



Artículo de Revisión

Sclerotinia sclerotiorum en frijol y papa en Sinaloa: Etiología, epidemiología y alternativas de manejo

Rubén Félix-Gastélum*, ¹Universidad Autónoma de Occidente, Unidad Regional Los Mochis, Departamento de Ciencias Naturales y Exactas, Bulevard Macario Gaxiola y Carretera Internacional s/n, CP 81223. Los Mochis, Sinaloa; **Gabriel Herrera-Rodríguez**, Junta Local de Sanidad Vegetal del Valle del Fuerte. Lázaro Cárdenas, PTE. 315, Colonia Centro, Los Mochis Sinaloa, CP. 81200, México; **Norma Ávila-Alistac**, Departamento de Producción Agrícola y Animal, Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco, Xochimilco, CDMX, México C.P. 04960; **Elizabeth León**, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Campo Experimental Valle del Fuerte. Carretera Internacional México-Nogales Km. 1609. Juan José Ríos, Guasave, Sinaloa. C.P. 81110.

RESUMEN

El moho blanco (*Sclerotinia sclerotiorum*) es la principal enfermedad del frijol y de la papa en Sinaloa. Se describen los síntomas y signos de la enfermedad, las características culturales y morfológicas del teleomorfo del patógeno, su ecología y la epidemiología de la enfermedad. Se aborda la implementación de un sistema de predicción que contempla la germinación carpogénica de los esclerocios y la fenología del frijol y de la papa para el manejo de la enfermedad. Dicho sistema incluye la temperatura del suelo a 2.5 cm de profundidad y la floración en dichos cultivos. Una vez que en el suelo ocurren temperaturas de 13 a 19 °C e inicia la floración en los cultivos, se realiza la primera aplicación preventiva de fungicida sintético contra la enfermedad. Estudios de laboratorio indicaron que *Trichoderma harzianum*, *T. viride* y *T. atroviride* ejercen inhibición *in vitro* contra *S. sclerotiorum* y controlaron el moho blanco en campo, pues hubo un incremento en el rendimiento de 40 %, con respecto a las parcelas que se aplicaron con el fungicida fluazinam. Se proponen nuevas líneas de investigación enfocadas a la ecología del patógeno y al manejo de la enfermedad donde se incluyan estos hongos benéficos en el sistema de predicción.

Palabras clave: *Phaselus vulgaris*, *Solanum tuberosum*, Epidemiología, *Trichoderma*

*Autor de correspondencia:

Ruben Félix-Gastélum
ruben.felix@uadeo.mx

Sección:

Edición periódica

Recibido:

22 Abril, 2024

Aceptado:

11 Julio, 2024

Publicado:

06 Agosto, 2024

Cita:

Félix-Gastélum R, Herrera-Rodríguez G, Ávila-Alistac N y León E. 2024. *Sclerotinia sclerotiorum* en frijol y papa en Sinaloa: Etiología, epidemiología y alternativas de manejo. Revista Mexicana de Fitopatología 42(3): 29. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2404-6>



INTRODUCCIÓN

En México, el cultivo del frijol (*Phaseolus vulgaris*) y de la papa (*Solanum tuberosum*) cubrieron una superficie de 1,472,462 y 60,102 ha en 2022, respectivamente. La producción de frijol alcanzó 965,371 t con un valor de 16,984 millones de pesos; mientras que de papa se cosecharon 1,878,976 t con un valor de 16,173 millones de pesos (SIAP, 2022). En Sinaloa, en el mismo año se sembraron 58,925 ha de frijol con un rendimiento de 165,475 t y un valor de la producción de 3,271 millones de pesos. De papa se sembraron 11,975 ha con una producción 403,923 t con un valor de 3,363 millones de pesos. Las enfermedades fungosas resaltan como factor limitante en ambos cultivos en Sinaloa; por ejemplo, en frijol ocurren pudriciones de raíz (*Fusarium* spp., *Rhizoctonia solani*, *Pythium* spp., *Macrophomina phaseolina* y *Sclerotium rolfsii*), el moho blanco (*Sclerotinia sclerotiorum*), la roya o chahuixtle (*Uromyces appendiculatus* var. *appendiculatus*) (Rodríguez-Cota *et al.*, 2022), además de la cenicilla (*Erysiphe diffusa*) (Félix-Gastélum *et al.*, 2011). En el caso de enfermedades bacterianas sobresalen el tizón común (*Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli*) (Rodríguez-Cota *et al.*, 2022) y el tizón del halo *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (Félix-Gastélum *et al.*, 2016).

Sclerotinia sclerotiorum es un fitopatógeno que ataca a 408 especies pertenecientes a 278 géneros y 75 familias; la mayoría de las especies susceptibles se ubican en la subclase Dicotyledonae, del grupo de las angiospermas, aunque también puede atacar varios miembros de la subclase Monocotyledonae (Boland y Hall, 1994; Islam *et al.*, 2021; Jahan *et al.*, 2022) y puede presentarse como endofítico en cereales como arroz (*Oryza sativa*), trigo (*Triticum aestivum*), maíz (*Zea mays*), cebada (*Hordeum vulgare*) y Avena (*Avena sativa*) (Tian *et al.*, 2020). Las pérdidas anuales por moho blanco en Estados Unidos de Norteamérica superan los 200 millones de dólares (Bolton *et al.*, 2006). En Sinaloa la enfermedad se ha consignado en berenjena (Cebberos-Sánchez y Sánchez-Castro, 1998) y en frijol (Rodríguez-Cota *et al.*, 2022), con pérdidas del 50 %, mientras que en papa pueden alcanzar el 30 %; a pesar de ello, no se han realizado investigación aplicada, orientada al manejo de la enfermedad. En la presente revisión se describen los síntomas del moho blanco en frijol y en papa en el norte de Sinaloa, las características morfológicas del teleomorfo de *S. sclerotiorum*, su ecología y la epidemiología de la enfermedad, así como las estrategias para su manejo en otras partes del mundo. Se indica además la situación actual del manejo de la enfermedad en Sinaloa y futuras líneas de investigación que se deberán abordar para el control eficiente del moho blanco del frijol y de la papa en esta región.

Síntomas y signos de la enfermedad

Las plantas de frijol y papa infectadas por *S. sclerotiorum* muestran el típico micelio blanco con aspecto algodonoso, el cual se observa en la superficie del tejido infectado. El micelio produce celulasas y pectinasas e intervienen en el proceso de infección y provocan pudrición de tejidos de la planta (Fernando *et al.*, 2004; Bolton *et al.*, 2006). El micelio también produce ácido oxálico, que tiene efectos tóxicos en el tejido del hospedante (Hegedus y Rimmer, 2005). En campo se observan plantas marchitas, las cuales presentan lesiones acuosas en tallos hojas y vainas; al tejido infectado lo cubre micelio blanquecino; en estados avanzados ocurren aglomeraciones de micelio, las cuales maduran y se transforman en esclerocios negros de diversas formas que varía de 0.5 a 1.7 cm y se encuentran principalmente en la superficie del tejido blanquecino, aunque, también se pueden encontrar en el interior de los tallos (Hooker, 1981).

Características morfológicas del agente causal del moho blanco (*S. sclerotiorum*) en Sinaloa

El moho blanco del frijol y de la papa ocurre año tras año en Sinaloa y las colonias de *S. sclerotiorum* aisladas en papa dextrosa agar (PDA) son algodonosas blanquecinas regulares con crecimiento ligeramente elevado y los esclerocios se producen en doble círculo en la caja Petri, en el centro y en el margen de la colonia junto a la pared de la caja Petri (Figura 1A). Aun cuando las colonias del hongo obtenido de papa fueron similares a las de frijol los esclerocios se produjeron de manera dispersa sobre el PDA (Figura 1C). Se han consignado varias especies de *Sclerotinia* como fitopatógenas, pero en esta región del país, sólo se ha identificado a *S. sclerotiorum* como agente causal (Mora-Romero *et al.*, 2016). El hongo sobrevive el verano mediante esclerocios de 0.5 a 1.7 cm de longitud, cuando se producen en frijol (Figura 1B) y de 0.3 a 1.0 cm cuando se producen en papa (Figura 1D) los que producen de uno a varios apotecios de color café claro de 0.5 a 0.8 cm de diámetro (Figura 3D). Los apotecios son más frecuentes en lotes de papa, lo que probablemente se debe a los altos niveles de humedad que se generan por los sistemas de riego por aspersión. El himenio de los apotecios presenta ascas de 85.0 a 160.0 μm X 3.0 a 5.5 μm (Figura 3B) y paráfisis hialinas; las ascosporas también son hialinas, unicelulares, ovoides a elípticas de 5 a 7.0 μm (Figura 3C).

Observaciones de campo en Sinaloa indican que en frijol es frecuente el inicio de la enfermedad en la base del tallo de las plantas (Figura 2 A), por lo que es probable que la infección inicial ocurra mediante la germinación directa de los esclerocios (miceliogénica); de ahí, el síntoma avanza a tallos, folíolos y vainas (Figura 2 B y 2 C) donde se forma micelio algodonoso y blanquecino causando una pudrición

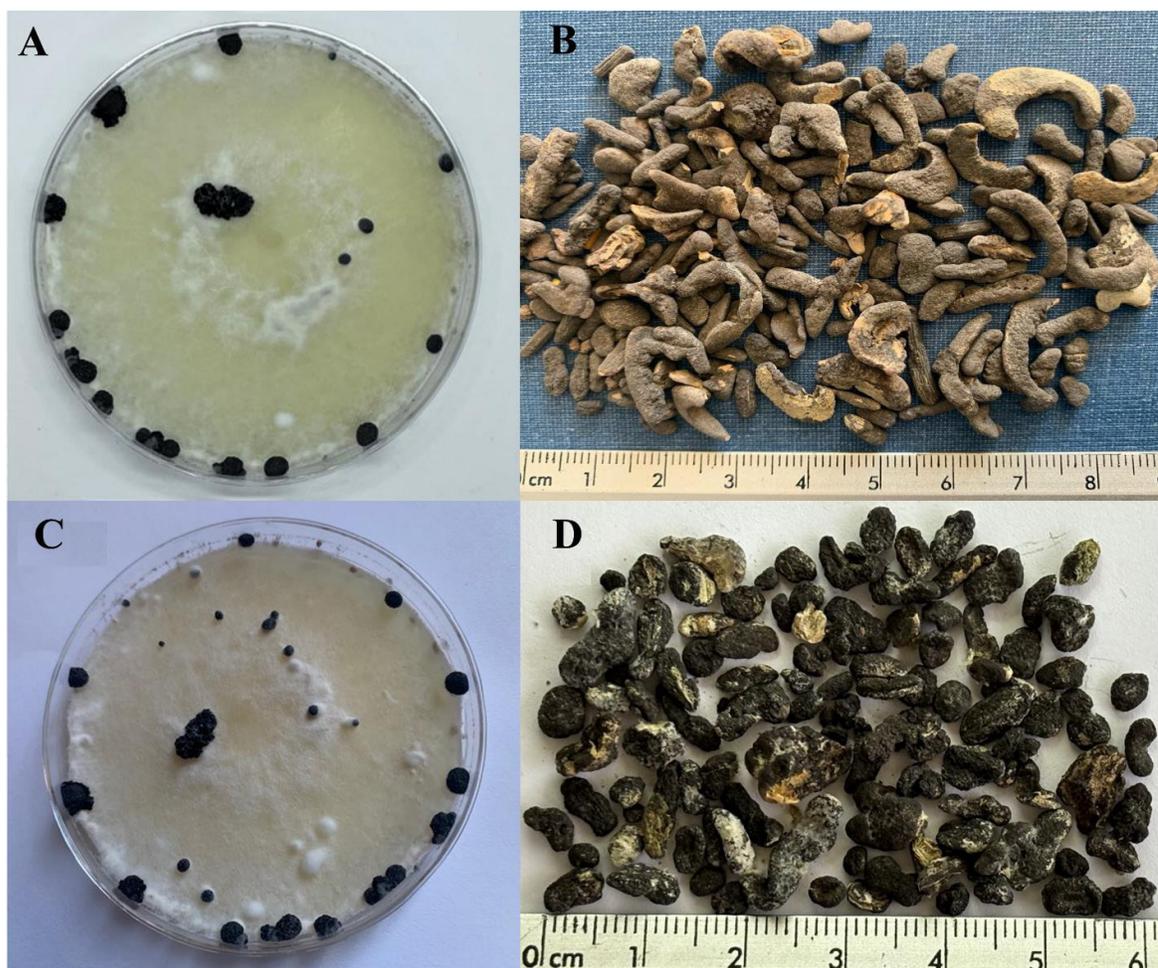


Figura 1. Crecimiento micelial y esclerocios de *Sclerotinia sclerotiorum*. A). Crecimiento del hongo obtenida de frijol y esclerocios en doble círculo en caja de Petri con PDA; B). Esclerocios de color café claro producidos en plantas de frijol en campo; C). Crecimiento del hongo obtenido de planta de papa con esclerocios dispersos en caja de Petri con PDA; D). Esclerocios color negro producidos en plantas de papa en campo.

suave, donde inicia la formación de esclerocios (Figura 2 D). Esta observación coincide con trabajos previos donde los esclerocios germinan produciendo micelio que causa infección en las plantas (Abawi y Grogan, 1979; Lane *et al.*, 2019).

En papa, se han observado esclerocios en el interior de los tallos (Figura 3A) así como apotecios del hongo en la superficie del suelo (Figura 3D) con ascas (Figura 3B) y ocho ascosporas en su interior (Figura 3C); también se han observado inflorescencias infectadas que caen sobre las hojas, y a partir de este punto ocurren los síntomas iniciales de la enfermedad (Figura 3E) la cual avanza e invade el resto de las partes de la planta (Figura 3F). También se han observado tallos sobre el suelo



Figura 2. Síntomas y signos el moho blanco en frijol. A). Síntomas de la enfermedad que inician en la base del tallo de la planta; B). Progreso de síntomas y signos en tallos; C). Síntomas y signos en vainas; D). Tallos blanquecinos invadidos por *S. sclerotiorum* con aglomeración de micelio y abundantes esclerocios.

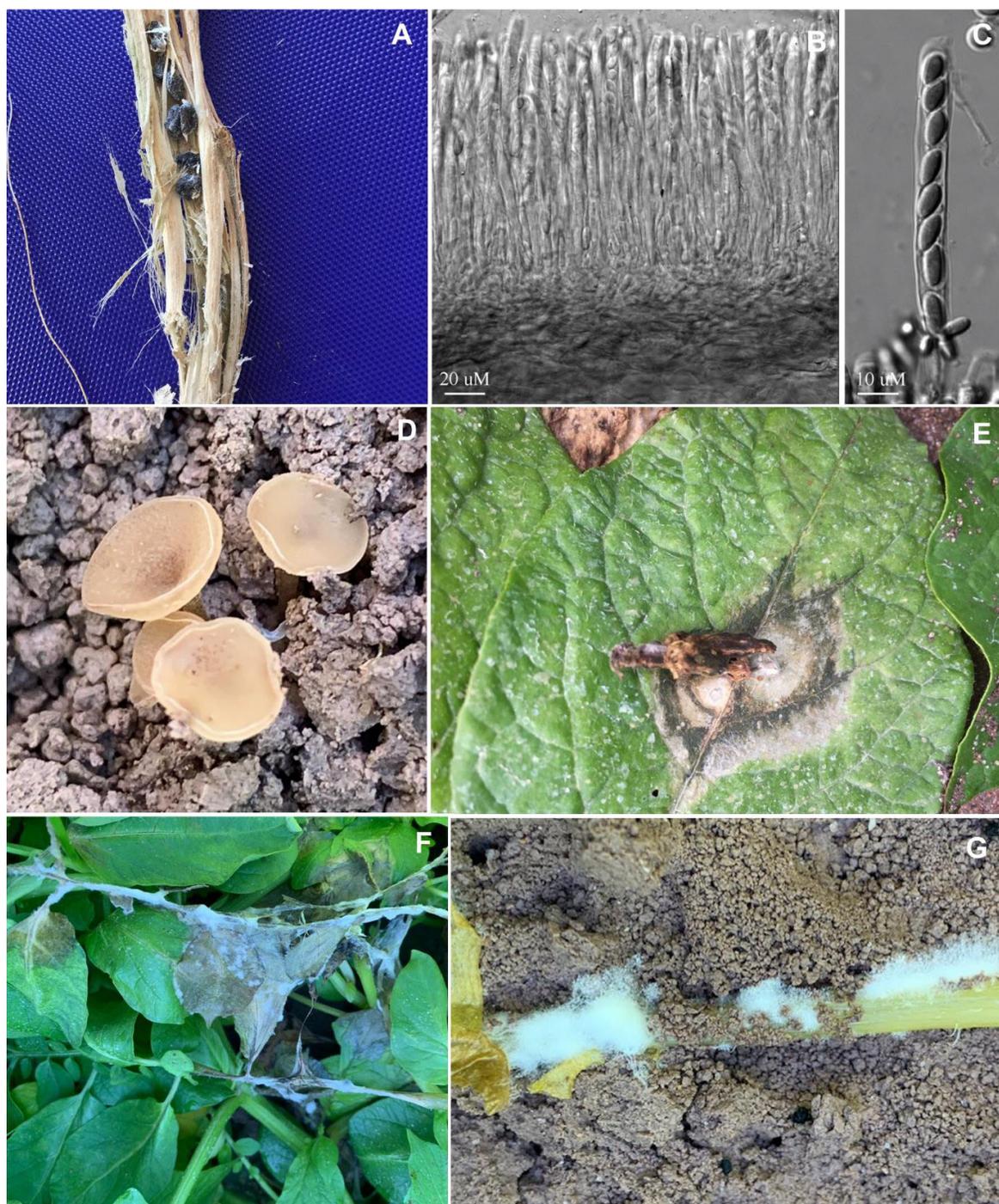


Figura 3. Estructuras del teleomorfo de *S. sclerotiorum*, síntomas y signos del moho blanco. A). Tallo de papa con esclerocios en su interior; B). Fragmento del himenio de un apotecio con ascas, ascosporas y paráfisis; C). Asca con ocho ascosporas en su interior; D). Apotecios producidos por esclerocios en la superficie del suelo; E). Síntoma inicial de moho blanco en hoja de papa a partir de una inflorescencia infectada; F). Pudrición suave de hojas y presencia de micelio sobre tejido infectado; G). Tallo sobre suelo colonizado por el hongo con abundante micelio blancuecino.

con síntomas y signos de la enfermedad (Figura 3G), donde la infección puede originarse a partir de la germinación directa de esclerocios.

Ecología de *S. sclerotiorum*

S. sclerotiorum es un hongo habitante del suelo y su medio de supervivencia lo constituyen los esclerocios (Sousa-Melo *et al.*, 2019), la capa externa de los esclerocios está integrada por células que contienen melanina (Butler *et al.* 2009), lo que protege al hongo de la luz ultravioleta, metales tóxicos, enzimas líticas y microorganismos antagónicos (Butler y Day, 1998; Thomma, 2003). En algunos suelos sembrados con frijol se han encontrado promedios de 0.6 a 6.2 esclerocios por kg de suelo (Schwartz y Steadman, 1977). La temperatura del suelo, pH, y la humedad, parecen tener un efecto limitado en la supervivencia de los esclerocios, pero el componente biológico tiene un efecto mayor en la supervivencia de éstos en el suelo (Adams y Ayers, 1979). La cantidad de esclerocios en el suelo se puede incrementar en dos formas: a) la producción de esclerocios secundarios y b) la producción de éstos en el hospedante (Adams y Ayers, 1979).

La amplia gama de hospedantes del hongo (Toby *et al.*, 2023), así como los monocultivos susceptibles conduce al incremento de poblaciones de esclerocios en el suelo. Se ha observado que la supervivencia de los esclerocios varía de acuerdo con la profundidad que se encuentran; estudios demostraron que los esclerocios colocados a una profundidad mayor de 10 a 30 cm permanecieron viables por más tiempo que aquellos que permanecieron a 5 cm (Cosic *et al.*, 2012). También se reportó que la viabilidad de los esclerocios de *S. sclerotiorum* a 0, 5 y 10 cm disminuyó con la profundidad (Duncan *et al.* 2006). Otros trabajos indicaron que los esclerocios de *S. sclerotiorum* permanecen viables en el suelo por ocho o 10 años (Coley-Simth y Cooke, 1971). Se demostró que 3.2 esclerocios por m² pueden causar 95 % de incidencia en frijol “kidney” en condiciones de campo (Suzui y Kobayashi (1972). Sin embargo, 0.2 esclerocios por kg de suelo podían causar moho blanco en niveles moderadamente severos en frijol (Schwartz y Steadman, 1977). Por otra parte, las ascosporas constituyen la fuente de inóculo primario pues germinan y colonizan tejido senescente y a partir de éste, el hongo invade diferentes partes de la planta (Hossain *et al.*, 2023).

S. sclerotiorum se disemina de un lote de siembra a otro o de una región a otra en varias maneras: a) en forma de micelio adherido a la superficie de la semilla, b) equipos de labranza (Zubieta-Coronado, 2021), animales o el hombre (Starr *et al.*, 1953). Se ha observado que alrededor del 2 % de los esclerocios ingeridos por borregos, permanecen viables después de pasar por su sistema digestivo, lo que sugiere que este tipo de ganado y otros animales pueden diseminar esclerocios a terrenos libres del patógeno (Brown, 1937). El agua de riego, representa otro me-

dio de diseminación de los esclerocios, donde permanecen viables de 10 a 21 días (Steadman *et al.*, 1975); sin embargo, la diseminación a grandes distancias ocurre a través de semilla infectada por micelio como en girasol (*Helianthus annuus*) (Young y Morris, 1927), repollo (*Brassica oleracea* var. *capitata*), coliflor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), col rizada (*Brassica oleracea* var. *sabellica*) (Neergaard, 1958.), trébol (*Trifolium* sp.) (Dillon-Weston *et al.*, 1946), frijol (Starr *et al.*, 1953) y cacahuete (*Arachis hypogaea*) (Porter y Beute, 1974). El aire como elemento de diseminación de ascosporas también se ha considerado en años recientes (Leyronas, 2019; Reich *et al.*, 2024).

Epidemiología del moho blanco del frijol y de la papa

Las epidemias de moho blanco en frijol y papa inician por ascosporas que se producen en apotecios que se originan a partir de esclerocios (Abawi y Grogan, 1979; Cook *et al.*, 1975; Schwartz y Steadman, 1978; Clarkson, *et al.*, 2003). Aunque en Sinaloa se ha observado daño en tallos de papa sobre el fondo del surco; en plantas de frijol también se presentan daños en la base del tallo, lo que ocurre mediante germinación directa de esclerocios. Así, que la producción de apotecios por los esclerocios en frijol es esencial en el desarrollo de epidemias (Abawi y Grogan, 1979). En cambio, en algunas regiones de Canadá, los esclerocios pueden producir micelio directamente para causar infección debajo del nivel del suelo en girasol, aunque también puede ocurrir infección mediante ascosporas provenientes de apotecios (Hung y Hoes, 1980). Sólo los apotecios que se encuentran en la superficie del suelo a 2.0-3.0 cm de profundidad liberan ascosporas, pues el estípite (pie) de los apotecios no superan los 3.0 cm de longitud y aquellos que se encuentra a profundidades mayores, no afloran sobre la superficie del suelo y no lanzan las ascosporas al aire, pues la intensidad de luz no es suficiente para su formación (Sun y Yang, 2000). El inicio de una epidemia no necesariamente ocurre por ascosporas producidas en un determinado lote, sino que éstas pueden provenir de lotes vecinos, inclusive de algunas arvenses como diente de león (*Taraxacum officinale*) y trébol (*Trifolium* spp.) (Cooke *et al.*, 1975). Los primeros apotecios aparecen cuando el cultivo cubre el 100 % de la superficie del suelo y la evaporación disminuye (Abawi y Grogan, 1979).

Se ha observado que la exposición de esclerocios a sequías extremas y altas temperaturas tienen efecto detrimental en la producción de apotecios por los esclerocios; sin embargo, estos permanecen viables por tres años a una profundidad de 20 a 25 cm en el suelo (Peltier *et al.*, 2012). Hao *et al.* (2007) demostraron que la germinación carpogénica de los esclerocios ocurrió entre 15 y 20 °C, cuando el potencial mátrico de agua en el suelo fue de -0.03 a 0.07 MPa; pero no se produjeron apotecios a temperaturas superiores a 26 °C (Clarkson *et al.*, 2003). Los apotecios

producen ascosporas cuya dispersión del punto de origen puede variar de 25 cm (Suzui y Kobayashi, 1972) a varios km (Leyronas *et al.*, 2019) y la temperatura óptima para su germinación sobre flores de frijol con humedad libre es de 21 °C (Shahovesi y del Río-Mendoza, 2020); también se ha establecido que las ascosporas se liberan a 15 °C en luz y oscuridad continua y regímenes de humedad relativa de 90 a 95 % y 65 a 75 % con la liberación de 7.6×10^5 ascosporas por apotecio en 20 días. La liberación de ascosporas de *S. sclerotiorum* en campo se han observado al medio día (Harthill, 1976; Raynal, 1990), lo cual podría estar relacionado con la temperatura que con la luz del día (Clarkson *et al.*, 2003).

Manejo del moho blanco

Para el manejo del moho blanco se ha recurrido a la solarización (Ferraz, 2003; Supriya *et al.*, 2017; Juliatti *et al.*, 2019), rotación de cultivos y control químico (Kurozawa y Pavan, 1997). Debido a los bajos niveles de resistencia de los hospedantes al patógeno, se ha empleado un grupo amplio de fungicidas para el control de la enfermedad; por ejemplo, en Estados Unidos de Norteamérica, Canadá, Australia, China y Europa utilizan boscalid, fluazinam, fluxapyroxad, pyraclostrobin, penthiopyrad, picoxystrobin, prothioconazole y trifloxystrobin, tetraconazole, thiophanato metilo (Matheron y Porchas, 2004; Bradley *et al.*, 2006 y Wang *et al.*, 2015). La efectividad biológica de procymidone y fluazinam se demostró en el control del moho blanco en soya, cuando se aplicaron al inicio de la floración y a los 15 días después de iniciada la misma (Hideki-Sumida *et al.*, 2015). En Sinaloa se usan carbendazim, benomilo, metil-tiofanato y fluazinam, para el control de la enfermedad en frijol y papa (Rodríguez-Cota *et al.*, 2022; Comunicación personal, Ing. Joel González; Pasa, SA de CV, Los Mochis, Sinaloa) en ambos cultivos se logra una eficacia de control del 85 al 90 % cuando se aplican en forma preventiva. Los fungicidas boscalid+pyraclostrobin, carbendazim, fluazinam, fludioxonil+ ciprodinil y procloraz mostraron efectividad *in vitro* en la inhibición del crecimiento micelial de *S. sclerotiorum* al igual que los productos biorracionales: ácido salicílico, dióxido de hidrógeno, extracto de semilla de toronja (Ayala-Armenta *et al.*, 2015). No existe evidencia en campo sobre la efectividad biológica de estas sustancias excepto carbendazim y fluazinam (Rodríguez-Cota *et al.*, 2022).

Con relación al control biológico, la actividad de los agentes antagónicos es afectada por factores abióticos y bióticos como temperatura, tipo de suelo y humedad del mismo, pH, plaguicidas, materia orgánica, microorganismos del suelo, especies de plantas, entre otros, lo que conduce a que este tipo de agentes sean menos eficaces que los fungicidas de síntesis química (Smolińska y Kowalska, 2018).

Varias especies de hongos han mostrado un control biológico con la actividad micoparásita contra *S. sclerotiorum* sobresaliendo *Coniothyrium minitans* (Huang

y Hoes, 1976; McQuilken *et al.*, 1995; Zeng *et al.*, 2012b; Patel *et al.*, 2020). Aspersiones de conidios del hongo en etapa de floración redujeron en 56 % la incidencia de moho blanco en frijol (Huang *et al.*, 2000). Además, la incorporación del hongo micoparásito en la superficie del suelo antes de la siembra de soya redujo la severidad de la enfermedad en 68 % y el número de esclerocios hasta en 95.3 % (Zeng *et al.*, 2012a). La temperatura óptima para el crecimiento del micoparásito fué de 15 a 20 °C y un pH de 4.5 a 5.0 (Zeng *et al.*, 2012b).

Los estudios sobre la eficacia de *Trichoderma* en el control de *S. sclerotiorum* en campo son limitados (Knudsen *et al.*, 1991; Zeng *et al.*, 2012a); sin embargo, en frijol *Trichoderma asperellum* a la dosis 2×10^{12} conidios por mL redujo el número de apotecios y severidad del moho blanco (Geraldine *et al.*, 2013). *T. hamatum* redujo la incidencia de la enfermedad en 31 a 57 %, como resultado de la colonización de los esclerocios y la reducción en la producción de apotecios por el patógeno en repollo (*Brassica oleracea* var. capitata) (Jones *et al.*, 2015). En pepino (*Cucumis sativus*), *T. harzianum* T39 redujo la pudrición de tallos y frutos en invernadero (Elad, 2000); mientras que la cepa T22 del mismo antagonista disminuyó el índice de severidad de enfermedad en 38.5 % (Zeng *et al.*, 2012a).

Con relación a bacterias antagonistas, *Bacillus cereus* y *B. subtilis* afectaron el crecimiento micelial de *S. sclerotiorum* y redujeron la incidencia de moho blanco en girasol (Zizzerini, 1987). *B. subtilis* BY-2 controló la misma enfermedad en colza (*Brassica napus*) cuando se aplicó en la semilla y en etapa de floración; la incidencia en las parcelas tratadas con la bacteria varió de 8.9 a 11.8, mientras que en las parcelas sin tratamiento la incidencia varió de 18.1-22.9 % (Hu *et al.*, 2014). Con dos aplicaciones de *B. cereus* SC en intervalos semanales redujeron la pudrición de tallo de canola por *S. sclerotiorum* en 6.5 a 9.3 % mientras que en las parcelas testigo la incidencia fue de 20.0 a 29.8 % (Kamal *et al.* 2015). También se demostró la eficacia del tratamiento de la semilla de frijol con *Bacillus* sp. B19, *Bacillus* sp. P12 y *B. amyloliquefaciens* B14 en el control del moho blanco (Sabaté *et al.*, 2018).

Estudios preliminares sobre el control biológico del agente causal del moho blanco del frijol en Sinaloa demostraron el efecto inhibitorio *in vitro* de *Trichoderma harzianum*, *T. viride* y *T. atroviride* endémicas del norte de Sinaloa, contra *S. sclerotiorum* obtenido de frijol (Félix-López, 2016). Además, en un experimento en campo, a nivel semi-comercial, aplicaron cepas de *Trichoderma* a la semilla de frijol al momento de la siembra; una segunda aplicación se realizó en el sistema de riego por gravedad. Se observó una reducción de incidencia y severidad del moho blanco y un incremento de 40 % en el rendimiento con respecto al testigo regional, donde hicieron dos aplicaciones del fungicida fluazinam (Comunicación personal Ing. Fernando Urías; Asociación de Agricultores del Río Sinaloa Poniente, Guasave Sinaloa).

Supervivencia de *S. sclerotiorum* e incidencia de la enfermedad

Los esclerocios constituyen la estructura de supervivencia del patógeno durante el verano en Sinaloa pues tanto el frijol como la papa se desarrollan durante otoño-invierno, contrario a otras zonas agrícolas donde sobreviven el invierno, donde los cultivos se desarrollan durante primavera-verano.

Estudios previos indicaron que la germinación carpogénica de los apotecios puede ocurrir entre 5 y 25 °C, cuando el potencial mátrico de agua en el suelo de -0.03 a 0.07 MPa (Hao, *et al.*, 2007). Observaciones de campo en el norte de Sinaloa indican que dichas temperaturas a 2.5 cm de profundidad del suelo ocurren a partir de la primera semana de diciembre (Figura 4). Estas condiciones coinciden con la etapa de floración tanto de frijol como de papa; además, el 100 % de la superficie del suelo se cubre por el follaje de las plantas, lo que reduce la evaporación, principalmente en papa cuyas variedades crecen de manera exuberante y se irrigan por aspersión, lo que origina periodos con follaje mojado hasta por 17 horas diarias en el tercio basal de las planta y humedad permanente en la superficie de suelo cercana a la saturación. Estas variables climáticas y la fenología del cultivo,

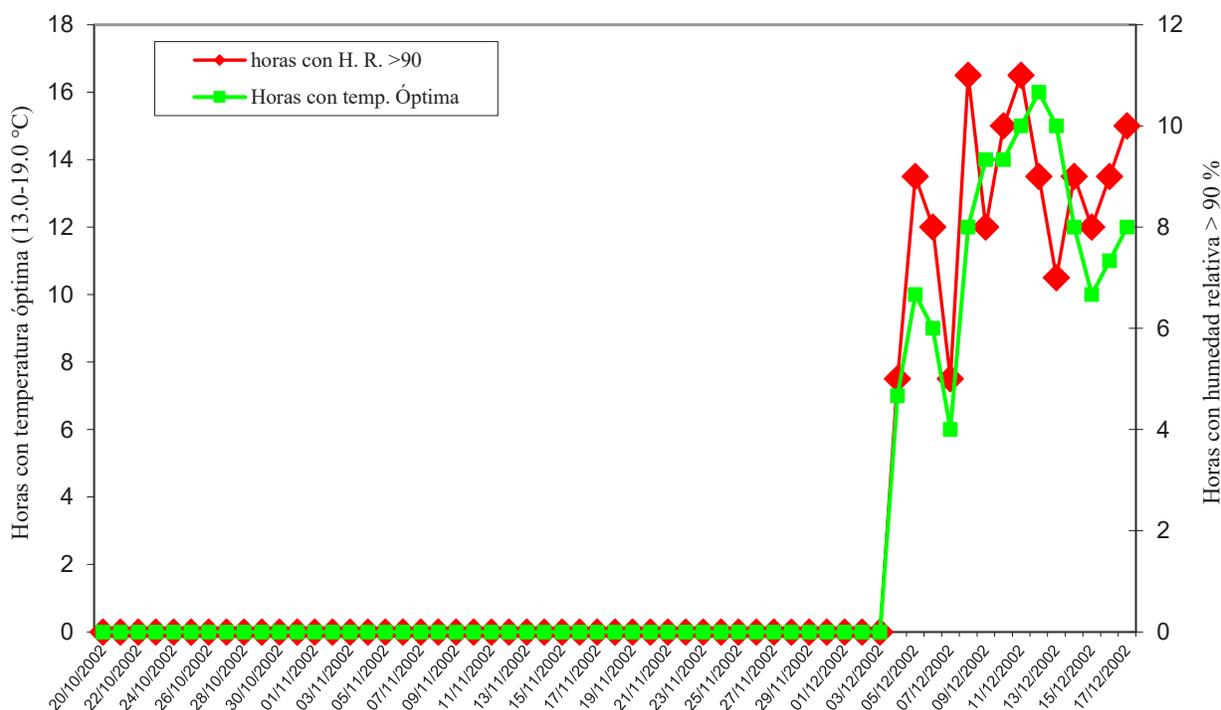


Figura 4. Periodos diarios con temperatura óptima del suelo (2.5 cm de profundidad) para la germinación de esclerocios de *S. sclerotiorum* y periodos con humedad relativa ≥ 90 % en el norte de Sinaloa del 20 de octubre al 03 de diciembre de 2002.

favorecen la formación de apotecios y la subsecuente liberación de ascosporas, las que penetran e infectan flores senescentes que se desprenden y caen sobre las hojas y tallos de las plantas donde se observan los síntomas iniciales de la enfermedad. También, con frecuencia se observan síntomas y signos de la enfermedad en la base del tallo en plantas de frijol o en tallos de papa sobre el suelo en el fondo del surco; en estos casos la infección primaria podría ocurrir a partir de la germinación directa de los esclerocios (Hossain *et al.*, 2023).

Aun cuando se ha reportado que la exposición de esclerocios a sequías y temperaturas de 30°C no favorecen la producción de apotecios por los esclerocios; éstos permanecen viables y germinan mediante la formación de micelio (Abawi y Grogan; 1979). Estas condiciones climáticas ocurren en lotes de papa que no se siembran en el ciclo primavera-verano en Sinaloa y se someten a laboreo para sembrarse en el ciclo agrícola otoño-invierno. En este caso los esclerocios a 5 cm de profundidad en el suelo se exponen a 40 °C y a bajos niveles de humedad (15 bares) (Sifuentes-Ibarra *et al.*, 2021) en lotes baldíos durante el verano; aunque 50 % de los lotes se siembran con sorgo, donde la temperatura podría ser inferior a los 40 °C.

Manejo del moho blanco del frijol y papa en Sinaloa

En Sinaloa, en años recientes se diseñó un sistema en el que la primera aplicación preventiva de fungicidas sintéticos en frijol y papa se recomienda cuando la temperatura del suelo a 2.5 cm de profundidad varía de 13 a 19 °C. Estas condiciones se presentan durante la primera semana de diciembre en el municipio de Ahome, lo que coincide con el incremento de períodos con humedad relativa ≥ 90 % (Figura 4). En el caso de frijol, estas condiciones se dan cuando se ha aplicado el primer riego de auxilio y el cultivo cubre el 100 % de la superficie del suelo y se ha iniciado la floración con la acumulación de 630 unidades calor en la variedad Noroeste. La primera aplicación de fungicida debe realizarse, a los siete días después de que se registran entre 13 a 19 °C, lo que favorece la formación de apotecios y liberación de ascosporas.

Estos criterios también se aplican para el manejo del moho blanco en papa, donde las condiciones de humedad tanto en el follaje como en el suelo son favorables para la formación de apotecios, la liberación de ascosporas y el progreso de la enfermedad debido al uso de sistemas de riego por aspersión. Al igual que en frijol, en papa, las aplicaciones preventivas de fungicidas se inician a los siete días, después de que ocurra en el suelo a 2.5 cm de profundidad, una variación de 13 a 19 °C y el cultivo presenta las primeras inflorescencias; en esta etapa el suelo se cubre totalmente por el follaje, lo que reduce la evaporación de la humedad suministrada por los sistemas de riego. Los fungicidas; carbendazim, benomilo, metil-tiofanato

y fluazinam se utilizan para el control de la enfermedad cuando se dan estas condiciones (Rodríguez-Cota *et al.*, 2022). Con base en este sistema de manejo de la enfermedad, en frijol se recomiendan dos aplicaciones durante el ciclo del cultivo y en papa se recomiendan hasta tres aplicaciones con intervalos de siete días, principalmente en variedades donde el período de floración es prolongado. Es frecuente la presencia de flores senescentes infectadas a partir de ascosporas, que caen sobre las plantas donde se presentan los síntomas iniciales de la enfermedad. Debido a los niveles de humedad en el suelo también ocurre daño en tallos y hojas senescentes con la consecuente producción de esclerocios que sobreviven hasta por cinco años (Ben-Yephet *et al.*, 1993). En Sinaloa los suelos destinados a monocultivos de papa, muestran incrementos de esclerocios, los que ciclo tras ciclo producen el inóculo primario constituido por las ascosporas.

LÍNEAS FUTURAS DE INVESTIGACIÓN

Aun cuando *S. sclerotiorum* ataca a cultivos económicamente importantes en Sinaloa, no se han desarrollado estudios sobre su ecología. Estudios sobre el tema, se han realizado principalmente en Estados Unidos de Norteamérica, donde el frijol y la papa se cultivan durante primavera y verano, lo que contrasta con Sinaloa donde lo mismos cultivos se desarrollan durante el ciclo otoño-invierno. Lo anterior indica áreas potenciales de investigación relacionadas con los ciclos y regiones de siembra donde la temperatura y diferentes regímenes de humedad afectan los esclerocios a diferentes profundidades, así como la actividad de microorganismos antagónicos bajo esas condiciones.

En lo relativo al control del moho blanco, tradicionalmente se ha recurrido al uso de fungicidas. Sin embargo, estas moléculas inducen resistencia en el agente causal y contaminan el ambiente. En la búsqueda de estrategias amigables con el ambiente para el control de la enfermedad, se debería determinar la efectividad biológica de especies nativas de *Trichoderma*. Este enfoque es crucial en la identificación de especies del hongo en la región, la determinación de su efectividad *in vitro*, las formas de acción del antagonista contra el patógeno bajo estas condiciones como son: micoparasitismo, antibiosis, genes inductores de la resistencia, desactivación de enzimas del patógeno, entre otras. Entre mayor número de modos de acción de especies de *Trichoderma*, más eficiente y duradero será el control sobre el patógeno, aspectos que no poseen los fungicidas de síntesis química (Infante *et al.*, 2000). Otro punto para atender, es investigar la efectividad biológica de las especies de *Trichoderma in planta* en condiciones de invernadero y campo donde se incluya la resistencia inducida (Bisen *et al.*, 2016). En campo se debe determinar el efecto de las aplicaciones al tubérculo semilla al momento de la siembra y apli-

caciones subsiguientes mediante el sistema de riego por aspersión en cada uno de los riegos durante el crecimiento del cultivo.

La reducción en la viabilidad de los esclerocios de especies de *Sclerotinia* probablemente se debe a la acción de microorganismos benéficos (Williams y Western, 1965). De ahí la importancia de ensayar la eficacia de especies de *Trichoderma* aplicadas al momento de la cosecha tanto de frijol como de papa. Así, cuando los terrenos se barbechen, los esclerocios estarían inoculados con especies antagónicas al hongo del moho blanco. También habría que determinar la viabilidad de los esclerocios a diferentes profundidades en el suelo, así como el efecto de la temperatura y humedad en el suelo durante todos los meses del año; paralelamente determinar los niveles de incidencia de *Trichoderma* en los mismos y capacidad para germinar directamente y mediante la producción de apotecios. Es evidente el amplio estudio de agentes de control biológico, donde se ha acotado investigaciones en condiciones *in vitro* a hasta invernadero, pero poco se ha encauzado a investigaciones en campo (Córdova-Albores *et al.*, 2021) y menos a investigación referente a este hongo y cultivos en el noroeste de México.

La efectividad del hongo *Coniothyrium minitans* contra el moho blanco se ha demostrado en otras partes del mundo (Huang y Hoes, 1980; McQuilk *et al.*, 1995; Zeng *et al.*, 2012b); la eficacia de aplicaciones preventivas contra la germinación de ascosporas de *S. sclerotiorum* sobre las inflorescencias de frijol y papa se debería determinar en Sinaloa, pues esta etapa fenológica en ambos cultivos ocurre durante el invierno, cuando hay una variación de 5 a 25 °C, lo cual favorece la liberación de ascosporas por el patógeno y la potencial colonización de las mismas por el hongo antagónico (Clarkson *et al.*, 2003). Sin embargo, la aplicación de *C. minitans*, sobre los residuos de cosecha con esclerocios del patógeno quizá no sea eficaz para reducir la viabilidad de los mismos ya que en verano en Sinaloa se alcanzan hasta 40 °C en la superficie del suelo, lo que contrasta con otras zonas productoras donde el micoparásito se aplica sobre los residuos de cosecha al inicio de otoño donde ocurren temperaturas de alrededor de 20 °C (Zeng *et al.*, 2012b).

En el caso de bacterias antagónicas, se encontró que *Bacillus cereus* y *B. subtilis* ejercieron control contra la pudrición del tallo del girasol causado por *S. sclerotiorum* (Zizzerini, 1987). Un efecto similar se observó cuando *B. subtilis* BY-2 se aplicó en tratamiento de semilla o aspersión en la etapa de floración contra la misma enfermedad en colza (Hu *et al.*, 2014). Estos hallazgos conducen hacia la búsqueda de este tipo de bacterias en Sinaloa y, la determinación de su eficacia en el control del moho blanco en frijol y papa.

Para complementar el esquema de manejo del moho blanco se deberían realizar estudios sobre la fenología de las variedades de frijol y de papa en los que se determine la acumulación de unidades calor necesarias para el inicio de floración, pues cuando esta etapa fenológica coincide con condiciones ambientales favorables para

la producción de ascosporas, éstas infectan las flores fecundadas y senescentes, las cuales se desprenden y caen sobre las plantas; a partir de ahí se inician los primeros síntomas de la enfermedad. Además, tanto en frijol como en papa, el período de floración es variable, lo que sin duda influye en la presencia de sustrato para la infección por las ascosporas en el desarrollo de la enfermedad. Sin duda, el copilar información sobre este tema contribuirá a una mayor eficacia de los fungicidas y agentes de biocontrol en el manejo de la enfermedad.

CONCLUSIONES

El moho blanco del frijol y la papa constituye una de las enfermedades importantes de estos cultivos en Sinaloa. Aun cuando se han realizado estudios sobre la ecología del agente causal y la epidemiología de la enfermedad en otras partes del mundo, en esta región los estudios sobre estos temas son incipientes. En este sentido, la implementación de un sistema de manejo que integra la temperatura del suelo y la fenología del cultivo ha permitido el uso eficiente de fungicidas en el control de la enfermedad; sin embargo, se abren nuevas líneas de investigación relativas a la fenología de variedades de frijol y de papa, donde se determinen las unidades calor requeridas para el inicio de la etapa de floración en las variedades comerciales; importante en el progreso de epidemias de moho blanco. Además, en el esquema de control se debe investigar la efectividad biológica de especies nativas o locales de *Trichoderma* en el manejo de la enfermedad *in vitro* hasta experimentación en parcelas semicomerciales y la subsiguiente transferencia en lotes comerciales.

LITERATURA CITADA

- Abawi GS and Grogan RG. 1979. Epidemiology of diseases caused by *Sclerotinia* species. *Phytopathology* 69: 889-904. <https://doi.org/10.1094/Phyto-69-899>.
- Adams PB and Ayers NA. 1979. Ecology of *Sclerotinia* species. *Phytopathology* 69: 896-899. <https://doi.org/10.1094/Phyto-69-896>
- Ayala-Armenta QA, Cortez-Mondaca E, Apodaca-Sánchez MA, Leal León VM, Valenzuela-Escoboza FA y Palacios-Mondaca CA. 2015. Bio-rational and conventional fungicides effectiveness on *in vitro Sclerotinia sclerotiorum*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 11:2149-2156. <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i11.784>
- Ben-Yephet Y, Genizi A and Siti E. 1993. Sclerotial survival and apotecial production by *Sclerotinia sclerotiorum* following outbreaks of lettuce drop. *Phytopathology* 83: 509-513. <https://doi.org/10.1094/Phyto-83-509>
- Bisen K, Keswani C, Patel JS, Sarma BK and Singh HB. 2016. *Trichoderma* spp.: efficient inducers of systemic resistance in plants. Pp: 185–195 In: Choudhary DK and Varma A. (eds.). *Microbial-mediated induced systemic resistance in plants*. Springer, Singapore. 226p. https://doi.org/10.1007/978-981-10-0388-2_12
- Boland GJ and Hall R. 1994. Index of plant hosts of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Canadian Journal of Plant Pathology* 16: 93–108. <https://doi.org/10.1080/07060669409500766>

- Bolton MD, Thomma BPHJ and Nelson BD. 2006. *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary: biology and molecular traits of a cosmopolitan pathogen. *Molecular Plant Pathology* 7:1-16. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2005.00316.x>
- Bradley CA, Lamey HA, Endres GJ, Henson RA, Hanson BK, McKay KR, Halvorsen M, LeGare DG and Porter PM. 2006. Efficacy of fungicides for control of *Sclerotinia* stem rot of canola. *Plant Disease* 90: 1129–1134. <https://doi.org/10.1094/PD-90-1129>
- Brown JG. 1937. Relation of livestock to the control sclerotiniosis of lettuce. *Phytopathology* 27: 1045-1050. <https://eurekamag.com/research/013/480/013480651.php>
- Butler MJ and Day AW. 1998. Fungal melanins: a review. *Canadian Journal of Microbiology* 44:1115–1136. <https://doi.org/10.1139/W98-119>
- Butler MJ, Gardiner RB and Day A. 2009. Melanin synthesis by *Sclerotinia sclerotiorum*. *Mycologia* 101:296–301. <https://doi.org/10.3852/08-120>
- Cebberos-Sánchez F y Sánchez-Castro MA. 1998. Enfermedades de la berenjena. Pp. 161-175. En: J. C. Ortega, R. García-Estrada y A. Carrillo-Facio. *Enfermedades de las Hortalizas*. Universidad Autónoma de Sinaloa. 234 p.
- Clarkson JP, Staveley J, Phelps K, Young CS and Whipps JM. 2003. Ascospore release and survival in *Sclerotinia sclerotiorum*. *Mycological Research* 107:213–222. <https://doi.org/10.1017/s0953756203007159>
- Coley-Simth JR and Cooke RC. 1971. Survival and germination of fungal sclerotia. *Annual Review of Phytopathology* 9: 65–92. <https://doi.org/10.1146/annurev.py.09.090171.000433>
- Cook GE, Steadman JR and Boosalis MG. 1975. Survival of *Whetzelinia sclerotiorum* and initial infection of dry edible beans in Western Nebraska. *Phytopathology* 65: 250-255. <https://doi.org/10.1094/Phyto-65-250>
- Córdova-Albores LC, Zelaya-Molina LX, Ávila-Alistac N, Valenzuela-Ruiz V, Cortés-Martínez NE, Parra-CotaFI, Burgos-Canul YY, Chávez-Díaz IF, Fajardo-FrancoML and de los Santos-Villalobos S. 2021. Omics sciences potential on bioprospecting of biological control micro-bial agents: the case of the Mexican agro-biotechnology. *Mexican Journal of Phytopathology* 39(1): 147-184. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2009-3>
- Cosic J, Jurkovic D, Vrandecic K and Kaucic D. 2012. Survival of buried *Sclerotinia sclerotiorum* sclerotia in undisturbed soil. *Helia* 35:73–78. <https://doi.org/10.2298/HEL1256073C>
- Dillon-Weston WAR, Loveless RA and Taylor ER. 1946. Clover rot. *The Journal of Agricultural Science* 36: 18-28. <https://doi.org/10.1017/S0021859600010856>
- Duncan RW, Dilantha-Fernando WG and Rashid KY. 2006. Time and burial depth influencing the viability and bacterial colonization of sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Soil Biology and Biochemistry* 38:275–284. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2005.05.003>
- Elad Y. 2000. Biological control of foliar pathogens by means of *Trichoderma harzianum* and potential modes of action. *Crop Protection* 19:709–714.
- Félix-Gastélum R, Maldonado-Mendoza IE, Herrera-Rodríguez G, Martínez-Valenzuela C, Espinosa-Matías S, Cordero-Ramírez JD and Martínez-Álvarez JC. 2011. Powdery mildew on common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in Northern Sinaloa, Mexico. *Sydowia* 63 (2): 169-182. <https://ipn.elsevierpure.com/es/publications/powdery-mildew-on-common-bean-phaseolus-vulgaris-l-in-northern-si>
- Félix-Gastélum R, Maldonado-Mendoza IE, Navarrete-Maya R, Olivas-Peraza NG, Brito-Vega H and Acosta-Gallegos JA. 2016. Identification of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* as the causal agent of halo blight in yellow beans in northern Sinaloa, México. *Phytoparasitica* 44: 369-378. <https://doi.org/10.1007/s12600-016-0530-5>.
- Felix-Lopez JE. 2016. Antagonismo *in vitro* de cepas Nativas de *Trichoderma* spp. y sensibilidad de *Sclerotinia sclerotiorum*. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Occidente. Los Mochis, Sinaloa, México 44p.
- Fernando WGD, Nakkeeran S and Zhang Y. 2004. Ecofriendly methods in combating *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary. Pp: 329-347. In: Pandalai SG (ed). *Recent Research Developments in Environmental Biology*. Research Signpost. India. Disponible en línea: <https://www.researchgate.net/publication/238111476>
- Ferraz LCL, Bergamin-Filho A, Amorim L and Nasser LCB. 2003. Viabilidade de *Sclerotinia sclerotiorum* após a solarização do solo na presença de cobertura morta. *Fitopatologia Brasileira* 28:017-026. <https://doi.org/10.1590/S0100-41582003000100003>
- Geraldine AM, Lopes FAC, Carvalho DDC, Barbosa ET, Rodrigues AF, Brandao RS, Ulhoa CJ and Junior ML. 2013. Cell wall-degrading enzymes and parasitism of sclerotia are key factors on field biocontrol of white mold by *Trichoderma* spp. *Biological*

- Control 67:308–316. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2013.09.013>
- Hao JJ, Subbarao KV and Duniway JM. 2007. Germination of *Sclerotinia minor* and *Sclerotinia sclerotiorum* sclerotia under various soil moisture and temperature combinations. *Phytopathology* 93:443–450.
- Harthill WFT and Underhill AP. 1976. Puffing in *Sclerotinia sclerotiorum* and *S. minor*. *New Zealand Journal of Botany* 14: 355–358. <https://doi.org/10.1080/0028825X.1976.10428909>
- Hegedus DD and Rimmer SR. 2005. *Sclerotinia sclerotiorum*: When “to be or not to be” a pathogen. *FEMS Microbiology Letters* 251:177–184. <https://doi.org/10.1016/j.femsle.2005.07.040>
- Hideki-Sumida IC, Giovanetti-Canteril M, Casaroto-Peiti D, Tibolla-Idenize F, Pedrina- Orsini F, André-Araújo D, Fonseca-Chagas D and Sanches-Calvos N. 2015. Chemical and biological control of *Sclerotinia* stem rot in the soybean crop. *Ciência Rural*, Santa Maria 45: 760–766, <http://dx.doi.org/10.1590/0103-8478cr20140198>
- Hooker WJ 1981. Compendium of potato diseases. The American Phytopathological Society. Huang HCC and Hoes JA 1980. Importance of host spacing and sclerotial position to development of *Sclerotinia* wilt of sunflower. *Plant Disease*.
- Hossain MM, Sultana F, Li W, Tran L-SP and Mostofa MG. 2023. *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary: insights into the pathogenic features of a global pathogen. *Cells* 12:1063. <https://doi.org/10.3390/cells12071063>
- Hu X, Roberts DP, Xie L, Maul JE, Yu C, Li Y, Jiang M, Liao X, Che Z and Liao X. 2014. Formulation of *Bacillus subtilis* by BY-2 suppresses *Sclerotinia sclerotiorum* on oil seed rape in the field. *Biological Control* 70: 54–64. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2013.12.005>
- Huang HC and Hoes JA. 1976. Penetration and infection of *Sclerotinia sclerotiorum* by *Coniothyrium minitans*. *Canadian Journal of Botany* 54:406–410. <https://doi.org/10.1139/b76-039>
- Huang HC, Bremer E, Hynes RK and Ericson RS. 2000. Foliar application of fungal biocontrol agents for the control of white mold of dry bean caused by *Sclerotinia sclerotiorum*. *Biological Control* 18:270–276. <https://doi.org/10.1006/bcon.2000.0829>
- Huang HCC and Hoes JA. 1980. Importance of host spacing and sclerotial position to development of *Sclerotinia* wilt of sunflower. *Plant Disease* 64:81–84. <https://doi.org/10.1094/PD-64-81>
- Infante D, Martínez B, Noyma-González N y Reyes Y. 2000. Mecanismos de acción de *Trichoderma* frente a hongos fitopatógenos. *Revista Protección Vegetal* 24: 14–21. <http://scielo.sld.cu/pdf/rpv/v24n1/rpv02109.pdf>
- Islam MR, Akanda AM, Hossain MM, and Hossain MM. 2021. First characterization of a newly emerging phytopathogen, *Sclerotinia sclerotiorum* causing white mold in pea. *Journal of Basic Microbiology* 61: 923–939. <https://doi.org/10.1002/jobm.202100223>
- Jahan R, Siddique SS, Jannat R and Hossain MM. 2022. Cosmos white rot: First characterization, physiology, host range, disease resistance, and chemical control. *Journal Basic Microbiology* 62: 911–929.
- Jones EE, Rabeendran N and Stewart A. 2015. Biocontrol of *Sclerotinia sclerotiorum* infection of cabbage by *Coniothyrium minitans* and *Trichoderma* spp. *Biocontrol Science Technology* 24:1363–1382.
- Juliatti FC, Rezende AA, Juliatti BCM and Morais TP. 2019. *Trichodermas* a Biocontrol Agent against *Sclerotinia* Stem rot or white mold on soybeans. in Brazil. Pp.1–24. In: Mohammad MS, Umar S and Tijjani RB (eds.). Usage and Technology. *Trichoderma* - the most widely used fungicide. Book citation index. In *Web of Sciences* 119 p. <https://doi.org/10.5772/intechopen.84544> 116 p.
- Kamal MM, Lindbeck KD, Savocchia S and Ash GJ. 2015. Biological control of *Sclerotinia* stem rot of canola using antagonistic bacteria. *Plant Pathology* 64:1375–1384.
- Kurozawa C & Pavan MA. 1997. Doenças do tomateiro. In: Kimiti H, Amorim L, Bergamin Filho A, Camargo LEA and Rezende JAM. (ed.). *Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas*. 3. ed. Sao Paulo Agronômica Ceres. pp. 690–719. https://vdocuments.mx/h-kimati-l-amorim-l-bergamin-filho-lea-camargo-jam-bacterias.html?page=1#google_vignette
- Lane D, Denton-Giles M and Derbyshire M. *et al.*, 2019. Abiotic conditions governing the myceliogenic germination of *Sclerotinia sclerotiorum* allowing the basal infection of *Brassica napus*. *Australasian Plant Pathol* 48:85–91. <https://doi.org/10.1007/s13313-019-0613-0>
- Leyronas C, Benigni M, Leigneux S, Duffaud M and Villeneuve F *et al.*, 2019. Characterization of *Sclerotinia sclerotiorum* airborne inoculum, the widespread agent of white mould disease. *Aerobiologia* 35: 243–252. <https://doi.org/10.1007/s10453-018-09555-x>
- Matheron ME and Porchas M. 2004. Activity of boscalid fenhexamid, fluazinam fludioxonil, and vinclozolin on growth of

- Sclerotinia minor* and *S. sclerotiorum* and development of lettuce drop. *Plant Disease* 88:665–668. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2004.88.6.665>
- McQuilken MP, Mitchell SJ, Budge SP, Whipps JM, Fenlon JS and Archer SA. 1995. Effect of *Coniothyrium minitans* on sclerotial survival and apothecial production of *Sclerotinia sclerotiorum* in field-grown oilseed rape. *Plant Pathology* 44:883–896. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.1995.tb02748.x>
- Mora-Romero GA, López-Meyer M, Ramírez-Douriet CM, Martínez-Valenzuela MC, Romero-Urías CÁ, Herrera-Rodríguez G and Félix-Gastélum R. 2016. Evaluación de la susceptibilidad a *Sclerotinia sclerotiorum* en cuatro genotipos de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) micorrizados. *Interciencia* 41:127-132. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33944255009>
- Neergaard P. 1958. Mycelial seed of certain crucifers by *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) D By. *Plant Disease Reporter* 42: 1105-1106.
- Patel D, Shittu TA, Baroncelli R, Muthumeenakshi S, Osborne TH, Janganan TK and Sreenivasaprasad S. 2020. Genome Sequence of the Biocontrol Agent *Coniothyrium minitans* strain Conio (IMI 134523). *Molecular Plant-Microbe Interactions*. <https://doi.org/10.1094/mpmi-05-20-0124-a>
- Peltier AJ, Bradley CA, Chilvers MI, Malvick DK, Mueller DS, Wise KA, and Esker PD. 2012. Biology, Yield loss and Control of *Sclerotinia* Stem Rot of Soybean. *Journal of Integrated Pest Management* 3: 1–7. <https://doi.org/10.1603/IPM11033>
- Porter DM and Beute MK. 1974. *Sclerotinia* blight of peanuts. *Phytopathology* 64: 263-264. <https://doi.org/10.1094/Phyto-64-263>
- Rathi A S, Minakshi J, Rakesh P, Subaran S, Pawan Kumar and Ram A. 2018. Morphological and molecular diversity of *Sclerotinia sclerotiorum* infecting Indian mustard. *Indian Phytopathology* 71:407–413. <https://doi.org/10.1007/s42360-018-0054-7>
- Raynal G. 1990. Kinetics of the ascospore production of *Sclerotinia trifoliorum* (Eriks) in growth chamber and under natural climatic conditions—practical and epidemiologic incidence. *Agronomie* 10: 561–572. <https://doi.org/10.1051/agro:19900706>
- Reich J, McLaren D, Kim YM, Wally O, Yevtushenko D, Hamelin R and Chatterton S. 2024. Predicting airborne ascospores of *Sclerotinia sclerotiorum* through machine learning and statistical methods. *Plant Pathology* 00: 1–16. <https://doi.org/10.1111/ppa.13902>
- Rodríguez-Cota FG, Cortez-Mondaca E, Saucedo-Acosta RH, Acosta -Gallegos J A, Padilla-Valenzuela I y Miranda-Arnold P. 2022. Tecnología para producir semilla de frijol en Sinaloa. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias Centro de Investigación Regional del Noroeste Campo Experimental Valle del Fuerte Juan José Ríos, Sinaloa. Folleto Técnico No. 46. 49 p.
- Sabaté DC, Brandan CP, Petroselli G, Erra-Balsells R and Audisio MC. 2018. Biocontrol of *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary on common bean by native lipopeptide-producer *Bacillus* strains. *Microbiological Research* 211: 21-30
- Schwartz HF and Steadman JR. 1977. *Sclerotinia sclerotiorum* inoculum production in Western Nebraska. *Improv. Annu. Rep.* 20: 69-70.
- Shahovesi F and Del Río-Mendoza LE. 2020. Effect of wetness duration and incubation temperature on development of ascospore infections by *Sclerotinia sclerotiorum*. *Plant Disease*. 4: 1817-1823. <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-19-1304-RE>
- Sifuentes-Ibarra E, Macías-Cervantes J, Marcial-Pablo MJ, Jimenez-Jimenez SI y Peinado-Fuentes LA. 2021. Monitoreo de la humedad del suelo con sensores de alta precisión (Aplicación práctica de riegos). Campo Experimental Valle del Fuerte. INIFAP. Juan Jose Ríos, Sin., México. Folleto técnico No. 47. 54p.
- Smolińska U and Kowalska B. 2018. Biological control of the soil-borne fungal pathogen *Sclerotinia sclerotiorum* a review. *Journal of Plant Pathology*. 100:1–12. <https://doi.org/10.1007/s42161-018-0023-0>
- Starr GC, Walters HJ and Bridgmon. 1953. White mold (*Sclerotinia*) of beans. *Wyo. Agric. Exp. Stn.* 322. <https://wyo scholar.uwyo.edu/server/api/core/bitstreams/d6cc7277-55c5-452a-8fd2-5f9d613b6b2f/content>
- Steadman JR, Maier CR, Schwartz HF and Kerr ED. 1975. Pollution of surface irrigation waters by plant pathogenic organisms. *Water Resour. Bull.* 11:796-804. https://www.researchgate.net/publication/229558791_Pollution_of_Surface_Irrigation_Waters_by_Plant_Pathogenic_Organisms
- Sousa-Melo B, Voltan AR, Arruda W, Lopes C, Alvares F, Georg R and Ulhoa CJ. 2019. Morphological and molecular aspects of sclerotial development in the phytopathogenic fungus *Sclerotinia sclerotiorum*. *Microbiological Research* 126326 <https://doi.org/10.1016/j.micres.2019.126326>
- Sun P & Yang XB. 2000. Light, Temperature, and moisture effects on apothecium production of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Plant Disease*. 84:1287–1293. <https://doi.org/10.1094/pdis.2000.84.12.128>

- Supriya G, Singh RP and Rautela P. 2017. Effect of soil solarisation on survival of sclerotia and viability of antagonists under protected and natural cultivation. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry* 6: 387-390.
- Suzui T and Kobayashi T. 1972. Dispersal of ascospores of *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary on kidney bean plants. Part 1. Dispersal of ascospores from a point source of apothecia. *Hokkaido Nat. Agric. Exp. Bull* 101: 137-151
- Taylor A, Coventry E, Handy C, West JS, Young CS and Clarkson JP. 2018. Inoculum potential of *Sclerotinia sclerotiorum* sclerotia depends on isolate and host plant. *Plant Pathology*, 67(6), 1286–1295. <https://doi.org/10.1111/ppa.12843>
- Thomma BPHJ. 2003. *Alternaria* spp. from general saprophyte to specific parasite. *Mol. Plant Pathol.* 4: 225–236. <https://doi.org/10.1046/j.1364-3703.2003.00173.x>
- Tian B, Xie J, Fu Y, Cheng J, Li BO, Chen T, Zhao Y, Gao Z, Yang P, Barbetti MJ, *et al.*, 2020. A cosmopolitan fungal pathogen of dicots adopts an endophytic lifestyle on cereal crops and protects them from major fungal diseases. *ISME J.* 14:3120–3135
- Toby E, Newman TE, Kim H, Khentry Y, Sohn KH, Derbyshire MC and Kamphuis LG. 2023. The broad host range pathogen *Sclerotinia sclerotiorum* produces multiple effector proteins that induce host cell death intracellularly. *Molecular Plant Pathology* 24: 866–881. <https://doi.org/10.1111/mpp.13333>
- Wang Y, Duan Y-B and Zhou MG. 2015. Molecular and biochemical characterization of boscalid resistance in laboratory mutants of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Plant Pathology* 64:101–108. <https://doi.org/10.1111/ppa.12246>
- Williams GH and Western JH. 1965. The biology of *Sclerotinia trifoliorum* Erikss and other species of *Sclerotium*-forming fungi. *Annals of Applied Biology* 56: 261–268. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1965.tb01234.x>
- Wu BM and Subbarao KV. 2008. Effects of soil temperature, moisture, and burial depths on carpogenic germination of *Sclerotinia sclerotiorum* and *S. minor*. *Phytopathology* 98:1144-1152.
- Young PA and Morris HE. 1927. *Sclerotinia* wilt of sunflower. *Montana Agric. Exp. Stn. Bull.* 208. <https://www.scirp.org/reference/referencespapers?referenceid=3193855>
- Zeng W, Kirk W and Hao J. 2012a. Field management of *Sclerotinia* stem rot of soybean using biological control agents. *Biological Control* 60:141– 147. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2011.09.012>
- Zeng W, Wang D, Kirk W and Hao J. 2012b. Use of *Coniothyrium minitans* and other microorganisms for reducing *Sclerotinia sclerotiorum*. *Biological Control* 60:225–232. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2011.10.009>
- Zubieta-Coronado DA, Echevery-Prieto LC y Zafra-Mejía CA. 2021. Antagonismo *in vitro* por consorcios de *Trichoderma* sp. y *Aspergillus* sp. contra el fitopatógeno *Sclerotinia* sp. *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial* 19: 16-31.
- Zizzerini A. 1987. Antagonistic effect of *Bacillus* spp. on *Sclerotinia sclerotiorum* sclerotia. *Phytopathologia Mediterranea* 26:185–187.