

https://www.ncbi.nlm.nih.gov.translate.goog/pmc/articles/PMC6613697/?_x_tr_sl=en&_x_tr_tl=es&_x_tr_hl=es&_x_tr_pto=wapp

- PMC6613697

Como biblioteca, NLM proporciona acceso a la literatura científica. La inclusión en una base de datos de la NLM no implica la aprobación o el acuerdo con los contenidos por parte de la NLM o los Institutos Nacionales de Salud.

Más información: [Descargo de responsabilidad de PMC](#) | [Aviso de derechos de autor de PMC](#)



[Más uno](#). 2019; 14(7): e0219303.

Publicado en línea el 8 de julio de 2019. doi: [10.1371/journal.pone.0219303](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0219303)

PMCID: PMC6613697

PMID: [31283777](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31283777/)

Una evaluación parasitológica de insectos comestibles y su papel en la transmisión de enfermedades parasitarias a humanos y animales

[Remigiusz Gałęcki](#), Conceptualización, Curación de datos, Análisis formal, Adquisición de fondos, Investigación, Metodología, Administración de proyectos, Recursos, Software, Validación, Visualización, Redacción – borrador original, Redacción – revisión y edición^{1,*} y [Rajmund Sokół](#), Supervisión, Redacción – revisión y edición²

Pedro L. Oliveira, Editor

[Información del autor](#) [Notas del artículo](#) [Información sobre derechos de autor y licencia](#)
[Aviso legal de PMC](#)

Datos asociados

[Declaración de disponibilidad de datos](#)

[Ir a:](#)

Abstracto

A partir del 1 de enero de 2018 entró en vigor el Reglamento (UE) 2015/2238 del Parlamento Europeo y del Consejo, de 25 de noviembre de 2015, por el que se introduce el concepto de “nuevos alimentos”, incluidos los insectos y sus partes. Una de las especies de insectos más utilizadas son: gusanos de la harina (*Tenebrio molitor*), grillos domésticos (*Acheta domestica*), cucarachas (Blattodea) y langostas migratorias (*Locusta migrans*). En este contexto, el tema insondable es el papel de los insectos comestibles en la transmisión de enfermedades parasitarias que pueden causar pérdidas

significativas en su reproducción y pueden representar una amenaza para humanos y animales. El objetivo de este estudio fue identificar y evaluar las formas de desarrollo de los parásitos que colonizan insectos comestibles en granjas domésticas y tiendas de mascotas en Europa Central y determinar el riesgo potencial de infecciones parasitarias para humanos y animales. El material experimental comprendió muestras de insectos vivos (imagina) de 300 granjas domésticas y tiendas de mascotas, incluidas 75 granjas de gusanos de la harina, 75 granjas de grillos domésticos, 75 granjas de cucarachas silbantes de Madagascar y 75 granjas de langostas migratorias. Se detectaron parásitos en 244 (81,33%) de 300 (100%) granjas de insectos examinadas. En 206 (68,67%) de los casos, los parásitos identificados eran patógenos solo para insectos; en 106 (35,33%) casos los parásitos eran potencialmente parasitarios de los animales; y en 91 (30,33%) casos, los parásitos eran potencialmente patógenos para los humanos. Los insectos comestibles son un reservorio subestimado de parásitos humanos y animales. Nuestra investigación indica el importante papel de estos insectos en la epidemiología de los parásitos patógenos de los vertebrados. El examen parasitológico realizado sugiere que los insectos comestibles pueden ser el vector de parásitos más importante para los animales insectívoros domésticos. Según nuestros estudios, la investigación futura debería centrarse en la necesidad de un control constante de las granjas de insectos estudiadas en busca de patógenos, aumentando así la seguridad de los alimentos y los piensos. los parásitos eran potencialmente patógenos para los humanos. Los insectos comestibles son un reservorio subestimado de parásitos humanos y animales. Nuestra investigación indica el importante papel de estos insectos en la epidemiología de los parásitos patógenos de los vertebrados. El examen parasitológico realizado sugiere que los insectos comestibles pueden ser el vector de parásitos más importante para los animales insectívoros domésticos. Según nuestros estudios, la investigación futura debería centrarse en la necesidad de un control constante de las granjas de insectos estudiadas en busca de patógenos, aumentando así la seguridad de los alimentos y los piensos. los parásitos eran potencialmente patógenos para los humanos. Los insectos comestibles son un reservorio subestimado de parásitos humanos y animales. Nuestra investigación indica el importante papel de estos insectos en la epidemiología de los parásitos patógenos de los vertebrados. El examen parasitológico realizado sugiere que los insectos comestibles pueden ser el vector de parásitos más importante para los animales insectívoros domésticos. Según nuestros estudios, la investigación futura debería centrarse en la necesidad de un control constante de las granjas de insectos estudiadas en busca de patógenos, aumentando así la seguridad de los alimentos y los piensos. El examen parasitológico realizado sugiere que los insectos comestibles pueden ser el vector de parásitos más importante para los animales insectívoros domésticos. Según nuestros estudios, la investigación futura debería centrarse en la necesidad de un control constante de las granjas de insectos estudiadas en busca de patógenos, aumentando así la seguridad de los alimentos y los piensos.

[Ir a:](#)

Introducción

La creciente demanda de alimentos nutritivos y de fácil digestión ha contribuido al surgimiento de nuevas fuentes de alimentos en el procesamiento agrícola. Los insectos comestibles son una de esas categorías de alimentos infrautilizados con un alto valor nutricional [1]. Los insectos se cultivan para el consumo directo y para su uso en la producción de alimentos y piensos [2]. El concepto de “nuevos alimentos”, incluidos los insectos y sus partes, ha sido introducido por el Reglamento (UE) 2015/2238 del Parlamento Europeo y del Consejo, de 25 de noviembre de 2015, sobre nuevos alimentos, que entró en vigor el 1 de enero de 2018. La creciente popularidad de las mascotas exóticas también ha aumentado la demanda de nuevos alimentos. Sin embargo, los insectos comestibles a menudo están infectados por patógenos y parásitos que causan pérdidas significativas en la producción [3]. Estos patógenos también representan una amenaza indirecta para los humanos, el ganado y los animales exóticos. La mayoría de las empresas de cultivo de insectos en el mundo son negocios domésticos, y en Europa los insectos comestibles rara vez se producen a gran escala. En la Unión Europea, la entomofagia es rara y se considera un tabú cultural [4]. Más de 1900 especies de insectos se consideran comestibles. Los insectos comestibles más populares incluyen gusanos de la harina (*Tenebrio molitor*) [5], grillos domésticos (*Acheta domestica*) [4], cucarachas (Blattodea) [6] y langostas migratorias (*Locusta migrans*) [4].

Los gusanos de la harina son escarabajos de la familia Tenebrionidae. Los escarabajos adultos generalmente miden entre 13 y 20 mm de largo y las larvas tienen una longitud de alrededor de 30 mm. Durante su breve ciclo de vida de 1 a 2 meses, las hembras ponen alrededor de 500 huevos. Uno de los mayores proveedores de gusanos de la harina del mundo es HaoCheng Mealworm Inc., que produce 50 toneladas de insectos vivos al mes y exporta 200 000 toneladas de insectos secos al año [7]. Los gusanos de la harina se utilizan en la nutrición humana y animal, y son una fuente de alimento popular para mascotas exóticas, incluidos reptiles e insectívoros. El valor nutricional de las larvas del gusano de la harina es comparable al de la carne y los huevos de gallina [8]. Los gusanos de la harina son fáciles de almacenar y transportar. Son abundantes en nutrientes de alta disponibilidad y se consideran una fuente de alimentación muy prometedora para la cría de aves y peces. Los gusanos de la harina también se pueden administrar a mascotas y ganado [4]. La popularidad del consumo de gusanos de la harina por parte de los humanos va en aumento, especialmente en Europa. Los gusanos de la harina degradan eficazmente los desechos biológicos y la espuma de poliestireno [9]. Los parásitos del gusano de la harina más comunes incluyen *Gregarine* spp., *Hymenolepis diminuta* y ácaros de la familia Acaridae. Los gusanos de la harina son insectos modelo en la investigación parasitológica [10 - 12].

El grillo doméstico (*A. domestica*) tiene una longitud de hasta 19 mm y su ciclo de vida dura de 2 a 3 meses. Es una fuente de alimento para reptiles, anfibios y arácnidos criados en cautiverio, incluidas las arañas de la familia Theraphosidae. Los humanos consumen grillos domésticos en forma de polvo o como extractos de proteínas [13 , 14]. Los grillos enteros se consumen directamente en Tailandia [1]. Estos insectos son frecuentemente infestados por *Nosema* spp., *Gregarine* spp. y *Steinernema* spp.

Las cucarachas del orden Blattodea incluyen la cucaracha alemana (*Blattella germanica*), la cucaracha americana (*Periplaneta americana*), la cucaracha excavadora cubana (*Byrsotria fumigata*), la cucaracha silbante de Madagascar (*Gromphadorhina portentosa*), la cucaracha moteada (*Nauphoeta cinerea*), la

cucaracha de Turkestán (*Shelfordella lateralis*) y cucaracha oriental (*Blatta orientalis*). Las cucarachas pueden vivir hasta 12 meses, y los individuos más grandes alcanzan hasta 8 cm de longitud. Las cucarachas son cada vez más populares en la nutrición humana y forman parte de la cocina local en varias regiones del mundo [[15](#)].

Las langostas migratorias son miembros de la familia Acrididae, orden Orthoptera. Los insectos tienen hasta 9 cm de longitud y viven hasta 3 meses. Las langostas son consumidas por anfibios, reptiles y humanos, principalmente en África y Asia. Las langostas contienen hasta un 28 % de proteína y un 11,5 % de grasa, incluido hasta un 54 % de grasas insaturadas [[16](#)]. *Nosema* spp. y *Gregarine* spp. son los parásitos de langosta más frecuentes [[17](#)].

El objetivo de este estudio fue identificar y evaluar las formas de desarrollo de los parásitos que colonizan insectos comestibles en granjas domésticas y tiendas de mascotas en Europa Central y determinar el riesgo potencial de infecciones parasitarias para humanos y animales.

[Ir a:](#)

Materiales y métodos

Materiales

El material experimental comprendió muestras de insectos vivos (imagina) de 300 granjas domésticas y tiendas de mascotas, incluidas 75 granjas de gusanos de la harina, 75 granjas de grillos domésticos, 75 granjas de cucarachas silbantes de Madagascar y 75 granjas de langostas migratorias de Chequia, Alemania, Lituania, Polonia, Eslovaquia y Ucrania. Los propietarios/criadores de granjas domésticas y cultivos de tiendas de mascotas dieron permiso para que el estudio se realizara en sus granjas de insectos. Los estudios se realizaron en los años 2015-2018. Se probaron hasta 3 granjas desde una sola ubicación (por ejemplo, ciudad). El ganado de granja se compró a proveedores en Europa, Asia y África. Se obtuvieron cuarenta insectos de cada granja de gusanos de la harina y grillos, y se agruparon en 4 muestras de 10 insectos cada una. Se tomaron muestras de diez insectos de cada granja de cucarachas y langostas, y se analizaron individualmente.

Metodología

Los insectos se inmovilizaron induciendo un coma frío a una temperatura de -30°C durante 20 minutos. La hibernación se consideró efectiva cuando las patas, las mandíbulas y las antenas no respondían a los estímulos táctiles. Los insectos en hibernación fueron decapitados y disecados para recolectar tractos digestivos. Los tractos digestivos se trituraron en un tamiz y se examinaron por el método de flotación de Fulleborn con solución de Darling (solución de NaCl saturada al 50 % y glicerol al 50 %). Las muestras se centrifugaron a 3500 x durante 5 minutos. Se obtuvieron tres especímenes de cada muestra, y se examinaron bajo un microscopio óptico (a 200x, 400x y 1000x aumentos). Las partes restantes del cuerpo fueron examinadas por la presencia de larvas parasitarias bajo el microscopio estereoscópico Leica M165C (a 7.2x-120x aumentos) Las partes restantes del cuerpo se analizaron según el método

propuesto por Kirkor con algunas modificaciones, triturando las partes del cuerpo en un mortero con la cantidad correspondiente de agua y 0,5 ml de éter. Las suspensiones resultantes se filtraron en tubos de ensayo para separar partículas grandes y se centrifugaron a 3500x durante 5 minutos. Después de aflojar el tapón de residuos, se desecharon las tres capas superiores de suspensión. Se obtuvieron tres especímenes, y se analizaron de acuerdo con el procedimiento descrito anteriormente. Los parásitos se identificaron a nivel de género/especie en función de parámetros morfológicos y morfométricos con el uso de un sistema de adquisición de imágenes Olympus y el programa Leica Application Suite basado en las fuentes de referencia en Pubmed [triturando las partes del cuerpo en un mortero con la cantidad correspondiente de agua y 0,5 ml de éter. Las suspensiones resultantes se filtraron en tubos de ensayo para separar partículas grandes y se centrifugaron a 3500x durante 5 minutos. Después de aflojar el tapón de residuos, se desecharon las tres capas superiores de suspensión. Se obtuvieron tres especímenes, y se analizaron de acuerdo con el procedimiento descrito anteriormente. Los parásitos se identificaron a nivel de género/especie en función de parámetros morfológicos y morfométricos con el uso de un sistema de adquisición de imágenes Olympus y el programa Leica Application Suite basado en las fuentes de referencia en Pubmed [triturando las partes del cuerpo en un mortero con la cantidad correspondiente de agua y 0,5 ml de éter. Las suspensiones resultantes se filtraron en tubos de ensayo para separar partículas grandes y se centrifugaron a 3500x durante 5 minutos. Después de aflojar el tapón de residuos, se desecharon las tres capas superiores de suspensión. Se obtuvieron tres especímenes, y se analizaron de acuerdo con el procedimiento descrito anteriormente. Los parásitos se identificaron a nivel de género/especie en función de parámetros morfológicos y morfométricos con el uso de un sistema de adquisición de imágenes Olympus y el programa Leica Application Suite basado en las fuentes de referencia en Pubmed [se desecharon las tres capas superiores de suspensión. Se obtuvieron tres especímenes, y se analizaron de acuerdo con el procedimiento descrito anteriormente. Los parásitos se identificaron a nivel de género/especie en función de parámetros morfológicos y morfométricos con el uso de un sistema de adquisición de imágenes Olympus y el programa Leica Application Suite basado en las fuentes de referencia en Pubmed [se desecharon las tres capas superiores de suspensión. Se obtuvieron tres especímenes, y se analizaron de acuerdo con el procedimiento descrito anteriormente. Los parásitos se identificaron a nivel de género/especie en función de parámetros morfológicos y morfométricos con el uso de un sistema de adquisición de imágenes Olympus y el programa Leica Application Suite basado en las fuentes de referencia en Pubmed [se desecharon las tres capas superiores de suspensión. Se obtuvieron tres especímenes, y se analizaron de acuerdo con el procedimiento descrito anteriormente. Los parásitos se identificaron a nivel de género/especie en función de parámetros morfológicos y morfométricos con el uso de un sistema de adquisición de imágenes Olympus y el programa Leica Application Suite basado en las fuentes de referencia en Pubmed [18-36] . _ Los parásitos fueron identificados a nivel de especie por tinción de Ziehl-Neelsen [37]. Se aconsejó a los propietarios de fincas donde se detectaron parásitos humanos que eliminaran su ganado. Se encuestó a los propietarios de granjas mediante el uso de un cuestionario para obtener información sobre el origen de los insectos (para determinar si la población se complementó con insectos de otras granjas, si la granja era un hábitat cerrado, si la población se obtuvo solo de Europa o también de Asia/África), nutrición de insectos (ya sea que los insectos hayan sido alimentados con alimentos especializados, productos frescos, desechos de cocina o fuentes de alimentos recolectados localmente), contacto con otros animales o heces de animales.

análisis estadístico

Se determinó la prevalencia de especies parásitas para cada especie de insecto. Se probó la distribución normal de los datos con la prueba de Kolmogorov-Smirnov. Los

supuestos de linealidad y normalidad se probaron antes del análisis estadístico. Se analizó la linealidad con base en la distribución bidimensional de las variables evaluadas con el uso de histogramas y gráficas de probabilidad normal de los residuales. El significado de las correlaciones entre las especies de insectos y los datos del cuestionario se analizó en un modelo de regresión logística, donde la variable dependiente era dicotómica (0 o 1, presencia/ausencia de parásitos) y las variables independientes eran: origen de los insectos (insectos comprados en Europa solo/insectos importados de Asia y África), Sistema de rotación de poblaciones de insectos (insectos de la granja evaluada solamente - rotación cerrada/la granja se complementó con insectos de otras granjas - rotación abierta), nutrición (insectos alimentados solo con productos frescos o alimentos especializados/insectos alimentados con desechos de la cocina) y contacto directo/indirecto con animales (sí/no). Las correlaciones entre los parásitos identificados se analizaron con el uso de la Q de Yule y la V de Cramer, sujetas al número de variables evaluadas. Las asociaciones examinadas fueron débiles cuando el valor de V/Q se aproximó a 0, y las correlaciones fueron más fuertes cuando V/Q se aproximó a $+1/-1$. Los resultados fueron procesados estadísticamente en el programa Statistica 13.1 con una aplicación médica StatSoft. nutrición (insectos alimentados solo con productos frescos o alimentos especializados/insectos alimentados con desechos de cocina) y contacto directo/indirecto con animales (sí/no). Las correlaciones entre los parásitos identificados se analizaron con el uso de la Q de Yule y la V de Cramer, sujetas al número de variables evaluadas. Las asociaciones examinadas fueron débiles cuando el valor de V/Q se aproximó a 0, y las correlaciones fueron más fuertes cuando V/Q se aproximó a $+1/-1$. Los resultados fueron procesados estadísticamente en el programa Statistica 13.1 con una aplicación médica StatSoft. nutrición (insectos alimentados solo con productos frescos o alimentos especializados/insectos alimentados con desechos de cocina) y contacto directo/indirecto con animales (sí/no). Las correlaciones entre los parásitos identificados se analizaron con el uso de la Q de Yule y la V de Cramer, sujetas al número de variables evaluadas. Las asociaciones examinadas fueron débiles cuando el valor de V/Q se aproximó a 0, y las correlaciones fueron más fuertes cuando V/Q se aproximó a $+1/-1$. Los resultados fueron procesados estadísticamente en el programa Statistica 13.1 con una aplicación médica StatSoft. y las correlaciones eran más fuertes cuando V/Q se aproximaba a $+1/-1$. Los resultados fueron procesados estadísticamente en el programa Statistica 13.1 con una aplicación médica StatSoft. y las correlaciones eran más fuertes cuando V/Q se aproximaba a $+1/-1$. Los resultados fueron procesados estadísticamente en el programa Statistica 13.1 con una aplicación médica StatSoft.

[Ir a:](#)

Resultados

Predominio

Se detectaron formas de desarrollo parasitarias en 244 (81,33%) de 300 (100%) granjas de insectos examinadas. En 206 (68,67%) de los casos, los parásitos identificados fueron patógenos solo para insectos; en 106 (35,33%) casos los parásitos eran potencialmente parasitarios de los animales; y en 91 (30,33%) casos, los parásitos eran potencialmente patógenos para los humanos. *Nosema* spp. se detectaron esporas en 27 (36,00%) granjas de grillos y 35 (46,67%) granjas de langostas. La presencia de *Cryptosporidium* spp. se observó en 12 (16%) granjas de gusanos de la harina, 5

(6,67%) granjas de grillos, 13 (17,33%) granjas de cucarachas y 4 (5,33%) granjas de langostas. Cuarenta y cuatro (58,67%) granjas de gusanos de la harina, 30 (40,00%) granjas de grillos, 57 (76%) granjas de cucarachas y 51 (68,00%) granjas de langostas estaban infestadas con *Gregarine* spp., incluyendo *Steganorhynchus dunwodyii*, *Hoplorhynchus acanthatholius*, *Blabericola haasi*, *Gregarina blattarum*, *G. niphadrones*, *Gregarina cuneata* y *Gregarina polymorpha*. *Isospora* spp. se detectaron en 7 (9,33%) granjas de gusanos de la harina, 4 (5,33%) granjas de grillos, 9 (12,00%) granjas de cucarachas y 8 (10,67%) granjas de langostas. Once (14,67%) granjas de gusanos de la harina, 13 (17,33%) granjas de cucarachas y 9 (12,00%) granjas de langostas estaban infestadas con *Balantidium* spp. incluyendo *B. coli* y *B. blattarum*. La presencia de *Entamoeba* spp., incluyendo *E. coli*, *E. dispar*, *E. hartmanii* y *E. histolytica*, se determinó en 9 (12%) granjas de gusanos de la harina, 14 (18,67%) granjas de cucarachas y 4 (5,33%) granjas de langostas. Diecisiete (22,67%) criaderos de cucarachas fueron colonizados por *Nyctotherus* spp., incluyendo *N. ovalis* y *N. periplanetae*. Se detectaron cisticercos de tenia, incluidos *Hymenolepis nana*, *H. diminuta* y *Raillietina* spp., en 9 (12%) granjas de gusanos de la harina, 3 (4%) granjas de grillos, 4 (5,33%) granjas de cucarachas y 3 (4,00%) granjas de langostas. Los nematodos del orden Gordiidea colonizaron 6 (8,00%) granjas de grillos y langostas. *Hammerschmidtella diesignise* detectó en 35 (46,67%) criaderos de cucarachas. *Steinernema* spp. se identificó en 22 (29,33%) granjas de grillos y *Pharyngodon* spp.—en 14 (18,67%) granjas de langostas. La presencia de *Physaloptera* spp. se observó en 4 (5,4%) granjas de gusanos de la harina, 2 (2,67%) granjas de grillos, 9 (12,00%) granjas de cucarachas y 7 (9,33%) granjas de langostas. Cinco (6,67%) granjas de gusanos de la harina y 7 (9,33%) granjas de cucarachas estaban infestadas con Spiruroidea. *Thelastomidae* spp. se detectó en 10 (13,33%) granjas de grillos y langostas. *telastomas* spp. fue identificado en 58 (77,33%) criaderos de cucarachas. Se observaron acanthocephala en 2 (2,67%) granjas de gusanos de la harina y 3 (4,00%) granjas de cucarachas. Dos (2,67%) granjas de cucarachas estaban infestadas con Pentastomida. La presencia de Acaridae, incluidos los ácaros del polvo doméstico, se observó en 35 (46,67%) granjas de gusanos de la harina, 15 (20,00%) granjas de cucarachas y 7 (9,33%) granjas de langostas. En el grupo de muestras recolectadas de granjas de gusanos de la harina, *Cryptosporidium* spp. se observaron en 37 (12,33%) muestras, *Gregarine* spp. se detectaron en 99 (33,00%) muestras, *Isospora* spp.—en 12 (4%) muestras, *Entamoeba* spp.—en 12 (4,00%) muestras, *Balantidium* spp.—en 14 (4,67%) muestras, cisticercoides—en 18 (6,00%) muestras, *Faringodon*spp.—en 10 (3%) de las muestras, *Physaloptera* spp.—en 15 (5,00%) muestras, *Spiruroidea* —en 6 (2,00%) muestras, *Acanthocephala* spp.—en 2 (0,67%) y *Acaridae* en 80 (26,67%) muestras. En el grupo de muestras recolectadas de granjas de grillos, *Nosema* spp. fueron identificados en 74 (24,67%) muestras, *Cryptosporidium* spp.—en 5 (1,67%) muestras *Isospora* spp.—en 8 (2,67%) muestras, *Gregarine* spp.—en 72 (24,00%) muestras, cisticercos—en 4 (1,33%) muestras, *Physaloptera* spp.—en 4 (1,33%) muestras, *Steinernemas* spp.—en 11 (3,67%) muestras, y nematodos del orden Gordiidea—en 19 (6,33%) muestras. En el grupo de muestras obtenidas de criaderos de cucarachas, la presencia de *Cryptosporidium* spp. se determinó en 89 (11,87%) muestras, *Gregarine* spp.—en 236 (31,47%) muestras, *Isospora* spp.—en 16 (2,13%) muestras, *Nyctotherus* spp.—en 57 (7,60%) muestras, *Entamoeba* spp.—en 34 (4,53%) muestras, *Balantidium* spp.—en 35 (4,67%) muestras, cisticercoides—en 4 (0,53%) muestras, *Pharyngodon* spp.—en 20 (2,67%) muestras, *Physaloptera* spp.—en 23 (3,07%) muestras, *Spiruroidea*—en 14 (1,87%) muestras, *Thelastoma* spp.—en 270 (36,00%) muestras, *H. diesigni* —en 143 (19,07%) muestras, *Acanthocephala* spp.—en 5 (0,67%) muestras,

Pentastomida spp.—en 5 (0,67%) muestras y Acaridae—en 29 (3,87%) muestras. En criaderos de langostas se identificaron los siguientes parásitos: *Nosema* spp.—en 125 (16,67%) muestras, *Cryptosporidium* spp.—en 13 (1,73%) muestras, *Gregarina* spp.—en 180 (24,00%) muestras, *Isospora* spp.—en 15 (2,00%) muestras, *Entamoeba* spp. en 9 (1,20 %) muestras, *Balantidium* spp.—en 14 (1,87 %) muestras, cisticercoideos—en 15 (2,00 %) muestras, *Physaloptera* spp.—en 17 (2,27 %) muestras, *Steinernemaspp.*—en 31 (4,13%) muestras, nematodos del orden Gordiidea—en 7 (0,93%) muestras y Acaridae—en 31 (4,13%) muestras. Los resultados detallados del examen parasitológico se han colocado en [tabla 1](#).

tabla 1

Tipo/Especies y formas de desarrollo de parásitos encontrados en los insectos examinados en las muestras colectivas/individuales examinadas dependiendo del lugar de detección.

Parásito (formas de desarrollo)	Escarabajo del gusano de la harina		grillo de la casa		Cucaracha silbante de Madagascar		langosta migratoria	
	gt	rb	gt	rb	gt	rb	gt	rb
<i>Nosema</i> spp. (esporas)	-	-	74	-	-	-	125	-
<i>Cryptosporidium</i> spp. (ooquistes)	31	10	5	2	57	35	13	4
<i>Gregarina</i> spp. (ooquistes, esporozoitos)	99	-	72	-	236	-	180	-
<i>Isospora</i> spp. (ooquistes)	3	12	1	8	6	dieciséis	1	15
<i>Balantidium</i> spp. (ameba, quistes)	1	14	-	-	29	8	5	14
<i>Entamoeba</i> spp. (ameba, quistes)	3	11	-	-	30	7	1	9
<i>Nyctotherus</i> spp. (ameba, quistes)	-	-	-	-	57	2	-	-
Cestoda (óvulos, cisticercos)	8	22	-	4	3	4	2	15
<i>Gordiidae</i> spp (quistes, juveniles)	-	-	-	19	-	-	dieciséis	-
<i>H. dieigni</i> (formas adultas, huevos)	-	-	-	-	143	-	-	-
<i>Pharyngodon</i> spp. (larvas L3)	-	13	-	-	-	22	-	-
<i>Physaloptera</i> spp. (larvas L3)	-	19	-	4	-	42	-	17
Spiruroidea (larvas L3)	-	8	-	-	-	14	-	-
Thelastomatidae (formas adultas, huevos)	-	-	47	-	-	-	31	-

Parásito (formas de desarrollo)	Escarabajo del gusano de la harina		grillo de la casa		Cucaracha silbante de Madagascar		langosta migratoria	
	gt	rb	gt	rb	gt	rb	gt	rb
<i>Steinernema</i> spp. (formas adultas)	-	-	-	11	-	-	-	17
<i>Thelastoma</i> spp. (formas adultas, huevos)	-	-	-	-	270	-	-	-
Acanthocephala spp. (cistacantos)	-	2	-	-	-	5	-	-
Pentastomida (ninfas)	-	-	-	-	-	5	-	-
Acaridae (huevos, ninfas, formas adultas)	4	80	-	-	2	29	1	31

[Abrir en una ventana separada](#)

gt—tracto gastrointestinal; rb-resto del cuerpo

Probabilidad de aparición de parásitos

El riesgo de infecciones por Cestoda, Acanthocephala y Acaridae fue significativamente mayor en los insectos importados de África y Asia que en los insectos comprados a proveedores europeos. Las granjas cuyo stock se complementó con insectos de otras granjas fueron colonizadas con mayor frecuencia por *Nosema* spp., *Isospora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Entamoeba* spp., Cestoda, *Pharyngodon* spp., *Gordius* spp., *Physaloptera* spp., *Thelastoma* spp. y *H. diesigni* que las fincas cerradas. El riesgo de infección por *Cryptosporidium* spp., *Gregarine* spp, *Balantidium* spp, *Entamoeba* spp., *Steinernema* spp., Gordiidea, *H. diesigni* y Acaridae fue mayor en los insectos alimentados con desechos de cocina y fuentes de alimentación recolectadas localmente que en los insectos alimentados solo con productos frescos o alimentos especializados. Los insectos que entraron en contacto directo o indirecto con los animales tenían un mayor riesgo de exposición a *Isospora* spp., *Cryptosporidium* spp., Cestoda, *Pharyngodon* spp., *Physaloptera* spp., *Thelastoma* spp. y *H. diesigni*, pero con menor riesgo de exposición a *Nyctotherus* spp. Los resultados estadísticamente significativos de la regresión logística se colocaron en [Tabla 2](#).

Tabla 2

Modelo de regresión logística, que muestra relaciones estadísticamente significativas entre las especies de parásitos y el origen de los insectos, el sistema de rotación de insectos, el tipo de alimentación y el contacto con los animales.

<i>Nosema</i> spp.	rotación	<0.000001	2.28	0.18	33.99	<0.000001	2.90	2.03-4.14
	rotación		28.88	0.31	10.45	0.0012	2.74	1.49-5.06
<i>Isospora</i> spp.	animales	0.000043	12.03	0.32	3.95	0.047	1.87	1.01-3.48

	rotación		14.54	0.22	15.53	0.00002	5.11	1.03-14.65
<i>Cryprosporidium</i> spp.	alimentación	0.00001	17.76	0.19	19.22	0.0013	10.21	0,81-6,45
	animales		4.03	0.34	7.81	0.001	3.62	1.95-12.83
<i>Gregarina</i> spp.	alimentación	0.000001	11.85	0.11	21.40	0.000004	1,65	1.33-2.04
<i>Nyctotherus</i> spp.	animales	0.020	49.02	0.29	8.29	0.004	0.44	0,25-0,77
<i>Balantidium</i> spp.	alimentación	0.000001	6.43	0.32	15.63	0.000072	3.52	1.69-6.57
<i>Entamoeba</i> spp.	rotación		4.50	0.54	5.78	0.016	0.27	0.095-0.79
	alimentación	0.000022	3.58	0.34	11.03	0.000098	3.13	1.60-6.13
	origen		11.66	1.06	4.71	0.03	10.07	1.25-81.05
cestoda	rotación	0.000064	8.38	4.46	4.59	0.035	2.92	1.08-7.92
	animales		2.48	1.50	6.46	0.011	18.54	1.95-177.14
<i>Pharyngodon</i> spp.	rotación		8.24	0,63	4.25	0.040	0.27	0.078-0.93
	animales	0.000001	11.21	0.73	14.10	0.00017	15.73	3.73-66.31
<i>Steinernema</i> spp.	alimentación	0.047	15.26	0.28	5.46	0.019	1.94	1.11-3.39
Gordiidae	rotación		1.44	0.41	5.87	0.02	2.69	1.21-5.97
	alimentación	0.000001	4.89	1.03	18.67	0.000016	87.54	11.51-665.54
<i>Physaloptera</i> spp.	rotación		12.28	0.36	8.62	0.0033	0.35	0,17-0,70
	animales	0.000001	7.45	0.29	28.18	<0.000001	4.75	2.67-8.45
<i>Thelastoma</i> spp.	rotación		33.09	0.19	4.61	0.031	1.51	1.04-2.21
	animales	0.00087	9.44	0.16	4.89	0.0002	1.26	1.26-2.43
<i>Hammerschmidtia</i> <i>diesigni</i>	rotación		11.15	0.22	14.09	0.00017	2.32	1.49-3.59
	alimentación	<0.000001	7.64	0.22	12.41	0.00042	2.18	1.41-3.73
	animales		5.82	0.20	7.47	0.0062	1.75	1.17-

acantocéfalo	origen	0.00001	14.23	0,55	5.11	0.02	9.11	2.61 1,67- 73,01
	origen		5.89	0.20	13.72	0.00021	2.08	1.41- 3.06
Acáridos		0.000001						
	alimentación		7.43	0.20	11.52	0.00069	1.99	1,34- 2,96

[Abrir en una ventana separada](#)

X^2 —Prueba de chi-cuadrado; W —Estadístico de Wald; IC del 95 % : intervalo de confianza del 95 %; Origen: 0: los especímenes en la cría provienen de Europa, 1: los individuos reproductores importados de Asia o África; Rotación: 0—individuos de fincas con rotación animal cerrada, 1—individuos de fincas con rotación animal abierta; Alimentación: 0—insectos alimentados con productos frescos o alimentos, 1—insectos alimentados con desechos; Animales: 0—sin contacto con animales, 1—contacto con animales. *H.diesigni* - *Hammerschmidtella diesigni* .

Coinvasiones

Se observaron correlaciones significativas entre la presencia de *Nosema* spp. e *Isospora* spp. ($V = 0,75$), *Gregarine* spp. ($Q = -0,27$) *Steinernema* spp. ($Q = 0,42$) y *Gordiidae* spp. ($Q = 0,45$). La presencia de *Isospora* spp. también se correlacionó significativamente con *Gregarine* spp. ($Q = -0,22$), cestodos ($Q = 0,63$), *Gordiidae* spp. ($Q = 0,73$) *Thelastoma* spp. ($Q = 0,96$). La presencia de *Nyctotherus* spp. se correlacionó con *Spiruroidea* ($Q = 0,55$), *Thelastoma* spp. ($Q = 0,52$) y *H. diesigni* ($Q = 0,18$). Se observaron correlaciones entre *Gregarine* spp. y *Hymenolepis diminuta* ($Q = 0,48$), *Pharyngodon* spp. ($Q = 0,30$), *Steinernema* spp. ($Q = 0,33$), *Physaloptera* spp. ($Q = 0,32$), espiruroideos. ($Q = 0,44$), *Thelastoma* spp. ($Q = 0,51$), *H. diesigni* ($Q = 0,31$) y *Acanthocephala* ($Q = 0,44$). La presencia de *Cryptosporidium* spp. se correlacionó significativamente con *Balantidium* spp. ($Q = 0,21$), *Entamoeba* spp. ($Q = 0,33$), *Nyctotherus* spp. ($Q = -0,41$), *H. diesigni* ($Q = 0,49$) y *Acaridae* ($Q = 0,17$).

[Ir a:](#)

Discusión

Debido a la falta de obligación de registro, actualmente no podemos estimar el número exacto de dichas granjas en el área encuestada. El número de granjas obtenidas para el experimento resultó de un número mínimo de muestras calculado de manera indicativa. Para obtener los resultados más confiables de una sola ubicación (p. ej., ciudad), probamos hasta 3 granjas. La selección de especies de insectos para la investigación resultó de la difusión de estos animales entre los criadores. En caso de que hayamos demostrado que los insectos provenían del mismo proveedor, no continuamos con la investigación.

Las preguntas de la encuesta sobre las granjas de insectos probadas están relacionadas con las actividades observadas practicadas por los criadores. Los criadores que desean establecer o ampliar sus granjas suelen encargar insectos de los países de origen o de lugares donde la importación de dichos alimentos es más barata que desde Europa. En

nuestra opinión, este fenómeno es una gran amenaza debido a que puede existir el riesgo de atrapar animales del medio ambiente y, por lo tanto, introducir nuevos parásitos, tanto patógenos para insectos como para humanos y animales. Algunos criadores aficionados no están interesados en la calidad del alimento introducido en la granja. Obtienen alimento para insectos del entorno (forraje verde, árboles frutales silvestres) o aprovechan los restos de alimentación de otros animales. Los insectos comestibles también pueden tener contacto directo o indirecto con los animales. Entre las prácticas podemos incluir el volver a depositar los insectos en las granjas después de que el animal no los haya comido. Estos insectos que se desplazan por el hábitat de los animales (p. ej., terrarios) pueden introducir de forma mecánica patógenos potenciales específicos de los animales.

Durante la investigación en granjas individuales, observamos prácticas poco éticas de criadores individuales, como alimentar a los insectos con heces de animales de una tienda de mascotas, alimentar a los insectos con cadáveres de animales más pequeños o alimentar a los insectos con alimentos mohosos e incluso con carne cruda. Estas prácticas reducen significativamente la calidad del producto final y socavan la seguridad microbiológica/parasitológica de dichos alimentos. Actualmente, sin embargo, no existe una normativa sobre las condiciones zoonosológicas y el bienestar de estos animales como animales potenciales para la alimentación. Aunque la investigación se llevó a cabo en granjas de insectos de aficionados, no se encontró que la mayoría tuviera fallas graves. La cría de insectos comestibles que se lleva a cabo en lugares no destinados a este fin (casas) puede suponer un peligro adicional para los seres humanos. En el transcurso del estudio, registramos casos individuales de propagación de insectos desde las granjas, lo que resultó en la infestación de las habitaciones, p. por cucarachas o grillos. Otro ejemplo es la posibilidad de transmisión de parásitos como *Cryptosporidium* spp. sobre el ser humano aerógenamente, por lo que si las granjas están bien desprotegidas o hay falta de higiene en contacto con insectos, pueden producirse dichas invasiones.

Parásitos patógenos para insectos

Las muestras de granja analizadas fueron colonizadas por formas de desarrollo de parásitos que son específicos de insectos, incluidos *Nosema* spp, *Gregarine* spp., *Nyctotherus* spp., *Steinernema* spp., Gordiidae, *H. diesigni*, Thelastomidae y *Thelastoma* spp. Estos patógenos constituyen la flora parasitaria más prevalente, y las infecciones masivas pueden comprometer la salud de los insectos y disminuir las ganancias agrícolas [38 , 39]. Según Van der Geest et al. [40] y Johny et al. [41], los patógenos anteriores han sido implicados como pseudoparásitos de humanos y animales. Sin embargo, el impacto de los parásitos específicos de insectos en los seres humanos aún no se ha dilucidado por completo. Pung et al. [42] argumentó que *Gregarine* spp., un parásito específico de las cucarachas, podría causar asma en humanos. Los resultados de la encuesta realizada en nuestro estudio indican que la cría de insectos puede aumentar la exposición humana a patógenos y alérgenos [43 , 44].

La nosemosis es una enfermedad causada por parásitos microsporidianos, y puede comprometer la salud de grillos y langostas. Sin embargo, los parásitos nosema también controlan las poblaciones de grillos y langostas en el entorno natural [45 - 47]. Lange y Wysiecki [48] encontraron que *Nosema locustae* puede ser transmitida por langostas silvestres a una distancia de hasta 75 km. Este parásito también se transmite fácilmente

entre insectos individuales, lo que puede contribuir a la propagación de infecciones en granjas de insectos. Johnson y Pavlikova [49] informaron de una correlación lineal entre el número de *Nosema* spp. esporas en langostas y una disminución en el consumo de materia seca. Los resultados de nuestro estudio indican que *Nosemaspp.* las infecciones pueden disminuir las ganancias en el cultivo de insectos.

Gregarina spp. son protistas parásitos que colonizan el tracto digestivo y las cavidades corporales de los invertebrados. Según Kudo [50], las gregarinas son microorganismos comensales no patógenos, pero investigaciones recientes indican que estos protistas son patógenos para los insectos. Estos microorganismos utilizan los nutrientes ingeridos por el huésped, comprometen la función inmunológica del huésped y dañan las paredes de las células huésped [41]. Las infestaciones masivas pueden provocar una obstrucción intestinal en los insectos [38]. Lopes y Alves [39] encontraron que las cucarachas infectadas con *Gregarinespp.* se caracterizaron por abdómenes hinchados, movimientos más lentos, cuerpos oscurecidos y olor pútrido indicativo de septicemia. También se descubrió que las gregarinas comprometen la reproducción, acortan el ciclo de vida y aumentan la mortalidad de los insectos [38 , 51 , 52]. Un estudio de libélulas reveló que *Gregarine* spp. puede disminuir el contenido de grasa y la fuerza muscular en los insectos [52]. Johny et al. [41] demostró que el metronidazol y la griseofluvina pueden disminuir *la Gregarine* spp. cuenta en insectos. Los resultados presentados por Johny et al. [41] se puede utilizar para desarrollar estrategias de control de parásitos y minimizar los efectos negativos de *Gregarinespp.* en granjas de insectos. Lopes y Alves [39] demostraron que las cucarachas infectadas con *Gregarine* spp. fueron más susceptibles a *Metarhizium anisopliae* y triflumuron, lo que podría implicar que los insectos enfermos son más sensibles a otros patógenos. Una revisión de la literatura sugiere que *Gregarine* spp. puede afectar negativamente la salud de los insectos cultivados [38 , 39 , 41 , 51 , 52].

Nyctotherus spp. es un parásito o un endosimbionte que coloniza el sistema intestinal de los insectos. Gijzen et al. [53] encontraron una fuerte correlación entre el tamaño de la población de *N. ovalis* y la actividad digestiva de la carboximetilcelulasa y el papel de filtro en los intestinos de las cucarachas, que se correlacionó con la capacidad de esos insectos para producir metano. Los resultados de nuestro estudio indican que el ciliado *N. ovalis* debe ser considerado como microflora comensal del tracto gastrointestinal de las cucarachas. *Nyctotherus* spp. era menos probable que se detectaran en insectos que habían tenido contacto previo con animales. Lo anterior podría implicar que los insectos cuyos tractos digestivos son colonizados por estos parásitos son consumidos más fácilmente por los animales. *Nyctotherus ovalis* rara vez es patógeno para los animales. Satbige et al. [54] informó sobre dos tortugas en las que la infección por *N. ovalis* causó diarrea, deshidratación y pérdida de peso.

Los gordiidae, también conocidos como gusanos crin de caballo, son nematodos parásitos de hasta 1,5 m de longitud que colonizan invertebrados. Cuando los insectos las consumen, las larvas parasitarias penetran en la pared intestinal y son envueltas por quistes protectores dentro del intestino. *Gordius* spp. son generalmente específicos de los insectos, pero estos nematodos también se han detectado en humanos y animales. En la literatura se describen varios casos de parasitismo y pseudoparasitismo por gusanos gordiid de varios lugares, incluidos Francia, Italia, Baviera, Dalmacia, África Oriental, África Sudoriental, África Occidental, Transvaal, Chile, Estados Unidos y Canadá [55] . También se identificaron gusanos crin en vómitos y heces [56 , 57]. Sin embargo,

ninguna de las invasiones parasitarias descritas fue patógena para los humanos. En el presente estudio, se detectaron parásitos en insectos alimentados con desechos de cocina o fuentes de alimentos recolectados localmente.

Hammerschmidtella diesigni, *Thelastoma* spp. y Thelastomatidae son nematodos específicos de invertebrados. Los nematodos que colonizan el tracto digestivo de los insectos se consideran generalmente organismos comensales. Taylor [58] demostró que *Leidynema* spp. ejerció un efecto negativo sobre los tejidos del intestino posterior en los insectos. De manera similar a los patógenos identificados en nuestro estudio, *Leidynema* spp. Pertenecen a la familia Thelastomatidae. Capinera [59] demostró que estos nematodos pueden aumentar la mortalidad en las granjas de cucarachas. En nuestro estudio, los insectos colonizados por *H. diesigni* y *Thelastoma* spp. se caracterizaron por un menor contenido de tejido graso. mcallister [60] informaron una mayor prevalencia de nematodos *H. diesigni* y *T. bulhoes* en cucarachas hembras y adultas, pero no observaron variaciones significativas en los recuentos diferenciales de hemocitos o la gravedad específica de la hemolinfa [60].

Steinernema spp. es un nematodo entomopatógeno cuya patogenicidad está ligada a la presencia de bacterias simbióticas en los intestinos del parásito. Estos nematodos se utilizan en la agricultura como agentes de control biológico de plagas de cultivos [61], lo que puede promover la propagación de la infección a otros insectos. En nuestro estudio, los insectos infectados con *Steinernema* spp. probablemente fueron alimentados con plantas contaminadas con huevos de parásitos.

Parásitos patógenos para humanos y animales.

Cryptosporidium spp. son parásitos que colonizan los tractos digestivo y respiratorio de más de 280 especies de vertebrados e invertebrados. Se han relacionado con muchas enfermedades animales que implican diarrea crónica [62 - 64]. Según la literatura, los insectos pueden servir como vectores mecánicos de estos parásitos. Las moscas pueden ser vectores de *Cryptosporidium* spp. que transportan ooquistes en su tracto digestivo y contaminan los alimentos [65 , 66]. Los escarabajos peloteros [67] y las cucarachas [68] también pueden actuar como vectores mecánicos de estos parásitos en el medio ambiente. Sin embargo, la prevalencia de *Cryptosporidium*spp. en insectos comestibles no ha sido documentada en la literatura. En nuestro estudio, *Cryptosporidium* spp. fueron detectados en el tracto digestivo y otras partes del cuerpo de todas las especies de insectos evaluadas. En nuestra opinión, los insectos son un vector subestimado de *Cryptosporidium* spp. y contribuyen significativamente a la propagación de estos parásitos.

Isospora spp. son protozoos cosmopolitas de la subclase Coccidia que causan una enfermedad intestinal conocida como isosporiasis. Estos parásitos suponen una amenaza tanto para los seres humanos (en particular, las personas inmunodeprimidas) como para los animales. El huésped se infecta al ingerir ovocitos y la infección se presenta principalmente con síntomas gastrointestinales (diarrea acuosa). Según la literatura, las cucarachas, las moscas y los escarabajos peloteros pueden actuar como vectores mecánicos de *Isospora* spp. [69 , 70]. En nuestro estudio, las granjas de insectos estaban contaminadas con este protozoario, lo que podría ser la causa de coccidiosis recurrente en insectívoros. *Isospora* spp. fueron detectados en la superficie del cuerpo y en el tracto intestinal de los insectos. En nuestra opinión, la presencia de *Isospora* spp.

en insectos comestibles es el resultado de normas deficientes de higiene en las granjas de insectos.

Balantidium spp. Son protozoos cosmopolitas de la clase Ciliata. Algunas especies constituyen la flora comensal de los animales, pero también pueden causar una enfermedad conocida como balantidiasis. Según la literatura, estos protozoos son ubicuos en los insectos sinantrópicos [68 , 71]. En algunos insectos, *Balantidium* spp. se considera parte de la flora intestinal normal y puede participar en los procesos digestivos [72]. Los insectos pueden ser vectores de *Balantidium* spp. patógeno para humanos y animales [73]. En nuestro estudio, se detectaron ciliados potencialmente patógenos incluso en granjas de insectos con hábitats cerrados.

Entamoeba spp. son ameboides del grupo taxonómico Amoebozoa que son parásitos internos o comensales en humanos y animales. La mayoría de las *Entamoeba* spp., incluidas *E. coli* , *E. dispar* y *E. hartmanni* , identificadas en nuestro estudio pertenecen a la microflora intestinal comensal no patógena. Sin embargo, *E. histolytica* patógena [74] y *E. invadens* también se detectaron en el estudio presentado. *Entamoeba histolytica* puede causar disentería en humanos y animales, mientras que *E. invadens* es particularmente peligrosa para animales insectívoros como reptiles y anfibios. Otros autores demostraron que *E. histolytica* es transmitida por insectos en el entorno natural [68 , 75].

Los cestodos colonizan insectos como huéspedes intermedios. Los cisticercoides, la etapa larval de tenias como *Dipylidium caninum* , *Hymenolepis diminuta* , *H. nana* , *H. microstoma* , *H. citelli* , *Monobothrium ulmeri* y *Raillietina cesticillus* , se han identificado en insectos [76 - 78]. Los insectos han desarrollado mecanismos inmunológicos que inhiben el desarrollo de estos parásitos [78 , 79]. Las tenias pueden inducir cambios de comportamiento en los insectos, como una disminución significativa de la actividad y el comportamiento fotofóbico [80]. Los cambios de comportamiento pueden hacer que los huéspedes definitivos consuman insectos que contienen cisticercoides. Nuestro estudio demostró que las granjas de insectos que están expuestas al contacto con animales y las granjas que se complementan con insectos de fuentes externas tienen un mayor riesgo de infección por tenia. Se informaron resultados similares en estudios de insectos sinantrópicos [81 , 82]. En nuestro estudio, se detectaron tanto cisticercoides como huevos, lo que sugiere que las granjas pueden estar expuestas continuamente a fuentes de infección. Sin embargo, las correlaciones entre los insectos comestibles y la prevalencia de la teniasis en humanos y animales nunca se han investigado en detalle. Se ha demostrado que la temperatura influye significativamente en el desarrollo de larvas de tenia en insectos [83 , 84]. En nuestra opinión, el mantenimiento de temperaturas más bajas en las granjas de insectos podría disminuir sustancialmente el éxito reproductivo de las tenias, y los insectos comestibles podrían procesarse térmicamente antes del consumo para minimizar el riesgo de infección por tenias. Los resultados de nuestro estudio indican que los insectos comestibles juegan un papel importante en la transmisión de tenias a aves, animales insectívoros y humanos.

Pharyngodon spp. son nematodos parásitos que colonizan animales exóticos tanto en ambientes salvajes como en cautiverio [85 , 86]. Estos parásitos son más frecuentes en las mascotas cautivas que en los animales salvajes [85 , 86], lo que podría estar relacionado con los insectos comestibles. En nuestro estudio, los insectos que tuvieron

contacto previo con animales fueron significativamente más frecuentes como vectores de *Pharyngodon* spp. nuestros resultados indican que los insectos actúan como vectores mecánicos para la transmisión de las formas de desarrollo del parásito. El papel de los insectos como huéspedes definitivos de *Pharyngodon* spp. no ha sido confirmado por la investigación. Infecciones humanas causadas por *Pharyngodon*spp. se había observado en el pasado [87], pero estos nematodos ya no son factores de riesgo significativos de posibles enfermedades zoonóticas.

Physaloptera spp. forman quistes en el hemocoel del huésped aproximadamente 27 días después de la ingestión [88]. Cawthorn y Anderson [89] demostraron que los grillos y las cucarachas pueden actuar como huéspedes intermedios de estos nematodos. Nuestro estudio es el primer informe que indica que *Physaloptera* spp. puede ser transmitida por gusanos de la harina y langostas migratorias. Los insectos pueden actuar como vectores en la transmisión de estos parásitos, en particular a los mamíferos insectívoros. A pesar de lo anterior, los huéspedes definitivos no siempre están infectados [88 , 89]. Las cucarachas juegan un papel importante en la transmisión de los parásitos discutidos, incluidos los jardines zoológicos [90]. Un estudio de escarabajos de la harina infectados experimentalmente (*Tribolium confusum*) demostró que los espirúridos también pueden influir en el comportamiento de los insectos [91]. Los cambios de comportamiento aumentan el riesgo de que los insectívoros seleccionen individuos infectados.

Spiruroidea son nematodos parásitos que requieren huéspedes intermediarios invertebrados, como escarabajos coprófagos o cucarachas, para completar su ciclo de vida [92]. En los saltamontes, *Spirura infundibuliformis* alcanza la etapa infectiva en 11-12 días a una temperatura ambiente de 20-30°C [93]. La investigación ha demostrado que estos insectos son reservorios de Spiruroidea en el entorno natural [94]. Estos parásitos forman quistes en músculos de insectos, hemocoel y túbulos de Malpighian. Colonizan principalmente animales, pero también se han reportado infecciones en humanos. Según Haruki et al. [95], Spiruroidea puede infectar a humanos que accidentalmente consumen huéspedes intermedios o beben agua que contiene larvas L3 de *Gongylonemaspp.* (nematodos de la superfamilia Spiruroidea). La prevalencia de Spiruroidea en insectos nunca se ha estudiado en insectos centroeuropeos. En nuestro estudio, estos nematodos se identificaron principalmente en granjas que importaban insectos de fuera de Europa.

Los acantocéfalos son endoparásitos obligatorios del tracto digestivo de peces, aves y mamíferos, y sus larvas (acanthor, acanthella, cystacanth) son transmitidas por invertebrados. Nunca se ha estudiado la prevalencia de estos parásitos en insectos silvestres. En las cucarachas, las especies de Acanthocephala como *Moniliformis dubius* y *Macracanthorhynchus hirudinaceus* penetran la pared intestinal y alcanzan el hemocele [96]. La membrana externa del acantor forma protuberancias similares a microvellosidades que envuelven las larvas en etapa temprana [97]. La influencia de los acantocéfalos en la fisiología de los insectos ha sido ampliamente investigada. La presencia de larvas de *Moniliformis moniliformis* en hemocoel de cucaracha disminuye la reactividad inmune [98], que, en nuestra opinión, puede contribuir a infecciones secundarias. Los gusanos de cabeza espinosa influyen en la concentración de fenoloxidasas, una enzima responsable de la síntesis de melanina en el sitio de la lesión y alrededor de los patógenos en la hemolinfa [99 , 100]. No hay estudios publicados que describan el impacto de los acantocéfalos en el comportamiento de los insectos. Un

estudio de crustáceos demostró que las formas de desarrollo de estos parásitos aumentaron significativamente los niveles de glucógeno y disminuyeron el contenido de lípidos en las hembras [101]. Los gusanos de cabeza espinosa también comprometen el éxito reproductivo de los crustáceos [102]. Se necesita más investigación sobre los artrópodos para determinar la seguridad de los insectos como fuentes de alimentos y piensos. Se han detectado acantocéfalos en reptiles insectívoros [103], lo que podría indicar que los insectos pueden actuar como vectores para la transmisión de formas de desarrollo parasitarias.

Los pentastómidos son artrópodos endoparásitos que colonizan el tracto respiratorio y las cavidades corporales de reptiles salvajes y cautivos [104]. La pentastomiasis se considera una enfermedad zoonótica, en particular en los países en desarrollo [105]. La presencia de ácaros, que se asemejan a ninfas de pentastómidos durante las observaciones microscópicas, debe descartarse al diagnosticar pentastomiasis en granjas de insectos. El papel de los insectos de huéspedes intermedios/vectores de ninfas de pentastómidos aún no se ha dilucidado por completo. Sin embargo, Winch y Riley [106] encontraron que los insectos, incluidas las hormigas, son capaces de transmitir gusanos de la lengua y que las cucarachas son refractarias a la infección por *Raillietiella giglioli*. Esslinger [107] y Bosch [108], demostró que *Raillietiella* spp. confían en los insectos como huéspedes intermedios. Nuestro estudio confirmó la posibilidad anterior, pero no pudimos identificar los factores que hacen que los insectos seleccionados sean los huéspedes intermedios preferidos. La elección del huésped intermediario probablemente esté determinada por la especie del parásito. No pudimos identificar ninfas de pentastómidos a nivel de especie debido a la ausencia de datos morfométricos detallados. Nuestros resultados y los hallazgos de otros autores sugieren que los insectos podrían ser vectores importantes para la transmisión de pentastómidos a reptiles y anfibios [106 , 109].

Predominio

La prevalencia de infecciones parasitarias en insectos se ha investigado principalmente en el medio ambiente natural. Thyssen et al. [110] encontró que el 58,3 % de las cucarachas alemanas eran portadoras de nematodos, incluidos huevos de Oxyuridae (36,4 %), huevos de Ascaridae (28,04 %), larvas de nematodos (4,8 %), otros nematodos (0,08 %) y huevos de Toxocaridae (0,08 %). . En el estudio anterior también se detectaron huevos de cestodos (3,5%). Chamavit et al. [68] informaron la presencia de parásitos en el 54,1 % de las cucarachas, incluidos *Strongyloides stercoralis* (0,8 %), *Ascaris lumbricoides* (0,3 %), *Trichuris trichuria* (0,3 %), *Taenia* spp. (0,1%), *Cyclospora* spp. (1,3%), *Endolimax nana*(1,3 %), *B. hominis* (1,2 %), *Isospora belli* (9,6 %), *Entamoeba histolytica* / *E. dispar* (4,6 %), *Cryptosporidium* spp. (28,1 %), *Chilomastix mesnilli* (0,3 %), *Entamoeba coli* (4,0 %), *Balantidium coli* (5,8 %) e *Iodamoeba butschlii* (0,1 %). Parásitos específicos de humanos como Oxyuridae, Ascaridae, *Trichuris* spp. y *Taenia*spp. no fueron detectados en nuestro estudio, lo que sugiere que los insectos analizados no tuvieron acceso a las heces de humanos infectados. En un estudio de cucarachas silvestres en Irak, la prevalencia de formas de desarrollo parasitarias fue casi el doble (83,33%) que en nuestro estudio [82]. Las cucarachas iraquíes portaban *E. blatti* (33 %), *N. ovalis* (65,3 %), *H. diesingi* (83,3 %), *Thelastoma bulhoe* (15,4 %), *Gordius robustus* (1,3 %), *Enterobius vermicularis* (2 %) y *Ascaris lumbricoides* (1,3%). A diferencia de nuestro experimento, *H. diesingi* fue la especie de nematodo predominante en las cucarachas iraquíes. Los autores citados no

identificaron ninguna forma de desarrollo de tenias. Tsai y Cahill [[111](#)] analizaron cucarachas de Nueva York e identificaron *Nyctotherus* spp. en el 22,85% de los casos, *Blatticola blattae* en el 96,19% de los casos y *Hammerschmidtella diesingi* en el 1,9% de los casos. Los resultados de nuestro estudio sugieren que los insectos comestibles cultivados están menos expuestos a ciertos parásitos (Ascaridae, *Enterobius* spp.) que son patógenos para humanos y animales. La ausencia de nematodos y ascárides específicos de humanos podría atribuirse al hecho de que las granjas analizadas eran hábitats cerrados sin acceso a fuentes infecciosas. En el trabajo de Fotedar et al. [[112](#)], la prevalencia de parásitos se determinó en 99,4% en cucarachas de hospital y en 94,2% en cucarachas domésticas. El porcentaje de cucarachas infectadas fue mucho mayor que en nuestro estudio, lo que podría indicar que los factores ambientales influyen significativamente en la prevalencia de especies de parásitos seleccionadas. Nuestras observaciones confirman que el riesgo de infecciones parasitarias se puede minimizar sustancialmente cuando los insectos se cultivan en un ambiente cerrado. La alta prevalencia de formas seleccionadas de desarrollo de parásitos en las granjas de insectos evaluadas podría atribuirse a los bajos estándares de higiene y la ausencia de tratamientos preventivos. La fauna parasitaria en granjas de insectos nunca ha sido descrita en la literatura a tal escala. [113](#)]. Estos resultados podrían atribuirse al hecho de que todos los insectos examinados se obtuvieron de un solo stock, lo que contribuyó a la reaparición de infecciones parasitarias. Se hicieron observaciones similares en varias granjas de insectos en el presente estudio.

El procesamiento de insectos comestibles, como cocinar o congelar, puede inactivar las formas de desarrollo parasitarias. Tanowitz et al. [[114](#)] informó que *la Teania solium* se mata cocinando el cerdo a una temperatura interna de 65 °C o congelándolo a 20 °C durante al menos 12 horas. Ahumar, curar o congelar la carne también puede inactivar protozoos como *el Toxoplasma gondii* [[115](#)]. El uso de microondas puede ser ineficaz [[115](#)]. En el ejemplo de *Anisakis simplex* , se ha demostrado que la cocción y la congelación pueden mejorar significativamente la seguridad alimentaria en relación con este nematodo [[116](#)]. También hervir el insecto durante 5 min es un proceso eficiente para eliminar Enterobacteriaceae [[117](#)]. Se probaron métodos simples de conservación, como el secado/acidificación sin el uso de un refrigerador, y se consideraron prometedoros [[117](#)]. Sin embargo, existe la necesidad de una evaluación exhaustiva de los métodos de procesamiento de insectos, incluidas las temperaturas y el tiempo de cocción/congelación para prevenir posibles infecciones parasitarias. A pesar de los procesos de preparación de alimentos, todavía se pueden detectar alérgenos de parásitos [[116](#)].

Los insectos también pueden ser un vector/reservorio bacteriano, pero actualmente no hay datos disponibles para pruebas bacteriológicas en la cría de insectos. Se ha demostrado que los insectos pueden ser un factor epidemiológico importante en la transmisión de enfermedades bacterianas [[3](#)]. Una de las bacterias más importantes que transmiten los insectos incluye *Campylobacter* spp. [[118](#)] y *Salmonella* spp. [[119](#)]. Kobayashi et al. [[120](#)] mostró que el insecto también puede ser un vector de *Escherichia coli* 0157:H7. Las cucarachas de vida libre albergaban organismos patógenos como *Escherichia coli* , *Streptococcus* Group D, *Bacillus* spp., *Klebsiella pneumoniae* y *Proteus vulgaris* [[121](#)]. Los estudios in vitro han demostrado que algunas especies de insectos también pueden ser el reservorio de *Listeria monocytogenes* [[122](#)]. En nuestra opinión, la investigación adicional también debería centrarse en la seguridad microbiológica de la cría de insectos comestibles.

Debido al hecho de que la identificación de parásitos se basó en métodos morfológicos y morfométricos, la investigación molecular adicional debe centrarse en la determinación precisa de especies individuales de parásitos identificados para determinar la amenaza real para la salud pública. Los resultados de este estudio indican que los insectos comestibles juegan un papel importante en la epidemiología de las enfermedades parasitarias en vertebrados. Los insectos comestibles actúan como vectores importantes para la transmisión de parásitos a las mascotas insectívoras. Las granjas de insectos que no cumplen con las normas de higiene o se establecen en lugares inadecuados (p. ej., casas) pueden presentar riesgos directos e indirectos para humanos y animales. Por lo tanto, las granjas que suministran insectos comestibles deben ser monitoreadas regularmente en busca de parásitos para garantizar la seguridad de las fuentes de alimentos y piensos. La cantidad de parásitos está relacionada con la causa de las enfermedades humanas y animales, por lo tanto, en el futuro se deben realizar estudios cuantitativos de la intensidad de los parásitos en las granjas de insectos. En nuestra opinión, el método más confiable de investigación cuantitativa sería el método de PCR en tiempo real. También se deben desarrollar estándares de bienestar de insectos y métodos analíticos para minimizar las pérdidas de producción y eliminar efectivamente los patógenos de las granjas.

[Ir a:](#)

Expresiones de gratitud

Los autores desean agradecer a los propietarios de granjas domésticas y tiendas de mascotas por compartir el material de investigación.

[Ir a:](#)

Declaración de financiación

Los costos de publicación serán cubiertos por KNOW (Leading National Research Centre) Scientific Consortium “Healthy Animal-Safe Food”, decisión del Ministerio de Ciencia y Educación Superior No. 05-1/KNOW2/2015. Los patrocinadores no tuvieron ningún papel en el diseño del estudio, la recopilación y el análisis de datos, la decisión de publicar o la preparación del manuscrito.

[Ir a:](#)

Disponibilidad de datos

Todos los datos relevantes están dentro del documento.

[Ir a:](#)

Referencias

1. Hanboonsong Y, Jamjanya T Durst PB. Ganado de seis patas: cultivo, recolección y comercialización de insectos comestibles en Tailandia . Organización para la

- Agricultura y la Alimentación de la Oficina Regional de las Naciones Unidas para Asia y el Pacífico Bangkok; 2013. [[Google académico](#)]
2. Sánchez-Muros MJ, Barroso FG, Manzano-Agugliaro F. La harina de insectos como fuente renovable de alimento para la alimentación animal: una revisión . *LJ Limpio Prod* . 2014; 65 :16–27. 10.1016/j.jclepro.2013.11.068 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
 3. Belluco S, Losasso C, Maggioletti M, Alonzi CC, Paoletti MG, Ricci A. Insectos comestibles en una perspectiva nutricional y de seguridad alimentaria: una revisión crítica . *Compr Rev Food Sci Seguridad alimentaria* . 2013; 12 :296–313. 10.1111/1541-4337.12014 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
 4. Van Huis A, Van Itterbeeck J, Klunder H, Mertens E, Halloran A, Muir G, Vantomme P. Insectos comestibles: perspectivas futuras para la seguridad de alimentos y piensos (No. 171) . Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación; 2013. [[Google académico](#)]
 5. Ghaly AE, Alkokaik FN. El gusano amarillo de la harina como nueva fuente de proteína . *J Agric Biol Sci* . 2009; 4 :319–331 10.3844/ajabssp.2009.319.331 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
 6. Feng Y, Chen XM, Zhao M, He Z, Sun L, Wang CY, Ding WF. Insectos comestibles en China: utilización y perspectivas . *Ciencia de insectos* . 2018; 25 :184–198. 10.1111/1744-7917.12449 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
 7. Anónimo. Acerca de HaoCheng Mealworms Inc. 2013 [citado el 22 de junio de 2018]. En: sitio web de HaoCheng Mealworms Inc. [Internet]. Disponible en: <http://www.hcmealworm.com>
 8. Siemianowska E, Kosewska A, Aljewicz M, Skibniewska KA, Polak-Juszczak L, Jarocki A, Jedras M. Las larvas del gusano de la harina (*Tenebrio molitor* L.) como nuevo alimento europeo . *Ciencias Agrícolas* 2013; 4 :287. [[Google académico](#)]
 9. Bakula T., Obremski K. Galecki R. Tenebrionidae pueden comer poliestireno INSECTA[®] 2016 Simposio internacional sobre insectos como alimento, alimento y no alimento; 2016.
 10. Sheiman IM, Shkutin MF, Terenina NB, Gustafsson MK. Un estudio de comportamiento del escarabajo *Tenebrio molitor* infectado con cisticercos de la tenia de rata *Hymenolepis diminuta* . *Naturwissenschaften* . 2006; 93 :305–308. 10.1007/s00114-006-0103-4 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
 11. Dhakal S, Meyling NV, Williams AR, Mueller-Harvey I, Fryganas C, Kapel CM. FredensborgBL. Eficacia de taninos condensados contra larvas de *Hymenolepis diminuta* (Cestoda) in vitro y en el huésped intermediario *Tenebrio molitor* (Coleoptera) in vivo . *Parasitol veterinario* . 2015; 207 : 49–55. 10.1016/j.vetpar.2014.11.006 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
 12. Xie W, Racz GR., Terry BS, Gardner SL. Un método para medir la fuerza de unión del cestodo *Hymenolepis diminuta* al intestino de rata . *J Helminthol* . 2016; 91 :1–5. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
 13. DeFoliart GR, Finke MD, Sunde ML. Valor potencial del grillo mormón (Orthoptera: Tettigoniidae) cosechado como alimento rico en proteínas para aves de corral . *J Econ Entomol* . mil novecientos ochenta y dos; 75 :848–852. 10.1093/jee/75.5.848 [[Referencia cruzada](#)] [[Google Scholar](#)]
 14. Zhong A. Consideraciones de desarrollo de productos para una barra rica en nutrientes que usa proteína de grillo (*Acheta domesticus*). Universidad Estatal de California, Long Beach; 2017.
 15. Bodenheimer FS. Los insectos como alimento humano . Saltador; Países Bajos; 1951. [[Google académico](#)]

16. King FS, Burgess A., Quinn VJ, Osei AK. Nutrición para los países en desarrollo . Prensa de la Universidad de Oxford; 2015. [[Google académico](#)]
17. Shi WP, Wang YY, Lv F, Guo C, Cheng X. Persistencia de *Paranosema* (*Nosema*) *locustae* (Microsporidia: Nosematidae) entre las poblaciones de saltamontes (Orthoptera: Acrididae) en los pastizales de Mongolia Interior, China . *BioControl* . 2009; 54 :77–84. 10.1007/s10526-008-9153-1 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
18. Fries I, Chauzat MP, Chen YP, Doublet V, Genersch E, Gisder S, Paxton RJ. Métodos estándar para la investigación de *Nosema* . *J. Apic. Res.* . 2013; 52 : 1–28. 10.3896/IBRA.1.52.4.19 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
19. Fayer R, Morgan U, Upton SJ. Epidemiología de *Cryptosporidium*: transmisión, detección e identificación . *Int J Parasitol.* . 2000; 30 :1305–1322. 10.1016/S0020-7519(00)00135-1 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
20. Rueckert S, Simdyanov TG, Aleoshin VV, Leander BS. Identificación de un clado de secuencia de ADN ambiental divergente utilizando la filogenia de parásitos gregarinos (Apicomplexa) de huéspedes crustáceos . *PLoS Uno* 2011; 6 :e18163 10.1371/journal.pone.0018163 [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
21. Bowman DD. Parasitología de Georgis para veterinarios . Ciencias de la Salud de Elsevier; 2014. [[Google académico](#)]
22. Kudo RR. Estudios sobre *Nyctotherus ovalis* Leidy con especial referencia a su estructura nuclear . *Arco Protistenk.* . 1936; 87 :10–42. [[Google académico](#)]
23. Voge MARIETTA. Estudios en histología cisticercoide. I. Observaciones sobre el cisticercoide completamente desarrollado de *Hymenolepis diminuta* (Cestoda: Cyclophyllidea) . En *Proc Helminthol Soc Wash.* . 1960; 27 :32–36. [[Google académico](#)]
24. Schmidt-Rhaesa A, Hanelt B, Reeves WK. Redescripción y compilación de Nematomorpha (Gordiida) de agua dulce del Neártico, con la descripción de dos nuevas especies . *Proc Acad Nat Sci Phila.* . 2003; 153 :77–117. 10.1635/0097-3157(2003)153[0077:RACONF]2.0.CO;2 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
25. <http://www.nematomorpha-.net/Images.html>
26. Chitwood BG. Una sinopsis de los nematodos parásitos en insectos de la familia Blattidae . *Parásito Res.* . 1932; 5 :14–50. [[Google académico](#)]
27. Bouamer S, Serge M. Descripción de *Tachygonetria combesi* n. sp. y redescripciones de cuatro especies de *Tachygonetria* Wedl, 1862 (Nematoda: Pharyngodonidae), con un nuevo diagnóstico del género . *Sistema Parasitol.* . 2002; 53 :121–139. 10.1023/A:1020443905905 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
28. Basir MA. Sobre una larva de Physaloptera de un insecto . *Puede J Res.* . 1948; 26 :197–200. 10.1139/cjr48d-015 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
29. Anantaraman M, Jayalakshmi N. Sobre la historia de vida de *Spirocerca lupi* (Rudolphi, 1809), un nematodo de perros en la India . *Proc Natl Acad Sci India Secta B Hervir Sci.* . 1963; 58 :137–147. [[Google académico](#)]
30. Gottlieb Y, Markovics A, Klement E, Naor S, Samish M, Aroch I, Lavy E. Caracterización de *Onthophagus sellatus* como el principal huésped intermedio del gusano esofágico del perro *Spirocerca lupi* en Israel . *Parasitol veterinario.* . 2011; 180 :378–382. 10.1016/j.vetpar.2011.03.008 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
31. Nguyen KB, Smart GC Jr. Morfometría de juveniles infecciosos de *Steinernema* spp. y *Heterorhabditis bacteriophora* (Nemata: Rhabditida) . *J. Nematol.* . 1995; 27 : 206 [[artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
32. Basir MA. Nematodos parásitos de cucarachas indias . *Proc Natl Acad Sci India Sección B Biol Sci.* . 1940; 12 :8–16 [[Google Académico](#)]

33. Ravindranath MH, Anantaraman S. El cisticanto de *Moniliformis moniliformis* (Bremser, 1811) y su relación con los hemocitos del huésped intermedio (*Periplaneta americana*). *Z Parasitenkd*. 1977; 53 :225–237. 10.1007/BF00380467 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
34. McDonald ME. Clave para Acanthocephala reportada en aves acuáticas. Servicio de Pesca y Vida Silvestre Madison Wi Centro Nacional de Investigación de Salud de Vida Silvestre; 1988. [[Google académico](#)]
35. Christoffersen ML, De Assis JE. Una monografía sistemática de Pentastomida reciente, con una compilación de su anfitrión *Cephalobaena Heymons*, 1922. *Zool Meded*. 2013; 87 :1–145. [[Google académico](#)]
36. Colloff MJ. Taxonomía e identificación de los ácaros del polvo. *alergia*. 1998; 53 :7–12. 10.1111/j.1398-9995.1998.tb04989.x [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
37. Carter GR, Cole JR Jr. Procedimiento de diagnóstico en bacteriología y micología veterinaria. Prensa Académica; 2012. [[Google académico](#)]
38. Zuk M. Los efectos de los parásitos gregarinos sobre la longevidad, la pérdida de peso, la fecundidad y el tiempo de desarrollo en los grillos de campo *Gryllus veletis* y *G. pennsylvanicus*. *Ecol Entomol*. 1987; 12 :349–354. 10.1111/j.1365-2311.1987.tb01014.x [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
39. Lopes RB, Alves SB. Efecto de *Gregarina* sp. parasitismo sobre la susceptibilidad de *Blattella germanica* a algunos agentes de control. *J Invertebr Pathol*. 2005; 88 :261–264. 10.1016/j.jip.2005.01.010 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
40. Van der Geest LPS, Elliot SL, Breeuwer J, Beerling EAM. Enfermedades de los ácaros. *Exp Appl Acarol*. 2000; 24 :497–560. 10.1023/A:1026518418163 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
41. Johny S, Merisko A, Whitman DW. Eficacia de once antimicrobianos contra un parásito gregarino (Apicomplexa: Protozoa). *Ann Clin Microbiol Antimicrobiano*. 2007; 6:15 10.1186/1476-0711-6-15 [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
42. Pong WW, Xu Y., Kunkel JG. ¿Participan los gregarinos en el asma infantil? 2000 [citado el 20 de junio de 2018]. En: Sitio web de la Universidad de Massachusetts Amherst [Internet]. Massachusetts. Disponible en: <http://www.bio.umass.edu/biology/kunkel/gregarine/pong/poster.html>
43. Park M, Boys EL, Yan M, Bryant K, Cameron B, Desai A, Thomas PS, Tedia NT. Neumonitis por hipersensibilidad causada por el grillo doméstico, *Acheta domesticus*. *J Clin Cell Immunol*. 2014; 5 :248 10.4172/2155-9899.1000248 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
44. Palmer L. Insectos comestibles como fuente de alérgenos alimentarios. disertaciones, tesis e investigaciones estudiantiles en ciencia y tecnología de alimentos; 2016.
45. Henry JE. Aplicación experimental de *Nosema locustae* para el control de saltamontes. *J Invertebr Pathol*. 1971; 18 :389–394. 10.1016/0022-2011(71)90043-7 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
46. Ewen AB, Mukerji MK. Evaluación de *Nosema locustae* (Microsporida) como agente de control de las poblaciones de saltamontes en Saskatchewan. *J Invertebr Pathol*. 1980; 35 :295–303. 10.1016/0022-2011(80)90165-2 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
47. Lockwood JA, Bomar CR, Ewen AB. La historia del control biológico con *Nosema locustae*: lecciones para el manejo de langostas. *Int J Trop Insect Sci*. 1999; 19 :333–350. 10.1017/S1742758400018968 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]

48. Lange CE, De Wysiecki ML. El destino de *Nosema locustae* (Microsporida: Nosematidae) en saltamontes argentinos (Orthoptera: Acrididae) . Control biológico , 1996; 7 :24–29. 10.1006/bcon.1996.0059 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
49. Johnson DL, Pavlikova E. Reducción del consumo por saltamontes (Orthoptera: Acrididae) infectados con *Nosema locustae* Canning (Microsporida: Nosematidae) . J Invertebr Pathol . 1986; 48 :232–238. 10.1016/0022-2011(86)90128-X [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
50. Kudo RR. Protozoología , 4ª ed. Springfield Thomas III; 1954. [[Google académico](#)]
51. Zuk M. Los efectos de los parásitos gregarinos, el tamaño del cuerpo y la hora del día en la producción de espermátóforos y la selección sexual en grillos de campo . Comportamiento Ecol Sociobiol . 1987; 21 :65–72. 10.1007/BF00324437 [[Referencia cruzada](#)] [[Google Scholar](#)]
52. Marden JH, Cobb JR. Éxito territorial y de apareamiento de libélulas que varían en la producción de potencia muscular y la presencia de parásitos intestinales gregarinos . Animación Comportamiento _ 2004; 68 : 857–865. 10.1016/j.anbehav.2003.09.019 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
53. Gijzen HJ, van der Drift C, Barugahare M, op den Camp HJ. Efecto de la dieta del huésped y la composición microbiana del intestino posterior sobre la actividad celulolítica en el intestino posterior de la cucaracha americana, *Periplaneta americana* . Aplicación J. Reinar. microbiol _ 1994; 60 :1822–1826. [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
54. Satbige AS, Kasaralilar VR, Halmandge SC, Rajendran C. *Nyctotherus* sp. infección en tortuga mascota: reporte de un caso . J. parásito. Dis . 2016; 42 :590–592. [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
55. Sayad WY, Johnson VM, Fausto EC. Parasitización humana con *Gordius robustus* . JAMA . 1936; 106 :461–462. 10.1001/jama.1936.92770060001010 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
56. Bolek MG. Registros de gusanos crin de caballo *Paragordius varius* , *Chordodes morgani* y *Gordius robustus* (Nematomorpha) de Indiana . J Agua dulce Ecol . 2000; 15 :421–423. 10.1080/02705060.2000.9663760 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
57. Hong EJ, Sim C, Chae JS., Kim HC, Park J, Choi KS, Yu DH, Yoo JG, Park BK. Un gusano crin, *Gordius* sp.(Nematomorpha: Gordiida), excretado en heces caninas . Coreano J Parasitol . 2015; 53 :719–724. 10.3347/kjp.2015.53.6.719 [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
58. Taylor RL. Daño tisular inducido por un nematodo oxiuroide, *Leidyneema* sp., en el intestino posterior de la cucaracha de Madeira, *Leucophaea maderae* . J Invertebr Pathol . 1968; 11 :214–218. 10.1016/0022-2011(68)90151-1 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
59. Capinera JL. Enciclopedia de entomología . Medios de comunicación de ciencia y negocios de Springer; 2008. [[Google académico](#)]
60. McCallister GL. El efecto de *Thelastoma bulhoesi* y *Hammerschmidtella diesingi* (Nematoda: Oxyurata) sobre el tamaño y la fisiología del huésped en *Periplaneta americana* (Arthropoda: Blattidae) . Proc Helminthol Soc Wash . 1988; 55 :12–14. [[Google académico](#)]
61. Cranshaw WS, Zimmerman R. Nematodos parásitos de insectos . Extensión de la Universidad Estatal de Colorado; 2005. [[Google académico](#)]
62. Panciera RJ, Thomassen RW, Garner FM. Infección criptosporidial en un ternero . Patol veterinario . 1971; 8 :479–484. 10.1177/0300985871008005-00610 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]

63. Galecki R, Sokol R. *Cryptosporidium canis* y *C. felis* como un riesgo potencial para los humanos . Pol J Natur. esc . 2015; 30 :203–212. [[Google académico](#)]
64. Galecki R, Sokol R. Tratamiento de la criptosporidiosis en iguanas verdes cautivas (*Iguana iguana*) . Parasitol veterinario . 2018; 252 :17–21. 10.1016/j.vetpar.2018.01.018 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
65. Graczyk TK, Cranfield MR, Fayer R, Bixler H. Moscas domésticas (*Musca domestica*) como anfitriones de transporte de *Cryptosporidium parvum* . Am J Trop Med Hyg . 1999; 61 :500–504. 10.4269/ajtmh.1999.61.500 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
66. Graczyk TK, Grimes BH, Knight R, Szostakowska B, Kruminis-Lozowska W, Racewicz M, Tamang L, Dasilva AJ, Myjak P. Transmisión mecánica de ooquistes de *Cryptosporidium parvum* por moscas . Wiad Parazitol . 2004; 50 :243–247. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
67. Conn DB, Neslund S, Niemeyer R, Tamang L, Graczyk TK. Escarabajos peloteros (Insecta: Coleoptera) como diseminadores de *Cryptosporidium parvum* viable en un complejo agrícola multiespecies. Resumen 10° Int. Wkshps Opportun Protistas, Boston, MA; 2008.
68. Chamavit P, Sahaisook P, Niamnuy N. La mayoría de las cucarachas de la provincia de Samutprakarn de Tailandia son portadoras de organismos parásitos . EXCL J. 2011; 10 :218–222. [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
69. Graczyk TK, Knight R, Gilman RH, Cranfield Sr. El papel de las moscas que no pican en la epidemiología de las enfermedades infecciosas humanas . Los microbios infectan . 2001; 3 :231–235. 10.1016/S1286-4579(01)01371-5 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
70. Tاتفeng YM, Usuanlele MU, Orukpe A, Digban AK, Okodua M, Oviasogie F, Turay AA. Transmisión mecánica de organismos patógenos: el papel de las cucarachas . J Vect Borne Dis . 2005; 42 :129–134. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
71. Golemansky VG, Lipa J, Pilarska DK, Todorov MT. Parásitos unicelulares (Protozoos: Eugregarinida, Microsporida y Trychostomatida) de los insectos ortópteros (Insecta: Orthoptera) en Bulgaria . Acta Zool Bulg . 1998; 50 :123–135. [[Google académico](#)]
72. Boucias DG, Pendland JC. Principios de la patología de los insectos . Medios de comunicación de ciencia y negocios de Springer; 2012. [[Google académico](#)]
73. Adeleke MA, Akatah HA, Hassan AO, Sam-Wobo SO, Famodimu TM, Olatunde GO, Mafiana CF. Implicación de las cucarachas como vectores de parásitos gastrointestinales en partes de Osogbo, suroeste de Nigeria . Mun Ent Zool . 2012; 7 :1106–1110. [[Google académico](#)]
74. Tanyuksel M, Petri WA. Diagnóstico de laboratorio de amebiasis . Clin Microbiol Rev. 2003; 16 :713–729. 10.1128/CMR.16.4.713-729.2003 [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
75. Khan AR, Huq F. Agentes de enfermedades transportados por moscas en la ciudad de Dacca . Boletín del Consejo Med Res de Bangladesh . 1978; 4 :86–93. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
76. Luttermoser GW. Las larvas del escarabajo de la harina como huéspedes intermedios de la tenia de las aves de corral *Raillietina cesticillus* . Poult Sci . 1940; 19 :177–179. 10.3382/ps.0190177 [[Referencia cruzada](#)] [[Google Scholar](#)]
77. Calentine RL, Mackiewicz JS. *Monobothrium ulmeri* n. sp. (Cestoda: Caryophyllaeidae) de Catostomidae norteamericanos . Sociedad Trans Am Microsc . 1966; 85 :516–520. 10.2307/3224475 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]

78. Heyneman D, Voge M. Respuesta del huésped del escarabajo de la harina, *Tribolium confusum*, a infecciones con *Hymenolepis diminuta*, *H. microstoma* y *H. citelli* (Cestoda: Hymenolepididae). *J Parasitol*. 1971; 57 :881–886. 10.2307/3277820 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
79. Lackie AM. Mecanismos inmunes en insectos. *Parasitol hoy*. 1988; 4 :98–105. 10.1016/0169-4758(88)90035-X [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
80. Hurd H, Fogo S. Cambios inducidos por *Hymenolepis diminuta* (Cestoda) en el comportamiento del huésped intermedio *Tenebrio molitor* (Coleoptera). *Can J Zool*. 1991; 69 :2291–2294. 10.1139/z91-321 [[Referencia cruzada](#)] [[Google Scholar](#)]
81. Joven PL. Estudios sobre la transmisión de huevos de helmintos por cucarachas. *proc. Oklahoma Acad. ciencia*. 1975; 55 :169–174. [[Google académico](#)]
82. Hamza H, Mahdi M. Parásitos de la cucaracha *Periplaneta americana* (L.) en la provincia de Al-Diwaniya, Irak. *J Thi-Qar Sci*. 2010; 2 :1–12. [[Google académico](#)]
83. Heyneman D. Efecto de la temperatura en la tasa de desarrollo y viabilidad del cestodo *Hymenolepis nana* en su huésped intermedio. *Exp. Parasitol*. 1958; 7 :374–382. 10.1016/0014-4894(58)90033-X [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
84. Voge M. Observaciones sobre el desarrollo y la sensibilidad a altas temperaturas de los cisticercos de *Raillietina cesticillus* e *Hymenolepis citelli* (Cestoda: Cyclophyllidea). *J Parasitol*. 1961; 47 :839–841. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
85. McAllister CT. Parásitos helmintos de lagartijas cola de látigo unisexuales y bisexuales (Teiidae) en América del Norte. II. El látigo de Nuevo México (*Cnemidophorus neomexicanus*). *J Wildl Dis*. 1990; 26 :403–406. 10.7589/0090-3558-26.3.403 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
86. Saehoong P, Wongsawad C. Helmintos en lagartijas domésticas (Reptilia: Gekkonidae). *Sudeste asiático J Trop Med*. 1997; 28 :184–189. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
87. Sianto L, Teixeira-Santos I, Chame M, Chaves SM, Souza SM, Ferreira LF, Reinhard K, Araujo A. Comer lagartijas: un hábito milenario evidenciado por la Paleoparasitología. *Notas BMC Res* 2012; 5 :586 10.1186/1756-0500-5-586 [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
88. Alicatá, JE. Desarrollo larvario del nematodo espirúrido, *Physaloptera turgida*, en la cucaracha *Blattella germanica*. *Documentos sobre Helminología* 1937: 11-14.
89. Cawthorn RJ, Anderson RC. Reacciones celulares de grillos de campo (*Achetapennsylvanicus Burmeister*) y cucarachas alemanas (*Blatella germanica* L.) a *Physaloptera maxillaris* Molin (Nematoda: Physalopteroidea). *Can J Zool*. 1977; 55 :368–375. 10.1139/z77-050 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
90. Montali RJ, Gardiner CH, Evans RE, Bush RM. *Pterygodermatites nycticebi* (Nematoda: Spirurida) en tití león dorado. *Lab Anim Sci*. 1983; 33 :194–197. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
91. Schutgens M, Cook B, Gilbert F, Behnke JM. Cambios de comportamiento en el escarabajo de la harina *Tribolium confusum* infectado con el nematodo espirúrido *Protospirura muricola*. *J Helminol*. 2015; 89 :68–79. 10.1017/S0022149X13000606 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
92. Bowman DD. Parásitos internos Manejo de Enfermedades Infecciosas en Refugios de Animales. Ames: Wiley–Blackwell Publishing, 209–222;2009. [[Google académico](#)]
93. Anderson RC, Barnes ET, Bartlett CM. Reestudio de *Spirura infundibuliformis* McLeod, 1933 (Nematoda: Spiruroidea) de *Spermophilus richardsonii*, con observaciones sobre su desarrollo en insectos. *Can J Zool*. 1993; 71 :1869–1873. 10.1139/z93-266 [[Referencia cruzada](#)] [[Google Scholar](#)]

94. Chabaud AG. Sur le cycle évolutif des Spirurides et de Nématodes ayant une biologie comparable. Valeur systématique des caractères biologiques . Ann Parasitol. Compensación de zumbido . 1954; 29 :42–88. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
95. Haruki K, Furuya H, Saito S, Kamiya S, Kagei N. Infección por Gongylonema en el hombre: un primer caso de gongylonemosis en Japón . Helminthologia . 2005; 42 :63–66. [[Google académico](#)]
96. Robinson ES, Strickland BC. Respuestas celulares de *Periplaneta americana* a larvas de acantocéfalos . Exp. Parasitol . 1969; 26 :384–392. 10.1016/0014-4894(69)90132-5 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
97. Rotherham S., Crompton DWT. Observaciones sobre la relación temprana entre *Moniliformis dubius* (Acanthocephala) y los hemocitos del huésped intermediario, *Periplaneta americana* . Parasitología . 1972; 64 :15–21. 10.1017/S0031182000044607 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
98. Lackie AM, Holt R. Inmunosupresión por larvas de *Moniliformis moniliformis* (Acanthocephala) en su huésped cucaracha (*Periplaneta americana*) . Parasitología . 1989; 98 :307–314. 10.1017/S0031182000062235 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
99. Volkmann A. Localización de fenoloxidasa en el intestino medio de *Periplaneta americana* parasitada por larvas de *Moniliformis moniliformis* (Acanthocephala) . Parasitol Res . 1991; 77 :616–621. 10.1007/BF00931025 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
100. Eleftherianos I, Revenis C. Papel e importancia de la fenoloxidasa en la hemostasia de insectos . J Inmunidad Innata . 2011; 3 :8–33. 10.1159/000321931 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
101. Plaistow SJ, Troussard JP, Cézilly F. El efecto del parásito acantocéfaló *Pomphorhynchus laevis* sobre el contenido de lípidos y glucógeno de su huésped intermedio *Gammarus pulex* . Int J Parasitol . 2001; 31 :346–351. 10.1016/S0020-7519(01)00115-1 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
102. Bollache L, Rigaud T, Cézilly F. Efectos de dos parásitos acantocéfalos sobre la fecundidad y el estado de apareamiento de la hembra *Gammarus pulex* (Crustacea: Amphipoda) . J Invertebr Pathol . 2002; 79 :102–110. 10.1016/S0022-2011(02)00027-7 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
103. Smales LR. Acantocéfalos de algunas ranas y sapos (Anura) y camaleones (Squamata) de Tanzania con la descripción de una nueva especie . J Parasitol . 2005; 91 :1459–1464. 10.1645/GE-550R1.1 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
104. Galecki R, Sokol R, Dudek A. Infección por gusano de la lengua (Pentastomida) en pitones esféricos (*Python regius*): informe de un caso . Ann Parasitol . 2016; 62 :363–365. 10.17420/ap6204.76 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
105. Ayinmode AB, Adedokun AO, Aina A, Taiwo V. Las implicaciones zoonóticas de la pentastomiasis en la pitón real (*Python regius*) . Ghana Med J. 2010; 44 :116–118. [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
106. Winch JM, Riley J. Estudios experimentales sobre el ciclo de vida de *Raillietiella gigliolii* (Pentastomida: Cephalobaenida) en el gusano lagarto sudamericano *Amphisbaena alba* : una interacción única que involucra a dos insectos . Parasitología . 1985; 9 :471–481. 10.1017/S0031182000062715 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
107. Esslinger JH. Desarrollo de *Porocephalus crotali* (Humboldt, 1808) (Pentastomida) en huéspedes intermedios experimentales . J Parasitol . 1962; 48 :452–456. 10.2307/3275214 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
108. Bosch H. Estudios experimentales del ciclo de vida de *Raillietiella Sambon* , 1910 (Pentastomida: Cephalobaenida): la larva de cuarta etapa es infecciosa para el huésped

- definitivo . Z Parasitenkd . 1986; 72 :673–680. 10.1007/BF00925489 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
109. Ali JH, Riley J. Estudios experimentales del ciclo de vida de *Raillietiella gehyrae* Boviën, 1927 y *Raillietiella frenatus* Ali, Riley y Self, 1981: parásitos pentastómidos de geckos que utilizan insectos como huéspedes intermedios . Parasitología . 1983; 86 :147–160. 10.1017/S0031182000057255 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
110. Thyssen PJ, Moretti TDC, Ueta MT, Ribeiro OB. El papel de los insectos (Blattodea, Diptera e Hymenoptera) como posibles vectores mecánicos de helmintos en el ambiente domiciliario y peridomiciliario . Cad Saude Publica . 2004; 20 :1096–1102. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
111. Tsai YH, Cahill KM. Parásitos de la cucaracha alemana (*Blattella germanica* L.) en la ciudad de Nueva York . J Parasitol . 1970; 56 :375–377. 10.2307/3277678 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
112. Fotedar R, Shriniwas UB, Verma A. Las cucarachas (*Blattella germanica*) como portadoras de microorganismos de importancia médica en los hospitales . Infección por Epidemiol . 1991; 107 :181–187. 10.1017/s0950268800048809 [[artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
113. Gabryelow K, Lonc E. Parásitos de *Periplaneta americana* de un cultivo de laboratorio . Wiad Parazitol . 1986; 32 :75–78. [[PubMed](#)] [[Google Académico](#)]
114. Tanowitz HB, Weiss LM, Wittner M. Tenias . Curr Infect Dis Rep . 2001; 3 :77–84. 10.1007/s11908-001-0062-z [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
115. Lunden A, Ugglå A. Infectividad de *Toxoplasma gondii* en carne de cordero después del curado, ahumado, congelación o cocción en microondas . Int J Food Microbiol . 1992; 15 :357–363. 10.1016/0168-1605(92)90069-F [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
116. Rodríguez-Mahillo AI, González-Munoz M, de las Heras C, Tejada M, Moneo I. Quantification of *Anisakis simplex* allergens in fresh, long-term frozen, and cooked fish muscle . Enfermedad patógena transmitida por los alimentos . 2010; 7 :967–973. 10.1089/fpd.2009.0517 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
117. Klunder HC, Wolkers Rooijackers J, Korpela JM, Nout MJR. Aspectos microbiológicos del procesamiento y almacenamiento de insectos comestibles . Control de Alimentos . 2012; 26 (2): 628–631. 10.1016/j.foodcont.2012.02.013 [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
118. Wales AD, Carrique Mas JJ, Rankin M, Bell B, Thind BB, Davies RH. Revisión del transporte de bacterias zoonóticas por artrópodos, con especial referencia a *Salmonella* en ácaros, moscas y escarabajos de basura . Zoonosis Salud Pública . 2010; 57 :299–314. 10.1111/j.1863-2378.2008.01222.x [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
119. Goodwin MA, Waltman WD. Transmisión de *Eimeria* , virus y bacterias a pollitos: escarabajos oscuros (*Alphitobius diaperinus*) como vectores de patógenos . J Appl Poult Res . 1996; 5 :51–55. 10.1093/japr/5.1.51 [[Referencia cruzada](#)] [[Google Scholar](#)]
120. Kobayashi M, Sasaki T, Saito N, Tamura K, Suzuki K, Watanabe H, Agui N. Moscas domésticas: vectores mecánicos no simples de *Escherichia coli* O157:H7 enterohemorrágica . Am J Trop Med Hyg . 1999; 61 :625–629. 10.4269/ajtmh.1999.61.625 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]
121. Zarchi AAK, Vatani H. Una encuesta sobre especies y tasa de prevalencia de agentes bacterianos aislados de cucarachas en tres hospitales . Enfermedades zoonóticas transmitidas por vectores . 2009; 9 :197–200. 10.1089/vbz.2007.0230 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Académico](#)]

122. Martínez MR, Wiedmann M, Ferguson M, Datta AR. Evaluación de la virulencia de *Listeria monocytogenes* en el modelo de larvas de insectos *Galleria mellonella* . PloS uno . 2017; 12 :e0184557 10.1371/journal.pone.0184557 [[Artículo gratuito de PMC](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]