



Sancassania mycophaga (Acari: Acaridae) como agente regulador de *Nacobbus aberrans* (Tylenchida: Pratylenchidae)

Olga Gómez-Rodríguez¹, Edgar Villar-Luna², Laith Khalil Tawfeeq Al-Ani³, Iván Morales-Soto⁴, Reyna Vargas-Abasolo⁵, Liliana Aguilar-Marcelino⁶. ¹Fitopatología, Colegio de Postgraduados Campus Montecillo, Km 36.5 Carretera México-Texcoco, Texcoco, Estado de México, C. P. 56264, México; ²Instituto Politécnico Nacional, CIIDIR Unidad Michoacán, Justo Sierra 28, Jiquilpan, Michoacán, C. P. 59510, México; ³Department of Plant Protection, College of Agriculture Engineering Science, University of Baghdad, Baghdad, Iraq; ⁴CENID-Salud Animal e Inocuidad, INIFAP, Carr. Fed. Cuernavaca-Cuautla 8534, Jiutepec, Morelos, C. P. 62550, México; ⁵Departamento de Ecología Evolutiva, Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México, Circuito Exterior, Ciudad Universitaria, Coyoacán, Ciudad de México, C. P. 04510, México; ⁶Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Salud Animal e Inocuidad. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Carretera México-Toluca Km 15.5, Palo Alto, Cuajimalpa de Morelos, Ciudad de México, C. P. 05110, México.

*Autor de correspondencia:
Liliana Aguilar-Marcelino
aguilar.liliana@inifap.gob.mx

Sección:
Edición periódica

Revisado:
28 Julio, 2025
Aceptado:
27 Enero, 2026
Publicado:
09 Febrero, 2026

Cita:
Gómez-Rodríguez O, Villar-Luna E, Al-Ani LKT, Morales-Soto I, Vargas-Abasolo R, Aguilar-Marcelino L. 2026. *Sancassania mycophaga* (Acari: Acaridae) como agente regulador de *Nacobbus aberrans* (Tylenchida: Pratylenchidae). Revista Mexicana de Fitopatología 44(2): 113. <https://doi.org/10.18781/R.ME.X.FIT.2407-4>

RESUMEN

Antecedentes/Objetivo. Los ácaros nematófagos representan una herramienta potencialmente eficaz dentro de los programas de manejo integrado de nematodos fitoparásitos. El objetivo de este trabajo fue evaluar la capacidad depredadora del ácaro nematófago *Sancassania mycophaga* contra el nematodo fitoparásito *Nacobbus aberrans* bajo condiciones de laboratorio.

Desarrollo experimental. Se realizaron dos experimentos independientes. Para esto, la unidad experimental consistió de una maceta con una planta de pimiento (*Capsicum annum*), en la que se inocularon 500 o 1 000 juveniles J2 de *N. aberrans*. Se evaluaron cuatro tratamientos: (1) control (solo nematodos), (2) inoculación simultánea de ácaros y nematodos, (3) inoculación de nematodos cinco días después de los ácaros, y (4) inoculación de nematodos 10 días después de los ácaros. En todos los tratamientos se introdujeron cinco ácaros por maceta. Las variables fueron: porcentaje de penetración de J2 en raíces, número de agallas, huevos y abundancia de ácaros. Los datos se sometieron a ANAVA y comparación de medias (LSD, $p < 0.05$).

Resultados. Después de 21 días del establecimiento de ensayos, se observó una reducción significativa en la penetración de nematodos en todos los tratamientos con ácaros, en comparación con el control. En el experimento con 500 J2, los porcentajes de penetración en raíces, fue de 1.0, 3.4 y 2.5 % para los tratamientos 2, 3 y 4, respectivamente. En el experimento con 1 000 J2, el porcentaje de penetración correspondió a 21.3 y 23.8 % para los tratamientos 2 y 3. Desde el día 14, la población de ácaros mostró un crecimiento sostenido, y pasó de cinco individuos iniciales, a más de 25 a los 21 días (> 400 %), y más de 35 a los 45 días (> 600 %). No se detectaron diferencias significativas en número de agallas ni huevos a los 45 días.

Conclusión. *S. mycophaga* redujo la penetración de *N. aberrans* en raíces de pimiento. Con 500 J2, la reducción relativa osciló entre 42 y 83 %, mientras que con 1 000 J2 varió entre 42 y 49 %, respecto al control. Además, el ácaro logró establecerse y multiplicarse en el sistema experimental. Estos resultados respaldan su potencial como agente biocontrolador de *N. aberrans*.

Palabras clave: Ácaro, Depredación, Nematodo, Fitoparásito, Biocontrol



INTRODUCCIÓN

El nematodo conocido como “falso agallador”, *Nacobbus aberrans*, es considerado una plaga de importancia económica debido a los daños significativos que provoca y su amplio rango de hospedantes, entre los que se incluyen chile (*Capsicum annuum*), jitomate (*Solanum lycopersicum*), papa (*Solanum tuberosum*) y frijol (*Phaseolus vulgaris*) (Manzanilla-López *et al.*, 2002; Manzanilla-López, 2010).

Las plantas infestadas desarrollan agallas a lo largo del sistema radical, cuya forma y tamaño varían a lo largo del ciclo del cultivo (Del Prado-Vera *et al.*, 2018). En etapas iniciales, las agallas son pequeñas, ligeramente engrosadas y de aspecto nodular, ubicadas principalmente en las raíces secundarias (Manzanilla-López *et al.*, 2002). Conforme avanza el desarrollo del nematodo y se incrementa la infestación, las agallas se tornan más grandes, deformes y leñosas, afectando extensas zonas del sistema radicular (Marro *et al.*, 2018). Estas estructuras interfieren con la absorción de agua y nutrientes, comprometiendo el funcionamiento del sistema vascular y reduciendo significativamente el crecimiento y productividad de la planta (Nicol *et al.*, 2011; Radwan *et al.*, 2012).

Diversos estudios han documentado el potencial de ciertos ácaros depredadores en el control biológico de nematodos fitoparásitos (Stirling, 2014; Abou El-Atta y Osman, 2016; Stirling, 2017; Aguilar-Marcelino *et al.*, 2020). Por ejemplo, *Lasioseius penicilliger* (Mesostigmata: Blattisociidae) demostró capacidad para atacar distintos nematodos parásitos, entre ellos *Teladorsagia circumcincta* (Strongylida: Trichostrongylidae), *Caenorhabditis elegans* (Rhabditida: Rhabditidae) y especies del género *Meloidogyne* (Tylenchida: Heteroderidae) (García-Ortiz *et al.*, 2015). Así mismo, *Sancassania berlesei* (Astigmata: Acaridae) mostró una alimentación eficaz sobre masas de huevos de *Meloidogyne* spp. bajo condiciones *in vitro* (Abou El-Atta *et al.*, 2014).

Sancassania mycophaga (= *Caloglyphus mycophagus*) es un ácaro que habita de forma natural en el suelo (Hernández-Bacacó *et al.*, 2015). Esta especie se alimenta de materia orgánica, hongos, bacterias y nematodos, lo que facilita su reproducción masiva bajo condiciones de laboratorio (Chmielewski, 2003). Estudios previos han demostrado que *S. mycophaga* puede reducir significativamente las poblaciones de nematodos, tanto parásitos como de vida libre. En condiciones *in vitro*, se observó una disminución del 81 % en larvas de *Haemonchus contortus* (Strongylida: Trichostrongylidae), nematodo parásito de ovinos, y una eliminación completa (100 %) del nematodo de vida libre *Panagrellus redivivus* (Rhabditida: Panagrolaimidae) (Aguilar-Marcelino *et al.*, 2015). Así mismo, *S. mycophaga* redujo un 72.9 % la población de juveniles (J2) de *Nacobbus aberrans*, y un 42.17 % de larvas de tercer estadio de *H. contortus* en bioensayos de laboratorio. En tanto que, en condiciones de microparcels, las reducciones alcanzaron el 78.95 y 63.16 % (Quintero-Elena *et al.*, 2022).

De este modo, los ácaros nematófagos representan una herramienta potencialmente eficaz dentro de los programas de manejo integrado de nematodos fitoparásitos (Szewc *et al.*, 2021). No obstante, aún es necesario desarrollar estudios adicionales que permitan validar su efectividad en condiciones de campo. En este contexto, el presente estudio tuvo como objetivo determinar la eficacia depredadora de *S. mycophaga* contra *N. aberrans* bajo condiciones controladas de laboratorio.

DESARROLLO EXPERIMENTAL

Material biológico. Se utilizaron plantas de pimiento picante (*Capsicum annuum*) cv. California Wonder, susceptibles a *N. aberrans*, que se cultivaron en el Colegio de Postgraduados (COLPOS), Campus Montecillo, Estado de México, México. Las semillas de pimiento se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1 % durante 1 minuto y luego se colocaron en toallas de papel húmedas para inducir la germinación. Una vez germinadas, las plántulas se trasplantaron individualmente a macetas de plástico (3.5 cm de diámetro y 4 cm de profundidad) que contenían 25 cm³ de arena fina estéril. Las macetas se mantuvieron en una cámara de crecimiento a 26 ± 1 °C con un fotoperiodo de 14:10 h de luz: oscuridad. Las plantas se fertilizaron semanalmente con una solución nutritiva que consistió en 3.15 g de Nitrofoska® disueltos en 1 L de agua esterilizada. El ácaro, *S. mycophaga* se obtuvo de una cepa que se mantiene a temperatura ambiente y en condiciones de oscuridad (28 ± 2 °C) en el laboratorio de metabolómica del CENID Salud Animal e Inocuidad, INIFAP, Jiutepec, Morelos. Los ácaros se conservaron en placas Petri (2 cm de diámetro X 1.5 cm de alto) que contienen agar al 5 % (Hernández-Bacao *et al.*, 2015). Como fuente de alimento, cada siete días se les proporcionó nematodos de *P. redivivus* de una población mixta de hembras y machos de distinta edad. La cepa *S. mycophaga* fue originalmente aislada en 2009, a partir de muestras de suelo recolectadas en Morelos, México. Por otro lado, *N. aberrans* fue aislado a partir de agallas presentes en raíces de jitomate (*Solanum lycopersicum*) recolectadas en parcelas experimentales del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Estado de México. Los huevos del nematodo se extrajeron utilizando el método de disgregación de tejidos descrito por Vrain (1977), y posteriormente, se incubaron en placas Petri con agua destilada estéril, a una temperatura constante de 28 °C hasta la eclosión de los juveniles. Los juveniles del segundo estadio (J2) utilizados en los experimentos tenían cinco días de edad al momento de la inoculación, asegurando su viabilidad y estandarización en las pruebas biológicas.

Confrontación de *S. mycophaga* vs. *N. aberrans*. El experimento se inició cuando las plantas de pimiento alcanzaron el estado vegetativo con dos a tres pares de hojas verdaderas. Cada unidad experimental consistió en una maceta con una planta, cinco ácaros adultos de *S. mycophaga* de sexo indistinto y una suspensión con una cantidad conocida de juveniles de segundo estadio (J2) de *N. aberrans* de acuerdo al experimento. Los ácaros se colocaron manualmente en la superficie del sustrato utilizando pinzas entomológicas finas, procurando no dañarlos y permitiendo su desplazamiento inmediato en la maceta. Se llevaron a cabo dos experimentos independientes para evaluar la eficacia depredadora de *S. mycophaga* frente a dos densidades del nematodo. En el primer experimento, se inocularon 500 J2 por unidad experimental. Se evaluaron cuatro tratamientos, definidos por el momento de inoculación del nematodo con respecto a la introducción del ácaro (Cuadro 1), con 10 repeticiones por tratamiento. En el segundo experimento, los tratamientos fueron similares, pero se incrementó la densidad del nematodo a 1 000 J2 por unidad experimental. En este caso, solo se evaluaron los tres primeros tratamientos (Cuadro 1), con siete repeticiones por tratamiento. La inclusión de dos densidades de inoculación (500 y 1 000 J2) tuvo como finalidad evaluar la capacidad depredadora de *S. mycophaga* bajo diferentes niveles de presión parasitaria, simulando condiciones de infestación moderada y alta. Esta estrategia permitió analizar si la eficacia del ácaro depende de la densidad de la presa, lo cual es relevante para su aplicación potencial en condiciones de campo.

Cuadro 1. Descripción de los tratamientos aplicados en la confrontación entre *S. mycophaga* y *N. aberrans*.

Tratamiento	Descripción
T1. Control	Inoculación de nematodos únicamente
T2. SM + NA	Inoculación simultánea de <i>S. mycophaga</i> y J2 de <i>N. aberrans</i>
T3. SM + NA-5	Inoculación de J2 de <i>N. aberrans</i> cinco días después de la introducción de <i>S. mycophaga</i>
T4. SM + NA-10	Inoculación de J2 de <i>N. aberrans</i> 10 días después de la introducción de <i>S. mycophaga</i>

Las macetas con las plantas de pimiento se colocaron sobre tapas de plástico (5 cm de diámetro x 3 cm alto) dentro de recipientes con agua. El nivel del agua se mantuvo al ras de la tapa para evitar que los ácaros escaparan. En ambos ensayos se utilizó un diseño experimental completamente al azar.

Estimación de la penetración de nematodos en raíces. La penetración de *N. aberrans* se evaluó a los 7, 14 y 21 días mediante muestreo destructivo; en cada fecha se sacrificaron plantas independientes para la evaluación. Las raíces se tiñeron con el método de hipoclorito de sodio-ácido fucsina, según la técnica descrita por Teillet *et al.* (2013). Posteriormente, se examinó cada sistema radical bajo un microscopio estereoscópico con aumentos de 4X y 10X, y se contabilizó el número de juveniles J2 presente en el interior de las raíces. Con base en estos recuentos, los datos se transformaron en un porcentaje de individuos que lograron penetrar la raíz, considerando la cantidad total de J2 inoculados por unidad experimental.

Determinación del número de agallas y huevos. El número de agallas y huevos de *N. aberrans* se cuantificó en siete plantas por tratamiento, exclusivamente en el experimento con una densidad inicial de 1 000 juveniles J2. Ambas variables fueron expresadas por gramo de tejido radicular, y la evaluación se realizó a los 45 días después de la inoculación (Figura 1). La extracción de huevos se llevó a cabo siguiendo el método descrito por Vrain (1977). Las raíces se lavaron cuidadosamente para eliminar residuos de sustrato y se tiñeron con lactofenol-fucsina ácida para facilitar la visualización de las estructuras nematales. Posteriormente, se empleó un sistema de tamizado para la recuperación de huevos, utilizando tamices con malla #325 (45 µm) y #500 (25 µm), lo que permitió una separación eficiente del material biológico. La cuantificación se realizó bajo microscopio estereoscópico, y los datos obtenidos se estandarizaron en función del peso del tejido radical procesado.

Estimación de la presencia de *S. mycophaga*. La presencia de *S. mycophaga* se evaluó únicamente en el segundo experimento, en el que se inocularon 1 000 J2 de *N. aberrans* por unidad experimental. La recuperación de ácaros se realizó a los 14, 21 y 45 días después del inicio del experimento, siguiendo la metodología descrita por Stirling *et al.* (2017), con modificaciones menores. Cada maceta se llenó con 400 mL de agua destilada y se agitó manualmente durante 10 segundos para desprender los organismos del sustrato. Posteriormente, el contenido fue decantado a través de un tamiz de malla #200 (75 µm) para retener los ácaros. Este procedimiento se repitió dos veces por maceta para maximizar la recuperación. Finalmente, los ácaros retenidos en el tamiz se enjuagaron cuidadosamente con ayuda de una botella de lavado y se recolectaron en un recipiente limpio para su posterior cuantificación bajo microscopio estereoscópico.



Figura 1. A) Raíz de planta de pimiento antes de la inoculación con nematodos, B) Raíz con formación de agallas, observada 45 días después de la inoculación con juveniles J2 de *N. aberrans*, en el tratamiento control.

Análisis estadístico. Los datos correspondientes al porcentaje de penetración de juveniles J2 de *N. aberrans* en las raíces se transformaron mediante $\log_{10}(x + 1)$ para cumplir con los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas. Los datos de número de agallas y huevos por gramo de tejido radicular se transformaron utilizando la raíz cuadrada ($\sqrt{x + 1}$). Posteriormente, todas las variables fueron sometidas a un análisis de varianza (ANOVA), y en los casos en que se detectaron diferencias significativas entre tratamientos, se realizó una comparación de medios mediante la prueba de diferencia mínima significativa (LSD, por sus siglas en inglés) con un nivel de significancia de $p < 0.05$. Los análisis estadísticos se realizaron utilizando el paquete estadístico SAS, versión 9.4 (SAS Institute Inc., 2004).

Estimación de la penetración de nematodos en raíces. El porcentaje de penetración de juveniles J2 de *N. aberrans* en las raíces de pimiento varió significativamente entre tratamientos a lo largo del tiempo (Cuadro 2). Durante los primeros 14 días, la presencia del ácaro *S. mycophaga* no redujo de forma consistente la invasión de nematodos. De hecho, en ese período, los tratamientos con ácaros presentaron mayores niveles de penetración en comparación con el control. Por ejemplo, a los 14 días, el tratamiento T2 (inoculación simultánea de *S. mycophaga* y *N. aberrans*) registró un promedio de 2.7 nematodos por raíz, mientras que T3 (inoculación del nematodo cinco días después del ácaro) alcanzó 6.9, frente a solo 1.3 en el control. Sin embargo, esta tendencia cambió de forma notable a los 21 días. En ese momento, todos los tratamientos que incluyeron ácaros mostraron una disminución significativa en la cantidad de nematodos que lograron penetrar las raíces, comparado con el control. El tratamiento T2 resultó ser el más eficaz, con un promedio de solo 1.0 nematodo por raíz, frente a 5.9 en el control. Esta reducción sugiere un efecto retardado pero contundente del ácaro sobre la capacidad de depredación de los juveniles J2.

En el segundo experimento, donde se utilizaron 1 000 J2, se observó una dinámica similar. A los 21 días, los tratamientos T2 y T3 también mostraron una disminución significativa en la penetración (21.3 y 23.8 %, respectivamente), en contraste con el 41.4 % registrado en el control. Estos resultados refuerzan la hipótesis de que *S. mycophaga* puede interferir de forma efectiva con el establecimiento del nematodo, especialmente después de las dos primeras semanas de interacción.

Por otra parte, se determinó que el momento de inoculación de los nematodos en relación con la introducción de los ácaros no influyó significativamente en el efecto depredador de *S. mycophaga* sobre los J2, ya que no se encontraron diferencias estadísticas entre tratamientos al día 21.

Cuadro 2. Porcentaje de penetración de J2 en la raíz de pimiento en tres fechas después de la exposición de *S. mycophaga* vs. *N. aberrans*.

Tratamiento	Experimento 1 ^y			Experimento 2 ^z		
	7 días	14 días	21 días	7 días	14 días	21 días
T1. Control	0.7 ± 0.1c	1.3 ± 0.1bc	5.9 ± 0.2a	1.5 ± 0.2b	28.1 ± 0.8a	41.4 ± 0.3a
T2. Sm + Na	0.5 ± 0.0c	2.7 ± 0.2b	1.0 ± 0.1b	4.0 ± 0.3b	34.5 ± 0.4a	21.3 ± 0.7b
T3. Sm + Na-5	6.5 ± 0.2a	6.9 ± 0.2a	3.4 ± 0.2b	39.1 ± 0.6a	28.4 ± 0.6a	23.8 ± 0.3b
T4. Sm + Na-10	2.2 ± 0.1b	0.1 ± 0.4c	2.5 ± 0.1b	--	--	--

^yPlantas inoculadas con 500 J2; ^zPlantas inoculadas con 1 000 J2. Control: Plantas inoculadas únicamente con *N. aberrans*; Sm + Na: inoculación simultánea de *S. mycophaga* y *N. aberrans*; Sm + Na-5: inoculación con el nematodo 5 días después de la adición del ácaro; SmNa-10: adición de nematodo 10 días después de la colocación del ácaro. Los valores marcados con la misma letra en cada columna no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

Determinación del número de agallas y huevos. A los 45 días después de la inoculación con 1 000 juveniles J2 de *N. aberrans*, los tratamientos con y sin presencia de *S. mycophaga* no mostraron diferencias estadísticas significativas en el número de agallas ni en la cantidad de huevos por gramo de tejido radicular (Cuadro 3). Es decir, la inclusión del ácaro en los tratamientos no influyó de manera evidente sobre la capacidad del nematodo para inducir la formación de agallas ni sobre su reproducción, al menos en las condiciones evaluadas.

Cuadro 3. Número de agallas y huevos por gramo de tejido radicular, 45 días después de la exposición de *S. mycophaga* con 1 000 J2 de *N. aberrans*^z.

Tratamiento	Número de agallas	Número de huevos
T1. Control	25.1 ± 0.1a	1 589 ± 0.2a
T2. Sm + Na	25.6 ± 0.1a	2 804 ± 0.1a
T3. Sm + Na-5	21.2 ± 0.03a	1 340 ± 0.2a

^zLos datos representan la media ± error estándar. Control: Plantas tratadas únicamente con *N. aberrans*; Sm + Na: Inoculación simultánea de *S. mycophaga* y *N. aberrans*; Sm + Na-5: inoculación con el nematodo 5 días después de la adición del ácaro. Los valores marcados con la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

El número promedio de agallas por gramo de raíz osciló entre 21.2 y 25.6, mientras que la producción de huevos varió entre 1 340 y 2 804 por gramo de tejido. El tratamiento T2 (inoculación simultánea de ácaro y nematodo) registró el mayor número de huevos, seguido por el control y T3 (inoculación del nematodo cinco días después del ácaro). A pesar de estas variaciones numéricas, los análisis estadísticos no identificaron diferencias significativas entre tratamientos ($p > 0.05$). Estos resultados indican que, bajo estas condiciones experimentales, *S. mycophaga* no afectó la formación de agallas ni la oviposición de *N. aberrans*.

Estimación de la presencia de *S. mycophaga*. La población de *S. mycophaga* aumentó de manera progresiva en los tratamientos con ácaros (T2 y T3). A los 14 días se recuperaron alrededor de 10 individuos por maceta ($\approx +100$ % respecto a los cinco ácaros iniciales). A los 21 días se cuantificaron alrededor de 25 individuos ($\approx +400$ %) y a los 45 días más de 35 ($\approx +600$ %). En el tratamiento control no se recuperaron ácaros. Durante las evaluaciones se observaron huevos, protoninfas, deutoninfas y adultos, lo que evidencia el

establecimiento y reproducción del ácaro en el sustrato (Cuadro 4). Este crecimiento sostenido sugiere que las condiciones del sistema experimental favorecieron el desarrollo del ácaro, lo cual refuerza su potencial como posible organismo benéfico en un esquema de manejo integrado.

Cuadro 4. Recuperación de ácaros días después de la exposición de *S. mycophaga* con 1 000 J2 de *N. aberrans*.

Tratamiento ^z	14 días	21 días	45 días
T1. Control	0	0	0
T2. Sm + Na	10-15	25-30	35-40
T3. Sm + Na-5	10-15	25-30	35-40

^zControl: Plantas tratadas únicamente con *N. aberrans*. Sm + Na: inoculación simultánea de *S. mycophaga* y *N. aberrans*. Sm + Na-5: inoculación del nematodo cinco días después del ácaro. Los valores representan rangos aproximados por maceta.

La efectividad de los ácaros nematófagos para reducir las poblaciones de nematodos depende de múltiples factores, entre los que destacan la densidad de ácaros liberados y la disponibilidad de presas (Xu *et al.*, 2014; Yang *et al.*, 2020). Algunos estudios han demostrado que ciertos depredadores incrementan su tasa de consumo conforme aumenta la cantidad de presas disponibles (Xu *et al.*, 2014). No obstante, en el presente estudio, la depredación ejercida por *S. mycophaga* sobre J2 de *N. aberrans* no mostró variación significativa entre los tratamientos con diferentes densidades de nematodos (500 y 1 000 J2), lo que sugiere que el comportamiento depredador de este ácaro podría ser independiente de la cantidad inicial de presas ofrecidas. Yang *et al.* (2020) indicaron que la densidad óptima para el control de *Meloidogyne incognita* con *Stratiolaelaps scimitus* era de 400 ácaros por maceta. En contraste, en este estudio se introdujeron únicamente cinco individuos de *S. mycophaga* por maceta. A pesar de esta baja densidad inicial, se observó una reducción significativa en el número de nematodos que penetraron las raíces en comparación con el control, aunque este efecto se hizo evidente solo a partir de los 21 días posteriores a la inoculación del nematodo. Este retraso en la eficacia puede explicarse por la necesidad de tiempo para que los ácaros se adapten, reproduzcan y aumenten su población. Asimismo, es probable que *N. aberrans*, en distintas fases de su ciclo de vida, haya estado expuesto a la depredación activa de *S. mycophaga*, ya que esta especie de nematodo entra y sale de las raíces del hospedero durante su desarrollo, hasta que la hembra inmadura establece un sitio de alimentación permanente y se vuelve sedentaria (Stirling, 1991; Manzanilla-López *et al.*, 2002; Eves-Van den Akker *et al.*, 2014). Esta característica del ciclo de vida de *N. aberrans* podría haber favorecido la interacción con los ácaros depredadores durante más tiempo, incrementando así las oportunidades de depredación. Stirling *et al.* (2017) informaron un mayor porcentaje de depredación de *Protogamasellus mica* sobre *Tylenchorhynchus annulatus* en comparación con *Pratylenchus zae* en plantas de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), sugiriendo que esta diferencia se debe a los hábitos alimentarios de *T. annulatus*. Cuando se alimenta, la cabeza de *T. annulatus* permanece dentro de la raíz, mientras que su cuerpo queda expuesto, lo que lo hace vulnerable a la depredación por *P. mica*.

La interacción entre depredador y presa puede verse influenciada por factores como el entorno, el tiempo de inanición de los depredadores y la temperatura del ambiente (Yang *et al.*, 2020). El nuevo entorno inusual al que fueron expuestos tanto *S. mycophaga* como

los J2 de *N. aberrans* podría haber ejercido una presión que afectó a ambas especies, dado que ambas estaban adaptadas al laboratorio (Wharton, 2004; Gang y Hallem, 2016).

El número de agallas y huevos de *N. aberrans* presentes en las raíces de las plantas tratadas no mostraron diferencias significativas entre los distintos tratamientos y el control. De manera similar, Xu *et al.* (2014) encontraron que el número de agallas y las masas de huevos producidas por *Meloidogyne incognita* en plantas de *Ipomoea aquatica* no variaron entre el tratamiento con el ácaro nematófago *Blattisocius dolichus* y el control. Estos hallazgos sugieren que, en ciertas condiciones, los ácaros depredadores podrían no afectar directamente la oviposición o formación de agallas, al menos en las fases tempranas del sistema planta-nematodo-ácaro. En varios organismos, las hembras presentan comportamientos defensivos como estrategia para aumentar la supervivencia de su descendencia (Saitoh *et al.*, 2021). En este contexto, *N. aberrans* podría exhibir un comportamiento similar para resguardar sus huevos del estrés biótico generado por depredadores (Palacios-Alcántara *et al.*, 2022).

Aunque en este estudio no se detectaron diferencias significativas en el número de agallas ni de huevos entre tratamientos, se logró una reducción progresiva en la cantidad de juveniles J2 que lograron penetrar las raíces a lo largo del tiempo en los tratamientos con *S. mycophaga*. Estos resultados refuerzan la hipótesis de que *S. mycophaga* posee un potencial prometedor como agente de control biológico de *N. aberrans*. Sin embargo, es necesario realizar investigaciones adicionales que incluyan diferentes densidades de ácaros, evaluaciones de largo plazo y ensayos bajo condiciones de campo. En este sentido, características biológicas como su corto ciclo de vida, su pequeño tamaño y su capacidad de reproducción partenogenética confieren a *S. mycophaga* ventajas significativas que lo posicionan como un candidato viable para ser incorporado en programas de manejo integrado de nematodos fitoparásitos (Al-Ani *et al.*, 2020).

CONCLUSIONES

S. mycophaga redujo la penetración de *N. aberrans* en raíces de pimiento. A los 21 días, con 500 J2, la penetración disminuyó de 5.9 J2 por planta en el control a 1.0–3.4 J2 en los tratamientos con ácaros (reducción relativa de 42–83 %). Con 1 000 J2, la penetración se redujo de 41.4 % en el control a 21.3–23.8 % (42–49 %). La población del ácaro incrementó de cinco individuos iniciales a ~10, ~25 y ~35 ácaros por maceta a los 14, 21 y 45 días, respectivamente, confirmando su establecimiento y reproducción en el sustrato. Estos resultados indican que *S. mycophaga* tiene potencial para emplearse como agente biológico en el manejo de *N. aberrans*.

Conflicto de interés. Los autores declaran que no existe ningún conflicto de intereses relacionados con este estudio.

Agradecimientos. Al Laboratorio de Metabolómica del Centro Nacional de Investigaciones Disciplinarias en Sanidad e Inocuidad Animal del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (CENID-SAI, INIFAP), México. A la Secretaria de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) por la beca posdoctoral a RV-A.

Contribución de los autores. Olga Gómez-Rodríguez: Concepción del estudio, diseño y ejecución del experimento, preparación del manuscrito; Edgar Villar-Luna: diseño y ejecución del experimento, preparación del manuscrito; Laith Khalil Tawfeeq Al-Ani:

Análisis e interpretación de datos, análisis estadístico; **Iván Morales-Soto**: Análisis e interpretación de datos; **Reyna Vargas-Abasolo**: Edición y revisión del manuscrito; **Liliana Aguilar-Marcelino**: Concepción del estudio y aprobación de la versión final del manuscrito.

REFERENCIAS

- Abou El-Atta DA, Ghazy NA and Osman MA. 2014. Effects of temperature on the life-history traits of *Sancassania* (*Caloglyphus*) *berlesei* (Acari: Astigmatina: Acaridae) feeding on root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp. (Nematoda: Meloidogynidae). *Experimental and Applied Acarology* 64(3): 299–307. <https://doi.org/10.1007/s10493-014-9826-7>
- Abou El-Atta DA and Osman MA. 2016. Development and reproductive potential of *Tyrophagus putrescentiae* (Acari: Acaridae) on plant-parasitic nematodes and artificial diets. *Experimental and Applied Acarology* 68(4):477–483. <https://doi.org/10.1007/s10493-015-0002-5>
- Aguilar-Marcelino L, Quintero-Martínez MT, Mendoza-de-Gives P, Bautista-Garfias CR, López-Arellano ME, *et al.* 2015. Hábitos de Alimentación de *Sancassania mycophaga* (= *Caloglyphus mycophagus*) (Acari: Acaridae) sobre los Nematodos *Haemonchus contortus* (L3) y *Panagrellus redivivus* [Feeding Habits of *Sancassania mycophaga* (= *Caloglyphus mycophagus*) (Acari: Acaridae) on *Haemonchus contortus* (L3) nematodes and *Panagrellus redivivus*]. *Entomología Mexicana* 2: 200-205. <https://www.acaentmex.org/entomologia/revista/2015/CB/PAG%20%20200-205.pdf>
- Aguilar-Marcelino L, Al-Ani LKT, Castañeda-Ramírez GS, García-Rubio V and Ojeda-Carrasco JJ. 2020. Microbial technologies to enhance crop production for future needs. Pp. 29-47. *In*: Rastegari AA, Yadav AN, Awasthi AK, Yadav N (eds.). *New and Future Developments in Microbial Biotechnology and Bioengineering*. Elsevier, USA. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-820526-6.00003-8>
- Al-Ani LKT, Aguilar-Marcelino L, Fiorotti J, Sharma S, Sharif Sarker M, *et al.* 2020. Biological control agents and their importance for plant health. *In*: Singh, J.S., Raj Vimal, S. (Eds) *Microbial services in restoration ecology*, Elsevier, pp. 13-28.
- Chmielewski W. 2003. Effect of buckwheat sprout intake on population increase of *Caloglyphus berlesei* (Michael) (Acari: Acaridae). *Fagopyrum* 20:85–88. <https://www1.gifu-u.ac.jp/~kyamane/Fag2003.pdf>
- Del Prado-Vera IC, Franco-Navarro F y Godínez-Vidal D. 2018. Nematodos fitoparásitos y estrategias de manejo de los principales cultivos en México. *En*: Subbotin, S., Chitambar, J. (eds.) *Nematodos fitoparásitos en la agricultura sustentable de Norteamérica. Sustentabilidad en la protección de plantas y cultivos*. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-99585-4_2
- Eves-Van den Akker S, Lilley CJ, Danchin EGJ, Rancurel C, Cock PJA, *et al.* 2014. The transcriptome of *Nacobbus aberrans* reveals insights into the evolution of sedentary endoparasitism in plant-parasitic nematodes. *Genome biology and evolution* 6(9):2181–2194. <https://doi.org/10.1093/gbe/evu171>
- Gang SS and Hallem EA. 2016. Mechanisms of host seeking by parasitic nematodes. *Molecular and Biochemical Parasitology* 208(1):23-32. <https://doi.org/10.1016/j.molbiopara.2016.05.007>
- García-Ortiz N, Aguilar-Marcelino L, Mendoza-de Gives P, López-Arellano ME, Bautista-Garfias CR, *et al.* 2015. *In vitro* predatory activity of *Lasioseius penicilliger* (Arachnida: Mesostigmata) against three nematode species: *Teladorsagia circumcincta*, *Meloidogyne* sp. and *Caenorhabditis elegans*. *Veterinaria México OA* 2(1):1-8. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S2448-67602015000100003&script=sci_abstract&tlng=en
- Hernández-Bacao DI, Aguilar-Marcelino L, Quintero-Martínez MT, Reyes-Guerrero DE, Mendoza-de-Gives P, *et al.* 2015. Aislamiento y caracterización morfológica y molecular del ácaro nematófago *Sancassania mycophaga* (= *Caloglyphus mycophagus*) (Acari: Acaridae). *Entomología Mexicana* 2: 193–199. <https://www.acaentmex.org/entomologia/revista/2015/CB/PAG%20%20193-199.pdf>
- Manzanilla-López RH, Costilla MA, Doucet M, Franco J, Inserra RN, *et al.* 2002. The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): systematics, distribution, biology and management. *Nematropica* 32(2):149-227. <https://journals.flvc.org/nematropica/article/view/69655>
- Manzanilla-López R. 2010. Speciation within *Nacobbus*: consilience or controversy? *Nematology* 12(3): 321–334. https://brill.com/view/journals/nemy/12/3/article-p321_1.xml
- Marro N, Caccia M, Doucet M, Cabello M, Becerra A, *et al.* 2018. Mycorrhizas reduce tomato root penetration by false root-knot nematode *Nacobbus aberrans*. *Applied Soil Ecology* 124: 262-265. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2017.11.011>
- Nicol JM, Turner SJ, Coyne DL, den Nijs L, Hockland S, *et al.* 2011. Key nematodes threatening major agricultural crops of importance worldwide. Pp. 21-43. *In*: Jones JT, Gheysen G, Fenoll C (eds.). *Genomics and molecular genetics of plant-nematode interactions*, Switzerland, Springer.

- Palacios-Alcántara M, Marban-Mendoza N, Carrillo-Fonseca CL, Acuña-Soto JA and Cabrera-Hidalgo AD. 2022. Parasitic behavior of *Nacobbus aberrans* populations from different geographical origin in tomato plants. *Revista Mexicana de Fitopatología* 40(2):284-97. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0185-33092022000200010
- Quintero-Elena ZJ, Aguilar-Marcelino L, Castañeda-Ramírez GS, Gómez-Rodríguez O, Villar-Luna E, *et al.* 2022. *In vitro* and micro-plot predatory activity of the mite *Caloglyphus mycophagus* against populations of nematode larvae of agricultural importance. *Biological Control* 165: 104813. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2021.104813>
- Radwan MA, Farrag SAA, Abu-Elamayem MM and Ahmed NS. 2012. Efficacy of some granular nematicides against root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* associated with tomato. *Pakistan Journal of Nematology* 30(1): 41–47. https://www.researchgate.net/profile/Mohamed-Radwan-30/publication/258930320_efficacy_of_some_granular_nematicides_against_root-knot_nematode_meloidogyne_incognita_associated_with_tomato/links/00b495321527f29647000000/efficacy-of-some-granular-nematicides-against-root-knot-nematode-meloidogyne-incognita-associated-with-tomato.pdf
- Saitoh F, Janssen A and Choh Y. 2021. Predatory mites protect own eggs against predators. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 169(6):501-7. <https://doi.org/10.1111/eea.13013>
- SAS. 2004. The SAS System for Windows, version 9. SAS Institute. Cary, NC.
- Stirling GR. 1991. Biological control of plant parasitic nematodes: Progress, problems and prospects. Wallingford Kingdom, CAB International. 282 p.
- Stirling GR. 2014. Nematodes, mites and collembola as predators of nematodes, and the role of generalist predators. *In: Stirling, G.R. (Ed.) Biological control of plant-parasitic nematodes: Soil ecosystem management in sustainable agriculture*, Brisbane, Australia. CABI Publishing, pp. 157–192.
- Stirling GR, Stirling AM and Walter DE. 2017. Mesostigmatid mite *Protogamasellus mica*, an effective predator of free-living and plant-parasitic nematodes. *Journal of Nematology* 49(3):327–333. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5644927/>
- Szewc M, De Waal T and Zintl A. 2021. Biological methods for the control of gastrointestinal nematodes. *The Veterinary Journal* 268:105602. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2020.105602>
- Teillet A, Dybal K, Kerry BR, Miller AJ, Curtis RH, *et al.* 2013. Transcriptional changes of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* in response to *Arabidopsis thaliana* root signals. *PloS one* 8(4): e61259. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0061259>
- Vrain TC. 1977. A technique for the collection of larvae of *Meloidogyne* spp. and a comparison of eggs and larvae as inocula. *The Journal of Nematology* 9(3):249–251. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2620246/pdf/249.pdf>
- Xu CL, Chen YL, Xu XN, Wang DW, Xie H, *et al.* 2014. Evaluation of *Blattisocius dolichus* (Acari: Blattisociidae) for biocontrol of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* (Tylenchida: Heteroderidae). *BioControl* 59: 617–624. <https://doi.org/10.1007/s10526-014-9581-z>
- Yang SH, Wang D, Chen C, Xu CL and Xie H. 2020. Evaluation of *Stratiolaelaps scimitus* (Acari: Laelapidae) for controlling the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* (Tylenchida: Heteroderidae). *Scientific reports* 10(1): 5645. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-62643-2>
- Wharton DA. 2004. Survival Strategies. Pp: 371-399. *In: Gaugler R and Bilgrami AL (eds.). Nematode behaviour*. CABI Publishing, UK, 396 p.