa ventral. Se originan en esporoquistes. En las especies pertenecientes a las familias Schistosomatidae, Spirorchiidae y Clinostomatidae el canal excretor desemboca en los extremos de las furcas. Pueden presentar aletas natatorias en las furcas (excepto Clinostomatidae), y en el cuerpo (excepto Schistosomatidae y algunas especies de Spirorchiidae). Se originan en esporoquistes, excepto Clinostomatidae, que se originan en redias.

En la Tabla II se reúnen las furcocercarias descritas en el país, de las cuales, si bien no se conocen los adultos correspondientes, por las características de las cercarias varias de ellas pueden ser adjudicadas a cierto género, mientras que en la Tabla III se reúnen las cercarias que aun no pueden ser relacionadas con un género conocido. Hasta ahora no se conocen especies cuyas cercarias tengan 3 pares de glándulas dispuestas anterior o lateralmente a la ventosa ventral, salvo las cercarias de *Crassiphiala*, *Uvulifer*, *Posthodiplostomum*

y *Ornithodiplostomum*, que no poseen ventosa ventral desarrollada, y en su lugar un acumulo de células. En estos géneros, las glándulas de penetración se disponen en un par anterior y 2 pares posteriores a este acumulo. La *Furcocercaria* sp.V Ostrowski de Núñez 1977, se asemeja por las glándulas de penetración y el número de protonefridios a las cercarias de *Strigea*, pero éstas presentan mesocercarias en su ciclo, lo que no ocurre en la *Furcocercaria* sp.V. En esta tabla se incluye también la *Cercaria lophocerca* sp.1 (10), que se asemeja a cercarias de la familia Clinostomatidae por poseer un velo en la parte dorsal del cuerpo, pero difiere por presentar 3 pares de glándulas de penetración en lugar de los 4-8 pares habituales y genitales desarrollados en cercarias de Clinostomatidae.

## **ECHINOCERCARIA** (Fig. 2)

Las equinocercarias se caracterizan por presentar un cuerpo y una cola simple; en el cuerpo se observan las glándulas cistógenas con contenido en barras o granuloso. Además presentan generalmente corpúsculos calcáreos en los canales excretores principales (en raros casos pueden estar ausentes, como en especies del género *Stephanoprora*) y una corona de espinas, cuyo número y ordenamiento pueden relacionarse con algunos géneros. La corona de espinas puede estar ausente en algunos casos (*Stephanoprora*, *Echinochasmus*), pero se desarrolla en

las metacercarias. El número de protonefridios es muy variable, de 6 hasta aproximadamente 24 pares, y difícil de establecer con exactitud.

En la Tabla IV se presentan 3 especies cuya presencia se cita para el país, aunque 2 de los ciclos fueron elucidados en Brasil. Para *Echinostoma rodriguezi* se cita *Physa rivalis* como primer hospedador, pero su metacercaria se encuentra en *Biomphalaria glabrata*. Si bien este molusco no existe en el país, posiblemente pueda usar también otras especies de *Biomphalaria*. El ciclo de *Paryphostomum segregatum* también fue cerrado experimentalmente en Brasil. En Corrientes se ha encontrado una cercaria que se relaciona con esta especie (Echinocercaria sp. V), aunque faltaría la confirmación experimental. Con respecto al ciclo de *Episthmium suspensum*, se trata de un error de determinación, y esta especie probablemente pertenece a una especie de *Episthmium* descritas para Brasil.

En la Tabla V se reúnen las Echinocercarias que no pudieron ser determinadas a nivel de especie, en algunas se encuentra afinidad con un género determinado.

### **XIPHIDIOCERCARIA (Fig. 3)**

Las xifidiocercarias se caracterizan por presentar un cuerpo y una cola simple con o sin velo; en el extremo anterior del cuerpo se observa la presencia de un

estilete en la ventosa oral. Con o sin ocelos. Se desarrollan en esporoquiste. Pueden presentar un órgano vírgula, característico de la familia Lecithodendriidae.

En la Tabla VI se resumen las xifidiocercarias y en algunas se encuentra afinidad con un género determinado. Hasta el presente no se describieron en el país ciclos completos de especies que presentan xiphidiocercarias en sus ciclos biológicos y cuyos primeros hospedadores intermediarios sean moluscos pulmonados.

#### **AMPHISTOMA** (Fig. 4)

Las cercarias anfistomas se caracterizan por presentar un cuerpo de tamaño grande, más o menos pigmentado y una cola simple. La ventosa ventral es de mayor tamaño que la oral, y está localizada en el extremo posterior del cuerpo. Presentan ocelos; las cercarias nacen de redias.

#### **MONOSTOMA** (Fig. 5)

Las cercarias monostomas son características de la familia Notocotylidae, y presentan un cuerpo y una cola simple; no poseen ventosa ventral, únicamente la ventosa oral. En el cuerpo muy pigmentado las glándulas cistógenas están distribuidas en forma densa.

Presentan ocelos. El sistema excretor es cerrado y presenta corpúsculos calcáreos. Las cercarias se originan en redias.

En la Tabla VII se reúnen cuatro especies de digeneos perteneciente a este grupo, cuyos ciclos fueron completados experimentalmente, además de las cercarias que aun no pudieron ser relacionadas con algún género conocido.

En la Tabla VIII se resumen los ciclos de vida de 14 especies de digeneos, cuyo primer hospedador intermediario corresponde al género *Biomphalaria*. En la Tabla IX se incluyen las cercarias que aun no pudieron ser determinadas específicamente y se presentan las especies de digeneos que parasitan a otros moluscos pulmonados que no son especies del género *Biomphalaria*. Entre ellas se encuentran dos especies, *Fasciola hepatica* y *Paramphistomum leydeni*, que parasitan el ganado doméstico, de las cuales la primera puede ocasionar importantes pérdidas.

### **CYSTOPHORA** (Fig. 6)

Estas cercarias son características de la superfamilia Hemiuroidea, parasitan frecuentemente a moluscos prosobranquios, pero *Halipegus dubius* utiliza *B. glabrata* y *B. tenagophila* como primer hospedador intermediario en Brasil (Paraense, 1992). Las cercarias se presentan en forma de quiste delicado y transparente, que contiene el cuerpo y varios apéndices

---

accesorios. Una vez que se establece el contacto con el hospedador intermediario crustáceo, el cuerpo es eyectado a través de un tubo de conducción o eyector directamente al celoma.

## **NECESIDADES Y PERSPECTIVAS**

Si bien son numerosos los estudios referidos a la fauna de trematodes larvales, en diferentes regiones del país, es necesario ampliar y profundizar el conocimiento en cuanto a la ocurrencia de infección de estos trematodes así como también analizar sus ciclos biológicos y elaborar propuestas de control adecuadas a las características del parásito y del hospedador en áreas claramente definidas.

En este contexto surge el interés de dar continuidad al estudio de los trematodes larvales parásitos de especies de *Biomphalaria* que habitan diferentes ecosistemas acuáticos de la Argentina, y muy especialmente en ambientes se encuentran involucrados dentro de los de mayor riesgo de generación de focos de transmisión de esquistosomiasis.

Tabla I. Especies de Digenea que presentan furcocercarias en su ciclo

Especie de Digenea	1er Hospedador	2do Hospedador	Hospedador definitivo	Ref
<i>Australapatemon magnacetabulum</i>	<i>Biomphalaria tenagophila</i>	hirudíneos, varias sp.	<i>Buteo magnirostris</i> , <i>Strix rufipes</i> , pollos, patos, exp.	19, 20
<i>Apharyngostrigea simplex</i>	<i>Biomphalaria straminea</i>	<i>Cnesterodon decemmaculatus</i> <i>Cichlasoma facetum</i>	<i>Egretta thula</i>	6
<i>Austrodiplostomum mordax</i>	<i>Biomphalaria peregrina</i>	<i>Odonthestes bonariensis</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	4

Tabla II. Furcocercarias con afinidad a nivel genérico.

Cercaria	Hospedador	Localidad	Afinidad	Ref
Furcocercaria sp. I	<i>B. peregrina</i>	Laguna del Monte, Bs. As.	<i>Strigea</i>	21
Furcocercaria sp. VI	<i>B. peregrina</i>	Río Lujan, Bs. As.	<i>Alaria</i> , <i>Pharyngostomoides</i>	5
Furcocercaria sp.	<i>B. peregrina</i>	Arroyo Camaval, Villa Elisa, La Plata	<i>Schistosomatidae</i>	22
Furcocercaria sp. I	<i>B. straminea</i>	Corrientes	<i>Posthodiplostomum</i>	7
Furcocercaria sp. III	<i>B. occidentalis</i>	Corrientes	<i>Apharyngostrigea</i>	8
Furcocercaria sp. X	<i>B. orbigny</i>	Corrientes	<i>Diplostomum</i>	9
Furcocercaria sp. XIII	<i>B. tenagophila</i> , <i>B. orbigny</i>	Corrientes	<i>Strigea</i>	9
Furcocercaria sp. VIII	<i>B. orbigny</i> , <i>B. peregrina</i>	Corrientes	<i>Strigea Parastrigea</i>	9
Furcocercaria sp.1 Figs. 44, 45	<i>B. tenagophila</i>	Arroyo Itacumbú (ROU)	<i>Crassiphiala</i> , sin ocelos 4+4+(2)= 20	10
Furcocercaria sp. 6 Fig. 46	<i>B. tenagophila</i>	Arroyo Guaviyu (ROU)	<i>Heterobilharzia</i>	10
Furcocercaria sp. 7 Fig. 48	<i>B. tenagophila</i>		<i>Heterobilharzia</i>	10

Tabla III. Furcocercarias que no se pueden relacionar con un determinado género.

Cercaria	Hospedador	Localidad	Características	Ref
Furcocercaria sp. V Fig. 41	<i>B. peregrina</i>	Río Lujan, Bs.As	4 pares glándulas, $2+2+(1)=10$ , se enquista en sus esporoquistes	5
Furcocercaria sp. 2 Fig. 41	<i>B. tenagophila</i>	Conti (ROU)	3 pares glándulas	10
Furcocercaria sp. 3 Fig. 49	<i>B. tenagophila</i>	Arroyo Palomas (ROU)	3 pares glándulas $4+4+(2)=20$	10
Furcocercaria sp. 4 Fig. 50	<i>B. tenagophila</i>	Arroyo Palomas (ROU)	3 pares glándulas $2[2+2+(2)]=12$	10
Furcocercaria sp. 5 Fig. 51	<i>B. straminea</i>	Calnú, (ROU)	3 pares glándulas laterales, $(2+2)+(2+2)$ $+ (1)=18$ , ocelos sin pigmento, tetracotyle en esporoquistes propios	10
Cercaria lophocerca sp. 1 Fig. 43	<i>B. tenagophila</i>	Boqueron de Franquia, (ROU)	3 pares glándulas $4+(1)10$	10

Tabla IV. Especies de Digenea que presentan equinocercarias en su ciclo

Especie de Digenea	1er Hospedador	2do Hospedador	Hospedador definitivo	Ref
<i>Echinostoma rodriguezii</i>	<i>Physa rivalis</i>	<i>P. rivales</i> , <i>B. glabrata</i>	pollos, palomas, hamsters, ratones (exp.)	23
<i>Episthimum suspensum</i>	<i>B. peregrina</i>	<i>Bufo arenarum</i> , renacuajos	pollos (exp.)	24
<i>Paryphostomum segregatum</i>	<i>B. glabrata</i> , <i>B. tenagophila</i> , <i>B. straminea</i>	peces, renacuajos	<i>Coragyps atratus foetans</i>	12

Tabla V. Echinocercarias no determinadas en especies del género *Biomphalaria*.

Cercaria	Hospedador	Localidad	Características	Ref
Echinocercaria sp. I	<i>B. peregrina</i>	Laguna del Monte, BsAs	Petasiger*	29
<i>Cercaria macrogranulosa</i> Ruiz 1952	<i>B. straminea</i> , <i>B. orbignyi</i> , <i>B. peregrina</i> , <i>D. depressissimum</i>	Corrientes	sin corona de espinas, 14 pares protonefridios, 2-3 corpúsculos grandes	7
Echinocercaria sp. II	<i>B. straminea</i>	Corrientes	27 espinas, cuerpo prefaringeal, 14-15 corpúsculos	7
Echinocercaria sp. VII	<i>B. occidentalis</i>	Corrientes	12 pares protonefridios cola magnacauda, 19-20 espinas, 15-20 corpúsculos <i>Petasiger</i> *	8
Echinocercaria sp. III	<i>B. occidentalis</i>	Corrientes	4+6+7 alternadas+6+4=27 30-35 corpúsculos; 14 pares protonefridios	8
<i>Cercaria Ribeiroira</i> sp.	<i>B. occidentalis</i>	Corrientes	esófago con 2 divertículos ciegos	8

(\*) Afinidad de cercarias a nivel genérico

Tabla V cont. Echinocercarias no determinadas en especies del género *Biomphalaria*.

Cercaria	Hospedador	Localidad	Características	Ref
Echinocercaria sp. V	<i>B. orbigny</i>	Corrientes	+50 espinas en collar, alternadas, vasos excretorios ramificados; cola con velos	9
Echinocercaria sp. IV	<i>B. tenagophila</i> , <i>B. occidentalis</i> , <i>B. orbigny</i> , <i>B. peregrina</i> , <i>B. straminea</i>	Corrientes	5+37 alternadas+5=47 canales excretorios anchos, con muchos corpúsculos pequeños, cola con velos; enquistada en moluscos	9
Echinostoma sp. nº1	<i>B. tenagophila</i> <i>B. straminea</i>	Calnu, Arroyo Tacumbú (ROU)	sin cuerpo prefangial	10
Echinostoma sp. nº 2	<i>B. tenagophila</i>	Boquerón de Franquia (ROU)	37 espinas, cola con velo natatorio, 59-65 corpúsculos	10
Echinostoma sp. nº 3	<i>B. tenagophila</i>	Arroyo Timboy	58 espinas, cola con velo natatorio, muchos corpúsculos pequeños	10
Echinostoma sp. nº 4	<i>B. tenagophila</i>	Arroyo Guaviyú, Calnú (ROU)	19 espinas, cola magnacauda, 18-20 corpúsculos	10

Tabla VI. Xiphidiocercarias no determinadas en especies del género *Biomphalaria*.

Cercaria	Hospedador	Localidad	Características	Ref
Xiphidiocercaria sp. I	<i>B. peregrina</i>	Río Lujan, Zelaya	cola con velo natatorio, $2[(3+3+3)+(3+3)]=36$ ; vesícula excretora en Y	2
Xiphidiocercaria sp.A	<i>B. peregrina</i>	Arroyo Carnaval, Villa Elisa, La Plata	8-10 pares glándulas de penetración, pelos sensitivos en cuerpo, cola con velo natatorio, se enquista en renacuajos	25
Xiphidiocercaria sp.B	<i>B. peregrina</i>	Arroyo Carnaval, Villa Elisa, La Plata	3 pares glándulas penetración grandes, varias pequeñas; sin pelos sensitivos, cola sin velo natatorio	25
Xiphidiocercaria sp. I	<i>B. straminea</i> <i>B. orbigny</i>	Corrientes	8 pares glándulas; 24 protonefridios vesícula excretora Y	7
Xiphidiocercaria sp. II	<i>B. straminea</i>	Corrientes	2 grupos glándulas penetración, + 60 protonefridios; vesícula excretora I	7
Xiphidiocercaria sp. n° 1	<i>B. tenagophila</i>	Cañada Jacinta, Salto, (ROU)	<i>Kaliphaynx</i> * 8 pares glándulas de penetración $2[(2+2+2)+(2+2)]=24$ ; penetran larvas mosquitos	10

(\*) Afinidad de cercarias a nivel genérico

Tabla VII. Especies de Digenea que presentan cercarias tipo Amphistoma y Monostoma

Especie de Digenea	1er Hospedador	Localidad	Hospedador definitivo	Ref
<i>Zygocotyle lunata</i>	<i>Biomphalaria peregriana</i> , <i>Biomphalaria spp.</i>	Bs. As. Salta	pollos, ratones, (exp.) <i>Cygnus melancoryphus</i> <i>Anas sibilatrix</i>	26, 27
<i>Hippocrepis fuelleborni</i>	<i>B. peregriana</i>	Río Luján, Zelaya, Bs.As.	ratón (exp.)	3
<i>Notcotylus biomphalariae</i>	<i>B. peregriana</i>	-	pollos y patos (exp.)	28
Cercaria sp.	<i>B. peregriana</i>	Arroyo Carnaval, Villa Elisa, La Plata		22
Cercaria monostoma sp. n° 1 Notcotylidae	<i>B. tenagophila</i>	Conti (ROU) Río Mirafay		10

Tabla VIII. Ciclos de vida de Digenea que usan *Biomphalaria* spp. como hospedadores intermediarios, en países sudamericanos, especialmente Brasil.

Especies de Digenea	1er Hospedador	2do Hospedador	Hospedador definitivo	Ref
<i>Austrodiplostomum compactum</i>	<i>Biomphalaria prona</i>	<i>Geophagus</i> sp. <i>Tilapia</i> <i>mossambica</i> <i>Cyclops</i> sp.	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	30
<i>Halipegus dubius</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i> , <i>B. tenagophila</i> <i>Biomphalaria</i> sp.	<i>Leptodactylus ocellatus</i> (renacuajos) <i>Loricarichthys platymetopon</i> y otros peces	<i>Leptodactylus ocellatus</i> , <i>L. pentadactylus</i> <i>Nycticorax nycticorax</i>	17
<i>Clinostomum heluans</i>	<i>Biomphalaria</i> sp.	<i>Leptodactylus ocellatus</i> (renacuajos)	<i>Nycticorax nycticorax</i> <i>violacea</i>	31
<i>Clinostomum complanatum</i>	<i>Biomphalaria peregrina</i>	<i>Loricarichthys platymetopon</i> y otros peces	<i>Ardea coccyz</i> pollos (exp.)	18
<i>Cotylurus lutzii</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i>	<i>B. glabrata</i> (en larvas de otros trematodes)	canarios, jilgueros	14
<i>Dendrobilharzia anatinarum</i>	<i>B. straminea</i>	-	<i>Cairina moschata</i>	32
<i>Echinostoma barbosai</i>	<i>B. glabrata</i> , <i>B. tenagophila</i> , <i>B. straminea</i>	<i>Biomphalaria</i> spp.	pollos, patos palomas	33

Tabla VIII cont. Ciclos de vida de Digenea que usan *Biomphalaria* spp. como hospedadores intermediarios, en países sudamericanos, especialmente Brasil.

Especies de Digenea	1er Hospedador	2do Hospedador	Hospedador definitivo	Ref
<i>Petasiger novemdecim</i>	<i>B. glabrata</i>	<i>Lebistes reticulatus</i>	<i>Podiceps dominicanus speciosus</i>	16
<i>Ribeiroia marini</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i>	<i>Lebistes reticulatus</i>	<i>Florida caerulea</i> <i>Butorides virescens</i> , canarios palomas <i>Cairina moschata</i> , <i>Anas</i> sp.	34
<i>Typhlocoelum cucumerinum</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i> <i>B. tenagophila</i> <i>B. glabrata</i> , <i>B. straminea</i>	<i>Biomphalaria</i> spp. <i>B. glabrata</i>		35
<i>Echinostoma lindoense</i>	<i>B. glabrata</i> , <i>Physa rivalis</i>	<i>Biomphalaria</i> spp.	patos, gansos, pollos, ratones, <i>Homo sapiens</i>	15
<i>Echinostoma paraensei</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i>	<i>Biomphalaria</i> spp.	ratas, ratones, hamsters	12
<i>Schistosoma mansoni</i>	<i>Biomphalaria glabrata</i> <i>B. tenagophila</i>	-	<i>Homo sapiens</i> ratas, ratones	11
<i>Parabailtrema inesperata</i>	<i>B. tenagophila</i>	-	ratas	36

Tabla IX. Especies de Digenea que usan otros moluscos pulmonados que no son *Biomphalaria* spp.

Especie de Digenea	1er Hospedador	2do Hospedador	Hospedador definitivo	Ref
<i>Catadiscus uruguayensis</i>	<i>Drepanotrema kermatoides</i>	-	<i>Hyla pulchella</i> <i>L. ocellatus</i>	37
<i>Catatropis chilinae</i>	<i>Chilina dombeliana</i>	-	pollos y patos (exp.)	38, 39
<i>Echinoparyphium megacirrus</i>	<i>Lymnaea viatrix</i>	<i>Diplodon chilensis</i>	pollos (exp.)	40, 41
<i>Echinoparyphium</i> sp.	<i>Lymnaea viatrix</i>	<i>Chubut</i>	pollos (exp)	42
<i>Paramphistomum leydeni</i>	<i>Drepanotrema depressissimum</i> , <i>Lymnaea viatrix</i>	metacercarias se enquistan en libertad	ganado vacuno	43
<i>Fasciola hepatica</i>	<i>Lymnaea viatrix</i> , <i>L. columella</i>	metacercarias se enquistan en libertad	ganado doméstico	44, 45
<i>Furcocercaria</i> sp IV	<i>D. lucidum</i> , <i>D. depressissimum</i>	Laguna Paiva, Corrientes	2 pares glándulas penetración post-acetabulares; 3 anillos espinas en ventosa ventral $2(2)+(2)+(1)=10$ comisura preacetabular	46

Tabla IX cont. Especies de Digenea que usan otros moluscos pulmonados que no son *Biomphalaria* spp.

Especie de Digenea	1er Hospedador	2do Hospedador	Hospedador definitivo	Ref
Xiphidiocercaria sp. II (aff. <i>Haematoloechus</i> sp.)	<i>D. kermatoides</i>	Río Luján, Zelaya	5 pares glándulas penetración; vesícula excretora V $2[(3+3+3)+(3+3+3)]$ =36; cola con velo enquistada en larvas de <i>Culex</i> <i>quinque fasciatus</i>	2
Xiphidiocercaria sp. III (aff. <i>Haematoloechus</i> sp.)	<i>D. lucidum</i>	Laguna Paiva, Corrientes	5 pares glándulas penetración; vesícula excretora V $2[(3+3+3)+(3+3+3)]$ =36; cola con velo	46
Xiphidiocercaria spIV	<i>D. depressissimum</i> <i>D. lucidum</i>	Laguna Paiva, Corrientes	4 pares glándulas penetración; vesícula excretora Y	46
Cercaria sp. Notocotylidae	<i>D. lucidum</i>	Laguna Paiva, Corrientes		46
Cercaria I Schistosomatidae	<i>Physa rivalis</i>	Río Luján, Zelaya, BsAs	5 pares glándulas penetración $2[(2+2)+(2)+1]$ =14	47
Cercaria II Schistosomatidae	<i>Pomacea canaliculata</i>	Río Luján, Zelaya, BsAs	5 pares glándulas penetración $2[(2+1)+(2)+1]$ =12	47

Tabla IX cont. Especies de Digenea que usan otros moluscos pulmonados que no son *Biomphalaria* spp.

Especie de Digenea	1er Hospedador	2do Hospedador	Hospedador definitivo	Ref
Furcocercaria III	<i>D.kermatoides</i>	Río Luján, Zelaya, BsAs	2 pares glándulas postacetabulares; $2[(1+1)+(1+1)+(1)]$ =10; renacuajos, mesocercarias en riñón	5
Furcocercaria IV	<i>Gundlachia</i> sp	R. Colastiné, Santa Fe	2 pares glándulas preacetabulares, ventosa ventral con 2-3 coronas ganchos; $2[(4)+(4)+(2)]=20$	5
Cercaria gymnocephala sp. II	<i>Uncancyclus bonariensis</i> , <i>Gundlachia moricandi</i>	Río de La Plata, Río Lujan, BsAs	glándulas penetración no se observan; 15 pares protonefridios 2-3 corpúsculos grandes; ocelos pig-mentados, cuerpo pigmentado verde; enquistan en piel de renacuajos	29
Cercaria sp.	<i>Chilina gibbosa</i>	Lago Pellegrini, Río Negro		48
Macroercaria sp. I (Xiphidocercaria) Gorgoderidae	<i>Pissidium</i> sp.	Río Lujan, Zelaya	magnacauda, con cuerpo encapsulado en parte anterior. 6 pares glándulas; estilete; vesícula excretora I; + 42 pares protonefridios.	29

---

**REFERENCIAS**

1. Hamann, M., Rumi, A., Ostrowski de Núñez, M. 1991. Potenciales vectores de esquistosomiasis y trematodes asociados en ambientes urbanos y suburbanos del Chaco, Argentina. Primeros resultados. *Rev. Biología Acuática*, 15:254-255.
2. Ostrowski de Núñez, M. 1974a. Fauna de Agua Dulce de la Republica Argentina.III. Cercarias de la superfamilia Plagiorchioidea (Trematoda). *Neotropica* 20: 67-72.
3. Ostrowski de Núñez, M. 1976. Sobre el ciclo biológico de *Hippocrepis fueleborni* Travassos y Vogelsang 1930 (Trematoda, Notocotylidae). *Physis* 35: 125-130.
4. Ostrowski de Núñez, M. 1977. El ciclo biológico de *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* (Lutz 1928) Dubois 1970 (= *Austrodiplostomum mordax* Szidat y Nani, 1951). *Rev. Mus. Arg. Cienc. Nat. B. Rivadavia, Parasitol.* II: 1-63.
5. Ostrowski de Núñez, M. 1977. Fauna de Agua Dulce de la Republica Argentina. III. Furcocercarias (Trematoda) nuevas de moluscos de las familias Planorbidae y Ancyliidae. *Physis* 37: 117-125.
6. Ostrowski de Núñez, M. 1989. The life history of *Apharyngostrigea simplex* (Johnston 1904) from the ardeid bird *Egretta thula* in Argentina. *Zool. Anz.* 255: 322-337.
7. Ostrowski de Núñez, M., Hamann M.I., Rumi, A. 1990. Larval trematodes of *Schistosoma mansoni*-transmitting snails, *Biomphalaria* ssp. in northeast of Argentina. *Acta Parasitol. Polonica* 35: 85-96.
8. Ostrowski de Núñez, M., Hamann, M.I., Rumi, A. 1991. Population dynamics of planorbid snails from a lenitic biotope in northeastern Argentina. Larval trematodes in *Biomphalaria occidentalis* and analysis of their prevalence and seasonality. *Acta Parasitol. Polonica* 36: 159-166.
9. Ostrowski de Núñez, M. Hamann, M.I., Rumi, A. 1997. Estudio de trematodes larvales en *Biomphalaria* spp.

- (Mollusca, Planorbidae) de la localidad de San Roque, Provincia de Corrientes. *Physis* 53: 20-27.
10. Martorelli, S.R. 2003. Manual de reconocimiento de cercarias con una Introducción al conocimiento de los Digeneos: Cercarias parasitas de *Biomphalaria* spp. en el área de influencia de la represa de Salto Grande. 120 pgs .Libro Electronico formato html CD. ISBN 987-43- 7570-1. CEPAVE. La Plata, Argentina. PIP 02714
  11. Lutz, A. 1917. Observacoes sobre a evoluçao do *Schistosoma mansoni*. *Rev. Soc. Brasil* (1): 41-48.
  12. Lie, K.J., Basch, P. 1967. The life histoty of *Paryphostomum segregatum* Dietz, 1909. *J. Parasitol.* 53: 280-286.
  13. Lie, K.J., Basch, P. 1967. The life history of *Echinostoma paraensei*, (Echinostomatidae). *J. Parasitol.* 53: 1192-1199
  14. Basch, P.F. 1966. *Cotylurus lutzii* n. sp. and its life cycle. *J. Parasitol.* 55: 527-539.
  15. Lie, K.J. 1968. Further Studies on the life history of *Echinostoma lindoense* Sanground and Bonne, 1940 (Trematoda: Echinostomatidae) with a report of its occurrence in Brazil. *Proc. Helm. Soc. Washington* 35: 74-77.
  16. Nasir, P. Gonzalez, G.T., Dia, M.T. 1972. Freshwater larval trematodes XXX. Life cycle or *Petasiger novemdeem* Lutz, 1928. *Proc. Helm. Soc. Washington* 39: 162-168.
  17. Paraense, W. L. 1992. *Halipegus dubius* Klien, 1905 (Trematoda: Hemiuridae): A redescription, with notes on the working of the ovarian complex. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 87: 179-190.
  18. Dias, M. L. G. G. 2002. Ciclo de vida e aspectos ecológicos *Clinostomum complanatum* (Rudolphi, 1814) (Trematoda: Clinostomidae). Tese (Doutorado em Ciências Ambientais) Universidade Estadual de Maringá, Maringá.
  19. Davies, D., Ostrowski de Núñez, M. 2012. The life cycle of *Australapatemon magnacetabulum* (Digenea: Strigeidae) from Northwestern Argentina. *J. Parasitol* 98 (4):000-000 (en prensa)

20. Rosales, J.C., Davies, Hyen Mo Yang, D., Ostrowski de Núñez, M. 2008. Efectos de variaciones de la tasa de infección en la prevalencia de *Australapatemon* sp. en *Biomphalaria tenagophila* en la zona Tres Palmeras, Salta, Argentina. Actas de la Academia Nacional de Ciencias (Córdoba, Argentina) 14: 135-142.
21. Ostrowski de Núñez, M. 1972. Fauna de Agua Dulce de la Republica Argentina. I. Anotaciones sobre Furcocercarias. *Neotropica* 18 (57):137-140.
22. Morris, M. R. 1978. Estados larvales de trematodes digeneos en moluscos dulceacuicolas. *Neotropica* 24 (71):69-72.
23. Hsu, K.C., Lie, K. J., Basch, P.F. 1968. The life history of *Echinostoma rodriguesi* sp. n. *J. Parasitol.* 54: 333-339.
24. Ostrowski de Núñez, M. 1974. Sobre el ciclo biológico de *Episthmium suspensum* (Braun 1901) Travassos 1922. *Rev. Mus. Arg. Cienc. Nat. B. Rivadavia, Parasitol.* I: 153-164.
25. Morris, M. R. 1976. Contribución al conocimiento del parasitismo de *Biomphalaria peregrina* (D'orbigny) (Moll. Gastropoda). *Neotropica* 22 (68):93-98
26. Ostrowski de Núñez, M., Spatz, L., Cappa S.M. 2003. New intermediate hosts in the life cycle of *Zygocotyle lunata* in South America. *J. Parasitol.* 89:193-194.
27. Ostrowski de Núñez, M., Davies, D., Spatz, L. 2011. The life cycle of *Zygocotyle lunata* (Trematoda, Paramphistomoidea) in the subtropical region of South America. *Rev. Mex. Biod.*, 82:581-588.
28. Flores, V., Brugni, N. 2005. *Notocotylus biomphalariae* n. sp. (Digenea: Notocotylidae) from *Biomphalaria peregrina* (Gastropoda: Pulmonata) in Patagonia, Argentina. *Systematic Parasitol.* 61: 207- 214.
29. Ostrowski de Núñez, M. 1981. Fauna de Agua Dulce de la Republica Argentina. X. Cercarias de las superfamilias Echinostomatoidea, Allocreadioidea y Microphalloidea (Trematoda, Digenea). *Rev. Mus. Arg. Ciencs. Nat. B. Rivadavia, Parasitologia* II: 1-9.

30. Ostrowski de Núñez, M. 1982. Die Entwicklungszyklen von *Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum* (Lutz 1928) Dubois 1970 und *D. (A.) mordax* (Szidat y Nani 1951) n. comb. in Sudamerika. *Zool. Anz.* 208: 393-404.
31. Lutz 1935. Evolution du *Clinostomum heluans*. *C. R. Soc. Biol.* 118: 289-290.
32. Rios Leite, A.C., Araújo Costa, J.O., Pezzi Guimarães, M., Dos Santos Lima, W. 1982. The life cycle of *Dendritobilharzia anatarum* Cheatum, 1941 (Trematoda, Schistosomatidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 77: 389-396.
33. Lie, K.J., Basch, P. 1966. The life history of *Echinostoma barbosai* sp.n. (Trematoda: Echinostomatidae). *J. Parasitol.* 52: 1052-1057.
34. Basch, P.F., Sturrock R.F. 1969. Life history of *Ribeiroia marini* (Faust et Hoffman, 1934) n. comb. (Cathaemasiidae). *J. Parasitol.* 55: 1180-1184.
35. Schafranski, N.S., Freitas, M.G., Costa J.O. 1975. Ciclo biológico de *Tryphlocoelum (sic) cucumerinum* (Rudolphi, 1809) (Trematoda, Cyclocoelidae). *Rev. Bras. Biol.* 35: 519-526.
36. Tiduko, M., Rigo Deberaldini, E., Da Silva Cordeiro, N., De Toledo Artigas, P. 1981. Ciclo biológico de *Paraibatrema inesperata* n. g., n. sp. (Trematoda, Paramphistomidae), a partir de metacercárias desenvolvidas em *Biomphalaria tenagophila* (D'Orbigny, 1835) (Mollusca, Planorbidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 76:15-21.
37. Ostrowski de Núñez, M. 1979. Fauna de Agua Dulce de la Republica Argentina. IX. Sobre representantes de la familia Paramphistomatidae (Trematoda) *Physis B* 38(95)55-62
38. Flores, V., Brugni N. 2003. *Catatropis chilinae* n. sp. (Digenea: Notocotylidae) from Chilina dombeiana (Gastropoda: Pulmonata) and notes on its life cycle in Patagonia, Argentina. *Systematic Parasitol.* 52: 89 – 96.
39. Flores, V. R., Semenas, L. G. 2008. Larval Digenean Community Parasitizing the Freshwater Snail, *Chilina dombeyana* (Pulmonata: Chiliniidae), in Patagonia,

- Argentina, with Special Reference to the Notocotyloid *Catantropis chilinae*. *J. Parasitol.* 94: 305 – 313.
40. Semenas, L., Brugni, N., Ostrowski de Núñez, M. 1999. Metacercariae of Echinostomatidae in *Diplodon chilensis* and description of *Echinoparyphium megacirrus* sp. n. in Patagonia (Argentina). *Acta Parasitol.* 44: 63-67.
  41. Prepelitchi, L. 2002. Ciclo evolutivo parcial de dos especies de Echinostomatidae (Trematoda: Digenea) halladas en *Limnaea viatrix* de Cholila, Chubut. Tesis (Licenciada en Ciencias Biológicas). Universidad Buenos Aires, Argentina.
  42. Prepelitchi, L., Ostrowski de Núñez, M. 2007. Echinostomatid larval stages in *Limnaea viatrix* (Gasteropoda: Pulmonata) from southwest Patagonia, Argentina. *J. Parasitol.* 323 – 327.
  43. Sanabria, REF. 2011. Ciclo vital de los Paramphistomidos de rumiantes en regiones templadas de la República Argentina. Tesis doctoral. Universidad Nacional de La Plata. Facultad de Ciencias Veterinarias., p. 95; 31 Figs.
  44. Kleiman F, S Pietrokovsky, L Prepelitchi, A Carbajo, C. Wisnivesky-Colli. 2007. Dynamics of *Fasciola hepatica* transmission in the Andean Patagonian valleys, Argentina. *Vet. Parasitol.* 145: 274-286.
  45. Prepelitchi L, F Kleiman, SM Pietrokovsky, RA Moriena, O.Racioppi, J Alvarez, C Wisnivesky-Colli. 2003. First report of *Limnaea columella* Say, 1817 (Pulmonata: Lymnaeidae) naturally infected with *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758) (Trematoda: Digenea) in Argentina. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 98: 889-891.
  46. Hamann, M. I., Ostrowski de Núñez, M., Rumi A. 1993. Algunos aspectos sobre los parásitos y la dinámica poblacional de *Drepanotrema* spp. (Mollusca, Planorbidae) en un biotopo lenítico del nordeste argentino. *Ambiente subtropical* 3: 19 – 38.
  47. Ostrowski de Núñez, M. 1978. Fauna de agua dulce de la República Argentina.VII. Cercaria de la familia Schistosomatidae (Trematoda, Digenea). *Rev. Mus. Arg. Cienc. Nat. B. Rivadavia,, Parasitol.* 2: 65-76.

- 
48. Martorelli, S.R. 1984. Sobre una cercaria de la familia Schistosomatidae (Diguea) parásita de *Chilina gibbosa* Sowerby, 1841 en el lago Pellegrini, provincia de Río Negro, República Argentina. *Neotrópica* 30: 97-106.
  49. Ostrowski de Núñez, M. 1992. Trematoda. Familias Strigeidae, Diplostomidae, Clinostomidae, Schistosomatidae, Spirorchiidae y Bucephalidae. En "Fauna de Agua Dulce de la República Argentina" (Ed.Z.A.de Castellanos), Vol. 9, fascículo 1. Furcocercarias. 55 pp.
  50. Spatz, L., Gonzalez Cappa, S.M.; Ostrowski de Núñez, M. 2012. Susceptibility of wild populations of *Biomphalaria* spp. from Neotropical South America to *Schistosoma mansoni* and Interference of *Zygocotyle lunata*. *J. Parasitol.* (en prensa)

---

## RELEVAMIENTO MALACOLÓGICO DE ESPECIES DE INTERÉS SANITARIO EN LA PROVINCIA DE MISIONES

*Roberto Enrique Stetson*

*Facultad de Cs Exactas, Químicas y Naturales- UNaM  
Ministerio de Salud Pública de Misiones.*

### INTRODUCCIÓN

La esquistosomiasis y la fasciolosis hepática son helmintiasis que afectan a numerosas personas en América del Norte, Centro América y Sudamérica, la primera de ellas a más de 200 millones de habitantes en el mundo, siendo de este modo la parasitosis que ocupa el segundo lugar luego de la Malaria. Si bien no es una endemia propia de nuestro país existe en Brasil (1-4) y el foco más próximo estaría a 17 kilómetros de Puerto Iguazú. Esta parasitosis, tiene como huésped intermediario en las Américas, al molusco del género *Biomphalaria* con tres especies *B. glabrata* Say (1818), *B. tenagophila* Orbigny (1835) y *B. straminea* Dunker (1848), solo las dos últimas presentes en Argentina.

Por su parte la fasciolosis o distomatosis hepática afecta principalmente al ganado ovino y caprino, en menor grado al bovino, equino, porcino y camélidos sudamericanos y ocasionalmente al hombre.

En ovinos y caprinos, provocando la pérdida de peso, dificultando la asimilación del alimento y redu-

ciendo la producción de leche; se mencionan una pérdida de peso entre el 8 y el 28%, inclusive la muerte (5).

## ANTECEDENTES

Estudios realizados desde el año 1981 por el Programa de Investigación de la Esquistosomiasis del Ministerio de Salud Pública de la Provincia de Misiones, con el objeto de conocer las especies de moluscos gasterópodos que puedan servir de huéspedes intermediarios al *Schistosoma mansoni* Sambon 1907, permitieron constatar que la única especie que podría servir de vector es *B. tenagophila* (6) y que en un periodo de 32 años se han encontrado nuevas localidades para esta especie.

Con los datos obtenidos, se elaboró un mapa malacológico actualizado de su distribución, que permite su control permanente y la vigilancia epidemiológica.

## RESUMEN

*Biomphalaria tenagophila* y *B. straminea* son moluscos planorbídeos que pueden actuar como huéspedes intermediarios del *Schistosoma mansoni*, y *Pseudosuccinea columella* Say 1817 de *Fasciola hepatica* Linnaeus 1758 en la Argentina, motivo por el cual y a los efectos de llevar a cabo una adecuada vigilancia epidemiológica en el área provincial, se requiere contar con información actualizada de la

distribución de las poblaciones de estos caracoles, a tal efecto, el Ministerio de Salud Pública de la Provincia cuenta con un programa específico y viene realizando muestreos periódicos en distintos cuerpos de agua desde el año 1981.

## MATERIALES Y MÉTODOS

La metodología de trabajo consistió en salidas a campo en el área comprendida entre las localidades de Posadas y Puerto Iguazú, sobre la cuenca del Río Paraná y en los Departamentos de Apóstoles y San Javier sobre el río Uruguay.

Se realizaron muestreos mensuales de arroyos y cuerpos de agua naturales y artificiales, que presentan condiciones ecológicas adecuadas para el desarrollo de moluscos gasterópodos del Género *Biomphalaria* y *Pseudosuccinea columella*.

La colecta se llevó a cabo con coladores de 30 cm de diámetro, de malla metálica de 2 mm de apertura, con mangos plásticos o madera de un metro y medio o dos de longitud, con los que se revisó el fondo hasta los 10 cm de profundidad, la vegetación palustre, sumergida y flotante, desde la orilla y hasta un metro.

En cada lugar se llenó una planilla en la que se registró el tipo de margen, sustrato, la profundidad a la que se encuentran los moluscos, tamaño del cuerpo de agua, tipo de vegetación, temperatura ambiente, del agua y el pH.

Los moluscos colectados fueron acondicionados en recipientes plásticos con tapa a rosca y papel absorbente humedecido con agua, posteriormente transportados al laboratorio de Malacología del Programa de Esquistosomiasis, donde se procedió a su identificación, teniendo en cuenta las características conquiliológicas y del aparato reproductor (7-9).

Con los datos obtenidos, se elaboró un mapa actualizado de la distribución de los moluscos de interés, que permitió conocer su ubicación y analizar la dinámica poblacional.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La información obtenida permitió reconocer la presencia de una de las tres especies que actúan como huésped intermediario del *Schistosoma mansoni* en América del Sur y el Caribe, *Biomphalaria tenagophila*, vector de la esquistosomiasis en Brasil (10) y de *Pseudosuccinea columella* vector de *Fasciola hepática* de amplia distribución en América.

En la (Fig.1) se presentan los sitios donde se encontró la presencia de *Biomphalaria tenagophila* y *Pseudosuccinea columella*.

En la provincia de Misiones no se logró información acerca de si se realiza control de fasciolosis en mataderos o frigoríficos y se desconoce la situación epidemiológica, pero se tiene información de la

existencia de fasciolosis en ovinos en el Norte de la Provincia de Corrientes (11).

Una encuesta realizada por la Red de Helmintología para América Latina y el Caribe sobre *Fasciola hepática*, indica que el 86% de los encuestados consideran que es un problema moderado a grave; el 57% como emergente y subestimado, además el 57% que existe escasa capacidad de laboratorios y de profesionales capacitados para el diagnóstico (12).

Desde el año 2000 al 2005 se han descrito más de 2500 casos humanos en 42 países de las Américas (13).

Se considera una enfermedad emergente debido a: los cambios ambientales (fenómeno natural o producido por el hombre); cambios en el manejo; nuevos hospedadores (intermediarios y/o definitivos) y resistencia a antiparasitarios

En lo que respecta a Esquistosomiasis, estudios realizados en el programa de Investigación de la Esquistosomiasis en la Provincia de Misiones del Ministerio de Salud Pública de Misiones y por el Dr. Edgardo Borda del Centro Nacional de Parasitología de Corrientes, no han encontrado moluscos del género *Biomphalaria*, infectados naturalmente con larvas cercarias de *Schistosoma mansoni* y no se denunciaron casos en humanos.

La presencia de *Biomphalaria tenagophila* en el área provincial, la convierte en una zona de riesgo para la radicación de un foco autóctono de esquistosomiasis. Esto se magnifica, con el flujo de inmigrantes

brasileños, que pueden venir infestados de las áreas endémicas del Brasil.

Se suma a ello el lago de la Represa Yacyretá que al embalsar los arroyos, crea nuevos ambientes ecológicos propicios para el desarrollo de poblaciones de éste tipo de moluscos.

Teniendo en cuenta lo antes dicho, los Departamentos con mayor riesgo hasta la fecha son los de Apóstoles y San Javier, debido a la proximidad con Brasil.

Se hace necesario, completar el mapa malacológico en los Departamentos Concepción, 25 de Mayo, Guaraní, San Pedro y Manuel Belgrano y realizar una vigilancia permanente de los moluscos y de las personas provenientes de áreas epidémicas del país limítrofe, a los efectos de proceder adecuadamente e impedir la radicación o la proliferación de la parasitosis en la Provincia.

Los sitios más vulnerables para la radicación de un foco endémico autóctono de esquistosomiasis, sobre la cuenca del río Paraná en la provincia es el Balneario Salto Tabay, ubicado en el Departamento: Libertador General San Martín, debido a que constituye un balneario con amplia afluencia humana y un área natural (modificada), que contiene inclusive una población aborigen con bajos recursos sanitarios y una masto\_ fauna que podría servir de reservorio del *Schistosoma mansoni*, en caso de una infestación del área. Cabe destacar que si bien el balneario cuenta con sanitarios debidamente instalados los mismos suelen estar

clausurados en temporadas bajas y que los pescadores y asistentes ocasionales suelen defecar a campo abierto en proximidades a los cuerpos de agua. Además el sitio señalado es visitado por conductores que provienen del lado brasileño y que pueden vehiculizar cargas parasitarias y contaminar el medio, como ocurriera en el último foco establecido en el Estado de Paraná (Brasil).

La constatación de la existencia de *Pseudosuccinea columela* en el Sudeste de la provincia y teniendo en cuenta el creciente desarrollo de la actividad ganadera bovina, ovina y caprina, sumada las condiciones climáticas y las modificaciones de los cuerpos de agua producidos por la elevación de la cota 83 del embalse de la represa Yacyreta, hacen propicio el surgimiento de focos de fasciolosis hepática en la Provincia.

Los moluscos vectores de las parasitosis antes mencionadas, requieren de un mapeo continuo en todo el área provincial a los efectos de poder establecer una vigilancia epidemiológica.

## CONSIDERACIONES BIOLÓGICAS

La presencia de *Biomphalaria tenagophila* estuvo asociada frecuentemente a las raíces de camalote (*Eichornia rassipes*) y en algunas ocasiones a otras especies palustres.

La profundidad del agua no fue un obstáculo para el encuentro de poblaciones ya que existían plantas flotantes que las albergan.

Hasta la fecha no se encontraron especímenes infestados con *Schistosoma mansoni*, sí con otros tipos de cercarias del tipo Xiphidiocercaria (cercarias con cola simple y con estilete) (14).

## AGRADECIMIENTOS

Se agradece al Personal Técnico del Programa de Investigación de la Esquistosomiasis en la Provincia de Misiones que colaboró con el presente trabajo.

Actualmente las tareas del Programa son financiadas por la Entidad Binacional Yacyretá dentro del Convenio con el Ministerio de Salud Pública de la Provincia de Misiones, como parte de actividades sistemáticas de sus programas ambientales del plan de Manejo del Medio Ambiente (PMMA).

## REFERENCIAS

1. Barreto, M. P. Movimentos migratórios e sua importância na epidemiologia de doenças parasitárias no Brasil. Rev Soc Bras Med Trop 1: 91-102. 1967.
2. Barreto, M. L. Geographical and socioeconomic factors relating to the distribution of *Schistosoma mansoni* infection in an urban area of north-east Brazil. Bull WHO 69: 93-102. 1991.
3. Carvalho, O. S, Rocha RS, Massara CL 1988. Primeiros casos autóctones de esquistossomose mansoni em região do noroeste do estado de Minas Gerais. Rev. Saúde Públ 22: 237-239.
4. Marques, A. C. Migrações internas e as grandes endemias. Rev Brasil Malariol D Trop 31: 137-158. 1979.

5. Olaechea, F. V. Fasciola Hepática Comunicación Técnica Nº 449 Área Producción Animal Ediciones Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria Centro Regional Patagonia Norte. Estación Experimental Agropecuaria Bariloche.
6. Borda, E. y M. J. F. Rea. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 102(2), March 2007.
7. Castellanos, Z. y N. A. Landoni 1981. Molusca Gasteropoda, Limneidae. En: Ringuelet R. A. (ed) Fauna de Agua Dulce de la República Argentina. FECIC, Buenos Aires, 15(5) pp. 53-82.
8. Castellanos, Zulma A. 1991. Molusca Gasteropoda, Planorbidae. En Castellano Z. (ed) Fauna de Agua Dulce de la República Argentina. FECIC, Buenos Aires, 15(8) pp. 1-51.
9. Rumi, A. La familia Planorbidae (Rafinesque, 1815) en la República Argentina. Fauna de agua dulce de la Rep. Arg. Vol. 15, Fac. 8, La Plata, Rep. Arg. P. 1-51.1991.
10. Stetson, R. E. Nuevas Localidades para Biomphalaria Tenagophila (Gasteropoda, Planorbidae) en la Provincia de Misiones, Argentina. Rev. de Cs. y Tec. de la Fac. de Cs. Exact., Quím. y Nat. De la UNaM. Año 10. Nº10ª. 2008.
11. Alvarez, J. D., R. A. Moriena, O. Racioppi, et al. Fasciolosis ovina en el Norte de la Provincia de Corrientes. Comunicaciones Cient. y Tecnol. Univ. Nac. del Nordeste. 2005.
12. Olaechea, F. V. Fasciolosis Impacto sobre la producción y como zoonosis. Comun. Oral. 32º Congreso Argentino de Producción Animal, 2009.
13. Eddi C. Distomatosis. Epidemiología de zoonosis parasitarias transmitidas por alimentos. In: Congreso Latinoamericano de Parasitología, X. Libro de Memorias. Montevideo: OPS. INPPAZ, 1991
14. Ostrowski, M. Trematoda. Familias: Strigeidae, Diplostómidae, Clinostomidae, Schistosomátidae, Spirorchiidae y Bucephalidae. Faun. de agua dulce de la Rep. Arg. Vol. 9, Fac. La Plata, Rep. Arg. p. 1-55. 1992

## **FIGURAS**

**GASTERÓPODOS CONTINENTALES DE  
IMPORTANCIA SANITARIA EN EL NORESTE  
ARGENTINO**  
*Alejandra Rumi y Verónica Núñez*

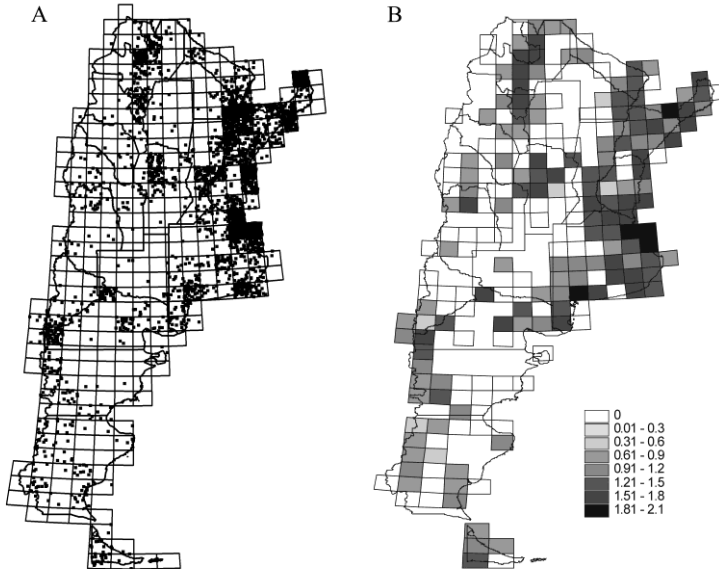


Fig. 1. A: Densidad de registros por unidad de muestreo. B: Valores del Índice de Diversidad de Shannon en cada unidad de muestreo. (De Rumi *et al.* 2006: 31).

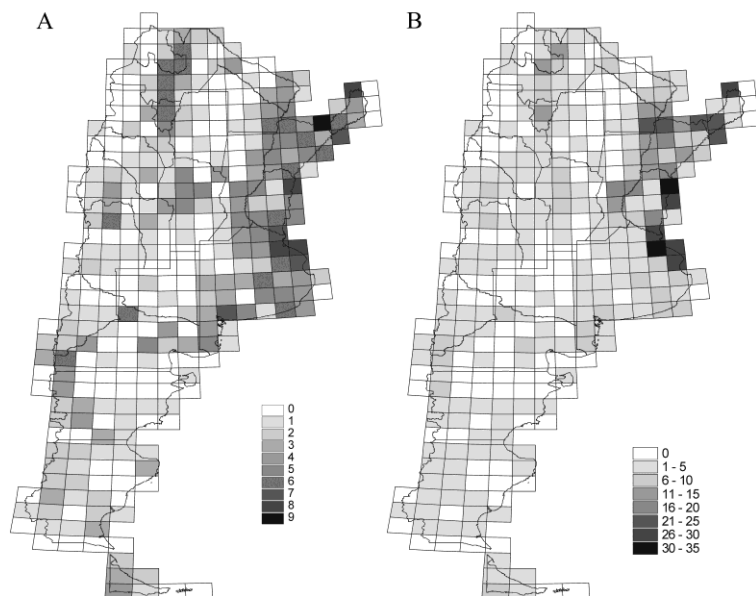


Fig. 2. A: Riqueza de familias en cada unidad de muestreo. B: Riqueza específica en cada unidad de muestreo (De Rumi *et al.* 2006: 31)

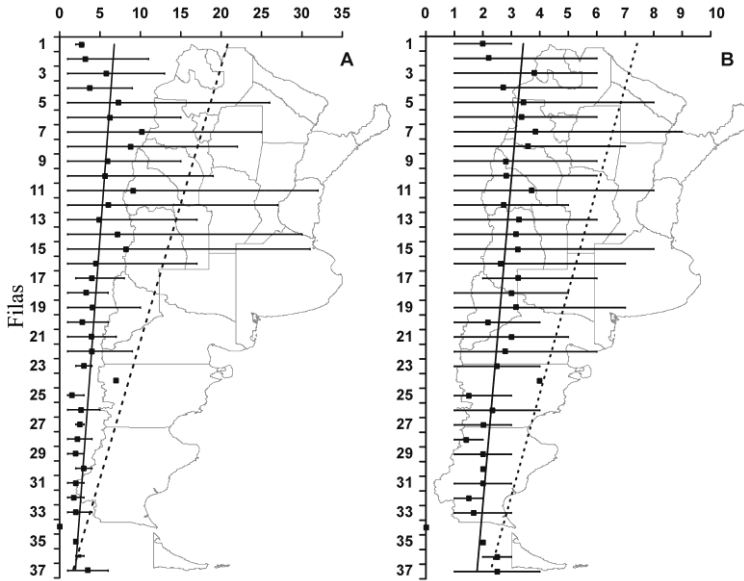


Fig. 3 Gradiente Norte-Sur de riqueza expresado como media (puntos negros y línea continua), máximos (línea punteada) y rango de valores por Unidades de muestreo en cada hilera (fila) de unidades de muestreo. A: Riqueza específica; B: Riqueza de familias. (De Rumi *et al.* 2006: 31).

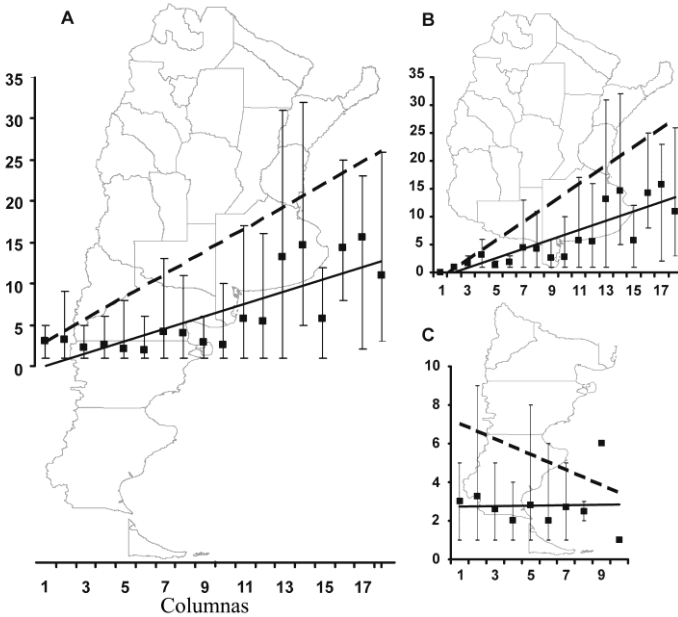


Fig. 4 Gradiente Oeste-Este de riqueza expresado como media (puntos negros y línea continua), máximos (línea punteada) y rango de valores por Unidades de muestreo en cada hilera (columna) de unidades de muestreo. A: en Argentina; B: en Norte argentino; C: en Sur argentino. (De Rumi *et al.* 2006: 31).

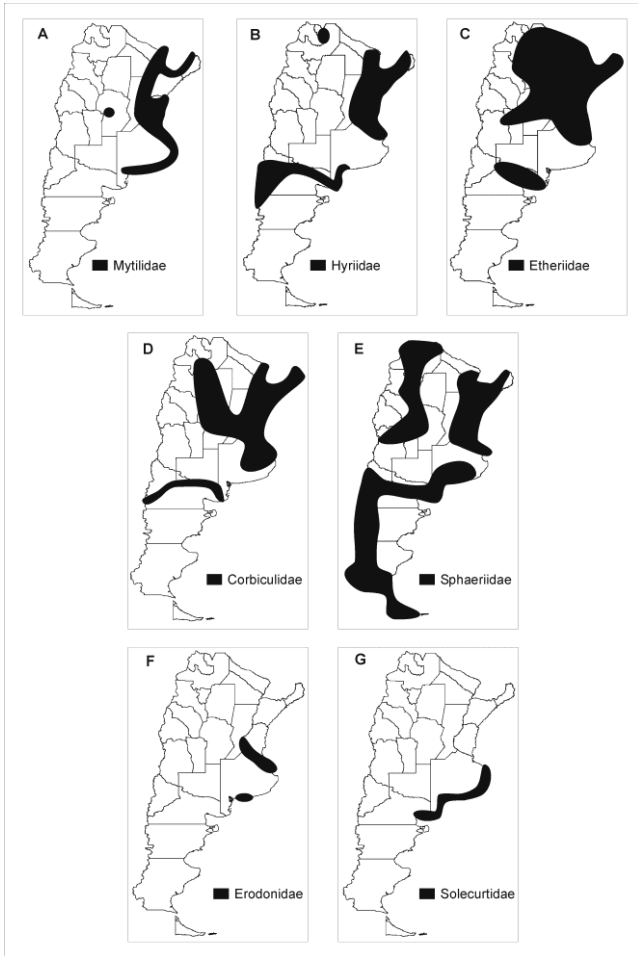


Fig. 5 Distribución de cada familia de Gastropoda dulceacuícolas en la República Argentina (De Rumi *et al.* 2008: 32).

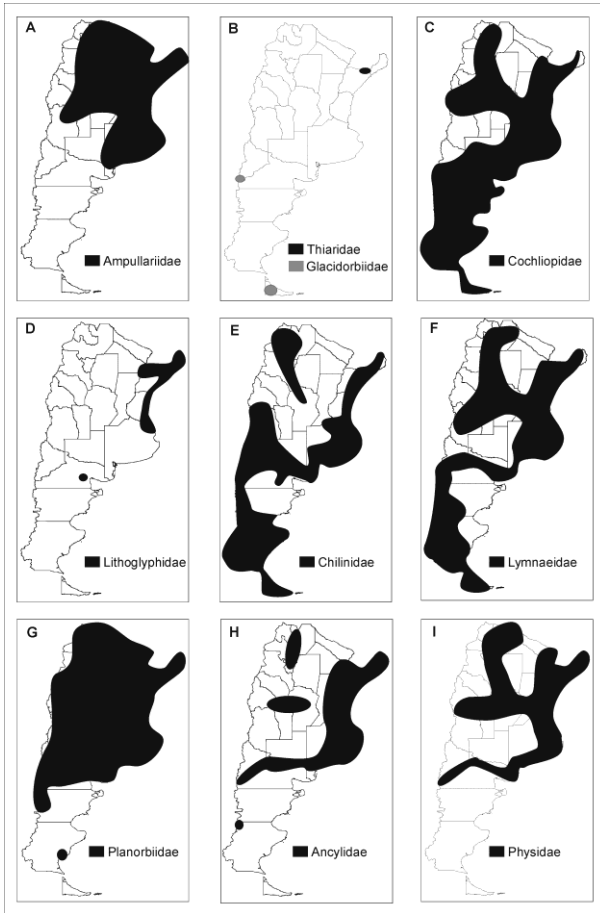


Fig. 6 Distribución de cada familia de Bivalvos dulceacuícolas en la República Argentina. (De Rumi *et al.* 2008: 32).

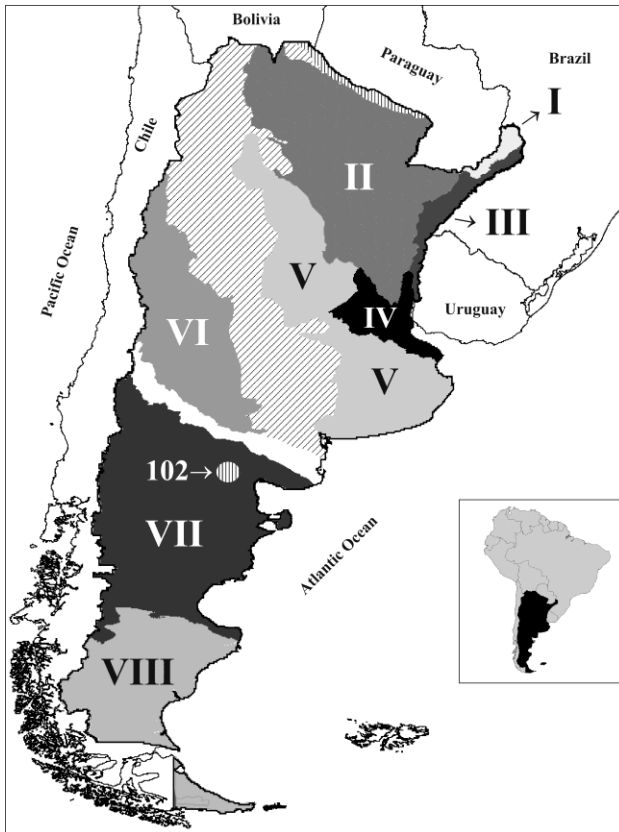


Fig. 7 Provincias argentinas de Gasterópodos límnicolas. I. Misionera; II. Paraná Medio; III. Río Uruguay; IV. Paraná inferior – Río de la Plata; V Central; VI Cuyo; VII. Patagonia Norte; VIII. Patagonia Sur. Zona de Transición (líneas diagonales); Cuencas no asociadas a ninguna provincia (líneas verticales); Cuencas sin registros (áreas en blanco). (De Núñez *et al.* 2010: 34).

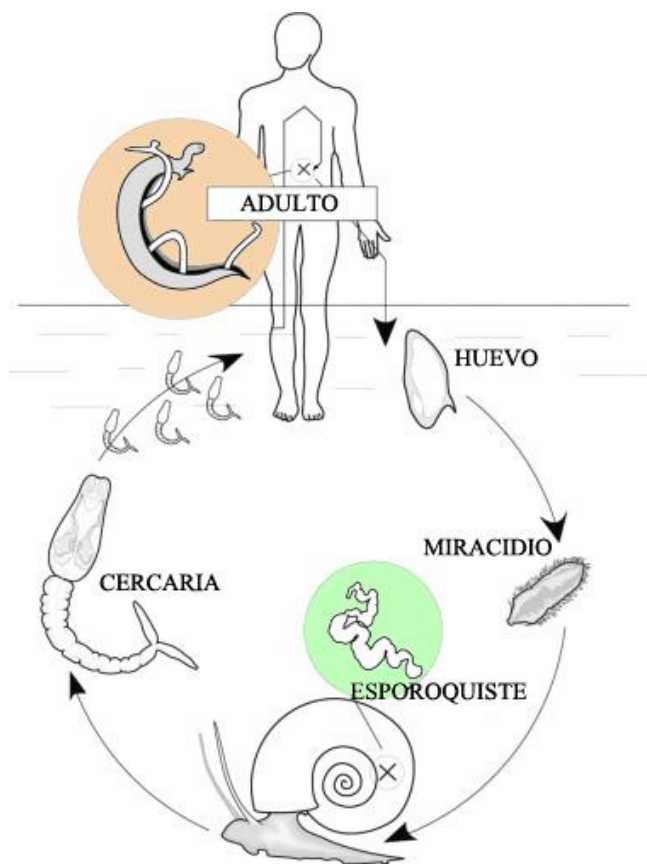


Fig. 8 Ciclo biológico general de la esquistosomiasis.

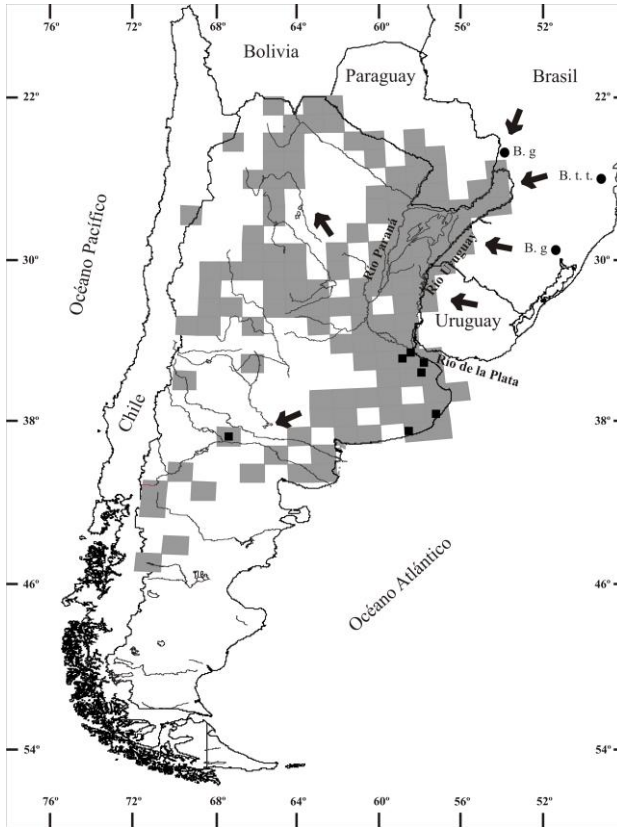


Fig. 9 Focos más australes de Schistosomiasis y posibles vías de dispersión (Flechas) hacia la Argentina. Círculos: focos de Schistosomiasis; Cuadrados: Cercarias Schistosomatidae halladas en la Argentina. Grilla gris: distribución de *Biomphalaria* spp. en la Argentina. *B. g.*: *Biomphalaria glabrata*; *B. t. t.*: *Biomphalaria tenagophila tenagophila*. (De Rumi *et al.* 2011: 50).



Fig. 10. Conchillas de *Biomphalaria tenagophila* (A: lado izquierdo, B: vista apertural) y de *Biomphalaria peregrina* (C: lado derecho, D: vista apertural).



Fig. 11 A: Cercaria de *Schistosoma mansoni*. B: Xifidiocercaria emergida de *B. peregrina*.

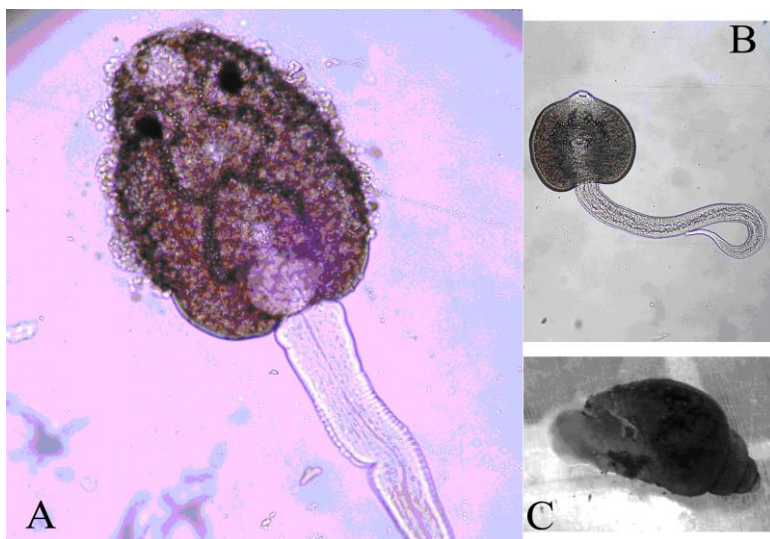


Fig. 12. Cercarias de *Paramphistomum* (A) y *F. hepatica* (B) halladas en *Lymnaea viatrix* (C) (Fotos CEDIVE Tomado de Sanabria 2011).

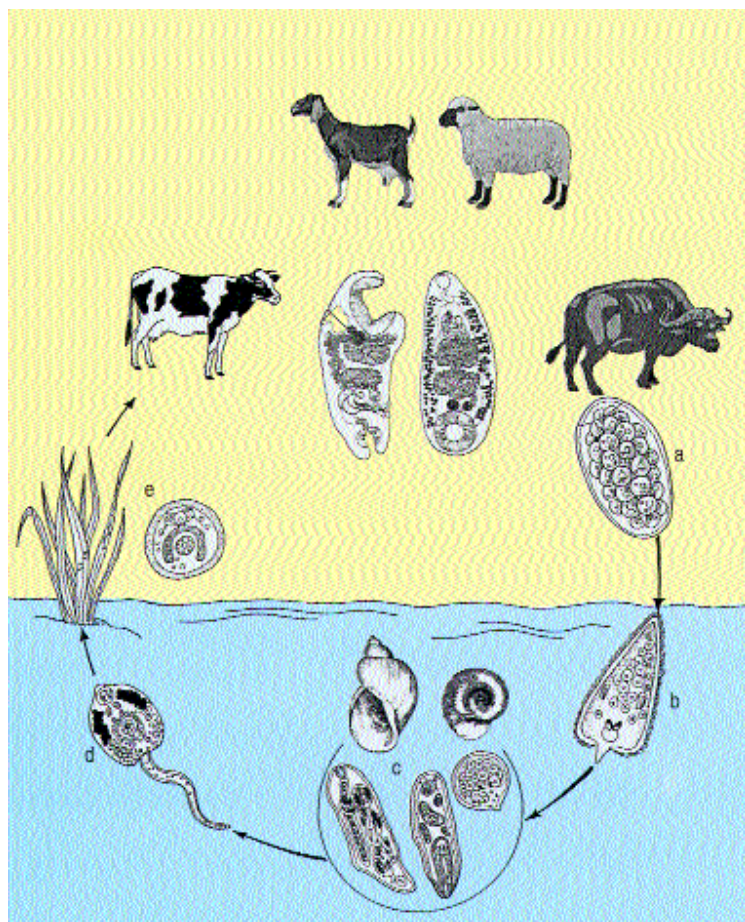


Fig. 13 Ciclo general de Paramphistomiasis en rumiantes (tomado de Loyd, 2003) (91).



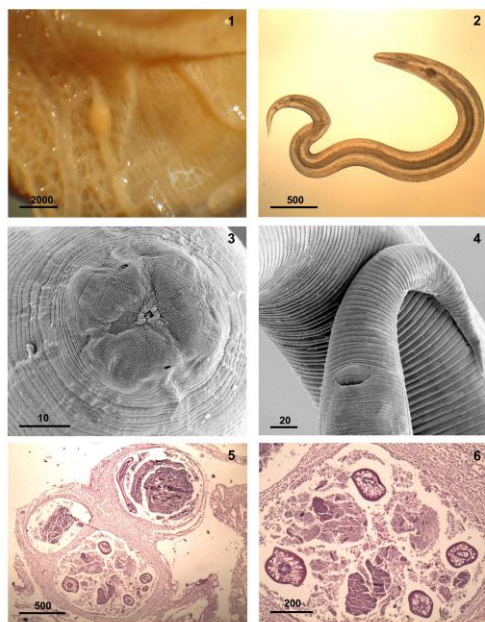
Fig. 14 Cercaria de *Paramphistomum* (A) y Furcocercaria (B) halladas en *Drepanotrema Depressissimum* (C) (Fotos CEDIVE Tomado de Sanabria 2011).



Fig. 15 Conchillas de *Achatina fulica* (A) y *Melanoides tuberculatus* (B).

**ESTADO ACTUAL DEL CONOCIMIENTO DE LAS  
PARASITOSIS DEL MOLUSCO INVASOR ACHATINA  
FULICA EN LA ARGENTINA.  
SU IMPORTANCIA COMO POSIBLE VECTOR DE  
ANGIOSTRONGILIASIS**

*Julia Inés Diaz, Eliana Lorenti, Romina Valente, Sofía  
Capasso, Diego Gutierrez Gregoric, Graciela Teresa  
Navone*



**Figuras 1-6.** 1. Nódulo en cavidad paleal. Juvenil (J3) tipo *Strongyluris*. 2. Juvenil (J3) tipo *Strongyluris* liberado del nódulo (MO). 3. Detalle extremo anterior, vista apical (MEB). 4. Juvenil (J3) tipo *Strongyluris*. Detalle extremo posterior (MEB). 5-6. Juvenil (J3) tipo *Strongyluris*. Corte transversal nódulo y nematode en su interior (MO).

## FASCIOLA HEPATICA: EPIDEMIOLOGÍA Y CONTROL EN LA REGIÓN NORESTE DE ARGENTINA

Lucila Prepelitchi y Cristina Wisnivesky-Colli

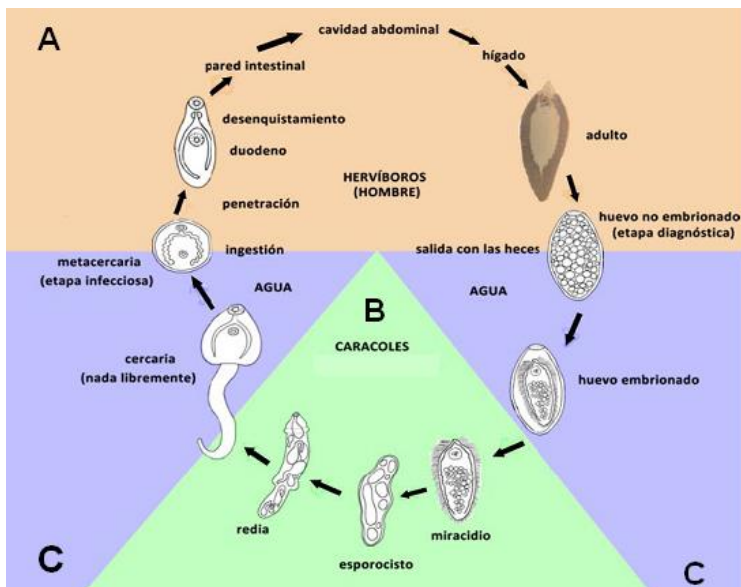


Fig. 1 Ciclo de vida de *Fasciola hepatica*. A. Desarrollo en el hospedador definitivo, B. Desarrollo en el hospedador intermediario, C. Desarrollo en el medio ambiente.

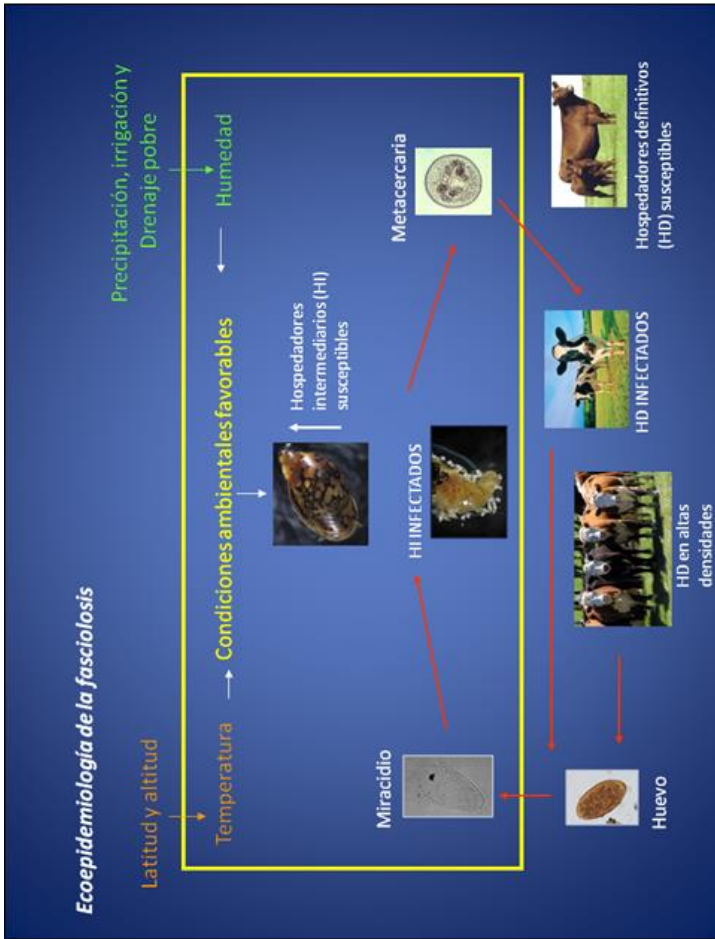


Fig. 2 Epidemiología de la fasciolosis.

Año	Total País		Regiones											
	Decomiso (%)	P (%)	NOROESTE		NORESTE		CUYO		PAMPEANA		PATAGÓNICA			
			Decomiso (%)	P (%)	Decomiso (%)	P (%)	Decomiso (%)	P (%)	Decomiso (%)	P (%)	Decomiso (%)	P (%)		
1997	114.559	1,1	759	0,7	16.600	2,9	4.557	1,3	77.275	0,6	15.368	9,6		
1998	89.118	0,9	1.092	1,3	12.480	2,9	4.326	1,7	59.837	0,7	11.383	8,0		
1999	85.362	0,8	845	1,1	14.653	3,3	4.976	1,5	51.127	0,5	13.761	8,4		
2000	78.114	0,7	934	1,1	10.998	2,4	3.897	1,1	47.987	0,5	14.298	7,5		
2001	66.662	0,7	1.094	1,5	10.577	2,3	3.177	1,2	43.263	0,5	8.551	5,0		
2002	85.949	0,9	2.463	2,5	9.135	2,5	3.755	1,2	60.193	0,7	10.403	7,0		
2003	105.534	1,0	1.636	1,8	11.967	3,0	5.564	1,9	75.770	0,8	10.597	7,1		
2004	152.850	1,3	2.013	1,8	26.934	4,6	4.072	1,4	111.576	1,0	8.255	5,0		
2005	144.040	1,2	3.127	2,5	22.300	3,9	4.020	1,2	101.314	0,9	13.279	7,8		
2006	131.372	1,2	2.314	2,4	22.469	4,7	3.992	1,2	88.879	0,9	13.718	8,5		
2007	126.554	1,0	2.747	2,3	23.725	4,5	5.652	1,4	85.030	0,8	9.400	5,4		

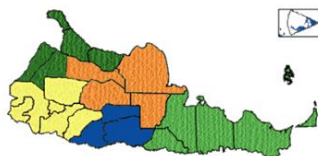


Fig.3 Prevalencia nacional y regional en ganado bovino, calculada a partir del número de hígados decomisados por distomatosis en frigoríficos nacionales registrados por el SENASA en el período 1997-2007. Ref: P= Prevalencia

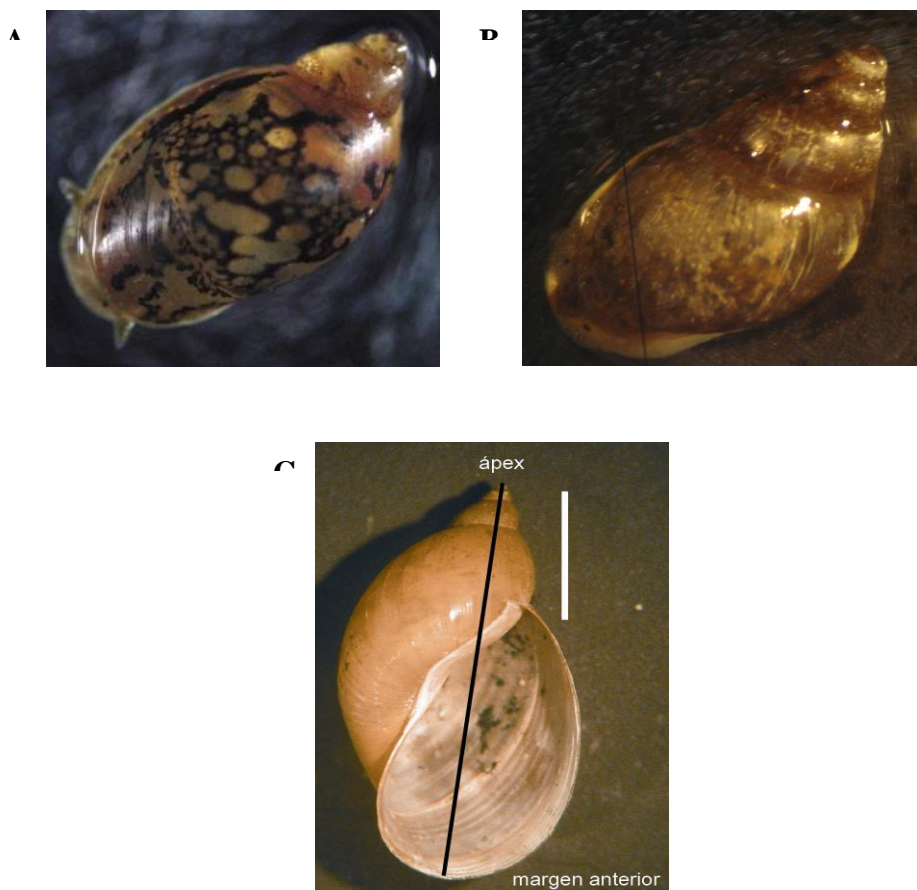


Figura 4: A) Aspecto externo de *Lymnaea columella* (Berón de Astrada, Corrientes, Argentina), B) Aspecto externo de *Lymnaea viatrix*. C) Conchilla de lymneido en vista ventral. Línea negra: longitud entre el ápex y el margen anterior. Escala: 5 mm

**TREMATODES DIGENEOS LARVALES QUE PARASITAN *BIOMPHALARIA* SPP., Y OTROS MOLUSCOS PULMONADOS EN LA REPÚBLICA ARGENTINA**

*Margarita Ostrowski de Núñez y Monika I. Hamann*

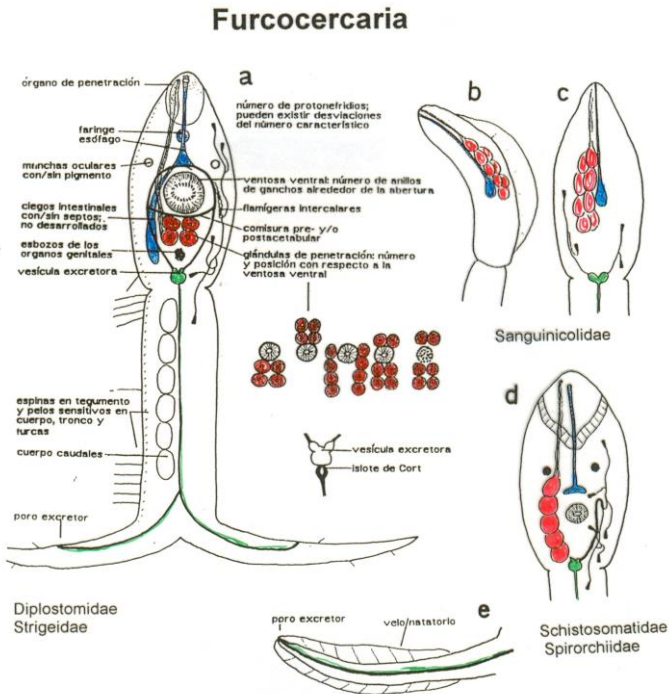


Fig.1

### Echinocercaria

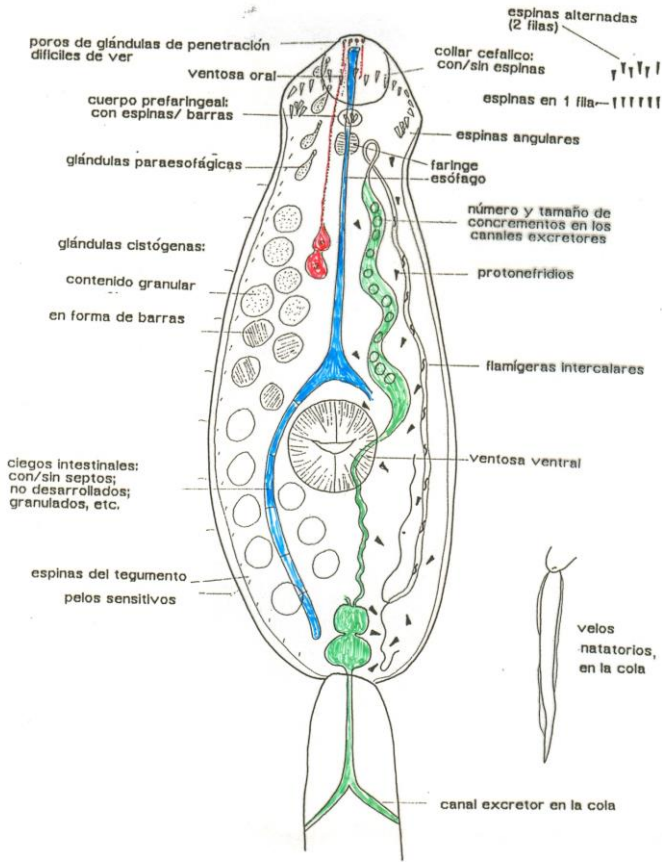


Fig.2

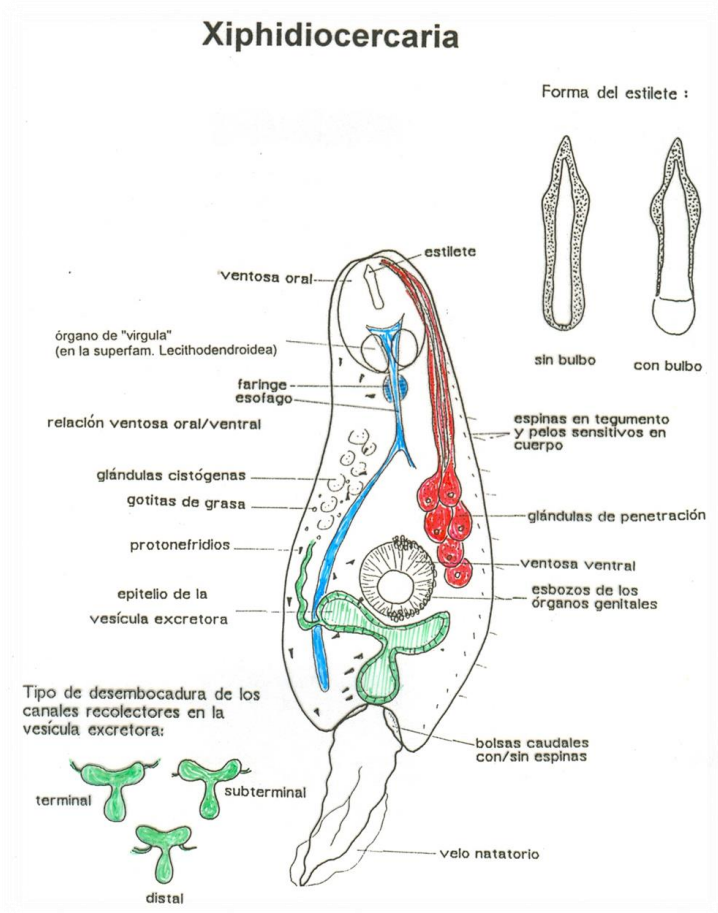


Fig.3

Superfamilia **Paramphistomatoidea**

Cercaria **Amphistoma**

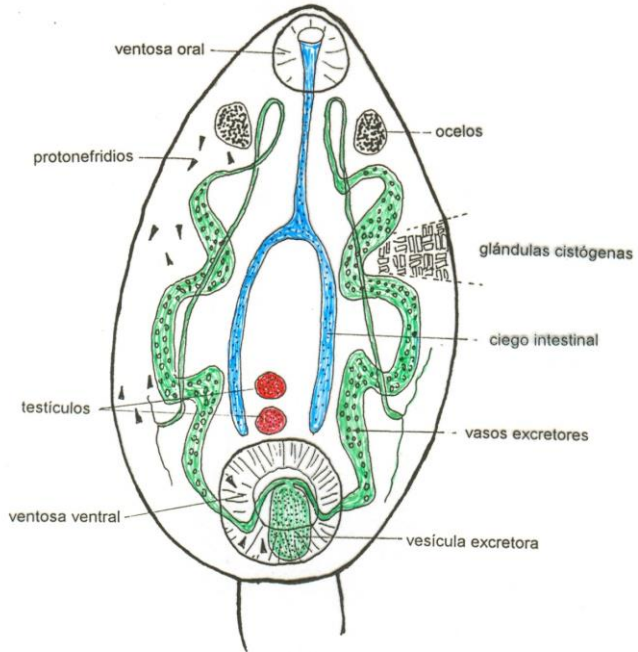


Fig.4

Superfamilia **Notocotyloidea**

Cercaria **Monostoma**

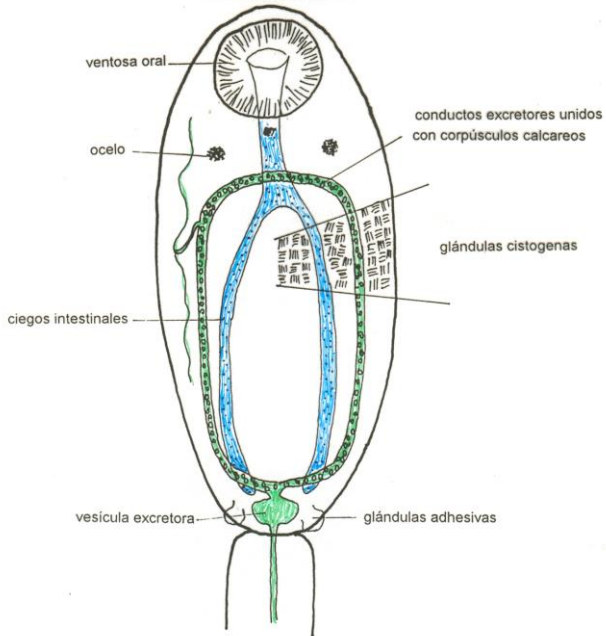


Fig.5

Cercaria **Cystophora**

Superfamilia **Hemiuroidea**

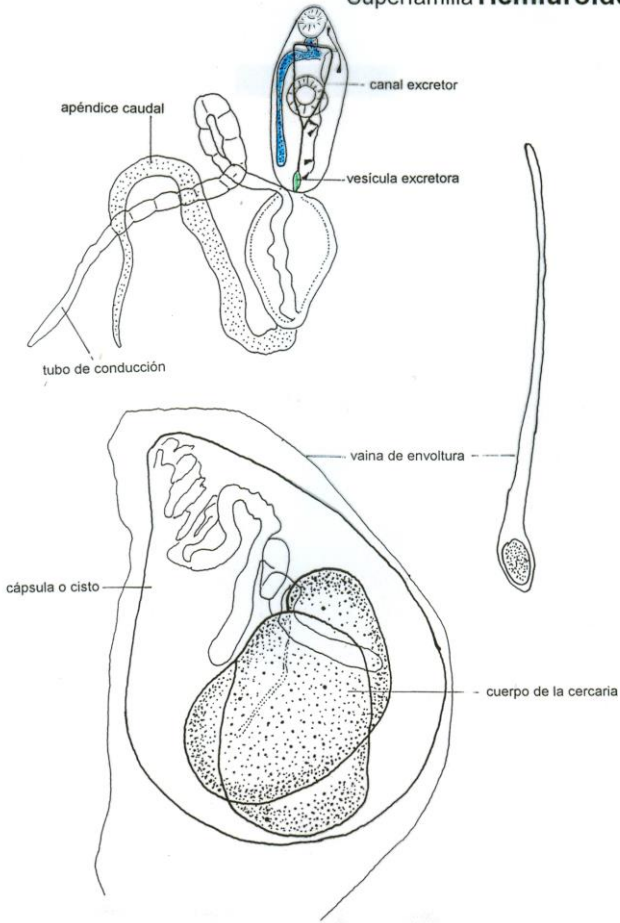


Fig.6

## RELEVAMIENTO MALACOLÓGICO DE ESPECIES DE INTERÉS SANITARIO EN LA PROVINCIA DE MISIONES

*Roberto Enrique Stetson*



Fig. 1 MAPA DE SITIOS DONDE SE HAN ENCONTRADO *B. tenagophila* ● y *Pseudosuccinea columella*

1) Destacamento Prefectura en Nemesio Parma en el Dep. Capital; 2) Lagunas y Zanjones de la costa del Río Paraná en Posadas Dep. Capital; 3) A° Zaimán en el Dep. Capital; 4) A° Garupá en el Dep. Capital; 5) Arroyito Destacamento de Prefectura Candelaria. 6) A° San Juan en el Dep. Candelaria; 7) Laguna del Puerto de Santa Ana en el Dep. Candelaria; 8) A° Tabay en el Dep. Libertador Gral San Martín. 9) Represa Cueva Mini próximo A° Piray Miní, en el Dep. Eldorado. 10) Lago de la Represa Uruguai en el Dep. Iguazú. 11) Laguna Salvinia Dep. San Javier; 12) Laguna Staquievik Dep. San Javier; 13) Laguna Itacaruaré Dep. San Javier; 14) Laguna Chaikouski Dep. Apóstoles; 15) Laguna Tarnousky Dep. Apóstoles

## **AUTORES**

### **Sofía Carolina Capasso**

Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores  
(CCT La Plata, CONICET-UNLP), Calle 2 n° 584,  
1900 La Plata, Argentina.

[scapasso@cepave.edu.ar](mailto:scapasso@cepave.edu.ar)

### **Julia Inés Diaz**

Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores  
(CCT La Plata, CONICET-UNLP), Calle 2 n° 584,  
1900 La Plata, Argentina.

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y  
Tecnológicas (CONICET)

[jidiaz@cepave.edu.ar](mailto:jidiaz@cepave.edu.ar)

### **Diego Gutierrez Gregoric**

División Zoología Invertebrados, Museo de La  
Plata, Facultad de Ciencias Naturales y Museo,

Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Paseo del Bosque s/n, 1900, Argentina.

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Tecnológicas (CONICET).

[dieguty@fcnym.unlp.edu.ar](mailto:dieguty@fcnym.unlp.edu.ar)

**Monika I. Hamann**

Centro de Ecología Aplicada del Litoral (CECOAL), Ruta 5, km 2,5 - W 3400 AMD Corrientes.

Argentina.

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET).

[monika\\_hamann@yahoo.com](mailto:monika_hamann@yahoo.com)

**Eliana Andrea Lorenti**

Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CCT La Plata, CONICET-UNLP), Calle 2 n° 584, 1900 La Plata, Argentina.

[elorenti@cepave.edu.ar](mailto:elorenti@cepave.edu.ar)

**Graciela Teresa Navone**

Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores  
(CCT La Plata, CONICET-UNLP), Calle 2 n° 584,  
1900 La Plata, Argentina.

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y  
Tecnológicas (CONICET)

[gnavone@cepave.edu.ar](mailto:gnavone@cepave.edu.ar)

**Verónica Núñez**

División Zoología Invertebrados. Facultad de  
Ciencias Naturales y Museo. Universidad Nacional  
de La Plata. Paseo del Bosque s/n (B1900FWA),  
La Plata, Argentina.

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y  
Técnicas (CONICET).

[nmariaveronik@yahoo.com.ar](mailto:nmariaveronik@yahoo.com.ar)

**Margarita Ostrowski de Núñez**

Facultad de Ciencias Exactas y Naturales,  
Departamento de Biodiversidad y Biología  
Experimental, Laboratorio de Helmintología (Nº 52),  
Ciudad Universitaria, Int. Güiraldes 2160, Pabellón  
II, 4º piso, C1428 EGA Buenos Aires. E-mail:

[ostrowskimargarita@gmail.com](mailto:ostrowskimargarita@gmail.com)

**Lucila Prepelitchi**

Unidad de Ecología de Reservorios y Vectores de  
Parásitos, Departamento de Ecología, Genética y  
Evolución, Facultad de Ciencias Exactas y  
Naturales, UBA. Ciudad Universitaria - Intendente  
Güiraldes 2160, Pabellón 2 - Piso 4º -Laboratorio  
55, Cdad autónoma de Buenos Aires (C1428EGA),  
Argentina

[lucilap@ege.fcen.uba.ar](mailto:lucilap@ege.fcen.uba.ar)

**Alejandra Rumi**

División Zoología Invertebrados. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Universidad Nacional de La Plata. Paseo del Bosque s/n (B1900FWA), La Plata, Argentina.

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET).

[alerumi@fcnym.unlp.edu.ar](mailto:alerumi@fcnym.unlp.edu.ar)

**Roberto Enrique Stetson**

Cátedra de Biología Animal, Facultad de Ciencias Exactas, Químicas y Naturales- Félix de Azara 1552 C.P. 3300, Posadas, Misiones, Argentina.

Teléfono – Fax: 0376-4422186,

[stetson@fcegyn.unam.edu.ar](mailto:stetson@fcegyn.unam.edu.ar)

Programa de Investigación de la Esquistosomiasis en la Provincia de Misiones, Ministerio de Salud Pública de Misiones. Hospital Baliña, Ruta 12 S/Nº. C.P. 3300 Posadas – Misiones – Argentina.

Teléfono: 0376 – 4458284.

[robertostetson@gmail.com](mailto:robertostetson@gmail.com)

**Romina Valente**

Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores  
(CCT La Plata, CONICET-UNLP), Calle 2 n° 584,  
1900 La Plata, Argentina /INMeT

[romina\\_valente81@hotmail.com](mailto:romina_valente81@hotmail.com)

**Cristina Wisnivesky-Colli**

Unidad de Ecología de Reservorios y Vectores de  
Parásitos, Departamento de Ecología, Genética y  
Evolución, Facultad de Ciencias Exactas y  
Naturales, UBA. Ciudad Universitaria - Intendente  
Güiraldes 2160, Pabellón 2 - Piso 4° -Laboratorio  
55, Cdad autónoma de Buenos Aires (C1428EGA),  
Argentina

[criswi@ege.fcen.uba.ar](mailto:criswi@ege.fcen.uba.ar)

## **OTROS PARTICIPANTES E INVITADOS AL TALLER**

### **INMUNOVA**

Linus Spatz

[Linus@inmunova.com](mailto:Linus@inmunova.com)

### **SENASA**

Paola Amiotti

[pamiotti@senasa.gov.ar](mailto:pamiotti@senasa.gov.ar)

Guillermo Gaudio

[ggaudio@senasa.gov.ar](mailto:ggaudio@senasa.gov.ar)

Enrique Gimenez

[enrique\\_gimenez67@yahoo.com.ar](mailto:enrique_gimenez67@yahoo.com.ar)

Jorge Orellana

[jorellan@senasa.gov.ar](mailto:jorellan@senasa.gov.ar)

**Ministerio de Salud de la Nación  
INEI-ANLIS Malbrán/MSAL**

Silvana Carnevale

[silvana@anlis.gov.ar](mailto:silvana@anlis.gov.ar)

**INMeT**

Sergio Casertano

[casertanoameri@yahoo.com.ar](mailto:casertanoameri@yahoo.com.ar)

María Romina Rivero

[marominarivero@yahoo.com.ar](mailto:marominarivero@yahoo.com.ar)

Oscar Daniel Salomon

[dsalomon@msal.gov.ar](mailto:dsalomon@msal.gov.ar)

**Programa Nacional de Control de  
Enfermedades Zoonóticas - ProNCEZ**

Natalia Casas

[nacasas@msal.gov.ar](mailto:nacasas@msal.gov.ar)

Laura Geffner

[laura.geffner@gmail.com](mailto:laura.geffner@gmail.com)

