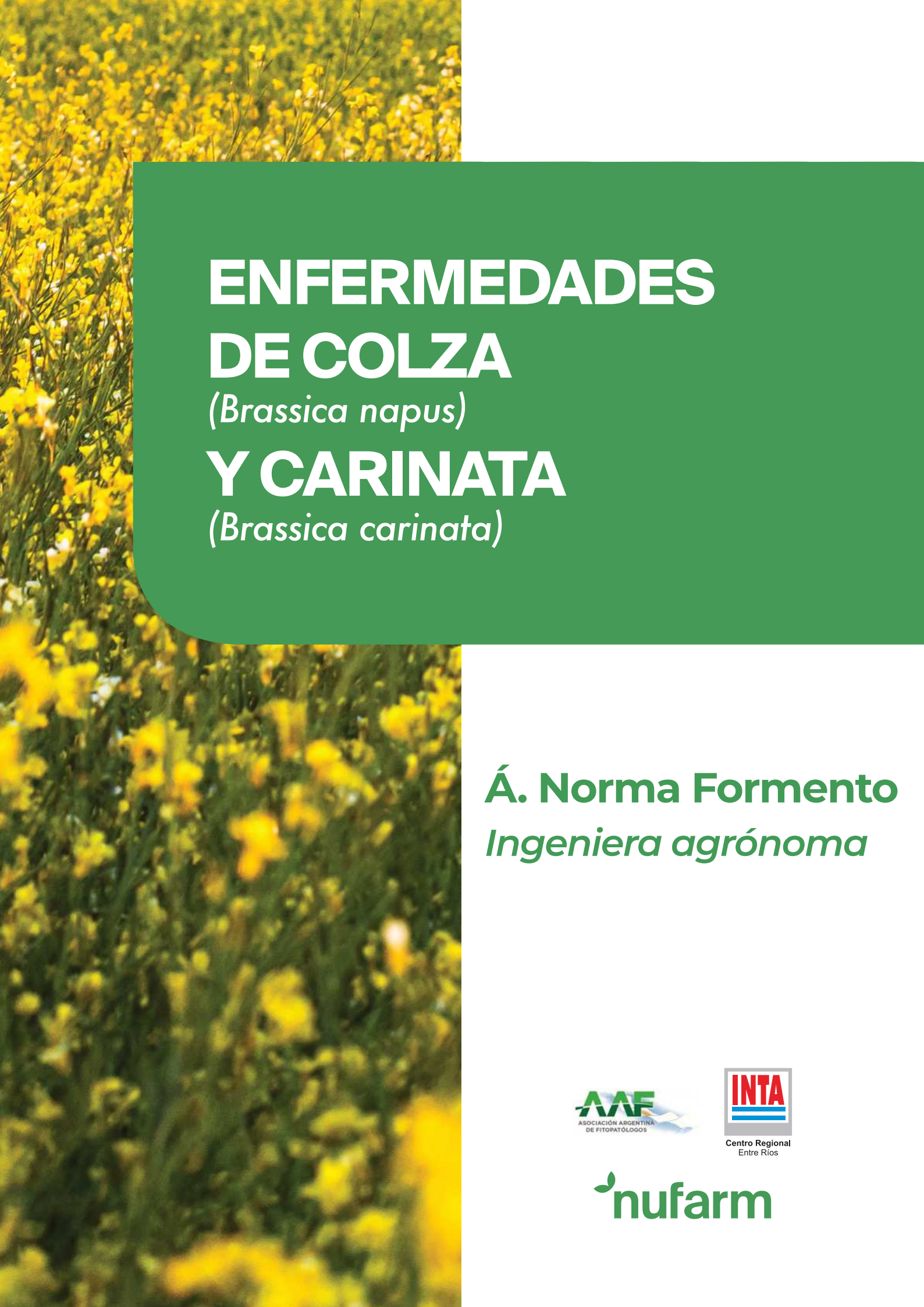




ENFERMEDADES DE COLZA (*Brassica napus*) Y CARINATA (*Brassica carinata*)

Á. Norma Formento
Ingeniera agrónoma



ENFERMEDADES DE COLZA (*Brassica napus*)
Y CARINATA (*Brassica carinata*)

SÍNTOMAS, SIGNOS, EPIFITIOLOGÍA Y MANEJO

Á. NORMA FORMENTO

2026

Formento, Á. Norma

ENFERMEDADES DE COLZA (*Brassica napus*) Y CARINATA (*Brassica carinata*).
SÍNTOMAS, SIGNOS, EPIFITIOLOGÍA Y MANEJO

198 p.
15cm x 21cm
ISBN:

1. Patología Vegetal 2. Enfermedades 3. Colza 4. Carinata 4. Manejo

Fotografías: Juan C. Velázquez y Á. Norma Formento

Dra (Ing. Agr.) Ángela Norma Formento: Investigadora del Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias de INTA Castelar (Buenos Aires) desde 1981 a 1985 e INTA EEA Paraná, (Entre Ríos) desde 1985 a 2024. Fitopatóloga especialista en Cultivos Extensivos.

Técnico Agrónomo Juan Carlos Velázquez: Auxiliar Técnico en Fitopatología y Protección de Cultivos en INTA EEA Paraná (Entre Ríos).

Índice

Palabras de la autora.....	5
Introducción	6
Las Brasicáceas	6
Colza (<i>Brassica napus</i>)	9
Carinata (<i>Brassica carinata</i>)	16
Enfermedades de las Brasicáceas.....	19
Enfermedades en plántulas. Implantación	31
Damping off (<i>Pythium</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Rhizoctonia</i>)	32
Enfermedades en roseta. Floración.....	38
Cancro de la base del tallo: <i>Leptosphaeria maculans</i> y <i>L. biglobosa</i> ; <i>Plenodomus lingam</i> y <i>P. biglobosus</i>	38
Otros síntomas por <i>Leptosphaeria maculans</i> / <i>L. biglobosa</i>	43
Infección de la canopia superior (ICS)	51
Mancha negra o gris (<i>Alternaria brassicae</i> ; <i>Alternaria</i> spp.), o mancha de las Silicuas	70
Mancha en V de las Crucíferas (<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>campestris</i>)	87
Mildiu (<i>Hyaloperonospora</i> spp.)	98
Roya blanca (<i>Albugo candida</i>)	111
Oídio (<i>Erysiphe cruciferarum</i>).....	122
Podredumbre húmeda del tallo (<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>).....	138
Mancha blanca (<i>Neopseudocercospora capsellae</i>)	149
Otras enfermedades	156
Mancha foliar (<i>Pyrenopeziza brassicae</i>)	156
Mancha anillada (<i>Mycosphaerella brassicicola</i>)	159
Antracnosis (<i>Colletotrichum</i> spp.).....	161
Cercorporiosis (<i>Cercospora</i> spp.)	163
Verticilosis (<i>Verticillium longisporum</i>)	165
Marchitamiento y muerte de plantas (<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>conglutinans</i>).....	178
Hernia de las coles (<i>Plasmodiophora brassicae</i>).....	180
Enfermedades no parasitarias	190
Heladas	190
Fitotoxicidad por herbicidas.....	193
Otras observaciones.....	195

Palabras de la autora



Este libro tiene la finalidad de documentar gráficamente las principales enfermedades de colza (*Brassica napus*) y carinata (*Brassica carinata*) y contribuir en el reconocimiento a campo.

La caracterización de los síntomas (expresión de la planta) y de los signos (expresión del patógeno) de las principales enfermedades, permitirá identificar a simple vista o a "ojo desnudo" las enfermedades, pero otras requerirán el uso de lupas manuales (20-30X), preparación de cámaras húmedas y observaciones con microscopio estereoscópico (lupa binocular) y/o microscopio óptico. En algunos casos será necesario remitir muestras y solicitar el diagnóstico a Laboratorios de Patología Vegetal reconocidos por sus conocimientos y responsabilidad, ya sean privados o públicos.

Por otro lado, se describen aspectos epifitiológicos, rango de hospedantes y técnicas de manejo disponibles en el mundo.

**Este libro, es una versión actualizada y ampliada del Manual de Enfermedades de Colza editado y publicado por NUSEED en el año 2014.*

La autora

Introducción

Las Brasicáceas

La familia Brassicaceae (*Cruciferae*) se caracteriza por poseer especies vegetales dicotiledóneas generalmente herbáceas, anuales, bianuales o perennes y cosmopolitas que se distribuyen principalmente en regiones de clima templado. El género *Brassica* comprende la mayor diversidad de especies de importancia agrícola, de las cuales 37 son de gran relevancia económica.

La relación genómica de las seis especies de *Brassica* más cultivadas en el mundo se explica por un triángulo donde los vértices son las especies diploides *Brassica rapa* (genoma AA, col china y nabos), *Brassica nigra* (genoma BB, mostaza negra) y *Brassica oleracea* (genoma CC, hortalizas).

La hibridación de los genomas diploides dio lugar a las especies alotetraploides *Brassica juncea* (genoma AABB, mostaza marrón), *Brassica napus* (genoma AACC, colza, col rizada, forrajera) y *Brassica carinata* (genoma BBCC, mostaza etíope o carinata). De las seis especies, *B. oleracea* es la más diversa y ampliamente cultivada, con varias subespecies/variedades como *acephala* (col rizada), *alboglabra* (col rizada china y brócoli), *botrytis* (coliflor y brócoli romano), *capitata* (repollo), *gemmifera* (repollito de Bruselas), *gongylodes* (colinabo) e *italica* (brócoli).

La familia Brasicáceas posee 338 géneros y aproximadamente 3.709 especies distribuidas mundialmente, muchas de las cuales como las especies oleaginosas se cultivan en forma extensiva o intensiva como las hortalizas y ornamentales; además existen especies que son pequeños arbustos y otras, que se consideran malezas.

En la alimentación humana se utilizan hojas, inflorescencias o raíces entre ellas repollo, col china, "pak choi" o "boy choi" (*B. rapa* subsp. *chinensis* o subsp. *pekinensis*), brócoli, coliflor, col rizada o "kale" (*B. oleracea* var. *sabellica* o var. *acephala*) y repollito de Bruselas. Son las plantas más antiguas consumidas en todo el mundo, muy nutritivas, ricas en vitaminas A y C, antioxidantes, fibra dietética, calcio, hierro y magnesio. En 2020, se produjeron 96,4 Mt de hortalizas en el mundo, es decir un 10,6% más que en la década de 2010. En Argentina, por ejemplo, la rúcula (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*) se consume como hortaliza y es muy afectada por *Albugo candida* (roya blanca o "falsa roya") que reduce su calidad comercial.

Brassica oleracea, *B. napus*, *B. rapa*, *B. carinata* y *Camelina sativa* se emplean para la obtención de aceite; las mostazas, cuyos principales géneros y especies comerciales son *Sinapis alba*, *Brassica juncea*, *B. nigra* y *B. carinata* (mostaza etíope o carinata), entre otras se utilizan como condimentarias por la calidad de sus semillas con isocianatos de olor y sabor característicos. La mostaza constituye la principal especie aromática

a nivel mundial en cuanto a su volumen y Argentina importa anualmente aproximadamente 500 t cuyo uso principal es la fabricación del aderezo culinario llamado mostaza.

Dentro de las ornamentales, por sus flores y frutos se destacan los géneros *Erysimum* y *Lunaria* y como malezas, *Capsella bursa-pastoris*, *Camelina microcarpa*, *Diploaxis erucoides*, *D. muralis*, *D. tenuifolia*, *Brassica rapa*, *Hirschfeldia incana*, *Eruca vesicaria*, *Erucastrum nasturtiifolium*, *Lepidium virginicum*, *Raphanus sativus*, *R. raphanistrum*, *Rapistrum rugosum*, *Sinapis arvensis*, *Sisymbrium irio*, *S. officinale*, etc. Por otro lado, *Arabidopsis thaliana* es una especie utilizada ampliamente en estudios de biología y genética vegetal.

En Argentina, las malezas de la familia Brasicáceas están incrementando su presencia y crece la dificultad para su control en los diferentes sistemas de producción. Las principales y más problemáticas son nabón (*Raphanus sativus*), mostacilla (*Hirschfeldia incana*), nabillo (*Diploaxis tenuifolia*) y nabo o nabolza (*Brassica rapa*) que poseen características particulares, como sus flujos de emergencia y resistencia/tolerancia a herbicidas. Además, algunas malezas forman complejos maleza-cultivo, siendo capaces de intercambiar genes con las especies cultivadas en condiciones naturales (Diez de Ulzurum *et al.*, 2024; Viento Sur, 2020; Aapresid, 2019). Son de gran importancia epidemiológica ya que pueden ser reservorios de patógenos que causan enfermedades graves en los cultivos de colza, carinata y camelina ya sea como “puentes verdes” (plantas voluntarias o “guachas”) o “puentes marrones” (restos vegetales, rastrojo), independientemente de la función ecosistémica de sus flores como fuente de néctar para insectos polinizadores.

En América del Sur existen unas 406 especies nativas, de las cuales aproximadamente un 10% son Brasicáceas. En Argentina, la familia está representada por 58 géneros con 222 especies y de éstas, 103 son nativas (Zhang *et al.*, 2020; Tuma & Ceva, 2019). Las raíces de las Brasicáceas son axonomorfas (pivotantes) (**Figura 1**) y con frecuencia engrosadas o napiformes; los tallos son erectos, generalmente herbáceos (**Figura 2**) con hojas simples o compuestas, alternas, sin estípulas, con frecuencia pinnado lobuladas y en ocasiones, liradas.



Figura 1. Raíz pivotante de colza.

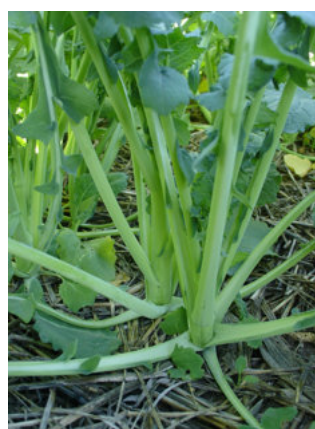


Figura 2. Tallos glabros de colza.

Las flores poseen una corola de 4 pétalos en forma de cruz y un cáliz formado por 4 sépalos libres; el androceo tiene 6 estambres, los 2 externos 57 endémicas y 62 introducidas (Diez de Ulzurum *et al.*, 2024; Germán *et al.*, 2023; Paunero, 2023; Greer *et al.*, 2023; Salariato & Zuloaga, 2020; más cortos (tetradínamos) y el gineceo es súpero y bilocular con una inflorescencia en racimos o corimbos terminales, frecuentemente carentes de brácteas (**Figura 3**). Los frutos son silicuas (**Figura 4**) o silículas según su longitud, si es mayor o menor de 3 o 4 veces el ancho, respectivamente. Pueden ser indehiscentes, lomentáceos (se pueden fragmentar en trozos y contener una o varias semillas) y presentar un pico diferenciado en su extremo. Las semillas normalmente son numerosas y se disponen en 1 o 2 filas (uni o biseriadas) según Chamorro & Bezus (2023).

El uso de las especies de Brasicáceas es relevante desde la antigüedad;

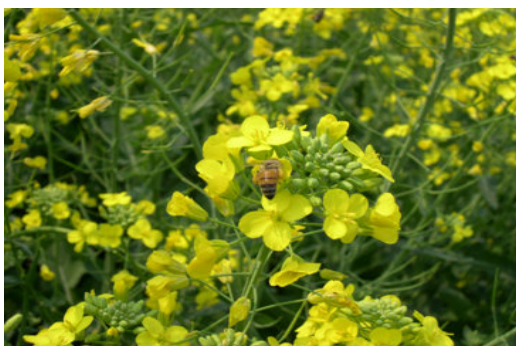


Figura 3. Inflorescencia (racimos terminales) de colza.



Figura 4. Frutos (silicuas) de colza.

el aceite se empleó en India, China y Japón desde el año 2.000 A.C., y a partir del siglo XIII se difundió en Europa para ser utilizado principalmente como combustible; posteriormente, como lubricante en el ámbito naval, o en la fabricación de jabones, detergentes, materiales plásticos, cosméticos, pinturas y agroquímicos.

Los biocombustibles líquidos son un componente importante de la transición a sistemas basados en energías renovables; lo más común, es la obtención de bioetanol derivado de la fermentación del azúcar a partir de caña de azúcar (*Saccharum* sp.), remolacha azucarera (*Beta vulgaris*) y maíz (*Zea mays*), los que usualmente se utilizan en mezclas con combustibles fósiles. Cuando se emplean oleaginosas como soja y colza para producir biodiesel, la energía necesaria para generar hidrocarburos de cadenas cortas es menor. Es importante evitar el uso de cultivos tradicionales destinados a la producción de alimentos, para ser usados en la obtención de bioenergía (Mulvaney *et al.*, 2019).

En un mercado globalizado de "commodities" y energía, con un cambio climático global impulsado por emisiones de gases de efecto invernadero (GEI), se están explorando nuevos cultivos en diferentes regiones del mundo por su potencial de mitigación a través de la producción de bioenergía. Esto representa una oportunidad para el sector agrícola, ya que la agricultura representa aproximadamente el 14% de la contaminación

antropogénica con GEI y es responsable del 85% de las emisiones globales de óxido nitroso (N₂O) a partir de los procesos de nitrificación y desnitrificación de los suelos. El N₂O es un GEI con un potencial de calentamiento global (PCA) aproximadamente entre 265 y 310 veces mayor que el de CO₂. El manejo de los cultivos agrícolas con el uso de fertilizantes nitrogenados, rotación de cultivos, labranza, etc. contribuye entre el 42 y el 80% de las emisiones totales procedentes de la producción de materias primas para biocombustibles. Esta compensación entre la producción sostenible de granos de alta calidad y las presiones medioambientales ha definido la mayor eficiencia en el uso de N (NUE) como un requisito esencial para la producción de bioenergía a partir de cultivos anuales como colza, carinata y camelia (Bonansea *et al.*, 2023; Del Gatto *et al.*, 2015).

Los subproductos de la extracción de aceite pueden ser mejor utilizados; por ejemplo, la harina de colza se considera un producto de desecho que se usa como abono o alimento para animales, sin embargo, posee un alto contenido de minerales totales, fibras dietéticas y proteínas, además de ser un aceite rico en ácidos grasos poliinsaturados, predominantemente ácido linoleico y α -linolénico, lo que muestra su potencialidad para el desarrollo de productos con valor agregado. La proporción de aminoácidos es superior en la harina (más que en semillas) y contiene aminoácidos esenciales, predominantemente valina (Petraru & Amariei, 2024).

Las Brasicáceas se cultivan en Europa (Alemania, Francia, Reino Unido, Hungría, República Checa), en Asia (India, Indonesia, China, Sri Lanka), África (Marruecos, Nigeria), en América del Norte, Canadá (principal exportador mundial), Estados Unidos (principal importador mundial) y México, en América del Sur (Chile, Argentina, Uruguay y Brasil).

Colza

La colza (*Brassica napus* L.), pertenece a la familia Brassicaceae (tribu Brassiceae, subtribu Brassicinae) del Reino Plantae. Se considera una especie joven (5.000-10.000 millones de años) probablemente originada a partir de hibridaciones interespecíficas independientes y espontáneas entre genotipos de nabo (*Brassica rapa* 2n=20) y repollo/kale (*Brassica oleracea* 2n=18). Genéticamente, *B. napus* es un aloploiploide (2n=38) y dentro de la especie se han definido dos variedades botánicas: *B. napus* L. var *rapifera* (DC) Metzger (2n=4x=38) y *B. napus* L. var *oleifera* Delile (2n=4x=38). No se han hallado formas silvestres y su lugar de origen podría ser el S. de Europa o la región del Mediterráneo (Iniguez-Luy & Federico, 2011; Warwick, 2007).

Por sus diversos usos y algunas ventajas, la colza se ha convertido en la segunda oleaginosa más cultivada en todo el mundo, después de soja (*Glycine max*) y en agricultura, actualmente es un componente indispensable de la rotación de cultivos en países como Australia, Canadá, China y Unión Europea (UE); además, contribuye a mantener la fertilidad del suelo y, por lo tanto, a la producción sostenible. Los principales productos

que se comercializan a nivel mundial, aceite y harina son un importante aporte al producto bruto nacional de varios países, entre ellos Canadá. Se utiliza como forraje, alimento y combustible; es un aceite de ensalada de alto valor por su alto contenido de ácido oleico u omega 9 (aprox. 60%), ácido linolénico poliinsaturado (omega-3, aprox. 10%) y es fuente de omega 6. Posee la más baja proporción de ácidos grasos saturados comparado con otros aceites vegetales con fines culinarios, es decir que es un producto de elevada calidad para el consumo humano, ya que reduce el colesterol total, aumenta los niveles de tocoferol, previene el crecimiento de células cancerosas y aporta beneficios para el tratamiento de enfermedades cardíacas, diabetes y síndrome metabólico. En algunos países de Asia y N. de Europa, el aceite de colza se utiliza ampliamente como aceite de cocina o en productos hidrogenados como margarina (Dellepiane *et al.*, 2023; Ayadi *et al.*, 2022). Es una de las plantas alimenticias y medicinales más cultivadas en Asia Central, África del Norte y Europa occidental; en la medicina tradicional iraní, las raíces se utilizan por sus propiedades terapéuticas (Saeidnia & Gohari, 2012).

Una gran parte del aceite de colza se utiliza como combustible para automóviles y tractores diésel, especialmente en Europa y los subproductos del procesamiento como harinas y proteínas son alimentos de gran valor en nutrición animal, en particular para los rumiantes (bovinos), pero también para monogástricos (cerdos, aves de corral); además, está aumentando el interés por la proteína de colza para la alimentación humana

Actualmente, un aspecto importante es lograr que los genotipos modernos de colza generen un buen rendimiento y posean resistencia a enfermedades e insectos, debido a las presiones medioambientales, a las restricciones en el uso de fitosanitarios (prohibición de insecticidas neonicotinoides en la UE) y originar híbridos, utilizando la esterilidad masculina basada principalmente en mutaciones citoplasmáticas (Friedt *et al.*, 2018).

La colza se convirtió en un importante cultivo oleaginoso (**Figura 5**) a nivel mundial gracias a su mejoramiento intensivo durante las últimas cinco décadas y se desarrollaron cultivares de colza con bajo porcentaje de ácido erúico denominados canola (Canadian Oil Low Acid) y Colza 00, a aquellas con bajo contenido de glucosinolatos en harinas (Dellepiane *et al.*, 2023). La implementación de pruebas metabólicas de semillas a gran escala para identificar mutantes con bajo contenido de ácido erúico y glucosinolatos, facilitó el uso de estas variantes en programas de retrocruzamiento que establecieron a la especie como un “nuevo” cultivo mundial con una calidad de aceite excepcional y alta calidad de harina. Se adaptaron formas ecogeográficas divergentes a los sistemas agrícolas, en América del Norte (canola de primavera), Europa (predominantemente colza de invierno) y Asia/Australia (colza/canola semiinvernales). En la década del 90, los estudios citogenéticos y los primeros mapas genéticos de *B. napus* desarrollados con marcadores RFLP, revelaron la primera evidencia de reordenamientos inusuales entre cromosomas homólogos, y de una alohexaploidización compleja entre los subgenomas diploides. Sin embargo, 20 años después con la secuenciación del genoma de *B. napus*, se conoció el alcance e importancia de esos reordenamientos estructurales



Figura 5. Cultivos de colza en Victoria (Entre Ríos).

del genoma para el mejoramiento de la especie (Werner & Snowden, 2018).

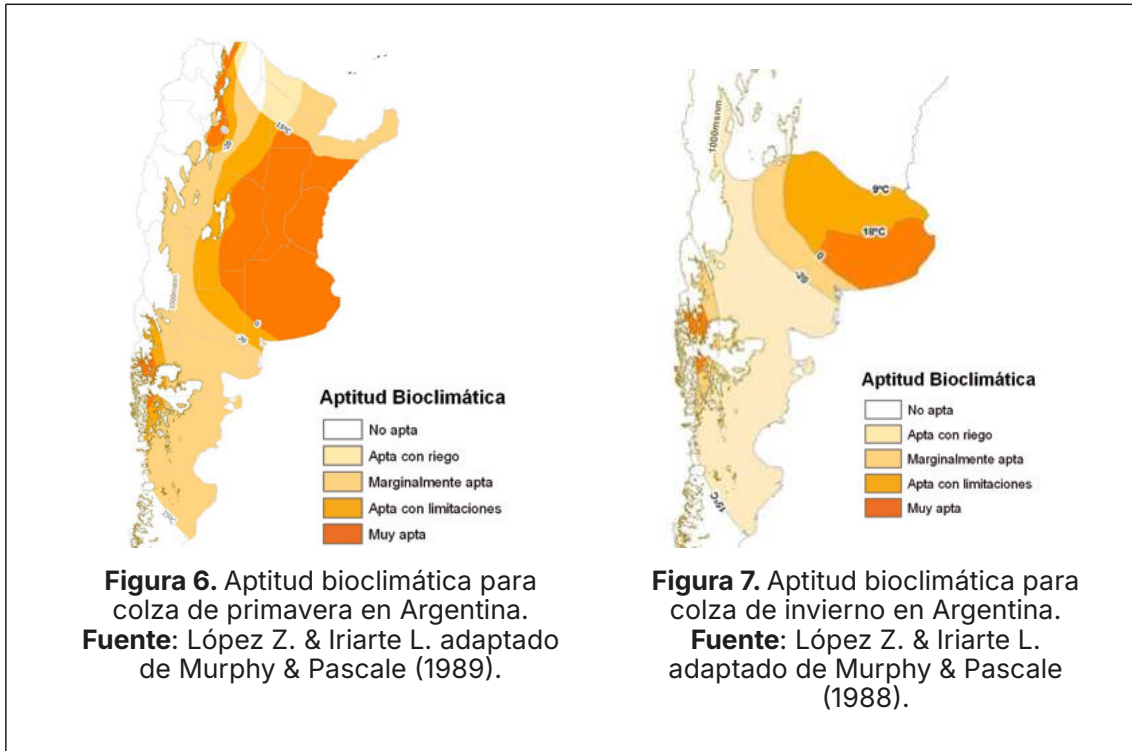
La canola da un aceite con menos del 2% de ácido erúxico (apto para consumo humano) y un valor inferior a 3 mg de glucosinolatos en las harinas.

En Argentina, la colza se conoce desde la década del 30, cuando se comercializaba *B. napus* y *B. campestris* como producto de su cultivo o separándola como maleza (nabo) en cultivos de trigo (*Triticum aestivum*) o lino (*Linum usitatissimum*). Con el transcurso de los años, la colza mejorada para uso alimenticio fue creciendo en los mercados internacionales y despertó el interés en el mercado local de la industria aceitera. La superficie sembrada presentó incrementos y disminuciones marcadas; en el año 1992 se sembraron 51.000 ha y los rendimientos oscilaron entre 1.300 y 1.600 kg/ha con 48–49% de aceite (Gómez *et al.*, 2018; Iriarte & Valetti, 2008).

El área de siembra de colza coincide con las áreas trigueras y desarrolla bien bajo condiciones de clima templado a templado frío con buena humedad ambiental. Se adapta a distintos tipos de suelos, siendo los más adecuados los francos, de buena fertilidad y permeables por la sensibilidad a los anegamientos superficiales. Es moderadamente resistente al déficit hídrico prolongado y se recupera mejor de ese estrés abiótico que otros cereales invernales. En la etapa cotiledón - plántula, las heladas pueden ocasionar daños importantes y al estado de roseta es capaz de tolerar bajas temperaturas. Las heladas tardías normalmente ocasionan pequeños daños.

En Argentina, se pueden definir áreas para colzas primaverales e invernales (**Figuras 6 y 7**).

La producción de aceite en Argentina está centrada casi exclusivamente en cultivos estivales. La colza por su ciclo invierno- primaveral accede al mercado en otra época del año, por lo que abastece a la industria en momentos en que las maquinarias permanecen ociosas. Al tratarse de un cultivo de áreas templadas frías, brinda al productor una opción importante como componente de su rotación agrícola que en general, se limita principalmente a cereales de invierno (trigo, cebada y avena). La colza en siembra directa (SD) permite la realización de cultivos de segunda como soja, maíz o girasol.



La calidad del grano y el rendimiento en aceite que se obtiene es de excelente calidad lo que permite su colocación en los mercados más exigentes y presenta ventajas competitivas como condiciones climáticas y edáficas que permiten la producción de colza de muy buena calidad (Bezus *et al.*, 2023). Argentina cuenta con una industria aceitera desarrollada que puede procesar esta oleaginosa sin competir con las producciones de girasol y soja. Además, se puede participar del mercado internacional aportando producción contra estación con el hemisferio norte que necesita importantes volúmenes para cubrir el mercado cada vez más creciente de los biocombustibles. El cultivo tiene la oportunidad de crecer en superficie y producción, ajustando las diferentes etapas de la cadena comercial, es posible mejorar la rentabilidad y de esta forma, acceder a un negocio muy promisorio (Iriarte, 2018).

Otro aspecto muy importante es que muchas especies de Brasicáceas cultivadas y silvestres, además de su relevancia en la alimentación humana, son mencionadas como fuentes de polen y néctar. El solo hecho de formar parte de la comunidad vegetal aumenta las posibilidades de alimento para un gran número de polinizadores y visitantes florales. La colza y los "parches" de especies "espontáneas" son visitadas por numerosas especies de insectos de diversas familias y órdenes que mejoraron la producción de semillas lo que se traduce en un mayor rendimiento de semillas y de aceite por hectárea (Marinozzi, 2023).

En el mundo, durante el ciclo 2023/24 se produjeron aproximadamente 88,74 Mt de colza siendo la UE 20 Mt (23%), Canadá 18,8 Mt (21%), China 15,4 Mt (17%), India 12,5 Mt (14%) y Australia 5,7 Mt (6%), los principales productores (USDA, 2024).

La colza es la segunda oleaginosa de importancia a nivel mundial, después de soja y en Argentina, se comenzó a sembrar a partir de 1997. En

la campaña 2021/22 se produjeron 53.000 t, muy por debajo del valor máximo histórico del ciclo 2012/13 (128.320 t). El área de siembra se concentra en la provincia de Buenos Aires (San Antonio de Areco, Baradero, 25 de Mayo y Pergamino); en Entre Ríos, se ubica principalmente en Victoria, Gualaguay y Tala. Ambas provincias proveen el 94% de la producción de colza, con aumentos en el período 2012/16 en Santa Fe y Córdoba.

La producción de colza se destina principalmente a la exportación como semilla (90% a EE.UU.). La UE, China e India se destacan como los principales consumidores y Canadá, Australia y Ucrania, como los principales exportadores. En 2022, la UE produjo más de 6 millones t de biodiesel en base a colza (83% de la producción mundial). Sudamérica supera las 300.000 ha sembradas en la campaña 2021/22, apenas el 0,7% de las 38 Mha a nivel mundial. Uruguay siembra aproximadamente 230.000 ha, Paraguay 78.000 ha, Chile 35.000 ha y Argentina 25.835 ha en la campaña 2021/22, lejos de su récord histórico de más de 87.000 ha en el año 2012/13 (D'Angelo *et al.*, 2023).

En Uruguay, para la zafra 2021/22, la siembra de colza y carinata totalizó 162.000 ha, un 42% por encima de las 114.000 ha sembradas en 2020/21. Es un cultivo de ciclo invernal con creciente participación en la agricultura uruguaya, con una producción récord de 300.000 t, 61% superior a la cosecha anterior. Para la nueva zafra 2022/23, la intención de siembra alcanzó a 267.000 ha, marcando un nuevo récord, superando la siembra de otros cultivos de invierno como la cebada (MAGyP Uruguay, 2023).

En Entre Ríos, las proyecciones de siembra de Brasicáceas (colza, carinata y camelina) para el ciclo 2024/25 inicialmente superiores a las registradas en el ciclo 2023/24 (20.000 ha), sin embargo, la demora en la cosecha de soja y los atractivos precios del trigo frenaron la expansión inicial. La superficie total cultivada en 2024 tuvo una participación de colza de 55% (11.000 ha), carinata 35% (7.000 ha) y camelina 10% (2.000 ha). Los dptos. con mayor superficie de siembra son: Victoria 4.100 ha, Gualaguaychú 3.200 ha, Uruguay 3.000 ha, Villaguay 2.800 ha y Gualaguay 2.100 ha (BCER, 2024). El rendimiento promedio osciló entre 1.058 kg/ha (2020/21) a 1.326 kg/ha (2021/22). El rendimiento en parcelas de ensayos (**Figura 8**) fue variable, entre 126 y 4.548 kg/ha según los años, ciclos de los cultivares y fechas de siembra, destacándose como los más adaptados los genotipos primaverales (Coll, 2024a).



Figura 8. Parcelas de colza en plena floración en INTA-EEA Paraná.

A nivel mundial el mejoramiento de colza busca aumentar el rendimiento, la calidad de las semillas y optimizar la arquitectura de la planta para adaptarse a la cosecha mecánica. La biomasa, el número de silicuas planta y el rendimiento de semillas mostraron una correlación positiva significativa entre todas las variables y que la tasa de crecimiento del cultivo (TCC) es la característica más importante para que los cultivares de ciclo corto alcanzaran un alto rendimiento en China (Li *et al.*, 2023).

La duración de cada fase de crecimiento está influenciada por el cultivar, fertilidad, nutrición, humedad, temperatura del suelo y del aire, fotoperíodo e intensidad de luz solar. La temperatura del aire es uno de los factores ambientales más importantes que regulan el crecimiento y desarrollo de la colza (Canola Council of Canada, 2021; Chamorro & Bezus, 2023). El crecimiento y desarrollo de una planta de colza es continuo, sin embargo, se puede separar en estadios fenológicos (**Tabla 1**). Existen otras escalas con mayor descripción de cada estadio fenológico como las de Sylvester-Bradley & Makepeace (1984) y la de BBCH (Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt and Chemical Industry (2001).

Tabla 1. Escala fenológica de las Brasicáceas de CETIOM*. Adaptada de Chamorro & Bezus (2023)

FENOLOGÍA	CÓDIGO	DESCRIPCIÓN
Emergencia		Las plántulas marcan el surco o línea
Plántula	A	Estado cotiledonal. Sólo dos cotiledones visibles. No hay hojas “verdaderas”.
Roseta	B1	Una hoja verdadera desplegada.
	B2	Dos hojas verdaderas desplegadas
	B3	Tres hojas verdaderas desplegadas
	Bn	n hojas verdaderas desplegadas
Elongación	C1	Aumento de biomasa; aparición de hojas jóvenes
	C2	Entrenudos visibles; estrangulamiento verde claro en la base de los nuevos pecíolos: es el tallo que aparece.
	D1	Yemas unidas, todavía escondidas por las hojas terminales
	D2	Inflorescencia principal libre; yemas unidas: inflorescencias secundarias visibles
	E	Yemas separadas; los pedicelos florales de la periferia comienzan a alargarse
Floración Maduración	F1	Primeras flores abiertas
	F2	Alargamiento de la vara floral; numerosas flores abiertas
	G1	Caída de los primeros pétalos; primeras 10 silicuas tienen una longitud inferior a 2 cm
	G2	Primeras 10 silicuas alcanzan entre 2 y 4 cm
	G3	Primeras 10 silicuas superan los 4 cm
	G4	Primeras 10 silicuas comienzan a madurar
	G5	Granos coloreados

*CETIOM (Centre Technique Interprofessionnel des Oléagineux Métropolitains). France.

En el mercado argentino existen numerosos cultivares de colza, primaverales e invernales, variedades e híbridos, como también líneas experimentales (LE) del Programa de Mejoramiento de Oleaginosas Menores de INTA con sede en la EEA Paraná y de diferentes empresas dedicadas al mejoramiento de cultivares genéticamente superiores (**Tabla 2**).

En los últimos 10 años se evaluaron productivamente y por su comportamiento a enfermedades, cultivares como los primaverales Jura, Legacy, Larissa, Rivette, Nuvette 2286, Bioaureo 2386, Bioaureo 2486, Hyola 61, Hyola 76, Ability, Impact, Pacha, QC 4508, SRM 2836, Atomic TT,

Tabla 2. Cultivares y líneas experimentales de colza primaverales ensayadas en INTA EEA Paraná en 2023.

NOMBRE	TIPO	EMPRESA
MACACHA INTA	Cultivar	INTA
DELFINA INTA	Cultivar	INTA
GUYUNUSA INTA	Cultivar	INTA
E 1604	Línea	INTA
E 1603	Línea	INTA
E 1716	Línea	INTA
DRAGO	Híbrido	DSV
LUMEN	Híbrido	DSV
CHIP CL	Híbrido	DSV
DIAMOND	Híbrido	NUSEED
NUOLA 300	Híbrido	NUSEED
TROPHY TT	Híbrido	NUSEED
E TT	Híbrido	NUSEED
SAOKER CL	Híbrido	AL HIGH TECH
HYOLA 433	Híbrido	ADVANTA
HYOLA 575	Híbrido	ADVANTA

Fuente: Coll, 2024b.

Smilla y Solar CL; los de tipo invernal Hyola 118, Hyola 119, Dimensión, Lilian, Sitro, Artist, SRM 2580, SRM 2586, Hyola 830 CC, Inspiration, Rumba, Arsenal, Albatros, Vectra, Hyola 971 CL y Primus entre otras (Iriarte & López, 2018; 2015). Previamente, Mirasón *et al.*, 1991 citaron siembras de variedades como Topaz y Westar y de híbridos como Hyola 40, F2CS002, CS014, CS002 y CS021 en La Pampa con rendimientos entre 1.338 y 1.660 kg/ha; estudios sobre los componentes del rendimiento (Pascale *et al.*, 1991) y el efecto de la salinidad y alcalinidad en la emergencia de Global e Iciola 41 (Gutierrez Boem *et al.*, 1991).

En el año 2024, agroclimáticamente complejo en Argentina, se evaluaron 14 cultivares de colza en Paraná (Entre Ríos), Quimilí (Santiago del Estero), Rafaela y Las Rosas (Santa Fe), Pergamino (Buenos Aires), Marcos Juárez (Córdoba), Barrow y Bordenave (Buenos Aires) (**Tabla 3**). Esta Red generó información acerca del desarrollo, rendimiento y concentración de aceite de cultivares de colza en distintas regiones agrícolas, siendo para algunas regiones la primera vez, independientemente de la escasez generalizada de lluvias y algunas fechas de siembra tardías (Coll *et al.*, 2025). Esto indica el aumento del interés de información técnica acerca del cultivo de colza.

Tabla 3. Cultivares de colza sembrados en distintas regiones de Argentina en la campaña 2024

CULTIVAR	VARIEDAD/ HÍBRIDO	EMPRESA/ INSTITUCIÓN	CICLO	OBSERVACIONES
Delfina INTA	Variedad	INTA	Corto	
Macacha INTA	Variedad	INTA	Intermedio	
Floriana INTA	Variedad	INTA	Largo	Sólo se evaluó en 2 sitios
Ceres IMI	Híbrido	Nufarm	Corto	
Exp TT IMI	Híbrido	Nufarm	Corto	Cultivar nuevo
Diamond	Híbrido	Nufarm	Corto	Sólo se evaluó en 4 sitios
Nuola 300	Híbrido	Nufarm	Intermedio	Sólo se evaluó en 3 sitios
Drago	Híbrido	DSV	Intermedio	
Lumen	Híbrido	DSV	Largo	
Hyola Continuum CL	Híbrido	Advanta	Corto	Cultivar nuevo
Hyola Solstice CL	Híbrido	Advanta	Corto	Cultivar nuevo
Hyola 433	Híbrido	Advanta	Corto	Sólo se evaluó en 1 sitio
ALHT 1040	Híbrido	AL High Tech	Intermedio	Cultivar nuevo
ALHT 1060	Híbrido	AL High Tech	Largo	Cultivar nuevo

Fuente: Coll, *et al.* 2025

Carinata

Carinata (*Brassica carinata* A. Braun) tiene su origen en el NE de África donde se cultiva aproximadamente desde el año 3000 A.C. y es un anfidiplóide (BBCC, $2n \frac{1}{4} 34$) formado por la hibridación natural interespecífica entre especies diploides emparentadas *B. nigra* (BB, $2n \frac{1}{4} 16$) y *B. oleracea* (CC, $2n \frac{1}{4} 18$). Se conoce además como repollo de Abisinia, colza etíope, col rizada etíope, mostaza etíope y col mostaza. Las hojas de las plantas de mostaza etíope son algo amargas y ricas en antioxidantes, betacaroteno, vitamina C y otros compuestos que combaten el cáncer (Megersa & Ababa, 2023).

El cultivo de carinata (**Figura 9**) proporciona servicios ecosistémicos similares a otros cultivos de cobertura de invierno que incluye la reducción

de la lixiviación y la erosión del suelo, la supresión de malezas, la mejora de la fertilidad del suelo por agregado de materia orgánica, incremento de la aireación por sus raíces pivotantes y suministro de una fuente alimenticia para los polinizadores. Comparada con otras oleaginosas y mostazas, es agronómicamente superior, de gran adaptación ya que puede crecer en regiones climáticas subtropicales húmedas y continentales húmedas de Asia, África, América del Norte, América del Sur, Europa y Australia como cultivo primaveral o invernal, aún en condiciones subóptimas.



Figura 9. Cultivo de carinata.

Posee menores exigencias de agua que otras oleaginosas, es más tolerante a ambientes cálidos y al estrés hídrico que la colza, aun cuando prefiere temperaturas frescas, presenta buen comportamiento al quebrado de semillas y una alta concentración de ácidos grasos de largas cadenas. Los niveles de glucosinolatos podrían afectar la salud humana/animal, pero a través del mejoramiento o refinamiento, las concentraciones podrían reducirse para obtener harinas aptas para la alimentación animal. Posee un contenido de aceite promedio relativamente alto, superior a 40%, 31% de proteínas y aproximadamente $93 \mu\text{mol g}^{-1}$ de glucosinolatos, un tamaño de semilla más grande y porcentajes de vuelco y quebrado menor que otras Brassicáceas.

Carinata posee un alto contenido de ácido erúcico y ácido linoleico y menos de 7% de ácidos grasos saturados y requiere un proceso mínimo para obtener un biocombustible "directo" de alta calidad. La cadena de 22 carbonos se puede dividir en dos biocombustibles, esencialmente duplicando la producción por cada molécula de ácido erúcico. Puede satisfacer las demandas de energía renovable de EE.UU. sin tener que desplazar cultivos alimenticios o forrajeros. Como cultivo invernal presenta una oportunidad única para lograr una cantidad significativa de materia prima para biocombustibles y contribuir a las necesidades energéticas

internas. Se podrían cultivar más de 1,4 Mha que, en general permanecen en barbecho invernal, lo que podría traducirse en más de 1.224 millones de litros de combustible para aviones, desplazando entre el 1,4 y 2,33% al combustible fósil (Hagos *et al.*, 2020).

La inclusión de carinata en la rotación es muy importante por sus raíces pivotantes que contribuyen en la mejora de la estructura del suelo y aportan carbono al sistema. Su crecimiento rápido la convierte en una buena competidora con las malezas, disminuyendo el número de aplicaciones con herbicidas y logrando planteos productivos más sostenibles. Otras ventajas estratégicas de este cultivo son la desocupación temprana del lote al cosecharse en el mes de noviembre, lo que permite la realización de un cultivo estival en fecha óptima o de manera anticipada, su menor tendencia a la dehiscencia y menor susceptibilidad a enfermedades.

Los programas de mejoramiento de carinata están enfocados en la búsqueda de cultivares de maduración temprana, tolerantes a heladas, eficientes en el uso de nutrientes, alto rendimiento en aceite y un perfil de ácidos grasos que mejoren la adaptabilidad y la viabilidad económica del cultivo.

Los cultivos de colza y carinata se modelan por la temperatura y el fotoperiodo. Para maximizar rendimiento, es adecuado sembrar lo más temprano posible (abril-mayo), sin embargo, hay mayor probabilidad de heladas, siendo carinata más susceptible que colza. El daño depende del tiempo que la planta ha tenido para “rustificarse”, de la magnitud y duración de la helada, del estado fenológico y de los niveles de nitrógeno aplicados (Verocai *et al.*, 2021; Mulvaney *et al.*, 2021).

El rendimiento del cultivo de carinata en Santa Fe, con buena provisión hídrica y siembras tempranas (comienzos de mayo) alcanzó 5.055 kg/ha; en siembras tardías (comienzos de julio) el rendimiento se redujo a 3.491 kg/ha, mientras que la variedad Avanza 641 rindió 3.862 y 3.200 kg/ha, respectivamente (Zuil *et al.*, 2021). En Uruguay, los rendimientos oscilaron entre 854 y 7.283 kg/ha, mientras que los de colza, 1.152 a 4.489 kg/ha (Verocai & Mazilli, 2024). Diez años de investigación concluyeron que el rendimiento es superior en más de 500 kg/ha que el de colzas primaverales, además de poseer 1,2% más de aceite, lo que se acentuó con la aparición de híbridos. Por otro lado, se acortó el ciclo para su inclusión en la rotación agrícola, se identificaron genotipos resistentes a heladas, a vuelco y a las imidazolinonas. Se ajustó una población óptima de 60 a 80 plantas/m², que los requerimientos nutricionales de N y S son similares a los de colza y además, los genotipos evaluados fueron resistentes a cancro del tallo por *Leptosphaeria maculans* (Castro *et al.*, 2024).

Los híbridos de carinata comercializados en Argentina son: Nujet 350 de ciclo intermedio y Nujet 400, de ciclo intermedio-largo y la variedad Avanza 641; son “specialities” que se comercializan bajo contrato y orientados al mercado específico del biodiesel, lo que hace que la formación de precios sea más elevada a los cultivos agrícolas de renta comunes (“commodities”), lo que sumado al bajo uso de insumos fitosanitarios, hace que su rentabilidad sea mucho mayor (Hagos *et al.*, 2024; Campbell *et al.*, 2023; Seepaul *et al.*, 2023; Zuil *et al.*, 2022; Seepaul *et al.*, 2020; Mulvaney *et al.*, 2019; Meikle Messa *et al.*, 2019; Marillia *et al.*, 2014).

Para carinata y colza, la Facultad de Agronomía de Buenos Aires (FAUBA) ha creado modelos sencillos basados en parámetros termofotoperiódicos que permiten predecir la ocurrencia de distintos eventos fenológicos para una amplia variedad de cultivares disponibles comercialmente en los países del Cono Sur (Rivelli *et al.*, 2024). Para Argentina se denomina CronoCanola® y es de uso libre y gratuito (<http://cronos.agro.uba.ar/>).

Enfermedades de las Brasicáceas

La producción de las especies de *Brassica* a nivel mundial está limitada entre otros, por patógenos fúngicos y oomicetes que producen enfermedades que causan grandes pérdidas en el rendimiento de semillas, mientras que las bacterias y virus hasta el presente poseen una importancia menor. La detección temprana y un correcto diagnóstico son los pilares fundamentales para reducir el impacto negativo de las enfermedades en la cantidad y calidad de las semillas. El cambio climático, la variabilidad de los patógenos, el monocultivo o rotaciones inadecuadas y el intercambio de órganos vegetales, especialmente semillas entre regiones, contribuyen a la ocurrencia de graves epifitias. Debido a la estrecha relación genética de las especies, en general son susceptibles a las mismas enfermedades e invertebrados fitófagos. El considerable aumento del área sembrada con Brasicáceas en todo el mundo condujo a la aparición de nuevas enfermedades.

El calentamiento global podría promover cambios en la prevalencia futura de patógenos como *Verticillium longisporum*, *Sclerotinia sclerotiorum* y *Alternaria brassicae*, los que podrían verse particularmente favorecidos. También, pueden ocurrir efectos beneficiosos en ciertas etapas del ciclo de vida de *L. maculans*, como la infección y el desarrollo del cancro del tallo, mientras que *Pyrenopeziza brassicae* podría disminuir su importancia. Las predicciones sobre posibles cambios en las enfermedades están limitadas por la falta de escenarios climáticos futuros confiables y de alta resolución, además se complica por las posibles adaptaciones de las técnicas agrícolas y los genotipos al cambio climático (Siebold & von Tiedeman, 2012).

Las enfermedades prevalentes son: *damping off* o muerte de plántulas causado por diversos hongos, principalmente *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Fusarium*, *Sclerotinia* y *Botrytis*, podredumbre de raíces y tizón de plántulas por *Fusarium*, mancha foliar y cancro del tallo (*Leptosphaeria*), oídio (*Erysiphe*), mildiu (*Hyaloperonospora*), podredumbre húmeda del tallo por *Sclerotinia*, mancha gris (*Alternaria* spp.), roya blanca (*Albugo*), mancha blanca (*Neopseudocercospora*), mancha en V (*Xanthomonas*) y "clubroot" (*Plasmidiophora*). Otras enfermedades son las causadas por los hongos *Botrytis cinerea*, *Ramularia* spp., *Septoria brassicae* y *Cercospora brassicicola*, y diversos virus, entre ellos el *Turnip mosaic virus*. Las pérdidas causadas por enfermedades pueden superar el 90% del rendimiento, dependiendo del sitio, año, genética, prácticas culturales, etc. (Mourou *et al.*, 2023; Greer *et al.*, 2023; Jellis & Fitt, 2021; AHDB, 2020; Zheng *et al.*, 2020; Lv *et al.*, 2020; GRDC, 2018; Neik *et al.*, 2017; Kumar *et al.*, 2017; Formento, 2014; Clemente *et al.*, 2014; Noling & Barker, 2007).

Otros géneros fúngicos mencionados en Brasicáceas en el mundo son: *Olpidium brassicae* (Chytridiomycetes), *Blakeslea trispora*, *Rhizopus* spp., *Chaetomium globosum*, *Lewia scrophulariae*, *Mycosphaerella brassicicola*, *Pseudombrophila eederata*, *Sclerotinia minor*, *Dendrophora albobadia* (Syn. *Peniophora albobadia*), *Puccinia aristidae*, *Marasmius* spp., *Thanatephorus cucumeris*, *Alternaria alternata*, *Cladosporium brassicae*, *Curvularia geniculata*, *C. inaequalis*, *Entylomella armoraciae*, *Hobsonia mirabilis*, *Hormodendron* spp., *Phymatotrichopsis omnivora*, *Ramularia* sp., *Stemphylium botryosum*, *Stilbella annulata*, *Ulocladium consortiale*, *Ulocladium* sp., *Ascochytaarmoraciae*, *Asteromella brassicae* (Syn. *Neopseudocercospora brassicae*), *Colletotrichum gloeosporioides*, *C. higginsianum*, *Macrophomina phaseolina*, *Phyllosticta* sp., *Septomyxa affinis*, *Septoria brassicae* y *Rhizoctonia* spp. Dentro de los oomycetes, se han registrado *Phytophthora megasperma*, *Phytophthora* sp., *Pythium polymastum* (Syn. *Globisporangium polymastum*), *P. ultimum* y *Pythium* spp. (Farr et al., 1995).

En un mismo cultivo pueden coexistir varias enfermedades y es limitado el conocimiento de las interacciones entre patógenos; en Australia se estudió la relación entre patógenos foliares que causan mancha blanca (*Neopseudocercospora capsellae*), mancha gris (*Alternaria brassicae* y *A. japonica*) y mildiu (*Hyaloperonospora brassicae*) con el momento de aplicación de los herbicidas atrazina y glifosato en cultivares tolerantes (Murtza, 2021).

Los sistemas agrícolas están constantemente amenazados por enfermedades fúngicas, que pueden causar reducciones sustanciales en el rendimiento; el control químico es la estrategia más utilizada para gestionar los hongos patógenos en cultivos extensivos a nivel mundial. Sin embargo, esto tiene múltiples inconvenientes y peligros potenciales, incluida la resistencia a los patógenos, la contaminación ambiental y los efectos negativos sobre la salud humana y otros organismos "no blanco". El nuevo paradigma productivo enfatiza la adopción de enfoques ecológicos para el manejo de enfermedades, con biofungicidas y bioestimulantes entre las nuevas herramientas (Pérez-Pizá et al., 2023), lo que constituye un gran desafío para el manejo de las enfermedades en colza, carinata y camelina, comenzando con estrategias basadas en procesos y no en insumos.

El impacto de las "plagas" que en su concepción incluye malezas, insectos, enfermedades y nematodos es la mayor amenaza del siglo 21 en la productividad de los cultivos. Los métodos usados hasta el presente para modelar el efecto de las plagas sobre los cultivos extensivos revelaron un escaso enfoque integrado que considere el ciclo de la enfermedad, entre otras cosas. El uso de modelos basados en procesos que combinen las interacciones plaga-hospedante y la competencia por los recursos entre ambos, son los más adecuados para comprender la complejidad del sistema agrícola. Estos escenarios se tornarán cada vez más complejos en la medida que aumenten las temperaturas globales y los fenómenos meteorológicos extremos. El ciclo de vida de *Leptosphaeria maculans* que causa el cancro de la base del tallo de las Brasicáceas se utilizó como modelo para esta conceptualización, sin embargo, el enfoque podría adaptarse genéricamente a otras interacciones entre cultivos y plagas (Bondad et al., 2023).

El manejo de las enfermedades a niveles compatibles con la producción y la rentabilidad se alcanza cuando se combinan en forma integrada diversos métodos, que van desde las prácticas culturales — como la elección del lote, el análisis de los cultivos antecesores, la evitación del monocultivo, la exclusión de áreas con flora nativa o introducida de la familia *Brassicáceas*, la selección de las fechas de siembra óptimas para la región, la utilización de cultivares resistentes o moderadamente resistentes, y el uso de fertilizantes y aplicaciones en los momentos oportunos con fungicidas químicos y/o biológicos— hasta los promotores del crecimiento o inductores de la resistencia. Sin embargo, sólo a partir del interés económico y social de un cultivo como la existencia de un área considerable de siembra y su rentabilidad, hace que se destinen recursos humanos y financieros para el estudio y solución de las principales limitantes en forma sistemática, persistente y exitosa en el tiempo.

Como ocurre con todos los cultivos, la producción de colza, carinata y camelina se ve constantemente amenazada por virus emergentes, enfermedades bacterianas y fúngicas, cuya incidencia ha aumentado en los últimos años. Los métodos tradicionales de manejo son a menudo costosos, de eficacia limitada y causan daños ambientales; en cambio, el enfoque ideal es utilizar los genes de resistencia de los propios cultivos de *Brassica*. El desarrollo de la genómica, la genética molecular y las técnicas biológicas permiten descubrir y aplicar rápidamente al mejoramiento, genes de resistencia (R), los que han sido mapeados, clonados y donde se han determinado sus posibles mecanismos moleculares (Lv *et al.*, 2020).

El manejo integrado de plagas (MIP) tiende a minimizar los insumos sintéticos y mejorar la salud del suelo de manera que se evalúen las propiedades físicas, atributos químicos y biológicos y sus efectos combinados. Las principales prácticas tratan de limitar la perturbación de la estructura del suelo, proteger la superficie con restos culturales o cultivos de cobertura y construir diversidad; mantener raíces vivas en el suelo e integrar animales constituyendo sistemas de producción mixtos. En el sistema, se considera el tipo de siembra (directa, convencional o mínima), región o áreas de cultivo, manejo de malezas, nutrición del suelo y de la planta, disponibilidad de agua, genética de cultivares, intercultivos, cultivos de cobertura, y rotación o secuencia de cultivos antecesores. Conocer estos aspectos es fundamental, además de incorporar el seguimiento del cultivo, el monitoreo de plagas y proponer modelos predictivos de enfermedades (Newton *et al.*, 2024).

En el mundo, las enfermedades que afectan a las *Brassicáceas* —en diferentes estadios de crecimiento y desarrollo— produciendo síntomas y signos en los distintos órganos de la planta, son ocasionadas por microorganismos hemibiotróficos, necrotróficos y biótrosos u obligados según sus mecanismos de infección y estrategias de diseminación y sobrevivencia; pueden ser hongos, oomicetes (pseudohongos), bacterias, virus o protozoos. También existen algunas enfermedades causadas por fitoplasmas (mollicutes) y nematodos. Las enfermedades más frecuentes (**Tabla 4**) con pocas diferencias, son comunes a la Argentina, Brasil, Uruguay y Paraguay.

Tabla 4. Enfermedades de las Brasicáceas según fenología, órganos afectados y organismos causales.

ESTADO FENOLÓGICO	ÓRGANO AFECTADO	ENFERMEDADES
PLÁNTULAS	Raíz	Damping-off (varios hongos y <i>Pythium</i>). Marchitamiento: <i>Fusarium</i> , <i>Rhizoctonia</i> .
	Cotiledones	Mancha: <i>Leptosphaeria</i> spp. Mancha blanca: <i>Neopseudocercospora</i> . Mildiu: <i>Hyaloperonospora</i> . Mancha en V: <i>Xanthomonas</i> .
ROSETA	Raíz	Necrosis: <i>Leptosphaeria</i> spp. Hernia: <i>Plasmidiophora</i> .
	Base del tallo	Necrosis y cancro: <i>Leptosphaeria</i> spp.
	Hoja	Manchas: <i>Leptosphaeria</i> spp., <i>Neopseudocercospora</i> , <i>Alternaria</i> . Mancha en V: <i>Xanthomonas</i> . Mildiu: <i>Hyaloperonospora</i> . Roya blanca o falsa roya: <i>Albugo</i> .
FLORACIÓN / FRUCTIFICACIÓN	Raíz	Necrosis: <i>Leptosphaeria</i> spp. Hernia: <i>Plasmidiophora</i> . Podredumbre húmeda: <i>Sclerotinia</i> .
	Base del tallo	Necrosis de la base por <i>P. lingam</i> . Podredumbre húmeda: <i>Sclerotinia</i> .
	Tallos Ramificaciones	Manchas: <i>Leptosphaeria</i> spp. <i>Neopseudocercospora</i> , <i>Alternaria</i> . Oídio: <i>Erysiphe</i> . Mildiu: <i>Hyaloperonospora</i> . Roya blanca o falsa roya: <i>Albugo</i> . Marchitamiento: <i>Verticillium</i> . Podredumbre húmeda: <i>Sclerotinia</i> .
	Hoja	Oídio: <i>Erysiphe</i> .
	Silicuas	Oídio: <i>Erysiphe</i> . Mancha gris: <i>Alternaria</i> . Mancha: <i>Leptosphaeria</i> spp.

Las enfermedades prevalentes son mancha en V (*Xanthomonas campestris*) y oídio (*Erysiphe cruciferarum*) y en determinados años son limitantes el cancro de la base del tallo (*Leptosphaeria maculans*), mildiu (*Hyaloperonospora parasitica*), mancha gris (*Alternaria* spp.) y podredumbre húmeda (*Sclerotinia sclerotiorum*) (Gonçalves Guimarães *et al.*, 2022; Stewart, 2022; Formento, 2014; Österlein, 2014; Gaetán & Madia, 2006).

En la provincia de Entre Ríos, entre los años 2013 y 2023 (2016 y 2020, sin datos) en los ensayos comparativos de rendimiento (ECR) de colza primaveral, las principales enfermedades fueron: oídio (todos los años), mancha en V (en 7 de 9 años), mancha negra o gris (en 8 de 9 años), mancha foliar por *Leptosphaeria* (todos los años) y mildiu en 2019, 2021, 2022 y 2023 (Velazquez & Coll, 2024).

Los cultivos de carinata (Hagan, 2018) y camelina registran las mismas enfermedades que la colza, pero con una incidencia y severidad diferente, en general más bajas, según las observaciones realizadas en los pocos

años de su inclusión en el sistema agrícola. En la campaña 2019, carinata presentó las siguientes enfermedades en la EEA Paraná: mildiu, mancha foliar por *L. maculans*, mancha gris, mancha en V y oídio (Velázquez & Coll, 2020).

La patología de semillas de las brasicáceas oleaginosas son estudios sencillos y poco costosos, sin embargo, su abordaje en nuestro país ha sido mínimo. Conocer el rol de la semilla en la epifitiología de una enfermedad es trascendental para evitar su introducción en áreas libres, no aportar variabilidad genética (muchos patógenos poseen diversas razas), reducir el nivel de inóculo inicial, conocer la transmisión de semilla a plántula, y establecer valores mínimos de infección tolerados en semillas. Los patógenos transmitidos por semillas que se encuentran en diferentes especies de *Brassica* pueden causar una reducción significativa de la producción y calidad de los cultivos. Por ejemplo, *Alternaria brassicicola* coloniza el tegumento de semillas inoculadas después de la ruptura y los embriones, entre 24-30 h. En semillas infectadas naturalmente coloniza antes de la ruptura del tegumento principalmente en la región del hilo (Knox-Davies, 1979). El patosistema *Arabidopsis thaliana*-*Alternaria brassicicola* ha sido ampliamente utilizado para estudiar las interacciones planta-patógeno durante la fase vegetativa, y resultó ser un patosistema modelo adecuado para las interacciones entre plantas y patógenos durante la fase reproductiva, por ejemplo, para investigar el proceso de transmisión de patógenos a semillas (Pochon *et al.*, 2012).

La bacteria *Xanthomonas campestris* se puede detectar en forma rápida por PCR a partir de semillas infectadas, además de hojas y tallos, siendo un método selectivo y sensible (Berg *et al.*, 2005).

Actualmente, se conoce la importancia del microbioma de las plantas para la salud de las mismas, pero poco se sabe sobre el microbioma de las semillas; las comunidades bacterianas autóctonas asociadas con las semillas se estudian en diferentes cultivares de colza, como también sus interacciones con microorganismos simbióticos y patógenos (Rybakova *et al.*, 2017).

La producción de semillas de calidad, junto con el tratamiento químico (o biológico), son factores esenciales para establecer un cultivo uniforme. La calidad fisiológica de semillas de colza fue evaluada con fungicida y fungicida+insecticida con distintos tiempos de almacenaje después de la aplicación (0, 7, 14, 21 y 28 días). El porcentaje de germinación, primer recuento, altura de plántula, envejecimiento acelerado e índice de velocidad de emergencia fueron las variables analizadas hallándose que el tratamiento químico con metalaxil-M 20 g+tiabendazol 150 g+fludioxonil 25 g presentó los mejores resultados en el primer conteo, germinación y altura de plántula. Además, a medida que aumenta el tiempo de almacenamiento de las semillas se reduce la velocidad de la emergencia (Hojnowoski *et al.*, 2023).

Prácticamente no existen a nivel nacional registros de fitosanitarios para cultivos como colza, carinata o camelina, hasta el presente solo se ha inscripto un fungicida curasemillas (trifloxystrobin 7,69%+metalaxyl 6,15%) de uso industrial y otro, de aplicación foliar (azoxistrobina 20% +difenoconazole 12,5%).

En Argentina, en general se evalúa el comportamiento a enfermedades de cultivares de colza y carinata bajo infecciones naturales en condiciones de campo. La realización de estudios sistemáticos en invernáculo o en cámaras de cría son necesarios para formular hipótesis y desarrollar conocimientos sin esperar la aparición de las enfermedades en un determinado año. El estudio de las enfermedades de Brassicáceas oleaginosas, requiere la interacción de entidades públicas y privadas, para encarar investigaciones relacionadas con la sanidad a mediano y largo plazo y de esta manera, hacer más eficiente la utilización de los escasos recursos humanos y financieros destinados a oleaginosas menores.

Bibliografía

- Aapresid 2019. Estrategias de manejo para nabos resistentes en el sur de Buenos Aires. <https://www.aapresid.org.ar/blog/estrategias-de-manejo-para-nabos-resistentes-en-el-sur-de-buenos-aires/>
- AHDB 2020. Brassica Diseases Guide. 52p. https://projectbluearchive.blob.core.windows.net/media/Default/Horticulture/BrassicaDiseasesGuide1719_200428_WEB.pdf
- Ayadi J., Debouba M., Rahmani R., Bouajila J. 2022. *Brassica* Genus Seeds: A Review on Phytochemical Screening and Pharmacological Properties. *Molecules* 27(18):6008. <https://doi.org/10.3390/molecules27186008>
- BBCH 2001. Oilseed rape. Phenological growth stages and BBCH-identification keys of oilseed rape (*Brassica napus* L. ssp. *napus*). In: Growth stages of mono and dicotyledonous plants. Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt and Chemical Industry Monograph.
- BCER 2024. Informe superficie sembrada con Brassicáceas - campaña 2023/24. <https://www.bolsacer.com.ar/Fuentes/siberd.php?Id=1525>
- Berg T., Tesoriero L., Hailstones D.L. 2005. PCR-based detection of *Xanthomonas campestris* pathovars in *Brassica* seed. *Plant Pathology* 54:416– 427. Doi: 10.1111/j.0032-0862.2005.01186.x
- Bezus R., Iriarte L.B., Chamorro A.M. 2023. Manejo tecnológico del cultivo de colza. Capítulo 6, p.104-126. En: Libros de Cátedra. Lino, colza y cártamo. Oleaginosas que aportan a la diversificación productiva. Sánchez Vallduví G.E., Chamorro A.M. (coords). 1a ed., La Plata. EDULP – UNLP. 189p.
- Bonansea S., Ernst O.R., Mazzilli S.R. 2023. Baseline for *Brassica carinata* Components of Nitrogen-Use Efficiency in Southern South America. *Agronomy* 2023, 13, 412. <https://doi.org/10.3390/agronomy13020412>
- Bondad J., Harrison M.T., Whish J., Sprague S., Barry K. 2023. Integrated crop-disease models: New frontiers in systems thinking. *Farming System* 1 (1), 100004. <https://doi.org/10.1016/j.farsys.2023.100004>
- Campbell B.T., Seepaul R., Iboyi J.E., Anderson W.F., Baldwin B.S., Bennett R., Carl R. Crozier C.R., George S., Hagan A.K., Lee D., Macoon B., Mailhot D., Jesse I. Morrison J.I., Mulvaney M.J., Post A., Small I.M., Wright D.L. 2023. Agronomic performance and the effect of genotype-by-environment interaction for *Brassica carinata* in the southeastern US. *Industrial Crops & Products* 203 (2023) 117196.

- <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2023.117196>
- Canola Council of Canada 2021. Canola Grow Stages. <https://www.canolacouncil.org/canola-encyclopedia/growth-stages/>
- Castro M., Morales X., Vázquez D., Stewart S., Castro B., Ramallo C., García A., Cabrera M., Mazzilli S.R. 2024. Carinata, una década de investigación. 1º Simposio Nacional de Colza y otras Brasicáceas. p.4. 12 de septiembre de 2024, Paraná, Entre Ríos.
- Clemente G., Iriarte L., Prioretta S.M. 2014. Enfermedades prevalentes del cultivo de colza en el sudeste de la provincia de Buenos Aires, Argentina. 1º Simposio Latinoamericano de Canola. Passo Fundo, RS, Brasil. 19-21 agosto 2014.
- Coll L., Apella C., Luna I., Ramonda S., Carignano M., Gimenez F., Gallardo M. 2025. Red de evaluación de cultivares de colza primaveral - Año 2024. Serie Extensión INTA Paraná N.º 94:66-75. <http://hdl.handle.net/20.500.12123/22338>
- Coll L. 2024a. La fecha de siembra y el ciclo de colza afectan el rendimiento del doble cultivo con soja. Serie Extensión INTA Paraná N.º 92:41-45. <http://hdl.handle.net/20.500.12123/17460>
- Coll L. 2024b. Evaluación de cultivares de colza primaveral en la EEA Paraná durante el ciclo agrícola 2023. <http://hdl.handle.net/20.500.12123/17045>
- Chamorro A.M., Bezus R. 2023. Morfología y ecofisiología del cultivo de colza. Capítulo 5, p.85-103. En: Libros de Cátedra. Lino, colza y cártamo. Oleaginosas que aportan a la diversificación productiva. Sánchez Vallduví G.E., Chamorro A.M. (coords). 1a ed., La Plata. EDULP – UNLP. 189p.
- D'Angelo G., Terré E., Calzada J. 2023. Actualidad y panorama de la colza en Argentina, Sudamérica y el mundo. Bolsa de Comercio de Rosario. <https://www.bcr.com.ar/es/print/pdf/node/98041>
- Del Gatto A., Melilli M.G., Raccuia S.A., Pieri S., Mangoni L., Pacifico D., Signor M., Duca D., Pedretti E.F., Mengarelli C. 2015. A comparative study of oilseed crops (*Brassica napus* L. subsp. *oleifera* and *Brassica carinata* A. Braun) in the biodiesel production chain and their adaptability to different Italian areas. Industrial Crops and Products 75, Part A:98-107. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.04.029>.
- Dellepiane A.V., Sánchez Vallduví G.E., Chamorro A.M. 2023. Importancia económica, usos y propiedades de lino, colza y cártamo. Capítulo 2. p.24-26. En: Libros de Cátedra. Lino, colza y cártamo. Oleaginosas que aportan a la diversificación productiva. Sánchez Vallduví G.E., Chamorro A.M. (coords). 1a ed., La Plata. EDULP – UNLP. 189p.
- Diez de Ulzurrun P., Gigón R., Yannicari M. 2024. Brasicáceas o Crucíferas: Bases para su manejo y control en Sistemas de Siembra Directa. Ed. Responsable REM, Aapresid, Rosario (Santa Fe). 43p. https://issuu.com/aapresid/docs/brasicas_ceas_o_cruciferas
- Farr D.F., Bills G.F., Chamuris G.P., Rossman A.Y. 1995. Fungi on Plants and Plant Products in the United States. Brassicaceae-Brassica. p.109-116. 2nd Print 1995. APS Press.
- Formento A.N. 2014. Manual de Enfermedades de Colza (*Brassica napus*). INTA, EEA Paraná. Social Agencia. Nuseed. 77 p.

- Friedt W., Tu J., Fu T. 2018. Academic and Economic Importance of *Brassica napus* Rapeseed. In: Liu S., Snowdon R., Chalhoub B. (eds) The *Brassica napus* Genome. Compendium of Plant Genomes. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-43694-4_1
- Gaetán S., Madia M. 2006. Incidencia de enfermedades foliares de origen fungoso en cultivos comerciales de canola en Argentina. Resúmenes, p.344-345. XII Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Fac. Ciencias Agrarias, Univ. Nac. de Catamarca. 28-30 junio de 2006, Catamarca.
- Germán D.A., Hendriks K.P., Koch M.A., Lens F., Lysak M.A., Bailey C.D., Mummenhoff K., Al-Shehbaz I.A. 2023. An updated classification of the Brassicaceae (Cruciferae). *PhytoKeys* 220:127–144. <https://doi.org/10.3897/phytokeys.220.97724>
- Gómez N.V., Miralles D.J., Mantese A.I., Menéndez Y.C., Rondanini D.P. 2018. Colza: un cultivo con historia en la FAUBA. *Agronomía & Ambiente. Rev. Facultad de Agronomía UBA*,38 (1):23-36. <http://agronomiayambiente.agro.uba.ar/index.php/AyA/article/view/75>
- Gonçalves Guimarães C., dos Santos A., Rodrigues E.V., Galvêas Laviola B. 2022. Canola, Panorama atual e tecnologias de produção no Brasil. *Documentos* 40. p.42-46. EMBRAPA Agroenergia. <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/231550/1/DOC40-.pdf>
- GRDC 2018. Canola Diseases. 19p. https://grdc.com.au/_data/assets/pdf_file/0027/369324/GrowNote-Canola-South-9-Diseases.pdf
- Greer F.S., Surendran A., Grant M., Lillywhite R. 2023. The current status, challenges, and future perspectives for managing diseases of brassicas. *Front. Microbiol.* 14:1209258. doi: 10.3389/fmicb.2023.1209258
- Gutiérrez Boem F.H., Lavado R.S., Scheiner J.D. 1991. Efecto de la salinidad y alcalinidad en la emergencia de la colza. *Trab. N°71. Resúmenes de Trabajos Presentados.* p.80. Primera Reunión Nacional de Oleaginosos. 10 y 11 de octubre, Rosario (Santa Fe).
- Hagan A. 2018. Diseases in Carinata. <https://sparc-cap.org/wp-content/uploads/2018/03/Diseases-in-Carinata.pdf>
- Hagos R., Shaibu A.S., Liang J. et al. 2024. Characterization and evaluation of the morphological attributes of Ethiopian mustard (*Brassica carinata* A. Braun) landraces. *Euphytica* 220, 30. <https://doi.org/10.1007/s10681-023-03284-0>
- Hagos R., Shaibu A.S., Zhang L., Cai X., Liang J., Wu J., Lin R., Wang X. 2020. Ethiopian Mustard (*Brassica carinata* A. Braun) as an Alternative Energy Source and Sustainable Crop. *Sustainability*. 12(18):7492. <https://doi.org/10.3390/su12187492>
- Hojnowski E.M., Brandler D., Pedrozo Pilla T., Muller G.L., Frandoloso F.S., Tonin R.J., Weirich S., Galon L. 2023. Uso de fungicidas e inseticidas no tratamento de sementes de canola. *Atas e resumos de Simposio Latino Americano de Canola.* Três de Maio, RS, Brasil. 22 e 23 de agosto 2023.

- Iniguez-Luy F.L., Federico M.L. 2011. The Genetics of *Brassica napus*. In: Schmidt R., Bancroft I. (eds) Genetics and Genomics of the Brassicaceae. Plant Genetics and Genomics: Crops and Models, vol 9. Springer, New York. https://doi.org/10.1007/978-1-4419-7118-0_10
- Iriarte L.B. 2018. Cultivo de colza en el país: situación actual y perspectivas. AgroBarrow 62:12-13. <https://inta.gob.ar/documentos/agro-barrow-62>
- Iriarte L.B.; López Z.B. (coord.) 2018. Red Nacional de Evaluación de Cultivares de Colza. Campaña 2017. <http://hdl.handle.net/20.500.12123/3109>
- Iriarte L.B.; López Z.B. (coords.) 2015. Red Nacional de Evaluación de Cultivares de Colza. Campaña 2015. <https://www.agroconsultasonline.com/documents/698>
- Iriarte L.B., Valetti O. 2008. El Cultivo de Colza en Argentina. IDIA XXI. Año VIII, N°10:160-166.
- Jellis G.J., Fitt B.D.L. (eds.) 2021. Management of Diseases and Pests of Oilseed Rape. <https://www.afcp.org.uk/sites/default/files/Management%20of%20diseases%20and%20pests%20of%20oilseed%20rape.pdf>
- Knox-Davies P.S. 1979. Relationships between *Alternaria brassicicola* and *Brassica* seeds. Trans. Br. Mycol. Soc. 73(2):235-248.
- Kumar K., Tiwari Y., Trivedi L. 2017. Major fungal diseases of oilseed brassica and their preventive measures: A brief review. International Journal of Botany Studies 2(5):105-112. <https://www.botanyjournals.com/assets/archives/2017/vol2issue5/2-5-26-133.pdf>
- Li Q., Luo T., Cheng T., Yang S., She H., Li J., Wang B., Kuai J., Wang J., Xu Z. et al. 2023. Evaluation and Screening of Rapeseed Varieties (*Brassica napus* L.) Suitable for Mechanized Harvesting with High Yield and Quality. Agronomy 2023, 13,795. <https://doi.org/10.3390/agronomy13030795>
- Lv H., Fang Z., Yang L., Zhang Y., Wang Y. 2020. An update on the arsenal: mining resistance genes for disease management of Brassica crops in the genomic era. Horticulture Research 7:34 <https://doi.org/10.1038/s41438-020-0257-9>
- MAGyP Uruguay 2023. Colza: Situación y Perspectiva. <https://www.gub.uy/ministerio-ganaderia-agricultura-pesca/comunicacion/publicaciones/anuario-opypa-2022/analisis-sectorial-cadenas-productivas/colza>
- Mandiriza G., Kritzinger Q., Aveling T.A.S. 2018. Seed health and germination of *Brassica* spp. from seed companies in South Africa. Acta Hortic. 1204:171-176. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2018.1204.22>
- Marillia E.F., Francis T., Falk K.C., Smith M., Taylor D.C. 2014. Palliser's promise: *Brassica carinata*, An emerging western Canadian crop for delivery of new bio-industrial oil feedstocks. Biocatalysis and Agricultural Biotechnology 3:65-74. <http://dx.doi.org/10.1016/j.bcab.2013.09.012>
- Marinozzi L.A. 2023. Polinización y polinizadores de colza y especies espontáneas de Brassicaceae: su incidencia en la producción. Tesis de Doctor en Agronomía. Univ. Nacional del Sur. 123p. <https://repositoriodigital.uns.edu.ar/handle/123456789/6702>

- Meikle Messa C., Möller Grosso B., Stewart S., Vázquez D., Castro M. 2019. Alternativa de producción invernal en Uruguay: Carinata. Cultivos Revista INIA N°57. 8p. <http://www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/12927/1/Revista-INIA-57-Junio-2019.pdf>
- Mirasón H.R., Del Greco D.C., Zingaretti O., Colángelo R.O. 1991. Comportamiento de híbridos y variedades de canola durante la campaña 1989/90, en Santa Rosa, La Pampa. Trab. N°43. Resúmenes de Trabajos Presentados. p.54. Primera Reunión Nacional de Oleaginosos. 10 y 11 de octubre, Rosario (Santa Fe).
- Mourou M., Raimondo M.L., Lops F., Carlucci A. 2023. Brassicaceae Fungi and Chromista Diseases: Molecular Detection and Host-Plant Interaction. Plants 2023, 12, 1033. <https://doi.org/10.3390/plants12051033>
- Mulvaney M.J., Bashyal M., Iboyi J.E., Seepaul R., Devkota P., Small I., Wright D.L. 2021. Freeze Damage of Carinata Grown in the Southeastern US. Univ. of Florida. SS-AGR-420/AG420: Freeze Damage of Carinata Grown in the Southeastern US (ufl.edu)
- Mulvaney M.J., Leon R.G., Seepaul R., Wright D.L., Hoffman T.L. 2019. *Brassica carinata* Seeding Rate and Row Spacing Effects on Morphology, Yield, and Oil. Agronomy Journal 111(2):528-535. <https://doi.org/10.2134/agronj2018.05.0316>
- Murphy G.M., Pascale N.C. 1989. Agroclimatología de la colza de primavera (*Brassica napus* L. ssp. *oleifera* (Metz) Sinsk f. Annu) y su posible difusión en la Argentina. Rev. Facultad de Agronomía 10(3):159-176.
- Murphy G.M., Pascale N.C. 1988. Agroclimatología de la colza de invierno (*Brassica napus* L. ssp. *oleifera* (Metzg) Sinsk F. Biennis) y su posible difusión en la Argentina. Rev. de la Facultad de Agronomía 9 (1-2):73-90.
- Murtza T. 2021. Understanding disease epidemics of rapeseed pathogens. Thesis Doctoral. The University of Western Australia. School of Agriculture and Environment. 132p. <https://research-repository.uwa.edu.au/en/publications/understanding-disease-epidemics-of-rapeseed-pathogens>
- Neik T.X., Barbetti M.J., Batley J. 2017. Current Status and Challenges in Identifying Disease Resistance Genes in *Brassica napus*. Front. Plant Sci. 8:1788. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01788>
- Newton A.C., Creissen H.E., Erreguerena I.A., Havis N.D. 2024. Disease Management in Regenerative Cropping in the Context of Climate Change and Regulatory Restrictions. Annu. Rev. Phytopathol. 2024. 62:10.1–10.20. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-121423-042037>
- Noling J.W., Barker K.R. 2007. Diseases Caused by Fungi and Oomycetes. Part II. Infectious Diseases. p.15-81. In: Rimmer S.R., Shattuck V.I. & L. Buchwaldt (eds). Compendium of Brassica Diseases. APS Press.
- Österlein N. 2014. Desarrollo de la producción, las mejoras previstas y su potencial para aumentar la eficiencia del proceso de producción de canola en Paraguay. 1er Simposio Latino Americano de Canola. 19-21 agosto, Passo Fundo, Brasil. <https://www.passeidireto.com/arquivo/134849587/nilson-osterlein-desarrollo-da-produccion-en-paraguay>

- Pascale N.C., de Delfino S.F., Villarino M. del P., Gómez N.V., Windauer L.B., Sacchi M. 1991. Componentes del rendimiento de colzas "doble cero" de primavera – Resultados preliminares. Trab. N°66. Resúmenes de Trabajos Presentados. p.75. Primera Reunión Nacional de Oleaginosos. 10 y 11 de octubre, Rosario (Santa Fe).
- Paunero I.E. 2023. Rendimiento de granos y componentes químicos de mostazas sembradas en Argentina. Revista del Foro de la Alimentación, la Nutrición y la Salud (RFANUS) 5(12). <http://hdl.handle.net/20.500.12123/17479>
- Peralta de Andrés J., Hernando M. 2018. Flora arvense de Navarra. Universidad Pública de Navarra. https://www.researchgate.net/publication/350483245_Flora_arvense_de_Navarra
- Pérez-Pizá M.C., Sautua F.J., Szparagac A., Bohatae A., Kocirad S., Carmona M.A. 2023. New Tools for the Management of Fungal Pathogens in Extensive Cropping Systems for Friendly Environments. Critical Reviews in Plant Sciences 43(2):63-93. <https://doi.org/10.1080/07352689.2023.2268921>
- Petraru A., Amariei S. 2024. Rapeseed—An Important Oleaginous Plant in the Oil Industry and the Resulting Meal a Valuable Source of Bioactive Compounds. Plants 13, 3085. <https://doi.org/10.3390/plants13213085>.
- Pochon S., Terrasson E., Guillemette T., Iacomí-Vasilescu B., Georgeault S., Juchaux M., Berruyer R., Debeaujon I., Simoneau P., Campion C. 2012. The *Arabidopsis thaliana*-*Alternaria brassicicola* pathosystem: A model interaction for investigating seed transmission of necrotrophic fungi. Plant Methods 8:16. <http://www.plantmethods.com/8/1/16>
- Rivelli G.M., Álvarez Prado S., Rondanini D.P., Abeledo L.G., Grispi J.A., Ibáñez C.M., Crespo A., Miralles D.J. 2024. CronoCanola-Carinata: software para predecir fenología. 1º Simposio Nacional de Colza y otras Brasicáceas. p.13. 12 de septiembre de 2024, Paraná, Entre Ríos.
- Rybakova D., Mancinelli R., Wikström M., Birch-Jensen A.S., Postma J., Ehlers R.U., Goertz S., Berg G. 2017. The structure of the *Brassica napus* seed microbiome is cultivar-dependent and affects the interactions of symbionts and pathogens. *Microbiome* 5, 104. <https://doi.org/10.1186/s40168-017-0310-6>
- Saeidnia S., Gohari A.R. 2012. Importance of Brassica napus as a medicinal food plant. Journal of Medicinal Plants Research 6(14):2700-2703. DOI: 10.5897/JMPR11.1103
- Salariato D.L., Zuloaga F.O. 2020. Diversity patterns and conservation status of native argentinean crucifers (Brassicaceae). Darwiniana, nueva serie 8(2):530-566.
- Seepaul R., Kumar S., Iboyi J.E., Bashyal M., Stansly T.L., Bennett R., Boote K.J., Mulvaney M.J., Small I.M., George S., Wright D.L. 2024. *Brassica carinata*: Biology and Agronomy as a Biofuel Crop. GCB Bioenergy 13:582–599.
- Seepaul R., Small I.M., Mulvaney M.J., George S., Leon R.G., Paula-Moraes S.V., Geller D., Marois J.J., Wright D.L. 2023. Carinata, the Sustainable Crop for a Bio-based Economy: 2018–2019. Production Recommendations for the Southeastern United States. SS-AGR-384. Univ. Florida. <https://sparc-cap.org/wp-content/uploads/2020/06/2018-19-Production-Guide.pdf>

- Siebold M., von Tiedeman A. 2012. Potential effects of global warming on oilseed rape pathogens in Northern Germany. *Fungal Ecology* 5(1):62-72. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2011.04.003>
- Stewart S. 2022. Avances en el control integrado de la Phoma en canola. <http://www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/16378/1/Avances-control-Phoma-en-Canola-Silvina-Stewart.pdf>
- Sylvester-Bradley R., Makepeace R.J. 1984. A code for the stages of development in oilseed rape (*Brassica napus* L.). Aspects of applied biology 6: agronomy, physiology, plant breeding and crop protection of oilseed rape. Association of Applied Biologists, Churchill College, Cambridge.
- Tuma M.A., Ceva M.C. 2019. Cultivo de Brassica. Documentos de Divulgación Científica. FCA-Univ. Nacional de Córdoba. 32 p. <https://rdu.unc.edu.ar/handle/11086/547756>
- USDA 2024. Production – Rapeseed. <https://fas.usda.gov/data/production/commodity/2226000>.
- Velázquez P.D., Coll L. 2024. Enfermedades de colza primaveral en la EEA Paraná entre los ciclos agrícolas 2013 y 2023. p.20. 1er Simposio Nacional de Colza y otras Brasicáceas. 12 de septiembre de 2024. Paraná, Entre Ríos.
- Velazquez P.D., Coll L. 2020. Carinata (*Brassica carinata*): enfermedades observadas en Paraná, Entre Ríos, durante el ciclo agrícola 2019. Serie Extensión INTA Paraná N° 85:17-23.
- Verocai M.A., Mazzilli S.R. 2024. Comparative Study of Yield Components and Their Trade-Off in Oilseed Crops (*Brassica napus* L. and *Brassica carinata* A. Braun). <http://dx.doi.org/10.2139/ssrn.4709776>
- Viento Sur, 2020. Clave para Reconocimiento de Crucíferas. 5p. <https://vientosursrl.com.ar/clave-para-reconocimiento-de-cruciferas/>
- Warwick S.I. 2007. Taxonomy and Genetic Relationships of Brassica Species. p.1-6. In: Rimmer S.R., Shattuck V.I. & L. Buchwaldt (eds). Compendium of Brassica Diseases. APS Press.
- Werner C., Snowdon R. 2018. Genome-Facilitated Breeding of Oilseed Rape. In: Liu S., Snowdon R., Chalhoub B. (eds) The *Brassica napus* Genome. Compendium of Plant Genomes. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-43694-4_15
- Zhang Y., Thomas W., Bayer P.E., Edwards D., Batley J. 2020. Frontiers in Dissecting and Managing Brassica Diseases: From Reference-Based RGA Candidate Identification to Building Pan-RGAomes. *Int. J. Mol. Sci.* 21, 8964. <https://doi.org/10.3390/ijms21238964>
- Zheng X., Koopmann B., Ulber B., von Tiedemann A. 2020. A Global Survey on Diseases and Pests in Oilseed Rape—Current Challenges and Innovative Strategies of Control. *Front. Agron.* 2:590908. <https://doi.org/10.3389/fagro.2020.590908>
- Zuil S., Rosetti L., Vellaz O. 2022. *Brassica carinata*, una alternativa invernal viable para la región centro de Santa Fe. INTA EEA Rafaela. <http://hdl.handle.net/20.500.12123/11543>

Enfermedades en plántulas. Implantación.

En Brasicáceas, la emergencia está determinada por la aparición de los cotiledones y cuando se observan plantas con 3-4 hojas verdaderas es la etapa de implantación (Nelson *et al.*, 2022). Una correcta implantación de un cultivo es clave en el desarrollo y que alineado con un medio ambiente favorable maximice su potencial de rendimiento. Un 50% de las semillas que germinan se establecerán exitosamente en un lote, sin embargo, este número de plántulas logradas puede reducir el rendimiento, permitir el aumento de la densidad de malezas e incrementar los costos por resiembra. Las siembras tempranas con condiciones cálidas y secas del suelo, la profundidad de siembra, el efecto del rastreo de cultivos antecesores, el "encostramiento" y estructura del suelo influyen sobre el crecimiento de las plántulas (GRDC, 2024). La calidad de las semillas y la carga patogénica son muy importantes, sin dejar de considerar los microorganismos patógenos habitantes de suelo (**Figura 10**).



Figura 10. Emergencia e implantación de colza.

Damping-off

Es uno de los problemas más graves en la etapa de emergencia e implantación del cultivo asociado a microorganismos patógenos habitantes del suelo; la denominación en inglés refiere principalmente a un conjunto de síntomas que podría simplificarse como "muerte de plántulas" o "tizón". En general, la sintomatología es causada por una combinación de factores bióticos y abióticos, que impiden la germinación de semillas y/o la emergencia de plántulas, donde además de hongos u oomycetes, pueden intervenir bacterias fitopatógenas y nematodos o insectos, particularmente aquellos que viven en el suelo, que producen heridas que son puerta de "entrada" a los patógenos. Dentro de los factores abióticos son relevantes la humedad y temperatura del suelo durante los procesos de germinación y emergencia (Lamichhane *et al.*, 2017; Clemente *et al.*, 2014).

Actualmente, la fitotoxicidad por herbicidas ("carry over" o "stacking") asociados con años secos también ocasiona síntomas diversos y debe ser tomada en cuenta al momento de diagnosticar las causas de muerte de plántulas. Incluso también el debilitamiento o daños por diversos principios activos, y sus mezclas utilizados para el manejo de las malezas (cada vez existe un mayor número de especies tolerantes o resistentes) puede ser un factor predisponente a la ocurrencia de damping-off.

Organismos causales: los más frecuentes son *Rhizoctonia solani*, distintas especies de *Fusarium*, *Pythium* y *Phytophthora*. Se pueden aislar otros patógenos como *Aphanomyces* spp., *Alternaria* spp., *Botrytis cinerea*, *Colletotrichum* spp. y *Sclerotinia* spp. Estos patógenos afectan a gran cantidad de cultivos, poseen la habilidad de sobrevivir por largos períodos en el suelo a través de sus estructuras de resistencia; por ejemplo, *Rhizoctonia* lo hace como micelio, *Fusarium* como clamidosporas, *Pythium* y *Phytophthora* como oosporas, además, los hongos *Rhizoctonia*, *Botrytis* y *Sclerotinia* producen esclerocios.

Algunas especies de *Pythium* causan marchitez y pudrición de las raíces en una gran cantidad de plantas del género *Brassica*; con métodos de detección molecular (PCR) se han identificado más de 20 especies de *Pythium* fitopatógenas (Mourou *et al.*, 2023). Una de las especies más citadas es *P. ultimum*, sin embargo, genéticamente se ha determinado con un nuevo nombre *Globisporangium ultimum* species complex, compuesta por cuatro especies: *Globisporangium ultimum*, *G. sporangiiferum*, *G. solveigiae* y *G. bothae* (Eggertson *et al.*, 2023).

Rhizoctonia solani (**Figura 11**), posee grupos de anastomosis (GA) que pueden ser comunes a cultivos incluidos en la rotación con Brasicáceas. La población de *R. solani* que infecta colza se compone principalmente de los GA2-1 y GA4, siendo los aislados del GA2-1 los más virulentos. La infección de las plántulas por GA2-1 se ve favorecida por el clima frío, mientras que el clima cálido favorece el ataque del GA4 (Kataria & Verma, 1992). A través de los años se fueron identificando otros GA o *Rhizoctonia* binucleadas patógenas sobre colza y carinata (Babiker *et al.*, 2013).

Sintomatología: el marchitamiento y la muerte de plantas se puede observar en forma individual, en pequeños grupos (2 a 5 plántulas continuas en un mismo surco) o en grandes sectores o "manchones". Los

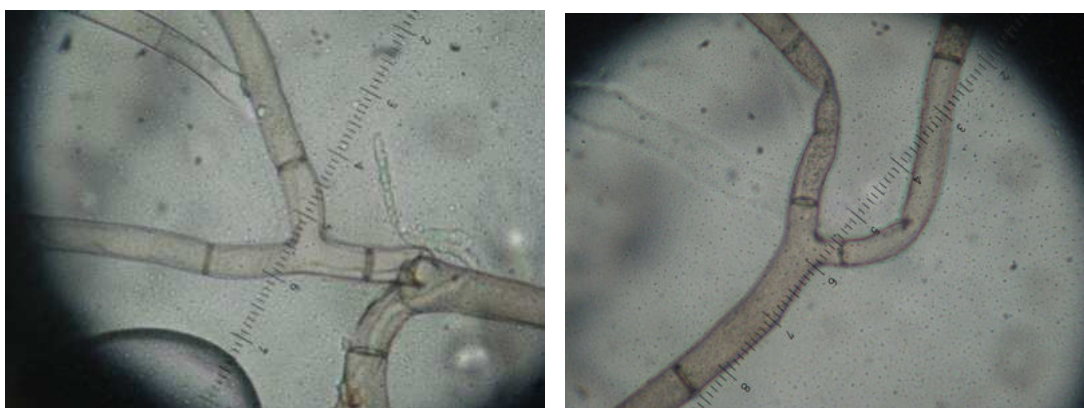


Figura 11. Hifas típicas del hongo *Rhizoctonia* spp.

síntomas más frecuentes son podredumbre parcial o total de la semilla en preemergencia; necrosis y estrangulamiento de cuello o hipocótilo en postemergencia a nivel o por encima del suelo, cercano a la inserción de los cotiledones; amarillamiento y marchitamiento de la plántula, podredumbre húmeda del hipocótilo con tonalidades naranja o púrpura en hojas (**Figura 12**). En el hipocótilo las lesiones son acuosas de color marrón oscuro, apariencia de "alambre", anillamiento o estrangulamiento que resulta en la muerte de las plántulas. Las hojas de plantas afectadas pueden tomar un color naranja o morado. Sobre la raíz principal se observan lesiones de color marrón oscuro o marrón rojizas bien delimitadas al comienzo y luego, la podredumbre del hipocótilo y finalmente la muerte; en plantas adultas ocasiona la podredumbre de las raíces y basal del tallo.



Figura 12. Podredumbre de raíces y estrangulamiento de plántulas de colza (damping off).

El hongo *Fusarium oxysporum* invade raíces, coloniza xilema y ocasiona amarillamiento o marchitamiento. Posee más de 120 formas especiales (f. sp.) por su amplio rango de hospedantes. En colza, *Fusarium oxysporum* f. sp. *conglutinans* (FOC) reduce el desarrollo de raíces y hojas culminando con la muerte de toda la planta. Causa lesiones irregulares en las raíces, amarillez, marchitamiento, "raquitismo" y necrosis de tejidos foliares. El hongo puede sobrevivir en el suelo por mucho tiempo y puede incrementar su población año tras año (Feng et al., 2021). Recientemente, se

identificaron *F. avenaceum*, *F. redolens* y *F. solani* ocasionando podredumbre de raíces de Brasicáceas en condiciones de campo, mientras en invernáculo, fueron particularmente muy agresivos *F. avenaceum* y *F. sporotrichioides*. Por otro lado, *F. commune* y *F. sporotrichioides* fueron identificados por primera vez provocando podredumbre de raíces y síntomas subclínicos como menor altura de plantas, disminución del peso seco de raíces y biomasa aérea, además de la muerte de plántulas en postemergencia (Yu et al., 2024).

Condiciones climáticas predisponentes: los primeros 15 a 20 días después de la siembra es el período de mayor susceptibilidad en *Brassica*, sin embargo, se pueden observar síntomas hasta la sexta semana del crecimiento vegetativo. Las temperaturas superiores a 5°C favorecen la sobrevivencia de semillas y una rápida emergencia cuando la semilla se ubica a una profundidad entre 2 y 2,5 cm (óptima interior a 1,5 cm), lo que mejora la uniformidad de las plantas. Es importante no sembrar en suelos muy arcillosos, con bajo pH, enmalezado o con déficit hídrico seguido por excesos de agua y bajas temperaturas del suelo. Por otro lado, las condiciones edáficas adversas estimulan la producción de exudados por parte de las semillas o raíces, que “rompen” la dormancia de las distintas estructuras de resistencia de hongos y bacterias patógenas habitantes del suelo, que pueden crecer y penetrar los tejidos de la planta joven.

Epifitología: en general, los hongos habitantes de suelo causales de la muerte de plántulas son parásitos débiles que poseen un amplio rango de hospedantes y sólo son limitantes ante condiciones edáficas adversas. Sobreviven en el suelo como oosporas, esclerocios, clamidosporas (estructuras de resistencia) y en rastrojo, como saprófitos. Pueden cumplir su fase patogénica en malezas y otros hospedantes aún de diferentes familias botánicas. El hongo *R. solani* prefiere suelos arenosos, fríos y secos; *Fusarium* spp., fríos y húmedos y *Pythium* spp., suelos arcillosos y húmedos; las plantas sanas con 4 a 5 hojas desarrolladas pueden ser resistentes a la penetración de los microorganismos patógenos.

Estudios que analizaron el efecto de la fecha y profundidad de siembra, tamaño de la semilla y tratamiento con fungicidas curasemillas sobre la muerte de plántulas de colza causada por *Fusarium avenaceum* y *Pythium ultimum*, determinaron que la técnica de manejo más efectiva fue el uso de mezcla de fungicidas que incluían algunos de los siguientes principios activos: difenoconazole, metalaxy, fludioxonil, carboxin, y trifloxistrobin (Hwang et al., 2015).

En carinata, a partir de lesiones marrón rojizas en raíces e hipocótilos en implantación se aislaron cuatro especies de *Fusarium*, *F. acuminatum* (17%), *F. oxysporum* (35%), *F. solani* (7%) y *F. sporotrichioides* (41%). En estados vegetativos *F. oxysporum* (83%) y *F. acuminatum* (17%) se confirmaron como patógenos por postulados de Koch y distintas introducciones (PI) de *B. carinata* mostraron respuesta diferencial para *F. oxysporum* (Okello et al., 2018).

Manejo Integrado: el uso de diversas técnicas reduce la necesidad de hacer “resiembras”, que aumenta los costos de producción.

Control cultural: evitar el monocultivo, sembrar colza o carinata

después de 3 o 4 años en un mismo lote y realizar rotaciones con Poáceas (gramíneas), aun cuando *Rhizoctonia solani* GA2-1, es un patógeno común a los cultivos de trigo y cebada.

Sembrar semillas de buen vigor (V) y poder germinativo (PG) libre de patógenos, a una densidad adecuada que favorezca una rápida germinación y emergencia, eligiendo hacerlo con humedad y temperatura óptimas del suelo a una profundidad recomendada (**Figura 13**).



Figura 13. Germinación e implantación de colza en un suelo con abundante rastrojo.

Control químico: utilizar fungicidas curasemillas que controlen tanto microorganismos patógenos habitantes del suelo, como aquellos llevados interna o externamente por la semilla. En Argentina, la única formulación registrada es trifloxistrobin 7,19%+metalaxyl 6,15% con una dosis de 250 cc/100 kg de semillas.

Control biológico: *Bacillus subtilis* se comporta como un buen fungicida biológico, ya que es un promotor del crecimiento y defensa de las plantas (PGPR) común en el suelo, que desempeña un papel clave en conferir tolerancia al estrés biótico y abiótico a las plantas mediante resistencia sistémica inducida (ISR), formación de biopelículas y producción de lipopéptidos. Las complejas interacciones planta-microbio podrían decodificarse mediante estrategias de transcriptómica, proteómica, metabolómica y epigenómica, lo que beneficiaría tanto la productividad de los cultivos como el bienestar de la microbiota del suelo. *Bacillus subtilis* posee más atributos positivos, y algunos negativos para el crecimiento vegetal, la salud del suelo y el medio ambiente (Mahapatra *et al.*, 2021). Las enmiendas con *B. rapa* y *B. napus* mostraron fungitoxicidad moderada *in vitro*, pero lograron una supresión significativa de *R. solani* en el suelo. Esto indica que los compuestos en estas dos especies de *Brassica* podrían regular las poblaciones microbianas para lograr un control de enfermedades a largo plazo. Los resultados indican que la alternancia de poblaciones microbianas promovidas por ambas especies de *Brassica*, es el principal mecanismo involucrado (Ascención *et al.*, 2015).

Bjerkandera adusta, un hongo superior (de estante) de la familia Meruliaceae produce sustancias que degradan compuestos aromáticos policíclicos; la cepa M1 se ensayó para reducir el crecimiento de *Fusarium oxysporum* f. sp. *conglutinans* (FOC) y la incidencia del marchitamiento por *Fusarium* en colza. Los resultados mostraron que la tasa de crecimiento de hifas de *B. adusta* M1 fue significativamente mayor que la de FOC; el caldo de fermentación también inhibió significativamente el crecimiento de hifas

de FOC en un $62,79 \pm 1,80\%$, mayor a la tasa de inhibición ($40,63 \pm 1,68\%$) producida por el fungicida carbendazim. Se indica un fuerte micoparasitismo con un aumento de la actividad de las enzimas de defensa (Feng *et al.*, 2015).

Bibliografía

- Ascención L.C., Liang W-J., Yen T-B. 2015. Control of *Rhizoctonia solani* damping-off disease after soil amendment with dry tissues of *Brassica* results from increase in Actinomycetes population. Biological Control 82:21-30. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.biocontrol.2014.11.010>
- Babiker E.M., Hulbert S.H., Schroeder K.L., Paulitz T.C. 2013. Evaluation of *Brassica* species for resistance to *Rhizoctonia solani* and binucleate *Rhizoctonia* (*Ceratobasidium* spp.) under controlled environment conditions. Eur J Plant Pathol 136:763-772. DOI 10.1007/s10658-013-0205-8
- Eggertson Q.A., Rintoul T.L., Lévesque C.A. 2023. Resolving the *Globisporangium ultimum* (*Pythium ultimum*) species complex. Mycologia, 115:6:768-786. DOI: 10.1080/00275514.2023.2241980
- Feng X., Li S-P., Lu Y-F., Zhang J-J., Zhu Y-Y., Li Y., Yang H-J., He X-H. 2021. *Bjerkandera adusta* M1 inhibits the growth of *Fusarium oxysporum* f. sp. *conglutinans* and fusarium wilt incidence in *Brassica napus* L. Journal of Plant Pathology 103:483-491. <https://doi.org/10.1007/s42161-021-00753-0>
- Hwang S.F., Ahmed H.U., Turnbull G.D., Gossen B.D., Strelkov S.E. 2015. Effect of seeding date and depth, seed size and fungicide treatment on *Fusarium* and *Pythium* seedling blight of canola. Can. J. Plant Sci. 95:293-301. <https://cdnscepub.com/doi/pdf/10.4141/cjps-2014-268>
- Kataria H.R., Verma P.R. 1992. *Rhizoctonia solani* damping-off and root rot in oilseed rape and canola. Crop Protection 11:8-13. [https://doi.org/10.1016/0261-2194\(92\)90072-D](https://doi.org/10.1016/0261-2194(92)90072-D)
- Lamichhane J.R., Dürr C., Schwanck A.A., Robin M.H., Sarthou J.P., Cellier V., Messéan A., Aubertot J.N. 2017. Integrated management of damping-off diseases. A review. Agron. Sustain. Dev. 37:10-25. DOI 10.1007/s13593-017-0417-y
- Mahapatra S., Yadav R., Ramakrishna W. 2022. *Bacillus subtilis* impact on plant growth, soil health and environment: Dr. Jekyll and Mr. Hyde. J. Appl Microbiol. 132:3543-3562. <https://doi.org/10.1111/jam.15480>
- Nelson M.N., Nesi N., Barrero J.M., Fletcher A.L., Greaves I.K., Hughes T., Laperche A., Snowdon R., Rebetzke G.J., Kirkegaard J.A. 2022. Strategies to improve field establishment of canola: A review. Chapter Two, p. 133-177. In: Sparks D.L. (ed.) Advances in Agronomy. Academic Press.
- Okello P.N., Petrovic K., Kontz B., Ali S., Marek L.F., Mathew F.M. 2018. Root Rot Caused by Species of *Fusarium* on *Brassica carinata* in South

- Dakota. Plant Health Progress 19:188–192. <https://doi.org/10.1094/PHP-04-18-0012-RS>
- Porker K., McBeath T., Fletcher A., Nelson M., Goward L., Kirkegaard J., Ware A., Masters B., Jones T., Bucat J., McMaster C. 2024. Reducing risks to canola establishment under marginal conditions – defining the fundamentals. [Reducing risks to canola establishment under marginal conditions – defining the fundamentals - GRDC](#)
- Yu H., Chang K.F., Fredua-Agyeman R., Hwang S.F., Strelkov S.E. 2024. Diversity and Pathogenicity of Fusarium Root Rot Fungi from Canola (*Brassica napus*) in Alberta. Canada. Int. J. Mol. Sci. 25, 6244. <https://doi.org/10.3390/ijms25116244>

Enfermedades en roseta. Floración

Cancro de la base del tallo (“pie negro”, “blackleg”)

Es una de las tres enfermedades más importantes de las Brassicáceas a nivel mundial junto a mancha negra o mancha gris (*Alternaria* spp.) y podredumbre húmeda por *Sclerotinia sclerotiorum*. Ocasiona daños superiores al 90% ya sea en colzas primaverales o invernales en Europa, Australia y América. Las epifitias son de magnitud variable dependiendo del año, región y manejo del cultivo; la primera epifitia se registró en SE de la provincia de Buenos Aires (Benito Juárez, González Chávez, San Cayetano y 9 de Julio) en los cultivares Calypse, Eclipse, Legacy, Máster, Mistral y Teddy con incidencia entre 15 y 65% en 2004 y 2005 (Gaetán, 2006). Entre los años 2013 y 2023 (con excepción de 2016 y 2020, sin datos) la incidencia de manchas foliares osciló entre trazas a 13% y la severidad de trazas a 0,4% (Velázquez & Coll, 2024). Casos severos de cancro de la base del tallo, observados en los años 2013 y 2023 con destrucción parcial o total, se asocian al monocultivo, a rotaciones cortas (con Brassicáceas nuevamente en la secuencia agrícola antes de 36 meses), a la presencia de rastrojo superficial infectado y a condiciones climáticas favorables (**Figura 14**).



Figura 14. Quebrado de la base del tallo de colza con cancro (*L. maculans*).

Organismos causales: es un complejo fúngico formado por dos especies, el teleomorfo *Leptosphaeria maculans* (Desmaz.) Ces. & De Not (anamorfo *Plenodomus lingam* (Tode:Fr.) Desmaz. (Sin. *Phoma lingam*) y *Leptosphaeria biglobosa* R.A. Shoemaker & H. Brun, (anamorfo *Plenodomus biglobosus* (Sin. *Phoma biglobosa*).

En el año 2013, *Phoma lingam* fue reubicado como *Plenodomus lingam* basado en estudios moleculares (Bagi *et al.*, 2020; de Gruyter *et al.*, 2013). Las dos especies están estrechamente relacionadas y coexisten en áreas de cultivo, considerándose que *L. maculans* es la que ocasiona más daños en todo el mundo, afectando la base del tallo, con excepción de China (donde la especie más frecuente es *L. biglobosa*) que provoca lesiones en la canopia o estrato superior del tallo (Deng *et al.*, 2023; Borhan *et al.*, 2022; Zhang *et al.*, 2014; Howlett *et al.*, 2001).

El diagnóstico basado sólo en síntomas es insuficiente, ya que ambas especies se pueden obtener de muestras sintomáticas de cualquier órgano del hospedante. La diversidad intraespecífica es otra característica del hongo, ya que se determinaron 2 subclados para *P. lingam* ("brassicae" y "lepidi") y 7 subclados para *P. biglobosus*; el subclado "brassicae" es el que se aísla de cultivos de Brassicáceas (Ghomzina & Gasich, 2022).

Algunos aspectos morfofisiológicos de los aislados obtenidos de Brassicáceas se usan para encontrar diferencias entre las dos especies, por ejemplo, la forma en que utilizan las fuentes carbonadas, la velocidad de crecimiento de las colonias, la producción de picnidios, la difusión de pigmentos amarillos en el medio de cultivo y fundamentalmente, la agresividad o virulencia. Los aislados de crecimiento lento, producción de gran cantidad de picnidios (estructuras asexuales) en medios de cultivo, ausencia de pigmentos amarillos y muy agresivos o altamente virulentos (AV) se adjudicaron al Grupo A (Tox⁺) o sea a *L. maculans*. Los aislados de rápido crecimiento con abundante micelio aéreo, escasa formación de picnidios, poco agresivos o débilmente virulentos (DV) al Grupo B (Tox⁻) o *L. biglobosa*.

Los conidios de *L. maculans* producen tubos germinativos cortos en agar agua (AA) y ocasionan lesiones en cotiledones, hojas y tallos, mientras que *L. biglobosa* lo hace sólo en cotiledones, y se puede aislar de la médula sin que se observen lesiones externas en los tallos (Frac *et al.*, 2022; Vakili *et al.*, 2017; Wang, 2016). Este patógeno puede sintetizar la fitotoxina sirodesmina, factor de virulencia que induce la muerte celular en *B. napus* durante la fase necrotrófica y favorece el proceso infectivo (Pombo *et al.*, 2024; Alnajjar, 2022).

Por convención, formalmente el hongo debe ser mencionado como su teleomorfo o forma sexual *Leptosphaeria*, sin embargo, por usos y costumbres durante muchos años se le seguirá llamando *Phoma*, tanto a los organismos causales como a los síntomas más comunes que ocasiona en Brassicáceas (ej. cancro del tallo por *Phoma*, mancha foliar por *Phoma*, etc.). *Leptosphaeria* pertenece al reino Fungi, filum Ascomycota, clase Dothideomycetes, orden Pleosporales, familia Leptosphaeriaceae. Es un hongo hemibiótrofo, es decir que posee una etapa biotrófica breve o de parasitismo obligado, hasta que se establece dentro del tejido del hospedante y luego, se vuelve necrótrofo matando las células por mecanismos enzimáticos para su nutrición; posteriormente, posee una etapa saprofítica en los restos del cultivo (rastroy). Los organismos hemibiótrofos son los más destructivos, causan enormes pérdidas económicas y amenazan la seguridad alimentaria mundial (Pawłowsky & Hartmann, 2016).

***Plenodomus lingam* "brassicae":** la colonia alcanza 32-34 mm de diámetro a los 7 días y 52-54 mm a los 14 días en agar papa sacarosa (APS); posee margen regular, está ligeramente cubierta con micelio aéreo gris verdoso en el centro, que luego se torna metalizado y zona marginal gris claro con producción de abundantes picnidios, en ocasiones, dispuestos en anillos concéntricos (**Figura 15**).

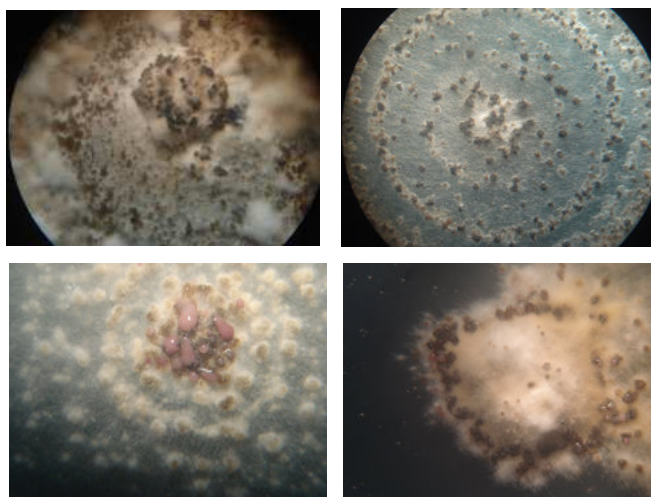


Figura 15. Colonias de *P. lingam* con picnidios en anillos concéntricos (arriba) y esporulación en gotas rosadas o grises (abajo) en agar papa glucosado (APG).

Los picnidios en general son superficiales (raramente inmersos o semihundidos en el agar), solitarios o confluentes, globosos o subglobosos, glabros, a menudo papilados (**Figura 16**); las paredes están compuestas por células isodiamétricas con la pared externa pigmentada; miden $120\text{--}355$ (206 ± 23) $\times$ $118\text{--}362$ (209 ± 24) μm . Los conidióforos se forman en las capas internas de la pared del picnidio, y están reducidos a células conidiógenas, hialinas, con forma de matraz, sin septos, de $7,3\text{--}10,7$ ($8,4 \pm 0,7$) $\times$ $4,6\text{--}5,7$ ($5,2 \pm 0,2$) μm .

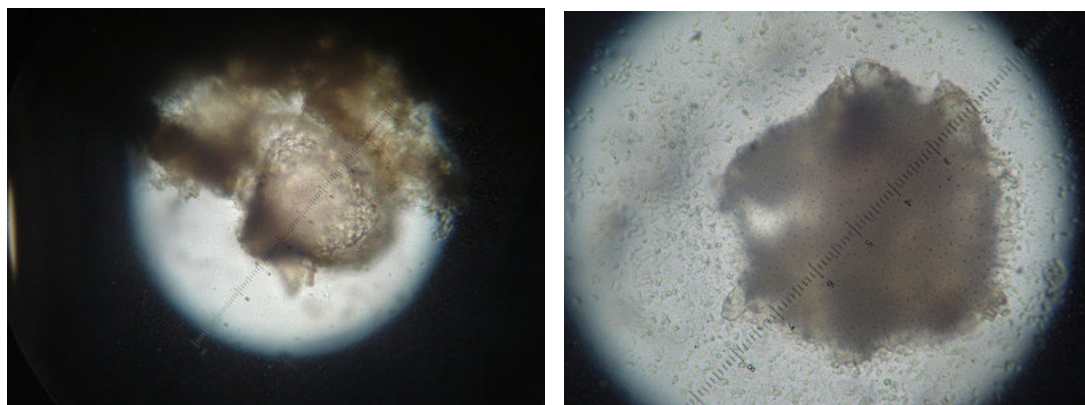


Figura 16. Picnidio (izq.) y conidios unicelulares e hialinos de *Plenodomus lingam* (der.).

Los conidios son exudados desde el ostiolo (boca) del picnidio como gotas grises o coloreadas (rosa, púrpura), y en agua se observan como "corrientes serpenteantes", típico de los hongos similares a *Phoma* (**Figura 17**). Los conidios son subcilíndricos o cilíndricos, rectos, bigutulados, hialinos y miden 3–5 (4) × 1,2–2,3 (1,8) µm.



Figura 17. Picnidio, ostiolo y masa de conidios de *Plenodomus lingam* expulsados en "corrientes" similares a serpentinias.

En tejidos enfermos, luego de una cámara húmeda de 24-30 h, los picnidios en su mayoría solitarios y semiinmersos, exudan una masa de conidios gelatinosa más o menos consistente, de coloración rosada o rojiza en forma de gota (**Figura 18**).



Figura 18. Picnidios de *Plenodomus lingam* con masa de conidios coloreadas, formados sobre un cancro en tallo de colza.

Plenodomus biglobosus 'brassicae': las colonias miden 35–39 mm de diámetro a los 7 días y 75–79 mm después de 14 días en PSA; tienen un margen regular, con abundante micelio gris neutro en el centro, luego se torna gris oscuro y gris opaco en la zona marginal, aterciopelada a afelpada. Los conidiomas picnidiales se disponen en anillos concéntricos en el margen de la colonia, de color amarillo anaranjado oscuro debido a la producción de pigmentos que se difunden en el medio, marrón intenso en el centro y negro intenso en la periferia. Los picnidios en su mayoría son

superficiales, rara vez están sumergidos o semiinmersos en el medio de cultivo. Son solitarios o confluentes, globosos, subglobosos, glabros, a menudo papilados, que exudan gotas de color gris claro o perla. Miden 151–548 (375 ± 39) $\times$ 128–416 (296 ± 28) μm . Los conidióforos formados a partir de las células internas de la pared picnidial, son rectos o ligeramente curvados, subhialinos, no septados, de 8,6–12,4 ($9,7 \pm 0,6$) $\times$ 2,9–3,5 ($3,1 \pm 0,1$) μm ; los conidios son subcilíndricos, ocasionalmente piriformes, rectos, bigutulados, hialinos, 3,1–9 ($4,7 \pm 0,1$) $\times$ 1,4–4,4 (2) μm (Ghomzina & Gasich, 2022).

***Leptosphaeria maculans*:** los pseudotecios (similar a un peritecio) se producen en el rastrojo y sus paredes son pseudoesclerenquimatosas rodeadas de tejido oscuro de la planta hospedante. Miden de 300–500 μm , están inmersos y son errumpentes, globosos, negros con un ostiolo sobresaliente y ascos bitunicados, cilíndricos o con forma de clava y miden 80–120 $\times$ 15–22 μm ; están ubicados entre pseudoparáfisis hialinas, filiformes y septadas. Las ascosporas cuando recién se forman son hialinas y luego toman un color amarillo amarronado con cinco septos, cilíndricos a elipsoidales, gutuladas y miden 35–70 $\times$ 5–8 μm .

In vitro se hallaron diferencias en la morfología de los pseudotecios de *Leptosphaeria*. La dificultad en cruzar hifas de aislados del Grupo A con hifas del Grupo B, y la compatibilidad al cruzar hifas de A con A, y B con B, indica que ambos grupos son especies diferentes. Las dos especies se identificaron mediante la amplificación de la región espaciadora transcripta interna (ITS) usando los cebadores PN3 y PN10, actin, β -tubulin y el mating type allele MAT1–2 (Van de Wouw *et al.*, 2008; Rimmer & van den Berg, 2007; Fitt *et al.*, 2006; Mendes-Pereira *et al.*, 2003).

En Argentina, se detectó por primera vez en 1995 en el N. de Buenos Aires en parcelas experimentales y en 2004, se registró en lotes de producción del S. de Buenos Aires con una incidencia promedio de 32% (21–43%) en los cultivares de colza Impulse, Master, Mistral, y Teddy en plantas de 60–120 días (Gaetán, 2005). Sin embargo, *L. biglobosa* fue identificada por primera vez en 2018, utilizando la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) del ADN genómico con cebadores específicos *LmacR*, *LmacF* y *LbigF*; las reacciones dieron como resultado un amplicón de 444 pb compatible con *L. biglobosa* 'brassicae' y fueron confirmados mediante la secuenciación de la región del espaciador transcrito interno (ITS) del ribosoma nuclear, que mostró un 99% de identidad con la secuencia depositada en GenBank (FO905468) (Rossi *et al.*, 2018). En China, *L. biglobosa* es el principal organismo causal del cancro del tallo y pie negro en *Brassica campestris* y *B. juncea* que fueron cultivos más susceptibles que *B. napus* (Deng *et al.*, 2023).

Otra característica del complejo *Leptosphaeria*, es la gran diversidad genética; los aislados de distintos países, e incluso de diferentes continentes inoculados sobre diferenciales de colza permitieron definir cuatro grupos de patogenicidad (GP1 a GP4); GP1 correspondería a *L. biglobosa* (Mengistu *et al.*, 1991). Fernández (2015) evaluando la agresividad de los aislados según la severidad de los síntomas y la habilidad para crecer y esporular en medios de cultivo artificiales logró caracterizar a los GP 2, 3, 4 y T, sobre los cultivares Westar, Quinta y Glacier.

Balesdent *et al.* (2006) identificaron nueve genes de avirulencia (*AvrLm1-AvrLm9*) en *L. maculans*, cuyas combinaciones teóricamente podrían generar hasta 512 razas diferentes; este hongo muestra un alto potencial evolutivo para adaptarse a nuevos genes de resistencia provocando serias pérdidas económicas como ocurrió en Francia cuando quebró el gen *Rlm1*, por lo cual es muy importante conocer la estructura de las poblaciones del hongo. Se han determinado 11 razas, siendo la *Av5-6-7-(8)* la predominante, con virulencia para los genes *Rlm1*, *Rlm2*, *Rlm3*, *Rlm4* y *Rlm9* que representaban el 65% de la población.

El complejo *Leptosphaeria* puede afectar a las Brasicáceas en cualquier estado fenológico y producir síntomas en todos los órganos de las plantas, entre ellos, damping off, mancha foliar, cancro en el tallo y/o en la base del tallo, en ramificaciones, pedúnculos y flores, necrosis de raíces y manchas en silicuas.

Otros síntomas ocasionados por *Leptosphaeria maculans* /*L. biglobosa*

Damping off: se puede observar en la etapa de la implantación del cultivo, desde la siembra hasta aproximadamente 20–24 días después. En cultivares susceptibles sembrados sobre rastrojo infestado se destacan las “fallas” de germinación y los surcos se ven desuniformes con sectores sin plantas (**Figura 19**) o plántulas con estrangulamiento de cuello, marchitamiento y muerte.



Figura 19. Fallas en la germinación y falta de plantas en los surcos de un cultivo de colza.

Manchas en cotiledones: son circulares de aspecto acuoso, con centro más claro y margen ancho verdoso a marrón oscuro (**Figura 20**). Los cotiledones son los órganos utilizados en las pruebas de patogenicidad, ya que permite experimentar en un gran número de plantas/genotipos y se obtienen respuestas rápidas acerca de la resistencia o susceptibilidad del hospedante (Bessone, 2019; Kutcher *et al.*, 2007; Bansal *et al.*, 1994).

Manchas foliares: las lesiones comienzan en las hojas inferiores, generalmente son circulares u ovales, luego irregulares o ligeramente angulares, de bordes difusos, de 5-12 mm de diámetro, color verdoso claro,

grisáceo o levemente azulado, delimitadas por las nervaduras; a los pocos días se observa la formación de picnidios oscuros casi negros dispuestos en anillos concéntricos (**Figura 21**).



Figura 20. Mancha ocasionada por *Leptosphaeria maculans* en cotiledones de colza.

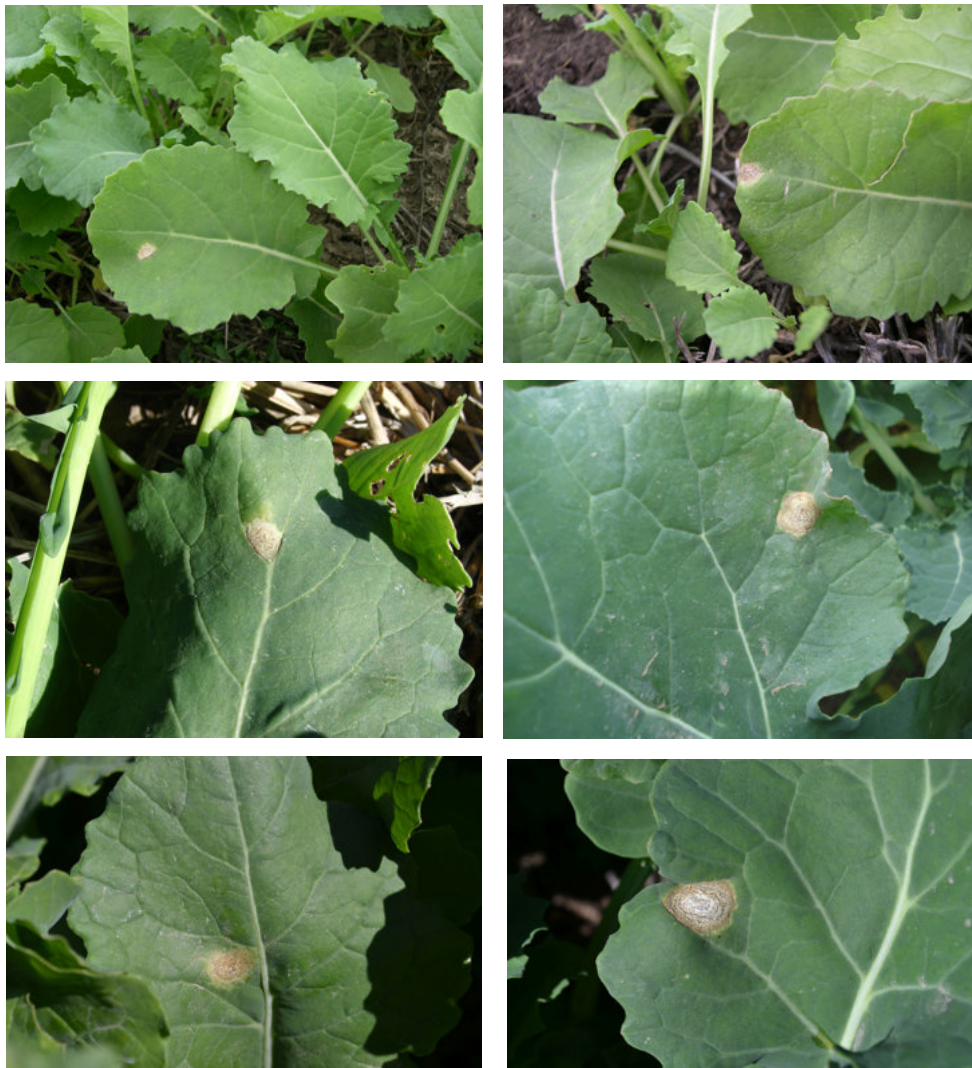


Figura 21. Manchas solitarias ocasionadas por *Leptosphaeria maculans* en colza (roseta).

En cultivares susceptibles, las manchas se expanden, aumentan su tamaño y superan las nervaduras de la lámina foliar; bajo condiciones favorables de temperatura y humedad, coalescen (se unen), las nervaduras se acortan y las hojas presentan "abolladuras" con producción de gran cantidad de picnidios oscuros en anillos concéntricos (**Figura 22**).



Figura 22. Manchas causadas por *L. maculans* con acortamiento de nervaduras, en un cultivar de colza susceptible.

Posteriormente, ocurre una pérdida severa de las hojas inferiores.

Las lesiones "envejecen", es decir que los tejidos parasitados se tornan débiles, cloróticos, "quebradizos", se desprenden parcialmente o escinden, presentando una o dos "rasgaduras" centrales o en cruz una vez que el patógeno ha extraído todos los nutrientes disponibles de la hoja (**Figura 23**).

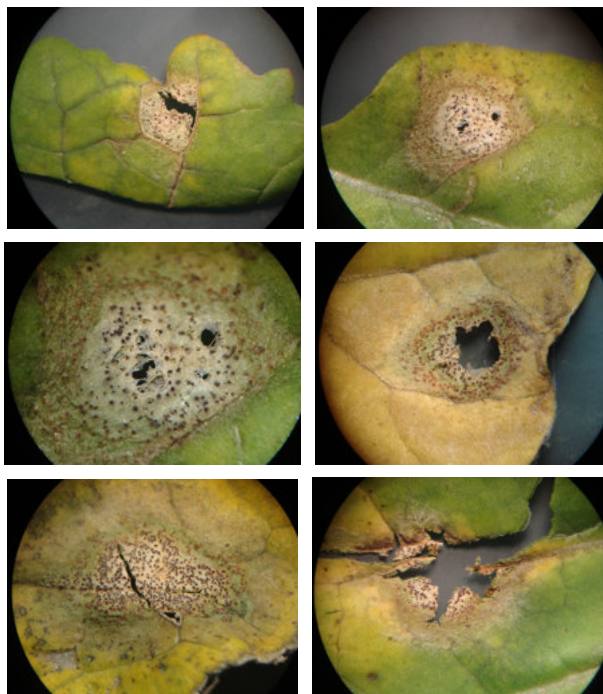


Figura 23. Lesiones avanzadas de *Leptosphaeria maculans* en hojas de colza.



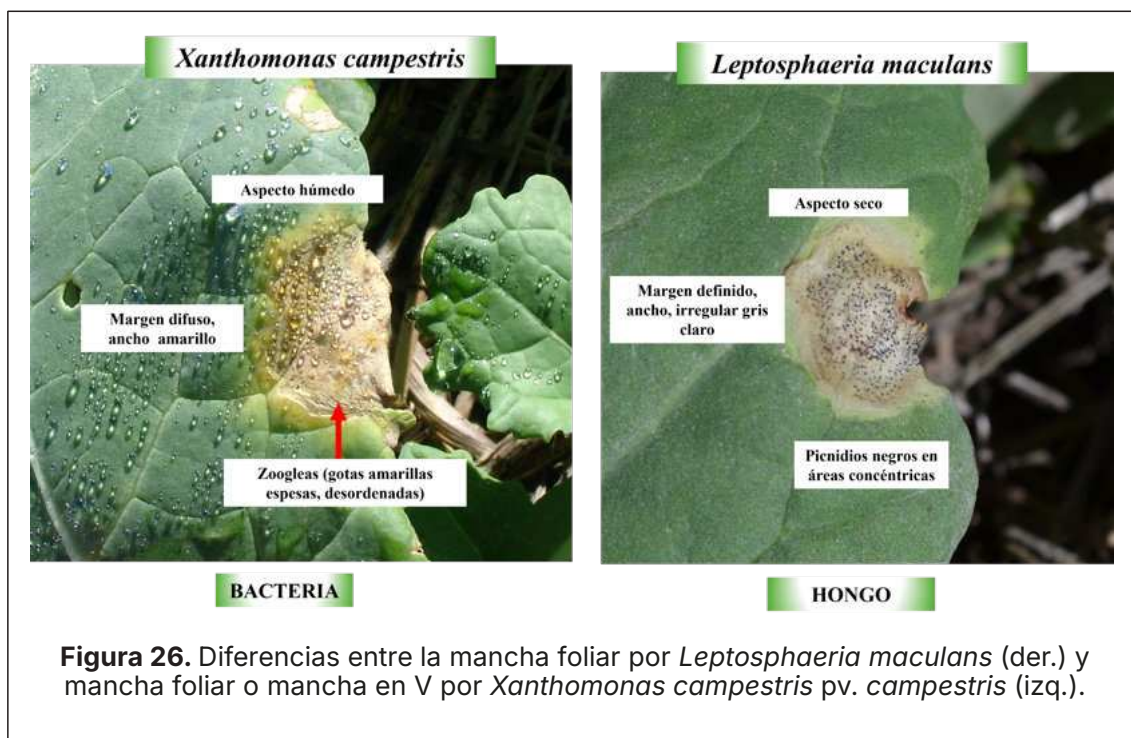
Figura 24. Colza al estado de roseta muy susceptible a *Leptosphaeria maculans*.

Posible confusión: la mancha foliar por *L. maculans* en Brassicáceas puede ser confundida con otras enfermedades que producen síntomas similares.

a) Mancha ocasionada por la bacteria *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (**Figura 25**); ambas se pueden identificar en hojas inferiores, pero poseen características diferenciales fáciles de reconocer (**Figura 26**).



Figura 25. Mancha foliar por el hongo *L. maculans* (izq.) y mancha foliar o en V causada por la bacteria *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*.



b) Mancha blanca ocasionada por el hongo *Neopseudocercospora brassicicola* (*Mycosphaerella capsellae*). Es una enfermedad emergente y se diferencia de la mancha foliar causada por *L. maculans* por no formar picnidios (cuerpos negros pequeños semejantes a una "cabeza de alfiler") sobre la lesión; los pseudotecios de la forma sexual (teleomorfo o forma perfecta) se forman al envejecer las manchas, generalmente en el rastrojo (**Figura 27**).



Figura 27. Mancha blanca (white leaf spot) causada por *Neopseudocercospora capsellae*.

c) Mancha anillada o "ring spot" (**Figura 28**) cuyo organismo causal es *Mycosphaerella brassicicola*, que se diferencia de *M. capsellae* por la forma de las ascosporas, ya que ambas especies producen pseudotecios sobre las lesiones.



Figura 28. Mancha foliar causada por *Mycosphaerella brassicicola* con pseudotecios (flechas). Fuente: ©M. Afranie. PlantwisePlus Knowledge Bank.

Cancros en el tallo: se hacen visibles desde floración; inicialmente son lesiones ovales, de bordes definidos levemente irregulares marrón oscuro casi negro, centro de color ocre, gris o marrón claro (**Figura 29**); generalmente están ubicados en el punto de inserción del pecíolo, ya que las hifas del hongo crecen a través de la nervadura central de la hoja. En el centro, los tejidos se comienzan a desintegrar y se ven "grietas" o "rajaduras" y una de las consecuencias es la senescencia temprana.



Figura 29. Lesión inicial de forma oval de *L. maculans* en tallos.

Posteriormente, las lesiones se alargan, toman un color claro en el centro, con márgenes marcados de color negro (**Figuras 30 y 31**).

Los picnidios (estado imperfecto, asexual o anamorfo) se forman en el centro de las lesiones y a partir de los ostiolos exudan masas conidiales mucilaginosas en gotas de color rosado o tonalidades rojizas (**Figura 32**).

Cuando los canchros se producen en forma temprana y el cultivar es susceptible, profundizan internamente provocando una severa necrosis de los tejidos internos del tallo (**Figura 33**). El grado de daño en el interior de los tallos se estima con escalas específicas y permite definir el comportamiento de los genotipos (**Figura 34**).



Figura 30. Cancros en tallos de colza por *L. maculans*.



Figura 31. Lesiones con centro claro, márgenes oscuros y picnidios de *L. maculans*.

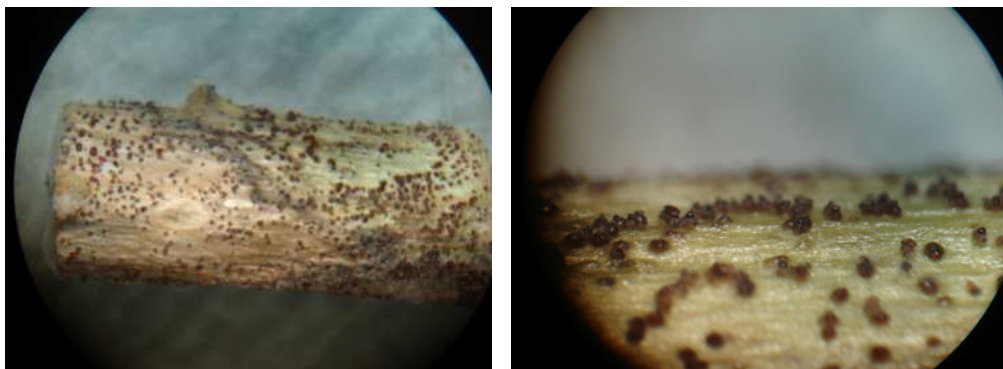


Figura 32. Cancros con picnidios en forma de botella y masa de conidios de *Plenodomus lingam* (ex *Phoma*), anamorfo de *L. maculans*.

Cancro de la base del tallo: también se denomina cancro del tallo por *Phoma*, "blackleg", "black leg", "pie negro" o "podredumbre seca" de la base y es la manifestación más severa que ocasiona *L. maculans* en la

Brasicáceas, principalmente en colza (**Figura 35**).



Figura 33. Necrosis de tejidos internos del tallo causados por *L. maculans*.

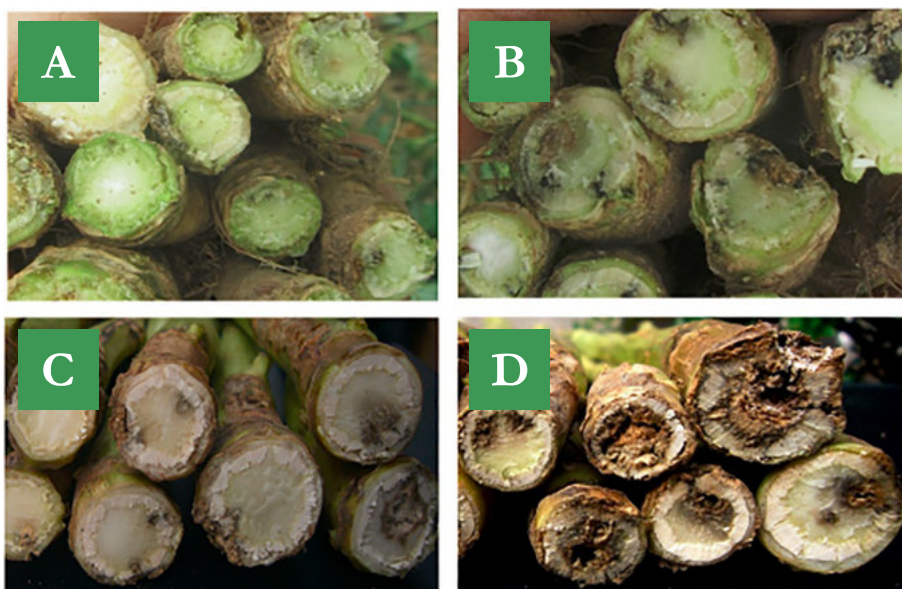


Figura 34. La colonización interna del tallo como una medida de la resistencia a *L. maculans*.

Fuente: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0197752.g001>

El cancro de la base del tallo, el síntoma más grave por sus consecuencias, no siempre ocurre aun cuando se hayan observado manchas foliares en estados tempranos y algunos pocos cancos pequeños sobre el tallo en estadios vegetativos; eso puede suceder porque el cultivar es resistente, las condiciones edáficas y climáticas no son favorables al desarrollo de la enfermedad o bien, por estar frente a la especie de agresividad baja, como *L. biglobosa*.

El cancro de la base del tallo comienza sobre un lado del tallo principal, luego avanza y lo rodea casi por completo, los tejidos afectados muestran una "podredumbre seca" con detención de la absorción de agua e interrupción del flujo bidireccional de fotoasimilados. La planta comienza a declinar y se produce el quebrado a nivel del suelo en madurez (**Figura 36**).



Figura 35. Cancros corchosos y secos en la base del tallo con leve coloración lila o violeta (*L. maculans*).

Si el daño es severo, un viento leve puede promover el quebrado de gran cantidad de plantas en distintos sectores del lote.

La base o "corona" del tallo de color verde normal puede presentar tonalidades lila, violeta, (frecuente al comienzo), naranja a marrón oscuro, luego se decolora, toma un color pajizo o grisáceo con puntuaciones negras (picnidios o pseudotecios). La base se "angosta", se estrangula y se seca, la raíz principal toma el aspecto de un "embudo" (**Figura 37**) y sobre los tejidos muertos se observan abundantes picnidios de *Plenodomus* y en pocas ocasiones, pseudotecios de *Leptosphaeria* (**Figura 38**).

En determinadas situaciones según el cultivar, condiciones ambientales y presencia de inóculo primario (ascosporas) y secundario (conidios) se producen cancros más pequeños y la planta puede permanecer erecta sin quebrarse, sin embargo, hay reducción del número de silicuas y de granos.

Manchas en silicuas: son localizadas con centro claro y margen oscuro casi negro, que pueden rodear toda la silicua: se observa abundante producción de picnidios, masas de conidios mucilaginosas y coloreadas (**Figura 39**).

Infección de la canopia superior (ICS)

L. maculans es un hongo que tiene la habilidad de afectar a todos los órganos de la planta, por debajo y por encima de la línea del suelo, sin embargo, que la infección alcance flores, pedúnculos, silicuas, tallos y ramas principales es poco común (**Figuras 40 y 41**).

El conjunto de síntomas que aparece después de la elongación de la vara floral se denomina "infección de la canopia superior" (ICS). La infección de las ramas y la parte superior del tallo surge como resultado del crecimiento del hongo a lo largo del pedúnculo a partir de una flor infectada o de picnidiosporas o ascosporas "lavadas" hacia la superficie de la planta desde las flores infectadas, pedúnculos o vainas. La infección de las flores



Figura 36. Cultivar susceptible de colza en monocultivo. Año 2013.



Figura 37. Cancro de la base del tallo en colza (*L. maculans*).

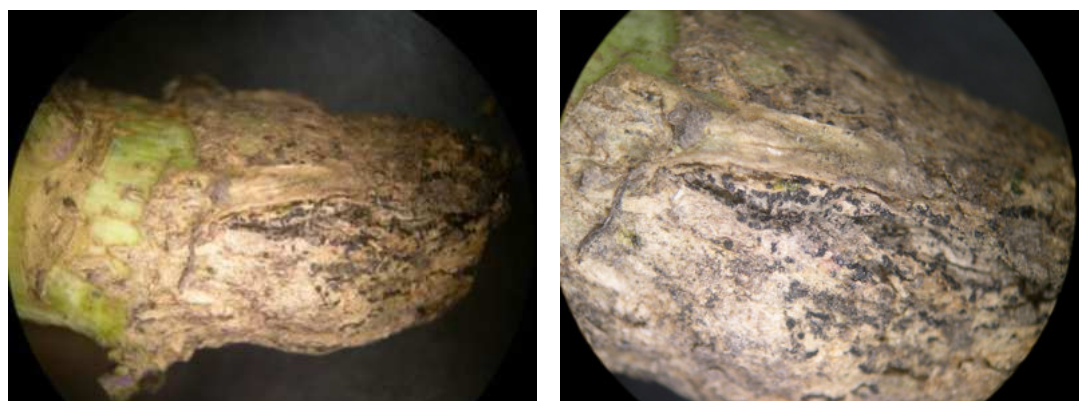


Figura 38. Formación de picnidios *P. lingam* y pseudotecios de *L. maculans*.



Figura 39. Mancha por *P. lingam* en silicuas de colza.

provocó el aborto de los corimbos completos y la pérdida de silicuas. Los tallos y ramas muy afectados se debilitan, se rompen con el viento y el resultado es una pérdida total de rendimiento. La floración muy temprana asociada a fechas de siembra y rastreo en superficie son factores de riesgo claves para el cultivo de colza (GRDC, 2025; Sprague *et al.*, 2018).



Figura 40. Infección de la canopia superior (ICS) en colza por *L. maculans*.



Figura 41. Síntomas en colza por *L. maculans* en la canopia superior.

Semillas: el hongo puede ser transportado por la semilla (**Figura 42**) y se puede identificar por técnicas moleculares (PCR) en 4-5 días, mientras que por los métodos clásicos se necesitan entre 11 y 22 días; la confiabilidad de la técnica nueva es de 96% aun con sólo 1-2% de semillas contaminadas (Taylor, 1993). La incidencia de semillas infectadas sembradas se correlacionó con la incidencia de plantas con lesiones del tallo, con cancro de la base, severidad del cancro de la base e incidencia de semillas

cosechadas infectadas. Un lote de semillas con 1% de semillas infectadas podría dar lugar a un 3,3% de plantas con canchros de la base (Hall *et al.*, 1996).

Las reglas ISTA (International Rules for Seed Testing) 2024, incorporaron cambios a los análisis para la detección de *Leptosphaeria maculans* y *Plenodomus biglobosus* en *Brassica* spp. donde la muestra mínima es de 400 semillas. Los métodos a usar, son *blotter test* y agar malta (AM).

Condiciones climáticas predisponentes: temperaturas entre 8 y 15°C con períodos de alta humedad ambiental, rocío o precipitaciones en un lapso de 8 a 72 h, permiten la descarga de las ascosporas desde los ascos de los pseudotecios que sobreviven saprofíticamente en el rastrojo. Los síntomas en hojas y tallos desarrollan rápidamente con temperaturas superiores a 20°C y más lento, con temperaturas inferiores a 15°C. Los

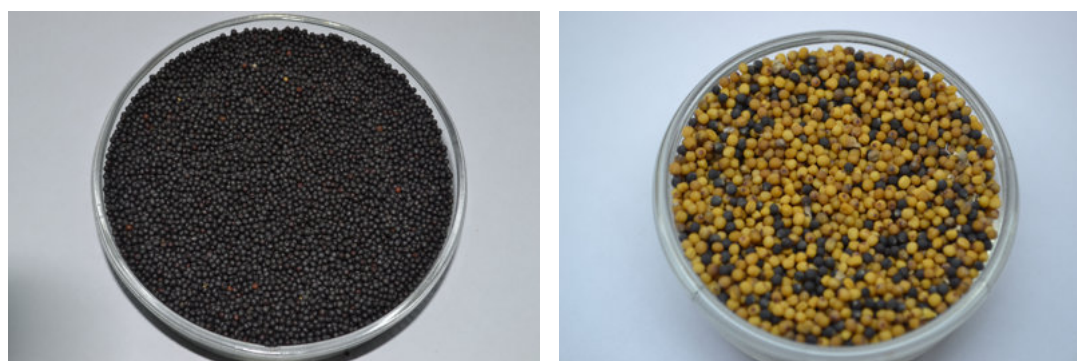


Figura 42. Semillas de colza (*B. napus*) (izq.) y de carinata (*B. carinata*) (der.).

canchros se forman generalmente con temperaturas entre 20-24°C y son más severos cuando ocurren situaciones de estrés como daños mecánicos, heladas, insectos o fitotoxicidad por herbicidas. Las manchas foliares que se observan tempranamente en el otoño pueden ser las precursoras de los canchros del tallo cuando las condiciones son favorables durante la primavera (Alnajar, 2022; Bousset *et al.*, 2018; Edwards Molina, 2013; Edwards Molina *et al.*, 2012; Ash, 2000).

Epifitología: colza**L. maculans* es uno de los patosistemas agrícolas más estudiados en el mundo. El ciclo completo del hongo en condiciones controladas, desde la infección de la planta hasta la presencia de pseudotecios maduros pudo lograrse hace pocos años, lo que permite realizar experimentos durante todo el año para comprender mejor la producción de inóculo, comparar la aptitud del hongo o pruebas con cepas exóticas. Es considerada una enfermedad monocíclica, que se inicia con manchas foliares en otoño (mayo-junio) hasta la primavera (septiembre) y los canchros de tallo desarrollan hasta la cosecha (noviembre – diciembre) según Bousset *et al.* (2018).

El hongo puede sobrevivir como hifas (micelio) en rastrojo de cultivos, formando dos tipos de fructificación: pseudotecios (peritecio) y picnidios, los primeros sólo pueden formarse por reproducción sexual si se encuentran aislados con tipos de apareamiento opuestos que coexisten en

la misma colza, las ascosporas son expulsadas activamente y dispersadas por el viento a largas distancias. Las esporas producidas en los picnidios asexuales se diseminan pasivamente por salpicaduras de lluvia a distancias cortas. Los pseudotecios en el rastrojo de cultivos o malezas de la familia *Brassicáceas*, que pueden sobrevivir muchos años (3 a 5 años) constituyen la principal fuente de inóculo primario. Las ascosporas se liberan cuando los pseudotecios están "maduros" para lo cual requieren estar expuestos aproximadamente 55 días a 5°C o 22 días a 15°C, y se dispersan por el viento a largas distancias (más de 500 m). La infección ocurre cuando las ascosporas germinan y el tubo germinativo invade los espacios intercelulares entre las distintas capas epidérmicas y las células en empalizada, luego avanza sobre el mesófilo y genera enzimas que matan las células; la lesión toma color gris-verdoso característico (**Figura 43**). Las hifas del hongo se ramifican y alcanzan las nervaduras (**Figura 44**) colonizando el parénquima de la corteza y xilema del pecíolo e invaden el tallo en el sitio de unión con el pecíolo, dando lugar a la formación de canchros.



Figura 44. Hojas de colza con 12-14 horas de mojado foliar con manchas por *L. maculans*.

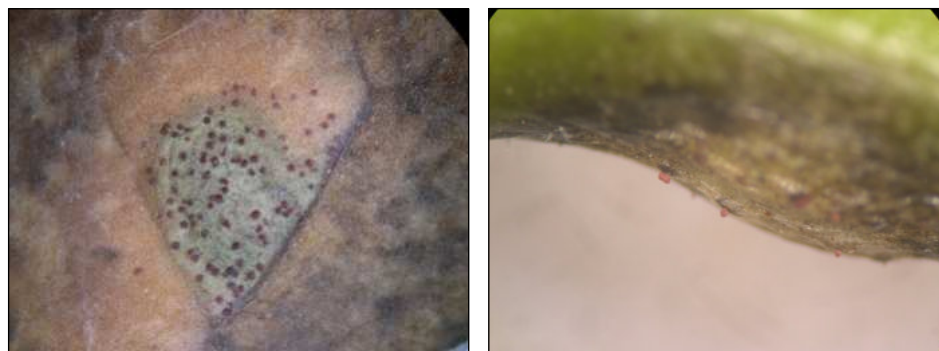


Figura 43. Picnidios de *P. lingam* con masa de esporas sobre hoja y silicua de colza.

Por el contrario, los conidios de *Plenodomus* se encuentran embebidos en una masa mucilaginosa que con el agua forman una solución pegajosa sobre las lesiones foliares y son visibles a simple vista. Las salpicaduras de la gota de lluvia dispersan las esporas a cortas distancias y son la fuente de inóculo secundario; el período latente mínimo desde la llegada o deposición

de un conidio hasta la infección o manifestación del síntoma es de aproximadamente 13 días.

Las ascosporas germinan a una temperatura entre 4 y 28°C en presencia de agua libre, penetran por estomas y producen manchas donde se formarán las primeras estructuras fructíferas constituidas por picnidios de *Plenodomus* spp. Los conidios o picnidiosporas (**Figura 45**) se dispersan por las gotas de lluvia y requieren de 14 a 16 horas de mojado foliar en forma continua con temperaturas entre 20 y 25°C.

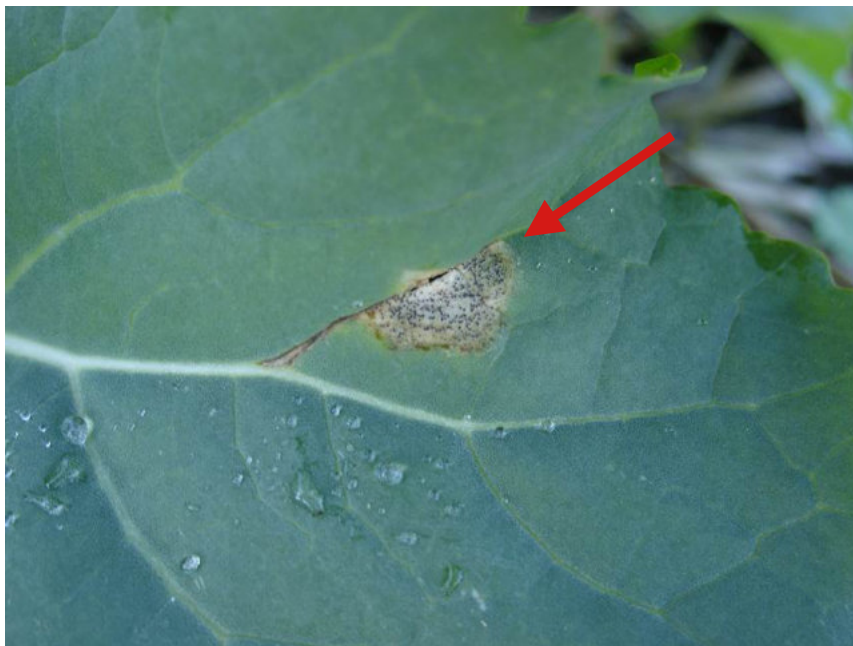


Figura 45. Avance de la hifa de *L. maculans* hacia la nervadura central de hoja de colza.

La semilla puede estar infectada (internamente) o transportar el patógeno externamente (infestada), pero en general los niveles son bajos y no constituye una estrategia relevante para su diseminación o sobrevivencia.

Rango de hospedantes: incluye *Brassica napus*, *B. rapa*, *B. oleracea*, *B. juncea*, *B. carinata*, *B. nigra*, *Thlaspi arvense*, *Raphanus sativus* y especies de los géneros *Sinapis*, *Descurainia*, *Sisymbrium*, *Crambe*, *Eruca*, *Erysimum*, *Lepidium*, *Eutrema*, etc.; existe un amplio número de especies que aún no se han estudiado (King & West, 2022; Kaczmarek & Jędryczka, 2011; Rimmer & van den Berg, 2007). En China, *Brassica campestris* y *B. juncea* fueron más susceptibles a *L. biglobosa* (Deng et al., 2023).

Manejo Integrado: la resistencia genética, las prácticas culturales y el manejo químico más el uso de biológicos pueden minimizar los daños y pérdidas ocasionados por *L. maculans* (Sprague et al., 2018; Aubertot et al.,

2006; Delourme *et al.*, 2006; Marcroft *et al.*, 2004; West *et al.*, 2001). La infección del tallo de *Brassica* spp. antes del estado de roseta (5-6 hojas) está asociado con severas pérdidas de rendimiento, sin embargo, los ataques tardíos en estados reproductivos causan pérdidas inferiores al 1-2%.

Las pérdidas ocasionadas por el cancro del tallo pueden ser superiores al 90%, por ello es relevante disponer de un protocolo o guía para minimizar el impacto negativo sobre el rendimiento de colza. Para ello, el Canola Council of Canada (CCC, 2021) establece cuatro niveles de intervención:

Nivel 1: a. entender que la enfermedad puede ser ocasionada por dos especies *L. maculans* (más agresiva) y *L. biglobosa*, cuyo momento crítico es el estado cotiledonar, es decir que el hongo se mueve desde cotiledones a hojas, desde las nervaduras secundarias a nervadura central, de allí al tallo donde desarrolla canchros que conducen a la pérdida del rendimiento por interrupción de flujo de agua y nutrientes, además del quiebre y vuelco de la planta,

b. conocer el ciclo de la enfermedad, saber que el hongo sobrevive por muchos años en el rastrojo, que en el otoño se liberan ascosporas aéreas desde los pseudotecios que afectan las hojas (primeras manchas foliares) y que sobre éstas se forman estructuras asexuales como los picnidios que por las gotas de lluvia o viento causan las infecciones secundarias dentro del cultivo. Esta etapa, es la menos importante, por ejemplo, en Canadá por la corta longitud del desarrollo vegetativo,

c. los canchros a nivel del suelo restringen la absorción, causan madurez prematura y muerte de plantas. Las plantas infectadas más temprano son las que desarrollan canchros severos y mayores pérdidas de rendimiento. Las infecciones más tardías producen menos daños, pero dejan más inóculo, es decir una mayor presión del hongo para los años siguientes.

Nivel 2: determinar la severidad del cancro del tallo en el cultivo en un momento adecuado (aproximadamente cuando el 60% de las semillas cambian de color), tomar una muestra representativa de 100 plantas al azar o analizar plantas recién cosechadas caminando en W a lo largo del lote, cortar con tijera la base del tallo (o parte superior de la raíz) y evaluar el porcentaje de tejido oscuro con la escala de cinco grados de Aubertot *et al.* (2006) u otras escalas. La severidad en el lote permite evaluar la resistencia genética del cultivar y a partir del grado 2 ocurren pérdidas sustanciales del rendimiento.

Nivel 3: utilizar buenas prácticas culturales de manejo para reducir el riesgo del cancro del tallo. Entre ellas, rotación de cultivos (al menos tres años sin colza u otras Brasicáceas susceptibles); antes de la siembra, analizar el rastrojo para identificar la presencia de pseudotecios y monitoreo del cultivo desde la siembra y cambiar cultivares para rotar las fuentes de resistencia. Dentro del manejo químico, aplicaciones de curasemillas y fungicidas al cultivo, entre 2 y 6 hojas.

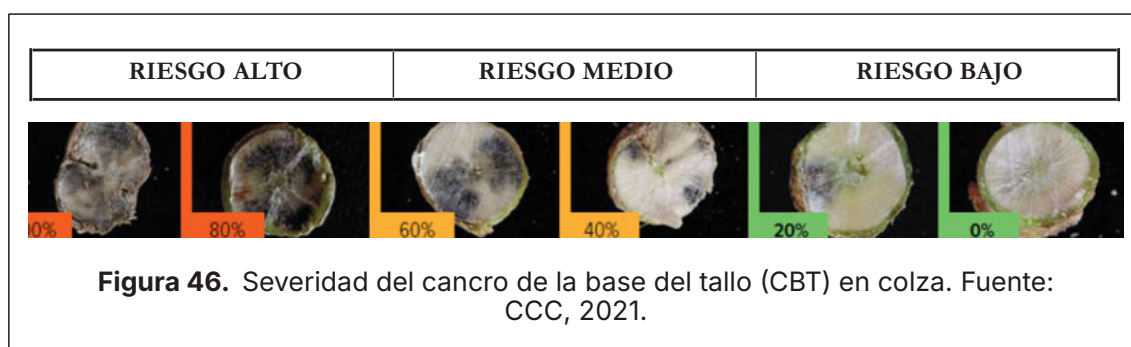
Nivel 4: visualizar la resistencia al cancro del tallo que se compone de resistencia vertical o cualitativa (genes mayores) y resistencia horizontal, cuantitativa o en planta adulta (genes menores). Los cultivares comerciales pueden poseer ambos tipos de genes, sin embargo, pueden ser

modificadas por selección natural, causando cambios en los genotipos y en las poblaciones del hongo.

En Australia, se utiliza una Guía de Manejo del Cancro de la Base del Tallo (CBT) y/o infección de la canopia superior (ICS), síntomas graves que se pueden presentar en la misma campaña (GRDC, 2025).

Paso 1. Identificar el riesgo para una región combinando el porcentaje del área sembrada con colza y las lluvias (mm) ocurridas a. en el año y b. entre marzo y mayo antes de la siembra. El riesgo es alto cuando el 20% del área está sembrada con colza, más de 600 mm de lluvias en el año, o más de 100 mm entre los meses de marzo y mayo.

Paso 2. a. evaluar el nivel de CBT en el lote, observar plantas caídas con cancos externos visibles. Extraer 60 tallos al azar, cortar las raíces con tijera de podar a nivel del suelo, estimar el daño en la sección transversal de la corona, utilizando las imágenes de la **Figura 46**. La pérdida de rendimiento ocurre cuando la corona está dañada en más del 30% de su diámetro. **b.** evaluar el nivel de ICS en el lote, que se puede observar desde la mitad de floración en adelante, pero no es un buen predictor de la reducción del rendimiento. Se detectan síntomas en las flores y tallos/ramificaciones, entre ellos oscurecimiento y/o muerte de ramificaciones individuales, cancos externos visibles y se confirma la médula oscura por cortes transversales de las ramificaciones.



Si en el lote se identificó una situación de riesgo medio a alto (**pasos 1 y 2**), es necesario seguir los **pasos 3 y 4** para reducir la severidad de *L. maculans* en las próximas campañas. Si, por el contrario, la situación fue de bajo riesgo y no ocurrieron pérdidas de rendimiento se puede continuar con las prácticas de manejo habituales.

Paso 3. Cambiar prácticas de manejo para reducir el riesgo de CBT. Es necesario revisar e identificar que o cuales prácticas de manejo aumentan el riesgo. **a.** comportamiento del cultivar, si el cultivo anterior presentó una alta incidencia de la enfermedad, ya sea CBT o ICS, será necesario cambiar de genotipo, **b.** distancia entre el cultivo actual y el rastrojo de colza del año pasado determinará la severidad de la enfermedad; no hacer monocultivo (colza/colza) y establecer al menos una distancia de 500 metros con respecto al rastrojo del año pasado, lo que reducirá la severidad del CBT, **c.** uso de fungicidas como herramienta complementaria y sólo generará rentabilidad si el cultivo presenta un alto riesgo de pérdidas de rendimiento. Generalmente, se justifica su uso en cultivares moderadamente resistentes. Cuando hay riesgo medio será necesario usar curasemillas, fertilizantes y

aplicar fungicidas foliares. Para reducir la ICS se requerirá hacer otra aplicación de fungicida antes de floración, **d.** número de años de siembra con el mismo cultivar. Si en todas las campañas se siembra el mismo cultivar, el patógeno puede superar los genes de resistencia, por lo que seleccionar otro genotipo reduce la capacidad del patógeno para superar la resistencia. Si tiene niveles altos o crecientes de CBT, aun cuando haya aplicado las prácticas de manejo recomendadas y utilizó cultivares con los mismos genes de resistencia y no se respetó la distancia de 2.000 m durante tres años o más, se debe cambiar el cultivar, **e.** distancia al lote con rastrojo de dos años, aun cuando produce menos conidios, normalmente tendría un efecto mínimo en la severidad del CBT, al igual cuando se siembre colza sobre un rastrojo de dos años, **f.** destrucción del rastrojo generalmente no es eficaz para reducir la infección; la siembra de colza entre surcos en un lote con rastrojo de dos años, permitirá que las plántulas reciban más inóculo y habrá niveles más altos de enfermedad, **g.** fecha de siembra: la colza es más susceptible cuando ocurren infecciones tempranas en plántula, por lo cual las siembras tempranas con condiciones cálidas, aceleran el desarrollo de la enfermedad. y es necesario evitar una severidad alta de CBT, **h.** fecha de floración: la colza es susceptible a la ICS si la infección ocurre lo suficientemente temprano en la fase de crecimiento, el patógeno bloquea el tejido vascular del tallo y las ramificaciones. Los cultivares de ciclo más corto (maduración en octubre) pueden presentar solo un riesgo moderado, si la floración comienza temprano (junio).

Paso 4. Manejo de la resistencia del cultivar. *L. maculans* se controla mediante los dos tipos de resistencia genética: la resistencia cualitativa y cuantitativa, lo ideal es que un cultivar posea una combinación de ambas.

Resistencia cualitativa: en colza, los genes mayores generan una respuesta inmune en la planta y permite detener el avance del hongo en todas las etapas del desarrollo de la planta, por lo tanto, impide o reduce las manchas foliares, cancro de la base del tallo, infecciones de la parte superior del dosel y de las silicuas. Los genes principales se identifican con una letra del grupo de resistencia (A, B, C, D, F, H y S).

Resistencia cuantitativa: es la combinación de varios genes de resistencia, donde cada gen tiene un pequeño efecto en la reducción de la severidad del hongo por lo que un mayor número de estos genes resultará en una mayor resistencia. Investigaciones recientes han demostrado que este tipo de resistencia controla tanto el CBT como la ICS, pero igualmente se observarán algunos síntomas.

Las especies *Brassica nigra*, *B. juncea* y *B. carinata* muestran resistencia marcada al cancro del tallo, y *B. carinata* con status de "no hospedante" permitirá dilucidar la base de la resistencia genética (Noah et al., 2024).

Control cultural: elección de lotes libres de rastrojo de cultivos o malezas Brasicáceas, reservorios de las estructuras sexuales y asexuales del patógeno, las que pueden sobrevivir entre 3 y 5 años. Las rotaciones cortas inducen la pérdida de la eficacia de genes de resistencia como el *Rlm1* que poseen algunos cultivares de colza de Francia y Australia, y producen graves disminuciones del rendimiento por ataques de *L.*

maculans y *Plasmodiophora brassicae*. Las secuencias cortas, también favorecen la aparición de malezas tolerantes y/o resistentes por el uso continuo de algunos herbicidas (Hegewald *et al.*, 2018) que pueden ser reservorios del patógeno.

La resistencia de malezas Brasicáceas a distintos grupos de herbicidas que permite su presencia por tiempos prolongados en el campo, y son sitios potenciales de sobrevivencia y multiplicación de los patógenos es creciente. Hay resistencia múltiple a diflufenican y otros activos con modo de acción no PDS (aquellos que interfieren el proceso de producción de carotenoides en la planta) en *Raphanus raphanistrum* en Australia (1998, 2006 y 2010) y resistencia cruzada a diflufenican y fluridona, en Australia (2015) y resistencia simple a diflufenican en *Sisymbrium orientale* también en Australia en 2011. *Brassica rapa* (nabo silvestre) posee biotipos con resistencia a glifosato, a inhibidores de la acetolactato sintetasa (ALS) y con resistencia múltiple a glifosato y 2,4-D y otro biotipo a glifosato e inhibidores de la ALS. En 2018, se informaron los primeros biotipos con resistencia a los tres mecanismos mencionados inhibidores de la ALS, auxinas sintéticas e inhibidores de la EPSPS. Una población de *B. rapa* de Tandil (Buenos Aires) presenta resistencia efectiva a flurocloridona, primer caso de resistencia reportado en Argentina y nuevo caso de resistencia múltiple a cuatro mecanismos de acción (Juan *et al.*, 2025)

La rotación con cultivos de Poáceas (gramíneas) o Fabáceas (leguminosas) al menos durante 3-4 años y distancia de 500 m como mínimo a lotes enfermos (de la campaña anterior) y nuevos sitios de siembra son alternativas de manejo a tener en cuenta.

El uso de semilla libre del patógeno juega un rol muy importante; existen protocolos para la detección y cuantificación de *Plenodomus* en semilla (ISTA, 2024).

Control genético: elección de variedades resistentes o de buen comportamiento. La resistencia específica en general es eficiente para el control del desarrollo de las poblaciones del patógeno, sin embargo, una fuerte presión de selección hace que a menudo, no sea durable. La probabilidad del quiebre de la resistencia en un patosistema depende del potencial evolutivo del patógeno. La duración, depende del tipo de resistencia (monogénica y/o poligénica), del tipo de reproducción del patógeno (sexual y/o asexual) y de la capacidad de dispersión del patógeno. La estrategia para prolongar la resistencia es piramidizar genes, sembrar mezcla de cultivares y alternar espacial y temporalmente los cultivos de Brasicáceas; además, depende del tamaño de la población del patógeno, la que a su vez es influenciada por los métodos de control utilizados y las condiciones ambientales. En Europa y Australia se determinó el quiebre de la resistencia específica en numerosas ocasiones (Aubertot *et al.*, 2006).

Para evaluar genotipos de Brasicáceas a *L. maculans*, existen diversas escalas diagramáticas y numéricas (**Tabla 5**) (Deng *et al.*, 2023; Moreno-Rico *et al.*, 2005; Williams, 1985). Iriarte & Priolella (2014) utilizaron al estado de roseta, una escala de cuatro grados donde: 0=plantas sin manchas, 1=10–40% de plantas con manchas, 2=40–70% de plantas con manchas y 3=todas las plantas de la parcela presentan al menos una mancha.

Tabla 5. Escala de manchas foliares para evaluar genotipos de colza a *L. maculans*, modificada de Williams (1985).

GRADO	DESCRIPCIÓN
0	Sin síntomas visibles
1	Mancha con diámetro de 0,5 a 1,5 mm, con/sin halo clorótico. Sin esporulación.
3	Manchas necróticas de 1,5 a 3 mm, con/sin halo clorótico. Sin esporulación.
5	Manchas de 3 a 5 mm, sin esporulación. Lesión claramente delimitada por un borde oscuro casi negro. Tejido colapsado de color verde grisáceo o necrosis oscura.
7	Tejido colapsado de 3 a 5 mm de diámetro y de color verde grisáceo, claramente delimitado y sin márgenes oscuros.
9	Tejido rápidamente colapsado en menos de 10 días, con abundante esporulación en las lesiones de más de 5 mm con márgenes difusos.

Una escala visual para grado de colonización interna o necrosis de tallo (Figura 47) fue propuesta por Aubertot *et al.*, (2006).

**Figura 47.** Escala propuesta por Aubertot *et al.* (2006) para evaluar la colonización interna del tallo por *L. maculans*.

Otra escala basada en el porcentaje de canchros en el tallo clasifica a los cultivares de colza en R= resistentes (<28%), MR= moderadamente resistentes (29-45%), MS= moderadamente susceptibles (46-63%) y S= susceptible con > del 64% (CCA, 2011).

En madurez fisiológica se determina el porcentaje de plantas quebradas y volcadas con una escala de seis grados donde: 0=parcela sin plantas quebradas o volcadas, 1=10-20% de plantas quebradas o volcadas, 2=0-40%, 3=40-60%, 4=60-80% y 5=todas las plantas volcadas (Iriarte & Prioleto, 2014).

La resistencia genética cuantitativa (Rc) se ha utilizado durante mucho tiempo para controlar *L. maculans* en *B. napus*, incluso antes que los principales genes de resistencia (genes R) fueran explorados exhaustivamente en programas de mejoramiento. A diferencia de la resistencia cualitativa (RC) mediada por el gen R, la Rc reduce los síntomas de CBT sin eliminar o erradicar la enfermedad. Como es una resistencia poligénica controlada por numerosos genes con efectos pequeños que ejercen menos presión sobre el patógeno y, en consecuencia, su eficacia es más duradera en comparación con la resistencia mediada por los genes R. Sin embargo, los mecanismos que rigen la Rc en general no se conocen, lo que limita su uso. Los avances en genómica están facilitando la obtención de los genomas completos y los fundamentos moleculares de la Rc, que permitió reconocer varios loci y genes que pueden usarse para mejorar la resistencia a la enfermedad.

Para colza, en base a los nuevos conocimientos se plantean estrategias con enfoques de fenotipado y herramientas de predicción genómica (Amas *et al.*, 2021). Bessone (2019) caracterizó genotípicamente 59 líneas de *B. napus* e identificó líneas positivas para tres alelos de resistencia, seis para *Rlm4*, *LepR3* y *Rpg3Dun* y una, para *Rlm1*, *LepR3* y *Rpg3Dun*. Para comenzar un programa de apilamiento genético y otorgar resistencia en colza a *L. maculans* se seleccionaron las líneas 62L (*LepR3*, *Rpg3Dun*), 52L (*Rpg3Dun*, *LepR3*, *Rlm4*), 61C y 71L (*Rlm1* y *LepR3*), que contienen los alelos mencionados y presentaron muy buenas características como buen rendimiento, alto contenido de aceite y adecuado perfil de ácidos grasos.

En la EEA Paraná, durante tres años (2021 a 2023) se utilizó el fenotipado como herramienta para caracterizar el comportamiento de líneas experimentales y cultivares comerciales a *P. lingam* detectándose alta variabilidad genética. Con inoculación artificial a los 21 ddi (días después de la inoculación) se usó el ancho y largo máximo de la lesión o área de la lesión (La) en hojas para determinar el índice de enfermedad (Di) según la metodología de Huang *et al.* (2019) según Schutt & Gieco, 2024.

B. carinata es resistente al cancro del tallo, a *Alternaria* spp. y a *Albugo candida*, y puede ser usada como fuente de genes de resistencia (Subramanian *et al.*, 2005).

Control químico: los fungicidas aplicados a la caída de los primeros pétalos florales se realizan en forma preventiva en estados vegetativos y presentan una persistencia de 2 a 3 semanas. El momento de aplicación es crucial en el manejo de la enfermedad, porque es necesario controlar el hongo antes que llegue al tallo. *L. maculans* es más sensible que *L. biglobosa* y existen respuestas diferentes entre aislados de *L. maculans* a las estrobilurinas como pyraclostrobina y azoxistrobina. Una dificultad para definir la respuesta a los fungicidas aún en cultivares susceptibles y condiciones favorables a la enfermedad, es el largo período de infección desde cotiledón a floración y puede conducir a un severo cancro del tallo en madurez, por lo que una sola aplicación foliar puede ser insuficiente (Zhang & Fernando, 2018; Kutcher *et al.*, 2011).

La máxima protección para cancro del tallo en colza se logró con el uso de curasemillas fluquinconazole + flutriafol en el surco de siembra, más tres aplicaciones foliares de flusilazole o prochloraz con aumentos del

rendimiento entre 16 y 56% según localidad. El curasemillas más el fungicida aplicado al surco, redujeron la severidad entre 20 y 25% e incrementaron el rendimiento en valores del 19 al 24% (Khangura & Barbetti, 2004)

La mezcla de flusilazole más carbendazim presentó eficiencias diferentes según la especie de *Leptosphaeria*, años y cultivares. En general, redujo el tamaño de las manchas y la cantidad de ADN de *L. maculans* determinado en hojas de *B. napus*, pero no fue efectivo para *L. biglobosa* ni se aumentó significativamente el rendimiento. Sin embargo, en las campañas 2006/07 y 2007/08 disminuyeron las manchas foliares en otoño y la severidad del cancro en tallos en el invierno, además de incrementarse el rendimiento (Huang *et al.*, 2011; Steed *et al.*, 2007).

Iriarte & Priolella (2014) realizaron aplicaciones con epoxiconazole + metconazole (1,5 L/ha), azoxistrobina + cyproconazole (0,6 L/ha) y pyraclostrobina + epoxiconazole (1 L/ha) y en madurez fisiológica evaluaron el porcentaje de plantas quebradas/volcadas en relación al testigo (15 y 20% de plantas quebradas). La tasa de necrosis del tallo osciló entre 2 y 4,2 con los valores máximos en el testigo y en el tratamiento azoxistrobina + ciproconazole. En los tratamientos con epoxiconazole en su composición se observó una menor tasa de necrosis y un rendimiento mayor (350 kg/ha) con respecto al testigo.

Los resultados de tres años de ensayos mostraron que los fungicidas reducen el cancro del tallo en cultivares susceptibles de colza y los fungicidas pyraclostrobina y azoxystrobina (Qol) fueron más efectivos que propiconazole (DMI). La aplicación temprana (2-4 hojas) permitió aumentar levemente el rendimiento en cultivares susceptibles y fue más efectiva que una aplicación más tardía antes de floración; dos pulverizaciones en 2-4 hojas y otra, a comienzos de floración no tuvo efectos sobre la severidad de la enfermedad ni sobre el rendimiento (Liu, 2014).

In vitro, pero con dosis de campo se ensayaron principios activos fungicidas evaluando parámetros como la inhibición del crecimiento micelial y de la germinación de los conidios; los fungicidas azoxistrobina, epoxiconazole y flusilazole inhibieron el crecimiento del micelio, mientras que iprodione no superó el 50% de inhibición. La germinación de conidios de *Plenodomus* spp. fue inhibida por azoxistrobina, epoxiconazole, fluquinconazole y flusilazole, mientras que el carbendazim no logró inhibir el 50% de la germinación (Paton, 2017; Idnurm *et al.*, 2017).

En Australia (Van de Wouw *et al.*, 2021) describen el uso de fungicidas en colza en una línea de tiempo, comenzando en 1997 con el uso de flutriafol aplicado al surco en el momento de la siembra, tratamiento de semillas con fluquinconazole en 2003, aplicaciones foliares con la mezcla de dos triazoles (protioconazole + tebuconazole) a partir de 2012, uso de carboxamidas (bixafen) más protioconazole desde 2016 y entre los años 2018 y 2020, uso de nuevas carboxamidas como el adepidyn (pydiflumetofen) en aplicaciones foliares y fluopyram usado como curasemillas.

En Australia, la mayoría de los productores de colza utiliza rutinariamente una aplicación de fungicidas y potencialmente puede hacer

otras con diferentes modos de acción en una sola campaña. Se confirmó alto nivel de resistencia de *L. maculans* a los triazoles (DMI) en aproximadamente el 15% de las poblaciones fúngicas, baja resistencia a carboxamidas y resistencia cruzada con mezclas de estrobilurinas y triazoles. Los monitoreos proactivos pueden proveer los medios para evitar la pérdida rápida de la eficacia de fungicidas a campo (Van de Wouw *et al.*, 2021, 2017; Yang *et al.*, 2020).

En 2020, en Uruguay se ensayaron pulverizaciones con distintos principios activos solos o en mezcla sobre un híbrido susceptible de colza con 1% de severidad en hojas al estado de roseta; todos los fungicidas se diferenciaron del testigo, destacándose protioconazole + piraclostrobin (1 L/ha), protioconazole + trifloxistrobina (0,7 L/ha), azoxistrobina + ciproconazole + protioconazole (0,5 L/ha), protioconazole + tebuconazole (0,7 L/ha), piraclostrobin + epoxiconazole + fluxapiroxad (1,2 L/ha) (Stewart, 2022).

Existen informes de resistencia a triazoles de algunos aislados por lo que se evaluó la eficacia de boscalid, dimoxistrobina y la mezcla de ambos, determinando que los conidios de *L. maculans* fueron más sensibles que el micelio del hongo a boscalid y dimoxistrobina (Fajemisin *et al.*, 2022).

El uso de fungicidas que contengan en su formulación azoxistrobina y/o protioconazole es una buena estrategia de control químico considerando siempre el momento de la aplicación (Stieben *et al.*, 2024a). En Argentina, hay un solo fungicida registrado para *L. maculans*, azoxistrobina 20 g + difenoconazole 12,5 g (Amistar Top), con efecto preventivo y antiesporulante (estrobirulina) y curativo - erradicante (triazol).

Control biológico: *Bacillus amyloliquefaciens* y *Pseudomonas chlororaphis* sp. *aureofaciens* fueron ensayadas con resultados promisorios en la reducción de las manchas foliares (Cholerton, 2015). Stieben *et al.* (2024b) utilizaron tres bacterias que inhibieron el crecimiento micelial *in vitro* de 40 aislados de *L. maculans*; las codificadas como Bro5 y Bro11 mostraron un rango de inhibición entre 70 y 95%, mientras que Bro13, entre 30 y 88%.

En síntesis:

- Nunca sembrar colza sobre rastrojo del año anterior, ya sea de colza, carinata o camelina,
- Elegir uno o dos cultivares resistentes o moderadamente resistentes en su área de siembra,
- Usar y rotar fungicidas eficaces para minimizar el riesgo de resistencia,
- Monitorear el cultivo desde la siembra hasta la cosecha, anotar toda la información para ser utilizada como insumo para el manejo del cultivo en la siguiente campaña.

Bibliografía

- Amas J., Anderson R., Edwards D., Cowling W., Batley J. 2021. Status and advances in mining for blackleg (*Leptosphaeria maculans*) quantitative resistance (QR) in oilseed rape (*Brassica napus*). Theoretical and Applied Genetics 134:3123–3145 <https://doi.org/10.1007/s00122-021-03877-0>
- Ash, G. 2000. Blackleg of oilseed rape. <https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/fungalasco/pdlessons/Pages/Blackleg.aspx>
- Aubertot J.N., West J.S., Bousset-Vaslin L., Salam M.U., Barbetti M.J., Diggle A.J. 2006. Improved resistance management for durable disease control: A case study of phoma stem canker of oilseed rape (*Brassica napus*). European Journal of Plant Pathology, 114, 91–106. <https://doi.org/10.1007/s10658-005-3628-z>
- Bagi B., Nagy C., Tóth A., Palkovics L., Petrőczy M. 2020. *Plenodomus biglobosus* on oilseed rape in Hungary. Phytopathologia Mediterranea 59(2):345–351. <https://doi.org/10.14601/Phyto-11099>
- Balesdent M.H., Louvard K., Pinochet X., Rouxel T. 2006. A large-scale survey of races of *Leptosphaeria maculans* occurring on oilseed rape in France. European Journal of Plant Pathology 114:53–65. <https://doi.org/10.1007/s10658-005-2104-0>
- Bansal V.K., Kharbanda P.D., Stringam G.R., Thiagarajah M.R., Tewari J.P. 1994. A comparison of greenhouse and field screening methods for blackleg resistance in doubled haploid lines of *Brassica napus*. Plant Dis. 78:276–281. https://www.apsnet.org/publications/plantdisease/backissues/Documents/1994Articles/PlantDisease78n03_276.PDF
- Bessone V. 2019. Identificación de genes de resistencia a *Leptosphaeria maculans* en genotipos locales de *Brassica napus* mediante marcadores moleculares. <http://hdl.handle.net/20.500.12123/5330>
- Borhan M.H., Van de Wouw A.P., Larkan N.J. 2022. Molecular Interactions Between *Leptosphaeria maculans* and *Brassica* Species. Annu. Rev. Phytopathol. 60:237–257. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/35576591/>
- Bousset L., Ermel M., Lebreton L. 2018. The full life cycle of *Leptosphaeria maculans* completed on inoculated oilseed rape incubated under controlled conditions. Plant Pathology 67:1321–1328. <https://doi.org/10.1111/ppa.12853>
- CCC 2021. Blackleg Management Guide. 4p. Canola Council of Canada. https://www.canolacouncil.org/wp-content/uploads/2021/03/Blackleg-Management-Guide-FINAL_Mar1.pdf
- Cholerton L.J. 2015. Biological control of *Leptosphaeria maculans* on *Brassica napus* and quantification of the microbes in planta using qPCR. Thesis for the Degree of Doctor of Philosophy. University of Nottingham. 164 p. <https://eprints.nottingham.ac.uk/29096/1/copy%20for%20printing.pdf>
- de Gruyter J., Woudenberg J.H.C., Aveskamp M.M., Verkley G.J.M., Groenewald J.Z., Crous P.W. 2013. Redisposition of *Phoma*-like anamorphs in Pleosporales. Studies in Mycology 75(1):1–36. DOI: <https://doi.org/10.3114/sim0004>
- Deng Y., Li J.C., Lyv J., Xu W., Wu M.D., Zhang J., Yang L., Li G.Q. 2023.

- Large-Scale Surveys of Blackleg of Oilseed Rape (*Leptosphaeria biglobosa*) Revealed New Insights into Epidemics of This Disease in China. Plant Dis. 107:1408-1417. <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-22-1765-RE>
- Edwards Molina J.P. 2013. Estudio epidemiológico del cancro de la base del tallo de colza (*Leptosphaeria maculans*) en Balcarce, Argentina. Tesis Magister. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Mar del Plata. 79p. <http://hdl.handle.net/20.500.12123/9576>
- Edwards Molina J.P., Escande A., Quiróz F. 2012. Relación entre las epidemias de mancha foliar y el cancro de la base del tallo en la interacción colza-*Leptosphaeria maculans*. XIV Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Libro de Resúmenes, p. 138. Potrero de los Funes, San Luis. 3 al 5 de octubre de 2012.
- Fajemisin O., Mazáková J., Ryšánek P. 2022. Evaluation of the sensitivity of *Leptosphaeria maculans* isolates causing phoma stem canker in oilseed rape in the Czech Republic to boscalid and dimoxystrobin fungicides. Plant Protect. Sci. 58(4) <https://doi.org/10.17221/177/2021-PPS>
- Fernández J.F. 2015. Phenotypic characterization of *Leptosphaeria maculans*. Pathogenicity groups aggressiveness on *Brassica napus*. A Thesis Master of Science. Faculty of the North Dakota State University of Agriculture and Applied Science. 85p. <https://hdl.handle.net/10365/27914>
- Fitt B.D.L., Brun H., Barbetti M.J., Rimmer S.R. 2006. World-wide importance of phoma stem canker (*Leptosphaeria maculans* and *L. biglobosa*) on oilseed rape (*Brassica napus*). European Journal of Plant Pathology 114:3-15. <https://doi.org/10.1007/s10658-005-2233-5>
- Fraç M., Kaczmarek J., Jędryczka M. 2022. Metabolic Capacity Differentiates *Plenodomus lingam* from *P. biglobosus* Subclade 'brassicae', the Causal Agents of Phoma Leaf Spotting and Stem Canker of Oilseed Rape (*Brassica napus*) in Agricultural Ecosystems. Pathogens 2022, 11, 50. <https://doi.org/10.3390/pathogens11010050>
- Fraser M., Strelkov S.E., Turnbull G.D., Ahmed H.U, Barton W., Hwang S-F. 2020. Evaluation of pyraclostrobin as a component in seed and foliar fungicides for the management of blackleg (*Leptosphaeria maculans*) of canola (*Brassica napus*). Can. J. Plant Sci. 100:549-559. <https://doi.org/10.1139/cjps-2019-0135>
- Gaetán S.A. 2006. Epidemia de canchros y lesiones en base del tallo de blackleg (*Phoma lingam*) en cultivos de canola en Argentina. Resúmenes, p.262-263. XII Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Fac. Ciencias Agrarias, Univ. Nac. de Catamarca. 28-30 junio de 2006, Catamarca.
- Gaetán S.A. 2005. First Outbreak of Blackleg Caused by *Phoma lingam* in Commercial Fields in Argentina. Plant Dis. 89(4):435. <https://apsjournals.apsnet.org/doi/10.1094/PD-89-0435B>

- Gomzhina M.M., Gasich E.L. 2020. *Plenodomus* species infecting oilseed rape in Russia. Plant Protection News 105(3):135–147. <https://doi.org/10.31993/2308-6459-2022-105-3-15425>
- GRDC 2025. Autumn 2025 update: Crown Canker and Upper Canopy blackleg ratings. Grains Research & Development Corporation. 9p. https://grdc.com.au/__data/assets/pdf_file/0032/618395/blackleg-management-guide-autumn-grdc-20250220.pdf
- GRDC 2024. Blackleg Management Guide Fact Sheet. Spring 2024 update: Crown Canker and Upper Canopy blackleg ratings. Grains Research & Development Corporation. 9p.
- Hall R., Chigogora J.L., Phillips L.G. 1996. Role of seedborne inoculum of *Leptosphaeria maculans* in development of blackleg on oilseed rape. Can. J. Plant Pathol. 18:35–42. <https://doi.org/10.1080/07060669609500652>
- Hegewald H., Wensch-Dorendorf M., Sieling K., Christen O. 2018. Impacts of break crops and crop rotations on oilseed rape productivity: A review. European Journal of Agronomy 101:63–77. <http://dx.doi.org/10.1016/j.eja.2018.08.003>
- Howlett B.J., Idnurm A., Pedras M.S.C. 2001. *Leptosphaeria maculans*, the causal agent of blackleg disease of Brassicas. Fungal Genetics and Biology 33:1–14. <https://doi.org/10.1006/fgbi.2001.1274>
- Huang Y.-J., Paillard S., Kumar V., King G.J., Fitt B.D.L., Delourme R. 2019. Oilseed rape (*Brassica napus*) resistance to growth of *Leptosphaeria maculans* in leaves of young plants contributes to quantitative resistance in stems of adult plants. PLoS ONE 14(9): e0222540. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0222540>
- Huang Y.J., Hood J.R., Eckert M.R., Stonard J.F., Cools H.J., King G.J., Rossall S., Ashworth M., Fitt B.D.L. 2011. Effects of fungicide on growth of *Leptosphaeria maculans* and *L. biglobosa* in relation to development of phoma stem canker on oilseed rape (*Brassica napus*). Plant Pathology 60:607–620. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2010.02416.x>
- Idnurm A., Urquhart A.S., Vummadi D.R. et al., 2017. Spontaneous and CRISPR/Cas9-induced mutation of the osmosensor histidine kinase of the canola pathogen *Leptosphaeria maculans*. Fungal Biol Biotechnol 4, 12. <https://doi.org/10.1186/s40694-017-0043-0>
- Iriarte L.B., Prioletta S. 2014. Evaluación de fungicidas en colza. Informe Técnico – Cultivos de fina 2013/14 – CEI Barrow. https://aws.agroconsultasonline.com/documento.html?op=d&documento_id=1077
- Iriarte L.B. 2002. Cultivo de colza. Phoma. INTA, Chacra Experimental Integrada Barrow. 3p.
- ISTA 2024. 7-004: Detection of *Leptosphaeria maculans* and *Plenodomus biglobosus* in *Brassica* spp. Seed. <https://www.seedtest.org/api/rm/ZM82975JUHTXDPD/7-004-detection-of-leptosphaeria-maculans-and-plen-6.pdf>
- Juan V., Ledesma L., Núñez Fré F. 2025. Primer reporte de resistencia a inhibidores de la PDS en Argentina. Un biotipo de *Brassica rapa* L. resistente a flurocloridona. <https://www.aapresid.org.ar/webroot/archivos/pdfs/681d5a0606ab2.pdf>

- Khangura R.K., Barbetti M. 2004. Time sowing and fungicides affect blackleg (*Leptosphaeria maculans*) severity and yield in canola. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 44(12):1205-1213. <https://doi.org/10.1071/EA03178>
- Kutcher H.R., Fernando W.G.D., Turkington T.K., McLaren D.L. 2011. Best Management Practices for Blackleg Disease of Canola. www.prairiesoilsandcrops.ca Vol. 4. p.122-134.
- Kutcher H.R., Keri M., McLaren D.L., Rimmer S.R. 2007. Pathogenic variability of *Leptosphaeria maculans* in western Canada. *Can. J. Plant Pathol.* 29:388-393. <https://doi.org/10.1080/07060660709507484>
- Liu Ch. 2014. Evaluation of Fungicides for Management of Blackleg Disease on Canola and Qol-fungicide Resistance in *Leptosphaeria maculans* in Western Canada. Thesis of Master Science. University of Manitoba. 147p. <http://hdl.handle.net/1993/23857>
- Mendes-Pereira E., Balesdent M-H., Brun H., Rouxel T. 2004. Molecular phylogeny of the *Leptosphaeria maculans*-*L. biglobosa* species complex. *Mycological Research* 107(11):1287-1304. <https://doi.org/10.1017/s0953756203008554>
- Mengistu A., Rimmer S.R., Koch E., Williams P.H. 1991. Pathogenicity grouping of isolates of *Leptosphaeria maculans* on *Brassica napus* cultivars and their disease reaction profiles on rapid-cycling brassicas. *Plant Dis.* 75:1279-1282. https://www.apsnet.org/publications/PlantDisease/BackIssues/Documents/1991Articles/PlantDisease75n12_1279.PDF
- Moreno-Rico O., Manzano Flores D.E., Luna Ruiz J. de 2005. Reacción de variedades de coliflor (*Brassica oleracea* var. *botrytis* L.) y brócoli (*Brassica oleracea* var. *italica* L.) a *Phoma lingam* (Tode ex Fr.) Desm. *Rev. Mexicana de Fitopatología* 23(002):206-210.
- Noah J.M., Gorse M., Romain C.A., Gay E.J., Rouxel T., Balesdent M.H., Soyer J.L. 2024. To be or not to be a nonhost species: A case study of the *Leptosphaeria maculans* and *Brassica carinata* interaction. *Environmental Microbiology Reports*. 2024;16:e70034. <https://doi.org/10.1111/1758-2229.70034>
- Paton D.B. 2017. An investigation into the use of fungicides for the control of *Leptosphaeria maculans* and *L. biglobosa* in New Zealand *Brassica napus* ssp. *napobrassica* crops. A Dissertation of Degree of Bachelor of Agricultural Science, Lincoln University. 47p.
- Pawlowski M.L., Glen L. Hartman G.L. 2016. Infection Mechanisms and Colonization Patterns of Fungi Associated with Soybean. *Fungal Pathogenicity*. Chapter 2. <http://dx.doi.org/10.5772/62305>
- Peng G., Liu X., McLaren D.L., McGregor L., Yu F. 2020. Seed treatment with the fungicide fluopyram limits cotyledon infection by *Leptosphaeria maculans* and reduces blackleg of canola. *Canadian Journal of Plant Pathology* 42(4):480-492. <https://doi.org/10.1080/07060661.2020.1725132>
- Pombo M.A., Rosli H.G., Maiale S., Elliott C., Stieben M.E., Romero F.M., Garriz A., Ruiz O.A., Idnurm A., Rossi F.R. 2024. Unveiling the Virulence Mechanism of *Leptosphaeria maculans* in the *Brassica napus* Interaction: The Key Role of Sirodesmin PL in Cell Death Induction.

- <https://doi.org/10.1101/2024.06.15.599173>
- Rimmer S.R., van den Berg C.G.J. 2007. Black Leg (Phoma Stem Canker). p. 19-22. In: Rimmer S.R., Shattuck V.I. & L. Buchwaldt (eds). Compendium of Brassica Diseases. APS Press.
- Rossi F.R., Romero F.M., Gárriz A., Ruiz O.A. 2018. First Report of *Leptosphaeria biglobosa* 'brassicae' as Causal Agent of Phoma Leaf Spot in *Brassica napus* (Canola) in Argentina. Plant Dis. 102(12):2647. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-18-0600-PDN>
- Schutt L.S., Gieco L.C. 2024. Caracterización fenotípica de cultivares y líneas experimentales de colza (*Brassica napus*) por su resistencia a *Leptosphaeria maculans*. p.15. 1º Simposio Nacional de Colza y otras Brasicáceas. 12 de septiembre 2024. Paraná, Entre Ríos.
- Sprague S.J., Marcroft S.J., Lindbeck K.D., Ware A.H., Khangura R.K., Van de Wouw A.P. 2018. Detection, prevalence and severity of upper canopy infection on mature *Brassica napus* plants caused by *Leptosphaeria maculans* in Australia. Crop and Pasture Science 69(1):65-78. <http://www.bioone.org/doi/full/10.1071/CP17140>
- Steed J.M., Baierl A., Fitt B.D.L. 2007. Relating plant and pathogen development to optimize fungicide control of phoma stem canker (*Leptosphaeria maculans*) on winter oilseed rape (*Brassica napus*). Eur J Plant Pathol 118:359-373. <https://doi.org/10.1007/s10658-007-9137-5>
- Stewart S. 2022. Avances en el control integrado de la Phoma en colza. 2ª Jornada Nacional de Cultivos de Invierno. 5 y 6 de abril 2022. <http://www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/16378/1/Avances-control-Phoma-en-Canola-Silvina-Stewart.pdf>
- Stieben M.E., Romero F.M., Gárriz A., Rossi F.R. 2024a. Evaluación del control del cancro de la base del tallo en colza por fungicidas. p.16. 1º Simposio Nacional de Colza y otras Brasicáceas. 12 de septiembre 2024. Paraná, Entre Ríos.
- Stieben M.E., Romero F.M., Gárriz A., Rossi F.R. 2024b. Uso de biocontroladores para control de *Leptosphaeria maculans* en colza. p.17. 1º Simposio Nacional de Colza y otras Brasicáceas. 12 de septiembre 2024. Paraná, Entre Ríos.
- Subramanian B., Bansal V.K., Kav N.N. 2005. Proteome-level investigation of Brassica carinata derived resistance to *Leptosphaeria maculans*. J. Agric. Food Chem. 53:313-324. <https://doi.org/10.1021/jf048922z>
- Taylor J.L. 1993. A Simple, Sensitive, and Rapid Method for Detecting Seed Contaminated with Highly Virulent *Leptosphaeria maculans*. Applied and Environmental Microbiology 59(11):3681-3685. <https://doi.org/10.1128/aem.59.11.3681-3685.1993>
- Vakili zarj Z., Rahnema K., Nasrollanejad S., Yamchi A. 2017. Morphological and molecular identification of *Leptosphaeria maculans* in canola seeds and flowers collected from the North Iran, Archives of Phytopathology and Plant Protection. <http://dx.doi.org/10.1080/03235408.2017.1339986>
- Van de Wouw A.P., Scanlan J.L., Al-Mamun H.A., Balesdent M.-H., Bousset L., Burketová L. et al., 2024. A new set of international *Leptosphaeria maculans* isolates as a resource for elucidation of the basis and evolution of blackleg disease on *Brassica napus*. Plant Pathology

- 73:170–185. <https://doi.org/10.1111/ppa.1380113653059>
- Van de Wouw A.P., Scanlan J.L., Marcroft S.J., Smith A.J., Sheedy E.M., Perndt N.W., Harrison C.E., Forsyth L.M., Idnurm A. 2021. Fungicide sensitivity and resistance in the blackleg fungus, *Leptosphaeria maculans*, across canola growing regions in Australia. *Crop and Pasture Science*, 72(12):994–1007. <https://doi.org/10.1071/CP21369>
- Van de Wouw A.P., Elliott V.L., Chang S., Lopez-Ruiz F.J., Marcroft S.J., Idnurm A. 2017. Identification of isolates of the plant pathogen *Leptosphaeria maculans* with resistance to the triazole fungicide fluquinconazole using a novel In Planta assay. *PLoS ONE* 12(11): e0188106. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0188106>
- Van de Wouw A.P., Thomas V.L., Cozijnsen A.J., Stephen J. Marcroft S.J., Phillip A. Salisbury P.A., Howlett B.J. 2008. Identification of *Leptosphaeria biglobosa* 'canadensis' on *Brassica juncea* stubble from northern New South Wales, Australia. *Australasian Plant Disease Notes* 3:124–128.
- Velázquez P.D., Coll L. 2024. Enfermedades de colza primaveral en la EEA Paraná entre los ciclos agrícolas 2013 y 2023. p.19. 1º Simposio Nacional de Colza y Otras Brasicáceas. 12 de septiembre de 2024. Paraná, Entre Ríos, Argentina.
- Wang D. 2016. Transferring blackleg resistance from *Brassica carinata* and synthetic hexaploid *Brassica* accessions into *Brassica napus*. Thesis MSC, The University of Manitoba. 123p. <http://hdl.handle.net/1993/31196>
- West J.S., Kharbanda P.D., Barbetti M.J., Fitt B.D.L. 2001. Epidemiology and management of *Leptosphaeria maculans* (phoma stem canker) on oilseed rape in Australia, Canada and Europe. *Plant Pathology* 50:10–27. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3059.2001.00546.x>
- Williams H.P. 1985. Resource Book. Crucifer Genetics Cooperative. pp. 1–6. University of Wisconsin. Dept. Plant Pathology, Madison, Wisconsin, USA. 160p.
- Yang Y., Marcroft S.J., Forsyth L.M., Zhao J., Li Z., Van de Wouw A.P., Idnurm A. 2020. Sterol Demethylation Inhibitor Fungicide Resistance in *Leptosphaeria maculans* is Caused by Modifications in the Regulatory Region of ERG11. *Plant Disease* 104:1280–1290. <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-19-2088-RE>
- Zhang X., Dilantha Fernando W.G. 2018. Insights into fighting against blackleg disease of *Brassica napus* in Canada. *Crop & Pasture Science* 69:40–47. <http://dx.doi.org/10.1071/CP16401>
- Zhang X., White R.P., Demir E., Jedryczka M., Lange R.M., Islam M., Lih Z.Q., Huang Y.J., Hall A.M., Zhou G., Wang Z., Cai X., Skelsey P., Fitt B.D.L. 2014. *Leptosphaeria* spp., phoma stem canker and potential spread of *L. maculans* on oilseed rape crops in China. *Plant Pathology* 63:598–612. <https://doi.org/10.1111/ppa.12146>

Mancha negra, mancha gris o mancha de las Silicuas

Organismos causales: *Alternaria brassicae* (Berk.) Sacc., *A. brassicicola* (Schwein.) Wiltshire, *A. japonica* Yoshii (= *A. raphani* Groves & Skolko), *A. alternata* (Fr.) Kreissler y *A. tenuissima* (Kunze) Wiltshire.

Aternaria arborescens, *A. conjuncta*, *A. ethzedia*, *A. eureka*, *A. hordeicola*, *A. infectoria*, *A. malvae*, *A. metachromatica* y *A. tenuissima* fueron identificadas en *Brassica napus* y *B. juncea* en Australia, siendo *A. brassicae* la especie menos frecuente (Senasica, 2021; Nishikawa & Nakashima, 2020; Al-Lami et al., 2019a; Siciliano et al., 2017).

Las especies de *Alternaria* pueden ser reconocidas a través de sus características morfológicas, moleculares y patogénicas. *A. brassicicola* es la más agresiva y frecuente en especies hortícolas, mientras que *A. brassicae* y *A. japonica* mostraron un similar nivel de patogenicidad. *A. alternata* generalmente se comportó como un patógeno débil, no patogénico o de patogenicidad inestable.

***A. brassicae*:** posee colonias circulares, algodonosas, de color blanco o ligeramente amarillada, con márgenes claros o crema y baja tasa de crecimiento ($3,2 \pm 0,7$ mm/día). El patrón de esporulación se caracteriza por originar conidios solitarios o grupos pequeños a partir de conidióforos rectos que miden $125,3 \pm 19,4$ μ m. Los conidios mayormente son oboclavados, grandes, miden $152,2 \pm 32,7$ μ m de largo por $13,1 \pm 1,7$ μ m de ancho, con un largo cuello o rostro de $62,3 \pm 12,4$ μ m, de 3 a 15 septos transversales y sólo un 10% de los conidios, y presentan un septo longitudinal (**Figuras 48 y 49**).



Figura 48. Conidióforos y conidios jóvenes y maduros de *A. brassicae* muy largos, inicialmente hialinos y luego de color dorado brillante a ligeramente canela o marrón



Figura 49. Conidios de *A. brassicae* con numerosos septos transversales y escasos, longitudinales.

***A. brassicicola*:** posee colonias circulares, algodonosas, de color marrón casi negro, con margen amarillento o crema y con una tasa de crecimiento moderada ($5,9 \pm 0,5$ mm/día). Los conidióforos son ramificados y miden $112,7 \pm 45,6$ μ m. Los conidios son pequeños,

elipsoidales, ovoides u oboclavados en cadena (hasta 20), miden $36,5 \pm 8,7$ μm de largo por $9 \pm 2,1$ μm de ancho, con un cuello corto de $2,4 \pm 9,5$ μm , con 1 a 8 septos transversales, y sólo un 7% de los conidios mostró un septo longitudinal.

A. japonica: las colonias son circulares, algodonosas, grisáceas y con una baja tasa de crecimiento ($4 \pm 0,5$ mm/día). Los conidióforos miden $105,1 \pm 44,4$ μm . Los conidios son elipsoidales, ovoides u oboclavados, cortos, solitarios o en cadenas de hasta cuatro conidios, y miden $66,9 \pm 9,9$ μm de largo por $10,4 \pm 4$ μm de ancho. El 37% de los conidios no presenta rostro, o bien, un rostro corto de $3 \pm 1,3$ μm de largo, en general con 1 a 8 septos transversales y un 76% mostró un septo longitudinal.

A. alternata: las colonias son circulares, aéreas o algodonosas, de color gris, marrón o verde, y con una tasa de crecimiento alta de $10 \pm 1,12$ mm/día. Los conidióforos miden $72,9 \pm 23,2$ μm . Los conidios, en un número de 8 a 20, se disponen en cadenas secundarias (ocasionalmente terciarias) ramificadas, formadas a partir de células apicales o intercalares. Son pequeños, oboclavados o ampliamente elipsoidales, y miden $36,9 \pm 5,8$ μm de largo por $9,1 \pm 3,2$ μm de ancho con un cuello de $4,6 \pm 1,6$ μm . Poseen de 1 a 8 septos transversales y un 44% de los conidios presentaba un septo longitudinal (Blagojević *et al.*, 2020; Tewari & Buchwaldt, 2007).

Alternaria es un género fúngico ubicuo que incluye especies saprófitas, endófitas y patógenas asociadas a diversos sustratos. Para distinguir las especies de *Alternaria* se han desarrollado métodos moleculares, entre ellos RAPD (random amplified polymorphic DNA), RFLP (amplified fragment length polymorphism), hibridización selectiva sustractiva y caracterización de la secuencia de fragmentos de regiones del genoma. Estas técnicas no han sido exitosas para distinguir las morfoespecies dentro de la sección *Alternaria*. En los últimos años, los estudios basados en ADN revelaron múltiples géneros no monofiléticos dentro del complejo *Alternaria* y clados de especies de *Alternaria* que no siempre se correlacionan con las características morfológicas. El complejo *Alternaria* actualmente comprende nueve géneros y ocho secciones de *Alternaria*. Existe un clado *Pleospora/Stemphylium* y un clado *Alternaria*. El clado *Alternaria* contiene 24 clados internos y seis linajes monotípicos, cuyo conjunto se reconoce como *Alternaria* (Woudenberg *et al.*, 2013).

Alternaria brassicicola puede ser identificada por PCR tradicional (Sharma *et al.*, 2013), *A. brassicae* por PCR tradicional y PCR en tiempo real en semillas (Guillemette *et al.*, 2004), y *Alternaria brassicae* y *A. brassicicola* con la técnica PCR Multiplex (Kiran *et al.*, 2022; Mouru *et al.*, 2023).

Una nueva especie de *Alternaria* se aisló de manchas foliares necróticas de *Brassica rapa* subsp. *pekinensis* en Korea, denominada *A. brassicifolii*, relacionada con las especies de *Alternaria* en la Sección *Pseudoalternaria*, que pertenecería a un clado basal de la Sección *Infectoriae*. Posee características morfológicas únicas y es un patógeno débil (Deng *et al.*, 2018).

A. brassicicola y *A. alternata* se identifican como infecciones secundarias en algunas *Brassicaceae* afectadas previamente por *A. brassicae*,

la cual posee la fitotoxina destruxin B y la toxina ABR, aislada y reconocida a partir de la germinación de conidios (Rajarammohan *et al.*, 2019). En Australia, la mancha gris está asociada no sólo a *A. brassicae* y *A. alternata*, sino también con *A. japonica* y *A. ethzedia* (Al-Lami, 2020).

En Argentina, recientemente se identificó morfológica y molecularmente *Alternaria tenuissima* en muestras de hojas de Entre Ríos y Buenos Aires (Ramírez *et al.*, 2024).

Sintomatología: *A. brassicicola* se aisló de lotes de producción de colza primaverales de Buenos Aires y Santa Fe durante las campañas 1993-95, en el estado de formación de silicuas (Gaetán & Madia, 1998). Previamente, Calot *et al.* (1985) describió por primera vez la sintomatología causada por *A. brassicicola* sobre dos cultivares de colza invernal con daños graves en silicuas, y de *A. brassicae* y *A. brassicicola* obtenidas de semillas de colza (Gaetán *et al.*, 1995). Las especies de *Alternaria* pueden ocasionar distintos síntomas en todos los órganos de las Brasicáceas, desde damping-off hasta manchas en cotiledones, hipocótilos, pecíolos, hojas, tallos, inflorescencias, silicuas y semillas (Aneja & Agnihotri, 2013).

Hojas: los primeros síntomas se observan en las hojas inferiores, las más viejas y susceptibles. Aparece un punto oscuro de 0,5 a 1 mm de diámetro sin halo clorótico, el que progresa aumentando su tamaño con anillos concéntricos y avanza hacia las hojas más jóvenes. Las manchas, de 3 a 5 mm de diámetro, son circulares, de color claro, gris o marrón oscuro. Finalmente poseen un centro claro (coloración canela cuando hay abundante esporulación), margen ancho de color gris oscuro o marrón, y halos o áreas cloróticas – necróticas, en ocasiones con tonalidades rojizas o púrpuras. El centro de la mancha se puede perforar por el desprendimiento del tejido enfermo (**Figuras 50 y 51**) y las lesiones pueden estar delimitadas por las nervaduras. La esporulación es abundante desde el centro hacia afuera. Son conidios sobre conidióforos posibles de ser observados a simple vista o con lupa de bajo aumento por su gran tamaño (**Figura 52**). Si la infección es severa (cultivar susceptible) puede ocurrir una intensa defoliación temprana.



Figura 50. Lesiones iniciales y más viejas con perforación central en hojas inferiores de colza causadas por *A. brassicae*. ©Ing. P. Cozzi (asesor privado).

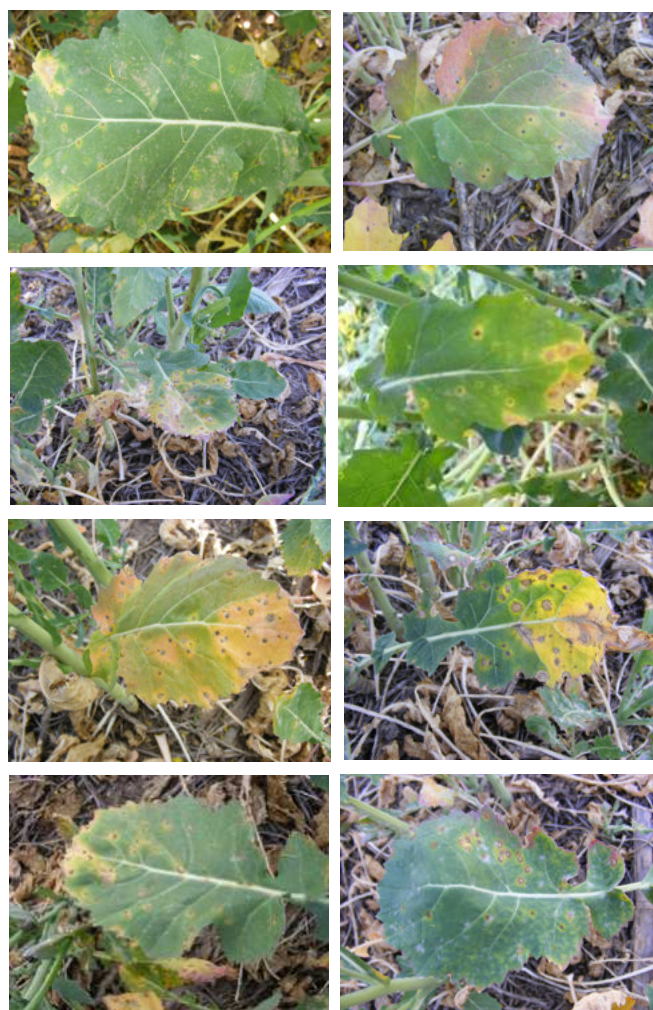


Figura 51. Diversas manchas en colza con áreas cloróticas y otras coloraciones causadas por *A. brassicae*.

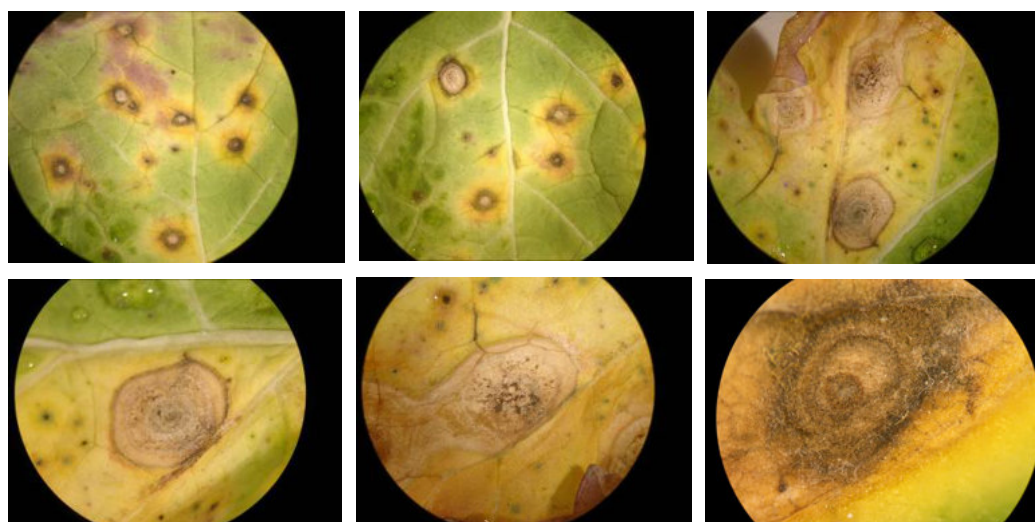


Figura 52. Evolución de una mancha gris desde su formación hasta plena esporulación de *A. brassicae*.

Pecíolos y tallos: manchas alargadas de color negro o marrón negruzco. Inicialmente aparecen puntos oscuros, casi negros, de márgenes difusos. Luego se alargan y se hace visible un centro más claro con áreas oscuras y escaso halo clorótico (**Figuras 53 y 54**).

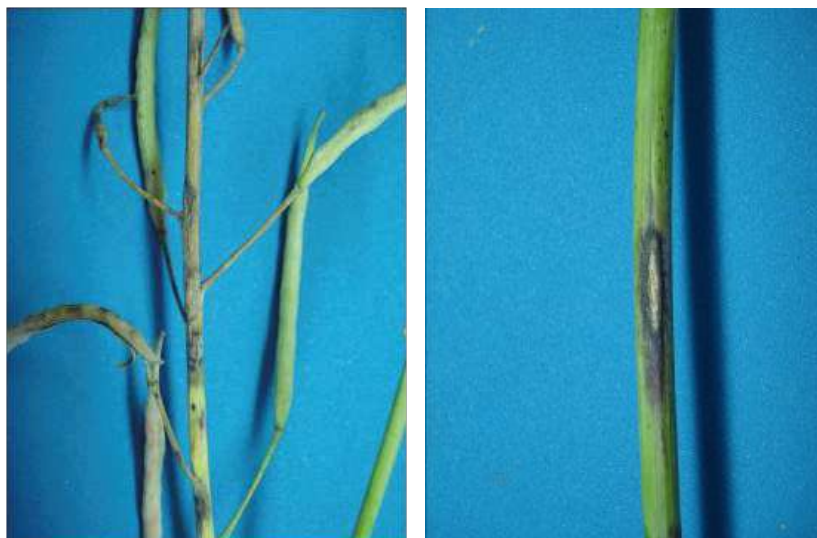


Figura 53. Tallo y pecíolo de colza con síntomas ocasionados por *A. brassicae*.



Figura 54. Síntomas iniciales (izq.) y plena esporulación (centro y der.) de *A. brassicae* en tallos de colza

Silicuas: manchas de centro claro y márgenes oscuros, angulares, mayormente rectangulares (**Figura 55**). En hospedantes susceptibles, los frutos se pueden abrir y perder semillas, además de quebrarse fácilmente durante la cosecha. En general, las semillas se arrugan, son de menor tamaño y pueden permanecer verdes. Algunas semillas infectadas son asintomáticas, con bajo poder germinativo y ocasionan la muerte en pre y posemergencia, y síntomas de damping off (Tewari & Butchwaldt, 2007).

Semillas: *A. brassicae* se ubica internamente en el tegumento y, rara vez, en el embrión. La esporulación se observa principalmente en la región del hilo y luego se extiende a otras áreas de la semilla (Saharan *et al.*, 2016). En colza invernal la incidencia osciló entre 10 y 100%, mientras que en colza primaveral alcanzó valores entre 16 y 93,6%. Los hongos más frecuentes fueron *Alternaria* spp. y *Cladosporium* spp. La carga fúngica (suma de todos los patógenos en un lote de semillas) fue variable entre 8,4 y 82,4%,

según años, lotes, uso de fungicidas, importancia de la mancha foliar y la severidad alcanzada en silicuas (Brazauskienė & Petraitiene, 2006).



Figura 55. Manchas ocasionadas por *A. brassicae* en silicuas de colza.

Condiciones climáticas predisponentes: la germinación de los conidios es favorecida por alta humedad (95 -100%), lluvias intensas, 9 a 18 h de mojado foliar, amplio rango de temperaturas y oscuridad o baja intensidad de luz (<1000 lux). Las hifas se desarrollan entre 18 y 24°C, y a las 24 h se pueden observar conidios completamente formados (Jyoti *et al.*, 2021).

A. brassicicola requiere temperaturas más altas que *A. brassicae*, mientras que *A. japonica* progresa con valores intermedios. Para la germinación, desarrollo de síntomas y producción de conidios secundarios, los estudios indican: 21-28, 11-23 y 11-23°C para *A. brassicae*, 13-31, 23 y 13-31°C para *A. japonica*, y 28-31, 28-31 y 19-31°C para *A. brassicicola*. Según Al-Lami *et al.* (2020) la temperatura óptima para la esporulación de *A. brassicae* es 18 a 24°C y el mayor daño ocurre bajo condiciones cálidas. En laboratorio, la infección de *B. napus* y *B. juncea* se redujo un 42% con temperaturas de 14/10°C (día/noche) en comparación con temperaturas más altas de 22/17°C (día/noche); y, en este caso, el 88,2% del área foliar fue afectada. Las hojas de colza mostraron menos enfermedad cuando el patógeno fue *A. japonica* (48%), y en mayor medida cuando estuvieron afectadas por *A. brassicae* (92%).

Epifitología: el hongo *Alternaria* sobrevive en rastrojo, malezas, plantas voluntarias y semillas en áreas templadas. Se disemina por conidios asexuales. La forma sexual no se conoce, aunque en ocasiones algunos autores mencionan a los ascomicetes *Pleospora* u otro similar a *Lewia*. *A. brassicae* y *A. brassicicola* generan conidios viables el aire libre en el suelo, durante 8 semanas en tejidos de colza y hasta 12 semanas en restos foliares de "coles", con las mayores concentraciones en las primeras semanas. En secciones de tallo sobre el suelo se produjeron conidios viables durante 23 semanas con concentraciones de conidios que aumentaron hasta 11 veces en las primeras 6-8 semanas después de la

cosecha. Los restos infectados de cultivos de *Brassica* que quedan en el suelo son la fuente de infección de mancha negra y causales de la propagación de la enfermedad dentro y entre cultivos (Humpherson-Jones, 1989).

La semilla infectada que se origina por la penetración del hongo en la silicua, contamina cotiledones e hipocótilos. Es una enfermedad policíclica que con 4 h de mojado foliar y 25°C, cada 4 o 5 días, inicia un nuevo ciclo. Durante el período vegetativo, las lluvias y vientos diseminan los conidios, pero la mayoría son liberados durante la cosecha y limpieza de granos, a distancias superiores a 1.800 m. En la hoja, los conidios de *A. brassicae* germinan y penetran por estomas, mientras que los de *A. brassicicola* lo hacen directamente a través de la epidermis donde las hifas se desarrollan muy bien debajo de la capa cerosa (Jyoti *et al.*, 2021; Nowick *et al.*, 2012; Saharan *et al.*, 2016).

Otros factores conductivos para una epifitía son la alta densidad de plantas, la escasa distancia entre surcos, las altas dosis de N (más de 80 kg/ha) y el riego frecuente que incrementan la severidad, con la mayor tasa epidémica en los estados de floración y formación de silicuas (Jyoti *et al.*, 2021).

Bajo condiciones controladas, los efectos de *Alternaria japonica* o *A. brassicae* sobre cotiledones, primera, segunda y tercera hoja de plantas de 3, 5 y 7 semanas, fueron similares en colza y mostaza. El Índice de Enfermedad (IE) fue mayor en plantas más viejas comparado con las más jóvenes. En estudios de campo, se comparó el desarrollo de la enfermedad en hojas, tallos y silicuas, y el impacto en el rendimiento de semillas según se trate de *A. japonica* o *A. brassicae*. *A. japonica* afectó el 62,6% de las hojas con una severidad de 69,8% y el 25,5% de las silicuas. *A. brassicae* fue más severa en hojas con una incidencia de 61,9% y en silicuas de 47,4%. La incidencia en tallos fue mayor para *A. japonica* (94%) que para *A. brassicae* (56,5%), pero en silicuas fue mayor para *A. brassicae* (93,5%) que para *A. japonica* (86,1%). Las pérdidas del rendimiento fueron prácticamente iguales, 59,4% y 58,1%, respectivamente (Al-Lami *et al.*, 2019b).

La colza de primavera es muy susceptible a mancha negra, más que otras Brasicáceas oleaginosas, pero la mostaza negra (*B. nigra*) es la más afectada en regiones tropicales y subtropicales. *Sinapis alba*, *Eruca sativa* y *Raphanus sativus* fueron las más resistentes en Estonia, al N. de la región báltica (Runno-Paurson *et al.*, 2021).

Rango de Hospedantes: afecta a la mayoría de las Brasicáceas, entre ellas colza, broccoli (*B. oleracea* var. *italica*), coliflor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), mostaza y nabo (*B. rapa* = *B. campestris*), *B. juncea*, *B. pekinensis*, repollo (*B. oleracea* var. *capitata*), colza, rutabaga (*B. napus* ssp. *napobrassica*), *B. campestris* ssp. *rapa*, rábano y nabón (*Raphanus sativus*) (**Figuras 56 y 57**), kale (*Brassica oleracea* var. *sabellica*), *Convolvulus arvensis*, *Camelina sativa*, *Eruca sativa*, crambe (*Crambe maritima* y *C. abyssinica*), *Chenopodium album*, *Anagallis arvensis*, *Matthiola incana* y *Lepidium draba* (Keinath *et al.*, 2021; Al-Lami, 2020; Saharan *et al.*, 2016; Kumar *et al.*, 2014).



Figura 56. Manchas ocasionadas por *Alternaria* spp. en hojas de *Raphanus sativus*.



Figura 57. Mancha negra (*Alternaria* spp) en tallos y pecíolos de *Raphanus sativus*.

Manejo Integrado: la enfermedad reduce el potencial fotosintético de las plantas y conduce a un llenado anormal de las semillas, disminuyendo la calidad y el contenido de aceite. Los daños son variables y pueden reducir el rendimiento entre el 30 y 80% (Al-Lami *et al.*, 2019a; Kumar *et al.*, 2014).

Control cultural: la rotación de cultivos es muy importante: Es necesario al menos 4 años sin cultivos o presencia de malezas de la familia *Brassicáceas*. Utilizar siempre semillas limpias, sanas y con fungicidas curasemillas eficaces. Favorecer la aireación del cultivo, con una distancia de 45 cm entre surcos, un buen drenaje y hacer un manejo que minimice la existencia de rastrojo sin mineralizar en el suelo, por ser reservorio del patógeno. Las aplicaciones al suelo con azufre, boro, potasio y zinc aumentaron la resistencia de las plantas de mostaza (Pandey *et al.*, 2024; Meena *et al.*, 2011).

Control genético: la resistencia genética es poligénica; es decir, que la enfermedad es controlada por algunos genes aditivos o genes nucleares dominantes, o bien gobernada por más de un gen. Se han identificado seis QTLs y los genes mayores *NHL10*, *HCHIB* y *XLG2*, además de genes candidatos asociados a la defensa de la planta denominados *CZF1*, *ARF6*, *WRKY*, *MP*, *IAA1*, *IAA19* y *AXR3* (Pathak *et al.*, 2020). También se hallan involucradas proteínas relacionadas a la patogénesis (PR), grupos de

moléculas inducidas por los patógenos que disparan las señales de defensa, la quitinasa y NPR1 se han caracterizado en oleaginosas del género *Brassica*. Los mecanismos de resistencia en el patosistema *Alternaria brassicicola* – Brassicaceae son descriptos por Nowakowska *et al.* (2019).

Existen mecanismos de defensa estructural y bioquímica relevantes. La primera está asociada a fuertes depósitos de ceras cuticulares que actúan como una barrera física (cubierta hidrofóbica) que reduce la deposición del inóculo, la tasa de germinación de los conidios y la formación del tubo germinativo. Las defensas bioquímicas están relacionadas con enzimas en las hojas, presencia de fenoles y altos contenido de azúcares, las que se observaron en mostaza. En camelina, la resistencia se atribuye a la existencia de compuestos como las camalexinas (fitoalexinas) que inhiben la producción de la toxina destrui B (Kumar *et al.*, 2014).

Un total de 150 especies de Brasicáceas fueron inoculadas para encontrar fuentes de resistencia a *Alternaria brassicae*. Se determinó que *Camelina sativa* y *Diplotaxis eruroides* poseen resistencia completa, *Camelina annua* y *Sisymbrium irio* fueron altamente resistentes, y *Diplotaxis cardaminoides* y *S. erysimoides* fueron resistentes. Por otro lado, *Brassica carinata*, *B. insularis* y *B. napus*, *B. oleracea* var. *capitata*, *B. oxyrrhina*, *B. tournefortii* y *Sinapis alba* fueron moderadamente resistentes. *Matthiola incana*, *Raphanus sativus* y *B. juncea* fueron las más susceptibles (Al-Lami *et al.*, 2023).

Existen diversas escalas diagramáticas para evaluar la severidad de mancha gris y caracterizar genotipos, entre ellas la escala de Conn *et al.* (1990) (**Figura 58**) citada por Saharan *et al.* (2016), otra diseñada para mostaza por Shrestha *et al.* (2005) (**Figura 59**), y otra escala de seis grados con un valor máximo de 26% en hojas de colza según Formento, 2014 (**Tabla 6 y Figura 60**).

Mishra *et al.* (2024) propusieron evaluar *Alternaria brassicicola* en *B. juncea* (mostaza) incorporando como herramienta innovadora, el cálculo del área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE), estableciendo una escala de 0 a 9 para caracterizar genotipos. La misma puede ser utilizada en colza (**Tabla 7**).

En la EEA Paraná de INTA, la enfermedad se presenta anualmente con incidencia variable y baja severidad. A mediados de septiembre de 2018, la incidencia máxima fue 9% y la severidad, en una escala de 0 a 5, no superó el grado 1 sin hallarse diferencias significativas en 13 genotipos de colza (Velázquez, 2019). Cuando se analizaron los ciclos agrícolas desde 2013 a 2023 (2016 y 2020, sin datos) la enfermedad estuvo presente todos los años, con excepción de 2013, con incidencias que oscilaron desde trazas a 47% y severidad (escala de 0 -5) desde trazas a 1,7 (Velázquez & Coll, 2024).

Control químico: la mancha negra por *Alternaria* sp. es una de las enfermedades prevalentes de la colza en la región semiárida pampeana de Argentina. Se probaron los fungicidas mezcla pyraclostrobina + boscalid (dos dosis) y azoxistrobina + cyproconazole + aceite mineral parafínico. La incidencia y severidad en el testigo a los 30 días después de la aplicación, fue 100 y 6,8% respectivamente. En parcelas con fungicidas, la incidencia fluctuó entre 45 y 53%, y la severidad, entre 0,51 y 0,74% respectivamente, con un rendimiento promedio de granos de 3.671 kg/ha y 34,8% de aceite. Las severidades menores al 7% no afectarían el rendimiento y contenido de aceite de la semilla de colza (Corró Molas *et al.*, 2014).

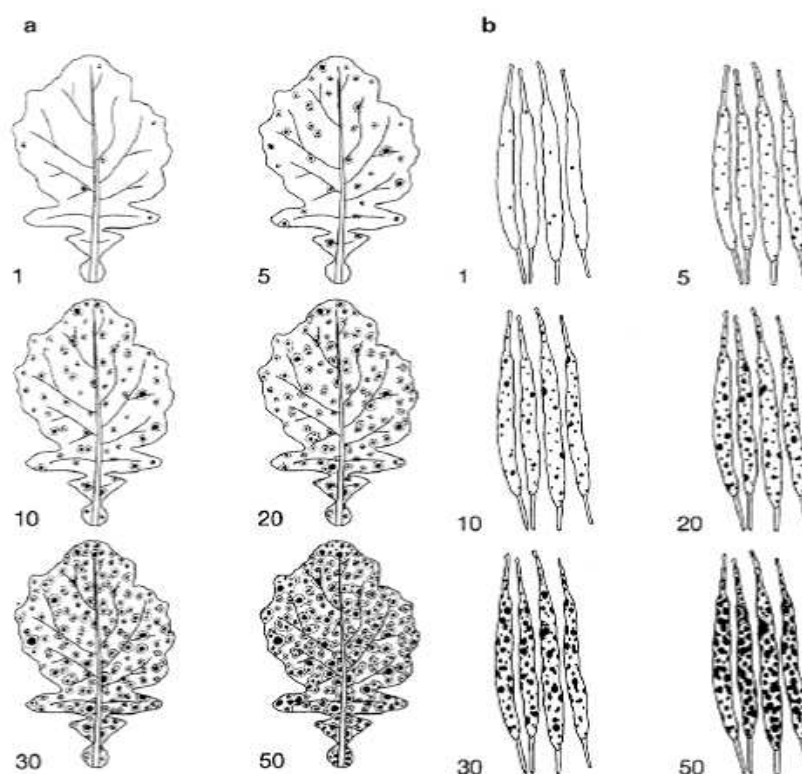


Fig. 2.1 A schematized drawings of (a) leaves and (b) siliques of crucifers showing *Alternaria* infection grades (Conn et al. 1990)

Figura 58. Escala para evaluar mancha gris (*Alternaria brassicae*; *Alternaria* spp.) en hojas y silicuas de *Brassica* spp. **Fuente:** Conn et al. (1990) citada por Saharan et al. (2016).

En bróccoli se ensayaron los fungicidas azoxystrobina 23%, carbendazim 50%, kasugamycina 3%, fusilazole 40% y pyraclostrobina + metaram 60%. La mayor eficacia se alcanzó con flusilazole. La mezcla pyraclostrobina + metaram inhibió el 70% del crecimiento micelial con una concentración de 550 ppm y un 63% con 300 ppm. El menos efectivo fue azoxystrobina que inhibió el 61% del crecimiento del micelio a la dosis mayor de 550 ppm (Patel et al., 2018).

Para el control de *A. brassicicola* en repollo se probaron los fungicidas hexaconazole, oxiclورو de cobre, captan, mancozeb y metalaxyl-M. El triazol hexaconazole inhibió completamente (100%) el crecimiento micelial en tres concentraciones (0,1, 0,15 y 0,2%), mientras que la menor inhibición (67,1%) se registró con metalaxyl-M 0,2% (Das et al., 2023). La combinación de azoxistrobina + flutriafol con aceite de Neem mostró el menor crecimiento del hongo *in vitro* y la menor incidencia a campo (Shabir et al., 2024).

Control biológico: el potencial de las bacterias de la rizosfera como agentes de control biológico fue explorado para el manejo de *A. brassicae*. Un total de dieciséis aislados bacterianos de la rizosfera de mostaza, tomate y berenjena se estudiaron por su actividad antagónica contra *A. brassicae* en condiciones *in vitro* e *in vivo*. Sólo los aislados B3 y B12 de *Pseudomonas fluorescens* mostraron una inhibición máxima de 35 y 38,6%

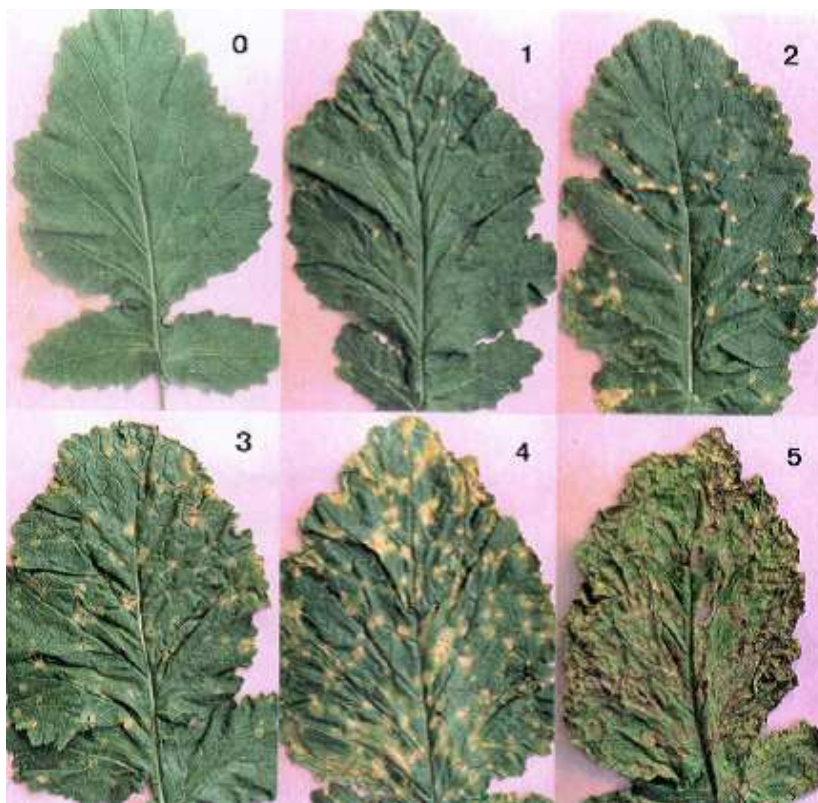


Figura 59. Escala para evaluar tizón foliar por *Alternaria* spp. en hojas de mostaza. Fuente: Shrestha et al. (2005).

Tabla 6. Escala diagramática para evaluar mancha gris por *A. brassicae* en colza.

Fuente: Formento (2014).

GRADO	ÁREA FOLIAR AFECTADA (%)
0	0% sin manchas
1	1 - 5% del área foliar con manchas
2	6 - 10% del área foliar con manchas
3	11-15% del área foliar con manchas
4	16 - 25% del área foliar con manchas
5	Más del 25% del área foliar con manchas

respectivamente, con un alto grado de formación de metabolitos secundarios. En invernáculo y a campo, la incidencia de la mancha gris fue 32% con B3 y 35% con B12, mientras que en las plantas testigo la incidencia fue 62,8% (Gupta *et al.*, 2020).

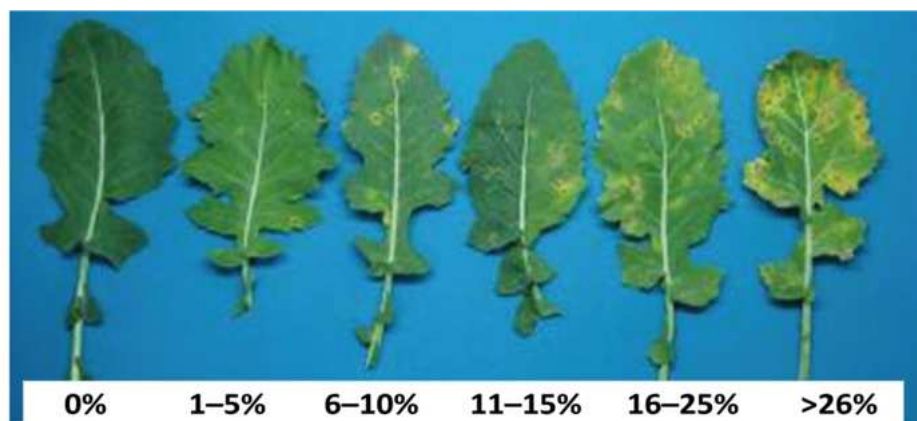


Figura 60. Escala para evaluar mancha gris (*A. brassicae*) en hojas de *B. napus*. **Fuente:** Formento (2014).

Tabla 7. Escala y valores de ABCPE para caracterizar genotipos frente a *A. brassicicola* en *Brassica* spp. **Fuente:** Mishra *et al.* (2024).

ESCALA (0 – 9)	DESCRIPCIÓN	ABCPE	REACCIÓN
0	Sin síntomas	0	Cercano a la inmunidad (I)
1	< 5% área foliar enferma	< 50	Resistente (R)
3	5-10% área foliar y de vainas cubiertas con pequeñas manchas	51-100	Moderadamente resistente (MR)
5	11-25% área foliar y de vainas cubiertas con pequeñas manchas	101-250	Moderadamente susceptible (MS)
7	26-50% grandes manchas, coalescen en hojas y profundizan en vainas	251-500	Susceptible (S)
9	>50% grandes manchas, coalescen en hojas y profundizan en vainas	> 500	Altamente susceptibles (AS)

Para el manejo de *A. brassicicola* se probaron extractos vegetales de neem (*Azadirachta indica*), ajo (*Allium sativum*), ortiga (*Urtica dioica*), lemongrass (*Cymbopogon citratus*), menta (*Mentha piperita*), cálamo aromático (*Acorus calamus*), albahaca morada (*Ocimum tenuiflorum*) y alcanforero (*Cinnamomum camphora*) a las concentraciones de 100, 500,

1000, 1500 y 2000 ppm. El porcentaje máximo de inhibición del micelio se registró con el extracto de neem, ajo y albahaca morada (Chamoli *et al.*, 2020). Otro estudio con neem, ricino (*Ricinus communis*), aloe (*Aloe vera*), albahaca sagrada (*Ocimum sanctum*) y candelilla (*Cassia alata*), con ensayos *in vitro* para el control del crecimiento micelial de *A. brassicicola*, mostró que el extracto acuoso de neem produjo la mayor inhibición, superior al 97,2% en concentraciones de 10 y 15% comparado con el resto de los extractos de plantas (Das *et al.*, 2023).

Diversas cepas de los géneros fúngicos *Alternaria*, *Apiospora*, *Trichoderma* y *Aspergillus* fueron aislados a partir de semillas de especies silvestres de Brasicáceas (*Arabidopsis thaliana*, *Capsella bursa-pastoris* y *Draba verna*) para evaluar su antagonismo con *A. brassicicola*. Se detectó el sinergismo entre los filtrados fúngicos y los compuestos de defensa de las plantas, y potencialmente se podrían usar como biocontroladores dilucidando las bases de la interacción entre plantas, patógenos y hongos endófitos (Lerenard *et al.*, 2024). También se estudiaron combinaciones de fungicidas y biocontroladores (*Trichoderma harzianum* + *Pseudomonas fluorescens*) aplicados a semillas, aplicaciones al suelo de sulfato de zinc+boro+azufre o uso de iprodione + carbendazim (1:1) como curasemillas. Por otro lado, se ensayaron dos pulverizaciones foliares con carbendazim + mancozeb, entre otros tratamientos. El uso de ZnSO₄ + Boro + Azufre, más una aplicación de *Pseudomonas fluorescens*, fue lo más efectivo (Chadar *et al.*, 2016). Estas alternativas biológicas usadas con éxito en Brasicáceas hortícolas podrían ser investigados para las especies oleaginosas de *Brassica*.

Bibliografía

- Al-Lami H.F.D., You M.P., Banga S.S., Barbetti M.J. 2023. Novel Resistances Provide New Avenues to Manage *Alternaria* Leaf Spot (*Alternaria brassicae*) in Canola (*Brassica napus*), Mustard (*B. juncea*), and Other Brassicaceae Crops. *Plant Disease* 107:372-381. <https://doi.org/10.1094/PDIS-05-22-1153-RE>
- Al-Lami H.F.D., You M.P., Barbetti M.J. 2020. Temperature Drives Contrasting *Alternaria* Leaf Spot Epidemic Development in Canola and Mustard Rape from *Alternaria japonica* and *A. brassica*. *Plant Disease* 104:1668-1674. <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-19-2251-RE>
- Al-Lami H.F.D. 2020. *Alternaria* blight on Brassicaceae – critical factors impacting disease epidemics and potential of novel host resistance. Thesis PhD. The University of Western Australia. 137p.
- Al-Lami H.F.D., You M.P., Barbetti M.J. 2019a. Incidence, pathogenicity and diversity of *Alternaria* spp. associated with *alternaria* leaf spot of canola (*Brassica napus*) in Australia. *Plant Pathology* 68:492-503. <https://doi.org/10.1111/ppa.12955>
- Al-Lami H.F.D., You M.P., Barbetti M.J. 2019b. Role of foliage component and host age on severity of *Alternaria* leaf spot (caused by *Alternaria japonica* and *A. brassicae*) in canola (*Brassica napus*) and mustard (*B. juncea*) and yield loss in canola. *Crop & Pasture Science* 70:969-980. <https://doi.org/10.1071/CP19262>

- Aneja J.K., Agnihotri A. 2013. Alternaria Blight of Oilseed Brassicas: Epidemiology and Disease Control Strategies with Special Reference to Use of Biotechnological Approaches for attaining Host resistance. *Journal of Oilseed Brassica* 4(1):1-10. <https://epubs.icar.org.in/index.php/JOB/article/view/159114>
- Blagojević J.D., Vukojević J.B., Ivanović Ž.S. 2020. Occurrence and characterization of *Alternaria* species associated with leaf spot disease in rapeseed in Serbia. *Plant Pathology* 69:883–900. <http://dx.doi.org/10.1111/ppa.13168>
- Brazauskienė I., Petraitiene E. 2006. The occurrence of *Alternaria* blight (*Alternaria* spp.) and *Phoma* stem canker (*Phoma lingam*) on oilseed rape in central Lithuania and pathogenic fungi on harvested seed. *Journal of Plant Protection Research* 46(3):295–311. <https://www.plantprotection.pl/The-occurrence-of-Alternaria-blight-Alternaria-spp-and-phoma-stem-canker-Phoma-lingam,90860,0,2.html>
- Calot L., Canullo G., Gaetán S. 1985. La mancha negra de la hoja causada por *Alternaria brassicicola* (Schw.) Wiltsh. en colza oleaginosa (*Brassica napus* L. ssp. *oleifera* (Metzg.) Sinsk. Congreso Argentino de Micología. San Luis, octubre de 1985.
- Chadar L.K., Singh P., Singh K., Yadav R., Mishra K., Pratap N., Vishnoi K. 2016. Studies on *Alternaria* blight of rapeseed-mustard (*Brassica juncea* L.) Caused by *Alternaria brassicae* (Berk.) Sacc. and its Integrated Management. *Plant Archives* 16(2):897–901.
- Conn K.L., Tewari J.P., Awasthi R.P. 1990. A disease assessment key for *Alternaria* blackspot in rapeseed and mustard. *Can. Plant Dis. Surv.* 70:19–22.
- Corró Molas E., Pascual D.S., Ghironi M.E. 2014. Control químico de mancha negra por *Alternaria* sp. en colza. M-HyS-31. Libro de Resúmenes del 3º Congreso Argentino de Fitopatología. p.348. Tucumán
- Chamoli V., Ravi S., Verma S.K., Singh A.K. 2020. *In vitro* Appraisal of Botanicals and Bioagents against *Alternaria brassicicola* Inciting *Alternaria* Leaf Spot of Cabbage. *Int J Curr Microbiol Appl Sci.* 9(10):2461–2466. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2020.910.294>
- Das S.N., Paul P., Saikia P. 2023. Efficacy of Fungicides and Botanical Extracts against *Alternaria brassicicola* Causing Leaf Spot of Cabbage (*Brassica oleracea* var *capitata* L.). *Asian J Biol Life Sci.* 12(3):493–498. <https://www.ajbls.com/sites/default/files/AsianJBiolLifeSci-12-3-493.pdf>
- Deng J.X., Li M.J., Paul N.C, Oo M.M., Lee H.B., Oh S.K., Yu S.H. 2018. *Alternaria brassicifolii* sp. nov. Isolated from *Brassica rapa* subsp. *pekinensis* in Korea. *Mycobiology* 46(2):172–176. <https://doi.org/10.1080/12298093.2018.1468054>
- Gaetán S.A., Madia M.S. 1998. La mancha negra de la hoja (*Alternaria brassicicola* (Schw.) Wiltsh.) en cultivos de colza canola de Buenos Aires y Santa Fe, Argentina. *Bol. San. Veg. Plagas*, 24(3):573–580.
- Guillemette T., Iacomi-Vasilescu B., Simoneau P. 2004. Conventional and Real-Time PCR-Based Assay for Detecting Pathogenic *Alternaria brassicae* in Cruciferous Seed. *Plant Dis.* 88:490–496. <https://doi.org/10.1094/pdis.2004.88.5.490>

- Gupta S., Didwania N., Singh D. 2020. Biological control of mustard blight caused by *Alternaria brassicae* using plant growth promoting bacteria. *Current Plant Biology* 23, 100166. 6p. <https://doi.org/10.1016/j.cpb.2020.100166>
- Humpherson-Jones F.M. 1989. Survival of *Alternaria brassicae* and *Alternaria brassicicola* on crop debris of oilseed rape and cabbage. *Annals of Applied Biology* 115(1):45-50. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1989.tb06810.x>
- Jyoti S.D., Sultana N., Hassan L., Robin A.H.K. 2021. Epidemiology, Genetics and Resistance of *Alternaria* Blight in Oilseed Brassica. DOI: <http://dx.doi.org/10.5772/intechopen.96454>
- Keinath A.P., Toporek S.M., DuBose V.B., Zardus S.H., Ballew J.B. 2021. First Report of *Alternaria japonica*, a Causal Agent of Black Spot, on Kale in South Carolina, U.S.A. *Plant Dis.* 105(7):2016. <https://doi.org/10.1094/PDIS-01-21-0085-PDN>
- Kiran R., Kumar P., Akhtar J., Nair K., Dubey S.C. 2022. Development of multiplex PCR assay for detection of *Alternaria brassicae*, *A. brassicicola* and *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in crucifers. *Arch Microbiol.* 204(4):224. <https://doi.org/10.1007/s00203-022-02846-5>
- Kumar D., Maurya N., Bharati Y.K., Kumar A., Kumar K., Srivastava K., Chand G., Kushwaha C., Singh S.K., Mishra R.K., Kumar A. 2014. *Alternaria* blight of oilseed brassicas: a comprehensive review. *African Journal of Microbiology Research* 8(30):2816–2829. <https://doi.org/10.5897/AJMR2013.6434>
- Lerenard T., Aligon S., Berruyer R., Poupard P., Le Corff J. 2024. Plant defense compounds can enhance antagonistic effects against *Alternaria brassicicola* of seed-associated fungi isolated from wild Brassicaceae. *Front. Plant Sci.* 15:1466043. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1466043>
- Mishra A., Khan N.A., Jha R.K., Murugesh T., Singh A. 2024. Study of resistance mechanism of *Alternaria* blight (*Alternaria brassicicola*) by biochemical markers in Indian Mustard (*Brassica juncea* L. Czern. & Coss.). *Front. Plant Sci.* 15:1420197. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1420197>
- Mishra S., Singh R., Kumar S., Kumar S. 2017. Morphological, biochemical and molecular characterization of *Alternaria brassicicola* and *Alternaria brassicae*: A comparative overview. *Am. J. Biochem. Mol. Biol.* 7(2):53-64. <https://doi.org/10.3923/ajbmb.2017.53.64>
- Mourou M., Raimondo M.L., Lops F., Carlucci A. 2023. Brassicaceae Fungal Diseases: Molecular Detection and Host-Plant Interaction. *Plants* 12, 1033. <https://doi.org/10.3390/plants12051033>
- Nishikawa J., Nakashima C. 2020. Japanese species of *Alternaria* and their species boundaries based on host range. *Fungal Systematics and Evolution* Vol. 5:197-281. <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC7250166/pdf/fuse-2020-5-13.pdf>.
- Nowakowska M., Wrzesińska M., Kamiński P., Szczechura W., Lichocka M., Tartanus M., Kozik E.U., Nowicki M. 2019. *Alternaria brassicicola* – Brassicaceae pathosystem: insights into the infection process and resistance mechanisms under optimized artificial bio-assay *Eur J Plant*

- Pathol 153:131–151. <https://doi.org/10.1007/s10658-018-1548-y>
- Nowicki M., Nowakowska M., Niezgoda E., Kozik E.U. 2012. Alternaria Black Spot of Crucifers: Symptoms, Importance of Diseases, and Perspectives of Resistance Breeding. Vegetable Crops Research Bulletin 76:5-19. <https://doi.org/10.2478/v10032-012-0001-6>
- Pandey R.N., Sahu S., Upadhyaya U., Tiwari B., Mishra S.K. 2024. Integrated Disease Management for Alternaria Blight in Mustard Crop. Vigyan Varta 5(5):234-237.
- Patel A., Chandra R., Upadhyay M. 2018. Efficacy of different fungicides against *Alternaria brassicae* caused Alternaria leaf spot of cauliflower. The Pharma Innovation Journal 7(12): 231-234. <https://www.thepharmajournal.com/archives/2018/vol7issue12/PartE/7-11-132-973.pdf>
- Pathak R.K., Baunthiyal M., Pandey D., Kumar A. 2020. Computational analysis of microarray data of *Arabidopsis thaliana* challenged with *Alternaria brassicicola* for identification of key genes in *Brassica*. Journal of Genetic Engineering and Biotechnology. 2020; 18:1-20. <https://doi.org/10.1186/s43141-020-00032-y>
- Rajarammohan S., Paritosh K., Pental D., Kaur J. 2019. Comparative genomics of *Alternaria* species provides insights into the pathogenic lifestyle of *Alternaria brassicae* – a pathogen of the Brassicaceae family. BMC Genomics 20:1036. <https://doi.org/10.1186/s12864-019-6414-6>
- Ramírez N.S., Stieben M.E., Romero F.M., Albertó E., Pose G., Rossi F.R. 2024. Identificación y caracterización del agente causal de la mancha negra en colza, carinata y camelina. A2.026. p.178. Libro de Resúmenes. 7° Congreso Argentino de Fitopatología. Río Negro (Argentina).
- Runno-Paurson E., Lääniste P., Nassar H., Hansen M., Ereemeev V., Metspalu L., Edesi L., Kännaste A., Niinemets Ü. 2021. Alternaria Black Spot (*Alternaria brassicae*) Infection Severity on Cruciferous Oilseed Crops. Appl. Sci. 11, 8507. <https://doi.org/10.3390/app11188507>
- Saharan G.S., Mehta N., Meena P.D. 2016. *Alternaria* Diseases of Crucifers: Biology, Ecology and Disease Management. DOI 10.1007/978-981-10-0021-8.
- Senasica, 2021. Ficha Técnica para el Diagnóstico de Especies del género *Alternaria* que afectan Brasicáceas (Brassicaceae). Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/723904/10._Ficha_tcnica_diagnstico_Gnero_Alternaria.pdf
- Shabir S., Atiq M., Kachelo G.A., Ali M.U., Nawaz A., Furqan M.H., Khan M.E., Ahmad H., Wahab M., Rajput N.A. 2024. Integrated Management of Alternaria Leaf Spot in Cabbage caused by *Alternaria brassicicola* using Chemicals and Phyto Extracts. J. Agric. Biol. 02(1):43-51. <https://doi.org/10.55627/agribiol.002.01.0838>

- Sharma P., Deep S., Sharma M., Bhati D.S., Chowdappa P. 2013. PCR Based Assay for the Detection of *Alternaria brassicicola* in Crucifers. Indian Phytopathol. 66:263–268.
- Siciliano I., Gilardi G., Gisi U., Gullino M.L., Ortu G., Garibaldi A. 2017. Identification and characterization of *Alternaria* species causing leaf spot on cabbage, cauliflower, wild and cultivated rocket by using molecular and morphological features and mycotoxin production. European Jour. Plant Pathology 149(4).
- Tewari J.P., Buchwaldt L. 2007. *Alternaria* diseases (Black Spot, Gray Leaf Spot, Pod Spot). In: Rimmer S.R., Shattuck V.I., Buchwaldt L. (eds). Compendium of Brassica Diseases. p.15-18.
- Velázquez P.D., Coll L. 2024. Enfermedades de colza primaveral en la EEA Paraná entre los ciclos agrícolas 2013 y 2023. p.19. 1º Simposio Nacional de Colza y Otras Brasicáceas. 12 de septiembre de 2024. Paraná, Entre Ríos, Argentina.
- Velázquez P.D. 2019. Colza: comportamiento de cultivares a enfermedades durante el año 2018, en Paraná (Entre Ríos). Serie Extensión INTA Paraná N° 84:52-58.
- Woudenberg J.H.C., Groenewald J.Z., Binder M., Crous P.W. 2013. *Alternaria* redefined. Studies in Mycology 75:171–212. Woudenberg J.H.C., Groenewald J.Z., de Vries M., Stielow J.B., Thomma B.P.H.J., Crous P.W. 2015. *Alternaria* section *Alternaria*: Species, *formae speciales* or pathotypes?. Studies in Mycology 82(1):1-21. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2015.07.001>

Mancha en V de las Crucíferas

Organismo causal: *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (Pammel) Dowson. Taxonómicamente corresponde al reino Bacteria, filum Pseudomonadota, clase Gammaproteobacteria, orden Xanthomonadales y familia Xanthomonadaceae.

Xanthomonas campestris (Xcc) es una bacteria mesofílica, Gram (-), con forma de bastón, aeróbica, móvil con un solo flagelo polar y no forma endosporas; produce zoogreas abundantes, gomosas y brillantes de color amarillo.

Posee 11 razas siendo la raza 1 la más agresiva y difundida y, junto a la raza 4 representan más del 90% de los casos de podredumbre negra de las Brasicáceas en el mundo. Los aislados de Xcc obtenidos de colza son genéticamente más diversos y muestran una mayor especialización comparados con los que afectan a otras especies de *Brassica*. La enfermedad está presente en 93 países y 6 continentes (Mao *et al.*, 2024; Pineda & Barón, 2023; CABI, 2022; Tang *et al.*, 2020; da Silva *et al.*, 2019; Iglesias-Bernabé *et al.*, 2019; Popović *et al.*, 2019). En hojas enfermas de colza de Paraná (ER), la bacteria fue identificada en medios selectivos y diferenciales, con técnicas microbiológicas y moleculares (PCR) en 2013 (CIDEFI - UNLP).

Sintomatología: se puede observar en cotiledones, hojas, pedúnculos, frutos y semillas. En colza y carinata, los primeros síntomas se observan en los márgenes foliares como manchas irregulares, primero cloróticas, luego

marrón oscuras, necróticas con típica forma de V, la mayoría de las veces con amplio halo amarillento (**Figuras 61 y 62**). Las lesiones se agrandan, se unen y las hojas se secan debido al bloqueo del sistema vascular (bacteria endofítica que coloniza toda la planta); las nervaduras se oscurecen por la infección sistémica (**Figura 63**).



Figura 61. Lesión inicial, de forma irregular en el extremo de la nervadura central de hojas de colza causada por *X. campestris*.

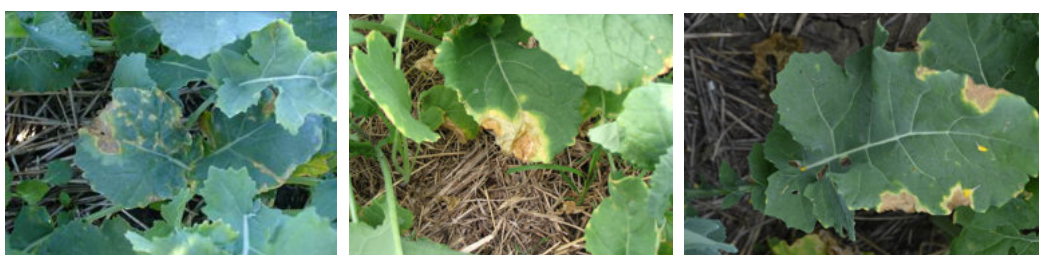


Figura 62. Manchas en V, típicas lesiones en colza por *X. campestris*.

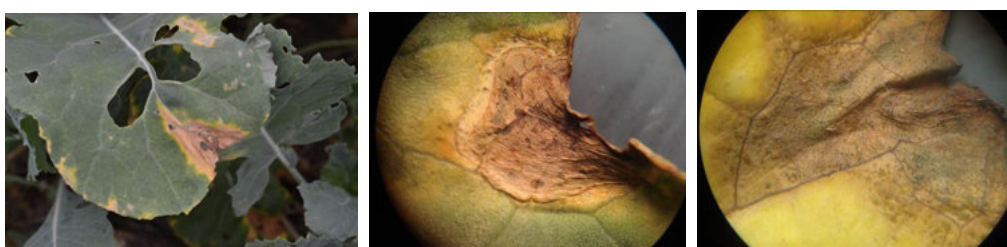


Figura 63. Manchas en V, necrosadas con nervaduras ennegrecidas y pequeñas áreas húmedas en colza por *X. campestris*.

Un síntoma secundario es el acortamiento de la nervadura central que produce una marcada deformación de la hoja o "abolladuras" (**Figura 64**). La bacteria puede colonizar el pecíolo y el tallo principal lo que resulta en un marchitamiento parcial (de un solo lado de la planta). Las infecciones graves pueden reducir la altura, causar gran defoliación y/o muerte de plantas (**Figuras 65 y 66**).



Figura 64. Acortamiento de la nervadura central con marcada deformación de la hoja, causado por *Xanthomonas*.



Figura 65. Bacteriosis (*X. campestris*) asociada a otras enfermedades foliares y defoliación temprana.



Figura 66. Síntomas acuosos, quemado de hojas e intensa defoliación ocasionada por *Xanthomonas* en colza.

Condiciones ambientales predisponentes: es una enfermedad prevalente y de rápida diseminación en regiones con climas tropicales, sub-tropicales y húmedo continental con precipitaciones frecuentes y temperaturas entre 22 y 26°C. En estadios vegetativos, con temperaturas superiores a 25° y humedad relativa del 100% los síntomas se visualizan a los 10-15 días luego de la entrada de la bacteria.

En Paraná (ER) la incidencia de la bacteriosis osciló entre 4 y 50% y la severidad entre 1,8 y 30% según genotipos, cuando en el período mayo - octubre las lluvias y las temperaturas superaron los valores normales respecto a los registros de la serie histórica 1934-2014 (Velázquez *et al.*, 2016).

Epifitología: la bacteria puede sobrevivir en semillas, suelo, rastrojo infestado/infectado (más de dos años según condiciones climáticas), en malezas y plantas voluntarias de la familia *Brassicáceas*. El sistema radicular enfermo también puede ser fuente de inóculo inicial. Puede afectar las plantas en cualquier estado fenológico y se disemina rápidamente entre plantas cercanas por el salpicado de la lluvia, o por heridas causadas por insectos, animales, maquinaria, etc.

Las semillas de *Brassica* son portadoras de Xcc a partir de la colonización sistémica de las plantas por la infección de las hojas o, alternativamente, de las flores. Cuando se inoculan los tallos de plantas con 7-8 hojas o a comienzos de la formación del pedúnculo floral, ocurren incidencias entre 50 y 94%, independientemente de los cultivares; las plantas presentaron lesiones foliares marginales típicas en forma de V con nervaduras negras, pero en su avance los daños se enmascaran por el envejecimiento y deterioro de las hojas.

La invasión de las hojas depende de la cantidad de agua acumulada en forma de gota en las aberturas naturales como hidatodos y estomas o bien sobre heridas, propagándose dentro de la planta a través del sistema vascular. La obstrucción de los vasos xilemáticos es causada por la secreción bacteriana compuesta por exopolisacáridos; la formación de biofilms o biopelículas sobre las hojas durante el crecimiento de Xcc juega un rol clave en el proceso de infección. Las reinfecciones ocurren por la dispersión de las bacterias por el salpicado de las zoogreas por las gotas de lluvia, o llevada por insectos, etc. La presencia de Xcc en raíces no siempre se corresponde con la colonización del tallo; por ejemplo, con niveles bajos en raíces, el daño a los haces vasculares del tallo puede ser severo. Conocer la dinámica de la infección por Xcc pueden contribuir a mejorar las estrategias de manejo (Ferby *et al.*, 2024; An *et al.*, 2020; Jensen *et al.*, 2005).

En semillas de plantas inoculadas en diferentes etapas de desarrollo no se encontró la bacteria, excepto en un lote de semillas provenientes de plantas inoculadas durante la formación del pedúnculo floral. La incidencia de flores infectadas después de la inoculación, inicialmente fue del 52%, pero disminuyó gradualmente determinándose 20% de silicuas infectadas a los 56 días después de la inoculación. Aproximadamente la mitad de las flores y silicuas infectadas contenían cantidades relativamente altas de Xcc superiores a 5000 unidades formadoras de colonias (UFC) por flor o silicua. Sobre un total de 23 muestras de semillas cosechadas, 15 resultaron positivas a la presencia de la bacteria con una incidencia estimada entre 0,034 y 0,21% (Tebaldi *et al.*, 2014; van der Wolf *et al.*, 2013).

La bacteria Xcc puede actuar como un patógeno de entrada para otras enfermedades bacterianas, como las podredumbres blandas causadas por especies de *Pseudomonas* y *Pectobacterium* que provocan pérdidas totales en el caso de *Brassicáceas* almacenadas (Popović *et al.*, 2019). En EE.UU., en "pak choi" (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*) se identificó una podredumbre blanda ocasionada por *Pectobacterium brasiliense* (Klair *et al.*, 2021), por lo cual es relevante tener diagnósticos certeros con técnicas especializadas.

La filosfera y rizosfera de las malezas son nichos importantes para la

supervivencia de las fitobacterias. Analizadas 26 malezas pertenecientes a 14 familias botánicas que fueron inoculadas con Xcc, *Lepidium virginicum* y *Raphanus raphanistrum* (Brassicaceae) mostraron el mayor potencial de supervivencia de Xcc en la filosfera. La baja amplitud térmica, precipitaciones excesivas y alta humedad relativa en meses específicos del año, contribuyeron a períodos de supervivencia más largos de Xcc en la filosfera de algunas especies. En la rizosfera de *R. raphanistrum*, la bacteria sólo sobrevivió 28 días. El control de malezas Brasicáceas contribuiría a un mejor manejo de la podredumbre negra (Silva *et al.*, 2017).

La supervivencia de Xcc en el suelo fue de 4 a 7 días y bajo condiciones controladas de 10 a 24 días según el tipo de suelo, temperatura, textura, pH y contenido de materia orgánica. Por ejemplo, a 20°C sobrevivió 14 días y a 30°C, 4 días; no hubo influencia de las variables humedad del suelo y la cepa de Xcc. Sin embargo, otros resultados muestran que el suelo no es una fuente importante de inóculo como lo es el rastrojo, por lo que es fundamental la rotación de cultivos con especies no hospedantes al menos durante un año. La detección de Xcc en el suelo es más sensible cuando se usan técnicas moleculares como PCR anidada en tiempo real, comparada con la PCR convencional. Para las condiciones climáticas de Europa central la bacteria puede persistir en el suelo hasta dos años después de un cultivo enfermo; en rastrojo de coliflor, el período más largo de supervivencia fue 255 días (Gazdik *et al.*, 2021; da Silva *et al.*, 2019a).

Rango de Hospedantes: afecta a repollo, col calabresa, colza, coliflor, bróccoli, mostaza, rábano (*Raphanus* spp.) y ornamentales como *Brassica* spp., *Erysimum cheiri*, *Matthiola incana* y *Arabidopsis thaliana*. En rúcula (*Eruca sativa*) en Argentina se registraron incidencia y severidad promedio de 96% y 27%, respectivamente (CABI, 2022; Gómez *et al.*, 2022; Tang *et al.*, 2021; da Silva *et al.*, 2019b; Krauthausen *et al.*, 2018; Vicente & Holub, 2013; Romero & Zapata, 2006).

Manejo Integrado: la podredumbre negra es una enfermedad muy difícil de manejar una vez que los síntomas se han generalizado en un cultivo y la bacteria se ha establecido en una región productiva. Una técnica preventiva muy importante es utilizar semillas sanas y considerar que el patógeno puede estar presente en forma asintomática. Existen métodos de detección de Xcc en semilla establecidos por ISTA según Asma *et al.* (2025) y aunque las principales investigaciones se han realizado sobre especies hortícolas, es altamente probable que los mismos métodos se puedan aplicar a semillas de cultivos extensivos como colza, carinata o camelina.

Control cultural: diversificar cultivos, rotar con especies botánicas no hospedantes, sembrar en suelos sin antecedentes de la enfermedad, incorporar compost, usar semillas sanas, reducir la densidad de plantas, disminuir la frecuencia de riego por aspersión cuando las condiciones del ambiente son conductivas, retirar plantas u hojas con síntomas (en hortícolas) y controlar malezas y plantas voluntarias de Brasicáceas.

La incidencia de Xcc se puede determinar en semillas con la regla 7-019 de ISTA que usa la inmersión de semillas para la extracción de las bacterias, pero no permite la detección de células bacterianas internas que podrían haber sobrevivido mejor que las que se encuentran en la superficie de la semilla. Por ello, se han desarrollado y validado distintas modificaciones a

la norma, que propone el uso de la molienda húmeda de semillas desinfectadas, utilizar una mayor proporción de buffer salino con fosfato (PBS) en lugar de solución salina, lo que mejora la recuperación de Xcc debido al ajuste del pH adecuado. Además, modifica la concentración del extracto de semilla por centrifugación y el tiempo de incubación de los extractos en placa para aumentar la sensibilidad en medios semiselectivos y de las pruebas de patogenicidad (Asma *et al.*, 2025).

Para especies hortícolas se recomienda esterilizar las semillas en agua caliente (50°C) durante 20-30 min, lo que reduce la enfermedad a campo (Roberts *et al.*, 2022) sin embargo, no hay erradicación completa, por lo cual el peróxido de hidrógeno es más efectivo y no impacta negativamente sobre la germinación como el agua caliente. Las semillas desinfectadas con peróxido de hidrógeno (3%) durante 30 minutos mostraron un control del 100% de Xcc, lográndose una tasa de germinación del 95,3% comparado con el testigo sin tratamiento. La reducción de la inmersión de 30 a 15 minutos, el control estricto de la temperatura del baño desinfectante, la temperatura de secado a 37°C y el uso de pequeñas cantidades de semillas (entre 50 y 300 g), fueron fundamentales para obtener semillas desinfectadas y viables (Sanna *et al.*, 2022), quizás sólo aplicable a semillas de hortícolas u ornamentales.

Control genético: *B. carinata* es resistente a Xcc gobernada por un único gen dominante flanqueado por dos marcadores ILP ligados (At1g70610 y At1g71865), que son de vital importancia para la selección asistida por marcadores con alta eficiencia (Sharma *et al.*, 2016). *Brassica montana* y *B. balearica* poseen resistencia cuantitativa a la raza 4 de Xcc (Sheng *et al.*, 2020). Un total de 26 especies de *Brassica* inoculadas artificialmente con las razas 1, 4 y 6 mostró que un genotipo de *B. carinata*, uno de *B. napus*, dos de *B. juncea* y todas las de *B. nigra* fueron altamente resistentes a las tres razas (Sharma *et al.*, 2021).

Las ciencias ómicas (disciplinas que estudian de manera integral los componentes moleculares de los seres vivos) han demostrado un enorme potencial para ampliar el conocimiento sobre las interacciones planta*patógeno. Se pueden identificar rápidamente QTL/genes candidatos, genes relacionados con la patogenicidad, vías metabólicas y proteínas, lo que ha impulsado una profunda comprensión celular y bioquímica de los mecanismos de resistencia contra diversos patógenos. Mediante un enfoque multiómico integrado, se han utilizado numerosos conjuntos de datos a nivel genómico, transcriptómico, proteómico y metabolómico para dilucidar los complejos mecanismos y vías que regulan la resistencia a la podredumbre negra en *B. oleracea*.

Los estudios genómicos revelaron que la resistencia a la podredumbre negra es principalmente un rasgo complejo, gobernado por QTLs con efectos menores, salvo algunos de efecto mayor. El análisis transcriptómico reveló que los genes relacionados con la fotosíntesis, la biosíntesis y el catabolismo de glucosinolatos, la síntesis de fenilpropanoides, la captación de ROS (especies reactivas al oxígeno), la señalización del calcio, la síntesis hormonal y los genes de las vías de señalización se expresan diferencialmente tras la infección con Xcc (Shaw *et al.*, 2021). Los procesos de proteólisis y homeostasis de las especies

ROS podrían ser clave en la interacción entre las *Brassica* y la bacteria Xcc; los nuevos conocimientos sobre estos mecanismos podrían explicar las respuestas de defensa de las plantas (Tortosa *et al.*, 2022).

La infección por Xcc provocó cambios transcriptómicos y metabólicos generales más pronunciados en la colza Westar (susceptible) en comparación con la ZS5 (resistente). Los glucosinolatos indólicos y el ácido indol-3-acético (AIA) son dos metabolitos derivados del triptófano y la aplicación exógena de AIA promovió el desarrollo de la podredumbre negra, mientras que el uso de un inhibidor de la síntesis de AIA atenuó su desarrollo tanto en variedades de colza resistentes como susceptibles. Estos hallazgos facilitan el mejoramiento de la resistencia a la podredumbre negra en cultivos de Brasicáceas (Zhou *et al.*, 2025).

Para caracterizar cultivares o eficacia de fungicidas de síntesis o biológicos se han desarrollado escalas diagramáticas para evaluar la enfermedad; una de ellas, utiliza imágenes de hojas reales con mancha en V de especies de *Brassica* y consta de 8 niveles que van desde 0 sin síntomas hasta el nivel 8 con más del 48,83% del área foliar afectada (Pinzón Nuñez *et al.*, 2017).

En la campaña 2023, con infecciones naturales a campo se evaluaron 13 cultivares comerciales y 4 líneas experimentales de colza primaveral del programa de mejoramiento del INTA EEA Paraná y de empresas como Nufarm, Advanta, DSV y Al High Tech. La incidencia osciló entre 37 y 77% y la severidad entre 4,5 y 33%, destacándose los cultivares Guyunusa INTA y Delfina INTA y las líneas E 1603 y E 1604 (Velázquez, 2024).

Control físico: la inmersión de semillas en agua caliente (45-50°C) es un método económico y efectivo para reducir Xcc ya sea en estado latente dentro o fuera de la semilla, porque la temperatura letal es 40°C; si el lote de semilla posee bajo vigor, el tratamiento con calor reduce el poder germinativo. Las nanopartículas de Gly-Cu(OH)₂ a una dosis de 800 mg/L (diámetro medio=240 nm) aumentaron la resistencia a Xcc en col china (*B. rapa pekinensis*) y fueron más efectivas que el hidróxido cúprico a una dosis de 400-800 mg/L, de acción fungicida y bactericida. Además, se puede aplicar luz ultravioleta (UV) y pulverizaciones foliares con agentes que forman biofilm o película protectora (Nakada-Freitas *et al.*, 2024; Liu *et al.*, 2022; Dong *et al.*, 2020; Ombuna *et al.*, 2019). El uso de complejos antibiofilm como el ϕ HX6PP que interfiere en la producción de las biopelículas representa una estrategia novedosa para el control de bacterias fitopatógenas (Papaianni *et al.*, 2020); la utilización del plasma de descarga hidráulica (EHDP) es una alternativa promisorio para reducir la incidencia de Xcc en semillas (Suwanarat *et al.*, 2024).

Control químico: el sulfato de cobre puede ser usado como preventivo manejando los posibles efectos fitotóxicos; pruebas con bactericidas como estreptomycin, oxitetraciclina, cloranfenicol, rifampicina y el fungicida mancozeb aplicados a 200 ppm demostraron que solo la estreptomycin controló el 100% de la enfermedad en coliflor, seguida por oxitetraciclina y cloranfenicol; por el contrario, el mancozeb no fue eficaz. El metam-sodio (fumigante de suelo) a una dosis de 16 ml/kg podría reducir significativamente los niveles de Xcc en Brasicáceas. Otras sustancias químicas como ácido benzoico, ácido cumárico, oligosacáridos xánticos,

etc. se podrían utilizar para promover las defensas de las plantas (Liu *et al.*, 2022).

Control biológico: Es muy importante para Brasicáceas de consumo humano, por la necesidad de reducir el control químico y crece la demanda de hortalizas orgánicas. Es relevante el uso de alternativas eficaces para reducir o erradicar los patógenos llevados por las semillas, entre ellas se pueden citar:

a. extractos acuosos de diversas plantas como *Datura* sp., *Allium sativum*, *Zingiber officinale*, *Parthenium hysterophorus*, *Spiranthus indicus*, *Mikania glomerata*, *Azadirachta indica*, *Tamarix aphylla*, *Vernonia anthelmentica*, *Plumbago zelanicum* y *Tagetes erecta* poseen efectos bacteriostáticos y bactericidas. Extractos foliares de *Acacia arabicae*, *A. fernesiana*, *A. catechu*, *Achyranthus asper*, *Aegle marmelos*, *Asparagus racemosus*, *A. indica*, *Callistemon lanceolatus*, *Camellia sinensis*, *Agapanthus caulescens* (agapanto) y *Moringa oleifera* mostraron efectos inhibitorios sobre Xcc.

b. aceites esenciales como timol y carvacrol de *Lippia gracilis* son anti Xcc, al igual que eugenol, metil-eugenol y metil chavicol obtenidos de *Croton grewioides*.

c. microorganismos bacterianos como *Bacillus subtilis*, *B. pumilus*, *B. megaterium*, *B. cereus*, *B. velezensis*, *B. thuringiensis* y *Paenibacillus* poseen actividad antibiótica contra Xcc; también se utilizan *Pseudomonas* no patogénicas y bacteriófagos (virus). Una cepa endófitas antagónica de *Bacillus subtilis* (cepa BB) fue eficaz contra tres cepas Xcc en col, coliflor, colza y brócoli cultivados durante tres ciclos consecutivos, en dos tipos de suelo y en dos regiones diferentes de Zimbawue (Wulff *et al.*, 2002).

d. biofertilizantes obtenidos de abonos, derivados de la leche, etc (Greer *et al.*, 2025; Fontana *et al.*, 2023; Greer *et al.*, 2023; Rodrigues *et al.*, 2023; Sangwan *et al.*, 2023; Liu *et al.*, 2022; da Silva *et al.*, 2019c; Mandiriza, 2015).

Bibliografía

- An S.Q., Potnis N., Dow M., Vorhölter F.J., He Y.Q., Becker A., et al. 2020. Mechanistic insights into host adaptation, virulence and epidemiology of the phytopathogen *Xanthomonas*. FEMS Microbiol. Rev. 44:1–32. <https://doi.org/10.1093/femsre/fuz024>
- Asma M., Koenraad H.M.S., Politikou L., BejoZaden B.V. 2025. ISTA 7-019b: Detection of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in disinfested/disinfested *Brassica* spp. seed. 7-019b-3 International Rules for Seed Testing. Chapter 7: Validated Seed Health Testing Methods. <https://www.seedtest.org/api/rm/G6M9UYSF64NGN9W/ista-rules-2025-shmethods-7-019b-en.pdf>
- CABI 2022. *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (black rot). CABI Int. <https://doi.org/10.1079/pwkb.species.56919>
- da Silva J.C., Silva Junior T.A.F., Gonçalves R.M., Soman J.M., Passos R.S., Maringoni A.C. 2019a. Survival of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* associated with soil and cauliflower crop debris under Brazilian conditions. Eur J Plant Pathol <https://doi.org/10.1007/>

[s10658-019-01888-8](https://doi.org/10.1007/s10658-019-01888-8)

- da Silva J.C., da Silva Junior T.A.F., Soman J.M., Gonçalves R.M., Maringoni A.C. 2019b. Occurrence of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in wild radish (*Raphanus raphanistrum* L.) in Brazil. J. Plant Pathol. 101:411.2019. <https://doi.org/10.1007/s42161-018-0179-7>
- da Silva R.S.M., de Oliveira M.G.O., Juliana O.M., Arie F.B., Cristiane B.C., Ricardo S., et al. 2019c. Antimicrobial activity of *Lippia gracilis* essential oils on the plant pathogen *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* and their effect on membrane integrity. Pestic. Biochem. Physiol. 160:40–48. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2019.06.014>
- da Silva J.C., Silva Junior T.A.F., Soman J.M., Tomasini T.D., Sartori M.M.P., Maringoni A.C. 2017. Survival of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in the phyllosphere and rhizosphere of weeds. Plant Pathology 66:1517–1526. <https://doi.org/10.1111/ppa.12682>
- Ferby V., Ragasová L.N., Pečenka J., Šekara A., Pokluda R. 2024. Early Stages of Bacterial Colonization Development After *Xanthomonas campestris* Seed Inoculation in Selected *Brassica* Species. *Horticulturae* 10, 1307. <https://doi.org/10.3390/horticulturae10121307>
- Fontana R., Caproni A., Sicurella M., Manfredini S., Baldisserotto A., Marconi P. 2023. Effects of Flavonoids and Phenols from *Moringa oleifera* Leaf Extracts on Biofilm Processes in *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*. *Plants*. 212(7):1508. <https://doi.org/10.3390/plants12071508>
- Gazdik F., Magnus S., Roberts S.J., Baranski R., Cechova J., Pokluda R., Eichmeier A., Grzebelus D., Baranek M. 2021. Persistence of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in Field Soil in Central Europe. *Microorganisms* 9, 591. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9030591>
- Gómez M.D., Reeves E., Meadows I.M. 2022. Practical and Comprehensive Diagnostic Guide for Black Rot of *Brassicas*. *Plant Health Progress* 23:369–375. <https://doi.org/10.1094/PHP-08-21-0109-DG>
- Greer S.F., Rabiey M., Studholme D.J., Granta M. 2025. The potential of bacteriocins and bacteriophages to control bacterial disease of crops with a focus on *Xanthomonas* spp. *Journal of the Royal Society of New Zealand* 55 (2):302–326. <https://doi.org/10.1080/03036758.2024.2345315>
- Greer F.S., Surendran A., Grant M., Lillywhite R. 2023. The current status, challenges, and future perspectives for managing diseases of brassicas. *Front. Microbiol.* 14:1209258. doi: 10.3389/fmicb.2023.1209258 <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC10392840/pdf/fmicb-14-1209258.pdf>
- Iglesias-Bernabé L., Madloo P., Rodríguez V.M., Francisco M., Soengas P. 2019. Dissecting quantitative resistance to *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in leaves of *Brassica oleracea* by QTL analysis. *Sci. Rep.* 9, 2015. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-38527-5>
- Klair D., Boluk G., Silva J., Arizala D., Dobhal S., Arif M. 2021. First Report of Bacterial Soft Rot Disease on Pak Choi (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*) Caused by *Pectobacterium brasiliense* in the United States. *Plant Dis.* 105(7):2011. <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-20-1854-PDN>

- Liu Z., Wang H., Wang J., Lv J., Xie B., Luo S., Wang S., Zhang B., Li Z., Yue Z., Yu J. 2022. Physical, chemical, and biological control of black rot of brassicaceae vegetables: A review. *Front Microbiol.* 13:1023826 <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.1023826>
- Mandiriza G., Kritzinger Q., Aveling T.A.S. 2018. The evaluation of plant extracts, biocontrol agents and hot water as seed treatments to control black rot of rape in South Africa. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.08.025>
- Mandiriza G. 2015. Validation study of alternative seed treatments for *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* on *Brassica*. University of Pretoria. *Crop Protection* 114:129–136. https://www.eppo.int/media/uploaded_images/MEETINGS/Meetings_2015/testa_angers/17_Mandiriza.pdf
- Mao S., Kim Y., Sahu N., Kim S., Bok G., Lee H., Kim H., Watanabe M., Park J. 2024. Identification of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* races 4 and 9 by Molecular Marker-Based Approach. *Plant Breed. Biotech.* 12:157-174. <https://doi.org/10.9787/PBB.2024.12.157>
- Nakada-Freitas P.G., Soriano F., Cardoso A.I.I., Bardivieso E.M., Kronka A.Z., Lanna N.B.L., da Silva E.O. 2024.
- Thermotherapy for *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* Control in Kale Organic Seeds. *BABT* 67: e24230733, <https://doi.org/10.1590/1678-4324-2024230733>
- Ombuna G.J., Nyangeri J., Maobe S. 2019. The efficacy of hot water seed treatment against *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in the control of black rot disease of cabbage under field conditions. *J New Biol Rep* 8(2):125-133.
- Papaianni M., Ricciardelli A., Fulgione A., d'Errico G., Zoina A., Lorito M., Woo S.L., Vinale F., Capparelli R. 2020. Antibiofilm Activity of a *Trichoderma* Metabolite against *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*, Alone and in Association with a Phage. *Microorganisms* 8(5):620. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8050620>
- Pineda M., Barón M. 2023. Assessment of Black Rot in Oilseed Rape Grown under Climate Change Conditions Using Biochemical Methods and Computer Vision. *Plants (Basel)*. 14;12(6):1322. <https://doi.org/10.3390/plants12061322>
- Pinzón Nuñez A.M., Monteiro F.P., Pacheco L.P., Alvarez Rodríguez G.A., Nogueira C.C.A., Ferreira Pinto F.A.M., Medeiros F.H.V. de, de Souza J.T. 2017. Development and Validation of a Diagrammatic Scale to Assess the Severity of Black Rot of Crucifers in Kale. *Journal of Phytopath.* 165(3):195-203. <https://doi.org/10.1111/jph.12550>
- Popović T., Mitrović P., Jelušić A., Dimkić I., Marjanović-Jeromela A., Nikolić I., et al. 2019. Genetic diversity and virulence of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* isolates from *Brassica napus* and six *Brassica*

- oleracea* crops in Serbia. Plant Pathol. 68:1448–1457. <https://doi.org/10.1111/ppa.13064>
- Rivera M.C., Wright E.R. 2020. Apuntes de Patología Vegetal: Fundamentos y Prácticas para la Salud de las Plantas. 1a ed. - Ciudad Autónoma de Buenos Aires: Editorial Facultad de Agronomía. Libro digital. <https://efa.agro.uba.ar/wp-content/uploads/librosdigitales/apuntes.pdf>
- Roberts S.J., Branfield L., Payne S.R. 2020. Improved management of bacterial diseases of horticultural crops. Agriculture and Horticulture Development Board CP191 Final Report, 1–64.
- Rodrigues T.C., Gois I.B., Fernandes R.P.M., Blank A.F., Sandes R.D.D., Leite Neta M.T.S., Narain N., Maria de Fátima Arrigoni-Blank M.F.A. 2023. Chemical characterization and antimicrobial activity of essential oils from *Croton grewoides* Baill. accessions on the phytopathogen *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*, Pesticide Biochemistry and Physiology 193, 105454. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2023.105454>
- Romero A.M., Zapata R.L. 2006. Podredumbre negra (*Xanthomonas campestris* pv. *campestris*) en rúcula en Argentina. Resúmenes, p.237. XII Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Fac. Ciencias Agrarias, Univ. Nac. de Catamarca. 28-30 junio de 2006, Catamarca.
- Sangwan P., Sangwan R., Malik V., Singh M. 2023. Evaluation of antibiotics and bioagents for the management of black rot disease of cabbage and their effect on extracellular polysaccharide secretion. Bangladesh J. Bot. 52(4):965–970. DOI: <https://doi.org/10.3329/bjb.v52i4.70578>
- Sanna M., Gilardi G., Gullino M.L., Mezzalama M. 2022. Evaluation of physical and chemical disinfection methods of *Brassica oleracea* seeds naturally contaminated with *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*. Journal of Plant Diseases and Protection 129:1145–1152. <https://doi.org/10.1007/s41348-022-00635-2>
- Sharma B.B., Kalia P., Singh S., Singh D., Tomar B.S. 2021. Race specific host-plant resistance against black rot (*Xanthomonas campestris* pv. *campestris*) in alien Brassicas. Indian J. Hortic. 78(4):357–364.
- Sharma B.B., Kalia P., Yadava D.K., Singh D., Sharma T.R. 2016. Genetics and Molecular Mapping of Black Rot Resistance Locus Xca1bc on Chromosome B-7 in Ethiopian Mustard (*Brassica carinata* A. Braun). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0152290>
- Shaw R.K., Shen Y., Wang J., Sheng X., Zhao Z., Yu H., Gu H. 2021. Advances in Multi-Omics Approaches for Molecular Breeding of Black Rot Resistance in *Brassica oleracea* L. Front. Plant Sci. 12:742553. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.742553>
- Sheng X.-G., Branca F., Zhao Z.-Q., Wang J.-S., Yu H.-F., Shen Y.-S., Gu H.-H. 2020. Identification of Black Rot Resistance in a Wild *Brassica* Species and Its Potential Transferability to Cauliflower. Agronomy 10, 1400. <https://doi.org/10.3390/agronomy10091400>
- Suwannarat S., Tephiruk N., Sunan S., Ruangwong K., Srisophon S. 2024. Disinfection Efficacy of Electrohydraulic Discharge Plasma against *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*: A Sustainable Seed Treatment Approach. ACS Appl. Bio Mater. 7:1469–1477. <https://doi.org/10.1021/acsabm.3c00862>

- Tang Ji-L., Tang D-J., Dubrow Z.E., Bogdanove A., An S. 2020. *Xanthomonas campestris* Pathovars. Trends in Microbiology 29;182-183. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2020.06.003>
- Tebaldi N.D., Mota L.C.B.M., Silva F.A.N., Tømm G.O. 2014. Detecção de *xanthomonas campestris* pv. *campestris* em sementes de canola. 4p. 1º Simposio Latino Americano de Canola. 19-21 agosto de 2014. Passo Fundo, RS, Brasil.
- Tortosa M., Velasco P., Rodríguez V.M., Cartea M.E. 2022. Changes in *Brassica oleracea* Leaves Infected With *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* by Proteomics Analysis. Front Plant Sci. 2:781984. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.781984>
- van der Wolf J.M., van der Zouwen P.S., van der Heijden L. 2013. Flower infection of *Brassica oleracea* with *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* results in high levels of seed infection. Eur J Plant Pathol 136:103–111. <https://doi.org/10.1007/s10658-012-0141-z>
- Velázquez P.D. 2024. Comportamiento de cultivares y líneas experimentales de colza primaveral a la podredumbre negra o mancha en V (*Xanthomonas campestris* pv. *campestris*). p.18. 1er Simposio Nacional de Colza y otras Brasicáceas. 12 de septiembre. Paraná, Entre Ríos.
- Velazquez P.D., Coll L. 2020. Carinata (*Brassica carinata*): enfermedades observadas en Paraná, Entre Ríos, durante el ciclo agrícola 2019. Serie Extensión INTA Paraná N° 85:17-23.
- Velázquez P.D., Formento A.N., Coll L. 2016. Comportamiento de cultivares y líneas avanzadas de colza a la podredumbre negra (*Xanthomonas campestris* pv. *campestris*). Año 2015. Serie de Extensión INTA Paraná N° 78:79-86.
- Vicente J.G., Holub E.B. 2013. *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (cause of black rot of crucifers) in the genomic era is still a worldwide threat to brassica crops. Mol Plant Pathol. 14(1):2-18.
- Wulff E.G., Mguni C.M., Mortensen C.N. et al. 2002. Biological Control of Black Rot (*Xanthomonas campestris* pv. *campestris*) of Brassicas with an Antagonistic Strain of *Bacillus Subtilis* in Zimbabwe. European Journal of Plant Pathology 108:317–325. <https://doi.org/10.1023/A:1015671031906>
- Zhou C., Xu L., Zuo R., Bai Z., Fu T., Zeng L., Qin L., Zhang X., Shen C., Liu F. et al. 2025. Integrated Transcriptome and Metabolome Analysis Reveals the Resistance Mechanisms of *Brassica napus* Against *Xanthomonas campestris*. Int. J. Mol. Sci. 26, 367. <https://doi.org/10.3390/ijms26010367>

Mildiu

Organismo Causal: *Hyaloperonospora parasitica* (Gaum.) Goker [Sinónimos *Peronospora parasitica* (Pers. ex. Fr.) Fr. *Hyaloperonospora brassicae* f. *brassicae*; *H. brassicae* (Gäumann) Göker, Voglmayr, Riethmüller, Wei and Oberwinkler, *H. parasitica* (Persoon) Constantinescu].

Los microorganismos del filum oomycetes (Stramenopila) son importantes fitopatógenos a nivel mundial, sin embargo, los avances en su

conocimiento son limitados comparados con las investigaciones en hongos, bacterias y virus (Blakney *et al.*, 2024). Dentro de los oomycetes, los mildius (diversos géneros) son parásitos obligados que taxonómicamente pertenecen al orden Peronosporales y familia Peronosporaceae del reino Stramenopila. Producen daños importantes en el rendimiento y calidad de numerosos cultivos, entre ellos girasol, cebolla, poroto, lechuga, espinaca, vid, lúpulo, y especies de las familias Brassicáceas (**Figura 67**) y Cucurbitáceas.



Figura 67. Mildiu (*Hyaloperonospora* spp.) en colza.

La especie modelo para estudiar la interacción hospedante*patógeno es *Hyaloperonospora arabidopsidis*, que afecta a *Arabidopsis thaliana*. Recientemente por caracterización morfológica y molecular, el oomycete *Peronospora* fue desagregado en tres géneros: *Peronospora* (*sensu strictu*), *Hyaloperonospora* y *Perofascia*, los dos últimos géneros completamente restringidos a la familia Brassicaceae. La primera referencia conocida en Brassicáceas fue la descripción del mildiu en *Capsella bursa-pastoris* por Persoon en 1796, quien lo adjudicó a un hongo *Botrytis parasitica* Pers. (CABI, 2022; Lee *et al.*, 2019; 2017). *Hyaloperonospora* es el tercer género más numeroso de mildius con más de 100 especies, que ocasionan enfermedades importantes y devastadoras en todo el mundo donde existan Brassicáceas cultivadas o silvestres (AHDB, 2020; Saharan *et al.*, 2017; Salgado-Salazar *et al.*, 2017).

La secuenciación del genoma de dos aislados de *H. brassicae*, uno de alta virulencia (muestra B) y otro de baja virulencia (muestra C) con tamaños de 72.762 y 76.950 Mb, respectivamente refleja la co-evolución de patógeno con el hospedante a través de tasas diferenciales de mutación y selección. Este conocimiento permitirá monitorear en el campo la prevalencia de los patotipos de *H. brassicae* y detectar tempranamente

cualquier cambio de virulencia dentro de las poblaciones del patógeno. El genoma completo del aislado BJ2020 obtenido de repollo tiene un tamaño de 37.10 Mb y el análisis comparativo entre *H. parasitica*, *H. arabidopsidis*, y *H. brassicae* mostró grandes diferencias entre los tres mildius que afectan a las Brassicáceas. Por otro lado, *H. brassicae* posee una gran afinidad filogenética con *H. parasitica* que afecta a colza (Wu *et al.*, 2023; You *et al.*, 2021).

El micelio de *Hyaloperonospora* es cenocítico (no septado), ramifica en los espacios intercelulares de los tejidos vegetales, forma haustorios lobulados de distinto tamaño dentro de las células y a partir de las agregaciones de hifas ramificadas debajo de la epidermis del tejido, diferencia esporangióforos (conidióforos) hialinos de 200 a 500 μm de largo. Éstos, emergen solitarios o en grupos a partir de estomas, se ramifican 6 a 8 veces, y en su extremo se bifurcan en pares dando lugar a esterigmas finamente puntiagudos y curvados (**Figura 68**) y cada uno posee un esporangio terminal. Siempre las fructificaciones se detectan densamente en la cara abaxial (envés) de las hojas.



Figura 69. Esporangióforos, esterigmas y esporangios de *Hyaloperonospora* spp

Los conidios subglobosos o elipsoidales, blanquecinos o hialinos miden $12\text{-}22 \times 24\text{-}27 \mu\text{m}$ (**Figura 69**). Las dimensiones son variables, para Lee *et al.* (2019) son más grandes que los hallados en Paraná y miden $21\text{-}28,5 \times 20\text{-}25,5 \mu\text{m}$, con un promedio de $25,2 \times 22,86 \mu\text{m}$ y una relación largo ancho de 1,01-1,21 (promedio 1,1). En la EEA Paraná, se registraron valores de $15,4\text{-}23,0 \times 17,9\text{-}25,6 \mu\text{m}$, con un promedio de $20,5 \times 18,8 \mu\text{m}$ (Formento, datos no publicados).

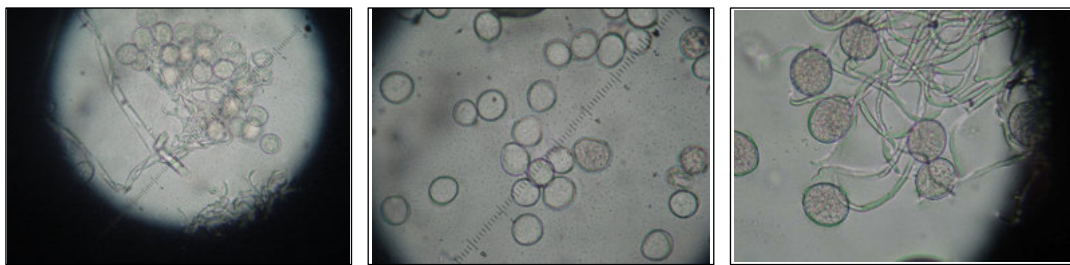


Figura 68. Esporangios (conidios) de *Hyaloperonospora* spp.

En tejidos vegetales frescos de *Raphanus raphanistrum*, los esporangióforos hialinos y rectos midieron 280 a 610 μm de largo y los esporangios, hialinos, subglobosos a ovoides midieron 17,5-25,5 $\times$ 16,2 a 24,3 μm ; no se observaron oosporas y molecularmente se identificó como *H. brassicae* (Robles-Yerena *et al.*, 2017). Las oosporas son el resultado de combinación sexual, donde de una misma o distintas hifas se forma un oogonio y un anteridio, este último fertiliza el oogonio y da lugar a una oospora uninucleada que engrosa su pared cuando maduran, son de color amarillo a marrón, esféricas y miden 26-45 μm (Nashaat, 2007; Saharan *et al.*, 1997). Con oosporas de *Peronospora parasitica* (ahora *H. parasitica*) obtenidas de brócoli y repollo se inocularon cotiledones de plantas mantenidas asépticamente y a los 7 días se observaron oogonios, con anteridios largos y con forma de zarcillo. Condiciones de luz, temperatura, edad y nutrición del hospedante que favorecían la senescencia de las hojas, generalmente promovieron la formación de oosporas. Sin embargo, las oosporas no germinaron cuando durante 5 meses fueron sometidas a diversas temperaturas (-10 a 27°C) según Mcmeekin (1960).

Sintomatología: afecta principalmente la parte aérea de las plantas jóvenes y, en etapas posteriores provoca debilitamiento de plantas con reducción del rendimiento. Los primeros síntomas se detectan en cotiledones y hojas inferiores como lesiones cloróticas, verde amarillentas en el haz con esporulación abundante en el envés, que en general pasa desapercibido (**Figuras 70 y 71**). Posteriormente, las lesiones aumentan su tamaño, se ven irregulares, de aspecto acuoso y particularmente amarillentas y distribuidas en toda la lámina foliar, se unen y forman sectores o "parches" de color naranja o áreas necrosadas de color amarillo con centro más claro (**Figura 72**).



Figura 70. Síntomas de mildiu en colza de siembra muy tardía.
INTA-EEA Paraná, 2024.



Figura 72. Síntomas iniciales de mildiu (*Hyaloperonospora* spp.) en colza, haz (centro) y envés (der.).



Figura 73. Síntomas típicos en un ataque avanzado y severo de *Hyaloperonospora* spp. en colza.

Al ser un organismo biotrófico, las hojas muy afectadas se tornan completamente cloróticas por el parasitismo (**Figura 73**).



Figura 71. Hojas inferiores de colza completamente cloróticas afectadas por mildiu (*Hyaloperonospora* spp.).

El patógeno esporula en el envés de las hojas infectadas y la "eflorescencia" blanquecina de apariencia "vellosa" de las estructuras asexuales (**Figuras 74, 75 y 76**) da el nombre común de la enfermedad. En ocasiones, con condiciones altamente favorables al patógeno y un

hospedante muy susceptible, se puede ver la eflorescencia en ambas caras de la hoja (Pfeufer *et al.*, 2024; ADBH, 2020; Nashaat, 2007).



Figura 74. Eflorescencia blanca en el envés de hojas de colza, formada por esporangióforos y esporangios de *Hyaloperonospora* spp.



Figura 75. Mildiu en colza. Dpto Soriano (Uruguay).

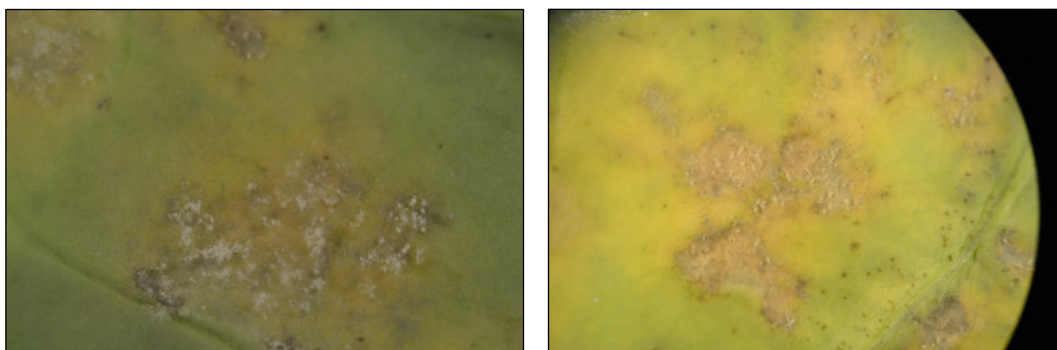


Figura 76. Esporangióforos y esporangios de *Hyaloperonospora* spp. en el envés de hoja de colza.

En las especies de *Brassica* ocurre una estrecha asociación entre *Peronospora parasitica* (*Hyaloperonospora*) y *Albugo candida* (roya

blanca). En *Alyssum saxatile*, *Raphanus sativus* y *Sisymbrium irio* sólo se determinaron infecciones de *P. parasitica*, mientras que en *Capsella bursa-pastoris*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Hirschfeldia incana* y *Rapistrum rugosum* el mildiu estuvo estrictamente condicionado por la presencia simultánea de "agallas" o tejidos con hipertrofia causados por *Albugo* (**Figura 77**) (Meena *et al.*, 2014; Delhey & Kiehr, 2006). Cuando ambos patógenos están juntos, causan daños más severos, incrementando las pérdidas del rendimiento hasta un 37%, por ejemplo, en mostaza.



Figura 77. Mildiu en bolsa de pastor (*Capsella bursa-pastoris*).

Condiciones climáticas predisponentes: alta humedad ambiental, niebla, lloviznas y rocío, además de temperaturas nocturnas entre 8 y 16°C, mínimamente durante 4 noches sucesivas y temperaturas diurnas de 23-24°C.

Los estudios que relacionan los efectos de la temperatura diurna y nocturna (14/10°C y 22/17°C) y la edad de las plantas (15, 23, 31 y 40 días) con la severidad del mildiu en cultivares de *Brassica juncea* y *B. napus* mostraron efectos significativos para temperatura, cultivar e interacción cultivar*temperatura. En cotiledones de cultivares susceptibles, a 22/17°C las plantas presentaron síntomas a las 48 horas después de la inoculación (dpi) y abundante esporulación a las 72 horas. Sin embargo, a 14/10°C los síntomas se observaron recién a los 5 días dpi y la esporulación a los 7 días. En relación con la edad de la planta, se observaron efectos significativos para edad, cultivar e interacción cultivar*edad de la planta. La severidad fue significativamente mayor en plantas de 15 días comparadas con plantas de 40 días de edad. Las plantas son más susceptibles al estado de plántulas o juveniles con temperaturas cálidas de otoño (Mohammed *et al.*, 2018).

Epifitiología: el patógeno sobrevive en el rastrojo, suelo, semillas, malezas y plantas voluntarias de la familia Brasicáceas. A partir de semillas la diseminación entre lotes o regiones es fácil y rápida. El proceso de infección primario se inicia con la germinación de las oosporas que se encuentran en el rastrojo o en el suelo y son capaces de sobrevivir en condiciones ambientales desfavorables en ausencia del hospedante.

El patógeno penetra las células epidérmicas mediante la generación de haustorios; el crecimiento del micelio puede ser restringido por una rápida necrosis del mesófilo y/o de las células epidérmicas al bloquearse la disponibilidad de nutrientes. La enfermedad es grave cuando afecta las

plántulas, pero también pueden registrarse pérdidas significativas cuando el ataque del patógeno ocurre en etapas posteriores. En condiciones frescas y húmedas, las oosporas pueden germinar e iniciar las infecciones primarias a través de las raíces y las infecciones secundarias ocurren por los esporangios y zoosporas que infectan las hojas sanas. Los síntomas comienzan en las hojas inferiores y progresan gradualmente hacia las hojas superiores ocasionando manchas amarillas/cloróticas en la cara adaxial (Murtza, 2022).

El mildiu fue observado en ensayos de colza de la EEA Paraná en 2014 y en lotes de producción del dpto. Victoria (Entre Ríos) asociado a síntomas de *Plenodomus lingam*, *Alternaria brassicae* y en menor medida, a mancha en V por *Xanthomonas*. La coexistencia de distintos patógenos en hojas de colza fue registrada por Murtza (2022).

En Paraná (ER), el mildiu fue determinado en mostacilla (*Rapistrum rugosum*) y en bolsa de pastor (*Capsella bursa-pastoris*) (**Figura 78**) en bordes de caminos y en curvas de nivel (terrazas) (Formento, datos no publicados).



Figura 78. Agalla o hipertrofia (roya blanca o falsa roya) causada por *Albugo candida* (izq.) y dos agallas rodeadas por esporangióforos y esporangios (flecha roja) de mildiu (*Hyaloperonospora* spp.) (der.).

En Ensayos Comparativos de Rendimiento (ECR) de colza en INTA Paraná, la enfermedad presentó en el año 2019 los mayores valores registrados hasta el presente, con una prevalencia del 100%, incidencia y severidad promedio de 37% y 1,5%, respectivamente. En los años 2021, 2022 y 2023 la incidencia fue 23, 100 y 85% respectivamente, pero la severidad sólo alcanzó un nivel de trazas (Velázquez & Coll, 2024).

Rango de hospedantes: en Argentina, el patógeno se identificó en siete especies exóticas: *Hirschfeldia incana*, *Alyssum saxatile*, *Capsella bursa-pastoris*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Raphanus sativus*, *Rapistrum rugosum* y *Sisymbrium irio* (Delhey et al., 2006). Otros hospedantes son *Biscutella laevigata*, *Cardamine amara*, *C. trifolia*, *Cardaria draba*, *Cleome hassleriana*, *Crambe maritima*, *Diplotaxis eruroides*, *D. tenuifolia*, *Erysimum diffusum*, *E. cheiranthoides*, *E. crepidifolium*, *E. hieracifolium*, *E. repandum*, *Hornungia alpina*, *Lepidium campestre*, *L. cartilagineum*, *L. densiflorum*, *L. latifolium*, *L. ruderale*, *L. sativum*, *L. virginicum* y *Sisymbrium volgense*. Además, afecta bróccoli (*Brassica oleracea* var.

italica), "pak choi" (*Brassica rapa* subsp. *chinensis*), nabo (*Raphanus raphanistrum*), *Brassica napus*, *B. juncea*, *B. nigra*, *B. narinosa*, *Sinapis alba*, *Raphanus sativus*, *Eruca sativa*, *A Armoracia rusticana*, *Eutrema japonicum* y *Nasturtium officinale*. Las Brasicáceas más susceptibles son colza y mostaza negra (Runno-Paurson *et al.*, 2019; Lee *et al.*, 2019; Robles-Yerena *et al.*, 2017; Thines & Choi, 2016; Hong *et al.*, 2008).

Manejo Integrado: las pérdidas ocasionadas por el mildiu en Brasicáceas son muy importantes, entre 50 y 100% del rendimiento de cultivos hortícolas y oleaginosos dependiendo de la cantidad de inóculo en el suelo, condiciones ambientales favorables, prácticas culturales utilizadas y técnicas preventivas de manejo aplicadas (Saharan *et al.*, 2017). En *Brassica juncea*, las pérdidas oscilaron entre 43 a 67% y se redujo significativamente la altura promedio de plantas, peso de 1000 semillas y contenido de aceite. En general, el número de silicuas en el tallo principal, así como en las ramificaciones primarias, también fue menor cuando se compararon plantas enfermas vs. sanas (Meena *et al.*, 2014).

Control cultural: evitar el monocultivo, rotar con cultivos no Brasicáceas al menos durante dos años para reducir el inóculo inicial y controlar las malezas de la familia Brasicáceas que pueden ser reservorio del patógeno. En aquellos casos que se use riego por aspersión, aplicar en las primeras horas de la mañana, para promover un rápido secado de la humedad sobre las hojas, facilitar la circulación de aire entre las plantas ajustando espacio y densidad, además de promover una nutrición balanceada, ya que la deficiencia de K (potasio) incrementa la susceptibilidad a mildiu (Reeves *et al.*, 2021).

Control genético: el uso de cultivares resistentes que presenten resistencia durable/en planta adulta es la técnica preferencial para patógenos biotróficos, sin embargo, su obtención es difícil por la diversidad de patotipos del oomycete *H. brassicae* (Coelho *et al.*, 2012).

En Australia, un estudio basado en la nomenclatura octal (basada en ocho números) permitió definir las relaciones filogenéticas de los aislados de *H. brassicae* estableciendo un punto de referencia para comprender la situación actual y los futuros cambios genéticos dentro de las poblaciones. Un total de 154 genotipos, donde se incluyeron 78 materiales de *Brassica napus* fueron inoculados artificialmente; *Rhapanus sativus*, *Brassica carinata*, *B. juncea*, *B. oleracea* y *Crambe abyssinica* se identificaron como las mejores fuentes de resistencia para usar en programas de mejoramiento de Brasicáceas oleaginosas y hortícolas (Mohammed *et al.*, 2019; 2017).

La severidad de mildiu en *Brassica napus*, *B. juncea*, *B. nigra*, *Sinapis alba*, *Raphanus sativus* y *Eruca sativa* evaluada a campo durante dos años y en tres sitios diferentes mostraron que *S. alba*, *E. sativa* y *R. sativus* fueron significativamente más resistentes que el resto de las Brasicáceas (Runno-Paurson *et al.*, 2019).

El programa de mejoramiento de camelina evaluó el comportamiento de 528 líneas a mildiu, los que fueron muy dispares, hallándose grupos inmunes a muy susceptibles; cinco líneas de cruzamientos simples fueron inmunes, con mayor rendimiento de granos y aceite que la variedad estándar Karat y podrán ser usadas para incorporar resistencia (Tör *et al.*, 2023).

Existen diversas escalas para evaluar mildiu en Brasicáceas, entre ellas, una muy usada es la de EPPO (2003) donde la severidad en hojas oscila entre 0 y 85% de área afectada. Wu *et al.* (2024) propone una escala de 6 grados, basada en la presencia o ausencia de manchas y esporulación en el envés de las hojas; los genotipos son resistentes si se ubican en los grados 0 al 2 y susceptibles, en los grados 3 al 5 (**Tabla 8**).

Tabla 8. Escala para evaluar severidad de mildiu (*Hyaloperonospora parasitica*) en Brasicáceas.

GRADOS	DESCRIPCIÓN
0	Sin síntomas ni esporulación
1	1 hoja con manchas grandes o 2–3 hojas con pequeñas manchas y escasa esporulación
2	1 hoja con manchas grandes o 2–3 hojas con pequeñas manchas y mucha esporulación
3	2-3 hojas con manchas grandes o 4-5 hojas con muchas manchas y escasa esporulación
4	2-3 hojas con manchas grandes o 4-5 hojas con muchas manchas y mucha esporulación
5	más de 5 hojas con manchas grandes y mucha esporulación

Fuente: Wu *et al.* (2024).

Control químico: los fungicidas para controlar mildiu en colza y carinata son muy limitados. Algunos fungicidas usados como preventivos y de amplio espectro son clorothalonil, mancozeb y algunas formulaciones a base de cobre. El metalaxyl, es un fungicida sistémico que se utiliza para el control en semillas, pero genera resistencia cuando se usa en forma prolongada (Greer *et al.*, 2023; Saharan *et al.*, 1997). En Brasicáceas hortícolas se aplica fosfitos de cobre y de potasio en forma temprana con niveles de enfermedad bajos, para que actúen como inductores de las defensas naturales de las plantas.

Actualmente se investiga el principio activo oxathiapiproline, registrado como curasemillas en Argentina para mildiu en girasol (*Plasmopara halstedii*)

Control Biológico: *Trichoderma harzianum* y *Pseudomonas* spp. son los agentes de biocontrol más usados para mildiu en cultivos de *Brassica*. En *B. juncea*, tratamientos a las semillas y aplicaciones foliares solas o combinadas, reducen la severidad, como también el extracto acuoso de ajo en pulverizaciones foliares (Meena *et al.*, 2013). Los mecanismos principales de control son la inducción de resistencia en las plantas como ocurre con *Trichoderma harzianum* e inhibición directa del crecimiento del patógeno como es el caso de *Bacillus subtilis* (Cherlinka, 2024). *Bacillus velezensis* y *Pseudomonas fluorescens* fueron exitosos en el control del mildiu en arveja (Okechukwu *et al.*, 2025).

Otra técnica de manejo del mildiu, es el uso de aislados avirulentos de *H. parasitica* que indujeron resistencia en bróccoli y coliflor (Greer *et al.*, 2023).

Bibliografía

- AHDB 2020. *Brassica* diseases. p.15-18. https://projectblue.blob.core.windows.net/media/Default/Horticulture/BrassicaDiseasesGuide1719_200428_WEB.pdf
- Blakney A.J.C., Bainard L.D., St-Arnaud M., Hijria M. 2024. Soil Chemistry and Soil History Significantly Structure Oomycete Communities in Brassicaceae Crop Rotations. *Appl Environ Microbiol* 89: e01314-22. <https://doi.org/10.1128/aem.01314-22>
- CABI 2022. *Hyaloperonospora brassicae* f. *brassicae*. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/abs/10.1079/cabicompendium.97369333>
- Coelho P.S., Vicente J.G., Monteiro A.A., Holub E.B. 2012. Pathotypic diversity of *Hyaloperonospora brassicae* collected from *Brassica oleracea*. *European Journal of Plant Pathology* 134(4):763-771. <http://wrap.warwick.ac.uk/51740>
- Cherlinka V. 2024. Downy Mildew: How to Identify, Prevent, And Control. <https://eos.com/blog/downy-mildew/>
- EPPO Bulletin. 2003. Efficacy evaluation of fungicides: Root, stem, foliar and pod diseases of rape. *EPPO Bulletin*, 33:25-32. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2338.2003.00615.x>
- Formento Á.N. 2014. Cultivo de Colza. Mildiu. Informe N°11. Cultivos de Invierno. <https://www.scribd.com/document/535341728/Script-tmp-Inta-Informe-n11-Cultivos-de-Invierno-Colza-2014>
- Greer F.S., Surendran A., Grant M., Lillywhite R. 2023. The current status, challenges, and future perspectives for managing diseases of brassicas. *Front. Microbiol.* 14:1209258. doi: 10.3389/fmicb.2023.1209258
- Hong S.Y., Jee H.J., Choi Y.J., Shin H.D. 2008. First confirmed report of downy mildew caused by *Hyaloperonospora parasitica* on broccoli in Korea. *Plant Pathology* 57:777. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2008.01854.x>
- Lee J.S., Lee H.B., Choi Y.J. 2019. New Downy Mildew Disease Caused by *Hyaloperonospora brassicae* on Pak choi (*Brassica rapa*) in Korea. *Res. Plant Dis.* 25(2):98-101. <https://doi.org/10.5423/RPD.2019.25.2.98>

- Lee J.S., Lee H.B., Shin H.D., Choi Y.J. 2017. Diversity, Phylogeny, and Host-Specialization of *Hyaloperonospora* Species in Korea. *Mycobiology* 45(3):139-149.
<https://doi.org/10.5941/MYCO.2017.45.3.139>
- Mcmeekin D. 1960. The role of the oospores of *Peronospora parasitica* in downy mildew of crucifera. *Phytopathology* 50(2):93-97.
<https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19601101892>
- Meena P.D., Thomas L., Singh D. 2014. Assessment of yield losses in *Brassica juncea* due to downy mildew (*Hyaloperonospora brassicae*). *Journal of Oilseed Brassica* 5(1):73-77.
<https://www.cabidigitallibrary.org/doi/pdf/10.5555/20143310064>
- Meena P.D., Gour R.B., Gupta J.C., Singh H.K., Awasthi R.P., Netam R.S., et al. 2013. Non-chemical agents provide tenable, eco-friendly alternatives for the management of the major diseases devastating Indian mustard (*Brassica juncea*) in India. *Crop Prot.* 53:169-174.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2013.07.006>
- Mohammed A.E., You M.P., Banga S.S., Barbetti M.J. 2019. Resistances to downy mildew (*Hyaloperonospora brassicae*) in diverse Brassicaceae offer new disease management opportunities for oilseed and vegetable crucifer industries. *Eur J Plant Pathol* 153:915-929.
<https://doi.org/10.1007/s10658-018-01609-7>
- Mohammed A.E., You M.P., Barbetti M.J. 2018. Temperature and plant age drive downy mildew disease epidemics on oilseed *Brassica napus* and *B. juncea*. *Eur J Plant Pathol* 151:703-711.
<https://doi.org/10.1007/s10658-017-1404-5>
- Mohammed A.E., You M.P., Barbetti M.J. 2017. New resistances offer opportunity for effective management of the downy mildew (*Hyaloperonospora parasitica*) threat to canola. *Crop & Pasture Science* 68:234-242. <http://dx.doi.org/10.1071/CP16363>
- Murtza T. 2022. Understanding disease epidemics of rapeseed pathogens. Thesis PhD. University of Western Australia. 132p. <https://research-repository.uwa.edu.au/en/publications/understanding-disease-epidemics-of-rapeseed-pathogens>
- Murtza T., You M.B., Barbetti M.J. 2021. Synergistic/antagonistic interactions between *Neopseudocercospora*, *Alternaria*, *Leptosphaeria* and *Hyaloperonospora* determine aggregate foliar diseases severity in rapeseed. *Plant Pathology* 71:523-534.
<http://dx.doi.org/10.1111/ppa.13506>
- Nashaat N.I. 2007. Downy Mildew. p.28-30. In: Rimmer S.R., Shattuck V.I. & L. Buchwaldt (eds). *Compendium of Brassica Diseases*. APS Press.
- Okechukwu E.C., Jimenez-Quiros C., Baysal Ö, Kocamaz S., Arıkan B., Webb A., Wood T., Arora S., Domoney C., Studholme D.J., Tör M. 2025. Biological control of Downy Mildew. Pea-Saving Partners: *Bacillus* and *Pseudomonas* combat downy mildew in pea crops. (Pre-print).
<https://doi.org/10.1101/2025.01.04.631291>
- Pfeufer E.E., Suresh L.P., Groben G. 2024. First Global Report of *Hyaloperonospora brassicae* in Commercial Broccoli and Cabbage Microgreens. *Plant Dis.* 108(7):2243.
<https://doi.org/10.1094/PDIS-01-24-0266-PDN>

- Reeves E., Sharpe S., Meadows I. 2021. Downy Mildew on *Brassica* Crops. <https://content.ces.ncsu.edu/downy-mildew-on-brassica-crops>
- Robles-Yerena L., Leyva-Mir S.G., Carreón-Santiago I.C., Cuevas-Ojeda J., Camacho-Tapia M., Tovar-Pedraza J.M. 2017. First report of *Hyaloperonospora brassicae* causing downy mildew on wild radish in Mexico. *Plant Pathology & Quarantine* 7(2):137–140. <http://dx.doi.org/10.5943/ppq/7/2/5>
- Runno-Paurson E., Lääniste P., Ereemeev V., Kaurilind E., Hõrak H., Niinemets Ü., Metspalu L. 2019. Evaluation of downy mildew (*Hyaloperonospora brassicae*) infection severity on different cruciferous oilseed crops. *Proceedings of the 9th International Scientific Conference Rural Development 2019*. DOI: <http://doi.org/10.15544/RD.2019.047>
- Saharan G.S., Mehta N., Meena P.D. 2017. The Pathogen: *Hyaloperonospora parasitica* (Gaum.) Goker [*H. brassicae* (Gaum.) Goker]. In: *Downy Mildew Disease of Crucifers: Biology, Ecology and Disease Management*. Springer, Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-10-7500-1_3
- Saharan G.S., Verma P.R., Nashaat N.I. 1997. Monograph on Downy Mildew of Crucifers. https://publications.gc.ca/collections/collection_2021/aac-aafc/A54-13-1997-01-eng.pdf
- Salgado-Salazar C., Rane K.K., Crouch J.A. 2017. First Report of *Hyaloperonospora* sp. Associated with Downy Mildew Disease of *Iberis sempervirens* in the United States. *Plant Dis.* 101(6):1058. <https://apsjournals.apsnet.org/doi/10.1094/PDIS-08-16-1158-PDN>
- Serdyuk O., Trubina V., Gorlova L. 2020. The causative agent of downy mildew *Peronospora brassicae* Gaeum. f. *brassicae* (Gaeum.) on winter false flax (*Camelina sativa* (L.) Crantz.): the search for a source of disease resistance in the conditions of the Krasnodar region. XI International Scientific and Practical Conference "Biological Plant Protection is the Basis of Agroecosystems Stabilization". BIO Web of Conferences 21, 00031. <https://doi.org/10.1051/bioconf/20202100031>
- Thines M., Choi Y.J. 2016. Evolution, diversity, and taxonomy of the Peronosporaceae. With focus on the genus *Peronospora*. *Phytopathology* 106:6–18. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-05-15-0127-RVW>
- Tör M., Wood T., Webb A., Göl D., McDowell J.M. 2023. Recent developments in plant-downy mildew interactions. *Seminars in Cell and Developmental Biology* 148-149:42–50. <https://doi.org/10.1016/j.semcdb.2023.01.010>
- Velázquez P.D., Coll L. 2024. Enfermedades de colza primaveral en la EEA Paraná entre los ciclos agrícolas 2013 y 2023. p.19. 1º Simposio Nacional de Colza y otras Brasicáceas. 12 de septiembre 2024. Paraná, Entre Ríos.
- Wu Y., Zhang B., Liu S., Zhao Z., Ren W., Chen L., Yang L., Zhuang M., Lv H., Wang Y., et al. 2023. A Whole-Genome Assembly for *Hyaloperonospora parasitica*, A Pathogen Causing Downy Mildew in Cabbage (*Brassica oleracea* var. *capitata* L.). *Journal of Fungi* 9(8):819. <https://doi.org/10.3390/jof9080819>

- Wu Y., Zhang B., Yang L., Zhuang M., Lv H., Wang Y., Ji J., Hou X., Zhang Y. 2024. Fine mapping and identification of the downy mildew resistance gene BoDMR2 in Cabbage (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*). BMC Plant Biol. 24(1):987. <https://doi.org/10.1186/s12870-024-05685-2>
- You M.P., Akhatar J., Mittal M., Barbetti M.J., Maina S., Banga S.S. 2021. Comparative analysis of draft genome assemblies developed from whole genome sequences of two *Hyaloperonospora brassicae* isolate samples differing in field virulence on *Brassica napus*. Biotechnology Reports 31. <https://doi.org/10.1016/j.btre.2021.e00653>

Roya Blanca

Organismo causal: *Albugo candida* (Pers. ex Lev.) Kuntze complex. Es un oomycete (Reino: Stramenopila), patógeno obligado que afecta cotiledones, pecíolos, tallos, inflorescencias, silicuas/silículas y semillas de hortalizas y oleaginosas de la familia Brasicáceas, en todos los estados fenológicos. Se observa habitualmente en malezas y no en cultivos, aunque algunos autores la citan como una enfermedad de colza y carinata (Neik *et al.*, 2017; Rimmer, 2007; Lui & Rimmer, 1991; Shivas, 1989). Los estudios moleculares y filogenéticos de la familia Albuginaceae demostró la existencia de cuatro linajes distintos: *Albugo (sensu strictu)*, *Albugo (sensu lato)* en Brasicáceas, *Pustula (sensu lato)* que afecta a la familia Asteráceas y *Wilsoniana (sensu lato)* a las Chenopodiáceas, con más de 300 hospedantes (Furzer *et al.*, 2022; Meena *et al.*, 2014).

El micelio es cenocítico (no septado) e intercelular; se nutre del tejido del hospedante formando numerosos haustorios pequeños y globosos (protuberancias); los soros, pústulas o "ampollas" (**Figura 79**) se forman debajo de la epidermis donde se producen los esporangios (**Figura 80**).



Figura 79. Pústulas de *Albugo candida* (roya blanca) en el envés foliar de una maleza Brasicácea.

Los esporangióforos son cortos, hialinos, gruesos, especialmente hacia la base, miden 30-45 × 15-18 µm, ramificados basalmente en forma de maza y a partir de los cuales se observan cadenas simples de esporangios. Éstos se producen indefinidamente, en sucesión basípeta, son hialinos, globosos al comienzo y luego, ampliamente elipsoidales, miden 14-22 × 12-18 µm. Germinan mediante la formación de 5 a 8 esporangiosporas

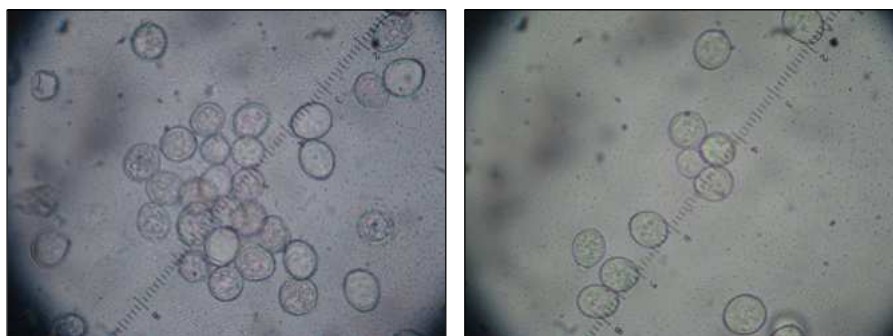


Figura 80. Esporangios de *Albugo candida* obtenidos de rúcula (*Eruca vesicatoria*).

(zoosporas) biflageladas y en raras ocasiones lo hacen por el tubo germinativo. La formación de zoosporas ocurre en pocos minutos y se considera uno de los procesos de desarrollo más rápidos que en cualquier otro sistema biológico. Después de la fase móvil, retraen sus flagelos, se enquistan y germinan formando cortos tubos germinativos que penetran a través de estomas, originando primeramente apresorios (para fijación) y luego los haustorios, dentro de las células del mesófilo (nutrición).

En la fase sexual, a partir de una sola hifa o distintas hifas se forma el anteridio que fertiliza al oogonio para dar origen a una oospora uninucleada. Los oogonios son globosos, terminales o intercalares, mientras que los anteridios son clavados. Las oosporas maduras miden 30-55 μm , son globosas, amarillas a marrón chocolate, con paredes delgadas, verrugosas, con crestas cortas y romas, y originan 50 a más zoosporas móviles (Meena *et al.*, 2014; Rimmer, 2007).

Sobre un total de 38 aislados de *A. candida* se identificaron 9 razas (Kaur *et al.*, 2011); actualmente, se reconocen 24 razas que infectan a más de 200 especies de plantas en 63 géneros de las familias Brassicaceae, Cleomaceae y Capparaceae del orden Brassicales, todas productoras de glucosinolatos, cada una de las cuales puede ser específica en diferentes hospedantes. *Brassica napus* y *B. carinata* mostraron resistencia completa a los aislados de India y de Canadá; por el contrario, el oomycete fue altamente destructivo para *Brassica juncea* (mostaza de la China, nabo, mostacilla, nabo salvaje) con daños de 17 a 34% del rendimiento (Nirwan *et al.*, 2022; Chatterjee *et al.*, 2020; Dev *et al.*, 2020; Jouet *et al.*, 2018; Choi *et al.*, 2009). En Argentina, *B. juncea* se considera una especie exótica invasora y está presente en la provincia de Salta (SIB, 2021).

Albugo candida tiene un genoma comparativamente pequeño entre los oomycetes, conserva la movilidad de los esporangiales y alberga un número mucho más pequeño de efectores candidatos que el informado para *Hyaloperonospora arabidopsidis*, lo que indicaría una falta de expansión, en lugar de una reducción en el número de genes en la biotrofia evolutiva (Links *et al.*, 2011).

Jouet *et al.* (2019) hallaron un aspecto biológico muy interesante como es la supresión de la resistencia del no-hospedante en presencia de *Albugo*. Varias especies de Brassicaceae pueden perder la resistencia a patógenos fúngicos y otros oomycetes después de la preinoculación con *Albugo* spp.

Por ejemplo, *Arabidopsis thaliana* puede ser colonizada por *Phytophthora infestans* y *Bremia lactucae* (mildiu de la lechuga) después de la preinoculación con *Albugo laibachii* o *A. candida* y, *Brassica juncea* puede ser infectada por *Hyaloperonospora arabidopsidis*.

Sintomatología: se manifiesta en los órganos aéreos de las plantas hospedantes, donde el patógeno puede desarrollar sus dos fases reproductivas: sexual y asexual. La fase asexual se presenta en forma de pústulas elevadas (conocidas como «ampollas» o soros), de color blanco lechoso o crema. Estas pueden ser solitarias, coalescentes o estar dispuestas en anillos concéntricos (**Figura 81**). Al inicio, las pústulas miden entre 0,5 y 3 mm de diámetro y permanecen cerradas; sin embargo, luego se rompen y adquieren un aspecto pulverulento. Las lesiones pueden estar presentes desde la etapa de plántula y en cualquier parte aérea de la planta, pero son más comunes en el envés de las hojas.

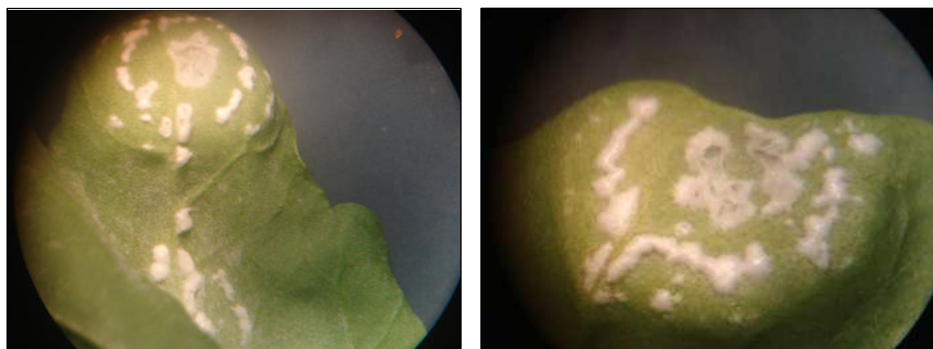


Figura 81. Pústulas concéntricas de *Albugo candida* (roya blanca).

El área de la cara adaxial de la hoja opuesta a la pústula, a menudo sobresale ligeramente, algo clorótica, pero muestra retención de clorofila en forma de una "isla verde" a medida que la hoja envejece, propio de los microorganismos biotróficos (**Figuras 82, 83 y 84**).

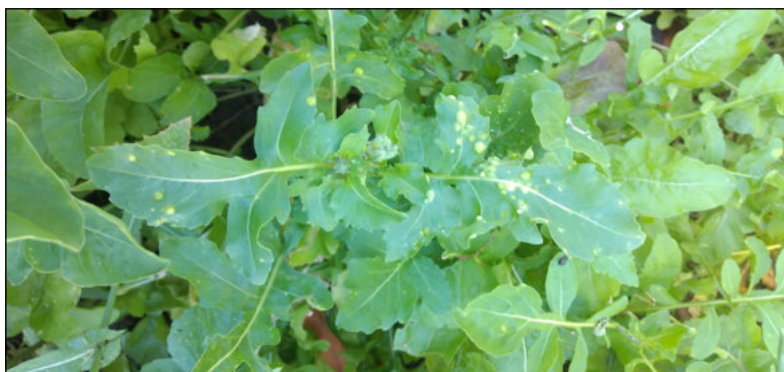


Figura 82. Pústulas de *Albugo candida* (roya blanca) en el haz de hojas de rúcula (*Eruca vesicaria*).



Figura 83. Rúcula (*Eruca vesicaria*) con roya blanca.



Figura 84. Pústulas de *A. candida* (roya blanca) en bolsa de pastor (*Capsella bursa-pastoris*).

La infección ocasiona marcados cambios bioquímicos en el hospedante, como la reducción en la concentración de clorofila, azúcares y contenido total de fenoles; aumento de la concentración de las proteínas totales y aminoácidos libres. La producción de auxinas como el ácido indolacético y el indol acetonitrilo en altas concentraciones, conduce a la hiperplasia e hipertrofia de hojas (**Figura 85**), tallos y órganos florales (**Figura 86**). Parte de los ejes de la inflorescencia, junto con las flores y las silicuas, se hinchan y se curvan de diversas maneras, lo que da lugar a agallas conocidas como "cabezas de ciervo" (similares a astas). En silicuas deformadas hay aborto de semillas y todos los síntomas siempre están asociados con un abundante desarrollo de la fase sexual en el tejido huésped (Nirwan *et al.*, 2023; CABI, 2021).



Figura 85. Hiperplasia e hipertrofia en el envés foliar de maleza Brasicácea afectada por *A. candida* (roya blanca).



Figura 86. Hiperplasia e hipertrofia en *Capsella bursa-pastoris* ocasionada por *A. candida*.

Existe una asociación interesante entre *Albugo candida* e *Hyaloperonospora parasitica* (Delhey et al., 2006a).

Condiciones climáticas predisponentes: las más favorables ocurren en el otoño y primavera; la germinación de las zoosporas requiere temperaturas entre 13 y 25°C (óptimas entre 10 y 14°C) y 2 a 3 h de mojado foliar ("agua libre") o una humedad relativa mayor al 70%.

Epifitología: las semillas con oosporas (fase sexual) y los botones florales infectados con zoosporas (fase asexual) quizás sean las fuentes de inóculo más importantes para la infección primaria. En el campo, los botones florales pueden infectarse de dos maneras: mediante semillas infectadas donde el patógeno se desarrolla sistémicamente o mediante infección por esporangios procedentes de otras plantas. Las oosporas pueden sobrevivir durante un largo período cuando se mantienen secas, pero sobreviven poco en el suelo. Por el contrario, las adheridas al tegumento de semillas pueden sobrevivir entre 10 y 20 años en condiciones secas. Otras fuentes de inóculo son los esporangios presentes en plantas

voluntarias de hospedantes susceptibles y en malezas. Las infecciones secundarias ocurren a partir de esporangios (diseminados por el viento y agua) de las pústulas formadas sobre las hojas; dentro de los esporangios se forman zoosporas que se liberan y "nadan" dirigiéndose hacia estomas. Las plantas jóvenes son más susceptibles; es importante sembrar con una densidad óptima que cubra la superficie del suelo y, evitar "salpicaduras" de gotas de agua que lleven esporangios y que exista una buena aireación.

Rango de Hospedantes: en Argentina se ha identificado en cuatro especies nativas como *Lepidium bonariense*, *Rorippa ventanensis*, *Sisymbrium subscandens* y *S. ventanense* y en las especies exóticas *Cardamine hirsuta*, *Hirschfeldia incana*, *Rorippa nasturtium-aquaticum* y *Sisymbrium orientale*. Otros hospedantes son *Brassica rapa*, *Capsella bursa-pastoris*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Eruca vesicaria*, *Lepidium didymum*, *Raphanus sativus*, *Rapistrum rugosum* y *Sisymbrium irio* (Delhey et al., 2006b; Zapata et al., 2005).

Petkowski et al. (2010) indican la existencia de dos formas de *A. candida* en Europa, una que afecta a los géneros *Cleome*, *Cardamine*, *Erysimum*, *Sisymbrium*, *Arabidopsis* y *Coronopus*, y otra, a *Sinapsis*, *Raphanus*, *Berteroa*, *Aurinia*, *Arabis*, *Eutrema*, *Diplotaxis*, *Lunaria*, *Capsella* y *Armoracia*.

En Japón, Pakistán, Palestina, Rumania, Canadá, EE.UU., Brazil, Alemania e India existen más de 300 hospedantes (Megersa & Ababa, 2023). En Australia, también se determinó en *Brassica juncea*, *B. oleracea*, *B. tournefortii*, y *Raphanus raphanistrum* y en Korea, en wasabi (*Wasabia japonica*) (CABI, 2021; Singh & Prasad, 2021; Mangwende & Kabengele, 2015; Choi et al., 2014; Kaur et al., 2011; Camele et al., 2011; Koike et al., 2011).

En *Camelina sativa* se identificó por características morfológicas, pruebas moleculares y test de patogenicidad a la especie *Albugo koreana* en China, previamente informada sólo en *Capsella bursa-pastoris* in Korea (Yang et al., 2021).

Manejo Integrado: los daños dependen del genotipo, fecha de siembra, densidad, fertilización y condiciones ambientales conductivas (Nirwan et al., 2022). En Etiopía, la prevalencia a campo osciló entre 80 y 100%, con incidencias entre 41 y 100% y la severidad, entre 4 y 50% favorecidas por la densidad de malezas, la secuencia de cultivos, origen de la semilla y la fecha de siembra. Los daños en *B. juncea* y *B. rapa* oscilan entre 17-32% y con infección combinada en hojas e inflorescencias puede alcanzar 89,8% (Megersa & Ababa, 2023); los daños en colza en Pakistán oscilan entre 60 y 100% del rendimiento (Asif et al., 2017).

Control cultural: la rotación con cultivos como sorgo y trigo o fabáceas (leguminosas) reduce la enfermedad. Cuando hay rastrojo en superficie, no destinar ese lote para la siembra o bien, realizar labranza convencional.

El manejo químico de las malezas Brassicáceas que son reservorio o "puentes verdes" de patógenos, entre ellas las especies anuales *Brassica rapa* (nabo), *Raphanus sativus* (rabanito) o plantas voluntarias de *B. napus* (colza) resulta muy dificultoso. Las poblaciones asilvestradas o ferales de estas especies son malezas en ambientes de clima templado, como Argentina y se han detectado tres especies con resistencia a distintos tipos de herbicidas, por ejemplo, a glifosato y a los inhibidores de la ALS (enzima acetolactato sintasa) y resistencia cruzada (Aapresid, 2024; Pandolfo, 2021; Carbone *et al.*, 2020).

Es muy importante usar semillas sanas; las oosporas se pueden detectar por técnicas moleculares (Robideau *et al.*, 2011).

Control genético: el mejoramiento de Brassicáceas para *A. candida* a través de técnicas tradicionales es muy limitado, por lo cual existen numerosas herramientas novedosas que pueden ser utilizadas (Anupriya *et al.*, 2020). Los estudios histológicos han demostrado que la resistencia se expresa sólo después del establecimiento del primer haustorio de *A. candida* en la célula del mesófilo del hospedante. Existe una correlación positiva entre la resistencia y un mayor contenido de fenoles, de clorofila a y b y una mayor deposición de ceras en la superficie de las hojas, como en *B. juncea*. Expresiones fenotípicas de resistencia incluyen síntomas no visibles, reacción de hipersensibilidad y pústulas débilmente esporuladas o poco desarrolladas principalmente en la superficie adaxial de los cotiledones. La resistencia de las Brassicáceas está condicionada por tres a seis genes dominantes y otros genes menores o aditivos (Miyaji *et al.*, 2023; CABI, 2021; Arora *et al.*, 2019; Joy *et al.*, 2019; Ravi & Awasthi, 2019; Chakma *et al.*, 2018).

B. napus posee resistencia vertical a la raza 2 y monogénica dominante, mientras que *B. rapa*, *B. carinata*, *B. nigra* y *B. juncea* tienen resistencia poligénica dominante (Megersa & Ababa, 2023).

La evaluación de las líneas avanzadas se realiza con inoculaciones artificiales utilizando como parámetro el Índice de Enfermedad expresado en (%) que es la sumatoria de la frecuencia de grados de una escala de 0 a 9 (**Tabla 9**) según Metha *et al.* (2023) o de 0 a 5 (Kumar *et al.*, 2020) sobre el total de hojas evaluadas.

Otra escala para evaluar roya blanca, se puede utilizar en tres momentos: en cotiledones, cuando aparece la primera hoja verdadera y en silicuas, va de 0 a 9 grados según el porcentaje de tejido afectado (Bisht *et al.*, 2018).

Control químico: países como Pakistán con una superficie de colza 200.000 ha, muy importante para su economía utiliza el manejo con fungicidas. Se ensayaron el myclobutanil 40%, azoxystrobin 5,4%+clorothalonil 45%, fosetyl-aluminio 80%, metalaxyl 8%+clorothalonil 64%, metalaxyl 8%+mancozeb 64%, metiltiofanato 35%+clorothalonil 40%, propineb 70% y difenoconazole 250EC de los cuales, la mezcla de metalaxyl+mancozeb, propineb y el difenoconazole redujeron la intensidad de la enfermedad (Asif *et al.*, 2017).

Las aplicaciones foliares de metalaxyl 8% y mancozeb 64% (dosis 2.000 g/100 L agua), disminuyeron la incidencia de la enfermedad entre 30 y 64% según cultivar. Otros principios activos como mefenoxam (metalaxyl-

Tabla 9. Escala para caracterizar la reacción varietal de Brassicáceas a roya blanca (Albugo candida).

GRADO	DESCRIPCIÓN	REACCIÓN VARIETAL
0	Inmune (I)	Sin pústulas
1	Altamente Resistente (AR)	Menos de 5% del área cubierta por lesiones; puntos ligeramente necróticos, sin esporulación.
3	Moderadamente Resistente (MR)	Pústulas cubren de 5–10% del área foliar; punteado necrótico; sin esporulación y la infección se limita a las hojas inferiores.
5	Susceptible (S)	Pústulas cubren de 11–25% del área foliar; numerosas pústulas en el envés de las hojas.
7	Moderadamente Susceptible (MS)	Pústulas cubren de 26-50% del área foliar; grandes pústulas coalescen en el envés de las hojas.
9	Altamente Susceptible (AS)	La roya blanca cubre más de la mitad del área foliar; las pústulas coalescen con deformaciones marcadas.

Fuente: Metha *et al.* (2023).

M), mezclas de mefenoxam + mancozeb + azoxystrobin, boscalid + pyraclostrobin hexaconazole y propiconazole fueron ensayados (Sharma & Mureliya, 2022; Ram & Awasthi, 2018).

Las semillas se pueden tratar con hipoclorito de sodio al 5% durante 10 minutos (Pham, 2019) o metalaxyl (6 g/kg semillas).

Control biológico: el control químico se puede combinar con biocontroladores, entre ellos *T. harzianum* y *Pseudomonas fluorescences*. Wangkhem *et al.* (2019) ensayaron tres productos botánicos (cebolla, eucalipto y neem), 2 microorganismos (*Trichoderma viride* y *Pseudomonas flourescens*) y químicos (metalaxyl 8%, mancozeb 64% y carbendazim 50%). Todos redujeron la severidad de la roya blanca siendo el más efectivo el neem en polvo donde se registró la severidad más baja (22,8%) comparada con el testigo sin tratar (46,6%) (Kumar *et al.*, 2020; Braithwaite *et al.*, 2018; Asif *et al.*, 2017).

Bibliografía

- Aapresid 2024. REM. Brassicáceas o Crucíferas. Bases para su manejo y control en Sistemas de Siembra Directa. <https://www.aapresid.org.ar/blog/brassicaceas-o-cruciferas>
- Anupriya C., Shradha N., Prasun B., Abha A., Pankaj S., Abdin M.Z., Neeraj S. 2020. Genomic and Molecular Perspectives of Host-pathogen Interaction and Resistance Strategies against White Rust in Oilseed Mustard. *Current Genomics* 21(3):179-193. <https://doi.org/10.2174/1389202921999200508075410>
- Arora H., Padmaja K.L., Paritosh K., Mukhi N., Tewari A.K., Mukhopadhyay A., Gupta V., Pradhan A.K., Pental D. 2019. BjuWRR1, a CC-NB-LRR gene identified in *Brassica juncea*, confers resistance to white rust caused by

- Albugo candida*. Theor Appl Genet 132(8):2223-2236. <https://doi.org/10.1007/s00122-019-03350-z>
- Asif M., Atiq M., Sahi S.T., Ali S., Nawaz A., Ali Y., Subhani A., Saleem A. 2017. Effective management of white rust (*Albugo candida*) of rapeseed through commercially available fungicides. Pak. J. Phytopathol. 29(02):233-237. <http://dx.doi.org/10.33866/phytopathol.029.02.0394>
- Bisht K.S., Rana M., Upadhyay P., Awasthi R.P. 2018. Disease Assessment Key for White Rust Disease Caused by *Albugo candida*, in Rapeseed-Mustard. Plant Pathology Journal, 17: 11-18.
- Braithwaite M., Chynoweth R., Gunnarsson M., Braithwaite L., Harvey I., Rolston P. 2018. White blister disease control in radish seed crops. New Zealand Plant Protection 71:325-331. <https://doi.org/10.30843/nzpp.2018.71.172>
- CABI 2021. *Albugo candida* (white rust of crucifers). <https://plantwiseplusknowledgebank.org/doi/full/10.1079/pwkb.species.4051>
- Camele I., Mang S.M., Rana G.L. 2011. First Report of *Albugo candida* Causing White Rust on *Lunaria annua* in Italy. Plant Dis. 96(1):72. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-07-10-0513>
- Carbone A.V., Hernández M.P., Arambarri A.M., Yanniccari M., Gigón R., Benavidez S., Cadavid E. 2020. Respuesta de variedades silvestres de *Brassica rapa* (Brassicaceae) a la aplicación de 2,4-D. Malezas 4(1):4-16. <https://hrac-argentina.org/download-archivos/Revista-Malezas-ASACIM-04-2020.pdf>
- Coelho P.S., Vicente J.G., Monteiro A.A., Holub E.B. 2012. Pathotypic diversity of *Hyaloperonospora brassicae* collected from *Brassica oleracea*. Eur. J. Plant Pathol. 134:763-771. <https://doi.org/10.1007/s10658-012-0052-z>
- Chatterjee A., Nirwan S., Bandyopadhyay P., Agnihotri A., Sharma P., Abidin M.Z., Shrivastava N. 2020 Genomic and Molecular Perspectives of Host-pathogen Interaction and Resistance Strategies against White Rust in Oilseed Mustard. Current Genomics 21(3):179-193.
- Chakma T., Sinha B., Devi T.R., Devi A.A. 2018. Variability of Rapeseed and Mustard in Manipur and its Reaction to *Albugo candida*. International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences 7(4):1377-1385. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.704.154>
- Choi Y.J., Han K.S., Park Y.H., Shin H.D. 2014. First Report of White Blister Rust Caused by *Albugo candida* on Wasabi in Korea. Plant Dis. 98(7):1.006. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-12-13-1259-PDN>
- Delhey R., Kiehr M. 2006a. Asociación entre *Peronospora parasitica* y *Albugo candida* en Brassicaceae. Resúmenes, p.314. XII Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Fac. Ciencias Agrarias, Univ. Nac. de Catamarca. 28-30 junio de 2006, Catamarca.
- Delhey R., Anderson F., Kiehr M. 2006b. Nuevos registros de Peronosporomycetes (Stramenopila) en crucíferas argentinas. Resúmenes, p.322-323. XII Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Fac. Ciencias Agrarias, Univ. Nac. de Catamarca. 28-30 junio de 2006, Catamarca.

- Dev D., Tewari A.K., Upadhyay P. et al. 2020. Identification and nomenclature of *Albugo candida* pathotypes of Indian origin causing white rust disease of rapeseed-mustard. *Eur J Plant Pathol* 158, 987–1004. <https://doi.org/10.1007/s10658-020-02135-1>
- Furzer O.J., Cevik V., Fairhead S., Bailey K., Redkar A., Schudoma Ch., MacLean D., Holub E.B., Jones J.D.G. 2022. An Improved Assembly of the *Albugo candida* Ac2V Genome Reveals the Expansion of the “CCG” Class of Effectors. *MPMI* 35(1):39–48. <https://doi.org/10.1094/MPMI-04-21-0075-R>
- Jouet A., Saunders D.G.O., McMullan M., Ward B., Furzer O., Jupe F., Cevik V., Hein I., Thilliez G.J.A., Holub E., van Oosterhout C., Jones J.D.G. 2019. *Albugo candida* race diversity, ploidy and host-associated microbes revealed using DNA sequence capture on diseased plants in the field. *New Phytologist* 221(3):1529–1543. <https://doi.org/10.1111/nph.15417>
- Joy J., Rathod R.R., Das P., Suryawanshi A.P. 2019. Reactions of mustard varieties / germplasms / advanced breeding lines against white rust in field under Konkan conditions. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry* 8(6):2012–2014. <https://www.phytojournal.com/archives/2019/vol8issue6/PartAG/8-4-595-250.pdf>
- Kaur P., Sivasithamparam K., Barbetti M.J. 2011. Host range and phylogenetic relationships of *Albugo candida* from cruciferous hosts in Western Australia, with special reference to *Brassica juncea*. *Plant Dis.* 95:712–718. <https://doi.org/10.1094/pdis-10-10-0765>
- Koike S.T., Sullivan M.J., Southwick C., Feng C., Correll J.C. 2011. Characterization of White Rust of Perennial Pepperweed Caused by *Albugo candida* in California, *Plant Dis.* 95(7):876. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-12-10-0912>
- Kumar S., Sharma S.K., Sharma P., Rai P.K. 2020. Study of White Rust (*Albugo candida*) Management Approach in Indian Mustard (*Brassica juncea*) at Farmers Fields through on farm testing (OFT) at Farmers Fields. *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci* 9(10):3916–3921. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2020.910.451>
- Links M.G., Holub E., Jiang R.H.Y., Sharpe A.G., Hegedus D., Beynon E., Sillito D., Clarke W.E., Uzuhashi S., Borhan M.H. 2011. De novo sequence assembly of *Albugo candida* reveals a small genome relative to other biotrophic oomycetes. *BMC Genomics* 12:503. <http://www.biomedcentral.com/1471-2164/12/503>
- Lui, Q., Rimmer S.R. 1991. Inheritance of resistance in *Brassica napus* to an Ethiopian isolate of *Albugo candida* from *Brassica carinata*. *Can. Jour. Plant Pathol.* 13:197–201. <https://doi.org/10.1080/07060669109500930>
- Mangwende E., Kabengele J.B.K. 2015. First Report of White Rust of Rocket (*Eruca sativa*) Caused by *Albugo candida* in South Africa. *Plant Dis.* 99(2):290. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-09-14-0947-PDN>
- Meena P.D., Verma P.R., Saharan G.S., Borhan M.H. 2014. Historical perspectives of white rust caused by *Albugo candida* in Oilseed *Brassica*. *Journal of Oilseed Brassica* 5 (Special):1–41. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/pdf/10.5555/20143310067>
- Mehta S., Faten D., Pooja G., Mahesh R., Bhattacharya R.C., Jameel A., Rashmi Y., Mamta S., Kartar S., Nallathambi P., et al. 2023. Potential

- Source of Resistance in Introgressed, Mutant and Synthetic *Brassica juncea* L. Lines against Diverse Isolates of White Rust Pathogen, *Albugo candida*. *Agronomy* 13(5):1215. <https://doi.org/10.3390/agronomy13051215>
- Megersaa S., Ababa G. 2023. White rust (*Albugo candida*) disease distribution, intensity and association with biophysical factors in Oromia, Ethiopia. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*. <https://doi.org/10.1080/03235408.2023.2222445>
- Miyaji N., Akter M.A., Shimizu M., Mehraj H., Doullah M.U.D., Dennis E.S., Chuma I., Fujimoto R. 2023. Differences in the transcriptional immune response to *Albugo candida* between white rust resistant and susceptible cultivars in *Brassica rapa* L. *Nature Reports. Scientific Reports* 13:8599. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-35205-5>
- Neik T.X., Barbetti M.J., Batley J. 2017. Current Status and Challenges in Identifying Disease Resistance Genes in *Brassica napus*. *Front. Plant Sci.* 8:1788. Nirwan S., Sharma A.K., Tripahi, R.M., Pati A.M., Shrivastava N. 2023. Resistance strategies for defense against *Albugo candida* causing white rust disease. *Microbiological Research* 270. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2023.127317>
- Nirwan S., Chatterjee A., Tewari A.K., Agnihotri A., Sharma P., Tripahi, R.M., Abdin M.Z., Shrivastava N. 2022. Pathotyping of white rust pathogen *Albugo candida* on Brassicaceae hosts in India. *Indian Phytopathology*. <https://doi.org/10.1007/s42360-022-00473-0>
- Pandolfo C. 2021. Caracterización agroecológica de poblaciones ferales brasicáceas con resistencia a herbicidas. *Jornadas Argentinas de Genética*. 4 y 5 de noviembre. Modalidad virtual. <http://hdl.handle.net/11336/184771>
- Petkowski J.E., Cunnington J.H., Minchinton E.J., Cahill D.M. 2010. Molecular phylogenetic relationships between *Albugo candida* collections on the Brassicaceae in Australia. *Plant Pathology* 59:282–288. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2009.02204.x>
- Robideau G.P., De Cock A.W.A.M., Coffey M.D., Voglmayr H., Brouwer H., Bala K., et al. 2011. DNA barcoding of oomycetes with cytochrome c oxidase subunit I and internal transcribed spacer. *Molecular Ecology Resources* 11:1002–1011. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0998.2011.03041.x>
- Ram L., Awasthi R.P. 2018. Comparative Assessment of White Rust Disease in Improved Varieties of Indian Mustard. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences* 7(5):1431–1438. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.705.170>
- Ravi S., Awasthi, R.P. 2019. Screening of *Brassica juncea* (L.) Against Downy Mildew and White Rust in Tarai Region of Uttarakhand. *Int. J. Pure App. Biosci.* 7 (1):327–332. doi: <http://dx.doi.org/10.18782/2320-7051.7043>
- Sharma R.N., Mureliya S. 2022. Control of prevailing diseases in rapeseed-mustard. *The Pharma Innovation Journal* SP-11(7):43–46. <https://www.thepharmajournal.com/archives/2022/vol11issue7S/PartA/S-11-6-388-994.pdf>
- Shivas R.G. 1989. Fungal and bacterial diseases of plants in Western Australia. *Journal of the Royal Society of Western Australia* 72(1-2). 62p.

- Shin H.D., Thines M. 2009. The host range of *Albugo candida* extends from Brassicaceae through Cleomaceae to Capparaceae. Mycol Progress 8:329–335. DOI 10.1007/s11557-009-0604-6
- Shing O.W., Prasad L. 2021. Responsiveness of *Albugo candida* isolates causing white rust in different crucifers. Indian Phytopathology. <https://doi.org/10.1007/s42360-021-00431-2>
- SIB 2017. *Brassica juncea*. Sistema de Información de Biodiversidad. <https://sib.gob.ar/especies/brassica-juncea>
- Velazquez P.D., Coll L. 2020. Carinata (*Brassica carinata*): enfermedades observadas en Paraná, Entre Ríos, durante el ciclo agrícola 2019. Serie Extensión INTA Paraná N°85:17-23.
- Wangkhem B., Rana M., Jackson K.S. 2019. Exploring the control measures of white rust-organic amendments, botanicals, biocontrol agents and chemicals. Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry 8(3):4413-4419. <https://www.phytojournal.com/archives/2019/vol8issue3/PartBN/8-3-554-676.pdf>
- Yang H., Zhao Z.X., Guo Y.X., Xu B. 2021. Caused by *Albugo koreana* on *Camelina sativa* in China. Plant Dis. 105(7):2023. <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-20-2332-PDN>
- Zapata R., Romero A.M., Masada P.H. 2005. First Report of White Rust of Arugula Caused by *Albugo candida* in Argentina. Plant Dis. 89(2):207. <http://dx.doi.org/10.1094/PD-89-0207C>

Oídio

Organismo causal: *Erysiphe cruciferarum* Opiz ex Junell (ex *Erysiphe polygoni* DC), teleomorfo o estado sexual. Pertence al reino Fungi, clase Ascomycetes, orden Erysiphales y familia Erysiphaceae. Se encuentran citas que mencionan el género *Oidium* subgénero *Pseudoidium* como el anamorfo, sin embargo, por convención se debe referir como estructuras asexuales de *Erysiphe*.

En los últimos años, la taxonomía de los hongos causantes de oídio ha cambiado drásticamente como resultado de la creciente aplicación de análisis filogenéticos moleculares. Se han revisado varios conceptos genéricos y aquellas entidades que tradicionalmente fueron consideradas especies resultaron ser filogenéticamente un complejo (complex). Sin embargo, una identificación confiable de los organismos causales de oídio debe basarse tanto en análisis de secuencias de ADN como en caracteres morfológicos (Liu & Braun, 2022).

Erysiphe cruciferarum es un parásito obligado ectofítico que requiere plantas vivas para su crecimiento y reproducción; además, muestra especialización según los distintos hospedantes de *Brassica*. Se caracteriza por poseer micelio anfigeno, difuso o dispuesto en "parches" muy visibles, hifas de paredes delgadas, lisas e hialinas; los apresorios son bien desarrollados, lobulados y mayormente se presentan de a pares. Las medidas de las diferentes estructuras fructíferas son variables según las especies vegetales; los conidióforos no ramificados son rectos, cilíndricos, hialinos, con 3 a 4 células, miden de 60 -130 × 6,5 - 9,5 µm (promedio=92 × 8 µm); poseen células "pie" rectas, cilíndricas que miden 22,3 - 32,5 × 7,5

- 11,8 μm (promedio=27,5 $\times$ 9,5 μm) o más grandes 38 - 42,5 $\times$ 8,5 - 11 μm . Los conidios, en cortas cadenas, son solitarios, hialinos, cilíndricos a ovoides o elipsoides, de 33,6 - 55,8 $\times$ 13,2 - 16,8 μm (promedio=45,1 $\times$ 15,1 μm) o 36-38,5 $\times$ 18,5-20,5 μm (**Figuras 87 y 88**) y exhiben una germinación tipo pseudo-oídio. Esta germinación particular indica que no germina directamente, sino que forma una estructura similar a los "barriles" típicos de *Oidium* pero incompleta y posteriormente emite el tubo germinativo (Garibaldi *et al.*, 2018; Tam *et al.*, 2016; Cho *et al.*, 2016; Alkooranee *et al.*, 2015a y 2015b; Gaetán & Madia 2004; 2009; Jee *et al.*, 2008).

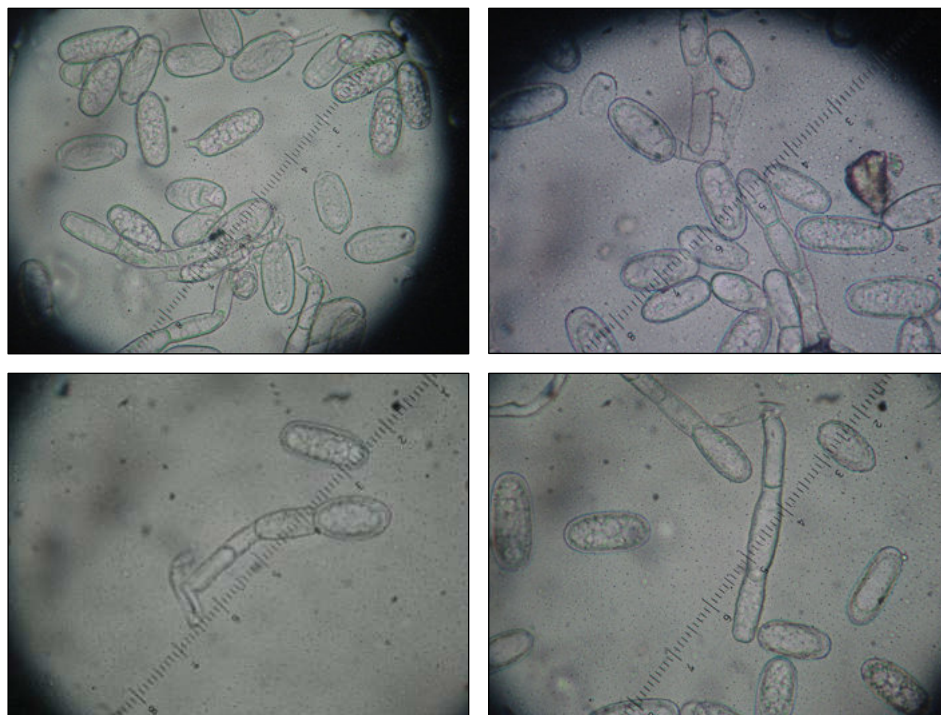


Figura 87. Conidióforos cortos y conidios de *E. cruciferarum* obtenidos de hojas de colza.

Los chasmotecios (estructura sexual) no siempre observados, son escasos, globosos o esféricos sin abertura natural, al comienzo amarillentos anaranjados y luego, al madurar toman color marrón o marrón oscuro, miden 90 - 130 μm de diámetro. Los ascos y ascosporas se liberan cuando se desarrolla una grieta o rajadura en la pared del cuerpo fructífero; puede tener apéndices simples en la superficie que posiblemente actúan como adherencias al huésped, particularmente a la corteza de las plantas leñosas, donde pasan el invierno (Kumar *et al.*, 2015; Heffer *et al.*, 2006).

En Argentina, fue citada por primera vez en 2003 en colza en Buenos Aires y Santa Fe. En cultivares de Argentina, Australia, Francia y Suecia se determinó una incidencia promedio de 42% en plantas de 90 a 180 días (Gaetán & Madia, 2004). En la campaña 2007/08 se registró en mostaza blanca (*Sinapis alba*) y colza en lotes comerciales de Necochea (Buenos Aires) donde la mayor incidencia, severidad, susceptibilidad de cultivares y órganos afectados ocurrió en *B. napus* (Gaetán & Madia, 2009).

En los años 2013, 2014 y 2015 fue una de las enfermedades más relevantes (**Figura 89**) en la Red de Evaluación de Cultivares de Colza de la



Figura 88. Conidióforos y conidios de *Erysiphe* spp. obtenidos de tallos de carinata.



Figura 89. Oídio severo en márgenes o bordes de parcelas de colza.

EEA Paraná del INTA (Oro Verde, Entre Ríos) según Velázquez *et al.* (2016). Los registros anuales de oídio en tallos y silicuas demostraron que la enfermedad estuvo presente todos los años entre 2013 y 2023, con excepción de 2016 y 2020 (sin datos) con una incidencia de 47 - 100% y una severidad entre 2,1 - 4,9%, evaluada con una escala de 0 a 5 grados (**Tabla 10**) según Velázquez & Coll (2024).

E. cruciferarum se registró en plantas de cinco familias: Brassicaceae, Capparidaceae, Fumariaceae, Papaveraceae y Resedaceae.

Tabla 10. Escala de evaluación de oídio (*E. cruciferarum*) en tallos de colza (*B. napus*). Modificado de Soto et al. (2005).

GRADO	DESCRIPCIÓN
0	Sin síntomas
1	Lesiones rojizas o escasas sobre el tallo, síntomas en hojas
2	Hasta 1/3 del tallo afectado, síntomas en hojas
3	Hasta 2/3 del tallo afectado, síntomas en hojas
4	Más de 2/3 del tallo afectado, sin síntomas en silicuas
5	Más de 2/3 del tallo afectado, con síntomas en silicuas

Golovinomyces orontii sensu strictu se identificó en *Arabidopsis*, *Capsella*, *Camelina* y *Neslia* (Brassicaceae), En Papaveráceas, basándose en análisis de secuencias de ADN ITS y 28S, los linajes son distintos a los de Brasicáceas, pero no se definió una clasificación intraespecífica (Liu & Braun, 2022; Pastirčáková et al., 2016).

Camelina sativa) y mostaza silvestre (*Sinapis arvensis*) durante el ciclo agrícola 2014-2015 se infectaron naturalmente, observándose tanto las estructuras asexuales como las sexuales en hojas sintomáticas, tallos y frutos. Los conidióforos cilíndricos con 3 células son el sostén de un conidio solitario; los conidios oblongos, cilíndricos miden 21,8 - 40,5 × 9,4 - 18,4 µm (promedio=32,1 × 13,9 µm). También se registró la presencia de chasmotecios en el haz de las hojas de ambos hospedantes, así como en silicuas de mostaza silvestre; los chasmotecios inmaduros son globosos, amarillos y se tornan marrón oscuro al alcanzar la madurez; cada chasmotecio contiene seis ascas y miden 47,6 - 74,5 × 29,8 - 44,7 µm (Vellios et al., 2017). En Rusia se identificó en colza y se descartó como hospedantes alternativos a las malezas *Convolvulus arvensis* y *Sonchus* sp. (Mikhaylova et al., 2021).

La identificación molecular de *E. cruciferarum* se logró a partir de la amplificación del ITS 1, utilizando los oligonucleótidos EryF y EryR a partir de ADN purificado extraído de tejidos vegetales enfermos (Mourou et al., 2023). Previamente, Alkooranee et al. (2015) confirmaron la identidad usando los primers universales ITS1 e ITS4 y PCR.

Síntomatología: en el campo, las plantas enfermas se observan en los márgenes o formando "sectores" o "parches" dentro de lotes de colza (**Figura 90**). El hongo crece sobre las hojas y luego, en los tallos forma colonias blancas, pulverulentas, densas, que se fusionan hasta cubrir toda el área verde; posteriormente, las hojas se tornan amarillas, luego necróticas y ocurre una senescencia prematura de los tejidos enfermos



Figura 90. Oídio en márgenes o en sectores dispersos dentro de un lote de colza.

(**Figura 91**). Aquellos patógenos que ocasionan “podredumbres blandas” pueden invadir las áreas enfermas con oídio. Los signos (expresión del patógeno) se observan fácilmente en ambas caras de las hojas, y en toda la superficie de tallos y silicuas. Inicialmente, son pequeños puntos que aumentan de tamaño y forman áreas, “parches” o “fieltros” blancos formados por el micelio, conidióforos y conidios de la forma asexual (o conidial) del hongo (**Figuras 92 a 96**). En cultivares susceptibles las masas blancas pulverulentas son muy densas y semejante a “talco” en todos los órganos; las plantas bajo estreses abióticos son más susceptibles.



Figura 91. Micelio, conidióforos y conidios de *E. cruciferarum* en hojas de colza.



Figura 92. Abundantes colonias de *E. cruciferarum* sobre hojas de colza de color rojizo con senescencia prematura.



Figura 93. Áreas húmedas al comienzo y luego cubiertas por oídio en tallos de colza.



Figura 94. Intensa defoliación y tallos de colza muy afectados por *E. cruciferarum*.



Figura 95. Tallos de colza con los signos típicos de *E. cruciferarum* con leve coloración rojiza.



Figura 96. Intensa defoliación y daño en tallos de colza causados por oídio.

Condiciones climáticas predisponentes: es una enfermedad otoño-invernal, asociada a temperaturas moderadas, déficit hídrico, baja humedad ambiental y lluvias escasas. Bajo estas condiciones, se observan daños severos principalmente en las etapas reproductivas, desde floración a madurez.

Los estudios acerca del oídio en Brasicáceas oleaginosas son escasos, sin embargo, desde hace más de 20 años se estudian modelos predictivos de aparición de la enfermedad para especies económicamente importantes en determinados países asiáticos. En mostaza negra, la siembra tardía hace que coincidan las etapas reproductivas más vulnerables de los cultivos (50 a 120 días después de la siembra) con las variables climáticas conductivas. Los factores climáticos que correlacionaron con la severidad fueron: más de 5 días con 9 h de heliofanía efectiva como mínimo y 2 días con una humedad relativa por la mañana inferior a 90% y por la tarde, entre 24-50%, con temperaturas máximas entre 24-30°C y mínima, superior a 5°C. El mantenimiento de estas condiciones favorables determina la duración de la epifitía y la severidad alcanzada en el cultivo, lo que, en consecuencia afecta el rendimiento (Desai *et al.*, 2004).

En estudios más recientes, el análisis de 12 años de oídio en *B. juncea* mostraron que las temperaturas máxima y mínima más favorables, oscilaron entre 26,2 - 38,1°C y entre 8,7 - 18,5°C, respectivamente. La humedad relativa matutina y vespertina mostraron una correlación significativamente negativa con la severidad de la enfermedad; las precipitaciones, horas de sol y la velocidad del viento mostraron una correlación positiva, pero no significativa con la enfermedad. Es decir, que el oídio aumentó rápidamente con el incremento de la temperatura y la disminución de la humedad relativa, ambas fueron las variables climáticas asociadas al desarrollo de la enfermedad (Das & Chauhan, 2024).

Epifitología: el hongo sobrevive como micelio de un año a otro en malezas o plantas voluntarias de Brasicáceas que actúan como “puente verde” lo que constituye el inóculo primario. La diseminación a larga distancia se produce mediante corrientes de aire en condiciones de baja humedad. Las hifas miceliares al comienzo forman apresorios y luego de la penetración de las células epidérmicas se originan los haustorios (órganos de nutrición). Los conidios con forma de barril diseminan la enfermedad ápidamente, por el viento a largas distancias. Las hojas viejas son más afectadas, toman un color amarillento o púrpura, se secan y caen tapizando el suelo. Los conidios que caen sobre el hospedante susceptible germinan, crecen y forma el micelio, que posteriormente origina conidióforos y conidios que desarrollan la masa pulverulenta blanca. El patógeno produce abundantes cleistotecios (chasmotecios) en los tejidos enfermos durante la madurez del cultivo (Metha, 2014).

La edad de las plantas es un factor relevante en el desarrollo de la enfermedad; los primeros síntomas se observaron 9 días después de la inoculación (dpi) en plantas de 42 días, sin embargo, en plantas más jóvenes los síntomas aparecieron a los 44 dpi, y al final del ciclo todas estaban enfermas. Un nivel máximo de infección ocurre cuando los pedúnculos de las silicuas aparecen colonizados por una masa blanca pulverulenta. La temperatura también es relevante, ya que una menor severidad final ocurrió con una relación 14/10°C (temperatura día/noche) comparado con 22/17 °C. *In vitro*, el crecimiento máximo de los tubos germinativos de los conidios de *E. cruciferarum* se produjo entre 15 y 20°C; temperaturas superiores a 30°C reducen la sobrevivencia de los conidios. Las condiciones invernales coinciden con la presencia de plantas más jóvenes, donde la enfermedad se desarrolla muy lentamente, pero con aumentos de las temperaturas del invierno en escenarios climáticos futuros, el oídio aparecerá más temprano y ocasionará daños más severos (Uloth et al., 2017).

La máxima germinación de conidios ocurre después de 10 horas de incubación a 25±1°C. En condiciones de campo, la infección con oídio ocurre entre 9,4 y 28,65°C, humedad matutina de 55,42% y vespertina de 30,15°C, con 8,74 h de luz y vientos de 0,71 km/hora (Modak et al., 2019).

Rango de Hospedantes: *Brassica napus* var. *napobrassica*, *B. napus*, *B. juncea*, *B. campestris*, *B. oleracea* var. *capitata*, *B. oleracea* var. *acephala*, *B. rapa* var. *rapa.*, *B. campestris* var. *pekinensis*, *B. carinata*, *Eruca sativa*, *E. vesicaria*, *Sinapis arvensis*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Camelina sativa*, *Alliaria petiolata* y wasabi (*Wasabi japónica*) son hospedantes de *E. cruciferarum*.

Dentro de las Asteráceas, se citan *Echinacea purpurea*, *Lactuca sativa*, *Lactuca* spp. y *Cichorium* spp. (Borges *et al.*, 2023; Fu & Yan, 2022; Mikhaylova *et al.*, 2021; Pane *et al.*, 2021; Tam *et al.*, 2016; Park *et al.*, 2015; Gunansinghe *et al.*, 2013; Ciola, 2009). *Orychophragmus violaceus* es una hierba anual o perenne de la familia Brasicáceas usada en China como ornamental o abono verde, y recientemente identificada como hospedante con infecciones severas (Tian *et al.*, 2024).

Manejo Integrado: en general, se estima que el oídio causa daños menores, excepto las epifitias que ocurren en siembras tardías. Las silicuas afectadas, densamente cubiertas de masa pulverulenta permanecen vacías o producen pocas semillas de escaso tamaño. En general, según los cultivares, las pérdidas varían entre 19 y 29,5%. En India, los daños pueden superar el 70% del rendimiento de mostaza y en EE. UU., Australia y en varios países asiáticos y europeos se considera que el oídio causa importantes daños a las Brasicáceas, incluyendo a *B. juncea* (Ocamb, 2025; Uloth *et al.*, 2018; Mehta, 2014).

Control cultural: respetar las fechas de siembra para cada región lo que permite escapar a las condiciones climáticas favorables en la etapa reproductiva. Eliminar o reducir el número de plantas voluntarias y de malezas de la familia Brasicáceas, al igual que el rastrojo infectado en áreas donde se forman las estructuras de resistencia (chasmotecios). Rotar cultivos con especies no hospedantes y evitar el monocultivo. La nutrición debe ser balanceada, especialmente con nitrógeno, ya que el exceso aumenta los síntomas y los signos; altos niveles de manganeso (Mn) y las aplicaciones de diversas formas de azufre (S) reducen la expresión de la enfermedad sobre las hojas de la planta.

Control genético: uso de cultivares con resistencia en plántula y en planta adulta. Los cultivares resistentes presentan manchas rojizas tanto en tallos como en hojas sin o con escasa formación de la masa pulverulenta correspondiente a las estructuras del hongo (**Figura 97**).



Figura 97. Manchas rojas vinosas sin micelio sobre tallos de colza resistente a oídio. © J.M. Pautasso. INTA- AER Diamante (izq.) y manchado púrpura de tallos en colza resistentes a *E. cruciferarum* (der.).

El oídio de las Brasicáceas es una amenaza emergente para la producción de oleaginosas en países como Australia, por esa razón se evaluó la resistencia en 112 cultivares actuales e históricos de *Brassica*

napus y cinco cultivares de *B. juncea*, bajo condiciones ambientales controladas. En cultivares más resistentes solo se registró un 18% del área foliar afectada, mientras que en los susceptibles hasta un 70%, además de síntomas severos en tallos y silicuas. En el caso de *B. napus*, el área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE) fue menor a 537 y menos del 10% del área del tallo enferma; en *B. juncea*, el ABCPE osciló entre 303 y 380 según cultivar, con alta severidad en tallos entre 28 y 42% (Uloth *et al.*, 2016). Un fitoparámetro cada vez más usado para caracterizar genotipos o eficiencia de fungicidas, bioestimulantes, etc. es el área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE), valor numérico que representa la cantidad "acumulada" de oídio o de la enfermedad en el tiempo, sobre hojas, tallos y silicuas (Velázquez *et al.*, 2016).

Analizadas 102 accesiones de *B. napus* y otras especies de Brasicáceas se encontró que la variedad de carinata White flower fue inmune a oídio, tanto a campo como en invernáculo. El cruzamiento de este cultivar como progenitor femenino mediante un gametocida químico por un cultivar elite de *B. napus*, permitió obtener semillas híbridas e identificar cinco líneas con hojas verde amarillentas como resistentes o moderadamente resistentes a oídio y con buenas características agronómicas (Gong *et al.*, 2020).

En India se propuso una escala de 9 grados (**Tabla 11**) para evaluar, aproximadamente a los 75 días de edad de las plantas, el comportamiento de cultivares de mostaza negra (Chadar *et al.*, 2020). Nanjundan *et al.* (2020) propuso un nuevo sistema de calificación de seis grados (0, 1, 2, 3, 4 y 5) según el progreso del oídio en diferentes órganos de las plantas de la población F2.

Para seleccionar especies de Brasicáceas para usar como cultivo de cobertura, cultivo trampa o cultivo para la producción de semillas se evaluaron colza primaveral (*B. napus*) y otras cinco especies alternativas como *B. juncea*, *B. nigra*, *Sinapis alba*, *Raphanus sativus* y *Eruca sativa* a oídio; *B. napus* y *B. nigra* presentaron severidades superiores a 80% durante dos campañas; *S. alba*, *E. sativa* y *R. sativus* mostraron resistencia completa por lo cual aún con una fuerte presión de oídio pueden cultivarse sin aplicación de fungicidas en los países bálticos (Runno-Paurson *et al.*, 2021).

El estudio de las características epidérmicas foliares y las respuestas transcriptómicas entre plantas resistentes (R) y susceptibles (S) a oídio entre dos progenitores y sus progenies de *Brassica carinata* × *B. napus* demostró que la cantidad de cera cuticular y deposición de calosa en plantas R fue mucho menor que en plantas S; por lo tanto, se establece que éstas no son esenciales para la resistencia a la prepenetración, aunque la cera cuticular en las plantas R tenía mayor cantidad de cristales aciculares. Un total de 1.049 genes involucrados en las respuestas de defensa se expresaron diferencialmente entre las plantas R y S; los niveles de expresión de dos genes de susceptibilidad MLO6 y MLO12 fueron muy inferiores en las plantas R, lo que indica que poseen un papel importante en la resistencia a oídio (Zhang *et al.*, 2022).

Brassica juncea, *Camelina sativa* y *Sinapis alba* estudiadas con métodos histopatológicos, bioquímicos y moleculares frente al ataque de oídio mostró que la mostaza blanca es altamente resistente, mientras que *B.*

Tabla 11. Escala para evaluar *E. cruciferarum* en hojas de *Brassica* spp. **Fuente:** Chadar *et al.* (2020).

GRADO	DESCRIPCIÓN	REACCIÓN VARIETAL
1	Manchas necróticas marrones muy pequeñas, no esporulantes. Menos del 5% del área foliar afectada.	Altamente resistente
3	Manchas pequeñas, circulares, necróticas marrones de 1-2 mm de diámetro, con margen o halo amarillo y escasa esporulación. 5-10% del área foliar afectada.	Resistente
5	Manchas marrones no coalescentes, 2 a 4 mm de diámetro con margen o halo amarillo y moderada esporulación. 11-25% del área foliar afectada.	Moderadamente resistente
7	Manchas marrones coalescentes, 4 a 5 mm de diámetro y moderada esporulación. 26-50% del área foliar afectada.	Susceptible
9	Manchas marrones o negras coalescentes, de más de 6 mm de diámetro sin márgenes y abundante esporulación. Más del 50% del área foliar afectada.	Altamente susceptible

juncea y *C. sativa* son muy susceptibles. La tasa epidémica y la muerte celular inducida por el patógeno fue comparativamente mayor en las dos especies susceptibles (Mir *et al.*, 2023).

Control químico: la mayoría de los estudios de oídio se han realizado sobre especies hortícolas por su importancia en la alimentación humana a nivel mundial y algunas de las técnicas de manejo promisorias podrían ser ensayadas en cultivos extensivos.

En colza los fungicidas controlaron el oídio con aumentos del rendimiento superiores a 500 kg/ha en Francia (Penaud, 1999). Otras herramientas, que combinan fertilización nitrogenada (260 kg/ha de NPK 15:15:15), momentos de aplicación y uso de fungicida (flusilazole 100 g + carbendazim 200 g i.a./ha) mostró el efecto positivo sobre los componentes de la semilla, incluyendo proteínas, aceite, ácido oleico, ácido linolénico y reducción de sustancias indeseables como ésteres de ácido sinápico y glucosinolatos. Por un lado, la fertilización nitrogenada puede influir notablemente en algunos parámetros de calidad de la colza y por otro, los fungicidas redujeron efectos secundarios de la fertilización nitrogenada,

como el contenido de glucosinolatos, ésteres del ácido sinápico y proteínas, pero se incrementó el aceite total y el ácido oleico (Mert-Türk *et al.*, 2008).

En lechuga, el oídio se controla con azufre, myclobutanil, quinoline, estrobilurinas, etc. según Lebeda & Mieslerová (2010). Kumar *et al.* (2015) han ensayado numerosos fungicidas, bioagentes y nutrientes, tanto para aplicar a las semillas o al follaje, siendo muy efectiva la mezcla de iprodione + carbendazim (1:1) 200 g/100 kg de semillas, y el uso de sulfato de zinc + azufre. Ensayos de campo con numerosos fungicidas solos o en mezclas mostraron la eficacia de tebuconazole 50% + trifloxystrobin 25% y del myclobutanil 0,1% en *B. juncea*.

Control biológico: el extracto de ajo, el hongo *Trichoderma harzianum* y la bacteria *Pseudomonas fluorescens* aplicados en semilla y en pulverizaciones foliares en *B. juncea* fueron efectivos en el control de oídio, con incrementos significativos del rendimiento de semillas y retorno económico para los productores (Meena *et al.*, 2013). Una cepa de la bacteria *Bacillus velezensis* también fue efectiva en el control de oídio en dos variedades de *B. juncea*, con niveles de reducción entre 41 y 92% según el número de aplicaciones en condiciones de invernáculo, además de promover la germinación de semillas y el crecimiento de las plantas (Lee *et al.*, 2015).

La inducción de la defensa de las plantas frente a muchos patógenos es otra herramienta a considerar y ocurre tanto aplicando microorganismos promotores del crecimiento al suelo, a la semilla o directamente a la planta. Una cepa (TH12) de *T. harzianum* fue eficaz para controlar *E. cruciferarum* en *B. napus* y *Rapahanus alboagra* (Alkooranee *et al.*, 2015b).

Las aplicaciones de triadimefon (0,1%), azufre humectable (0,3%), dinocap (0,1%) y myclobutanil (0,1%) a intervalos de 15 días, desde la aparición del oídio lo controlaron eficazmente y aumentaron el rendimiento de semilla. El máximo porcentaje de control se registró con triadimefon (76,88%), seguido por azufre humectable (74,50%), dinocap (73,11%) y myclobutanil (67,66%) y la aplicación de agua sola inhibió el oídio en un 63,78%. El mayor rendimiento promedio de semillas se alcanzó con triadimefón, 1.435 kg/ha (Singh *et al.*, 2016). El azufre humectable 0,2% también puede ser una alternativa; en ensayos de campo demostró ser una de los mejores obteniéndose la menor incidencia de oídio (33,98%), un rendimiento máximo de 2.154 kg/ha, un mayor contenido de proteína (34,12%) y un peso hectolítrico de 5,58 g. El extracto de hoja de neem al 2% limitó la incidencia en mostaza (38,35%), el rendimiento de semilla fue 2.013 kg/ha, el porcentaje de aceite 33,97%, proteína 16,69 % y el peso hectolítrico 5,38 g según Kanzaria & Dhruj (2018).

En wasabi (*Wasabia japonica*), el oídio reduce la fotosíntesis, y las infecciones severas pueden provocar clorosis y defoliación, lo que resulta en una reducción de la producción. Se ensayaron dos fungicidas biológicos: *Bacillus subtilis* cepa QST 713 y *Streptomyces lydicus* cepa WYEC 108, un fungicida a base de cobre, y un extracto formulado de plantas de *Reynoutria sachalinensis*, los dos últimos redujeron significativamente el progreso de la enfermedad y *S. lydicus* no resultó efectivo (Betz & Punja, 2021).

El dinocap 0,1%, de la familia de los dinitrofenoles, fue significativamente superior en la reducción de la intensidad de la enfermedad (sólo 9%) en mostaza, sin embargo, no hay que desconocer su toxicidad en animales. El biocontrolador *Ampelomyces quisqualis* al 0,5% controló la enfermedad y se registró una intensidad de 19,11%. Los mayores rendimientos se lograron con dinocap, 1.417 kg/ha y con hexaconazole al 0,1%, 1.376,3 kg/ha, mientras que usando *A. quisqualis* el rendimiento de mostaza fue 1.096,6 kg/ha (Modak *et al.*, 2019; Lomate *et al.*, 2014). El uso de siliconas, aceites minerales, antitranspirantes basados en polímeros podrían favorecer el buen comportamiento de las plantas a oídio.

Bibliografía

- Alkooranee J.T., Liu S., Aledan T.R., Yin Y., Li M. 2015a. First Report of Powdery Mildew Caused by *Erysiphe cruciferarum* on *Brassica napus* in China. Plant Dis. 99(11):1651.
<https://doi.org/10.1094/PDIS-03-15-0351-PDN>
- Alkooranee J.T., Yin Y., Aledan T.R., Jiang Y., Lu G., Wu J., Li M. 2015b. Systemic Resistance to Powdery Mildew in *Brassica napus* (AACC) and *Raphanus alboglabra* (RRCC) by *Trichoderma harzianum* TH12. doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0142177>
- Betz E.C., Punja Z.K. 2021. Management of powdery mildew, caused by *Erysiphe cruciferarum*, on wasabi (*Wasabia japonica*) plants in British Columbia. Can. J. Plant Pathol. 43(1):16–25.
<https://doi.org/10.1080/07060661.2020.1764109>
- Borges R.C.F., dos Santos Leite S., Martins J.M.T. *et al.* Powdery mildew (*Erysiphe cruciferarum*) on Brassicaceae in Brazil. Australasian Plant Pathol. 52, 419–425. <https://doi.org/10.1007/s13313-023-00930-y>
- CABI 2021. *Golovinomyces cichoracearum* (powdery mildew). <https://doi.org/10.1079/cabicompendium.22065>
- Ciola V.L. 2009. Distribution and Host Specificity of *Erysiphe cruciferarum* (Powdery Mildew) Attacking *Alliaria Petiolata* (Garlic Mustard), in Southwestern Ohio. Theses and Dissertations. 293.
https://corescholar.libraries.wright.edu/etd_all/293
- Chadar V., Bhanwar R.R., Nirala Y.P.S., Rana L. 2020. Screening of Rapeseed and Mustard (*Brassica*) Germplasm and Breeding Material against *Erysiphe cruciferarum* causing Powdery Mildew under Bastar Plateau of Chhattishgarh. Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci 9(5):180-185.
<https://doi.org/10.20546/ijcmas.2020.905.020>
- Cho S.E., Park J.H., Choi Y.J., Choi I.Y., Shin H.D. 2016. First Report of Powdery Mildew Caused by *Erysiphe cruciferarum* on Oilseed Rape in Korea. Plant Dis. 100(6):1245.
<https://doi.org/10.1094/PDIS-11-15-1388-PDN>
- Das S., Chauhan K.K. 2024. Weather Based Forewarning Model for Powdery Mildew Disease of Mustard. Asian Journal of Advances in Agricultural Research 24(3):1-4. <https://doi.org/10.9734/ajaar/2024/v24i3492>
- Desai A.G., Chattopadhyay C., Agrawal R., Kumar A., Meena R.L., Meena P.D., Sharmam K.C., Rao M.S., Prasad Y.G., Ramakrishna Y.S. 2004. *Brassica juncea* powdery mildew epidemiology and weather based forecasting models for India – a case study. Journal of Plant Diseases

- and Protection 111 (5):429–438. <https://www.jstor.org/stable/43216277>
- Fu B., Yan Q. 2022. First Report of Powdery Mildew Caused by *Erysiphe cruciferarum* on *Camelina sativa* in Montana. Plant Dis. 106(7):1995 <https://doi.org/10.1094/pdis-10-21-2362-pdn>
- Gaetán S.A., Madia M.S. 2009. Ocurrencia del oidio o powdery mildew en lotes comerciales de canola y mostaza blanca en Argentina. E042. XIII Jornadas Fitosanitarias Argentinas. 30 de septiembre, 1 y 2 de octubre. Termas de Río Hondo, Santiago del Estero, Argentina.
- Gaetán S., Madia M. 2004. First Report of Canola Powdery Mildew Caused by *Erysiphe polygoni* in Argentina. Plant Dis. 88(10):1163. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2004.88.10.1163C>
- Garibaldi A., Bertetti D., Matić S., Braccini L., Gullino M.L. 2018. Powdery Mildew caused by *Golovinomyces cichoracearum* on Eastern Purple Coneflower (*Echinacea purpurea*) in Italy. Università di Torino. <http://hdl.handle.net/2318/1680218>
- Gong Q., Dai C.Y., Zhang X.H., Wang X.L., Huang Z., Xu A.X., Dong J.G., Yu C.Y. 2020. Towards breeding of rapeseed (*Brassica napus*) with alien cytoplasm and powdery mildew resistance from Ethiopian mustard (*Brassica carinata*). Breeding Science 70: 387–395. <https://doi.org/10.1270/jsbbs.20017>
- Gunasinghe N., You M.P., Lanoiselet V., Eyres N., Barbetti M.J. 2013. First Report of Powdery Mildew Caused by *Erysiphe cruciferarum* on *Brassica campestris* var. *pekinensis*, *B. carinata*, *Eruca sativa*, *E. vesicaria* in Australia and on *B. rapa* and *B. oleracea* var. *capitata* in Western Australia. Plant Dis. 97(9):1256. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-03-13-0299-PDN>
- Heffer V., Powelson M.L., Johnson K.B., Shishkoff N. 2006. Identification of Powdery Mildew Fungi. The Plant Health Instructor Vol. 06. <https://doi.org/10.1094/PHI-I-2006-0706-01>
- Jee H.J., Shim C.K., Choi Y.J., Shin H.D. 2008. Powdery mildew caused by *Erysiphe cruciferarum* is found for the first time on Chinese cabbage in Korea. Plant Pathology 57(4):777. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2007.01807.x>
- Kanzaria K.K., Dhruj I.U. 2018. Eco-Friendly Management of Powdery Mildew (*Erysiphe cruciferarum* Opiz ex. Junell) Disease of Mustard [*Brassica juncea* (L.) Czern. & Coss.] in North Saurashtra, India. Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci 7(2):738–748. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.702.093>
- Kumar S., Prasad R., Singh D., Yadav S.P., Kuma V. 2017. Screening of *Brassica* Germplasm and Breeding Material against *Erysiphe cruciferarum* causing Powdery Mildew of Rapeseed Mustard under Artificial Condition. Environment & Ecology 35(1):112–115.
- Kumar S., Singh D., Yadav S.P., Prasad R. 2015. Studies on Powdery Mildew of Rapeseed Mustard (*Brassica juncea* L.) Caused by *Erysiphe cruciferarum* and Its Management. Journal of Pure and Applied Microbiology 9(2):1481–1486.
- Lebeda A., Mieslerová B. 2010. Taxonomy, distribution and biology of lettuce powdery mildew (*Golovinomyces cichoracearum sensu strictu*).

- Plant Pathology 60:400–415.
<https://bsppjournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1111/j.1365-3059.2010.02399.x>
- Lee S.Y., Weon H.Y., Kim J.J., Han J. H. 2016. Biocontrol of Leaf Mustard Powdery Mildew Caused by *Erysiphe cruciferarum* using *Bacillus velezensis* YP2. Korean J. Pestic. Sci. 20(4):369–374.
<https://doi.org/10.7585/kjps.2016.20.4.369>
- Liu M., Braun U. 2022. Powdery mildews on crops and ornamentals in Canada: a summary of the phylogeny and taxonomy from 2000 – 2019. Canadian Journal of Plant Pathology 44(2):191–218.
<https://doi.org/10.1080/07060661.2021.1986744>
- Lomate C.B., Mate G.D., Kalaskar R.R. 2014. Management of powdery mildew of mustard with chemicals and bioagents. International Journal of Plant Protection 7(1):122–124. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/pdf/10.5555/20153017786>
- Meena P.D., Gour R.B., Gupta J.C., Singh H.K., Awasthi R.P., Netam R.S., Godika S., et al. 2013. Non-chemical agents provide tenable, eco-friendly alternatives for the management of the major diseases devastating Indian mustard (*Brassica juncea*) in India. Crop Protection 53:169–174. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2013.07.006>
- Mert-Türk F., Gül M.K., Egesel C.Ö. 2008. Nitrogen and fungicide applications against *Erysiphe cruciferarum* affect quality components of oilseed rape. Mycopathologia 165:27–35.
<https://doi.org/10.1007/s11046-007-9070-3>
- Metha N. 2014. Epidemiology and Forecasting for the Management of Rapeseed-Mustard Diseases. J Mycol Plant Pathol 44(2):131–147.
- Mikhaylova E., Shein M., Alexeev V., Sukhareva A., Panfilova M. 2021. Identification of the powdery mildew caused by *Erysiphe cruciferarum* on *Brassica napus* in Russia. AIP Conf. Proc. 2388, 030025. <https://doi.org/10.1063/5.0068529>
- Mir Z.A., Ali S., Tyagi A., Yadav P., Chandrashekar N., El-Sheikh M.A., Alansi S., Grover A. 2023. Comparative Analysis of Powdery Mildew Disease Resistance and Susceptibility in *Brassica* Coenospecies. Agronomy 13(4):1033. <https://doi.org/10.3390/agronomy13041033>
- Modak K.D., Shete M.H., Deokar C.D., Landage B.L. 2019. Epidemiology and Management Of Powdery Mildew Of Mustard Caused By *Erysiphe cruciferarum*. Journal of Plant Disease Sciences 14(2):133–137.
<https://doi.org/10.48165/>
- Mourou M., Raimondo M.L., Lops F., Carlucci A. 2023. Brassicaceae Fungal Diseases: Molecular Detection and Host–Plant Interaction. Plants 12, 1033. <https://doi.org/10.3390/plants12051033>
- Nanjundan J., Manjunatha C., Radhamani J., Thakur A.K., Yadav R., Kumar A., Meena M.L., Tyagi R.K., Yadava D.K., Singh D. 2020. Identification of

- New Source of Resistance to Powdery Mildew of Indian Mustard and Studying Its Inheritance. Plant Pathol. J. 36(2):111-120. <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.07.2019.0205>
- Ocamb C.M. 2025. Seed Crop, Crucifers (*Brassica*, *Eruca*, and *Raphanus* spp.)-Powdery Mildew. Pacific Northwest Plant Disease Management Handbook. <https://pnwhandbooks.org/plantdisease/host-disease/seed-crop-crucifers-brassica-eruca-raphanus-spp-downy-mildew-staghead>
- Pane C., Manganiello G., Nicastro N., Cardi T., Carotenuto F. 2021. Powdery Mildew Caused by *Erysiphe cruciferarum* on Wild Rocket (*Diplotaxis tenuifolia*): Hyperspectral Imaging and Machine Learning Modeling for Non-Destructive Disease Detection. Agriculture 11(4):337. <https://doi.org/10.3390/agriculture11040337>
- Park Y.H., Moon Y.G., Cho S.E., Shin H.D. 2015. First Report of Powdery Mildew Caused by *Erysiphe cruciferarum* on Wasabi (*Wasabia japonica*) in Korea. Plant Dis. 100(2):530. <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-15-0877-PDN>
- Penaud A. 1999. Chemical control and yield losses caused by *Erysiphe cruciferarum* on oilseed rape in France. In: 10th International Rapeseed Congress. Canberra, Australia: GCIRC. [http://www.regional.org.au/au/gcirc/3/327.htm].
- Runno-Paurson E., Lääniste P., Ereemeev V., Edesi L., Metspalu L., Kännaste A., Niinemets Ü. 2021. Powdery mildew (*Erysiphe cruciferarum*) evaluation on oilseed rape and alternative cruciferous oilseed crops in the northern Baltic region in unusually warm growing
- Acta Agriculturae Scandinavica, Section b — Soil & Plant Science 71(6):443-452. <https://doi.org/10.1080/09064710.2021.1914714>
- Sharma A., Godika S., Sharma P., Kiran 2022. Management of powdery mildew of mustard incited by *Erysiphe cruciferarum* through novel combined formulations of fungicides. The Pharma Innovation Journal SP-11(4):1657-1659.
- Singh H.K., Kumar K., Kumar P., Singh S., Singh R.B., Maurya K.N., Chauhan M.P. 2016. Management of powdery mildew of rapeseed-mustard. Indian Phytopath. 69 (4s): 394-396.
- Soto E., Arnal E., Aponte A. 2005. Manual para la evaluación de cultivares de girasol sometidos a pruebas regionales. Revista Digital del Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias de Venezuela. CENIAP-INIA. Venezuela.
- Tam L.T.T., Dung P.N., Liem N.V. 2016. First Report of Powdery Mildew Caused by *Erysiphe cruciferarum* on *Brassica juncea* in Vietnam. Plant Dis. 100(4):856. <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-15-0678-PDN>
- Tian Y., Wang X., Su X., Zhou Q., Wang Y., Liu Y., Zhang Z. 2024. First Report of Powdery Mildew Caused by *Erysiphe cruciferarum* on *Orychophragmus violaceus* in China. Plant Dis. 108(2):517. <https://apsjournals.apsnet.org/doi/epdf/10.1094/PDIS-05-23-1015-PDN>
- Uloth M.B., You M.P., Barbetti M.J. 2017. Plant age and ambient temperature: significant drivers for powdery mildew (*Erysiphe cruciferarum*) epidemics on oilseed rape (*Brassica napus*). Plant Pathology

- 67:445–456. <https://doi.org/10.1111/ppa.12740>
- Uloth M.B., You M.P., Barbetti M.J. 2016. Cultivar resistance offers the first opportunity for effective management of the emerging powdery mildew (*Erysiphe cruciferarum*) threat to oilseed brassicas in Australia. *Crop & Pasture Science* 67:179–1187. <http://dx.doi.org/10.1071/CP16182>
- Velázquez P.D., Coll L. 2024. Enfermedades de colza primaveral en la EEA Paraná entre los ciclos agrícolas 2013 y 2023. p.19. 1° Simposio Nacional de Colza y Otras Brasicáceas. 12 de septiembre de 2024. Paraná, Entre Ríos, Argentina.
- Velázquez P.D., Formento A.N., Coll L. 2016. Los cultivares de colza y el oídio. Año 2015. Hoja Informativa. Serie Notas Técnicas. INTA EEA Paraná. 2p.
- Vellios E., Karkanis A., Bilalis D. 2017. Powdery mildew (*Erysiphe cruciferarum*) infection on camelina (*Camelina sativa*) under Mediterranean conditions and the role of wild mustard (*Sinapis arvensis*) as alternative host of this pathogen. *Emirates Journal of Food and Agriculture* 29(8):639–642. <https://doi.org/10.9755/ejfa.2017-02-493>
- Zhang M., Gong Q., Su X., Cheng Y., Wu H., Huang Z., Xu A., Dong J., Yu C. 2022. Microscopic and Transcriptomic Comparison of Powdery Mildew Resistance in the Progenies of *Brassica carinata* × *B. napus*. *Int. J. Mol. Sci.* 23, 9961. <https://doi.org/10.3390/ijms23179961>

Podredumbre húmeda del tallo

Organismo Causal: *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary. Perteneció al reino Fungi, filum Ascomycota, clase Leotiomycetes, orden Helotiales y familia Sclerotiniaceae.

Dentro del género *Sclerotinia* se ubican tres especies: *S. sclerotiorum*, *S. trifoliorum* Erikss., y *S. minor* Jagger que fueron caracterizadas según criterios morfológicos y fisiológicos, entre ellos: color, tamaño y forma del apotecio, estípita, tamaño y distribución de esclerocios en medios de cultivo, hospedante, estación del año y parte del sustrato enfermo, además de tamaño, forma y color de ascos, ascosporas y paráfisis (Sharma *et al.*, 2015; Willetts & Wong, 1980; Purduy, 1979).

Es un hongo hemibiotrófico, con una fase biotrófica en la etapa inicial de la penetración seguido de una fase típicamente necrotrófica y organismo causal de la podredumbre del tallo de la coza (**Figura 98**).



Figura 98. Podredumbre húmeda del tallo en colza (*Sclerotinia sclerotiorum*). ©S. Furey, San Antonio de Areco (Bs As) 2017 (izq. y centro), ©O. Vellaz, Brasil 2025 (der.).

Las hifas del hongo son hialinas, septadas, multinucleadas, de paredes delgadas de 9-18 μm de ancho y nunca ramifican en ángulo recto; el micelio puede tener color blanco brillante o ligeramente canela y forma esclerocios (**Figura 99**). Los esclerocios son estructuras "de reposo", de sobrevivencia, de consistencia dura que constan de una medula interior de color claro formada por células fúngicas ricas en β -glucanos y proteínas, y de una cubierta protectora exterior negra sobre la corteza con pigmentos de melanina altamente resistentes a la degradación.



Figura 99. Esclerocios de *S. sclerotiorum* dentro de ramificaciones y tallos de colza.

Los esclerocios germinan y pueden producir hifas infecciosas (germinación miceliogénica) y/o apotecios (germinación carpogénica) que generan grandes cantidades de ascos y ascosporas (esporas sexuales del hongo).

Para la formación de apotecios, es necesario la maduración y el preacondicionamiento de los esclerocios durante 2 semanas a 10-15°C (como mínimo) en un suelo húmedo con una base alimenticia no viva en la rizosfera, y dentro de los 2 cm superiores de la superficie del suelo. La labranza mínima o superficial ubica los esclerocios a una profundidad entre 0,635 y 3,175 cm, situación óptima para la emergencia de los cuerpos fructíferos sexuales. Se producen después de un cierto período de latencia durante el cual los esclerocios están sometidos a muy bajas temperaturas o congelamiento. El frío parece ser un factor predominante en la preparación de los esclerocios para la producción de apotecios, además de un suelo con humedad a capacidad de campo (superior a 50%) y 15-17°C durante 10-14 días. La germinación carpogénica comienza con el crecimiento activo del hongo en las regiones de la corteza o médula esclerocical.

Los apotecios tienen forma de copa con un disco cóncavo, de color crema, marrón, naranja o amarillo claro y su diámetro varía entre 2 y 11 mm (promedio 4-5 mm); se forman en un estípite o tallo delgado de 20 a 80 mm de longitud. Cada apotecio puede producir de 2 a 30 millones de ascosporas en forma de "nubes" durante varios días. Los ascos se disponen en la periferia del ascocarpo, miden entre 119 - 162,4 $\times$ 6,4 - 10,9 μm , son inoperculados, cilíndricos, estrechos y redondeados en el ápice, con ocho ascosporas por asca. Las ascosporas son uniformes, hialinas, elipsoides, de paredes lisas y miden entre 10,2 - 14,0 $\times$ 6,4 - 7,7 μm .

Las ascosporas están cubiertas de un mucílago pegajoso, posiblemente residuo líquido de las ascas o, parte de la pared celular; el mucílago no solo cementa la espora a cualquier objeto con el que entra en contacto, sino que también las une en grupos; generalmente sobreviven de 5 a 21 días, dependiendo de la humedad relativa.

En el norte de la Patagonia de Argentina se encontró la germinación carpogénica de *S. sclerotiorum* en repollito de Bruselas (*B. oleracea* var. *gemmifera*) observándose infecciones basales (2,3%) e infecciones aéreas (23,3%) sobre un total 1.925 plantas. Cada esclerocio produjo apotecios múltiples (3 a 8) de 2 a 5 mm de diámetro, con ascos de $98-166 \times 5-13 \mu\text{m}$ y ascosporas de $9,5-14 \times 3,6-8 \mu\text{m}$ (Scarso *et al.*, 2024).

Es un hongo polífago que afecta el cultivo en etapas reproductivas y reduce el rendimiento de semillas y deteriora la calidad del aceite de colza y mostaza, a nivel mundial. Su naturaleza hemibiotrófica y la larga persistencia en el suelo a través de los esclerocios, dificulta el manejo mediante prácticas agronómicas convencionales. Por lo tanto, para diseñar estrategias alternativas, es importante conocer aspectos básicos del patógeno y comprender los procesos de patogénesis en el hospedante. Los avances actuales en tecnologías para estudios ómicos, incluyendo genomas completos, transcriptomas, proteomas y metabolomas han descifrado diversos genes, factores de transcripción, efectores y sus moléculas implicadas en la interacción, el establecimiento de la enfermedad y el progreso del patógeno en los tejidos del huésped (Singh *et al.*, 2024).

Síntomatología: la podredumbre húmeda afecta todos los órganos, principalmente tallos y ramificaciones, y en menor medida, hojas y silicuas de colza. Los síntomas del tallo se manifiestan como un crecimiento fúngico de color blanco grisáceo o blanco parduzco que cubre partes del tallo, a veces por encima del nivel del suelo, pero también a cualquier altura de la canopia. Una vez establecida la infección, la enfermedad provoca marchitez y maduración prematura de las plantas, quiebre y vuelco y una menor producción de semillas (**Figura 100**).



Figura 100. Tejidos blancos grisáceos con anillos oscuros en la base del tallo de colza causada por *S. sclerotiorum*.

La enfermedad se hace visible sobre el tallo o ramificaciones a fines de floración, 2 o 3 semanas después de la penetración del hongo (**Figura 101**).



Figura 101. Muerte de plantas de colza por *S. sclerotiorum* con esclerocios negros externos.

La infección micelial ocasiona la aparición de lesiones acuosas alargadas en la base del tallo que se expanden rápidamente por degradación de la pared celular vegetal y maceración tisular. La degradación se produce por la acción conjunta de diversas enzimas líticas extracelulares (celulasas, hemicelulasas y pectinasas) y del ácido oxálico. Las infecciones severas provocan tallos delgados, débiles, húmedos, que se oscurecen desde la base y la cutícula tiende a rasgarse en forma longitudinal dando lugar a una madurez o senescencia prematura de la planta (**Figura 102**).



Figura 102. Lesiones acuosas alargadas con destrucción medular y rasgaduras por *Sclerotinia* en base del tallo de colza

Las manchas a distintas alturas del tallo, primero son acuosas y luego se tornan blancas grisáceas, se alargan, hacia arriba y abajo del punto de penetración; en ocasiones se forman externamente anillos oscuros que muestran las distintas etapas de la infección. Finalmente se necrosan con

desarrollo de micelio blanco esponjoso y cuando el tallo está completamente cubierto por un crecimiento micelial algodonoso, la planta se marchita y se seca. En un lote de producción de colza, las plantas mueren y se vuelcan en forma aleatoria o dispersa o bien en área o "parches".

En una infección avanzada, se forman esclerocios (cuerpos duros, negros, generalmente de forma irregular o redondeada) que crecen en el exterior (en climas húmedos como Entre Ríos) e interior de las partes afectadas y "blanqueadas" del tallo. Los tallos blanqueados pueden abrirse con cuidado para observar los esclerocios negros en su interior. Los esclerocios que miden más de 2 mm de diámetro son la estructura de supervivencia del hongo (**Figuras 103 y 104**).



Figura 103. Micelio (izq.) y formación de esclerocios externos de *S. sclerotiorum* en tallos enfermos de colza (centro y der.).



Figura 104. Esclerocios internos de *S. sclerotiorum* en tallos de colza.

Las silicuas enfermas presentan áreas acuosas con micelio algodonoso, maduran prematuramente y las semillas son más pequeñas, arrugadas y con adherencia de restos seminales (**Figura 105**).

S. sclerotiorum además de sobrevivir como esclerocios que quedan en el suelo o rastrojo, lo hace en semillas infectadas como micelio latente en el pericarpio y cotiledones durante más de 3 años. La siembra de semillas infectadas, reduce el poder germinativo a niveles muy bajos de 0 a 12%; en el lugar donde se ubican las semillas en la silicua se forman de 3 a 6 esclerocios. Las plántulas producidas a partir de semillas infectadas mueren prematuramente y se cubren de micelio blanco.



Figura 105. Silicuas de colza con área húmeda, marrón amarillentas con micelio blanco de *S. sclerotiorum*.

Rango de hospedantes: es un hongo de amplia distribución mundial que afecta especies de las familias Solanaceae, Brassicaceae, Umbelliferae, Compositae, Chenopodiaceae y Leguminosae; bajo condiciones ambientales favorables puede afectar a otros diversos hospedantes. Es un hongo muy destructivo que afecta a más de 700 especies botánicas, incluyendo cultivos económicamente importantes como colza, girasol, topinambur (*Helianthus tuberosus*), maní, soja, lechuga, remolacha azucarera, zanahoria, papa, poroto, tomate, lúpulo (*Humulus lupulus*), repollito de Bruselas (*Brassica oleracea* var. *gemmifera*), lenteja, etc. (Chen *et al.*, 2023). El lupino (*Lupinus angustifolius*, *L. albus* y *L. luteus*) es muy afectado por *Sclerotinia* (Beard *et al.*, 2024).

Condiciones climáticas predisponentes: la enfermedad es altamente dependiente de la temperatura, humedad del suelo y humedad relativa del aire, de las condiciones del lote, es decir historial de infección por *Sclerotinia*, tipo de suelo, densidad de plantas y fecha de floración. Estas variables hacen que la aparición de la enfermedad sea muy variable, incluso entre lotes y por lo tanto, el manejo de la enfermedad es complejo.

Las precipitaciones regulares y la alta humedad (>80%) 3 semanas antes y 3 semanas después del comienzo de la floración son las más propicias para que se produzcan severos ataques de la enfermedad en la canopia del cultivo. El rango de temperaturas óptimo es 15 a 25°C, y puede presentarse con temperaturas mínimas entre 5 y 12°C. Los modelos predictivos desarrollados para una localidad, en ocasiones no ajustan para otras por lo cual es necesario generar muchos datos acerca de cultivares, patotipos y factores microclimáticos durante un tiempo prolongado y luego, validar los modelos en muchos sitios (Metha, 2014).

Epifitología: es una enfermedad común y severa en regiones con clima templado y subtropical, condiciones frescas y húmedas; desarrolla con lluvias frecuentes, temperaturas entre 20 y 35°C y un mínimo de 48 h de alta humedad (>75-80%). Se puede presentar en áreas secas donde los cultivos están bajo riego por aspersión.

La probabilidad de epifitias de *Sclerotinia* es alta cuando el lote u otros cercanos han tenido la enfermedad en los últimos 5 años, la frecuencia de lotes de colza o de cultivos hospedantes del patógeno como soja, alfalfa, girasol etc. La fecha de floración puede definir la severidad del daño, aquellos cultivos que florecen más temprano a finales de junio - julio son más susceptibles de enfermarse y generar múltiples ciclos de infección.

El inóculo inicial que está constituido por esclerocios (esclerotos) que se encuentran en el suelo o en restos vegetales de Brasicáceas u otras especies botánicas, pueden sobrevivir de 3 a 5 años y toleran condiciones ambientales adversas. Las temperaturas óptimas para el crecimiento y formación de esclerocios oscilan entre 15 y 22°C, muy pocos pueden formarse con temperaturas inferiores a 4°C o superiores a 30°C y son nulos a 40°C. Requiere suelos saturados de agua por 1 o 2 días y persistencia de humedad en una canopia densa y cerrada. En general, las temperaturas superiores a 30°C y escasa humedad ambiental son desfavorables al desarrollo de la enfermedad.

Los esclerocios germinan cuando la cubierta vegetal del cultivo se ha cerrado (por ejemplo, en la etapa de roseta en colza) y se crea un ambiente húmedo y protegido. Pueden producir hifas infecciosas (germinación miceliogénica) y/o apotecios (germinación carpogénica), en los que se producen grandes cantidades de ascosporas, esporas sexuales del hongo. En el primer caso, tras varios días de crecimiento micelial, las hifas se dirigen a un hospedante donde desarrollan un micelio muy blanco, visible, que se une formando cuerpos pequeños y compactos, ya sea en la superficie o dentro de cavidades como las del tallo o silicuas. Estos agregados de micelio son estructuras vegetativas jóvenes en reposo (finalmente esclerocios) que al principio son blancos, pero al madurar son negros. A partir de los apotecios, se liberan miles de ascosporas que son diseminadas por el viento (100 a 400 m) y en la etapa de floración, colonizan y se alimentan en primer lugar de los pétalos florales que caen y quedan adheridos a las hojas, a las axilas foliares y a los tallos, en los sitios con mayor humedad. Al entrar en contacto con tejido huésped sano y susceptible, el micelio ascospórico produce un apresorio, la penetración ocurre por la rotura mecánica de la cutícula del hospedante, pudiendo entrar además a través de aberturas naturales. Tras penetrar en la planta, el hongo crece a través de los tejidos y provoca la muerte de las células antes de la invasión de las hifas (Metha, 2014).

Un esclerocio puede producir múltiples apotecios a la vez, y algunos dan lugar a múltiples generaciones durante varios meses si las condiciones climáticas son favorables; la mayoría de los apotecios viven al menos 2 semanas en condiciones óptimas, como máximo 5 semanas, promedio 3 semanas (Khangura *et al.*, 2024; Lindbeck *et al.*, 2023; Sharma *et al.*, 2015).

Los aislados de *S. sclerotiorum* obtenidos de *B. juncea* en distintas regiones de India, son más agresivos cuando son capaces de producir la mayor cantidad de ácido oxálico (AO), lo que explica el rol del AO como factor de patogenicidad del hongo. También, puede ser usado como marcador bioquímico para seleccionar las cepas más virulentas que se van a emplear en los programas de mejoramiento (Gill *et al.*, 2021).

El tiempo térmico acumulado es un factor relevante en el progreso de la enfermedad ya que es la suma de temperaturas base de 7°C y un máximo de 26°C según Koch (2007), y para colza, se estableció una mínima de 0°C y una máxima de 29°C (Kirkegaard *et al.*, 2016). Los estudios se realizaron en 6 cultivares de colza sembrados en 3 fechas (mediados de abril, comienzos y fines de mayo) y posteriormente, inoculados con un bulk de 4 aislados de *S. sclerotiorum* cuando alcanzaron el 30% de floración; las variables evaluadas fueron: área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE), número y peso de esclerocios y producción de semillas. La fecha de siembra fue la variable más importante que explica las diferentes ABCPE, ancho del tallo, la cantidad de semilla producida y el número de esclerocios. El tiempo térmico desde la siembra al estado de 30% de floración y el registrado a los 28 ddi (días después de la inoculación) influyó tanto en las plantas de colza como en el patógeno. Esta variable debería ser incluida en modelos de predicción de riesgo de la enfermedad (Bennett *et al.*, 2024).

Manejo Integrado: el porcentaje de plantas enfermas y el estado fenológico en el momento en que se inicia la infección definirán las pérdidas de rendimiento, las que son muy variables. Las plantas que se enferman al comienzo de la floración no producen semillas o se forman muy pocas y aquellas, que se infectaron a fines de floración, pueden presentar una pequeña reducción del rendimiento.

Se estima que con 20% de plantas enfermas se puede reducir el 10% del rendimiento. En ataques severos las pérdidas pueden alcanzar 80 a 100% (Beard *et al.*, 2024; Khangura *et al.*, 2024; Lindbeck *et al.*, 2023; Sharma *et al.*, 2015; Li *et al.*, 2006).

Control cultural: las rotaciones son poco eficientes porque es un hongo polífago, que afecta a numerosos cultivos y malezas de hoja ancha. Los cereales como trigo, avena, cebada y centeno son buenos cultivos a incluir en la rotación, al igual que el lino.

Evitar la siembra de colza en áreas donde se detectaron ataques de *Sclerotinia* en Brasicáceas u otros cultivos como soja, girasol o alfalfa, por la fácil diseminación del patógeno entre lotes a largas distancias; aumentar el distanciamiento entre surcos y ajustar la densidad de plantas que favorece la aireación del cultivo reduce la posibilidad de la enfermedad. Además, usar semillas de calidad, libres de esclerocios, o que su contenido no supere el 0,5% (se detectan visualmente a “ojo desnudo”).

También, es importante investigar métodos para reducir la germinación de los esclerocios como molienda, quema, enterrado o tratamiento con fungicidas, pero aun no se ha encontrado una solución definitiva. Hay otras herramientas como agentes de control biológico, biofungicidas, tecnología de microondas, recubrimiento de plasma y suelos supresores que deberían ser estudiadas.

Control genético: la resistencia de colza a *Sclerotinia* requiere ser estudiada con métodos nuevos más confiables y consistentes, entre ellos, el uso de portadores orgánicos vegetales de micelio para infectar hojas cortadas, planta entera o plantas en parcelas de campo (con y sin nebulización). El arroz rojo granulado y la semilla de sésamo resultaron ser

ideales ya que fueron bien colonizados por el micelio del aislado agresivo CU11.19 de *Sclerotinia* (Beard *et al.*, 2024).

Para la infección basal del tallo se utilizan dos métodos: a. tapones de agar miceliar ubicados debajo de la superficie del suelo a 5 mm de la base de cada plántula, que infectó el 100% de las mismas y b. suelo infestado con una mezcla de sustratos orgánicos (salvado de trigo, grano de trigo, arroz rojo y mijo descascarado) en polvo colonizados por micelio, que infectaron el 100% de las plántulas a los 4 días después de la inoculación. Ambos métodos son adecuados para detectar genotipos resistentes a la infección basal por *S. sclerotiorum* y, para evaluar la eficacia de aplicaciones de fungicidas o biocontroladores al suelo (Han *et al.*, 2024).

B. napus se considera un hospedante muy susceptible, mientras que *B. carinata* se comporta moderadamente "tolerante" a *S. sclerotiorum*. En ambas especies, se estudiaron 5 genes ortólogos relacionados a las fitohormonas ácido jasmónico, etileno y acetil salicílico y se estableció que usan caminos diferentes en los mecanismos de defensa de las plantas (Yang *et al.*, 2009).

Control químico: en semillas, los fungicidas captan y metiltiofanato fueron muy efectivos erradicando el hongo (100%), mientras que el carbendazim minimizó la incidencia de *S. sclerotiorum*.

La combinación de un mayor espaciamiento entre hileras y densidades de siembra más bajas para reducir la humedad de la canopia (prácticas culturales) con fungicidas es una alternativa para zonas donde habitualmente se hacen dos aplicaciones de fungicidas para controlar la enfermedad. La aplicación específica de fungicidas foliares en cultivos según el tipo de suelo, la biomasa actual e historia de los lotes se complementa con el uso de mapas de rendimiento e imágenes de drones.

El momento oportuno de aplicación de fungicidas (bencimidazoles y triazoles) en pulverizaciones foliares es el período entre comienzos de floración y plena floración, antes de la caída de pétalos. En Australia, los fungicidas se aplican con un 20 – 30% de floración (aproximadamente 15 – 20 racimos florales en el tallo principal) para evitar las posibles infecciones en el tallo. En plena floración es importante prevenir la infección de los pétalos senescentes, que pueden caer sobre las axilas de las hojas y desde allí infectar y desarrollar síntomas en el tallo.

El protioconazole 250 EC con una dosis de 175 g i.a./ha se utiliza para colza en Europa, y carbendazim del grupo de los bencimidazoles en China, sin embargo, en los últimos años se han observado fallas en el control de la podredumbre húmeda, y es posible que el hongo haya desarrollado resistencia. En Argentina no hay fungicidas registrados para el control de *S. sclerotiorum* en colza.

El uso de fungicidas es una opción alternativa de manejo a campo debido a la falta de resistencia genética en cultivares comerciales de colza. Varios

ensayos (n=13) se realizaron durante 8 años en Australia para evaluar la eficacia de fungicidas, entre ellos: iprodione 250 g, procymidone 500 g, prothioconazole 210 g + tebuconazole 210 g, prothioconazole 210 g + bixafen 80 g en diferentes momentos: 6-7 hojas, 10%, 30%, 50%, 60% de floración y etapas tardías de floración. Todos los fungicidas evaluados redujeron significativamente la incidencia de *Sclerotinia* y mejoraron el rendimiento en la mayoría de los años, excepto en aquellos con baja presión de la enfermedad. Entre los tratamientos de sincronización de fungicidas, los fungicidas aplicados entre 10 y 50% de floración fueron más efectivos en comparación con los tratamientos de sincronización temprana o tardía. Un análisis preliminar basado en el precio actual de la colza y el costo de la aplicación de fungicidas indica que se requiere un aumento de rendimiento de 90 kg/ha para cubrir el costo de una sola aplicación (Khangura & van Burgel, 2021).

La aplicación SclerotiniaCM (<https://www.agric.wa.gov.au/apps/sclerotiniacm-sclerotinia-management-app>) fue creada para el manejo de *Sclerotinia* en colza y emplea un modelo de pronóstico para ayudar a los productores en la toma de decisiones sobre la aplicación de fungicidas lote por lote y a calcular la rentabilidad económica de dichas decisiones.

La resistencia a los fungicidas por los microorganismos patógenos es una amenaza real en todo el mundo y ocurre por mala praxis en el manejo de enfermedades. Para reducir este riesgo, se pueden sembrar cultivares menos susceptibles a enfermedades, aplicar técnicas integradas y hacer un uso estratégico y responsable de fungicidas (por ejemplo, rotando y mezclando fungicidas de diferentes modos de acción). La divulgación sistemática de información actualizada sobre *Sclerotinia* y de las herramientas de manejo actuales para un amplio público son un avance muy importante.

Control biológico: hongos antagonistas como *Coniothyrium minitans* y *Trichoderma* spp. se han utilizado contra *Sclerotinia*, sin embargo, la eficacia de estos micoparásitos no mostró resultados consistentes a campo. Por el contrario, varias bacterias como *Pseudomonas* y *Bacillus* mostraron un antagonismo potencial. La cepa SC-1 de *Bacillus cereus* que habita en los esclerocios redujo la incidencia de la podredumbre del tallo en colza, tanto a campo como bajo condiciones controladas mediante el mecanismo de antibiosis. Por lo tanto, los agentes de biocontrol basados en bacterias podrían allanar el camino para el manejo sostenible de *S. sclerotiorum* en cultivos de oleaginosas (Kamal *et al.*, 2016).

Bibliografía

- Beard C., Bennett S.J., Galloway J., Hills A., Michael P. 2024. *Sclerotinia* in canola update: current understanding, emerging opportunities and knowledge gaps. <https://grdc.com.au/resources-and-publications/grdc-update-papers/tab-content/grdc-update-papers/2024/02/sclerotinia-in-canola-update-current-understanding,-emerging-opportunities-and-knowledge-gaps>
- Bennett S.J., Lamichhane A.R., Michael P.J. 2024. Thermal time and time of sowing impacts disease development of *Brassica napus* inoculated with diverse *Sclerotinia sclerotiorum* isolates. *Journal of Plant Pathology*

- 106:1615–1629. <https://doi.org/10.1007/s42161-024-01680-6>
- Chen R-S., Wang J-Y., Sarwar R., Tan X-L. 2023. Genetic breakthroughs in the *Brassica napus*–*Sclerotinia sclerotiorum* interactions. *Front. Plant Sci.* 14:1276055. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1276055>
- Derbyshire M.C., Denton-Giles M. 2016. The control of *Sclerotinia* stem rot on oilseed rape (*Brassica napus*): current practices and future opportunities. *Plant Pathology* 65:859–877. <https://doi.org/10.1111/ppa.12517>
- Gill R., Sandhu P.S., Sharma S., Sharma P. 2021. Pathogenicity Determinants of *Sclerotinia sclerotiorum* and Their Association to Its Aggressiveness on *Brassica juncea*. *Plant Pathol. J.* 37(4):365–374. <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.03.2021.0036>
- Han V.C., Michael P.J., Crockett R., Swift B., Bennett S.J. 2024. Effective, Consistent, and Rapid Noncontact Application Methods for Seedling Basal Stem Infection by *Sclerotinia sclerotiorum*. *Plant Dis.* 108(8):2303–2308. <https://doi.org/10.1094/pdis-11-23-2412-sc>
- Kamal M.M., Savocchia S., Lindbeck K.D. et al. 2016. Biology and biocontrol of *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary in oilseed Brassicas. *Australasian Plant Pathol.* 45:1–14. <https://doi.org/10.1007/s13313-015-0391-2>
- Khangura R., Beard C., Hills A. 2024. Managing *Sclerotinia* stem rot in canola. <https://www.agric.wa.gov.au/canola/managing-sclerotinia-stem-rot-canola>
- Khangura R., van Burgel A.J. 2021. Foliar fungicides and their optimum timing reduce sclerotinia stem rot incidence, improve yield and profitability in canola (*Brassica napus* L.). *Indian Phytopathology* 74, 549–558. <https://doi.org/10.1007/s42360-021-00321-7>
- Kirkegaard J., Lilley J.M., Morrison M.J. 2016. Drivers of trends in Australian canola productivity and future prospects. *Crop Pasture Sci* 67:1–9. https://doi.org/10.1071/CPv67n4_FO
- Koch S., Dunker S., Kleinhenz B., Röhrig M., von Tiedemann A.V. 2007. A crop loss-related forecasting model for *Sclerotinia* stem rot in winter oilseed rape. *Phytopathology* 97:1186–1194. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-97-9-1186>
- Lindbeck K., Ian Menz I., Marcroft S. 2023. Managing *Sclerotinia* stem rot of canola in 2023. <https://grdc.com.au/resources-and-publications/grdc-update-papers/tab-content/grdc-update-papers/2023/02/managing-sclerotinia-stem-rot-of-canola-in-2023>
- Metha N. 2014. Epidemiology and forecasting for the management of rapeseed-mustard diseases. *J. Mycol. Plant Pathol.* 44 (2):131–147.
- Purdy L.H. 1979. *Sclerotinia sclerotiorum*: History, Diseases and Symptomatology, Host Range, Geographic Distribution, and Impact. *Phytopathology* 69(8):875–880. https://ui.adsabs.harvard.edu/link_gateway/1979PhPat..69..875P/doi:10.1094/Phyto-69-875
- Scarso A.G., Sosa M.C., Ousset M.J., Lutz M.C. 2024. Carpogenic germination of *Sclerotinia sclerotiorum* sclerotia in *Brassica oleracea* var *gemmifera* (VN: Brussels sprouts) in North Patagonia, Argentina. *Rev. Arg. de Microb.* 56:187–190. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2023.12.005>

- Sharma P., Meena P.D., Verma P.R., Saharan G.S., Mehta N., Singh D., Kumar A. 2015. *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary causing Sclerotinia rot in oilseed Brassicas: A review. Journal of Oilseed Brassica, 6 (Special):1-44.
<https://www.cabidigitallibrary.org/doi/pdf/10.5555/20153179342>
- Singh J., Yadav P., Budhlakoti N., Mishra D.C., Bhardwaj N.R., Rao M., Sharma P., Gupta N.C. 2024. Exploration of the *Sclerotinia sclerotiorum*-Brassica pathosystem: advances and perspectives in omics studies. Mol Biol Rep. 26. 51(1):1097.
<https://doi.org/10.1007/s11033-024-10043-4>
- Smolińska U., 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>
- Willetts H.J., Wong J.A.-I. 1980. The biology of *Sclerotinia sclerotiorum*, *S. trifoliorum*, and *S. minor* with emphasis on specific nomenclature. The Botanical Review 46(2):101-165. <https://doi.org/10.1007/BF02860868>
- Yang B., Rahman M.H., Liang Y., Shah S., Kav N.V. 2009. Characterization of Defense Signaling Pathways of *Brassica napus* and *Brassica carinata* in Response to *Sclerotinia sclerotiorum* Challenge. Plant Mol. Biol. Rep., 11p. <https://doi.org/10.1007/s1105-009-0149-5>

Mancha blanca

Organismo causal: *Neopseudocercospora capsellae* (Ellis & Everhart) Videira & Crous, Sin. *N. brassicicola*, *Pseudocercospora capsellae*, *Cercospora brassicicola* (anamorfo). Teleomorfo: *Mycosphaerella capsellae*, Sin. *M. brassicicola*. Pertenece al reino Fungi, filum Ascomycota, clase Dothideomycetes, orden Mycosphaerellales y familia Mycosphaerellaceae.

Es un hongo dimórfico, adopta dos morfologías distintas durante su ciclo de vida, alternando entre una forma de levadura unicelular y otra, de hifa multicelular. El dimorfismo es una respuesta reversible y altamente sincronizada a un estímulo externo generado por el entorno; la mayoría de los hongos dimórficos pertenecen a la clase Ascomycetes. El desarrollo de la fase levaduriforme suele ocurrir en respuesta a un cambio en las condiciones de crecimiento o en el estado nutricional del medio de cultivo, aunque diversos estímulos, como feromonas, lípidos vegetales, hidrofobicidad vegetal, pH, y nitrógeno pueden inducir la transición de levadura a micelio o viceversa en la morfogénesis de hongos fitopatógenos. La patogenicidad, virulencia y ciclo de vida de los hongos dimórficos están estrechamente interrelacionados, y la patogenicidad puede limitarse a una de las morfologías alternativas.

N. capsellae in vitro cambia su morfología, pasando de un crecimiento hifal septado a una forma de levadura gemante o viceversa, dependiendo de las condiciones externas. La transformación morfológica, de hifas a levaduras da lugar a dos tipos comunes de blastosporas unicelulares (blastoconidios), los que se distinguen según su aspecto macroscópico: a. mesoblastosporas unicelulares predominantemente elípticas y comparativamente grandes, que se asemejan a las células de las levaduras, con medidas promedio 3,4-4,8 µm x 2,9-2,7 µm, *in vivo* – *in vitro*,

respectivamente; b. las microblastosporas unicelulares con medidas promedio 1,9-0,9 μm x 0,65-0,9 μm , *in vivo* – *in vitro*, respectivamente, las que son similares a células bacterianas con forma de bastón y artrosporas (artroconidios) comparativamente grandes, de esféricas a cilíndricas. Las blastosporas producidas asexualmente pueden aumentar rápidamente en número mediante gemaciones repetidas, mientras que las artrosporas se forman por segmentación y posterior fragmentación de las hifas.

In vivo, los macroconidios multicelulares o fragmentos de hifas recién introducidos en cotiledones forman blastosporas o artrosporas unicelulares. Todos los tipos de esporas unicelulares similares mesoblastosporas, microblastosporas y artrosporas fueron observadas en los cotiledones inoculados con macroconidios multicelulares; éstos, pueden germinar por uno o más tubos germinativos y cuando llegan al tejido del hospedante forman una blastospora unicelular (fase de levadura) en la superficie, antes de invadir con su forma filamentosa.

Durante su morfogénesis, el micelio dicariótico o los macroconidios multicelulares (2n) producidos asexualmente en las lesiones foliares en su fase parasitaria inician una fase de levadura unicelular mediante la producción de al menos tres tipos de esporas unicelulares morfológicamente distinguibles. Los macroconidios multicelulares en la superficie del hospedador se desarrollan de tres maneras posibles: a. se separan de los septos para producir múltiples artrosporas que germinan como entidades individuales; b. producen blastosporas que aumentan rápidamente en número por gemación; y c. germinan como conidios típicos, produciendo uno o más tubos germinativos. Esta plasticidad morfológica de *N. capsellae* puede considerarse una estrategia para proporcionar una forma más resistente de esporas en el hospedante, lo que mejora su capacidad como inóculo y la diseminación, contribuyendo ambos a la agresividad del patógeno (Gunasinghe *et al.*, 2021; 2017; Aptroot, 2006).

En medios de cultivo, las colonias tardan 3 semanas en alcanzar 1-2 cm de diámetro, son estromáticas de color oscuro a gris oliváceo con márgenes dentados; las colonias jóvenes producen hifas delgadas e hialinas que se transforman en hifas marrones, septadas y de paredes gruesas, con estructuras similares a estromas o esclerocios, que dan lugar a conidios. *N. capsellae* no esporula en APG, pero sí en agar V8 o agua destilada bajo luz ultravioleta cercana a 365-370 nm y produce un pigmento rojo/morado/rosa (cercosporina) que se activa con la luz. El crecimiento óptimo de las hifas se produce en agar papa dextrosa (PDA) a 20-24°C y pH de 5,5-7,0 (Gunasinghe *et al.*, 2016).

El análisis filogenético de aislados de colza de 2005 y 2015 - 2016 obtenidos de diferentes regiones agrícolas de Australia mostró que los aislados de *N. capsellae* se agruparon en 13 clados distintos. La mayoría de los aislados actuales (2015-2016) se agruparon en el clado II, mostrando divergencia genética del 78% respecto a los aislados históricos de 2005; los aislados de referencia del GenBank se agrupan en el clado XIII, destacando la diferencia de los aislados australianos. Se destaca la variabilidad geográfica y temporal en las poblaciones de *N. capsellae*, lo que complica la gestión de la resistencia a la enfermedad ya que cultivares que eran resistentes se volvieron susceptibles a los aislados actuales. La

variabilidad en la virulencia de los patógenos puede ser influenciada por factores ambientales y climáticos y se hace énfasis en la necesidad de desarrollar resistencia duradera e independientes de los aislados para manejar la enfermedad de manera efectiva (Murtza *et al.*, 2019).

Es una enfermedad emergente, de distribución mundial, sin embargo, la epifitiología y la severidad de la enfermedad difieren entre países o continentes, siendo más destructiva en regiones de clima subtropical, mediterráneo o templado con climas fríos y húmedos como en Francia, Reino Unido, Canadá, EE.UU. y Australia. La reemergencia se atribuye a una combinación de factores, incluyendo cambios en las prácticas agrícolas, el monocultivo y la posible evolución del patógeno (Gunasinghe *et al.*, 2020). Es posible que esté en Argentina, aunque se han visto síntomas muy parecidos, no se ha determinado en forma precisa por material enfermo no disponible.

Sintomatología: comúnmente es un patógeno foliar ocasionando una mancha blanca, sin embargo, produce lesiones en los tallos (mancha gris) y frutos. Puede originar manchas foliares intercaladas con los síntomas causados por otros patógenos como *Neopseudocercospora brassicae* hongo causante de la mancha anular (Fitt *et al.*, 2006), *Pyrenopeziza brassicae* y *Leptosphaeria maculans* (Thomas *et al.*, 2019; Carmody, 2017; Inman & Fitt, 2007).

Inicialmente las manchas son claras o de color canela, irregulares o redondeadas de hasta 1 cm de diámetro, especialmente en los ápices y bordes de la lámina; posteriormente se tornan de color gris ceniza a blanco con un margen parduzco y un halo amarillento; a medida que envejecen, toman un color marrón oscuro debido al inicio de la etapa sexual, generalmente rodeadas por un margen castaño rojizo con una clara delimitación entre los tejidos sanos y enfermos, son visibles en el haz y el envés de las hojas. El patógeno produce haces o "mechones" de conidióforos anfigenos. El centro de las lesiones más viejas se puede desprender dejando un agujero; también pueden coalescer cuando la severidad es alta ocasionando una gran defoliación. Las lesiones del tallo son superficiales, alargadas y marrones al principio, tornándose de color gris ceniza a blanco con un margen parduzco y no profundizan en la médula. En las silicuas, se detectan pequeñas manchas marrones que se expanden y se vuelven de color blanco grisáceo con la edad y desarrollan numerosos puntos oscuros correspondientes a los peritecios del teleomorfo. Se puede confundir con la mancha anular causada por *N. brassicae*, especialmente cuando la enfermedad desarrolla en condiciones secas con ausencia de espermogonios y/o peritecios que se distribuyen zonalmente sobre la mancha (Gunasinghe *et al.*, 2020; Ocamb, 2014).

La mancha blanca (*N. capsellae*), mancha gris (*Alternaria brassicae*), mancha foliar (*Leptosphaeria maculans*) y mildiú (*Hyaloperonospora brassicae*) coexisten comúnmente en colza; se determinaron las interacciones sinérgicas/antagónicas entre estos cuatro patógenos utilizando los cultivares Surpass 400 y Thunder TT con susceptibilidades/resistencias contrastantes a estos patógenos. Se observó un espectro de interacciones sinérgicas/antagónicas contrastantes significativas entre los cuatro patógenos. Por ello, es necesario que los programas de selección y

mejoramiento de germoplasma de colza consideren las implicancias de los complejos patogénicos coexistentes, en lugar de basar el enfoque en un solo patógeno (Murtza *et al.*, 2022).

Rango de hospedantes: posee un amplio rango de hospedantes dentro de las Brasicáceas, desde altamente susceptibles hasta completamente resistentes a la invasión del patógeno, y se observan diferencias significativas de susceptibilidad entre las principales especies.

En 2014, en EE.UU. se observó en colza, Brassicas forrajeras, nabo y plantas voluntarias de mostaza negra. Afecta además a brócoli, repollo, coliflor, col china, rábano, rábano picante y malezas como rábano silvestre, mostaza silvestre y bolsa de pastor (Ocamb, 2014). Puede infectar camelina y col china.

Condiciones climáticas favorables: temperaturas entre 10 y 15°C en condiciones de humedad favorecen el desarrollo de la enfermedad (Ocamb, 2014). Los efectos ambientales combinados de dos regímenes de temperatura (14/11°C, 17/14°C día/noche), duración de la alta humedad posterior a la inoculación en dos etapas de crecimiento de la colza y cultivar fueron evaluados. Hubo interacciones bidireccionales significativas del régimen de temperatura con la edad de la planta y cultivar e interacciones triples significativas entre la duración de alta humedad con la etapa de crecimiento y el cultivar y con la temperatura y el cultivar. En la etapa de cotiledón, el índice de enfermedad fue 38,2 a 17/14°C día/noche y 33,1 a 14/11°C. En la etapa de cuarta hoja, el índice de enfermedad fue 32,0 a 14/11°C y 17,5 a 17/14°C. La severidad aumentó con alta humedad y la enfermedad es más prevalente y grave en Australia después de periodos más prolongados de alta humedad. Los cambios climáticos actuales y previstos en el sur de Australia, con temperaturas cada vez más cálidas entre otoño e invierno y una disminución de las precipitaciones durante la temporada de crecimiento (mayo-agosto), reducirían la importancia de futuras epifitias (Murtza *et al.*, 2021).

Epifitología: el hongo sobrevive en rastrojo y semilla; presenta una etapa parasitaria activa en el hospedante vivo y una etapa saprófita sexual o asexual en el rastrojo o restos culturales. En la etapa sexual, las ascosporas inician un nuevo ciclo de la enfermedad, mientras que, en ausencia son los conidios de naturaleza asexual los inician o generan nuevos ciclos de la enfermedad. En condiciones ambientales favorables, los conidios o ascosporas producen lesiones en las hojas, mientras que solo los conidios son responsables de las lesiones en el tallo y silicuas que aparecen más tarde en el ciclo de la planta.

La germinación de los conidios ocurre a 20–24°C (temperatura óptima) y se inhibe por debajo de 8°C o por encima de 28°C; pueden producir múltiples tubos germinativos a partir de cada célula conidial y la segmentación en el septo de un conidio puede producir múltiples conidios, cada uno de los cuales produce un tubo germinativo infectivo. Invaden los tejidos por aberturas naturales como estomas; las infecciones ocurren con 18–19°C y alta humedad (100%) y al menos 8 h de mojado foliar continuo. El hongo genera estructuras marrones únicas que contienen cercosporina, forman redes muy ramificadas en la superficie del cotiledón o en el interior del tejido cortical; los síntomas se observan a los 6 a 8 días. Las lesiones

aparecen primero en las hojas inferiores más viejas, y las infecciones graves pueden provocar defoliación; los síntomas son variables según el grado de cerosidad de la superficie foliar.

En el Reino Unido, las ascosporas se desarrollan en rastrojo infectado de *Brassica* o *Raphanus* durante el otoño y pueden dispersarse por el viento a distancias relativamente largas tras la ocurrencia de lluvias o existencia de rocío. A partir de finales del otoño, las esporas asexuales (conidios) pueden desarrollarse y propagarse a distancias relativamente cortas por las salpicaduras de gotas de agua, lo que podría causar infecciones de las silicuas en la primavera siguiente; sin embargo, no se cree que la transmisión por semillas tenga un papel importante en la propagación de la enfermedad (Ocamb, 2014).

Manejo integrado: la mancha blanca puede causar daños significativos a muchos cultivos de importancia económica, como colza, hortalizas, condimentarias y especies forrajeras de la familia Brasicáceas. Provoca pérdidas de rendimiento entre 24 y 30% en Brasicáceas oleaginosas (Murtza *et al.*, 2021). Pueden producirse pérdidas graves debido a la enfermedad en la etapa de plántula o en plantas más viejas cuando se cultivan variedades susceptibles en condiciones ambientales favorables para el desarrollo de la enfermedad. Es relevante desarrollar estrategias de manejo integradas y sostenibles que combinen resistencia genética, prácticas culturales y control químico, con la finalidad de proteger la producción de colza y otros cultivos Brasicáceas (Gunasinghe *et al.*, 2020)

Control genético: existen respuestas variadas frente a la enfermedad, desde alta resistencia hasta alta susceptibilidad, según cuatro parámetros: a. área bajo curva de progreso de la enfermedad (ABCPE) de la incidencia de hojas enfermas (entre 0 y 375,5); b. severidad (%) con valores 0 y 23; c. severidad (%) en silicuas con valores entre 0 y 52,1; y d. severidad (%) en cotiledón con valores de 0 a 27,5. Carinata fue la especie más resistente, seguida de *Crambe abyssinica*, *Eruca sativa* y *E. vesicaria*; 21 genotipos de *B. carinata* y *B. oleracea* var. *acephala* mostraron resistencia total (Gunasinghe *et al.*, 2014). En China, hay genotipos de *B. napus* y *B. juncea* resistentes a mancha blanca

Control cultural: tratar de reducir las plantas voluntarias y malezas Brasicáceas; disminuir el rastrojo superficial, y aunque *N. capsellae* sobrevive en rastrojo menos de 1 año, rotaciones de al menos 3 a 5 años sin Brasicáceas son adecuadas; además, evitar siembras en áreas donde hubo cultivos enfermos.

Control químico: aplicaciones de fungicidas foliares cada 2 o 3 semanas ayudarán a prevenir la introducción de enfermedades en los campos y a reducir su propagación después de las infecciones iniciales. Rotar los fungicidas químicos (grupos FRAC) para el manejo de la resistencia y es probable que se requieran pulverizaciones si las condiciones son frescas y húmedas debido a la posible liberación y dispersión continua de ascosporas. Dentro de los triazoles se citan difenoconazole, prothioconazole, metconazole y tebuconazol; estrobilurinas como pyraclostrobina, azoxystrobina, y dentro de las carboxamidas, fluxapiraxad y el iprodione del grupo de las dicarboximidas aunque no todos poseen registro para colza (Ocamb, 2016).

La aplicación de atrazina influye en el desarrollo de la mancha blanca (*N. capsellae*) en colza; el grado de supresión de la enfermedad es variable según la susceptibilidad del cultivar y el momento de aplicación (Ai *et al.*, 2025).

Bibliografía

- Ai Y., Pei You M., Yan G., Barbetti M.J. 2025. Atrazine Application Shapes White Leaf Spot (*Neopseudocercospora capsellae*) Development on Triazine-Resistant Canola. *Plant Health Progress* 26(2):161-169. <https://doi.org/10.1094/PHP-06-24-0062-RS>
- Aptroot A. 2006. *Mycosphaerella* and its anamorphs: 2. Conspectus of *Mycosphaerella*. Crous P.W. (ed.). CBS Biodiversity Series N°5. Utrecht, The Netherlands. 231p.
- Carmody S.M. 2017. Light leaf spot and white leaf spot of Brassicaceae in Washington State. A Thesis for Master of Science. Washington State University. 217p.
- Gunasinghe N., Barbetti M.J., You M.P., Dehigaspitiya P., Neate S. 2021. Dimorphism in *Neopseudocercospora capsellae*, an Emerging Pathogen Causing White Leaf Spot Disease of Brassicas. *Front. Cell. Infect. Microbiol.* 11:678231. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2021.678231>
- Gunasinghe N., Barbetti M.J., You M.P., Burrell D., Neate S. 2020. White Leaf Spot Caused by *Neopseudocercospora capsellae*: A Re-emerging Disease of Brassicaceae. *Front. Cell. Infect. Microbiol.* 10:588090. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2020.588090>
- Gunasinghe N., You M.P., Clode P., Cawthray G.R., Barbetti M.J. 2017. Unique infection structures produced by *Pseudocercospora capsellae* on oilseed crops *Brassica carinata*, *B. juncea* and *B. napus* in Western Australia. *Plant Pathology* 66(2):304-315. <https://doi.org/10.1111/ppa.12563>
- Gunasinghe, N., You, M. P., Cawthray, G. R., and Barbetti, M. J. 2016. Cercosporin from *Pseudocercospora capsellae* and its critical role in white leaf spot development. *Plant Dis.* 100:1521-1531. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-10-15-1192-RE>
- Gunasinghe N., You M.P., Banga S.S., Barbetti M.J. 2014. High level resistance to *Pseudocercospora capsellae* offers new opportunities to deploy host resistance to effectively manage white leaf spot disease across major cruciferous crops. *European J. Plant Pathology* 138:873-890. <https://doi.org/10.1007/s10658-013-0360-y>
- Inman A.J., Fitt, B.D.L. 2007. White Leaf Spot. p.50-54 In: *Compendium of Brassica Diseases*, Rimmer S.R., Shattuck V.I., Buchwaldt L. (eds.), APS Press, St. Paul, MN. 117 pp.
- Murtza T., You P.M., Barbetti M.J. 2022. Synergistic/antagonistic interactions between *Neopseudocercospora*, *Alternaria*, *Leptosphaeria*, and *Hyaloperonospora* determine aggregate foliar disease severity in rapeseed. *Plant Pathology* 71:523-534. <https://doi.org/10.1111/ppa.13506>

- Murtza T. 2021. Understanding disease epidemics of rapeseed pathogens. Thesis PhD., University of Western Australia. UWA School of Agriculture and Environment. 132p.
- Murtza T., You P.M., Barbetti M.J. 2021. Temperature and relative humidity shape white leaf spot (*Neopseudocercospora capsellae*) epidemic development in rapeseed (*Brassica napus*). Plant Pathology 70(8):1936-1944. https://ui.adsabs.harvard.edu/link_gateway/2021PPath..70.1936M/doi:10.1111/ppa.13437
- Murtza T., You P.M., Barbetti M.J. 2019. Geographic location and year determine virulence, and year determines genetic change, in populations of *Neopseudocercospora capsellae*. Plant Pathology 68:1706-1718. <https://doi.org/10.1111/ppa.13084>
- Ocamb C. 2016. A Clinic Close-up: Black Leg, Light Leaf Spot, and White Leaf Spot in Western Oregon. Oregon State University Extension Service
- Ocamb C. 2014. Disease Alert – White Leaf Spot in Crucifer Seed Fields in the Willamette Valley. Crops in Western Oregon. Oregon State: Oregon State University
- Thomas W., Serdani M., Claassen B., Schneider M., Hinds-Cook A., Mallory-Smith C., et al. 2019. A real-time PCR assay for detection of light leaf spot on *Brassica* crops in the Pacific Northwest of the USA. Can. J. Plant Pathol. 41:566-575. <https://doi.org/10.1080/07060661.2019.1620337>

Otras enfermedades

Mancha foliar

Organismo causal: *Pyrenopeziza brassicae* Sulton & Raw. (teleomorfo). *Cylindrosporium concentricum* Grev. (anamorfo), Sin. *Gloeosporium concentricum* (Grev) Berk. & Broome.

La mancha foliar "clara" en Brasicáceas y se detectó por primera vez en Oregon (EE. UU.) en 2014. Se encontró junto a *Neopseudocercospora capsellae* en cultivos de cobertura de mostaza (*Brassica juncea*) y en *B. rapa*, pero no en los cultivos para producción de semillas de repollo (*B. oleracea* var. *capitata*). Pruebas de cruzamiento sexual, de patogenicidad, análisis filogenéticos del ADN, estudios del tipo de apareamiento MAT1-3 y MAT1-2, análisis de secuencias de múltiples locus de aislados de EE. UU., UE, Nueva Zelanda y UK revelaron que se trata de una nueva especie de *Pyrenopeziza*, denominada *P. cf. brassicae* (Carmody, 2017). La abreviatura "cf" en micología significa que debe "compararse" con esa especie, aún no hay una identificación precisa ni definitiva.

Las pruebas de PCR estándar y en tiempo real son sensibles para la detección de *P. brassicae* en Brasicáceas, fundamental para el diagnóstico y el manejo oportuno de la enfermedad (Thomas *et al.*, 2019).

La mancha foliar "clara" o "clorótica" causada por *P. brassicae* es una enfermedad conocida en el Reino Unido, Europa continental y Oceanía (OC) que incluye Nueva Zelanda y Australia. Los datos preliminares de la secuencia de ADN y las observaciones de campo sugieren que los aislados presentes en América del Norte podrían ser distintos de los del Reino Unido, Europa continental y OC. Las comparaciones de los aislados de estas regiones mediante análisis genéticos (análisis de secuencias multilocus, secuencias del gen MAT y huella genética de ADN mediante rep-PCR), patogénicos (estudios de inoculación de *B. rapa*), biológicos (compatibilidad sexual) y morfológicos (morfología de colonias y conidios) demostraron la existencia de dos linajes evolutivos genéticamente distintos. El linaje 1 comprende aislados del Reino Unido, Europa continental y el Océano Índico, e incluye el espécimen tipo *P. brassicae*. El linaje 2 contiene aislados norteamericanos asociados con las epifitias en la región del Pacífico NO de EE. UU. Los síntomas causados por los aislados de los dos linajes en *B. rapa* y *B. juncea* difirieron, por lo que se propone la denominación mancha foliar clorótica para la enfermedad causada por los aislados del linaje 2. Los aislados de los dos linajes difieren en diversidad genética, así como en sensibilidad a los fungicidas carbendazim y prothioconazole (Carmody *et al.*, 2019).

Sintomatología: el hongo afecta hojas, flores, tallos y silicuas; un correcto manejo se basa en la detección temprana por lo cual es fundamental reconocer los síntomas y signos de esta enfermedad. Los

primeros síntomas no suelen manifestarse hasta finales de otoño o principios de invierno; son lesiones circulares de color verde claro en la superficie foliar y en el tejido adyacente a la lesión, se pueden observar pequeñas eflorescencias blancas (masas de esporas). Estas se convierten en lesiones "suaves" o "discretas" con centros teñidos de rosa. A finales de invierno y primavera, las hojas se pueden curvar, deformar, y tornarse quebradizas, se agrietan y mueren. Cuando la enfermedad avanza sobre tallos y ramificaciones aparecen lesiones alargadas de color beige, rodeadas de motas negras; a medida que se extienden se forman grietas horizontales en los tallos. En condiciones de alta humedad, también se forman masas de esporas blancas. En condiciones favorables, la enfermedad puede propagarse y distorsionar o "retorcer" las silicuas, las que se tornan marrones y caen prematuramente. Los síntomas son variables, dependiendo de las condiciones ambientales y del cultivar; algunas variedades resistentes pueden presentar moteado negro como reacción de hipersensibilidad (resistencia). La enfermedad se puede confundir con daños ocasionados por fertilizantes o heladas (ADBH, 2025).

Epifitología: se transmite por rastrojo y semillas; puede sobrevivir en malezas Brasicáceas.

En un lote de semillas de mostaza se determinó incidencias de 12,50 a 19,75% y en semillas de repollo <0,50%. La tasa de transmisión de semillas a plántulas osciló entre 0,1 a 5,3% (Carmody, 2017).

P. brassicae penetra directamente en la cutícula de la hoja y crece en el espacio subcuticular sin presentar síntomas, hasta que las acérvulas blancas (cuerpos fructíferos asexuales) emergen a través de la superficie foliar, a menudo dispuestas en círculos (Huang *et al.*, 2025). Los apotecios (estructuras sexuales) son pequeños (menores a 1 mm) y se forman en restos de cultivos infectados y liberan esporas (ascosporas) que son transportadas por el aire. Estas, pueden trasladarse por varios kilómetros y caer en cultivos de colza. La detección de esporas (en trampas cazaesporas) sugiere que la infección puede ocurrir desde la emergencia del cultivo.

La humedad favorece la germinación de las esporas y la infección inicial, luego ocurre un largo período de incubación con crecimiento asintomático. Durante el invierno, la producción de conidios (esporas asexuales) se dispersan por la lluvia que disemina la enfermedad desde abajo hacia arriba en una planta o a las adyacentes. En consecuencia, la enfermedad se desarrolla en "parches" o sectores con mayor temperatura y humedad. Es una enfermedad policíclica; cada ciclo de infección puede ocurrir cada 4 a 8 semanas. La producción de apotecios en hojas senescentes da lugar a nuevas generaciones de ascosporas que son transportadas por el aire durante el alargamiento del tallo (Meena *et al.*, 2021; ADBH, 2025).

Manejo integrado: es una enfermedad importante en el Reino Unido (más grave en Escocia y el N de Inglaterra), Alemania, Francia y Polonia. Su incidencia varía entre años y regiones, debido a las condiciones climáticas. La infección puede provocar pérdida o deformación de las hojas, retraso del crecimiento y desgrane de silicuas. Las pérdidas de rendimiento pueden alcanzar 1.000 kg/ha (ADBH, 2025). La enfermedad se maneja mediante una estrategia integrada de cultivares resistentes, prácticas culturales y aplicaciones de fungicidas (Carter *et al.*, 2014).

Control genético: *P. brassicae* en colza se identifica por un sistema de detección temprana de enfermedades visualmente asintomáticas, con el uso de imágenes espectrales para el fenotipado y el mejoramiento ya que es una herramienta de diagnóstico no invasiva (Veys *et al.*, 2019).

Un total de 18 cultivares y líneas de colza fueron inoculados con ocho aislados monospóricos de tres regiones diferentes de Inglaterra. La deformación foliar es un rasgo característico asociado a la infección por *P. brassicae*, sin embargo, mostró una baja correlación con la severidad de la enfermedad que se mide por la cantidad de esporulación en plantas infectadas. Los fenotipos resistentes se identificaron por una esporulación limitada, con o sin la respuesta necrótica (fenotipo de moteado negro). Se hallaron 37 interacciones resistentes y 16, moderadamente resistentes de un total de 144 interacciones entre cultivares/líneas; además, se pudieron reconocer diversas fuentes de resistencia para los programas de mejoramiento de colza (Karandeni Dewage *et al.*, 2021).

La siembra de cultivares con un buen nivel de resistencia es una técnica preferencial y en el Reino Unido existen híbridos y variedades para la campaña 2025/26 con resistencia a *P. brassicae*. En general, los híbridos de colza invernal poseen un ranking entre 6 y 7, en una escala de 1 a 9 donde los números altos indican alta resistencia (AHDB, 2025).

Control cultural: evitar la existencia de rastrojo infectado en superficie y la proximidad a campos de colza de campañas anteriores; usar semillas de cultivos sanos, rotar con cultivos no hospedantes.

Control químico: estudios de fungicidas usados para el control de la enfermedad mostraron una disminución en la sensibilidad de aislados modernos de *P. brassicae* del Reino Unido a los imidazoles y triazoles (Carter *et al.*, 2014).

Los tratamientos fungicidas ensayados como curasemillas determinaron que los más eficaces contenían en su composición pyraclostrobina, boscalid, tiabendazole y difenoconazole (Carmody, 2017). Sin embargo, las poblaciones europeas del hongo recolectadas entre 2018 y 2020 fueron menos sensibles a los azoles, a diferencia de la población norteamericana recolectada entre 2014 y 2016 que mostró una alta sensibilidad: por otro lado, las poblaciones europeas eran moderadamente resistentes/resistentes a carbendazim, mientras que la población norteamericana fue sensible. Ambas, fueron sensibles a los fungicidas QoI (piraclostrobina) y SDHI (penthiopirad). Los resultados respaldan la combinación de un azol con QoI/SDHI para un buen control de la enfermedad y un menor riesgo de resistencia, con un monitoreo continuo de la sensibilidad para garantizar la implementación de estrategias óptimas (King *et al.*, 2021).

Bibliografía

- AHDB 2025. Light leaf spot (*Pyrenopeziza brassicae*) in oilseed rape. Agriculture and Horticulture Development Board. <https://ahdb.org.uk/knowledge-library/light-leaf-spot-symptoms-in-oilseed-rape>
- Carmody S., King K.M., Ocamb C.M., Fraaije B.A., West J.S., du Toit L. 2020. A phylogenetically distinct lineage of *Pyrenopeziza brassicae* associated with chlorotic leaf spot of Brassicaceae in North America.

- Plant Pathology 69(3):518-537. <https://doi.org/10.1111/ppa.13137>
- Carmody S., King K.M., Classen B., Fraaije B.A., West J.S., Ocamb C.M., du Toit L. 2017. Genetic analysis of *Pyrenopeziza brassicae*, cause of light leaf spot of brassicas, in the European Union, Oceania, and North America. APS Annual Meeting, San Antonio, Texas, USA, August 5-9, 2017. <https://dx.doi.org/10.1094/PHYTO-107-12-S5.1>
- Carter H.E., Fraaije B.A., West J.S., Kelly S.L., Mehl A., Shaw M.W. Cools H.J. 2014. Alterations in the predicted regulatory and coding regions of the sterol 14 α -demethylase gene (CYP51) confer decreased azole sensitivity in the oilseed rape pathogen *Pyrenopeziza brassicae*. Molecular Plant Pathology 15(5):513-522. <https://doi.org/10.1111/mpp.12106>
- Huang Y-J., Sapelli L., Karandeni Dewage C.S., Fitt B.D.L. 2025. Light Leaf Spot (*Pyrenopeziza brassicae*) of Oilseed Rape (*Brassica napus*) and Other Brassica Crops. Plant Health Cases phcs20250012. <https://doi.org/10.1079/planthealthcases.2025.0012>
- Karandeni Dewage C.S., Qi A., Stotz H.U., Huang Y-J., Fitt B.D.L. 2021. Interactions in the *Brassica napus*-*Pyrenopeziza brassicae* pathosystem and sources of resistance to *P. brassicae* (light leaf spot). Plant Pathology, 70, 2104-2114. <https://doi.org/10.1111/ppa.13455>
- King K.M., Bucur D.E., Ritchie F., Hawkins N.J., Kaczmarek A.M., Duan Y., Kildea S., West J.S., Fraaije B.A. 2021. Fungicide resistance status and chemical control options for the *Brassica* pathogen *Pyrenopeziza brassicae*. Plant Pathology 70(9):2086-2103. <https://doi.org/10.1111/ppa.13441>
- Meena P.D., Mehta N., Saharan G.S. 2021. Minor pathogens: a worldwide challenge to cultivation of Crucifers. Agric Res J 58(4):557-580.
- Thomas W., Serdani M., Claassen B., Schneider M., Hinds-Cook A., Mallory-Smith C., et al. 2019. A real-time PCR assay for detection of light leaf spot on *Brassica* crops in the Pacific Northwest of the USA. Can. J. Plant Pathol. 41:566-575. <https://doi.org/10.1080/07060661.2019.1620337>
- Veys C., Chatziavgerinos F., AlSuwaidi A., Hibbert J., Hansen M., Bernotas G., Smith M., Yin H., Rolfe S., Grieve B. 2019. Multispectral imaging for presymptomatic analysis of light leaf spot in oilseed rape. Plant Methods 15:4. <https://doi.org/10.1186/s13007-019-0389-9>

Mancha anillada

Organismo causal: *Mycosphaerella brassicicola* (Duby) Lindau (teleomorfo). No se conoce el estado asexual o anamorfo.

Es un hongo ascomicete que posee dos tipos de cuerpos fructíferos, espermogonios y peritecios; los primeros desarrollan a partir de nudos entrelazados de hifas anastomosadas; poseen forma de matraz (39-90 μ m de diámetro) con un cuello protuberante que sobresale desde aberturas naturales o rompe la epidermis del tejido vegetal. Cuando maduran están repletos de espermacias (3-4 μ m de largo) con funciones en la reproducción sexual, colapsan después de la descarga. Los peritecios de 70-124 μ m son más esféricos y largos que los espermogonios, y generalmente se observan sobre hojas caídas senescentes y menos, sobre

hojas verdes. Dentro de los peritecios se forman ascos con 8 ascosporas, bicelulares con una célula más ancha que la otra, característica que la diferencia de *Mycosphaerella capsellae* (anamorfo *Neopseudocercospora capsellae*) organismo causal de mancha blanca, ya que las dos células de sus ascosporas son de igual tamaño (Petrie, 2007; Aptroot, 2006).

La infección correlacionó positivamente con la temperatura durante los períodos de mojado foliar y el tiempo de descarga de ascosporas; en condiciones de campo, se requirió además la existencia de viento; en la trampa cazaesporas se detectó y cuantificó el inóculo en cultivos comerciales de col de Bruselas en el Reino Unido demostrándose que bajos niveles de inóculo no condujeron al desarrollo de la enfermedad (Wakeham & Kennedy, 2010).

La enfermedad se restringe a áreas con gran cantidad de lluvias y afecta principalmente a repollo de Bruselas, brócoli, coliflor y repollo, además de colza, kale, *Brassica napus* subsp. *napobrassica* y *Brassica rapa* subsp. *oleifera*.

Afecta hojas, nervaduras, tallos, flores, sépalos y frutos. Los síntomas iniciales en hojas son pequeñas manchas púrpuras rodeadas de un anillo de tejido acuoso y pueden alcanzar un tamaño de 1-2 cm con la formación de cuerpos negros del hongo, que sobre manchas más viejas se ordenan en forma de anillos concéntricos.

El hongo sobrevive en rastrojo, requiere climas frescos y húmedos y se maneja con fungicidas en áreas de producción de hortalizas. Generalmente, la mancha anillada convive en una misma hoja o planta con *Alternaria brassicicola* y *A. brassicae* (mancha gris o negra) y *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (mancha en V) causando importantes pérdidas de rendimiento. El rastrojo, puede ser una importante fuente primaria de inóculo y un seguimiento durante 2 años con estudios moleculares permitió determinar que los residuos de hojas en la superficie o enterrados en el suelo se descompusieron en 4 meses; sin embargo, los restos de tallos estaban presentes en el campo después de 24 meses; el patógeno se encontró ocasionalmente en el segundo año (Plantwise, 2012; Köhl *et al.*, 2011; Petrie, 2007; CABI, 1975).

La infección por *M. brassicicola* induce la expresión de genes de biosíntesis de glucosinolatos en repollo; la relación entre la expresión de genes de biosíntesis de glucosinolatos y la acumulación de sus respectivos glucosinolatos con la resistencia a la mancha anillada permite comprender mecanismos de defensa de las plantas (Abuyusuf *et al.*, 2018).

Bibliografía

- Abuyusuf M., Robin A.H.K., Kim H.T., Islam M.R., Park J.I., Nou I.S. 2018. Altered Glucosinolate Profiles and Expression of Glucosinolate Biosynthesis Genes in Ringspot-Resistant and Susceptible Cabbage Lines. *Int J Mol Sci.* 19(9):2833. <https://doi.org/10.3390/ijms19092833>
- Aptroot A. 2006. *Mycosphaerella* and its anamorphs: 2. Conspectus of *Mycosphaerella*. Crous P.W. (ed.). CBS Biodiversity Series N°5. Utrecht, The Netherlands. 231p.

- CABI 1975. *Mycosphaerella brassicicola*.
<https://doi.org/10.1079/DFB/20056400468>
- Köhl J., Vlaswinkel M., Groenenboom-de Haas B.H., Kastelein P., van Hoof R.A., van der Wolf, J.M., Krijger M. 2011. Survival of pathogens of Brussels sprouts (*Brassica oleracea* Gemmifera Group) in crop residues. Plant Pathology 60(4): 661-670.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2010.02422.x>
- Petrie G.A. 2007. Ring Spot. In: Rimmer S.R., Shattuck V.I., Buchwaldt L. (eds). Compendium of Brassica Diseases. p.41-43.
- Plantwise 2012. Ring Spot on *Brassica*.
<https://plantwiseplusknowledgebank.org/doi/pdf/10.1079/pwkb.20137804282>
- Wakeham A.J., Kennedy R. 2010. Risk assessment methods for the ringspot pathogen *Mycosphaerella brassicicola* in vegetable brassica crops. Plant Dis. 94:851-859. <https://doi.org/10.1094/pdis-94-7-0851>

Mancha anular

Organismo causal: *Neopseudocercospora brassicae*. Sinónimos: *Asteromella brassicae* (Chevallier) Boerema & Kesteren, 1964; *Mycosphaerella brassicicola* (Duby) Lindau, 1897. La relación con *Neopseudocercospora capsellae* permanece sin ser dilucidada (2025, <https://bladminieorders.nl/>).

Antracnosis

Organismo causal: *Colletotrichum* spp. (anamorfo).

En "bok choy" (*Brassica chinensis*) hortaliza de clima templado que se cultiva en Malasia se identificó antracnosis ocasionada por *Colletotrichum capsici* (Mahmodi et al., 2013). *C. truncatum* causa antracnosis en la col china (*Brassica parachinensis*) en China y se comprobó las inoculaciones artificiales cruzadas entre soja y col china fueron positivas para ambos hospedantes (He et al., 2016).

Colletotrichum higginsianum es un hongo ascomicete hemibiotrófico que causa antracnosis de gran importancia económica en numerosos cultivos monocotiledóneos y dicotiledóneos a nivel mundial, entre ellos en Brasicáceas; como patosistema modelo, la interacción *Colletotrichum***Arabidopsis* presenta la importante ventaja de que ambos organismos pueden manipularse genéticamente y permite ilustrar muchos de los conceptos importantes que rigen las interacciones hongo-planta, y puede servir como un excelente punto de partida para perspectivas amplias en estudios de patología vegetal (Bhadauria et al., 2024; Yan et al., 2018; Formento & Fortugno, 1993).

La antracnosis causada por la especie *Colletotrichum* es una enfermedad devastadora de *Brassica parachinensis* que afecta la producción agrícola y causa pérdidas económicas en China. Entre 2012 y 2018, a partir de muestras de hojas enfermas se obtuvieron 102 aislados de *Colletotrichum* y en base a características culturales y morfológicas, se identificaron 86 y 13 aislados como *C. higginsianum* y *C. truncatum*, respectivamente; otros tres fueron morfológicamente diferentes a los identificados pero similares a *C. fructicola*.

Posteriormente, los tres fueron confirmados por estudios moleculares (Yu *et al.*, 2022).

La coliflor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*) es una hortaliza importante en India; en 2019 aproximadamente el 5% de las plántulas fueron afectadas por *C. gigasporum* ocasionando lesiones hundidas, de color marrón oscuro cubiertas de acérvulas en los tallos (Saini *et al.*, 2022).

En Paraná se encontraron hojas con síntomas de antracnosis en el año 2013 y se comprobó la existencia del género fúngico *Colletotrichum* (**Figura 106**).



Figura 106. Acérvulas (izq.), setas y conidios (der.) de *Colletotrichum* spp. en colza.

Bibliografía

- Bhadauria V., Zhang M., Ma W., Yang J., Zhao W., Peng Y-L. 2024. The Hidden Truths of Fungal Virulence and Adaptation on Hosts: Unraveling the Conditional Dispensability of Minichromosomes in the Hemibiotrophic *Colletotrichum* Pathogens. *International Journal of Molecular Sciences*. 25(1):198. <https://doi.org/10.3390/ijms25010198>
- Formento A.N., Fortugno C. 1993. Antracnosis de la col de la China (*Brassica pekinensis*) sintomatología y organismo causal. *Revista Facultad de Agronomía. Universidad Nacional de La Plata*. p.37-42.
- He Y., Chen Q., Shu C., Yang M., Erxun Zhou E. 2016. *Colletotrichum truncatum*, a new cause of anthracnose on Chinese flowering cabbage (*Brassica parachinensis*) in China. *Trop. Plant Pathol.* 41:183–192. <https://doi.org/10.1007/s40858-016-0086-4>
- Mahmodi F., Kadir J.B., Wong M.Y., Nasehi A., Soleimani N., Puteh A. 2013. First Report of Anthracnose Caused by *Colletotrichum capsici* on Bok Choy (*Brassica chinensis*) in Malaysia. *Plant Dis.* 97(5). <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-12-0843-PDN>
- Saini T., Kumar D., Gupta S. 2022. First report of cauliflower anthracnose caused by *Colletotrichum gigasporum* in India. *New Disease Reports* 46, e12121. <https://doi.org/10.1002/ndr2.12121>
- Yan Y., Yuan Q., Tang J., Huang J., Hsiang T., Wei Y., Zheng L. 2018. *Colletotrichum higginsianum* as a Model for Understanding Host-Pathogen Interactions: A Review. *Int J Mol Sci.* 19(7):2142. <https://doi.org/10.3390/ijms19072142>

Yu L., Lan G., Yang Y., Tang Y., Li Z., She X., He Z. 2022. First report of anthracnose caused by *Colletotrichum fructicola* on *Brassica parachinensis* in China. Crop Protection 154. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2021.105842>

Cercosporiosis

Organismo causal: *Cercospora* spp. (anamorfo). La cercosporiosis es una enfermedad fúngica que afecta a las Brassicáceas; los síntomas suelen ser manchas de color gris, con anillos concéntricos y halo clorótico. Los centros afectados de las lesiones se secan y caen. Los conidios pueden sobrevivir en los residuos vegetales en el suelo. La humedad, o incluso el rocío matutino, puede ser suficiente para la infección y las temperaturas entre 21°C y 27°C son las más favorables (Fetcher, 2019).

En Brassicas, la especie que posee estromas de 10–30 µm de diámetro, conidióforos que miden 15–232 × 4–6 µm, no ramificados, geniculados y conidios de 30–288 × 1.5–5 µm, con 2 a 20 septos se identificó como *Cercospora brassicicola*. Entre los hospedantes se destacan *Brassica alba*, *B. alboglabra*, *B. campestris*, *B. chinensis*, *B. integrifolia*, *B. juncea*, *B. kaber*, *B. napus*, *B. nigra*, *B. oleracea*, *B. pekinensis*, *B. rapa*, *Brassica* sp., *Matthiola incana* y *Raphanus sativus*. Sobre *Nasturtium*, los estromas son mayores a 15 µm de diámetro, los conidióforos miden 20–134 × 4–6 µm, son geniculados, no ramificados y los conidios miden 22–75 × 3–4 µm con 1 a 7 septos; la especie se denominó *Cercospora nasturtii* (Phengsintham et al., 2013).

El comportamiento patogénico mediante la detección de características genómicas y la predicción de elementos genómicos de *C. brassicicola* (aislado Cer 68-18) a partir de muestras de hojas infectadas de *Brassica rapa* subsp. *rapa* permitió obtener un borrador del genoma cuya secuencia disponible en DDBJ/ENA/GenBank con el número de acceso JAASLH000000000 es un recurso valioso para futuros estudios de genómica de poblaciones (Navathe et al., 2020).

En Paraná, se detectó *Cercospora* spp. en 2010 en hojas (**Figura 107**) y en tallos (**Figuras 108 y 109**) de colza.



Figura 107. Síntomas en hojas de colza ocasionados por *Cercospora* spp.

Además, se ha detectado a *Epicoccum sorghinum* causando mancha foliar en *B. parachinensis* (Yu et al., 2019).

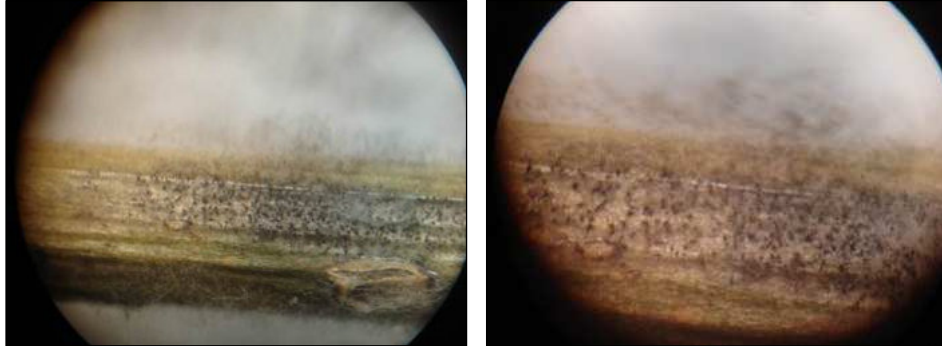


Figura 108. Lesión en tallo de colza (izq.); estromas, conidióforos y conidios de *Cercospora* spp.



Figura 109. Conidióforo y conidio hialino de *Cercospora* spp. en colza.

Bibliografía

- Fletcher P. 2019. Cercospora on Brassicas. <https://blogs.ifas.ufl.edu/stjohnsco/2019/11/25/cercospora-on-brassicas/>
- Navathe S., Shagun S., Chand R., Ravindra K., Rohit S. 2020. Draft Genome Sequence of *Cercospora brassicicola* Henn., causing White Leaf Spot on Brassica species. Mendeley Data V1. doi: 10.17632/gdsdb9m5w4.1
- Phengsintham P., Chukeatirote E., McKenzie E.H.C., Hyde K.D., Braun U. 2013. Monograph of Cercosporoid fungi from Laos. Current Research in Environmental & Applied Mycology 3(1):34–158. <http://dx.doi.org/10.5943/cream/3/1/2>
- Yu, L., She X.M., Lan G.B., Tang Y.F., Li Z.G., Deng M.G., He Z.F. 2019. First Report of Leaf Spot Caused by *Epicoccum sorghinum* on Chinese Flowering Cabbage (*Brassica parachinensis*) in China. Plant Dis. 103(11). <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-19-0881-PDN>

Verticilosis

Organismos causales: principalmente *Verticillium longisporum* (Stark) Karapapa, Bainbridge & Heale, especie fúngica habitante de suelo que afecta sólo a Brassicáceas. Pertenece al reino Fungi, División Ascomycetes, clase Sordariomycetes, orden Glomerellales, familia Plectosphaerellaceae. También *Verticillium dahliae* Klebahn, o *V. dahliae* var. *longisporum* Stark en *Brassica* (Zhou et al., 2006).

Existen 10 especies de *Verticillium* y se reconocen dos clados según la producción de pigmento amarillo: a. Flavexudans que incluye *V. albo-atrum*, *V. tricorpus*, *V. zaregamsianum*, *V. isaacii* y *V. klebahnii* y b. Flavenonexudans integrado por *V. nubilum*, *V. dahliae*, *V. longisporum*, *V. alfalfae* y *V. nonalfalfae* basado en análisis filogenéticos, morfológicos y estudios de especies de herbario (Jeseníčník et al., 2023; Inderbitzin et al., 2011; Heale & Karapapa, 1999).

V. longisporum es una especie anamórfica que produce gran cantidad de conidios que actúan como propágulos de infección. Se distingue de *V. dahliae* por tres caracteres: a. microesclerocios alargados, b. conidios de 7,1–8,8 µm y principalmente, c. tres fiálides por cada "nudo" o "scar" de conidióforos; *V. dahliae* tiene microesclerocios más o menos esféricos, conidios cortos de 3,5–5,5 µm y 4–5 fiálides por "nudo". Los aislados de *V. longisporum* se distinguieron claramente de los de *V. dahliae* y *V. albo-atrum* por sus perfiles de bandas RAPD utilizando tres cebadores de oligonucleótidos. Las pruebas de patogenicidad en invernadero realizadas en cinco cultivares de colza invernal con ambas especies, confirmó el parasitismo sólo de *V. longisporum*. Existen evidencias que sugieren que el hongo evolucionó por hibridación parasexual entre una cepa de *V. albo-atrum* y una cepa de *V. dahliae* lo que explica su estado casi diploide y el origen de cuatro recombinantes (Yu et al., 2016; Karapapa et al., 1997).

El genoma de *V. longisporum* es anfidiplóide y es el resultado de la hibridación de *V. dahliae* (genotipos D) y una especie no identificada (genotipo A1); se estima que ocurrieron al menos tres eventos de hibridación independientes, dando lugar a tres linajes distintos: A1/D1, A1/D2 y A1/D3 de patogenicidad variable según el hospedante (Novakazi et al., 2015).

El análisis de la secuencia genómica reveló la presencia de idiomorfos de tipo de apareamiento, enzimas degradantes de la pared celular y efectores. Sin embargo, debido a la complejidad del genoma, existe escasa investigación sobre las interacciones moleculares entre *V. longisporum* y especies de *Brassica* (Rafiei et al. 2025; Si et al., 2024).

Las medidas de los conidios de *V. longisporum* obtenido de colza y rábano fueron 7,92–12,00 µm correspondientes al linaje A1/D1 y los de *V. dahliae* aislados de mostaza, 4,32–7,04 µm (Zou et al., 2020).

Síntomatología: este hongo habitante del suelo infecta raíces y asciende por xilema del tallo que transporta agua y eventualmente, lo obstruye cortando el flujo de nutrientes. Cuando el cultivo alcanza su altura máxima, pero aún está verde las plantas enfermas suelen presentar un tallo de dos tonos: la mitad sano y verde, y la otra mitad descolorido y seco. Esta senescencia de medio tallo es de donde proviene el nombre "rayado"

("stripe"), característica propia y no se observará en plantas enfermas por cancro del tallo por *Leptosphaeria* o podredumbre húmeda por *Sclerotinia*. En el caso de *Sclerotinia* ocurre una decoloración del tallo o "blaqueado", pero no se observa estriado en la mitad del tallo. Otra enfermedad que causa síntomas similares, es el marchitamiento por *Fusarium*, pero todos los cultivares actuales de colza de Canadá son resistentes (CCC, 2020).

La infección radicular y el avance interno dentro de tallo y ramificaciones en especies de *Brassica* son procesos lentos que progresan sin síntomas externos evidentes, sólo observables en la etapa final del cultivo, próximo a cosecha. En la senescencia, los microesclerocios son visibles en los tallos y se desprenden cayendo al suelo. Se detecta un estriado superficial externo del tallo y una senescencia temprana de plantas, individuales o en grupos. En floración, las hojas más viejas se tornan amarillas sólo de un lado de la nervadura principal, luego avanza sobre toda la lámina y finalmente se secan. Sobre un lado del tallo, correspondiente a la parte de xilema afectado, se destacan estrías longitudinales ligeramente ocreas o marrones. Los tallos enfermos toman un color negro grisáceo, colapsan, se marchitan y mueren, quedando muy livianos. Las raíces, la base del tallo y la médula toman una coloración gris oscura a negra con abundante producción subepidérmica de microesclerocios, cuerpos negros muy pequeños tipo "cabeza de alfiler" y la epidermis se desprende fácilmente (**Figura 110**) (Singh *et al.*, 2012; Eastburn & Paul, 2007).



Figura 110. Microesclerocios negros subepidérmicos de *Verticillium* spp. en colza. Fuente: https://www.gov.mb.ca/agriculture/crops/plant-diseases/print_verticillium-wilt-of-canola-detected-in-manitoba.html

La viabilidad de los microesclerocios de *V. longisporum* disminuyó significativamente después de un año. La profundidad y la temperatura del suelo no tuvieron un efecto consistente en la sobrevivencia, aunque se observó una interacción entre año y profundidad del suelo; una pequeña pero viable parte de inóculo persistió entre 6 y 12 años. Los riesgos que plantean los patógenos habitantes del suelo es que, aunque estén mucho tiempo bajo rotación de cultivos con hospedantes no susceptibles, no es suficiente para su erradicación (Sarenqimuge *et al.*, 2025).

Los síntomas de verticilosis pueden parecerse a los del cancro de la base del tallo (*Leptosphaeria maculans*) y en ocasiones se pueden presentar juntas (**Figura 111**). Las interacciones *L. maculans*/*V. longisporum* se evaluaron en condiciones de campo e invernáculo para estimar el impacto sobre el rendimiento de semillas; para ello, se co-inocularon ambos patógenos registrándose un incremento de la severidad del cancro del tallo y de las pérdidas de rendimiento, sin embargo, en algunos casos la verticilosis causó mayores pérdidas de rendimiento que el cancro; esta interacción podría causar graves pérdidas en colza y es necesario desarrollar estrategias de manejo para reducir ambas enfermedades (Wang *et al.*, 2023).



Figura 111. Síntomas de *Verticillium* (izq.), cancro de la base del tallo por *L. maculans* (centro) y planta sana (der.) de *B. napus*.

Fuente: Canola Council of Canada, 2020.

V. dahliae Kleb causa marchitamiento, secado apical, amarillamiento de hojas, defoliación y deformación de silicuas en colza (Hwang *et al.*, 2017).

La enfermedad está presente en República Checa, Francia, Alemania, Países Bajos, Polonia, Italia, Rusia, Suecia, Reino Unido, EE.UU., Japón y China. En Canadá, se registró por primera vez en 2014 en Manitoba, y en 2016 se había distribuido por 6 de 9 provincias entre ellas British Columbia, Alberta, Saskatchewan, Ontario y Quebec (IPPC, 2018).

Rango de hospedantes: *V. longisporum* tiene un rango de hospedantes relativamente pequeño, limitado principalmente a especies de *Brassica* como colza, coles, repollito de Bruselas, coliflor, brócoli, mostaza y rábano (*Raphanus sativus*). Si bien se conocen otros hospedantes por infecciones naturales, presentan síntomas leves y no se conocen daños económicamente importantes en cultivos extensivos de especies no Brasicáceas (IPPC, 2018).

La inoculación con *V. longisporum* en plantas de cebada, avena, colza, arveja, trébol rojo, remolacha azucarera, trigo y las malezas *Bromus sterilis*, *Alopecurus myosuroides*, *Sinapis arvensis*, *Galium aparine* y *Matricaria inodora*, todas especies comunes en el sur de Suecia demostraron que avena, trigo primaveral, colza y manzanilla (*Matricaria inodora*) en invernáculo mostraron diversos síntomas en la etapa final de la maduración. Según la cantidad de microesclerocios, las especies infectadas se dividieron en cuatro grupos: a. arveja y trigo <5% de microesclerocios; b. manzanilla entre 5-10%; c. avena entre 10-20% y d. *Sinapis arvensis* y colza >80%, es decir que existen especies vegetales fuera de la familia Brasicáceas que pueden ser reservorios de *V. longisporum* (Zou et al., 2020; Johansson et al., 2006).

La inoculación artificial de frutilla (*Fragaria x ananassia*), lino, arveja (*Pisum sativum*), lupino (*Lupinus* sp.) y haba (*Vicia faba*) fue negativa, pero *V. longisporum* fue débilmente virulento y causó pérdidas de rendimiento en papa (*Solanum tuberosum*) y tomate (*Lycopersicon esculentum*) según Gladders (2009).

Condiciones climáticas predisponentes: temperatura del aire próxima a 23°C, temperatura media del suelo entre 15–19°C y suficiente humedad; el estrés hídrico incrementa la severidad de los síntomas por deterioro en las funciones de raíces y xilema.

La colonización de raíces, base de tallo y tallos con *V. longisporum* analizadas con PCR en tiempo real desde plántula a madurez en experimentos de campo durante dos años en parcelas infestadas con microesclerocios y cultivares de colza sembrados en primavera o en otoño mostraron diferencias notables. El patrón temporal de colonización difirió entre colza primaveral e invernacional y ocurrió un bajo crecimiento fúngico en raíces desde plántula a floración en siembras de otoño; en colza primaveral no se observó colonización radicular hasta las primeras etapas de floración. La colonización necesitó un tiempo de 6 meses en la colza de invierno y, un mes en la colza de primavera desde el momento inicial de la infección radicular. Estas diferencias se relacionaron con la temperatura del suelo y se determinó una temperatura umbral de >12°C en el suelo para permitir la invasión radicular. Esta condición del suelo se alcanza en colza invernacional desde ocho hojas a principios de otoño o después de la formación de silicuas en colza primaveral (Zheng et al., 2019a).

Epifitología: la tasa de transmisión de *V. longisporum* por semilla en *B. napus* depende del grado de colonización de la planta, la cual ocurre más rápidamente en invernáculo que en el campo y, más en siembras primaverales, que en las de otoño. La diseminación de un lote a otro ocurre por restos culturales infectados con microesclerocios transportado por la maquinaria y, en menor medida por la semilla. La inoculación de semillas de

colza mostró que es una enfermedad sistémica que infecta desde las raíces, avanzando por los tallos y silicuas; se obtuvo entre 0,08 y 13,3% de semillas infectadas y la tasa efectiva de transmisión a plántula osciló entre 1,7 y 2,3% (Zheng *et al.*, 2019b).

Es una enfermedad monocíclica con producción de inóculo durante el crecimiento del cultivo que posee tres fases: a. durmiente o latente a través de los microesclerocios (esporas latentes) que permanecen viables e infectivos en el suelo por más de 10 años; los exudados de raíces que contienen carbono y nitrógeno liberados en la rizosfera probablemente estimulan la germinación de los microesclerocios, el micelio infecta las raíces de plantas jóvenes penetrando por heridas o aberturas naturales y coloniza los vasos xilemáticos en forma directa. Las hifas pueden recorrer una distancia limitada y llegan a los hospedantes potenciales para comenzar la fase b. infectiva o parasítica, en los vasos de xilema donde circula el agua y minerales desde el suelo a la parte aérea de las plantas y c. saprofítica, en el rastrojo.

En colza, estudios anteriores mostraron que la infección por *V. longisporum* comenzaba principalmente en pelos radiculares y raíces laterales, luego colonizaba los vasos de xilema y, por último, avanzaba a tallos y hojas; *V. dahliae* por el contrario, infectaba las raíces principales y permanecía por debajo del nudo cotiledonar de las plantas. Se comprobó que el comienzo de la floración era la fase crítica para que *V. longisporum* colonizara las plantas. Por otro lado, sólo el crecimiento micelial de *V. dahliae* (pero no el de *V. longisporum*), se redujo significativamente en medios que contenían tejidos de un genotipo de *B. napus* con bajo contenido de glucosinolatos, en comparación con el crecimiento en medios que contenían tejidos de un cultivar con alto contenido de glucosinolatos (Zhou *et al.*, 2006). La colza restringe la penetración de *V. dahliae* e inhibe el crecimiento sistémico del hongo en los vasos xilemáticos (Eynck *et al.*, 2007).

V. longisporum es un patógeno vascular específico de colza. En experimentos bifactoriales en un cultivar susceptible infectado y no infectado, con tres niveles de riego (30, 60 y 100% de capacidad de campo) mostraron que el estrés hídrico y el hongo afectaron el crecimiento de las plantas mediante mecanismos completamente diferentes. Ambos tipos de estrés afectaron de forma similar los parámetros del crecimiento como altura de planta, diámetro de hipocótilo y materia seca de la biomasa aérea y raíces. Por el contrario, la infección no afectó ningún parámetro fisiológico o genético molecular relacionado con la sequía, incluyendo la tasa de transpiración, la conductancia estomática, la tasa de fotosíntesis, la eficiencia del uso del agua, el contenido relativo de agua y de prolina en hojas, ni la expresión de genes sensibles a la sequía. Por lo tanto, se explica la ausencia de síntomas de marchitamiento en *B. napus* infectadas (Lopisso *et al.*, 2017).

Una vez establecido en el suelo, el hongo puede propagarse fácilmente de forma natural por el viento y podría haber una dispersión significativa de microesclerocios en regiones propensas a inundaciones estacionales a gran escala (IPPC, 2018).

Un aspecto relevante es el efecto del pH del suelo en el crecimiento de *V. longisporum* y virulencia en colza; a pH 7,4 y 8,6 el diámetro de las

colonias fue aproximadamente un 16% mayor que en colonias crecidas a un pH más bajo de 5,5. En plántulas en semihidroponia a los 10 días, la enfermedad fue más severa a pH 7,5 y 8,4. La severidad de la enfermedad fue máxima a pH 7,8 por lo que la enfermedad constituye un alto riesgo en regiones con suelos neutros a ligeramente alcalinos (Wang *et al.*, 2024a).

Manejo integrado: las pérdidas por la verticilosis se estiman entre 10 y 80%. En Canadá, se registran pérdidas de rendimiento superiores a 50% por la susceptibilidad de la mayoría de los cultivares comerciales de colza (Wang *et al.*, 2023).

La relación entre la severidad de *Verticillium* y el rendimiento en dos híbridos de colza, en dos sitios en los años 2020 y 2021 fue variable según la condición hídrica. En 2020, con precipitaciones superiores a la media, ambos híbridos desarrollaron niveles moderados de enfermedad, mientras que, en 2021 con sequía, los síntomas y signos de la infección fueron más leves. El rendimiento de semilla por planta disminuyó con el aumento de la severidad de la infección en ambos años; si bien el rendimiento de semillas en algunas plantas individuales disminuyó hasta un 80%, estas reducciones no se tradujeron en pérdidas significativas de rendimiento a nivel de parcela. Es posible, que las pérdidas experimentadas por plantas individuales se compensaron con una menor competencia entre las plantas sobrevivientes. Estos resultados muestran la complejidad de evaluar el impacto de la enfermedad basándose únicamente en la severidad de síntomas (Cui *et al.*, 2025).

Control cultural: la rotación de cultivos es una técnica que contribuye a la protección de las Brassicáceas, siempre y cuando se controlen malezas y plantas voluntarias; es necesario evitar el "puente verde" donde sobrevive el patógeno (Hegewald *et al.*, 2018).

Estudios sobre la dinámica poblacional de *V. longisporum* en coliflor, mostraron que: a. la duración de la rotación de cultivos no afecta la densidad de microesclerocios de *Verticillium* en el suelo; b. la enmienda con raigrás rico en lignina puede reducir el inóculo y c. si bien se producen fluctuaciones estacionales en la densidad del inóculo, cualquier variación por encima de un microesclerocio por gramo de suelo, no afecta la incidencia de la enfermedad. El marchitamiento se redujo en suelos que contenían en su microflora organismos similares a *Verticillium tricorpus* o la especie no patógena *Verticillium isaacii* (Franca *et al.*, 2013).

La nutrición es otro aspecto relevante; la intensificación de la agricultura ha provocado entre otras la deficiencia de azufre (S) por reducción del azufre atmosférico lo que otorga una mayor susceptibilidad a los patógenos. La respuesta de defensa de las plantas infectadas está asociada a compuestos que contienen azufre incluidos los glucosinolatos (GSL); se registró una menor tasa de infección en plantas con mayores contenidos de compuestos azufrados (Rupp *et al.*, 2020).

Control genético: el uso de cultivares resistentes es una técnica preferencial para enfermedades de difícil manejo como las ocasionadas por microorganismos patógenos que habitan el suelo, sin embargo, se conocen muy pocos genes que den resistencia. Algunos genes mayores se hallaron en líneas parentales de repollo, los que podrían ser introgresados en líneas

de colza u otra *Brassica* de interés (Depotter *et al.*, 2016). La síntesis de ácido acetilsalicílico (SA) y de ácido fenólico (FA) son factores de resistencia a *Verticillium* (Zheng *et al.*, 2019c).

La asociación del gen PAV con la resistencia de colza contra *V. longisporum* es un ejemplo de resistencia cuantitativa y compleja a enfermedades, en un genoma fuertemente reordenado de una especie reciente de cultivo aloploiploide (Gabur *et al.*, 2020). Dos QTL de resistencia en colza se identificaron en los cromosomas A07 y C02, eficaces para el control de *V. longisporum*. Se desarrollaron tres marcadores que permiten distinguir *V. longisporum* de otras especies de *Verticillium*, además de hallarse líneas de colza con respuestas resistentes, intermedias y susceptibles (CCC, 2022).

El gen Hva22c de la familia Hva22 descrito originalmente en cebada (*Hordeum vulgare*) redujo la susceptibilidad de colza a la infección por *V. longisporum* (Ye *et al.*, 2024). Por otro lado, un total de 211 genotipos de *Brassica* que incluían 110 accesiones de colinabo (*B. napus* ssp. *napobrassica*), 35 de colza, 40 de *B. rapa* y 15 de *B. oleracea*, más 11 diferenciales usadas para evaluar el comportamiento a *Plasmodiophora brassicae* fueron usados para clasificar las reacciones a *V. longisporum*. Se identificaron 20 accesiones resistentes, incluyendo representantes de *B. rapa*, *B. oleracea* y *B. napus*; además, los marcadores SNP significativos en el cromosoma A03 podrían ser importantes para el mejoramiento de colza (Wang *et al.*, 2024b). Para evaluar la severidad de *V. longisporum* en plantas individuales de *B. napus* se usa la escala de campo de Dunker *et al.* (2008), modificada de Zeise, 1990 (**Tabla 12**).

Tabla 12. Escala para evaluar *V. longisporum* en *Brassica napus*.

GRADO	DESCRIPCIÓN
1	Sin infección.
3	Infección leve: decoloración veteada del tallo; escaso desprendimiento de la epidermis; microesclerocios en hasta el 25% de la epidermis; médula del tallo o ramificaciones individuales completamente colonizadas con microesclerocios.
5	Infección moderada: epidermis fácil de desprender, hasta el 50% del tallo o médula del tallo colonizada con microesclerocios.
7	Infección severa: decoloración completa del tallo; epidermis fibrosa o solo restos fibrosos de la epidermis; hasta el 75% del tallo colonizado con microesclerocios.
9	Infección muy severa: muerte prematura; decoloración completa del tallo y más del >75% con microesclerocios.

Recientemente, se desarrollaron escalas separadas para evaluar la severidad de *Verticillium*, una para plántula (**Tabla 13**) y otra, para planta adulta (**Tabla 14**); la primera se evaluó a los 10 días postinoculación (dpi) y la segunda, a los 105 días después de la siembra (dds). En el último caso, se propone seleccionar en madurez, diez plantas al azar de cada parcela, extraer, cortar la raíz y colocar en bolsas de papel. En laboratorio, secar en estufa durante 5 días a 30°C. Cada planta se evaluó según la severidad de la infección por *Verticillium* con una escala de 0 a 4 grados (Cui, 2024; Cui et al., 2022).

Tabla 13. Escala para evaluar *V. longisporum* en plántulas de colza (*B. napus*).

GRADO	DESCRIPCIÓN
0	Sin síntomas
1	Amarillamiento de cotiledones
2	Amarillamiento y necrosis parcial de los cotiledones; crecimiento reducido de las primeras hojas verdaderas
3	Muerte de cotiledones; plántula atrofiada
4	Muerte de cotiledones; plántula atrofiada y hojas verdaderas amarillas
5	Muerte de cotiledones; plántula atrofiada; crecimiento escaso o nulo de hojas verdaderas

Tabla 14. escala para evaluar *V. longisporum* en plantas adultas de colza (*B. napus*).

GRADO	DESCRIPCIÓN
0	Sin síntomas ni signos.
1	Alguna decoloración del tallo principal, con una franja unilateral oscura
2	Decoloración del tallo principal, microesclerocios en $\leq 25\%$ de la superficie; ligero retraso en el crecimiento de toda la planta
3	Decoloración del tallo principal, algún desgarro de la epidermis, microesclerocios en $\leq 75\%$ de la superficie; retraso en el crecimiento de toda la planta
4	Tallo completamente necrótico y cubierto de microesclerocios; desgarro de la epidermis; planta severamente atrofiada

Control biológico: el marchitamiento por *Verticillium* es muy difícil de manejar con métodos convencionales, por lo que el biocontrol sería una técnica de gran potencial.

Bacterias aisladas de la rizosfera de *B. napus* y *C. bursa-pastoris* como *Bacillus subtilis*, *Pseudomonas fluorescens* y *Stenotrophomonas maltophilia* con mecanismos antifúngicos como la producción de sideróforos, enzimas líticas y antibióticos son promisorias. Dentro de estos, *S. maltophilia* fue el mejor biocontrolador de *Verticillium* en colza *in vitro* e *in vivo* (Berg *et al.*, 1994).

Aproximadamente el 50% de las poblaciones bacterianas endófitas presentes en diferentes órganos de colza mostraron una inhibición directa de moderada a alta de *V. longisporum* (Granér *et al.*, 2003).

La preinoculación de suelo con ácido b-aminobutírico (BABA) hasta saturación, inhibió significativamente la colonización de un cultivar susceptible de colza por *V. longisporum* (Kamble *et al.*, 2013).

La mayoría de los estudios de biocontrol se han centrado en plantas de las familias Solanaceae, Malvaceae y Brassicaceae, y dentro de estas familias: berenjena, algodón y colza fueron los cultivos más estudiados. En la lista de bacterias con potencial para controlar *Verticillium*, los géneros *Bacillus* y *Pseudomonas* son importantes y, dentro de los hongos, los aislados no patógenos de *Verticillium* y *Fusarium* que colonizan los vasos xilemáticos. Los mecanismos de acción predominantes son la inhibición de la germinación del inóculo primario, promoción del crecimiento vegetal, competencia y resistencia inducida. Muchos de los microorganismos mostraron antibiosis y micoparasitismo *in vitro*, pero no fueron efectivos en las pruebas *in vivo* en plantas. Las características deseables de un biocontrolador de *Verticillium* son: **a.** capacidad de afectar la sobrevivencia o germinación de los microesclerocios, **b.** colonizar xilema y/o la corteza y competir con el patógeno por nutrientes y/o espacio, **c.** inducir respuestas de resistencia en la planta y/o promover el crecimiento vegetal. Después de comprobar la eficacia de un biocontrolador, se deben considerar aspectos como la producción a gran escala, formulación, conservación, vida útil y métodos de aplicación (Abonde, 2023; Ogundeji *et al.*, 2022; Kowalska, 2021; Deketelaere *et al.*, 2017).

Los microbiomas deberían incluirse en el estudio y desarrollo de nuevas estrategias de manejo y en los planes de mejoramiento; y una combinación de ambos, pueden lograr plantas más resilientes frente a patógenos habitantes del suelo. Una bacteria biocontroladora endófitas *Serratia plymuthica* F20 se halló como promisorias para el control de *Verticillium* en colza (Rybakova *et al.*, 2020).

La protección cruzada es otra herramienta usando como biocontroladores, aislados no patogénicos ni agresivos de patógenos. *V. longisporum* consta de tres linajes que se originaron a partir de tres eventos de hibridación independientes de cuatro progenitores haploides de *Verticillium*. El linaje A1/D2 no es patógeno ni agresivo tanto en *Brassica* como en otras especies. El potencial de protección cruzada del linaje A1/D2 contra un aislado agresivo de *V. longisporum* de colza inoculado por inmersión radicular, redujo los síntomas cuando se aplicó antes o al mismo tiempo que el patógeno (Vega-Marín & von Tiedeman, 2022).

Cinco bioproductos fueron ensayados *in vitro*, en invernáculo y a campo contra *Verticillium*, entre ellos bacterias como *Bacillus amyloliquefaciens* y *Pseudomonas veronii*, el oomycete *Pythium oligandrum*, y los hongos *Trichoderma asperellum* y *Coniothyrium minitans*. *In vitro*, algunos productos basados en *T. asperellum* inhibieron el 100% del patógeno, durante 45 días; en invernáculo, *C. minitans*, *T. asperellum* y *P. veronii* mostraron un efecto inhibitorio del 100%. En ensayos de campo, el mayor rendimiento, 19% superior al testigo se obtuvo con un bioproducto a base de *T. asperellum* (Zusková et al., 2024).

La aplicación de *Pseudomonas putida* y *T. harzianum* como agentes de biocontrol contra *V. dahliae* en colza mostró una inhibición significativa del crecimiento micelial, *T. harzianum* un 96% y *P. putida*, un 83%. Diversos tratamientos en semillas y plantas mejoraron significativamente los parámetros fisiológicos como la germinación, longitud de raíz, altura de plántula, contenido relativo de agua y clorofila, además de disminuir la pérdida relativa de electrolitos y el estrés oxidativo (Ausaf et al., 2025).

Bibliografía

- Åbonde A. 2023. Biological control of *Verticillium* stem striping disease on oilseed rape: fungi as friends and foes. First cycle, G2E. Uppsala: SLU, Dept. of Forest Mycology and Plant Pathology. <https://stud.epsilon.slu.se/19371/>
- Ausaf N., Saleem H., Nawab R., Kamal A., Ahmad H.A., Ghufra J., Riaz M.S., Ullah I., Chaudhary H.J. et al. 2025. Comparative Efficacy of *Trichoderma harzianum* and *Pseudomonas putida* in Mitigating *Verticillium* Wilt of *Brassica napus*. Journal of Phytopath. 173(2). <https://doi.org/10.1111/jph.70045>
- Berg G., Knaape C., Ballin G., Seidel D. 1994. Biological control of *Verticillium dahliae* kleb. by natural occurring rhizosphere bacteria. Archives of Phytopathology and Plant Protection 29(3):249–262. <https://doi.org/10.1080/03235409409383116>
- CCC 2022. Genetics and genomics of Brassica-*Verticillium* interaction. Canola Council of Canada. <https://www.canolacouncil.org/research-hub/genetics-and-genomics-of-brassica-verticillium-interaction/>
- CCC 2020. Verticillium stripe. Canola Council of Canada. <https://www.canolacouncil.org/canola-encyclopedia/diseases/verticillium-stripe/>
- Cui J., Strelkov S.E., Hwang S.-F. 2025. Quantifying Yield Losses in Canola (*Brassica napus*) Caused by *Verticillium longisporum*. Horticulturae 11, 494. <https://doi.org/10.3390/horticulturae11050494>
- Cui J. 2024. Improving *Verticillium longisporum* inoculation protocols and quantifying canola yield losses. Thesis Master of Science. Univ. of Alberta. <https://doi.org/10.7939/r3-6qx9-2z28>
- Cui J., Strelkov S., Fredua-Agyeman R., Hwang S. 2022. Development of optimized *Verticillium longisporum* inoculation techniques for canola (*Brassica napus*). Canadian Journal of Plant Pathology 45(1):92-102. <https://doi.org/10.1080/07060661.2022.2120913>
- Deketelaere S., Tyvaert L., França S.C., Höfte M. 2017. Desirable Traits of a Good Biocontrol Agent against *Verticillium* Wilt. Front. Microbiol. 8:1186. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.01186>

- Depotter J.R.L., Thomma B.P.H.J., Wood T.A. 2019. Measuring the impact of *Verticillium longisporum* on oilseed rape (*Brassica napus*) yield in field trials in the United Kingdom. *Eur J Plant Pathol* 153:321–326. <https://doi.org/10.1007/s10658-018-1537-1>
- Depotter J.R.L., Deketelaere S., Inderbitzin P., von Tiedemann A., Höfte M., Subbarao K.V., Wood T.A., Thomma B.P.H.J. 2016. *Verticillium longisporum*, the invisible threat to oilseed rape and other brassicaceous plant hosts. *Molecular Plant Pathology* 17(7):1004 –1016. <https://doi.org/10.1111/mpp.12350>
- Dunker S., Keunecke H., Steinbach P., von Tiedemann A. 2008. Impact of *Verticillium longisporum* on Yield and Morphology of Winter Oilseed Rape (*Brassica napus*) in Relation to Systemic Spread in the Plant. *J. Phytopathology* 156(11-12):698–707. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1439-0434.2008.01429.x>
- Eastburn D.M., Paul V.H. 2007. *Verticillium* wilt. In: Rimmer S.R., Shattuck V.I. & L. Buchwaldt (Eds). *Compendium of Brassica Diseases*. APS Press. p. 47–50.
- Eynck C., Koopmann E. Grunewaldt-Stoecker G., Karlovsky P., von Tiedemann A. 2007. Differential interactions of *Verticillium longisporum* and *V. dahliae* with *Brassica napus* detected with molecular and histological techniques. *Eur J Plant Pathol* 118:259–274. <https://www.uni-goettingen.de/en/verticillium+in+osr/570078.html>
- Franca S.C., Spiessens S., Pollet S., Debode J., De Rooster L., Callens D., Höfte M. 2013. Populations dynamics of *Verticillium* species in cauliflower fields: Influence of crop rotation, debris removal and ryegrass incorporation. *Crop Protection* 54:134–141. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2013.08.008>
- Gabur I., Chawla H.S., Lopisso D.T. et al. 2020. Gene presence-absence variation associates with quantitative *Verticillium longisporum* disease resistance in *Brassica napus*. *Sci Rep* 10, 4131. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-61228-3>
- Gladders P. 2009. Relevance of *Verticillium* wilt (*Verticillium longisporum*) in winter oilseed rape in the UK. HGCA. Research Review No. 72. <https://projectblue.blob.core.windows.net/media/Default/Research%20Papers/Cereals%20and%20Oilseed/rr72.pdf>
- Granér G., Persson P., Meijer J., Alström S. 2003. A study on microbial diversity in different cultivars of *Brassica napus* in relation to its wilt pathogen, *Verticillium longisporum*. *FEMS Microbiology Letters* 224:269–276. [https://doi.org/10.1016/s0378-1097\(03\)00449-x](https://doi.org/10.1016/s0378-1097(03)00449-x)
- Heale J.B., Karapapa V.K. 1999. The *Verticillium* threat to Canada's major oilseed crop: canola, *Canadian Journal of Plant Pathology* 21(1):1–7. <https://doi.org/10.1080/07060661.1999.10600114>
- Hegewald H., Wensch-Dorendorf M., Sieling K., Christen O. 2018. Impacts of break crops and crop rotations on oilseed rape productivity: A review. *European Journal of Agronomy* 101:63–77. <https://doi.org/10.1016/j.eja.2018.08.003>
- Hwang S.F., Strelkov S.E., Ahmed H.U, Zhou Q., Fu H., Fredua-Agyeman R., Turnbull G.D. 2017. First report of *Verticillium dahliae* Kleb. causing wilt symptoms in canola (*Brassica napus* L.) in North America. *Canadian*

- Journal of Plant Pathology 39:4:514-526. <https://doi.org/10.1080/07060661.2017.1375996>
- Inderbitzin P., Bostock R.M., Davis R.M., Usami T., Platt H.W. et al. 2011. Phylogenetics and Taxonomy of the Fungal Vascular Wilt Pathogen *Verticillium*, with the Descriptions of Five New Species. PLoS ONE 6(12): e28341. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0028341>
- IPPC 2018. International Plant Protection Convention. RMD-17-01: Pest Risk Management Document – *Verticillium longisporum* (*Verticillium* stripe). <https://inspection.canada.ca/en/plant-health/invasive-species/directives/pest-risk-management/rmd-17-01#a62>
- Jeseničnik T., Kaurin A., Grgič Z., Radišek S., Jakše J., Štajner N. 2023. Novel Identification of the Collection of Pathogenic Fungal Species *Verticillium* with the Development of Species-Specific SSR Markers. *Pathogens*, 12, 535. <https://doi.org/10.3390/pathogens12040535>
- Johansson A., Jan-Kees C., Goud J.K.C., Dixelius C. 2006. Plant host range of *Verticillium longisporum* and microsclerotia density in Swedish soils. *European Journal of Plant Pathology* 114:139–149. <https://doi.org/10.1007/s10658-005-2333-2>
- Kamble A., Koopmann B., von Tiedemann A. 2013. Induced resistance to *Verticillium longisporum* in *Brassica napus* by b-aminobutyric acid. *Plant Pathology* 62:552–561. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2012.02669.x>
- Karapapa V.K., Bainbridge B.W., Heale J.B. 1997. Morphological and molecular characterization of *Verticillium longisporum* comb. nov., pathogenic to oilseed rape. *Mycological Research* 10(11):1281-1294. <https://doi.org/10.1017/S0953756297003985>
- Kowalska B. 2021. Management of the soil-borne fungal pathogen – *Verticillium dahlia* Kleb. causing vascular wilt diseases. *Journal of Plant Pathology* 103:1185–1194. <https://doi.org/10.1007/s42161-021-00937-8>
- Lopisso D.T., Knüfer J., Koopmann B., von Tiedemann A. 2017. The Vascular Pathogen *Verticillium longisporum* Does Not Affect Water Relations and Plant Responses to Drought Stress of Its Host, *Brassica napus*. *Phytopathology* 107:444-454. <http://dx.doi.org/10.1094/PHYTO-07-16-0280-R>
- Novakazi F., Inderbitzin P., Sandoya G., Hayes R.J., von Tiedemann A., Subbarao K.V. 2015. The three lineages of the diploid hybrid *Verticillium longisporum* differ in virulence and pathogenicity. *Phytopathology* 105:662-673. <https://apsjournals.apsnet.org/doi/epdf/10.1094/PHYTO-10-14-0265-R>
- Ogundeji A.O., Meng L., Cheng Z., Hou J., Yin T., Zhang S., Liu X., Liu X., Li S. 2022. Integrated crop practices management stimulates soil microbiome for *Verticillium* wilt suppression. *European Journal of Agronomy* 140, 126594. <https://doi.org/10.1016/j.eja.2022.126594.2022>.

- Rafiei V., Dixelius C., Tzelepis G. 2025. The soilborne fungus *Verticillium longisporum* and its interactions with the Brassicaceous Hosts. <https://doi.org/10.1094/MPMI-03-25-0029-IRW>
- Rupp S.I., Hornbacher J., Horst-Niessen I., Schaarschmidt F., Riemenschneider A., Papenbrock J. 2020. The Diurnal Rhythm of *Brassica napus* L. Influences Contents of Sulfur-Containing Defense Compounds and Occurrence of Vascular Occlusions during an Infection with *Verticillium longisporum*. *Agronomy* 2020, 10, 1227. <https://doi.org/10.3390/agronomy10091227>
- Rybakova D., Wikström M., Birch-Jensen F., Postma J., Ehlers R.U., Schmuck M., Kollmann R., Köhl J., Berg G. 2020. *Verticillium* Wilt in Oilseed Rape—the Microbiome is Crucial for Disease Outbreaks as Well as for Efficient Suppression. *Plants* 9,866. <https://doi.org/10.3390/plants9070866>
- Sarenqimuge S., Koopmann B., von Tiedemann A. 2025. Long-term survival of *Sclerotinia sclerotiorum* sclerotia and *Verticillium longisporum* microsclerotia in soil and the effects of soil depth, soil temperature, and a biocontrol agent. *Applied Soil Ecology* 210. 106101. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2025.106101>
- Si W., Wang R., Wu M., Yang L., Li G., Zhang J. 2024. Identification and virulence test of a new pathogen that causes *Verticillium* striping on rapeseed in northwestern China. *Oil Crop Science* 9(2):8-19. <https://doi.org/10.1016/j.ocsci.2023.12.005>
- Singh S., Braus-Stromeyer S.A., Timpner C., Valerius O., von Tiedemann A., Karlovsky P., Druebert C., Polle A., Braus G.H. 2012. The Plant Host *Brassica napus* Induces in the Pathogen *Verticillium longisporum* the Expression of Functional Catalase Peroxidase Which Is Required for the Late Phase of Disease. *MPMI* 25(4):569–581.
- Vega-Marin M., von Tiedemann A. 2022. Cross-protection of oilseed rape against *Verticillium longisporum* by the non-aggressive lineage A1/D2. *BioControl* 67:419–431. <https://doi.org/10.1007/s10526-022-10147-5>
- Wang Y., Strelkov S.E., Hwang S.-F. 2024a. Influence of pH on the Growth of *Verticillium longisporum* and *Verticillium* Stripe Severity in Canola (*Brassica napus*). *Horticulturae* 2024, 10, 554. <https://doi.org/10.3390/horticulturae10060554>
- Wang Y., Fredua-Agyeman R., Yu Z., Hwang S-F., Strelkov S.E. 2024b. Genome-wide association study of *Verticillium longisporum* resistance in *Brassica* genotypes. *Front. Plant Sci.* 15:1436982. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1436982>
- Wang Y., Strelkov S.E., Hwang S.-F. 2023. Blackleg Yield Losses and Interactions with *Verticillium* Stripe in Canola (*Brassica napus*) in Canada. *Plants* 12, 434. <https://doi.org/10.3390/plants12030434>
- Ye W., Hossain R., Pröbsting M., Ali A.A.M., Han L., Miao Y., Rietz S., Cai D., Schenke D. 2024. Knock-out of BnHva22c reduces the susceptibility of *Brassica napus* to infection with the fungal pathogen *Verticillium longisporum*. *The Crop Journal* 12(2):503-514. <https://doi.org/10.1016/j.cj.2024.02.012>

- Yu J.M., Cafarov I.H., Babadoost M. 2016. Morphology, molecular identity, and pathogenicity of *Verticillium dahliae* and *V. longisporum* associated with internally discolored horseradish roots. Plant Dis. 100:749-757. <https://apsjournals.apsnet.org/doi/pdf/10.1094/PDIS-08-15-0846-RE>
- Zheng X., Pfordt A., Khatri L., Eseola A.B., Wilch A., Koopmann B., von Tiedemann A. 2019a. Contrasting Patterns of Colonization with *Verticillium longisporum* in Winter- and Spring-Type Oilseed Rape (*Brassica napus*) in the Field and Greenhouse and the Role of Soil Temperature. Plant Dis. 103(8):2090-2099. <https://doi.org/10.1094/PDIS-01-19-0236-RE>
- Zheng X., Lopisso D.T., Eseola A.B., Koopmann B., von Tiedemann A. 2019b. Potential for Seed Transmission of *Verticillium longisporum* in Oilseed Rape (*Brassica napus*). Plant Dis. 103(8):1843-1849. <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-18-2024-RE>
- Zheng X., Koopmann B., von Tiedemann A. 2019c. Role of Salicylic Acid and Components of the Phenylpropanoid Pathway in Basal and Cultivar-Related Resistance of Oilseed Rape (*Brassica napus*) to *Verticillium longisporum*. Plants 8(11):491. <https://doi.org/10.3390/plants8110491>
- Zhou L., Hu Q., Johansson A., Dixelius C. 2006. *Verticillium longisporum* and *V. dahliae*: infection and disease in *Brassica napus*. Plant Pathology 55:137-144. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2005.01311.x>
- Zusková E., Konradyová V., Ryšánek P., Kazda J. 2024. Bioproducts and their potential in protection of *Brassica napus* L. against *Verticillium longisporum*. Plant Soil Environ. 70(3):188-194. <https://doi.org/10.17221/492/2023-PSE>

Marchitamiento y muerte de plantas por Fusarium

Organismo causal: *Fusarium oxysporum* f. sp. *conglutinans* (Wollenweber) Snyder & Hansen.

En Argentina, la primera cita de la enfermedad fue en 2005; la incidencia promedio en cultivares de colza de 5 a 6 meses de edad fue 18% (9 - 27 %) y se consideró que representa una seria amenaza para los principales cultivares de Argentina (Gaetán, 2005).

Fusarium oxysporum f. sp. *conglutinans* (Foc) consta de dos razas fisiológicas (1 y 2). Si bien muchos estudios se han centrado en la detección de resistencia, la minería de genes y la investigación basada en la herencia asociada con la resistencia a la raza 1, existen pocos estudios que analicen específicamente la resistencia a la raza 2 que representa una amenaza potencial ya que puede superar la resistencia de tipo A. En 166 líneas de repollo de todo el mundo, el 46,99% y el 38,55% fueron resistentes a las razas 1 y 2, respectivamente, mientras que el 33,74 % y el 48,80 % fueron susceptibles (Tong *et al.*, 2022)

Este patógeno puede afectar colza, sin embargo, es poco común por la introducción de un gen mayor de resistencia a principios de la década del 2000. Las condiciones de estrés para la planta, entre ellas el déficit hídrico aumentan el riesgo de infección. Puede causar amarillamiento, marchitamiento y coloración oscura del tejido vascular, que a menudo se presenta solo en un lado del tallo o de las ramificaciones. Se puede observar, además una coloración anaranjada o rosada en la base del tallo y

la muerte prematura de las plantas colonizadas. Los tallos y las ramificaciones se tornan marrones, pero las plantas se mantienen erguidas con las raíces intactas y en ocasiones no hay lesiones visibles (**Figura 112**).



Figura 112. Podredumbre de raíces de colza.

En condiciones de sequía, los síntomas se hacen más visibles y, además de la clorosis y necrosis de tallos, los tejidos vasculares coloreados y colonizados disminuirán la producción de semillas y ocasionarán la muerte prematura de plantas. Las plantas suelen presentar atrofia y vainas pequeñas sin semillas (CCC, 2019).

El desarrollo de cultivares de colza resistentes a enfermedades ocasionadas por microorganismos habitantes del suelo como la hernia de las coles y la fusariosis, es fundamental para sostener la producción de estas oleaginosas. Un gen de resistencia a *Plasmodiophora* presente en el cromosoma A3 del cultivar europeo Mendel se introgresó en una colza canadiense primaveral para el desarrollo de cultivares resistentes a hernia. Sin embargo, se observó que por otro lado les confirió susceptibilidad a fusariosis, lo que impide su uso en el mejoramiento; se halló un vínculo genético entre los loci que regulan la resistencia a las dos enfermedades y con ello, es posible desarrollar una línea de colza con resistencia a ambas enfermedades (Rahman & Franke, 2019).

El efecto de la temperatura sobre la severidad del marchitamiento por *Fusarium* se estudió en repollo; primero se realizaron pruebas *in vitro* para evaluar el crecimiento del hongo a diferentes temperaturas (15, 18, 24, 28 y 37°C), luego se seleccionaron algunas y se determinó el efecto sobre la infección de plantas cultivadas en sustrato. Las temperaturas usadas fueron 16/18°C, 19/21°C, 22/24°C y 26/28°C; se inocularon variedades susceptibles y resistentes, las primeras mostraron síntomas más severos y mayor muerte de plantas a temperaturas más altas (22/24°C y 26/28°C); en

la variedad resistente, la mayor incidencia de síntomas se observó a 26/28°C, y la incidencia fue la misma que en las plantas susceptibles a temperaturas más bajas. Con PCR se demostró que las plantas cultivadas a temperaturas más bajas con síntomas mínimos también estaban infectadas. Estos estudios permitieron establecer que se pueden reducir las pérdidas por marchitamiento por *Fusarium* con siembras en períodos más fríos (Jelínek *et al.*, 2019).

Paudel *et al.* (2025) determinaron a *Fusarium commune* como el agente causal del marchitamiento en *Brassica juncea*.

Bibliografía

- CCC 2019. Fusarium wilt. <https://www.canolacouncil.org/canola-encyclopedia/fusarium-wilt/>
- Gaetán S.A. 2005. Occurrence of Fusarium Wilt on Canola Caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *conglutinans* in Argentina. Plant Dis. 89(4):432-432. <https://doi.org/10.1094/PD-89-0432C>
- Jelínek T., Koudela M., Kofráňková V. et al. 2019. Effect of temperature on severity of Fusarium wilt of cabbage caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *conglutinans*. Eur J Plant Pathol 155:1277-1286. <https://doi.org/10.1007/s10658-019-01855-3>
- Paudel R., Adhikari A.R., Braley L.E., Luis J.M., Silva J., Wang K-H. 2025. First report of Fusarium wilt of *Brassica juncea* caused by *Fusarium commune* in Hawai'i. Plant Dis. First Look. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-25-0728-PDN>
- Rahman H., Franke C. 2019. Association of Fusarium wilt susceptibility with clubroot resistance derived from winter *Brassica napus* L. 'Mendel.' Canadian Journal of Plant Pathology, 41(1):60-64. <https://doi.org/10.1080/07060661.2018.1505780>
- Tong L., Zhao C., Liu J., Yang L., Zhuang M., Zhang Y., Wang Y., Ji J., Kuang B., Tang K., Fang Z., Fujimoto R., Lv H. 2022. Resource Screening and Inheritance Analysis of *Fusarium oxysporum* sp. *conglutinans* Race 2 Resistance in Cabbage (*Brassica oleracea* var. *capitata*). Genes (Basel): 13(9):1590. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/36140758/>

Hernia de las coles

Organismo causal: *Plasmodiophora brassicae* Woronin. pertenece a un grupo poco conocido de patógenos endobióticos, biotróficos obligados y habitantes del suelo; son parásitos de plantas, diatomeas, algas pardas y oomycetes. Su posición filogenética fue debatida durante mucho tiempo, pero estudios moleculares lo ubican actualmente dentro del dominio Eukaryota, supergrupo SAR (Stramenopila, Alveolata y Rhizaria), clado Rhizaria, filum Endomyxa, clase Phytomyxea, orden Plasmodiophorida y familia Plasmodiophoridae.

Una de las características más comunes de los microorganismos dentro de Rhizaria son los pseudópodos, extensiones de la membrana celular que se utilizan para el movimiento y alimentación; éstos, pueden tener una apariencia reticulosa o filiforme, similar a raíces de ahí, el nombre Rhizaria. En la clase Phytomyxea se ubican parásitos intracelulares que viven dentro de sus hospedantes y dependen completamente de sus tejidos para su

propagación; son biótros obligados, pueden ser vectores de virus y se encuentran en cualquier hábitat del mundo. El orden Plasmodiophorida (plasmodióforidos) es el más conocido y dentro del cual se encuentran patógenos de Brasicáceas, papa, maíz, arroz, trigo, sorgo, etc.; poseen división nuclear cruciforme, zoosporas secundarias biflageladas, plasmodios multinucleados, esporas en reposo uninucleadas y ausencia de crecimiento filamentoso lo que los diferencia claramente de hongos y oomycetes. El tamaño del genoma es de 24,04 – 25,25 Mb (Javet *et al.*, 2023; Arvelius, 2021; Schoch *et al.*, 2020; Neuhauser *et al.*, 2014).

Sintomatología: el síntoma típico es el crecimiento lento de tumores (hiperplasia e hipertrofia) en forma de maza en las raíces (**Figura 113**), que impiden la absorción de agua y nutrientes. En etapas avanzadas, se observa marchitamiento, atrofia, amarillamiento y enrojecimiento de los escapos florales y muerte de plantas (Javed *et al.*, 2023). Puede afectar tanto plántulas como plantas adultas y en la etapa temprana de la infección, la parte aérea no presenta síntomas evidentes y, algunas crecen lentamente. En la etapa intermedia de la infección, la planta se enaniza y algunas hojas amarillean y se marchitan. En la etapa tardía de la infección se forman los tumores que poseen diferentes formas, tamaños y ubicaciones en las raíces, y en casos severos provocan la muerte de la planta (Xu *et al.*, 2025; Deng *et al.*, 2025; Greer *et al.*, 2023; Zamani-Noor *et al.*, 2022).



Figura 113. Síntomas típicos de *Plasmodiophora brassicae* en raíces de repollo. @I. Erreguerena.

Rango de hospedantes: *B. oleracea*, *B. rapa*, *B. napus*, *B. carinata*, *B. nigra*, *B. juncea*, *Raphanus sativus*, *Capsella bursa-pastoris*, *Thlaspi arvensis*, *Camelina sativa*, *Coincya monensis*, *Descurainia sophia*, *Diplotaxis muralis*, *Erucastrum gallicum*, *Neslia aniculata*, *Sinapis alba*, *S. arvensis*, *Sisymbrium altissimum* y *S. loeselii* fueron altamente susceptibles bajo inoculación artificial; *Conringia orientalis*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Hirschfeldia incana*, *Iberis amara*, *Lepidium campestre* y *Nelia paniculata*, completa o parcialmente resistentes y *Bunias orientalis*, *Coronopus squamatus* y *Raphanus sativus*, resistentes (Zamani-Knoor *et al.*, 2022; Hwang *et al.*, 2012).

En China se han registrado numerosas especies afectadas, entre ellas *Brassica rapa* (syn. *campestris*), *B. rapa* ssp. *pekinensis* (var. *dissoluta*, var. *infarcta*, var. *laxa* y var. *cephalata*), *B. rapa* ssp. *chinensis* (var. *communis*, var. *rosularis*, var. *utilis*, var. *purpurea* y var. *taitsai*), *B. oleracea* (var. *capitata*, var. *acephala*, var. *gemmifera*, var. *botrytis*, var. *italic*, var. *caulorapa*, var. *bullata* y var. *rubra*), *B. juncea* (var. *megarrhiza*, var. *crassicaulis*, var. *tumida*, var. *gemmifera*, var. *multisecta*, var. *leucanthus*, var. *longepetiolata*, var. *linearifolia*, var. *strumata*, var. *latipa*, var. *involuta*, var. *multiceps*, var. *rugosa*, var. *foliosa*, var. *capitata* y var. *utilis*). Además, *B. napus* y *Rhapanus sativus* (var. *longipinnatus* y var. *radiculus*). Dentro de las medicinales *Isatis tinctoria*, de las ornamentales *Matthiola incana* y otras como *Armoracia rusticana*, *Nasturtium officinale*, *Capsella bursa-pastoris* y *Eutrema wasabi* (Chai et al., 2014).

Condiciones climáticas predisponentes: temperaturas entre 20 y 26°C son óptimas para la germinación de las esporas en reposo; debajo de 20°C y por encima de 30°C se reduce la actividad de *P. brassicae*; que requiere una alta humedad del suelo, particularmente durante las primeras etapas de la patogénesis (primeras dos semanas) ya que se facilita la diseminación; los suelos ácidos (pH 5 – 7) son los más conductivos.

El efecto de la temperatura y la luz se evaluó en muestras de suelo inoculadas con esporas en reposo de *P. brassicae*, las que fueron analizadas con qPCR. Luego de ser conservadas en diferentes condiciones ambientales durante 2 años y comparando con las muestras testigo (suelo inoculado fresco), se determinó que las muestras almacenadas a -2°C, 4°C o enterradas en el suelo dieron una cantidad similar de ADN del patógeno durante los 2 años. Por el contrario, hubo menos ADN en las muestras de suelo almacenadas a 20°C, 30°C o en la superficie del suelo, lo que indicó que fueron desfavorables para la sobrevivencia de las esporas en reposo. Además, la cantidad de ADN en un tumor de raíz de colza no mostró diferencias antes y después de almacenarse a -20 °C durante dos años. Con respecto a la luz ultravioleta (UV), cuando se expusieron las esporas durante 1 o 2 h se observó una disminución en la cantidad de ADN y a las 3 h, solo se detectó 50% de ADN cuando se comparó muestras de suelo inoculadas con esporas en reposo, comparadas con las muestras testigo (Zhar et al., 2021).

Epifitología: el ciclo de la enfermedad consta de tres fases:

a. sobrevivencia en el suelo: *P. brassicae* produce un gran número de esporas latentes de larga duración, que pueden sobrevivir durante muchos años y servir como inóculo para infectar cultivos posteriores; en condiciones adecuadas las esporas en reposo germinan y liberan zoosporas primarias biflageladas, que se desplazan a las proximidades de las raíces de la planta hospedante para iniciar el proceso de infección.

b. infección primaria de los pelos radiculares: fase que dura aproximadamente 7 días. Un día después de la infección (dpi) las esporas primarias perforan la pared celular del hospedante y penetran en las células de los pelos radiculares o en las células epidérmicas, produciendo un plasmodio primario uninucleado. Entre 1 y 3 dpi, el plasmodio primario uninucleado se transforma en plasmodio zoosporangial multinucleado por mitosis. Luego, entre 3 y 4 dpi, se produce un gran número de esporas

secundarias uninucleadas mediante segmentación citoplasmática. Entre 4 y 7 dpi, las zoosporas secundarias uninucleadas se liberan en las células epidérmicas vivas de los pelos radiculares, y finalmente dos esporas secundarias mononucleares se combinan en las células epidérmicas de las raíces para formar un cigoto uninucleado diploide.

c. infección secundaria del tejido cortical: dura aproximadamente 17 días. A los 8 dpi, el plasmodio secundario uninucleado aparece en las células corticales del hospedante e indica el inicio de la infección secundaria. Posteriormente, a los 10 días dpi el plasmodio secundario uninucleado se convierte en un plasmodio secundario binucleado. Éste, continúa desarrollándose en un plasmodio secundario tetranucleado y multinucleado, lo que resulta en la expansión radicular. Las esporas latentes uninucleadas se producen el día 24 y se liberan al suelo después de la maduración para completar un ciclo de vida y entrar en el siguiente (Xu *et al.*, 2025; Cordero-Elvia *et al.*, 2024; Liu *et al.*, 2020).

La propagación de *P. brassicae* se produce principalmente mediante el movimiento de esporas latentes en las semillas o en el material vegetal infectado. La dispersión de esporas a corta distancia depende del movimiento del suelo infestado, el viento, el agua, estiércol animal o maquinaria. Cuando el patógeno queda dentro de las raíces infectadas, las esporas latentes pueden liberarse en el suelo tras la muerte de las plantas hospedantes, sobreviviendo durante muchos años hasta la nueva siembra de un cultivo susceptible. Además de los cultivares de colza susceptibles, varios cultivos de cobertura, malezas y plantas ornamentales pueden desempeñar un papel fundamental en el mantenimiento de las poblaciones de esporas latentes en campos infestados (Deng *et al.*, 2025; Zamani-Noor *et al.*, 2022; Chai *et al.*, 2014).

Manejo integrado: posee una complejidad adicional que es la adaptación rápida del patógeno a entornos cambiantes, y la generación de tipos o razas a menudo ocurre a través de mutaciones en genes efectores únicos. La transferencia horizontal de genes (THG) es un mecanismo muy común en los protistas, lo que permite a los patógenos tener sus particularidades y ampliar su rango de hospedantes. En *P. brassicae* puede ocurrir la THG y hay diferenciación patogénica de microespecies fisiológicas (Xu *et al.*, 2025; Deng *et al.*, 2025).

P. brassicae se disemina rápidamente, es altamente peligroso y está presente en todo el mundo, particularmente en 80 países productores de *Brassica* de Europa, Asia, Oceanía, América del Norte y América del Sur (Javet *et al.*, 2023; Botero *et al.*, 2019).

En Alemania, se han hallado más de 100 nuevos lotes de colza (*B. napus*) infectados con incidencias entre 22 y 92% (Zamani-Noor *et al.*, 2022).

Las pérdidas de rendimiento de semillas de colza pueden alcanzar 80-91%, el contenido de aceite se puede reducir entre 4,7-6,1% y el peso de 1000 semillas, entre 13 y 26% (Hwang *et al.*, 2012).

En China, aproximadamente entre 3,2 y 4 Mha de cultivos de Brasicáceas se infectan anualmente con pérdidas entre 20 y 30% (Chai *et al.*, 2014); según Arvelius (2021) la reducción del rendimiento puede oscilar entre 10 y 100%.

P. brassicae es una de las mayores amenazas para el cultivo de colza, hortalizas y ornamentales de la familia Brasicáceas en todo el mundo. Como es un patógeno que está en el suelo, es muy difícil detectarlo en sus primeras etapas; altamente contagioso y puede propagarse rápidamente con la maquinaria agrícola, viento y semillas. Por estas características el manejo es un desafío significativo ya que el empleo de diversas técnicas, no han sido suficientes para su erradicación (Struck *et al.*, 2022). La rotación de cultivos, la desinfección de los equipos de campo, la aplicación de fungicidas y mejoradores de suelo muchas veces no son prácticas rentables, y el enfoque más relevante es la siembra de cultivares resistentes.

Las plantas "cebo" y las modificaciones del suelo por enmiendas no son alternativas comercialmente viables, ni siquiera para las especies hortícolas. La información ordenada de los cultivos precedentes, fumigaciones al suelo, aplicación de biofungicidas y fungicidas químicos en conjunto constituyen una estrategia con mayor capacidad para controlar *P. brassica*. Es necesario definir las combinaciones de técnicas que puedan minimizar la presión de la enfermedad en áreas ya infectadas, mejorar la resiliencia y el número de genes resistentes frente a este patógeno (Umer *et al.*, 2024).

Control cultural: la rotación de cultivos con al menos 2 años sin colza u otra Brasicácea susceptible redujo en 90% la concentración de esporas latentes de *P. brassicae*, comparado con el monocultivo o un solo año sin colza enferma. A pesar de la reducción sustancial del inóculo después de 2 años, los niveles pueden permanecer altos para obtener rendimientos comercialmente aceptables. En un cultivar resistente, la rotación de más de 2 años aumentó el rendimiento más de un 25%, en relación con el monocultivo (Peng *et al.*, 2014).

El encalado es una de las prácticas en el manejo integrado, con dos efectos: la adición de iones de calcio y aumento de la alcalinidad del suelo. Sin embargo, algunos investigadores concluyeron que el uso de cal no es práctico ni económicamente viable. Esto se debe a que se necesitarían varias toneladas de cal por hectárea para aumentar el pH de un suelo ácido a un nivel que redujera la severidad de la enfermedad. Por otro lado, el uso prolongado de cal puede tener efectos perjudiciales en la nutrición de los cultivos. El agregado de una solución de cal al 1% a las raíces de *Brassica* en las etapas de 2, 4 y 6 hojas redujo significativamente la incidencia de la enfermedad a un 54%; es una tecnología de bajo costo, las dosis son más bajas y de poca influencia negativa en las propiedades del suelo. La cianamida cálcica mejoró el control de la hernia de las coles y fue más efectiva cuando se combinó con dazomet, un fumigante de suelo de amplio espectro que además tiene acción herbicida y nematicida (Chai *et al.*, 2014).

Control genético: incorporar resistencia es el enfoque de manejo más consistente y económicamente apropiado, pero algunos estudios indican que esta resistencia podría ser poco duradera por la existencia de razas fisiológicas de *P. brassicae*. Por ello, la identificación de razas fisiológicas es fundamental para el desarrollo de cultivares resistentes. La mayoría de las fuentes de resistencia son específicas para un patotipo y los principales cultivares resistentes del mercado son monogénicos, lo que hace que la resistencia se "quiebre" fácilmente.

Li *et al.* (2022) utilizaron un método de selección asistida por marcadores para apilar los genes de resistencia CRa y CRd en la col de la China y desarrollar líneas piramidales homocigóticas con fuerte resistencia a seis patotipos diferentes de *P. brassicae*. Otro gen de resistencia de amplio espectro WeiTsing (WTS) aislado de *Arabidopsis* se expresa tras la infección con *P. brassicae* para prevenir la colonización. Además, codifica una pequeña proteína localizada en el retículo endoplasmático que se oligomeriza para formar un canal iónico pentamérico selectivo de cationes, permeable al Ca_{24} . La infección de *P. brassicae* puede activar este canal permeable al calcio y, por lo tanto, desencadenar la inmunidad de la planta (Wang *et al.*, 2023).

En particular, la presión selectiva ejercida por las poblaciones sobre las variedades resistentes produce cambios en la virulencia que pueden conducir a la pérdida de resistencia, por lo cual se deberían desarrollar y emplear constantemente diferentes fuentes de resistencia. *Brassica rapa*, *B. nigra* y *B. oleracea* pueden contener genes de resistencia para *P. brassicae*; el gen Rcr1 de resistencia se incorporó en líneas élite de colza susceptibles mediante un sistema de vector intragénico modificado, basado en CRISPR/Cas9 para desarrollar germoplasmas sin marcadores de selección con un fenotipo de resistencia estable en menos de dos años (Hu *et al.*, 2024).

La evaluación de líneas avanzadas por inoculación artificial debe considerar aspectos cruciales como el origen, edad y virulencia de los aislados de *P. brassicae* usados y el momento de lectura de las respuestas, aproximadamente a los 42 días después de la inoculación (dpi) a través del índice de severidad de la enfermedad (ISE). Con los años, se han desarrollado y utilizado numerosos conjuntos de hospedantes diferenciales en todo el mundo para explorar la variabilidad patogénica de las poblaciones de *P. brassicae*. Estos conjuntos abarcan diversos sistemas, como el de Williams (1966), de Some (1996), el conjunto diferencial europeo, el set diferencial de *Brassica napus*, el conjunto diferencial japonés, el canadiense (Strelkov *et al.*, 2018), el coreano y el conjunto diferencial sinítico chino. Sin embargo, todos los sistemas existentes presentan ventajas y limitaciones en cuanto a la detección de patotipos de diversas especies de *Brassica* y su correspondiente patrón de virulencia (Storfie *et al.*, 2025; Cordero-Elvia *et al.*, 2024; Zamani-Noor & Jędryczka, 2024; Umer *et al.*, 2024; Botero-Ramírez *et al.*, 2021).

El mecanismo de respuesta de genotipos resistentes y susceptibles a la infección se evaluó mediante análisis transcriptómicos que identificó 21 secuencias génicas asociadas con proteínas secretoras que se correlacionan con la virulencia de *P. brassicae*; un total de 28 proteínas secretadas durante la etapa de infección primaria inhibe la muerte celular, facilitando la propagación y colonización (Galindo-González *et al.*, 2021; Pérez-López *et al.*, 2018.).

Control químico: se pueden utilizar fumigantes de suelo y fungicidas. Dentro de éstos, se encuentran los benzimidazoles (benomil, tiofanato y metil tiofanato), y otros como maneb, mancozeb y zineb. Como eficaces se citan pentacloronitrobenzeno (PCNB), triclamida, flusulfamida, fluazinam y ciazofamida pero muy pocos han sido registrados. El principio activo

flusulfamida se usa en varios países y su acción se debe a la adsorción por las paredes celulares de las esporas en reposo inhibiendo su germinación (Xu *et al.*, 2025; Chai *et al.*, 2014).

La fumigación del suelo antes de la siembra es un método eficaz y confiable para controlar las enfermedades transmitidas por el suelo y mitigar los obstáculos para continuar con los cultivos, principalmente hortícolas. El bromuro de metilo, un fumigante utilizado anteriormente para el control de la hernia de las coles, se ha restringido debido a sus efectos nocivos sobre las concentraciones de ozono. La cloropicrina es eficaz, pero se ha prohibido en varios países debido a los riesgos para organismos no objetivo y la salud humana. El dazomet es un fumigante sólido que reduce la severidad en condiciones de invernáculo y de campo, pero las concentraciones excesivas pueden provocar una reducción en la emergencia y en el stand final de plántulas (Hwang *et al.*, 2017).

Un estudio reciente demostró que el etanodinitrilo (cianofumigante) inhibe la enfermedad en un 81,39% y la controla en forma total cuando se aplica durante 12 h a dosis de 42 y 50 g/m³ o a una dosis de 35 g/m³ durante 48 h (Patar *et al.*, 2023), pero todas estas prácticas son muy riesgosas para el ambiente, la salud humana y animal.

Control biológico: ciertos organismos del suelo pueden colonizar las raíces y rizosfera de los hospedantes, proporcionando una protección duradera. Es necesario identificar microorganismos autóctonos que podrían servir como agentes de biocontrol eficaces para la hernia de las Brassicáceas. Entre los antagonistas, un aislado de *B. subtilis* pudo inhibir entre 50 y más de 90% la actividad de las esporas en reposo de *P. brassicae* durante 2 y 9 días, respectivamente y pudo colonizar con éxito la rizosfera, el rizoplaneo y la raíz de la col de la China. En experimentos de invernáculo y de campo durante 3 años, se observó una reducción entre 85 y 94% en la incidencia de la enfermedad con aumentos de 150-200% en el rendimiento (Chai *et al.*, 2014).

Algunos aspectos asociados a la resistencia a *P. brassicae* se estudiaron en col de la China (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*) y se encontró que las comunidades microbianas de la rizosfera, rizoplaneo y endosfera se modificaron cuando las plantas estaban enfermas. Las secreciones radiculares del cv. Shangpin inhibieron significativamente el índice de enfermedad, lo que mostró que las variedades resistentes mantienen la diversidad microbiana radicular y las funciones de la comunidad microbiana mediante exudados radiculares específicos, enriqueciendo las poblaciones de determinados géneros como *Flavobacterium* y *Sphingomonas*. De esta manera, la interacción de control genético y biológico puede resultar exitosa en el control de la enfermedad ya que, además inhibió el crecimiento y reproducción de *P. brassicae* (Fang *et al.*, 2024).

En condiciones ambientales controladas, el mecanismo de supresión de *P. brassica* por biofungicidas fue la antibiosis y la resistencia mediada por

el hospedante. Para promover su uso, se generaron diversas formulaciones, unas granulares y otras para el tratamiento de semillas, sin embargo, ni los biofungicidas ni aquellos de síntesis química fueron lo suficientemente efectivos para reducir la población de esporas latentes de *P. brassica* (Umer *et al.*, 2024).

Bibliografía

- Auer S., Müller J.L. 2023. Biocontrol of clubroot disease: how successful are endophytic fungi and bacteria? *Eur J Plant Pathol* 167:433–451. <https://doi.org/10.1007/s10658-023-02701-3>
- Arvelius S.S. 2021. Genomics of *Plasmodiophora brassicae*. Doctoral Thesis No. 2021:70
Faculty of Natural Resources and Agricultural Sciences. Swedish Univ. of Agric. Sciences. https://pub.epsilon.slu.se/26285/1/stjelja_arvelius_s_211202.pdf
- Botero A., García C., Gossen B.D., Strelkov S.E., Todd C.D., Bonham-Smith P.C., Pérez López E. 2019. Clubroot disease in Latin America: distribution and management strategies. *Plant Pathol.* 68: 827–833. <https://doi.org/10.1111/ppa.13013>
- Botero Ramírez A., Padilla-Huertas F.L., García C. 2022. Soil, climate, and management practices associated with the prevalence of clubroot in Colombia. *Agronomía Colombiana* 40(2):228–236. <https://doi.org/10.15446/agron.colomb.v40n2.101461>
- Cordero-Elvia J., Galindo-González L., Fredua-Agyeman R., Hwang S.-F., Strelkov S.E. 2024. Clubroot-Induced Changes in the Root and Rhizosphere Microbiome of Susceptible and Resistant Canola. *Plants* 2024, 13, 1880. <https://doi.org/10.3390/plants13131880>
- Chai A.L., Xie X.W., Shi Y.X., Li B.J. 2014. Research status of clubroot (*Plasmodiophora brassicae*) on cruciferous crops in China. *Can. J. Plant Pathol.* 36(S1):142–153. <http://dx.doi.org/10.1080/07060661.2013.868829>
- Deng Y., Zhang Z., Liu L., Wang T., Li M., Zhang D., Yan M. 2025. The research process of clubroot disease and related control strategies in *Brassica*. *Oil Crop Science* 10(1):9–17. <https://doi.org/10.1016/j.ocsci.2024.11.002>
- dos Santos C.A., do Amaral Sobrinho N.M.B., da Mota Gonçalves R.G., Lima J.O., Diniz Cruz L.C.C., do Carmo M.G.F. 2023. Strategies for reducing the impact of clubroot on broccoli cultivation in tropical mountain regions. *Acta Scientiarum. Agronomy* 45, e61448. <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v45i1.61448>
- Fang T., Han X., Yue Y. 2024. Disease resistant varieties of Chinese cabbage (*Brassica rapa* L. ssp. *pekinensis*) inhibit *Plasmodiophora brassicae* infestation by stabilising root flora structure. *Front. Plant Sci.* 15:1328845. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1328845>
- Galindo-González L., Hwang S-F., Strelkov S.E. 2021. Candidate Effectors of *Plasmodiophora brassicae* Pathotype 5X During Infection of Two *Brassica napus* Genotypes. *Front. Microbiol.* 12:742268. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.742268>
- Ghimire A., Devkota S., Sarkar A., Mittapelly P., Adhikary D. 2025. Clubroot

- Disease in South Asia: Distribution and Management Practices. *Plant Pathology* 74:669–684. <https://doi.org/10.1111/ppa.14065>
- González-García M., Pérez-López E. 2021. Looking for a Cultured Surrogate for Effectome Studies of the Clubroot Pathogen. *Front. Microbiol.* 12:650307. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.650307>
- Greer F.S., Surendran A., Grant M., Lillywhite R. 2023. The current status, challenges, and future perspectives for managing diseases of brassicas. *Front. Microbiol.* 14:1209258. <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC10392840/pdf/fmicb-14-1209258.pdf>
- Hu H., Zhang Y., Yu F.Q. 2024. A CRISPR/Cas9-based vector system enables the fast breeding of selection-marker-free canola with Rcr1-rendered clubroot resistance. *J. Exp. Bot.* 75, 1347–1363. <https://doi.org/10.1093/jxb/erad471>
- Hwang S.F., Ahmed H.U., Strelkov S.E., Zhou Q., Gossen B.D., McDonald M.R., et al. 2017. Suppression of clubroot by dazomet fumigant. *Can. J. Plant Sci.* 98: 172–182. <https://doi.org/10.1139/cjps-2017-0099>
- Hwang S-F., Strelkov S.E., Feng J., Gossen B.D., Ron J. Howard R.J. 2012. *Plasmodiophora brassicae*: a review of an emerging pathogen of the Canadian canola (*Brassica napus*) crop. *Molecular Plant Pathology* 13(2):105–113. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2011.00729.x>
- Javed M.A., Schwelm A., Zamani-Noor N., Salih R., Silvestre Vañó M., Wu J., González García M., Heick T.M., Luo C., Prakash P., Pérez-López E. 2023. The clubroot pathogen *Plasmodiophora brassicae*: A profile update. *Mol. Plant Pathol.* 24(2):89-106. <https://doi.org/10.1111/mpp.13283>
- Li X.A., Wei Y.X., Ma Y.M., Cao G.Z., Ma S.W., Zhang T.Y., et al. 2022. Marker-assisted pyramiding of CRa and CRd genes to improve the clubroot resistance of *Brassica rapa*. *Genes* 13:2414. doi: [10.3390/genes13122414](https://doi.org/10.3390/genes13122414)
- Liu L.J., Qin L., Zhou Z.Q., Hendriks W.G.H.M., Liu S.Y., Wei Y.D. 2020. Refining the life cycle of *Plasmodiophora brassicae*. *Phytopathology* 110:1704–1712. <https://doi.org/10.1094/phyto-02-20-0029-r>
- Neuhauser S., Kirchmair M., Bulman S., Bass D. 2014. Cross-kingdom host shifts of Phytomyxid parasites. *BMC Evolutionary Biology*, 14, 33. <http://www.biomedcentral.com/1471-2148/14/33>
- Padrón-Rodríguez L., Cerdán Cabrera C.R., Sánchez Coello N.G., Luna-Rodríguez M., Pérez-López E. 2021. *Plasmodiophora brassicae* in Mexico, from anecdote to fact. <https://doi.org/10.1101/2021.11.29.469274>
- Patar U.R., Manasova M., Hnatek J., Wenzlova J., Zouhar, M. 2023. Evaluation of ethanedinitrile as a potential fumigant against *Plasmodiophora brassicae*, the clubroot pathogen. *Agronomy* 13:1177. <https://doi.org/10.3390/agronomy13041177>
- Peng G., Lahlali R., Hwang S-F., Pageau D., Hynes R.K., McDonald M.R., Gossen B.D., Strelkov S.E. 2014. Crop rotation, cultivar resistance, and fungicides/biofungicides for managing clubroot (*Plasmodiophora brassicae*) on canola, *Can. J. Plant Pathology* 36(S1):99-112. <https://doi.org/10.1080/07060661.2013.860398>
- Pérez-López E., Waldner M., Hossain M., Kusalik A.J., Wei Y., Bonham-Smith

- P.C., Todd C.D. 2018. Identification of *Plasmodiophora brassicae* effectors — A challenging goal, Virulence 9:1:1344-1353. <http://dx.doi.org/10.1080/21505594.2018.1504560>
- Salih R., Pérez-López E. 2021. Digitalization of Clubroot Disease Index, a Long Overdue Task. Horticulturae 7, 241. <https://doi.org/10.3390/horticulturae7080241>
- Schoch C.L. et al. 2020. *Plasmodiophora brassicae*. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?id=37360>
- Storfie E., Manolii V.P., Aigu Y., Botero-Ramirez A., Harding M.W., Hwang S.F., Strelkov S.E. 2025. Collection and identification of *Plasmodiophora brassicae* pathotypes from western Canada in 2021–2023. Canadian Journal of Plant Pathology 1–12. <https://doi.org/10.1080/07060661.2025.2471109>
- Strelkov S.E., Hwang S.F., Manolii V.P., Cao T., Fredua-Agyeman R., Harding M.W., Peng G., Gossen B., McDonald M.R., Feindel D. 2018. Virulence and pathotype classification of *Plasmodiophora brassicae* populations collected from clubroot resistant canola (*Brassica napus*) in Canada. Canadian Journal of Plant Pathology 40(2):284–298. <https://doi.org/10.1080/07060661.2018.1459851>
- Struck C., Rüsche S., Strehlow B. 2022. Control Strategies of Clubroot Disease Caused by *Plasmodiophora brassicae*. Microorganisms 2022, 10, 620. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10030620>
- Umer M., Anwar N., Shafique T., Zafar E., Iffat A., Rashid I., Sajid A., Abbas A., Sahi A., Ambreen K., Seemab F., Safdar R., Romano M.d.C.Z., Bashir S. 2024. A brief note on the incidence and management of *Plasmodiophora brassicae*. Phytopathogenomics and Disease Control 3(1). Pre-printed. DOI: <https://doi.org/10.22194/Pdc/3.1027>
- Wang W., Qin L., Zhang W.J., Tang L.H., Zhang C., Dong X.J., et al. 2023. WeiTsing, a pericycle-expressed ion channel, safeguards the stele to confer clubroot resistance. Cell 186, 2656–2671. <https://doi.org/10.1016/j.cell.2023.05.023>
- Xu X., Wu C., Zhang F., Yao J., Fan L., Liu Z., Yao Y. 2025. Comprehensive review of *Plasmodiophora brassicae*: pathogenesis, pathotype diversity, and integrated control methods. Front. Microbiol. 16:1531393. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1531393>
- Zamani-Noor N., Jędryczka M. 2024. Pathotyping Systems and Pathotypes of *Plasmodiophora brassicae*-Navigating toward the Optimal Classification. Pathogens 13(4):313. <https://doi.org/10.3390/pathogens13040313>
- Zamani-Noor N., Brand S., Söchting H-P. 2022. Effect of Pathogen Virulence on Pathogenicity, Host Range, and Reproduction of *Plasmodiophora brassicae*, the Causal Agent of Clubroot Disease. Plant Dis. 106:57–64. <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-21-0410-RE>
- Zahr K., Sarkes A., Yang Y., Ahmed H., Zhou Q., Feindel D., Harding M.W., Feng J. 2021. Temperature and Light on Resting Spore Survival in Soil. Phytopathology 111(10):1743–1750. <https://doi.org/10.1094/PHTO-09-20-0415-R>

Enfermedades no parasitarias

En los cultivos de colza y carinata ocurren numerosos síntomas que no son ocasionados por microorganismos patógenos, por lo cual un buen diagnóstico es una mejor práctica agrícola. En la medida que se amplíe la frontera agropecuaria y que se incremente la superficie sembrada con oleaginosas de la familia de las Brasicáceas, mayores serán las consultas acerca de agentes causales.

Heladas



Figura 114. Heladas en carinata (*B. carinata*).Paraná (ER). Julio 2024.



Figura 115. Efecto de heladas en colza (*Brassica napus*). Julio 2023.



Figura 116. Daño severo por heladas en hojas de colza (*Brassica napus*). Julio 2023.



Figura 117. Efecto de heladas en plantas de colza (*Brassica napus*). Agosto 2013.



Figura 118. Efecto de heladas en floración de colza (*Brassica napus*). Agosto 2013.



Figura 119. Daño por heladas en silicuas de colza.

Fitotoxicidad por herbicidas



Figura 120. Fitotoxicidad por el herbicida clomazone.



Figura 121. Fitotoxicidad por herbicida preemergente.



Figura 122. Fitotoxicidad por herbicida.

Otras observaciones



Figura 123. Rajaduras en el tallo de colza.



Figura 124. Clorosis sobre las nervaduras de hoja de colza.



Figura 125. Clorosis internerval en hojas de colza.



Figura 126. Manchas blancas en hoja de colza.



Figura 127. Quimera, mutación genética en hoja de colza.



Figura 128. Hojas violáceas de colza.

Este libro tiene la finalidad de documentar gráficamente las principales enfermedades de colza (*Brassica napus*) y carinata (*Brassica carinata*) y contribuir en el reconocimiento a campo.



nufarmargentina.com.ar



 nufarm

