

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

**PROSPECCIÓN DE PLAGAS, HONGOS Y OOMICETOS ASOCIADOS A  
ENFERMEDADES EN *Cannabis sativa* L. EN EL SUR DE URUGUAY**

por

Guzmán ROUSSERIE

Damián COLLAZO

TRABAJO FINAL DE GRADO  
presentado como uno de los  
requisitos para obtener el  
título de Ingeniero Agrónomo

MONTEVIDEO

URUGUAY

2022

Trabajo final de grado aprobado por:

Director: -----

Ing. Agr. MSc. Pablo González

-----

Ing. Agr. MSc. Gabriela Grille

Tribunal: -----

Ing. Agr. MSc. Pablo González

-----

Ing. Agr. MSc. Gabriela Grille

-----

Ing. Agr. Dra. Elisa Silvera

-----

Lic. Bioq. Dra. Leticia Bao

Fecha: 22 de diciembre de 2022

Estudiantes: -----

Guzmán Rousserie

-----

Damián Collazo

## AGRADECIMIENTOS

Para llevar adelante este trabajo hemos recibido el apoyo y los aportes de muchas personas. Agradecemos especialmente:

A nuestras familias, amigas, amigos y pareja por acompañarnos y estimularnos durante todo este camino.

A Pablo González y Gabriela Grille, quienes se ofrecieron desde el inicio a trabajar con este cultivo y a compartir sus saberes por sobre lo estrictamente académico.

A Elisa Silvera por su ayuda durante todo el trabajo y en particular por su paciencia durante la identificación molecular.

A Leticia Bao por su dedicación y amabilidad.

A Julia, Franco, Victoria, Laura, Águeda, Sandra, Pedro, Raquel y todo el equipo de Fitopatología por su apoyo y buena disposición en el laboratorio.

A Vitor, Soledad, Lucía y todo el equipo de Entomología por recibirnos y colaborar con el trabajo.

A Camila y el equipo de Biblioteca por sus aportes y colaboración.

A los productores, las productoras y las empresas por permitirnos realizar la investigación en sus establecimientos.

A Sergio Vázquez, por brindarnos información general del rubro.

## TABLA DE CONTENIDO

PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES.....	IX
1. INTRODUCCIÓN	2
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
2.1. ASPECTOS GENERALES	4
2.2. IMPORTANCIA DE LOS PROBLEMAS SANITARIOS EN CULTIVOS DE <i>Cannabis sativa</i> L.	6
2.3. PLAGAS REPORTADAS EN <i>Cannabis sativa</i> L. EN EL MUNDO	6
2.3.1. Orden Acarina	7
2.3.1.1. Arañuela roja.....	7
2.3.1.2. Ácaro blanco .....	8
2.3.2. Orden Hemíptera	8
2.3.2.1. Pulgón verde del duraznero .....	9
2.3.2.2. Pulgón del melón .....	10
2.3.2.3. <i>Aulacorthum solani</i> .....	11
2.3.2.4. Pulgón de la raíz de los cereales .....	11
2.3.2.5. Mosca blanca de los invernaderos.....	13
2.3.2.6. Mosca blanca del tabaco .....	14
2.3.2.7. Chinche verde.....	15
2.3.2.8. Chinche meona o chinche de las huertas .....	16
2.3.3. Orden Lepidoptera	17
2.3.4. Orden Thysanoptera	18
2.3.4.1. Trips de la cebolla.....	18
2.3.4.2. Trips occidental de las flores.....	19
2.3.4.3. Trips del poroto .....	19
2.3.5. Orden Coleópteros	20
2.3.5.1. San Antonio verde.....	20

2.3.6.	Orden Díptera	21
2.3.6.1.	Moscas minadoras .....	21
2.3.7.	Orden Hymenóptera	22
2.3.8.	Orden Orthóptera	22
2.4.	ENFERMEDADES REPORTADAS EN <i>Cannabis sativa</i> L. EN EL MUNDO	23
2.4.1.	Enfermedades causadas por hongos	23
2.4.1.1.	Pudrición radicular y de la base del tallo por <i>Rhizoctonia</i> .....	24
2.4.1.2.	Pudrición radicular y de la base del tallo por <i>Fusarium</i> .....	25
2.4.1.3.	Marchitamiento por <i>Fusarium</i> .....	26
2.4.1.4.	Marchitamiento por <i>Sclerotium</i> .....	28
2.4.1.5.	Marchitamiento por <i>Macrophomina</i> .....	29
2.4.1.6.	Marchitamiento por <i>Verticillium</i> .....	30
2.4.1.7.	Cancro del tallo por <i>Fusarium</i> .....	31
2.4.1.8.	Cancro del tallo por <i>Cladosporium</i> .....	32
2.4.1.9.	Cancro de tallos y ramas por <i>Botryosphaeria</i> .....	33
2.4.1.10.	Cancro de tallos y ramas por <i>Phomopsis</i> .....	34
2.4.1.11.	Cancro de tallos, ramas y pudrición de inflorescencias por <i>Sclerotinia</i>	35
2.4.1.12.	Mancha foliar y cancro del tallo por <i>Phoma</i> .....	37
2.4.1.13.	Mancha foliar y cancro del tallo por <i>Colletotrichum</i> .....	38
2.4.1.14.	Mancha foliar por <i>Septoria</i> .....	39
2.4.1.15.	Mancha foliar por <i>Phomopsis</i> .....	41
2.4.1.16.	Mancha foliar y de inflorescencias por Oídio .....	42
2.4.1.17.	Mancha foliar y de inflorescencias por <i>Trichothecium</i> .....	43
2.4.1.18.	Mancha foliar y tizón de inflorescencias por <i>Alternaria</i> .....	44
2.4.1.19.	Pudrición de inflorescencias y de tallos por <i>Botrytis</i> .....	46
2.4.1.20.	Pudrición de inflorescencias por <i>Fusarium</i> .....	47
2.4.2.	Enfermedades causadas por oomicetos	49

2.4.2.1.	Podrición radicular y de la base del tallo por <i>Pythium</i> .....	49
3.	MATERIALES Y MÉTODOS	53
3.1.	RELEVAMIENTO	53
3.2.	RECEPCIÓN DE MUESTRAS	54
3.3.	PROCESAMIENTO	57
3.3.1.	Procesamiento de plagas	57
3.3.2.	Análisis de enfermedades de plantas	59
3.3.2.1.	Identificación morfológica.....	60
3.3.2.2.	Identificación molecular.....	60
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	63
4.1.	PLAGAS ASOCIADAS A CULTIVOS DE <i>C. sativa</i> .	63
4.1.1.	Orden Acarina	65
4.1.1.1.	“Arañuela roja” <i>Tetranychus urticae</i> (Acarina - Tetranychidae)	65
4.1.1.2.	“Ácaro blanco” <i>Poliphagotarsonemus latus</i> (Acarina - Tarsonemidae).....	67
4.1.2.	Orden Hemiptera	69
4.1.2.1.	“Moscas blancas” <i>Trialeurodes vaporariorum</i> y <i>Bemisia tabaci</i> (ALEYRODIDAE) .....	69
4.1.2.2.	“Pulgones” (Hemiptera - Aphidoidea).....	70
4.1.2.3.	“Pulgones de raíz de los cereales” <i>Rhopalosiphum rufiabdominalis</i> (Hemiptera - Aphididae) .....	72
4.1.3.	Orden Thysanoptera	72
4.1.4.	Orden Lepidóptera	74
4.1.4.1.	“Lagartita” <i>Argyrotaenia sphaleropa</i> (Meyrick, 1909), (Lepidoptera - Tortricidae).....	74
4.1.4.2.	“Lagarta bolillera” <i>Helicoverpa gelotopoeon</i> (Lepidóptera - Noctuidae).....	76
4.1.4.3.	“Lagarta peluda rubia” <i>Paracles deserticola</i> (Lepidóptera - Arctiidae) .....	77

4.1.4.4.	“Lagarta del girasol” <i>Rachiplusia nu</i> (Lepidóptero - Noctuidae)	78
4.1.4.5.	“Oruga del yuyo colorado” <i>Spodoptera cosmioides</i> (Lepidóptero - Noctuidae).....	78
4.1.4.6.	“Lagartas cortadoras” <i>Peridroma saucia</i> (Lepidóptero - Noctuidae).....	79
4.1.5.	Orden Coleóptera	80
4.1.5.1.	“San Antonio verde” <i>Diabrotica speciosa</i> (Coleóptero - Chrysomelidae).....	80
4.1.5.2.	“Gorgojos” (Coleóptero - Curculionidae).....	81
4.1.6.	Orden Hemíptera	81
4.1.6.1.	“Chinches” (Pentatomidae).....	81
4.1.6.2.	“Cotorritas” (Hemiptera - Cicadellidae).....	82
4.1.6.3.	“Chanchito” <i>Planococcus citri</i> (Hemiptera - Pseudococcidae) .....	83
4.1.7.	Orden Orthóptera “langostas”	84
4.2.	ENFERMEDADES	84
4.2.1.	Pudrición radicular y de la base del tallo por <i>Rhizoctonia</i>	90
4.2.2.	Pudrición radicular y de la base del tallo por <i>Fusarium</i>	93
4.2.3.	Marchitamiento por <i>Sclerotium</i>	99
4.2.4.	Cancro de tallos y ramas por <i>Botryosphaeriaceae</i>	102
4.2.5.	Cancro de tallos y ramas por <i>Phomopsis</i>	107
4.2.6.	Pudrición de tallos, ramas e inflorescencias por <i>Sclerotinia</i>	108
4.2.7.	Mancha foliar y de inflorescencias por Oídio	111
4.2.8.	Mancha foliar por <i>Alternaria</i>	113
4.2.9.	Tizón de inflorescencias por <i>Alternaria</i>	116
4.2.10.	Pudrición de inflorescencias por <i>Botrytis</i>	117
4.2.11.	Pudrición de inflorescencias por <i>Fusarium</i>	121
4.3.	CONSIDERACIONES FINALES	124

5.	CONCLUSIONES	125
6.	RESUMEN	126
7.	SUMMARY	128
8.	BIBLIOGRAFÍA	130
9.	ANEXOS	143

## LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES

### Cuadro N°:

N° 1: Clasificación taxonómica de <i>Cannabis sativa</i> L. ....	5
N° 2: Cultivos relevados.....	54
N° 3: Muestras recibidas de plantas con insectos o ácaros.....	55
N° 4: Muestras recibidas de plantas enfermas.....	56
N° 5: Características de los cebadores ITS y EF1- $\alpha$ .....	61
N° 6: Condiciones de amplificación de los cebadores utilizados.....	62
N° 7: Insectos.....	64
N° 8: Ácaros.....	65
N° 9: Hongos asociados a enfermedades de cultivos a campo. ....	85
N° 10: Hongos asociados a enfermedades de cultivos de invernaderos. ....	86
N° 11: Patógenos asociados a enfermedades de cultivos de interior. ....	87
N° 12: Porcentaje de enfermedades y hongos asociados en el relevamiento de los cultivos. ....	88
N° 13: Porcentaje de enfermedades y hongos asociados en las muestras recibidas.....	89

### Figura N°:

N° 1: Arañuela en el envés de la hoja.....	66
N° 2: Huevo y adulto de arañuela vistos en lupa. ....	66
N° 3: Daño avanzado de arañuela en plantas en floración en cultivo de interior. ....	67
N° 4: Postura (a la izquierda) y adulto (a la derecha) de ácaro blanco.....	68
N° 5: Plantas con daños causados por ácaro blanco.....	68
N° 6: <i>Myzus persicae</i> observado en lupa.....	71
N° 7: <i>Aphis gossypii</i> en el envés de las hojas.....	71
N° 8: <i>Rhopalosiphum rufiabdominalis</i> . ....	72
N° 9: <i>Caliothrips phaseoli</i> .....	73
N° 10: <i>Frankliniella occidentalis</i> ....	73
N° 11: Ápices secos a causa de alimentación de lagartita.....	75
N° 12: Larva de <i>A. sphaleropa</i> .....	75
N° 13: Adultos de <i>A. sphaleropa</i> .....	75
N° 14: Pupa de <i>A. sphaleropa</i> dentro de una flor en poscosecha.....	76

N° 15: Larvas de <i>Helicoverpa gelotopoeon</i> .....	77
N° 16: Larva de <i>Paracles deserticola</i> .....	77
N° 17: Larvas de <i>Spodoptera cosmioides</i> .....	79
N° 18: Larva de <i>Peridroma saucia</i> .....	80
N° 19: <i>Diabrotica speciosa</i> .....	81
N° 20: Adulto de <i>Nezara viridula</i> observado bajo.....	82
N° 21: <i>Saissetia oleae</i> .....	83
N° 22: Presencia de micelio en la base de tallos y raíces asociado a <i>Rhizoctonia</i> sp. ....	91
N° 23: Marchitamiento de plantas a campo asociado a <i>Rhizoctonia</i> sp.....	92
N° 24: Hifas de <i>Rhizoctonia</i> sp (10x). ....	93
N° 25: Pudriciones secas en la base de tallos asociados a <i>Fusarium</i> sp. ....	95
N° 26: Amarillamiento y marchitamiento de un lado de la planta asociado a <i>Fusarium</i> sp. ....	96
N° 27: Planta madre con síntomas de marchitamiento asociado a <i>Fusarium solani</i> . ....	96
N° 28: Plantín con pudrición asociada a <i>Fusarium</i> sp.....	97
N° 29: Plántulas con síntomas de pudrición asociada a <i>Fusarium</i> sp.....	97
N° 30: Colonias de <i>Fusarium</i> sp. en medio de cultivo PDA a los 10 días. ....	98
N° 31: Conidios de <i>Fusarium</i> sp. asociado a pudrición radicular (40x).....	98
N° 32: Planta que presenta marchitamiento asociado a <i>Sclerotium rolfsii</i> . ....	101
N° 33: Planta con marchitamiento (a), base del tallo con micelio y esclerotos de <i>Sclerotium rolfsii</i> (b-c) .....	101
N° 34: Colonia con esclerotos de <i>Sclerotium rolfsii</i> en medio de cultivo PDA a los 10 días.....	102
N° 35: Cancro en el tallo principal, necrosis de la médula y tejidos vasculares, asociados a <i>N. parvum</i> . ....	104
N° 36: Picnidios de <i>N. parvum</i> en tallo afectado. ....	105
N° 37: Colonias de <i>N. parvum</i> en medio de cultivo PDA a los 15 días. ....	106
N° 38: Conidios de <i>Neofusicoccum parvum</i> (40x).....	106
N° 39: Cancro en rama asociados a <i>Phomopsis</i> sp.....	107
N° 40: Colonia de <i>Phomopsis</i> sp. / <i>Diaporthe</i> sp. en medio de cultivo PDA con presencia de picnidios a los 30 días. ....	108
N° 41: Micelio y diferentes estados de desarrollo de esclerotos de <i>S. sclerotiorum</i> en tallos. ....	109
N° 42: Necrosis de inflorescencia con micelio y esclerotos de <i>S. sclerotiorum</i> . ....	110

N° 43: Esclerotos de <i>S. sclerotiorum</i> . .....	111
N° 44: Manchas cloróticas ovaladas asociadas a <i>Oidium</i> sp. ....	112
N° 45: Signo de <i>Oidium</i> sp. sobre hojas e inflorescencias.....	112
N° 46: Conidios en cadena de <i>Oidium</i> sp. asociados a oídio (40x). ....	113
N° 47: Manchas foliares asociadas a <i>Alternaria</i> sp. en hojas de <i>C. sativa</i> . ....	114
N° 48: Colonias de <i>Alternaria</i> sp. en medio de cultivo PDA a los 15 días.....	115
N° 49: Conidios de <i>Alternaria</i> sp. (10x).....	115
N° 50: Colonia de <i>Alternaria</i> sp. en medio de cultivo PDA a los 15 días. ....	116
N° 51: Conidios de <i>Alternaria</i> sp. (40x).....	117
N° 52: Pudrición asociada a <i>B. cinerea</i> en flores compactas.....	118
N° 53: Cancro en tallo con signo de <i>B. cinerea</i> .....	119
N° 54: Colonia de <i>B. cinerea</i> en medio de cultivo PDA a los 13 días. ....	120
N° 55: Conidióforo y conidios de <i>B. cinerea</i> (40x).....	120
N° 56: Micelio de <i>Fusarium</i> sp. en inflorescencia. ....	122
N° 57: Micelio de <i>Fusarium</i> sp. en inflorescencias durante la poscosecha.....	122
N° 58: Colonias de <i>Fusarium</i> sp. en medio de cultivo PDA a los 7 días. aisladas de inflorescencias con pudriciones. ....	123
N° 59: Conidios de <i>Fusarium</i> sp. aislado de inflorescencias con pudriciones (40x).....	123

## 1. INTRODUCCIÓN

*Cannabis sativa* (Linnaeus, 1753) es una especie anual de ciclo estival originaria de Asia central utilizada por el humano desde hace 12.000 años (Broeckers, 2002).

Al igual que en otros países, las políticas prohibicionistas del siglo XX impidieron la producción de cannabis en Uruguay y, en consecuencia, el avance del conocimiento y la investigación sobre esta especie.

Desde la regularización de su producción y comercialización en 2013, la falta de experiencia y de información local representan una limitante relevante para el desarrollo del rubro. Entre otros, existe demanda de información local sobre aspectos agronómicos asociados a la producción de flores psicoactivas (con fines medicinales y no medicinales), flores no psicoactivas, fibras y granos.

De acuerdo con datos del Instituto de Regulación y Control del Cannabis (IRCCA) del cinco de octubre de 2022 existen 18 licencias para la producción de cannabis con fines medicinales (psicoactivo o no psicoactivo), 21 licencias para la industrialización de cannabis, 32 licencias de investigación, 5 licencias de producción de cannabis psicoactivo para uso adulto que abastecen a 50.190 adquirentes de farmacia, 263 clubes cannábicos que abastecen a 7.166 miembros y 14.264 cultivadores domésticos. Existen además 159 licencias autorizadas para la producción de cannabis no psicoactivo (cáñamo) por el Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca (MGAP) que ocupan una superficie de 721 ha a campo y 16,5 ha bajo invernaderos. Las plantaciones se distribuyen en los 19 departamentos con predominancia en el sur del territorio y en Salto. El 90 % de estas empresas solicitó licencia para la producción de flores femeninas y el restante 10 % para la producción de grano y fibra<sup>1</sup>.

En la producción de *C. sativa* los problemas sanitarios representan una limitante de importancia. Este cultivo es afectado por insectos, ácaros, hongos, oomicetos, bacterias, nematodos, virus, viroides y fitoplasmas (McPartland et al., 2000).

En Uruguay no existen antecedentes de trabajos sobre las plagas y enfermedades que afectan el cultivo de *C. sativa*. La falta de conocimiento del organismo causal tiene como consecuencia la aplicación de medidas de manejo ineficaces que llevan a la pérdida de cultivos, a gastos innecesarios en insumos, efectos nocivos evitables en el ambiente y el riesgo asociado a la presencia de residuos de principios activos en la producción. Conocer los

---

<sup>1</sup> Sergio Vázquez. 2021. Com. personal.

organismos asociados a las plagas y enfermedades, así como su frecuencia, permitirá la implementación de buenas prácticas de manejo y contribuirá al desarrollo sustentable del rubro.

Este trabajo tiene como objetivo relevar los insectos, ácaros, hongos y oomicetos asociados a *Cannabis sativa* L. en Uruguay, identificarlos a nivel de género o especie y establecer su frecuencia.

## 2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### 2.1. ASPECTOS GENERALES

El centro del origen de *Cannabis sativa* L. se ubica en Asia central, desde donde las antiguas civilizaciones la distribuyeron rápidamente hacia toda Asia y Europa. Su uso data de hace 12000 años, tanto en la alimentación humana como para la elaboración de tejidos y la medicina tradicional. En algunas culturas era considerada un elemento sagrado, como en la cosmología india (Broeckers, 2002). Según Clarke y Lu, citados por Fassio et al. (2013), los primeros vestigios de cultivadores de *Cannabis sativa* se encuentran en China, donde la plantaban con destino a la fabricación de cuerdas y redes de pesca alrededor del año 4000 a. C.

En Montevideo, está registrado el uso de cáñamo desde el siglo XVIII, asociado con la navegación, las reparaciones de barcos y la fabricación de jarcias. Los primeros cultivos de esta especie aparecen a fines de ese siglo, con destino a hilados requeridos por la fabricación de cabos, aparejos y estopa para impermeabilizar los cascos de los barcos (Garat, 2012). En el herbario del Museo y Jardín Botánico Atilio Lombardo de Montevideo se conservan muestras de *Cannabis sativa* ingresadas en 1937, provenientes de la quinta Storacce, ubicada en cercanías del arroyo Miguelete<sup>2</sup>.

#### 2.1.1. Taxonomía

*Cannabis sativa* L. es una especie anual de ciclo estival, perteneciente a la familia *Cannabaceae*, compuesta por los géneros *Cannabis*, *Humulus* (al cual pertenece el lúpulo, *Humulus lupulus*) y *Celtidaceae* (McPartland, 2018). Según Farag y Kayser (2017), entre los investigadores existe consenso en que se trata de un género monoespecífico (compuesto por una única especie), y en que sus diferencias fenotípicas ocurren a nivel de subespecie y variedad. Sin embargo, hasta el día de hoy existe gran controversia sobre la clasificación taxonómica de las subespecies. Fassio et al. (2013) describen la clasificación “generalmente aceptada” en la que existen hasta cuatro variedades botánicas (*varietas*):

- *Cannabis sativa* var. *sativa*
- *Cannabis sativa* var. *indica*
- *Cannabis sativa* var. *rudelaris*

---

<sup>2</sup> Herbario del Museo y Jardín Botánico "Prof. Atilio Lombardo". 2018. Com. personal.

- *Cannabis sativa* var. *afghanica*

McPartland (2018) sostiene que esta clasificación, muy difundida e incorporada a nivel social, es errónea y se genera debido a confusiones y subjetividades de los distintos especialistas que clasificaron a *Cannabis sativa* L. desde su primera descripción por Linneo. Según este autor actualmente se le atribuyen características específicas a cada una de estas tres subespecies de forma equívoca, por lo que retoma la clasificación propuesta por Small y Cronquist en 1976, en la que se distinguen subespecies según la cantidad de  $\Delta 9$ -tetrahidrocannabinol (THC) (mayor o menor a 0,3 %) y el nivel de domesticación que hayan sufrido. Luego, McPartland y Small (2020) modifican y agregan taxones en las subespecies con alto THC. En el siguiente cuadro se presenta la clasificación propuesta por McPartland (2018) y McPartland y Small (2020):

Cuadro N° 1: Clasificación taxonómica de *Cannabis sativa* L.

<i>C. sativa</i> subsp. <i>sativa</i> var. <i>sativa</i>	bajo THC	rasgos de domesticación	Producción de fibra y grano
<i>C. sativa</i> subsp. <i>sativa</i> var. <i>spontanea</i>	bajo THC	rasgos silvestres	Rudelaris
<i>C. sativa</i> subsp. <i>indica</i> var. <i>indica</i>	alto THC	rasgos de domesticación	Sur de Asia Sativa
<i>C. sativa</i> subsp. <i>indica</i> var. <i>afghanica</i>	alto THC	rasgos de domesticación	Asia Central Indica
<i>C. sativa</i> subsp. <i>indica</i> var. <i>himalayensis</i>	alto THC	rasgos silvestres	Sur de Asia
<i>C. sativa</i> subsp. <i>indica</i> var. <i>asperrima</i>	alto THC	rasgos silvestres	Asia Central

A partir de los años 80' se popularizó el nombre "Sativa" para diferenciar las variedades originarias del sur de Asia (diseminadas tempranamente por el sudeste de Asia, África y América) de las variedades originarias de Asia central llamadas "Indica" (McPartland y Small, 2020). En la clasificación propuesta por estos autores la variedad botánica *indica* corresponde a las plantas

comúnmente llamadas “Sativa” y la variedad *afghanica* a las llamadas “Indica”. De todas formas, en los últimos 50 años ambas variedades han sufrido hibridación introgresiva generalizada y como consecuencia los híbridos actualmente disponibles han perdido estas diferencias de origen. La hibridación a nivel mundial amenaza la agrobiodiversidad de *C. sativa*.

## 2.2. IMPORTANCIA DE LOS PROBLEMAS SANITARIOS EN CULTIVOS DE *CANNABIS SATIVA* L.

El cultivo de *Cannabis sativa* L. suele ser caracterizado como libre de enfermedades (McPartland y McKernan, 2017). Sin embargo, en la producción de *C. sativa* los problemas sanitarios representan una limitante de importancia (McPartland et al., 2000). Para lograr buenos resultados productivos es necesario conocer y manejar correctamente los problemas sanitarios.

Vujanovic et al. (2020) analizan la base de datos Web of Science y destacan que, de las aproximadamente 10.000 publicaciones científicas relacionadas con el género *Cannabis* entre los años 1900 y 2018 inclusive, en menos del 1 % se hace referencia a hongos o bacterias, 0,5 % se vincula a patógenos, micotoxinas u organismos descomponedores en cannabis, y solo 0,3 % vincula la fitopatología, el control biológico o la descomposición de toxinas con cannabis. Según estos autores, es de esperar que la presencia de patógenos y micotoxinas aumente a medida que se acreciente la demanda de cannabis, tanto en cultivos a campo como protegidos. Los contaminantes biológicos y químicos (como los residuos de pesticidas) pueden generar problemas físicos, mentales, conductuales o sociales en los consumidores de cannabis, si no se toman medidas preventivas (Vujanovic et al., 2020). Vujanovic et al. (2020) concluyen en su trabajo que la baja proporción de investigaciones científicas en torno a los temas mencionados representa un riesgo significativo, ya que la obtención de productos de cannabis seguros y de calidad depende de la disponibilidad de información confiable.

## 2.3. PLAGAS REPORTADAS EN *CANNABIS SATIVA* L. EN EL MUNDO

Mostafa y Messenger, citados por McPartland et al. (2000), enumeraron 272 especies de insectos y ácaros asociados a cannabis. A continuación, se mencionan las especies plaga incluidas en una revisión realizada por McPartland et al. (2000), ordenadas según su importancia económica, con una

breve descripción de las consideradas más relevantes. También se mencionan algunas plagas de relevancia que no fueron incluidas en dicha revisión

### 2.3.1. Orden Acarina

Los ácaros son la plaga de mayor importancia a nivel mundial, destacándose la arañuela roja (*Tetranychus urticae*) y *Tetranychus cinnabarinus* (Boisduval, 1867), como las plagas de mayor relevancia. Seguidas por otros ácaros como *Aculops cannabicola* (Farkas, 1960), *Eutetranychus orientalis*, Klein, 1936, *Brevipalpus obovatus* (Donnadieu, 1875), *Brevipalpus rugulosus* (Chaudhri, Akbar y Rasool, 1974) y *Typhlodromus cannabispis* (Ke & Xin, 1983) (McPartland et al., 2000). Están reportados también: *Glycyphagus destructor* (Schrank, 1781), *Acarus siro* (Linneo, 1758), *Tyrophagus noxius* (Zach, 1935), *T. putrescentiae* (Schrank, 1781) y *Epitetranychus spp.* afectando semillas (Ruíz y Coronado, 2000).

#### 2.3.1.1. Arañuela roja

Orden: Acarina

Familia: Tetranychidae

Especie: *Tetranychus urticae* Koch, 1836

Es una especie cosmopolita. Sus hospederos son cultivos, hortícolas, ornamentales, extensivos y malezas. (Bentancourt y Scatoni, 2010). Es un ácaro extremadamente polífago, muy común y que frecuentemente presenta poblaciones muy abundantes, capaz de causar perjuicios importantes en diversos cultivos. Se alimentan de hojas y se ubican en el envés, aunque también pueden ubicarse en el haz y pueden alimentarse de otros órganos (McPartland et al., 2000). Con frecuencia los ataques son acompañados de una abundante seda que puede cubrir totalmente la planta (Bentancourt y Scatoni, 2010). Los síntomas empeoran durante la floración, en la cual pueden secar la totalidad de la planta (McPartland et al., 2000). *Tetranychus urticae* se ve favorecida cuando el clima es cálido y seco, su mayor incidencia se da a finales de primavera y durante el verano (Bentancourt y Scatoni, 2010). Según McPartland et al. (2000), es la plaga más destructiva en cannabis en invernáculos y cuartos de cultivo. Se trata de una plaga de relevancia tanto en cultivos protegidos como a campo (Bentancourt y Scatoni, 2010).

### 2.3.1.2. Ácaro blanco

Orden: Acarina

Familia: Tarsonemidae

Especie: *Polyphagotarsonemus latus* Banks, 1904

Se distribuye en América del Norte, Central y del Sur, Europa, Asia y África. Prefiere evitar la incidencia directa del sol, muestra preferencia por el envés de las hojas y otros sitios sombreados. Colocan los huevos en el envés de las hojas nuevas. Prolifera abundantemente bajo condiciones de extrema humedad y altas temperaturas. (Bentancourt y Scatoni, 2010). Es una especie polífaga que se desarrolla sobre cítricos, pimientos, y muchos otros cultivos, incluso ornamentales (Bentancourt y Scatoni, 2010). Son frecuentes en diversos cultivos y se manifiestan de diferentes formas según el cultivo. Los ácaros se instalan preferentemente en las hojas nuevas y como consecuencia de su intensa alimentación las hojas se enrollan hacia abajo por los bordes, con una contracción de las nervaduras principales. Los brotes detienen su crecimiento o dan hojas deformes. (Bentancourt y Scatoni, 2010). Es muy común en pimiento en condiciones de invernadero. Provoca serios perjuicios al afectar de manera intensa el follaje, lo que obliga a adoptar medidas de control (Bentancourt y Scatoni, 2010). Fue reportada como plaga del cannabis en Hawai por Goff (1987).

## Clase insecta

### 2.3.2. Orden Hemiptera

#### Áfidos

En la clasificación de plagas de importancia económica realizada por McPartland et al. (2000) aparecen a continuación los áfidos, también llamados pulgones. Se destaca al pulgón verde del duraznero (*Myzus persicae*, Sulzer, 1776) como el más importante, aunque también se menciona al pulgón de las habas (*Aphis fabae*, Scopoli, 1763), *Phorodon cannabis* (Passerini, 1860), *Phorodon humuli* (Schrank, 1801) y otros áfidos como el pulgón del melón (*Aphis gossypii*, Glover, 1877) y *Uroleucon jaceae* (Linnaeus, 1758).

Por su parte, Blackman y Eastop (2018) con registros más recientes sostienen que los pulgones que se alimentan de *Cannabis sativa* incluyen además a *Aulacorthum solani* (Kaltenbach, 1843), mientras que Halbert, citado

por Lagos-Kutz et al. (2018), agrega a *Rhopalosiphum rufiabdominalis* (Sasaki, 1899).

*Aphis fabae*, *A. solani* y *M. persicae* son especies polífagas de amplia distribución que atacan una gran variedad de cultivos y con frecuencia infestan plantas en invernaderos (Van Emden y Harrington, 2007). Por el contrario, *P. cannabis* es una especie de Europa, Asia y el norte de África con un rango de hospederos limitado a *Cannabis* spp. (Blackman y Eastop, 2018), Los áfidos succionan savia de los haces vasculares utilizando sus estiletes. Además son vectores de hongos, bacterias y especialmente virus (McPartland et al., 2000). Los daños se incrementan en climas cálidos y húmedos con lluvia suave y poco viento. Los daños disminuyen en climas cálidos y secos y en presencia de vientos fuertes y secos (Parker, citado por McPartland et al., 2000). Se congregan en el envés de las hojas y causan amarillamiento y marchitez. Las hojas y flores afectadas pueden arrugarse y deformarse, mientras que las plantas altamente infectadas pueden marchitarse y morir. Las plantas que se mantienen vivas permanecen atrofiadas.

Los pulgones excretan exudados (melaza) que pueden generar problemas secundarios como la reducción de la capacidad fotosintética y de transpiración, pueden dificultar la capacidad de movimiento de sus parásitos y depredadores, y generar pérdidas de calidad del producto por contaminación. (McPartland et al., 2000).

De los áfidos mencionados, *Myzus persicae*, *Aphis fabae*, *Aphis gossypii* *Aulacorthum solani* (Kaltenbach) y *Rhopalosiphum rufiabdominalis* están presentes en Uruguay (Pazos, 2008; Bentancourt y Scatoni, 2010).

#### 2.3.2.1. Pulgón verde del duraznero

Orden: Hemiptera

Familia: Aphididae

Especie: *Myzus persicae*

Es una especie extremadamente cosmopolita (Blackman y Eastop, 2000). Los ápteros son verdes (a veces verde amarillento o rosados), de contorno ovalado, con un promedio de 2 mm a 3,4 mm de longitud. Sus sifones son del mismo color que el abdomen (excepto por las puntas oscuras). Los adultos alados tienen cabeza marrón o negra, una mancha negra en el centro de su abdomen (Bentancourt y Scatoni, 2010).

Esta especie resiste una gama de plaguicidas más amplia que cualquier otro insecto plaga (McPartland et al., 2000). Sus hospederos son acelga, berenjena, brócoli, cítricos, coliflor, espinaca, lechuga, papa, pimiento, remolacha, repollito de Bruselas, repollo, tabaco, tomate y zapallo (Bentancourt y Scatoni, 2010). Además de tener un amplio rango de plantas huéspedes, es capaz de transmitir más de 100 enfermedades virales de las plantas en una treintena de familias diferentes (Van Emden et al., 1969). Dentro de los pulgones, es la plaga de los cultivos más importante económicamente a nivel mundial (Van Emden y Harrington, 2007).

#### 2.3.2.2. Pulgón del melón

Orden: Hemiptera

Familia: Aphididae

Especie: *Aphis gossypii* Glover

Se trata de una especie cosmopolita (McPartland et al., 2000). Su color varía de amarillo claro a verde muy oscuro. La forma amarilla ocurre durante las condiciones más cálidas del verano y es más pequeña. La forma verde es más grande y ocurre durante las temperaturas más frías de primavera y otoño, y en condiciones de baja población (Ebert y Cartwright, 1997). Los sifones son siempre negros, independientemente del color del resto del cuerpo (McPartland et al., 2000). Prefiere altas temperaturas, a 27°C maduran en siete días. Es vector de más de 50 virus de plantas y a veces acompañado de hormigas. Se congrega en el envés de las hojas sombreadas, frescas y húmedas (McPartland et al., 2000). La aparición de individuos alados se atribuye principalmente a factores nutricionales o hacinamiento (Ebert y Cartwright, 1997). Es una plaga destructiva de más de dos docenas de cultivos en todo el mundo (Ebert y Cartwright, 1997). Algunos de ellos son algodón, cítricos, melón, papa, pepino, poroto y zapallo (Bentancourt y Scatoni, 2010). Provoca daños debido a la alimentación directa, pero tienen impacto también a través de su papel como vector de virus. Sus exudados causan pérdidas económicas a través de la contaminación física y al proporcionar una fuente de nutrientes para los hongos que contaminan los productos y reducen las tasas de fotosíntesis al bloquear la luz solar (Ebert y Cartwright, 1997).

#### 2.3.2.3. *Aulacorthum solani*

Orden: Hemiptera

Familia: Aphididae

Especie: *Aulacorthum solani* (Kaltenbach)

Especie cosmopolita. Las temperaturas que proporcionan condiciones ideales de desarrollo para *A. solani* son entre 20 y 25 °C (Jandricic et al., 2014). Es una plaga que afecta principalmente a plantas compuestas y ornamentales entre ellas, algunas liliáceas, labiadas y solanáceas, de hecho, sus hospederos incluyen 95 especies de plantas de 25 familias (Jandricic et al., 2014). Los daños que generan son distorsión en los puntos de crecimiento, contaminación con melaza o fumagina tanto en hojas y tallos como en puntos de crecimiento, hojas enrolladas o dobladas, áreas necróticas en hojas y pueden causar enanismo (Whittaker, 2015). A pesar de su estado anterior como "plaga ocasional" en cultivos de invernadero, ahora es un problema cada vez mayor para los productores de horticultura en invernadero de todo el mundo (Jandricic et al., 2014).

#### 2.3.2.4. Pulgón de la raíz de los cereales

Orden: Hemiptera

Familia: Aphidoidea

Especie: *Rhopalosiphum rufiabdominalis* (Sasaki, 1899)

Especie cosmopolita. Los individuos ápteros son de coloración verde oscuro a oliva, con áreas rojizas entre y alrededor de los cornículos. La longitud del cuerpo varía entre 1,2 y 2,2 mm, la cauda es corta y de color negro (Bentancourt y Scatoni, 2010). Las temperaturas asociadas con la producción en interiores de *C. sativa* a menudo son casi óptimas para el desarrollo del pulgón de la raíz (25° C) (Cranshaw y Wainwright-Evans, 2020). Algunos de sus hospederos son trigo, avena, poáceas y arroz, donde vive en colonias en el cuello y parte subterránea de las plantas (Bentancourt y Scatoni, 2010, Dughetti, 2012). *Cannabis sativa* L. cultivada en interiores, particularmente cuando se cultiva intensivamente, también se ha convertido en un huésped común para este insecto en los Estados Unidos y Canadá. Los primeros registros publicados formalmente de pulgón de la raíz asociados con *C. sativa*

fueron de Cranshaw y Lagos-Kutz, citados por Cranshaw y Wainwright-Evans (2020).

En la actualidad, se utilizan muchos sistemas de producción diferentes para el cultivo, y el pulgón de la raíz parece estar asociado con todos: suelo, aeroponía, fibra de coco y lana de roca. Este insecto aún no se ha encontrado en plantaciones al aire libre de *C. sativa* cultivadas para el cáñamo, pero los estudios de insectos del suelo asociados con el cáñamo en América del Norte son prácticamente inexistentes (Cranshaw et al., 2019). Producen sobre los cultivos que atacan, debido a su alimentación, daños directos e indirectos, por la inoculación de saliva tóxica. Está citada como una especie transmisora del virus del enanismo amarillo de la cebada (BYDV) (Dughetti, 2012). Es favorecido por condiciones de sequía durante las cuales puede provocar la muerte de plantas en áreas localizadas de la chacra. Generalmente su importancia económica es menor (Ribeiro et al., 2014).

En la producción de interior, los adultos con alas muertas, atrapados en los pelos de las plantas presentes en la superficie superior de la hoja, son a menudo el primer indicio observado por los productores de una infestación de áfidos de la raíz dentro de las instalaciones. El daño a *C. sativa* cultivada en interiores no parece producir ningún síntoma único, sino más bien una disminución generalizada y una tasa reducida de crecimiento de las plantas fuertemente infestadas. También, cierta decoloración de las hojas inferiores puede ser un síntoma asociado con el pulgón de la raíz. La colonización de plantas jóvenes no infestadas ocurre fácilmente cuando los sistemas de producción no aíslan suficientemente las nuevas plantaciones de las plantas más viejas, algo que ocurre con frecuencia (Cranshaw y Wainwright-Evans, 2020).

### **Moscas blancas**

La plaga que ocupa el tercer lugar en importancia económica a nivel mundial según McPartland et al. (2000) es la mosca blanca, destacándose la mosca blanca de los invernaderos (*Trialeurodes vaporariorum*, Westwood, 1856) como la especie más importante seguida por la Mosca blanca del tabaco (*Bemisia tabaci*, Gennadius, 1889) y *Bemisia argentifolii* (Bellows & Perring, 1994).

La mosca blanca causa problemas principalmente en invernaderos cálidos. Dañan la planta por succionar savia y por ser vector de virus. Al igual

que las plagas descritas previamente, producen pocos síntomas iniciales, lo que puede llevar a que no sea detectada hasta tener una alta población establecida. En Uruguay, recientemente se ha determinado que los individuos de *B.tabaci* colectados en el país pertenecen al biotipo Q (Grille et al., 2011). Estos autores también lo señalan para zonas de la Argentina. En otras regiones del mundo la primera caracterización de este biotipo se realizó en muestras del sur de España y Portugal (Guirao et al., 1997).

#### 2.3.2.5. Mosca blanca de los invernaderos

Orden: Hemiptera

Familia: Aleyrodidae

Especie: *Trialeurodes vaporariorum* Westwood

*T. vaporariorum* es polífaga y cosmopolita. Los ataques se inician en los brotes recién formados, en donde las hembras depositan sus huevos (Olivares y Guzmán, 2017). Tiene como hospederos 250 especies vegetales distribuidas en 82 familias botánicas (Estay y Vitta, 2018). En Uruguay se encuentra sobre un gran número de especies vegetales que incluyen cultivos hortícolas protegidos como tomate, berenjena, chaucha, melón, zapallito, pepino y, en menor grado, pimiento, y también diversas malezas y plantas ornamentales (Bentancourt y Scatoni, 2010). Causan daño directo por la succión de la savia, que debilita las plantas en caso de ataques severos (Olivares y Guzmán 2017) y la alta infestación puede provocar debilitamiento de la planta, deshidratación y disminución del rendimiento. El principal daño es el indirecto, donde las altas poblaciones de este insecto producen gran secreción de mielecilla, sobre esta se desarrolla la fumagina, causada por el hongo *Capnodium* sp. (Estay y Vitta, 2018). Es una especie abundante y destructiva en invernaderos, y al aire libre en climas cálidos (Russell, 1963). En Uruguay se convirtió en un grave problema, principalmente en condiciones de invernadero donde las poblaciones llegan a alcanzar niveles elevadísimos. Cultivos como tomate, pimiento y pepino, entre otros, se ven seriamente afectados por lo que exigen adopción de medidas de control. Además es de importancia por ser vector de virus (Bentancourt y Scatoni, 2010).

### 2.3.2.6. Mosca blanca del tabaco

Orden: Hemiptera

Familia: Aleyrodidae

Especie: *Bemisia tabaci*

Es un insecto que se alimenta del floema y vive predominantemente en especies herbáceas. Esta plaga también es problemática en condiciones de interior, en las que se reproducen durante todo el año y presenta un ciclo similar al de *T. vaporariorum* descrito previamente. Sus temperaturas óptimas son 30 - 33 °C (McPartland et al., 2000). Entre los hospederos atacados se encuentran comúnmente plantas que pertenecen a las familias Cruciferae, Cucurbitaceae, Solanaceae, Leguminosae, entre otras (Brown, citado por McPartland et al. 2000). A causa de su alto grado de polifagia y su capacidad de transmitir una gama relativamente alta de virus de plantas, el biotipo Q es considerado actualmente como particularmente peligroso (Muñiz, 2000, Navas-Castillo et al., 2000). Causa daños directos por alimentación e indirectos por transmisión de virus patogénicos (De Barro et al., 2011).

En relación al pupario: el dorso puede ser más o menos convexo o elevado debido al desarrollo interno del adulto, lo que distingue a *B. tabaci* de *T. vaporariorum*. En el caso de la primera, la superficie dorsal es convexa en el centro, permaneciendo bajas las áreas marginales, en la segunda, el dorso es plano y su relieve sobre el sustrato se eleva con unos márgenes rodeados por una empalizada cérica transparente. Los ojos aparecen como dos manchas rojas fácilmente visibles, lo cual es otra característica distintiva de *B. tabaci* que la diferencia de *T. vaporariorum* (Rodríguez Dos Santos y Del Pozo Nuñez, 2003). En *B. tabaci* el pupario tiene aspecto dorsal sin forma ovoide, con setas cortas y presencia de surco caudal; mientras que en *T. vaporariorum* presenta margen con forma ovoide, con setas y secreciones largas, y sin presencia de surco caudal.

Los adultos de *Trialeurodes* presentan un color amarillo pálido con sus alas blancas divergentes. En el caso de *Bemisia tabaci* los adultos presentan color amarillo oscuro y sus alas se disponen en forma paralela al cuerpo. Las alas son membranosas y desnudas, presentando textura semejante, margen anterior de las alas anteriores recto, redondeado distalmente, con venación notablemente reducida, mantenidas ligeramente separadas, formando una especie de techo a dos aguas muy inclinadas sobre el abdomen, dejando parte del abdomen visible (Carapia Ruiz y Castillo-Gutiérrez, 2013).

## Chinches

La clasificación de plagas de importancia económica efectuada por McPartland et al. (2000) también nombra los hemípteros siguientes: Chinche verde (*Nezara viridula*, Linnaeus, 1758), *Lygus lineolaris* (Palisot de Beauvois, 1818), *Lygus apicalis* (Fieber, 1861), *Lygus pubescens* (Reuter, 1912), *Lygus arboreus* (Taylor, 1947), *Lygus nairobiensis* (Sorauer, 1958), *Nysius ericae* (Schilling, 1829), *Calocoris norvegicus* (Leston, 1959), *Dolycoris indicus* (Stål, 1876), (-familia Pentatomidae-), *Paracalocoris* spp., *Rhopalus* spp., (-Miridae-), *Dysdercus cingulatus* (Fabricius, 1775), -Pyrrhocoridae-, *Canthecoides* spp., *Liocoris tripustulatus* (Fabricius, 1781). (McPartland et al., 2000). También existen reportes de *Adelphocoris lineolatus* (Goeze, 1778) (Bakro et al., 2018). Por su parte, Rizzo (1971) reportó a *Edessa meditabunda* (Fabricius, 1794) sobre cultivos experimentales de cáñamo en Argentina. También existen reportes de *Lygus rugulipennis* (Bakro et al., 2018), *Lygus elisus* (Van Duzee, 1914), *Lygus hesperus* (Knight, 1917), *Liorhyssus hyalinus* (Fabricius, 1794), *Thyanta custator* (Fabricius, 1803), *Chlorochroa ligata* (Say, 1832), *C. sayi* (Stål, 1872), *Sinea diadema* (Fabricius, 1776), *Geocoris punctipes* (Say, 1832) (Colorado State University, s.f.).

De los hemípteros mencionados, *Nezara viridula* y *Edessa meditabunda* son de importancia en Uruguay (Bentancourt y Scatoni, 2010).

### 2.3.2.7. Chinche verde

Orden: Hemiptera

Familia: Pentatomidae

Especie: *Nezara viridula* (Linneo)

Se trata de una especie cosmopolita. El cuerpo es verde, algo más pálido ventralmente. En algunos individuos la parte anterior de la cabeza y el protórax son amarillentos o anaranjados, otros tienen todo el cuerpo de color pardo rojizo. (Bentancourt y Scatoni, 2010). Sus hospederos son variados, incluye alfalfa, arroz, arveja, solanáceas, girasol, maíz, zapallo, papa, soja, lotus, brasicáceas, cítricos y otros frutales. Es una especie común en diversos cultivos, huertos y en plantas ornamentales. Con frecuencia acceden a los cultivos desde malezas y otras plantas circundantes (Bentancourt y Scatoni, 2010). Es una especie polífaga que en general se comporta como una plaga

secundaria, sin embargo, en algunos casos y sobre algunos cultivos se encuentra con mayor abundancia, pudiendo causar perjuicios de entidad. Del mismo modo que otras chinches, se alimentan de savia e inyectan saliva tóxica lo que causa disturbios fisiológicos y un mal desarrollo de la planta (Bentancourt y Scatoni, 2010). En cannabis se alimentan de partes suculentas de las plantas como semillas inmaduras, copas con flores, hojas e incluso ramas y tallos jóvenes. Cuando se alimentan de flores pueden provocar aborto de las yemas, lo que retrasa la madurez y reduce los rendimientos. La saliva tóxica que inyectan al alimentarse puede causar amarronamiento de los tejidos (McPartland et al., 2000). Es una especie que en general se comporta como una plaga secundaria (Bentancourt y Scatoni, 2010).

#### 2.3.2.8. Chinche meona o chinche de las huertas

Orden: Hemiptera

Familia: Pentatomidae

Especie: *Edessa mediotabunda* (Fabricius)

Especie presente en América del Sur y Cuba (Bentancourt y Scatoni, 2010). Según la edad son verdes o amarillentas con manchas definidas blancas y negras. Los adultos pasan el invierno en lugares protegidos, como pastos y hojarasca, debajo de cortezas, etc. (Bentancourt y Scatoni, 2010). Sus hospederos más comunes son acelga, alfalfa, berenjena, girasol, papa, poroto, soja, tabaco y tomate (Bentancourt y Scatoni, 2010). Las ninfas y adultos atacan diferentes estructuras de las plantas. Extraen savia e inyectan saliva con toxinas. Como consecuencia de su alimentación producen necrosis de tejidos, marchitamiento, deformaciones o pérdida de vigor (Bentancourt y Scatoni, 2010). Es una especie polífaga, común, que se encuentra con frecuencia sobre diversos cultivos, a bajas densidades poblacionales y sin causar mayores daños (Bentancourt y Scatoni, 2010).

#### Otros hemípteros reportados

En la clasificación de plagas de importancia económica presentada por McPartland et al. (2000) aparecen los cicadélidos que se mencionan a continuación: *Zygina pallidifrons* (Edwards, 1924), *Graphocephala coccinea* (Forster, 1771), *Empoasca fabae* (Harris, 1841), *Empoasca flavescens*

(Fabricius, 1794), *Empoasca uniprossicae* (Sohi, 1977), *Edwardsiana roseae* (Linnaeus, 1758), *Iassus indicus* (Lethierry, 1892), *Gyponana octolineata* (Say, 1825), *Agallia constricta* (Van Duzee, 1894), *Macropsis cannabis* (Wei & Cai, 1998), *Philaenus spumarius* (Linnaeus, 1758), *Stictocephala bubalus* (Fabricius, 1794), *Eurybrachys tomentosa* (Fabricius, 1775), *Geisha distinctissima* (Walker, 1858), *Ricania japonica* (Melichar, 1898), *Stenocranus qiandainus* (Kuoh, 1980), *Bothrogonia ferruginea* (Fabricius, 1787).

## Cocoidea

A continuación se mencionan las cochinillas incluidas en la clasificación de plagas de importancia económica realizada por McPartland et al. (2000): *Pseudococcus longispinus* Targioni Tozzetti, 1867, *Icerya purchasi* (Maskell 1878), *Parthenolecanium corni* (Bouché 1844), *Saissetia coffeae* (Walker, 1852), *Pseudaulacaspis pentagona* (Targioni-Tozzetti 1886).

También está reportada la especie *Coccus hesperidum* Linnaeus, 1758 (Villanueva et al., 2021).

### 2.3.3. Orden Lepidoptera

Los siguientes insectos en importancia económica a nivel mundial, según la clasificación realizada por McPartland et al. (2000), son los lepidópteros. Los lepidópteros reportados en dicha clasificación son: *Ostrinia nubilalis* (Hübner, 1796), *Grapholita delineana* (Walker, 1863), *Cossus cossus* (Linnaeus, 1758), *Zeuzera multistrigata* (Moore, 1881), *Papaipema nebris* (Guenée, 1852), *Papaipema cataphracta* (Grote, 1864), *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1805), *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850), *Heliothis virescens* (Hufnagel, 1766), *Psyche cannabinella* (Doumerc, 1860), *Agrotis ipsilon*, *Spodoptera litura* (Fabricius, 1775), *Spodoptera exigua* (Hübner, 1808), *Agrotis gladiaria* (Morrison, 1875), *Agrotis segetum* (Denis & Schiffermüller, 1775), *Mamestra configurata* (Walker, 1856), *Autographa gamma* (Linnaeus, 1758), *Melanchra persicariae* (Linnaeus, 1761), *Mamestra brassicae* (Linnaeus, 1758), *Arctia caja* (Linnaeus, 1758), *Spilosoma obliqua* (Walker, 1855), *Loxostege sticticalis* (Linnaeus, 1761), *Plataplecta consanguis* (Butler, 1878), *Cnephasia interjectana* (Haworth, 1811), *Acherontia atropos* (Linnaeus, 1758) y *Thyestilla gebleri* (Faldermann, 1835).

De los lepidópteros reportados, *Helicoverpa zea*, y *Agrotis ipsilon* son de importancia en Uruguay (Bentancourt y Scatoni, 2010).

#### 2.3.4. Orden Thysanoptera

##### **Trips**

Al menos cinco géneros de trips atacan a *Cannabis*. Tanto los trips inmaduros como los adultos perforan las superficies de las plantas y luego succionan la savia exudada. Esto genera síntomas de manchas o rayas blancas (a veces de color plateado o amarillo), que aparecen primero en el envés de las hojas o escondidos dentro de las flores. Las plantas infectadas quedan cubiertas de heces negras de los trips. Las hojas pueden llegar en algunos casos a enrollarse. En infestaciones extremas las plantas pueden llegar a marchitarse (McPartland et al., 2000).

Algunas de las especies de trips reportadas atacando cannabis son: Trips de la cebolla (*Thrips tabaci*, Lindeman, 1888), *Heliethrips haemorrhoidalis* (Bouche, 1833), *Oxythrips cannabensis* (Knechtel, 1923), *Caliothrips indicus* (Bagnall, 1913), *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) (McPartland et al., 2000).

Según McPartland et al. (2000) la especie de mayor importancia económica es el trips de la cebolla (*Thrips tabaci*).

De los trips mencionados, *Thrips tabaci*, *Heliethrips haemorrhoidalis* y *Frankliniella occidentalis* son de importancia en Uruguay (Bentancourt y Scatoni, 2010).

##### 2.3.4.1. Trips de la cebolla

Orden: Thysanoptera

Familia: Thripidae

Especie: *Thrips tabaci* Lindeman

*T. tabaci* es una especie cosmopolita. La mayor abundancia de trips ocurre en los meses de diciembre y enero. Con condiciones de clima cálido y seco las poblaciones llegan a ser extremadamente numerosas (Bentancourt y Scatoni, 2010). En invernaderos reactivan su actividad cuando las temperaturas alcanzan los 16°C y en la medida que aumenta la temperatura, peores son los daños (McPartland et al., 2000). Es el más polífago de los trips, algunos de sus hospederos son: alfalfa, algodón, ajo, arveja, cebolla, ciruelo, clavel, duraznero, gladiolo, melón, papa, pelones, pimiento, repollo, trigo, tabaco, tomate y vid (Bentancourt y Scatoni, 2010). Es una especie muy común y

abundante que llega a ser una seria plaga en cebolla, ajo, tomate (Bentancourt y Scatoni, 2010). McPartland et al. (2000) citan que fue reportada por Potter en cultivos en invernadero, por Ceapoiu en cultivos de cáñamo para fibra a campo en los que transmitió el virus del mosaico del cáñamo y por Traversi en cultivos de cáñamo para fibra a campo en los que transmitió el virus argentino del girasol.

#### 2.3.4.2. Trips occidental de las flores

Orden: Thysanoptera

Familia: Thripidae

Especie: *Frankliniella occidentalis* Pergande, 1895

Especie cosmopolita (Bentancourt y Scatoni, 2010). Sus temperaturas óptimas son entre 26 y 29 °C (McPartland et al., 2000). Es una especie muy polífaga. Ataca a al menos 250 especies de plantas y es vector de numerosos virus (McPartland et al., 2000). Se trata de una especie frecuente a nivel mundial en invernaderos (McPartland et al., 2000).

#### 2.3.4.3. Trips del poroto

Orden: Thysanoptera

Familia: Thripidae

Especie: *Caliothrips phaseoli* (Hood, 1912)

Especie distribuida en el Caribe y América del Sur (Sosa et al., 2017). Fue registrada sobre numerosos cultivos, principalmente sobre cultivos de fabáceas como soja (*Glycine max* L.), poroto (*Phaseolus vulgaris* L.), maní (*Arachis hypogaea* L.), garbanzo (*Cicer arietinum* L.) y alfalfa (*Medicago sativa* L.). También fue citada sobre otras plantas cultivadas como algodón (*Gossypium hirsutum*), duraznero (*Prunus persica* (L.)) y tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) (Sosa et al., 2017). Kaewpardit et al. (2022) la reportan como la segunda plaga más importante en cannabis cultivado en invernaderos. Los daños de esta especie se observan sobre hojas maduras. El trips, al alimentarse, vacía el contenido de las células, dando a la hoja un aspecto de plateado, con puntos pardo oscuro como consecuencia de las deyecciones del insecto. El daño puede observarse en ambas caras de las hojas, reduciéndose a parches pero si el ataque es intenso puede abarcar la totalidad de la hoja (De Borbón et al., 2013).

### 2.3.5. Orden Coleópteros

En la clasificación de plagas de importancia económica realizada por McPartland et al. (2000) aparecen los coleópteros: *Psylliodes attenuata* (Koch, 1803), *Psylliodes punctulata* (Melsheimer, 1847), *Phyllotreta nemorum* (Linnaeus, 1758), *Phyllotreta atra* (Fabricius, 1775), *Podagrica aerata* (Marsh, 1802), *Podagrica malvae* (Illiger, 1807), *Chaetocnema hortensis* (Geoffroy, 1785), *Chaetocnema concinna* (Marsham, 1802), *Chaetocnema denticulata* (Illiger, 1807), *Chaetocnema pulicaria* (Melsheimer, 1847), *Chrysomela rossia* (Illiger, 1802), *Crepidodera ferruginea* (Scopoli, 1763), *Gastroidea polygona* (Linnaeus, 1758), *Gynandrophthlma cyanea* (Fabricius, 1775), *Luperus flavipes* (Linnaeus, 1767), *Monolepta dichora* (Harold, 1877), *Oulema melanopa* (Linnaeus, 1761), *Diapromorpha pallens* (Fabricius, 1857), *Diabrotica* spp., *Acalymma vittata* (Fabricius, 1775), *Diabrotica undecimpunctata howardi* (Barber, 1947), *Nodonota* spp., *Systema* spp., *Disonycha glabrata* (Fabricius, 1775), *Epitrix fuscula* (Crotch, 1873); *Popillia japonica* (Newman, 1838), *Epilanchna dodecostigma* (Mulsant, 1850), *Opatrum sabulosum* (Linnaeus, 1760), *Melolontha hippocastani* (Fabricius, 1801), *Melolontha melolontha* (Linnaeus, 1758), *Melolontha vulgaris* (Fabricius, 1775), *Maladera holosericea* (Scopoli, 1772), *Heteronychus arator* (Fabricius, 1775), *Ceutorhynchus rapae* (Gyllenhal, 1837), *Rhinoncus pericarpus* (Linnaeus, 1758), *Ceutorhynchus pallidactylus* (Marsham, 1802), *Ceutorhynchus pleurostigma* (Marsham, 1802), *Ceutorhynchus quadridens* (Panzer, 1795), *Ceutorhynchus roberti* (Gyllenhal, 1837), *Ceutorhynchus macula-alba* (Germar, 1824), *Ceutorhynchus suleicollis* (Paykull, 1800), *Gymnetron labile* (Herbst, 1795), *Gymnetron pascuorum* (Gyllenhal, 1813), *Polydrosus sericeus* (Schaller, 1783), *Sitona humeralis* (Stephens, 1831), *Sitona lineatus* (Linnaeus, 1758), *Sitona sulcifrons* (Thunberg, 1798), *Hypomeces squamous* (Fabricius, 1792), *Cyretipistonmus castaneus* (De Geer, 1775), *Xanthoprochilis faunus* (Olivier, 1807), *Corigetus mandarinus* (Fairmaire, 1888), *Apion* spp., *Mordellistena micans* (Germar, 1817), *Mordellistena parvula* (Gyllenhal, 1827), *Anoplohora glabripennis* (Motschulsky, 1853), *Agapanthia cynarae* (Germar, 1817), *Thyestes gebleri* (Faldermann, 1835), *Scirtes japonicus* (Kiesenwetter, 1874).

#### 2.3.5.1. San Antonio verde

Orden: Coleoptera

Familia: Chrysomelidae

Especie: *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824)

Esta especie está presente en América del Sur. Los adultos vuelan durante el día en busca de plantas con las que alimentarse (Bentancourt y Scatoni, 2010). Es una especie encontrada comúnmente en diversidad de cultivos. Es extremadamente polífaga, se encuentra sobre cereales, frutales, hortalizas y ornamentales. Algunos cultivos que frecuentan son girasol, papa, zapallo, tomate, morrón, repollo, lechuga, cítricos o duraznero (Bentancourt y Scatoni, 2010). Las larvas viven en el suelo y atacan partes subterráneas de las plantas. Dañan principalmente las raíces, pero también tallo y cuello. Los daños en el sistema radicular pueden llevar a un debilitamiento o marchitamiento de las plantas. En algunos casos y, por acción del daño a las raíces, las plantas se tumban. Los adultos se alimentan de follaje y efectúan perforaciones irregulares en la lámina foliar. En caso de ataques intensos las hojas pueden verse severamente dañadas, sobre todo en plantas pequeñas. Los adultos también se alimentan de cotiledones y flores (Bentancourt y Scatoni, 2010). Es una especie bastante común en Uruguay aunque de interés económico menor (Bentancourt y Scatoni, 2010).

#### 2.3.6. Orden Díptera

La clasificación de plagas de importancia económica ofrecida por McPartland et al. (2000) presenta a los siguientes dípteros, en su mayoría moscas minadoras: *Liriomyza strigata* (Meigen, 1830), *Phytomyza horticola* (Goureau, 1851), *Agromyza reptans* (Fallén, 1823), *Liriomyza eupatorii* (Kaltenbach 1874) y *Liriomyza cannabis* (Hering, 1931). Por su parte Bakro et al. 2018) reportan a *Chromatomyia horticola* (Goureau, 1851) y *Hylemya florilega* (Zetterstedt, 1845).

##### 2.3.6.1. Moscas minadoras

Orden: Diptera

Familia: Agromyzidae

La mayoría de los agromícidos tienen ciclos de vida idénticos (McPartland et al., 2000). Las moscas minadoras realizan minas dentro de las hojas. De esta forma evitan los insecticidas en la superficie de las hojas. La mayoría minan en el lado superior de las hojas. Las galerías aumentan de ancho a medida que crecen los gusanos. El excremento puede ser expulsado en franjas continuas, en gránulos muy espaciados o acumularse en final de la

mina. Las plantas muy rara vez mueren a causa del daño causado por minadoras, pero las infestaciones intensas provocan el marchitamiento de las hojas y reducen el rendimiento de los cultivos. Las minas también proporcionan entradas para hongos y otros patógenos. Las minas en hojas aledañas a las flores hacen que no sean atractivas para los consumidores (McPartland et al., 2000). Son una plaga de relevancia en cultivos de cannabis en invernadero (McPartland et al., 2000). En Uruguay el Minador común de las hojas (*Liriomyza huidobrensis*) es el agromicido más frecuente. Sus hospederos son acelga, alfalfa, arveja, espinaca, girasol, haba, lechuga, papa, remolacha y plantas ornamentales (Bentancourt y Scatoni, 2010).

### 2.3.7. Orden Hymenóptera

La clasificación de plagas de importancia económica de McPartland et al. (2000) comprende las siguientes hormigas y termitas: *Solenopsis geminata* (Fabricius, 1804), *Odontotermes obesus* (Rambur, 1842), *Melanogromyza urticivora* (Spencer, 1966), *Asphondylia* spp., *Delia platura* (Meigen, 1826), *Delia radicum* (Linnaeus, 1758).

### 2.3.8. Orden Orthóptera

Acrídidos (Saltamontes y otros)

La clasificación de plagas de importancia económica de McPartland et al. (2000) contiene asimismo los siguientes acrídidos: *Melanoplus bivittatus* (Say, 1825), *Chloealtis conspersa* (Harris, 1841), *Camnula pellucida* (Scudder, 1862), *Zonocerus elegans* (Thunberg, 1815), *Chondracris rosea* (De Geer, 1773), *Dichroplus macuplipennis* (Blanchard, 1851), *Atractomorpha crenulata* (Fabricius, 1793), *Atractomorpha bedeli* (Bolívar, 1884), *Hieroglyphus nigrorepletus* (Bolivar, 1912), *Chrotogonus saussurei* (Bolívar, 1884), *Tettigonia cantans* (Fuessly, 1775), *Tettigonia ferruginea* (Fabricius, 1787), *Tettigonia orientalis* (Uvarov, 1924), *Acheta domesticus* (Linnaeus, 1758), *Gryllus desertus* (Pallas, 1771), *Gryllus chinensis* (Weber, 1801), *Gryllotalpa gryllotalpa* (Linnaeus, 1758), *Gryllotalpa africana* (Palisot de Beauvois, 1805), *Gryllotalpa hexadactyla* (Perty, 1832), *Oecanthus indicus* (Saussure, 1878), *Oecanthus celerinictus* (Walker, 1963), *Supella longipala* (Fabricius, 1798).

También están reportados *Melanoplus differentialis* (Thomas, 1865), *Melanoplus femurrubrum* (De Geer, 1773), *Melanoplus sanguinipes* (Fabricius,

1798), *Melanoplus lakinus* (Scudder, 1878), *Oecanthus* sp. (Colorado State University, s.f.).

### Otros grupos reportados

Por último, corresponde mencionar a las siguientes especies, también incluidas en la clasificación de plagas de McPartland et al. (2000), pero con una importancia económica menor a nivel mundial: *Metasyrphus latifasciatus* (Macquart, 1829), *Episyrphus balteatus* (De Geer, 1776), *Ischidon scutellaris* (Fabricius, 1805), *Syrirta pipiens* (Linnaeus, 1758), *Sphaerophoria scripta* (Linnaeus, 1758), *Tiplula paludosa* (Meigen, 1818), *Bradysia* spp., *Trichiocampus cannabis* (Xiao & Huang, 1986), *Schizocerella pilicornis* (Holmgren, 1868), *Agriotes lineatus* (Linnaeus, 1767), *Bourletiella hortensis* (Fitch, 1863), *Sminthurus viridis* (Linnaeus, 1758), *Forficula auricularia* (Linneo, 1758).

## 2.4. ENFERMEDADES REPORTADAS EN *CANNABIS SATIVA* L. EN EL MUNDO

*Cannabis sativa* es afectado por diversas enfermedades causadas por hongos, oomicetos, bacterias, nematodos, virus, viroides y fitoplasmas. En la bibliografía se reportan 74 especies de hongos, 8 especies de oomicetos, 9 especies de bacterias, 12 especies de nematodos, 10 grupos y subgrupos de fitoplasmas, 8 virus y 1 viroide como patógenos de *C. sativa*. De estos, hongos y oomicetos son los que causan mayor número de enfermedades en los cultivos (McPartland et al., 2000).

### 2.4.1. Enfermedades causadas por hongos

Las enfermedades causadas por *Alternaria*, *Phoma* (*Ascochyta*), *Botrytis*, *Oidium*, *Sclerotinia*, *Septoria*, *Rhizoctonia* y *Verticillium* son las más frecuentes en el cultivo de *C. sativa* (Vujanovic et al., 2020).

En inflorescencias se destacan el moho gris, la pudrición rosada y el tizón marrón causados por *Botrytis cinerea*, *Trichothecium roseum* y *Alternaria alternata* respectivamente (McPartland y McKernan, 2017). Recientemente, también han sido reportados otras enfermedades en inflorescencias causadas por *Penicillium* (Punja, 2018, Punja et al., 2019) y *Fusarium* (Punja, 2018, Thiessen et al., 2020, Jerushalmi et al., 2020, Yulfo-Soto et al., 2022, Punja y Ni, 2021).

A continuación se describen las enfermedades causadas por hongos en función de los órganos vegetales a los que afectan.

#### 2.4.1.1. Pudrición radicular y de la base del tallo por *Rhizoctonia*

- Agentes causales
  - Filo / División: Basidiomycota
  - *Rhizoctonia solani* J.G.Kühn (1858)
  - Especie binucleada de *Rhizoctonia*

- Características generales

Las especies de *Rhizoctonia* reportadas en *C. sativa* se encuentran distribuidas en todo el mundo y afectan aproximadamente 250 especies vegetales diferentes. *Rhizoctonia solani* es un hongo polífago que afecta tanto a plántulas como a plantas adultas de *C. sativa* (mal de almácigo) (McPartland et al., 2000).

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Según Mishra, citado por McPartland et al. (2000), *R. solani* causó 78 % de mortalidad en plántulas (mal de almácigo), 34 % previo a su emergencia y 44 % en postemergencia. Dippenaar et al., citados por McPartland et al. (2000), reportaron importantes pérdidas de plántulas por este patógeno a pesar de la fumigación con fungicida.

- Síntomas en *C. sativa*

Sus síntomas comienzan en las raíces y consisten en el amarronamiento de las mismas. A continuación se produce el amarillamiento foliar, seguida de marchitamiento. Las raíces adquieren una tonalidad oscura que avanza hacia la base del tallo y luego algunos centímetros por encima de la superficie del sustrato. El tejido afectado finalmente se pudre. Luego de seis u ocho semanas las plantas jóvenes, de hasta tres meses de edad, se marchitan y mueren. Las plantas adultas pueden sobrevivir (McPartland et al., 2000).

- Condiciones ambientales favorables

Alta humedad relativa y temperaturas bajas o muy altas agravan los síntomas de esta enfermedad (McPartland et al., 2000). A diferencia de otras especies que provocan el mal de almácigo, *R. solani* no requiere exceso de humedad para afectar plántulas de *C. sativa* (McPartland et al., 2000).

#### 2.4.1.2. Pudrición radicular y de la base del tallo por *Fusarium*

- Agentes causales

Filo / División: Ascomycota

- *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. (1881)
- *Fusarium brachygibbosum* Padwick (1945)
- *Fusarium lichenicola* C. Massal. (1903)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Punja y Rodríguez (2018) aislaron *F. solani* en cultivos hidropónicos del 10 % de las muestras de plantas con raíces enfermas. Punja (2018) y Punja et al. (2019) también reportan a *Fusarium solani* como hongo causal de pudriciones de inflorescencias. Más adelante se describen los patógenos causantes de enfermedades de flor en *C. sativa*.

Punja et al. (2018) aislaron *F. brachygibbosum* en cultivos a campo con una frecuencia del 28 % y *Fusarium solani* con una frecuencia del 5 % en tejidos de la base del tallo de las plantas.

- Síntomas en *C. sativa*

Según McPartland et al. (2000) las raíces de plantas afectadas por *F. solani* se vuelven rojizas, necróticas y finalmente se pudren. En consecuencia, los tallos de las plantas se vuelven marrones a nivel del suelo y se marchitan. Los síntomas más frecuentes incluyen el marchitamiento parcial o sistémico de las plantas. Sorrentino et al. (2019) agregan que en la zona necrosada se puede generar un cancro y que la corteza también se ve afectada, por lo que es fácil de separar. Según estos autores no se visualiza afección de los tejidos vasculares de los tallos. Los síntomas secundarios mencionados son el debilitamiento general de las plantas y el amarillamiento del follaje. Barloy y Pelhate, citados por McPartland et al. (2000), describen que la coloración rojiza de las raíces de plantas de *C. sativa* es característica de *F. solani* y señalan que

este patógeno afecta a las plantas en todas las etapas de desarrollo, incluidas las plántulas.

Punja et al. (2021a) aislaron *F. solani* y *F. lichenicola* de cultivos con plantas que presentaban síntomas de amarillamiento, pudrición de la base de los tallos y amarronamiento de las raíces. Según estos autores las heridas en las raíces pueden predisponer a las plantas a la infección.

- Condiciones ambientales favorables

Períodos de calor excesivo (temperaturas por encima de 35 °C) o de sequía posiblemente predisponen a las plantas de *C. sativa* al ataque de *F. solani* y *F. brachygibbosum* (Punja et al., 2018).

Punja et al. (2021a) no estudiaron las condiciones ambientales óptimas para la infección de *C. sativa* por *F. lichenicola*, pero observaron el desarrollo de la enfermedad a temperaturas de 30 a 35 °C.

#### 2.4.1.3. Marchitamiento por *Fusarium*

- Agentes causales

Filo / División: Ascomycota

- *Fusarium oxysporum* Schltdl. (1824)
- *Fusarium oxysporum* f.sp. *cannabis* Noviiello & W.C. Snyder (1962)
- *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* WC. Snyder & H.N. Hansen (1940)
- *Fusarium proliferatum* (Matsush.) Nirenberg ex Gerlach & Nirenberg (1982)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Recientemente, en un cultivo a campo en Canadá, el 40 % de los aislamientos realizados a partir de la base de tallos enfermos resultaron ser *F. oxysporum* (Punja et al., 2018). En cuanto a *F. proliferatum*, Punja (2020b) observó en las pruebas de patogenicidad que es más agresivo que *F. oxysporum*. Sin embargo, en los cultivos in vitro el crecimiento de *F. proliferatum* es más lento que el de *F. oxysporum*. Ambas especies producen micotoxinas. Según Punja (2020b), no se sabe si alguno de estos metabolitos se produce en tejidos de *C. sativa* enfermos, pero la potencial infección de inflorescencias por estos patógenos es motivo de preocupación.

- Síntomas en *C. sativa*

*Fusarium oxysporum* es habitante del xilema y no un patógeno cortical como *F. solani* (McPartland et al., 2000). Según McPartland y Hillig (2004), este hongo obstruye los vasos del xilema, interrumpe el flujo de agua y en consecuencia las plantas se marchitan. Los síntomas iniciales consisten en manchas pequeñas, oscuras e irregulares en las hojas inferiores. Luego se observa amarillamiento en las hojas afectadas. Los síntomas del marchitamiento comienzan con una curvatura hacia arriba de las puntas de las hojas, que luego se marchitan y secan hasta adquirir un color amarillo amarronado y permanecer colgadas de las plantas. Los tallos también se pueden volver amarillentos. Si se cortan tallos marchitos se observan coloraciones marrones o rojizas del tejido del xilema. Las principales diferencias entre la sintomatología de *F. oxysporum* y *F. proliferatum* son que este último causa una coloración oscura distintiva dentro de los tejidos de la médula de las plantas afectadas (marrón o negra) y que la necrosis foliar es más notoria en relación al amarillamiento foliar causado por *F. oxysporum* (Punja, 2020a).

- Condiciones ambientales favorables

La enfermedad causada por *F. oxysporum* se desarrolla en climas cálidos con temperaturas óptimas de 26 °C. Es posible que los síntomas de la enfermedad no se hagan evidentes hasta la llegada de altas temperaturas durante el verano (Noviello y Snyder, citados por McPartland y Hillig, 2004). Punja (2020a) agrega que los síntomas provocados por *F. oxysporum* se agravan cuando las plantas soportan un período prolongado de saturación de agua.

Punja (2020b) evaluó el grado de crecimiento de colonias de *F. proliferatum* y *F. oxysporum* en medio PDA a siete temperaturas diferentes. La temperatura óptima para el crecimiento radial de ambas especies fue de 25 °C, aunque también ocurrió a 35 °C y se redujo a 5 - 10 °C. A todas las temperaturas probadas, *F. oxysporum* creció más rápido que *F. proliferatum*.

#### 2.4.1.4. Marchitamiento por *Sclerotium*

- Agentes causales
  - Filo / División: Basidiomycota
  - *Sclerotium rolfsii* Sacc. (1911)
  - *Athelia rolfsii* (Curzi) C.C.Tu & Kimbr. (1978)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

En Mississippi (Estados Unidos) los aislados más virulentos de *S. rolfsii* produjeron una tasa de destrucción del 100 % (Sands, citado por McPartland et al., 2000). Recientemente en Virginia (Estados Unidos) Amaradasa et al. (2020) relevaron en un cultivo aproximadamente 10 % de las plantas afectadas por *S. rolfsii*, mientras que en otro cultivo Mersha et al. (2020) estimaron la incidencia de *Athelia rolfsii* entre 0,5 y 2 %. En 2017 y 2018 Thiessen et al. (2020) recibieron muestras de plantas de *C. sativa* afectadas por *S. rolfsii* en Carolina del Norte (Estados Unidos) que representaron el 5 % y el 4 % del total de las muestras de cada año respectivamente. En Italia Pane et al. (2007) reportaron que hasta el 60 % de las plantas de una parcela se vieron afectadas por *S. rolfsii*. Estos autores detallan que los cultivares monoicos que se habían plantado más temprano no contrajeron la enfermedad.

- Síntomas en *C. sativa*

En los cultivos se observan plantas muertas distribuidas en focos (Pane et al., 2007, Amaradasa et al., 2020). La enfermedad se manifiesta durante el verano con altas temperaturas. Las plantas adultas decaen repentinamente. Los tallos de las plantas afectadas presentan coloraciones bronceadas a marrones oscuras en la línea del suelo. A medida que avanza la enfermedad, la pudrición se extiende hacia las raíces, el follaje se vuelve amarillo y finalmente toda la planta colapsa. En las lesiones hundidas de los tallos y en la superficie del suelo se observan hifas de color blanco o marrón claro con aspecto algodonoso y esclerotos de color tostado a marrón oscuro (McPartland et al., 2000, Pane et al., 2007, Thiessen et al., 2020, Amaradasa et al., 2020). No se encuentran esporas en los tejidos vegetales (Thiessen et al., 2020). Los esclerotos de *S. rolfsii* son pequeños. Su tamaño en las plantas de *C. sativa* varía en los reportes: Pane et al. (2007) describe un rango de 0,5 a 4,0 mm de diámetro y Amaradasa et al. (2020) reporta de 1 a 1,5 mm.

- Condiciones ambientales favorables

El crecimiento óptimo ocurre cerca de los 30 °C, cuando las pérdidas en los cultivos de *C. sativa* pueden alcanzar el 60 % (Krishna, citado por McPartland et al., 2000). Las basidiosporas germinan mejor a 28 °C (McPartland et al., 2000). Probablemente altas temperaturas durante el verano y riego excesivo aumenten la gravedad de la enfermedad (Pane et al., 2007, Amaradasa et al., 2020).

#### 2.4.1.5. Marchitamiento por *Macrophomina*

- Agente causal

Filo / División: Ascomycota

- *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. (1947)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Según McPartland et al. (2000) *M. phaseolina* mata plantas que se acercan a su madurez. Este autor menciona que algunos investigadores llaman a la enfermedad "marchitez prematura". En el estudio realizado por Casano et al. (2018) se describen diferencias significativas en la incidencia de la enfermedad en función de la variedad, siendo la mínima observada 2,7 % y la máxima 37,1 %. Lo que evidencia la magnitud potencial del daño en variedades susceptibles a este patógeno.

Tal como se menciona en el apartado correspondiente, *M. phaseolina* también mata plántulas jóvenes (mal de almácigo o damping off) (McPartland et al., 2000).

- Síntomas en *C. sativa*

Las plantas afectadas por *M. phaseolina* desarrollan un amarillamiento sistémico, luego se marchitan rápidamente, se necrosan y mueren. Esto puede suceder muy rápidamente. En la médula del tallo se forman pequeños esclerotos negros (McPartland et al., 2000). Casano et al. (2018) agregan que en los tallos afectados, antes de quedar completamente secos, los tejidos internos quedan suaves y esponjosos. A su vez, describen decoloración del tallo cerca de la línea del suelo donde aparecen los pequeños esclerotos negros. Las raíces se necrosan y presentan zonas del cambium vascular de color marrón violáceo.

- Condiciones ambientales favorables

El crecimiento óptimo de *M. phaseolina* ocurre a 37 °C. Este hongo es un oportunista y coloniza rápidamente las plantas estresadas por la sequía y las altas temperaturas, de manera que el estrés hídrico predispone a las plantas a esta enfermedad (McPartland et al., 2000).

#### 2.4.1.6. Marchitamiento por *Verticillium*

- Agentes causales

Filo / División: Ascomycota

- *Verticillium dahliae* Kleb. (1913)
- *Verticillium albo-atrum* Reinke & Berthold (1879)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

*V. albo-atrum* provoca síntomas más graves que *V. dahliae* (McPartland et al., 2000).

- Síntomas en *C. sativa*

Al inicio las hojas se vuelven amarillas a lo largo de los márgenes y entre las nervaduras. Luego adquieren un color marrón grisáceo. Las hojas inferiores muestran los primeros síntomas. Las plantas ligeramente marchitas frecuentemente se recuperan por la noche o después del riego. Estas recuperaciones son transitorias hasta que el marchitamiento es definitivo. El corte de los tallos enfermos revela una coloración marrón del xilema, diferente a la que se observa en el marchitamiento por *Fusarium*. Si el hongo coloniza unos pocos haces de xilema, es posible que se marchiten solo algunas partes de la planta (McPartland et al., 2000).

- Condiciones ambientales favorables

*V. albo-atrum* prefiere climas fríos del norte de Eurasia o América del Norte y se desarrolla mejor a 23,5 °C. La temperatura óptima para *V. dahliae* es de 21 °C (McPartland et al., 2000).

#### 2.4.1.7. Cancro del tallo por *Fusarium*

- Agentes causales
  - Filo / División: Ascomycota
  - *Fusarium graminearum* Schwabe (1839)
  - *Fusarium sulphureum* Schltdl. (1824)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

*Fusarium graminearum* es la especie más agresiva. Debido a su importancia como patógeno de los cultivos mencionados y a que produce niveles significativos de micotoxinas peligrosas para animales y humanos (tricotecenos, micotoxina estrogénica, zearalenona), esta especie se ha convertido en uno de los fitopatógenos fúngicos más estudiados (Goswami y Kistler, 2004). En Uruguay *F. graminearum* es la especie predominante entre las que provocan la fusariosis de la espiga en el trigo y puede provocar pérdidas económicas severas en todos los eslabones de la cadena agroindustrial (INIA, 2014). En los cultivos de cebada en Uruguay es la especie predominante entre los organismos causales de esta enfermedad, aunque también se detecta *F. avenaceum* (Mazzilli et al., 2007). *F. graminearum* también está reportado como patógeno de inflorescencias de *C. sativa* (Thiessen et al., 2020, Punja y Ni, 2021, Yulfo-Soto et al., 2022) y de esquejes (Punja y Ni, 2021). Las enfermedades de flor causadas por *Fusarium* son descritas más adelante.

- Síntomas en *C. sativa*

Los síntomas de esta enfermedad suelen aparecer a mediados del ciclo productivo. Primero se observa una herida húmeda en la epidermis de tallos, seguida por una clorosis y una necrosis cortical. Frecuentemente la zona lesionada se hincha y genera un cancro fusiforme que puede abrirse. Las hojas de estos tallos se marchitan y necrosan sin desprenderse de la planta. Los canchros no suelen rodear todo el tallo pero, si esto ocurre, todas las hojas superiores se marchitan. El engrosamiento del tallo provocado por estos patógenos puede confundirse con el daño causado por barrenadores o por algunos coleópteros (McPartland et al., 2000). Al cortar y abrir los canchros se observan coloraciones rojizas o marrones de los tejidos vasculares (McPartland et al., 2000, Thiessen et al., 2020). Según McPartland et al. (2000) estas coloraciones son características del género *Fusarium* y permiten diferenciarlos

de otras enfermedades. Dentro de los tejidos del tallo afectado se observan macro y microconidios (Thiessen et al., 2020).

- Condiciones ambientales favorables

Estas especies de *Fusarium* generalmente prefieren los climas cálidos y no sobreviven en tierras anegadas por agua (McPartland et al., 2000). Thiessen et al. (2020) observaron la enfermedad a comienzos del verano (julio en el hemisferio norte, enero en el hemisferio sur).

#### 2.4.1.8. Cancro del tallo por *Cladosporium*

- Agentes causales

Filo / División: Ascomycota

- *Cladosporium herbarum* (Pers.) Link (1816)
- *Cladosporium cladosporioides* (Fresen.) G.A.de Vries (1952)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

La especie más común es *C. herbarum*. Infesta tallos, hojas, semillas y produce enzimas celulolíticas que continúan degradando el cáñamo luego de cosechado. Esta especie también puede actuar como patógeno secundario de plantas afectadas por patógenos primarios como *Sphaerotheca (Podosphaera)*, *Septoria* o *Phomopsis*. Una vez establecido, el hongo es difícil de erradicar y puede sobrevivir luego de que los fungicidas eliminen el patógeno primario (McPartland et al., 2000).

- Síntomas en *C. sativa*

En los tallos esta enfermedad comienza como manchas de color verde oscuro que luego se alargan y adquieren un color gris verdoso en condiciones de alta humedad. Los tejidos corticales debajo de estas lesiones se necrosan y generan canchales. Las fibras afectadas se tiñen de color marrón oscuro y pierden su resistencia a la tensión (Gitman y Malikova, citados por McPartland et al., 2000).

Las manchas foliares adquieren formas redondas o irregulares, cubiertas por micelio de color gris verdoso. Luego estas manchas se vuelven necróticas, se secan y se rompen dejando agujeros irregulares.

- Condiciones ambientales favorables

*C. herbarum* y *C. cladosporioides* se desarrollan mejor entre 20 y 28 °C, aunque también pueden crecer a temperaturas de heladera. Las condiciones cálidas y húmedas favorecen su producción de conidios (McPartland et al., 2000).

#### 2.4.1.9. Cancro de tallos y ramas por *Botryosphaeria*

- Agentes causales

Filo / División: Ascomycota

- *Dendrophoma marconii* Cavara (1888)
- *Botryosphaeria marconii* Charles & Jenkins (1914)
- *Neofusicoccum parvum* (Pennycook & Samuels) Crous, Slippers & A.J.L.Phillips (2006)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

McPartland et al. (2000) detalla lo siguiente: “Dewey (1914) y Barloy y Pelhate (1962) consideraron la enfermedad sin importancia económica, pero otros la consideran un problema severo (Ferraris, 1935; Trunoff, 1936; Ghillini, 1951). Charles y Jenkins (1914) informaron pérdidas de hasta el 95 % en Virginia. Las pérdidas aumentan significativamente en cultivos sometidos a estrés por falta de agua. McPartland y Schoeneweiss (1984) demostraron cómo *Botryosphaeria* ataca de manera oportunista a plantas estresadas. Esta enfermedad frecuentemente es seguida por infecciones secundarias de otros patógenos. Existen reportes de esta enfermedad sucedida por *Fusarium* en Italia (Petri 1942) y *Alternaria alternata* en Estados Unidos (McPartland, datos no publicados)”. En Estados Unidos, en un cultivo relevado por Feng et al. (2020), la incidencia de plantas con síntomas causados por *N. parvum* fue de aproximadamente el 10 %.

- Síntomas en *C. sativa*

La enfermedad causada por *B. marconii* comienza con el marchitamiento y el decaimiento de las hojas, generalmente al final del ciclo. El follaje se vuelve marrón y muere, pero permanece adherido a las plantas. Las puntas de las ramas jóvenes son las que muestran primero los síntomas (McPartland et al., 2000). En dos semanas toda la planta puede marchitarse y morir. Los tallos afectados presentan manchas grises que promedian 6 a 12 mm de largo y 2 a 6

mm de ancho (Flachs, citado por McPartland et al., 2000). Estas manchas oscurecen y desarrollan picnidios negros muy pequeños y/o pseudotecios. Luego de cosechadas las plantas las manchas continúan aumentando su tamaño (Gitman y Malikova, citados por McPartland et al., 2000).

Alberti et al. (2018) informan que la enfermedad causada por *N. parvum* afecta plantas de *C. sativa* en setiembre (marzo en el hemisferio sur), cerca de la cosecha. Las plantas presentan canchales con picnidios en el tallo y muerte de las ramas. Feng et al. (2020) describen que las plantas a campo afectadas por *N. parvum* presentan amarillamiento y enrollamiento de las hojas. Las ramas mueren y generalmente las plantas con ramas afectadas también, lo que afecta significativamente al rendimiento.

- Ciclo y formas de sobrevivencia

*B. marconii* sobrevive el invierno en los tejidos del huésped y en la primavera siguiente produce ascosporas que se propagan mediante la lluvia. Durante la temporada de crecimiento el hongo desarrolla su anamorfo (forma asexual) *Fusicoccum marconii*, cuyos conidios también se propagan a las plantas vecinas mediante el salpicado de la lluvia (McPartland y Hillig, 2007b).

#### 2.4.1.10. Cancro de tallos y ramas por *Phomopsis*

- Agente causal

Filo / División: Ascomycota

- *Phomopsis arctii* (Lasch) Traverso (1906)
- *Diaporthe phaseolorum* (Cooke & Ellis) Sacc. (1882)
- *Diaporthe eres* Nitschke (1870)

- Características generales

La enfermedad causada por *Phomopsis arctii* surge en plantas senescentes a finales del otoño. Este patógeno no causa una enfermedad foliar, como sí la genera *Phomopsis ganjae* (McPartland et al., 2000). También existen reportes de *Phomopsis cannabina* y *Diaporthe tulasnei* f.sp. *cannabis*, pero según McPartland, citado por McPartland et al. (2000), estos son sinónimos de *Diaporthe arctii*, teleomorfo de *P. arctii*. Recientemente fueron reportadas otras dos especies como agentes causales de esta enfermedad en *C. sativa*: *Diaporthe phaseolorum* (Marin et al., 2021) y *Diaporthe eres* (*Phomopsis valeta*)

(Punja y Ni, 2021). Esta última especie, además de causar heridas en tallos puede causar pudrición de inflorescencias pero en forma muy limitada (Punja y Ni, 2021).

- Síntomas en *C. sativa*

Al inicio, según McPartland et al. (2000), los canchros del tallo causados por *P. arctii* son de color claro y ligeramente deprimidos, con margen definido. Las hojas cercanas a los canchros del tallo pueden decaer y volverse amarillas. Luego los tallos adquieren tonalidades oscuras y se observan pequeños picnidios negros. Los síntomas causados por *D. phaseolorum* son similares e inician como lesiones de color marrón claro a oscuro de diferentes tamaños y formas que luego se fusionan en grandes áreas necróticas y también producen picnidios (Marin et al., 2021).

En los cultivos que tienen como objetivo la producción de tallos (fibras), los síntomas pueden empeorar después de la cosecha (Gitman y Malikova, citados por McPartland et al., 2000). En noviembre (mayo en el hemisferio sur) se forman manchas en el interior de los tallos cosechados con líneas finas de color negro en sus márgenes. A su vez, el hongo produce peritecios que extienden pequeños picos en forma de espiga hacia la superficie del tallo.

#### 2.4.1.11. Cancro de tallos, ramas y pudrición de inflorescencias por *Sclerotinia*

- Agentes causales

Filo / División: Ascomycota

- *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary (1884)
- *Sclerotinia minor* Jagger (1920)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Rataj, citado por McPartland et al. (2000), considera a *S. sclerotiorum* el patógeno más importante del cultivo de cáñamo. Mientras que Termorshuizen, citado por McPartland et al. (2000), lo considera el segundo más perjudicial luego de *Botrytis cinerea*. Hockey, también citado por McPartland et al. (2000), reporta pérdidas del 40 % en Nueva Escocia.

La incidencia de la enfermedad causada por *S. minor* en el cultivo relevado por Koike et al. (2019) es de aproximadamente el 1 %.

- Síntomas en *C. sativa*

Los síntomas causados por *S. sclerotiorum* en *C. sativa* comienzan generalmente a finales del verano en plantas con follaje muy denso. La enfermedad puede surgir cerca de la línea del suelo (Holliday, citado por McPartland et al., 2000) o en los dos tercios superiores de la planta (Tichomirov, citado por McPartland et al., 2000). Las lesiones son húmedas y aparecen primero en tallos y ramas. Los tejidos corticales debajo de las lesiones colapsan y se producen canchales de color marrón claro. En la superficie de los canchales y dentro de los tallos huecos este patógeno produce esclerotos negros (McPartland et al., 2000). Al avanzar la infección, la zona del tallo afectada se muere y en consecuencia la parte superior también. Bajo condiciones de alta humedad el hongo produce micelio de color blanquecino (Bolton et al., 2006). A su vez, este patógeno causa pudriciones de inflorescencias (Punja y Ni, 2021).

En la enfermedad causada por *S. minor* en *C. sativa*, las hojas adquieren un color verde oscuro, se marchitan y finalmente el follaje se seca por completo. Las zonas de los tallos que están en contacto con el suelo desarrollan micelio blanco a gris y esclerotos negros pequeños (0,5 a 3 mm de diámetro) de formas irregulares. El tejido del tallo debajo de la epidermis se necrosa. Sin embargo, las raíces de las plantas parecen asintomáticas (Koike et al., 2019).

- Condiciones ambientales favorables

Las condiciones ambientales favorables para el desarrollo de *S. sclerotiorum* son temperaturas frescas y alta humedad relativa. La germinación de los esclerotos se ve favorecida en la primavera por alta humedad relativa y temperaturas entre 15 y 20 °C (McPartland et al., 2000). La producción de apotecios también requiere de humedad, por lo que suele estar asociada a eventos de lluvia o riego (Bolton et al., 2006). La germinación de las ascosporas requiere agua libre y nutrientes, los cuales son aportados generalmente por restos vegetales senescentes o necróticos (Abawi y Grogan, Lumsden, McLean, citados por Bolton et al., 2006). Por esta razón, los períodos de floración favorecen las infecciones generadas por ascosporas y son críticos para el desarrollo de la enfermedad, ya que hay alta disponibilidad de nutrientes para la germinación de estas esporas y la canopia del cultivo ya está muy desarrollada (mantiene alta humedad relativa) (Inglis y Boland, Turkington y Morrall, citados

por Bolton et al., 2006), particularmente si las condiciones ambientales son favorables para el desarrollo del patógeno (Bolton et al., 2006).

#### 2.4.1.12. Mancha foliar y cancro del tallo por *Phoma*

- Agentes causales

Filo / División: Ascomycota

- *Phoma cannabis* (L.A.Kirchn.) McPartl. (1995)
- *Neodidymelliopsis cannabis* (G.Winter) Qian Chen & L.Cai (2015)
- *Phoma exigua* Desm. (1849)  
*Boeremia exigua* var. *exigua* (Desm.) Aveskamp, Gruyter & Verkley (2010)
- *Phoma glomerata* (Corda) Wollenw. & Hochapfel (1936)  
*Didymella glomerata* (Corda) Qian Chen & L.Cai (2015)
- *Phoma nebulosa* (Pers.) Mont. (1860)  
*Phomatodes nebulosa* (Pers.) Qian Chen & L.Cai (2015)
- *Phoma herbarum* Westend. (1852)
- *Phoma piskorzii* (Petr.) Boerema & Loer. (1981)
- *Ascochyta arcuata* McPartl. (1995)
- *Ascochyta prasadii* D.D.Shukla & V.N.Pathak (1968)
- *Ascochyta cannabina* E.I. Reichardt (1925)
- *Ascochyta boehmeriae* Woron. (1924)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

En los cultivos de *C. sativa* de Europa esta enfermedad le sigue en importancia a la mancha foliar causada por hongos del género *Septoria*. A veces se pueden encontrar ambas enfermedades en la misma planta (McPartland et al., 2000).

- Síntomas en *C. sativa*

Según McPartland et al. (2000), el primer síntoma consiste en manchas pequeñas de color marrón que comienzan a manifestarse en la hojas inferiores del follaje. Las manchas son circulares o con bordes rectos limitados por las nervaduras. El diámetro promedio de las manchas es de 5 mm y raramente superan los 15 mm. Sobre las manchas estos hongos forman pequeños picnidios negros. El tejido necrosado se suele romper y caer, lo que deja

pequeños agujeros en las hojas. Una vez iniciada la etapa reproductiva también pueden ser afectadas las inflorescencias. El otro síntoma de esta enfermedad consiste en canchales en los tallos, los cuales comienzan como manchas que rápidamente adquieren tonalidades grises o marrones que se desarrollan a lo largo del tallo. Sobre estas lesiones también se forman picnidios. Dos de las especies reportadas también forman pseudotecios, tanto en hojas como en tallos (Röder, Barloy y Pelhate, citados por McPartland et al., 2000).

- Condiciones ambientales favorables

El desarrollo de micelio y la germinación de esporas en estas especies se ven favorecidos por temperaturas de 19 a 22 °C.

#### 2.4.1.13. Mancha foliar y cancro del tallo por *Colletotrichum*

- Agentes causales

Filo / División: Ascomycota

- *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) S.Hughes (1958)
- *Colletotrichum dematium* (Pers.) Grove (1918)
- *Colletotrichum fioriniae* (Marcelino & Gouli) Pennycook (2017)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Según Smith et al., citados por McPartland et al. (2000), la antracnosis puede causar estragos en invernaderos con monocultivo, especialmente en sistemas hidropónicos. Hoffman, citado por McPartland et al. (2000), informó grandes pérdidas de cáñamo por *C. coccodes* en Europa central, mientras que Gitman, citado por McPartland et al. (2000), lo consideró de poca importancia en la ex URSS. *C. dematium* es un parásito débil en muchos huéspedes (McPartland et al., 2000). En el cultivo a campo donde fue *C. fioriniae*, las manchas foliares afectaron a todas las plantas (incidencia del 100 %) y su severidad en hojas desarrolladas fue de 20 % (Szarka et al., 2020).

- Síntomas en *C. sativa*

Los síntomas de esta enfermedad en las hojas comienzan como manchas foliares hundidas, húmedas y de color verde claro. Las manchas se agrandan y adquieren formas circulares o irregulares con centros de color blanco grisáceo y bordes de color marrón o negro. Las hojas afectadas se

arrugan y finalmente se marchitan (Hoffman, citado por McPartland et al., 2000). Las lesiones en los tallos inicialmente son blancas. Luego, en las lesiones aparecen puntos negros que son acérvulos. Los tallos afectados se ensanchan ligeramente y desarrollan canchros. La peridermis se despega fácilmente y a veces los tallos se rompen donde se encuentran los canchros. Las partes más distales de la planta se atrofian y a menudo se marchitan. Las plantas jóvenes mueren (McPartland et al., 2000).

Szarka et al. (2020) describen en su reporte que las manchas foliares causadas por *C. fioriniae* aparecen en la mitad inferior del follaje a principios de agosto (febrero en el hemisferio sur), cuando las plantas comienzan la etapa reproductiva. Al inicio son de color verde claro, circulares y en ocasiones se vuelven angulares, lo que coincide con la descripción anterior. Luego sus centros adquieren un color canela y un borde marrón más oscuro con halo clorótico. Los centros de las manchas se agrietan y caen, dejando orificios. Las manchas alcanzan 3 a 4 mm de diámetro y, algunas veces, se fusionan para formar áreas necróticas de hasta 20 mm de ancho. Estas áreas necróticas cuando están sobre o cerca de los márgenes de las hojas provocan torsiones, un síntoma típico de la antracnosis en otros hospederos. Estos autores no describen síntomas en los tallos causados por esta especie.

- Condiciones ambientales favorables

Clima fresco y húmedo, especialmente en suelos pesados, favorece la ocurrencia de antracnosis. La enfermedad se intensifica en las plantas sometidas a estrés por sequía o daño por heladas. *C. coccodes* se desarrolla con una temperatura óptima más fría que *C. dematium* (McPartland et al., 2000).

#### 2.4.1.14. Mancha foliar por *Septoria*

- Agentes causales
  - Filo / División: Ascomycota
  - *Septoria cannabis* (Lasch) Sacc. (1884)
  - *Septoria neocannabina* McPartl. (1995)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Rahnama et al. (2021) describen a la mancha foliar por septoria como una de las manchas foliares más frecuentes y destructivas de los cultivares de

cáñamo cultivados para la producción de cannabidiol (CBD), pese a que el cultivo resurgió recientemente en 2014, luego de haber sido restringido durante 90 años.

- Síntomas en *C. sativa*

Los síntomas consisten en pequeñas lesiones foliares de diversos colores: blancas, amarillas, pardo o gris amarronadas. Al comienzo las lesiones son pequeñas y circulares. Al agrandarse, limitan parcialmente con las nervaduras de las hojas y adquieren forma de polígonos irregulares. A veces las manchas se secan y caen, lo que provoca agujeros irregulares en las hojas. En ataques severos las hojas se curvan, marchitan y caen prematuramente (Ferraris, Watanabe y Takesawa, McCurry y Hicks, Barloy y Pelhate, Ghani y Basit, citados por McPartland et al., 2000). Las manchas se expanden rápido hasta alcanzar un diámetro de aproximadamente 5 a 7,5 mm y se observan principalmente en las hojas inferiores y en el interior del follaje (Rahnama et al., 2021). Estos patógenos también pueden afectar los cotiledones de las plántulas (Ferri, citado por McPartland et al., 2000) y los tallos de las plantas (McPartland y Hillig, 2007a).

- Ciclo y formas de sobrevivencia

La forma de sobrevivencia e inóculo primario de estos hongos son los picnidios, estructuras reproductivas asexuales que forman dentro las manchas foliares en el haz de las hojas y no en el envés (Flachs, citado por McPartland et al., 2000). Los picnidios son dispersos, redondos, de color marrón oscuro a negro (Rahnama et al., 2021). Durante el invierno permanecen en los restos vegetales y al comienzo de la primavera liberan conidios que infectan plantines y plantas jóvenes al germinar y penetrar por sus estomas (Ferri, citado por McPartland et al., 2000). Luego generan nuevamente picnidios, liberan gran cantidad de conidios que se diseminan mediante la lluvia y provocan infecciones secundarias durante el verano (McPartland et al., 2000).

- Condiciones ambientales favorables

La temperatura óptima para el desarrollo de *Septoria cannabis* es de 25 °C (Watanabe y Takesawa, 1936).

#### 2.4.1.15. Mancha foliar por *Phomopsis*

- Agente causal

  - Filo / División: Ascomycota

  - *Phomopsis ganjae* McPartl. (1983)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Debido a su capacidad de defoliar completamente las plantas de *C. sativa*, fue analizada por Ghani y Basit citados por McPartland et al. (2000), como controlador biológico de cultivos de marihuana (McPartland et al., 2000).

- Síntomas en *C. sativa*

Las infecciones fuertes de *P. ganjae* pueden defoliar por completo y matar rápidamente a plantas jóvenes. En plantas adultas las infecciones pueden ser apenas visibles pero reducen los rendimientos (McPartland y Hillig, 2006b). Los síntomas comienzan como manchas blancas del tamaño de un alfiler en las hojas de plantas jóvenes a finales de la primavera. Las manchas se agrandan, permanecen irregularmente circulares y se engrosan ligeramente. Pueden oscurecerse hasta alcanzar un color beige. Dentro de las manchas blancas surgen picnidios negros muy pequeños. Al avanzar la enfermedad las manchas foliares se unen y el tejido de la hoja entre las manchas se vuelve amarillo y necrótico. Finalmente las hojas caen. Esta enfermedad rara vez afecta a las inflorescencias (McPartland et al., 2000). El THC y el CBD inhiben el desarrollo del hongo y las plantas masculinas son más susceptibles a *P. ganjae* que las femeninas (McPartland, citado por McPartland et al., 2000).

- Ciclo y formas de sobrevivencia

*Phomopsis ganjae* sobrevive el invierno en los restos de los cultivos. En condiciones húmedas los conidios son liberados de los picnidios en cirros viscosos y se propagan a través del agua. Los  $\alpha$ -conidios germinan y forman apresorios que penetran directamente la epidermis de las hojas. Los  $\beta$ -conidios son poco frecuentes y producen tubos germinales cortos pero que no forman apresorios, por lo que su función es incierta (McPartland, citado por McPartland et al., 2000). Muchas especies de *Phomopsis* se transmiten por semilla (M. Kulik, citado por McPartland et al., 2000).

#### 2.4.1.16. Mancha foliar y de inflorescencias por Oídio

- Agentes causales

Filo / División: Ascomycota

- *Sphaerotheca macularis* (Wallr.) Lind (1913)
- *Podosphaera macularis* (Wallr.) U.Braun & S.Takam. (2000)
- *Leveillula taurica* (Lév.) G.Arnaud (1921)
- *Golovinomyces* spp.

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

El oídio es una enfermedad que afecta cultivos de *C. sativa* en ambientes controlados (cultivo de interior), invernaderos y lugares al aire libre (Scott y Punja, 2021). Esta enfermedad parece ser más severa en cultivos protegidos (Wiseman et al., 2021).

En Canadá Punja (2021) menciona que hasta esa fecha *P. macularis* solo se había registrado en un cultivo de *C. sativa* a campo y no estaba presente en invernaderos. Según este autor se desconoce el potencial de *P. macularis* para desarrollarse en cultivos protegidos. Por el contrario, resalta que el oídio provocado por *Golovinomyces* spp. en *C. sativa* es una enfermedad generalizada en cultivos de interior y bajo invernaderos.

En Estados Unidos y Canadá, debido al aumento de la superficie plantada con *C. sativa*, el avance de *P. macularis* podría tener implicancias tanto para la industria del cáñamo como para la del lúpulo (Bates et al., 2021, Punja, 2021). Weldon et al. (2020) realizaron pruebas de patogenicidad cruzadas de *P. macularis* aislado de plantas de lúpulo en plantas de *C. sativa* y de *G. spadiceus* aislado de plantas de *C. sativa* en plantas de *H. lupulus* y confirmaron el potencial de infección cruzada de ambos patógenos.

- Síntomas en *C. sativa*

Los primeros síntomas de la infección por *P. macularis* o *L. taurica* son protuberancias en la superficie foliar donde emerge el micelio. El hongo puede generar pústulas aisladas irregulares o extenderse por toda la hoja. Rápidamente las hojas parecen estar espolvoreadas con harina o cal. Las plantas afectadas permanecen vivas o amarillean prematuramente, luego se vuelven marrones y finalmente mueren. Al avanzar la enfermedad se observan manchas negras (cleistotecios) en el micelio (McPartland et al., 2000).

Punja (2021) detalla que los síntomas producidos por *P. macularis* en plantas cultivadas a campo son diferentes a los causados por *Golovinomyces* spp. en plantas cultivadas en ambientes de interior o en invernaderos. Los síntomas provocados por *P. macularis* en cultivos a campo consisten en manchas localizadas en las hojas que inicialmente son blancas y posteriormente desarrollan un centro de color beige claro. En los brotes jóvenes en activo crecimiento, el desarrollo y la esporulación del hongo son prolíficos y generan que las puntas de los brotes y las hojas jóvenes se enrollen. En el caso de *Golovinomyces* spp. los síntomas de la enfermedad comienzan como pequeñas manchas blancas y polvorientas (que corresponde a micelio epífito, conidióforos y conidios) en los haces de las hojas, que progresan y se fusionan hasta convertirse en colonias coalescentes que cubren hojas, tallos e inflorescencias (Pépin et al., 2018, Szarka et al., 2019, Wiseman et al., 2021). Este patógeno afecta esquejes jóvenes propagados vegetativamente, hojas jóvenes y viejas, tallos suculentos e inflorescencias de plantas adultas, en los que la esporulación puede ser abundante (Punja, 2018, Punja et al., 2019, Szarka et al., 2019).

Cuando esta enfermedad se desarrolla puede limitar la fotosíntesis y reducir la disponibilidad de nutrientes para la planta, lo que causa la caída prematura de las hojas, reduce el vigor general y el rendimiento potencial de las plantas (Scott y Punja, 2021).

- Condiciones ambientales favorables

*Leveillula taurica* se adapta bien a ambientes secos. La germinación de sus conidios puede ocurrir con 0 % de humedad relativa (HR) y se inhibe con presencia de películas de agua libre. El crecimiento óptimo de esta especie ocurre a 25°C. Por el contrario, los conidios de *P. macularis* germinan mejor con 100 % de HR (aunque toleran una HR de hasta 10 - 30 %) y el crecimiento óptimo de esta especie ocurre a 15 - 20 °C (McPartland et al., 2000).

#### 2.4.1.17. Mancha foliar y de inflorescencias por *Trichothecium*

- Agente causal
  - Filo / División: Ascomycota
  - *Trichothecium roseum* (Pers.) Link (1809)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

*Trichothecium roseum* es perjudicial para el ser humano porque produce un grupo de metabolitos tóxicos llamados tricotecenos (McPartland y Hillig, 2008). Estas micotoxinas producidas por *Fusarium* y *Trichothecium* spp. son el deoxinivalenol (DON), el nivalenol (NIV) y la toxina T2, conocidos por su capacidad de inhibir la síntesis de proteínas eucariotas (Jerushalmi et al., 2020).

- Síntomas en *C. sativa*

En las plantas afectadas por esta enfermedad, llamada falso oídio, se observa un polvo blanco en la superficie de ramas, hojas o inflorescencias que corresponde a las hifas superficiales de este patógeno. La aparición de los conidios del hongo produce coloraciones rosadas (McPartland et al., 2000). Estos autores también observaron en Holanda que el hongo crecía en los tallos de las ramas y anillaba las plantas, las cuales se marchitaban y caían. Este patógeno arruina las fibras de cáñamo (Ghillini, Fuller y Norman, citados por McPartland et al., 2000).

- Condiciones ambientales favorables

Este patógeno crece y esporula mejor en condiciones de humedad. Fuller y Norman, citados por McPartland y Hillig (2008), describieron que el hongo afecta al cáñamo enriado durante el tiempo cálido y húmedo.

#### 2.4.1.18. Mancha foliar y tizón de inflorescencias por *Alternaria*

- Agente causal

Filo / División: Ascomycota

- *Alternaria alternata* (Fr.) Keissl. (1912)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

*Alternaria alternata* es un saprófito oportunista en tejidos necróticos y un patógeno primario de inflorescencias femeninas, que también afecta a las semillas (Haney y Kutsheid, citados por McPartland et al., 2000), a los tallos de cáñamo cosechados (Fuller y Norman, citados por McPartland et al., 2000) e incluso a los productos finales a base de cáñamo (Agostini, citado por McPartland et al., 2000).

En China Tang et al. (2021) reportaron un cultivo de cáñamo industrial en invernadero que presentaba manchas foliares en el 80 % de las plantas y que causaron pérdidas de rendimiento del 20 %. En el relevamiento realizado en Israel por Jerushalmi et al. (2020), *A. alternata* fue el hongo más frecuente en hojas e inflorescencias infectadas (22 % de los aislamientos de hongos).

Esta especie, además de disminuir los rendimientos, produce toxinas que tienen efectos nocivos en los seres humanos (Jerushalmi et al., 2020). Según McPartland et al. (2000) fumar *C. sativa* con *A. alternata* podría causar cáncer de esófago, el cáncer más común entre los fumadores de marihuana (McPartland, citado por McPartland et al., 2000), ya que este patógeno produce toxinas que mutan las células epiteliales esofágicas humanas (Liu et al., citado por McPartland et al., 2000).

- Síntomas en *C. sativa*

Esta enfermedad aparece en plantas maduras al final de la temporada de crecimiento (McPartland et al., 2000). Según estos autores los síntomas comienzan como manchas foliares de color verde pálido o gris. Estas manchas circulares irregulares pueden desarrollar o no halos cloróticos. Las manchas pueden fusionarse y necrosar toda la hoja. El lado inferior de las manchas puede desarrollar círculos concéntricos. Los tejidos necróticos se rompen y provocan perforaciones irregulares en las hojas. Las lesiones pueden extenderse a pecíolos y tallos.

Este hongo también afecta inflorescencias femeninas, las cuales adquieren coloraciones grises amarronadas (Ferri, citado por McPartland et al., 2000). En las pruebas de patogenicidad realizadas por Jerushalmi et al. (2020) sobre plantas sanas los síntomas en inflorescencias fueron similares. En cambio, cuando estos autores realizaron las pruebas de patogenicidad sobre inflorescencias cortadas y apartadas de las plantas, los síntomas consistieron en lesiones de color blanco.

- Condiciones ambientales favorables

La temperatura óptima para *A. alternata* es de 28 a 30 °C. Esta especie infecta las plantas con tiempo cálido y húmedo pero los síntomas no aparecen hasta la ocurrencia de altas temperaturas y baja humedad relativa durante el verano (McPartland et al., 2000). En el relevamiento realizado por Jerushalmi et al. (2020) *A. alternata* fue el patógeno prevalente durante la primavera y el otoño, cuando los niveles de humedad eran altos.

#### 2.4.1.19. Pudrición de inflorescencias y de tallos por *Botrytis*

- Agente causal
  - Filo / División: Ascomycota
  - *Botrytis cinerea* Pers. (1801)
  - *Botrytis pseudocinerea* Walker et al. (2011)
  - *Botrytis porri* N.F. Buchwald (1949)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

McPartland et al. (2000) definen a *Botrytis cinerea* como el patógeno más común y de mayor importancia económica en el cultivo de *C. sativa*. Vujanovic et al. (2020) lo destacan junto al oídio como los más extendidos y relevantes en cultivos de *C. sativa* desde el punto de vista económico. Sin embargo, Punja (2018) menciona que en Canadá, aunque es un problema común en los cultivos de *C. sativa*, solo el 2 % aproximadamente de las muestras de su prospección presentaron *B. cinerea*. En un trabajo más reciente, Punja y Ni (2021) informan esta especie como el patógeno más común asociado al 88 % de las muestras de inflorescencias con pudriciones cultivadas tanto en exterior como en interior. En un relevamiento realizado en Estados Unidos, *B. cinerea* fue encontrado principalmente en invernaderos (Thiessen et al., 2020). En Israel este patógeno fue aislado en el 7 % de las muestras de hojas e inflorescencias enfermas provenientes de los cultivos de cannabis medicinal (Jerushalmi et al., 2020). Otro agente causal de esta enfermedad es *Botrytis pseudocinerea* (Garfinkel, 2020, Punja y Ni, 2021), aunque su frecuencia en los cultivos relevados fue baja y su virulencia resultó menor que la de *B. cinerea* (Punja y Ni, 2021). Estos autores también reportan a *Botrytis porri* como patógeno de *C. sativa*, pero entienden que se trata de un patógeno oportunista, ya que es poco virulento y la plantación de la cual se aisló se encontraba cerca de un cultivo huésped (ajo).

- Síntomas en *C. sativa*

*Botrytis cinerea* afecta inflorescencias, tallos, plantines (mal de almácigo), semillas y productos almacenados durante la poscosecha. En el caso de las inflorescencias genera un marchitamiento que comienza en su interior, a veces se observa el amarillamiento de las hojas aledañas a las inflorescencias, y luego se marchita todo el tejido afectado. En condiciones de alta humedad relativa el hongo produce conidióforos y conidios de color gris, signo característico de esta especie (McPartland et al., 2000). Punja (2018) aisló *B. cinerea* de inflorescencias con coloraciones marrones, tizón de brácteas

y hojas, así como con descomposición de sus tejidos en cultivos bajo invernaderos y de interior. Variedades de *C. sativa* con inflorescencias grandes y flores muy agrupadas retienen mayor humedad y son más susceptibles a la infección (McPartland, citado por Punja, 2018).

En el caso de los tallos, *B. cinerea* produce necrosis que, bajo condiciones de alta humedad relativa, esporulan y generan una masa de conidios de coloración grisácea. Dentro de los tallos afectados el hongo puede producir esclerotos (McPartland et al., 2000).

En casos de incidencia grave de la enfermedad (hasta el 50 % de las plantas afectadas), las hojas también pueden mostrar lesiones. Los síntomas comienzan como pequeñas manchas circulares que, al unirse, generan áreas necróticas con bordes cloróticos o delimitados por las nervaduras. Estas infecciones foliares parecen ocurrir únicamente en condiciones de alta presión de inóculo y en plantas que se acercan a la cosecha (Punja et al., 2019).

- Condiciones ambientales favorables

*Botrytis cinerea* se desarrolla bien con temperaturas frescas y templadas con alta humedad relativa. El rango de temperatura óptimo de esta especie para la esporulación es de 15 a 20 °C, para la germinación es de 20 °C y para la formación de esclerotos es de 11 a 15 °C (Williamson et al., 2007). Latorre y Vásquez, citados por Rebellato (2011), mencionan que los períodos con agua libre o humedad relativa superior al 95 % y temperaturas entre 18 y 25° C son altamente predisponentes para la ocurrencia de la infección. Mientras que Rotem y Aust, citados por Rebellato (2011), afirman que las condiciones de baja intensidad lumínica favorecen su desarrollo y que el espectro de luz UV afecta de forma significativa la mortalidad de los conidios de *B. cinerea*.

#### 2.4.1.20. Pudrición de inflorescencias por *Fusarium*.

- Agentes causales
  - Filo / División: Ascomycota
  - *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. (1881)
  - *Fusarium oxysporum* Schltdl. (1824)
  - *Fusarium graminearum* Schwabe (1839)
  - *Fusarium equiseti* (Corda) Sacc. (1886)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Punja (2018) tomó casi 300 muestras de inflorescencias de *C. sativa* de cultivos de invernadero y de interior, de las cuales 2 % mostraron síntomas visibles de necrosis producida por *B. cinerea* y 3,6 % presentaron degradación generada por *F. solani*. Las restantes muestras parecían estar sanas pero, luego de la esterilización y siembra de sus tejidos en medio de cultivo, se desarrollaron las siguientes especies y frecuencias de aislamiento: *F. oxysporum* (2,7 %), *F. equiseti* (0,9 %), *Penicillium olsonii* (7,4 %) y *Penicillium copticola* (10,6 %) de las muestras. Según este autor, en la inoculación de inflorescencias con varias especies de *Fusarium*, la necrosis y el crecimiento micelial más extensos fueron causados por *F. solani*, una tasa moderada de infección fue generada por *F. oxysporum* y *F. equiseti* sólo causó una necrosis ligera. Tal como se mencionó anteriormente, *F. solani* y *F. oxysporum* afectan las raíces y los tallos de *C. sativa* (McPartland et al., 2000, Punja y Rodríguez, 2018).

Thiessen et al. (2020) observaron síntomas de la enfermedad provocada por *Fusarium graminearum* y *Fusarium equiseti* en el 16 % de las muestras de inflorescencias de cáñamo recibidas en 2017 y en el 20 % de las recibidas en 2018. Estos síntomas aparecieron a partir de agosto (febrero en el hemisferio sur) y durante el secado de las mismas. En el cultivo a campo relevado por Yulfo-Soto et al. (2022) el 100 % de las inflorescencias próximas a la cosecha desarrollaron síntomas de pudrición y tizón en octubre (abril en el hemisferio sur). Las micotoxinas producidas por *F. graminearum* podrían ser un problema relevante en la producción de inflorescencias para consumo directo (Yulfo-Soto et al., 2022).

- Síntomas en *C. sativa*

Punja y Rodríguez (2018) identificaron *Fusarium solani* en inflorescencias con síntomas de necrosis que inicialmente se parecían a la enfermedad causada por *Botrytis cinerea*. Las inoculaciones de inflorescencias con *F. solani* y *F. oxysporum* realizadas por estos autores causaron infecciones en las brácteas y los pistilos, necrosis y presencia de micelio. Thiessen et al. (2020) observaron en las inflorescencias afectadas por *F. graminearum* y *F. equiseti* abundantes hifas en su superficie y en sus ápices lesiones necróticas de color marrón claro. También observaron manchas foliares circulares de color marrón claro de aproximadamente 1 cm de diámetro y un margen de color marrón oscuro. A medida que las manchas foliares envejecieron el centro se volvió marrón grisáceo y surgieron abundantes macroconidios.

- Condiciones ambientales favorables

*Fusarium oxysporum* prefiere climas cálidos con temperaturas óptimas para su desarrollo de 26 °C (Noviello y Snyder, citados por McPartland y Hillig, 2004).

#### 2.4.2. Enfermedades causadas por oomicetos

Algunas especies de oomicetos de los géneros *Pythium* y *Pseudoperonospora* causan enfermedades en *C. sativa*. Recientemente se han publicado varios estudios sobre especies de *Pythium* patógenas de este cultivo.

Curiosamente, según McPartland et al. (2000), *C. sativa* no es afectado por especies del género *Phytophthora* spp. Por el contrario, describen que esta planta puede contribuir al control de *Phytophthora infestans* (Israel, citado por McPartland et al., 2000) y su extracto acuoso puede inhibir el desarrollo de esta especie (Krebs y Jäggi, citados por McPartland et al., 2000). Vujanovic et al. (2020) mencionan el reporte de una especie de *Phytophthora* como patógeno de *C. sativa* en la Base de datos de hongos del Departamento de Agricultura de Estados Unidos.

##### 2.4.2.1. Pudrición radicular y de la base del tallo por *Pythium*

- Agentes causales

Filo / División: Oomycota

- *Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitzp. (1923)
- *Pythium ultimum* Trow (1901)  
*Globisporangium ultimum* (Trow) Uzuhashi, Tojo & Kakish (2010)
- *Pythium irregulare* Buisman (1927)  
*Globisporangium irregulare* (Buisman) Uzuhashi, Tojo & Kakish. (2010)
- *Pythium dissotocum* Drechsler (1930)
- *Pythium myriotylum* Drechsler (1930)
- *Pythium catenulatum* V.D.Matthews (1931)

- Importancia en cultivos de *C. sativa*

Punja et al. (2018) aislaron *P. aphanidermatum* en el 22 % de las plantas que presentaban síntomas de amarillamiento y marchitamiento cultivadas a campo, seguidos de un colapso total de las plantas con temperaturas

extremadamente altas. Hu y Masson (2021) aislaron este patógeno de varios cultivos a campo que presentaban riego por goteo en los que aproximadamente el 85 % de las plantas presentaban síntomas graves de pudrición de la base del tallo y las raíces, de las cuales un alto porcentaje colapsó en condiciones de altas temperaturas. Hu y Masson (2021) entienden que esta enfermedad es una limitante potencial para la producción en climas calurosos y áridos, en los que se utiliza mucha agua en combinación con mulch plástico y/o donde el drenaje es deficiente. Thiessen et al. (2020) observaron pudriciones de las raíces y las bases de los tallos causadas por *P. aphanidermatum* y *P. ultimum* durante todo el ciclo productivo en el 3 y el 8 % de las muestras recibidas en 2017 y 2018 respectivamente. Las muestras provenían de sistemas de producción en invernadero y frecuentemente de situaciones de exceso hídrico o de producción de clones en bandejas flotantes.

Los aislamientos de *P. dissotocum* y *P. myriotylum* realizados por Punja y Rodríguez (2018) en cultivos hidropónicos durante tres años presentaban aproximadamente el 1 % de las plantas afectadas por síntomas de pudrición de la raíces, de las cuales también aislaron especies de *Fusarium*. Según estos autores, las raíces colonizadas por *Pythium* generalmente estaban más afectadas que las colonizadas por *Fusarium*. En los aislamientos de *Pythium* la especie predominante fue *P. dissotocum* (aproximadamente el 70 %). Hu (2021) aisló *P. myriotylum* en un cultivo de interior desarrollado sobre fibra de coco donde aproximadamente el 35 % de las plantas mostraron síntomas de la enfermedad y muchas plantas sintomáticas colapsaron.

Las muestras recolectadas por Punja et al. (2019) que estaban afectadas por *P. catenulatum* solo representaron el 4 % del total de los aislamientos que realizaron. Sin embargo, en el relevamiento realizado Punja et al. (2021b) *P. catenulatum* fue la tercera especie más frecuente: *P. myriotylum* = 43 aislamientos, *P. dissotocum* = 35 aislamientos, *P. catenulatum* = 12 aislamientos. *P. aphanidermatum* y *P. ultimum* fueron menos frecuentes.

En el cultivo relevado por McGehee y Raudales (2021) la severidad de la enfermedad causada por *P. irregulare* fue baja. Aunque este patógeno provocó alta incidencia y gravedad de la enfermedad en los ensayos in vitro, lo que sugiere que puede ser un patógeno preemergente. Esta especie provoca mal de almácigo en varios cultivos.

- Síntomas en *C. sativa*

La pudrición radicular causada por *P. ultimum* comienza en la punta de las raíces y eventualmente genera que las partes aéreas de las plantas se marchiten (McPartland et al., 2000). Las raíces se necrosan y presentan lesiones húmedas (Thiessen et al., 2020). Las plantas afectadas se atroflan y desarrollan amarillamiento foliar. La mayor parte de las plantas mantienen su crecimiento atrofiado. Las raíces presentan lesiones amarronadas y húmedas (Beckerman et al., 2018, Thiessen et al., 2020).

Los síntomas causados por *P. aphanidermatum* son retraso del crecimiento, presencia de raíces podridas y lesiones en la base de los tallos que frecuentemente son húmedas. Las hojas adquieren coloraciones amarillas y las plantas se atroflan. En algunos casos ocurre el marchitamiento definitivo de las plantas (Beckerman et al., 2017, Punja et al., 2018, Punja y Rodríguez, 2018, Thiessen et al., 2020, Punja et al., 2021b). Las bases de los tallos afectados se oscurecen y hundecen, y los tejidos internos son afectados hasta 10 - 15 cm por encima de la superficie del suelo (Punja et al., 2018). En las superficies de los tallos de algunas plantas se observan micelios aéreos (Beckerman et al., 2017).

En condiciones de altas temperaturas el marchitamiento puede ser repentino (Hu y Masson, 2021, Punja et al., 2021b).

Punja y Rodríguez (2018) detallan que los aislamientos de *P. dissotocum* y *P. myriotylum* fueron realizados en plantas con síntomas de retraso del crecimiento, amarillamiento foliar leve y lesiones radiculares marrones que llevaron a la pudrición de las raíces. Estas pudriciones radiculares fueron observadas generalmente durante las primeras fases del crecimiento vegetativo. Cabe resaltar que no se observaron síntomas de marchitamiento en las plantas afectadas. Punja et al. (2021b) asocian el decaimiento y oscurecimiento de las hojas (verde oscuro), el amarillamiento y la necrosis de las hojas inferiores, así como la destrucción de los tejidos de la base de los tallos y las raíces a *P. myriotylum*. En cambio, asocian con *P. dissotocum* el amarronamiento superficial del sistema radicular de plantas pero sin síntomas aparentes en el follaje.

*Pythium catenulatum* fue aislado por Punja et al. (2021b) de plantas madre cultivadas durante 6 a 8 meses con raíces que presentaban amarronamiento superficial. Mientras que *P. irregulare* fue aislado por McGehee y Raudales (2021) en algunas plantas que presentaban síntomas de amarillamiento, disminución del crecimiento foliar y radicular y pudrición de las raíces.

- Condiciones ambientales favorables

*Pythium ultimum* prefiere temperaturas frescas de 12 a 20 °C. Por el contrario *P. aphanidermatum* prefiere climas cálidos y tiene una temperatura de crecimiento óptima de 32 °C (McPartland et al., 2000). Beckerman et al. (2018) observaron síntomas de pudrición causados por *P. aphanidermatum* en meses con temperaturas de 25 a 30 °C y precipitaciones récord que podrían haber influido en la aparición de la enfermedad.

*Pythium dissotocum* crece rápidamente con temperaturas de 24 a 32 °C (Punja et al., 2019) y *P. myriotylum* crece mejor a 25 - 36 °C (Punja et al., 2021b).

*Pythium irregulare* prefiere temperaturas más frescas que *P. myriotylum* y *P. aphanidermatum* (McGehee y Raudales, 2021).

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

Este trabajo se realizó entre los años 2017 y 2021 en los laboratorios de Fitopatología y de Entomología de la Facultad de Agronomía. Se realizaron visitas periódicas a cuatro predios ubicados en la zona sur de Uruguay, entre los años 2017 y 2019, para la recolección de muestras de plantas con daños o síntomas de enfermedades. En cada visita se tomaron registros fotográficos de las plantas y de las muestras recolectadas. Este trabajo fue complementado, además, por las muestras que se recibieron en la Facultad de Agronomía entre 2017 y 2020. Se procesaron y analizaron las muestras hasta la identificación de los organismos asociados a los síntomas.

Se cuantificaron las enfermedades y sus microorganismos asociados en los cultivos relevados a campo, en invernadero e interior, así como en las muestras recibidas. En forma complementaria, se calculó la proporción de los géneros o las especies identificadas en el total de los muestreos realizados a cada uno de los cultivos y en el total de las muestras recibidas.

La procedencia de las muestras fue de cultivos a campo extensivos destinados a la producción de fibra e intensivos para la producción de flores. Además de invernaderos destinados a la producción de inflorescencia con y sin control de fotoperíodo, luminosidad, humedad relativa y temperatura. También se obtuvieron muestras de cultivos de interior con condiciones ambientales controladas y de viviendas (balcones o jardines) bajo luz natural.

#### 3.1. RELEVAMIENTO

Se realizaron visitas mensuales a dos cultivos a campo y tres cultivos de invernadero ubicados en departamentos del sur de Uruguay (cuadro N° 2) durante verano y otoño, salvo el caso de un cultivo en invernadero, donde se produce todo el año, al que se realizó además una visita en junio. Las muestras colectadas de los distintos síntomas y daños observados provenían de esquejes, plantines y plantas adultas en desarrollo vegetativo y reproductivo. En total se realizaron siete visitas a dos cultivos a campo y diez visitas a tres cultivos en invernaderos.

En el muestreo se procedió a recorrer los cultivos y buscar la presencia de síntomas de enfermedades o daños por plagas. Al encontrar síntomas de enfermedades se buscó el signo de posibles patógenos y colectaron muestras para su análisis en laboratorio. En el caso de encontrar daños por insectos o

ácaros se procedió a la búsqueda y colecta del organismo plaga para su identificación en laboratorio.

Cuadro N° 2: Cultivos relevados.

<b>Empresa</b>	<b>Departamento</b>	<b>Objetivo productivo</b>	<b>Forma de producción</b>	<b>n° de visitas</b>	<b>Período de relevamiento</b>
Empresa 1	Soriano	Fibra	A campo extensiva	4	12/2017 - 03/2018
Empresa 2	Colonia	Flores	Invernadero con tecnología	4	01/2019 - 04/2019
Empresa 3	San José	Flores	Invernadero con tecnología	3	02/2019 - 06/2019
Empresa 4	Canelones	Flores	Invernadero común y a campo intensivo	3	01/2019 - 03/2019

### 3.2. RECEPCIÓN DE MUESTRAS

Durante el período de estudio se recibieron muestras para su diagnóstico provenientes de diferentes cultivos ubicados en distintas zonas del país con diferentes finalidades (en su mayoría cultivos para producción de inflorescencias), producidos a campo, en invernadero y en interior (ambientes controlados). Se recibieron 36 muestras de plagas de cannabis en total. Nueve muestras de plagas de plantas producidas en invernaderos, 23 muestras provenientes de cultivos a campo, tres muestras de cultivos de interior y una muestra de un cultivo producido en el balcón de un apartamento (exterior) (cuadro N° 3).

Las muestras recibidas de plantas de cannabis enfermas fueron 78 en total. Se recibieron 37 muestras provenientes de cultivos a campo, 37 muestras de cultivos bajo invernaderos y 4 muestras de cultivos de interior (cuadro N° 4).

Cuadro N° 3: Muestras recibidas de plantas con insectos o ácaros.

<b>Organización / empresa</b>	<b>Departamento</b>	<b>Objetivo productivo</b>	<b>Forma de producción</b>	<b>n° de muestras</b>	<b>Período de recepción</b>
Autocultivo A	Maldonado	Flores	Invernadero común	4	05/2018
Autocultivo B	Montevideo	Flores	Exterior	1	06/2018
Autocultivo C	Montevideo	Flores	Interior	1	09/2019
Club cannábico A	Montevideo	Flores	A campo intensivo	12	01/2018 - 02/2020
Club cannábico B	Montevideo	Flores	A campo intensivo	5	11/2017 - 01/2019
Club cannábico C	Montevideo	Flores	Interior	1	06/2019
Club cannábico D	Montevideo	Flores	Interior	1	02/2018
Empresa A	Montevideo	Flores	A campo intensivo	6	02/2019 - 03/2019
Empresa B	Montevideo	Flores	Invernadero común	4	01/2019 - 03/2019
Empresa C	Canelones	Flores	A campo intensivo	1	11/2019
Empresa D	San José	Flores	Invernadero con tecnología	1	01/2018
<b>TOTAL</b>				<b>36</b>	<b>11/2017 - 02/2020</b>

Cuadro N° 4: Muestras recibidas de plantas enfermas.

Organización / empresa	Departamento	Objetivo productivo	Forma de producción	n° de muestras	Período de recepción
Autocultivo A	Maldonado	Flores	Invernadero común	2	05/2018
Club cannábico A	Canelones	Flores	A campo intensivo	1	02/2019
Club cannábico B	Montevideo	Flores	A campo intensivo	15	01/2018 - 02/2020
Club cannábico C	Montevideo	Flores	A campo intensivo	7	11/2017 - 01/2019
Club cannábico D	Rocha	Flores	A campo intensivo	2	12/2018
Club cannábico E	Montevideo	Flores	Interior	1	12/2019
Club cannábico F	Montevideo	Flores	Interior	1	10/2019
Club cannábico G	Montevideo	Flores	Interior	1	06/2019
Club cannábico H	Montevideo	Flores	Interior	1	02/2018
Cultivo experimental	Paysandú	Fibra	A campo extensivo	3	02/2018
Empresa A	Canelones	Plantines	Invernadero común	1	10/2019
Empresa B	Canelones	Flores	A campo intensivo	1	12/2018
Empresa C	Canelones	Flores	A campo intensivo	2	02/2020 - 12/2020
Empresa D	Montevideo	Flores	Invernadero con tecnología	3	06/2019 - 10/2019
Empresa E	Montevideo	Flores	Invernadero con tecnología	4	10/2019
Empresa F	Montevideo	Flores	Invernadero común	2	01/2019 - 03/2019
Empresa G	Montevideo	Flores	A campo intensivo	5	02/2019 - 03/2019
Empresa H	Maldonado	Flores	Invernadero común	1	09/2019 - 09/2020
Empresa I	Maldonado	Flores	Invernadero común	1	02/2020
Empresa J	San José	Flores	Invernadero con tecnología	9	03/2018 - 05/2018
Empresa K	Colonia	Flores	Invernadero con tecnología	14	11/2018 - 08/2019
<b>TOTAL</b>				<b>78</b>	<b>11/2017 - 12/2020</b>

### 3.3. PROCESAMIENTO

El primer paso del procesamiento de las muestras consistió en clasificar el daño según la causa fuera por plagas o por enfermedades. En plantas con daños inespecíficos se procedió a hacer el análisis para ambas hipótesis.

#### 3.3.1. Procesamiento de plagas

El método utilizado para la identificación de insectos y ácaros estuvo supeditado a la clase (acarina o insecta), a la etapa de desarrollo encontrada realizando el daño y al conocimiento sobre las especies encontradas.

Para estados larvales de lepidópteros cuya especie no era posible identificar en ese estado, se procedió a colocarlos en cajas plásticas con alimento (hojas de *C. sativa*) para que alcanzaran el estado adulto. Una vez emergido el adulto, se colocó en el freezer para su mejor conservación y luego ser observado en la colección de la Cátedra de Entomología, en fotos y consulta con especialistas en ese orden. Si el estado encontrado fueron pupas, las mismas se colocaron en cajas con un mínimo de humedad (algodón humedecido) hasta alcanzar el estado adulto para seguir con el mismo procedimiento descrito anteriormente para los adultos.

Para otras especies se realizó la identificación en el estado que se encontró el insecto alimentándose. Para estos insectos se procedió a su colecta, colocándose en alcohol 70% para su conservación y posterior identificación a nivel de familia o especie en el laboratorio. Se procedió de esta forma con coleópteros, hemípteros, ortópteros, himenópteros, etc. Se etiquetaron los frascos con fecha y lugar de la colecta.

Para el caso de insectos de pequeño tamaño (pulgones, trips, etc) que no era posible su identificación a simple vista, se procedió a guardarlos en alcohol para luego proceder a realizar preparados microscópicos para ser observados con lupa (40x) y microscopio y ser identificados mediante claves específicas (Blackman y Eastop, 2000, Teulon, 1999).

Identificación molecular por barcoding:

Existió una especie de trips y una cochinilla que no fue posible identificar morfológicamente y se procedió a una identificación molecular por barcoding.

Las mismas fueron *Frankliniella occidentalis* (Thysanóptera-Thripidae) y *Planococcus citri* (Hemíptera-Pseudococcidae) su identificación se realizó

mediante análisis del marcador mitocondrial citocromo oxidasa subunidad 1. Para ello se realizó la extracción de ADN y amplificación del marcador, mediante PCR, utilizando los cebadores: LCO 5'-GGTCAACAAATCATAAAGATATTGG-3' y HCO 5' - TAAACTTCAGGGTGACCAAAAAATCA- 3' (Folmer et al., 1994).

Los productos de PCR fueron enviados para su secuenciación por Sanger en Macrogen (Corea). La misma fue realizada por el Dr. Vitor César Pacheco Da Silva, profesor adjunto de la Cátedra de Entomología de Montevideo de Facultad de Agronomía.

Metodología seguida para preparados de pulgones:

Los individuos colectados se conservaron en alcohol al 70%. Posteriormente, para su identificación a nivel de especie se realizaron preparados microscópicos seleccionando individuos ápteros y alados de cada colecta. Los ejemplares seleccionados para el proceso de montaje en preparados se trataron de acuerdo al protocolo planteado por Blackman y Eastop (2000). Para ello se realizó el siguiente procedimiento:

1. Con los ejemplares en tubos colocar en un baño de agua hirviendo por 1-2 minutos.
2. Retirar el alcohol con una pipeta y agregar hidróxido de potasio (KOH 10%) y hervir a fuego suave por 3-5 minutos.
3. Remover el KOH y realizando 5 a 6 lavados con agua destilada, dejando hidratar por 5 minutos en cada lavado.

Para deshidratar los ejemplares se procede según el método de Martin (1983):

1. Remover el agua destilada, agregar 1 cm de ácido glacial acético dejando por 2-3 minutos. Retirar el líquido con una pipeta y repetir una vez más el procedimiento con ácido acético.
2. Agregar aceite de clavo como agente clarificante dejando durante 20-30 minutos hasta que los ejemplares se aclaren.
3. Transferir 1-2 pulgones a una gota fina de Bálsamo de Canadá colocada sobre un portaobjetos y acondicionar rápidamente los pulgones de manera que queden extendidos sobre el portaobjetos.

4. Sumergir un cubreobjetos limpio en xileno y luego colocarlo sobre el portaobjetos cuidadosamente de manera de esparcir bien el Bálsamo de Canadá sin que queden burbujas.
5. Secar el preparado horizontalmente durante una semana en una estufa a 50°C.
6. Etiquetar el preparado

Luego de que el preparado quedaba pronto se observaba bajo lupa y microscopio consultado claves específicas para cada orden.

### 3.3.2. Análisis de enfermedades de plantas

Para cada muestra se describió la sintomatología en los diversos tejidos y órganos botánicos involucrados. Las muestras frescas se observaron bajo lupa y en las que se detectaron signos de hongos, se procedió a identificarlos.

En los casos de muestras que no presentaban signo visible, se realizaron cámaras húmedas con bolsas plásticas con algodones humedecidos, las cuales se mantuvieron cerradas a temperatura ambiente ( $20 \pm 2^\circ\text{C}$ ). Se evaluaron a las 48 - 72 horas para identificar presencia de signo.

Simultáneamente, para el aislamiento de los hongos y oomicetos se seccionó la zona de avance de las lesiones de los tejidos de las plantas, se desinfectaron superficialmente con hipoclorito de sodio al 1 % durante 60 segundos, se enjuagaron tres veces en agua destilada esterilizada (ADE) y se secaron sobre papel de filtro esterilizado. Luego se colocaron en placas de Petri con agar agua - sulfato de estreptomina (0,02 %) y se incubaron en oscuridad a  $23 \pm 2^\circ\text{C}$  por 72 - 96 h. El micelio desarrollado a partir de las secciones se repicó a placas de Petri con *potato dextrosa agar* (PDA) y se incubó en oscuridad a  $23 \pm 2^\circ\text{C}$  hasta la formación de estructuras reproductivas. Se obtuvieron cultivos a partir de punta de hifa y se procedió a caracterizarlos según el crecimiento de las colonias, tipo de micelio y estructuras reproductivas presentes. En todos los casos, los microorganismos identificados se asociaron con la sintomatología observada en campo y se compararon con la bibliografía consultada. En los casos en que no se desarrollaron estructuras reproductivas que permitieran identificar morfológicamente al organismo, se colocaron los cultivos de hongos a 25°C, por un período de 30 días, en condiciones de alternancia de 12 horas de luz cercana al ultravioleta y 12 horas de luz

fluorescente, con el fin de estimular el desarrollo de las estructuras reproductivas (Úrbez-Torres et al., 2006). Los hongos se conservaron en papel filtro esterilizados a -20 °C y los oomicetos en agua destilada esterilizada a 5°C. Se realizó un registro fotográfico de las estructuras reproductivas de los microorganismos aislados.

#### 3.3.2.1. Identificación morfológica

Del signo observado en las muestras o de los cultivos puros de los aislados se realizaron preparados para la observación bajo microscopio óptico y se observaron las características del micelio y de las estructuras con el objetivo de diferenciar los géneros de los hongos por medio de los manuales de Barnett y Hunter (1972), Booth (1971), Stadnik y Rivera (2001) y de los oomicetos mediante el manual de Erwin y Ribeiro (1996).

#### 3.3.2.2. Identificación molecular

Las especies que no se pudieron reconocer únicamente por su morfología, se identificaron genéticamente. Los aislados de cada género se clasificaron por morfología de colonia y se seleccionó una colonia de cada tipo morfológico para la identificación molecular de la especie. Esta clasificación y selección son especialmente importantes en géneros para los que se realizan muchos aislamientos y presentan diversidad morfológica.

La extracción de ADN se realizó mediante el procedimiento de Palocci et al. (1999) con modificaciones. Para esto se retiró el micelio de cada colonia pura de cinco días de edad y se colocó en microtubo de 2 ml, a los que se agregó 200 µl de buffer de lisis (100 µl/ml de Tris HCl 200 Mm pH 7, 100 µl/ml de NaCl 250 Mm, 100 µl/ml de SDS 0,5 %, 100 µl/ ml de EDTA 25 Mm y NaOH al 10 %) y se colocó en freezer (-20 °C) durante dos horas. Seguidamente se maceró el micelio mediante pistilo esterilizado, se adicionó 200 µl del buffer de lisis y se homogeneizó por 10 segundos en un vórtex; después se colocó en un baño seco a 65°C durante 30 minutos. Posteriormente se adicionó 300 µl de cloruro de sodio, se centrifugó a 13000 rpm durante 10 minutos a 4 °C y se transfirió el sobrenadante a un nuevo microtubo. Se agregó un volumen de isopropanol (- 20 °C), se homogeneizó y se colocó en freezer durante 30 minutos. Luego se centrifugó a 13000 rpm por cinco minutos a 4 °C. Una vez culminado el proceso se descartó el sobrenadante, se enjuagó el pellet dos veces con 200 µl de alcohol 70 % y se centrifugó por dos minutos a 10000 rpm a 4 °C. Luego se descartó el alcohol y el pellet se secó en estufa durante

aproximadamente dos horas a 40° C, se re-suspendió en 50 µl de solución buffer TE (0,2 mM y pH 8,0) y se colocó a 65° C por 15 minutos. Por último el ADN se almacenó en freezer a -20°C.

La concentración de ADN de las muestras se determinó mediante *Nanodrop 2000 Spectrophotometer Thermo Scientific* y se ajustó la concentración a 100 ng/µl.

Para su identificación las especies se amplificaron mediante PCR las regiones génicas parciales de los Espaciadores Internos Transcritos (ITS) y Factor de Elongación 1-alfa (Cuadro N° 5).

Cuadro N° 5: Características de los cebadores ITS y EF1-α.

Locus	Cebadores	Secuencias 5' - 3'	Fragmento (pb)	Cita
<b>ITS</b> <sup>a</sup>	ITS 1 ITS 4	TCCGTAGGTGAACCT TGCGG TCCTCCGCTTATTGAT ATGC	560	White et al. (1990)
<b>EF1-α</b> <sup>b</sup>	EF1 728F EF1 986R	CATCGAGAAGTTCGA GAAGG TACTTGAAGGAACCC TTAC	492	Carbone y Kohn (1999)
<b>EF1-α</b> <sup>c</sup>	EF1 688F EF1 1251R	CGGTCACTTGATCTA CAAGTGC CCTCGAACTCACCAG TACCG	884	Phillips et al. (2005)
<b>EF1-α</b> <sup>d</sup>	EF1 F EF2 R	ATGGGTAAGGARGAC AAGAC GGARGTACCAGTSAT CATGTT	656	O'Donnell et al. (1998)

Cebadores utilizados para <sup>a</sup>*Alternaria*, <sup>b</sup>*Neofusicoccum* y *Botrytis*, <sup>c</sup>*Fusarium*, <sup>d</sup>*Fusarium*.

Las amplificaciones se efectuaron en un termociclador *PTC-100 Peltier Thermal Cycler*. Las mezclas de la reacción consistieron en 25 µl de la siguiente

mezcla: buffer 1X (50 mM KCl, 10 mM Tris HCl (pH 8,0)), nucleótidos (20 mM), MgCl<sub>2</sub> (2,5 mM), cebadores (0,4 µM de cada uno), Taq polimerasa (1,25 U, *SBS Genetech Co., Ltd., China*) y 1 µl de ADN (100 ng/µl).

Los fragmentos de las regiones analizadas se amplificaron en diferentes condiciones (cuadro N° 6).

Cuadro N° 6: Condiciones de amplificación de los cebadores utilizados.

<b>Locus</b>	<b>Cebadores</b>	<b>Desnatura- lización</b>	<b>Ciclos</b>	<b>Extensión final</b>
<b><i>ITS</i></b>	ITS 1 - ITS 4	94 °C 3 min	34 ciclos a: 94 °C - 30 s 58 °C - 30 s 72 °C - 45 s	72 °C 10 min
<b><i>EF1-α</i></b>	EF1 688Fb - EF1 1251R EF1 728F - EF1 986R EF1 F - EF2 R	95 °C 5 min	35 ciclos a: 95 °C - 30 s 55 °C - 45 s 72 °C - 60 s	72 °C 10 min

De los productos de amplificación, se analizaron dos microlitros mediante electroforesis a 90 V durante 25 minutos en geles de agarosa (SBS, China) al 1 %, utilizando Buffer TBE 1X (tris base 89 mM, ácido bórico 89 mM y EDTA 2 mM, pH=8,0). Para estimar el tamaño de las bandas se empleó un marcador de peso molecular conocido de 100 pb (*Gene Ruler 1 kb DNA Ladder Plus*, Fermentas, Alemania). También se incluyó en el gel, una muestra como control negativo (sin ADN) para descartar una posible contaminación en la PCR.

Para la visualización de las bandas amplificadas, los geles se tiñeron en solución acuosa con GelRed (*Biotium*, Estados Unidos, 5 µl GelRed, 2 ml NaCl 0,1 M y 48 ml de agua) durante 30 minutos y se fotodocumentó sobre luz ultravioleta en transiluminador (*DyNA Light Dual Intensity UV Transiluminator*, *Labnet Internacional Inc.*, USA) para determinar la presencia de banda.

Los productos de la PCR se enviaron a Macrogen Inc. (Corea) y las secuencias resultantes se editaron manualmente en programa *MEGA 5.1* (Tamura et al., 2011) y se compararon en el *GenBank* mediante *Blast*.

#### 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Este trabajo es una primera aproximación a los problemas sanitarios que afectan a los cultivos de *C. sativa* en Uruguay.

##### 4.1. PLAGAS ASOCIADAS A CULTIVOS DE *C. sativa*.

En los cuadros N° 7 y 8 se presentan las listas con las plagas identificadas en producciones protegidas y a campo.

Se observan diferencias en las especies encontradas y en la magnitud de sus daños según la forma de cultivo. Se constataron diferencias entre las especies de insectos que atacan a campo, en invernadero o de interior.

En cultivos de invernadero donde varían las condiciones de humedad, temperatura, riego, ventilación, luz, manejo de la planta, densidad de plantación, etc., también se observaron diferencias en las especies y en su importancia en relación a sus daños.

Cuadro N° 7: Insectos

Plaga	Orden	Especie	Familia	Campo	Inverna-dero	Interior
Lagartita	Lepidóptera	<i>Argyrotaenia sphaleropa</i>	Tortricidae	X	X	
Lagartas	Lepidóptera	<i>Peridroma saucia</i>	Noctuidae	X		
		<i>Paracles deserticola</i>		X	X	
		<i>Rachiplusia nu</i>		X	X	
		<i>Spodoptera cosmioides</i>		X	X	
		<i>Helicoverpa gelotopoeon</i>		X	X	
Pulgón	Hemíptera	<i>Myzus persicae</i>	Aphididae		X	
		<i>Aphis gossypii</i>			X	X
		<i>Aulacorthum solani</i>		X	X	
Pulgón de raíz	Hemíptera	<i>Rhopalosiphum rufiabdominalis</i>		X		
Mosca blanca	Hemíptera	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	Aleyrodidae		X	X
		<i>Bemisia tabaci</i>			X	X
	Chinche	<i>Edessa meditabunda</i>	Pentatomidae		X	
		<i>Nezara viridula</i>			X	
Trips	Thysanóptera	<i>Caliothrips phaseoli</i>	Thripidae		X	
		<i>Frankliniella occidentalis</i>			X	
San Antonio verde	Coleóptera	<i>Diabrotica speciosa</i>	Chrysomelidae		X	

Cuadro N° 8: Ácaros

Plaga	Orden	Especie	Familia	Campo	Invernadero	Interior
Arañuela	Acarina	<i>Tetranychus urticae</i>	Tetranychidae	X		X
Ácaro blanco	Acarina	<i>Polyphagotarsonemus latus</i>	Tarsonemidae		X	X

Se presenta a continuación información acerca de cada una de las plagas encontradas: importancia relativa, cultivos en los que fue relevado, estadios de las plantas y los órganos afectados, daños observados y modo de identificación. Para aquellas plagas que se observaron y no están reportadas en cannabis, y por lo tanto no fueron incluidas en el capítulo de revisión bibliográfica, se incluye además el anexo N° 1 con información bibliográfica.

#### 4.1.1. Orden Acarina

##### 4.1.1.1. "Arañuela roja" *Tetranychus urticae* (Acarina - Tetranychidae)

Esta plaga ocupó el primer lugar de importancia relativa en cuanto a incidencia en condiciones de interior. Estos resultados coinciden con los de McPartland et al. (2000), quienes la han reportado como la plaga de mayor importancia por los daños que ocasiona. Su frecuencia de aparición en el seguimiento periódico realizado fue de 57 % (8 en 14). En las visitas a cultivos de interior fue la plaga más frecuente, constatándose su presencia en la mayoría de los cultivos de interior visitados.

Se la observó desde el período de esqueje hasta la floración con la mayor incidencia. En las observaciones a campo no fue común la presencia de arañuela, si bien hubo algunos registros de presencia de esta especie pero con una importancia menor.

Durante este trabajo se la pudo observar afectando hojas en estado de esqueje y crecimiento vegetativo, en la etapa de floración se la encontró además creciendo sobre las flores, produciendo una merma considerable de rendimiento tanto en cantidad como en calidad. Se la pudo detectar con alta frecuencia al observar el envés de las hojas en cultivos de interior.

Los daños consistieron en pequeñas decoloraciones que se observan como puntos más claros en relación al color de la hoja que pasan al verde amarillo. Los síntomas empeoraron durante la floración, cuando en presencia

de grandes poblaciones deterioraron la calidad de la flor. Cuando la densidad poblacional es alta, envuelven las flores con hilos o tela pudiendo provocar que la planta se seque, esto sucede cuando el ácaro agota el hospedero y los hilos le permiten trasladarse a otro hospedero para poder colonizarlo.

La identificación se realizó bajo la lupa a partir de la observación de las características morfológicas de la especie destacándose las manchas oscuras más o menos grandes situadas en el dorso. Se encontraron adultos, ninfas y en mayor cantidad huevos. Los huevos se observaron esféricos, lisos, blanquecinos o color ámbar.

Las condiciones de temperaturas medias a altas, y baja humedad fueron las que favorecieron su mayor presencia. Siempre se las observó agregadas formando colonias en el envés de las hojas. Se observaron mayores poblaciones en el momento de la floración y la presencia de telas debido seguramente a que al llegar al momento de la floración si no se toma ninguna medida la población continúa creciendo de forma continua hasta agotar al hospedero.



Figura N° 1: Arañuela en el envés de la hoja.



Figura N° 2: Huevo y adulto de arañuela vistos en lupa.



Figura N° 3: Daño avanzado de arañuela en plantas en floración en cultivo de interior.

#### 4.1.1.2. “Ácaro blanco” *Poliphagotarsonemus latus* (Acarina - Tarsonemidae)

Esta plaga tuvo gran importancia por la severidad de sus daños en los cultivos en invernadero con destino a producción de flores. Fue además encontrada en cultivos de interior con destino a la producción de flores. Su aparición se constató solamente en cultivos protegidos ya sea de interior o invernadero. Parecería verse favorecido por condiciones de crecimiento en alta densidad, humedad y poca ventilación.

Los daños se observaron desde etapas iniciales de crecimiento vegetativo hasta los últimos días previo a la cosecha. Los órganos más afectados son los ápices y las hojas nuevas. Se observaron en plantas afectando su crecimiento y en cuyas hojas se observaba forma de garra tal como se reporta en bibliografía (Bentancourt y Scatoni, 2010).

Las plantas no morían a causa de la incidencia de esta plaga, sino que continuaban su desarrollo con menor vigor que plantas en las mismas condiciones de crecimiento pero sin presencia de ácaro. Se lo vio afectando brotes, follaje y producción de flores, por lo que serían necesarias medidas de control.

Los ácaros se instalan en tejidos en activo crecimiento como hojas nuevas y éstas se enrollan hacia abajo por los bordes. Los brotes enlentecían su crecimiento o dan hojas deformes, que en algunos casos tomaban coloraciones amarillentas evolucionando a un color bronce (Gerson, 1992).

La identificación de las plantas afectadas en el cultivo se daba por la observación de los síntomas como lo descrito como la deformación de hojas.

Para realizar un diagnóstico seguro solo se lograba observar bajo lupa con el mayor aumento la presencia de ácaros y huevos. Estos últimos son muy característicos por presentar un punteado sobre su superficie. Los huevos son elípticos, translúcidos y externamente cubiertos de numerosos tubérculos blancos (Bentancourt y Scatoni 2010) una característica que permite la identificación de este ácaro.

Se encontraron en el envés de hojas debido a que prefieren evitar la incidencia directa del sol (Bentancourt y Scatoni, 2010). Los huevos se ubican en el envés de hojas nuevas de manera individual.

El patrón de distribución daba indicios de que a partir de una planta madre infectada la plaga se propagó en el cultivo, su distribución fue en plantas aisladas o pequeños manchones.

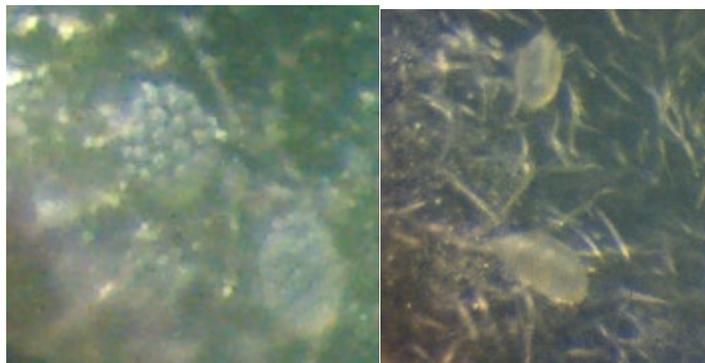


Figura N° 4: Postura (a la izquierda) y adulto (a la derecha) de ácaro blanco.



Figura N° 5: Plantas con daños causados por ácaro blanco.

#### 4.1.2. Orden Hemiptera

##### 4.1.2.1. “Moscas blancas” *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia tabaci* (ALEYRODIDAE)

Su mayor incidencia se dio en condiciones de cultivo de interior, causando grandes pérdidas en algunas situaciones, principalmente en los casos en que la misma no recibió ningún manejo desde su detección. De las dos especies identificadas, la más frecuente fue *Trialeurodes vaporariorum*. Sin embargo, las infestaciones más severas fueron causadas por *Bemisia tabaci*, esto podría deberse a la presencia de virus transmitidos por esta especie que no fueron objeto de estudio en esta tesis. Su frecuencia de aparición en los cultivos a los que se realizó seguimiento periódico fue relativamente baja, 14 % (2 de 14 visitas). Su presencia fue constatada en condiciones de invernadero, en los mismos también se encontraron algunos controladores biológicos para esta especie. También se la encontró con frecuencia en cultivos de interior.

Si bien en algunos casos se dieron en condiciones de invernadero, en ningún caso sus daños en esa modalidad de cultivo fueron de gran magnitud. Los mayores problemas se dieron en cultivos de interior sobre todo en las situaciones dónde no fue controlada desde el momento de su detección. Ante manejos adecuados, no se observó presencia de la plaga.

Fue observada en plantas en etapa de crecimiento vegetativo y reproductivo. Se la observó alimentándose de hojas. Sin embargo no solamente afectan hojas, sino que los exudados de mielecilla que liberan afectan otros órganos como las flores.

Los daños causados por esta plaga son pérdida de vigor, pérdida de hojas, amarillamiento llegando en algunas ocasiones a marchitamiento. El daño que se observa con mayor frecuencia es indirecto por presencia de fumagina. La fumagina son hongos saprófitos que se alimentan sobre la mielecilla que expulsa la mosca al alimentarse. La fumagina genera una disminución de la capacidad fotosintética de la planta y menor calidad comercial por contaminación de las flores. La misma se observó solo en casos de muy altas densidades poblacionales.

Los adultos de mosca se ubican generalmente en el envés de las hojas nuevas. Al mover las plantas, las moscas suelen volar por lo que se pueden observar con facilidad. Las formas ninfales en cambio se ubican en el envés de las hojas permaneciendo fijas hasta alcanzar el estado adulto.

La identificación a nivel de especie se realizó observando características en individuos adultos y fundamentalmente por características de los puparios.

#### 4.1.2.2. “Pulgones” (Hemiptera - Aphidoidea)

Se trata de una plaga potencialmente importante debido a que su alimentación genera importantes pérdidas en la calidad comercial de las flores, pérdidas de vigor en las plantas y transmisión de virus. Su frecuencia de aparición en los cultivos a los que se realizó relevamiento fue 43 % (6 de 14, todas en cultivos de interior con destino a producción de flores). También fue observado a campo y en invernaderos en cultivos a los que se realizaron visitas puntuales. La especie más frecuente fue *Aphis gossypii*.

Fueron encontrados en el envés de las hojas en condiciones de cultivo en invernadero aunque también se encontraron en cultivos a campo e interior.

Su ataque se detectó tanto en estado de crecimiento vegetativo como en floración. Los órganos directamente afectados son las hojas, lugar donde los mismos se ubicaban en el envés de las hojas para alimentarse. También se los encontró afectando otros órganos de la planta como flores provocando una disminución de su calidad por la presencia de sus exudados.

Al igual que la descripción realizada por McPartland et al. (2000) y por Ebert y Cartwright (1997), los pulgones se congregan en el envés de las hojas y causan amarillamiento y marchitez. Hojas y flores afectadas pueden arrugarse y deformarse. Altamente infectadas pueden marchitarse y morir. A partir de su alimentación excretan exudados (melaza) que generan reducción de la capacidad fotosintética y de transpiración, dificultan la capacidad de movimiento de sus parásitos y depredadores, pérdida de calidad del producto por contaminación, asociaciones simbióticas con hormigas que los protegen de sus enemigos naturales.

El mayor daño observado fue la presencia de sus exudados que reducían la capacidad fotosintética de las plantas y la calidad estética de las flores, daño que coincide con lo publicado por Cranshaw et al. (2019). En general las bajas densidades en las que fue encontrado hicieron que los daños no llegaran a ser de relevancia.

La identificación se realizó a través de preparados microscópicos y uso de claves como se describe en materiales y métodos. La especie más frecuentemente encontrada fue *Aphis gossypii*, encontrada tanto en cultivos en invernadero como a campo, observación que coincide con lo publicado por

Cranshaw et al. (2019). Esta especie puede ser de gran relevancia por ser vector de virus. Su rasgo más característico fue la presencia de sifones negros.

En general se encontraron grandes poblaciones en el lado abaxial de las hojas, predominantemente cerca de las nervaduras y los pecíolos, además del tallo, coincidente con lo descrito por López Carretero et al. (2022). Su incidencia ocurría en focos y en algunos casos se observó la presencia de *Harmonia axyridis* (Coleóptera - Coccinelidae) alimentándose de ellos.

*Myzus persicae* fue otra especie encontrada en condiciones de cultivo en invernadero y *Aulacorthum solanii* fue encontrada una vez a campo y una vez en invernadero, en general ambas especies se dieron en mucho menor proporción que *Aphis gossypii*.



Figura N° 6: *Myzus persicae* observado en lupa.



Figura N° 7: *Aphis gossypii* en el envés de las hojas.

#### 4.1.2.3. “Pulgones de raíz de los cereales” *Rhopalosiphum rufiabdominalis* (Hemiptera - Aphididae)

Por último apareció *Rhopalosiphum rufiabdominalis* que se trata de una plaga potencialmente importante debido a que su alimentación genera importantes pérdidas de vigor en las plantas. Sin embargo, no fue encontrada en ninguna de las visitas periódicas a los cultivos relevados, solamente se recibió una muestra proveniente de un cultivo con destino o propagación de plantas en condiciones de interior.

En el transcurso de este relevamiento fueron encontrados solamente en una oportunidad, en cultivos destinados a propagación vegetativa en interior. Se los encontró alimentándose de raíces de plantas en estado de crecimiento vegetativo en coincidencia con lo reportado por Cranshaw et al. (2019).



Figura N° 8: *Rhopalosiphum rufiabdominalis*.

#### 4.1.3. Orden Thysanoptera

Los thrips son plagas potencialmente importantes por ser transmisores de virus y por sus daños directos. Los daños observados en ningún caso representaron problemas económicos. Su frecuencia de aparición en los cultivos a los que se realizó seguimiento periódico fue de 50 % (7 en 14). Fueron encontrados en cultivos a campo y en invernadero, tanto para producción de fibra como de flores. *Caliothrips phaseoli* fue la especie encontrada con mayor frecuencia y abundancia de individuos, ésta especie es la especie de trips más frecuente en cultivos de soja en Argentina (Flores et al., 2018).

También se encontró *Frankliniella occidentalis*, con la particularidad de que todos los individuos encontrados fueron totalmente de coloración amarilla y provenientes de un solo establecimiento que era un invernadero de producción, por ello se recurrió a una identificación molecular descrita en materiales y

métodos por no presentar las características más comunes de coloración de esta especie.

La presencia de trips fue constatada en cultivos para producción de fibra y en cultivos para producción de flores, en las tres modalidades de cultivo estudiadas: a campo, en invernadero e interior.

Los daños se observaron en las hojas tal como fueron descritos en la revisión bibliográfica. En general los daños comenzaban en la etapa de crecimiento vegetativo y continuaban hasta la etapa de floración. Los daños observados consistieron en decoloración de las hojas con puntos negros que se correspondían con las deyecciones de los trips. A estas especies se les atribuye un importante potencial como transmisor de muchas virosis aspecto que no fue abordado en el estudio de esta tesis.



Figura N° 9: *Caliothrips phaseoli*.



Figura N° 10: *Frankliniella occidentalis*

#### 4.1.4. Orden Lepidóptera

##### 4.1.4.1. “Lagartita” *Argyrotaenia sphaleropa* (Meyrick, 1909), (Lepidoptera - Tortricidae)

Es una plaga considerada importante tanto por su frecuencia de aparición, como por los daños causados. Fue una de las plagas más comúnmente encontradas en condiciones de campo y en cultivos en invernadero, no sucedió lo mismo en los cultivos de interior dónde no apareció en el transcurso de la tesis. Su frecuencia de aparición en los cultivos a los que se realizó un seguimiento periódico fue de 57 % (8 en 14).

*Argyrotaenia sphaleropa* fue encontrada con frecuencia en condiciones de cultivo a campo. Tanto en cultivos con destino a producción de fibra como para producción de flores.

Fue observada dentro de los ápices de los tallos, de flores y también alimentándose de hojas, los mismos coinciden con los daños descritos por Bentancourt y Scatoni (2010).

En muchas ocasiones, en condiciones de crecimiento vegetativo la alimentación de *A. sphaleropa* en los ápices generaba una interrupción de la dominancia apical y por consiguiente una bifurcación del tallo al retomar su crecimiento.

En condiciones de alta humedad relativa la alimentación de la lagartita generaba condiciones para la aparición de hongos, principalmente *Botrytis cinerea*. Esto fue común cuando en estado de floración se observaba el daño por *B. cinerea* pero al observar detenidamente se podía ver que existía un daño primario provocado por la alimentación de la lagartita. En muchos casos el daño primario era causado por la alimentación de la lagartita, al abrir la flor, la larva o pupa se encontraba alojada dentro.

A diferencia de los daños de tortricidos reportados por McPartland et al. (2000) que son principalmente barrenadores de tallo, esta especie fue encontrada principalmente en hojas y flores.

En los cultivos a campo, se encontraron dentro de tallos en los que se observan ápices secos a causa de la alimentación de la lagartita, esto si coincide con lo descrito por McPartland et al. (2000) haciendo mención a su daño como barrenador (figura N° 11).

Para lograr la identificación se realizó la crianza de las larvas para obtener pupas y luego individuos adultos. Los adultos fueron comparados con

especímenes de la colección y con especialistas para la confirmación de la especie.



Figura N° 11: Ápices secos a causa de alimentación de lagartita.



Figura N° 12: Larva de *A. spheropa*.



Figura N° 13: Adultos de *A. spheropa*.



Figura N° 14: Pupa de *A. sphaleropa* dentro de una flor en poscosecha.

### **Lagartas**

En general no se registraron daños de gran magnitud. Se observaron varias especies alimentándose del follaje en el transcurso de la tesis.

La frecuencia de aparición de larvas defoliadoras en los cultivos a los que se realizó seguimiento fue relativamente alta 71 % (10 de 14) y su presencia se dió entre los meses de enero a marzo.

Los daños por “lagartas” fueron frecuentes en condiciones a campo y en invernadero, tanto en cultivos para producción de fibra como en cultivos para producción de flor. En el transcurso de este estudio, no fueron encontrados en ningún caso en condiciones de cultivo de interior.

Su mayor daño ocurrió por defoliación en condiciones de invernadero. Existieron en algunos casos altas densidades poblacionales, específicamente en los meses de enero, principalmente febrero y también marzo.

#### 4.1.4.2. “Lagarta bolillera” *Helicoverpa gelotopoeon* (Lepidóptera - Noctuidae)

Fue encontrada en un cultivo a campo y en una de las visitas periódicas realizada a un cultivo en invernadero. Si bien en una de las visitas realizadas se encontró una población relativamente alta de esta especie, no llegó a causar daños de relevancia.

Fueron encontradas en los meses de febrero y marzo, en cultivos en etapa de crecimiento reproductivo. Sus daños fueron constatados únicamente en hojas y en algún caso se las encontró en la base del cogollo como barrenadora.



Figura N° 15: Larvas de *Helicoverpa gelotopoeon*.

#### 4.1.4.3. “Lagarta peluda rubia” *Paracles deserticola* (Lepidóptera - Arctiidae)

Fue encontrada en dos de los cultivos a los que se les realizó seguimiento periódico, también se recibieron para su identificación larvas provenientes de cultivos a los que no se les realizó seguimiento. Sin embargo, los daños observados no fueron de gran magnitud.

Su presencia se dio en cultivos a campo para producción de fibra y en cultivos a campo e invernadero para producción de flores.

Sus daños ocurrieron en verano, en los meses de enero y febrero. Atacaron plantas en estado de crecimiento vegetativo y reproductivo. Los daños fueron principalmente de defoliación.



Figura N° 16: Larva de *Paracles deserticola*.

#### 4.1.4.4. “Lagarta del girasol” *Rachiplusia nu* (Lepidóptero - Noctuidae)

Según el seguimiento periódico a cultivos realizado, se trata del lepidóptero de mayor relevancia en cultivo a campo para fibra, dato que coincide con la importancia atribuida a esta plaga en otros cultivos con modalidades de producción semejantes como la soja, donde es considerada la plaga principal del cultivo por los daños de importancia económica que provoca Martiarena et al. (2019). Fue encontrada también en cultivos en invernadero para producción de flores, aunque con daños de poca relevancia. Se correspondió su presencia con el estado de crecimiento vegetativo y reproductivo. A campo los daños se ocasionaron en el mes de enero, mientras que en condiciones de invernadero fueron en cultivos en marzo y en junio.

Los daños causados fueron defoliación sin seguir un patrón definido, que coincide con lo descrito por Bentancourt y Scatoni (2010).

#### 4.1.4.5. “Oruga del yuyo colorado” *Spodoptera cosmioides* (Lepidóptera - Noctuidae)

Fue encontrada en cultivos para producción de flores tanto en condiciones de campo como en invernadero, en los meses de verano, en cultivos en etapa de crecimiento reproductivo.

Los daños constatados corresponden a defoliación libre, coinciden con los reportados por Kahl y Kleisinger (2016). Se trata de una especie cuya ocurrencia tiene un marcado efecto año.



Figura N° 17: Larvas de *Spodoptera cosmioides*

#### 4.1.4.6. “Lagartas cortadoras” *Peridroma saucia* (Lepidóptero - Noctuidae)

Sus mayores daños se encontraron en la época del trasplante durante los meses de enero, febrero y marzo.

Sus daños de mayor importancia fueron encontrados en cultivos de cáñamo para fibra y en cultivos de flores a campo. En ambos casos fueron cultivos a campo. Su frecuencia de aparición en los cultivos a los que se realizó un seguimiento periódico fue de 7 % (1 en 14).

Fue encontrada defoliando hojas en etapa de crecimiento vegetativo. Sin embargo, sus mayores daños se observaron en etapas iniciales del cultivo, momento en el que el roído en la base de las plantas llegaba a cortar o tumbar las plantas.

Las plantas jóvenes fueron las más afectadas. Como puede apreciarse en la imagen a continuación, la plaga realiza un roído en la base del tallo, que en caso de daños severos, llega a matar la planta. Los daños suelen verse en manchones.



Figura N° 18: Larva de *Peridroma saucia*.

Otros insectos de importancia menor

#### 4.1.5. Orden Coleóptera

##### 4.1.5.1. “San Antonio verde” *Diabrotica speciosa* (Coleóptera - Chrysomelidae)

La magnitud de los daños observados a causa de San Antonio verde (*Diabrotica speciosa*) fueron muy bajos en todos los casos, sin embargo, su presencia fue muy frecuente: 71 % (10 de las 14 visitas realizadas).

Fue encontrado tanto a campo como en invernadero, en cultivos para producción de flores y en cultivos para producción de fibra.

Principalmente fue encontrada en los meses de diciembre, enero y febrero. Los daños observados fueron a causa de su alimentación, que provoca perforaciones pequeñas e irregulares sobre las hojas (cribado). En ningún caso de los analizados representó daños de importancia.



Figura N° 19: *Diabrotica speciosa*.

#### 4.1.5.2. “Gorgojos” (Coleóptera - Curculionidae)

En ninguno de los cultivos relevados el daño causado por gorgojos fue de importancia. Fueron encontrados frecuentemente, pero en su gran mayoría en bajas poblaciones y con daños casi imperceptibles. De los cultivos a los que se realizó seguimiento periódico, se los encontró en 28 % (4 en 14) de las visitas realizadas.

Fue común en cultivos a campo e invernaderos. No fueron encontrados en cultivos de interior. Fueron encontrados en general en etapa de crecimiento vegetativo y reproductivo alimentándose principalmente de hojas.

Los daños observados fueron hojas comidas en el borde externo de la hoja sin seguir un patrón definido, aunque en ningún caso los daños comprometieron la integridad de las plantas o los rendimientos obtenidos.

Por tratarse de organismos cuyos daños no representaron problemas considerables, su identificación se realizó solo a nivel de familia.

#### 4.1.6. Orden Hemíptera

##### 4.1.6.1. “Chinches” (Pentatomidae)

No se observaron daños de gran magnitud causados por chinches, probablemente porque en ningún caso se encontraron en altas densidades poblacionales. Fueron vistas en el 60 % (6 en 10) de las visitas realizadas a cultivos en invernaderos, no así a campo ni en cultivos de interior.

Se encontraron en los meses de febrero y marzo, en cultivos en etapa de desarrollo reproductivo. Se encontraban succionando savia de los tallos como

forma de alimentación. En los relevamientos realizados, la magnitud de los daños causados por chinche no fue de entidad en ningún caso.

En base a utilización de claves y consultas con expertos se arribó a la constatación de la presencia de dos especies de chinches asociadas a cultivos de cannabis: *Nezara viridula* y *Edessa meditabunda*.



Figura N° 20: Adulto de *Nezara viridula* observado bajo

#### 4.1.6.2. “Cotorritas” (Hemiptera - Cicadellidae)

Las cotorritas encontradas pertenecieron todas a la familia *Cicadellidae* (no se llegó a determinar su especie) y fueron una plaga de poca importancia, debido a que en ningún caso las densidades poblacionales observadas fueron altas. Además los daños producidos no fueron de gran magnitud. Su frecuencia de aparición en los cultivos a los que se realizó seguimiento fue de 21 % (3 en 14).

Fueron observados en cultivos para producción de flores en invernaderos y a campo. Se situaban en hojas de plantas en estado de crecimiento vegetativo y reproductivo. Los daños causados fueron puntuaciones en hojas a causa de la succión que realizan para su alimentación.

## “Cochinillas” (Hemiptera - Coccoidea)

### 4.1.6.3. “Chanchito” *Planococcus citri* (Hemiptera - Pseudococcidae)

Desde el punto de vista de su frecuencia de aparición, la cochinilla algodonosa (*Planococcus citri*) no es una plaga de gran importancia ya que no fue encontrada en ninguna de las visitas realizadas a los cultivos que se realizó seguimiento. Sin embargo, el daño que realiza es de gran importancia debido a que genera una pérdida de calidad de producto final y una merma en la producción. Fue encontrada en una muestra enviada a Facultad de Agronomía y se la identificó por técnicas moleculares descritas en materiales y métodos.

Por el contrario, en el caso de *Saissetia oleae* y *Ceroplastes grandis* fueron dos géneros frecuentemente encontrados en cultivos para producción de flores en condiciones protegidas: 30 % (tres de diez visitas realizadas a cultivos en invernadero para producción de flores), en condiciones de campo no fueron encontradas. Cuando se constató su presencia en los cultivos relevados periódicamente, siempre fueron encontradas en bajas densidades poblacionales y por lo tanto los daños causados no fueron considerados como de importancia. *Saissetia oleae* y *Ceroplastes grandis* afectan tallos, excepto en caso de poblaciones muy grandes, no generan grandes daños. Cuando la densidad poblacional es importante generan pérdida de vigor y de rendimiento.

En el caso de *Saissetia*, *Icerya purchasi* y *Ceroplastes* se las identificó por morfología con colaboración de expertos.



Figura N° 21: *Saissetia oleae*

#### 4.1.7. Orden Orthóptera “langostas”

No se constataron daños considerables a causa de esta plaga en los años que abarcó el período de estudio. Posiblemente debido a que en ningún caso se encontraron grandes poblaciones. Su presencia se constató en 21 % (3 en 14) de las visitas realizadas, solamente en cultivos a campo o en invernadero.

Fueron encontradas en cultivos para producción de flores y para producción de fibra en los meses de enero y febrero alimentándose principalmente de hojas provocando defoliación en las plantas. En ningún caso fueron encontradas en cultivos de interior.

Debido a la baja magnitud de los daños observados, se las identificó solamente a nivel de superfamilia.

#### 4.2. ENFERMEDADES

Se aislaron ocho géneros y especies de hongos asociados a enfermedades de cultivos a campo (cuadro N° 9), quince asociados a enfermedades de cultivos en invernaderos (cuadro N° 10) y uno asociado a una enfermedad en un cultivo de interior (cuadro N° 11).

En las muestras analizadas no se aislaron oomicetos asociados a enfermedades de plantas de *C. sativa*.

Cuadro N° 9: Hongos asociados a enfermedades de cultivos a campo.

<b>Enfermedad</b>	<b>Órgano afectado</b>	<b>Género / Especie</b>
Pudrición	Raíces Base del tallo	<i>Rhizoctonia</i> sp.
Pudrición	Raíces Base del tallo	<i>Fusarium</i> sp.
Marchitamiento	Plantas	<i>Sclerotium rolfsii</i>
Cancro	Tallos Ramas	<i>Neofusicoccum parvum</i>
Cancro	Tallos Ramas	<i>Phomopsis</i> sp.
Pudrición	Tallos Ramas	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>
Manchas	Hojas	<i>Alternaria</i> sp.
Pudrición	Inflorescencias Tallos Ramas	<i>Botrytis cinerea</i>

Cuadro N° 10: Hongos asociados a enfermedades de cultivos de invernaderos.

Enfermedad	Órgano afectado	Género / Especie
Pudrición	Esquejes	<i>Botrytis cinerea</i>
Mal de almácigo Pudrición	Plántulas Plantines Esquejes Raíces y base del tallo	<i>Fusarium sp.</i>
Pudrición	Esquejes	<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>vasinfectum</i>
Pudrición	Raíces y base del tallo	<i>Fusarium oxysporum</i>
Pudrición	Raíces y base del tallo	<i>Fusarium solani</i>
Marchitamiento	Plantas	<i>Sclerotium rolfsii</i>
Cancro	Tallos Ramas	<i>Neofusicoccum parvum</i>
Cancro	Tallos Ramas	<i>Phomopsis sp.</i>
Pudrición	Inflorescencias Tallos Ramas	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>
Oídio	Hojas	<i>Oidium sp.</i>
Manchas	Hojas	<i>Alternaria sp.</i>
Tizón	Inflorescencias	<i>Alternaria sp.</i>
Pudrición	Inflorescencias Tallos Ramas	<i>Botrytis cinerea</i>
Pudrición	Inflorescencias	<i>Fusarium sp.</i>
Pudrición	Inflorescencias	<i>Fusarium graminearum</i>

Cuadro N° 11: Patógenos asociados a enfermedades de cultivos de interior.

<b>Enfermedad</b>	<b>Órgano afectado</b>	<b>Género / Especie</b>
Oídio	Hojas	<i>Oidium sp.</i>

Las tres enfermedades que aparecieron con mayor frecuencia en las visitas a los cultivos relevados fueron la pudrición de inflorescencias asociada a *Botrytis cinerea*, la pudrición de inflorescencias asociada a *Fusarium sp.* y el cancro de tallos y ramas asociado a *Neofusicoccum parvum* (cuadro N° 12). Mientras que las enfermedades más frecuentes en las muestras recibidas fueron el marchitamiento de plantas asociado a *Sclerotium rolfsii*, la pudrición de tallos y ramas asociada a *B. cinerea* y el cancro de tallos y ramas asociado a *N. parvum* (cuadro N° 13).

Cuadro N° 12: Porcentaje de enfermedades y hongos asociados en el relevamiento de los cultivos.

Enfermedad	Patógeno asociado	Porcentaje (%)					
		Visitas			Cultivos relevados		
		Campo (n = 7)	Inver. (n = 10)	Total (n = 17)	Campo (n = 2)	Inver. (n = 3)	Total (n = 5)
Pudrición de inflorescencias	<i>Botrytis cinerea</i>	14,3	60	<b>41,2</b>	50	100	<b>80</b>
Pudrición de inflorescencias	<i>Fusarium</i> sp.		50	<b>29,4</b>		100	<b>60</b>
Cancro de tallos y ramas	<i>Neofusicoccum parvum</i>	42,9	20	<b>29,4</b>	50	66,7	<b>60</b>
Pudrición radicular y de la base del tallo	<i>Fusarium</i> sp.	28,6	20	<b>23,5</b>	50	33,3	<b>40</b>
Cancro de tallos y ramas	<i>Phomopsis</i> sp.	14,3	20	<b>17,6</b>	50	66,7	<b>60</b>
Mancha foliar	<i>Alternaria</i> sp.		30	<b>17,6</b>		33,3	<b>20</b>
Pudrición de tallos, ramas e inflorescencias	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>		30	<b>17,6</b>		66,7	<b>40</b>
Marchitamiento de plantas	<i>Sclerotium rolfsii</i>	28,6		<b>11,8</b>	50		<b>20</b>
Pudrición radicular y de la base del tallo	<i>Rhizoctonia</i> sp.	28,6		<b>11,8</b>	50		<b>20</b>
Mancha foliar y de inflorescencias	<i>Oidium</i> sp.		20	<b>11,8</b>		33,3	<b>20</b>
Tizón de inflorescencias	<i>Alternaria</i> sp.		10	<b>5,9</b>		33,3	<b>20</b>
Pudrición de esquejes y plantines	<i>Fusarium</i> sp.		10	<b>5,9</b>		33,3	<b>20</b>

Cuadro N° 13: Porcentaje de enfermedades y hongos asociados en las muestras recibidas.

Enfermedad	Patógeno asociado	Porcentaje de muestras recibidas <sup>a</sup> (%)			
		Campo (n = 37)	Inver. (n = 37)	Interior (n = 4)	Total (n = 78)
Marchitamiento de plantas	<i>Sclerotium rolfsii</i>	13,5	5,4		<b>9,0</b>
Pudrición de tallos y ramas	<i>Botrytis cinerea</i>	2,7	13,5		<b>7,7</b>
Cancro de tallos y ramas	<i>Neofusicoccum parvum</i>	13,5			<b>6,4</b>
Pudrición de inflorescencias	<i>Fusarium sp.</i>		10,8		<b>5,1</b>
Pudrición radicular y de la base del tallo	<i>Fusarium sp.</i>	5,4	5,4		<b>5,1</b>
Tizón de inflorescencias	<i>Alternaria sp.</i>		8,1		<b>3,8</b>
Mancha foliar y de inflorescencias	<i>Oidium sp.</i>			75	<b>3,8</b>
Pudrición de esquejes y plantines	<i>Fusarium. sp</i>		5,4		<b>2,6</b>
Pudrición de inflorescencias	<i>Botrytis cinerea</i>	2,7			<b>1,3</b>
Mal de almácigo	<i>Fusarium spp.</i>		2,7		<b>1,3</b>
Cancro de tallos y ramas	<i>Phomopsis sp.</i>		2,7		<b>1,3</b>
Pudrición de tallos y ramas	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	2,7			<b>1,3</b>
Mancha foliar	<i>Alternaria sp.</i>	2,7			<b>1,3</b>
Pudrición radicular de la base del tallo	<i>Rhizoctonia sp.</i>	2,7			<b>1,3</b>
Pudrición de esquejes	<i>Botrytis cinerea</i>		2,7		<b>1,3</b>

<sup>a</sup> Porcentaje del total de muestras recibidas para su diagnóstico entre 11/2017 y 12/2020 (n = 78) con patógenos asociados identificados.

Los géneros o las especies de hongos identificados en este trabajo tienen amplio rango de huéspedes y han sido reportados como patógenos de *C. sativa* (McPartland et al., 2000, Punja, 2018, Vujanovic et al., 2020, Thiessen et al., 2020, Jerushalmi et al., 2020). Por lo que su presencia era esperable en este cultivo.

A continuación se describen las principales enfermedades que se observaron en los cultivos de *C. sativa*.

#### 4.2.1. Putridión radicular y de la base del tallo por *Rhizoctonia*

Esta enfermedad se encontró en dos de las visitas realizadas al cultivo a campo con destino a la producción de fibras el 10 enero y el 8 marzo de 2018 respectivamente (11,8 % del total de las visitas a cultivos) y se recibió una muestra proveniente de un cultivo con el mismo fin el 23 de febrero de 2018. Solamente fue relevada en cultivos extensivos destinados a la producción de fibras.

Las raíces y la base de los tallos afectados presentaron tejido necrosado de color marrón, tal como lo describe McPartland et al. (2000). En algunas muestras también se observó micelio blanco ralo (figura N° 20). Los síntomas secundarios fueron el marchitamiento de las plantas afectadas (figura N° 21). Según McPartland et al. (2000) las plantas jóvenes afectadas se marchitan y mueren, mientras que las plantas adultas pueden sobrevivir. En este trabajo no se observó dicho resultado ya que las plantas adultas murieron. Según los mismos autores, alta humedad relativa y temperaturas muy altas agravan los síntomas de esta enfermedad. Esta afirmación concuerda con la estación del año en que fueron obtenidas las muestras en este trabajo.



Figura N° 22: Presencia de micelio en la base de tallos y raíces asociado a *Rhizoctonia* sp.

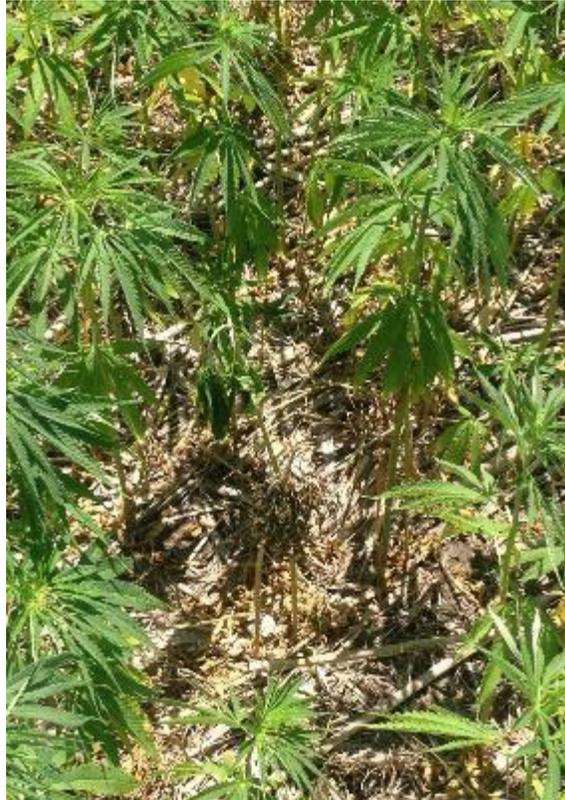


Figura N° 23: Marchitamiento de plantas a campo asociado a *Rhizoctonia* sp.

Este género de hongos se identificó morfológicamente como *Rhizoctonia* sp. en función de las ramificaciones en ángulo recto de sus hifas (figura N° 22), tal como lo describen Barnett y Hunter (1972).



Figura N° 24: Hifas de *Rhizoctonia* sp (10x).

*Rhizoctonia solani* está reportado como patógeno de *C. sativa* por McPartland et al. (2000) y Thiessen et al. (2020). También hay reportes de una especie binucleada de *Rhizoctonia* (McPartland y Cubeta, 1997, McPartland et al., 2000, Cheng et al., 2020).

#### 4.2.2. Putridión radicular y de la base del tallo por *Fusarium*

Este problema se identificó en cultivos a campo y bajo invernadero, en el 23,5 % de las visitas realizadas (cuadro N° 12). En cuanto a las muestras recibidas, sólo cuatro de las 78 muestras recibidas en el laboratorio presentaron los síntomas de esta enfermedad (cuadro N° 13).

La pudrición radicular y de la base del tallo asociada a *Fusarium* se desarrolló tanto en plantas cultivadas en tierra como en macetas con sustrato y se aisló de plantas adultas (plantas en floración y plantas madre). También se aisló este género de hongos de pudriciones de esquejes, plantines y asociado al mal de almácigo. La pudrición de esquejes y plantines asociada a *Fusarium* fue un problema frecuente en los dos cultivos visitados en los que se producían plantas a partir de esquejes. La alta humedad relativa con la que son enraizados los esquejes puede favorecer el desarrollo de *Fusarium* sp.

Las pudriciones de las raíces y de las bases de los tallos solían ser secas y en algunas ocasiones se visualizaron coloraciones rojizas en las raíces

y en los tallos afectados, aunque no necesariamente (figura N° 23). Los síntomas secundarios consistieron en el amarillamiento de las hojas de plantas enteras o de algunas ramas y en la detención del crecimiento (figura N° 24). Luego se produjo el decaimiento de las hojas y finalmente las plantas se marchitaron (figura N° 25). Estos síntomas coinciden con los descritos por Barloy y Pelhate, citados por McPartland et al. (2000), y por Punja et al. (2021a). En las pudriciones avanzadas la corteza de los tallos se desprendía fácilmente, lo cual también fue descrito por Sorrentino et al. (2019).

En el caso de los esquejes y plantines ya enraizados los síntomas observados fueron la detención del crecimiento, el amarillamiento de las hojas y su posterior marchitamiento (figura N° 26). Lo cual es descrito por Kirchner, citado por McPartland et al. (2000). En condiciones de alta humedad relativa se puede desarrollar micelio en la base del tallo o la zona radicular y avanzar rápidamente a todo el esqueje o plantín enraizado.

En el mal de almácigo los síntomas consistieron en la pudrición de la radícula, del hipocótilo y de los cotiledones (figura N° 27). Según McPartland et al. (2000) esta enfermedad afecta semillas (preemergencia) y plántulas (postemergencia), pero en este caso solo se observó en plántulas.



Figura N° 25: Pudriciones secas en la base de tallos asociados a *Fusarium* sp.



Figura N° 26: Amarillamiento y marchitamiento de un lado de la planta asociado a *Fusarium* sp.



Figura N° 27: Planta madre con síntomas de marchitamiento asociado a *Fusarium solani*.



Figura N° 28: Plantín con pudrición asociada a *Fusarium* sp.

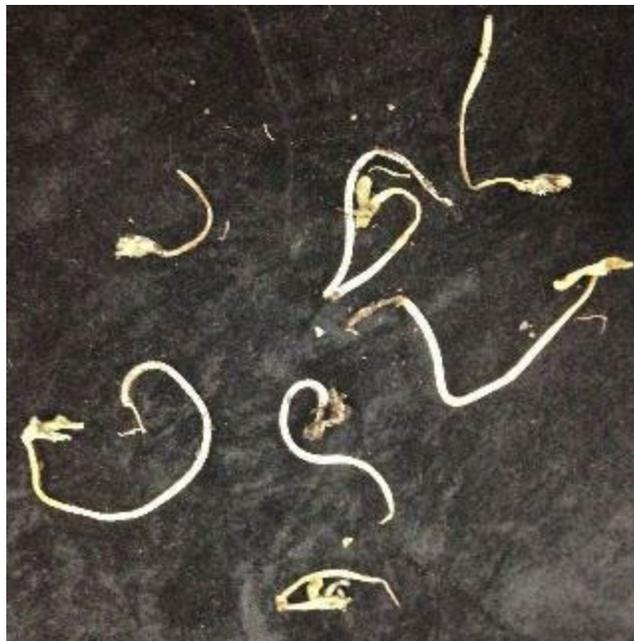


Figura N° 29: Plántulas con síntomas de pudrición asociada a *Fusarium* sp.

Las colonias de *Fusarium* sp. aisladas de pudriciones radiculares, esquejes, plantines o mal de almácigos presentaron diferencias morfológicas. Se observó micelio plano de color blanco, crema o en algunos casos incoloro (figura N° 28). Los conidios obtenidos de estas colonias (figura N° 29) eran abundantes, fusiformes u ovales y hialinos, similares a los descritos por Booth (1971) del género *Fusarium* sp.



Figura N° 30: Colonias de *Fusarium* sp. en medio de cultivo PDA a los 10 días.



Figura N° 31: Conidios de *Fusarium* sp. asociado a pudrición radicular (40x).

Un aislado obtenido de una planta madre con pudrición radicular y de la base del tallo (figura N° 25) se identificó como *F. solani* mediante la secuencia parcial del gen Factor de Elongación 1-alfa con 100 % de identidad a la secuencia JX118990.1. Esta planta presentó coloraciones rojizas en la pudrición, lo cual coincide con la descripción realizada por McPartland et al. (2000). *Fusarium solani* está reportada como causante de pudriciones

radiculares y de las bases de los tallos por McPartland et al. (2000), Punja (2018), Punja et al. (2018), Punja y Rodríguez (2018), Punja et al. (2019), Sorrentino et al. (2019), Jerushalmi et al. (2020), Schoener (2021) y Punja et al. (2021a). Otro aislado proveniente de una planta con pudrición radicular y de la base del tallo se identificó como *F. oxysporum* mediante la secuencia parcial del gen Factor de Elongación 1-alfa con 100 % de identidad a la secuencia LS420077.1. Esta especie está reportada como agente causal del marchitamiento por *Fusarium* por McPartland et al. (2000), McPartland y Hillig (2004) y Punja et al. (2018).

Uno de los aislados provenientes de esquejes con pudriciones asociadas a *Fusarium* sp. se identificó como *F. oxysporum* f.sp. *vasinfectum* mediante la secuencia parcial del gen Factor de Elongación 1-alfa con 99,61 % de identidad a la secuencia KJ323856.1. Esta especie está reportada como causante del marchitamiento por *Fusarium* por McPartland y Hillig (2004) y McPartland et al. (2000).

Según Barloy y Pelhate, citados por McPartland et al. (2000), la pudrición radicular y de la base del tallo causada por hongos del género *Fusarium* afecta a las plantas en todas las etapas de desarrollo, incluidas las plántulas. McPartland et al. (2000) también describe que el mal de almácigo afecta a semillas (preemergencia) y plántulas (postemergencia). Kirchner, citado por McPartland et al. (2000), menciona que esta enfermedad puede afectar a plantines más desarrollados (con hasta ocho pares de hojas verdaderas), en los que produce cese del crecimiento, amarillamiento y posterior marchitamiento de las hojas, que finalmente se caen.

#### 4.2.3. Marchitamiento por *Sclerotium*

Este marchitamiento se encontró en el cultivo destinado a la producción de fibras, en dos de las cuatro visitas realizadas. En las muestras recibidas en el laboratorio, fue la enfermedad más frecuente (9 %). De las siete muestras en las que se aisló este patógeno, cinco correspondieron a cultivos a campo y dos a cultivos bajo invernadero.

Los meses en los que se observó fueron enero, febrero y marzo. Esto coincide con lo descrito en la bibliografía: la enfermedad se manifiesta durante el verano con altas temperaturas y la temperatura óptima para su desarrollo ocurre cerca de los 30 °C (Krishna, citado por McPartland et al., 2000). Otros autores mencionan que altas temperaturas durante el verano y riego excesivo pueden agravar la enfermedad (Pane et al., 2007, Amaradasa et al., 2020). Las

plantas afectadas se encontraban tanto en su última etapa de desarrollo vegetativo como en floración.

Los síntomas visualizados fueron el amarillamiento y el marchitamiento repentino de las plantas como consecuencia de la pudrición de la base de los tallos (figura N° 30), los cuales adquieren coloraciones marrones y desarrollan lesiones en la proximidad del suelo. A medida que la enfermedad avanza las raíces también son afectadas y el hongo produce micelio blanco y esclerotos sobre los tallos y el suelo circundante (figura N° 31). Estos síntomas se corresponden con los descritos por McPartland et al. (2000), Pane et al. (2007), Thiessen et al. (2020) y Amaradasa et al. (2020).



Figura N° 32: Planta que presenta marchitamiento asociado a *Sclerotium rolfsii*.



Figura N° 33: Planta con marchitamiento (a), base del tallo con micelio y esclerotos de *Sclerotium rolfsii* (b-c)

Las colonias obtenidas a partir de los aislados presentaron micelio blanco y desarrollo de micelio aéreo con crecimiento radial y más compacto, con aspecto algodonoso. En el margen de la placa, los hongos produjeron esclerotos redondos bien definidos (figura N° 32). Bajo lupa se observó su color marrón claro a oscuro en función de su estado de maduración y diámetros entre 0,5 y 1,5 mm. La descripción de los síntomas y los esclerotos es semejante a la realizada por McPartland et al. (2000) y Amaradasa et al. (2020).



Figura N° 34: Colonia con esclerotos de *Sclerotium rolfsii* en medio de cultivo PDA a los 10 días.

*Sclerotium rolfsii* está reportado como patógeno de *C. sativa* por McPartland et al. (2000), Pane et al. (2007), Thiessen et al. (2020) y Amaradasa et al. (2020). También está reportada su forma sexual *Athelia rolfsii* (Mersha et al., 2020, Singh et al., 2022, Chatzakis et al., 2022).

#### 4.2.4. Cancro de tallos y ramas por *Botryosphaeriaceae*

Esta enfermedad se observó en el cultivo a campo destinado a la producción de inflorescencias y en el 66 % de los cultivos bajo invernadero. En el cultivo a campo se encontró en todas las visitas y en los cultivos bajo invernadero se encontró en el 20 % de las visitas. No fue observado en el cultivo a campo para producción de fibras (cuadro N° 12).

En el 13,5 % de las muestras recibidas en el laboratorio provenientes de cultivos a campo se logró identificar hongos de la familia *Botryosphaeriaceae*,

pero no se aislaron de muestras recibidas de cultivos de invernadero ni de interior (cuadro N°13).

Las plantas enfermas se encontraban en su último mes de desarrollo vegetativo, en floración o eran plantas madres. Según McPartland et al. (2000) la enfermedad causada por *B. marconii* comienza generalmente al final del ciclo y Alberti et al. (2018) informan que la enfermedad causada por *Neofusicoccum parvum* afecta las plantas en setiembre (marzo en el hemisferio sur), cerca de la cosecha.

Los síntomas observados fueron necrosis de tallos principales y ramas y la obstrucción de sus tejidos vasculares. En algunos casos se observó el ingreso del patógeno a través de los nudos de ramas y tallos. Al realizar un corte transversal en los tallos afectados se observó la necrosis de los tejidos, que al inicio puede desarrollarse en forma triangular o de "V", aunque no necesariamente (figura N° 33). Los síntomas secundarios, que solían visualizarse primero, consistieron en el amarillamiento y marchitamiento de las hojas, las que permanecieron adheridas a los tallos afectados. Luego se marchitaban los tallos por encima de la necrosis. Estos síntomas son descritos por McPartland et al. (2000). Al avanzar la enfermedad se desarrollaron picnidios en los canchales, estructuras reproductivas del hongo que se visualizan como puntos negros (figura N° 34). Esto también ha sido reportado por Alberti et al. (2018).



Figura N° 35: Cancro en el tallo principal, necrosis de la médula y tejidos vasculares, asociados a *N. parvum*.



Figura N° 36: Picnidios de *N. parvum* en tallo afectado.

Las colonias desarrolladas en medio PDA a partir de los aislados presentaron micelio denso de color gris oscuro y crecimiento micelial aéreo más claro (figura N° 35). Los conidios eran hialinos, sin septos o con hasta dos septos, elipsoidales, ápices obtusos y base más plana (figura N° 36). Esta morfología es similar a la descrita por Alberti et al. (2018) y Feng et al. (2020).



Figura N° 37: Colonias de *N. parvum* en medio de cultivo PDA a los 15 días.



Figura N° 38: Conidios de *Neofusicoccum parvum* (40x).

Tres de los aislados provenientes de cultivos a campo y un aislado proveniente de un cultivo bajo invernadero se identificaron como *Neofusicoccum parvum* mediante la secuencia parcial del gen Factor de Elongación 1-alfa cortos con 100 % de identidad a la secuencia MF687930.1. Esta especie ha sido reportada como patógeno de *C. sativa* por Alberti et al. (2018) y Feng et al. (2020).

#### 4.2.5. Cancro de tallos y ramas por *Phomopsis*

El cancro causado por *Phomopsis* se observó en el cultivo a campo que tenía como objetivo la producción de flores y en dos de los tres cultivos de invernadero para producción de flores. En total fue encontrada en el 17,6 % de las visitas realizadas (cuadro N° 12). En el laboratorio se recibió una muestra proveniente de un cultivo bajo invernadero (cuadro N° 13).

Esta enfermedad se encontró al final del ciclo vegetativo y al principio del ciclo reproductivo en las plantas relevadas. McPartland et al. (2000) describen que en el hemisferio norte la enfermedad causada por *Phomopsis arctii* aparece en plantas senescentes a finales del otoño.

El primer síntoma observado fue el marchitamiento de ramas y hojas como consecuencia del desarrollo de canchros. Al inicio estos presentaban colores claros y, en algunos casos, márgenes definidos (figura N° 37). Al madurar se volvían más oscuros y formaban pequeños picnidios negros. Estos canchros son similares a los descritos por McPartland et al. (2000) y Marin et al. (2021).



Figura N° 39: Cancro en rama asociados a *Phomopsis* sp..

En las muestras con estos síntomas se aislaron hongos del género *Phomopsis* o *Diaporthe*. El micelio de las colonias era inicialmente de color

blanquecino, luego adquirió tonos amarillos y formó picnidios (figura N° 38). Esta descripción es similar a la realizada por Marin et al. (2021).



Figura N° 40: Colonia de *Phomopsis* sp. / *Diaporthe* sp. en medio de cultivo PDA con presencia de picnidios a los 30 días.

Como agentes causales de esta enfermedad están reportados *Phomopsis arctii* (McPartland et al., 2000) y *Diaporthe phaseolorum* (Marin et al., 2021). Existe otra especie, *Phomopsis ganjae*, reportada como causal de una enfermedad foliar en *C. sativa*, aunque no de canchales en tallos o ramas (McPartland y Hillig, 2006b, McPartland et al., 2000).

#### 4.2.6. Pudrición de tallos, ramas e inflorescencias por *Sclerotinia*

Los síntomas asociados a *Sclerotinia* se observaron en el 66 % de los cultivos bajo invernadero, mientras que de las muestras recibidas en el laboratorio, solo una proveniente de un cultivo a campo fue asociada con este patógeno durante el invierno.

Las condiciones ambientales asociadas a la pudrición de inflorescencias de *S. sclerotiorum* coinciden con las descritas por McPartland et al. (2000): temperaturas frescas y alta humedad relativa. La germinación de los esclerotos se ve favorecida a temperaturas entre 15 y 20 °C (McPartland et al., 2000).

No se cuantificó la incidencia de la enfermedad, pero se observó que durante la floración las plantas fueron más afectadas que en crecimiento vegetativo.

Los síntomas observados en tallos comenzaron como lesiones húmedas y posterior necrosis del tejido. Al avanzar la enfermedad y en condiciones ambientales favorables se observó el desarrollo de micelio blanco en concordancia con Bolton et al. (2006) (figura N° 39) y la producción de esclerotos, tal como lo describen McPartland et al. (2000). Por encima del síntoma, el tallo o la rama se marchita. Esta pudrición también se observó en inflorescencias (figura N° 40), lo que se corresponde con lo descrito por Punja y Ni (2021).



Figura N° 41: Micelio y diferentes estados de desarrollo de esclerotos de *S. sclerotiorum* en tallos.



Figura N° 42: Necrosis de inflorescencia con micelio y esclerotos de *S. sclerotiorum*.

Los esclerotos observados eran color negro con tamaño y formas variables, a veces compactos y redondeados. El tamaño oscilaba entre 2 y 10 mm de diámetro o de largo (figura N° 41). Los síntomas y los esclerotos del patógeno en tallos y flores concuerdan con los descritos por Punja y Ni (2021).



Figura N° 43: Esclerotos de *S. sclerotiorum*.

*Sclerotinia sclerotiorum* es reportada como patógeno de *C. sativa* por Punja y Ni (2021), Garfinkel (2021), Vujanovic et al. (2020), McPartland y Rhode (2005) y McPartland et al. (2000).

#### 4.2.7. Mancha foliar y de inflorescencias por Oídio

El oidio se observó en el 50 % de las visitas a uno de los cultivos bajo invernadero. Mientras que las muestras recibidas con esta enfermedad en el laboratorio fueron tres, provenientes de cultivos de interior (ambiente controlado).

Afecta tanto a plantas en crecimiento vegetativo como en floración. Los síntomas más avanzados se observaron en plantas en floración, cuando los daños causados son más graves debido a la afección directa de las inflorescencias. Estos síntomas consistieron inicialmente en manchas de color verde claro con desarrollo incipiente de micelio (figura N° 42). Luego, las manchas adquieren aspecto pulverulento por el desarrollo de micelio blanquecino y de estructuras reproductivas (figura N° 43). Al avanzar la enfermedad, las manchas se fusionan y cubren hojas e inflorescencias, observándose también en los tallos.



Figura N° 44: Manchas cloróticas ovaladas asociadas a *Oidium* sp.

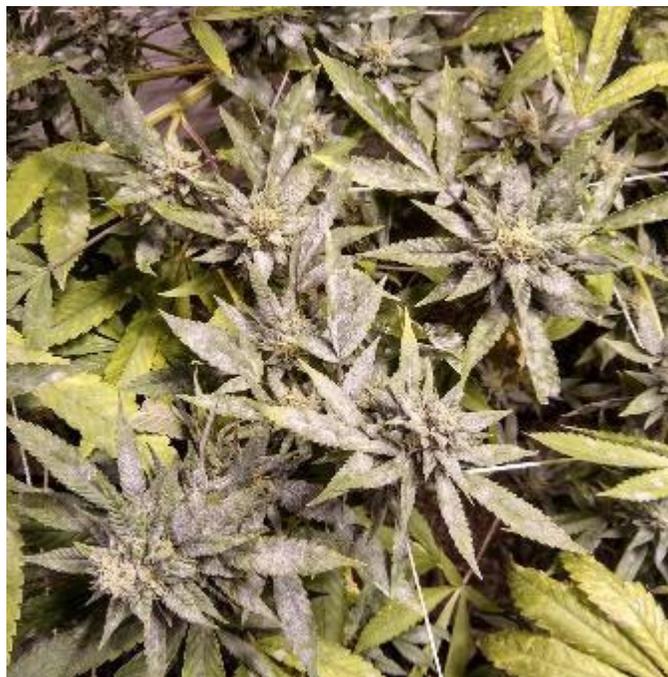


Figura N° 45: Signo de *Oidium* sp. sobre hojas e inflorescencias.

El género del patógeno asociado a esta enfermedad se identificó morfológicamente como *Oidium* sp. en base a las cadenas de conidios (figura N° 132), característica descritas por Stadnik y Rivera (2001).



Figura N° 46: Conidios en cadena de *Oidium* sp. asociados a oídio (40x).

Las especies reportadas causantes de esta enfermedad *Podosphaera macularis* (McPartland y Cubeta, 1997, McPartland et al., 2000, McPartland y Hillig, 2008, Weldon et al., 2020, Cheng et al., 2020, Bates et al., 2021, Punja, 2021) y *Golovinomyces* spp. (Pépin et al., 2018, Punja, 2018, Punja et al., 2019, Szarka et al., 2019, Cheng et al., 2020, Weldon et al., 2020, Farinas y Hand, 2020, Vujanovic et al., 2020, Maymon et al., 2020, Schoener, 2021, Wiseman et al., 2021, Punja, 2021). También está reportado *Leveillula taurica* (McPartland et al., 2000, Vujanovic et al., 2020), cuya forma asexual o anamorfo es *Oidiopsis taurica*.

#### 4.2.8. Mancha foliar por *Alternaria*

La mancha foliar asociada a este género de hongos se observó en un cultivo de invernadero en el 17,6 % de las visitas (cuadro N° 12) y se recibió una muestra de un cultivo a campo (1,3 % del total de las muestras recibidas) (cuadro N° 13).

En el relevamiento realizado por Jerushalmi et al. (2020) en cultivos bajo invernadero, *A. alternata* fue el patógeno prevalente durante la primavera y el otoño, cuando los niveles de humedad eran altos. A su vez, McPartland et al. (2000) reportan que esta enfermedad aparece en plantas maduras al final de la temporada de crecimiento. La muestra del cultivo a campo con esta enfermedad recibida en el laboratorio fue recolectada en abril de plantas maduras en etapa de cosecha. Sin embargo, en el cultivo relevado bajo invernadero, esta enfermedad se observó tanto en plantas en estado vegetativo como reproductivo en los meses de enero, febrero y abril. En todos los casos la enfermedad se desarrollaba inicialmente sobre hojas adultas. Los síntomas observados en hojas consistieron en manchas circulares de color verde claro que luego adquirieron formas irregulares y coloraciones marrones, limitadas por las nervaduras o no necesariamente. Generalmente desarrollaron un halo clorótico en su contorno (figura N° 45). Al avanzar la enfermedad las manchas aumentaron su tamaño, a veces se fusionaron entre sí y algunas desarrollaron círculos concéntricos. Finalmente los tejidos necrosados podían romperse y provocar agujeros en las hojas. Estos síntomas son descritos por McPartland et al. (2000).



Figura N° 47: Manchas foliares asociadas a *Alternaria* sp. en hojas de *C. sativa*.

A partir de cuatro muestras de manchas foliares se aisló e identificó morfológicamente *Alternaria* sp. Las colonias presentaron aspecto ligeramente algodonoso, al principio de color gris claro y luego de tonos más oscuros (figura N° 46). En el microscopio se observaron conidios de color marrón ovoides, con tabiques transversales, longitudinales y oblicuos. Algunos presentaron un pico

terminal en el extremo distal (figura N° 47). Estas características de los conidios son descritas por Barnett y Hunter (1972).



Figura N° 48: Colonias de *Alternaria* sp. en medio de cultivo PDA a los 15 días.



Figura N° 49: Conidios de *Alternaria* sp. (10x).

El principal patógeno reportado como organismo causal de esta enfermedad es *Alternaria alternata* (McPartland et al., 2000, Zeng et al., 2018, Jerushalmi et al., 2020, Tang et al., 2021). También existen reportes de otras especies de *Alternaria*, pero McPartland et al. (2000) entienden que posiblemente se trate de sinónimos de *Alternaria alternata*.

#### 4.2.9. Tizón de inflorescencias por *Alternaria*

En el 44 % de las muestras de inflorescencias que presentaban pudriciones de las que se aisló *Fusarium* sp., también se aisló *Alternaria* sp. Estas muestras provenían de cultivos bajo invernadero y no se encontraron en cultivos a campo.

*Alternaria alternata* está reportado como patógeno de hojas e inflorescencias de *C. sativa*. Según Ferri, citado por McPartland et al. (2000), las inflorescencias afectadas por este patógeno adquieren coloraciones marrones y grises. Sin embargo, en las pruebas de patogenicidad realizadas por Jerushalmi et al. (2020) de *A. alternata* sobre inflorescencias cortadas y apartadas de las plantas, los síntomas consistieron en lesiones de color blanco.

Al igual que en el caso de los aislados de *Alternaria* sp. obtenidos de mancha foliar, las colonias presentaron aspecto algodonoso de tonos grises (figura N° 48) y los conidios eran ovoides con tabiques transversales, longitudinales y oblicuos. Algunos presentaron un pico terminal en el extremo distal (figura N° 49). Estas características son similares a las descritas por Barnett y Hunter (1972).

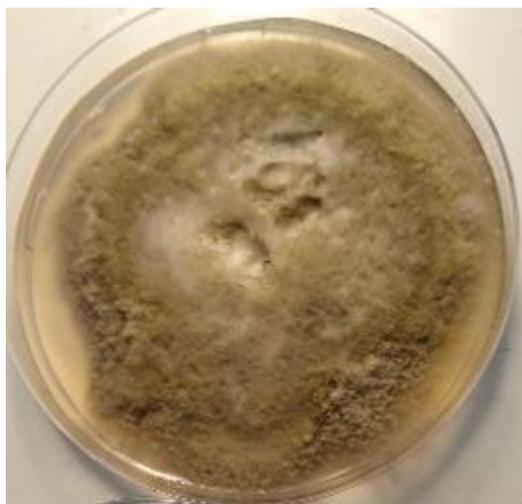


Figura N° 50: Colonia de *Alternaria* sp. en medio de cultivo PDA a los 15 días.



Figura N° 51: Conidios de *Alternaria* sp. (40x).

Uno de los aislados se identificó como *Alternaria angustiovoidea* mediante la secuencia parcial del gen ITS 1-4 con 99,16 % de identidad a la secuencia MH861939.1. Esta especie no ha sido reportada como patógeno de *C. sativa*. Sin embargo, ha sido citada como agente de biocontrol del tártago de hoja (Jordahl et al., 1991). Para determinar si la presencia de *A. angustiovoidea* se asocia a la pudrición de inflorescencias o es un agente contaminante se deben realizar pruebas de patogenicidad.

#### 4.2.10. Pudrición de inflorescencias por *Botrytis*

Esta fue la enfermedad más frecuente en coincidencia con McPartland et al. (2000), quienes lo definen como el patógeno de mayor importancia económica en el cultivo de *C. sativa*. Se observó en todos los cultivos destinados a la producción de flores, así como en el 60 % de las visitas a cultivos en invernaderos (cuadro N° 12).

En el laboratorio solo se recibió una muestra de inflorescencias afectadas por este patógeno de un cultivo a campo (cuadro N° 13). Es posible que la baja cantidad de muestras recibidas en el laboratorio se deba al hecho de que productores y técnicos suelen conocer esta enfermedad y no requieren su diagnóstico.

Los síntomas observados fueron el marchitamiento de los tejidos, que finalmente se necrosan y adquieren color marrón (figura N° 50). Al inicio los síntomas solían desarrollarse en el interior de las inflorescencias y no necesariamente eran visibles desde el exterior. Aunque, si se observaba

amarillamiento y tizón de las hojas aledañas, al abrir la inflorescencia se podía ver la pudrición en su interior. En condiciones de alta humedad relativa también se observaron las estructuras reproductivas de esta especie, conidióforos y conidios de color gris. Estos síntomas concuerdan con los descritos por McPartland et al. (2000). Tal como lo describe McPartland, citado por Punja (2018), las variedades de *C. sativa* con inflorescencias grandes y flores muy agrupadas retienen mayor humedad y son más susceptibles a esta enfermedad.

Otro síntoma causado por *B. cinerea* es el cancro de tallos y ramas (figura N° 51), que en las muestras recibidas representó la segunda enfermedad más relevante (7,7 % del total). El 83 % de las muestras recibidas de tallos afectados en los que se aisló este patógeno provino de cultivos bajo invernaderos (cuadro N° 13), probablemente debido a que las condiciones ambientales de este sistema de producción favorecen su desarrollo. Estos síntomas ocurrieron tanto en plantas en desarrollo vegetativo como en plantas en floración.



Figura N° 52: Pudrición asociada a *B. cinerea* en flores compactas.



Figura N° 53: Cancro en tallo con signo de *B. cinerea*.

Las colonias obtenidas de los aislamientos de *B. cinerea* eran de color blanco o gris claro al inicio y luego gris oscuro, de aspecto algodonoso y pulverulento (figura N° 52). En el microscopio se observaron conidios (espora asexual) unicelular de forma oval en el extremo de conidióforos ramificados de color marrón (figura N° 53), características descritas por Barnett y Hunter (1972).

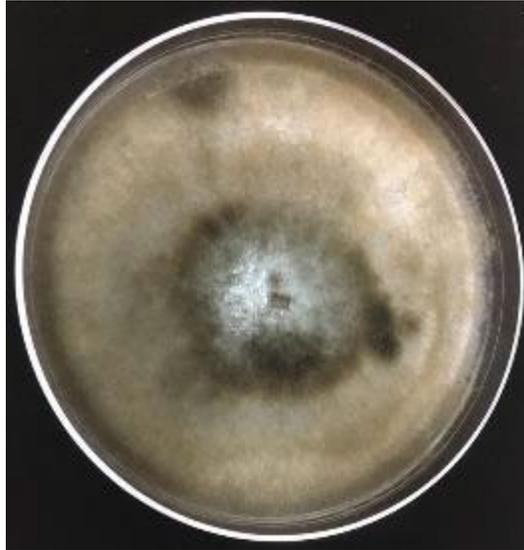


Figura N° 54: Colonia de *B. cinerea* en medio de cultivo PDA a los 13 días.



Figura N° 55: Conidióforo y conidios de *B. cinerea* (40x).

Uno de los aislados obtenidos se identificó como *Botryotinia fuckeliana* mediante la secuencia parcial del gen Factor de Elongación 1-alfa con 100 % de identidad a la secuencia EU194931.1. Esta especie es el teleomorfo de *B. cinerea*, especie reportada como patógeno de *C. sativa* por McPartland et al. (2000), McPartland y Hillig (2006a), Punja (2018), Punja et al. (2019), Thiessen et al. (2020), Jerushalmi et al. (2020) y Punja y Ni (2021).

#### 4.2.11. Pudrición de inflorescencias por *Fusarium*

La pudrición por *Fusarium* se identificó en los tres cultivos de invernadero relevados, en el 50 % de las visitas realizadas (cuadro N° 12), mientras que no se encontró en cultivos a campo. También se aisló *Fusarium* sp. de inflorescencias durante la poscosecha.

Las muestras recibidas en el laboratorio de las que se aisló *Fusarium* sp. también provenían de cultivos bajo invernaderos. Posiblemente las condiciones de invernadero (mayor % de humedad relativa y temperatura que a campo) favorezcan el desarrollo de la enfermedad.

Si bien esta enfermedad apareció en distintos meses del año, siempre se observó en inflorescencias desarrolladas. No se ha observado en los estados iniciales de desarrollo de las inflorescencias. Esto condice con el ensayo realizado por Yulfo-Soto et al. (2022), quienes inocularon a *F. graminearum* en inflorescencias sanas en dos estados de maduración diferentes: con estilos verdes y con estilos senescentes. En el primer caso los síntomas se desarrollaron en el 1 % de las inflorescencias inoculadas y en el segundo caso en el 36 %.

Se observó el desarrollo de micelio blanco en el interior de las inflorescencias y su posterior extensión sobre las mismas (figura N° 54). Al avanzar la enfermedad se produjo la necrosis de los tejidos afectados. Según Thiessen et al. (2020), los síntomas en inflorescencias afectadas por *F. graminearum* y *F. equiseti* son presencia de abundantes hifas en su superficie y lesiones necróticas de color marrón claro en sus ápices. Mientras que Punja y Ni (2021) describen estos síntomas en inflorescencias causados por *F. graminearum*.

La presencia de micelio en flores también se observó durante la poscosecha (figura N° 55).

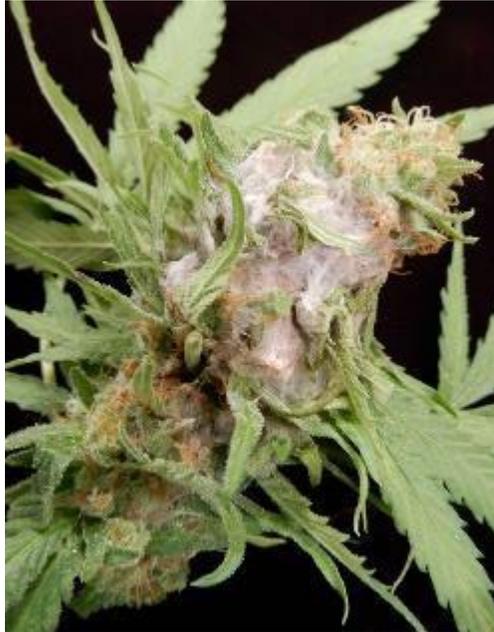


Figura N° 56: Micelio de *Fusarium* sp. en inflorescencia.



Figura N° 57: Micelio de *Fusarium* sp. en inflorescencias durante la poscosecha.

En el 81,8 % de las muestras de inflorescencias con esta enfermedad se aisló *Fusarium* sp.. Las colonias presentaron diferencias morfológicas con micelio aéreo y veloso de color rosado o rojo que luego adquirió algunos tonos amarillos (figura N° 56). Los macroconidios obtenidos de estas colonias eran alargados, fusiformes, hialinos y septados (figura N° 57), en coincidencia con la descripción de *Fusarium* sp. realizada por Booth (1971).



Figura N° 58: Colonias de *Fusarium* sp. en medio de cultivo PDA a los 7 días. aisladas de inflorescencias con pudriciones.



Figura N° 59: Conidios de *Fusarium* sp. aislado de inflorescencias con pudriciones (40x).

Uno de los aislados se identificó como *Fusarium graminearum* mediante la secuencia parcial del gen Factor de Elongación 1-alfa con 100% de identidad a la secuencia MH572253.1. Esta especie está reportada como patógeno de inflorescencias de *C. sativa* por Thiessen et al. (2020), Punja y Ni (2021) y Yulfo-Soto et al. (2022).

*Fusarium graminearum* también está reportada como causante del mal de almácigo y de cancro en tallos de *C. sativa* (McPartland et al., 2000, McPartland y Cubeta, 1997) y de la pudrición de esquejes (Punja y Ni, 2021). En Uruguay es la especie predominante entre las que causan la fusariosis de la espiga en trigo (INIA, 2014) y en cebada (Mazzilli et al., 2007).

#### 4.3. CONSIDERACIONES FINALES

El incremento en importancia del cultivo de cannabis desde su regulación, es necesario estudiar el potencial impacto en la producción de los problemas sanitarios, las formas de producción en las que estos prevalecen y sus formas de manejo más apropiadas.

En base a los resultados obtenidos en esta prospección de plagas y enfermedades, se cree conveniente continuar con la investigación de las especies que afectan a este cultivo y, en el caso de las enfermedades, profundizar en las pruebas de patogenicidad con el fin de confirmar los patógenos causales. También se entiende oportuno avanzar con el estudio de los enemigos naturales que controlan las especies plaga de *C. sativa* debido a las exigencias productivas, principalmente en aquellos cultivos con fines medicinales.

## 5. CONCLUSIONES

Los cultivos de cannabis en Uruguay son afectados por diversas plagas y enfermedades.

Ninguna de las especies de insectos y ácaros encontradas sobre cannabis en este trabajo fueron específicas del cultivo, la mayoría de ellas son polífagas que ya están presentes en otros cultivos. En general las especies encontradas son diferentes según la forma de producción del cultivo.

Todas las especies de hongos prospectadas tienen amplio rango de huéspedes y han sido reportadas como patógenos de *C. sativa*. En este trabajo no se aislaron oomicetos asociados a enfermedades de *C. sativa*.

## 6. RESUMEN

El cultivo de cannabis legal con fines comerciales en Uruguay es reciente. Se cultiva con distintas finalidades entre las que se destacan la medicinal, la industrial y la recreativa. El cultivo está presente en los 19 departamentos del país y la mayoría de la producción se concentra en la zona sur. Existe escasa información acerca de las enfermedades y plagas presentes en los cultivos de cannabis en Uruguay, su potencial de daño y su manejo. Por tal motivo, el objetivo de este trabajo fue prospectar plagas y enfermedades asociadas a cultivos en diferentes modalidades de producción. Se realizaron visitas periódicas a predios con producción a campo y en invernadero, y se recibieron muestras en el laboratorio procedentes de diversas modalidades de producción con diferentes finalidades. El trabajo de recolección de muestras se realizó entre diciembre de 2017 y diciembre de 2020. Los predios a los que se realizó seguimiento periódico fueron visitados en tres o cuatro. Se colectaron plantas en las que se observaron síntomas, signos o daños, y se colectaron organismos presentes. Las muestras de plagas y enfermedades se procesaron y analizaron en los laboratorios de Entomología y Fitopatología de la Facultad de Agronomía respectivamente. Se realizaron preparados microscópicos o cría de insectos para su identificación en el caso de las plagas. En el caso de las enfermedades se analizaron mediante cámara húmeda y/o aislamiento en medios de cultivo. Los organismos fueron identificados morfológicamente y en algunos casos por biología molecular. Los organismos identificados como potenciales plagas fueron: *Argyrotaenia sphaleropa*, *Peridroma saucia*, *Paracles deserticola*, *Rachiplusia nu*, *Spodoptera cosmioides*, *Helicoverpa gelotopoeon*, *Myzus persicae*, *Aphis gossypii*, *Aulacorthum solani*, *Rhopalosiphum rufiabdominalis*, *Trialetodes vaporariorum*, *Bemisia tabaci*, *Edessa meditabunda*, *Nezara viridula*, *Caliothrips phaseoli*, *Frankliniella occidentalis*, *Diabrotica speciosa*, *Tetranychus urticae* y *Polyphagotarsonemus latus*. Las especies asociadas a enfermedades fueron: *Rhizoctonia* sp. (pudrición radicular y de la base del tallo), *Fusarium* sp. (mal de almacigo, pudrición de esquejes y plantines, pudrición radicular y de la base del tallo, pudrición de inflorescencias), *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* (pudrición de esquejes), *Fusarium oxysporum* (pudrición radicular y de la base del tallo), *Fusarium solani* (pudrición radicular y de la base del tallo), *Sclerotium rolfsii* (marchitamiento de plantas), *Neofusicoccum parvum* (cancro de tallos y ramas), *Phomopsis* sp. (cancro de tallos y ramas), *Sclerotinia sclerotiorum* (pudrición de tallos, ramas e inflorescencias), *Oidium* sp. (mancha foliar y de inflorescencias), *Alternaria* sp.

(mancha foliar, tizón de inflorescencias), *Botrytis cinerea* (podrición de esquejes, tallos, ramas e inflorescencias), *Fusarium graminearum* (podrición de inflorescencias). Los cultivos de cannabis en Uruguay son afectados por numerosas plagas y enfermedades, las cuales son polífagas o tienen amplio rango de huéspedes y en su mayoría han sido reportadas como plagas o patógenos de *C. sativa*. En este trabajo no se aislaron oomicetos asociados a enfermedades de *C. sativa*.

Palabras clave: cáñamo, patógenos, insectos, ácaros, oomycetes

## 7. SUMMARY

Growing cannabis for commercial purposes was recently allowed by law in Uruguay. It is grown for different purposes, including medical, industrial and recreational purposes. There are crops in the 19 Departments of Uruguay and they are mostly concentrated in the southern region. There is little information about the diseases and pests of cannabis plants in Uruguay, their potential damage and management. For this reason, the purpose of this work was to prospect pests and diseases associated with crops in different production types. Farms with field production and with greenhouses were regularly visited, and the laboratory received samples from different production types for different purposes. The sample collection work was carried out in the period from December 2017 to December 2020. The farms were regularly monitored, and visited three or four times, on a case by case basis. Plants with symptoms, signs or damage were observed, and organisms were collected. Disease and pest samples were processed and analyzed in the Phytopathology and Entomology laboratories, respectively, in the School of Agronomy. Microscopic preparations or insect rearing were carried out for pest identification when appropriate. In the case of diseases, samples were analyzed by wet chamber and/or isolation in culture media. Organisms were identified morphologically and in some cases by molecular biology. The organisms identified as potential pests were: *Argyrotaenia sphaleropa*, *Peridroma saucia*, *Paracles deserticola*, *Rachiplusia nu*, *Spodoptera cosmioides*, *Helicoverpa gelatopoeon*, *Myzus persicae*, *Aphis gossypii*, *Aulacorthum solani*, *Rhopalosiphum rufiabdominalis*, *Trialeurodes vaporariorum*, *Bemisia tabaci*, *Edessa meditabunda*, *Nezara viridula*, *Caliothrips phaseoli*, *Frankliniella occidentalis*, *Diabrotica speciosa*, *Tetranychus urticae* y *Polyphagotarsonemus latus*. Disease-associated species were: *Rhizoctonia* sp. (root and stem rot) *Fusarium* sp. (seedling disease, rot of cuttings and seedlings, root rot and in the base of the stem, rot of inflorescences), *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* (rotting of cuttings), *Fusarium oxysporum* (root and stem rot) *Fusarium solani* (root and stem rot) *Sclerotium rolfsii* (withering of plants), *Neofusicoccum parvum* (canker of stems and branches), *Phomopsis* sp. (canker of stems and branches), *Sclerotinia sclerotiorum* (rot stems, rot of branches and inflorescences), *Oidium* sp. (leaf and inflorescence spot), *Alternaria* sp. (leaf spot, inflorescence blight), *Botrytis cinerea* (rotting of cuttings, stems, branches and inflorescences), *Fusarium graminearum* (inflorescence rot). Cannabis crops in Uruguay are affected by numerous pests and diseases, which are

polyphagous or have a wide host range and have mostly been reported as *C. sativa* pests or pathogens. In this research, no oomycetes associated with *C. sativa* diseases were isolated.

Keywords: hemp, pathogens, insects, mites, oomycetes

## 8. BIBLIOGRAFÍA

1. Alberti, I.; Prodi, A.; Nipoti, P.; Grassi, G. 2018. First report of *Neofusicoccum parvum* causing stem and branch canker on *Cannabis sativa* in Italy. *Journal of Plant Diseases and Protection*. 125: 511 - 513.
2. Amaradasa, B. S.; Turner, A.; Lowman, S.; Mei, C. 2020. First report of southern blight caused by *Sclerotium rolfsii* in industrial hemp in Southern Virginia. *Plant Disease*. 104(5): 1563.
3. Bakro, F.; Wielgusz, K.; Bunalski, M.; Jedryczka, M. 2018. An overview of pathogen and insect threats to fibre and oilseed hemp (*Cannabis sativa* L.) and methods for their biocontrol. *IOBC-WPRS Bulletin*. 136: 9 - 20.
4. Barnett, H. L.; Hunter, B. 1972. *Illustrated genera of imperfect fungi*. 3a. ed. Minneapolis, Burgess. 241 p.
5. Bates, T. A.; Block, M. H.; Wiseman, M. S.; Garfinkel, A. R.; Gent, D. H.; Ocamb, C. M. 2021. First report of powdery mildew caused by *Podosphaera macularis* on hemp in Oregon. *Plant Health Progress*. 22(4): 567 - 569.
6. Beckerman, J.; Nisonson, H.; Albright, N. 2017. First report of *Pythium aphanidermatum* crown and root rot of industrial hemp in the United States. *Plant Disease*. 101(6): 1038.
7. \_\_\_\_\_; Stone, J.; Ruhl, G.; Creswell, T. 2018. First report of *Pythium ultimum* crown and root rot of industrial hemp in the United States. *Plant Disease*. 102(10): 2045.
8. Bentancourt, C. M.; Scatoni, I. B. 2010. *Guía de insectos y ácaros de importancia agrícola y forestal en Uruguay*. Montevideo, Facultad de Agronomía. 207 p.
9. Blackman, R. L.; Eastop, V. F. 2000. *Aphids on the World's Crops: An identification and information guide*. 2nd. ed. Chichester, Wiley. 466 p.

10. \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_. 2018. Hosts lists and keys for each plant genus (in alphabetical order). (en línea). In: Aphids on the world's plants: An online identification and information guide. s.n.t. s.p. Consultado 1 oct. 2021. Disponible en [http://www.aphidsonworldsplants.info/C\\_HOSTS\\_Cab\\_Car.htm#Cannabis](http://www.aphidsonworldsplants.info/C_HOSTS_Cab_Car.htm#Cannabis)
11. Bolton, M. D.; Bart, P. H. J. T.; Berlin, D. N. 2006. Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) de Bary: Biology and molecular traits of a Cosmopolitan pathogen. Molecular Plant Pathology. 7(1): 1 - 16.
12. Booth, C. 1971. The genus fusarium. Surrey, CAB. 237 p.
13. Broeckers, M. 2002. Cannabis. Barcelona, AT Verlag. 223 p.
14. Cabezas, F.; Mirtes Melo, F.; García, M.; Diez-Rodríguez, G.; Nava, D. 2013. Parasitismo de Trichogramma pretiosum (Hymenoptera: Trichogrammatidae) sobre Spodoptera cosmioides (Lepidoptera: Noctuidae) a diferentes temperaturas. Revista Colombiana de Entomología. 39(2): 216 - 220.
15. Carapia Ruiz, V. E.; Castillo-Gutiérrez, A. 2013. Estudio comparativo sobre la morfología de Trialeurodes vaporariorum (Westwood) y Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). Acta Zoológica Mexicana. 29(1): 178 - 193.
16. Carbone, I.; Kohn, L. 1999. A method for designing primer sets for speciation studies in filamentous ascomycetes. Mycologia. 91(3): 553 - 556.
17. Casano, S.; Hernández, A.; Marín, M.; García-Tejero, I. F.; Gómez, O.; Aguado, A.; De los Santos, B. 2018. First report of charcoal rot caused by Macrophomina phaseolina on hemp (Cannabis Sativa) varieties cultivated in Southern Spain. Plant Disease. 102(8): 1665.
18. Charles, V. K.; Jenkins, A. E. 1914. A fungus disease of hemp. Journal of Agriculture Research. 3: 81 - 84.
19. Chatzakis, A.; Papadaki, A.; Krasagakis, N.; Papaisidorou, G.; Dimitrios, E.; Markakis, E. 2022. First report of southern blight caused by Athelia rolfsii on hemp in Greece. Journal of Plant Pathology. 104: 871 - 872.

20. Cheng, Y.; Tang, X.; Gao, C.; Li, Z.; Chen, J.; Guo, L.; Wang, T.; Xu, J. 2020. Molecular diagnostics and pathogenesis of fungal pathogens on bast fiber crops. (en línea). *Pathogens*. 9(3): 223. Consultado dic. 2022. Disponible en <https://doi.org/10.3390/pathogens9030223>
21. Colorado State University, US. s.f. Hemp insect fact sheets. (en línea). Colorado. s.p. Consultado 11 oct. 2021. Disponible en <https://agsci.colostate.edu/hempinsects/hemp-insects-text/>
22. Cranshaw, W.; Schreiner, M.; Britt, K.; Kuhar, T. P.; McPartland, J.; Grant, J. 2019. Developing insect pest management systems for hemp in the United States: A work in progress. (en línea). *Journal of Integrated Pest Management*. 10(1): 26. Consultado dic. 2022. Disponible en <https://doi.org/10.1093/jipm/pmz023>
23. \_\_\_\_\_; Wainwright-Evans, S. 2020. Cannabis sativa as a host of rice root aphid (Hemiptera: Aphididae) in North America. (en línea). *Journal of Integrated Pest Management*. 11(1): 15. Consultado 18 oct. 2022. Disponible en <https://doi.org/10.1093/jipm/pmaa008>
24. De Barro, P. J.; Liu, S.; Boykin, L. M.; Dinsdale, A. B. 2011. Bemisia tabaci: A statement of species status. *Annual Review of Entomology*. 56: 1 - 19.
25. De Borbón, C.; Mazzitelli, E.; Estrada, M. 2013. El Trips del poroto, *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae) dañando hojas de duraznero. (en línea). Buenos Aires, INTA. 6 p. Consultado 11 set. 2021. Disponible en <https://inta.gob.ar/documentos/el-trips-del-poroto-caliothrips-phaseoli-hood-thysanoptera-thripidae-danando-hojas-de-duraznero>
26. Dughetti, A. 2012. Pulgones: Clave para identificar las formas ápteras que atacan a los cereales. (en línea). Buenos Aires, INTA. 44 p. Consultado 11 set. 2021. Disponible en [https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta\\_-\\_pulgones.pdf](https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_-_pulgones.pdf)
27. Ebert, T.; Cartwright, B. O. 1997. Biology and ecology of Aphis gossypii Glover (Homoptera: Aphididae). *Southwestern Entomologist*. 22(1): 116 - 153.
28. Erwin, D.; Ribeiro, O. 1996. Phytophthora: Diseases worldwide. Minnesota, APS. 562 p.

29. Estay, P.; Vitta, N. 2018. Insectos y ácaros asociados al pimiento en Chile. In: Pino, M. T. ed. Pimientos para la industria de alimentos e ingredientes. Santiago, INIA. pp. 77 - 90. (Boletín INIA no. 360).
30. Farag, S.; Kayser, O. 2017. The cannabis plant: Botanical aspects. In: Preedy, V. R. ed. Handbook of Cannabis and Related Pathologies. Ámsterdam, Elsevier. pp. 3 - 12.
31. Farinas, C.; Hand, F. P. 2020. First report of Golovinomyces spadicus causing powdery mildew on industrial hemp (Cannabis sativa) in Ohio. Plant Disease. 104(10): 2727.
32. Fassio, A.; Rodríguez, J. M.; Ceretta, S. 2013. Cáñamo (Cannabis sativa L.). Montevideo, INIA. 88 p. (Boletín de divulgación no. 103).
33. Feng, C.; Villarroel-Zeballos, M. I.; Fichoux, P. F.; Zima, H.; Dhillon, B. D. S.; Correll, J. C. 2020. First report of Neofusicoccum parvum causing dieback and canker disease on hemp in the United States. Plant Disease. 104(11): 3075.
34. Flores, F.; Balbi, E.; Mauri, M. 2018. Control químico del Trips del Poroto (Caliothrips phaseoli) en el cultivo de soja. (en línea). Buenos Aires, INTA. 6 p. Consultado 28 oct. 2022. Disponible en [https://inta.gov.ar/sites/default/files/inta\\_soja\\_trips\\_mj2018.pdf](https://inta.gov.ar/sites/default/files/inta_soja_trips_mj2018.pdf)
35. Folmer, O.; Black, M.; Hoeh, W.; Lutz, R.; Vrijenhoek, R. 1994. DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. Molecular Marine Biology and Biotechnology. 3(5): 294 - 299.
36. Garat, G. 2012. Marihuana y otras yerbas: Prohibición, regulación y uso de drogas en Uruguay. Montevideo, Sudamericana. 252 p.
37. Garfinkel, A. R. 2020. Three Botrytis species found causing gray mold on industrial hemp (Cannabis sativa) in Oregon. Plant Disease. 104(7): 2026.
38. \_\_\_\_\_. 2021. First report of Sclerotinia sclerotiorum causing stem canker on Cannabis sativa in Oregon. Plant Disease. 105(8): 2245.

39. Gerson, U. 1992. Biology and control of the broad mite, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae). (en línea). *Experimental & Applied Acarology*. 13(3). 163 - 178. Consultado 28 oct. 2022. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1007/BF01194934>
40. Goff, M. L. 1987. A catalog of the Acari of the Hawaiian Islands. Hawaii, University of Hawaii. 75 p. (Research Extension Serires no. 75).
41. Goswami, R. S.; Kistler, H. C. 2004. Heading for disaster: *Fusarium graminearum* on cereal crops. *Molecular Plant Pathology*. 5(6): 515 - 525.
42. Grille, G.; Buenahora, J.; Gauthier, N.; Basso, C.; Bonato, O. 2011. First report of the Q biotype of *Bemisia tabaci* in Argentina and Uruguay. *Phytoparasitica*. 39: 235 - 238.
43. Guirao, P.; Beitia, F.; Cenis, J. C. 1997. Biotype determination of Spanish populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Bulletin of Entomological Research*. 87(6): 587 - 593.
44. Hu, J. 2021. First report of crown and root rot caused by *Pythium myriotylum* on hemp (*Cannabis sativa*) in Arizona. *Plant Disease*. 105(9): 2736.
45. \_\_\_\_\_; Masson, R. 2021. First report of crown and root rot caused by *Pythium aphanidermatum* on industrial hemp (*Cannabis sativa*) in Arizona. *Plant Disease*. 105(8): 2257.
46. INIA (Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, UY). 2014. Guía para el manejo de la Fusariosis de la espiga en trigo. Montevideo. 10 p.
47. Jandricic, S. E.; Mattson, N. S.; Wraight, S. P.; Sanderson, J. P. 2014. Within-plant distribution of *Aulacorthum solani* (Hemiptera: Aphididae), on various greenhouse plants with implications for control. *Journal of Economic Entomology*. 107(2): 697 - 707.
48. Jerushalmi, S.; Maymon, M.; Dombrovsky, A.; Freeman, S. 2020. Fungal pathogens affecting the production and quality of medical cannabis in Israel. (en línea). *Plants*. 9(7): 882. Consultado dic. 2022. Disponible en <https://doi.org/10.3390/plants9070882>

49. Jordahl, J. G.; Francl, L. J.; Christianson, K. M.; Lym, R. G. 1991. Enhancement of herbicide activity by *Alternaria angustiovoidea*. In: Leafy Spurge Symposium (1991, Minnesota, United States). Final Program and Abstracts. Minnesota, North Dakota State University. p. 22.
50. Kaewpradit, A.; Somsri, W.; Kronwipasrung, P.; Damnoi, S.; Sungnoi, S.; Srikul, S.; Chotwong, W.; Ta-Phaisach, N. 2022. Use of the predatory mite *Neoseiulus longispinosus* Evans (Acari: Phytoseiidae) for biological control of red mite *Tetranychus truncatus* Ehara (Acari: Tetranychidae). *Zoosymposia*. 22: 27 - 32.
51. Kahl, M.; Kleisinger, G. 2016. *Spodoptera cosmiodes*. Paraná, INTA. 8 p.
52. Koike, S. T.; Stanghellini, H.; Mauzey, S. J.; Burkhardt, A. 2019. First report of *Sclerotinia* crown rot caused by *Sclerotinia minor* on hemp. *Plant Disease*. 103(7): 1771.
53. Lagos-Kutz, D.; Potter, B.; Di Fonzo, C.; Russell, H.; Hartman, G. L. 2018. Two aphid species, identified as potential pests on industrial hemp, L., in the US Midwest. (en línea). *Crop, Forage & Turfgrass management*. 4(1): 180032. Consultado dic. 2022. Disponible en <https://doi.org/10.2134/cftm2018.04.0032>
54. López Carretero, P.; Pekas, A.; Stubsgaard, L.; Sancho Blanco, G.; Lütken, H.; Sigsgaard, L. 2022. Glandular trichomes affect mobility and predatory behavior of two aphid predators on medicinal cannabis. (en línea). *Biological Control*. 170: 104932. Consultado 28 oct. 2022. Disponible en <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2022.104932>
55. Marin, M. V.; Wang, N.; Coburn, J.; Desaegeer, J.; Peres, N. 2021. First report of *Diaporthe phaseolorum* causing stem canker of hemp (*Cannabis sativa*). *Plant Disease*. 105(7): 2018.
56. Martiarena, D.; Carmona, D.; Tulli, M.; Clemente, N.; Martinez, J.; Aquino, D. 2019. Variación espacial del parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu* y la composición y riqueza taxonómica de sus parasitoides en cultivo de soja con diversidad vegetal asociada. In: Reunión Argentina de Parasitoidólogos (7<sup>a.</sup>, 2019, Santa Rosa, Argentina). Trabajos presentados. La Pampa, Universidad Nacional de la Pampa. pp. 65 - 67.

57. Martin, J. H. 1983. The identification of common aphid pests of tropical agriculture. *Tropical Pest Management*. 29(4): 395 - 411.
58. Maymon, M.; Jerushalmi, S.; Freeman, S. 2020. First report of *Golovinomyces cichoracearum* sensu lato on *Cannabis sativa* in Israel. *New Disease Reports*. 42(1): 11.
59. Mazzilli, S.; Pérez, C.; Ernst, O. 2007. Fusariosis de la espiga en trigo: Características de la enfermedad y posibilidades de uso de modelos de predicción para optimizar el control químico. *Agrociencia (Uruguay)*. 6(1): 11 - 21.
60. McGehee, C. S.; Raudales, R. E. 2021. Pathogenicity and Mefenoxam sensitivity of *Pythium*, *Globisporangium*, and *Fusarium* isolates from coconut coir and Rockwool in marijuana (*Cannabis sativa* L.) production. (en línea). *Frontiers in Agronomy*. 3: 706138. Consultado dic. 2022. Disponible en <https://doi.org/10.3389/fagro.2021.706138>
61. McPartland, J. M.; Cubeta, M. A. 1997. New species, combinations, host associations and location records of fungi associated with hemp (*Cannabis sativa*). *Mycological Research*. 101(7): 853 - 857.
62. \_\_\_\_\_; Clarke, R. C.; Watson, D. P. 2000. Hemp diseases and pests: Management and biological control. Wallingford, CABI. 251 p.
63. \_\_\_\_\_; Hillig, K. W. 2004. Cannabis clinic Fusarium Wilt. *Journal of Industrial Hemp*. 9(2): 67 - 77.
64. \_\_\_\_\_; Rhode, B. 2005. New hemp diseases and pests in New Zealand. *Journal of Industrial Hemp*. 10(1): 99 - 108.
65. \_\_\_\_\_; Hillig, K. W. 2006a. Host-parasite relationships in cannabis. *Journal of Industrial Hemp*. 10(2): 85 - 104.
66. \_\_\_\_\_; \_\_\_\_\_. 2006b. White leaf spot. *Journal of Industrial Hemp*. 11(1): 43 - 50.
67. \_\_\_\_\_; \_\_\_\_\_. 2007a. *Jahniella bohémica* Part II. *Journal of Industrial Hemp*. 12(1): 63 - 74.
68. \_\_\_\_\_; \_\_\_\_\_. 2007b. Longhorn beetles and *Botryosphaeria*: A future epidemic? *Journal of Industrial Hemp*. 12(2): 123 - 133.
69. \_\_\_\_\_; \_\_\_\_\_. 2008. Differentiating powdery mildew from false powdery mildew. *Journal of Industrial Hemp*. 13(1): 78 - 87.

70. \_\_\_\_\_; McKernan, K. J. 2017. Contaminants of concern in cannabis: Microbes, heavy metals and pesticides. *In*: Chandra, S.; Lata, H.; ElSohly, M. A. eds. *Cannabis sativa L.: Botany and biotechnology*. Berlín, Springer. pp. 457 - 474.
71. \_\_\_\_\_. 2018. Cannabis systematics at the levels of family, genus, and species. *Cannabis and Cannabinoid Research*. 3(1): 203 - 212.
72. \_\_\_\_\_; Small, E. 2020. A classification of endangered high-THC cannabis (*Cannabis sativa* subsp. *indica*) domesticates and their wild relatives. *PhytoKeys*. 144: 81 - 112.
73. Mersha, Z.; Kering, M.; Ren, S. 2020. Southern blight of hemp caused by *Athelia rolfsii* detected in Virginia. *Plant Disease*. 104(5): 1562.
74. Muñiz, M. 2000. Desarrollo del biotipo B de *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Homoptera: Aleyrodidae) en tres variedades de pimiento a temperaturas constantes. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*. 26(4): 605 - 618.
75. Navas-Castillo, J.; Camero, R.; Bueno, M.; Moriones, E. 2000. Severe Yellowing outbreaks in tomato in Spain associated with infections of Tomato chlorosis virus. *Plant Disease*. 84(8): 835 - 837.
76. O'Donnell, K.; Kistler, H. C.; Cigelnik, E.; Ploetz, R. C. 1998. Multiple evolutionary origins of the fungus causing Panama disease of banana: Concordant evidence from nuclear and mitochondrial gene genealogies. *Proceedings of the National Academy Sciences of the United States of America*. 95(5): 2044 - 2049.
77. Olivares, N.; Guzmán, A. 2017. Manejo integrado de plagas en tomate bajo invernadero. *In*: Torres, A. ed. *Manual de cultivo del tomate bajo invernadero*. Santiago, INIA. pp. 43 - 65. (Boletín INIA no. 377).
78. Palocci, F.; Rubini, A.; Granetti, B.; Arcioni, S. 1999. Rapid molecular approach for reliable identification *Tuber* spp. *Ectomyrrihizae*. *Fems Microbiology Ecology*. 28(1): 23 - 30.
79. Pane, A.; Cosentino, S. L.; Copani, V.; Cacciola, S. O. 2007. First report of Southern Blight caused by *Sclerotium rolfsii* on hemp (*Cannabis sativa*) in Sicily and Southern Italy. *Plant Disease*. 91(5): 636 - 636.

80. Pazos, J. 2008. Factibilidad de control biológico de malezas de pasturas en el Uruguay. Montevideo, INIA. 40 p. (Serie FPTA no. 20).
81. Pépin, N.; Punja, Z. K.; Joly, D. L. 2018. Occurrence of powdery mildew caused by *Golovinomyces cichoracearum* sensu lato on *Cannabis sativa* in Canada. *Plant Disease*. 102(12): 2644.
82. Phillips, A.; Alves, A.; Correia, A.; Luque, J. 2005. Two new species of *Botryosphaeria* with brown, 1-septate ascospores and *Dothiorella* anamorphs. *Mycologia*. 97(2): 513 - 529.
83. Punja, Z. K. 2018. Flower and foliage-infecting pathogens of marijuana (*Cannabis sativa* L.) plants. *Canadian Journal of Plant Pathology*. 40(4): 514 - 527.
84. \_\_\_\_\_; Rodriguez, G. 2018. *Fusarium* and *Pythium* species infecting roots of hydroponically grown marijuana (*Cannabis sativa* L.) plants. *Canadian Journal of Plant Pathology*. 40(4): 498 - 513.
85. \_\_\_\_\_; Scott, C.; Chen, S. 2018. Root and crown rot pathogens causing wilt symptoms on field-grown marijuana (*Cannabis sativa* L.) plants. *Canadian Journal of Plant Pathology*. 40(4): 528 - 541.
86. \_\_\_\_\_; Collyer, D.; Scott, C.; Lung, S.; Holmes, S.; Sutton, D. 2019. Pathogens and molds affecting production and quality of *Cannabis sativa* L. (en línea). *Frontiers in Plant Science*. 10: 1120. Consultado dic. 2022. Disponible en <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01120>
87. \_\_\_\_\_. 2020a. Epidemiology of *Fusarium oxysporum* causing root and crown rot of cannabis (*Cannabis sativa* L., marijuana) plants in commercial greenhouse production. *Canadian Journal of Plant Pathology*. 43(2): 216 - 235.
88. \_\_\_\_\_. 2020b. First report of *Fusarium proliferatum* causing crown and stem rot, and pith necrosis, in cannabis (*Cannabis sativa* L., marijuana) plants. *Canadian Journal of Plant Pathology*. 43(2): 236 - 255.
89. \_\_\_\_\_. 2021. First report of the powdery mildew pathogen of hops, *Podosphaera macularis*, naturally infecting cannabis (*Cannabis sativa* L., marijuana) plants under field conditions. *Canadian Journal of Plant Pathology*. 44(2): 235 - 249.

90. \_\_\_\_\_; Ni, L. 2021. The bud rot pathogens infecting cannabis (*Cannabis sativa* L., marijuana) inflorescences: Symptomology, species identification, pathogenicity and biological control. *Canadian Journal of Plant Pathology*. 43(6): 827 - 854.
91. \_\_\_\_\_; \_\_\_\_\_; Roberts, A. 2021a. The *Fusarium solani* species complex infecting cannabis (*Cannabis sativa* L., marijuana) plants and a first report of *Fusarium* (*Cylindrocarpon*) *lichenicola* causing root and crown rot. *Canadian Journal of Plant Pathology*. 43(4): 567 - 581.
92. \_\_\_\_\_; Scott, C.; Lung, S. 2021b. Several *Pythium* species cause crown and root rot on cannabis (*Cannabis sativa* L., marijuana) plants grown under commercial greenhouse conditions. *Canadian Journal of Plant Pathology*. 44(1): 66 - 81.
93. Rahnama, M.; Szarka, D.; Li, H.; Dixon, E.; Castlebury, L.; Gauthier, N. A. 2021. Reemergence of *Septoria* leaf spot caused by *Septoria cannabis* on hemp in the Kentucky. *Plant Disease*. 105(9): 2286 - 2289.
94. Rebellato, M. J. 2011. Prospección de enfermedades en el cultivo de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) en la zona norte y sur del Uruguay y su relación con variables meteorológicas. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Universidad de la República. Facultad de Agronomía. 113 p.
95. Ribeiro, A.; Silva, H.; Abbate, S. 2014. Manejo de plagas en trigo y cebada. (en línea). Montevideo, Udelar. 66 p. Consultado 18 oct. 2022. Disponible en <https://www.csic.edu.uy/sites/csic/files/publicacion5b896ea2222a84.89132255.pdf>
96. Rizzo, H. F. 1971. Aspectos morfológicos y biológicos de *Edessa meditabunda* (F.) (Hemiptera, Pentatomidae). (en línea). *Revista Peruana de Entomología*. 14(2): 272 - 281. Consultado 15 set. 2021. Disponible en <https://www.yumpu.com/es/document/read/14161790/aspectos-morfologicos-y-biologicos-de-edessa-meditabunda>

97. Rodríguez Dos Santos, A.; Del Pozo Nuñez, E. M. 2003. Alternativa para el manejo de *Trialeurodes vaporariorum* Westwood en tomate orgánico en Uruguay. *Boletín Sanidad Vegetal. Plagas.* 29: 211 - 218.
98. Ruíz, E.; Coronado, J. 2000. Insectos y ácaros plaga del cáñamo. *Revista de la Universidad Autónoma de Tamaulipas.* no. 74: 58 - 64.
99. Russell, L. M. 1963. Hosts and Distribution of Five Species of *Trialeurodes* (Homoptera: Aleyrodidae). *Annals of the Entomological Society of America.* 56: 149 - 153.
100. Schoener, J. L. 2021. Molecular identification of plant pathogens affecting *Cannabis sativa* crops in Nevada. Tesis Mag. Cellular and Molecular Biology. Nevada, United States. University of Nevada. 91 p.
101. Scott, C.; Punja, Z. K. 2021. Evaluation of disease management approaches for powdery mildew on *Cannabis sativa* L. (marijuana) plants. *Canadian Journal of Plant Pathology.* 43(3): 394 - 412.
102. Singh, R.; De Souza, M.; Burks, T.; Price, P. P. 2022. First report of southern blight of industrial hemp caused by *Athelia rolfsii* in Louisiana. *Plant Health Progress.* 23(1): 101 - 102.
103. Small, E.; Cronquist, A. 1976. A practical and natural taxonomy for cannabis. *Taxón.* 25(4): 405 - 435.
104. Sorrentino, R.; Pergamo, R.; Battaglia, V.; Raimo, F.; Cermola, M.; Lahoz, E. 2019. Characterization and pathogenicity of *Fusarium solani* causing foot rot on hemp (*Cannabis sativa* L.) in Southern Italy. *Journal of Plant Diseases and Protection.* 126: 585 - 591.
105. Sosa, M.; Zamar, M.; Torrejon, S. 2017. Ciclo de vida y reproducción de *Caliothrips phaseoli* (Thysanoptera: Thripidae) sobre Fabaceae y Solanaceae (Plantae) en condiciones de laboratorio. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina.* 76(3-4): 1 - 6.
106. Stadnik, M. J.; Rivera, M. C. 2001. Oídios. Jaguariúna, Embrapa Meio Ambiente. 484 p.
107. Szarka, D.; Tymon, L.; Amsden, B.; Dixon, E.; Judy, J.; Gauthier, N. 2019. First report of powdery mildew caused by *Golovinomyces spadiceus* on industrial hemp (*Cannabis sativa*) in Kentucky. *Plant Disease.* 103(7): 1773.

108. \_\_\_\_\_.; McCulloch, M.; Beale, J.; Long, S.; Dixon, E.; Gauthier, N. 2020. First report of anthracnose leaf spot caused by *Colletotrichum fioriniae* on hemp (*Cannabis sativa*). *Plant Disease*. 104(5): 1560.
109. Tamura, K.; Peterson, D.; Peterson, N.; Stecher, G.; Nei, M.; Kumar, S. 2011. MEGA5: Molecular evolutionary genetics analysis using maximum likelihood, evolutionary distance and maximum parsimony methods. (en línea). *Molecular Biology and Evolution*. 28(10): 2731 - 2739. Consultado 2 jun. 2018. Disponible en <https://doi.org/10.1093/molbev/msr121>
110. Tang, L.; Song, X.; Zhang, L.; Wang, J.; Zhang, S. 2021. First report of leaf spot on industrial hemp (*Cannabis sativa* L.) caused by *Alternaria alternata* in China. *Plant Disease*. 105(10): 3294.
111. Teulon, D. 1999. Thrips as crop pests. Wallingford, CAB International. 736 p.
112. Thiessen, L. D.; Schappe, T.; Cochran, S.; Hicks, K.; Post, A. R. 2020. Surveying for potential diseases and abiotic disorders of industrial hemp (*Cannabis sativa*) production. *Plant Health Progress*. 21: 321 - 332.
113. Úrbez-Torres, J. R.; Leavitt, G. M.; Voegel, T. M.; Gubler, W. D. 2006. Identification and distribution of *Botryosphaeria* spp. associated with grapevine cankers in California. *Plant Disease*. 90: 1490 - 1503.
114. Van Emden, H. F.; Eastop, V. F.; Hughes, R. D.; Way, M. J. 1969. The Ecology of *Myzus persicae*. *Annual Review of Entomology*. 14: 197 - 270.
115. \_\_\_\_\_.; Harrington, R. 2007. Aphids as crop pests. 2nd. ed. Wallingford, CABI. 717 p.
116. Villanueva, R.; Gauthier, N.; Ahmed, M. 2021. First record of *Coccus hesperidum* L. (Hemiptera: Coccidae) in Industrial hemp in Kentucky. *Florida Entomologist*. 103(4): 514 - 515.
117. Vujanovic, V.; Korber, D. R.; Vujanovic, S.; Vujanovic, J.; Jabaji, S. 2020. Scientific Prospects for Cannabis-Microbiome: Research to ensure quality and safety of products. (en línea). *Microorganisms*. 8(2): 290. Consultado dic. 2022. Disponible en <https://doi.org/10.3390/microorganisms8020290>

118. Watanabe, T.; Takesawa, M. 1936. Studies on the leaf-spot disease of the hemp. *Japanese Journal of Phytopathology*. 6(1): 30 - 47.
119. Weldon, W. A.; Ullrich, M. R.; Smart, L. B.; Smart, C. D.; Gadoury, D. M. 2020. Cross-Infectivity of powdery mildew isolates originating from hemp (*Cannabis sativa*) and japanese hop (*Humulus japonicus*) in New York. *Plant Health Progress*. 21(1): 47 - 53.
120. White, T. J.; Bruns, T.; Lee, S.; Taylor, J. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis, M. A.; Gelfand, D. H.; Sninsky, J. J.; White, J. W. eds. *PCR protocols: A guide to methods and applications*. New York, Academic press. pp. 315 - 322.
121. Whittaker, A. 2015, *Aulacorthum solani* (foxglove aphid). (en línea). Wallingford, CABI. s.p. Consultado 3 oct. 2021. Disponible en <https://doi.org/10.1079/cabicompendium.7961>
122. Williamson, B.; Tudzynski, B.; Tudzynski, P.; Van Kan, J. A. L. 2007. *Botrytis cinerea*: The cause of grey mould disease. *Molecular Plant Pathology*. 8(5): 561 - 580.
123. Wiseman, M. S.; Bates, T.; Garfinkel, A.; Ocamb, C. M.; Gent, D. H. 2021. First report of powdery mildew caused by *Golovinomyces ambrosiae* on *Cannabis sativa* in Oregon. *Plant Disease*. 105(9): 2733.
124. Yulfo-Soto, G.; Smith, H. S.; Szarka, D.; Dixon, E.; Vaillancourt, L.; Ward, N. A. 2022. First report of *Fusarium graminearum* causing flower blight on hemp (*Cannabis sativa*) in Kentucky. *Plant Disease*. 106(1): 334.
125. Zeng, X. P.; Fu, M. Y.; He, S.; Wu, F. Z.; Wang, S. Y.; Chen, H.; Wang, H. F. 2018. Identification of the pathogen causing leaf spot disease on *Cannabis sativa*. *Molecular Plant Breeding*. 16: 7094 - 7098.

## 9. ANEXOS

### Anexo N° 1: PLAGAS NO REPORTADAS PREVIAMENTE EN CANNABIS

#### **Lagartita de los racimos**

- Clasificación

Orden: Lepidoptera

Familia: Tortricidae

Especie: *Argyrotaenia spheropa* (Meyrick, 1909)

- Características generales

Especie presente en Argentina, Bolivia, Brasil, Perú y Uruguay. Sus adultos miden de 12 a 15 mm de expansión alar. Tienen alas anteriores de color castaño claro a oscuro, casi negro con zonas rojo oscuro. Presentan una banda oblicua e irregular que corre desde el centro del margen anterior hacia atrás. Puede observarse sobre el margen anterior un diseño triangular que, cuando la polilla está en posición de reposo, forma un rombo en el dorso, más notorio en la hembra. Sus alas posteriores son grisáceas. En su máximo desarrollo, las larvas miden de 12 a 16 mm y son de color verdoso con la cabeza y escudo protorácico de color amarillo ámbar. La etapa pupal ocurre dentro de un capullo sedoso y requiere una a dos semanas. Presenta cuatro o cinco generaciones por año. Los adultos de la primera generación vuelan durante diciembre. De sus posturas emergen las larvas de la segunda generación a finales de diciembre y prosiguen hasta febrero. Las larvas de la tercera generación evolucionan durante febrero y marzo y suelen ser las poblaciones más altas y ocasionar los mayores perjuicios. Los vuelos de esta generación ocurren en marzo y abril. De las posturas de estas hembras surgen las larvas que se encuentran activas en invierno sobre plantas perennes como madrelesva, jazmín y ligustro (Bentancourt y Scatoni, 2010)

- Hospederos

Sus principales hospederos son el ceibo, ciruelo, cítricos, duraznero, manzano, peral, pimiento, rosas, vid, ligustro, ligustrino, madrelesva (Bentancourt y Scatoni, 2010).

- Daños

Las larvas roen hojas o atacan frutos, frecuentemente doblan la hoja en la que se encuentran, alojándose en su interior. Las larvas pequeñas se instalan

en los brotes, se alimentan de hojas nuevas y tejen hilos de seda entre estas (Bentancourt y Scatoni, 2010).

- **Importancia**

Es polífaga y muy común en el sur de Uruguay. La magnitud de sus daños varía entre años y zonas, a menudo exige medidas específicas de control (Bentancourt y Scatoni, 2010).

### **Lagarta peluda rubia**

- **Clasificación**

Orden: Lepidoptera

Familia: Arctiidae

Especie: *Paracles (= mallocephala) deserticola* (Berg, 1875)

- **Características generales**

Especie presente en Argentina y Uruguay. Los adultos presentan dimorfismo sexual. El macho mide de 30 a 35 mm de expansión alar. Posee el cuerpo cubierto de una abundante pilosidad con antenas bipectinadas y probóscide muy poco desarrollada. El color de las alas anteriores es beige claro, las posteriores son de tono blanco sucio. La hembra es braquíptera y está cubierta de pelos pardo claro, excepto en el extremo abdominal que son blanquecinos. Las hembras, sin alas funcionales, permanecen en el lugar que han emergido. Cuando son grandes son muy activas y se desplazan por el tapiz vegetal a distancias relativamente considerables. Esto probablemente contribuye a la dispersión de la especie y en particular de las hembras que en estado adulto no pueden desplazarse mediante el vuelo. Las larvas presentan en general seis o siete estadios y requieren 30 o 40 días para completar su desarrollo. La larva desarrollada mide de 35 a 42 mm, presenta una coloración oscura con líneas longitudinales blancas y la cubren pelos amarillentos y pardo rojizos (Bentancourt y Scatoni, 1998).

- Hospederos

Presenta como hospederos maíz, girasol, vid, lechuga, repollo, acelga, gramíneas, cardo de Castilla (Bentancourt y Scatoni, 2010).

- Daños

Se trata de una especie común, de hábitos polípagos, en ciertos años las poblaciones llegan a ser muy abundantes causando daños de importancia. Sus larvas son muy voraces, comen sobre follaje, dañan brotes y ocasionalmente llegan a alimentarse de frutos. Está reportada cortando plantas a ras del suelo, causa también daños importantes en cultivos de hoja (Bentancourt y Scatoni, 2010).

- Importancia

Es una especie común polífaga. En ciertos años las poblaciones llegan a ser muy abundantes causando daños en los cultivos señalados (Bentancourt y Scatoni, 2010).

### **Lagarta del girasol**

- Clasificación

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Especie: *Rachiplusia nu* (Guenée, 1852)

- Características generales

Se distribuye en Argentina, Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay. El adulto mide de 28 a 34 mm de expansión alar y de 13 a 18 mm de largo. Presenta alas anteriores grisáceas con tonalidades castañas que dibujan una serie de líneas, estrías y manchas en toda la superficie. En el centro del ala presentan una mancha plateada en forma de Y. Su segundo par de alas es anaranjado con el margen posterior oscuro. Sus adultos vuelan por las noches y son atraídos por las luces. La larva madura mide de 30 a 40 mm de largo. Es verde con líneas longitudinales blancas, aunque la coloración varía entre individuos. Se desplaza como una lagarta medidora. Las larvas desarrolladas son las más voraces y causan los mayores daños. Pasan por cinco o seis estadios y la duración del desarrollo es de aproximadamente tres semanas. La etapa de pupa se da en un capullo sobre la planta y los adultos emergen dos o tres semanas después. No presenta diapausa, permanece activa aún en los meses de invierno. Alcanza

probablemente cinco generaciones al año, con mayor abundancia durante el verano (Bentancourt y Scatoni, 2010).

- Hospederos

Sus hospederos son alfalfa, girasol, soja, trébol, papa, espinaca, tomate, arveja, poroto, zapallo y diversas malezas (Bentancourt y Scatoni, 2010).

- Daños

Se alimentan de hojas. Consumen el parénquima preferentemente por el envés quedando las hojas parcialmente esqueletizadas. A medida que crecen devoran toda la lámina foliar respetando únicamente las nervaduras. Generalmente el daño comienza por los estratos inferiores de las plantas y luego sube progresivamente. Pueden incluso llegar a los ápices (Bentancourt y Scatoni, 2010).

- Importancia

En girasol es la principal plaga y frecuentemente requiere adopción de medidas de control. Esporádicamente pueden alcanzar altas densidades en otros cultivos como soja, lino y espinaca (Bentancourt y Scatoni, 2010).

### **Oruga del yuyo colorado u oruga militar grande**

- Clasificación

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Especie: *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1958)

- Características generales

Su presencia se restringe a América del Sur, con excepción del sur de Argentina, Chile y de regiones de Perú situadas al oeste de Los Andes (Cabezas et al., 2013). Climas lluviosos y altas temperaturas favorecen sus brotes poblacionales. Los adultos son mariposas de cuerpo robusto, miden aproximadamente 40 mm de envergadura alar, las hembras son de mayor tamaño que los machos. Las alas anteriores de las hembras son de coloración parda y las posteriores blancas. Las larvas recién eclosionadas poseen el cuerpo de coloración marrón claro con cabeza negra, presentan un abultamiento entre el tórax y el abdomen, el cual luego de los primeros estadios va desapareciendo. En los primeros estadios larvales presentan color pardo-

negro-acenizado, con tres líneas longitudinales amarillo-anaranjadas, una dorsal y dos laterales, con puntos blancos. Encima de los puntos blancos presentan una mancha triangular esfumada de color negro en el dorso de cada anillo del cuerpo, con el vértice hacia el centro del cuerpo del insecto (Hanson, Santos et al., Casuso et al., Igarzábal y Galvez, citados por Kahl y Kleisinger, 2016). Las larvas ede segundo y tercer estadio presentan un “collar” más oscuro bien diferenciado entre el último segmento del tórax y el primero abdominal (Zenker et al., citados por Kahl y Kleisinger, 2016). En su último estadio la longitud varía desde 40 a 48 mm, son robustas, de color pardo, la cabeza es más pequeña que el cuerpo, con tres líneas longitudinales en el dorso de color naranja (una línea central discontinua y dos laterales), que se continúan hasta la cabeza con puntos blancos. Sobre estos puntos blancos se observan triángulos negros con el vértice hacia el centro. A la vista presentan un aspecto aterciopelado (Angulo y Weigert, Casuso et al., Igarzábal y Galvez, citados por Kahl y Kleisinger, 2016).

- Hospederos

Es una plaga polífaga que provoca daños en varios cultivos, es frecuente encontrarla en cultivos de interés económico como soja, maíz, arroz, girasol, sorgo, algodón, maní, alfalfa, avena, hortícolas, ornamentales y otras (Cabezas et al., 2013).

- Daños

Generalmente se las encuentra en el estrato medio de la planta, son de movimientos lentos y escaso desplazamiento y al ser perturbadas reaccionan lentamente dejándose caer y luego enroscándose. Se comporta como defoliadora, consumiendo las hojas en su totalidad desde el borde hacia el interior, o bien puede respetar las nervaduras más gruesas. Es capaz de consumir el doble de área foliar que *Rachiplusia nu* y *Spodoptera frugiperda* (Kahl y Kleisinger, 2016)

- Importancia

A pesar de su amplia gama de hospederos, su importancia como plaga es poco conocida en algunos cultivos, probablemente debido al uso excesivo de insecticidas de amplio espectro (Cabezas et al., 2013).

### **Lagarta cortadora**

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Especie: *Peridroma saucia* (Hübner 1808)

Especie cosmopolita. Los adultos miden de 40 a 50 mm de expansión alar y coloración variable (Bentancourt y Scatoni, 2010). Es una especie polífaga que se alimenta de cultivos hortícolas, forrajeros, frutales, malezas y otros (Bentancourt y Scatoni, 2010). Las larvas cortan los tallos a ras del suelo. También pueden afectar hojas o cortar raíces. Los mayores daños ocurren en primavera y las plantas pequeñas o recién trasplantadas son las más afectadas (Bentancourt y Scatoni, 2010). Presenta comportamiento errático que hace que en algunos años sea muy abundante y provoque ataques de importancia (Bentancourt y Scatoni, 2010).

### Bibliografía anexo N° 1

1. Bentancourt, C. M.; Scatoni, I. B. 1998. Biología de *Mallocephala deserticola* Berg (Lepidoptera: Arctiidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil. 27(2): 213 - 221.
2. \_\_\_\_\_; \_\_\_\_\_. 2010. Guía de insectos y ácaros de importancia agrícola y forestal en Uruguay. Montevideo, Facultad de Agronomía. 207 p.
3. Cabezas, F.; Mirtes Melo, F.; García, M.; Diez-Rodríguez, G.; Nava, D. 2013. Parasitismo de *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) sobre *Spodoptera cosmioides* (Lepidoptera: Noctuidae) a diferentes temperaturas. Revista Colombiana de Entomología. 39(2): 216 - 220.
4. Kahl, M.; Kleisinger, G. 2016. *Spodoptera cosmioides*. Paraná, INTA. 8 p.