

Antagonistas microbianos para biocontrol de la marchitez y su efecto promotor en el rendimiento de chile serrano

César Alejandro Espinoza-Ahumada¹
Gabriel Gallegos-Morales^{1§}
Yisa María Ochoa-Fuentes¹
Francisco Daniel Hernández-Castillo¹
Reinaldo Méndez-Aguilar²
Raúl Rodríguez-Guerra³

¹Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. CP. 25315. (espinozaiap@hotmail.com; yisa8a@yahoo.com.mx; fdanielhc@hotmail.com). ²INIFAP. Carretera Tampico Mante km 55, Esperanza, Estación Cuauhtémoc, Tamaulipas, México. CP. 89610. (mendez.reinaldo@inifap.gob.mx) ³INIFAP. Carretera Montemorelos-China s/n, Cerca de la Hacienda las Anacuas, Cd. General Terán, Nuevo León, México. CP. 67400. (raulrdzg@yahoo.com.mx).

§Autor para correspondencia: ggalmor@uaaan.edu.mx.

Resumen

Fusarium oxysporum y *Rhizoctonia solani* son agentes causales de la marchitez del chile y provocan pérdidas hasta 80% en el cultivo en México. El uso inadecuado de fungicidas químicos ha generado problemas de resistencia, esto no se observó con agentes microbianos, por lo que se evaluaron en el biocontrol de la marchitez del chile en parcelas experimentales donde se identificó a *F. oxysporum* y *R. solani* como agentes causales de la enfermedad. *Trichoderma* spp., *Bacillus* spp., mezcla de fermento propagativo microbiano, Tiabendazol y testigo, fueron aplicados en una parcela de 800 m² con seis variedades de chile. Los tratamientos *Trichoderma* y fermento propagativo mostraron bajos porcentajes de incidencia y severidad, altos rendimiento con *Trichoderma* en HS- 52 y Coloso (15.67 y 13.89 t ha⁻¹). Los tratamientos *Trichoderma* y fermento propagativo promueven el biocontrol de la marchitez del chile provocada por *F. oxysporum* y *R. solani* e incrementar el rendimiento.

Palabras clave: *Trichoderma*, *Bacillus*, fermento propagativo, marchitez del chile.

Recibido: abril de 2019

Aceptado: julio de 2019

Introducción

La marchitez del chile es una de las principales limitantes biológicas en la producción de este cultivo y es provocada por *Phytophthora capsici*, *Rhizoctonia solani* y *Fusarium oxysporum* (Albañil *et al.*, 2015). Existen reportes de marchitez del chile donde se asocia con frecuencia a *F. oxysporum*, el cual aprovecha el daño mecánico y aberturas naturales de la planta para infectar, sin embargo, se considera a *P. capsici* como el patógeno de mayor importancia por su capacidad de penetrar la epidermis de las raíces e invadir los haces vasculares (Zapata *et al.*, 2012).

Esta enfermedad se reporta en todo México, estimando pérdidas hasta 80% por pudriciones de raíz al invadir el sistema vascular de las plantas (González *et al.*, 2009). El control químico es el método más utilizado para controlar la enfermedad, es común reducir el inóculo al hacer desinfección del suelo con Metam Sodio, también se realizan aplicaciones de fungicidas con los ingredientes activos 2Tiocianometil (TCMTB), Metalaxyl, Azoxystrobin y Propanocar para controlar *P. capsici* (Pérez *et al.*, 2003), *R. solani* y *Fusarium spp.*, son controlados con Tebuconazole, Carbendazim, Tiabendazol y Tiofanato de Metilo (Yossen y Conles, 2014).

La alta variabilidad genética que existe en el complejo de hongos asociados a la enfermedad y el uso inadecuado de los fungicidas ha provocado problemas de resistencia; en este contexto el control biológico a través de agentes microbianos no reporta resistencia de los fitopatógenos lo que los hace una alternativa factible para el manejo de la enfermedad (Bardin *et al.*, 2015). Diferentes especies de *Trichoderma* y *Bacillus* se reportan para el manejo de los géneros *Phytophthora*, *Sclerotium*, *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Alternaria*, entre otros, estos antagonistas promueven la producción de biomasa y el rendimiento de los cultivos (Astorga *et al.*, 2014; Mamani *et al.*, 2016; Arenas *et al.*, 2017); así como, también activan la respuesta de defensa de las plantas, donde se involucran al etileno, jasmonato y ácido salicílico (Manganiello *et al.*, 2018), colonizan la rizosfera y producen metabolitos secundarios que generan antagonismo (Fan *et al.*, 2017; Saravanakumar *et al.*, 2017) y parasitismo al colonizar y penetrar al fitopatógeno (Druzhinina *et al.*, 2018).

La eficiencia de los microorganismos para el manejo de enfermedades se ha demostrado al obtener un mayor efecto con formulados de *B. subtilis* y *T. asperellum* comparado con productos químicos de ingredientes activos como Propanocarb, Fosetil de Aluminio y Etridiazol (Villanueva, 2018). Se planteó evaluar la efectividad de agentes microbianos como biocontrol de la marchitez del cultivo de chile y efecto en el rendimiento de diferentes variedades de chile serrano.

Materiales y métodos

Ubicación del experimento

El trabajo de investigación se estableció en el año 2017 en el Campo Experimental El Bajío, donde existen antecedentes de la presencia de marchitez del chile, también se trabajó en el laboratorio de fitopatología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN) de Saltillo, Coahuila, México.

Establecimiento experimental

Se evaluaron los materiales de chile serrano HS- 52, Coloso, HS- 44, Centauro, Paraíso y Tampiqueño 74, proporcionados por el Campo Experimental ‘Las Huastecas’ INIFAP de Villa Cuauhtémoc, Tamaulipas, México. La planta se desarrolló en charolas de poliestireno de 200 cavidades, las que fueron desinfectadas con hipoclorito de sodio al 3%, empacada con una mezcla de peatmoss-perlita en proporción de 2-1 y mantenidas en condiciones de invernadero por 40 días. La siembra en campo se realizó con plántulas de 10 cm de altura, trasplantadas en camas a 1.5 m a doble hilera.

Los agentes microbianos de control fueron proporcionados por el Departamento de Parasitología de la UAAAN, como producto de investigación, *Trichoderma asperellum*, *T. harzianum* y *T. yunnanense* (Osorio *et al.*, 2011; Jiménez *et al.*, 2018), *Bacillus amyloliquefaciens*, *B. liqueniformis* y *B. subtilis* (Hernández *et al.*, 2014) y una mezcla de fermento propagativo microbiano (MFPM) a base de *Trichoderma* spp. - *Bacillus* spp. La mezcla de tres especies de *Trichoderma* (1×10^8) (tratamiento 1), MFPM (tratamiento 2), mezcla de tres especies de *Bacillus* (1×10^8) (tratamiento 3), Tiabendazol (60%) (tratamiento 4) y un testigo absoluto (tratamiento 5), a una dosis de 1 L ha^{-1} para los tratamientos 1, 2 y 3, mientras para Tiabendazol fueron 0.5 kg ha^{-1} .

La aplicación se realizó al drench con una aspersora manual a los 7, 28 y 49 días después del trasplante (ddt). Posteriormente a los 85, 105, 125 y 145 ddt se determinó el rendimiento por bloque (4.5 m^2) y se transformó a t ha^{-1} , a partir de muestras de 10 frutos se determinó el peso del fruto (g) y tamaño (mm). En el primero y último corte se evaluó la incidencia transformada a porcentaje, la severidad se evaluó a través de la escala visual que muestra la Figura 1, donde 0= sin síntomas visibles; 1= inicial. Clorosis ligera, presencia de flores y frutos; 2= intermedio. Marchitez parcial, clorosis severa, maduración prematura de frutos y 3= avanzado. Marchitez total sin recuperación, las hojas y frutos se quedan pegados al tallo.



Figura 1. Fotografías utilizadas para determinar la severidad de la marchitez del chile.

Los datos de las escalas obtenidos en las evaluaciones del grado de severidad de la enfermedad se transformaron mediante el uso de la siguiente fórmula citada por Carrión (2016):

$$s = \left(\frac{\sum(a*b)}{n*k} \right) * 100$$

Donde: s= severidad; $\Sigma(a*b)$ = sumatoria del grado de afectación (0, 1, 2, 3); n= número de plantas evaluadas; k= grado mayor de la escala (3).

Aislamiento de hongos fitopatógenos

Se colectaron plantas con síntomas aparentes de la enfermedad y se trasladaron al laboratorio, donde se lavaron sus raíces con agua corriente y se hicieron cortes transversales en la base del tallo. Posteriormente se desinfectaron superficialmente con una solución de hipoclorito de sodio al 1%, donde fueron sumergidas las secciones de tallo por tres minutos y enjuagadas en tres pasos de agua estéril. Los tejidos fueron secados en papel estéril y depositados en cajas Petri con el medio de cultivo papa dextrosa agar (PDA), se incubó siete días para el desarrollo de los hongos y fueron aisladas las colonias con características diferentes.

La purificación se realizó a las 24 h por la técnica de punta de hifa, se incubaron por 15 días para realizar observaciones del crecimiento en PDA y al microscopio las características del micelio, estructuras de reproducción y de resistencia, fueron utilizadas claves taxonómicas de Sneh *et al.* (1991); Barnett y Hunter (1998); Leslie y Summerell (2006).

Prueba de patogenicidad

Se realizó mediante la técnica propuesta por Sánchez *et al.* (1975), con ligeras modificaciones, utilizando semillas de chile serrano de la variedad Tampiqueño 74. Las semillas se desinfectaron por tres minutos en una solución de hipoclorito de sodio al 1%, se enjuagaron en tres pasos de agua estéril, para luego secarlas en papel estéril y transferirlas a cajas Petri conteniendo agar agua (AA) al 2% e incubadas a 28 °C con ciclos de luz de 12 h. Se revisaron cada 24 h por tres días para seleccionar semillas libres del crecimiento de fitopatógenos, para después transferirlas en grupos de tres semillas germinadas a cajas Petri con el mismo medio donde se inocularon cerca del sistema radicular con un fragmento de los hongos de 0.5 cm de diámetro aproximadamente. Se incubaron a 28 °C, durante 7 días y se evaluó la mortalidad de las plántulas.

Análisis estadístico

Se realizó mediante un diseño completamente al azar con tres repeticiones, a través de un análisis de varianza (Anva) y una prueba de comparación de medias según Fisher's soportada por LSD test ($p < 0.05$), utilizando el programa estadístico R (R Development Core Team, 2007).

Resultados y discusión

Se recuperaron dos hongos fitopatógenos asociados a la marchitez del cultivo de chile de la parcela experimental establecida en Saltillo, Coahuila, a *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani*. El crecimiento de *F. oxysporum* en PDA mostró color blanco y microscópicamente se observaron microconidias unicelulares y bicelulares, de forma ovoide a elipsoide sobre fialides cortas agrupadas en falas cabezas y macroconidias de tres septos con las células apicales ligeramente curvadas. *R. solani* en PDA presentó crecimiento de micelio color marrón claro, bajo el microscopio las hifas tendían a ramificarse en ángulo recto con una ligera constricción cerca al punto de la formación del ángulo producido.

Los hongos recuperados fueron confirmados como agentes causales por las pruebas de patogenicidad, donde se observó menor cantidad de pelos absorbentes y necrosis en la raíz. *R. solani* fue más agresiva con muerte de las plántulas a 8 días y *F. oxysporum* hasta los 12 días. La sintomatología de la enfermedad fue amarillamiento, aborto de flores, marchitez, necrosis del sistema radicular y madurez prematura de frutos, los cuales quedaron adheridos a la planta (Figura 2).



Figura 2. Sintomatología de marchitez en condiciones de campo, a) Planta sana b) Amarillamiento en el estrato foliar de la planta c) Amarillamiento, aborto de flores y maduración prematura de frutos d) Frutos maduros y adheridos a plantas muertas por sequía.

Al igual que en la presente investigación, Albañil *et al.*, (2015) reportaron a *F. oxysporum* y *R. solani* como agentes causales de la marchitez del chile en el Bajío y suroeste de Guanajuato. La sintomatología en la escala de severidad concuerda con el reporte en los estados de Aguascalientes y Zacatecas, donde se encontraron estos fitopatógenos en el mayor porcentaje de los aislamientos provocando marchitez, defoliación, cambios en color del follaje, pudrición terminal de la raíz, entre otros síntomas (Velásquez *et al.*, 2001).

En el Cuadro 1 se muestra la incidencia de la enfermedad, donde se observó diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$) en los materiales HS-52 y Coloso. El tratamiento *Trichoderma* con la variedad HS- 52 tiene una incidencia de la enfermedad de 10.67% que representó una disminución con respecto al testigo de 21.16%.

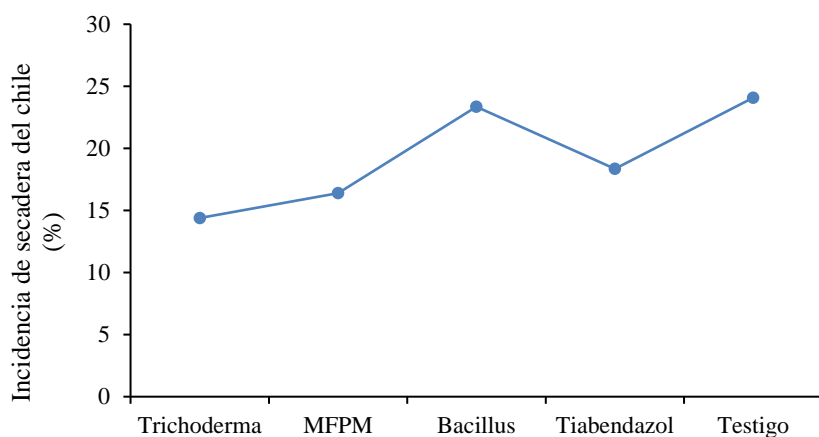
La variedad Coloso mostró bajos porcentajes de incidencia con tiabendazol donde existió 6.83%, lo anterior muestra excelente respuesta de la variedad a la aplicación del producto químico. Las variedades HS- 44, centauro, tampiqueño 74 y paraíso no presentaron diferencias estadísticas significativas, ubicándolas en un mismo grupo estadístico.

Tabla 1. Incidencia de la enfermedad (%) en chile serrano con respecto a cada tratamiento.

| Tratamientos | Variedades de chile serrano | | | | | |
|--------------------|-----------------------------|---------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|
| | HS- 52 | Coloso | HS- 44 | Centauro | Tampiqueño 74 | Paraíso |
| <i>Trichoderma</i> | 10.67 ^a | 18.17 ^{ab} | 16.84 ^a | 19.17 ^a | 12.5 ^a | 10 ^a |
| MFPM | 26.67 ^{ab} | 15.5 ^{ab} | 10.5 ^a | 15.33 ^a | 19.83 ^a | 10.67 ^a |
| <i>Bacillus</i> | 29.17 ^{ab} | 29.67 ^b | 20.07 ^a | 20.5 ^a | 21.83 ^a | 19.5 ^a |
| Tiabendazol | 21 ^{ab} | 6.83 ^a | 19.51 ^a | 24.17 ^a | 10.33 ^a | 16.17 ^a |
| Testigo | 31.83 ^b | 21.33 ^{ab} | 21.51 ^a | 23.33 ^a | 24.67 ^a | 22.33 ^a |

Valores medios en la misma columna con diferente letra minúscula diferencia estadística significativa ($p < 0.05$) según Fisher's soportada por la prueba LSD; NS= no significativo. Valores de medias en la misma columna con letras iguales.

En la Figura 3 se mostraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) en porcentajes de incidencia de la enfermedad entre tratamientos en los seis materiales evaluados, donde *Trichoderma* y MFPM presentaron bajos porcentajes de incidencia (14.39 y 16.39%), siendo Testigo y *Bacillus* los que presentaron altos niveles de la presencia de síntomas (24.08 y 23.36%).

**Figura 3. Incidencia de la enfermedad en los tratamientos con respecto a todas las variedades de chile serrano.**

La severidad de la enfermedad transformada a porcentaje (Cuadro 2) mostró diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$), donde el tratamiento MFPM con el material HS-52 expresó los mejores resultados con 8.33%, en esta misma variedad el tratamiento *Trichoderma* presentó porcentaje bajo de incidencia y severidad de 11.30%. En la variedad Tampiqueño 74 la aplicación de tiabendazol tuvo 6.54% de severidad, seguido de *Trichoderma* con 7.83% y testigo con 17.96%, observándose respuesta del material a la aplicación de los tratamientos.

Por su parte, Paraíso con aplicación de la mezcla de MFPM y *Trichoderma* presentó bajos niveles de severidad (6.46 y 6.93%,) representativos e inferiores al testigo, lo cual permitió una mejor cosecha. Al hacer pruebas con diferentes especies de *Bacillus* en el cultivo de chile Guillén *et al.* (2006) consignaron que la aplicación de estos microorganismos aumento la biomasa de las plantas y el rendimiento, esto posiblemente esté relacionado con el tipo de suelo arcillo-limoso donde se obtuvieron buenos resultados, tal efecto no se encontró en esta investigación donde el control de la enfermedad y rendimientos fueron bajos.

Cuadro 2. Severidad de la enfermedad (%) en chile serrano con respecto a los tratamientos.

| Tratamientos | Variedades de chile serrano | | | | | |
|--------------------|-----------------------------|--------------------|--------------------|--------------------|---------------------|---------------------|
| | HS- 52 | Coloso | HS- 44 | Centauro | Tampiqueño 74 | Paraíso |
| <i>Trichoderma</i> | 11.3 ^{ab} | 18.43 ^a | 10.8 ^a | 6.83 ^a | 7.83 ^{ab} | 6.93 ^a |
| MFPM | 8.33 ^a | 16.28 ^a | 24.45 ^a | 12.76 ^a | 14.35 ^{ab} | 6.46 ^a |
| <i>Bacillus</i> | 14.4 ^{ab} | 19.16 ^a | 15.09 ^a | 11.54 ^a | 17.6 ^b | 16.22 ^{ab} |
| Tiabendazol | 20.04 ^b | 14.07 ^a | 17.97 ^a | 15.74 ^a | 6.56 ^a | 18.24 ^b |
| Testigo | 19.45 ^{ab} | 24.35 ^a | 24.07 ^a | 13.65 ^a | 17.96 ^b | 18.43 ^b |

Valores medios en la misma columna con diferente letra minúscula diferencia estadística significativa ($p < 0.05$) según Fisher's soportada por la prueba LSD; NS= no significativo. Valores de medias en la misma columna con letras iguales.

La eficiencia biofungicida de *Trichoderma* spp. se atribuye al antagonismo (Reyes *et al.*, 2012) y micoparasitismo a hongos fitopatógenos, apreciable en esta investigación donde se redujo la incidencia y severidad de la marchitez del cultivo de chile (Atanasova *et al.*, 2013).

En el Cuadro 3 se observó que el tamaño de fruto fue estadísticamente superior ($p \leq 0.05$) en la variedad Centauro con los tratamientos MFPM (73.44 mm), *Bacillus* (67.94 mm) y *Trichoderma* (66.44 mm), observándose incremento del 28, 23 y 21%, con respecto al testigo. En la variedad Tampiqueño 74 los tratamientos *Bacillus*, MFPM y *Trichoderma* presentaron tamaños de 78.74, 74.73 y 73.63 mm, respectivamente. Para la variable peso de fruto, se encontró que el material HS-44 fue estadísticamente diferente, con mejor respuesta en *Bacillus* (10.83 g), MFPM (10.5 g) y *Trichoderma* (10 g) con respecto al testigo.

En el rendimiento del cultivo (Cuadro 3) se estudió la diferencia estadística ($p \leq 0.05$) en las variedades HS-52, Paraíso y Centauro, en este contexto se observó que el tratamiento *Trichoderma* presentó un mejor comportamiento con 15.67 y 13.22 t ha⁻¹ en la variedad HS-52 y Centauro. La aplicación de *Trichoderma* incrementa la producción de 62% y 61% en las variedades antes mencionadas, con respecto al testigo. La aplicación del MFPM reporta altos rendimientos en la variedad Centauro (11.52 t ha⁻¹), Paraíso (10.59 t ha⁻¹) y HS- 52 (10.37 t ha⁻¹), el testigo fue el de menor rendimiento.

Se analizó que la aplicación del MFPM incrementó 76% el rendimiento con respecto al testigo, con diferencia estadísticamente significativa ($p \leq 0.05$) respecto de los tratamientos Tiabendazol y testigo (Cuadro 3). Se observó que *Trichoderma* aumentó el rendimiento, esto lo han evidenciado diferentes especies de *Trichoderma* en plantas de chile habanero (*Capsicum chinense*) (Candelero *et al.*, 2015), lechuga (*Lactuca sativa*), rábano (*Raphanus sativus*) (Ortuño *et al.*, 2013) y arveja (*Pisum sativum*) (Camargo y Ávila 2014). En el mismo contexto, Cubillos *et al.* (2009) hicieron pruebas con *Trichoderma harzianum* en el cultivo de maracuyá (*Passiflora edulis*) donde pudieron determinar que es un antagonista a *F. oxysporum* y *F. solani*, además de estimular la germinación, aumento de biomasa y longitud de raíz.

Cuadro 3. Longitud, peso de fruto y rendimiento con los diferentes tratamientos evaluados del cultivo de chile serrano.

| Tratamientos | Tamaño (mm) | Peso (g) | Rendimiento (t ha ⁻¹) | Tamaño (mm) | Peso (g) | Rendimiento (t ha ⁻¹) |
|--------------------|----------------------|--------------------|-----------------------------------|----------------------|--------------------|-----------------------------------|
| | HS-52 | | | Coloso | | |
| <i>Trichoderma</i> | 72.37 ^a | 12.83 ^a | 15.67 ^a | 74.3 ^a | 14.33 ^a | 13.89 ^a |
| MFPM | 78.78 ^a | 14.67 ^a | 10.37 ^{ab} | 74.49 ^a | 14.17 ^a | 10.04 ^a |
| <i>Bacillus</i> | 76.18 ^a | 14.17 ^a | 7.26 ^b | 75.95 ^a | 14.17 ^a | 8.75 ^a |
| Tiabendazol | 73.89 ^a | 12.33 ^a | 10.02 ^{ab} | 74.13 ^a | 13.17 ^a | 9.02 ^a |
| Testigo | 78.8 ^a | 13.67 ^a | 5.98 ^b | 72.56 ^a | 12.67 ^a | 8.06 ^a |
| | Centauro | | | HS-44 | | |
| <i>Trichoderma</i> | 66.44 ^{abc} | 10.67 ^a | 13.22 ^a | 64.73 ^a | 10 ^{ab} | 7.55 ^a |
| MFPM | 73.44 ^a | 10.67 ^a | 11.52 ^{ab} | 67.44 ^a | 10.5 ^{ab} | 13.04 ^a |
| <i>Bacillus</i> | 67.94 ^{ab} | 9.83 ^a | 8.18 ^{ab} | 64.29 ^a | 10.83 ^a | 10.3 ^a |
| Tiabendazol | 59.25 ^{bc} | 7.5 ^a | 8.69 ^{ab} | 61.36 ^a | 9 ^{ab} | 10.62 ^a |
| Testigo | 52.58 ^c | 8.33 ^a | 5.15 ^b | 64.76 ^a | 8.5 ^b | 6.94 ^a |
| | Paraíso | | | Tampiqueño 74 | | |
| <i>Trichoderma</i> | 66.13 ^a | 10.17 ^a | 8.48 ^b | 73.63 ^{abc} | 11 ^a | 12.26 ^a |
| MFPM | 63.94 ^a | 10.5 ^a | 10.59 ^a | 74.73 ^{ab} | 11.67 ^a | 13.3 ^a |
| <i>Bacillus</i> | 66.18 ^a | 11 ^a | 5.41 ^b | 78.74 ^a | 10.5 ^a | 8.74 ^a |
| Tiabendazol | 61.18 ^a | 8.17 ^a | 7.44 ^b | 68.1 ^c | 10.33 ^a | 9.77 ^a |
| Testigo | 61.02 ^a | 8.5 ^a | 2.59 ^b | 71.19 ^{bc} | 11 ^a | 6.26 ^a |

Valores medios en la misma columna con diferente letra minúscula diferencia estadística significativa ($p < 0.05$) según Fisher's soportada por la prueba LSD; NS= no significativo. Valores de medias en la misma columna con letras iguales.

La interacción positiva entre *Trichoderma* y la planta hospedera se atribuye a una compleja actividad química de metabolitos secundarios volátiles y difusibles, liberación de fitohormonas y antibióticos en la rizosfera, los cuales promueven el desarrollo de la raíz y una mayor absorción de nutrientes, que ayudan a controlar los fitopatógenos y aumentar el rendimiento (López *et al.*, 2015), lo que explica el efecto que produjo en esta investigación. Los extractos microbianos como biofertilizantes tienen la capacidad de generar hormonas que estimulan el desarrollo e incrementan el rendimiento (Martínez *et al.*, 2017), lo cual se pudo constatar con la aplicación del MFPM del crecimiento de *Trichoderma* spp. y *Bacillus* spp., que mostraron efecto en el control de la enfermedad y en el desarrollo del cultivo en igual o mejor porcentaje que al emplear los microorganismos.

Conclusiones

La aplicación de *Trichoderma* y el MFPM son excelentes alternativas para el control de la marchitez del chile provocada por *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani*, además de aumentar el rendimiento de los diferentes materiales de chile serrano bajo las condiciones del Campo Experimental El Bajío de la UAAAN en Saltillo, Coahuila.

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico por medio de una beca estudiantil, al MC Moisés Ramírez Meraz al proporcionar semillas de chile serrano utilizadas en este experimento y al MC Fidel Maximiliano Peña Ramos por el apoyo en el análisis estadístico.

Literatura citada

- Albañil, J. J.; Mariscal, A. L.; Martínez, M. T.; Anaya, L. J.; Cisneros, L. H. y Pérez, R. H. 2015. Estudio regional de fitopatógenos asociados a la secadera del chile en Guanajuato, México. *Rev. Mex. Cienc. Agríc.* 6(SPE11):2191-2197.
- Arenas, O. R.; Amaro, J. L.; Huato, M. A.; de Ita, M. V.; Rivera, A. y Lara, M. H. 2017. Biopreparados de *Trichoderma* spp. para el control biológico de *Phytophthora capsici* en el cultivo de tomate de Puebla, México. ITEA, información técnica económica agraria. *Rev. de la Asociación Interprofesional para el Desarrollo Agrario (AIDA)*. 113(4):313-324.
- Astorga, Q. K.; Meneses, M. K.; Zúñiga, V. C.; Brenes, M. J. A. y Rivera, M. W. 2014. Evaluación del antagonismo de *Trichoderma* sp. y *Bacillus subtilis* contra tres patógenos del ajo. *Rev. Tecnol. en Marcha*. 27(2):82-91.
- Atanasova, L.; Le, C. S.; Gruber, S.; Couplier, F.; Seidl, V.; Kubicek, C. P. and Druzhinina, I. S. 2013. Comparative transcriptomics reveals different strategies of *Trichoderma* mycoparasitism. *BMC genomics*. 14(121):1-15.
- Bardin, M.; Ajouz, S.; Comby, M.; Lopez, F. M.; Graillot, B.; Siegwart, M. and Nicot, P. C. 2015. Is the efficacy of biological control against plant diseases likely to be more durable than that of chemical pesticides? *Frontiers Plant Sci*. 6(566):1-14
- Barnett, H. L. and Hunter, B. B. 1998. Illustrated genera of imperfect fungi. APS Press, Minnesota. 218 p.
- Camargo, C. D. F. y Ávila, E. R. 2014. Efectos del *Trichoderma* sp. sobre el crecimiento y desarrollo de la arveja (*Pisum sativum* L.). *Ciencia y Agricultura*. 11(1):91-100.
- Candellero, D. J.; Cristóbal, A. J.; Reyes, R. A.; Tun, S. J.; Gamboa, A. M. y Ruíz, S. E. 2015. *Trichoderma* spp. promotoras del crecimiento en plántulas de *Capsicum chinense* Jacq. y antagónicas contra *Meloidogyne incognita*. *Phyton-Inter. J. Exp. Bot.* 84(1):113-119.
- Carrión, A. R.; Criollo, R. G.; Rojas, F. M.; Rodríguez, A. S. y Torres, G. R. 2016. Estudio de la patogenicidad de aislados de *Fusarium* spp., asociados a la marchitez vascular del babaco en Loja-Ecuador. *Centro de Biotecnología*. 3(1):63-74. <http://revistas.unl.edu.ec/index.php/biotecnologia/article/view/86/84>.
- Cubillos, H. J.; Valero, N. y Mejía, L. 2009. *Trichoderma harzianum* como promotor del crecimiento vegetal del maracuyá (*Passiflora edulis* var. *flavicarpa* Degener). *Agron. Colomb.* 27(1):81-86.
- Druzhinina, I. S.; Chenthamara, K.; Zhang, J.; Atanasova, L.; Yang, D.; Miao, Y. and Salim, K. A. 2018. Massive lateral transfer of genes encoding plant cell wall-degrading enzymes to the mycoparasitic fungus *Trichoderma* from its plant-associated hosts. *PLoS Genetics*. 14(4):1-33. doi:10.1371/journal.pgen.1007322.
- Fan, H.; Zhang, Z.; Li, Y.; Zhang, X.; Duan, Y. and Wang, Q. 2017. Biocontrol of bacterial fruit blotch by *Bacillus subtilis* 9407 via surfactin-mediated antibacterial activity and colonization. *Frontiers in Microbiol.* 8(1973):1-15. doi:10.3389/fmicb.2017.01973.

- González, M. M.; Villordo, P. E.; Pons, H. J.; Delgadillo, S. F.; Paredes, M. R.; Godoy, H. H.; Anaya, L. J.; Gámez, V. F.; Medina, C. T.; Rodríguez, G. R. y Ruiz, C. E. 2009. Guía para el manejo de la marchitez del chile en Guanajuato. Primera Edición. Prometeo Editores, SA de CV CEPROCH- Guanajuato. México, DF. 8 p.
- Guillén, C. R.; Hernández, C. F. D.; Gallegos, M. G.; Rodríguez, H. R.; Aguilar, G. C. N.; Padrón, C. E. y Reyes, V. M. H. 2006. *Bacillus* spp. como biocontrol en un suelo infestado con *Fusarium* spp., *Rhizoctonia solani* Kühn y *Phytophthora capsici* Leonian y su efecto en el desarrollo y rendimiento del cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.). Rev. Mex. Fitopatol. 24(2):105-114. <https://www.redalyc.org/html/612/61224204/>.
- Hernández, C. F. D.; Lira, S. R. H.; Gallegos, M. G.; Hernández, S. M. y Solis, G. S. 2014. Biocontrol de la marchitez del chile con tres especies de *Bacillus* y su efecto en el crecimiento y rendimiento. Phytion (B. Aires). 83(1):49-55.
- Jiménez, M. D.; Hernández, F. D.; Alcalá, E. I. L.; Morales, G. G.; Valdés, R. A. and Reyes, F. C. 2018. Biological effectiveness of *Bacillus* spp. and *Trichoderma* spp. on apple scab (*Venturia inaequalis*) *in vitro* and under field conditions. Eur. J. Physical Agric. Sci. 6(2):7-17. <http://www.idpublications.org/wp-content/uploads/2018/09/Abstract-biological-effectiveness-of-bacillus-spp.-and-trichoderma-spp.-on-apple-scab.pdf>.
- Leslie, J. F. and Summerell, B. A. 2006. The *Fusarium* burkinafaso. Laboratory manual. Blackwell Publishing, State Avenue, Ames, Iowa. 212-218 pp.
- López, B. J.; Pelagio, F. R. y Herrera, E. A. 2015. *Trichoderma* como bioestimulante: explotando las propiedades multinivel de un hongo beneficioso para la planta. Sci. Hort. 196(10):109-123. doi:10.1016/j.scienta.2015.08.043.
- Mamani, R. P.; Limachi, V. J. y Ortuño, C. N. 2016. Uso de microorganismos nativos como promotores de crecimiento y supresores de patógenos en el cultivo de la papa en Bolivia. Revista Latinoamericana de la Papa. 17(1):74-96.
- Manganiello, G.; Sacco, A.; Ercolano, M. R.; Vinale, F.; Lanzuise, S.; Pascale, A. and Woo, S. L. 2018. Modulation of tomato response to *Rhizoctonia solani* by *Trichoderma harzianum* and its secondary metabolite harzianic acid. Frontiers in microbiology. 9(1966):1-19. doi:10.3389/fmicb.2018.01966.
- Martínez, M.; Silvestre, A.; Figueroa, R.; Piña, J.; Castro, C.; Acevedo, L. y Aguilar, D. 2017. Evaluación de biofertilizantes y enraizador hormonal en jatropha (*Jatropha curcas* L.). Rev. Mex. Cienc. Agríc. 8(2):463-469.
- Ortuño, N.; Miranda, C. y Claros, M. 2013. Selección de cepas de *Trichoderma* spp. generadoras de metabolitos secundarios de interés para su uso como promotor de crecimiento en plantas cultivadas. J. Selva Andina Biosph. 1(1):16-32.
- Osorio, H. E.; Hernández, C. F. D.; Gallegos, M. G.; Rodríguez, H. R. and Castillo, R. F. 2011. *In vitro* behavior of *Trichoderma* spp. against *Phytophthora capsici* Leonian. Afr. J. Agric. Res. 6(19):4594-4600.
- Pérez, M. L.; Durán, O. L. J.; Ramírez, M. R.; Sánchez, P. J. R. y Olalde, P. V. 2003. Compatibilidad fisiológica y sensibilidad a fungicidas de aislamientos de *Phytophthora capsici* Leo. Rev. Mex. Fitopatol. 21(1): 19-25.
- R Development Core Team. 2007. R: A Language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria.
- Reyes, R. A.; Alejo, J. C.; Ruiz, S. E. y Tun, S. J. M. 2012. Inhibición del crecimiento *in vitro* de *Fusarium* sp. aislado de chile habanero (*Capsicum chinensis*) con hongos antagonistas. Fitosanidad, 16(3):161-165.

- Sánchez, L. E.; Endo, R. M. and Leary, J. V. 1975. A rapid technique for identifying the clones of *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* causing crown and root rot of tomato. *Phytopathology*. 65(6):726-727.
- Saravanakumar, K.; Li, Y.; Yu, C.; Wang, Q. Q.; Wang, M.; Sun, J. and Chen, J. 2017. Effect of *Trichoderma harzianum* on maize rhizosphere microbiome and biocontrol of *Fusarium* Stalk rot. *Scientific Reports*. 7(1):1-13. doi:10.1038/s41598-017-01680-w.
- Sneh, B.; Burpee, L. and Ogoshi, A. (1991). Identification of *Rhizoctonia* species. *Am Phytopathol Soc Press, St. Paul, MN, USA*. 133 pp.
- Velásquez, V. R.; Medina, A. M. M. and Luna, R. J. D. J. 2001. Sintomatología y géneros de patógenos asociados con las pudriciones de la raíz del chile (*Capsicum annum* L.) en el Norte-Centro de México. *Rev. Mex. Fitopat.* 19(2):175-181. <http://www.redalyc.org/pdf/612/61219207.pdf>.
- Villanueva, D. M. L. 2018. Eficacia de biofungicidas frente a la caída de plántula de pepino, inducida por *Pythium aphanidermatum*. *Rev. Invest. Agrop. Sustentable*. 2(1):72-78.
- Yossen, V. E. and Conles, M. Y. 2014. Eficacia de fungicidas *in vitro* para el control de *Fusarium oxysporum* y *F. proliferatum*, agentes causales de marchitamiento en el cultivo de orégano en la Argentina. *Revista industrial y agrícola de Tucumán*. 91(1):19-25.
- Zapata, V. A.; Sánchez, S. M.; del Río, R. A.; Silos, E. H.; Perales, S. C.; Flores, B. S. y Valera, M. L. L. 2012. Dispersión epidémica de *Phytophthora capsici* en campos de pimientos comerciales en Aguascalientes, México. *The Sci. World J.* 2012(ID341764):1-5. doi:10.1100/2012/341764.