





Cuantificación de inóculo de *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid en parcelas de soja del Departamento de Itapúa-Paraguay

Abundance of *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid from soybean fields in the Department of Itapúa-Paraguay

Marco Maidana-Ojeda¹, Julio César Sosa-Gerke², Claudia Elizabeth Bogado-González², Marta Alicia Fernandez-Gamarra³, Andrés Dejesús Sanabria-Velázquez¹, Horacio Daniel Lopez-Nicora⁴ y Guillermo Andrés Enciso-Maldonado^{1*} ¹Centro de Desarrollo e Innovación Tecnológica (CEDIT). Hohenau, Itapúa, Paraguay. ²Universidad Católica “Nuestra Señora De La Asunción” Campus Universitario de Itapúa. Unidad Pedagógica María Auxiliadora. Tomás Romero Pereira. Itapúa, Paraguay. ³Centro de Investigación Capitán Miranda. Instituto Paraguayo de Tecnología Agraria. Itapúa, Paraguay. ⁴Universidad San Carlos. Departamento de Producción Agrícola. Asunción, C.P. 1884, Paraguay.*Autor de correspondencia: guillermo.enciso@cedit.org.py.

Recibido: setiembre 2020

Aceptado: octubre 2020

Recibido en versión modificada: noviembre 2020

Maidana-Ojeda, M., Sosa-Gerke, J. C., Bogado-Gonzalez, C. E., Fernandez-Gamarra, M. A., Sanabria-Velazquez, A. D., Lopez-Nicora, H. D. y Enciso-Maldonado, G. A. (2020). Cuantificación de inóculo de *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid en parcelas de soja del Departamento de Itapúa-Paraguay. *Revista Investigaciones y Estudios – UNA*, 11(2), 69-77.
<https://doi.org/10.47133/IEUNA2027>.

Resumen. La densidad de microesclerocios del fitopatógeno *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. viables en el suelo está relacionada con la intensidad de la pudrición carbonosa del tallo la cual causa daños significativos en el rendimiento de soja en Paraguay. Durante enero del año 2017 y mayo del 2019 se realizaron muestreos de suelo en parcelas de soja de cinco distritos del Departamento de Itapúa (Edelira, Tomás Romero Pereira, Capitán Meza, Natalio y San

Rafael), durante los estadios fenológicos reproductivos (R1-R7) con el objetivo de cuantificar la cantidad de inóculo de *M. phaseolina* en suelos con cultivos de soja. En el momento del muestreo se aplicó un cuestionario a los productores sobre la rotación de cultivo previa. Las muestras de suelo fueron procesadas utilizando medio de cultivo Papa-Dextrosa-Agar modificado con Rifamicina y Tergitol. Se detectó la presencia de colonias de *M. phaseolina* en el 100 % de los puntos muestreados. La densidad de inóculo varió de 7 a 147 unidad formadora de colonias (UFC/g de suelo), con promedio de 51 UFC/g de suelo y mediana de 48 UFC/g de suelo en el año 2017, mientras que en 2019 la densidad de inóculo varió de 6 a 49 UFC/g de suelo, con promedio de 25,07 UFC/g de suelo y una mediana de 23

UFC/g de suelo. Se observó menor densidad de inóculo en parcelas con rotación de cultivo canola-soja-soja con promedios de 30 y 12 UFC/g de suelo. Los resultados de este trabajo de muestreo permiten identificar zonas con elevadas poblaciones iniciales de *M. phaseolina* para advertir a los productores de dichas zonas y crear un registro de fincas donde establecer futuros experimentos en campos comerciales.

Palabras clave. pudrición carbonosa del tallo, *Glycine max*, patógeno de suelo, rotación de cultivos.

Abstract. The density of viable microsclerotia of the plant pathogen *Macrophomina phaseolina* in the soil is related to the intensity of the charcoal rot, which causes significant reductions in soybean yield in Paraguay. During January 2017 and again in May 2019, soil samplings were carried out in soybean plots in 5 districts of the Department of Itapúa (Edelira, Tomás Romero Pereira, Capitán Meza, Natalio and San Rafael), during the reproductive phenological stages (R1-R7) with the objective of quantifying the amount of *M. phaseolina* inoculum in soils with soybean crops. At the time of sampling, a questionnaire was carried out to the owners about the previous crop rotation in their fields. The presence of *M. phaseolina* was detected in 100 % of the sampled points. The inoculum density varied from 7 to 147 CFU/g of soil, with an average of 51 CFU/g of soil and a median of 48 CFU/g of soil in 2017, while in 2019 the inoculum density varied from 6 to 49 CFU/g of soil, with an average of 25 CFU/g of soil and a median of 23 CFU/g of soil. Lower inoculum

density was observed in plots with canola-soybean-soybean crop rotation with averages of 30 and 12 CFU/g of soil. Our results will make it possible to identify areas with high initial populations of *M. phaseolina* to inform producers in these areas and create a pool of farms where future experiments can be established in commercial fields.

Keywords. charcoal rot, *Glycine max*, soilborne pathogen, crop rotation.

INTRODUCCIÓN

La pudrición carbonosa de tallo, causada por el hongo necrotrófico *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid., es una enfermedad que provoca reducciones de rendimiento en el cultivo de soja de aproximadamente 2.505.000 toneladas métricas en los principales países productores (Argentina, Bolivia, Brasil, Canadá, China, India, Paraguay y Estados Unidos), mientras que, en Paraguay las pérdidas alcanzan 1.600 toneladas métricas (Wrather et al., 2010).

Este patógeno puede infectar a la soja a lo largo del ciclo del cultivo y generalmente los síntomas se manifiestan en la raíz y en el tallo al comienzo de la maduración fisiológica (Smith et al., 2014). En Paraguay, se observó 100 % de prevalencia de la enfermedad en 48 localidades evaluadas en 2008 (Orrego Fuente et al., 2009). Se ha observado que *M. phaseolina* tiene la capacidad de infectar y colonizar raíces de *Amaranthus viridis*, *Bidens pilosa*, *Cardiospermum halicacabum*, *Euphorbia heterophylla*, *Ipomoea* sp. y

Richardia brasiliensis (Reis et al., 2014), las cuales son malezas comunes en el cultivo de soja en Paraguay (Salas & Sarubbi, 2013).

Para el manejo de esta enfermedad se ha propuesto la combinación de diferentes estrategias que formen parte de un manejo integrado, como la selección de fecha de siembra, la rotación de cultivos, el manejo de la densidad de siembra, aplicación de riego, el tratamiento de semillas con fungicidas, control biológico y la selección de cultivares resistentes (Coser et al., 2017; Romero-Luna et al., 2017; Smith et al., 2014; Cross et al., 2012; Gajera et al., 2012; Zveibil et al., 2012; Mengistu et al., 2011). Sin embargo, este patógeno ha resultado ser exitoso en adaptarse a diferentes condiciones agroecológicas, logrando distribuirse extensamente en todas las zonas de producción, debido a su amplia variabilidad morfológica, fisiológica, patogénica y genética haciendo que su manejo no sea tan sencillo (Su et al., 2001).

La incidencia de esta enfermedad en el cultivo de la soja es favorecida con temperaturas elevadas (28 a 35 °C), baja humedad del suelo y condiciones de estrés hídrico para la planta (Gupta et al., 2012). Las densidades de microesclerocios en el suelo están directamente relacionadas con la incidencia de la enfermedad en el campo (Lodha & Mawar, 2020). Los microesclerocios son la principal fuente de inóculo primario y juegan un papel importante en el ciclo de la enfermedad (Vale et al., 2001). Por lo tanto, las prácticas de manejo dirigidas a reducir la viabilidad y el número de microesclerocios resultarán en una reducción significativa de la

intensidad de la enfermedad.

Sin embargo, los patógenos que producen esclerocios pueden ser particularmente difíciles de manejar porque el inóculo se distribuye de manera heterogénea en el campo. Por lo anterior, se realizó un estudio para cuantificar el inóculo de *M. phaseolina* de distintas parcelas de producción de soja del Departamento de Itapúa, lo cual permitirá a los productores decidir la estrategia de manejo de rotación y/o sucesión que le permita disminuir los efectos negativos de este patógeno.

MATERIALES Y MÉTODOS

Toma de muestras y periodo de ejecución.

En el mes de enero del año 2017 se realizaron muestreos de suelo de parcelas de soja variedad “NA 5909” de cinco distritos del Departamento de Itapúa (Edelira, Tomás Romero Pereira, Capitán Meza, Natalio e Itapúa Poty) durante los estadios fenológicos reproductivos (R1-R7). De igual manera, en mayo de 2019 se tomaron muestras de suelo de parcelas de producción en los distritos de Capitán Meza, Natalio, San Rafael del Paraná y Tomás Romero Pereira (Tabla 1 y Figura 1). El suelo se extrajo de las hileras centrales con una barrena a una profundidad de 20 cm. Para cada parcela se tomaron cinco sub-muestras al azar, las cuales fueron mezcladas, colocadas en bolsas de plástico, correctamente etiquetadas y trasladadas en conservadoras con hielo hasta el laboratorio para su procesamiento. Durante el muestreo se aplicó un cuestionario a los productores de las parcelas, donde se les preguntó sobre cuáles fueron los cultivos

antecedentes. Los estudios de determinación de densidad de inóculo se realizaron en los laboratorios de Fitopatología de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Católica “Nuestra Señora de la Asunción”

Campus María Auxiliadora, Tomás Romero Pereira, y en el laboratorio de Fitopatología del Centro de Investigación Capitán Miranda, Instituto Paraguayo de Tecnología Agraria (IPTA), Capitán Miranda, ambos en Itapúa.

Tabla 1. Superficie de muestras de suelo obtenidas en parcelas productoras de soja en 5 distritos del Departamento de Itapúa.

Coordenadas		Localidad	Superficie (ha)	Sistema de rotación
Latitud	Longitud			
-26.75444444	-55.08666667	Natalio	15	Trigo - soja – soja
-26.74	-55.09555556	Natalio	15	Trigo - soja – soja
-26.7725	-55.14444444	Natalio	15	Trigo - soja – soja
-26.72666667	-55.45583333	Itapúa Poty	15	Trigo - soja – soja
-26.73944444	-55.44277778	Itapúa Poty	5	Trigo - soja – soja
-26.72666667	-55.42	Itapúa Poty	6	Trigo - soja – soja
-26.70166667	-55.37555556	Capitán Meza	10	Trigo - soja – soja
-26.73027778	-55.37277778	Capitán Meza	17	Trigo - soja – soja
-26.73083333	-55.39611111	Capitán Meza	22	Trigo - soja – soja
-26.72083333	-55.36944444	Capitán Meza	10	Trigo - soja – soja
-26.7175	-55.36916667	Capitán Meza	10	Trigo - soja – soja
-26.44027778	-55.40833333	T. Romero Pereira	15	Trigo - soja – soja
-26.44194444	-55.41333333	T. Romero Pereira	5	Canola - soja – soja
-26.69222222	-55.37888889	Edelira	10	Barbecho - soja – soja
-26.71527778	-55.3525	Edelira	10	Barbecho - soja – soja
-26.71388889	-55.35361111	Edelira	10	Barbecho - soja – soja
-26.71194444	-55.35361111	Edelira	5	Barbecho - soja - soja
-26.70583333	-55.35472222	Edelira	25	Canola - soja - soja
-26.41630556	-55.30266667	T. Romero Pereira	4.5	Canola - soja - soja
-26.72733333	-55.12641667	Natalio	18	Trigo - soja - soja
-26.71977778	-55.11747222	Natalio	9	Trigo - soja - soja
-26.75205556	-55.15355556	Natalio	8	Avena - soja - soja
-26.61102778	-55.03880556	San R. del Paraná	130	Canola - soja - soja
-26.59819444	-55.18886111	Natalio	37	Avena - soja - soja
-26.59261111	-55.21633333	Natalio	14	Canola - soja - soja
-26.63261111	-55.19377778	Natalio	50	Canola - soja - soja
-26.56936111	-55.27708333	T. Romero Pereira	8	Trigo - soja - soja
-26.55730556	-55.29688889	Natalio	50	Trigo - soja - soja
-26.58216667	-55.23335833	Natalio	50	Trigo - soja - soja
-26.88411111	-55.28430556	Capitán Meza	15	Avena - soja - soja
-26.91627778	-55.17816667	Capitán Meza	8	Avena - soja - soja
-26.49194444	-55.30797222	T. Romero Pereira	100	Trigo - soja - soja

Cuantificación de unidades formadoras de colonias (UFC). Para cuantificar la densidad de microesclerocios de *M. phaseolina* en parcelas productoras de soja se utilizó la metodología descrita por Mengistu et al. (2009). Las muestras de suelo se dejaron secar durante 24 horas y se recogieron 5 g de suelo de cada muestra para luego homogeneizarlo usando un mortero. Inmediatamente, la muestra se pasó a través de un tamiz malla N° 20 y se tomó una sub-muestra de 1 g de suelo seco y colocó en un micro tubo de 2 mL. El contenido de los tubos fue dispensado en un matraz Erlenmeyer de 250 mL y se añadieron 100 mL de NaClO al 0,525 % para desinfectar la muestra de suelo, luego se colocó los matraces que contiene la suspensión en un agitador rotatorio por 1 minuto. Se repitió este proceso 3 veces en intervalos de 15 segundos de descanso entre ellos. Después de agitar, el contenido del matraz se vertió en un tamiz de malla N° 325 enjuagando el suelo con agua esterilizada durante 1 minuto y dispensando la suspensión de suelo en un tubo de 15 mL.

Se preparó 50 mL de medio de cultivo Papa-Dextrosa-Agar (PDA) mezclando 1,95 g de PDA con 50 mL de agua destilada que luego fue colocado en autoclave durante 15 minutos a 121 °C y 1 atm de presión. Se dejó que el medio se enfríe a 60 °C y se añadió 0,05 g de Rifamicina y 0,1 mL de Tergitol® agitando suavemente. Posteriormente, se añadió la muestra de suelo al medio y se vertió de manera uniforme en placas de Petri de 90 mm, se dejó que el medio solidifique e incube a 30 °C en completa oscuridad durante 72 horas.

Posteriormente, se contaron las colonias de

M. phaseolina presentes en el medio mediante la observación de esclerocios en el microscopio óptico y se expresó en unidades formadoras de colonias (UFC) por gramos de suelo.

RESULTADOS

Se detectó la presencia de *M. phaseolina* en el 100 % de los 32 puntos muestreados (Figura 1). La densidad de inóculo varió de 7 a 147 UFC/g de suelo, con promedio de 50,5 UFC/g de suelo y mediana de 48 UFC/g de suelo en el año 2017, mientras que, en 2019 la densidad de inóculo varió de 6 a 49 UFC/g de suelo, con promedio de 25,07 UFC/g de suelo y una mediana de 23 UFC/g de suelo. Se observó menor densidad de inóculo en parcelas con rotación de cultivo canola - soja – soja con promedios de 30 y 12 UFC/g de suelo en 2017 y 2019 mientras que la densidad de inóculo fue mayor en las parcelas donde las rotaciones de cultivo consistieron en trigo – soja – soja (54,25 y 28 UFC/g de suelo en 2017 y 2019) (Tabla 2). La inclusión del barbecho en el sistema de rotación tuvo como promedio una densidad de inóculo de 50 UFC/g de suelo, poco menor que la observada con la inclusión de trigo (54 UFC/g de suelo) en el sistema. Para las parcelas con rotación avena - soja – soja sólo se pudo obtener muestras para el periodo 2019 con un promedio de 33 UFC/g.

DISCUSIÓN

Anteriormente se ha reportado 100 % de prevalencia de la enfermedad en 48 localidades evaluadas entre abril y agosto de 2008 en 15 de los 17 departamentos del país (Orrego et al., 2009).

Tabla 2. Promedio de la densidad de inóculo *Macrophomina phaseolina* por gramo de suelo (UFC/g) de parcelas productoras de soja con diferentes rotaciones de cultivos.

Época	Rotación de cultivos	Sítios ^w	<i>Macrophomina</i> (UFC/g) ^x	D.E. ^y	Mínimo	Máximo ^z
2017	Barbecho - soja – soja	4	50	30,62	14	87
2017	Canola - soja – soja	2	30	31,11	8	52
2017	Trigo - soja – soja	12	54	45,49	7	147
2019	Avena - soja – soja	4	33	7,54	22	38
2019	Canola - soja - soja	4	12	5,48	6	18
2019	Trigo - soja - soja	6	28	12,58	14	49

^wNúmero de parcelas de soja muestreados con la rotación de cultivos específica (n=32)

^xPromedio de la densidad de inóculo *Macrophomina phaseolina* por gramo de suelo (UFC/g) mediante metodología descrita por Mengistu et al. (2009)

^yDesviación estándar de la densidad de inóculo *Macrophomina phaseolina* por gramo de suelo (UFC/g)

^zRango de la densidad de inóculo *Macrophomina phaseolina* por gramo de suelo (UFC/g)

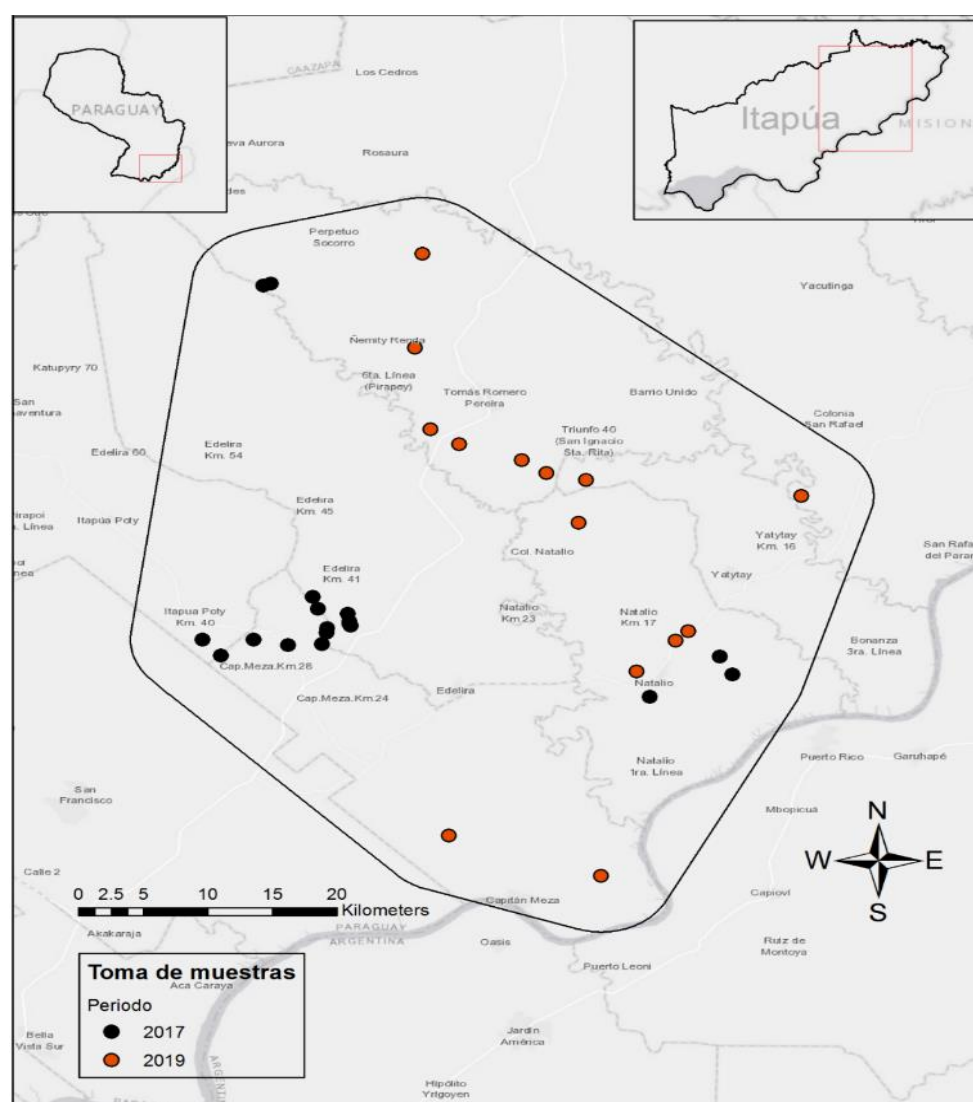


Figura 1. Muestras de suelo obtenidas en parcelas productoras de soja en 5 distritos del Departamento de Itapúa (Edelira, Tomás Romero Pereira, Capitán Meza, Natalio e Itapúa Poty) durante los estadios fenológicos reproductivos (R1-R7).

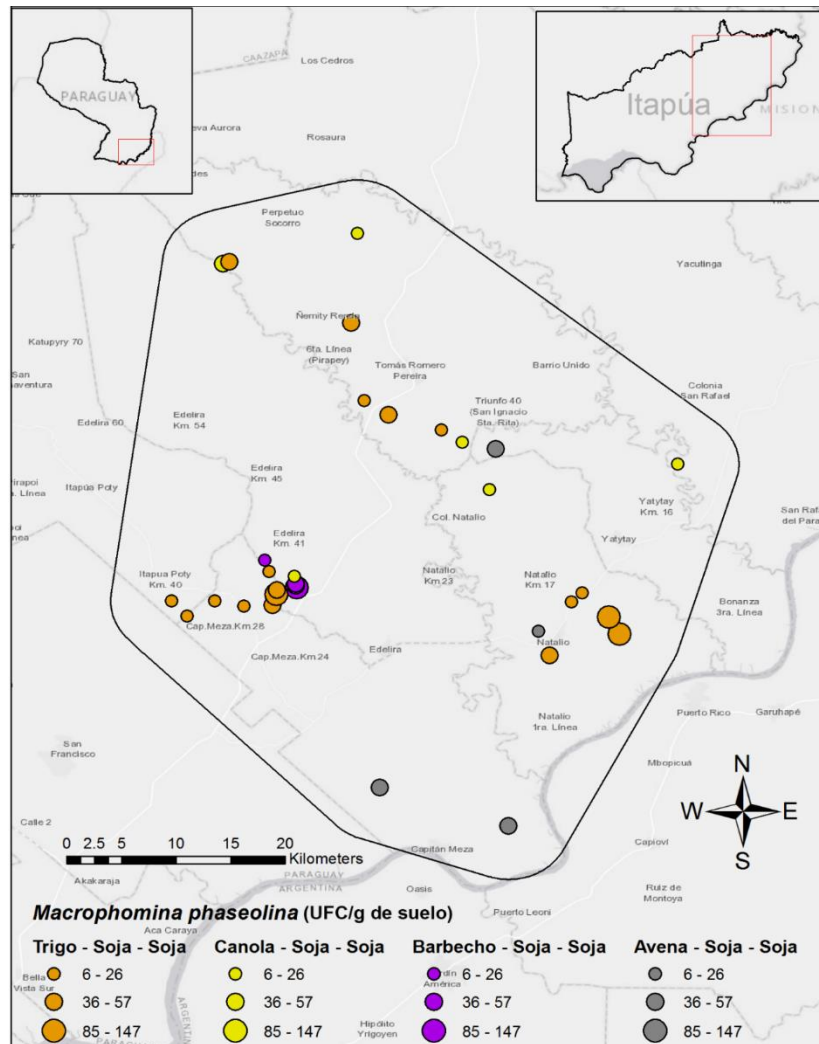


Figura 2. Cantidad de unidades formadoras de colonias (UFC) de *Macrophomina phaseolina* por gramo de suelo de parcelas productoras de soja en distritos del Departamento de Itapúa bajo distintos sistemas de rotación de cultivos.

La prevalencia de este patógeno a través del área de producción de soja en Itapúa era de esperarse debido a que las rotaciones de cultivo en estos campos se realizaron con pocas alternativas, como trigo, maíz, avena y canola, que son cultivos susceptibles a este patógeno.

El sistema de producción de soja en el Paraguay se basa en ciclos de producción de tres cultivos por año, donde las rotaciones incluyen dos siembras de soja, alternándose generalmente con maíz, trigo, canola, avena u otro abono verde o barbecho (Souchaud, 2005). Las mayores densidades de *M. phaseolina* se encuentran en sistemas de

rotación de cultivos en donde se cultiva soja y maíz con mayor frecuencia, mientras que, cuando se incluye algodón dentro del sistema, la densidad del patógeno es menor (Lodha & Mawar, 2020). Por otra parte, se ha observado que las raíces infectadas de soja que se quedan en el suelo, después de ser cosechada, pueden liberar microesclerocios viables al suelo por hasta 35 meses (Reis et al., 2011). Por otro lado, Mengistu et al. (2009) mencionan que la práctica de dejar los campos de soja en barbecho durante tres años o menos no elimina ni reduce la densidad de inóculo de *M. phaseolina*.

La canola también ha sido reportada como hospedera de este patógeno en Argentina y Australia, sin embargo, la pérdida potencial de la producción sobre este cultivo no ha sido determinada (Gaetán et al., 2006; Khangura & Aberra, 2009). La incorporación de rastros de canola en el suelo suprime el inóculo de hongos patógenos de suelo como *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici*, *Rhizoctonia solani*, *Fusarium graminearum*, *Pythium irregulare* y *Bipolaris sorokiniana* en cereales y otros cultivos (Kirkegaard et al., 1996; Smith et al., 1999). Esta supresión de inóculo está relacionada con la concentración y el tipo de isotiocianatos liberados por la canola, pero al mismo tiempo depende de la edad del tejido y el tipo de tejido (Kirkegaard et al., 1996). La rotación de cultivos ha sido propuesta como un método eficaz para reducir la incidencia de la pudrición carbonosa del tallo de la soja, aunque los otros cultivos de la rotación sean hospedadores de *M. phaseolina* (Lodha & Mawar, 2020). Los resultados de este trabajo de muestreo en parcelas productoras de soja proveen datos que permiten identificar zonas con elevadas poblaciones iniciales de *M. phaseolina* para advertir a los productores de dichas zonas y crear un registro de fincas donde establecer futuros experimentos sobre el manejo de este patógeno en campos comerciales.

Declaración de interés. Los autores declaran no tener conflicto de intereses.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Coser, S. M., Chowda Reddy, R. V., Zhang, J., Mueller, D. S., Mengistu, A., Wise, K. A., Allen, T. W., Singh, A. & Singh, A. K. (2017). Genetic architecture of charcoal rot (*Macrophomina phaseolina*) resistance in soybean revealed using a diverse panel. *Frontiers in plant science*, 8, 1626. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01626>.
- Cross, C., Wrather, A., Fothergill, K., Shannon, G., Li, S., Shumway, C. & Rupe, J. (2012). Effect of lactofen, azoxystrobin, and genotypes on charcoal rot, *Phomopsis* seed decay, and pod and stem blight in soybean. *Plant Disease*, 96(8), 1154-1158. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-11-0810-RE>.
- Gaetán, S. A., Fernandez, L. & Madia, M. (2006). Occurrence of charcoal rot caused by *Macrophomina phaseolina* on canola in Argentina. *Plant Disease*, 90(4), 524-524. <https://doi.org/10.1094/PD-90-0524A>.
- Gajera, H. P., Bambharolia, R. P., Patel, S. V., Khatrani, T. J. & Goalkiya, B. A. (2012). Antagonism of *Trichoderma* spp. against *Macrophomina phaseolina*: evaluation of coiling and cell wall degrading enzymatic activities. *Journal of Plant Pathology & Microbiology*. 3(149), 3-7. <https://doi.org/10.4172/2157-7471.1000149>.
- Gupta, G. K., Sharma, S. K. & Ramteke, R. (2012). Biology, epidemiology and management of the pathogenic fungus *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid with special reference to charcoal rot of soybean (*Glycine max* (L.) Merrill). *Journal of Phytopathology*, 160(4), 167-180. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0434.2012.01884.x>.
- Khangura, R. & Aberra, M. (2009). First report of charcoal rot on canola caused by *Macrophomina phaseolina* in Western Australia. *Plant Disease*, 93(6), 666-666. <https://doi.org/10.1094/PDIS-93-6-0666C>.
- Kirkegaard, J. A., Wong, P. T. W. & Desmarchelier, J. M. (1996). In vitro suppression of fungal root pathogens of cereals by *Brassica* tissues. *Plant pathology*, 45(3), 593-603. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3059.1996.d01143.x>.
- Lodha, S. & Mawar, R., (2020). Population dynamics of *Macrophomina phaseolina* in relation to disease management: A review. *Journal of Phytopathology*, 168(1), 1-17. <https://doi.org/10.1111/jph.12854>.
- Mengistu, A., Reddy, K. N., Zablutowicz, R. M. & Wrather, A. J. (2009). Propagule densities of *Macrophomina phaseolina* in soybean tissue and soil as affected by tillage, cover crop, and herbicide. *Plant Health Progress*, 10(1), 1-11. <https://doi.org/10.1094/PHP-2009-0130-01-RS>.



- Mengistu, A., Smith, J. R., Ray, J. D. & Bellaloui, N. (2011). Seasonal progress of charcoal rot and its impact on soybean productivity. *Plant disease*, 95(9), 1159-1166. <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-11-0100>
- Orrego Fuente, A. L., Grabowski, C., Soilan, L., Ferreira, L. & Del Valle, C. (2009). Distribución geográfica de *Macrophomina phaseolina* en los cultivos de soja, sésamo y maní. In A. L. Orrego-Fuente (Ed.), *Macrophomina phaseolina, hongo causante de la pudrición carbonosa del tallo*(pp. 27-34). Alamo, SA, FCA, UNA/INBIO.
- Reis, E. M., Baruffi, D., Remor, L. & Zanatta, M. (2011). Decomposition of corn and soybean residues under field conditions and their role as inoculum source. *Summa phytopathologica*, 37(1), 65-67. <https://doi.org/10.1590/S0100-54052011000100011>.
- Reis, E. M., Boaretto, C. & Danelli, A. L. D. (2014). *Macrophomina phaseolina*: density and longevity of microsclerotia in soybean root tissues and free on the soil, and competitive saprophytic ability. *Summa Phytopathologica*, 40(2), 128-133. <https://doi.org/10.1590/0100-5405/1921>.
- Romero-Luna, M. P., Mueller, D., Mengistu, A., Singh, A. K., Hartman, G. L. & Wise, K. A. (2017). Advancing our understanding of charcoal rot in soybeans. *Journal of Integrated Pest Management*, 8(1), 8. <https://doi.org/10.1093/jipm/pmw020>.
- Salas, P. y Sarubbi, H. (2013). Manejo de malezas en el cultivo de soja en el Paraguay. Viabilidad del glifosato en sistemas productivos sustentables. *INIA. Serie Técnica No*, 131-136. <http://www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/7633/1/st-204-2013.-p.131-136.pdf>.
- Smith, B. J., Sarwar, M., Wong, P. T. W. & Kirkegaard, J. A. (1999). Suppression of cereal pathogens by canola root tissues in soil. In P. A. Salisbury, T. D. Potter, G. McDonald & A. G. Green, *Proceedings of the 10th International Rapeseed Congress*. Canberra, ACT. <http://www.regional.org.au/au/gcirc/2/334.htm>.
- Smith, D., Chilvers, M., Dorrance, A., T. Hughes, Mueller, D., Niblack, T. & Wise, K. (2014). Charcoal rot management in the north central region. *University of Wisconsin Extension Bulletin A4037*. https://soybeanresearchinfo.com/pdf_docs/CharcoalRotMgmt_A4037.pdf.
- Souchaud, S. (2005). Dinámica de la agricultura de exportación paraguaya y el complejo de la soja: una organización del territorio al estilo brasileño. En: Fogel, R. y Riquelme, M. (16-35). *Enclave sojero, merma de soberanía y pobreza*. (pp.16-35). CERI, Centro de Estudios Rurales Interdisciplinarios .
- Su, G., Suh, S. O., Schneider, R. W. & Russin, J. S. (2001). Host specialization in the charcoal rot fungus, *Macrophomina phaseolina*. *Phytopathology*, 91(2), 120-126. <https://doi.org/10.1094/PHYTO.2001.91.2.120>.
- Vale, F. X. R. do, Parlevliet, J. E. & Zambolim, L. (2001). Concepts in plant disease resistance. *Fitopatologia Brasileira*, 26(3), 577-589. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-41582001000300001>.
- Wrather, A., Shannon, G., Balardin, R., Carregal, L., Escobar, R., Gupta, G. K., Ma, Z., Morel, W., Ploper, D. & Tenuta, A. (2010). Effect of diseases on soybean yield in the top eight producing countries in 2006. *Plant Health Progress*, 11(1),29. <https://doi.org/10.1094/PHP-2010-0102-01-RS>.
- Zveibil, A., Mor, N., Gnyayem, N. & Freeman, S. (2012). Survival, host-pathogen interaction, and management of *Macrophomina phaseolina* on strawberry in Israel. *Plant Disease*, 96(2), 265-272. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-11-0299>.