

## Arvenses potenciales como cultivo trampa para *Meloidogyne enterolobii* y *Nacobbus aberrans*

Martha Ivone León-Tello<sup>1</sup>

Olga Gómez-Rodríguez<sup>1,5</sup>

Edgar Villar-Luna<sup>2</sup>

Liliana Aguilar-Marcelino<sup>3</sup>

Víctor Manuel Zuñiga-Mayo<sup>4</sup>

1 Campus Montecillo-Colegio de Postgraduados. Texcoco Estado de México, México. (leon.martha@colpos.mx).

2 Unidad Michoacán-Instituto Politécnico Nacional, México (evillarl@ipn.mx).

3 Salud Animal e Inocuidad-Centro Nacional de Investigación Disciplinaria. Morelos, México. (aguilar.liliana@inifap.gob.mx).

4 Campus Montecillo-CONAHCYT-Colegio de Postgraduados. Texcoco, Estado de México, México. (zuniga.victor@colpos.mx).

Autora para correspondencia: [olgago@colpos.mx](mailto:olgago@colpos.mx).

### Resumen

El uso de arvenses como estrategia de manejo agroecológico de fitonematodos ha ganado importancia debido a su implementación como plantas trampa que interfieren en su ciclo biológico, por lo que el objetivo de la presente investigación fue evaluar el porcentaje de reproducción de *Meloidogyne enterolobii* y *Nacobbus aberrans* en cinco arvenses. Este experimento se llevó a cabo en el Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Estado de México, México, en el año 2023. Se usó como referencia de susceptibilidad el genotipo de chile CM-334 (testigo) y cada unidad experimental fue inoculada con 1000 J2 de cada especie de nematodo. Las variables respuesta fueron agallamiento, masas de huevos, huevos, número de hembras y juveniles por g de raíz a los 35 días posteriores a la inoculación (dpi) para *Meloidogyne enterolobii* y 45 dpi para Na. Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial. Las arvenses *Tagetes erecta*, *Portulaca oleracea*, *Dysphania ambrosioides*, *Malva parviflora* y *Oxalis corniculata* presentaron un 100% de disminución en el número de agallas, masas de huevos y huevos por g de raíz para *Nacobbus aberrans*, con respecto al testigo. Estos dos últimos parámetros fueron similares para *Meloidogyne enterolobii*. Todas las arvenses evaluadas mostraron un porcentaje de reproducción diferencial para ambos nematodos en el número de hembras e individuos por g de raíz (7.34-100%). Los resultados obtenidos indican que estas arvenses pueden ser utilizadas como cultivo trampa potenciales para el manejo de los nematodos *Meloidogyne enterolobii* y *Nacobbus aberrans*.

### Palabras clave:

*Dysphania ambrosioides*, *Malva parviflora*, *Oxalis corniculata*, *Portulaca oleracea*, *Tagetes erecta*.



## Introducción

Los nematodos agalladores *Meloidogyne* spp., presentes en varias zonas agrícolas de México atacan a hortalizas, frutales, ornamentales y cultivos básicos, causando pérdidas en su rendimiento (Cid del Prado *et al.*, 2001), los estudios se han centrado tanto en *M. incognita* como en *Nacobbus aberrans* (Na) (Moens *et al.*, 2009) debido a que son especies polífagas; no obstante, en los últimos años, se ha reportado la incidencia de *M. enterolobii* (Me) (Villar-Luna *et al.*, 2016) en Sinaloa, que es uno de los principales productores de chile en México (SIAP, 2019).

Las pérdidas en la producción y en los ingresos de los productores que causan estos nematodos obligan a la búsqueda de alternativas de control. Entre estas, se ha optado por la implementación de plantas arvenses o cultivadas, ya que pueden actuar como hospedantes susceptibles o resistentes a nematodos fitoparásitos (Rich *et al.*, 2009; Ntidi *et al.*, 2016). Esta característica, puede ser aprovechada en el manejo fitosanitario mediante el uso de plantas trampa, ya sea como indicadoras o diferenciales entre especies de nematodos teniendo en cuenta condiciones locales como: especies de nematodo predominantes, disponibilidad del material de siembra y distribución geográfica de las especies evaluadas.

Adicionalmente, algunas arvenses pueden fungir como antagonistas a nematodos fitoparásitos cuyas propiedades afectan su ciclo biológico, y se atribuye a metabolitos nematicidas/nematostáticos presentes en los tejidos de estas especies (Ferraz y Valle, 1997), estos compuestos pueden ser liberados al ambiente externo o actuar sólo dentro de la planta (Moreira *et al.*, 2015). Estas plantas también pueden utilizarse como cubierta verde, materia orgánica o para mejorar la calidad general del suelo (Moreira *et al.*, 2015).

El uso de especies con características antagonistas, como *Tagetes* spp., *Phyllanthus amarus*, *Trianthema portulacastrum*, *Solanum xanthocarpum*, *Coccinia grandis* y *Leucas cephalotes*, puede incidir de manera significativa en la reducción del índice de agallamiento provocado por nematodos agalladores mediado por su composición fitoquímica y fisiológica (Khan *et al.*, 2019). Esta acción potencialmente inhibitoria sobre los mecanismos de la interacción hospedante-nematodo, ya sea de manera individual o intercalada con otras especies antagonistas, se plantea como una estrategia para el control de nematodos agalladores en sistemas agrícolas.

En este sentido, se sugiere que el uso de arvenses podría tener un impacto positivo en la reducción de parámetros reproductivos de nematodos fitopatógenos y por consiguiente en los daños causados por estas especies en los cultivos agrícolas. La investigación tuvo por objetivo evaluar el porcentaje de reproducción de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne enterolobii* en cinco arvenses.

## Materiales y métodos

### Sitio experimental y material vegetal

En el Colegio de Postgraduados, *Campus* Montecillo, Estado de México, México, en el año 2023, se evaluó el factor de reproducción de los nematodos *N. aberrans* (Na) y *M. enterolobii* (Me) en las arvenses: *Tagetes erecta* L., *Asteraceae*, *Portulaca oleracea* L., *Portulacaceae*, *Dysphania ambrosioides* L., *Amaranthaceae*, *Malva parviflora* L., *Malvaceae*, y *Oxalis corniculata* L., *Oxalidaceae* crecidas en macetas con 236 cm<sup>3</sup> de sustrato (peat most:tierra negra:arena;1:0.5:1) y fueron mantenidas bajo condiciones de invernadero (38 °C máx. y -7 °C min). Como referencia de susceptibilidad a Me y Na se usó el genotipo de chile Criollo de Morelos CM-334 (CM-334) (Villar-Luna *et al.*, 2015).

### Obtención de inóculo e inoculación

El inóculo de Me y Na fue mantenido en plantas de chile (cv. California Wonder) y jitomate (Río grande) en invernadero en el Colegio de Postgraduados, *Campus* Montecillo. La extracción de huevos se realizó de acuerdo con la metodología de Vrain (1977), los juveniles del segundo estadio

(J2) se obtuvieron a partir de huevos incubados a  $27 \pm 1$  °C en cajas Petri con agua destilada esterilizada. Cada especie de planta se inoculó cuando tenían de 3-4 pares de hojas, con un nivel de inóculo de 1000 J2 por planta (Filialuna *et al.*, 2022).

### Diseño experimental y variables evaluadas

La unidad experimental consistió de una planta inoculada con cinco repeticiones por especie de planta evaluada. Se estableció bajo un diseño completamente al azar con arreglo factorial, en donde un factor fue la especie de nematodo y otro factor fue la especie de arvense, se evaluaron cinco variables: 1) agallamiento; 2) masas de huevos; 3) huevos; 4) hembras; y 5) juveniles por g de raíz a los 35 días posteriores a la inoculación (dpi) para Me y 45 dpi para Na. Posteriormente, en el sustrato que contenía las arvenses, se sembró una plántula de jitomate tipo cherri de entre 3-4 pares de hojas verdaderas con la finalidad de evaluar la presencia de inóculo en dicho sustrato. A 35 días posteriores a la extracción (dpe) de las arvenses inoculadas con Me, se evaluaron los mismos parámetros anteriormente señalados, del mismo modo ocurrió para Na a los 45 dpe.

### Determinación de arvenses diferenciales a *M. enterolobii* y *N. aberrans*

La tinción de masas de huevos se realizó con floxina B (Hussey y McGuire, 1987) y para el número de nematodos presentes en el sistema radical con fucsina ácida (Byrd *et al.*, 1983). Se contabilizó el número de masas de huevos por raíz bajo una lupa con un aumento 5x y se registró el número de masas por cada raíz. El número de nematodos presentes en la raíz se llevó a cabo con el uso de un microscopio estereoscópico (Zeiss Stemi DV4).

La extracción de huevos se realizó por el método de Vrain (1977) y se determinó el número de huevos por gramo de raíz de cada especie evaluada. La evaluación de la categorización de hospedante, buen hospedante o no hospedante, se realizó de acuerdo con los criterios reportados por Oostenbrink (1966) con modificaciones, quien establece que el factor de reproducción  $FR = 0-0.09$  como no hospedante;  $0.1-0.9$ , hospedante pobre;  $1-2$ , hospedante moderado y  $>2$ , hospedante adecuado. En donde el FR se determinó dividiendo la población final (Pf) entre la población inicial (Pi).

Se estimaron los parámetros reproductivos del nematodo en cada unidad experimental, de acuerdo con Kanchan *et al.* (2023), quienes indican que el porcentaje de reducción de parámetros reproductivos es igual a:  $[(\text{número de p en el control} - \text{número de p en el tratamiento}) / \text{número de p en el control}] \times 100\%$ . Donde: p= agallas/número de masas de huevos/huevos por g de raíz/ número de hembras y juveniles dentro de la raíz.

### Análisis estadístico

Los datos de las variables evaluadas fueron sometidos a un análisis de varianza (Anova) con un intervalo de confianza de 95%, las diferencias estadísticas entre las medias fueron comparadas utilizando la prueba de Tukey ( $p \geq 0.05$ ) con el programa estadístico Sas versión 9.0 (SAS Institute Inc, 2002).

### Resultados y discusión

Se observaron diferencias significativas ( $p \geq 0.05$ ) en todas las variables evaluadas provocadas por *M. enterolobii* y *N. aberrans*. Me presentó mayor agallamiento y número de juveniles por gramo de raíz, en comparación con Na (Cuadro 1 y 2). Se observó un agallamiento diferencial entre las especies de arvenses evaluadas y la severidad provocada por los nematodos agalladores evaluados (Figura 1 y 2).



**Cuadro 1. Parámetros reproductivos evaluados a los 35 días posteriores a la inoculación con *M. enterolobii* en diferentes arvenses.**

PR	<i>Portulaca oleracea</i>	<i>Tagetes erecta</i>	<i>Dysphania ambrosioides</i>	<i>Malva parviflora</i>	<i>Oxalis corniculata</i>	CM-334
Agallas	24.4 ±9 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>C</sup>	21.4 ±8.6 <sup>B</sup>	169.2 ±49.7 <sup>A</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	80 ±27.1 <sup>A</sup>
Masas de huevos	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	1.2 ±0.4 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	64.6 ±9.7 <sup>A</sup>
Juveniles	54.9 ±26.6 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>C</sup>	45.2 ±24.8 <sup>B</sup>	90.8 ±30.7 <sup>A</sup>	1.6 ±1.8 <sup>C</sup>	96.6 ±20.6 <sup>A</sup>
Hembras maduras	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	39.4 ±13.7 <sup>A</sup>
Hembras inmaduras	18.6 ±4.9 <sup>A</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>
Huevos	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0.7 ±0.4 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	1386.4 ±4110.4 <sup>A</sup>
Agallas 2° ciclo	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	86.8 ±34.8 <sup>A</sup>

Prueba de comparación de medias (Tukey) con un alfa= 0.05; PR= parámetros reproductivos. Medias con letra en común no son significativamente diferentes ( $p \leq 0.05$ ).

**Cuadro 2. Parámetros reproductivos evaluados a los 45 días posteriores a la inoculación con *N. aberrans* en diferentes arvenses.**

PR	<i>Portulaca oleracea</i>	<i>Tagetes erecta</i>	<i>Dysphania ambrosioides</i>	<i>Malva parviflora</i>	<i>Oxalis corniculata</i>	CM-334
Agallas	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	94.4 ±19.4 <sup>A</sup>
Masas de huevos	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	98 ±12.6 <sup>A</sup>
Juveniles	31 ±11.1 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>C</sup>	15 ±4.35 <sup>B</sup>	70.4 ±24.71 <sup>A</sup>	0 ±0 <sup>C</sup>	93.6 ±19.84 <sup>B</sup>
Hembras maduras	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	124.2 ±20.3 <sup>A</sup>
Hembras inmaduras	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	32.4 ±21.92 <sup>A</sup>
Huevos	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	32088.4 ±12897.2 <sup>A</sup>
Agallas 2° ciclo	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	0 ±0 <sup>B</sup>	57.2 ±16.45 <sup>A</sup>

Prueba de comparación de medias (Tukey) con un alfa= 0.05; PR= parámetros reproductivos. Medias con letra en común no son significativamente diferentes ( $p \leq 0.05$ ).



Figura 1. Presencia de *M. enterolobii* (Me) y *M. incognita* (Mi) en raíces de arvenses teñidas con fucsina ácida a los 35 días posteriores a la inoculación (dpi). A) hembra adulta de Me en raíz de *Malva parviflora*; B) juvenil J3-J4 de Me en raíz de *Portulaca oleracea*; C) raíz de *Tagetes erecta* sin presencia de nematodo; D) juvenil J2 de Me en raíz de *Oxalis corniculata*; E) juvenil J2 de Me en raíz de *Dysphania ambrosioides*; F) hembra adulta de Me en raíz de CM-334 y G) hembra adulta de Mi en raíz de *Oxalis corniculata*.

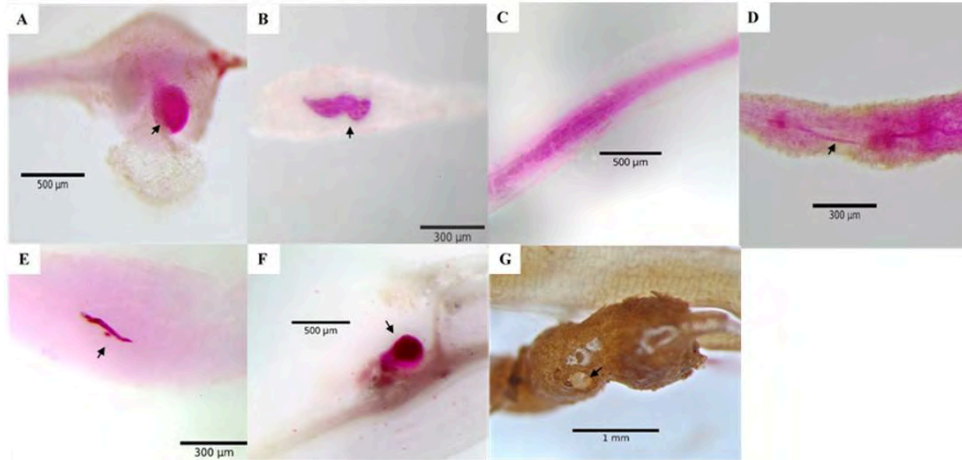
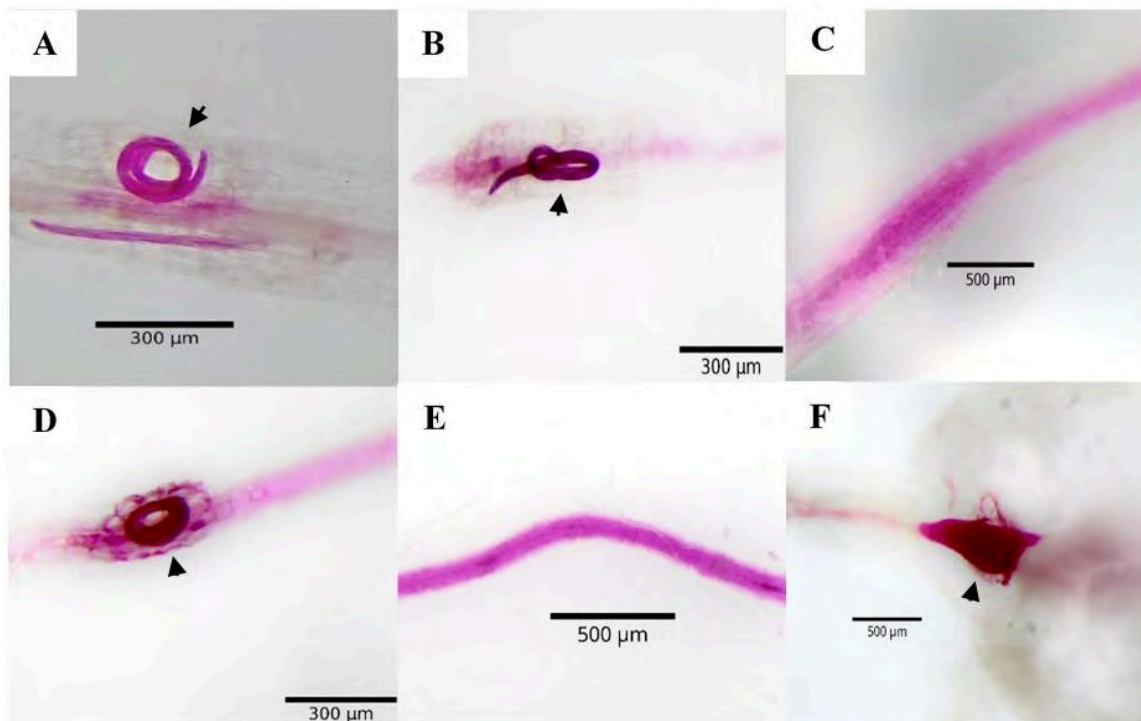


Figura 2. *N. aberrans* en raíces de arvenses teñidas con fucsina ácida a los 45 días posteriores a la inoculación (dpi). A) juvenil J3-J4 en raíz de *Malva parviflora*; B) juvenil J3-J4 en raíz de *Portulaca oleracea*; C) raíz de *Tagetes erecta* sin presencia de nematodo; D) juvenil J3-J4 en raíz de *Dysphania ambrosioides*; E) raíz de *Oxalis corniculata* sin presencia de nematodo y F) hembra adulta en raíz de CM-334.



La *Malva parviflora*, *Portulaca oleracea* y *Dysphania ambrosioides* exhibieron una mayor susceptibilidad a la infección por Me; sin embargo, este comportamiento fue diferente para Na, cuyas arvenses no presentaron agallamiento para esta especie (Cuadro 2, Figura 2). Por su parte, *Oxalis corniculata* mostró agallamiento únicamente por *M. incognita* (Figura 1), con un promedio

de 270 agallas por planta. Además de un mayor agallamiento provocado por Me (Cuadro 1), se observó mayor presencia de juveniles J2-J3 en todas las arvenses evaluadas en comparación con Na (Cuadro 1 y 2), el testigo positivo CM-334 presentó mayor número de juveniles en ambas especies de nematodos agalladores (Cuadro 1 y 2).

Se observó menor virulencia con base en el número de juveniles de Me en las arvenses *Oxalis corniculata* (1.6) y *Tagetes erecta* (0), en comparación con el resto de arvenses evaluadas (Cuadro 1). En el caso de Na, la arvense *Oxalis corniculata* (0) y *Tagetes erecta* (0) no fueron susceptibles a este nematodo (Cuadro 2). En las arvenses *Portulaca oleracea*, *Dysphania ambrosioides*, *Tagetes erecta* y *Oxalis corniculata* no se observaron hembras maduras de Me ni Na (Figura 1 y 2, Cuadro 1 y 2).

Todas las arvenses evaluadas no presentaron masas de huevos, excepto *Malva parviflora* inoculada con Me, aunque no se reflejó en el agallamiento del segundo ciclo que correspondió a plantas de jitomate (Cuadro 1). Por su parte, *Oxalis corniculata* registró un promedio de 77 masas de huevos por planta y 767 huevos por planta de *M. incognita*.

La virulencia provocada por Na tuvo el mismo comportamiento en la producción de huevos por gramo de raíz (Cuadro 2) y el factor de reproducción que fue igual a 0 en todas las arvenses evaluadas; es decir, no se observó la presencia de huevos, por lo que todas las arvenses evaluadas de acuerdo con Oostenbrink (1966), se comportaron como especies no hospedantes para ambos nematodos agalladores.

Aun cuando las arvenses *Portulaca oleracea* y *Dysphania ambrosioides* fueron agalladas por Me, no se encontraron estadios adultos, estos hallazgos encontrados son similares a los reportados por Groover *et al.* (2019) al encontrar diferencias en el agallamiento en plantas de algodón (Fibermax 1944), maíz (Mycogen 2R042) y soya (Asgrow 5935) provocado por especies del género *Meloidogyne*, demostrando que la diferenciación de especies de nematodos agalladores, a través de la implementación de hospedantes que muestren la variabilidad de poblaciones de nematodos en un mismo campo, puede coadyuvar de forma práctica en la toma de decisiones para el manejo de estas especies a través de la rotación de cultivos gracias a la disminución del factor de reproducción, lo cual indicaría que la formación de agallas no es imprescindible o indicativo del desarrollo adecuado del nematodo (Cook y Starr, 2006).

El comportamiento de las arvenses *Portulaca oleracea*, *Tagetes erecta*, *Dysphania ambrosioides* y *Oxalis corniculata* puede estar relacionado a lo señalado por Villar-Luna *et al.* (2015) en el chile CM-334, quienes notifican una baja penetración de J2 de *M. incognita* a los 21 días después de la inoculación, el cual es altamente resistente a esta especie, atribuyéndole a una restricción en su establecimiento.

Asimismo, señalan que esta interacción incompatible (Mi-CM-334) puede estar implicada la sobreexpresión de los genes EAS, HMG2, WRKY-a, PR-1 y POX asociados con mecanismos de defensa vegetal, así como con la acumulación de compuestos bioactivos, quienes los relacionaron con la restricción en su establecimiento y reproducción del nematodo.

La inhibición del desarrollo de hembras adultas de Me y Na observadas en plantas de *Portulaca oleracea*, *Dysphania ambrosioides* y *Oxalis corniculata* (Cuadro 1 y 2, Figura 1 y 2) podría estar basado en una respuesta de hipersensibilidad (RH), que juega un papel crucial en la inmunidad a nematodos fitopatógenos al influir en la migración directa o indirectamente mediante la liberación de sustancias químicas nemostáticas, nematicidas o patrones moleculares asociados a daños que pueden activar otras respuestas inmunitarias, como crear una barrera física entre células circundantes, inhibiendo el suministro de nutrientes en las células de alimentación del nematodo, provocando la reducción de la fecundidad en las hembras y por lo tanto del factor de reproducción (Sato *et al.*, 2019), como lo observado en *Portulaca oleracea* que presentó únicamente hembras inmaduras para Me (Cuadro 1).

Esto concuerda con los resultados encontrados por Proita *et al.* (2008), quienes analizaron el desarrollo posinfección y la histopatología de *Meloidogyne arenaria* raza 1 sobre tres especies de *Arachis* spp., y observaron una reacción hipersensible con formación de zonas necróticas en

el cilindro vascular y no presentaron células gigantes ni desarrollo de juveniles hasta el segundo estadio (J2), de igual forma en nuestros resultados se tuvo únicamente la presencia de juveniles de diferentes estadios de Me y Na en *Dysphania ambrosioides* (Cuadro 1 y 2), de Na en *Portulaca oleracea* y *Malva parviflora* (Cuadro 2) y Me en *Oxalis corniculata* (Cuadro 1).

En *Portulaca oleracea*, se ha reportado que los niveles de flavonoides varían según la parte de la planta, los niveles más altos están presentes en la raíz seguido del tallo y la hoja (Zhou *et al.*, 2015); asimismo, se han encontrado siete flavonoides diferentes presentes en esta planta, incluidos kaempferol, miricetina, luteolina, apigenina, quercetina, genisteína y genistina (Uddin *et al.*, 2014), mismos compuestos que en investigaciones recientes se han identificado como químicos que muestran una alta mortalidad e inhibición de la eclosión de huevos y juveniles de especies de *Meloidogyne incognita* (Wuyts *et al.*, 2006; Khan *et al.*, 2019).

No obstante, se ha reportado como hospedante de *M. incognita*, así como para Me y Na (Rich *et al.*, 2009; Cid del Prado *et al.*, 2018), lo cual no concuerda con lo observado en este trabajo. Por lo contrario, coincidimos con lo que reportan Manzanilla *et al.* (2002) para *N. aberrans*, en donde indican que, aunque algunas especies de Poaceae (= Gramineae) son reportadas como hospedantes, en estas plantas usualmente sólo hay presencia de juveniles y hembras vermiformes sin presencia de hembras obesas.

Este comportamiento indica que algunas especies de arvenses pueden servir como plantas trampa dado que penetran los estadios infectivos, pero no permiten completar el ciclo biológico del nematodo al no encontrarse hembras adultas, las cuales, inducen la formación de las agallas e interfieren con la absorción de agua y nutrientes (Triviño, 2004).

De igual forma, la acción de metabolitos secundarios presentes en estas especies, pueden afectar el comportamiento de *M. incognita*, actuando como atrayentes o repelentes, induciendo la inhibición de la motilidad, reduciendo la incubación y causando su muerte (Yang *et al.*, 2016). Wuyts (2006) observó que el ácido salicílico, se acumula en los sitios de localización del nematodo, siendo capaz de migrar a través de los tejidos, actuando como un elicitor que dispara los sistemas de señales de las células vegetales, de tal modo que el ácido salicílico endógeno induce la expresión de genes, que trae como resultado la formación de proteínas relacionadas con la patogénesis y la producción de fitoalexinas (Hussey y Janssen, 2004).

Por otra parte, podría estar relacionado con lo reportado por Kirwa *et al.* (2018), descubrieron que *M. incognita* puede ser atraído por cinco compuestos (zeatina, quercetina, luteolina, solasodina y tomatidina) aislados del extracto de rizosfera de tomate y que la actividad de la quimiotaxis dependía de la concentración, algunos de estos compuestos como la quercetina y luteolina han sido reportados en el perfil fitoquímico de todas las especies de arvenses evaluadas y su concentración depende de la especie hospedante.

## Conclusiones

*Meloidogyne enterolobii* (Me) indujo agallamiento en *Portulaca oleracea*, *Dysphania ambrosioides* y *Malva parviflora*, pero no fue evidente la presencia de agallas por *Nacobbus aberrans* (Na); por su parte en *Oxalis corniculata* sólo hubo presencia de agallas por *Meloidogyne incognita* (Mi), este comportamiento sugiere que estas arvenses pueden ser utilizadas como especies diferenciales de acuerdo con la presencia de agallas.

Por otra parte, *Portulaca oleracea*, *Dysphania ambrosioides* y *Oxalis corniculata* pueden ser utilizadas como especies trampa dada la presencia de juveniles sin hembras adultas de las especies de nematodos Me y Na.

## Bibliografía

- 1 Byrd, Jr. R.; Kirkpatrick, T. and Barker, K. R. 1983. An improved technique for clearing and staining plant tissues for detection of nematodes. *Journal of Nematology*. 15(1):142-143.

- 2 Cid del Prado, V. I.; Franco, F. N. and Godinez, D. V. 2018. Plant parasitic nematodes and management strategies of major crops in Mexico. *In: plant parasitic nematodes in sustainable agriculture of North America, sustainability in plant and crop protection.* Subbotin, S. A and Chitambar, J. J Ed. Springer Nature. Switzerland. 31-68 pp.
- 3 Cid del Prado, V. I.; Tovar, S. A. y Hernández, J. A. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana de Fitopatología.* 19(1):32-39.
- 4 Cook, R. and Starr, J. L. 2006. Resistant cultivars. *In: plant nematology.* Perry, R. and Moens, M. Ed. CABI. UK. 370-391 pp.
- 5 Ferraz, S. y Valle, L. A. 1997. Controle de fitonematoides por plantas antagonicas. Viçosa, MG. Ed. UFV. 73 p.
- 6 Filialuna, O.; Wram, C. and Zasada, I. 2022. What is the optimal way to assess *Meloidogyne* spp. reproduction in greenhouse pot experiments? *Journal of Nematology.* 54(1):1-9. Doi: 10.2478/jofnem-2022-0012.
- 7 Groover, W.; Lawrence, K. S. and Donald, P. 2019. Reproductive rate differences of root-knot nematodes from multiple crops in a single field. *Nematropica.* 49(2):152-156.
- 8 Hussey, R. S. and Janssen, G. J. W. 2004. Root-knot nematode: *Meloidogyne* species. *In: plant resistance to parasitic nematodes.* Starr, J. L.; Cook, R. and Bridge, J. Ed. CABI Publishing, New York. 43-70 pp.
- 9 Hussey, R. S. and McGuire, J. M. 1987. Interaction with other organisms. *In: principles and practice of nematode control in crops.* Brown, R. H. and Kerry, B. R. Ed. Academic Press. Australia. 293-328 pp.
- 10 Kanchan, B. M.; Jayanthi, M.; Shivani, C.; Uma, R. and Pranab, K. M. 2023. In planta transformation of *Polianthes tuberosa* for concomitant knockdown of flp-1, flp-12 and flp-18 genes induced root-knot nematode resistance. *Scientia Horticulturae.* 311(1):1-13. Doi: 10.1016/j.scienta.2022.111764.
- 11 Khan, F.; Asif, M.; Khan, A.; Tariq, M.; Ansari, T.; Shariq, M. and Siddiqui, M. A. 2019. Evaluation of the nematicidal potential of some botanicals against root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* infected carrot: *in vitro* and greenhouse study. *Curr. Plant Biol.* 20:100115. Doi: 10.1016/j.cpb.2019.100115.
- 12 Kirwa, H. K.; Murungi, L. K.; Beck, J. J. and Torto, B. 2018. Elicitation of differential responses in the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* to tomato root exudate cytokinin, flavonoids, and alkaloids. *Journal of Agricultural and Food Chemistry.* 66(43):11291-11300. Doi: 10.1021/acs.jafc.8b05101.
- 13 Manzanilla, L. R.; Costilla, M. A.; Doucet, M.; Franco, J.; Inserra, R. N.; Lehman, P. S.; Cid Del Prado, V. I.; Souza, R. M. and Evans, K. 2002. The genus *Nacobbus* Thorne and Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): systematics, distribution, biology and management. *Nematropica.* 32(2):149-227.
- 14 Moens, M.; Perry, R. N. and Starr, J. L. 2009. *Meloidogyne* species is a diverse group of novel and important plant parasites. *In: root-knot nematodes.* Perry, R. N.; Moens, M. and Starr, J. L. Ed. CAB International. Wallingford. UK. 1-17 pp.
- 15 Moreira, F. J.; Santos, C. D.; Innecco, R. y Silva, G. S. 2015. Control alternativo de nematoide das galhas (*Meloidogyne incognita*) raça 2, con óleos essenciais em solo. *Summa Phytopathologica Botucatu.* 41(3):207-213.
- 16 Ntidi, K. N.; Fourie, H. and Daneel, M. S. 2016. Greenhouse and field evaluations of commonly occurring weed species for their host suitability to *Meloidogyne* species. *International Journal of Pest Management* 62(1):11-19. Doi: 10.1080/09670874.2015.1087602.
- 17 Oostenbrink, M. 1966. Major characteristics of the relation between nematodes and plant. Wageningen University y Research. Netherlands. 1-46 pp.



- 18 Proita, K.; Carneiro, R.; Falcão, R.; Gomes, A.; Leal-Bertioli, S.; Guimarães, P. and Bertioli, D. 2008. Post-infection development and histopathology of *Meloidogyne arenaria* race 1 on *Arachis* spp. *Plant Pathology*. 57(5):974-980. Doi: 10.1111/j.1365-3059.2008.01861.x.
- 19 Rich, J. R.; Brito, J. A.; Kaur, R. and Ferrell, J. A. 2009. Weed species as hosts of *Meloidogyne*: a review. *Nematropica*. 39(2):157-185.
- 20 SAS Institute. 2012. SAS/STAT<sup>®</sup> 9.3 User's Guide. SAS Institute.
- 21 Sato, K.; Kadota, Y. and Shirasu, K. 2019. Plant immune responses to parasitic nematodes. *Frontiers in Plant Science*. 10(2):1-14. Doi: 10.3389/fpls.2019.01165.
- 22 SIAP. 2019. Servicio de Información Agropecuaria y Pesquera. Anuario estadístico de la producción agrícola. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER). Ciudad de México. <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>.
- 23 Triviño, G. C. 2004. Tecnología biológica para el manejo del nematodo agallador de raíces *Meloidogyne* spp. en tomate. Boletín técnico (109). Estación Experimental Boliche, Guayaquil. Ecuador. 15 p.
- 24 Uddin, K. M.; Shukor, J. A.; Hossain, S. M.; Altaf, N. M.; Eaqub, A. M. and Rahman, M. M. 2014. Purslane weed (*Portulaca oleracea*): a prospective plant source of nutrition, omega-3 fatty acid, and antioxidant attributes. *The Scientific World Journal*. 23(2):1-6. Doi: 10.1155/2014/951019.
- 25 Villar-Luna, E.; García, E. J.; Gómez, R. O.; Rojas, M. R. I. y Zavaleta, M. E. 2015. Defense gene expression in root galls induced by *Nacobbus aberrans* in CM334 chilli plants. *Helminthologia*. 52(1):77-82.
- 26 Villar-Luna, E.; Gómez, R. O.; Rojas, M. R. I. and Zavaleta, M. E. 2016. Presence of *Meloidogyne enterolobii* on jalapeño pepper (*Capsicum annum* L.) in Sinaloa, México. *Helminthologia*. 53(2):155-160.
- 27 Vrain, T. C. 1977. A technique for the collection of larvae of *Meloidogyne* spp. and a comparison of eggs and larvae as inocula. *Journal of Nematology*. 9(3):49-51.
- 28 Wuyts, N.; Swennen, R. and De Wael, D. 2006. Effects of plant phenylpropanoid pathway products and selected terpenoids and alkaloids on the behavior of the plant-parasitic nematodes *Radopholus similis*, *Pratylenchus penetrans* and *Meloidogyne incognita*. *Nematology*. 8(1):89-101. Doi:10.1163/156854106776179953.
- 29 Yang, G.; Zhou, B.; Zhang, X.; Zhang, Z.; Wu, Y.; Zhang, Y.; Lü, S.; Zou, Q.; Gao, Y. and Teng, L. 2016. Effects of tomato root exudates on *Meloidogyne incognita*. *Plos One*. 11(4):1-16. Doi: 10.1371/journal.pone.0154675.
- 30 Zhou, Y.; Xin, H.; Rahman, K.; Wang, S.; Peng, C. and Zhang, H. 2015. *Portulaca oleracea* L.: a review of phytochemistry and pharmacological effects. *BioMed Research International*. 4:1-11. Doi: 10.1155/2015/925631.



## Arvenses potenciales como cultivo trampa para *Meloidogyne enterolobii* y *Nacobbus aberrans*

Journal Information
Journal ID (publisher-id): remexca
Title: Revista mexicana de ciencias agrícolas
Abbreviated Title: Rev. Mex. Cienc. Agríc
ISSN (print): 2007-0934
Publisher: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias

Article/Issue Information
Date received: 01 August 2024
Date accepted: 01 November 2024
Publication date: 10 January 2025
Publication date: Nov-Dec 2024
Volume: 15
Issue: 8
Electronic Location Identifier: e3610
DOI: 10.29312/remexca.v15i8.3610

### Categories

Subject: Artículo

### Palabras clave:

#### Palabras clave:

Dysphania ambrosioides

Malva parviflora

Oxalis corniculata

Portulaca oleracea

Tagetes erecta

### Counts

Figures: 2

Tables: 2

Equations: 0

References: 30

Pages: 0