



FICHA TÉCNICA

No. 04 / IE-PCT / CNRF

Créditos: PortalFruticola, 2018

Macrophomina phaseolina

Pudrición carbonosa del tallo en el cultivo de chía

1ª Edición

Julio, 2023



AGRICULTURA
SECRETARÍA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL



SENASICA
SERVICIO NACIONAL DE SANIDAD,
INOCUIDAD Y CALIDAD AGROALIMENTARIA

Pudrición carbonosa del tallo

¿QUÉ ES?

Macrophomina phaseolina es un hongo fitopatógeno con origen en el suelo y semilla, a menudo se conoce como “pudrición carbonosa del tallo”, debido a la coloración oscura del tejido del hospedante infectado, como resultado de la formación de microesclerocios; estructuras fúngicas diminutas y redondas que permiten que el patógeno sobreviva en el suelo o en material vegetal infectado durante mucho tiempo, los cuales se liberan en el suelo a medida que se descompone el material vegetal (Pratt *et al.*, 1998; Queensland Government, 2022).

¿CÓMO LO RECONOZCO?

En plántulas lo síntomas pueden ser visibles en los cotiledones (las primeras hojas producidas por una plántula); los márgenes se vuelven café a negro. Desde la hoja unifoliada en adelante, los síntomas aparecen en hipocótilos emergentes de plántulas infectadas como lesiones circulares a oblongas, de color marrón rojizo, que pueden oscurecerse hasta una coloración marrón a negro, después de varios días. Estas lesiones pueden extenderse hacia arriba del tallo (Figura 1) [Gupta *et al.*, 2012].



Figura 1. *Macrophomina phaseolina* afectando plántulas. A) Plantas que crecen en parcelas infestadas, B) Lesiones rojas a marrones en tallos de plántulas, C) Cotiledones con lesiones. Créditos: The Ohio State University, 2023.

Los síntomas que experimenta la parte aérea en plantas de chía (*Salvia hispanica*), son característicos de muchas enfermedades radiculares y se manifiestan como clorosis, marchitez y muerte (Figura 2A) [UT, 2023]. El hongo daña el sistema radicular de la planta huésped, lo que resulta en la incapacidad de las raíces para obtener nutrientes y agua, necesarios

para el crecimiento adecuado de la planta, observando tejidos ennegrecidos y engrosados en la raíz central y raíces laterales (Figura 2B). Las plantas que mueren prematuramente debido a la pudrición carbonosa, mantendrán las hojas adheridas al pecíolo y los tejidos del tallo mostrarán el crecimiento de numerosos microsclerocios (Figura 2C) [Gupta et al., 2012].

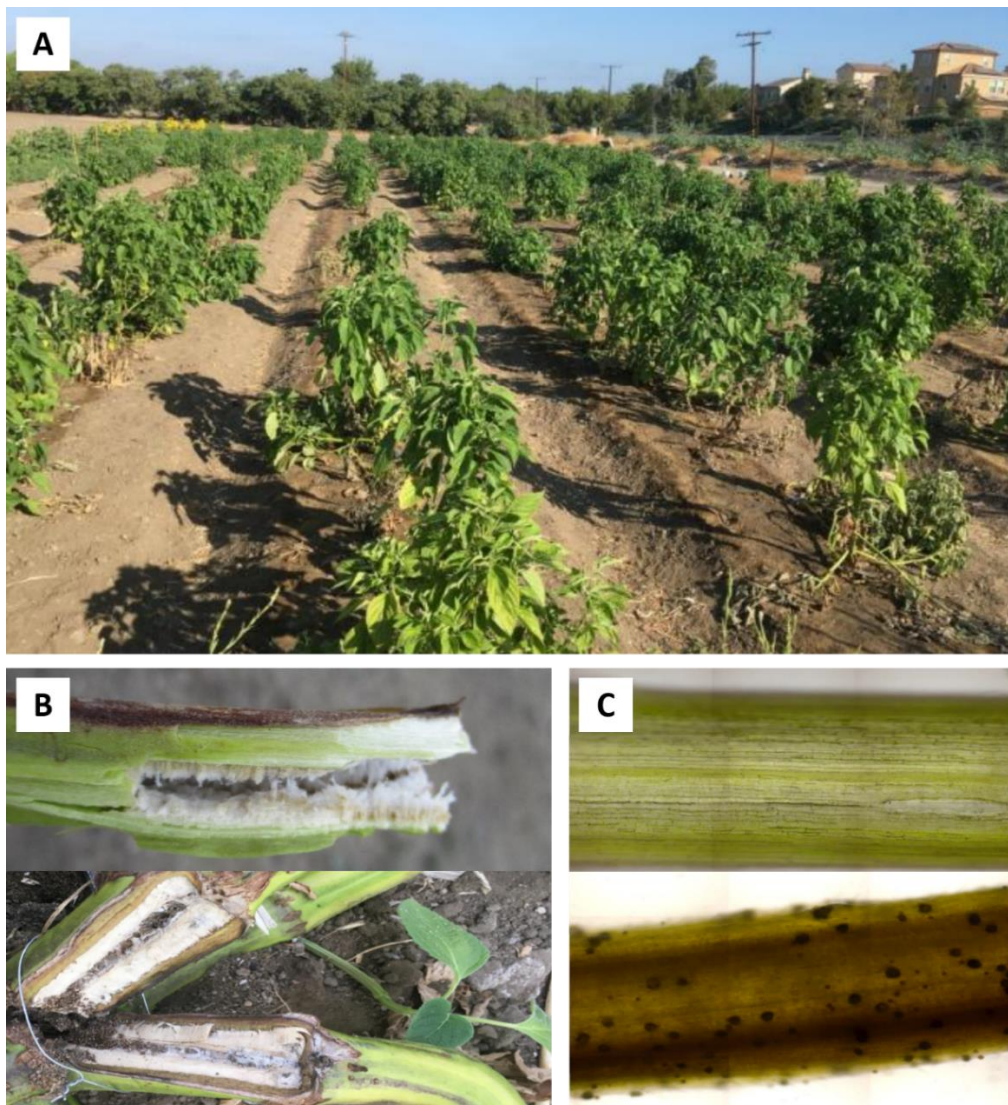


Figura 2. Síntomas de *Macrophomina phaseolina* en plantas de chía. A) Cultivo de chía en campo, B) Daño a plantas adultas en ramas (arriba) y tallos (abajo), C) Comparación entre tallo no infectado (arriba) y tallo infectado (inferior) con presencia de microsclerocios (puntos negros). Créditos: Misaka et al., 2019.

¿CÓMO LO BUSCO?

En general, el rastrojo, la semilla y el suelo infectado por microesclerocios, constituyen la fuente de inóculo primario (UBA, 2023). Sin embargo, los microesclerocios pueden ser dispersados en partículas del suelo por el equipo agrícola, las personas, los materiales de empaque, entre otros.

El patógeno, infecta a más de 500 especies de plantas incluyendo melón, ajo, alfalfa, algodón, avena, cítricos, crisantemo, girasol, maíz, sorgo, cacahuate, pimiento, garbanzo, algodón, chíá, entre otros (Ndiaye *et al.*, 2010; Ghosh *et al.*, 2018; Sakurai *et al.*, 2019; Misaka *et al.*, 2019; Cohen *et al.*, 2022; UBA, 2023).

DISTRIBUCIÓN MUNDIAL

Macrophomina phaseolina es un hongo cosmopolita en suelo, afecta a una amplia gama de cultivos y plantas silvestres en clima templado-cálido, subtropical y regiones tropicales (Kaur *et al.*, 2012; Marquez *et al.*, 2021).

IMPACTO ECONÓMICO

Macrophomina phaseolina, es económicamente importante en una amplia gama de cultivos en todo el mundo. Es un hongo muy extendido, que causa una alta tasa de mortalidad en las plantas de vivero, así como en cultivos agrícolas. Existen reporte de pérdidas en el rendimiento de cultivos como la soya y el sorgo; lo que afecta los ingresos de los agricultores (Kaur *et al.*, 2012).

En el cultivo de soya, se reportó una supresión en el rendimiento de 1.98 millones de toneladas durante el 2003; 28,000 toneladas en 2004 y 49,000 toneladas para el 2005 (Wrather y Koenning, 2006). En India, en áreas donde la temperatura oscila entre 35 y 40 °C durante la temporada de cultivo, la enfermedad puede causar hasta un 80 % de pérdidas de rendimiento (Gupta y Chauhan, 2005). En el peor de los casos, se han registrado pérdidas de rendimiento del 100 % en cultivares de cacahuate, cuando la enfermedad apareció en la etapa de preemergencia (Sharma y Bhowmik, 1986). No existen reportes de pérdidas en el cultivo de chíá.

TECNOLOGÍAS DISPONIBLES PARA SU DIAGNÓSTICO

El diagnóstico preciso y la detección temprana de patógenos es un paso esencial en el manejo de enfermedades de las plantas. La identificación de *M. phaseolina* se realiza a través de su caracterización macroscópica y microscópica. A nivel microscópico, *M. phaseolina* presenta hifas hialinas con paredes delgadas a hifas septadas de color café (Marquez *et al.*, 2021). Los picnidios, que rara vez se observan en condiciones naturales, son más grandes que los microesclerocios, de color marrón oscuro a negro, rugosos, globosos o irregulares, picudos y ostiolados (Lakhran *et al.*, 2018), a través del cual se descargan los conidios hialinos, aseptados, elipsoides a ovoides (Dhingra y Sinclair, 1977). Las colonias de *M. phaseolina* presentan una amplia heterogeneidad en el color del micelio, que rodea un área central con microesclerocios; una masa compacta de micelio

fúngico endurecido, son esféricos, ovalados u oblongos, de color marrón claro en la etapa joven y se oscurecen (de café a negro) con el envejecimiento (Marquez *et al.*, 2021).

Para una identificación rápida y confiable de *M. phaseolina*, debe realizarse mediante técnicas moleculares, como la técnica de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR, por sus siglas en inglés), mediante la amplificación de los Espaciadores Internos Transcritos (ITS, por sus siglas en inglés) [Almomani *et al.*, 2013] o la hibridación (Babu *et al.*, 2007). Para detectar y cuantificar la abundancia de *M. phaseolina* en el suelo de la rizosfera y los tejidos vegetales, se han diseñado un conjunto de iniciadores específicos para el ensayo SYBR green y TaqMan mediante PCR en tiempo real (qPCR) [Babu *et al.*, 2011; Burkhardt *et al.*, 2018]; estas herramientas son útiles para la evaluación de una población de patógenos de plantas en el suelo luego de la extracción directa de ADN del suelo sin cultivo (Babu *et al.*, 2011).

Recientemente, se han desarrollado iniciadores específicos para la identificación de *M. phaseolina*, *M. pseudophaseolina* y *M. euphorbiicola* (Santos *et al.*, 2020). Esto puede contribuir a estudios más amplios realizados para evaluar la diversidad y distribución de especies de este género.

MEDIDAS PREVENTIVAS

En zonas donde no se ha detectado la enfermedad, se recomienda:

1. Usar semillas sanas, procedentes de campos sin detecciones de la enfermedad; ya que son la principal fuente de dispersión de plagas y enfermedades.
2. Evitar sembrar en lotes con antecedentes de infección, debido a que *M. phaseolina* sobrevive en el suelo por largos periodos de tiempo.
3. Realizar rotación con otros cultivos no hospedantes del patógeno.
4. Controlar las malezas, ya que estas pueden ser reservorios de la enfermedad y además generan microclimas de alta humedad, que favorecen al patógeno.
5. Inspeccionar los lotes periódicamente, a fin de detectar en forma temprana la enfermedad.

Monitoreo

- Monitorear la presencia de síntomas, posterior al registro de altas temperaturas en suelo (superiores a 27 °C) y condiciones secas; el crecimiento del hongo es favorecido bajo estos ambientes (Queensland Government, 2022).
- Se recomienda poner atención en tejidos inmaduros, dañados o senescentes, así como en las raíces y la corona (Queensland Government, 2022).

MEDIDAS SUSTENTABLES EN ÁREAS CON PRESENCIA

Ante la detección de la enfermedad se recomienda realizar las siguientes medidas de manejo:

En plantas

1. Eliminar las plantas enfermas para minimizar el inóculo en el suelo.
2. Realizar labranza mínima o nula, puede ayudar a reducir la enfermedad porque disminuye la temperatura del suelo.
3. La solarización del suelo combinado con el uso de enmiendas orgánicas; como estiércol de corral, Neem, aceite de mostaza, residuos de crucíferas (col, brócoli, coliflor, rábano, entre otras), son importantes para controlar las enfermedades por *Macrophomina* (Basandrai *et al.*, 2021).

En semillas

1. Emplear un agente biológico para el tratamiento de semillas contaminadas; el uso de *Trichoderma harzianum* o *T. viride* es recomendado a una dosis de 4-5 g/kg de semilla (Gupta y Chauhan, 2005; Ansari, 2010).

Muestreo

- Realizar recorridos en esquema de guarda griega para identificar los síntomas de la enfermedad.
- El material vegetal sospechoso debe ser enviado al laboratorio para su diagnóstico

fitosanitario al Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria (<http://sinavef.senasica.gob.mx/CNRF/>) o algún Laboratorio Aprobado (<http://sinavef.senasica.gob.mx/CNRF/Area Diagnostico/LaboratoriosAprobados/Documentos/Directorio%20Laboratorios%20Aprobados%20Oficial.pdf>).

- Enviar plántulas, hojas y/o tallos, preferentemente con síntomas de la enfermedad.

MEDIDAS DE BIOSEGURIDAD

Se recomiendan las siguientes medidas para evitar la diseminación del patógeno:

1. Controlar el ingreso y salida de personal, así como de vehículos, maquinaria o implementos agrícolas del área de cultivo con presencia de la enfermedad; desinfectar toda la herramienta e implementos utilizados durante las tareas agrícolas.
2. Implementar una zona de lavado y desinfección de herramientas y/o equipo, así como de vehículos y maquinaria.
3. El personal encargado de realizar estas actividades deberá portar calzado limpio, el cual una vez terminadas las labores deberá ser lavado.
4. Colocar depósitos para desechos de material vegetal infectado.
5. Queda prohibido el movimiento de material vegetal y/o suelo infectado desde

la zona delimitada a otras zonas sin presencia de la enfermedad.

LITERATURA CITADA

Almomani, F., Alhawatemala, M., & Hameed, K. (2013). Detection, identification and morphological characteristic of *Macrophomina phaseolina*: the charcoal rot disease pathogens isolated from infected plants in Northern Jordan. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 46(9), 1005-1014.

Ansari, M. M. (2010). Integrated management of charcoal rot of soybean caused by *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. *Soybean Research*, 8, 39-47.

Basandrai, A. K., Pandey, A. K., Somta, P., & Basandrai, D. (2021). *Macrophomina phaseolina*-host interface: Insights into an emerging dry root rot pathogen of mungbean and urdbean, and its mitigation strategies. *Plant Pathology*, 70(6), 1263-1275.

Babu, B. K., Mesapogu, S., Sharma, A., Somasani, S. R., & Arora, D. K. (2011). Quantitative real-time PCR assay for rapid detection of plant and human pathogenic *Macrophomina phaseolina* from field and environmental samples. *Mycologia*, 103(3), 466-473.

Babu, B. K., Saxena, A. K., Srivastava, A. K., & Arora, D. K. (2007). Identification and detection of *Macrophomina phaseolina* by using species-specific oligonucleotide primers and probe. *Mycologia*, 99(6), 797-803.

Burkhardt, A., Ramon, M. L., Smith, B., Koike, S. T., & Martin, F. (2018). Development of molecular methods to detect *Macrophomina phaseolina*

from strawberry plants and soil. *Phytopathology*, 108(12), 1386-1394.

Cohen, R., Elkabetz, M., Paris, H. S., Freeman, S., & Gur, A. (2022). Charcoal rot (*Macrophomina phaseolina*) across melon diversity: Evaluating the interaction between the pathogen, plant age and environmental conditions as a step towards breeding for resistance. *European Journal of Plant Pathology*, 163(3), 601-613.

Dhingra, O. D., & Sinclair, J. B. (1978). Biology and pathology of *Macrophomina phaseolina*. *Australasian Plant Pathology* 7, 25. doi.org/10.1007/BF03212337

Ghosh, T. A. N. M. A. Y., Biswas, M. K., Guin, C. H. I. R. A. N. J. I. B., & Roy, P. R. A. D. I. P. T. A. (2018). A review on characterization, therapeutic approaches and pathogenesis of *Macrophomina phaseolina*. *Plant Cell Biotechnology. Molecular Biology*, 19, 72-84.

Gupta, G. K., & Chauhan, G. S. (2005). Symptoms, identification and management of soybean diseases. Technical bulletin. *National Research Centre for Soybean, Indian Council of Agricultural Research*. 92 p

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.

Kaur, S., Dhillon, G. S., Brar, S. K., Vallad, G. E., Chand, R., & Chauhan, V. B. (2012). Emerging phytopathogen *Macrophomina phaseolina*: biology, economic importance and current



diagnostic trends. *Critical Reviews in Microbiology*, 38(2), 136-151.

Kumud, K., & Jitendra, S. (2000). Location, survival, transmission and management of seed-borne *Macrophomina phaseolina*, causing charcoal rot in soybean. *Annals of Plant Protection Sciences*, 8(1), 44-46.

Lakhran, L., Ahir, R. R., Choudhary, M., & Choudhary, S. (2018). Isolation, purification, identification and pathogenicity of *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid caused dry root rot of chickpea. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 7(3), 3314-3317.

Marquez, N., Giachero, M. L., Declerck, S., & Ducasse, D. A. (2021). *Macrophomina phaseolina*: General characteristics of pathogenicity and methods of control. *Frontiers in Plant Science*, 12, 634397.

Reis M. M. Atamian, H. S & Besnard, J. (2019). Reporting Charcoal Rot in Chia and Developing a Susceptibility Assay. *Student Scholar Symposium Abstracts and Posters*. 335. Disponible en: https://digitalcommons.chapman.edu/cusrd_abstracts/335 Fecha de consulta: julio de 2023.

Ndiaye, M., Termorshuizen, A. J., & Van Bruggen, A. H. C. (2010). Effects of compost amendment and the biocontrol agent *Clonostachys rosea* on the development of charcoal rot (*Macrophomina phaseolina*) on cowpea. *Journal of Plant Pathology*, 173-180.

Pratt, R. G., McLaughlin, M. R., Pederson, G. A., & Rowe, D. E. (1998). Pathogenicity of *Macrophomina phaseolina* to mature plant

tissues of alfalfa and white clover. *Plant disease*, 82(9), 1033-1038.

Queensland Government (2022). Charcoal rot. Disponible en: <https://www.business.qld.gov.au/industries/farms-fishing-forestry/agriculture/biosecurity/plants/diseases/horticultural/charcoal-rot> Fecha de consulta: junio de 2023.

Sharma, R. C., & Bhowmik, T. P. (1986). Estimation of yield losses in groundnut due to *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. *Indian Journal of Plant Pathology*, 4(2), 108-112.

Sakurai, C., Atamian, H. S., Besnard, J. (2019). Characterization of *Macrophomina phaseolina* Infecting Chia Plants. *Student Scholar Symposium Abstracts and Posters*. 344. https://digitalcommons.chapman.edu/cusrd_abstracts/344.

Santos, K. M., Lima, G. S., Barros, A. P., Machado, A. R., Souza-Motta, C. M., Correia, K. C., & Michereff, S. J. (2020). Novel specific primers for rapid identification of *Macrophomina* species. *European journal of plant pathology*, 156, 1213-1218.

The Ohio State University. (2023). Charcoal Rot. Disponible en: <https://u.osu.edu/osusoybeandisease/stem-diseases/charcoal-rot/extended-version/> Fecha de consulta: junio de 2023.

UBA (Universidad de Buenos Aires). (2023). Podredumbre carbonosa del tallo de la Soja (*Macrophomina phaseolina*). Disponible en: https://herbariofitopatologia.agro.uba.ar/?page_id=605 Fecha de consulta: junio de 2023.



UT (University of Tennessee). (2023). Charcoal Rot. Disponible en: <https://guide.utcrops.com/soybean/pod-stem-root-disease/charcoal-rot/> Fecha de consulta: junio de 2023.

Wrather, J. A., & Koenning, S. R. (2006). Estimates of disease effects on soybean yields in the United States 2003 to 2005. *Journal of nematology*, 38(2), 173.

Forma recomendada de citar:

DGSV-DCNRF. 2023. Pudrición carbonosa del tallo (*Macrophomina phaseolina*). Sader-Senasica. Dirección General de Sanidad Vegetal-Dirección del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Ficha Técnica. Tecámac, Estado de México. 8 p.

Nota: Las imágenes contenidas son utilizadas únicamente con fines ilustrativos e informativos, las cuáles han sido tomadas de diferentes fuentes otorgando los créditos correspondientes.



DIRECTORIO

Secretario de Agricultura y Desarrollo Rural

Dr. Víctor Manuel Villalobos Arámbula

Director en Jefe del Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad

Agroalimentaria

Ing. Francisco Javier Calderón Elizalde

Director General de Sanidad Vegetal

M. B. Francisco Ramírez y Ramírez

Director del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria

M. C. Guillermo Santiago Martínez

© 2023 Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria

<https://www.gob.mx/senasica>

Este documento fue elaborado por la Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV) del Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (Senasica), no está permitida la reproducción total o parcial de esta publicación, ni la transmisión de ninguna forma o por cualquier medio, ya sea electrónico, mecánico, fotocopia, por registro u otros métodos, sin el permiso previo y por escrito de la DGSV.