

IMPORTANCIA DE LOS MOLUSCOS COMO VECTORES EN LA ANGIOSTRONGILIASIS Y PRIMERA CITA DE *ALLOPEAS CLAVULINUM* (POTIEZ & MICHAUD, 1838) (MOLLUSCA: ACHATINIDAE: SUBULININAE) EN ESPAÑA

Dr. Julio Talaván Serna¹ / Dra. Sandra Rodríguez Martínez²

¹ Servicio de Anestesiología y Reanimación. Hospital General Obispo Polanco. Teruel

² MIR Medicina Familiar y Comunitaria. Servicio de Urgencias. Hospital General Obispo Polanco. Teruel

RESUMEN

Se aporta una breve revisión sobre la angiostrongiliasis neural y la angiostrongiliasis abdominal incidiendo en papel de los moluscos continentales como vectores de su diseminación, aportando una breve recopilación de las familias y/o géneros más frecuentemente implicados como vectores de dicha parasitosis, con especial interés en las especies exóticas citadas en España.

Además, Se da a conocer la primera cita para *Allopeas clavulinum* (Potiez & Michaud, 1838) en España, así como datos sobre la distribución y posición taxonómica. Debido a su naturaleza dispersiva asociada a invernaderos y jardines de flora exótica, resulta interesante conocer nuevas citas en áreas alejadas de su distribución original, al ser también un hospedador la angiostrongiliasis..

PALABRAS CLAVE

angiostrongylus, angiostrongiliasis, moluscos, *Allopeas clavulinum*, achatinidae, ibérica, España

IMPORTANCE OF MOLLUSCS AS VECTORS ON ANGIOSTRONGYLIASIS AND FIRST RECORD OF *ALLOPEAS CLAVULINUM* (POTIEZ & MICHAUD, 1838) (MOLLUSCA: ACHATINIDAE: SUBULININAE) FOR SPAIN

ABSTRACT

A brief review of neural angiostrongylosis and abdominal angiostrongylosis is provided, based on the importance of continental molluscs as vectors. A brief compilation of the families and/or genera most frequently implicated is provided, with special interest of the exotic species cited for Spain.

In addition, we expose the first record of *Allopeas clavulinum* (Potiez & Michaud, 1838) for Spain, with some data about its range and taxonomic position. Due to its dispersive nature, associated with greenhouses and gardens of exotic flora, and its paper as host of *Angiostrongylus*, it is interesting to know these new reports.

KEYWORDS

angiostrongylus, angiostrongylosis, molluscs, *Allopeas clavulinum*, achatinidae, iberian, Spain.

Revisión Científica

INTRODUCCIÓN

La presencia de especies exóticas en un ecosistema favorece la extensión de las parasitosis por varios motivos. En primer lugar, proporcionando otro huésped “de novo” susceptible de ser infectado en un medio donde la enfermedad ya existía, y por otro, porque el nuevo vector exótico de la enfermedad puede colonizar nuevos hábitats y regiones geográficas llevando consigo la enfermedad a áreas donde ésta no estaba previamente presente²⁻⁵.

Uno de los casos más paradigmáticos es el del caracol *Lissachatina fulica*, gasterópodo oriundo de África central que ha sido introducido en zonas (sub)tropicales de América, Asia e indopacífico muy alejadas de su área de distribución original y que ha favorecido la diseminación de varias parasitosis, entre ellas la angiostrongiliasis, a áreas donde no eran conocidas⁵⁻⁶.

Los primeros datos de *Angiostrongylus* en España son de 2010, en la isla de Tenerife⁷⁻⁸ y de 2019, en la isla de Mallorca. En el primer caso, infectando a ratas y varias especies de moluscos terrestres; en el segundo caso, parasitando al erizo moruno *Atelerix algirus*. Recientemente se ha descrito también su presencia en ratas (*Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*) de la ciudad de Valencia, constituyendo la primera cita en la Península Ibérica⁴³.

Además de *L. fulica*, existen multitud de especies de moluscos que pueden actuar como hospedadores de estos parásitos, con el agravante de que varias de ellas tienen un marcado carácter colonizador⁹, y su relevancia en la dispersión de la angiostrongiliasis y otras parasitosis debe tenerse presente⁵⁻⁶. Entre estos moluscos vectores de angiostrongiliasis, se hallan varias especies de la subfamilia *Subulininae* que han sido citadas como introducciones en invernaderos de Europa, donde ocasionalmente se encuentra gran densidad de individuos, a pesar de su carácter exótico. De ellas, *Opeas hannense* (Rang, 1831), *Allopeas clavulinum* (Potiez & Michaud, 1838), *Subulina octona* (Bruguiere, 1789), *Subulina striatella* (Rang, 1831), además de *Paropeas achatinaceum* (Pfeiffer, 1846) y *Allopeas gracile* (Hutton, 1834), han sido las más frecuentemente notificadas⁹.

El objetivo de este artículo es remarcar el interés de los moluscos como dispersores de la

angiostrongiliasis, considerada una enfermedad emergente, y dar a conocer la primera cita en España para *Allopeas clavulinum* (Potiez & Michaud, 1838).

MATERIAL Y MÉTODOS

Se realiza una revisión bibliográfica no sistemática de las especies de moluscos continentales documentadas como hospedadores de *Angiostrongylus*^{1-8,10-14,21-39,41-42}, con especial interés a las especies descritas (nativas o introducidas) en el marco de la península ibérica, islas Baleares y Canarias.

El material de *A. clavulinum* fue recogido manualmente y su determinación se realizó mediante el examen conquiológico, al no hallarse individuos vivos. Se realiza una breve revisión sobre dicha especie^{9,15-20}.

Descripción

Concha más alta que ancha, de aspecto cilindro-cónico al presentar mayor anchura en su porción inferior. Consta de 7 vueltas de espira muy poco convexas, siendo la última de ellas la mayor de todas suponiendo más de 1/3 de la altura total de la concha. Superficie lisa, brillante, sin objetivarse estriación. Coloración amarillento-verdosa, translúcida. Suturas poco marcadas debido a la escasa globosidad de la espira, pero patentes. Ápice prominente, pero no en exceso, con la protoconcha lisa y brillante. Abertura ovoide, más ancha y redondeada en su margen inferior, haciéndose angulosa y estrecha en su porción superior. Peristoma fino, cortante, no engrosado, apenas levemente reflejo a nivel del borde columelar, que es recto. Ombligo casi imperceptible, como una fina ranura. Dimensiones: 4,5-6,0 mm de altura y 2,0-2,6 mm de diámetro.

Cita

Valencia: Jardín Botánico. Material estudiado: 2 conchas adultas (29-12-2021). Nuevos hallazgos el 06-04-2023, con 2 conchas adultas. En total: 4 ejemplares.

Coordenadas: 39° 28' 37" N, 0° 23' 12" W. Altitud: 12 msnm. Recogidas en los invernaderos, bajo el mantillo al pie de las raíces de las plantas. JTS y SRM leg.

DISCUSIÓN

El género *Angiostrongylus* constituye un género de nematodos representado por unas 18 especies, siendo *A. cantonensis* (Chen, 1935) responsable de la angiostrongiliasis neural y *A. costaricensis* Morera & Céspedes, 1971, de la angiostrongiliasis abdominal. Ambas son las entidades más frecuentes de angiostrongiliasis en el ser humano.

La distribución geográfica de *A. cantonensis* incluye todos los continentes habitados, aunque parece establecido su origen asiático, donde se circunscriben la mayor parte de los casos. *A. costaricensis*, por el contrario, es un endemismo del centro y sur de América, con un área de distribución respecto a *A. cantonensis* más reducida.

Angiostrongylus cantonensis fue descrito por primera vez en el sur de China, parasitando el aparato respiratorio de las especies *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*^{7,8,10} y poco después, en 1937, se notificó en Taiwán el primer caso de meningoencefalitis eosinofílica humana producida por este nematodo^{7,8,10}. El ciclo biológico de estas especies es indirecto y heteroxeno; inicialmente los parásitos adultos de *A. cantonensis* viven en las arterias pulmonares de las ratas. Las hembras ponen huevos que liberan larvas jóvenes (estadio 1) que migran a la faringe, donde son deglutidas y pasan al intestino para ser eliminada con las heces. Estas larvas en estadio 1 penetran o son ingeridas por un huésped intermedio, habitualmente caracoles, babosas, crustáceos etc. y evolucionan al segundo y tercer estadio larval. Cuando el hospedador definitivo ingiere al hospedador intermedio infectado, la larva en estadio 3 migra al cerebro y se transforma en un adulto joven. Los adultos jóvenes, ya en estadio 4, regresan por el sistema venoso y luego migran, vía ventrículo derecho y las arterias pulmonares, al pulmón, donde la hembra deposita los huevos que tras eclosionar dan lugar a una larva estadio 1 que tras abrirse paso destruyendo los bronquiolos y los alveolos, llega a la tráquea, ascendiendo hasta la faringe para ser deglutida y pasar al aparato digestivo y excretarse a través de las heces, iniciando nuevamente el ciclo.

El hospedador definitivo donde el parásito logra reproducirse lo constituyen los roedores, en particular las especies del género *Rattus*. No obstante, también afecta accidentalmente a otros mamíferos. El ser humano, como hospedador accidental, adquiere la infección al comer los hospedadores intermedios parasitados (moluscos y crustáceos, generalmente). El parásito, una vez llega al cerebro de los pacientes infectados, se acantona o quizá consigue llegar a la circulación pulmonar, pero sin poder completar su maduración y llevar a cabo la reproducción. Por ello no hay huevos en las heces de pacientes con angiostrongiliasis.

El cuadro clínico más frecuente es el de una meningitis o meningoencefalitis eosinofílica. El daño cerebral se produce, por una parte, por destrucción directa del parénquima, los ventrículos cerebrales y las meninges a causa del parásito, y por otro, por la respuesta inflamatoria mediada por los eosinófilos ante el parásito, que liberan multitud de sustancias vasoactivas y desencadenan alteraciones vasculares, con inflamación y edema cerebral (Tabla 1). Existen 22 casos documentados de angiostrongiliasis neural humana en Europa, y todos ellos, con excepción de un caso dudoso en Francia, importados de otros países. La baja cantidad de casos descritos de encefalitis eosinofílica, incluso en áreas donde el parásito es frecuente podría ser motivada por el infradiagnóstico, al ser confundida con cuadros víricos⁷.

El diagnóstico de la enfermedad requiere un alto grado de sospecha: signos clínicos, unido a la existencia de viajes a zonas donde dicha parasitosis es frecuente y con ingesta de posibles hospedadores del parásito, con periodo de incubación de 1-4 semanas. Como se ha comentado anteriormente, no se hallan huevos ni larvas en las heces de los pacientes con angiostrongiliasis. La aparición de altos títulos de anticuerpos y la eosinofilia en el LCR o sangre son hallazgos frecuentes, pero no específicos. La detección del parásito en el líquido cefalorraquídeo es diagnóstica, pero raras veces se produce. Las pruebas serológicas, detección de la glicoproteína 31kDa, técnicas de ELISA y el diagnóstico por PCR del líquido cefalorraquídeo son eficaces, pero raramente se dispone de

Revisión Científica

ellas. El tratamiento incluye medidas de soporte con administración de antiinflamatorios y analgésicos (AINES, paracetamol, corticoides) y el control de la HTC (diuréticos, manitol), ya que el cuadro suele ser autolimitado. Los antihelmínticos (albendazol, mebendazol) tienen un efecto controvertido, ya que, al matar a la larva, se liberan antígenos parasitarios que incrementan la respuesta inflamatoria local y el cuadro clínico empeora.

La angiostrongiliasis abdominal fue definida en 1952 aunque su agente causal, *Angiostrongylus costaricensis*, no fue descrito hasta el año 1971 en Costa Rica. Su ciclo biológico es algo diferente: la larva en estadio 1 se excreta por las heces al suelo, donde infecta a moluscos penetrando a través de sus tejidos y una vez dentro, maduran al estadio 2 y finalmente al estadio L3 durante el cual el parásito se ubica en las glándulas de secreción de moco del molusco, de donde son liberados con capacidad infectante. El hospedador definitivo se alimenta del molusco infectado o bien contacta con sus secreciones mucosas y una vez ingerida la larva 3, pasa por el aparato digestivo y puede seguir dos vías: 1) penetrando hasta el sistema portal, donde madura hasta los estadios L4 y L5 (adulto), depositando los huevos en la red arteriovenosa hepática con generación de granulomas hepáticos y posibilidad de embolizar al pulmón, pero sin liberar huevos por heces. O bien (2), el parásito en fase L3 penetra a través de los vasos linfáticos mesentéricos donde madura a estadio L4 y de ahí migra al conducto linfático torácico para pasar posteriormente a la circulación general donde madura a estadio L5 y acaba acantonado en los vasos mesentéricos, donde produce huevos que pueden embolizar a hígado y a pulmón, generando granulomas, o bien se liberan a través de la mucosa intestinal para ser eliminados por heces, saliendo al exterior y cerrándose el ciclo¹².

Aunque el hospedador definitivo de *A. costaricensis* lo constituyen roedores, particularmente de los géneros *Sigmodon*, *Peromyscus*, *Lyomis*, *Olygoryzomis*, *Akodon*, *Zygodontomys*, *Melanomys* y *Rattus*, se han propuesto otros mamíferos como potenciales huéspedes, tales como cánidos, algunos primates, marsupiales, félidos, didélfidos y prociónidos^{12,22}, aunque en estos casos no está plenamente confirmado

que sea *A. costaricensis* sino otras especies del género *Angiostrongylus*¹² las que los parasitan. Como en el caso anterior, el ser humano es un hospedador accidental que adquiere la infección al comer los hospedadores intermedios parasitados, moluscos o frutas y verduras contaminadas con moluscos portadores del parásito o que han estado en contacto con las secreciones mucosas de dichos moluscos a través de las cuales, el parásito se excreta. El parásito no puede completar su maduración en los pacientes infectados y llevar a cabo su reproducción, y queda acantonado en los vasos y tejidos mesentéricos. Tampoco hay huevos en las heces de los pacientes infectados con *A. costaricensis*. No obstante, a diferencia de lo que ocurre en los roedores, donde la clínica originada es generalmente leve, en el ser humano desencadena una profusa reacción inflamatoria a nivel de los vasos mesentéricos e intestinales, responsables del cuadro clínico¹². Como en el caso anterior, la eosinofilia y la fiebre son manifestaciones frecuentes. La presencia del parásito en los vasos mesentéricos ocasiona una gran respuesta inflamatoria de las paredes del intestino y sus mesos incluyendo áreas vecinas, como el cordón espermático, generando alteraciones en el ritmo gastrointestinal, desarrollo de úlceras con sangrado e infección subsiguiente y perforaciones. La migración larvaria y de huevos puede ocasionar granulomas en pulmón e hígado (Tabla 1).

El diagnóstico requiere, como en el caso anterior un alto grado de sospecha clínica: dolor abdominal, antecedentes de viajes a zonas donde la parasitosis es frecuente e ingesta de hospedadores, seguida de un periodo de incubación de 1-4 semanas. No se liberan huevos ni larvas en las heces. La analítica de sangre muestra hallazgos sugestivos (leucocitosis, eosinofilia). El análisis anatomopatológico de la muestra obtenida tras la intervención quirúrgica es diagnóstico. El cuadro suele ser autolimitado con tratamiento sintomático, aunque a veces (oclusión intestinal, perforación) requiere de cirugía.

En el caso particular de *A. cantonensis*, dicho parásito ha ido diseminándose desde su localización inicial en el sudeste asiático a otras regiones del globo, a partir de roedores (huésped definitivo) y de hospedadores intermedios, a expensas del creciente tráfico de mercan-

Revisión Científica

Angiostrongiliasis abdominal (<i>Angiostrongylus costaricensis</i>)	Angiostrongiliasis neural (<i>Angiostrongylus cantonensis</i>)
Dolor abdomen	Cefalea
Anorexia	Rigidez de nuca y cuello
Fiebre	Fiebre
Náuseas, vómitos	Náuseas y vómitos
Distensión abdominal. Alteración del ritmo intestinal (diarrea, estreñimiento)	Debilidad muscular
Sensación de masa en abdomen, cuadros (sub)occlusivos. Apendicitis. Ileitis. Granulomas hepáticos/pulmonares.	Ataxia, anormalidades de pares craneales. Déficit motor. Hiperestesia migratoria.
Cuadro de abdomen agudo. Perforación intestinal. Hemorragia gastrointestinal.	Hipertensión intracraneal, papiledema, edema cerebral. Coma y muerte.
En ocasiones orquitis y torsión testicular, por inflamación del cordón espermático	En ocasiones, existe una forma de afectación ocular que puede cursar con daño ocular y ceguera permanente

Tabla 1. Resumen de las manifestaciones clínicas de las angiostrongiliasis más frecuentes en el ser humano^{7,12}.

cías. Gran parte de su éxito dispersivo está en la escasa especificidad de huésped requerida, siendo un gran elenco de animales potenciales reservorios del parásito.

En Baleares, la presencia del parásito en el erizo moruno, y la presencia de ratas con esta parasitosis en la isla de Tenerife y en la ciudad de Valencia, constituye una puerta de entrada del parásito hacia otros moluscos autóctonos terrestres y de agua dulce que actuarán de hospedadores intermediarios^{7,8,11}. *Rumina decollata*, *Limax maximus*, *Limax flavus*, *Deroceras laeve*, *Succinea sp*, además de *Cornu aspersa* y *Theba pisana* son especies autóctonas con una amplia valencia ecológica y gran capacidad dispersiva en las que la infección por *Angiostrongylus* ha sido demostrada (Tabla 2), pudiendo incrementar así la extensión de la parasitosis a otros hospedadores. En la isla de Tenerife, *A. cantonensis* ya ha colonizado moluscos terrestres nativos (*Theba pisana*, *Cornu aspersa*) y endemismos de la fauna local (*Plutonia lamarki*, *Hemicycla bidentalis*) que ahora se han convertido en hospedadores y dispersores de este parásito sobre otros elementos de la fauna insular^{7,8,11,13}.

Además, existen otras especies de moluscos terrestres exóticos muy fácilmente dispersables y hospedadoras de la angiostrongiliasis que han llegado recientemente a nuestro país, vinculadas a hábitats y actividades relacionadas con el cultivo, la jardinería e invernaderos de plantas y flores exóticas: *Allopeas gracile*,

especie de distribución circuntropical ha sido recientemente citada de Benicarló (Castellón)¹⁸; *Zonitoides arboreus* es una especie originaria del norte y centro de América que ha sido introducida en multitud de lugares de áreas subtropicales y zonas templadas de Europa, Asia, África y Oceanía, cuenta con varias citas en España (Andalucía: jardín de la Concepción de Málaga, Canarias: Tenerife, Cataluña: Gavà, El Vendrell, Altafulla y Hospitalet de Llobregat, Baleares: Ibiza, y Comunidad Valenciana: Liria)¹⁹⁻²⁰. Las especies de la familia *Succineidae* son hospedadores de esta parasitosis (Tabla 2) y existen especies varias especies autóctonas en nuestro medio. Sin embargo, recientemente se han citado también especies exóticas, como *Pseudosuccinea columella* (nativa de EEUU y Canadá) en Pontevedra, Barcelona y Huelva³⁹ y *Calcisuccinea sp.* en Mijas y Benalmádena (Málaga) y El Vendrell (Tarragona)³⁵. La familia *Polygyridae* cuenta con hospedadores de *Angiostrongylus*, (Tabla 2) y una especie, *Polygyra cereolus*, originaria del sudeste de EEUU pero introducida en varios puntos de las Antillas, medio oriente, Hawaii etc. ha sido citada en Xeraco (Valencia), Altafulla y El Vendrell (Tarragona) y Arenys de Mar (Barcelona)⁴².

Los caracoles del género *Achatina* se venden con frecuencia en tiendas de animales como mascotas, por lo que existe el riesgo de que algunos de estos individuos sean liberados en medios abiertos cuando su propietario se cansa de ellos. Las especies del género *Acha-*

Revisión Científica

tina, como hemos visto anteriormente, constituyen uno de los principales hospedadores intermediarios de la enfermedad por lo que el contacto con estas mascotas incrementaría el riesgo de transmisión de esta parasitosis al ser humano si no se llevan a cabo ciertas precauciones. Además, algunas especies de *Achatina* tienen un marcado carácter invasor en las zonas (sub)tropicales donde han sido introducidas, constituyendo una vía importante de dispersión de la parasitosis. Ocasionalmente se ha citado en España hallazgos de individuos aislados de *Achatina* en hábitats antrópicos² (Valencia: El Puig), sin que por el momento se hallan observado poblaciones asentadas. Recientemente se ha citado *Naesiotus quitensis* (Gastropoda: Bulimulidae), en el parque de la Casa de Campo (Madrid); las especies de la familia *Bulimulidae* cuentan con especies documentadas como hospedadoras de la angiostrongiliasis (Tabla 2) y ocasionalmente se comercializan en tiendas de animales.

Entre los moluscos de agua dulce, *Melanooides tuberculata* es una especie de distribución tropical y subtropical que se ha extendido por múltiples áreas templadas, especialmente en Europa y América, en ambientes ligados a aguas termales. Es una especie frecuentemente utilizada en acuariofilia y muy invasiva, con alta capacidad de colonización y hospedadora de la angiostrongiliasis (Tabla 2). En España se ha citado de las islas Canarias, Comunidad Valenciana, Cataluña y Aragón (balneario de Alhama de Aragón, Zaragoza). Las especies del género *Pomacea* son conocidos hospedadores de este parásito y tienen una amplia capacidad de diseminación y adaptación en zonas tropicales, subtropicales e incluso climas templados. Existe una población bien establecida de *Pomacea maculata* en el delta del Ebro (Tarragona)¹⁴, cuyo origen podría estar en el escape de ejemplares de acuariofilia, y recientemente se ha notificado otra especie, *Pomacea diffusa* en Gandia (Valencia)¹⁴.

Al igual que ocurre con el género *Pomacea*, la familia *Viviparidae*, posee capacidad de hospedar *Angiostrongylus*; recientemente se ha citado en el río Algar (Altea, Alicante) la especie *Cipangopaludina chinensis*, originaria del

este de Asia (Japón, China, Corea) e introducida con éxito en áreas de Canadá, EEUU y en Europa (Bélgica y Países Bajos).

La familia *Lymnaeidae*, hospedadora de este parásito cuenta con varias especies nativas en la Península Ibérica, a las que recientemente se ha unido la presencia de las especies exóticas *Orientogalba viridis* (oriunda del este asiático y Australasia) y *Galba cubensis* (nativa del Caribe y Sudamérica) en el delta del Ebro (Tarragona)³⁶. Otro tanto ocurre con la familia Planorbidae, donde a las especies nativas ibéricas o introducidas en tiempos pasados, se unen otras recientemente documentadas: *Menetus dilatatus*, oriunda del este de EEUU e introducida en varios países de Europa, citada recientemente del río Ebro en Tivenys, (Tarragona)³⁷, y *Planorbella duryi*, con varias citas y poblaciones naturalizadas en las islas Baleares, Canarias, Comunidad Valenciana y Cataluña³⁸. La transmisión de *Angiostrongylus* a la fauna autóctona de agua dulce a partir de especies exóticas. al igual que ocurre con la fauna terrestre no es descartable.

Otros gasterópodos comercializados en tiendas de animales y acuariofilia, potencialmente transmisoras de la angiostrongiliasis son: *Megalobulimus*, *Bulimulus*, *Euglandina*, *Zachrysis*, *Bradybaena*, *Lanistes*, *Pila*, *Neritina*, *Sinoitaia*, *Cleopatra* y *Biomphalaria*. Se conocen poblaciones introducidas en Europa de *Sinoitaia* cf. *quadrata* en el río Arno (Italia)⁴⁰ y de *Biomphalaria tenagophila* en Rumania, por lo que no es de extrañar nuevos hallazgos de gasterópodos exóticos en nuestro medio.

La presencia documentada del parásito en mamíferos y en moluscos en varias localizaciones de nuestro país debería ser un elemento a tener en cuenta ante el potencial riesgo de transmisión al ser humano. Probablemente el número de citas de *Angiostrongylus* en España se incremente en los siguientes años motivado por la diseminación de sus vectores, el creciente tráfico de mercancías y la presencia de hábitats proclives para la persistencia del parásito y sus hospedadores. Los requerimientos ambientales de *Angiostrongylus* parecen ser zonas de clima templado (sub)tropical o mediterráneo, con ausencia de heladas invernales y elevada humedad ambiental. En la isla de Tenerife se dan es-

Revisión Científica

Moluscos terrestres:	Familia
Lissachatina fulica (Bowdich, 1822)	Achatinidae
Megalobulimus abbreviatus (Bequaert, 1848)	Strophocheilidae
Bulimulus tenuissimus (A. Férussac, 1832)	Bulimulidae
Liguus fasciatus (O.F. Müller, 1774)	Orthalicidae
Cyclodontina fasciata (Potiez & Michaud, 1838)	Odontostomidae
Allopeas clavulinum (Potiez & Michaud, 1838)	Subulinidae
Subulina octona (Bruguière, 1789)	Subulinidae
Paropeas achatinaceum (Pfeiffer, 1846)	Subulinidae
Rumina decollata (Linnaeus, 1758)	Subulinidae
Euglandina rosea (Férussac, 1821)	Spiraxidae
Zachrysia provisoria (Pfeiffer, 1858)	Zachrysiidae
Zachrysia auricoma (A. Férussac, 1821)	Zachrysiidae
Zachrysia guanensis (Poey, 1857)	Zachrysiidae
Jeanneretia bicincta (Menke, 1830)	Cepolidae
Jeanneretia subtussulcata (Wright in Pfeiffer, 1863)	Cepolidae
Caraculus sagemon (Beck, 1837)	Solaropsidae
Polygyra lingulata (G.P. Deshayes in A.E.J. Férussac, 1859)	Polygyridae
Sagda sp	Sagdidae
Polymita picta (H. Beck, 1837)	Helminthoglyptidae
Polymita muscarum (Lea, 1834)	Helminthoglyptidae
Thelidomus asper (Férussac, 1821)	Pleurodontidae
Pleurodonte sp.	Pleurodontidae
Bradybaena similaris (Férussac, 1827)	Bradybaenidae
Theba pisana (O.F Müller, 1774)	Helicidae
Cornu aspersum (O.F Müller, 1774)	Helicidae
Hemicycla bidentalis (Lamarck, 1822)	Helicidae
Zonitoides arboreus (Say, 1816)	Gastrodontidae
Ventridens demissus (Binney, 1843)	Gastrodontidae
Sarasinula marginata (Semper, 1885)	Veronicellidae
Sarasinula linguaeformis (Semper, 1885)	Veronicellidae
Sarasinula plebeia (P. Fischer, 1868)	Veronicellidae
Veronicella cubensis (Pfeiffer, 1839)	Veronicellidae
Phyllocaulis boraceiensis Thomé, 1972	Veronicellidae
Phyllocaulis variegatus (Semper, 1885)	Veronicellidae
Phyllocaulis soleiformis (d'Orbigny, 1835)	Veronicellidae
Belocaulus angustipes (Heynemann, 1885)	Veronicellidae
Diplosolenodes occidentalis (Guilding, 1825)	Veronicellidae
Meghimatium pictum (Stoliczka, 1873)	Phylomicidae
Limax maximus (Linnaeus, 1758)	Limacidae
Limax flavus (Linnaeus, 1758)	Limacidae
Deroceras laeve (O.F Müller, 1774)	Agriolimacidae
Parmarion martensi (Simroth, 1893)	Ariophantidae
Succinea sp (+S. floridana)	Succineidae
Omalonyx	Succineidae
Plutonia lamarkii (Férussac, 1821)	Vitrinidae

Revisión Científica

Tetrentodon perdidoensis (Torre & Bartsch, 1972)	Urocoptidae
Scalaricopsis filiola =Tetrentodon filiola (Torre & Bartsch, 1943)	Urocoptidae
Cylindricoptis sp	
Oleacina solidula (Pfeiffer, 1840)	Oleacinidae
Alcacia striata (Lamarck, 1822)	Helicinidae
Alcacia rotunda (d'Orbigny, 1842)	Helicinidae
Emoda sagrayana (d'Orbigny, 1842)	Helicinidae
Eutudora jimenoii (Arango in Pfeiffer, 1864)	Annulariidae
Farcimen tortum (Wood, 1828)	Megalostomatidae
Poteria sp.	Neocyclotidae
Chondropoma pictum arangoi (Torre & Bartsch, 1938)	Annulariidae
Helicina adspersa (Pfeiffer, 1839)	Helicinidae
Rhytidopoma sp.	Pomatiidae
Viana regina (Morelet, 1849)	Helicinidae
Moluscos acuáticos:	Familia:
Melanoides tuberculata (O.F. Müller, 1774)	Thiariidae
Neritina natalensis (Reeve, 1856)	Neritidae
Lanistes sp	Ampullariidae
Sinotaia angularis (O.F. Müller, 1774)	Viviparidae
Pila ampullacea (Linnaeus, 1758)	Ampullariidae
Pila virescens (Deshayes, 1824)	Ampullariidae
Pomacea lineata (Spix, 1827)	Ampullariidae
Pomacea canaliculata (Lamarck, 1828)	Ampullariidae
Pomacea maculata (Perry, 1810)	Ampullariidae
Pomacea paludosa (Say, 1829)	Ampullariidae
Pomacea poeyana (Pilsbry, 1927)	Ampullariidae
Pomacea diffusa (Blume, 1957)	Ampullariidae
Cleopatra bulimoides (Olivier, 1804)	Paludomidae
Pyrgophorus parvulus (Guilding, 1828)	Cochliopidae
Biomphalaria alexandrina (Ehrenberg, 1831)	Planorbidae
Biomphalaria glabrata (Say, 1818)	Planorbidae
Biomphalaria straminea (Dunker, 1848)	Planorbidae
Biomphalaria tenagophila (d'Orbigny, 1835)	Planorbidae
Helisoma trivolvis (Say, 1817)	Planorbidae
Austropeplea lessoni (Deshayes, 1831)	Lymnaeidae
Stagnicola palustris (O.F. Müller, 1774)	Lymnaeidae
Crassostrea rhizophorae (Guilding, 1828)	(Bivalvia: Ostreidae)

Tabla 2. Algunos moluscos hospedadores de *Angiostrongylus*^{1-8,10-13, 23-32,41}. En azul: especies nativas de la Península Ibérica, Baleares y Canarias. En rojo: especies exóticas introducidas en la Península Ibérica, Baleares y Canarias.

Revisión Científica

tas condiciones, y la presencia del parásito es mayor en la zona norte de la isla, más fresca, húmeda y con frondosos bosques de laurisilva⁷, que en la zona sur, mucho más seca, calurosa y con vegetación marcadamente xerófila. Las áreas costeras del mediterráneo, de clima templado con escasez de heladas y expuestas a la influencia marítima con humedad podrían ser las zonas más favorecedoras a nivel peninsular. Las zonas de interior, de clima más continentalizado, con mayor número de heladas, menor humedad ambiental y calor seco estival pudieran ser menos propicias para su desarrollo. A pesar de la presencia creciente de elementos de fauna exótica, así como de hospedadores definitivos e intermediarios susceptibles de transmitir la enfermedad, no se han notificado hasta la fecha casos de angiostrongiliasis humana autóctonos en España. Incluso en las islas Canarias, la presencia de vectores con *Angiostrongylus* solo se ha documentado de la isla de Tenerife, sin haberse hallado hasta la fecha en otras islas con clima y condiciones ecológicas similares.

Finalmente, hasta disponer de más datos sobre el alcance de la infección por *Angiostrongylus* sobre los caracoles de las zonas donde la parasitosis ha sido notificada, y como medida de precaución ante el eventual paso de la enfermedad al ser humano, parece razonable aconsejar que la ingesta de caracoles se realice cocinándolos adecuadamente, eliminando el parásito mediante la cocción⁷. Cabe recordar que *Cornu aspersa* y *Theba pisana* pueden actuar como vectores de la angiostrongiliasis y además son especies culinarias muy consumidas, especialmente en el levante, sur y centro de España. Asimismo, es conveniente lavar bien las verduras y hortalizas que puedan estar en contacto con caracoles ya que el parásito puede eliminarse a través del moco de estos animales y ser ingerido accidentalmente al comer las verduras y hortalizas crudas y sin lavar. También parece razonable implementar medidas de higiene tras el contacto con los caracoles, mediante el lavado de manos y evitando el contacto de animales vivos, especialmente en el caso de los niños que pueden utilizar a estos animales como elementos de juego y de esta forma, ingerir accidentalmente el parásito por contacto con sus secreciones al chuparse las manos. Además, la recogida

y consumo del agua sin tratar en zonas donde existen hospedadores de *Angiostrongylus* (P. ej. caracoles de agua dulce) puede ser un riesgo, ya que el parásito permanece en el agua y puede ser ingerido⁷.

La regulación de ciertas especies de caracoles comercializados en tiendas de animales como mascotas o como elementos de acuariofilia debe ser preceptiva para evitar que dichas especies acaben en los ecosistemas, incrementando el riesgo de transmisión de esta u otras parasitosis al medio.

Consideraciones sobre *Allopeas clavulinum*:

Algunas especies de la familia *Subulinidae* han sido identificadas y clasificadas de forma incorrecta⁹; concretamente muchas especies del género *Opeas* han sido asignadas erróneamente a otros géneros como *Allopeas*, *Lamellaxis*, *Paropeas* y *Prosopeas*, generándose una importante confusión a nivel taxonómico¹⁵.

Allopeas clavulinum presenta una extensa distribución marcadamente sinantrópica por las áreas tropicales de Asia, Oceanía, África y Suda-



Fig. 1. *Allopeas clavulinum* (Potiez & Michaud, 1838). Jardín Botánico. Valencia (España). Dimensiones: altura 6 mm; diámetro: 2,6 mm

Revisión Científica

mérica, siendo muy difícil precisar su procedencia nativa¹⁶⁻¹⁷. La localidad tipo de *A. clavulinum*, según consta en la descripción original de la especie, es “L'île Bourbon”, actualmente conocida como la isla Reunión, en el Océano Índico¹⁸.

Al margen de su extensa distribución por las zonas tropicales, también se han reconocido numerosas citas puntuales en áreas subtropicales y templadas de ambos hemisferios en relación a ambientes muy antropizados, particularmente asociados a jardines, viveros e invernaderos de flora exótica, con citas en Nueva Zelanda, Reino Unido y la República Checa.

La extensa distribución de *A. clavulinum* ha contribuido a que su status taxonómico se haya complicado enormemente. Así la especie *Allopeas mauritianum* (Pfeiffer, 1852), cuya localidad tipo es la isla de Mauricio, en el océano Índico, presenta también un aspecto muy similar con el material que hemos asignado a *Allopeas clavulinum* y ha sido citada también en jardines e invernaderos europeos de los Países bajos, Alemania, Reino Unido y Hungría⁹. Sin embargo, aunque se ha considerado tradicionalmente a ambos taxones como especies diferentes, recientemente se ha aceptado considerar a *A. mauritanus* como un sinónimo posterior de *A. clavulinum*^{9,19,20}.

Por último comentar que *A. clavulinum* también ha sido frecuentemente confundido con *Paropeas Achatinaceum* (Pfeiffer, 1846), especie aparentemente oriunda de la región indopacífica, pero con una amplia distribución tropical debido a una probable extensión antrópica y que ha sido recientemente notificada en Europa en unos invernaderos de Austria⁹. No obstante, *A. clavulinum* se diferencia claramente de esta por poseer una concha bastante más globosa, menos fusiforme, más brillante, lisa y transparente en ejemplares frescos, mientras *P. Achatinaceum* presenta una ostensible estriación irregular y la conchas es más opaca y fusiforme⁹.

AGRADECIMIENTOS

A Fred Naggs, del Museo de Historia Natural (Natural History Museum) de Londres, por su inestimable ayuda en la identificación del material estudiado.

BIBLIOGRAFÍA

1. Bonfim TCS, Martins FG, Tunholi-Alves VM, Santos MAJ, Brandolini SVPB, Pinheiro J. Evaluation of the reproductive profile of *Subulina octona* (Gastropoda, Subulinidae) experimentally infected by *Paratanaisia bragai* (Digenea, Eucotylidae). *Braz J Biol.* (2021): 81 (4) doi.org/10.1590/1519-6984.233046
2. Graeff-Teixeira C. Expansion of *Achatina fulica* in Brazil and potential increased risk for angiostrongyliasis. *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene.* 2007 101(8): 743-4. doi.org/10.1016/j.trstmh.2007.03.012
3. Lima MG, Augusto RC, Pinheiro J, Thiengo SC. Physiology and immunity of the invasive giant African snail, *Achatina* (*Lissachatina*) *fulica*, intermediate host of *Angiostrongylus cantonensis*. *Dev Comp Immunol.* 2020; 105: 103579. doi: 10.1016/j.dci.2019.103579.
4. Iwanowicz DD, Sanders LR, Schill WB, Xayavong MV, Silva AJ, Qvarnstrom Y, Trevor Smith T. Spread of the Rat Lungworm (*Angiostrongylus cantonensis*) in Giant African Land Snails (*Lissachatina fulica*) in Florida, USA. *J Wildl Dis.* 2015;51(3): 749-53. doi: 10.7589/2014-06-160.
5. Stockdale-Walden HD, Slapcinsky J, Qvarnstrom Y, McIntosh A, Bishop HS, Rosseland B. *Angiostrongylus cantonensis* in Introduced Gastropods in Southern Florida. *J Parasitol.* 2015; 101(2):156-9. doi: 10.1645/14-553.1.
6. Moreira VLC, Giese EG, Melo FTV, Simões RO, Thien-go SC, Maldonado A, Santos JN Endemic angiostrongyliasis in the Brazilian Amazon: natural parasitism of *Angiostrongylus cantonensis* in *Rattus rattus* and *R. norvegicus*, and sympatric giant African land snails, *Achatina fulica* *Acta Trop.* 2013;125 (1): 90-7. doi: 10.1016/j.actatropica.2012.10.001.

Revisión Científica

7. Solís Martín, C. (2021). *Angiostrongylus cantonensis* en España. (Trabajo Fin de Grado Inédito). Universidad de Sevilla, Sevilla.
8. Foronda P, López-González M, Miquel J, Torres J, Segovia M, Abreu-Acosta N, Casanova JC, Valladares B, Mas-Coma S, Bargues MD, Feliu C. Finding of *Parastrostrongylus cantonensis* (Chen, 1935) in *Rattus rattus* in Tenerife, Canary Islands (Spain). *Acta Trop.* 2010; 114 (2):123-7. doi: 10.1016/j.actatropica.2010.02.004.
9. Horsák M, Naggs F & Backeljau T. Paropeas *Achatinaceum* (Pfeiffer, 1846) and other alien Subulinine and Opeatine land snails in European greenhouses (Gastropoda, Achatinidae). *Malacologia*, 2020, 63(1): 123–130.
10. Cowie RH. Biology, systematics, life cycle, and distribution of *Angiostrongylus cantonensis*, the cause of rat lungworm disease. *Hawaii J Med Public Health.* 2013; 72(6): 6-9.
11. González Juan M, Rocío Ruiz de Ybáñez R. What do we know about *Angiostrongylus cantonensis* in Spain? Current knowledge and future perspectives in a globalised world. *Transboundary and Emerging Diseases* 69(5). DOI:10.1111/tbed.14393
12. Rojas A, Maldonado-Junior A, Mora J, Morassutti A, Rodriguez R, Solano-Barquero A, Tijerino A, Vargas M, Graeff-Teixeira C. Abdominal angiostrongyliasis in the Americas: fifty years since the discovery of a new metastrongylid species, *Angiostrongylus costaricensis*. *Parasit vectors.* 2021; 14: 374. doi.org/10.1186/s13071-021-04875-3
13. Martín-Alonso A, Abreu-Yanes E, Feliu C, Mas-Coma S, Bargues MD, Valladares B, Pilar Foronda. Intermediate Hosts of *Angiostrongylus cantonensis* in Tenerife, Spain. *PLoS One.* 2015; 10(3): e0120686.
14. Hernández Núñez de Arenas J, Villaplana J, Quiñonero-Salgado S & López-Soriano J. Primera troballa del caragol aquàtic *Pomacea diusa* Blume, 1957 (Gastropoda: Ampullariidae) al País Valencià. *Nemus* 2022; 12: 284-7.
15. Naggs F (1994) The reproductive anatomy of Paropeas *Achatinaceum* and new concept of Paropeas (Pulmonata: Achatinoidea: Subulinidae). *Journal of Molluscan Studies* 60: 175-191. doi: 10.1093/mollus/60.2.175
16. Hanna GD (1966) Introduced mollusks of western North America. *Occasional papers of the California Academy of Sciences* 48, 108 pp.
17. Deisler JE, Abbott RT (1984) Range extensions of some introduced land mollusks in the Bahama Islands, with first reports for four species. *The Nautilus* 98(1): 12-17.
18. Potiez, V. L. V. & Michaud, A. L. G. (1838). *Galerie des mollusques, ou catalogue méthodique, descriptif et raisonné des mollusques et coquilles du Muséum de Douai.* Tome 1, pp. xxxvi + 560 + 4 (Relevé des genres manquants; Errata). Atlas, pp. 1-56, pls I-XXXVII [= 1-37]. Paris: Baillière.
19. Griffiths OL, Florens VFB (2006) A field guide to the non-marine molluscs of the Mascarene Islands (Mauritius, Rodrigues, and Réunion) and the northern dependencies of Mauritius. *Bioculture Press.*
20. Budha P, Naggs F, Backeljau T. Annotated Checklist of the Terrestrial Gastropods of Nepal. *Zookeys* 492: 1-48
21. Nekola JC (2014) Overview of the North American terrestrial gastropod fauna. *American Malacological Bulletin* 32(1): 1-35.
22. Quiñonero-Salgado S, Lopez-Soriano J, Ruiz Jarillo R. Nuevas citas de *Zonitoides arboreus* (Say, 1816) (Gastropoda: Gastrodontidae) en la península Ibérica. *Spira*; 2014: 5:137-8
23. Chan D, Barratt J, Roberts T, Lee R, Shea M, Marriott D, et al. (2015) The Prevalence of *Angiostrongylus cantonensis*/mackerrasae Complex in Molluscs from the Sydney Region. *PLoS ONE* 10(5): e0128128. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0128128>
24. Dorta Contreras AJ, Núñez Fernández FA, Pérez Martín O, Lastre González M, Magraner Tarrau ME, Coifu Fanego RB, Noris García E, Interián Morales MT, Martínez Delgado JF, Sánchez Zulueta E. Meningoencefalitis Eosinofílica por *Angiostrongylus Cantonensis*. A un cuarto de siglo de una enfermedad emergente en las Américas. Acceso digital en: <http://revecuatneurologia.com/wp-content/uploads/2015/06/Meningoencefalitis-Eosinofílica.pdf>
25. Puslednik L. Systematics of the Australasian *Lymnaeidae*. Tesis doctoral. University of Wollongong, 2006.
26. Valente R, Robles MR, Díaz JI. Gastropods as intermediate hosts of *Angiostrongylus* spp. in the Americas: bioecological characteristics and geographical distribution. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2020; 115: 1-9. e200236, 2020.
27. Cawas JR, Quisao CJT, Castillo DSC, Pornobi KO. Prevalence of *Angiostrongylus cantonensis*

Revisión Científica

- among different species of snails in the village of Bagong Sikat Muñoz, Nueva Ecija, Philippines and its associated risk factors for zoonotic transmission. *J Parasit Dis*. 2020 Jun; 44(2): 388–94.
28. M.M. Ibrahim. Prevalence and intensity of *Angiostrongylus cantonensis* in freshwater snails in relation to some ecological and biological factors. *Parasite*. (2007): 14(1):61-70.
 29. Turck HC, Fox MT, Cowie RH. Paratenic hosts of *Angiostrongylus cantonensis* and their relation to human neuroangiostrongyliasis globally. *One Health*. 2022; 6; 15:100426. doi: 10.1016/j.onehlt.2022.100426.
 30. Walden HDS, Slapcinsky JD, Roff S, Mendieta-Calle J, Diaz-Goodwin Z, Stern J, Corlett R, Conway J & McIntosh A. Geographic distribution of *Angiostrongylus cantonensis* in wild rats (*Rattus rattus*) and terrestrial snails in Florida, USA *PLoS One*. 2017; 12(5): e0177910.
 31. Watthanakulpanich D, Jakkul W, Chanapromma C, Ketboonlue T, Dekumyoy P, Zhiyue Lv, Hui En Chan A, Thaenkham U & Chaisiri K.. Co-occurrence of *Angiostrongylus malaysiensis* and *Angiostrongylus cantonensis* DNA in cerebrospinal fluid: Evidence from human eosinophilic meningitis after ingestion of raw snail dish in Thailand. *Food Waterborne Parasitol*. 2021 Sep; 24: e00128.
 32. Robert H Cowie, Pathways for Transmission of Angiostrongyliasis and the Risk of Disease Associated with Them Hawaii *J Med Public Health*. 2013 Jun; 72(6 Suppl 2): 70–74.
 33. Martínez-Ortí, A. Sobre recientes hallazgos de helícidos introducidos en España. *Noticiario de la SEM*. 2002; 38: 50.
 34. Ramos Sánchez JM, Quiñonero-Salgado S. & López-Soriano J. First citation for an exotic Bulimulidae species in Europe. *Folia Conchylologica*. 2018; 47: 11-13.
 35. Holyoak DT, Holyoak GA, Torres Alba JS, da Costa Mendes RM, Quiñonero Salgado, S. *Succinea* (*Calcisuccinea*) sp., an American land-snail newly established in Portugal and Spain (Gastropoda: Succineidae) *Succinea* (*Calcisuccinea*) sp., un caracol terrestre americano nuevo para Portugal y España (Gastropoda: Succineidae). *Iberus*. 2013: 31 (2): 27-39.
 36. López&Soriano J & Quiñonero&Salgado S. Status of the populations of two alien species of *Lymnaeidae* in the Ebro Delta (NE Iberian Peninsula). *Elona*. 2020 (2):17-23.
 37. Quiñonero&Salgado S & López&Soriano J. First record of *Menetus dilatatus*(Gould, 1841) (Gastropoda: Planorbidae) for Spain. *Elona*. 2022; 3:21-4.
 38. Quiñonero Salgado S, López Soriano J, Ruiz Jarillo R, López Alabau A & Pérez Ferrer A. Nuevas citas de *Planorbella duryi* (Wetherby, 1879) (Gastropoda: Planorbidae) para España. *Spira*. 2014; 5: 133-5.
 39. Martín Álvarez JF, Quiñonero Salgado S & López Soriano J. Primeras citas de *Pseudosuccinea columella* (Say, 1817) (Gastropoda: *Lymnaeidae*) para Andalucía. *Spira*. 2016; 6: 87-88.
 40. Hernández Núñez de Arenas J, Úbeda Revert C, Ferrero Vicente L, Deltoro V, Quiñonero Salgado S & López Soriano J. Primera población de *Cipangopaludina chinensis* (Gray in Griffith & Pidgeon, 1833) (Gastropoda: Viviparidae) en la península Ibérica. *Spira*. 2020; 7: 187-90.
 41. Vázquez-Perera AA. Los moluscos: hospederos intermediarios de nemátodos en Cuba. In book: *Angiostrongylus cantonensis*. Emergencia en América. 2016; 193-201. Edition: Academia. Chapter: Los moluscos: hospederos intermediarios de nemátodos en Cuba. Editors: Luiggi Martini Robles, Alberto Juan Dorta-Contreras.
 42. Quiñonero Salgado S & López Soriano J. Nuevas citas de *Polygyra cereolus* (Mühlfeldt, 1816) (Gastropoda: Polygyridae) en Cataluña. *Spira*. 2015; 5: 199-200.
 43. Galán-Puchades MT, Gómez-Samblás M, Osuna A, Sáez-Durán S, Bueno-Marí R, Fuentes MV. Autochthonous *Angiostrongylus cantonensis* Lungworms in Urban Rats, Valencia, Spain, 2021. *Emerg Infect Dis*. 2022 Dec;28(12):2564-2567.