

INVESTIGACIÓN ORIGINAL

Uso de *Trichoderma asperellum* y lombricomposta para el control de secadera en *Physalis ixocarpa* Brot

Ceballos-Chávez, Á. R.,¹ Lizárraga-Sánchez, G. J.,^{1*} López-Valenzuela, B. E.,² Félix-Gastélum, R.,¹ Longoria-Espinoza, R. M.² y Beltrán-Peña, H.¹

Recibido: 13 de agosto de 2021

Segunda revisión: 4 de octubre de 2021

Aceptado: 6 de octubre de 2021

RESUMEN

La enfermedad de la marchitez ocasionada por el complejo de hongos puede causar pérdidas de un 50 % en *Physalis ixocarpa*. El objetivo de este trabajo fue determinar la efectividad de *Trichoderma asperellum* y lombricomposta como estrategia de biocontrol en condiciones *in vitro* e invernadero. Se realizó la evaluación de antagonismo, de la cual se obtuvo la cepa con mayor grado de inhibición, inoculando 5 g de cada uno de los patógenos; el antagonista fue inoculado cinco días después, con una concentración de 1×10^6 microconidios mL^{-1} , al utilizar como sustrato lombricomposta de ganado vacuno, ovino y suelo de aluvión. Evaluando diferentes variables agronómicas, se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo factorial con un nivel de significancia de $p < 0.005$. *T. asperellum* inhibió a los patógenos con un 83 % respecto al 100 %; el tratamiento de lombricomposta de ganado ovino + suelo aluvión + *T. asperellum* fue el mejor sustrato.

Palabras clave: marchitez; patógeno; antagonista; complejo de hongos.

1 Universidad Autónoma de Occidente-UR Los Mochis, Sinaloa, México.

2 Laboratorio de Fitopatología de la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte (FAVF), Sinaloa, México.

* Autor para correspondencia: glendalizarraga@favf.mx

ABSTRACT

The wilt disease caused by the fungal complex can cause losses of 50% in *Physalis ixocarpa*. The objective of this work was to determine the effectiveness of *Trichoderma asperellum* and vermicompost as a biocontrol strategy in *in vitro* and greenhouse conditions. The antagonism evaluation was carried out of which the strain with the highest degree of inhibition was obtained, inoculating 5 g of each of the pathogens; the antagonist was inoculated five days later, with a concentration of 1×10^6 microconidia mL⁻¹, when using a vermicompost substrate for cattle, sheep, and alluvial soil. Evaluating different agronomic variables, a completely randomized design with factorial arrangement with a significance level of $p < 0.005$ was used. *T. asperellum* inhibited pathogens with 83% compared to 100%; the treatment of vermicompost of sheep + alluvial soil + *T. asperellum* was the best substrate.

Keywords: wilt; pathogen; antagonist; fungal complex.

INTRODUCCIÓN

En México, el tomate verde o tomatillo (*Physalis ixocarpa* Brot.) se encuentra dentro de las cinco hortalizas más cultivadas (Sader [Sagarpa], & SIAP, 2018) con un total de 22 952 ha sembradas con una producción de 421 769 t. El estado de Sinaloa es el principal productor con una superficie sembrada de 6993 ha, produciendo 120 370 t, y le continúan Nayarit con 21 915 t; Michoacán con 2836 t; y Chiapas con 2555 t (SIAP, 2019).

En Sinaloa, se ha identificado la presencia de enfermedades fúngicas en el cultivo del tomate verde (*Physalis ixocarpa*), como la marchitez, la cual puede presentarse cuando la siembra es directa, aunque los mayores daños ocurren en los almácigos establecidos en charolas bajo invernaderos o cubiertos con malla-sombra. Los hongos invaden los tejidos radicales y meristemáticos, lo que provoca necrosis de los tejidos vasculares ahorcando la planta; conociéndose como agente causal de esta enfermedad a un complejo de hongos, tales como *Fusarium oxysporum*, *Macrophomina phaseolina* y *Rhizoctonia solani* (Apodaca *et al.*, 2013).

El uso excesivo de plaguicidas químicos puede originar la selección de resistencia en poblaciones

de algunas especies patogénicas, contaminación de mantos acuíferos, repercusiones en la salud humana e inocuidad alimentaria. Debido a lo anterior, se han buscado alternativas más afables ambientalmente, como el control biológico, el cual posee buenas cualidades por su versatilidad, adaptabilidad y fácil manipulación (Franco *et al.*, 2012; Guédez *et al.*, 2012; Martínez, Infante, & Reyes, 2013). Gran parte de los beneficios del control biológico es que se modifican las condiciones ambientales, estimulando el crecimiento de las plantas y potencializando los mecanismos de defensa o produciendo antibióticos; de igual manera, también se puede realizar un biocontrol directamente mediante micoparasitismo (Guigón, & Guerrero, 2010).

El control biológico se define como el uso de organismos (o de sus metabolitos o subproductos) que son enemigos naturales de una plaga o patógeno, con el fin de reducir o eliminar sus efectos dañinos en plantas o sus productos (Serrano, & Galindo, 2007); es a menudo una actividad comercial de enemigos naturales (Lenteren, 2012), por ejemplo, *Bacillus subtilis* o *Trichoderma* spp. Pueden ayudar al manejo de la enfermedad cuando se aplican a las plántulas en los semilleros o mediante el goteo en la plantación definitiva (Apodaca *et al.*, 2008).

Por otro lado, el uso de sustrato de lombricomposta ha demostrado ser una estrategia efectiva a largo plazo, ya que es necesaria la adaptación y establecimiento de los microorganismos al ambiente donde se aplica un mecanismo muy diferente al de los productos químicos por su rápida acción (Oliveros *et al.*, 2012).

El objetivo del presente estudio fue desarrollar una alternativa de control biológico para el manejo de hongos causantes de la marchitez (*F. oxysporum*, *M. phaseolina* y *R. solani*) del tomate verde por medio de evaluaciones, tanto *in vitro* como *in planta* mediante el género *T. asperellum* y, con ello, disminuir la aplicación de productos químicos que dañen el ambiente.

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención de aislados

Las cepas patógenas (*F. oxysporum*, *M. phaseolina* y *R. solani*) fueron obtenidas y aisladas en 2015 del material vegetativo de raíz y cuello de plantas de tomate verde pertenecientes a campos agrícolas de Guasave, Ahome y El Fuerte, Sinaloa. Se etique-

taron cada uno de los aislados: *F. oxysporum* (F-05, F-17 y F-22), *M. phaseolina* (M-12, M-30 y M-85) y *R. solani* (R-21, R-32 y R-80). Los aislados fueron conservados: para *F. oxysporum* se realizó en tubos Falcon de 50 mL con arena de río previamente tamizada y esterilizada (Gutiérrez *et al.*, 2017); para *M. phaseolina* y *R. solani* se conservaron en tubos de ensayo de 50 mL en medio papa dextrosa agar (PDA) a 4 °C (Panizo *et al.*, 2005).

La cepa de *T. asperellum* fue aislada en 2014, obtenida de la raíz de bugambilia (*Bougainvillea spectabilis*) en Ahome, Sinaloa. La cepa de *T. asperellum* se conservó en tubos Falcon de 50 mL en medio PDA, adicionándole CaCO₃. Asimismo, se reactivaron y se purificaron con la metodología de Gato (2010) y López *et al.* (2015).

Cultivos duales

Para determinar el grado de inhibición, se desarrollaron pruebas *in vitro*, evaluando la correlación de ambos microorganismos (patógenos-antagonista), obteniendo la cepa con mayor grado de inhibición, tanto de forma estadística como por la escala propuesta por Baker y Cook (1974) (Tabla 1), la cual fue utilizada para evaluar las fuentes de inóculo (Panizo *et al.*, 2005; Gato, 2010; Guigón, & Guerrero, 2010).

El porcentaje de inhibición del crecimiento radial, se llevó a cabo mediante confrontaciones duales entre los microorganismos (patógeno-antagonista) en cajas Petri con medio de cultivo PDA y con ayuda de un sacabocado; se tomaron discos de 10 mm de diámetro con micelio del antagonista (*T. asperellum*) y los patógenos (*F. oxysporum*, *M. phaseolina* y *R. solani*); se colocaron en los extremos de la caja Petri a 6.0 cm de separación uno del otro y los discos con el micelio, se incubaron a 27 °C; se midió el crecimiento durante 7 días con un calibrador Vernier digital (marca Truper). Los datos obtenidos se transformaron en una escala de capacidad antagónica (Tabla 1).

Para ensayos *in vitro*, se utilizó la técnica modificada por López *et al.* (2015). Se determinó el porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR), de acuerdo con la fórmula $PICR = (R1 - R2) / R1 \times 100$ (Rhaim, 2014; Duarte, Lamz, & Martínez, 2017).

Producción de inóculo

Para las cepas de *Ma. phaseolina* y *R. solani*, se utilizaron frascos de cristal con tapa plástica, con 350 g de sorgo (*Sorghum vulgare*) quebrado estéril, envueltos con papel aluminio (previamente se esterili-

zaron a 12 °C por 1 h). Posteriormente, se agregaron 10 discos miceliales de 0.5 cm de diámetro del aislado correspondiente; se incubaron a temperatura ambiente en completa oscuridad. Para el inóculo de *F. oxysporum*, se agregaron discos miceliales con 6 días de crecimiento; de igual manera, en frascos de vidrio con 350 g de maíz (*Zea mays*) amarillo quebrado estéril por 30 días a temperatura ambiente (Vázquez *et al.*, 2009; Armando *et al.*, 2017).

Bioensayo in planta

La evaluación del biocontrol de *T. asperellum* y lombricomposta sobre *F. oxysporum*, *M. phaseolina* y *R. solani*, se llevó a cabo bajo condiciones de invernadero. Se sembraron de 5 a 8 semillas de tomate verde, de la variedad Querétaro (91 % de germinación), en bolsas de polietileno de 1 kg de capacidad; una vez germinadas las semillas, se dejaron 4 plantas por maceta. Se aplicaron riegos a capacidad de campo 4 veces por semana.

La confrontación dual se realizó en plantas de *P. ixocarpa*, con 45 días de crecimiento, estableciendo 10 tratamientos (Tabla 2) mediante un diseño experimental completamente al azar, con arreglo factorial, con un total de 10 tratamientos con 4 repeticiones por tratamiento, dejando como control el tratamiento 10 (testigo positivo). Resultando con un total de 180 unidades experimentales por bioensayo, de los cuales se utilizaron 50 kg de lombricomposta de ganado vacuno, al igual que de ganado ovino, y el resto de suelo aluvión pasteurizado (80 kg) por bioensayo. El bioensayo tuvo una duración de 30 días de crecimiento después de la inoculación de los patógenos; el primer bioensayo se estableció de diciembre de 2018 a febrero de 2019 y el segundo, de marzo a mayo de 2019, siguiendo la técnica propuesta por González, Maruri y González (2005), donde se evaluaron diversos sustratos de suelo mediante la inoculación con *T. asperellum* y los patógenos *F. oxysporum*, *M. phaseolina* y *R. solani*.

Para inocular los patógenos (*F. oxysporum*, *M. phaseolina* y *R. solani*), se utilizó la metodología propuesta por Johnson y Carl (1972) usando una espátula estéril con la cual se removió la capa superficial de suelo o sustrato que cubría las raíces secundarias de cada planta experimental y se mezcló con 5 g del inóculo correspondiente preparado en sorgo (*S. vulgare*) y maíz (*Z. mays*). Para el caso de *F. oxysporum* esta mezcla sirvió para cubrir nuevamente las raíces; en el caso con *T. asperellum* (técnica modificada para antagonista), se inoculó mediante el mé-

todo de inyección de esporas en la rizósfera de las plantas en el bioensayo. Cada unidad experimental, se inoculó con 10 mL de una solución conidial de *T. asperellum* a una concentración de 1×10^6 esporas mL⁻¹ y con 10 mL de agua destilada, obteniendo un conteo de 2089 a 2600 esporas mL⁻¹ el cual fue inoculado 5 días después de agregar el inóculo de los patógenos. Se aplicó a una profundidad de 2.0 cm, a partir de los 8 días después de la siembra (dds) y se agregó una solución de fertilizante comercial triple 17 ultrasoluble en concentración de 2 gL⁻¹ por unidad experimental en el tratamiento 7.

Se evaluó la incidencia de la enfermedad (%) (plantas marchitas o con muerte total) por tratamiento cada 48 h durante 30 días y se estimó mediante la fórmula $I_i = (n_i / N_i)100$ (metodología complementada por Magdaleno *et al.*, 2006; Vázquez *et al.*, 2009; Peña *et al.*, 2014). Para obtener la longitud de la planta, se siguió la técnica empleada por Peña *et al.* (1998) en la cual se utilizó una regla metálica graduada en centímetros, donde se tomó la medida desde la punta de la raíz hasta la copa de la última rama apical; en el caso del peso fresco del follaje y la raíz, se cortó la planta en dos partes, a partir de la base del tallo, y se pesó independientemente cada parte en una balanza analítica (ZEN 236); para estimar el peso seco del follaje y la raíz, se colocaron en bolsas de papel de 500 g y, posteriormente, se secaron en estufa a 70 °C durante 72 h; y, finalmente, se pesaron en una balanza analítica (metodología complementada por Magdaleno *et al.*, 2006). En cuanto a la severidad, se utilizó una escala de daño de la raíz (Tabla 3), de acuerdo con Abdel-Fattah *et al.* (2010).

Tabla 3. Escala de daño de la raíz, de acuerdo con Carling *et al.* (1999)

Valor	Parámetro de sintomatología
0	Sin daños
1	Decoloración menor de hipocótilo
2	Decoloración más lesiones necróticas pequeñas (< 1 mm de diámetro) en el hipocótilo
3	Decoloración con lesiones necróticas grandes (\geq 1 mm de diámetro) en el hipocótilo
4	Muerte de la planta

Fuente: Carling *et al.* (1999).

Análisis estadístico

Los datos registrados fueron sometidos a un análisis de varianza (Anova) no paramétrico, recurriendo a la prueba Wilcoxon/Kruskal-Wallis (Rank sums) ($p < 0.005$), por lo que se procedió a utilizar el *software* estadístico InfoStat (*software* versión estudiantil, 2016). Para los bioensayos *in planta*, se utilizó una prueba paramétrica, de acuerdo con el diseño experimental empleado en dos modalidades, el cual involucró los 10 tratamientos utilizando el método de comparación de medias de Tukey, con una probabilidad de $p < 0.05$, empleando, para ello, el paquete estadístico Statistical Analysis System (SAS) versión 9.4.

RESULTADOS

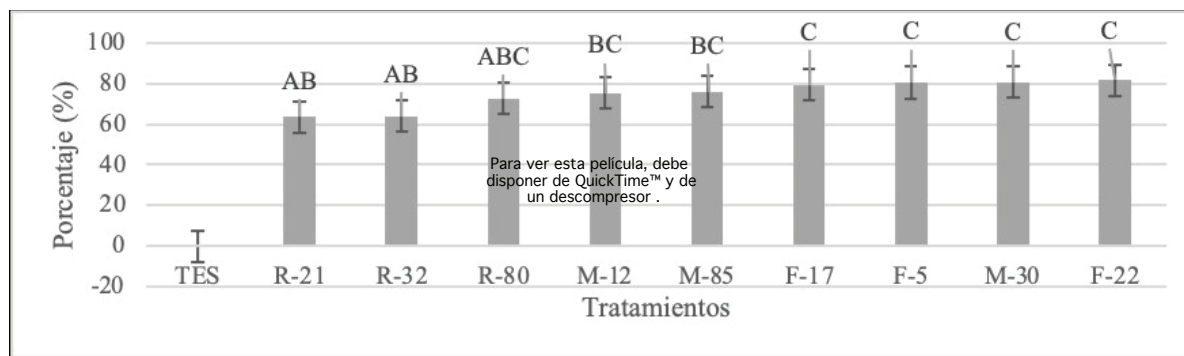
Confrontación *in vitro*. Todas las cepas aisladas mostraron las clases 1 y 2 (Tabla 1) de antagonismo contra los patógenos, de acuerdo con la escala de capacidad antagonica propuesta por Bell, Well y Markham (1982), estadísticamente identificadas (Figura 1) entre los tratamientos; las cepas de ambos bioensayos *in vitro* presentaron menor crecimiento en los aislados de *F. oxysporum* y un aislado de *M. phaseolina* (M-30) respecto al testigo.

Tabla 1. Escala de capacidad antagonica *in vitro* para *Trichoderma* spp., de Baker y Cook (1972)

Grados en la escala	Características del grado
1	<i>Trichoderma</i> spp. crece completamente sobre la colonia del patógeno y cubre la superficie del medio de cultivo.
2	<i>Trichoderma</i> spp. crece, al menos, sobre las dos terceras partes de la superficie del medio de cultivo.
3	<i>Trichoderma</i> spp. y el patógeno cubren aproximadamente la mitad de la superficie del medio de cultivo.
4	El patógeno crece, al menos, en las dos terceras partes del medio de cultivo, limitando el crecimiento de <i>Trichoderma</i> spp.
5	El patógeno crece sobre la colonia de <i>Trichoderma</i> spp. ocupando toda la superficie del medio de cultivo.

Fuente: Baker y Cook (1974).

Figura 1. Porcentaje de inhibición de *Trichoderma asperellum* contra patógenos respecto al testigo



F = *Fusarium oxysporum*; M = *Macrophomina phaseolina*; R = *Rhizoctonia solani*; TES = Testigo

Fuente: elaboración propia, 2021.

Evaluación en condiciones de invernadero.

Para llevar a cabo la evaluación *in planta* de control biológico de *T. asperellum* sobre *F. oxysporum*, *M. phaseolina* y *R. solani* con distintos sustratos, se obtuvo una muestra representativa de ambas compostas para su análisis químico con el objetivo de utilizarlo como sustrato en la realización de bioensayos con diversos sustratos de ambas compostas (lombricomposta de ganado ovino y lombricomposta de ganado vacuno).

Altura. Se observó una mayor altura de la planta (cm) en el tratamiento 8 (lombricomposta + suelo + *Trichoderma*) de 50 % respecto al testigo de 100 %; seguido de los tratamientos que fueron inoculados con *T. asperellum* (tratamientos 9, 4 y 5) (Tabla 2) en comparación con la menor altura de la planta en relación con el testigo que presentó el tratamiento 7 (Figura 2). Se observa que no hay diferencias significativas con *Fusarium* y *Macrophomina* respecto al testigo, y con *R. solani* y mezcla de patógenos difieren significativamente del testigo (Figura 3).

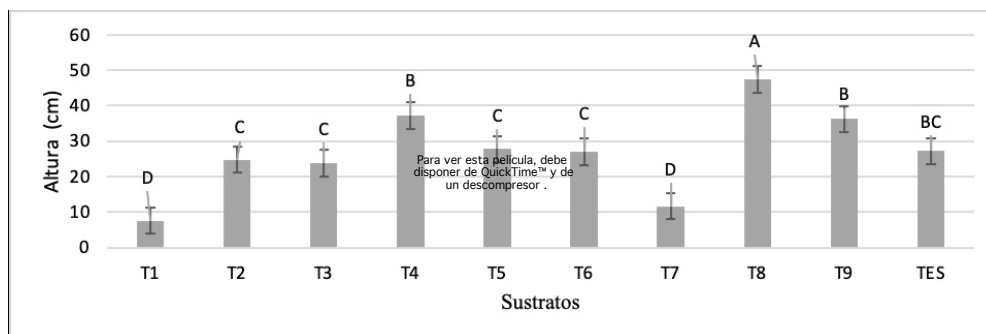
Tabla 2. Tratamientos a evaluar en el experimento *in planta* bajo condiciones de invernadero

Número de Tratamiento	Descripción de tratamientos
1	Suelo aluvión + patógenos (F, M y R)
2	<i>Trichoderma asperellum</i> + suelo aluvión + patógenos
3	Lombricomposta de vacuno + patógenos
4	<i>Trichoderma asperellum</i> + lombricomposta de ovino + patógenos
5	<i>Trichoderma asperellum</i> + lombricomposta de vacuno + patógenos
6	Lombricomposta de ovino + patógenos
7	Fertilización química con una solución triple 17 ultrasoluble de 2 g L ⁻¹ + patógenos
8	Lombricomposta de ovino + suelo aluvión + <i>Trichoderma asperellum</i> + patógenos
9	Lombricomposta de vacuno + suelo aluvión + <i>Trichoderma asperellum</i> + patógenos
10	Testigo positivo

F = *Fusarium oxysporum*; M = *Macrophomina phaseolina*; R = *Rhizoctonia solani*

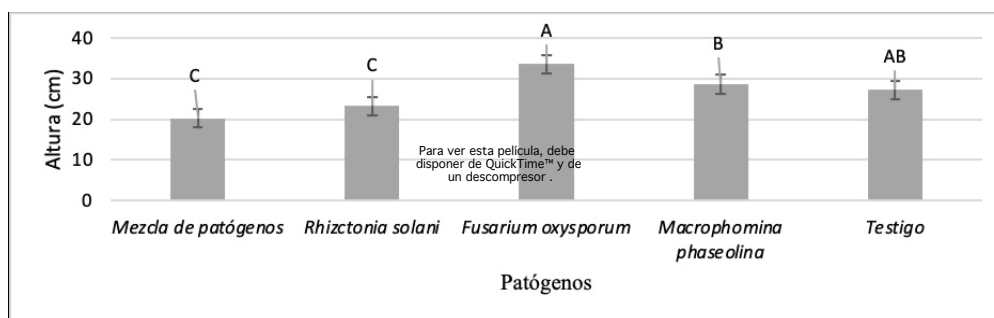
Fuente: elaboración propia, 2021.

Figura 2. Altura de la planta (cm) respecto a los diferentes sustratos



Fuente: elaboración propia, 2021.

Figura 3. Altura de la planta (cm) en relación con los diferentes patógenos

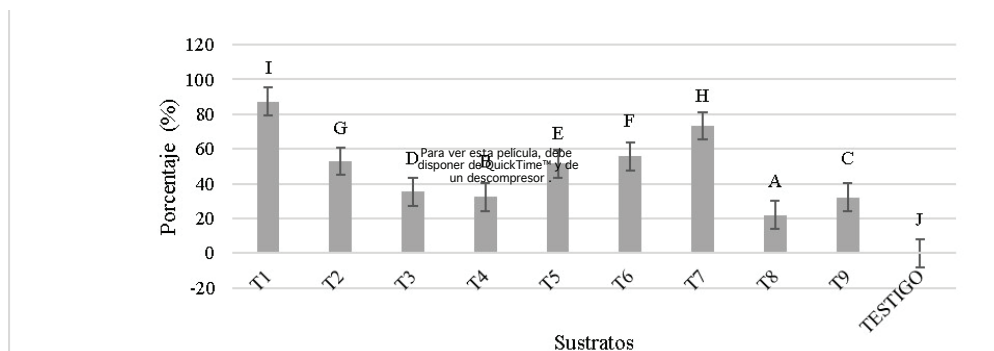


Fuente: elaboración propia, 2021.

Incidencia. En los tratamientos inoculados con el antagonista (*T. asperellum*) mostraron menor porcentaje de incidencia en cuanto a los sustratos, desarrollándose mayor incidencia en los tratamien-

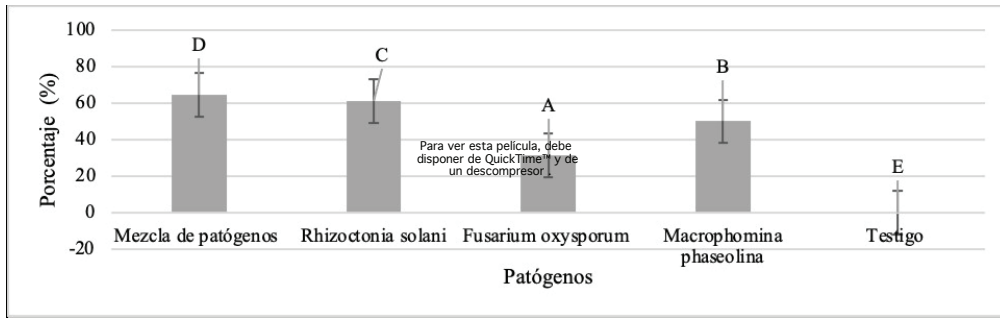
tos 1 (suelo + patógenos) y 7 (suelo + fertilización química) (Figura 4). Se pudo apreciar que se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos en relación con el testigo (Figura 5).

Figura 4. Incidencia en planta de tomate verde (*Physalis ixocarpa*) observada cada 48 h durante 30 días respecto a los sustratos



Fuente: elaboración propia, 2021.

Figura 5. Incidencia en planta de tomate verde (*Physalis ixocarpa*) observada cada 48 h en relación con los patógenos

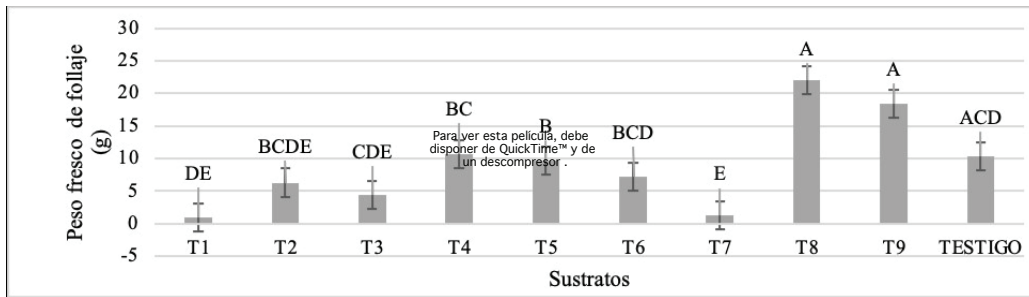


Fuente: elaboración propia, 2021.

Peso fresco de follaje. Los sustratos que favorecieron a tratamientos que mostraron mayor peso fresco de follaje son el 8, 9 y 4 (Figura 6); mientras que, en el caso de los patógenos, los tratamientos

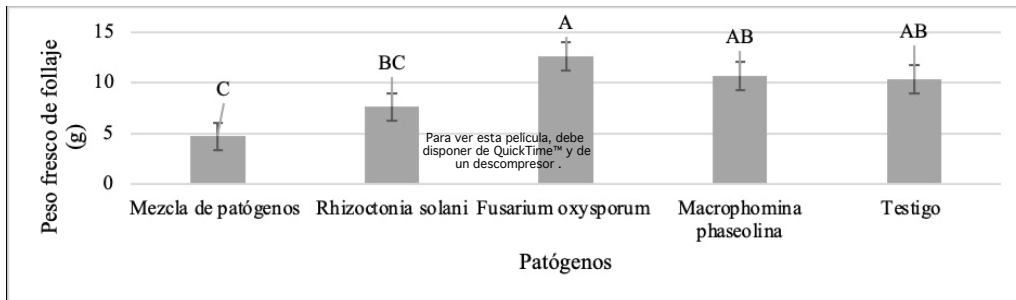
que presentaron menor peso fresco fueron la mezcla de patógenos y *R. solani* respecto al testigo (Figura 7).

Figura 6. Peso fresco (g) de follaje respecto a los sustratos



Fuente: elaboración propia, 2021.

Figura 7. Peso fresco (g) de follaje en relación con los patógenos

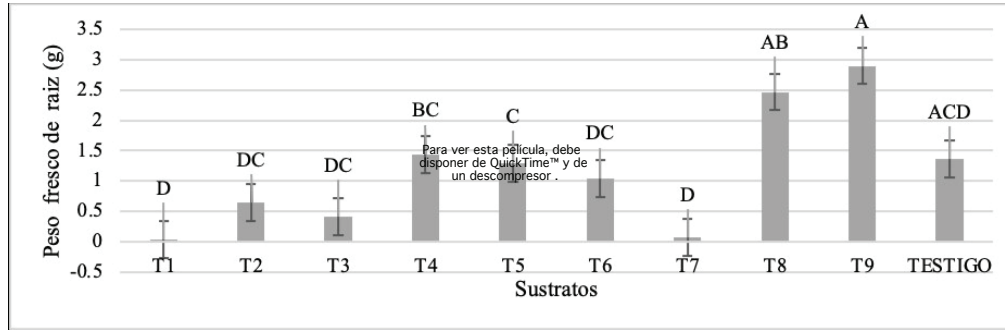


Fuente: elaboración propia, 2021.

Peso fresco de raíz. El tratamiento que mostró mayor peso fresco de raíz fue el 9 en relación con el testigo (Figura 8); mientras que, en el caso de

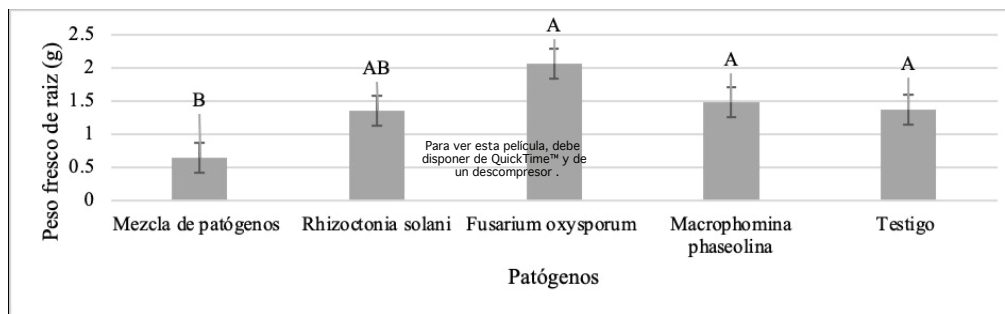
los patógenos, el tratamiento que presentó menor peso fresco fue la mezcla de patógenos respecto al testigo (Figura 9).

Figura 8. Peso fresco (g) de raíz respecto a los sustratos



Fuente: elaboración propia, 2021.

Figura 9. Peso fresco (g) de raíz en relación con los patógenos

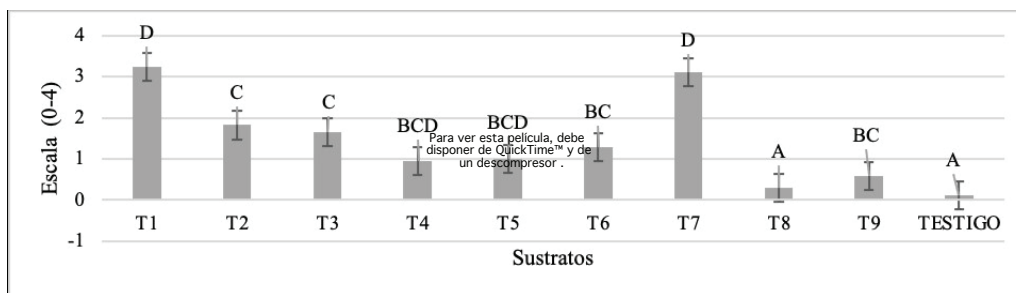


Fuente: elaboración propia, 2021.

Severidad. Se observó que la severidad en el testigo fue menor a 1 con los tratamientos que fueron estadísticamente iguales o menores a 1 (tratamientos 8, 9, 4 y 5) (Figura 10). Por otro lado, en lo

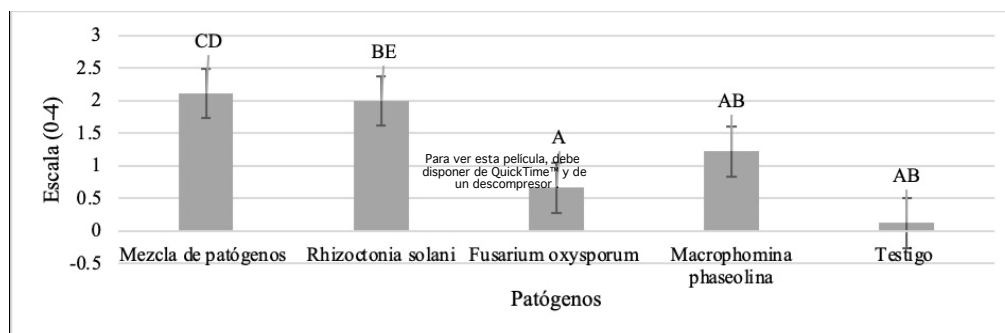
que conlleva a los patógenos, de igual manera los valores se repitieron con valores menores a 1 en el caso del testigo, coincidiendo con el tratamiento de *F. oxysporum* (Figura 11).

Figura 10. Escala de severidad expresada con valores de 0-4 respecto a los sustratos



Fuente: elaboración propia, 2021.

Figura 11. Escala de severidad expresada con valores de 0-4 en relación con los patógenos



Fuente: elaboración propia, 2021.

DISCUSIONES

El grado de inhibición observado en los aislados de los patógenos recolectados en los municipios de Guasave, Ahome y El Fuerte, tanto de *F. oxysporum* como *M. phaseolina*, fue entre 70 % y 82 %, ubicándose en los grados 1 y 2 de la escala propuesta por Bell *et al.* (1982), con un crecimiento micelial de 8.0 mm diarios, coincidiendo totalmente con lo descrito por Guevara *et al.* (2016) en Río Grande, Brasil, evaluando el alto grado de inhibición de *Trichoderma* realizado en confrontación *in vitro* de 70 % frente a *F. oxysporum*, así como una alta eficiencia protectora de plantas con 90 %, ejerciendo como biocontrolador del mismo.

Estudios realizados en China y Taiwán reportan un alto porcentaje de inhibición del hongo del género *T. asperellum*, el cual ha presentado un rendimiento de 65 %, tanto *in vitro* como *in planta* de inhibición contra patógenos de suelo, como *Fusarium verticillioides*; asimismo, ha desarrollado el fortalecimiento de plantas, además de producir celulasas, quitinasas, ácido indolacético, proteasas y sideróforos, añadiendo significativamente el crecimiento de absorción de nutrientes, principalmente de fósforo, potasio, magnesio y zinc (Tzu *et al.*, 2018; Veenstra, Suhail, & Murray, 2019). López *et al.* (2015) reportaron la presencia de tres aislados (*T. asperellum*) nativos como antagonistas de *Phymatotrichopsis omnivora*, agente causal de la pudrición texana; encontraron una capacidad antagónica de entre 61.4 % y 90.1 %, con una tasa micelial diaria de 2.23 mm. El grado de inhibición observado en los aislados de los patógenos recolectados en los municipios de Guasave, Ahome y El Fuerte, tanto de *F. oxysporum* como *M. phaseolina*, mostraron un grado de inhibición de entre 70 % y 82 %, ubicándose en los grados

1 y 2 de la escala propuesta por Bell *et al.* (1982), con un crecimiento micelial de 8.0 mm diarios. En Colombia se han desarrollado estudios presentados por Cubillos, Páez y Mejía (2011), impactando en 30 % de pérdidas de plantas de maracuyá, que son atacadas por un complejo de hongos de suelo como consecuencia de la muerte de unidades productivas, causadas por la enfermedad de secadera o marchitez vascular. A su vez, en México también se han presentado pérdidas hasta de 50 % en el cultivo de *P. ixocarpha*, principalmente por *F. oxysporum*, *M. phaseolina*, *R. solani*, *Pythium*, *Phytophthora*, entre otros (Apodaca *et al.*, 2008), de los cuales *P. ixocarpha* se ha visto afectado por un complejo de hongos (específicamente *F. oxysporum*), ocasionando amarillamiento e, incluso, la muerte de la planta, lo que disminuye drásticamente el rendimiento del cultivo (Apodaca *et al.*, 2008; Miranda *et al.*, 2015; López *et al.*, 2019), por lo que se propone el uso de sustratos que contengan *T. asperellum* más suelo aluvión y lombricomposta de ganado ovino, a diferencia de los patógenos donde no se presentó un valor mayor, tanto *in vitro* como *in planta* (*R. solani* y mezcla de patógenos), de acuerdo con los datos estadísticos.

CONCLUSIONES

En cultivos duales *in vitro*, se presentaron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, mostrando mayor inhibición en todos los aislados de *F. oxysporum* y uno de *M. phaseolina* (M-30). La mezcla de *T. asperellum* más lombricomposta de ganado ovino más suelo aluvión, es una buena medida de control biológico para el manejo del complejo de hongos de suelo, por lo que se considera ser aplicado en un manejo integrado como mejor estrategia

de control en el desarrollo de las primeras etapas fenológicas de la planta bajo condiciones controladas.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdel-Fattah, G. M., & Shabana, Y. M. (2010). Efficacy of the Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Glomus clarum* in Protection of Cowpea Plants against Root Rot Pathogen *Rhizoctonia solani*. *J. Plant Dis. Prot.*, 109(2), 207-215. <https://www.jstor.org/stable/43216197>
- Apodaca, S. M. A. (2013). Enfermedades de tallo y de la raíz (secadera). En: Fundación Produce Sinaloa, A. C. Memoria de la Jornada de Tecnología de Producción de Tomatillo. Culiacán, Sinaloa, México, pp. 7-18. <https://pdfs.semanticscholar.org/5237/cce3f1fcf4fa60d5ff1e02ea560734358532.pdf>
- Apodaca, S. M. A., Barreras, S. M. A., Cortez, M. E., & Quintero, B. J. A. (2008). Enfermedades del tomate de cáscara en Sinaloa. F. Téc., 31. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias/Centro de Investigación Regional del Noreste/Campo Experimental Valle del Fuerte. Los Mochis, Sinaloa, México. <https://pdfs.semanticscholar.org/5237/cce3f1fcf4fa60d5ff1e02ea560734358532.pdf>
- Armando, N. G., Marfetán, J. A., & Folgarait, P. J. (2017). *Trichoderma* Species Associated with Acromyrmexant Nests from Argentina and First Report of *Trichoderma* Lentiforme for the Country. *J. Darwiniana*, 5(1), 72-82. <https://doi.org/10.14522/darwiniana.2017.51.724>
- Baker, K., & Cock, R. J. (1974). *Control biológico de patógenos vegetales* (1.ª ed). W. H. Freeman and Company. <https://doi.org/10.1007/BF02825358>
- Bell, D. K., Well, H. D., & Markham, C. R. (1982). *In vitro* Antagonism of *Trichoderma* Species against Six Fungal Plant Pathogens. *Phytopathology*, 72, 379-382. <https://doi.org/10.1094/Phyto-72-379>
- Carling, D. E., Pope, E. J., Brainard, K. A., & Carter, D. A. (1999). Characterization of Mycorrhizal Isolates of *Rhizoctonia solani* from an Orchid, Including AG-12, A New Anastomosis Group. *Phytopathology*, 89, 942-946. <https://apsjournals.apsnet.org/doi/pdf/10.1094/PHYTO.1999.89.10.942>
- Cruz, K. Y. P., Alayón, G. J. A., & Morón, R. A. (2017). Efecto de la fertilización orgánica y de síntesis química en tomate verde (*Physalis ixocarpa* Brot. *Ex Horn*) en Calakmul, Campeche (México). *Rev. Inv. Agropec.*, 21(2), 41-53. <http://ww.ucol.mx/revaia/portal/pdf/2017/mayo/3.pdf>
- Cubillos, H. G. J., Páez, R. A., & Mejía, D. L. (2011). Evaluación de la capacidad biocontroladora de *Trichoderma harzianum* Rifai contra *Fusarium solani* (mart.) Sacc. Asociado al complejo "secadera" en maracuyá bajo condiciones de invernadero. *Rev. Fac. Nac. Agr.*, 64, 5821-5830. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0304-28472011000100008
- Duarte, L. Y., Lamz, P. A., & Martínez, C. B. (2017). *In vitro* Antagonism of *Trichoderma asperellum*. Samuels, Lieckfeldt, & Nirenberg Isolates against *Sclerotium rolsfii* Sacc. *Rev. Prot. Veg.*, 32(3), 1-11. <http://scielo.sld.cu/.../rpv03317.pdf>
- Franco, M. M. D., Requía, P. F., Ferreira, F. A. C., & Antonioli, Z. I. (2012). *Trichoderma* in Brazil: The Fungus and the Bioagent. *Rev. Cienc. Agr.*, 35, 274-288. <http://www.scielo.mec.pt/pdf/rca/v35n1/v35n1a26.pdf>
- Gato, C. Y. (2010). Métodos de conservación y formulación de *Trichoderma harzianum* Rifai. *Rev. Fitosan.*, 14(3), 189-195. <http://scielo.sld.cu/pdf/fit/v14n3/fit08310.pdf>
- González, C. J. G., Maruri, G. J. M., & González, A. A. (2005). Evaluación de diferentes concentraciones de *Trichoderma* spp. contra *Fusarium oxysporum*, agente causal de la pudrición de plántulas de papaya (*Carica papaya* L.) en Tuxpan, Veracruz, México. *Rev. vdo Agrícola*, 5(1), 45-57. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=2221589>
- Guédez, C., Cañizalez, L., Castillo, C., & Olivar, R. (2012). Evaluación *in vitro* de aislamientos de *Trichoderma harzianum* para el control de *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolsfii* y *Fusarium oxysporum* en plantas de tomate. *Rev. Soc. Ven. Microbiol.*, 32, 44-49. <https://www.redalyc.org/pdf/1994/199424929012.pdf>
- Guevara, M. C. A. L., Córdova, R. L. M., García, L. J. W., & Vázquez, V. J. M. (2016). Antagonistic Effect of a *Trichoderma* spp. Strain over *Fusarium* sp in a Tomato Plant Rio Grande (*Solanum lycopersicum*). *Rev. Inv. Cult.*, 5, 64-68. <https://>

www.redalyc.org/jatsRepo/5217/521753139008/html/index.html

- Guigón, L. C., & Guerrero, P. V. (2010). Molecular Identification of *Trichoderma* spp. Strains *in vitro* Growth Rate and Antagonism against Plant Pathogen Fungi. *J. M. Phytopatol.*, 28, 87-96. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20113190483>
- Gutiérrez AC, Tornesello GJ, Manfrino RG, Hipperdinger M, Falvo M, D'Alessandro C y López CCL. 2017. Organización y conservación de la colección de hongos patógenos y simbiontes de insectos y otros artrópodos del CEPAVE (CONICET-UNLP), La Plata, Argentina. *Revista Argentina de Microbiología* 49(2) 183-188.
- Johnson, L. F., & Carl, E. A. (1972). *Methods for Research on the Ecology of Soil-Borne Plant Pathogens*. Burgess Publishing Company. <http://doi.org/10.2136/sssaj1972.03615995003600040003x>
- Lenteren, J. C. V. (2012). The State of Commercial Augmentative Biological Control: Plenty of Natural Enemies, but a Frustrating Lack of Uptake. *Biocontrol*, 57, 1-20. <http://doi.org/10.1007/s10526-011-9395-1>
- Leslie, J. F., & Summerell, B. A. (2006). *The Fusarium Laboratory Manual* (1st ed.). Blackwell Publishing. www.blackwellprofessional.com
- López, O. C. A., Hernández, V. S., Velarde, F. S., Garzón, T. J. A., Ousmane, S., & Retes, M. J. E. (2019). Cross Pathogenicity of *Fusarium oxysporum* Isolated from Peppers. *Eur. J. Plant. Pathol.*, 10, 1-13. <https://doi.org/10.1007/s10658-019-01732-z>
- López, V. B. E., Armenta, B. A. D., Hernández, V. S., Apodaca, S. M. A., Samaniego, G. J. A., Leyva, M. K. Y., & Valdez, O. A. (2015). Selección *in vitro* e identificación de aislados de *Trichoderma* spp. y *Bacillus* spp. nativos para el control de *Phymatotrichopsis omnivora*. *Rev. Inf. Téc. Econ. Agr.*, 111(4), 310-325. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=5286156>
- Magdaleno, V. J. J., Peña, L. A., Castro, B. R., Castillo, G. A. M., Galvis, S. A., Ramírez, P. F., & Becerra, L. P. A. (2006). Efecto de tres sustratos y dos colores de plástico en el desarrollo de plántulas de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Rev. Chap. Serie Hortic.*, 12, 153-158. <https://www.redalyc.org/pdf/609/60912204.pdf>
- Martínez, B., Infante, D., & Reyes, Y. (2013). *Trichoderma* spp. y su función en el control de plagas en los cultivos. *Rev. Prot. Veg.*, 28, 1-11. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=s1010-27522013000100001
- Martínez, H. A., & Laurentin, H. (2012). Caracterización fenotípica y molecular de *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. proveniente de la zona de producción de ajonjolí en Venezuela. *Rev. Bioagr.*, 24, 187-196. <https://www.redalyc.org/pdf/857/85724919006.pdf>
- Miranda, A. Y. E., Peña, L. A., Magaña, J. N., Grajales, P. M., & Leyva, M. S. G. (2015). Estudio de la secadera en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.). Campo experimental del Instituto de Horticultura y Universidad Autónoma de Chapingo. <https://www.researchgate.net/profile/Natanael-Magana-Lira/publication/284733236-Estudio-de-la-secadera-en-tomate-de-cascara-Physalis-ixocarpa-Brot-ex-Horm/links/565f4ac108ae1ef92985341d.pdf>
- Olivares, C. M. A., Hernández, R. A., Vences, C. C., Jáquez, B. J. L., & Ojeda, B. D. (2012). Lombricompost y composta de estiércol de ganado vacuno lechero como fertilizantes y mejoradores de suelos. *Rev. Univ. Cienc.*, 28, 27-37. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=s0186-29792012000100003
- Panizo, M. M., Reviákina, V., Montes, W., & González, G. (2005). Mantenimiento y preservación de hongos en agua destilada y aceite mineral. *Rev. Soc. Ven. Microbiol.*, 25, 35-40. <https://www.redalyc.org/pdf/1994/199416547007.pdf>
- Peña, L. A., Molina, G. J. D., Cervantes, S. T., Márquez, S. F., Sahagún, C. J., & Ortiz, C. J. (1998). Heterosis intervarietal en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Rev. Chapingo Serie Hortic.*, 4(1), 31-37. <http://www.scielo.org.mx/pdf/rcsh/v16n1/v16n1a8.pdf>
- Peña, L. A., Ponce, V. J. J., Sánchez, F. S., & Magaña, L. N. (2014). Agronomic Performance of Husk Tomato Varieties under Greenhouse and Open Field Conditions. *Rev. Fitot. Méx.*, 37(4), 381-391. <http://www.revistafitotecniamexicana>
- Retana, K., Ramírez, C. J. A., Castro, O., & Blanco, M. M. (2017). Morphological and Molecular Characterization of *Fusarium oxysporum* f. spp. Apii Associated to Yellow Wilt on Celery in Costa Rica. *Rev. Minist. Agric. Gan.*, 42, 282-285. <https://doi.org/10.15517/rac.v42i1.32199>
- Rhaim, A. I. R. (2014). Isolation of *Trichoderma* and Evaluation of their Antagonistic Potential

- against *Alternaria porri*. *J. Phytopathology*, 162, 567-574. <https://doi.org/10.1111/jph.12228>
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (Sagarpa) y Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (2018). Cultivo de tomate verde. Siembra 2018. Ciclo otoño-invierno. Recuperado en abril de 2019, de <http://info-siap.siap.gob.mx/opt/agricultura/intension/Intenci%C3%B3n%20de%20siembraOI%202018porcultivo.pdf>
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (Sader) (2019). Avance de siembras y cosechas. Resumen por cultivo. Recuperado en abril de 2019, de http://infosiap.siap.gob.mx:8080/agricola_siap_gobmx/ResumenDelegacion.do
- Serrano, C. L., & Galindo, F. E. (2007). Control de organismos fitopatógenos: un reto multidisciplinario. *Rev. Cienc.*, 292, 77-88. <http://revistas.pucp.edu.pe/index.php/historica/article/view/2812>
- Tzu, L. I., Gwang, H. S., Ming, H. Y., & Hua, H. C. H. (2018). Effects of *Trichoderma asperellum* on Nutrient Uptake and *Fusarium* Wilt of Tomato. *Rev. Elsev.*, 110, 1-8. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2017.03.021>
- Vázquez, L. A., Tlapal, B. B., Yáñez, M. M. J., Pérez, P. R., & Quintos, E. M. (2009). Etiology of Pepper Wilt Disease of "Chile de Agua" (*Capsicum annuum* L.) in Oaxaca, Mexico. *Rev. Fitot. Méx.*, 32(2), 127-134. <https://ipn.elsevierpure.com/en/publications/etiologia-of-pepper-wilt-disease-of-chile-de-agua-capsicum-annuum>
- Veenstra, A., Suhail, R. M., & Murray, S. L. (2019). *Trichoderma asperellum* Isolated from African Maize Seed Directly Inhibits *Fusarium verticillioides* Growth *in vitro*. *Eur. J. Plant. Pathol.*, 153, 279-283. <https://doi.org/10.1007/s10658-018-1530-8>