



COSAVE

13. Anexo: Plagas reglamentadas

Julio 2023

13. Anexo: Plagas reglamentadas

Las plagas reglamentadas incluidas en el PPCF se indican en la Lista de plagas reglamentadas en el PPCF. La lista será actualizada en la medida que se modifiquen las plagas a regular.

La lista de plagas reglamentadas resulta del análisis de los requisitos fitosanitarios que cada país del COSAVE establece para el producto en cuestión (especie/parte vegetal/uso previsto).

Debido a que la lista está sujeta a actualizaciones (tanto las plagas como su condición fitosanitaria), las empresas semilleras deben comunicarse con las ONPF, en forma previa a la implementación del PPCF.

Lista de plagas reglamentadas en el PPCF

- *Didymella maydis* (*Mycosphaerella zae-maydis*)
- *High Plains wheat mosaic virus* (HPWMOV)
- *Magnaporthiopsis maydis*
- *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii*
- *Stenocarpella macrospora*
- *Stenocarpella maydis* (*Diplodia maydis*)
- *Wheat Streak Mosaic Virus* (WSMV)



13. Anexo: Plagas reglamentadas

Didymella maydis

Julio 2023



Tabla de contenido

1. Descripción técnica de la plaga	3
1.1 Denominación de la enfermedad	3
1.1.1 Agente etiológico	3
1.2 Hospedantes / Especies afectadas	3
1.3 Ciclo de la enfermedad	3
1.3.1 Transmisión y supervivencia	3
1.3.2 Incidencia	4
1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos	4
1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes	5
1.3.5 Similitudes con otros patógenos	5
2. Bibliografía	5
3. Anexo: Figuras	7

1. Descripción técnica de la plaga

1.1 Denominación de la enfermedad

Español: Tizón de las hojas amarillas del maíz

1.1.1 Agente etiológico

Nombre preferido: *Didymella maydis*, (Arny & R.R. Nelson) Qian Chen & L. Cai (2015)

Sinonimia: *Didymella zea-maydis*
Mycosphaerella zea-maydis
Peyronellaea zea-maydis
Peyronellaea maydis
Phyllosticta maydis
Phoma zea-maydis
Phoma maydis

Categorización taxonómica:

Clase: Dothideomycetes
Subclase: Pleosporomycetidae
Orden: Pleosporales
Familia: Didymellaceae
Género: *Didymella*
Especie: *Didymella maydis*

1.2 Hospedantes / Especies afectadas

Zea mays
Sorghum vulgare var. sudanense
Setaria spp.

1.3 Ciclo de la enfermedad

1.3.1 Transmisión y supervivencia

La transmisión se produce presumiblemente por semilla que puede estar contaminada por restos de plantas infectadas en el suelo. Hasta ahora no se ha investigado el modo real de infección en el campo. Dado que el

hongo pasa el invierno como pseudotecio inmaduro en las hojas, se ha sugerido que las ascosporas pueden ser responsables de la infección temprana en la primavera, mientras que los conidios son responsables de la infección secundaria en la temporada de crecimiento (Mukunya & Boothroyd, 1973). El hongo sobrevive en los restos de la cosecha, sobre los que se forman pseudotecios (University of Illinois, 2022).

1.3.2 Incidencia

Según Mukunya & Boothroyd, 1973, la reproducción asexual se ve favorecida por la luz y las altas temperaturas con un óptimo de 24°C. En cambio, las bajas temperaturas y la oscuridad favorecen el desarrollo de la etapa sexual. Según los mismos autores, los ascocarpos se produjeron abundantemente a temperaturas entre 18 y 21°C, mientras que a 15°C se desarrollaron pocos ascocarpos, y a 24°C no se observaron pseudotecios. A una temperatura de 21°C la mayoría de las ascas maduraron después de 15 días de incubación en la oscuridad.

En los Estados Unidos, durante el invierno, numerosos pseudotecios comienzan su desarrollo en residuos de maíz en descomposición, pero la madurez no ocurre hasta alcanzar entre 15 y 21°C en la primavera (Mukunya & Boothroyd, 1973).

Según Castor *et al.* (1977), el hongo puede infectar líneas de maíz susceptibles después de períodos cortos de rocío, con temperaturas de alrededor de 12 a 28°C, y puede haber mayor infección entre 16 y 20 °C si el rocío no es limitante. La germinación de las esporas, depende del tiempo y de la temperatura, oscilando entre el 50 % a 27 °C y el 90 % a 15 o 18 °C. No obstante, una gran cantidad de picnidios se forman a temperaturas entre 18 y 27°C y alrededor del 95% de las esporas, germinan en unas 5 horas en condiciones apropiadas. Asimismo, en períodos prolongados, la germinación de esporas y la infección pueden verse favorecidas por temperaturas bajas entre 12 y 20 °C, mientras que la esporulación y colonización se verían favorecidas por temperaturas entre 20 y 27 °C. La enfermedad puede ocurrir en condiciones de temperatura menos favorables, pero de manera más atenuada.

1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos

Según Arny & Nelson (1971), el hongo causa lesiones necróticas y amarillamiento en el tejido foliar. En las hojas inferiores las lesiones son rectangulares a oblongo-elípticas, generalmente de 7-10 x 15-20 mm, ocurriendo en dirección paralela a las nervaduras, pero sin delimitarse a ellas. Las lesiones son de color amarillo a beige, descoloridas en el centro y comúnmente tienen un borde marrón. Pueden verse afectadas hojas de

cualquier edad, y si la infección es grave, morirán hojas enteras, comenzando por las más viejas. Las lesiones en las hojas superiores generalmente están restringidas por las nervaduras y, por lo tanto, son más lineales. Las lesiones también pueden desarrollarse en la vaina y la cáscara de la mazorca, pero son menos evidentes en este caso. Las plantas jóvenes atacadas por el hongo en una etapa temprana de desarrollo pueden morir o atrofiarse. Las lesiones de la vaina de la hoja pueden ser similares a las de *Helminthosporium maydis* y la diferenciación puede ser difícil sin cuerpos fructíferos fúngicos. Los picnidios oscuros se pueden encontrar en el área central de las lesiones antiguas y, en la naturaleza, pueden ser raros o estar ausentes.

1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes

Se cuenta con escasa información.

1.3.5 Similitudes con otros patógenos

Los síntomas causados por *Mycosphaerella zae-maydis*, pueden confundirse fácilmente con los síntomas de *Helminthosporium maydis* y la diferenciación puede ser difícil sin realizar análisis orientados a la detección de los cuerpos fructíferos fúngicos.

Además, el taxón *Mycosphaerella* (nombre preferido *Didymella*) se encuentra en reevaluación por la identificación de numerosas nuevas especies y la inclusión de nuevos taxones (Ej: *Phoma*).

2. Bibliografía

Army, D. C. & Nelson, R. R. 1971. *Phyllosticta maydis* species nova, the incitant of yellow leaf blight of maize. *Phytopathology*, v. 61, n. 10, p. 1170-72, 1971. Disponible en: https://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1971Articles/Phyto61n10_1170.pdf

Bhalla S.; Chalam V.C.; Gupta K.; Singh B.; Khan Z. & Dubey S.C. 2016. Generic Pest Risk Analysis: Import of Transgenic Corn. ICAR National Bureau of Plant Genetic Resources, New Delhi, India. Disponible en: <http://www.nbpgr.ernet.in/Downloadfile.aspx?EntryId=7322>.

Castor L.L.; Ayers J.E. & Nelson R.R. 1977. Controlled-environment studies of epidemiology of yellow leaf-blight of corn. *Phytopathology*, v. 67, p. 85-90. Disponible en: https://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1977Articles/Phyto67n01_85.pdf.

Mukunya D.M. & Boothroyd C.W. 1973. *Mycosphaerella zae-maydis* sp. n., the sexual



COSAVE

stage of *Phyllosticta maydis*. *Phytopathology*, v. 63, n. 4, p. 529-32. Disponible en: https://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1973Articles/Phyto63n04_529.PDF.

University of Illinois. 2022. EXTENSION ITCS INSTRUCTIONAL MATERIALS. Corn Diseases I. X799.30. [En línea]. Consultado en julio 2022. Disponible en: <https://extension.missouri.edu/media/wysiwyg/Extensiondata/Pub/pdf/agguides/pests/ps0101.pdf>.

3. Anexo: Figuras

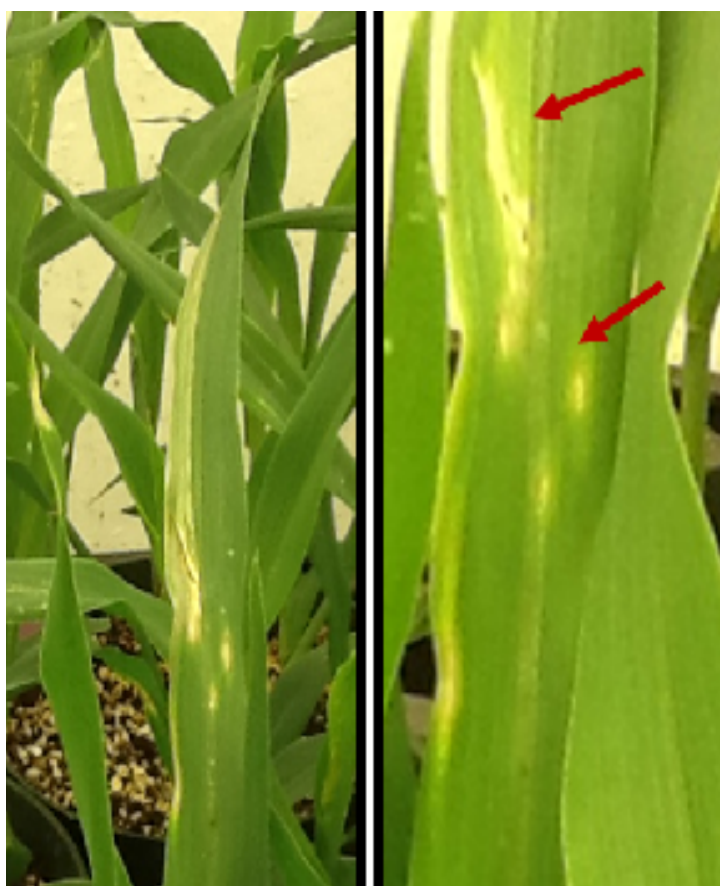


Figura 1: Hojas de maíz inoculadas con *Didymella zae-maydis*. Las flechas señalan las zonas cloróticas (Condon *et al.*, 2018).



COSAVE

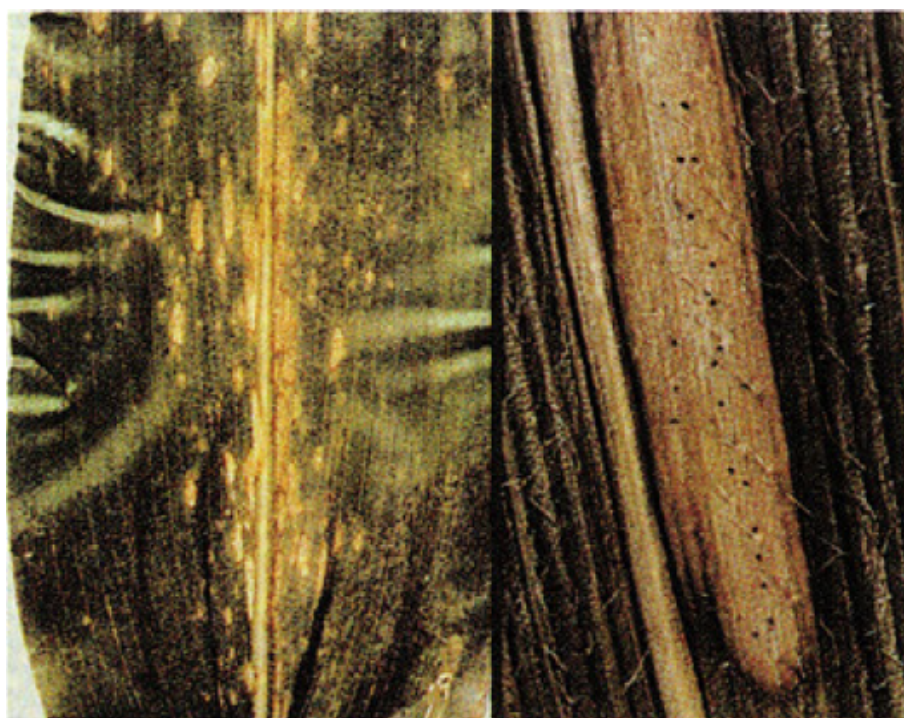


Figura 2: Síntomas de *Didymella zeae-maydis*. Se observan manchas rectangulares u ovaladas cloróticas, usualmente rodeadas por un margen rojo o violáceo. Sobre las lesiones más viejas se forman puntuaciones negras que son los picnidios. En infecciones severas y tempranas las hojas basales se vuelven totalmente cloróticas y luego mueren (University of Illinois Extension, S/F).



Figura 3: Síntomas de *Didymella zeae-maydis* en hojas de maíz (*Zea mays*) (La Guía Sata, S/F).



COSAVE



Figura 4: Síntomas de *Didymella zeae-maydis* en cultivo de maíz (*Zea mays*) (La Guía Sata, S/F).



13. Anexo: Plagas reglamentadas

High plains wheat mosaic virus (HPWMoV)

Julio 2023



Tabla de contenido

1. Descripción técnica de la plaga	3
1.1 Denominación de la enfermedad	3
1.1.1 Agente etiológico	3
1.2 Hospedantes / Especies afectadas	3
1.3 Ciclo de la enfermedad	3
1.3.1 Transmisión y supervivencia	3
1.3.2 Incidencia	4
1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos	5
1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes	5
1.3.5 Similitudes con otros patógenos	5
2. Bibliografía	6
3. Anexo: Figuras	7

1. Descripción técnica de la plaga

1.1 Denominación de la enfermedad

1.1.1 Agente etiológico

Nombre preferido: *High Plains wheat mosaic virus* (HPWMoV)

Sinonimia: *High Plains virus*
Maize red stripe virus
Wheat Mosaic virus

Categorización taxonómica:

Clase: Ellioviricetes
Orden: Bunyavirales
Familia: Fimoviridae
Género: Emaravirus
Especie: *High plains wheat mosaic virus*

1.2 Hospedantes / Especies afectadas

Avena sativa
Bromus secalinus
Hordeum jubatum
Hordeum vulgare
Secale cereale
Setaria glauca
Setaria viridis
Triticum aestivum
Zea mays

1.3 Ciclo de la enfermedad

1.3.1 Transmisión y supervivencia

High plains wheat mosaic virus (HPWMoV) es un patógeno relativamente nuevo, detectado en el año 1993, en las planicies altas de Estados Unidos, en cultivos de trigo y maíz. El virus fue purificado en 2006 por Skare *et al.* (2006). HPWMoV fue identificado como una especie definitiva del género Emaravirus en 2014 (Tatineni *et al.*, 2014).

Este nuevo patógeno se presenta usualmente junto con *Wheat streak mosaic virus* (WSMV) ya que ambos virus son transmitidos por el mismo vector, *Aceria tosichella* Keifer (Acarina: Eriophidae), el cual afecta a trigo, maíz, otras especies de gramíneas cultivadas (avena, cebada, centeno) y malezas (Argüello y Truol, 2009). Otra forma de transmisión natural de este virus es a través de semillas infectadas. Al respecto, se ha demostrado de acuerdo a diversos estudios que HPWMoV puede transmitirse por semilla con un porcentaje que va del 0.008 al 4% (Lebas *et al.*, 2005; Nischwitz, 2020; EFSA, 2022).

El vector *A. tosichella* es denominado también *Wheat curl mite* (WCM), ya que en trigo provoca un enrollamiento de las hojas y se encuentra protegido dentro de ellas (Argüello y Truol, 2009). *A. tosichella* es una plaga de baja movilidad, capaz de dispersarse a través del viento y por la ayuda de artrópodos de mayor tamaño.

La gama de hospedantes del HPWMoV se limita a los miembros de las Poaceae e incluye varios cereales. La cebada, el maíz, la avena, el centeno y el trigo fueron infectados por el HPWMoV en pruebas realizadas en invernaderos. Las gramíneas *Bromus secalinus* y *Setaria glauca* [*S. pumila*] se encontraban entre las muchas infectadas (Seifers *et al.*, 1998 citado en CABI, 2023). Las plantas infectadas por el HPWMoV en la fase de plántula se ven mucho más afectadas que las infectadas en fases posteriores. Tanto el trigo como el maíz infectados en etapas más maduras pueden desarrollar pocos síntomas, o ninguno. Mahmood *et al.* (1998 citado en CABI, 2023) demostraron que puede haber una incidencia relativamente alta de infección por HPWMoV en plantas de trigo que maduran sin síntomas. El maíz susceptible infectado en una fase de plántula puede verse gravemente afectado o incluso morir, mientras que una infección similar por HPWMoV en un estadio de crecimiento más avanzado puede pasar desapercibida (Jensen, 1994 citado en CABI, 2023). El HPWMoV puede detectarse en todas las partes de la planta mediante ELISA. Ahn *et al.* (1998 citado en CABI, 2023) encontraron el HPWMoV en todos los tipos de células de las hojas infectadas de maíz y trigo.

1.3.2 Incidencia

HPWMoV afecta principalmente a los cultivos de trigo y maíz, presentándose tanto el virus como el vector (*A. tosichella*) en Estados Unidos, Canadá y Argentina (Alemndri *et al.*, 2011; CABI, 2023). En Estados Unidos, este virus se encuentra ampliamente distribuido en el oeste, donde se han reportado pérdidas de hasta un 100% en maíz dulce y en el caso de maíz para grano, disminuciones de hasta un 75% del rendimiento. Por otra parte, en Argentina HPWMoV se ha detectado principalmente en cultivo de trigo (Argüello y Truol, 2009), aunque también en maíces de crecimiento espontáneo y en plantas de cebada como hospedante alternativo (Alemndri *et al.*, 2011).

Este virus puede transmitirse a través de semillas de maíz dulce, aunque en una baja incidencia (CABI, 2023), registrándose para semillas procedentes de Colorado (Estados Unidos), un 4% de incidencia mediante test de ELISA (Blunt y Hill, 2004).

1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos

Los síntomas de HPWMoV en trigo se manifiestan principalmente en hojas. En ellas se observa enrollamiento, moteado, clorosis y/o necrosis, también puede causar un enanismo severo. La intensidad de los síntomas puede variar de media a severa según sea el momento de infección, la temperatura, la susceptibilidad del hospedante y si se encuentra con infecciones mixtas con WSMV. En este último caso se tornan más importantes comparados con infecciones simples, manifestándose un mosaico y estriado severo, disminución del número de espiguillas y espigas, y una muerte súbita de plantas en los casos en que la infección haya ocurrido en estados fenológicos tempranos (Argüello y Truol, 2009).

En maíz, HPWMoV produce un estriado rojizo en los bordes y puntas de las hojas, además de manchas y estrías cloróticas, necrosis de las hojas más bajas y muerte de la planta (Argüello y Truol, 2009).

1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes

Seifers *et al.* (1997) informan de una alta incidencia de este virus en producciones de maíz dulce adyacentes a campos de trigo, sin embargo también observaron que dicha incidencia disminuyó en la medida que aumentaba la distancia al cultivo de trigo. Esto se debe a que es poco probable que la transmisión de HPWMoV a través de *A. tosichella* se produzca a grandes distancias.

1.3.5 Similitudes con otros patógenos

En Argentina es posible encontrar infecciones mixtas producidas por WSMV y HPWMoV debido a que *A. tosichella* puede transmitir simultáneamente ambos virus (Dumón *et al.*, 2013). Aunque en condiciones de campo es muy difícil distinguir los síntomas causados por cada una de estas virosis (Mahmood *et al.*, 1998), en infecciones mixtas los síntomas son más acentuados (Skare *et al.*, 2006; Argüello y Truol, 2009).

2. Bibliografía

- Alemandri, V., Gutheim, F., Rodríguez, S. M., Mattio, M. F., Dumón, A., Argüello, E. y Truol, G. 2011.** Importancia de la cebada como hospedante alternativo de High plains virus (HPV) en Miramar (Buenos Aires). Memoria Técnica de la Chacra Experimental Miramar, Cultivos de Invierno 2010/11
- Argüello, E. y Truol, G. 2009.** Capítulo 5: High Plains virus (HPV). En: Enfermedades virales asociadas al cultivo de trigo en Argentina. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). p. 41-46.
- CABI. 2023.** Crop Protection Compendium en línea. <https://www.cabidigitallibrary.org/>
- Dumón, A. D.; Argüello Caro, E.B.; Alemandri, V. Mattio, M F.; Donaire, G.; Alberione, E.; Bainotti, C.T.; Rodríguez, S.M. y Truol, G. 2013.** Comportamiento de diferentes cultivares de trigo a *Wheat streak mosaic virus* (WSMV) y *High Plains Virus* (HPV) mediante infección artificial con el vector *Aceria tosichella* Keifer, bajo condiciones de campo. Disponible en: http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1669-23142013000100011
- EFSA. 2022.** Pest categorisation of High Plains wheat mosaic virus. Volume20, Issue5 May 2022.
- Lebas, B. S. M., Ochoa-Corona, F. M., Elliott, D. R., Tang, Z. y Alexander, B. J. R. 2005.** Development of an RT-PCR for High Plains virus Indexing Scheme in New Zealand Post-Entry Quarantine
- Mahmood, T.; Hein G. L. y Jensen, S.G. 1998.** Mixed Infection of Hard Red Winter Wheat with *High Plains Virus* and *Wheat Streak Mosaic Virus* from Wheat Curl Mites in Nebraska. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30856864/>
- Nischwitz C., 2020.** Seed-transmitted wheat mosaic virus in sweet corn in Utah. Plant Health Progress, 21, 212–213.
- Seifers, D.L.; Harvey, T. L; Martin, T. J. y Jensen, S. G. 1997.** Identification of the Wheat Curl Mite as the Vector of the High Plains Virus of Corn and Wheat. University of Nebraska – Lincoln. Disponible en: https://www.google.com/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=&cad=rja&uact=8&ved=2ahUKEwjKxur96ur9AhWfpZUCHc_WBMwQFnoECAoQAQ&url=https%3A%2F%2Fdigitalcommons.unl.edu%2Fcgi%2Fviewcontent.cgi%3Freferer%3D%26httpsredir%3D1%26article%3D1327%26context%3Dplantpathpapers&usq=AOvVaw0GUTjFLGICV3ev7LkwXKDz.7 p.
- Skare, M.; Wiikamp, I., Denham, I.; Rezende, J.; Kitaiima, E.; Park, J. W.; Desvoyes, B.; Rush, C.M. Michels, G.; Scholthof, K.B.G. y Scholthof, H. 2006.** A new eriophyid mite-borne membrane-enveloped virus-like complex isolated from plants. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0042682205007798>. Virology, 347, 343–353.
- Tatineni, S., McMechan, A.J., Wosula, E.N., Wegulo, S.N., Graybosch, R.A., French, R y Hein, G. L. 2014.** An eriophyid mite-transmitted plant virus contains eight genomic RNA segments with unusual heterogeneity in the nucleocapsid protein. Journal of Virology, 88, 11834–11845.
- Tatineni, S., y Hein, G. L. 2021.** High Plains wheat mosaic virus: An enigmatic disease of wheat and corn causing the High Plains disease. *Molecular Plant Pathology*, 22(10), 1167-1179.

3. Anexo: Figuras



Figura 1: Plantas de maíz con enanismo, clorosis, marchitez y necrosis en follaje provocadas por *High plains wheat mosaic virus* (HPWMOV) (ANPROS - SAG, 2022).



COSAVE



Figura 2: Enanismo en planta de maíz causado por *High plains wheat mosaic virus* (ANPROS - SAG, 2022).

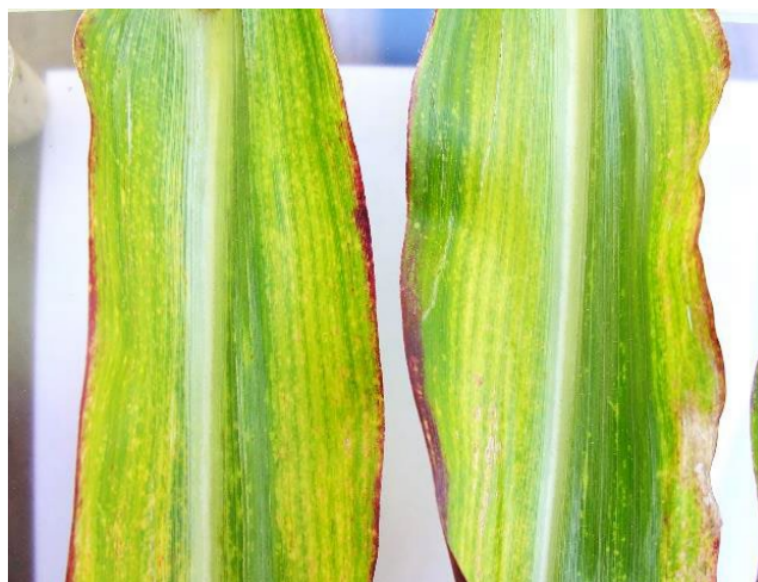


Figura 3: Síntoma de *High plains wheat mosaic virus* (HPWMOV) en maíz dulce (Forestry Images, 2018).



Wheat

Figura 4: Síntomas de *High plains wheat mosaic virus* (HPWMoV) en trigo. H- Hoja sana. I - Hoja con síntomas 12 y 30 días después de la infección (Tatineni y Hein, 2021).



Corn

Figura 5: Síntomas de *High plains wheat mosaic virus* (HPWMoV) en maíz (Tatineni y Hein, 2021).



COSAVE

13. Anexo: Plagas reglamentadas

Magnaporthiopsis maydis

Julio 2023



Tabla de contenido

1. Descripción técnica de la plaga	3
1.1 Denominación de la enfermedad	3
1.2 Hospedantes / Especies afectadas	3
1.3 Ciclo de la enfermedad	3
1.3.1 Transmisión y supervivencia	4
1.3.2 Incidencia	5
1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos	5
1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes	6
1.3.5 Similitudes con otros patógenos	7
2. Bibliografía	7
3. Anexo: Figuras	9

1. Descripción técnica de la plaga

1.1 Denominación de la enfermedad

Español: Marchitez tardía del maíz

Inglés: Maize late wilt disease (LWD)

1.1.1 Agente etiológico

Nombre preferido: *Magnaporthiopsis maydis* (Samra, Sabet & Hing.)
Klaubauf, Lebrun & Crous, 2014

Sinonimia: *Cephalosporium maydis* Samra Sabet & Hing
Harpophora maydis (Samra, Sabet & Hing.) W. Gams

Categorización taxonómica:

Clase: Sordariomycetes
Orden: Magnaporthales
Familia: Magnaporthaceae
Género: *Magnaporthiopsis*
Especie: *Magnaporthiopsis maydis*

1.2 Hospedantes / Especies afectadas

Zea mays es el principal hospedante (CAB International, 2021).

Hospedantes secundarios (Dor, S., Degani, O., 2019; Degani, O., 2021):

Setaria viridis

Gossypium hirsutum

Citrullus lanatus

Lupinus termis

1.3 Ciclo de la enfermedad

El ciclo de *Magnaporthiopsis maydis* está bien documentado. El patógeno infecta al maíz y, además de poder sobrevivir en el suelo, también puede tener hospedantes secundarios como *Setaria viridis*, *Gossypium hirsutum*, *Citrullus lanatus* y *Lupinus termis*.

Según Sabet *et al.* (1970a) la infección ocurre durante las tres primeras semanas de crecimiento.

De acuerdo con Degani, O., 2021, citando otros papers, el patógeno infecta fácilmente los brotes de maíz. En el mismo trabajo, se refiere que el hongo penetró en las raíces y fue identificado por primera vez en el xilema, 21 días después de la siembra. En el día 35 después de la siembra, el patógeno llega al primer entrenudo del tallo. A los 49 días, *M. maydis* se extendió al cuarto entrenudo. En esa etapa (50 días posterior a la siembra), se midieron cantidades relativamente bajas pero identificables de DNA fúngico mediante PCR en varias partes de la planta. Cuando emergieron las panojas de maíz por primera vez (día 63), el hongo se encontró a lo largo del tallo, aunque había menor concentración del hongo hacia las partes superiores de la planta. Los niveles de DNA de *M. maydis* alcanzaron su punto máximo en los tallos a esta edad de la planta y los primeros síntomas de la enfermedad aparecieron poco después. En la última etapa de la enfermedad cerca de la cosecha (75–85 en cultivares dulces), el hongo se puede aislar tradicionalmente de las mazorcas o identificarse con mayor sensibilidad usando PCR (Figura 1).

1.3.1 Transmisión y supervivencia

La marchitez tardía del maíz, es una enfermedad vascular causada por *Magnaportheopsis maydis*. Este hongo sobrevive en el suelo y en las semillas e infecta las raíces de las plántulas, invadiendo los vasos del xilema y traslocándose desde éstas hacia el tallo e incluso hasta el grano (Sabet *et al.*, 1970b), originando en algunos casos su pudrición (Khokhar *et al.*, 2014). El crecimiento inicial del hongo en las raíces, causa células hinchadas, cortas, marrones y de paredes gruesas (Sabet *et al.*, 1970b).

Ensayos realizados por Sabet *et al.*, (1970a) demostraron que *Magnaportheopsis maydis* tiene una baja capacidad saprofitica competitiva en el suelo y es inhibida por el crecimiento de otros microorganismos del suelo.

Singh y Siradhana (1988), determinaron que el micelio de este hongo cuando fue inoculado en un suelo en condiciones naturales, sobrevivió hasta un mes y medio, mientras que cuando se inoculó en un suelo estéril, sobrevivió hasta 3 meses.

En el suelo, las principales estructuras de supervivencia de *Harpophora maydis*, los esclerocios, pueden permanecer viables hasta 10 meses a altas temperaturas (Singh y Siradhana, 1987a). En los restos vegetales los esclerocios pueden mantener su viabilidad entre 12 y 15 meses (Singh y Siradhana, 1987b). Además, la persistencia del inóculo se localiza en los 20 primeros centímetros de suelo (Sabet *et al.*, 1970b).

Se comprobó que *Magnaportheopsis maydis* permanece viable y virulento en semilla, hasta por 10 meses en condiciones de laboratorio.

A nivel local, la dispersión se puede dar a través de los conidios, o movimiento de partes de la planta con estructuras reproductivas, como los picnidios en restos vegetales.

A grandes distancias la dispersión se da a través de las semillas (Galarza Bazan, 2005). El micelio del hongo puede estar presente en el endosperma y en el embrión de las semillas de maíz (EPPO, 2020; CAB International, 2021).

1.3.2 Incidencia

La incidencia y el desarrollo de la enfermedad se ven altamente influidos por factores abióticos tales como el riego. Así, en plantas sometidas a estrés hídrico se intensifica la severidad de la enfermedad (Abd El Rahim *et al.*, 1998).

Otros factores que predisponen la infección son la temperatura y pH del suelo. Así, valores de temperatura fuera del rango 20-32°C y pH 4-8, dificultan la infección (Degani y Goldblat, 2014).

El máximo desarrollo de la enfermedad a campo, se produjo a una temperatura constante de 24 °C o en el rango de entre 20 a 32°C. Hubo menos desarrollo de la enfermedad a una temperatura constante de 36 °C (Singh y Siradhana, 1987a).

En laboratorio la temperatura óptima de crecimiento del hongo es de 30°C, con un máximo de 36 °C, no habiendo crecimiento a 8°C (Samra *et al.*, 1963).

1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos

Esta enfermedad aparece en fases avanzadas de desarrollo del cultivo, mostrando síntomas de marchitez en torno al período de floración, extendiéndose hasta el final del ciclo (Samra *et al.*, 1963). Como buen ejemplo de marchitez vascular, los síntomas son bastantes inespecíficos y se suelen distribuir en forma de rodales en los campos afectados.

Inicialmente, las hojas inferiores comienzan a secarse desde el borde a la nervadura central y estos síntomas ascienden rápidamente hasta las hojas superiores. Con el progreso de la infección, se visualiza también un estriado color marrón rojizo en los entrenudos basales del tallo, que comienza a secarse, encogerse y, en consecuencia, a quebrarse. Además, las mazorcas

desarrolladas presentan menor número de granos por hilera e incluso, en infecciones severas, no llegan a desarrollarse (Samra *et al.*, 1963) (Figura 2).

El hongo infecta las plántulas de maíz durante el primer mes de crecimiento, y no se han detectado infecciones en plantas de más de 50 días (Sabet *et al.*, 1970a).

En las semillas se desarrollan lesiones marrones corticales en el internodo entre el escutelo y coleoptile; las raíces seminales son destruidas frecuentemente. En el tallo se presentan lesiones solas o confluentes en forma ovalada, irregulares o elongadas, de 1 - 10 cm de longitud, con un centro crema - marrón pálido y bordes indeterminados más oscuros (Figura 3). Las hojas marchitas, llegan a estar secas y adquirir un color verde grisáceo, mostrando síntomas que se asemejan a los daños causados por heladas. El picnidio del hongo, aparece como pústula de color amarillo anaranjado en la superficie superior de las hojas.

La infección de mazorca comienza en su base, trasladándose hacia arriba desde el tallo; la mazorca entera adquiere una tonalidad marrón grisáceo, encogida, descomponiéndose y aligerándose posteriormente. En infecciones tempranas, en las brácteas de la espiga resalta un decoloramiento. Los picnidios negros pueden esparcirse a las brácteas o a los lados del grano (Figura 4).

En espigas infectadas tardíamente no se muestran síntomas, pero los granos tienden a desprenderse; comúnmente se encuentra entre los granos un moho blanquecino (Galarza Bazan, 2005).

Los síntomas internos causados por éste hongo, consisten en el oscurecimiento y posterior necrosis del tejido vascular de la planta (Figura 5).

1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes

Se detectó el hongo en 39 de 42 muestras de semillas en Egipto (Mohamed *et al.*, 1967). En Hungría, Michail *et al.* (1999), detectaron este hongo en un porcentaje más alto en semillas de maíz blanco (1-9%), que en cultivares amarillos (1-3%).

El hongo se detectó en diferentes partes de la mazorca, como ser la rama de la mazorca, semillas y en las chalas (cubierta), de cultivares de maíz infectados naturalmente. En ninguna de las partes, el nivel de infección superó el 10%.

Magnaporthiopsis maydis, se detectó en el embrión, el endospermo y la cubierta de la semilla en 12 de las 13 muestras analizadas, a excepción del cv. Amon (Michail *et al.*, 1999).

1.3.5 Similitudes con otros patógenos

Magnaporthiopsis maydis, carece de un teleomorfo conocido, pero es similar al anamorfo del género *Harpophora* de la especie *Gaeumannomyces* en medio de cultivo (Saleh *et al.*, 2003).

Magnaporthiopsis maydis, se puede distinguir de otras especies de *Acremonium*, debido a su rápido crecimiento en medios de cultivo complejos, crecimiento mínimo en agar de Czapek y con eventual pigmentación oscura (Samra *et al.*, 1963).

Los conidióforos pueden ser bastante largos y los conidios son generalmente más grandes que los de otras especies de *Acremonium* (Samra *et al.*, 1963; Gams, 2000).

Según Degani, O., (2021), algunos artículos científicos confundieron *Magnaporthiopsis maydis* con *Acremonium maydis*, pero *Acremonium maydis* es otro hongo. Probablemente fue una identificación errónea.

2. Bibliografía

- EPPO, 2020. EPPO Global Database, *Magnaporthiopsis maydis*. <https://gd.eppo.int/taxon/CPHUMA>.
- CAB International, 2021. *Harpophora maydis* (late wilt of maize). <https://www.cabi.org/isc/datasheet/109285#tohostsOrSpeciesAffected>.
- Degani O & Cernica G, 2014. *Diagnosis and Control of Harpophora maydis, the Cause of Late Wilt in Maize*. Ai Magazine 4: 94-105.
- Degani, O. A Review: Late Wilt of Maize — The Pathogen, the Disease, Current Status, and Future Perspective. Journal of Fungi, v. 7, n. 11, p. 989, 2021.
- Dor, S. & Degani, O. *Uncovering the host range for maize pathogen Magnaporthiopsis maydis*. Plants, v. 8, n. 8, p. 259, 2019.
- Drori, R., Sharon, A., Goldberg, D., Rabinovitz, O., Levy, M. & Degani, O., 2013. *Molecular diagnosis for Harpophora maydis, the cause of maize late wilt in Israel*. Phytopathologia Mediterranea 52: 16-29.
- Gams, W, 2000. *Phialophora and some similar morphologically little-differentiated anamorphs of divergent ascomycetes*. Studies in Mycology, 45:187-200.
- Khokhar, MK, Hooda, KS, Sharma, SS & Singh, V, 2014. *Post flowering stalk rot complex of maize-present status and future prospects*. Maydica 59, 226-242.
- Michail, SH, Abou-Elseoud, MS & Eldin, MSN, 1999. *Seed health testing of corn for Cephalosporium maydis*. Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica, 34(1/2):35-41; 18 ref.
- Mohamed, HA, Ashour, WE, Sirry, AR & Fathi SM, 1967. *Fungi carried by corn seed and their importance in causing corn diseases in the United Arab Republic*. Plant Disease Reporter, 51:53-56.
- Ortiz Bustos, CM, 2017. *Detección pre sintomática y no destructiva de enfermedades causadas por patógenos de suelo en maíz (Marchitez Tardía) y en girasol (Jopo)*

- mediante medidas térmicas y de fluorescencia multicolor. Tesis Doctoral. Universidad De Córdoba, España. UCOPress, 165p.
- Plantix**, 2022. *Cefalosporiosis del maíz Magnaporthiopsis maydis* [En línea]. Consultado en junio 2022. Disponible en: <https://plantix.net/en/library/plant-diseases/100295/cefalosporiosis-del-maz/>.
- Sabet, KA., Samra AS. & Mansour, IM.**, 1970b. *Saprophytic behavior of Cephalosporium maydis and C. acremonium*. Ann. Appl. Biol. 66, 265-271.
- Sabet, KA., Zaher, AM., Samra, AS & Mansour, IM.**, 1970a. *Pathogenic behavior of Cephalosporium maydis and C. acremonium*. Ann. Appl. Biol. 66, 257-263.
- Saleh, AA., Zeller, KA., Ismael, AM., Fahmy, ZM., El-Assiuty, EM. & Leslie, JF**, 2003. *Amplified fragment length polymorphism diversity in Cephalosporium maydis from Egypt*. Phytopathology 93, 853-859. doi: 10.1094/PHTO.2003.93.7.853.
- Samra, AS., Sabet, KA. & Hingorani, MK.**, 1963. *Late wilt disease of Maize caused by Cephalosporium maydis*. Phytopathology. 53 (4), 402-406 pp.
- Singh, SD. & Siradhana, BS.**, 1987a. *Influence of some environmental condition on the development of late wilt of maize induced by Cephalosporium maydis*. Indian Journal of Mycology and Plant Pathology. 1-5.
- Singh, SD. & Siradhana, BS.** 1987b. *Survival of Cephalosporium maydis, incitant of late wilt disease of maize*. Indian Journal of Mycology and Plant Pathology. 17 (1), 83-85.
- Singh, SD & Siradhana, BS.**, 1988. *Date of sowing in relation to late wilt disease of maize*. Indian Phytopath. 41, 489-491.
- Zeller, KA., Ismael, AM., El-Assiuty, EM., Fahmy, ZM. & Bekheet, FM.** 2002. *Relative competitiveness and virulence of four clonal lineages of Cephalosporium maydis from Egypt toward greenhouse-grown maize*. Plant Dis. 86, 373-378. doi: 10.1094/PDIS.2002.86.4.373.
- Zeller, KA., Jurgenson, JE., El-Assiuty, ZM. & Leslie, JF.**, 2000. *Isozyme and amplified fragment length polymorphisms from Cephalosporium maydis in Egypt*. Phytoparasitica 28, 121-130. doi: 10.1007/BF02981741.

3. Anexo: Figuras

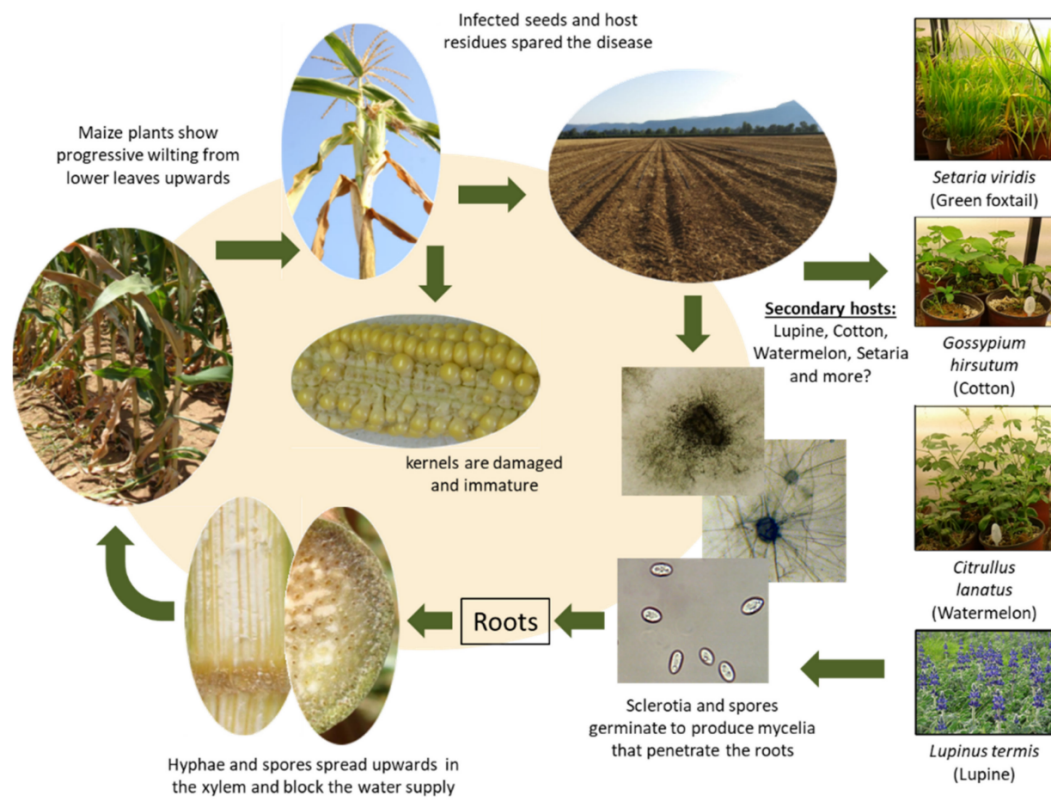


Figura 1: Ciclo de la enfermedad de *Magnaportheopsis maydis* (Replicado de DEGANI, Ofir, 2021).

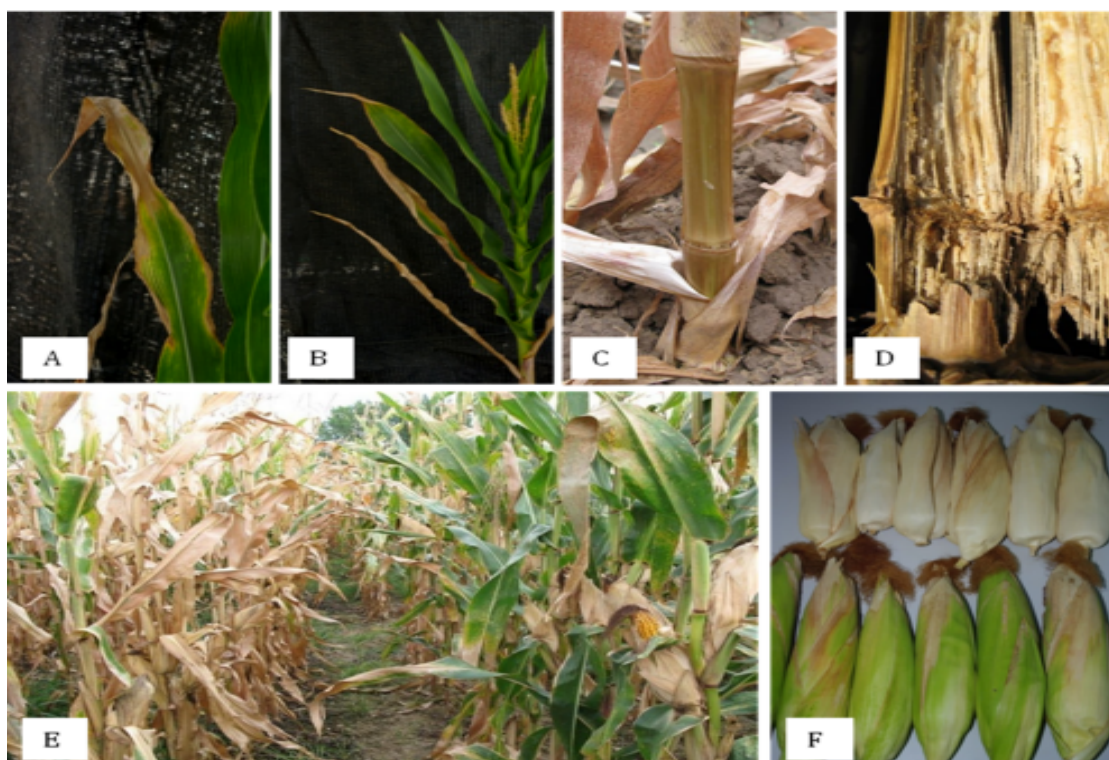


Figura 2: Síntomas de la marchitez tardía del maíz. A) Avance de la marchitez en la superficie de una hoja; B) Progreso de la enfermedad desde las hojas inferiores hasta las superiores de la planta; C) Estriado en entrenudos basales del tallo; D) Secado y ahuecado en tallo de maíz; E) Plantas de una variedad susceptible a *Harpophora maydis* (izquierda) y de otra resistente (derecha); F) Mazorcas de plantas infectadas por *Harpophora maydis* (arriba) y de plantas sanas (abajo) (Ortiz Bustos, 2017).



Figura 3: Síntomas de la marchitez tardía del maíz en tallo infectados por *Harpophora maydis* (Drori et al., 2013).

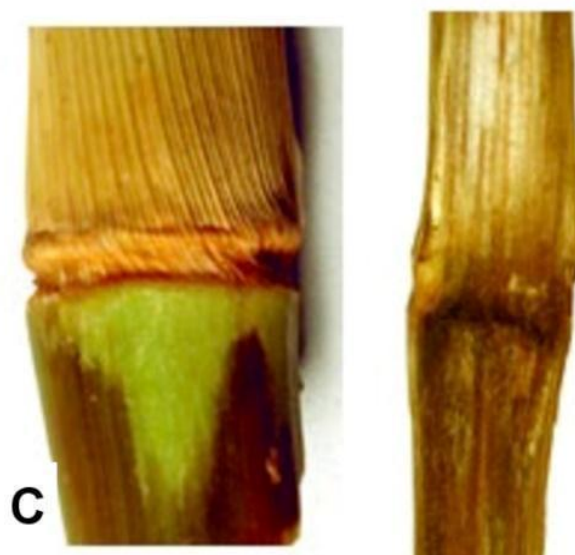


Figura 4: Síntomas de la marchitez tardía del maíz en mazorcas infectadas por *Magnaporthiopsis maydis* (Plantix, 2022)

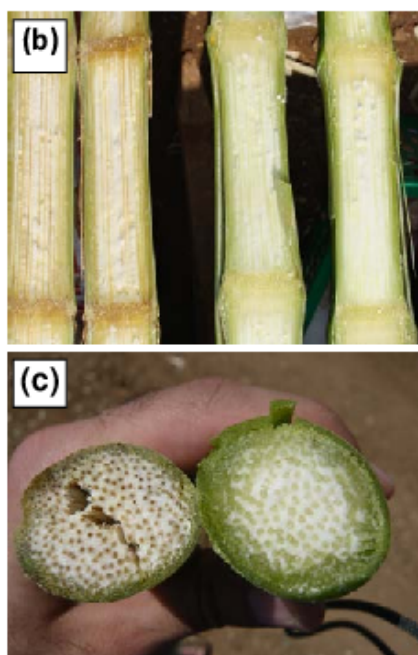


Figura 5: Síntomas internos del tejido vascular de planta de maíz, causados por *Harpophora maydis* (Degani y Cernica, 2014).

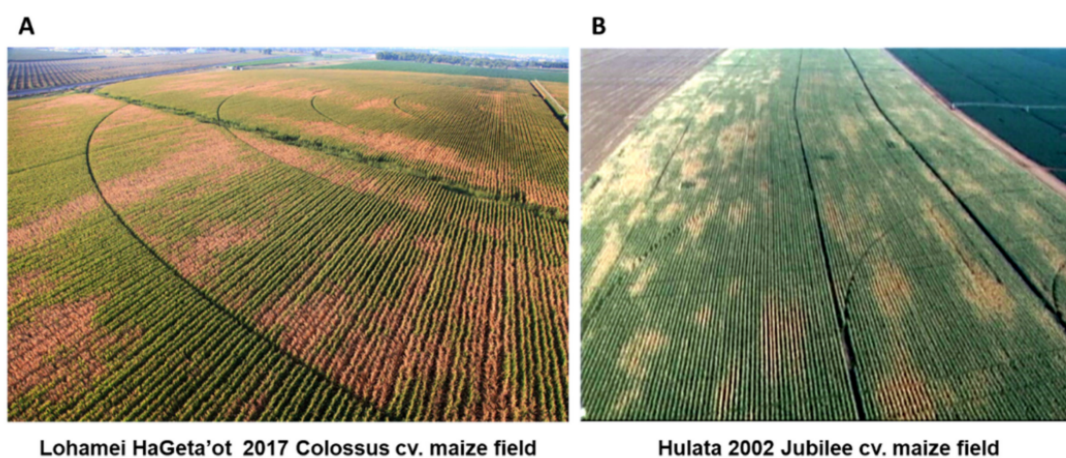


Figura 6: Vista aérea de los síntomas de *Magnaporthiopsis maydis* en campos de maíz en Israel. (Fotos replicadas del artículo de DEGANI, Ofir, 2021).



COSAVE

13. Anexo: Plagas reglamentadas

Pantoea stewartii* subsp. *stewartii

Julio 2023



Tabla de contenido

1. Descripción técnica de la plaga	2
1.1 Denominación de la enfermedad	3
1.1.1 Agente etiológico	3
1.2 Hospedantes / Especies afectadas	3
1.3 Ciclo de la enfermedad	4
1.3.1 Transmisión y supervivencia	4
1.3.2 Incidencia	6
1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos	6
1.3.3.1 <i>Etapa 1: Estado de plántula</i>	1
1.3.3.2 <i>Etapa 2: Estado de panoja</i>	1
1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes	1
1.3.5 Similitudes con otros patógenos	1
2. Bibliografía	1
3. Anexo: Figuras	1

1. Descripción técnica de la plaga

1.1 Denominación de la enfermedad

Español: Marchitamiento bacteriano del maíz, Enfermedad de Stewart del maíz

Inglés: bacterial leaf blight of maize, bacterial wilt of maize, jackfruit bronzing, Stewart's disease, Stewart's wilt of maize.

1.1.1 Agente etiológico

Nombre preferido: *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* (Smith) Mergaert, Verdonck & Kersters

Sinonimia: *Aplanobacter stewartii*
Bacterium stewartii
Erwinia stewartii
Pseudomonas stewartii
Xanthomonas stewartii

Categorización taxonómica:

Clase: Gammaproteobacteria
Orden: Enterobacterales
Familia: Enterobacteriaceae
Género y especie: *Pantoea stewartii*
Subespecie: *stewartii*

1.2 Hospedantes / Especies afectadas

Todos los tipos de maíz (*Zea mays*) son hospedantes de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* (CABI, 2020), especialmente maíz dulce, también variedades susceptibles de maíz dentado y cultivares para popcorn e industria. Maíces híbridos pueden ser resistentes a la primera fase de la enfermedad (marchitez), pero ser susceptibles a la segunda fase (tizón foliar) (ANPROS, 2020).

Se presenta en forrajeras *Poaceas* como *Tripsacum dactyloides*, *Zea americana* (CABI y ANPROS 2020) y también varias malezas *Poaceas* han demostrado actuar como hospedantes asintomáticos de la bacteria

(ANPROS, 2020), incluyendo *Coix lacryma-jobi*, *Dactylis glomerata*, *Euchlaena perennis* y *Schlerachne punctata* (CABI, 2020).

1.3 Ciclo de la enfermedad

1.3.1 Transmisión y supervivencia

Pantoea stewartii subsp. *stewartii* sobrevive en plantas hospederas vivas, insectos vectores y semillas. No hay evidencia de que la bacteria sea capaz de invernar en el suelo o en los residuos de cultivos (CABI, 2020).

La vía de dispersión a grandes distancias es la semilla (CIMMYT, 2004; Paliwal, 2001; CABI, 2020; ANPROS, 2020). Sin embargo, en términos del comercio internacional de semillas para plantar, la probabilidad de introducir (entrada y establecimiento) *Pantoea stewartii* a una nueva área, como resultado de la transmisión por semilla, es mucho más baja que la reportada previamente por la literatura entre los años 1940 y 1990 (Pataky, 2003).

Las plantas de maíz son infectadas como resultado de las heridas causadas por los insectos vectores al alimentarse, que sirven como puntos de entrada para el patógeno (De León, 1984, CIMMYT, 2004 y Paliwal, 2001).

El coleóptero del maíz, *Chaetocnema pulicaria*, es su principal vector (De León, 1984; CIMMYT, 2004; CABI, 2020; ANPROS, 2020) y es muy importante en la diseminación de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* ya que después de adquirir la bacteria puede transportarla y transmitirla durante toda su vida (ANPROS, 2020).

El patógeno pasa el invierno en el tracto alimentario de *C. pulicaria*, inverna en el suelo en restos de maíz y abono animal, luego emerge de la hibernación y se alimenta de plantas jóvenes de maíz, permitiendo que la bacteria se transmita de un ciclo a otro de cultivo (CABI, 2020, CIMMYT, 2004).

Cabe destacar que el coleóptero *Chaetocnema pulicaria* está ausente en Argentina (SINAVIMO, 2020).

Otros vectores posibles son *Diabrotica undecimpunctata howardi* (larva y adulto), *Chaetocnema denticulata*, larva de *Delia platura*, *Agriotes mancus*, *Phyllophaga* sp. y larva de *Diabrotica longicornis barberis* (ANPROS, 2020).

Como no se ha probado la supervivencia del patógeno dentro de los otros insectos vectores conocidos, de un ciclo a otro de cultivo, se cree que la

importancia de su diseminación radica principalmente dentro del ciclo de cultivo, intra e interplanta.

Según fuentes del SENASA Perú *Chaetocnema denticulata*, *Chaetocnema pulicaria* y *Agriotes mancus* se encuentran ausentes en este país, mientras que *Diabrotica undecimpunctata howardi* y *Delia platura* están presentes. Según la información proporcionada por la ONPF Argentina, el Laboratorio Vegetal ha analizado muestras para la detección de *Pantoea stewartii* pv. *stewartii* desde hace más de 10 años, sin encontrar resultados positivos en ninguno de los casos analizados.

Los primeros estudios sobre la ubicación de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* en los tejidos de las semillas indicaron que el patógeno estaba presente en el endospermo, pero no en la cubierta de la semilla. El patógeno se recuperó de las semillas hasta 5 meses después de la cosecha, y en un estudio sobrevivió más tiempo en maíz almacenado a bajas temperaturas, pero desapareció después de 200-250 días de almacenamiento a 8-15 °C (CABI, 2020).

Se ha investigado la relación entre la gravedad de la infección de la planta y la infección de la semilla. La transmisión en semillas de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* está estrechamente asociado con la gravedad de la infección de la planta madre, que está relacionada con la susceptibilidad o resistencia de la misma. Sobre la base de evaluaciones recientes de las tasas de transmisión de planta a semilla y de semilla a plántula, la probabilidad de transmisión *P. stewartii* subsp. *stewartii* en semilla es extremadamente remota cuando la semilla se produce en plantas parentales resistentes o moderadamente resistentes, ya que la resistencia restringe el movimiento de *P. stewartii* subsp. *stewartii* en el sistema vascular de las plantas y evita que la planta se infecte sistémicamente (CABI, 2020; Pataky, 2003).

Conforme Pataky (2003), la transmisión de planta a semilla es menor al 0.3% para plantas moderadamente resistentes y menor al 0.03% para plantas resistentes. Cuando las plantas susceptibles se infectan sistémicamente a través de métodos naturales, la transmisión de planta a semilla es de aproximadamente el 10% o menos. Por lo tanto, es probable que pocos lotes de semillas tengan 35% o más de granos infectados que hayan dado lugar a las tasas más altas de transmisión de semilla a plántula. La transmisión de semilla a plántula probablemente sea muy baja (por ejemplo, menos del 0.06%) para semillas con menos del 10% de granos infectados, si es que *Pantoea stewartii* se transmite en estas semillas.

En el mismo sentido, CABI (2020) hace referencia a las estimaciones máximas de infección de la semilla que fueron, para los híbridos clasificados como resistentes de 0,024%, para los híbridos con reacciones moderadas al marchitamiento de Stewart de 0,19%, y para los híbridos con reacciones susceptibles de 11,6% (adaptado de CABI, 2020).

Petaky (2003) basado en trabajos recientes, sostiene que es evidente que la transmisión de *E. stewartii* por semillas se produce a tasas mucho más bajas que las registradas en la primera mitad del siglo. En los híbridos y endogámicos de maíz modernos con niveles mejorados de resistencia del hospedante, la transmisión de *Pantoea stewartii* por semillas es muy baja, si es que ocurre.

1.3.2 Incidencia

De acuerdo con Pataky & Ikin (2003), la bacteria no posee limitaciones ambientales para su desarrollo, las condiciones favorables para el crecimiento del maíz también lo son para la bacteria. Sin embargo, lo que sí puede afectar la incidencia de la enfermedad es la actividad del vector.

De acuerdo a la información suministrada por el Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de Plagas (SINAVIMO) el principal vector de la enfermedad *C. pulicaria* no está presente en Argentina.

1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos

La gravedad de la infección y el grado relativo de resistencia o susceptibilidad de una planta se asocian con el movimiento intraplanta de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii*. En plantas con reacciones altamente susceptibles, la infección es sistémica y la bacteria se puede aislar de los tejidos de toda la planta, incluida la semilla. En plantas con reacciones resistentes, la bacteria generalmente se restringe a los tejidos cercanos al sitio de la infección, es decir, las heridas por las que se alimentan los insectos (CABI, 2020) y alrededor de estos puntos de entrada se desarrollan los primeros síntomas (CIMMYT, 2004, De León, 1984 y Paliwal, 2001).

La enfermedad posee 2 etapas o fases, que se diferencian por el momento en que ocurre la infección.

1.3.3.1 Etapa 1: Estado de plántula

La infección ocurre durante los estados iniciales de desarrollo de la planta (De León, 1984 y Paliwal, 2001). Cuando los cultivares susceptibles se infectan como plántulas, la Enfermedad de Stewart del maíz se distingue por la presencia de síntomas observables como lesiones alargadas y acuosas con márgenes irregulares u ondulados a lo largo de las hojas (CABI, 2020, CIMMYT, 2004, De León, 1984 y Paliwal, 2001). Luego continúa desarrollándose a lo largo de las nervaduras (Figura 1) (De León, 1984) y adquieren un color amarillo claro con márgenes irregulares (Figura 2) (CIMMYT, 2004).

La infección sistémica ocurre en cultivares susceptibles y moderadamente susceptibles y los síntomas foliares distintivos se evidencian en las hojas nuevas que emergen del verticilo de la planta (CABI, 2020). En ataques severos, finalmente las lesiones se fusionan causando una necrosis total de la hoja, las plántulas infectadas muestran un crecimiento anormal, se marchitan y a menudo mueren poco después de florecer (De León, 1984 y Paliwal, 2001).

Las infecciones sistémicas en estado de plántulas y estados vegetativos causan retraso del crecimiento y desarrollo de la planta, se verá retrasada la polinización y estas plantas rara vez llegan a estado reproductivo (ANPROS y CABI, 2020). Las plantas gravemente infectadas no producen mazorcas (CIMMYT, 2004), muestran un crecimiento anormalmente débil y mueren al florecer o inmediatamente después (Paliwal, 2001).

Si las plantas sobreviven a la infección, estarán tan retrasadas que no ocurrirá polinización o la semilla no madurará en la época indicada (ANPROS, 2020) y las que llegan a formar semilla, producen espigas pequeñas, estériles o con formación de grano deficiente (CIMMYT, 2004). A su vez, la panoja será blanquecina y de aspecto débil (ANPROS, 2020) o podrá producirse una panoja prematura, blanqueada y muerta (CABI, 2020).

También, cuando la infección es sistémica pueden formarse caries en los tallos cerca de la línea del suelo, y en casos de infección grave, el exudado bacteriano puede supurar a través de los estomas de las cáscaras internas. La superficie de los granos envueltos puede luego cubrirse con limo bacteriano (CABI, 2020).

Una infección al final del ciclo de cultivo puede causar necrosis foliar grave pero no marchitez (Figura 5) (CIMMYT, 2004).

El uso de semillas sanas y de variedades resistentes puede controlar esta enfermedad (Paliwal, 2001). El impacto de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* en la producción de maíz ha disminuido gracias al uso de líneas híbridas resistentes, sin embargo, todavía se cultivan híbridos susceptibles debido a sus deseables cualidades agronómicas (CABI, 2020).

En los cultivares resistentes, los síntomas generalmente se limitan a 2-3 cm alrededor de las heridas que producen los vectores cuando se alimentan y la infección sistémica ocurre raramente. Si la infección de las plántulas ocurre dentro de una semana de la emergencia, los tallos principales pueden morir, lo que da como resultado un crecimiento profuso de macollos (CABI, 2020).

1.3.3.2 Etapa 2: Estado de panoja

Después de la infección inicial, la infección puede llegar al tallo. La fase de tizón foliar de la marchitez de Stewart ocurre después de que se forma la panoja y las infecciones que no fueron detectadas en la primera fase, serán claramente observadas durante los estados reproductivos R2-R3 (ANPROS y CABI, 2020).

La bacteria se multiplica y se mueve en el xilema de las plantas (CABI, 2020), tapando los vasos y causando la aparición de síntomas en hojas (Figura 3) (Mezzalama, 2016), y provocando achaparramiento, marchitez y muerte de la planta (Figura 4) (De León, 1984, Paliwal, 2001 y CIMMYT, 2004).

Los síntomas de las hojas son similares a los de la fase de marchitez de las plántulas (CABI, 2020) y se caracteriza por el atizonamiento de las hojas inicialmente y después de la panoja. Aparecen rayas de color verde pálido a amarillo, irregulares, cortas a largas y se desarrollan a lo largo de las nervaduras. El tejido sintomático muere y se vuelve de color pajizo a marrón (marchitez lineal) (ANPROS y CABI 2020).

Los síntomas foliares se originan a causa de las heridas por alimentación de los vectores. Al igual que los síntomas foliares de la fase de marchitez de la plántula, los tejidos necróticos pueden extenderse a toda la longitud de las hojas o los síntomas pueden limitarse a unos pocos centímetros dependiendo de la resistencia o susceptibilidad del cultivar (CABI, 2020).

Si bien las plantas no mueren en esta fase, la muerte prematura de las hojas debido al marchitamiento de Stewart predispone a la planta debilitada a la pudrición del tallo y la reducción de los rendimientos (ANPROS y CABI, 2020).

1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes

El comportamiento de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* y su distribución en los lotes está estrechamente relacionado con su forma de dispersión. Cuando la bacteria ingresa con la semilla, en una primera instancia se evidencia un patrón de manchones aislados con plantas sintomáticas. En presencia de un vector, la bacteria se diseminará rápidamente por el lote, volviéndose uniforme la manifestación de síntomas en las plantas.

1.3.5 Similitudes con otros patógenos

Los síntomas foliares necróticos de las fases de marchitez de las plántulas y de la marchitez de Stewart pueden parecerse a las lesiones múltiples y fusionadas del tizón de la hoja del maíz del norte (NCLB), causado por *Exserohilum turcicum* (t. *Setosphaeria turcica*). Un simple examen microscópico del tejido foliar en busca de exudado bacteriano puede diferenciar fácilmente la marchitez de Stewart y las lesiones NCLB (CABI, 2020).

Las plántulas marchitas por *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* también pueden parecerse a plantas que sufren marchitez de plántulas por hongos, daño por insectos, estrés por sequía o deficiencia nutricional. El exudado bacteriano del tejido foliar sintomático también es un método de diagnóstico simple para diferenciar la fase de marchitez de las plántulas de la sequía u otros tipos de estrés de las plántulas (CABI, 2020).

2. Bibliografía

ANPROS, 2020. Asociación Nacional de Productores de Semillas de Chile. <http://www.anproschile.cl/wp-content/uploads/2018/10/Erwinia-stewartii.pdf>

CABI, 2020. Invasive Species Compendium. <https://www.cabi.org/isc/datasheet/21939>

- CIMMYT**, 2004. Enfermedades del maíz: una guía para su identificación en el campo. Cuarta edición. México,D.F.: Programa de Maíz del CIMMYT.
- De León, C.** 1984. Enfermedades del Maiz. Una Guía para su Identificación en el Campo. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo (CIMMYT). 3ra. Edición.
- EPPO Global Database**, 2020. <https://gd.eppo.int/taxon/ERWIST>
- INTA**, 2016. Boletín Fitopatológico N° 1 – Maíz. ALERTA: el “lunar blanco” afecta a los maíces de Entre Ríos y de la región pampeana. Causas no determinadas. INTA. Centro Regional Entre Ríos - Estación Experimental Agropecuaria Paraná. https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_boletin_no1_lunar_blanco_formento_0.pdf
- Mezzalama, M.** 2016. Enfermedades bacterianas asociadas a semilla de maíz y trigo. Laboratorio de Sanidad de Semillas. México.
- Paliwal, R.L.** 2001. El maíz en los trópicos: Mejoramiento y producción. Ripusudan L. Paliwal, Ex-director Programa de Maíz, CIMMYT. Grupo de Cultivos Alimentarios Extensivos. Servicio de Cultivos y Pastos. Dirección de Producción y Protección Vegetal de la FAO. Roma, 2001.
- Pataky, J. & Ikin, R.** 2003. Pest Risk analysis. The risk of introducing *Erwinia stewartii* in maize seed. ISF Secretariat, Switzerland.
- SINAVIMO** 2020. Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de Plagas. SENASA. <https://www.sinavimo.gov.ar/plaga/chaetocnema-pulicaria>
- UNC**, 2020. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Córdoba. Departamento de Protección Vegetal, Fitopatología. <https://www.extension.umn.edu/agriculture/crop-diseases/corn/holcusspot.html>

3. Anexo: Figuras



Figura 1: Mancha acuosa continúa desarrollándose a lo largo de las nervaduras (De León, 1984).



Figura 2: Lesiones de aspecto acuoso, con un margen irregular a lo largo de las nervaduras; a menudo se tornan amarillas y se extienden hacia el tallo (CIMMYT, 2004).



COSAVE



Figura 3: Infección sistémica en plantas en campo (Mezzalama, 2016).



Figura 4: El daño puede diseminarse sistemáticamente en el tallo y causar el marchitamiento total de la planta (De León, 1984).



Figura 5: La infección al final del ciclo de cultivo causa necrosis foliar grave pero no marchitez (CIMMYT, 2004).

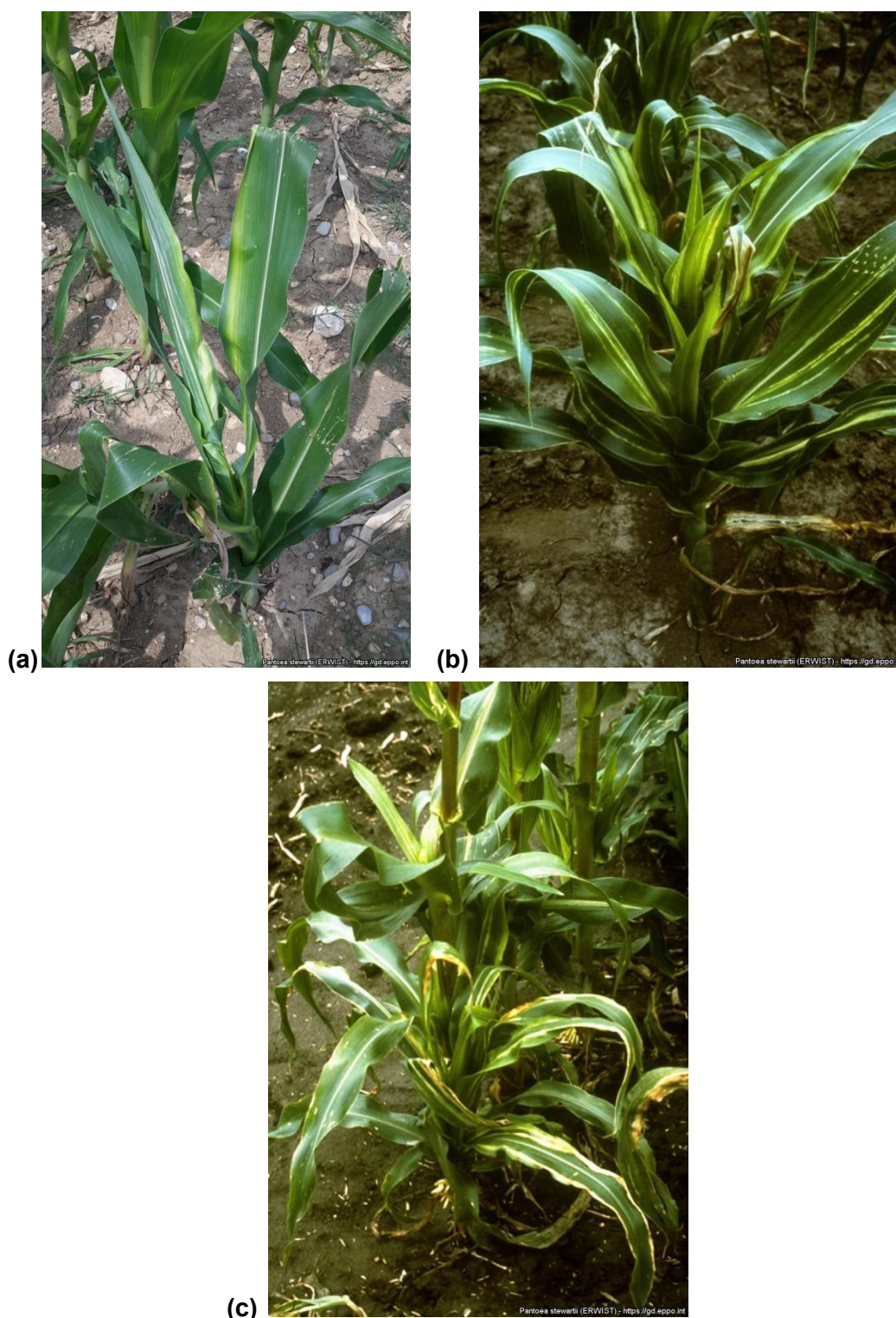


Figura 6: Plantas de maíz infectadas con *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* presentando acortamiento de entrenudos, en etapa inicial de cultivo con manchas acuosas (a), cloróticas (b) y en estadio más avanzado con manchas necróticas (c) (EPPO, 2020).



COSAVE



Figura 7: Planta de maíz exhibiendo síntomas de *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* en hoja (EPPO, 2020).



COSAVE

13. Anexo: Plagas reglamentadas

Stenocarpella macrospora

Julio 2023



Tabla de contenido

1. Descripción técnica de la plaga	3
1.1 Denominación de la enfermedad	3
1.1.1 Agente etiológico	3
1.2 Hospedantes / Especies afectadas	3
1.3 Ciclo de la enfermedad	3
1.3.1 Transmisión y supervivencia	3
1.3.2 Incidencia	4
1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos	5
1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes	5
1.3.5 Similitudes con otros patógenos	6
2. Bibliografía	6
3. Anexo: Figuras	8

1. Descripción técnica de la plaga

1.1 Denominación de la enfermedad

Español: Podredumbre seca del maíz

1.1.1 Agente etiológico

Nombre preferido: *Stenocarpella macrospora* (Earle) Sutton

Sinonimia: *Diplodia macrospora*
Macrodiplodia macrospora
Macrodiplodia zeae var macrospora
Stenocarpella zeae

Categorización taxonómica:

Clase: sordariomicetos
Subclase: Sordariomycetidae
Orden: Diaporthales
Género: *Stenocarpella*
Especie: *Stenocarpella macrospora*

1.2 Hospedantes / Especies afectadas

Zea mays.

1.3 Ciclo de la enfermedad

1.3.1 Transmisión y supervivencia

Stenocarpella macrospora es un hongo necrótrofo, cuyo ciclo presenta una fase parásita cuando infecta a las plantas de maíz en desarrollo y una fase saprófita cuando sus esporas se encuentran en el rastrojo (Da Silva Siquiera et al., 2014). El micelio de este patógeno puede localizarse dentro de la semilla, por lo que ésta constituye un medio a través del cual *S. macrospora* puede ingresar a nuevas zonas en las que antes no se hallaba presente (Da Silva Siquiera et al., 2014; EPPO).

S. macrospora sobrevive durante el invierno en el rastrojo de maíz, en forma de picnidios (restos de hojas, espigas y cañas) o en la semilla, lo cual constituye la fuente de inóculo que genera la infección primaria. En primavera, con condiciones de elevada humedad y temperatura las esporas son dispersadas por medio del viento, la lluvia y probablemente insectos (Bermudez-Cardona et al., 2016; Da Silva Siquiera et al., 2014; EPPO; Wise et al., 2017). Las plantas de maíz son primero afectadas a nivel del mesocótilo, las raíces, la corona y a nivel de los nudos. Luego la infección avanza hacia el tallo, siendo afectado el sistema vascular lo que provoca una disminución en el crecimiento del grano. Esta etapa se ve favorecida por condiciones de baja humedad en el ambiente al inicio del período de crecimiento, seguido por períodos de extensas precipitaciones, luego de R1 (emergencia de estigmas) (EPPO).

A partir de R1, las esporas de este patógeno pueden tomar contacto con las espigas, produciéndose la infección a nivel del raquis, para luego infectar los granos en desarrollo los cuales acaban pudriéndose (Bermudez-Cardona et al., 2016; Da Silva Siquiera et al., 2014; EPPO; Wise et al., 2017). Esta fase se verá favorecida por elevados niveles de precipitaciones, desde R1 hasta la cosecha, siendo las primeras semanas a partir de R1 aquellas en las que las espigas serán más susceptibles. Aquellos híbridos cuyos granos posean pericarpios más finos también serán más susceptibles. Otros factores que influyen en la severidad de la enfermedad son deficiencias de potasio, suelos pobremente drenados, daños mecánicos o generados por insectos, y la densidad de plantación (EPPO).

1.3.2 Incidencia

En el trabajo de Da Silva Siquiera et al. (2014) se menciona que la transmisión por semillas de este hongo es muy variable en función del cultivar, las condiciones ambientales y la virulencia del patógeno. En dicho trabajo, tras haber inoculado dos cultivares de maíz con este hongo, en condiciones controladas de laboratorio, se observó que la transmisión de *S. macrospora* alcanzó un valor máximo del 85,8 %. Además, se menciona que, bajo ciertas circunstancias, la transmisión en los casos que la enfermedad se comporta de manera asintomática puede alcanzar un valor del 6,9%.

Cuantificar este parámetro, además, es un proceso complicado ya que la presencia de *S. macrospora* afectando a maíz está ligada también a fallas en la germinación, plantas asintomáticas y a otros hongos que también afectan a las semillas. A esto se suma que actualmente no hay un medio de crecimiento específico para este patógeno (Casa et al., 2006, en Da Silva Siquiera et al., 2014).

Wise et al. (2017) mencionan que actualmente hay híbridos de maíz disponibles en el mercado que son menos susceptibles a esta enfermedad, si bien no hay ninguno que sea totalmente resistente a ésta.

1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos

Los primeros síntomas en las hojas se manifiestan como manchas pequeñas de color marrón, rodeadas por un halo clorótico, que luego se expanden adoptando una forma irregular o elíptica (Bermudez Cardona et al., 2016). Sobre estas manchas también se desarrolla el signo de la enfermedad que son los picnidios. Las hojas acaban marchitas y secas (Romero & Wise, 2015).

En el tallo se producen lesiones de forma ovalada, alargada o irregular, de 1 a 10 cm de largo, que pueden acabar uniéndose, con un centro de color marrón claro. Los picnidios de color oscuro también se desarrollan en esta zona, y también puede hacerlo el micelio del hongo de color blanco (EPPO, 2022). La base del tallo puede acabar pudriéndose (Mário et al., 2017).

A nivel de la espiga, la infección inicia en la base de estas, pudiendo volverse completamente de color marrón grisáceo e incluso pudrirse. Los picnidios se forman sobre los granos y el micelio blanco del hongo se desarrolla entre los mismos (EPPO, 2022).

En zonas frías a partir de las semillas infectadas se puede producir la muerte de las plántulas en preemergencia, mientras que en zonas cálidas pueden producirse plántulas débiles. También pueden desarrollar lesiones marrones en el tallo, mientras que las raíces seminales mueren (EPPO, 2022), al igual que puede hacerlo el resto de la plántula (Mário et al., 2017).

La severidad de la enfermedad está influida por deficiencias de potasio, de drenaje, y por el daño mecánico generado por insectos y también por el cultivar utilizado y la densidad de plantación. La podredumbre de granos y espigas se ve favorecida por la presencia de lluvias durante la etapa reproductiva (EPPO, 2022). La incidencia de esta enfermedad se visualiza como un secado anticipado de plantas, que se presenta de forma aleatoria en el lote, las plantas se van secando de arriba hacia abajo y con el tiempo se puede observar vuelco de plantas (De Rossi et al., 2016).

Los maíces flint son más resistentes que los dentados, si bien no hay ningún híbrido que sea inmune. El tratamiento de semilla es efectivo para el control de la enfermedad, no obstante, una vez que el hongo se establece en el suelo, es necesaria la rotación de cultivos para poder eliminarlo (EPPO, 2022).

1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes

En primavera la infección primaria se ve favorecida por condiciones de baja humedad en el ambiente al inicio del período de crecimiento, seguido por períodos de extensas precipitaciones, luego de R1 (emergencia de estigmas) (EPPO, 2022). A partir de R1, las esporas de *S. macrospora* pueden tomar contacto con las espigas para luego infectar los granos en desarrollo, que

acaban pudriéndose (Bermudez-Cardona et al., 2016; Da Silva Siquiera et al., 2014; EPPO; Wise et al., 2017). Las condiciones que favorecen esto son los elevados niveles de precipitaciones, desde R1 hasta la cosecha, siendo las primeras semanas a partir de R1 aquellas en las que las espigas serán más susceptibles.

La enfermedad se visualiza como un secado anticipado de plantas, que se presenta de forma aleatoria en el lote, las plantas se van secando de arriba hacia abajo y con el tiempo se puede producir el vuelco de las mismas (De Rossi et al., 2016).

1.3.5 Similitudes con otros patógenos

Los síntomas de esta enfermedad, así como el ciclo que cumple este patógeno es muy similar al de *Stenocarpella maydis*, solo que este último se encuentra en zonas más frías que *S. macrospora*. Por medio de análisis de laboratorio es posible identificar y diferenciar a ambas especies. (EPPO, 2022).

La pudrición de raíz y tallo también puede ser provocada por *Fusarium graminearum*, *Fusarium verticillioides*, *Stenocarpella maydis*, *Colletotrichum graminicola* y *Macrophomina phaseolina*. Por otra parte, la pudrición de espigas también puede deberse a *Fusarium graminearum*, *Fusarium verticillioides*, *Stenocarpella maydis*, *Aspergillus spp.* y *Penicillium spp.* (De Rossi et al., 2016).

2. Bibliografía

- Bermudez-Cardona, M.; Cruz M. F. & Rodríguez, F.** 2016. *Microscopic study of the Stenocarpella macrospora infection process on maize leaves*. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s40858-016-0079-3>
- Casa, R.T.; Reis, E.M.; Zambolim, L.** 2003. *Decomposição dos restos culturais do milho e sobrevivência saprofítica de Stenocarpella macrospora e S. maydis*. Fitopatologia Brasileira, v.28, n.4, p.355-361. <http://www.scielo.br/pdf/fb/v28n4/17007.pdf>
- Da Silva Siqueira, C.; Da Cruz Machado, J.; Barrocas, E. & Figueiro De Almeida, M.** 2014. *Potencial de transmissão de Stenocarpella macrospora de sementes inoculadas para plantas de milho cultivadas em condições controladas*. Disponible en: <https://www.scielo.br/j/jss/a/LzR4YNwLfKNGxKxfzWKL6C/?lang=en>. 8 p.
- De Rossi, R.; Giménez P.; Guerra, F.; Plaza, M.; Brücher, E.; Guerra G.; Torrico A.; Camiletti, B.; Maurino M.; Barontini, J.; Ferrer M.; Lucini E. & Laguna, L.** 2016. *El mismo maíz, un nuevo desafío: Compendio primer congreso de maíz tardío. Capítulo 09: Enfermedades del maíz de siembra tardía causadas por hongos*. Disponible en: http://pa.bibdigital.uccor.edu.ar/2259/1/CL_DeRossi_Gimenez_Guerra.pdf.4p.



European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). *Data Sheets on Quarantine Pests – Stenocarpella macrospora and Stenocarpella maydis.* Disponible en: https://gd.eppo.int/download/doc/639_ds_DIPDMA_en.pdf (última consulta, 17 de agosto de 2022).

Mário, J.; Gozuen, C. & Juliatti, F. 2017. *Stenocarpella macrospora and Stenocarpella maydis in the Cerrado and Southern Brazil Regions.* Project: Manejo Integrado de doenças do milho - Maize crop and integrated diseases management. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/313540737_Stenocarpella_macrospora_and_Stenocarpella_maydis_in_the_cerrado_and_southern_Brazil_regions.

Romero, M. & Wise, K. 2015. *Development of Molecular Assays for Detection of S Stenocarpella maydis and Stenocarpella macrospora in Corn.* Disponible en: <https://apsjournals.apsnet.org/doi/full/10.1094/PDIS-09-14-0917-RE>.

Wise, K.; Mehl, K. & Bradley, C. 2017. *Diplodia Ear Rot. University of Kentucky, College of Agriculture, Food & Environment.* Disponible en: <http://plantpathology.ca.uky.edu/files/ppfs-ag-c-05.pdf>. 3 p.

3. Anexo: Figuras



Figura 1: Podredumbre de espigas producidas por *Stenocarpella macrospora* (CABI Plantwise).



Figura 2: Manchas de color marrón producidas en los entrenudos basales, por *Stenocarpella macrospora* (CABI Plantwise).

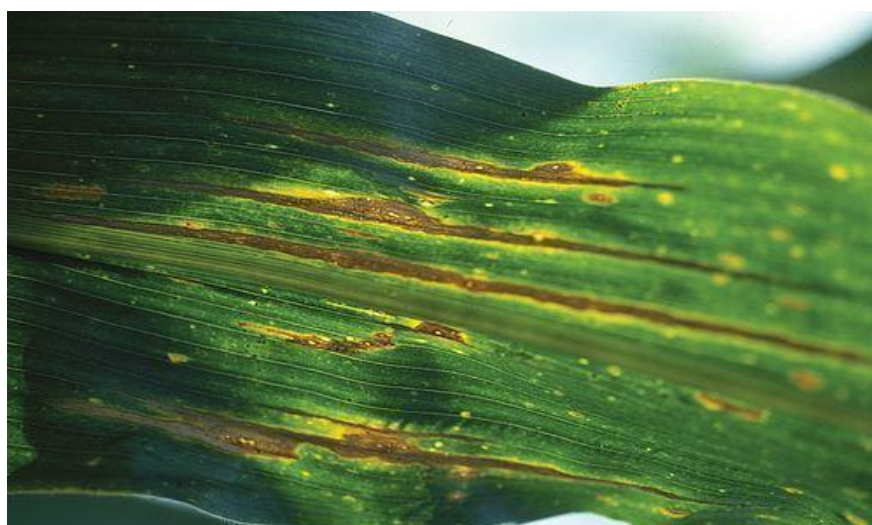


Figura 3: Manchas necróticas rodeadas de halo clorótico en hojas de maíz, producidas por *Stenocarpella macrospora* (Fuente: CABI Plantwise).



Figura 4: Picnidios presentes sobre las lesiones que *Stenocarpella macrospora* produce en las hojas de maíz (CABI Plantwise).



Figura 5: Distintos estadios de la infección provocada por *Stenocarpella macrospora* sobre hojas de maíz (Plantwise. Disponible en: <https://www.plantwise.org/FullTextPDF/2011/20117800334.pdf>.)



COSAVE

13. Anexo: Plagas reglamentadas

Stenocarpella maydis

Julio 2023



Tabla de contenido

1. Descripción técnica de la plaga	3
1.1 Denominación de la enfermedad	3
1.1.1 Agente etiológico	3
1.2 Hospedantes / Especies afectadas	3
1.3 Ciclo de la enfermedad	4
1.3.1 Transmisión y supervivencia	4
1.3.2 Incidencia	5
1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos	6
1.3.3.1 <i>Etapa 1: Estado de plántula</i>	6
1.3.3.2 <i>Etapa 2: Estado de panoja</i>	6
1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes	7
1.3.5 Similitudes con otros patógenos	7
2. Bibliografía	7
3. Anexo: Figuras	9



1. Descripción técnica de la plaga

1.1 Denominación de la enfermedad

Español: pudrición de la mazorca de maíz

Inglés: leaf spot of maize

1.1.1 Agente etiológico

Nombre preferido: *Stenocarpella maydis* (Berk.) B. Sutton

Sinonimia: *Diplodia maydis* (Berkeley) Saccardo
Diplodia zeae (Schweinitz) Léveillé
Diplodia zeae-maydis Mekhtieva
Dothiora zeae (Schweinitz) Bennett
Hendersonia zeae (Léveillé) Hazslin
Macrodiplodia zeae (Schweinitz) Petrák & Sydow
Sphaeria maydis Berkeley

Categorización taxonómica:

Clase: Sordariomycetes
Subclase: Sordariomycetidae
Orden: Diaporthales
Familia: Diaporthaceae
Género: *Stenocarpella*
Especie: *Stenocarpella maydis*

1.2 Hospedantes / Especies afectadas

Zea diploperennis
Zea mays (maíz)
Zea mays subsp. *mays* (maíz dulce)
Bambusa spp.

1.3 Ciclo de la enfermedad

1.3.1 Transmisión y supervivencia

El hongo se transmite por semilla y por el suelo. Inverna en forma de esporas denominadas conidias contenidas en los citados picnidios producidos sobre restos de tallos de maíz infectados y como micelio o conidias sueltas sobre la semilla. Cuando el hongo es transportado por la semilla puede originar marchitamiento de plántulas y muerte de las mismas en cualquier momento después de la germinación. Los picnidios invernantes exudan, cuando las condiciones atmosféricas son cálidas y húmedas, masas viscosas de conidias que pueden ser llevadas por la lluvia, el viento o los insectos a plantas de maíz y así causar la infección.

Normalmente, el hongo ataca a las plantas de maíz en la zona del cuello y se extiende a alguna distancia en el tallo y las raíces. Aunque puede atacar a los nudos entre el cuello y la mazorca, la infección de ésta no se produce casi nunca por crecimiento del hongo a través del tallo sino por esporas que llegan directamente a la mazorca.

Las esporas de *Stenocarpella maydis* se liberan de los cirros en condiciones cálidas y húmedas, solas o en grupos unidas por una matriz gelatinosa. Las esporas se transmiten por el viento o la lluvia (Shurtleff, 1980). *S. maydis* también se transmite por propágulos transmitidos por las semillas y el suelo (Sutton y Waterston, 1966; CABI, 2007).

Las partes de la planta que pueden portar la plaga en el comercio y transporte, son las flores, inflorescencias, raíces, tallos (por encima del suelo), brotes, troncos, ramas, semillas incluido grano.

Se considera que la semilla es una fuente importante de inóculo de *Stenocarpella maydis*. Se ha demostrado la transmisión de la plaga de las semillas al mesocotilo de las plántulas (McNew, 1937 citado en CABI, 2021). Casa *et al.* (1998 citado en CABI, 2021) demostraron la transmisión de patógenos de semillas a coleoptiles, raíces seminales y entrenudo de subcoronas en plántulas (CABI, 2007).

El desarrollo del patógeno se ve favorecido por condiciones secas al inicio de la temporada, seguidas de temperaturas cálidas (28 - 30 °C) y alta humedad ambiente cercanas a la floración (Shurtleff, 1980 citado en CABI, 2021; Miranda *et al.*, 2016).

Las condiciones de sequía a principios de la estación, el clima caluroso y húmedo después de la espigazón favorece el desarrollo de la podredumbre del tallo por *Diplodia*. También favorecen la enfermedad altos contenidos de nitrógeno en el suelo y bajo contenido de potasio, gran densidad de plantas, pérdida de área foliar, daño por insectos o granizo (Senasa Argentina).

Esta enfermedad se encuentra con más frecuencia en zonas o regiones cálidas y húmedas. Las mazorcas presentan áreas necróticas e

irregulares en las brácteas, las cuales al desprenderse, muestran las mazorcas disecadas y con moho blanquecino entre los granos (Centa, 2014).

1.3.2 Incidencia

Una encuesta de 1941 mostró que la infección promedio en los lotes de semillas oscilaba entre el 18,4% en el sur y el 66,7% en el centro-este de los Estados Unidos (Hoppe, 1942 citado en CABI, 2021). En Nigeria se han informado niveles de infección del 38% (Nwigwe, 1974, citado en CABI, 2021). El patógeno se ha detectado en el embrión y el endospermo (Edwards, 1939; Miller, 1952 citados en CABI, 2021).

Se llevó a cabo un estudio reciente para determinar el grado de colonización de los tejidos del vástago, la mazorca y el grano de maíz por *Stenocarpella maydis*. Los vástagos, mazorcas y granos de plantas inoculadas y no inoculadas se dividieron en segmentos y se determinó la colonización de *Stenocarpella maydis*. La infección de la porción del pedicelo de los granos de maíz fue significativamente mayor que la de la porción apical. Se observó una colonización preferencial de los embriones. La colonización de las mazorcas se produjo principalmente en el extremo de unión de la mazorca, y los tejidos esclerénquimatosos mostraron la mayor frecuencia de re-aislamiento. Los segmentos del mango no mostraron diferencias significativas en la frecuencia de re-aislamiento de *Stenocarpella maydis*, aunque se observó una tendencia a mayores re-aislamientos en el extremo de unión del tallo. Se concluyó que la colonización de *Stenocarpella maydis* ocurre en la base de la oreja con penetración micelial hacia la punta de la oreja. El esclerénquima y la placenta fueron los tejidos de mazorca colonizados primarios, al igual que los embriones en los granos (Bensch, 1995a citados en CABI, 2021).

La eficacia de la rotación de cultivos para reducir la pudrición de la mazorca de maíz causada por *Stenocarpella maydis* en sistemas de labranza reducida y convencional se determinó durante cinco y cuatro temporadas, respectivamente, en dos sitios en Sudáfrica (en Belén de 1992-93 a 1996-97 y en Viljoenskroon desde 1993-94 hasta 1996-97). *Stenocarpella maydis* se aisló de los granos con mayor frecuencia en el monocultivo de maíz y en la rotación de cultivos donde el maíz se sembró durante dos temporadas consecutivas que cuando el monocultivo de maíz fue interrumpido por un cultivo de rotación. La masa de rastrojo de la superficie y, en consecuencia, la presión del inóculo, se vieron afectadas de manera similar por la rotación de cultivos. Se registraron relaciones lineales positivas entre la incidencia de pudrición de la mazorca por *Stenocarpella*, la masa de rastrojo superficial y el recuento de picnidios. El trigo, la soja y el maní fueron los cultivos de rotación más efectivos y el girasol los menos efectivos para reducir la pudrición de la mazorca por *Stenocarpella maydis* (Flett *et al.*, 2001 en CABI, 2021).

1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos

Este patógeno causa infecciones cuyos síntomas están influenciados por el estado de desarrollo de la espiga en el momento de la infección, y las condiciones climáticas que siguen a la misma. La podredumbre progresa desde la base hacia la parte superior produciendo una colonización masiva de la espiga. El micelio forma una masa blanca-grisácea abundante entre los granos que los deja firmemente adheridos a la mazorca. Posteriormente se producen estructuras oscuras (picnidios) sobre las áreas afectadas.

También ocurre presencia subepidérmica de picnidios marrón oscuros a negros agrupados cerca de los nudos. Puede observarse micelio blanco en la superficie. El patógeno pasa el invierno en residuos, y cuando el inóculo es llevado por la semilla produce el tizón de la plántula.

1.3.3.1 Etapa 1: Estado de plántula

Stenocarpella maydis (Berkeley) Sutton es un hongo fitopatógeno que afecta a la planta de maíz y ocasiona tanto la podredumbre de la espiga como la podredumbre de la base del tallo de maíz (podredumbre del pie). Se trata de un hongo necrotrófico que se encuentra y persiste en restos de tejidos vegetales. Adquiere su mayor prevalencia en países que cuentan con regiones de clima templado a cálido y húmedo como Sudáfrica, Australia, Nueva Zelanda y Estados Unidos (Flett *et al.*, 2001; Darvall, 1964 citados en Miranda *et al.*, 2016).

1.3.3.2 Etapa 2: Estado de panoja

Este hongo sobrevive en restos de tallos y rastrojos de maíz de una estación a otra. Ante condiciones ambientales propicias, produce fructificaciones oscuras denominadas picnidios, en cuyo interior se forman las picnidiosporas (esporas, conidios). Cuando en el maíz emergen los estigmas, las esporas salpicadas por gotas de lluvia o transportadas por insectos y viento, llegan a las hojas y son trasladadas por el agua hacia las vainas. Allí germinan, penetran en forma directa e infectan los tejidos provocando podredumbre de la mazorca y dañando los granos desde la base hacia el ápice de la espiga (Bensch, 1995 en CABI, 2021). En primer término se infecta el embrión de los granos, luego el endosperma y posteriormente el pericarpio (Bensch, 1995). La etapa más susceptible del cultivo se expresa desde el momento en que se produce el 50% de emergencia de estigmas y se extiende durante una a dos semanas (Vincelli, 1997).

1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes

Las manchas avanzan en la lámina foliar paralela a la nervadura alcanzando hasta 45 cm de largo. El daño foliar causado por *Stenocarpella* puede confundirse con tizón foliar por *Helminthosporium*. *Stenocarpella* puede causar daño al follaje, tallo y mazorca.

El hongo sobrevive en forma de picnidios y conidias en restos de plantas infectadas. En condiciones de alta humedad y temperaturas adecuadas, las conidias salen de los picnidios y se diseminan por el aire o lluvia, penetrando en la planta por la raíz, corona o mesocótilo. El maíz es el único hospedero conocido de éste hongo.

1.3.5 Similitudes con otros patógenos

Al igual que *S. maydis*, *Stenocarpella macrospora* (Syn *D. macrospora*) puede afectar hoja y mazorca. En la hoja en estados iniciales se observan pequeñas manchas pardas con halo clorótico y de crecimiento irregular, en la parte central de la lesión se puede ver un punto circular de un pardo más intenso que el resto de la lesión, dando la apariencia de un ojo de pollo. A medida que la infección progresa las manchas avanzan abarcando gran parte de la lámina foliar, y conservan su halo clorótico. En algunas ocasiones presenta crecimiento irregular y alargado y en otras puede crecer paralela a la nervadura principal, y alcanzar una longitud hasta de 45 centímetros de largo.

2. Bibliografía

CABI. 2021. Crop Protection Compendium en línea. <https://www.cabidigitallibrary.org/>

CENTA, 2014. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal “Enrique Álvarez Córdova” (CENTA) Guía para Identificar el Complejo Mancha de Asfalto en el Cultivo de Maíz en El Salvador. Disponible en: <https://docplayer.es/22260465-Guia-para-identificar-el-complejo-mancha-de-asfalto-en-el-cultivo-de-maiz-en-el-salvador.html>

Francia Varón De Agudelo, Greicy Andrea Sarria Villa. 2007. Enfermedades del Maíz y su manejo. Instituto Colombiano Agropecuario, ICA y de la Federación Nacional de Cultivadores de Cereales y Leguminosas, Fenalce.

Miranda, A.; Figueruelo, A.; Comerio, R.; Corró, M. A.; Ghironi, E. & Bermejo, V. 2016. Presencia de *Stenocarpella maydis* (=Diplodia maydis) en planta de maíz en la provincia de la pampa: alerta ante posibles micotoxicosis en bovinos. Disponible en: <https://www.google.com/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=&cad=rja&uact=8&ved=2ahUKEwjquY3Dhf-AhUVppUCHbsNA4UQFnoECAsQAQ&url=https%3A%2F%2Fcreaoestearoso.org.ar%2Fwp-content%2Fuploads%2F2016%2F05%2F2016-04-Diplodia-Inta-Anguil.pdf&usq=AOvVaw0Fp1DcFpuo-py3ByVVCxqo>. 10 p.



COSAVE

SENASA ARGENTINA. Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de Plagas (SINAVIMO). Disponible en: <https://www.sinavimo.gob.ar/plaga/stenocarpella-maydis>

Vares Megino F. Algunas enfermedades criptogámicas del Maíz. Instituto nacional de investigaciones agrarias. Publicaciones de extensión agraria Madrid.

Vincelli, P. (1997). Ear rot of corn caused by *Stenocarpella maydis* (= *Diplodia maydis*). University of Kentucky, Cooperative Extension Service.

3. Anexo: Figuras



Figura 1: Aspectos epidemiológicos de *Stenocarpella maydis* (Formento, 2021).

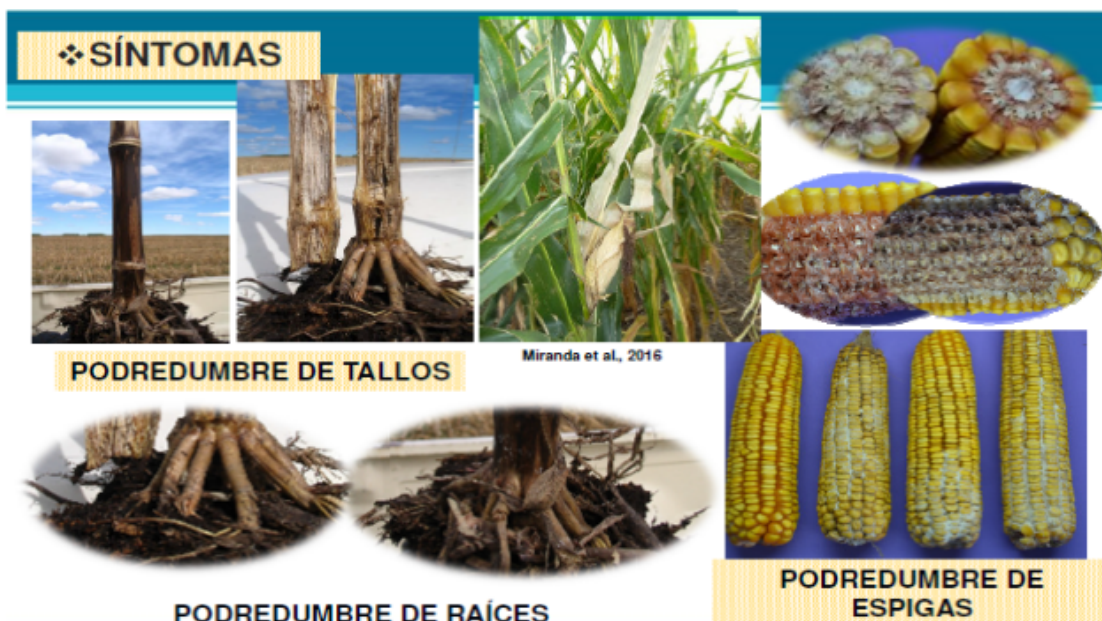


Figura 2: Síntomas producidos por *Stenocarpella maydis* en maíz (Formento, 2021).



Figura 3: Coloración pajiza en espiga y hoja de la espiga.



Figura 4: Micelio blanquecino en la base de la espiga (izquierda) e infección severa, micelio extendido en toda la espiga (derecha) (Miranda *et al.*, S/F).



13. Anexo: Plagas reglamentadas

Wheat streak mosaic virus (WSMV)

Julio 2023



Tabla de contenido

1. Descripción técnica de la plaga	3
1.1 Denominación de la enfermedad	3
1.2 Hospedantes / Especies afectadas	3
1.3 Ciclo de la enfermedad	4
1.3.1 Transmisión y supervivencia	4
1.3.2 Incidencia	6
1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos	7
1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes	7
1.3.5 Similitudes con otros patógenos	8
2. Bibliografía	8
3. Anexo: Figuras	11



1. Descripción técnica de la plaga

1.1 Denominación de la enfermedad

Español: Virus del mosaico estriado del trigo

1.1.1 Agente etiológico

Nombre preferido: *Wheat streak mosaic virus* (WSMV), McKinney

Sinonimia: *Wheat streak mosaic rymovirus*
Wheat streak mosaic tritimovirus

Categorización taxonómica:

Clase: Stelpaviricetes

Orden: Patatavirales

Familia: Potyviridae

Género: Tritimovirus

Especie: *Wheat streak mosaic virus*

1.2 Hospedantes / Especies afectadas

Avena sativa

Aegilops cylindrica

Agropyron repens

Agrostis capillaris

Alopecurus pratensis

Anthoxanthum odoratum

Arrhenatherum elatius

Austrostipa compressa

Avena barbata

Avena fatua

Avena strigosa

Brachypodium distachyon

Briza maxima

Bromus arvensis

Bromus japonicus

Bromus rigidus

Bromus secalinus

Bromus tectorum

Hordeum vulgare



Cenchrus longispinus
Cenchrus pauciflorus
Cynodon dactylon
Digitaria sanguinalis
Echinochloa colonum
Echinochloa crus-galli
Eleusine tristachya
Elymus canadensis
Elymus repens
Eragrostis cilianensis
Eragrostis curvula
Eriochloa acuminata
Eriochloa contracta
Holcus lanatus
Holcus mollis
Hordeum leporinum
Zingiber officinale
Lagurus ovatus
Lolium mitiflorum
Lolium rigidum
Zea mays
Pennisetum glaucum
Panicum capillare
Panicum dichotomiflorum
Panicum millaceum
Phalaris aquatica
Phleum pratense
Poa pratensis
Poa pratensis
Secale cereale
Setaria italica
Setaria viridis
Sorghum bicolor
Tragus australianus
Triticum aestivum

1.3 Ciclo de la enfermedad

1.3.1 Transmisión y supervivencia

Neegard (1979) reporta que ha sido demostrada la transmisión del virus por semillas en maíz. La base de datos de la ISF (International Seed Federation) (2022) señala que WSMV afecta a los cereales y las gramíneas, siendo maíz y trigo sus principales hospedantes, además de que puede transmitirse por semillas de maíz, con niveles de infección que van del 0.5 al 2% y frecuencias de transmisión del 0.5 al 1.5%. Estas semillas pueden

actuar como vía de entrada del patógeno. Asimismo la ISF indica que el análisis de una muestra representativa de semillas de *Z. mays* constituye una estrategia de manejo de esta plaga. Según CABI (2020) este virus puede sobrevivir en semillas y transmitirse a las plántulas, con tasas de transmisión bajas.

La transmisión del WSMV por semilla se describió por primera vez en el maíz en campos de producción de semillas en Iowa y se encontró un porcentaje de transmisión por semilla (0.1%) del virus (Hill *et al.*, 1974). Jones *et al.* (2005) detectaron la transmisión por semilla de WSMV en ocho genotipos de trigo, a partir de pruebas realizadas en el estadio de plántula. La transmisión por semilla fue del 0.2 - 0.5% en todos los genotipos y hasta el 1,5% transmisión en genotipos individuales, lo que indica que la tasa de transmisión era menor en toda la colección de semillas de trigo analizada y mayor en los genotipos individuales. Si bien es probable que una tasa de transmisión de semillas tan baja tenga poca importancia epidemiológica en un campo individual, la importancia epidemiológica se amplía si se tiene en cuenta la mayor probabilidad de propagación global del virus a través del intercambio local, regional e internacional de germoplasma.

En Argentina, el grupo de trabajo de enfermedades de maíz del Instituto de Patología Vegetal (IPAVE) en conjunto con el Centro de Investigaciones Agropecuarias (CIAP) y el Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), realizaron monitoreos periódicos de lotes de distintas localidades del área maicera del país, detectando la presencia de WSMV (De Rossi, 2017). Asimismo, Torrico *et al.* (2020) mencionan al WSMV como uno de los principales virus que afectan al maíz en Argentina y que se transmite por su semilla, e indica que el IPAVE en los últimos 10 años ha realizado 609 análisis en semillas de maíz, habiéndose detectado a este virus en dos muestras estudiadas.

Se cree que las introducciones de WSMV tanto en Argentina como en Australia podrían haberse debido a semillas infectadas que fueron importadas al país desde Estados Unidos y México. El aislamiento de WSMV que se descubrió en Australia se encontró en líneas de reproducción cultivadas en invernadero del Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo (CIMMYT) en México. Los aislamientos australianos de WSMV se transmitieron por semillas a una tasa de 0.5 - 2%. Es posible que la introducción de WSMV en los Estados Unidos también fuera a través de semillas infectadas (CABI, 2020).

Murray *et al.*, (2005) también señalan que diversas hierbas pueden actuar como posibles reservorios de WSMV, mencionando las siguientes especies: *Bromus diandrus*, *Setaria verticellata*, *Eragrostis cilianensis*, *Eleusine indica*, *Avena fatua*, *Avena sterilis*, *Lolium rigidum*, *Cynodon dactylon* y *Phalaris aquatica*.

WSMV también es transmitido por el ácaro del rizado del trigo, *Aceria tosichella* (CABI, 2020) mientras que White (2004) señala como vector a las

ninfas de *Eriophyes tulipae*, que adquieren el virus en 15 minutos, pero no los adultos. Los adultos son vectores solo cuando el virus es adquirido como ninfas. El virus es retenido en el intestino medio y posterior de todas las fases larvales y adultas durante 6 días.

El virus ingresa a las hojas y se propaga a todas las partes de la planta. El ácaro del trigo se puede dispersar por el viento de un campo a otro, y puede sobrevivir como huevos, larvas, ninfas o adultos en la corona y las vainas de las hojas de trigo voluntarias. En otoño los ácaros se mueven del trigo voluntario infectado por el WSMV y otras gramíneas hospedantes al trigo recién emergido y transmiten el virus que sobrevive al invierno dentro de las plantas voluntarias. En la primavera y verano los ácaros se mueven de la cosecha de trigo en maduración al trigo voluntario y otras gramíneas hospedantes y transmiten el WSMV, y al trigo recién emergido al que transmiten el virus, completando el ciclo de la enfermedad. En la primavera, los ácaros se multiplican rápidamente y se diseminan hasta nuevos lotes de trigos. Estos hospedantes albergan el ácaro y el virus durante el verano, completando el ciclo de la enfermedad (FAUBA, S/F).

Dado a que el ácaro vector del virus, *A. tosichella*, afecta a varias especies hospedantes de la familia *Poaceae*, incluyendo plantas voluntarias de cereales y malezas hospedantes, estas pueden actuar como “puentes verdes”. El cultivo de maíz juega, entonces, un papel importante proporcionando un hospedante alternativo para el virus y el vector desde la cosecha del trigo hasta la emergencia de este en la próxima campaña (Alemandri *et al.*, 2022).

1.3.2 Incidencia

Torrico *et al.* (2020) mencionan al WSMV como uno de los principales virus que afectan al maíz en Argentina y que se transmite por su semilla, destacando la importancia de detectar y cuantificar la presencia de virus en semillas a fin de evitar la dispersión de los mismos o sus variantes a nuevos territorios. Según Giménez Pecci & De Rossi (2016) la incidencia del WSMV para la campaña del 2009/2010 en maíz fue del 28% en la localidad de Pinedo (provincia del Chaco) y del 9,68 % en la de Vilelas (Santiago del Estero), provocando disminuciones en el rendimiento de este cultivo.

En 2007, en trigo se reportó una importante epifitía del WSMV en el sudeste de la provincia de Buenos Aires (Argentina), con porcentajes de hasta un 100% de incidencia y pérdidas totales en varios lotes analizados (Truol, 2009). Asimismo, se registró en esa zona un periodo con alta incidencia y severidad de WSMV entre 2008 y 2010 (Bariffi *et al.*, 2009). En 2012, se observaron condiciones similares de severidad y pérdidas de producción en la región triguera de Córdoba, con lotes enteramente afectados y no cosechados (Alemandri *et al.*, 2014).

Según una encuesta llevada a cabo por Alemandri *et al.* (2022) a productores de trigo que enviaron un total de 215 muestras de este cultivo, con sintomatología sospechosa de WSMV para ser analizadas en laboratorio, la mayoría de los encuestados manifestó observar una incidencia media (porcentaje de plantas infectadas) de la enfermedad (49%), del mismo modo que la severidad (51%). Estas muestras estudiadas corresponden a la campaña de grano fino en Argentina, durante el 2021.

En *Zea mays* la mayoría de los híbridos comerciales son resistentes a esta plaga, mientras que existen variedades como el maíz dulce, azul o el dentado que son muy susceptibles. Existen además híbridos que pueden estar infectados con WSMV y ser asintomáticos, por lo que poblaciones de *A. tosichella* pueden transmitir este virus desde un cultivo de maíz aparentemente sano a otro de trigo. Se ha demostrado que la actividad de este ácaro alrededor de producciones de maíz comienza siendo baja en el período previo a la cosecha de trigo, luego aumenta a medida que se desarrolla su espiga (Wegulo *et al.*, 2008).

1.3.3 Síntomas asociados a los distintos órganos y estadios fenológicos

Los primeros síntomas en maíz aparecen como manchas cloróticas pequeñas o vetas quebradas en los extremos de las hojas jóvenes. Las vetas se alargan y se desarrollan paralelamente a las nervaduras. Las hojas más viejas pueden tornarse cloróticas cerca de los extremos con márgenes verdes que bordean las nervaduras. Las espigas son poco desarrolladas y tienen pocas o ninguna semilla y se da, a veces, un amarilleo general y atrofia (UI, 1980). Dependiendo del germoplasma, las manchas y rayas se unen después formando mosaicos, diseños de moteado que son paralelos y limitados por las nervaduras mayores y con frecuencia de color amarillo brillante (White, 2004; CABI, 2020).

Los síntomas también pueden manifestarse como estrías cloróticas que pueden ser leves o severas, con distintos grados de necrosis, resultando en un reducido número de semillas y en el marchitamiento de los granos. En infecciones tardías sólo abarca una porción de la hoja. Otros autores también destacan la presencia de estrías cloróticas que pueden formar un mosaico, clorosis de las hojas, raquitismo y esterilidad (Dumón *et al.*, 2013).

1.3.4 Comportamiento y distribución en los lotes

Para el cultivo de trigo Coutts *et al.* (2014), citan como ejemplo que, si se considera un porcentaje de transmisión por semillas de 0.1% y una densidad de 100 plantas/m², esto significaría un potencial de 1000 plántulas infectadas con WSMV por hectárea, distribuidas al azar en todo el cultivo. Además, si los

ácaros vectores están presentes, se propagaría el virus dentro del lote. En este sentido, la transmisión por semilla del WSMV cumple un rol importante para la epidemiología de esta enfermedad.

La actividad de *A. tosichella*. en el cultivo de maíz inicia con niveles bajos en el período previo a la cosecha de trigo y aumenta a medida que se desarrolla la espiga, alcanzando el pico cuando esta se comienza a secar. La supervivencia del ácaro varía según el híbrido, algunos sustentan altas poblaciones en las espigas, hasta que se produce el secado de la planta. Cultivos de maíz que reciben riego pueden albergar mayores poblaciones del ácaro que cultivos de secano (Wegulo *et al.*, 2008).

1.3.5 Similitudes con otros patógenos

Los síntomas producidos por WSMV son muy similares a los de *Triticum mosaic virus* (TriMV) en condiciones naturales, siendo *A. tosichella* vector de ambos virus (Tatineni *et al.*, 2010).

Scheets (1997) en plantas de maíz a las que se les inoculó WSMV y *Maize Chlorotic Mottle Machlomovirus* (MCMV), informó que los síntomas iniciales manifestados no fueron diferentes de aquellas inoculadas con cada uno de estos virus por separado. Luego, las plantas infectadas con *Maize chlorotic mottle virus*, desarrollaron una clorosis más intensa y una mayor densidad de manchas cloróticas que aquellas inoculadas con WSMV y MCMV por separado.

2. Bibliografía

- Alemandri, V.; Dumón, A.; Rodríguez, M.S.; Argüello, E.; Mattio, F. & Truol, G.** 2014. Monitoreo e incidencia de virus transmitidos por *Aceria tosichella* Keifer. Jornadas de Cierre del Proyecto de Cooperación Internacional INTA-EMBRAPA, Córdoba, Argentina. p. 46-37.
- Alemandri, V.; Montoya, M.; Alberione, E.; Bainotti, C.; Formento, N.; Lanzillotta, J. J.; Gómez Montenegro, B. & Robledo, R.** 2022. Virus del mosaic estriado del trigo (Wheat streak mosaic virus, WSMV) en Argentina: detecciones en la campaña 2021 y medidas de prevención para 2022. Disponible en: https://repositoriosdigitales.mincyt.gob.ar/vufind/Record/INTADig_f438540321e7badd_599acc19d28152c2.
- Bariffi, H.; Montoya M.R.A.; Colavita M.; Pontaroli, A.C.; Carmona, D.; Escande A.; Quiroz F & Maneiro, C.** 2009. Virosis en Trigo. Noticias de Actualidad INTA Balcarce. Nov. 2009.
- CAB INTERNATIONAL.** 2020. *Wheat streak mosaic virus* Crop Protection Compendium. Database. <https://www.cabi.org/cpc/datasheet/56858>.



- Coutts, B.A.; Banovic, M.; Kehoe, M.A.; Severtson, D.L. & Jones, R.C. 2014.** Epidemiology of Wheat streak mosaic virus in wheat in a Mediterranean-type environment. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s10658-014-0510-x>
- De Rossi, R. L.** 2017. Situación fitosanitaria del cultivo de maíz en Argentina. Universidad Católica de Córdoba. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/322070791_SITUACION_FITOSANITARIA_DEL_CULTIVO_DE_MAIZ_EN_ARGENTINA . 5 pp.
- Dumón, A.D., E.B. Argüello Caro, V. Alemandri, M.F. Mattio, G. Donaire, E. Alberione, C.T. Bainotti, S.M. Rodríguez, & G. Truol.** 2013. Comportamiento de diferentes cultivares de trigo a Wheat streak mosaic virus (WSMV) y High Plains virus (HPV) mediante infección artificial con el vector *Aceria tosichella* Keifer, bajo condiciones de campo. RIA 39: 67-76.
- Facultad de Agronomía – Universidad de Buenos Aires (FAUBA).** S/F. Herbario Virtual – Cátedra de Fitopatología. Disponible en: https://herbariofitopatologia.agro.uba.ar/?page_id=16476.
- Giménez Pecci, M. P. & De Rossi, R.** 2016. Sanidad de maíz en fehcas de siembra tardía. Congreso de maíz tardío. Disponible en: <http://www.maizar.org.ar/vertext.php?id=620>
- Hill, J.H, Martinson, C.A, Russell W.A.** 1974. Seed Transmission of *Maize Dwarf Mosaic* and *Wheat Streak Mosaic Viruses* in Maize and Response of Inbred Lenex 1. Crop Science, 14 (2): 232-235.
- ISF (INTERNATIONAL SEED FEDERATION).** 2022. Regulated pest list database. Disponible en ; <https://pestlist.worldseed.org/public/pestlist.jsp>.
- Jones, R. A, Coutts B .A, Mackie, A.E, Dwyer, G.I.** 2005. Seed Transmission of *Wheat streak mosaic virus* shown unequivocally in wheat. Plant disease, 89 (10), 1048-1050.
- Murray, G. D. KNihinicki, K. Wratten, & J. Edwards.** 2005. Wheat streak mosaic and the wheat curl mite. PRIMEFACT, 99. Department of Primary Industries, State of New South Wales. http://www.dpi.nsw.gov.au/_data/assets/pdf_file/0017/44027/Wheat_streak_mosaic_and_the_wheat_curl_mite_-_Primefact_99.pdf.
- Neergaard, P.** 1979. Seed Pathology. Vol. 1 and 2, Revised Edition. The Macmillan Press Ltd, London. 1191 pp.
- Scheets, K.** 1998. Maize Chlorotic Mottle Machlomovirus and Wheat Streak Mosaic Rymovirus Concentrations Increase in the Synergistic Diseases Corn Letahl Necrosis. Disponible en: https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0042682297989893?ref=cra_js_challenge&fr=RR-1. 11 pp.
- Singh, Khushwant et al.** Wheat streak mosaic virus: a century old virus with rising importance worldwide. Molecular Plant Pathology, v. 19, n. 9, p. 2193-2206, 2018.
- Suresh, L. M.** S/F. Maize viral diseases: MLN and MSV. Maize Pathology – Sub Saharan Africa, CIMMYT – Kenya. Dipsonible en: <https://www.google.com/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=&cad=rja&uact=8&ved=2ahUKewje17zd09b8AhWJqZUCHdSnDAAQFnoECA8QAQ&url=https%3A%2F%2Frepository.cimmyt.org%2Fbitstream%2Fhandle%2F10883%2F19849%2F59940.pdf%3Fsequence%3D1%26isAllowed%3Dy&usq=AOvVaw01uF7MLiRFZuS0PFZFgEOJ>

- Tatineni, S.; Graybosh, R. A.; Hein, G. L. Wegulo, S. N. & French, R.** 2010. Wheat Cultivar-Specific Disease Synergism and Alteration of Virus Accumulation During Co-Infection with Wheat streak mosaic virus and Triticum mosaic virus. *Phytopathology* 100:230-238. Disponible en: <https://digitalcommons.unl.edu/plantpathpapers/324/>
- Torrice, A.K.; Giolitti, F.; Rodriguez Pardina, P.; Ferrer, M.; Reina P.; Trucco, V.; Cabrera Mederos, D.; Baronti, J.; Ruiz Posse, A.; Laguna, I.G. & Giménez Pecci M.P.** 2020. Análisis de virus en maíz para exportación. INTA – CIAP – IPAVE – UfYma – CONCET – INTEA. Primer Congreso Argentino de Semillas. Disponible en: <https://repositorio.inta.gob.ar/xmlui/handle/20.500.12123/8286>
- Truol, G.** 2009. Enfermedades virales asociadas al cultivo de trigo en Argentina: reconocimiento, importancia, formas de transmisión y manejo. Editora G. Truol. Biglia Impresores. 77 pp.
- Universidad de Illinois (UI).** 1980. Compendio de enfermedades del maíz. Servicio de Extensión Cooperativo. Editorial hemisferio sur. 102 pp.
- Wegulo, Stephen N.; Hein, Gary L.; and Klein, Robert N.** "EC08-1871 Managing Wheat Streak Mosaic" (2008). Historical Materials from University of Nebraska-Lincoln Extension. 4812. <http://digitalcommons.unl.edu/extensionhist/4812>.
- White, D.G.** 2004. Plagas y enfermedades del maíz. The American Phytopathological Society. Edición en español: MundiPrensa, Madrid. 78 pp.

3. Anexo: Figuras

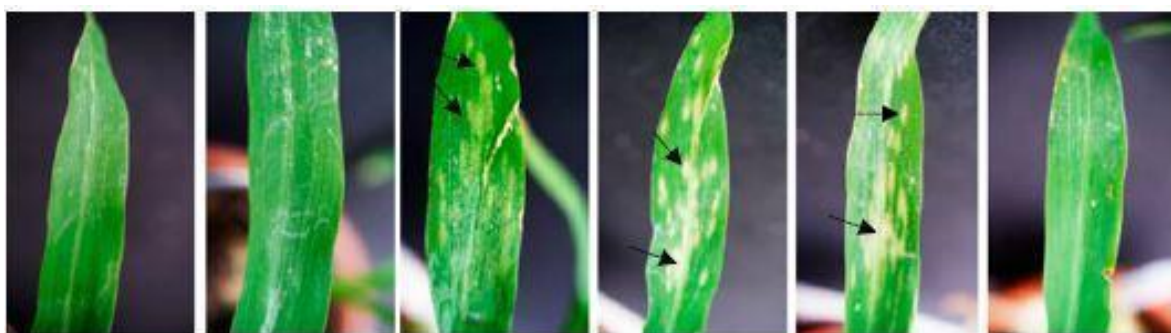


Figura 1: Síntomas de *Wheat streak mosaic virus* (WSMV) en hojas de maíz (*Zea mays*), en plantas inoculadas con este virus (Tatineni *et al.*, 2017).

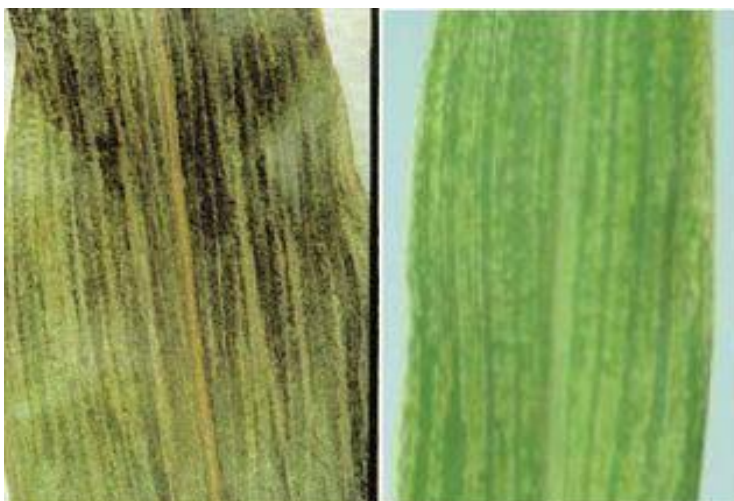


Figura 2: Estrías cloróticas producidas por *Wheat streak mosaic virus* (WSMV) en hojas de maíz. En la imagen izquierda se observa también necrosis del tejido foliar (Imagen izquierda: Tatineni *et al.*, 2017. Imagen derecha: Tatineni *et al.*, 2010).



Figura 3: Planta de *Zea mays* inoculada con *Wheat streak mosaic virus* (WSMV) (izquierda) y con WSMV y *Maize Chlorotic Mottle Machlomovirus* (MCMV) (derecha). Se puede apreciar las estrías cloróticas en todas las plantas, lo cual está acentuado en aquellas inoculadas con ambos virus (Scheets, 1998).



Figura 4: Síntomas del *Wheat streak mosaic virus* (WSMV), mosaico estriado clorótico en hojas y distintos grados de necrosis en trigo (Alemandri *et al.*, 2022).



Common Name	Scientific Name	WCM Susceptibility	WSMV Susceptibility	HPV Susceptibility
Crops				
Wheat	<i>Triticum aestivum</i>	+++ ¹	+++	++
Corn	<i>Zea mays</i>	+ ²	- ³	- ³
Rye	<i>Secale cereale</i>	++	+	+
Oats	<i>Avena sativa</i>	+	+	+
Barley	<i>Hordeum vulgare</i>	++	+	+
Sorghum	<i>Sorghum bicolor</i>	+	+	-
Foxtail millet	<i>Setaria italica</i>	+	+	-
Proso millet	<i>Panicum miliaceum</i>	-	+	-
Pearl millet	<i>Pennisetum glaucum</i>	+		
Weeds and Other Grass Hosts				
Jointed goatgrass	<i>Aegilops cylindrica</i>	+	+	
Downy brome	<i>Bromus tectorum</i>	+	+	-
Japanese brome	<i>Bromus japonicus</i>	-	+	-
Cheat grass	<i>Bromus secalinus</i>	-	+	+
Sandbur	<i>Cenchrus pauciflorus</i>	+	+	
Crabgrass	<i>Digitaria</i> spp.	+	+	-
Barnyardgrass	<i>Echinachloa crusgalli</i>	+	++	-
Canada wildrye	<i>Elymus canadensis</i>	+	-	
Stinkgrass	<i>Eragrostis cilianensis</i>	+	++	-
Witchgrass	<i>Panicum capillare</i>	+	++	-
Green foxtail	<i>Setaria viridis</i>	+	++	-
Yellow foxtail	<i>Setaria glauca</i>	+	-	+

¹+++ = highly susceptible; ++ = moderately susceptible; + = slightly susceptible; - = resistant.

²Mites build up on corn only during reproductive stages (ear development).

³Most commercial hybrids resistant; some varieties or inbred lines susceptible.

Figura 5: Hospedantes de *Wheat streak mosaic virus* (WSMV), *High Plains wheat mosaic virus* (HPWMoV) y *A. tosichella* (WCM en inglés) (Wegulo et al., 2008).