



Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales
UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA

Trabajo Final de Carrera Ingeniería Agronómica

“INTERACCIÓN DE MICORRIZACIÓN Y BIOFUMIGACIÓN COMO HERRAMIENTAS DE PREVENCIÓN Y CONTROL DE *NACOBBUS ABERRANS*”

Alumno: Javier Grosso

Legajo: 26133/3

Correo electrónico: javigrosso@gmail.com

Director: Dr. Sebastián Garita

Co-director: Ing. Agr. Juan Ignacio Ripodas

La Plata, 27 de agosto de 2020

RESUMEN

Nacobbus aberrans es una de las adversidades bióticas de mayor relevancia en el cinturón hortícola platense. Diversas prácticas de bajo impacto ambiental vienen poniéndose a prueba a fin de lograr reducciones en la población del fitoparásito. Este trabajo evaluó de forma conjunta el efecto de la simbiosis micorrícica y la biofumigación sobre *N. aberrans* en plantas de tomate platense. Tanto la micorrización como la biofumigación fueron efectivas en reducir la población del nematodo, pero la aplicación combinada de estas prácticas no derivó en una mayor reducción que cuando se aplicaron de forma individual. La micorrización implica un destino importante de fotoasimilados para la planta que en condiciones de estrés es compensado por los beneficios que el hongo otorga a la planta. Esto se constató mediante la medición de parámetros de estrés como son el malondialdehído y la prolina en el tejido vegetal. El crecimiento y la viabilidad del hongo formador de micorrizas *Funneliformis mosseae* se vieron afectados por el efecto de los gases liberados durante la biofumigación. Para obtener los mayores beneficios de las prácticas evaluadas, estas no deben aplicarse de forma simultánea sino incluidas de forma estratégicamente secuencial dentro de un plan de manejo integrado.

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN.....	4
HIPÓTESIS	15
OBJETIVO GENERAL	15
OBJETIVOS PARTICULARES	15
MATERIALES Y MÉTODOS.....	15
Condiciones de cultivo.....	15
Tratamientos y análisis estadístico.....	17
Parámetros evaluados	17
RESULTADOS	19
DISCUSIÓN.....	30
CONCLUSIONES Y CONSIDERACIONES FINALES	32
AGRADECIMIENTOS.....	33
BIBLIOGRAFÍA	34

INTRODUCCIÓN

La horticultura en la Argentina es una actividad agrícola importante, que genera numerosos puestos de trabajo y se desarrolla a distintas escalas. En particular la producción de vegetales para consumo fresco se realiza asociada a centros urbanos, en áreas periurbanas denominadas cinturones hortícolas. El Cinturón Hortícola de La Plata (CHLP) constituye el área productiva más importante del Cinturón Verde Bonaerense con el 46,15% de la superficie productiva total y el 25,15% de la superficie hortícola total, siendo las especies cultivadas más importantes, la lechuga (*Lactuca sativa* L.), el tomate (*Solanum lycopersicum* L.) y el pimiento (*Capsicum annuum* L.) (García, 2012). El 100% de la producción en el partido tiene como destino el consumo en fresco (por su carácter perecedero), abasteciendo de hortalizas frescas al área metropolitana comprendida por más de 13 millones de habitantes (INDEC, 2010). En el CHLP coexisten diversos modos de producción con diferentes grados de intensificación. Durante los últimos veinte años, en esta zona, se han producido importantes transformaciones tecnológico-productivas que modificaron radicalmente los agroecosistemas. En la década del '90 aumentó la adopción de invernáculos conjuntamente con el riego por goteo y se incrementaron las aplicaciones de agroquímicos como parte del paquete tecnológico (García y Kebab, 2008; Cieza, 2005). La incorporación del cultivo bajo cobertura plástica se caracterizó por modificar radicalmente los sistemas productivos, a través de la utilización de semillas de alto potencial de rendimiento, mayor uso de agroquímicos, equipos de riego localizado, fertirriego, polietilenos y mallas antitrips, entre otros (Selis, 2012; Archenti *et al.*, 1993). La intensificación de la producción modificó la dinámica de las plagas y enfermedades en los sistemas de producción y aumentaron los procesos de degradación de los suelos y la contaminación de las aguas provocando diversos problemas socio ambientales en esta región (Bocero, 2002; Souza Casadinho y Bocero, 2008).

En el CHLP se producen numerosas especies hortícolas, destacándose el tomate por su gran productividad. Esto puede estar vinculado a la mayor dedicación de superficie bajo cubierta de este cultivo (Viteri *et al.*, 2013), siendo uno de los núcleos productivos más importantes en el país.

El tomate, (*Solanum lycopersicum* L.), pertenece a la familia de las Solanáceas, y es uno de los productos hortícolas más importantes por su consumo, superficie en producción y por la tecnología e investigación desarrollada en torno a él. Junto con la papa es el cultivo hortícola más difundido en el mundo, tanto por el volumen producido como por la superficie cosechada. Además, dado su alto contenido vitamínico, se destaca por su alta calidad nutricional. Se consume en fresco, industrializado y en seco (Del Pino, 2017). En la zona se cultivan tomates híbridos, cuyas semillas son importadas y en los últimos años el uso de plantas injertadas viene incrementándose año a año. Dentro de los portainjertos más promisorios en el cultivo de tomate, se encuentran los híbridos interespecíficos *L. esculentum* x *L. hirsutum* cuya combinación de plantas con diferentes exigencias puede producir modificaciones en el comportamiento de los híbridos que componen el estión. (Mitidieri *et al.*, 2005; Ducasse *et al.*, 2013).

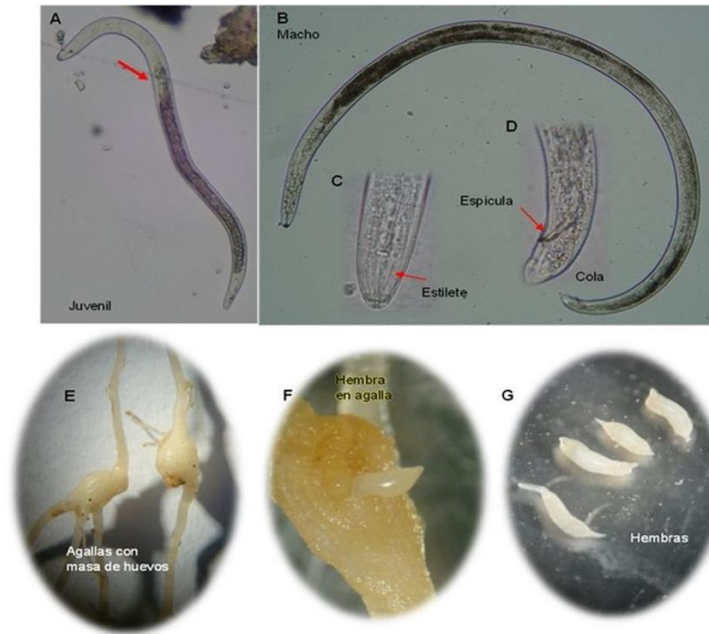
Las enfermedades foliares son un serio problema a nivel regional debido a su incidencia y severidad, y a la ineficiencia de los tratamientos de control, lo que genera crecientes pérdidas económicas debido a la disminución del rendimiento del tomate en la región (Balatti *et al.*, 2015). Los artrópodos plagas relevantes en este cultivo son la polilla del tomate, la araña de las dos manchas, los trips, las moscas blancas y los áfidos que son controlados mediante insecticidas químicos. Además, las aplicaciones suelen hacerse con elevada frecuencia, generalmente en forma preventiva y sin respetar los tiempos de carencia de los productos. Esto causa importantes problemas económicos y de contaminación ambiental en la región a través de la acumulación de plaguicidas en la proximidad de zonas urbanizadas, y en humanos, por el consumo de alimentos con residuos tóxicos (Sarandón *et al.*, 2015). El monocultivo de tomate presente en los sistemas productivos del CHLP agrava la situación sanitaria, especialmente en lo referido al complejo de hongos del suelo y nematodos. En este contexto, toma fundamental relevancia la búsqueda de alternativas para el tratamiento de adversidades que provocan daños en el cultivo ocasionando pérdidas en los rendimientos (Argerich y Troilo, 2011).

El tomate platense es un producto típico de nuestra región, establecido desde hace más de 70 años a través de una relación muy fuerte entre actores y territorio, dando por resultado un producto reconocido por su sabor, su aroma y su rusticidad entre muchos de

los que lo conocen y conocieron. Como tal ha dominado por décadas la producción de tomate fresco en la región rioplatense, pero desde los '80, ha sido paulatinamente desplazado por materiales modernos hasta tener una escasa presencia tanto en las quintas como en el mercado. No obstante, la revalorización y el reconocimiento que desde hace unos años tienen los productos típicos, resultó en el redescubrimiento de sus atributos más destacables, que lo distinguen de otros tomates comerciales. Tales atributos se caracterizan por su sabor intenso, su forma irregular, achatada, acostillada o fuertemente lobulada (Garat, 2002).

Nacobbus aberrans (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944) es un nematodo que vive en el suelo, es fitófago y produce agallas en las raíces de las plantas. El género *Nacobbus* es nativo de América (Sher, 1970) y está presente en Argentina, Bolivia, Ecuador, México, Perú, Chile y Estados Unidos (EPPO, 2019). Es una plaga de importancia cuarentenaria y se encuentra bajo regulaciones fitosanitarias internacionales para evitar su introducción en otros países (CABI y EPPO, 1997). Esta especie puede adaptarse a diferentes condiciones ambientales. Su presencia ha sido reportada en cultivos de papa ubicados a 4500 msnm como también en cultivos ubicados en cotas bien reducidas como es el caso del Cinturón Hortícola de La Plata. La duración del ciclo de vida varía en función de la temperatura y la disponibilidad de recursos, desde 37 a 48 días, a 22-24°C (Costilla y de Ojeda, 1985) (Imagen 1). Su rango de hospedadores es amplio, parasita aproximadamente 84 especies de plantas cultivadas y vegetación espontánea, pertenecientes a 18 familias (Manzanilla-López *et al.*, 2002).

Imagen 1. *Nacobbus aberrans*. Juvenil de segundo estadio (A) (la flecha indica trasposición esófago-intestino); macho (B) y detalle de la región anterior (C) y posterior (D) del macho; hembras maduras (F y G); agallamiento inducido por *N. aberrans* (E) (Tianguistengo-Morales *et al.*, 2017).



En las plantas afectadas por *N. aberrans* se observa la presencia de agallas que se extienden a lo largo de la raíz como si fueran las cuentas de un rosario (Manzanilla-López *et al.*, 2002). Estas agallas son consecuencia de las alteraciones que las hembras maduras inducen a nivel celular (hipertrofia e hiperplasia), para formar sus sitios de alimentación denominados “sincitos” (Hewezi y Baum, 2013). El crecimiento de la agalla ocasiona el desplazamiento y la ruptura de xilema y floema afectando la capacidad de traslado de agua y nutrientes. Como consecuencia de estas alteraciones las plantas sufren marchitamiento, deficiencia en la absorción de N, P, K, Ca y Mg, reducida conductancia estomática y por lo tanto baja asimilación de CO₂, disminución del crecimiento, pérdidas del rendimiento e incluso la muerte de la planta (Castillo y Marbán-Mendoza, 1984; Inserra *et al.*, 1985).

Además de este daño directo, el ingreso del nematodo a la raíz provoca orificios que constituyen la puerta de entrada de microorganismos patógenos formando un complejo de enfermedades que agravan los daños causados y dificultan el manejo fitosanitario del cultivo.

Imagen 2. Raíces de tomate con agallas producidas por *Nacobbus aberrans*.



Entre los métodos empleados para el control de nematodos, el control químico se ha transformado en una práctica de manejo casi obligada en los sistemas hortícolas intensivos. Esta práctica no responde al uso de umbrales de daño económico, ya que no existen dichos datos para *N. aberrans*, sino que se realiza por observación y decisión de los productores en función del agallamiento y rendimiento del cultivo antecesor.

Los productos químicos utilizados para el control de nematodos y plagas de suelo, se incluyen en dos grupos: fumigantes y no fumigantes, éstos últimos son compuestos no volátiles entre los que se incluyen los organofosforados (etoprofós, fenamifós) y los carbamatos (aldicarb, carbofuram, oxamilo). Son solubles en agua y de formulación granulada. Los fumigantes, son productos químicos volátiles, como 1,3-dicloropropeno, bromuro de metilo (actualmente prohibido), cloropicrina y metil-isocianato. Se trata de biocidas de amplio espectro que controlan nematodos, insectos, hongos y malezas (Andrés, 2002).

Luego de la prohibición del bromuro de metilo, otros fumigantes químicos comenzaron a aplicarse en la zona. El Agrocelhone[®] (1,3-Dicloropropeno 60,8% + Cloropicrina 33,3%) es una mezcla que se presenta como un concentrado emulsionante dosificado en la cinta de riego por goteo que no daña la capa de ozono, pero en cambio

presenta alta toxicidad. Según las instrucciones del producto, se utiliza como insecticida-nematicida-fungicida en numerosos cultivos hortícolas, actuando por contacto de manera no selectiva (Agroquímicos de Levante SA, 2019). El metam sodio (MNa) es otro producto muy utilizado como desinfectante de suelo, cuyo poder biocida está ampliamente probado y documentado (Haglund, 1999; Minuto *et al.*, 2000). No es este el caso de la biofumigación, cuya práctica está más estudiada y difundida en países de Europa (Bello *et al.*, 1997).

La biofumigación utiliza sustancias volátiles resultantes de la biodegradación de las enmiendas orgánicas y residuos agroindustriales como fumigantes en el control de malezas (Al-Katib *et al.*, 1997) y de patógenos (Cebolla *et al.*, 1993; Angus *et al.*, 1994). De esta manera, el biofumigante utilizado debe estar en vías de descomposición y se debe asegurar al menos durante dos semanas la permanencia de los gases en el suelo (Bello *et al.*, 2000).

Respecto a los abonos orgánicos, lo más utilizado en la región es la cama de pollo y de caballo con el fin de aumentar la porosidad, mejorar el drenaje y elevar el contenido de materia orgánica. Esencialmente aportan nutrientes, sales y contaminantes y, en general tienen alto pH (Labrador Moreno, 1996). Para estos casos, se señalan concentraciones de entre 2,2 y 2,4 % de N, salinidad de entre 4 y 5 dS·m⁻¹, pH entre 7 y 8, niveles excesivamente elevados de B, Zn y elevados contenidos de contaminantes tales como As y Pb (Alconada, *et al.*, 2011).

La biofumigación puede considerarse como una variante de la incorporación de materia orgánica, donde además de perseguir los objetivos de mejorar la infiltración y retención de agua, corregir pH, reponer de nutrientes, modificar la porosidad, etc. se busca un efecto fitosanitario. Gimsing y Kirkegaard, (2006) definen la biofumigación como el control de plagas y patógenos edáficos por medio de la liberación en el suelo de compuestos, en su mayoría volátiles, originados por la descomposición de residuos orgánicos.

Una gran cantidad de residuos orgánicos pueden ser utilizados para biofumigar, desde distintos tipos de estiércoles a residuos de cultivos como batata, papa, sorgo, brasicáceas, maíz, etc. Algunos materiales orgánicos tienen efecto, por ejemplo, contra

nematodos a través de la actividad microbiana relacionada con la liberación de amonio. Cuando los materiales incorporados al suelo para biofumigar son tejidos de brasicáceas, entre los productos de la degradación de los mismos, se liberan unos compuestos denominados isotiocianatos. Los isotiocianatos y otros compuestos volátiles derivados de los glucosinolatos juegan un papel muy importante en la supresión rápida (en menos de 10 días) de patógenos. Existen numerosos reportes de la acción de estos compuestos sobre patógenos vegetales de origen fúngico y bacteriano y otros microorganismos, así como sobre nematodos de diferentes especies (Mitidieri *et al.*, 2005).

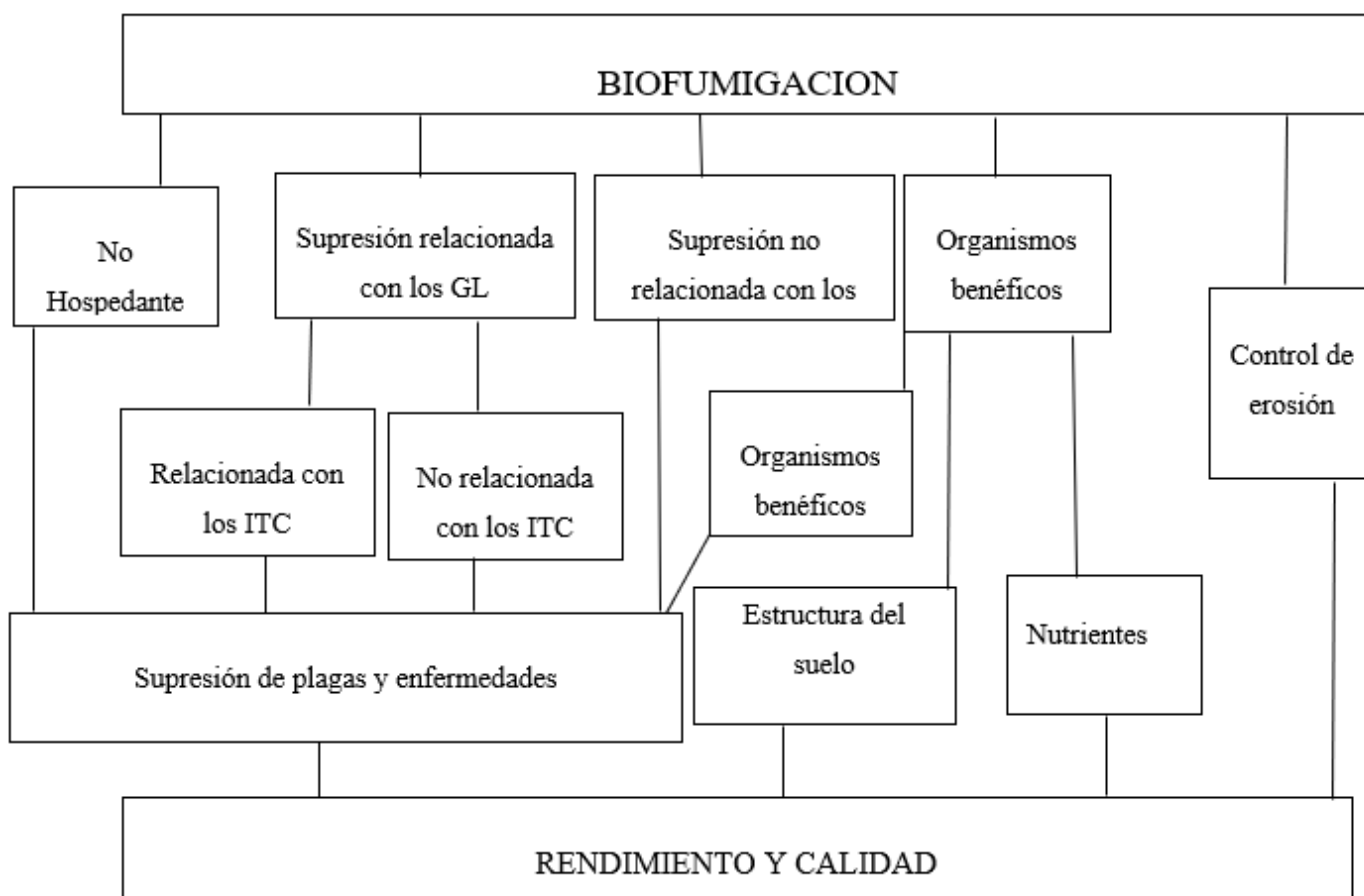
Durante el proceso de biofumigación, los glucosinolatos presentes en los tejidos de las brasicáceas (Kjaer, 1976), se hidrolizan por la acción de la enzima mirosinasa produciendo diferentes tipos de isotiocianatos, con variable grado de toxicidad frente a diversos organismos (Molina-Vargas y Bentura-Castellanos, 2009). Según Gimsing y Kirkegaard (2009), la efectividad de la biofumigación se basa en lograr la máxima hidrólisis de los glucosinolatos presentes en el tejido vegetal, para generar altas concentraciones de isotiocianatos en el suelo después de su incorporación; esto es favorecido por una gran disrupción celular, la adición de agua y alta temperatura del suelo (Price *et al.*, 2005).

Imagen 3. Barbecho con brasicáceas trituradas integradas al suelo cubierto con mulching de nylon en el CHLP.



Además, la hidrólisis de los glucosinolatos puede liberar compuestos diferentes a los isotiocianatos como los nitrilos, epinitrilos, y tiocianatos iónicos. Durante el proceso de descomposición del material vegetal otros compuestos azufrados no relacionados con los glucosinolatos, son liberados (metanetiol, dimetil sulfuro, disulfuro de carbono y dimetil disulfuro) o algunos ácidos grasos. La incorporación de materia orgánica aumenta la población de antagonistas en el suelo. Todos estos eventos en conjunto contribuyen a reducir la población de nematodos y patógenos del suelo (Figura 1).

Figura 1. Sinopsis de los efectos de la biofumigación sobre la sanidad y la productividad de los cultivos (Kirkegaard, 2004).



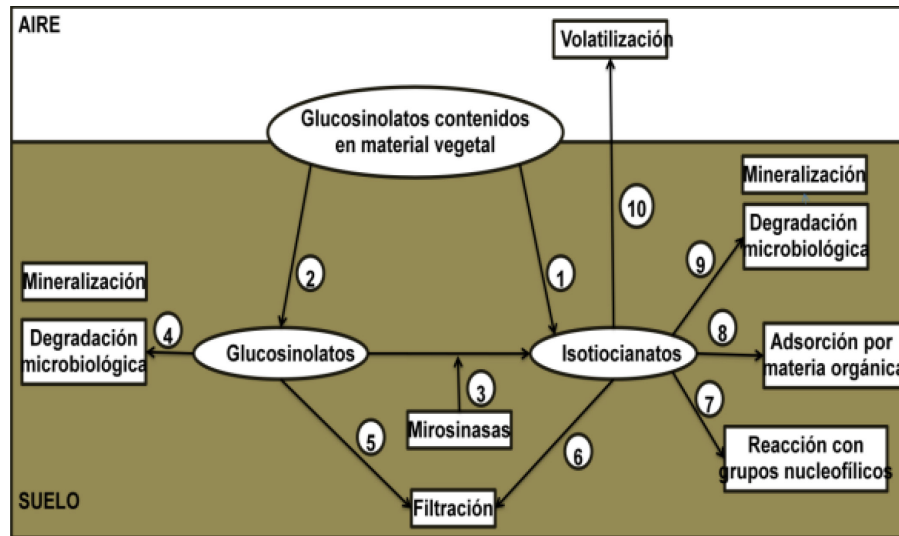
Gl: glucosinolatos, ITC: isotiocianatos.

Los cultivos utilizados para biofumigar han sido *Brassica nigra* (mostaza), *Sinapsis alba* (mostaza blanca), *Brassica juncea* (mostaza de la China), *Brassica oleracea* (repollo), *Brassica napus* (nabo), *Brassica oleracea* var. itálica (brócoli), *Brassica oleracea* var. botrytis subvar. cauliflora (coliflor), *Raphanus sativus* (rábano); *Eruca sativa* (rúcula), pero también se han obtenido buenos resultados con *Ipomoea batatas* (batata) y *Sorghum spp.* (sorgo).

La capacidad biocida de estos compuestos depende de la estructura química de la cadena lateral que contiene su molécula, la característica común de los compuestos más tóxicos es su hidrofobicidad, que podría estar relacionada con la penetración en la membrana célula. Dentro de los más activos se encuentran los glucosinolatos tio funcionales (glucoiberina, glucocheirolina, glucoerucina, glucorrafenina) los alquil-glucosinolatos (sinigrina, glucocapparina) y los bencil-glucosinolatos (glucotropeolina, gluconasturtina) (Rosa y Rodríguez, 1999).

El destino de los glucosinolatos en el suelo está determinado por su elevada solubilidad y la pérdida de grupos funcionales que pueden interactuar con la superficie reactiva del suelo. Éstos compuestos se adsorben débilmente en todos los tipos de suelo y se degradan microbiológicamente. Las principales rutas de producción y pérdidas de glucosinolatos se muestran en la figura 2. (Gimsing y Kirkegaard, 2009). En contraste, los ITCs son fuertemente adsorbidos por la materia orgánica del suelo, reaccionando fuertemente con los grupos nucleofílicos presentes. Sin embargo, son propensos a pérdidas por la volatilización, degradación microbiana y mineralización. La relativamente rápida adsorción y degradación de los ITCs pocos días después de la incorporación, minimiza el riesgo de persistencia en el ambiente o filtración. La biofumigación es, por lo tanto, una técnica promisoría que puede ser desarrollada e implementada en los programas de manejo integrado de plagas, contribuyendo a reducir el uso de plaguicidas sintéticos y minimizando el impacto ambiental (Gimsing y Kirkegaard, 2009).

Figura 2. Destino de los glucosinolatos e isotiocianatos en el suelo. Tomada de Gimsing y Kirkegaard (2009).



Los mecanismos por los cuales los ITCs inhiben la proliferación de los microorganismos no están esclarecidos totalmente, sin embargo, se han propuesto algunas hipótesis, tales como la inactivación de enzimas intracelulares por rompimiento oxidativo de puentes -S-S-, la inhibición de enzimas metabólicas por el radical tiocianato o la acción de desacoplamiento de la fosforilación oxidativa (Manici *et. al.*, 1997).

Otras de las herramientas que vienen siendo estudiadas en Argentina para el control de *N. aberrans* (Garita *et al.*, 2019; Marro *et al.*, 2014) es la inoculación con hongos micorrícicos arbusculares u hongos formadores de micorrizas arbusculares. Las micorrizas arbusculares son asociaciones simbióticas entre las raíces de la mayoría de las plantas y hongos del género *Glomeromycota*. Las hifas de estos hongos crecen intracelularmente y se extienden también por fuera del tejido vegetal sobrepasando la región de la rizósfera, permitiendo una mayor exploración del suelo. A nivel celular, las hifas atraviesan las paredes celulares y provocan invaginaciones sobre la membrana plasmática del tejido radicular, se forman estructuras ramificadas de intercambio de sustancias denominadas arbusculos. Este intercambio consiste en que la planta le provee al hongo hidratos de

carbono para que éste pueda completar su ciclo de vida, mientras que el hongo permite a la planta una mayor absorción de agua y nutrientes minerales (Smith y Read, 2008). Además de los beneficios mencionados, ha sido documentado que las plantas micorrizadas tienen un mejor comportamiento frente a estreses bióticos y abióticos. (Linderman *et al.*, 1992; Barea *et al.*, 2005; Ruscitti *et al.*, 2017).

Distintos trabajos demuestran que la micorrización reduce la población de nematodos fitoparásitos de los géneros *Meloidogyne* (Castillo *et al.*, 2006) y *Nacobbus* (Lax *et al.*, 2011). El mecanismo por el cual ocurre esta reducción no se encuentra totalmente dilucidado, distintos autores sugieren que la micorrización:

- Reduce la penetración de los estadios juveniles de nematodos a la raíz (Marro *et al.*, 2017).
- Modifica los exudados radiculares produciendo compuestos que afectan a los nematodos (Vos *et al.*, 2012).
- Compiten por el sitio de colonización ya que hongo y nematodos se alojan en la raíz y compiten por los fotosintatos que provee la planta (Gardezi *et al.*, 1999)

Si bien, esta reducción fue documentada con éxito en muchas oportunidades, hubo casos en que la micorrización no provocó modificaciones en la población de los nematodos, sugiriendo que deben ser evaluadas las compatibilidades entre planta hospedera, hongo formador de micorriza y nematodo.

Tanto la biofumigación como la micorrización, son herramientas de bajo impacto ambiental, de bajo costo y fácil implementación por parte de los productores. Sin embargo, no se encuentra documentado que el uso combinado de estas prácticas conlleve a resultados superiores que su aplicación individual. Este trabajo propone evaluar estas técnicas de forma combinada para determinar si existe un efecto sinérgico o antagónico entre éstas.

HIPÓTESIS

La aplicación combinada de biofumigación con brassicáceas e inoculación con hongos micorrízicos arbusculares tienen un efecto sinérgico en el control de *Nacobbus aberrans* sobre un cultivo de tomate platense.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la interacción entre biofumigación y micorrización como prácticas de prevención y control de *Nacobbus aberrans* en cultivos hortícolas.

OBJETIVOS PARTICULARES

- Evaluar las respuestas fisiológicas que provocan el parasitismo por nematodos y la micorrización en plantas de tomate platense.
- Evaluar si la biofumigación afecta la capacidad de inoculación y la viabilidad de los hongos micorrízicos arbusculares.
- Cuantificar los niveles poblacionales de *N. aberrans* en raíces micorrizadas y no micorrizadas de tomate platense, en presencia y ausencia de *Brassica oleracea* en descomposición.

MATERIALES Y MÉTODOS

Condiciones de cultivo

El trabajo experimental se realizó en un invernáculo del Instituto de Fisiología Vegetal (INFIVE), Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (UNLP).

Se prepararon en bandejas “speedlings” plantines de tomate cv. ‘Platense’ no inoculados e inoculados a la siembra con el hongo micorrízico *Funneliformis mosseae* (T.H. Nicolson & Gerd.). La multiplicación se realizó utilizando trébol blanco (*Trifolium repens* L.) y lotus (*Lotus tenuis* L.) como plantas trampa, cultivadas en un sustrato constituido por una mezcla de perlita:vermiculita:arena (1:1:1) autoclavada. Las plantas se mantuvieron durante 90 días en cámaras de crecimiento, a 25 ± 2 °C, fotoperíodo de 16

horas y $350 \mu\text{moles. m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ de irradiancia. Después de este período se interrumpió el riego y una vez que las plantas se secaron, se elimina la parte aérea. Las raíces se cortaron en pequeños trozos y se homogenizó todo el sustrato. El inóculo quedó constituido por una mezcla de sustrato, hifas, esporas y fragmentos de raíces de trébol blanco y lotus micorrizadas, con una densidad de $60 \text{ esporas. g}^{-1}$ de sustrato. En el momento de la siembra del almacigo, se agregó 30% v/v de este inóculo en cada celda. Pasados 30 días y luego de confirmar que la micorrización fue efectiva, evaluando la colonización del hongo mediante la tinción con azul de Tripán, se realizó el trasplante a macetas de 10 L de capacidad, a las cuales se le agregaron al momento de trasplante: 0 y $140 \text{ g. kg suelo}^{-1}$ de repollo blanco (*Brassica oleracea* var. capitata). A los tratamientos control se les incorporó la misma cantidad de acelga (*Beta vulgaris*), especie sin efecto biofumigante. De ambas especies, se utilizaron hojas frescas cortadas en trozos de aproximadamente de 2 cm^2 . Al día siguiente al trasplante se realizaron 3 orificios alrededor de las plantas y se colocó una solución acuosa que contenía 5000 huevos y juveniles de *N. aberrans* (Imagen 4). Durante el ciclo del cultivo se registraron las mediciones de altura de las plantas cada 15 días, y finalizado éste, se tomaron datos del peso radicular de cada planta junto con el muestreo de tejido radicular para determinar la concentración de MDA y el contenido de prolina. Por último se registraron los pesos de los frutos, cosechando escalonadamente los frutos maduros, determinando el rendimiento por planta.

Imagen 4. Inoculación con huevos de *N. aberrans* en plantines de tomate platense.



Tratamientos y análisis estadístico

El ensayo se realizó siguiendo un diseño experimental completamente aleatorizado. Los tratamientos tuvieron una disposición factorial e incluyeron tres factores con dos niveles cada uno de ellos, constituyéndose un total de 8 tratamientos. Se realizaron seis repeticiones de cada uno. Los datos se analizaron por ANOVA y las medias se compararon usando LSD ($p \leq 0,05$)

1. Plantas no micorrizadas, sin biofumigar, sin nematodos. (-M, -B, sN).
2. Plantas no micorrizadas, sin biofumigar, con nematodos. (-M, -B, cN).
3. Plantas no micorrizadas, biofumigadas, sin nematodos. (-M, +B, sN).
4. Plantas no micorrizadas, biofumigadas, con nematodos. (-M, +B, cN).
5. Plantas micorrizadas, sin biofumigar, sin nematodos. (+M, -B, sN).
6. Plantas micorrizadas, sin biofumigar, con nematodos. (+M, -B, cN).
7. Plantas micorrizadas, biofumigadas, sin nematodos. (+M, +B, sN).
8. Plantas micorrizadas, biofumigadas, con nematodos. (+M, +B, cN).

Parámetros evaluados

- Porcentaje de micorrización. Se estimó por observaciones con microscopio óptico luego de clarificar las raíces en KOH al 10% y teñirlas con azul de Tripán al 5% (Phillips y Hayman, 1970). Para la cuantificación se utilizó el método de cuadrícula de Giovanetti y Mosse (1980) calculándose en base a la siguiente fórmula:

$$M (\%) = \frac{\text{N}^\circ \text{ de segmentos infectados}}{\text{N}^\circ \text{ de segmentos totales}} \times 100$$

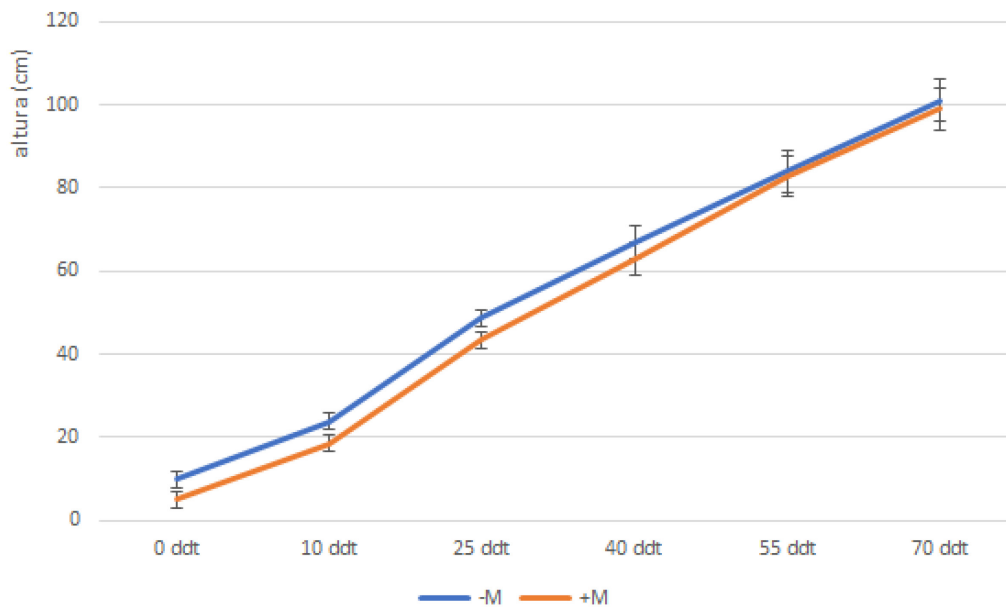
- Viabilidad micorrícica. Se estimó mediante la evaluación de la actividad de la enzima succinato deshidrogenasa (%SDH), basada en el porcentaje de micorrización (Schaffer y Peterson, 1993).

- Contenido de malonildialdehído (MDA) a partir de 200 mg de raíz, según el método de Heath y Packer (1968), como indicador de la peroxidación de los lípidos de las membranas celulares utilizando un espectrofotómetro Shimadzu UV 160 A[®] (Shimadzu Co., JP).
- Contenido de prolina a partir de 100 mg de raíz, como indicador de estrés según el método de Bates *et al.* (1973).
- Peso fresco de raíz.
- Número de huevos de nematodo por planta extraídos según la técnica de tamizado, centrifugación (Hussey y Barker, 1973) y flotación en sacarosa (Coolen, 1979).

RESULTADOS

El análisis estadístico del crecimiento en altura de las plantas indicó diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre las plantas micorrizadas y no micorrizadas durante las primeras semanas del ensayo. Al momento del trasplante y en las dos primeras mediciones se mantuvo esta diferencia. En las mediciones restantes ya no se observaron diferencias en la altura de las plantas (Figura 3).

Figura 3. Crecimiento en altura en plantas de tomate micorrizadas (+M) y no micorrizadas (-M).



*Las barras corresponden a los desvíos standard. ddt: días después del trasplante.

El análisis de varianza del peso fresco de raíz mostró una interacción entre los factores micorrización e inoculación con nematodos. Al mismo tiempo se presentaron diferencias significativas dentro del factor biofumigación ($p \leq 0,05$) (Tabla 1).

Tabla 1. Análisis de varianza del peso fresco de raíces de tomate platense micorrizadas, biofumigadas e inoculadas con *N. aberrans*.

FV	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
MICORRIZA	133.225000	133.225000	13.612	0.0008
NEMATODO	21.025000	21.025000	2.148	0.1525
REPOLLO	55.225000	55.225000	5.642	0.0237
MICORRIZA*NEMATODO	42.025000	42.025000	4.294	0.0464
MICORRIZA*BIOFUMIG	0.625000	0.625000	0.064	0.8021
NEMATODO*BIOFUMIG	0.225000	0.225000	0.023	0.8804
MICO*NEMA*BIOFU	0.225000	0.225000	0.023	0.8804
erro	313.200000	9.787500		
Total, corregido	565.775000			
CV (%) = 14.60				

Las plantas micorrizadas y sin nematodo tuvieron un peso radicular significativamente menor, no así cuando el nematodo estuvo presente. En ausencia de micorrización el parasitismo por *N. aberrans* provocó una disminución en el peso radicular. Las plantas micorrizadas no manifestaron tal disminución (Tabla 2).

Tabla 2. Peso fresco radicular de plantas de tomate platense parasitadas y no parasitadas con *N. aberrans*, en presencia y ausencia de hongos HMA.

	Sin nematodo	Con nematodo
No micorrizado	25 g Aa	21,5 g Ab
Micorrizado	19,3 g Ba	19,9 g Aa

*Medias acompañadas por letras distintas (Mayúsculas en las columnas, minúsculas en las filas) indican diferencias significativas según el test de LSD de Fisher ($p \leq 0,05$).

Como fue mencionado, hubo diferencias significativas en el factor biofumigación. Como la interacción de este factor con la micorrización no fue significativa el mismo se pudo analizar de forma independiente, para comprobar que las plantas sometidas a biofumigación presentaron un crecimiento radicular mayor que aquellas sin biofumigar ($p \leq 0,05$) (Tabla 3).

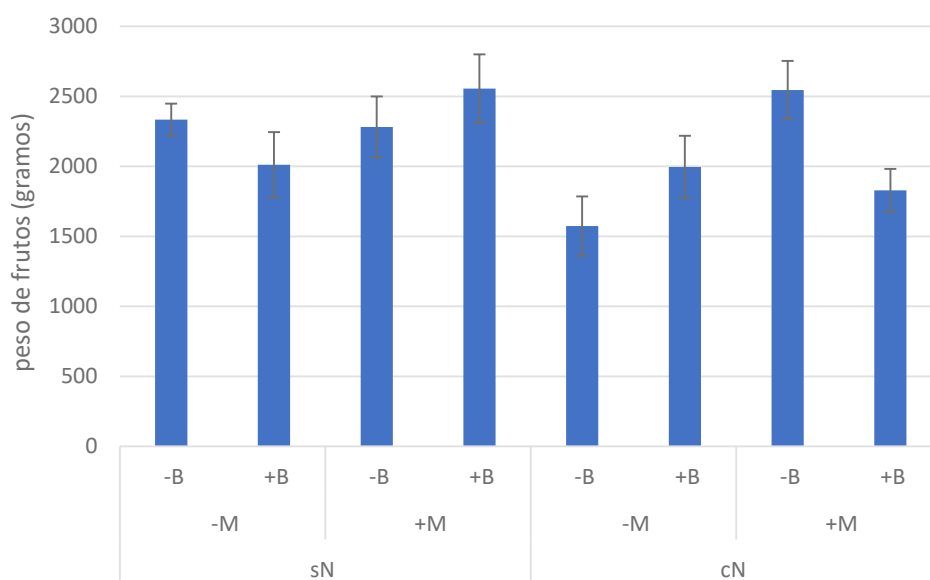
Tabla 3. Peso fresco radicular de plantas de tomate platense biofumigadas y sin biofumigar.

Tratamiento	Peso fresco raíz
Sin Biofumigar	20,25 g B
Biofumigado	22,6 g A

*Medias acompañadas por letras distintas, indican diferencias significativas según el test de LSD de Fisher ($p \leq 0,05$)

En cuanto al peso de los frutos no se registraron diferencias significativas entre los tratamientos (Figura 4). Por tratarse de un ensayo en macetas y en un período corto de crecimiento este resultado no puede de esto inferirse que no vayan a manifestarse diferencias de rendimiento en cultivos a campo cuando el nematodo está presente o ausente.

Figura 4. Peso de frutos de plantas de tomate platense micorrizadas (-M, +M), biofumigadas (-B, +B) e inoculadas con *N. aberrans* (sN, cN).



*Las barras corresponden a los desvíos standard.

El análisis de varianza del número de huevos contabilizados en las raíces mostró una interacción significativa entre la biofumigación y la micorrización ($p \leq 0,05$) (Tabla 4).

Tabla 4. Análisis de varianza del número de huevos.

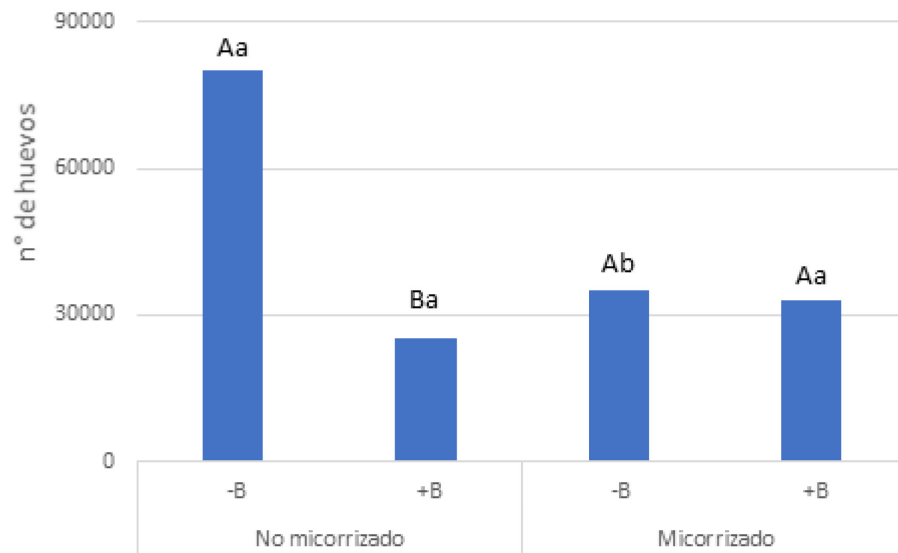
FV	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
BIOFUMIG	383194014.044444	383194014.044444	3.199	0.1012
MICO	1.094977070E+0009	1.094977070E+0009	9.140	0.0116
BIOFUMIG*MICO	1.605624714E+0009	1.60562471E+0009	13.403	0.0037
error	1.317797644E+0009	119799785.818182		
Total, corregido	4.401593442E+0009			
CV (%) = 37.33				

El número de huevos por planta fue significativamente mayor ($p \leq 0,05$) en el tratamiento sin micorrizar y sin biofumigar. El tratamiento no micorrizado y biofumigado, fue el que presentó menor número final de huevos. En los tratamientos biofumigados, la presencia o ausencia de micorrización no provocó diferencias en el número de huevos (Imagen 5) (Figura 5).

Imagen 5. Huevos de *Nacobbus aberrans* extraídos de las raíces al finalizar el ensayo.



Figura 5. Número de huevos de *N. aberrans* por planta en las distintas combinaciones de biofumigación (-B, +B) y micorrización.



*Letras mayúsculas comparan -B y +B en la misma condición de micorrización. Letras minúsculas comparan ausencia y presencia de micorrizas en la misma condición de biofumigación. Columnas acompañadas por letras distintas, indican diferencias significativas según el test de LSD de Fisher ($p \leq 0,05$).

El análisis estadístico del contenido de prolina en el tejido radicular indicó una interacción triple entre los factores micorrización, biofumigación e infestación con *N. aberrans*.

Evaluando el efecto de *N. aberrans* en las distintas situaciones, se observó un aumento en el contenido de prolina, excepto en el tratamiento biofumigado y micorrizado (Tabla 5a). La micorrización provocó una reducción significativa de la prolina en ausencia de biofumigación y presencia del nematodo (Tabla 5b). En cuanto al efecto de la biofumigación en las distintas situaciones, solo se presentaron diferencias significativas en ausencia de micorrizas y presencia del nematodo (Tabla 5c).

En la figura 6 se grafican los valores promedios del contenido de prolina de los distintos tratamientos con sus respectivos desvíos standard.

Tabla 5. Contenido de prolina en tejido radicular de plantas de tomate platense comparando la significancia de los distintos tratamientos. **a)** Nematodos en distintas combinaciones; **b)** Micorrización en distintas combinaciones; **c)** Biofumigación en distintas combinaciones.

a) Nematodos en distintas combinaciones

		sN	cN
-B	-M	401,8 B	857,2 A
	+M	424,6 B	575,8 A
+B	-M	463,4 B	571,2 A
	+M	477,2 A	501,8 A

b) Micorrización en distintas combinaciones:

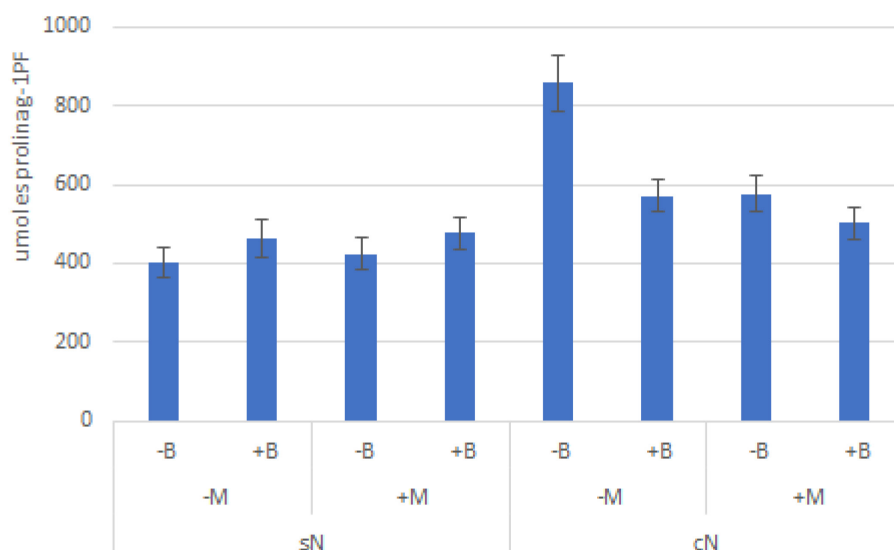
		-M	+M
sN	-B	401,8 A	424,6 A
	+B	463,4 A	477,2 A
cN	-B	857,2 A	575,8 B
	+B	571,2 A	501,8 A

c) Biofumigación en distintas combinaciones:

		-B	+B
sN	-M	401,8 A	463,4 A
	+M	424,6 A	477,2 A
cN	-M	857,2 A	571,2 B
	+M	575,8 A	501,8 A

Para una mejor visualización de los valores medios, se presenta en la figura 6 la totalidad de los tratamientos con sus respectivos desvíos standard.

Figura 6. Contenido de prolina de tejido radicular de plantas de tomate platense micorrizadas (-M, +M), biofumigadas (-B, +B) e inoculadas con *N. aberrans* (sN, cN).



*Las barras corresponden a los desvíos standard.

El análisis estadístico de la concentración de malonildialdehído (MDA) en el tejido radicular mostró una interacción triple ($p \leq 0,05$) entre los factores micorrización, biofumigación e infestación con *N. aberrans*.

Evaluando el efecto de la infestación de *N. aberrans*, se observó un aumento significativo en la concentración de MDA en raíces en todas las situaciones (Tabla 6a). En presencia del nematodo, la micorrización provocó una reducción significativa de la concentración de MDA solo en los tratamientos no biofumigados (Tabla 6b). En cuanto al efecto de la biofumigación, ésta provocó un efecto de reducción significativa en las plantas atacadas por nematodos en ausencia de micorrizas (Tabla 6c).

Tabla 6. Concentración de MDA en tejido radicular contrastando el efecto de los tratamientos aplicados en distintas situaciones. **a)** Nematodo en distintas combinaciones; **b)** Micorrización en distintas combinaciones; **c)** Biofumigación en distintas combinaciones.

a) **Nematodo en distintas combinaciones:**

		sN	cN
-B	-M	1,012 B	2,116 A
	+M	1,05 B	1,686 A
+B	-M	1,184 B	1,52 A
	+M	1,118 B	1,86 A

b) **Micorrización en distintas combinaciones:**

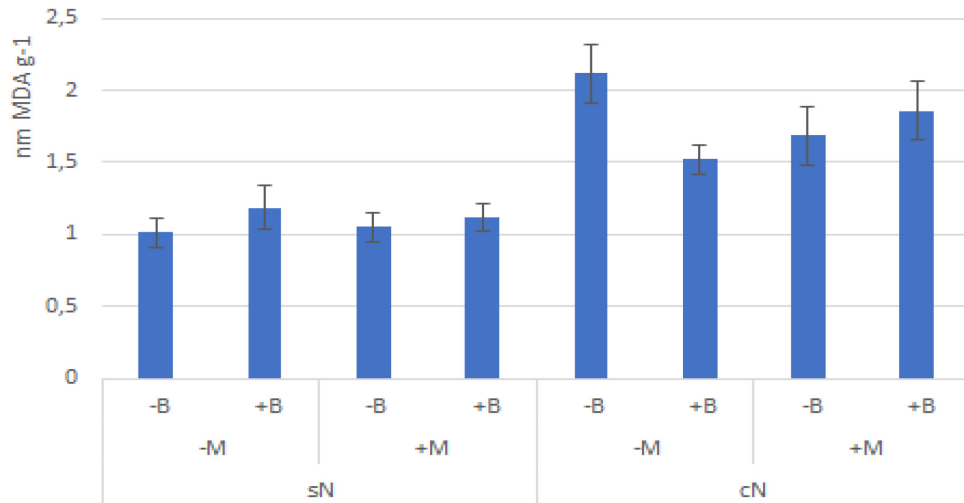
		-M	+M
sN	-B	1,012 A	1,05 A
	+B	1,184 A	1,118 A
cN	-B	2,116 A	1,686 B
	+B	1,52 B	1,86 A

c) **Biofumigación en distintas combinaciones:**

		-B	+B
sN	-M	1,012 A	1,184 A
	+M	1,05 A	1,118 A
cN	-M	2,116 A	1,52 B
	+M	1,686 A	1,86 A

En la figura 7 se grafican los valores promedios de la concentración de MDA de los distintos tratamientos con sus respectivos desvíos standard.

Figura 7. Concentración de malonildialdehído (MDA) de tejido radicular de plantas de tomate afectadas por los distintos tratamientos: micorrizas (-M, +M), biofumigación (-B, +B) y *N. aberrans* (sN, cN).



*Las barras corresponden a los desvíos standard.

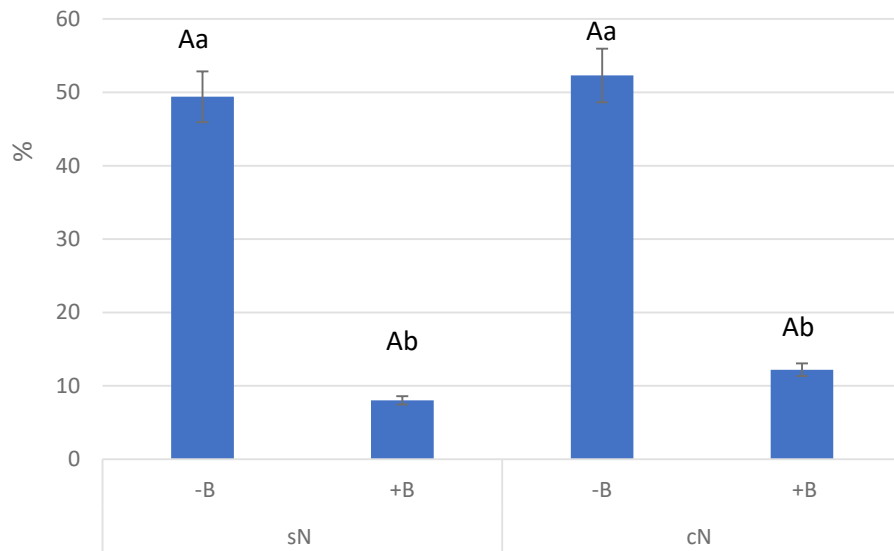
El porcentaje de micorrización fue significativamente menor en los tratamientos biofumigados. Comparando las plantas con y sin nematodo no se encontraron diferencias significativas en cuanto a la colonización del hongo micorrícico (Figura 8) (Imagen 6).

Imagen 6. Raíz de tomate platense micorrizadas por *F. mosseae* teñidas con azul de Tripán.



Se indica la presencia de hifas (a), arbusculos (b) y vesículas (c).

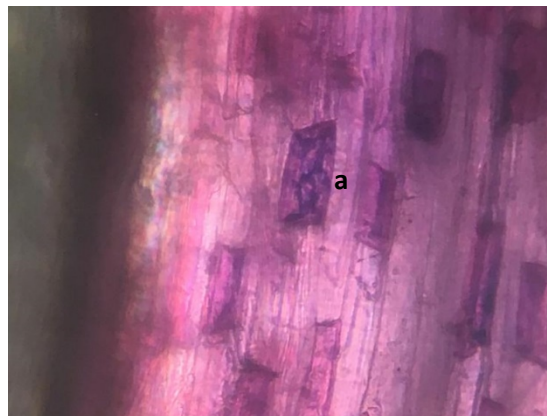
Figura 8. Porcentaje de micorrización en raíces de tomate platense afectadas por biofumigación (-B, +B) y *N. aberrans* (sN, cN).



*Letras minúsculas comparan -B y +B en la misma condición de infestación. Letras mayúsculas comparan sN y cN en la misma condición de biofumigación. Columnas acompañadas por letras distintas, indican diferencias significativas según el test de LSD de Fisher ($p \leq 0,05$).

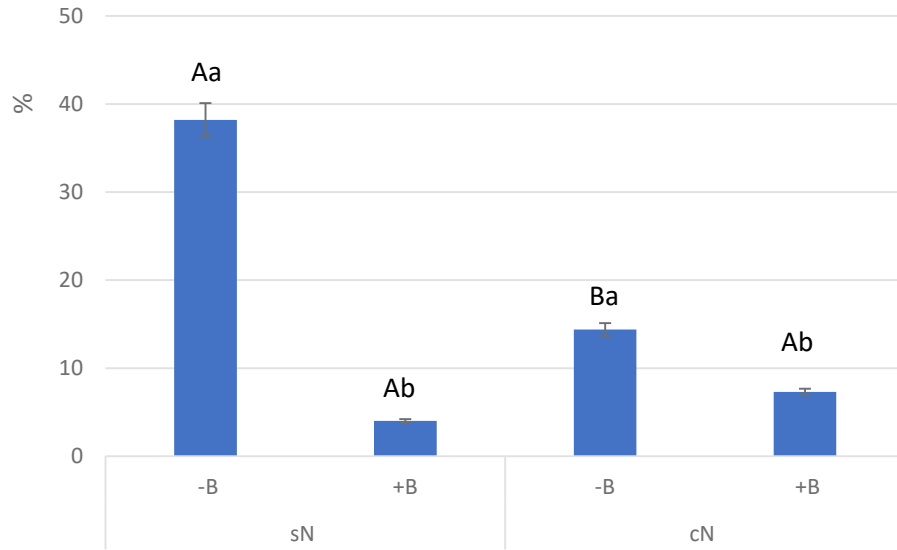
La viabilidad de las estructuras fúngicas disminuyó significativamente cuando las plantas fueron expuestas al nematodo o a la biofumigación, sean éstos, tratamientos aplicados de forma individual como combinada. El porcentaje de SDH se redujo en 89,5%, 62,3 % e 80,9% cuando se aplicaron biofumigación, infestación, e infestación + biofumigación respectivamente (Figura 9) (Imagen 7).

Imagen 7. Raíz de tomate platense micorrizadas por *F. mosseae* teñidas con nitro blue tetrazolium (NBT).



*Se indica con la coloración azul en las células, la viabilidad del hongo (a) evidenciando su respiración aerobia

Figura 9. Viabilidad de las estructuras fúngicas de *F. mosseae* en raíces de tomate platense afectadas por biofumigación (-B, +B) y *N. aberrans* (sN, cN).



*Letras minúsculas comparan -B y +B en la misma condición de infestación. Letras mayúsculas comparan sN y cN en la misma condición de biofumigación. Columnas acompañadas por letras distintas, indican diferencias significativas según el test de LSD de Fisher ($p \leq 0,05$).

DISCUSIÓN

Durante las primeras semanas de cultivo donde el crecimiento de las plantas es acelerado, la altura de las plantas no se vio afectada por la infestación del nematodo. Esto se debió a que el ciclo de vida de *N. aberrans* tiene una duración de entre 37 y 48 días (dependiendo de la temperatura y disponibilidad de recursos) (Costilla y Ojeda, 1985), por lo que para que el efecto del parasitismo repercuta en la planta debe transcurrir cierto tiempo desde la inoculación. El carbono suministrado por la planta al HMA no es exclusivamente para su consumo, sino que a través de las hifas se establece un flujo de carbono desde la atmósfera al suelo que provoca aumentos significativos en la actividad biológica (Finlay y Söderström, 1992).

Esto explica el retraso en el crecimiento en altura en los primeros estadios del cultivo ya que la inoculación con *F. mosseae* se realizó a la siembra y se corroboró que al momento del trasplante los hongos micorrícicos arbusculares estaban viables, mediante la actividad de la enzima succinato deshidrogenasa. En este mismo sentido, el peso radicular en ausencia del nematodo fue menor en las plantas micorrizadas. En cambio, en la infestación por nematodos las plantas micorrizadas consiguen compensar al menos parcialmente las mermas causadas por el parasitismo.

En concordancia con lo documentado por otros autores, tanto la biofumigación (García Álvarez *et al.*, 2004) como la micorrización (Durán *et al.*, 2006) fueron efectivas en reducir significativamente la población de *N. aberrans*. En el caso de la biofumigación los mecanismos de acción biocidas han sido ampliamente estudiados, en el caso de las micorrizas aún hay diversas teorías al respecto. Este trabajo no trae respuestas que justifiquen esta reducción, pero confirma una vez más que se trata de una herramienta efectiva para ser utilizada.

Cuando la biofumigación fue aplicada sobre plantas micorrizadas no hubo un efecto sinérgico de las técnicas. La reducción en el número de huevos no tuvo diferencias con la aplicación individual de las prácticas. Es decir que en el sentido estricto del control fitosanitario no hubo una compatibilidad favorable de las técnicas, aunque tampoco existió, en este sentido un efecto antagónico.

La prolina es un osmoregulador utilizado frecuentemente como indicador de estrés en las plantas (Ledent, 2002). En este trabajo la principal fuente de estrés estaba dada por el ataque del nematodo y los tratamientos tendientes a disminuir ese estrés fueron la micorrización y la biofumigación. El mayor contenido de prolina se cuantificó en las plantas infectadas con *N. aberrans* sin biofumigar y sin micorrizar. Cuando se aplicó biofumigación y/o micorrización el contenido de prolina disminuyó significativamente. En el caso de la biofumigación esto puede deberse a la reducción en la población del nematodo. En el caso de la micorrización, además de la reducción en la población hay un efecto mitigador de estrés hídrico que está ampliamente documentado. El crecimiento de las hifas extraradiculares que actúan como complemento de la raíz, aumenta las posibilidades de absorción de agua y nutrientes, incrementan el volumen de suelo explorado y permite una mayor tasa de absorción por unidad de superficie (Dell' Amico *et al.*, 2002).

El contenido de malonildialdehído también es un indicador de estrés, que está vinculado al daño que sufren las membranas celulares. Los estadios juveniles (J2, J3, J4) entran y salen de las raíces provocando lesiones en el tejido. Al mismo tiempo las hembras adultas de *N. aberrans*, al formar su sitio de alimentación y al aumentar su tamaño corporal, modifican su entorno y dañan las membranas de las células contiguas. De la misma forma que en el contenido de prolina los mayores valores de MDA se encontraron en los tratamientos afectados por el nematodo, sin micorrizas y sin biofumigar. Los tratamientos biofumigados y/o micorrizados presentaron menores concentraciones de MDA, no por un efecto directo sobre las membranas sino por el control ejercido sobre la población de *N. aberrans*.

La observación al microscopio de la presencia y la viabilidad del hongo *Funneliformis mosseae* en las raíces demostró que la biofumigación afectó no solo al nematodo sino también al hongo micorrícico. Los compuestos volátiles liberados por la descomposición de las Brassicaceas no son selectivos y afectaron la simbiosis. Esto podría explicar porque, cuando las Brassicaceas son integradas al momento del trasplante en forma simultánea con plantines micorrizados, no se observa sinergismo entre estas prácticas de control.

CONCLUSIONES Y CONSIDERACIONES FINALES

- La micorrización y la biofumigación fueron efectivas en reducir la población de *Nacobbus aberrans* tanto cuando se aplicaron de forma individual como de manera simultánea.
- No existió un mayor control del nematodo cuando los tratamientos se aplicaron de forma conjunta.
- La biofumigación aplicada en plantas micorrizadas afectó la colonización y la viabilidad de las estructuras de *F. mosseae*.
- La micorrización actúa como un agente mitigador del estrés que provoca el nematodo en la planta.

En este trabajo la biofumigación se realizó al trasplante, “acompañando” la implantación del cultivo micorrizado. Para poder obtener el mayor beneficio de las prácticas aquí evaluadas es necesario separarlas temporalmente en la unidad de producción. Para ello tendrán que considerarse otros aspectos tales como: el máximo aprovechamiento del efecto fertilizante que tiene la enmienda para los cultivos subsiguientes; el tiempo en que los gases biofumigantes permanecen activos en el suelo; buscar el “máximo contacto” de la biofumigación con el nematodo; y la protección de la biota benéfica del suelo, que es afectada por los gases que se liberan.

AGRADECIMIENTOS

A mis directores y a su grupo de trabajo por el tiempo dedicado a enseñarme las técnicas de laboratorio, el uso de equipamientos y programas de estadística utilizados a lo largo de todo el trabajo final.

A mi familia por darme los recursos y el apoyo necesario para terminar la carrera. De manera muy especial a mi novia Maria Eugenia, quien estuvo siempre a mi lado compartiendo mis alegrías y angustias, incentivándome para que me supere día a día y siempre apoyándome de manera incondicional.

Por último, quería remarcar el orgullo de haber pasado por esta casa de estudio, inclusiva, gratuita y de calidad.



BIBLIOGRAFÍA

Agroquímicos de Levante SA, (2019).
<https://www.portalteconoagricola.com/buscador/vademecum/esp/producto/AGROCELHON>

[E%20NE](#)

Alconada, M.; Cuellas, M.; Poncetta, P.; Barragán, S.; India, E.; Mitidieri, A. (2011). Fertilización en cultivos de tomate protegidos: Nutrición nitrogenada. Efectos en el suelo y en la producción. *Horticultura Argentina* 30: 5-13.

Al-Katib, K.; Libbeyand, C.; Boydston, R. (1997). Weed suppression with Brassica green manure crops in green pea. *Weed Science* 45:439-445.

Andrés, M.F. (2002). Estrategias de control y manejo de nematodos fitoparásitos. Pp. 221-227. En: *Ciencia y Medio Ambiente -CCMA-CSIC*. Ciencia y Medio Ambiente - *Segundas jornadas científicas sobre medio ambiente del CCMA-CSIC*.

Angus, J.F.; Gardner, P.A.; Kirkegaard, J.A.; Desmarchelier, J.M. (1994). Biofumigation: Isothiocyanates released from *Brassica* roots inhibit growth of the takeall fungus. *Plant and Soil* 162:107-112.

Archenti, A.; Ringuet, R.; Salva, M.C. (1993) Los procesos de diferenciación de los productores hortícolas de La Plata. Continuidad y Cambio. *Revista ETNIA*. Olavarría. 38-39:57-83.

Argerich, C. y Troilo, L. (2011). Diagnóstico socioeconómico del sector hortícola argentino. Pp.13-29. En: *Manual de Buenas Prácticas Agrícolas en la cadena del tomate*. FAO. Buenos Aires, Argentina.

Balatti, P. A.; López, S.M.Y.; Franco, M.E.E.; Lucentini, C.G.; Medina, R.; Saparrat, M.C.N. (2015). Centro de Investigaciones en Fitopatologías (CIDEFI).
<https://www.agro.unlp.edu.ar/laboratorio/centro-de-investigaciones-enfitopatologias-cidefi>

Bates, L.S.; Waldren, R.P.; Tease, I.D. (1973). Rapid determination of the proline for stress studies. *Plant and Soil* 85:107-129.

Barea, J.M.; Pozo, M.J.; Azcón, R.; Azcón-Aguilar, C. (2005). Microbial co-operation in the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany*, 56(417), 1761-1778.

Bello, A.; Escuer, M.; Sanz, R.; López-Pérez, J.A.; Guirao, P. (1997). Biofumigación, nematodos y bromuro de metilo en el cultivo de pimiento. Pp. 67-108. En: *Posibilidad de alternativas viables al Bromuro de Metilo en pimiento de invernadero*. (López J. A, Mora J. A, Eds). Editorial Consejería de Medioambiente, Agricultura y Agua, Murcia, España.

Bello, A.; López-Pérez, J.A.; Sanz, R.; Escuer, M.; Herrero, J. (2000). Biofumigation and organic amendments. Regional Workshop on Methyl Bromide Alternatives for North Africa and Southern European Countries, United Nations Environment Programme (UNEP), Francia, 113141.

Bocero, S.L. (2002). Cultivos protegidos y problemas ambientales: un estudio de la horticultura marplatense en la década del noventa. Tesis de Maestría, Facultad Latinoamericana de Ciencias Sociales, Universidad Nacional de Mar del Plata.

Bradford, M.M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*. 72:248-254.

CABI y EPPO. (1997). Quarantine pests for Europe. 2da Edición. CAB International, Wallingford, UK. Pp. 1425.

Castillo, P.; Nico, A. I.; Azcón, A. C.; del Rincón, R.; Calvet, C.; Jiménez, R. M. (2006). Protection of Olive Planting Stocks Against Parasitism of Root-Knot Nematodes by Arbuscular Mycorrhizal Fungi. EE. UU. *Plant Pathology*. 5:705-713.

Castillo, P.G.; Marbán-Mendoza, N. (1984). Histopatología y desarrollo de *Nacobbus aberrans* Thorne & Allen 1944 en raíces de *Capsicum annuum* y *C. baccatum*. *Agrociencia*. 56:85-93.

Cebolla, V.; Martinez, P.F.; Del Busto, A.; Cases, B. (1993). Control de *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi* mediante solarización combinada con fumigantes a bajas dosis. *Actas de Horticultura* 9:552-557

Cieza, R.I. (2005). Asesoramiento profesional y manejo de nuevas tecnologías en unidades de producción hortícolas del Gran La Plata, Argentina. *Scientia Agraria*. v 5. N° 1-2(5):79-85.

Coolen, W.A. (1979). Methods for the extraction of *Meloidogyne spp.* and other nematodes from roots and soil. Pp. 317-329. En: *Root knot nematodes (Meloidogyne species) Systematics, Biology and Control*. (Lamberti, F. y Taylor, C. E., eds.) Academic Press, London.

Costilla, M.; de Ojeda, S. (1985). Grado de susceptibilidad y resistencia de plantas cultivadas y no cultivadas al falso nematodo del nódulo *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen 1944 en la Argentina. Pp. 21-24. En: *Investigaciones Nematológicas en Programas Latinoamericanos de Papa*. (Franco, J. y Rincón, H. eds.). Centro Internacional de la Papa (CIP).

Del Pino, M. (2017). *Guía didáctica: Cultivo y manejo del cultivo de tomate*. Facultad de Ciencias Agrarias. Curso de Horticultura y Floricultura, Universidad Nacional de La Plata. 19 pp.

Dell' Amico, J.; Rodriguez, P.; Torrecilas, A.; Monte, A.; Sanchez-Blanco, M. (2002) Influencia de la micorrización en el crecimiento y las relaciones hídricas de plantas de tomate sometidas a un ciclo de sequía y recuperación. *Cultivos Tropicales*. 23:29-34.

Ducasse, A.; Garbi, M.; Morelli, G.; Grimaldi, M.C.; Somoza, J.; Carbone, A.; Cerisola, C.; Martínez, S. (2013). Características de híbridos de tomate utilizados como pie de injerto cultivados en suelos con nemátodos. *Libro de resúmenes XXXVI Congreso Argentino de Horticultura*. 24 al 26 de septiembre de 2013. Tucumán, Argentina. Pp. 51.

Durán, L.F.; Calderón, J.; Cruz, A.; Rivera, C.; Jiménez, J.I. (2006). Evaluación de micorrizas y nematicidas orgánicos en el manejo del nematodo agallador (*Meloidogyne spp*) en berenjena de exportación. Informe técnico. Programa de Hortalizas. Fundación hondureña de investigación agrícola. Pp. 104-111.

EPPO. (2019). EPPO Global Database (available online). <https://gd.eppo>.

Finlay, R.; Söderström, B. (1992). Mycorrhiza and carbon flow to the soil. En: Allen, M. F. Mycorrhizal functioning: an integrative plant-fungal process. Chapman & Hall, New York, p. 134–160.

Garat, J.J. (2002). Tomate platense en La Plata, Argentina. *Revista Biodiversidad*. Pp.19-21.

García Álvarez, A.; Díez-Rojo, M.A.; López-Pérez, J.A.; Bello, A. (2004). Materia orgánica, biofumigación y manejo de organismos del suelo patógenos de vegetales. Pp. 71-76. En., *Conocimientos, técnicas y productos para la agricultura y la ganadería ecológica*. (Labrador, J., Ed.) SEAE, Valencia. **García, M. y Kebat, C.** (2008). Transformaciones. en la horticultura platense. Una mirada a través de los censos. *Realidad Económica* 237110-134.

García, M. (2012). Análisis de las transformaciones de la estructura agraria hortícola platense en los últimos 20 años. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. U.N.L.P.

Gardezi, K.A.; Talavera-Magaña, D.; Ferrera- Cerrato, R.; Rodríguez-Meave, F.; Larque-Saavedra, M. (1999). Endomicorriza arbuscular, fertilización nitrogenada, e infección de *Nacobbus aberrans* en jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Avances de Investigación, Inst. de Fitosanidad, Colegio de Postgraduados, Montecillo, México. Pp. 127-128.

Garita, S.; Bernardo, V.; De Almeida Guimaraes, M.; Arango, M.C.; Ruscitti, M. (2019). Micorrización e enxertia melhoram o crescimento de tomateiro e diminuem a população de *Nacobbus aberrans*. *Revista Ciência Agronômica*. 50:609-615.

Gimsing, A.L. y Kirkegaard, J.A. (2006). Glucosinolate and isothiocyanate concentration in soil following incorporation of Brassica biofumigants. *Soil Biology and Biochemistry* 38:2255-2264.

Gimsing, A.L. y Kirkegaard, J.A. (2009). Glucosinolates and biofumigation: fate of glucosinolates and their hydrolysis products in soil. *Phytochem Review* 8:299-310.

Giovanetti, M. y Mosse, B. (1980). An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular infection in roots. *New Phytologist* 84:489-500.

Haglund, W.A. (1999). Metam sodium a potential alternative to methyl bromide. Annual International Research Conference on Methyl Bromide Alternatives and Emissions Reductions, San Diego, California, USA, 1-4 November.

Heath, R.L. y Packer, L. (1968). Photoperoxidation in isolated chloroplasts. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Archives in Biochemistry and Biophysics*. 125:189-198.

Hewezi, T. y Baum, T. (2013). Manipulation of plant cells by Cyst and Root-Knot Nematode Effectors. *Mol. Plant-Microbe Interactions* 26:9-16.

Hussey, R.S. y Barker, K.R. (1973). A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. *Plant Disease Reporter*, 57:1025-1028.

INDEC. (2010). Censo Nacional de Población, Hogares y Viviendas 2010.

Inserra, R.N.; Griffin, G.D.; Anderson, J.L. (1985). The false root-knot nematode *Nacobbus aberrans*. Utah Agricultural Experiment Station. Logan, Utah., USA. *Research bulletin* 510.

Kirkegaard, J.A. (2004). Evaluating biofumigation for soil-borne disease management in tropical vegetable production. *ACIAR Review Report* LWR2/2000/114.

Kjaer, A. (1976). Glucosinolates in cruciferae. Pp. 207-219. En: *The Biology and Chemistry of the Cruciferae* (Griffith Vaughan, J., MacLeod, A. J., Jones, B. M. G., eds.) Academic Press, London.

Labrador Moreno, J. (1996). *La Materia orgánica en los Agrosistemas: aproximación al conocimiento de la dinámica, la gestión y la reutilización de la materia orgánica en los agrosistemas* 293 pp. Ministerio de Agricultura, pesca y alimentación- Ed.

Lax, P.; Becerra, A.; Soteras, F.; Cabello, M.; Doucet, M. E. (2011). Effect of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* on the false root-knot nematode *Nacobbus aberrans* in tomato plants. *Biology and Fertility of Soils*. 47:591-597.

Ledent, F. (2002). *Déficit hídrico y crecimiento de las plantas: respuestas al déficit hídrico. Comportamiento morfofisiológico. Modelado del crecimiento de las plantas.* 79 pp. Fundación PROINPA, Cochabamba, Bolivia.

Linderman, R.G. (1992). Vesicular-arbuscular mycorrhizal on the presence of arbuscular mycorrhizal spores in a hize and soil microbial interactions. In Mycorr- swedish long-term field experiment. Swedish J. agric. hize in sustainable agriculture. Ed. G.J. Bethlen- Res. 24: 157-164. falvay and R. G. Linderman. Madison, Wisconsin, USA. ASA Special Publication Number 54. p. 45- ROJAS, I.M.

Lutts, S.; Kinet; J.M.; Bouharmont, J. (1996). NaCl-induced senescence in leaves of rice (*Oryza sativa* L) cultivars differ in salinity resistance. *Annals of Botany*. 78:389-398.

Manici, L.M.; Lazzeri, L.; Palmieri, S. (1997). *In vitro* fungitoxic activity of some glucosinolates and their enzyme derived products toward plant pathogenic fungi. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 45:2768-2763.

Manzanilla-López, R.H.; Costilla, M.A.; Doucet, M.E.; Franco, J.; Inserra, R.N.; Lehman, P.S.; Cid del Prado-Vera, I.; Souza, R.M.; Evans, K. (2002). The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): Systematics, distribution, biology and management. *Nematropica*. 32:149-227.

Marro, N.; Lax, P.; Cabello, M.; Doucet, M.E.; Becerra, A.G. (2014). Use of the Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Glomus intraradices* as Biological Control Agent of the Nematode *Nacobbus aberrans* Parasitizing Tomato. *Brazilian Archives of Biology and Technology*. 57(5):668-674.

Marro, N.; Caccia, M.; Doucet, M.E.; Cabello, M.; Becerra, A.G.; Lax, P. (2017). Mycorrhizas reduce root penetration by false root-knot nematode *Nacobbus aberrans*. *Applied Soil Ecology*. 124:262-265.

Minuto, A; Pome, A.; Gullino, M.L; Garibaldi, A. (2000). Soil fumigation for the control of *Phytophthora cryptogea* on gerbera. Lotta al marciume basale su gerbera con l'uso di fumiganti. *Colture-Protette*, 29:109-112.

Mitidieri, M.; Brambilla, M.; Piris, M.; Piris, E.; Maldonado, L. (2005). El uso de portainjertos resistentes en cultivo de tomate bajo cubierta: resultados sobre la sanidad y el rendimiento del cultivo. INTA Centro Regional Buenos Aires Norte. Bs. As., Argentina. 8 pp.

Molina-Vargas, L.F. y Bentura-Castellanos, J.U. (2009). Efecto inhibitorio *in vitro* de cinco isotiocianatos sobre *Rhizoctonia solani* Kühn AG-3. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental* 1: 37-40.

Phillips, J.M. y Hayman, D.S. (1970). Improved procedure of clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of British Mycological Society* 55:159-161.

Price, A.J.; Charron, C.S.; Saxton, A.M.; Sams, C.E. (2005). Allyl Isothiocyanate and Carbon Dioxide Produced during Degradation of *Brassica juncea* Tissue in Different Soil Conditions. *HortScience*. 40:1734-1739.

Rosa, E.A.S. y Rodríguez, P.M.F. (1999). Towards a more sustainable agriculture system: the effect of glucosinolates on the control of soil –borne diseases. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology*. 74:667-674.

Ruscitti, M.; Arango, C.; Beltrano, J. (2017). Improvement of copper stress tolerance in pepper plants (*Capsicum annuum* L.) by inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi. Theoretical and Experimental Plant Physiology DOI 10.1007/s40626-016-0081-7. e-ISSN 2197-0025.

Sarandón, S.J.; Flores, C.C.; Abbona, E.; Iermanó, M.J.; Blandi, M.L.; Oyhhamburu, M.; Presutti, M. (2015). Análisis del uso de agroquímicos asociado a las actividades agropecuarias de la Provincia de Buenos Aires. Pp. 18-495. En *Relevamiento de la utilización de Agroquímicos en la Provincia de Buenos Aires - Mapa de situación e incidencias sobre la salud*. Defensoría del Pueblo de la Provincia de Buenos Aires, La Plata

Schaffer, G.F. y Peterson, R.L. (1993). Modifications to clearing methods used in combination with vital staining of roots colonized with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*. 4:29-35.

Selis, D. (2012) Análisis de la institucionalidad asociada a los procesos de innovación tecnológica en el sector hortícola del Gran La Plata. *Mundo Agrario*, 12:25.

Sher, S.A. (1970). Revision of the genus *Nacobbus* Thorne and Allen, 1944 (Nematoda: Tylenchoidea). *Journal of Nematology*, 2:228-235.

Smith, S. y Read, D. (2008). Colonization of roots and anatomy of arbuscular mycorrhiza. London: Pp. 42-90. En: *Mycorrhizal Symbiosis*, (Smith, S. y Read, D. eds.). (Academic Press, London.

Souza Casadinho, O. y Bocero, S. (2008). Agrotóxicos: Condiciones de utilización en la horticultura de la Provincia de Buenos Aires (Argentina), *Revista Iberoamericana de Economía Ecológica*, 9:87-101.

Tianguistengo-Morales, A.; Marban-Mendoza, N.; Valadez-Moctezuma, E.; Juárez-Hernández, P.; Guerrero-Toledo, F. de M.; Cabrera-Hidalgo, A. (2017). Análisis PCR-RFLP de la región 18s del DNAr de poblaciones de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944. *Revista mexicana de Fitosanidad*. 1:37-46

Viteri, M.L., Ghezán, G.; Iglesias, D. (2013). Tomate y lechuga: producción, comercialización y consumo. Estudio socioeconómico de los sistemas agroalimentarios y agroindustriales. Área Estratégica de Economía y Sociología. Proyecto Propio de la Red

Vos, C.; Claerhout, S.; Mkandawire, R.; Panis, B.; De Waele, D.; Elsen, A. (2012). Arbuscular mycorrhizal fungi reduced root-knot nematode penetrations through altered root exudation of their host. *Plant and Soil*. 354:335-345.