



Universidad Nacional de Córdoba  
Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.  
Carrera de Ciencias Biológicas.



Tesina para la obtención del Título de Bióloga

**Susceptibilidad de *Periplaneta americana* (Linnaeus, 1758)  
(Insecta: Blattodea) a dos aislados de *Steinernema rarum*  
(Doucet, 1986) (Nematoda: Steinernematidae) de la provincia  
de Córdoba.**

**Tesinista:** Aguirre Varela, Ailín D. A.

**Firma:**

**Directora:** Bertolotti, María Alejandra

**Firma:**

**Co-Directora:** Cagnolo, Susana Raquel

**Firma:**

Cátedra de Parasitología, FCEFYN- Centro.

2020



**Susceptibilidad de *Periplaneta americana* (Linnaeus, 1758) (Insecta: Blattodea) a dos aislados de *Steinernema rarum* (Doucet, 1986) (Nematoda: Steinernematidae) de la provincia de Córdoba.**

Tribunal examinador

Dra. María Teresa Defagó

Firma: .....

Dr. Camilo Mattoni

Firma: .....

Dra. Adriana Zapata

Firma: .....

Calificación: .....

Fecha: .....



# ÍNDICE

RESUMEN	4
INTRODUCCIÓN	5
OBJETIVO GENERAL	7
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	7
MATERIALES Y MÉTODOS	7
1- Nematodos	7
Aislados empleados y procedencia	7
Cría del insecto auxiliar en laboratorio	8
Multiplicación, almacenamiento y conservación de los aislados	8
2- Insecto	8
Recolección y mantenimiento	8
3- Bioensayo	9
Obtención del inóculo	9
Contacto insecto - nematodo	9
Determinación del parasitismo	10
Obtención de JIs	10
Estimación del número de JIs producidos por insecto	10
4- Análisis de resultados	11
A) Cuantitativos	11
B) Cualitativos	11
RESULTADOS	12
Tiempo de efecto por tratamiento	12
Mortalidad acumulada por tratamiento	13
Mortalidad del insecto por tratamiento.	13
Emergencia de nuevos JIs a partir de insectos parasitados	14
Consistencia y coloración de los tejidos parasitados por nematodos en <i>Periplaneta americana</i>	15
DISCUSIÓN	17
CONCLUSIONES	20
BIBLIOGRAFÍA	21
ANEXO 1- <i>Periplaneta americana</i> vector mundial de varios agentes patógenos y parasitarios.	28



## RESUMEN

Se evaluó el efecto de dos aislados de *Steinernema rarum* (Doucet, 1986) (OLI) y N105 de la provincia de Córdoba sobre la cucaracha americana (*Periplaneta americana*). Se utilizaron dos dosis: 3200 y 6400 juveniles infectivos (JIs) de nematodo/hospedador y un grupo control. Se evaluaron 49 insectos por tratamiento. Las infecciones se mantuvieron a  $25 \pm 1^\circ\text{C}$ . Se registró la muerte de los insectos cada 24 h durante 15 días. *Steinernema rarum* (OLI) causó una mortalidad superior al 65% con las dos dosis y el tiempo de efecto ( $T_{ef}$ ) fue más corto. En el caso del aislado N105, la mortalidad fue inferior al 55% con ambas dosis. Se comprobó que los dos aislados lograron completar su ciclo de vida con la producción y emergencia de JIs en *P. americana*, aunque se registraron diferencias significativas entre aislados en el número medio de JIs (ANOVA,  $p \leq 0,05$ ; Duncan,  $p \leq 0,05$ ). A partir de los resultados encontrados en el presente trabajo, se incorpora el Orden Blattodea al rango de hospedadores evaluados con *S. rarum* (OLI) y se da a conocer que *P. americana* es el primer hospedador para *S. rarum* N105 en laboratorio.

**PALABRAS CLAVE:** *Periplaneta americana*, nematodos entomopatógenos, *Steinernema rarum* (OLI), *Steinernema rarum* N105, mortalidad, control biológico.



## INTRODUCCIÓN

*Periplaneta americana* (Linnaeus, 1758), “la cucaracha americana”, es una plaga sinantrópica de interés médico, veterinario y económico. Esta especie se distribuye en una amplia diversidad de hábitats, tales como casas, industrias, escuelas, hospitales, bibliotecas, jardines y basurales (Ponce et al., 2005; Mariño Pedraza, 2011). En relación a su importancia como vector mecánico y/o biológico de enfermedades, estudios recientes ha puesto en evidencia que este insecto está asociado a una amplia variedad de agentes patógenos: bacterias (Alonso et al., 2014; Cueto-Medina et al., 2015), hongos (Calderón, 1993; Alonso et al., 2014), virus (Ramírez Pérez, 1989; Calderón, 1993) y algunos parásitos que son perjudiciales para el hombre (Fernández et al., 2001; Graczyk et al., 2005; Alonso et al., 2014) (Ver anexo 1).

Por otra parte, se ha encontrado que las heces, regurgitaciones y en los fragmentos de exoesqueleto de la cucaracha americana, contienen compuestos alérgenos (Baumholtz et al., 1997; Ponce et al., 2005; Alonso et al., 2014). También, se ha reportado que estos detritos ocasionan daños al patrimonio documental de archivos y bibliotecas (Gutiérrez et al., 2011). Por otro lado, otro estudio informó que este insecto es causante de entomofobia (Schal & Hamilton, 1990).

En el manejo de las poblaciones de esta especie, se emplean controles químicos y biológicos (Rust et al., 1991; Lee & Lee, 2000). Entre estos últimos se destacan la utilización de extractos vegetales (Robledo Reyes et al., 2008; Arce Barrera, 2009; Jaramillo & Armijos, 2015) y de organismos patógenos (Shaban et al., 2010; Ballesteros Torres, 2014; Gutiérrez, 2015).

Los nematodos entomopatógenos de la Familia Steinernematidae son parásitos obligados de insectos que ocasionan un efecto letal sobre sus hospedadores. Por ello, son considerados interesantes agentes de control biológico (Poinar, 1979; Simons, 1980; Gaugler & Kaya, 1990). Su ciclo de vida incluye: huevo, cuatro estadios juveniles y el estado adulto. El tercer estadio juvenil es el infectivo y es el único que se encuentra en el suelo. Este estadio es el encargado de la búsqueda y localización del insecto hospedador. Los juveniles infectivos (JIs) se hallan en asociación simbiótica con enterobacterias del género *Xenorhabdus*. Cuando estos JIs localizan a su hospedador, penetran a través de las



aberturas naturales y se dirigen al hemocele, donde liberan a su simbiote. La acción conjunta nematodo-microorganismo, provoca la muerte del hospedador entre 24 y 48 h posteriores a la infección. Dentro del insecto los nematodos continúan su desarrollo, sucediéndose dos o más generaciones de individuos adultos de sexos separados, dependiendo del tamaño del insecto. El ciclo se completa con la formación de nuevos JIs que se originan a partir de todas las generaciones. Éstos abandonan el cadáver del insecto en busca de un nuevo hospedador entre los 7 y 10 días posteriores al inicio de la infección (García del Pino, 1994; Adams & Nguyen, 2002; Cagnolo et al., 2004).

El empleo de nematodos en control biológico de plagas requiere, entre otros aspectos, evaluar previamente su infectividad y rango de hospedadores susceptibles. Se han observado diferencias intraespecíficas en la infectividad, posiblemente relacionadas con el comportamiento (Fairbairn et al., 1999), morfología y fisiología del nematodo, así como con características propias del insecto y factores ambientales (El-Sadawy & Saleh, 1999). Los nematodos entomopatógenos parasitan un amplio rango de hospedadores, como plagas de interés agropecuario (Ramos Rodríguez et al., 2006; Ahmad et al., 2010; García del Pino & Morton, 2010) y médico-veterinario (de Doucet et al., 1998; García et al., 2004; Cagnolo & Almirón, 2010; Ulvedal et al., 2012a,b). En la Cátedra de Parasitología se han realizado numerosas experiencias para evaluar la infectividad de aislados de nematodos de Argentina. Las mismas, mostraron resultados satisfactorios sobre hospedadores de diversos Órdenes (de Doucet et al., 1992; de Doucet & Giayetto, 1994; de Doucet et al., 1999; Doucet et al., 2005; Doucet & Bertolotti, 2006; Bertolotti et al., 2007; 2008; Doucet et al., 2008). Respecto a *Steinernema rarum* (OLI), uno de los aislados a utilizar, se determinó que es el más virulento de todos los aislados del género detectados en Argentina (Cagnolo et al., 2004), por lo que se realizaron ensayos no sólo con insectos, sino también con crustáceos, anélidos y arácnidos (Bertolotti & Oviedo, 2008; Picca & Cagnolo, 2008; Picca et al., 2008; Cagnolo et al., 2011; Bertolotti et al., 2013; Gianfelici et al., 2014; Alcalde et al., 2019).

Con respecto a la utilización de nematodos entomopatógenos para controlar a la “cucaracha americana”, existen algunas experiencias llevadas a cabo en laboratorio con representantes de las Familias Steinernematidae y Heterorhabditidae en Canadá (Zervos & Webster, 1989), Egipto (Shaban et al., 2010; El Kady et al., 2014), España (Morton & García del Pino, 2013), EE.UU. (Koehler et al., 1992) y Tailandia (Maketon



et al., 2010). En estos trabajos se observó una mayor susceptibilidad de *P. americana* a la Familia Steinernematidae. En Córdoba, sólo se ha realizado un ensayo en laboratorio con un aislado autóctono de *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar con resultado positivo (de Doucet & Giayetto, 1994). Se desconoce hasta el momento, la infectividad de otros representantes nativos de nematodos entomopatógenos sobre *P. americana*.

Considerando la mayor eficiencia de la familia Steinernematidae contra *P. americana* y la falta de información sobre el comportamiento de aislados autóctonos pertenecientes a esta familia sobre la cucaracha americana, en este trabajo se propone evaluar el parasitismo de dos aislados de Córdoba: *S. rarum* (OLI), y *S. rarum* N105. El primero fue elegido por su marcada virulencia y el segundo, porque se desconoce su capacidad infectiva.

### **OBJETIVO GENERAL**

Evaluar la susceptibilidad de *Periplaneta americana* frente a dos aislados de *Steinernema rarum* de la provincia de Córdoba, en condiciones de laboratorio.

### **OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Determinar el parasitismo por *S. rarum* (OLI) y *S. rarum* N105 en *P. americana*.
- Comparar entre aislados la ocurrencia de muerte de los insectos, la duración del ciclo parasitario y la producción de juveniles infectivos por insecto hospedador.
- Estimar el número medio de juveniles infectivos producidos por insecto hospedador y evaluar si existen diferencias entre los dos aislados de nematodos utilizados.

### **MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **1- Nematodos**

##### *Aislados empleados y procedencia*

Los dos aislados de *S. rarum* utilizados en el experimento, provienen de suelos de la provincia de Córdoba. El aislado (OLI) fue detectado en la localidad de Oliva (Cagnolo et al., 2004), mientras que el aislado N105 lo fue en Córdoba Capital (Cagnolo et al., 2016). Los JIs empleados se obtuvieron de cultivos puros que se mantienen a una temperatura de 4 a 10°C (Molina Acevedo et al., 2006) en el laboratorio de la Cátedra de



Parasitología de la Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba (FCEFN-UNC).

### *Cría del insecto auxiliar en laboratorio*

Los hospedadores auxiliares empleados para la multiplicación de los nematodos fueron larvas de la polilla de la cera: *Galleria mellonella* L. (Insecta: Lepidoptera). Las mismas se criaron en recipientes plásticos sobre una dieta artificial en estufa de cultivo a  $29\pm 1^\circ\text{C}$  de temperatura (Crespo et al., 1996; Cagnolo et al., 2004) en el laboratorio de la Cátedra de Parasitología de la FCEFN-UNC.

### *Multiplicación, almacenamiento y conservación de los aislados*

Para la multiplicación de los nematodos, se utilizaron cajas de Petri de 5 cm de diámetro, provistas de dos discos de papel de filtro. Sobre el disco superior se agregó 1ml de una suspensión acuosa con JIs del nematodo y luego se incorporaron de 5 a 7 larvas de *G. mellonella*. Las cajas se incubaron en estufa de cultivo a  $24\pm 1^\circ\text{C}$ . Transcurridos 6 días desde la fecha de muerte de las orugas, se las colocó en trampas White (Kaya & Stock, 1997) hasta la emergencia natural de los JIs. Posterior a esto, se los recolectó mediante una micropipeta y almacenó en frascos plásticos. Los cultivos se mantuvieron entre  $20$  y  $21\pm 1^\circ\text{C}$ , ya que a dichas temperaturas se ha observado una mayor supervivencia de los aislados de *S. rarum* (Cagnolo, com.pers.).

## **2- Insecto**

### *Recolección y mantenimiento*

Para la realización del experimento, se capturaron individuos adultos de *Periplaneta americana* (cucaracha americana), de ambos sexos en diferentes domicilios y plazas de la ciudad de Córdoba. Los mismos se mantuvieron en un período de cuarentena previo al desarrollo de los experimentos para descartar individuos parasitados por hongos. Se emplearon recipientes plásticos de tamaño variable, cubiertos con una malla de tela y provistos de una plancha de espuma de poliuretano y tubos de cartón, a fin de asegurar un ambiente propicio para su desarrollo ( $25\pm 2^\circ\text{C}$  y 65-75% de humedad ambiente). Durante ese tiempo, fueron alimentadas con una dieta a base de levadura en polvo, harina de trigo, harina de maíz, frutas y verduras desecadas, pan triturado y sacarosa. Los





insectos se mantuvieron en el laboratorio de la Cátedra de Parasitología de la FCEFyN-UNC.

### **3- Bioensayo**

#### *Obtención del inóculo*

Se usaron JIs que no superaban los 30 días de almacenamiento a partir de la fecha de emergencia del hospedador auxiliar. Los inóculos se prepararon 24 h antes de comenzar con los bioensayos. Se evaluaron dos dosis (D.): 3200 y 6400 JIs por hospedador y un grupo control (Morton & García del Pino, 2013). Para la obtención de las dosis, se procedió a diluir la solución concentrada de nematodos obtenida con agua hervida hasta un volumen final conocido. Luego, se extrajo una alícuota de 0,5 ml y, bajo lupa binocular, se contabilizó el número de nematodos, repitiendo esta acción 3 veces. Se obtuvo el promedio de los JIs presentes en el inóculo preparado. Finalmente se calculó la cantidad de solución necesaria para obtener las dosis propuestas. En el caso del control, se incorporó al papel de filtro un volumen de agua hervida sin nematodos equivalente al volumen tomado para la dosis 3200 JIs/hospedador (siguiendo el protocolo usado en el Laboratorio de la Cátedra de Parasitología de la FCEFyN-UNC, para la realización de este tipo de experimentos).

#### *Contacto insecto - nematodo*

Las infecciones se llevaron a cabo en cápsulas de Petri de 5 cm de diámetro (Kaya & Stock, 1997; Koppenhöfer & Kaya, 1999). En la base de cada cápsula se dispuso un disco de cartón, a fin de reducir su altura y asegurar de este modo el contacto del insecto con los JIs, y sobre éste, un disco de papel de filtro. Los inóculos se pasaron a través de embudos forrados con un disco de papel de filtro de 5 cm de diámetro. Terminado el filtrado, el papel con los nematodos se dispuso sobre el disco ya contenido en la cápsula de Petri. Por último, se colocó un único insecto de manera que la región dorsal quedara en contacto con el inóculo. Luego de esto, las placas se dieron vuelta para que la cucaracha quedará en posición ventral y se colocaron en recipientes plásticos provistos de un pedazo de 25cm de espuma de poliuretano humedecida para mantener un ambiente favorable para los nematodos y las cucarachas. Todos los recipientes fueron incubados a  $25\pm 1^{\circ}\text{C}$  de



temperatura. Cada tratamiento constó de 4 repeticiones. El número total de insectos empleados para cada tratamiento fue de 49 individuos.

#### *Determinación del parasitismo*

Se registró la muerte de los insectos cada 24 h, durante 15 días seguidos. Las cucarachas muertas fueron retiradas de las cajas de Petri, para extraerles los dos pares de alas, enjuagarlas con agua hervida y secarlos con papel tissue. Este proceso se efectuó para eliminar los posibles JIs adheridos al cuerpo. Luego, cada cuerpo fue transferido a una cápsula de Petri provista de un disco de papel de filtro seco por un período de 10 días, para permitir el desarrollo de los nematodos dentro del insecto. Las placas se colocaron en recipientes provistos de espuma de poliuretano humedecida y se mantuvieron a  $25\pm 1^\circ\text{C}$  de temperatura.

#### *Obtención de JIs*

Transcurridos los 10 días desde su muerte, cada cuerpo fue colocado individualmente en una trampa White. Estas fueron observadas cada 24 h a fin de registrar la fecha de emergencia de los JIs. Pasado ese tiempo, se recolectaron los nuevos JIs de cada hospedador. Este material fue conservado en frascos de plástico a una temperatura de  $21\pm 1^\circ\text{C}$  para su posterior recuento.

#### *Estimación del número de JIs producidos por insecto*

El material recolectado de la trampa White se colocó en una probeta y se registró su volumen. Seguido a esto, se homogeneizó la muestra y se procedió al recuento de nematodos presentes. Para ello, se transfirió una alícuota de 0,5 ml a una cápsula de Petri con el fondo cuadriculado y se contó bajo lupa la cantidad de JIs. Este proceso se repitió 3 veces, con el fin de obtener un promedio de los JIs, y se proyectó al volumen total. Los cuerpos en los que no se observó emergencia de JIs, pasados los 10 días fueron diseccionados para determinar la causa de la muerte (por infección/causas naturales/otras). Se consideró positivo el resultado, cuando se encontraron nematodos dentro del cuerpo de las cucarachas.



#### 4- Análisis de resultados

##### A)-Cuantitativos

Se calculó el tiempo de efecto ( $T_{ef}$ ) de los nematodos. Este se definió como la cantidad de días en los que el aislado produjo la muerte de los insectos. El  $T_{ef}$  se extendió desde el contacto nematodo-hospedador hasta el último registro de muerte.

Se evaluó y comparó el porcentaje de mortalidad por dosis y por aislado cada 24 h. Los datos se transformaron según la ecuación de Schneider-Orelly (Püntener, 1981) que brinda valores corregidos de mortalidad, a partir de la relación: mortalidad por tratamiento vs mortalidad en el testigo absoluto.

$$\% \text{Mortalidad corregida} = \left( \frac{\%mt - \%mta}{100 - \%mta} \right) \times 100$$

mt: mortalidad en el tratamiento

mta: mortalidad en testigo absoluto

Además de evaluarse la mortalidad acumulada por tratamiento, se calcularon y compararon el porcentaje de insectos en los cuales se observó emergencia de JIs y el número medio de nuevos juveniles infectivos producidos por insecto en cada tratamiento.

La evaluación de los tratamientos se realizó mediante Análisis de la Varianza (ANOVA,  $p \leq 0,05$ ) previa comprobación de los supuestos de normalidad, homogeneidad e independencia de los datos obtenidos. El número medio de JIs producidos por insecto, fue transformado a raíz cuadrada, para que se cumpliera el supuesto de normalidad y homogeneidad. La comparación de los valores medios, se realizó mediante el test de comparaciones múltiples de Duncan. Los análisis estadísticos se implementaron en InfoStat versión libre (Di Rienzo et al., 2018).

##### B) Cualitativos

Los insectos muertos se examinaron bajo lupa estereoscópica de marca Zeiss y modelo 47 50 52-990, a fin de observar por transparencia de la cutícula la presencia de nematodos en su interior. También se observó la consistencia y el cambio de coloración de los tejidos parasitados.



## RESULTADOS

### *Tiempo de efecto por tratamiento*

El  $T_{ef}$  registrado en el tratamiento con *Steinernema rarum* (OLI), fue de 7 y de 11 días con D.3200 y D.6400 JIs/hospedador, respectivamente (Fig. 1). Los valores máximos de mortalidad diaria correspondieron al segundo día, con 28% y 24% para la dosis baja y alta, respectivamente.

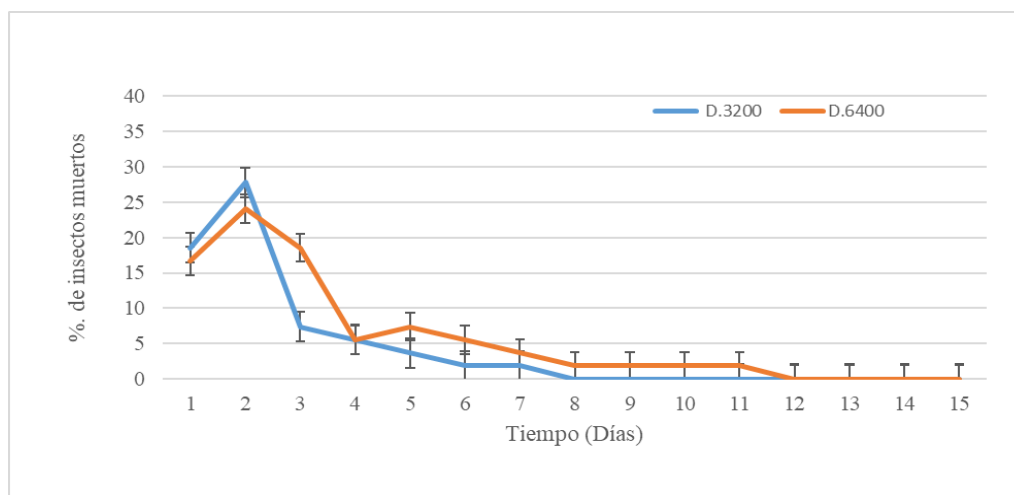


Figura 1: Tiempo de efecto de *Steinernema rarum* (OLI).

El  $T_{ef}$  registrado para *S. rarum* N105 fue de 13 días independientemente de la dosis empleada (Fig. 2). Los valores máximos de mortalidad diaria, fueron del 10%, al segundo día con D.3200 JIs/hospedador y al tercer día con D.6400 JIs/hospedador.

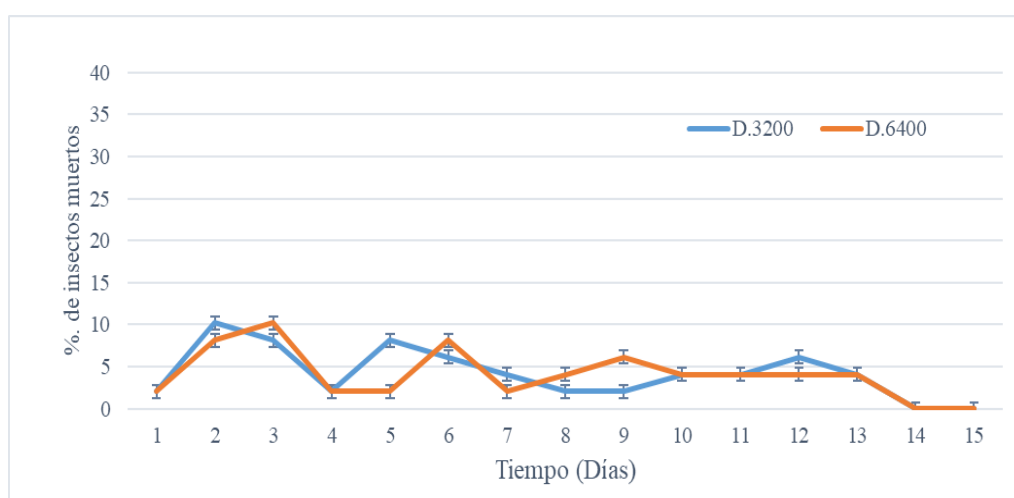


Figura 2: Tiempo de efecto de *Steinernema rarum* N105.



### *Mortalidad acumulada por tratamiento*

Las curvas de mortalidad acumulada con ambas dosis de *S. rarum* (OLI) fueron similares. Al inicio, mostraron un crecimiento exponencial positivo, que disminuyó progresivamente hasta el máximo. Con la dosis mayor, el valor máximo de mortalidad acumulada (89%) se observó el día 11, en tanto que con la dosis menor la máxima mortalidad (67%) se alcanzó el día 6. Con el tratamiento de *S. rarum* N105, las curvas de mortalidad acumulada presentaron, con ambas dosis, un crecimiento aproximadamente lineal. El porcentaje máximo de hospedadores muertos, se observó en ambos casos el día 13, siendo del 59% para la dosis mayor y del 65% con la dosis menor. Para el grupo control, el porcentaje máximo de hospedadores muertos (29,5%) se observó el día 11 (Fig.3).

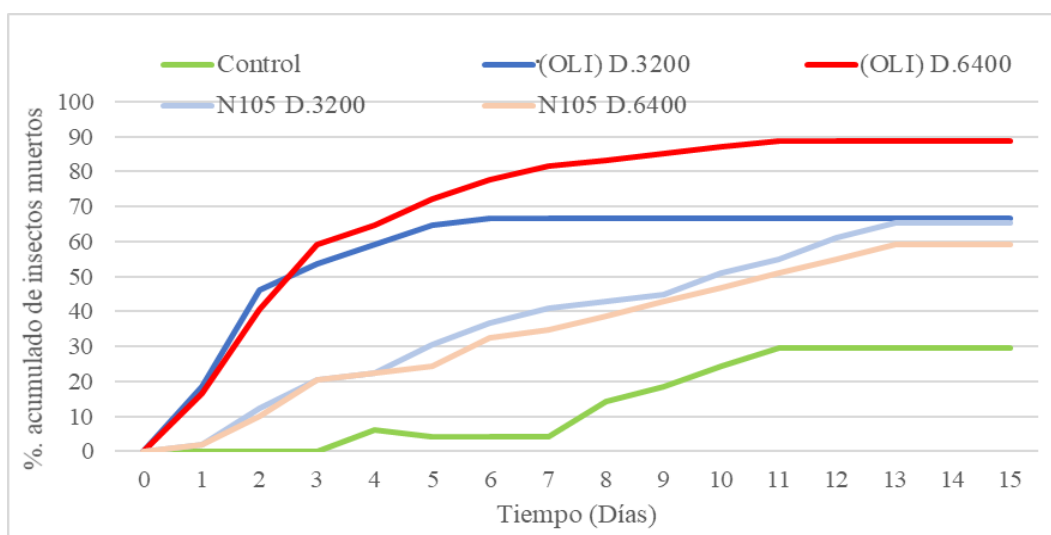


Figura 3: Mortalidad acumulada de *Periplaneta americana* para cada tratamiento.

### *Mortalidad del insecto por tratamiento.*

El tratamiento con la mayor mortalidad fue el de *S. rarum* (OLI) D.6400 Jls/hospedador y el de menor mortalidad fue para *S. rarum* N105 D.6400 Jls/hospedador. La mortalidad del tratamiento control fue de 29,5% (Fig. 4).



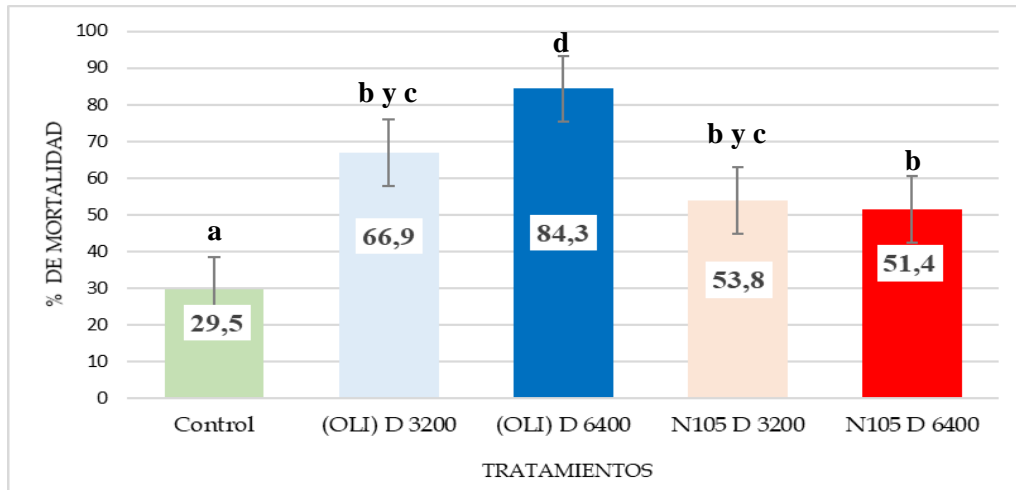


Figura 4: Porcentajes de mortalidad (las líneas representan la desviación estándar) con las dos dosis de *Steinernema rorum*. Letras distintas indican diferencias significativas  $P \leq 0,05$ .

El Análisis de la Varianza evidenció diferencias significativas entre tratamientos ( $F_{4,15} = 18,95$ ;  $p \leq 0,001$ ), con porcentajes de mortalidad mayores en los tratamientos con nematodos respecto al grupo control. Asimismo, fueron significativas las diferencias en mortalidad entre las dosis de *S. rorum* (OLI), no así con el otro aislado (Duncan  $p \leq 0,05$ ).

#### *Emergencia de nuevos JIs a partir de insectos parasitados*

En más del 80% de las cucarachas infectadas bajo cada tratamiento se observó emergencia de JIs de nematodos (Fig. 5). El mayor porcentaje correspondió a aquéllos inoculados con la menor dosis de *S. rorum* (OLI). Sin embargo, no se evidenciaron diferencias significativas entre los tratamientos ( $F_{3,12} = 1,84$ ;  $p \leq 0,2$ ).

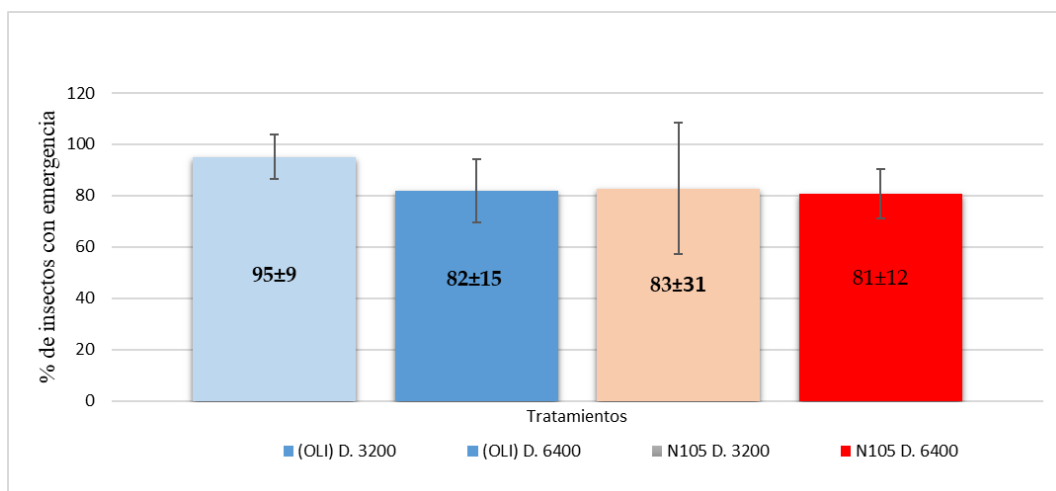


Figura 5: Porcentaje de insectos parasitados por *Steinernema rorum* en los que se observó emergencia de JIs (las líneas representan la desviación estándar).



El mayor número medio de emergencia de JIs correspondió al tratamiento con *S. rarum* (OLI) D.6400 JIs/hospedador con un valor de  $[33\pm 3]10^4$  JIs/hospedador, mientras que el menor número medio, al tratamiento con *S. rarum* N105 D.3200 JIs/hospedador con un valor de  $[14\pm 3]10^4$  JIs/hospedador (Fig. 6). Estas diferencias fueron significativas ( $F_{3,126}=5,26$ ;  $p \leq 0,001$ ).

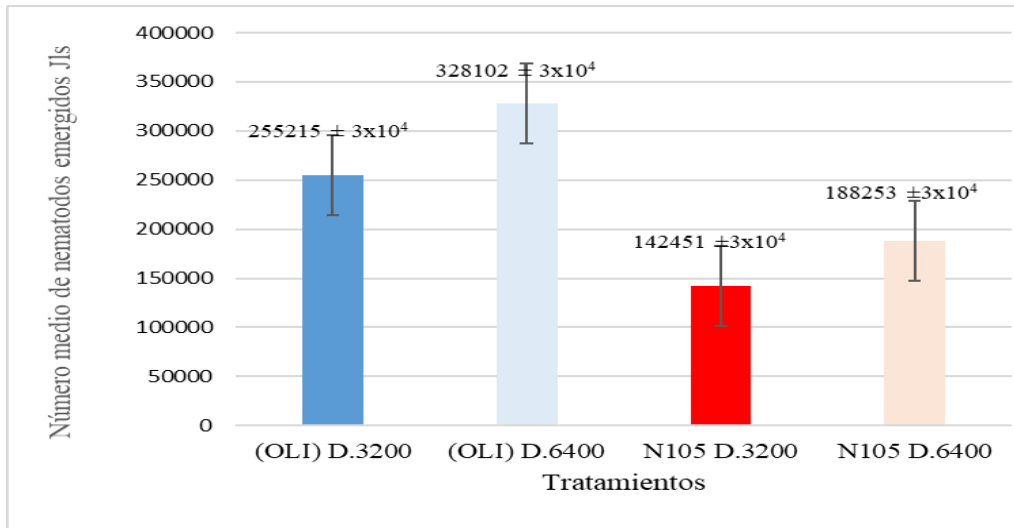
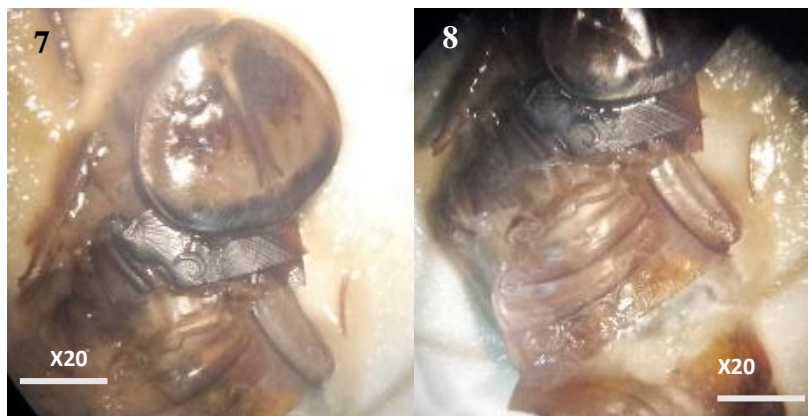


Figura 6: Promedio de emergencia de JIs de *Steinernema rarum* (las líneas representan la desviación estándar).

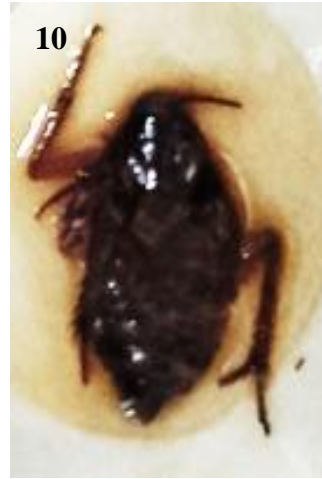
### *Consistencia y coloración de los tejidos parasitados por nematodos en Periplaneta americana*

Los tejidos de los ejemplares de *P. americana* muertos presentaron una consistencia blanda, degradada y sin signos de putrefacción (Figs. 7 y 8). Por otra parte, no se observaron cambios en la coloración del tegumento de *P. americana*, manteniendo el color natural marrón-rojizo característico de este insecto (Figs. 9 y 10).



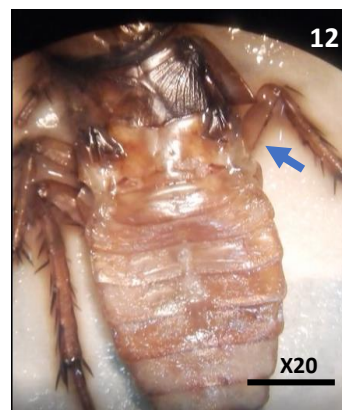
Figuras 8 y 9: Aspecto de los tejidos de una cucaracha parasitada.





Figuras 10 y 11: Cucaracha al inicio y al final del experimento.

La presencia de nematodos en el cuerpo de los ejemplares de *P. americana* se observó por transparencia del tegumento, encontrándose en abundancia, en regiones del tórax y abdomen (Figs. 11 y 12).



Figuras 11 y 12: Nematodos observados en el cuerpo de la cucaracha (flechas azules).





## DISCUSIÓN

Los resultados muestran que *Periplaneta americana* es susceptible en laboratorio a los dos aislados de *Steinernema rarum* utilizados. Hasta el momento se conocían como susceptibles a los Ordenes: Coleoptera (de Doucet et al., 1999, Cagnolo & Gonzalez, 2017), Lepidoptera (Cagnolo et al., 2011; Bertolotti et al., 2013; Gianfelici et al., 2014), Diptera (Ulvedal et al., 2012a,b; Cagnolo et al., 2015), Hymenoptera (de Doucet et al., 1999), Hemiptera (Picca et al., 2008), Homoptera (de Doucet et al., 1999), Phthiraptera (de Doucet et al., 1998), Ortoptera (de Doucet et al., 1999), Isopoda (Picca et al., 2008), y Scorpiones (Alcalde, et al., 2019). A partir de los resultados del presente trabajo, se agrega *P. americana* del Orden Blattodea como nuevo hospedador. Por otro lado, se da a conocer que *P. americana* es el primer hospedador para *S. rarum* N105 en laboratorio.

*Steinernema rarum* (OLI) causó mayor mortalidad y el Tiempo de efecto fue más corto que con el aislado N105. Esto estaría reflejando diferencias en la capacidad de infectar de ambos aislados, confirmando una vez más la mayor virulencia del primero (Cagnolo et al., 2004). Se sabe que las especies del género *Steinernema* muestran diferentes comportamientos de búsqueda del hospedador, por ejemplo, *S. glaseri* (Steiner) tiene una estrategia de caza, mientras que *S. carpocapsae* (Weiser), de emboscador (Lewis et al., 1992). En el caso de *S. rarum* (OLI) se conoce que posee las dos estrategias de localización mencionadas (Cagnolo & Gonzalez, 2017), lo que explicaría, en parte, su mayor eficiencia. Sin embargo, esta característica se desconoce para el otro aislado evaluado.

En relación a los porcentajes de mortalidad, en el aislado N105 no se encontraron diferencias significativas entre las dosis y ambas tuvieron un efecto similar que la dosis menor de *S. rarum* (OLI). Esta es la primera prueba que se realiza con este aislado en laboratorio. Restaría poner a prueba si esta es una característica de *S. rarum* N105.

Para el aislado *S. rarum* (OLI), por el contrario, se registraron diferencias significativas entre las dosis. En otros estudios de laboratorio con este mismo aislado y dosis de 50 y 500 Jls/hospedador, se registraron comportamientos similares. Por ejemplo, Cagnolo et al. (2011) encontraron que el 80% de los adultos de *Anticarsia gemmatalis* (Hubner) murieron a la dosis mayor. Otros trabajos realizados utilizando larvas de los insectos plagas, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) y *Bradysia* sp. (Diptera), mostraron igualmente una mayor mortalidad con la dosis más alta (Bertolotti et al., 2013; Cagnolo et al., 2015).



Sin embargo, un ensayo sobre *Nezara viridula* (L.) no mostró diferencias en la mortalidad con las mismas dosis evaluadas (Bertolotti & Oviedo, 2008).

Por otro lado, en pruebas realizadas contra invertebrados que habitan jardines, se encontró que los porcentajes de mortalidad, la duración del ciclo parasitario y la producción de progenie varían entre las distintas especies de hospedadores (Picca & Cagnolo, 2008).

Es posible que las diferencias observadas en la susceptibilidad de *P. americana* a los aislados (OLI) y N105, puedan depender no sólo de las características biológicas de los nematodos utilizados, sino también de las condiciones fisiológicas del hospedador, por ejemplo, la respuesta de su sistema inmune (Koppenhöfer y Fuzy, 2003).

En distintos trabajos, se ha evaluado la susceptibilidad tanto de *P. americana* como de otra especie de cucaracha, *Blattella germanica* (L.) frente a nematodos de la familia Steinernematidae. Maketon et al., (2010) compararon el efecto de *Steinernema* sp. y *S. carpocapsae* y encontraron que las dosis que causaron mayor mortalidad fueron  $1 \times 10^6$  y  $5,4 \times 10^4$  JIs/hospedador, respectivamente, y que los adultos de *B. germanica* fueron más susceptibles que los de *P. americana*. Por otra parte, Koehler et al., (1992) observaron que las ninfas de *P. americana* eran más susceptibles que los adultos a *S. carpocapsae* con una dosis de 500000 JIs/hospedador. Al comparar los resultados obtenidos con los dos sexos, estos autores reportaron que no se diferenciaron significativamente. Por el contrario, Morton y García del Pino (2013) observaron que los machos de *P. americana* fueron más susceptibles que las hembras con las dosis de 3200 y de 6400 JIs/caja de *S. carpocapsae*. Sería interesante realizar experiencias con los aislados (OLI) y N105 a fin de evaluar la existencia de una respuesta diferencial según el sexo de *P. americana*.

Las cucarachas del grupo control vivieron más tiempo que los insectos tratados con nematodos, pereciendo por inanición. En los insectos parasitados se evidenció el cambio característico en la consistencia de los tejidos internos, y ausencia de signos de putrefacción por la acción de los microorganismos simbioses de *S. rarum*, *Xenorhabdus* sp. Se conoce que estas bacterias son las encargadas de degradar los tejidos del hospedador y transformarlos en alimento para los nematodos, además de impedir, mediante la producción y liberación de sustancias antibióticas, la proliferación de otros microorganismos. Las bacterias también son responsables de la producción de cristales rojos que brindan una coloración rosada en el hospedador (Doucet, 1986; Poinar et al., 1988; Glazer & Lewis, 2000). Sin embargo, en los individuos de *P. americana* parasitados, no se evidenció ese cambio de coloración, aunque la bacteria simbiote los



preservó de la colonización de otros microorganismos. Se podría proponer que el color propio del insecto, marrón-rojizo, puede haber enmascarado dicho cambio.

El elevado porcentaje de insectos, a partir de los cuales se registró emergencia de JIs al final del ciclo parasitario pone en evidencia que *P. americana* es un hospedador favorable para los dos aislados de *S. rarum* evaluados. Esto coincide con estudios similares con otras especies del género *Steinernema*, en los que se observó que *P. americana* brinda un medio favorable para el desarrollo y reproducción del parásito, permitiéndole completar su ciclo vital y perpetuarse (Morton & García del Pino, 2013; Maketon et al., 2010; Koehler et al., 1992).

En cuanto al número medio de JIs producidos por insecto, se observó que la producción de progenie fue siempre mayor a partir de los insectos tratados con *S. rarum* (OLI). Existen antecedentes de diferencias intraespecíficas en la infectividad, tal como ha sido señalado para *Steinernema feltiae* (Filipjev) (Hazir et al., 2001; Campos Herrera & Gutiérrez, 2014). Las diferencias entre poblaciones de una misma especie estarían relacionadas con el tiempo de liberación de la bacteria simbiote (Koppenhöfer & Fuzi, 2003) y las variaciones en la virulencia de dicha bacteria (Shaban et al., 2010).

Según estos estudios, las diferencias observadas en el presente trabajo en la producción de juveniles infectantes podrían estar influenciadas por las variables antes mencionadas, que afectarían la tasa de ingreso de los JIs, el desarrollo de los adultos dentro del hospedador y la progenie.

Sería interesante en futuros trabajos, evaluar otros aspectos del comportamiento de estos aislados, tales como: tiempo de liberación del simbiote y su patogenicidad. En estos estudios, se podría considerar variables como el sexo, el peso y la edad del insecto. Además, utilizar un rango de dosis más amplio para estos nematodos. Sería igualmente interesante, probar estos aislados en ambientes donde naturalmente se encuentra este insecto y estimar así las potencialidades reales de estos nematodos como agentes de control biológico.



## CONCLUSIONES

A partir de este estudio, puede concluirse que:

- La cucaracha americana es susceptible a dos aislados nativos de la provincia de Córdoba: *Steinernema rarum* (OLI). y *S. rarum* N105.
- *Periplaneta americana* es el primer hospedador de *S. rarum* (N105) que se conoce en laboratorio y se incorpora al amplio rango de hospedadores conocidos de *S. rarum* (OLI).
- Los aislados utilizados lograron completar su ciclo de vida dentro de la cucaracha americana con la producción y emergencia de nuevos JIs.
- Las diferencias encontradas en los tiempos de efecto, porcentajes de mortalidad y producción de JIs, evidencian las variaciones intraespecíficas de *S. rarum*, siendo el aislado OLI más virulento y más efectivo que N105.



## BIBLIOGRAFÍA

ADAMS, B.J., & NGUYEN, K.B. (2002) Taxonomy and systematics. *Entomopathogenic Nematology* (ed. Gaugler, R.), pp.1-33. CABI Publishing, Londres.

AHMAD, R., HUSSAIN, M.A., SHAHEEN, A., & ALI, S.S. (2010) Susceptibility of 23 agriculturally important insect pests to entomopathogenic nematode *Steinernema masoodi* (Rhabditida: Steinernematidae). *International Journal of Nematology*, **20(2)**, 157-161.

ALCALDE, M.C., MATTONI, C.I., BERTOLOTTI, M.A., & CAGNOLO, S.R. (2019) Susceptibilidad de *Tityus trivittatus* (Scorpiones: Buthidae) a *Steinernema rarum* (OLI) (Nematoda: Steinernematidae) en condiciones de laboratorio. *En: Actas y Trabajos de la XXII Jornadas Científicas de la Sociedad de Biología de Córdoba, 2019*, Córdoba. pp. 44.

ALONSO, D.A., ALBONICO, J.F., MOUCHIAN, K., RODRIGUEZ, S.R., IRAÑETA, S.G., & PIONETTI, C. (2014) Cucarachas y vinchucas en patología general y respiratoria. *Revista de la Asociación Médica Argentina*, **127(4)**, 22-31.

ARCE BARRERA, A. (2009) *Efecto del fruto de la planta viguere (Solanum mammosum) sobre la cucaracha doméstica (Periplaneta americana)*. Universidad de La Salle, Santafé de Bogotá, D. C.

BALLESTEROS TORRES, J.M. (2014) *Factores nutricionales que afectan la actividad insecticida de Beauveria bassiana (BALSAMO) Vuillemin contra Periplaneta americana L. y la respuesta inmune del insecto*. Universidad Autónoma de Nuevo León, Tesis Doctoral, San Nicolás de los Garza.

BAUMHOLTZ, M.A., PARISH, L.C., WITKOWSKI, J.A., & NUTTING, W.B. (1997) The medical importance of cockroaches. *International Journal of Dermatology*, **36(2)**, 90-96.

BERTOLOTTI, M.A., CAGNOLO, S.R., EDELSTEIN, J.D., & OVIEDO, N.S. (2013) Infectivity of *Steinernema rarum* (OLI) (Nematoda: Steinernematidae) in larvae of *Diatraea saccharalis* (Insecta: Lepidoptera). *Biocell*, **37(3)**, 121.

BERTOLOTTI, M.A., & OVIEDO, N.S. (2008) Infectividad de un Nematodo Entomopatógeno (Rhabditida: Steinernematidae) en *Nezara viridula* (Hemiptera: Pentatomidae). *En: Actas y Trabajos del VII Congreso Argentino de Entomología, 2008*, Huerta Grande. pp. 340.

BERTOLOTTI, M.A., CARRANZA, F., & CAGNOLO, S.R. (2008) Diversidad de nematodos entomoparásitos de las Familias Mermithidae, Steinernematidae y Heterorhabditidae en la Provincia de Córdoba. *En: Actas y Trabajos del III Congreso Nacional de Conservación de la Biodiversidad, 2008*, Ciudad de Buenos Aires. pp. 84.

BERTOLOTTI, M.A., DOUCET, M.E., & KAMBIC, A. (2007) Susceptibility of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) to two isolates of *Steinernema rarum* (Doucet, 1986) Mamiya, 1988 (Nematoda: Steinernematidae) from Córdoba province, Argentina. *Nematropica*, **37(2)**, 140.



CAGNOLO S.R., & GONZALEZ J.M. (2017) Comportamiento de localización y elección de hospedadores, del nematodo entomopatógeno *Steinernema rarum* (OLI) (Nematoda: Steinernematidae). *Revista Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, **4(1)**, 77-85.

CAGNOLO, S.R., CARRANZA, F., TRIMARCHI, L.I., & BERTOLOTTI, M.A. (2016) New findings of *Heterorhabditis bacteriophora* and *Steinernema rarum* (Nematoda: Heterorhabditidae, Steinernematidae) in Córdoba, Argentina. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales nueva serie*, **18(2)**, 191-199.

CAGNOLO, S.R., MANSILLA, N., BOLLATI, L., & BERTOLOTTI, M.A. (2015) Evaluación de la infectividad de *Steinernema rarum* (Steinernematidae: Nematoda) en moscas *Bradysia* sp. (Sciaridae) que afectan cultivos de *Arabidopsis thaliana* (Brassicaceae). En: *Actas y Trabajos del IX Congreso Argentino de Entomología, 2015*, Posadas. pp.226.

CAGNOLO, S.R., & ALMIRÓN, W.R. (2010) Capacity of the terrestrial entomopathogenic nematode *Steinernema rarum* (Rhabditida: Steinernematidae) to parasite *Culex apicinus* larvae (Diptera: Culicidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, **69(1-2)**, 141-145.

CAGNOLO, S.R., PESCHIUTTA, M.L., & BERTOLOTTI, M.A. (2011) Susceptibility of adults of *Anticarsia gemmatilis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) to the entomopathogenic nematode *Steinernema rarum* (Doucet, 1986) Mamiya, 1988 (Rhabditida: Steinernematidae) under laboratory conditions. *Nematology*, **13(3)**, 373-376.

CAGNOLO, S.R., DONARI, Y.M., & DI RIENZO, J.A. (2004) Existence of infective juveniles in the offspring of first-and second-generation adults of *Steinernema rarum* (OLI strain): evaluation of their virulence. *Journal of Invertebrate Pathology*, **85(1)**, 33-39.

CALDERÓN, O. (1993) Las cucarachas domésticas como inductoras de alergia. *Revista Costarricense de Salud Pública*, **2(2)**, 34-7.

CAMPOS HERRERA, R., & GUTIÉRREZ, C. (2014) *Steinernema feltiae* intraspecific variability: Infection dynamics and sex-ratio. *Journal of Nematology*, **46(1)**, 35.

CRESPO, D.C., LECUONA, R.E., DÍAZ, B. M., & STOCK, S.P. (1996) Cría de insectos en laboratorio. *Microorganismos Patógenos Empleados en el Control Microbiano de Insectos Plaga* En: (ed. Lecuona, R.), pp. 183-188. Talleres Gráficos Mariano Mas, Argentina.

CUETO-MEDINA, S. M., CASTILLO-MARTÍNEZ, A., HERNÁNDEZ-RODRÍGUEZ, S., GALLEGOS-ROBLES, M.A., SANCHÉZ-RAMOS, F.J., & ORTEGA-MORALES A.I. (2015) Presencia de *Salmonella* sp. en cucaracha americana *Periplaneta americana* L. (Blattodea: Blattidae) en Torreón, Coahuila, México. *Entomología Mexicana*, **2**, 762-766.

de DOUCET, M.M., BERTOLOTTI, M.A., GIAYETTO, A.L., & MIRANDA, M.B. (1999) Host Range, Specificity, and Virulence of *Steinernema feltiae*, *Steinernema rarum*, and *Heterorhabditis bacteriophora* (Steinernematidae and Heterorhabditidae) from Argentina. *Journal of Invertebrate Pathology*, **73(3)**, 237-242.



de DOUCET, M.M., MIRANDA, M.B., & BERTOLOTTI, M.A. (1998) Infectivity of entomogenous nematodes (Steinernematidae and Heterorhabditidae) to *Pediculus humanuscapitis* De Geer (Anoplura: Pediculidae). *Fundamental and Applied Nematology*, **21(1)**,13-16.

de DOUCET, M.M., & GIAYETTO, A. (1994) Gama de huéspedes y especificidad en *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar (Heterorhabditidae: Nematoda). *Nematologia Mediterranea*, **22(2)**, 171-177.

de DOUCET, M.M., DOUCET, M.E., & NIENSTEDT, K. (1992) Diferencias inter e intraespecíficas en la capacidad infectiva de poblaciones de *Heterorhabditis* y *Steinernema* aislados en Argentina. *Nematropica*, **22(2)**, 237-241.

DI RIENZO, J.A., CASANOVES, F., BALZARIN, M.G., GONZALEZ, L., TABLADA, M., & ROBLEDO, C. W. (2018) InfoStat, *Grupo InfoStat*, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina.

DOUCET, M.E., BERTOLOTTI, M.A., CAGNOLO, S.R., & LAX, P. (2008) Nematodos entomofílicos de la provincia de Córdoba, Argentina. *Anales de la Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria*, **62**, 263-297.

DOUCET, M.E., & BERTOLOTTI, M.A. (2006) Susceptibility of *Ceratitis capitata* (Diptera) and *Tenebrio molitor* (Coleoptera) to isolates of entomopathogenic nematodes from the province of Córdoba, Argentina. Preliminary results. *En: Actas y Trabajos del XXVI Congreso Brasileiro de Nematología, 2006*, Campos dos Goytacazes. pp. 70.

DOUCET, M. E., BERTOLOTTI, M.A., & GALLARDO, C. (2005) Preliminary considerations about the susceptibility of *Rhigopsidius piercei* (Curculionidae: Coleoptera) to isolates of Heterorhabditidae and Steinernematidae (Nematoda) from Córdoba province, Argentina. *Nematropica*, **35(2)**, 71.

DOUCET, M.M.A. de. (1986) A new species of *Neoaplectana* Steiner, 1929 (Nematoda: Steinernematidae) from Córdoba, Argentina. *Revue de Nématologie*, **9**, 317-323.

EL KADY, G.A., ELBAHRAWY, A.F., EL SHARABASY, H.M., EL BARDRY, Y.S., EL ASHRY, R.M.A., & MAHMOUD, M.F. (2014) Pathogenicity and reproduction of the entomopathogenic nematode, *Steinernema carpocapsae* (Weiser) in the German cockroach, *Blattella germanica* L. (Dictyoptera: Blattellidae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, **24(1)**, 133-138.

EL SADAWY, H.A., & SALEH, M.M.E. (1999) Infectivity of Egyptian and imported entomopathogenic nematodes under different temperatures. *International Journal of Nematology*, **9(1)**, 72-75.

FAIRBAIRN, J.P., FENTON, A., NORMAN, R.A., & HUDSON, P.J. (1999) The invasion efficiency of the entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae* (Rhabditidae: Steinernematidae). *Aspects of Applied Biology*, **53(1)**, 83-88.





FERNÁNDEZ, M., MARTÍNEZ, D., & TANTALEÁN, M. (2001) Parásitos presentes en *Periplaneta americana* Linnaeus “cucaracha doméstica” de la ciudad de Ica. *Revista Peruana de Biología*, **8(2)**, 105-113.

GAUGLER, R., & KAYA, H.K. (1990) *Entomopathogenic Nematodes in Biological Control*. CRC. Press: Boca Ratón, Florida, USA.

GARCÍA, C.A., GONZÁLEZ, I.A., & SOLANO, R.R. (2004) Estudios preliminares con nematodos entomopatógenos para el control biológico de la mosca del cuerno, *Haematobia irritans* L. (Diptera: Muscidae). *Veterinaria México OA*, **35(4)**, 339-350.

GARCÍA del PINO, F. (1994) *Los Nematodos Entomopatógenos (Rhabditida: Steinernematidae y Heterorhabditidae) presentes en Cataluña y su utilización para el control biológico de insectos*. Universidad Autónoma de Barcelona, España.

GARCÍA del PINO, F., & MORTON, A. (2010) Synergistic effect of the herbicides glyphosate and MCPA on survival of entomopathogenic nematodes. *Biocontrol Science and Technology*, **20(5)**, 483-488.

GIANFELICI, M., BERTOLOTTI, M.A., & CAGNOLO, S.R. (2014) Susceptibilidad de larvas de *Crociosema aporema* (Walsingham, 1914) y *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818, a tres aislados de nematodos entomopatógenos. *Revista de la Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, **1(2)**, 71-76.

GLAZER, I., & LEWIS, E.E. (2000) Bioassays for entomopathogenic nematodes. *Bioassays of entomopathogenic microbes and nematodes* (eds. Navon, A., & Ascher, K.R.S.), pp. 229-247. CAB International, Wallingford, Londres.

GRACZYK, T.K., KNIGHT, R., & TAMANG L. (2005) Mechanical transmission of human protozoa and parasites by insects. *Clinical Microbiology Reviews*, **18(1)**, 126-132.

GUTIÉRREZ, A.C. (2015) *Estudio y evaluación de los patógenos de cucarachas (Insecta: Blattodea) urbanas en la provincia de Buenos Aires, como potenciales agentes de control*. Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Buenos Aires.

GUTIÉRREZ, A.L., ALONSO, S.F.B., ARENAS, P.M., CABRERA, N., & STAMPELLA, P. (2011) Insectos dañinos al patrimonio documental de archivos y bibliotecas: diagnóstico de dos casos en la República de Cuba y la República Argentina. *Códices*, **7(1)**, 49-64.

HAZIR, S.P., KAYA, H.K., KOPPENHÖFER, A.M., & KESKIN, N. (2001) Developmental temperature effects on five geographic isolates of the entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae* (Nematoda: Steinernematidae). *Journal of Invertebrate Pathology*, **77(4)**, 243-250.

JARAMILLO, C.G.M., & ARMIJOS, A.J.H. (2015) Efecto insecticida del extracto acuoso de la semilla de la higuera (*Ricinus communis*) en tres tipos de insectos (cucarachas, moscas y mosquitos). *Revista semestral de Investigación de la Corporación Internacional para el Desarrollo Educativo- CIDE*, **1(15)**, 106-111.





- KAYA, H.K., & STOCK, S.P. (1997) Techniques in insect nematology. *Manual of techniques in insect pathology* (ed. Lacey, L), pp. 281-324. Academic Press, London.
- KOEHLER, P.G., PATTERSON, R.S. & MARTIN, W.R. (1992) Susceptibility of cockroaches (Dictyoptera: Blattellidae, Blattidae) to infection by *Steinernema carpocapsae*. *Journal of Economic Entomology*, **85**(4), 1184-1187.
- KOPPENHÖFER, A.M., & FUZY, E.M. (2003) *Steinernema scarabaei* for the control of white grubs. *Biological Control*, **28**(1), 47-59.
- KOPPENHÖFER, A.M. & KAYA, H.K. (1999) Ecological characterization of *Steinernema rarum*. *Journal of Invertebrate Pathology*, **73**(1), 120-128.
- LEE, C.Y., & LEE, L.C. (2000) Influence of sanitary conditions on the field performance of chlorpyrifos-based baits against American cockroaches, *Periplaneta americana* (L.) (Dictyoptera: Blattidae). *Journal of Vector Ecology*, **25**(2), 218-221.
- LEWIS, E. E., GAUGLER, R., & HARRISON, R. (1992) Entomopathogenic nematode host finding: relevance of host contact cues to cruise and ambush foragers. *Parasitology*, **105**, 309-315.
- MAKETON, M., HOMINCHAN, A., & HOTAKA, D. (2010) Control of American cockroach (*Periplaneta americana*) and German cockroach (*Blattella germanica*) by entomopathogenic nematodes. *Revista Colombiana de Entomología*, **36**(2), 249-253.
- MARIÑO PEDRAZA, E. (2011) Fósiles vivientes: Cucarachas. *Biodiversitas*, **97**, 6-9.
- MOLINA ACEVEDO, J.P., MOLINO, J.R., CAVALANTI SOUSA, R., ANDALÓ, V. & MENDONÇA, L.A. (2006) Efecto de temperatura, concentración y tiempo de almacenamiento en la supervivencia de nematodos entomopatógenos. *Revista Colombiana de Entomología*, **32**, 24-30.
- MORTON, A., & GARCÍA del PINO, F. (2013) Sex-related differences in the susceptibility of *Periplaneta americana* and *Capnodis tenebrionis* to the entomopathogenic nematode *Steinernema carpocapsae*. *Journal of Invertebrate Pathology*, **112**(3), 203-207.
- PICCA, S., & CAGNOLO, S.R. (2008) Evaluación de *Steinernema rarum* (Doucet, 1986) Mamiya 1988 como bioinsecticida de diez especies de invertebrados que habitan jardines domiciliarios de Córdoba, Argentina. *En: Actas y Trabajos del VII Congreso Argentino de Entomología, 2008*, Huerta Grande. pp. 371.
- PICCA, S., OVIEDO, N.S., BERTOLOTTI, M.A., & CAGNOLO, S.R. (2008) Susceptibilidad de *Armadillum vulgare* (Malacostraca: Armadillidae) y *Nezara viridula* (Insecta: Pentatomidae) a un aislado de *Steinernema rarum* de la provincia de Córdoba. *En: Actas y Trabajos del I<sup>er</sup> Congreso Argentino de Fitopatología, 2008*, Córdoba. pp. 343.



POINAR, G.O. Jr, MRÁČEK, Z., & DOUCET, M.M.A. (1988) A re-examination of *Neoplectana rara* Doucet, 1986 (Steinernematidae: Rhabditida). *Revue de Nématologie*, **11** (4), 447-449.

POINAR, G.O. (1979) *Nematodes for Biological Control of Insects*. CRC Press: Boca Raton, Florida.

PONCE, G., CANTU, P.C., FLORES, A., BADI, M., BARRAGAN, A., ZAPATA, R., & FERNANDEZ, I. (2005) Cucarachas: Biología e importancia en salud pública. *Revista Salud Pública y Nutrición*, **6**(3), 1-11.

PÜNTENER, W. (1981) *Manual for field trials in plant protection second edition*. Agricultural Division, Ciba-Geigy Limited, Basle Switzerland.

RAMÍREZ PÉREZ, J. (1989) La cucaracha como vector de agentes patógenos. *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana*, **107**(1), 41-53.

RAMOS RODRÍGUEZ, O., CAMPBELL, J.F., & RAMASWAMY, S.B. (2006) Pathogenicity of three species of entomopathogenic nematodes to some major stored-product insect pests. *Journal of Stored Products Research*, **42**(3), 241-252.

ROBLEDO REYES, P.C., GONZÁLEZ, R., JARAMILLO, G.I., & RESTREPO, J. (2008) Evaluación de la toxicidad de acetogeninas anonáceas sobre ninfas de *Periplaneta americana* L. (Dictyoptera: Blattidae). *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle*, **9**(1), 54-61.

RUST, M.K., REIDERSON, D.A., & HANSGEN, K.H. (1991) Control of American Cockroaches (Dictyoptera: Blattidae) in Sewers. *Journal of Medical Entomology*, **28**(2), 210-213.

SCHAL, C., & HAMILTON, R.L. (1990) Integrated suppression of synanthropic cockroaches. *Annual Review of Entomology*, **35**(1), 521-551.

SHABAN, H.E., HELAL, I.B., SHAMSELDEAN, M.M., & SEIF, A.I. (2010) Virulence of *Steinernema* and *Heterorhabditis* entomopathogenic nematodes (Rhabditida) from Egypt against the greater wax moth *Galleria mellonella* (Lepidoptera: Pyralidae) and American cockroach, *Periplaneta americana* (Blattodea: Blattidae). *The Egyptian Journal of Experimental Biology (Zoology)*, **6**(2), 239-245.

SIMONS, N.R. (1980) Control of insects with nematodes. *Integrated Control of Insect Pest in the Netherlands* (eds. Mink, A.K. & Gruys, P.), pp. 275-278. Pudoc, Wageningen.

STEINER, G., (1929) *Neoplectana glaseri* n.g.n.sp.(Oxyuridae), a new nemic parasite of the Japanese beetle (*Popillia japonica* Newm.). *Journal of the Washington Academy of Sciences*, **29**, 436-440.

ULVEDAL, C., PESCHIUTTA, M.L, RIVERO, M.E., CAGNOLO, S.R., BERTOLOTTI, M.A., GRECH, M., & ALMIRÓN, W.R. (2012) Efecto letal de tres aislados de nematodos



entomopatógenos (Nematoda: Rhabditida) en larvas de *Aedes aegypti*, en condiciones de laboratorio. *En: Actas y Trabajos del 3° encuentro internacional sobre enfermedades olvidadas y el XV Simposio sobre control epidemiológico de enfermedades transmitidas por vectores, 2012*, Ciudad de Buenos Aires. pp. 143.

ULVEDAL, C., CAGNOLO, S.R., BERTOLOTTI, M.A., GRECH, M., & ALMIRÓN, W.R. (2012)b Susceptibilidad de larvas de *Culex quinquefasciatus* Say al parasitismo por *Heterorhabditis bacteriophora* (aislado 4) y *Steinernema rarum* (OLI) (Nematoda: Rhabditida), en condiciones de laboratorio. *En: Actas y Trabajos del 3° encuentro internacional sobre enfermedades olvidadas y el XV Simposio sobre control epidemiológico de enfermedades transmitidas por vectores, 2012*, Ciudad de Buenos Aires. pp. 144.

ZERVOS, S., & WEBSTER, J.M. (1989) Susceptibility of the cockroach *Periplaneta americana* to *Heterorhabditis heliothidis* (Nematoda: Rhabditoidea) in the laboratory. *Canadian Journal of Zoology*, **67(6)**, 1609-1611.



ANEXO 1- *Periplaneta americana* vector mundial de varios agentes patógenos y parasitarios.

Agentes	Generos y especies encontradas
<p><b>Bacterias</b> (Ramírez Pérez, 1989; Calderón, 1993; Fathpour et al., 2003; Graczyk et al., 2005; Cueto medina, 2013; Nedelchev1, et al. 2013 y Alonso et al., 2014)</p>	<p><i>Bacillus subtilis</i> <i>Clostridium perfringens</i> <i>Escherichia coli</i> (*) <i>Enterobacter aerogenes</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Mycobacterium leprae</i>(Lepra) <i>Mycobacterium tuberculosis</i> <i>Pasteurella pestis</i> (Peste bubónica) <i>Proteus vulgaris</i> <i>Pseudomona aeruginosa</i> <i>Salmonella spp</i>(*) <i>Serratia marscesens</i> <i>Shigella alkalascens y paradysenteriae</i> <i>Staphylococcus aureus</i>(*)</p>
<p><b>Helmintos</b> (Ramírez Pérez, 1989; Calderón, 1993; Fernández et al., 2001; Camino &amp; Quela, 2008; Camino &amp; González, 2012; Camino et al., 2013;Nedelchev1, et al. 2013 y Alonso et al., 2014)</p>	<p><i>Ancylostoma duodenale</i>(*) <i>Ascaris lumbricoides</i>(*) <i>Binema,</i> <i>Gordius,</i> <i>Gryllotalpa</i> <i>Hammer schmidtella,</i> <i>Hymenolepis nana</i> <i>Hydrophylus</i> <i>Leidynema</i> <i>Moniliformis</i> <i>Necator americanus</i> <i>Neoplectana,</i> <i>Picnoscelus surinamensis,</i> <i>Prostrellus</i> <i>Taenia saginata</i>(*)</p>



	<i>Thelastoma</i> <i>Trichuris trichiura</i> (*)
<b>Hongos</b> (Ramírez Pérez, 1989; Calderón, 1993; Alonso et al., 2014),	<i>Aspergillus</i> spp <i>Candida albicans</i> (*)
<b>Virus</b> (Ramírez Pérez, 1989; Calderón, 1993)	Echovirus tipo 6 Polivirus tipo 1 Coxsackievirus tipo B5 <i>Poliom yelitis</i> Virus hepatotropos A, B, C
<b>Protozoarios</b> (Ramírez Pérez, 1989; Calderón, 1993; Fernández et al., 2001; Alonso et al., 2014)	<i>Amoeba</i> (*) <i>Balantidium</i> <i>Chilomastix</i> <i>Endamoeba</i> <i>Endolimax</i> <i>Entamoeba</i> (*) <i>Gregarina</i> , <i>Giardia lamblia</i> (*) <i>Iodamoeba</i> <i>Lophomonas</i> <i>Nosema</i> <i>Nyctoterus</i> <i>Isotricha</i> <i>Polymastix</i> <i>Tetrahymena</i> <i>Toxoplasma gondii</i> (*) <i>Trichomonas</i> (*) <i>Trypanosoma cruzi</i> (*)
<b>(*) Parasitosperjudiciales para la salud de los seres humanos</b>	

## BIBLIOGRAFÍA

- ALONSO, D.A., ALBONICO, J.F., MOUCHIAN, K., RODRIGUEZ, S.R., IRAÑETA, S.G., & PIONETTIH, C. (2014) Cucarachas y vinchucas en patología general y respiratoria. *Revista de la Asociación Médica Argentina*, **127**(4), 22-31.



- CALDERÓN, O. (1993) Las cucarachas domésticas como inductoras de alergia. *Revista Costarricense de Salud Pública*, **2(2)**, 34-7.
- CAMINO, N.B., & QUELAS, M.A. (2008) Description of *Thelastomadomesticus* sp. (Oxyurida, Thelastomatidae) parasite of nymphs of *Periplanetaamericana* (Blattodea, Blattidae) in Argentina. *Iheringia. Serie Zoología*, **98 (1)**, 24-27.
- CAMINO, N.B., & GONZÁLEZ, S.E. (2012) Cuatro especies simpátricas de Thelastomatidae (Nematoda) parásitas de la cucaracha americana *Periplaneta americana* (L.) (Blattodea, Blattidae) en La Plata, Argentina. *Neotrop. Helminthol*, **6(2)**, 239-246.
- CRESPO, F.A., & VALVERDE, A.C. (2005) *Artrópodos de interés medico en Argentina*. Editorial Fundación Mundo Sano, Centro Nacional de Diagnostico e Investigación en Endemoepidemias- CENDIE, ANLIS, Ministerio de Salud y Ambiente de la Nación. Buenos Aires, Argentina.
- CUETO MEDINA, S.M., CASTILLO MARTÍNEZ, A., HERNÁNDEZ RODRÍGUEZ, S., GALLEGOS ROBLES, M.A., SÁNCHEZ RAMOS, F.J., & ORIEGA MORALES, A.I. (2015) Presencia de Salmonella sp. en cucaracha americana *Periplaneta americana* L. (Blattodea: Blattidae) en Torreón, Coahuila, México. *Entomología Mexicana*, **2**, 762-766.
- FERNÁNDEZ, M., MARTÍNEZ, D., & TANTALEÁN, M. (2001) Parásitos presentes en *Periplaneta americana* Linnaeus “cucaracha doméstica” de la ciudad de Ica. *Revista Peruana de Biología*, **8(2)**, 105-113.
- GRACZYK, T.K., KNIGHT, R. & TAMANG, L. (2005) Mechanical transmission of human protozoa and parasites by insects. *Clinical Microbiology Reviews*, **18(1)**, 126-132.
- NEDELICHEV, S., PILARSKA, D., TAKOV D., & GOLEMANSKY, V. (2013) Protozoan and Nematode Parasites of the American Coakroach *Periplanetaamericana* (L.) from Bulgaria. *Acta Zoológica Bulgarica*, **65 (3)**, 403-408.
- RAMÍREZ PÉREZ, J. (1989) La cucaracha como vector de agentes patógenos. *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana*, **107(1)**, 41-53.

