



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTILÁN

Hongos asociados a enfermedades
del follaje de malezas
en la FES Cuautitlán

TESIS

Que para obtener el título de
INGENIERO AGRÍCOLA

PRESENTA:

Ana Laura Vázquez Flores

Asesor: Biol. Marcos Espadas Reséndiz

Coasesor: Dra. Gloria de los Ángeles Zita Padilla

Cuautitlán Izcalli. Edo. De México 2018



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES
SUPERIORES - CUAUTITLÁN

ASUNTO: VOTO APROBATORIO



DEPARTAMENTO DE
EXÁMENES PROFESIONALES
de la FES Cuautitlán.

M. en C. JORGE ALFREDO CUÉLLAR ORDAZ
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLÁN
PRESENTE

ATN: I.A. LAURA MARGARITA CORTAZAR FIGUEROA
Jefa del Departamento de Exámenes Profesionales
de la FES Cuautitlán.

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos comunicar a usted que revisamos el: Trabajo de Tesis

Hongos asociados a enfermedades del follaje de malezas en la FES Cuautitlán

Que presenta la pasante: ANA LAURA VÁZQUEZ FLORES

Con número de cuenta: 40603988-2 para obtener el Título de la carrera: Ingeniería Agrícola

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

ATENTAMENTE

"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"

Cuautitlán Izcalli, Méx. a 06 de abril de 2018.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	Dra. Gloria de los Ángeles Zita Padilla	
VOCAL	M.C. María del Yazmin Cuervo Usán	
SECRETARIO	Ing. Ángel Cipriano López Cortés	
1er. SUPLENTE	Ing. Asunción Martínez Vázquez	
2do. SUPLENTE	Mtro. Rubén Vargas Márquez	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 127).

Agradecimientos.

Al universo,

Por otorgarme el regalo de poder concluir esta importante meta en mi vida.

A la UNAM,

Por brindarme todas las facilidades para concluir mis estudios.

A mi familia,

Fran, Daniel, Fernanda, Ángel y Yessi, gracias por su apoyo y amor.

Alexei, gracias por tu compañía, tu amor, apoyo y paciencia, sobre todo paciencia, gracias por compartir esta etapa de mi vida.

Un agradecimiento especial para mí querido profesor y asesor de tesis

Biol. Marcos Espadas Reséndiz, profe, gracias por no darse por vencido con migo, por las facilidades brindadas para la realización de este trabajo, por sus pláticas y regaños, para usted mi infinita gratitud y cariño.

A mis sinodales,

Por el tiempo y las recomendaciones en la revisión de la tesis.

A mis amigas,

Gaby, Marisela, María, Valeria, gracias por su amor, apoyo, compañía y por todas las aventuras vividas, siempre están en mi corazón

A mis compañeros y maestros,

Gracias por ser parte importante de mi etapa de estudiante, por los conocimientos adquiridos, los consejos y conversaciones.

Para todos ustedes, gracias, gracias, gracias.

Tabla de contenido

Introducción	1
Objetivos	4
Capítulo 1. Revisión bibliográfica	5
1.1 Impacto de las plagas en la maleza.....	5
1.1.1 Manejo de malezas usando patógenos	6
1.1.2 Las malezas como vectores de patógenos	7
1.1.3 Las malezas como reservorios de patógenos y vectores	7
1.1.4 Patógenos y malezas dentro de los campos de cultivo	7
1.1.5 Las malezas como hospederas alternantes de parásitos obligados	8
1.2 Control biológico de malezas	8
1.3 Desafíos para el control biológico	13
Capítulo 2. Materiales y Métodos	14
2.1 Colecta (saprobios facultativos y parásitos obligados)	14
2.2 Caracterización de síntoma y signo	16
2.3 Validación del signo	18
2.3.1 Preparaciones temporales (Parásitos obligados)	18
2.3.2 Preparaciones temporales (Saprobios facultativos)	19
2.4 Aislamiento (solo saprobios facultativos).....	20
2.4.1 Preparación de medios de cultivo específicos	20
2.4.2 Aislamiento directo	20
2.4.3 Partes vegetales en medio de cultivo	20
2.5 Cepas puras y conservación (solo saprobios facultativos)	21
2.6 Microcultivo (solo saprobios facultativos).....	21
2.7 Identificación (Parásitos obligados y saprobios facultativos)	22
Capítulo 3. Resultados	23
3.1.1 Mildius Vellosos, descripción de la enfermedad	25
3.1.1.1 Mildiu en Chenopodium murale	26
3.1.1.1.1 Peronospora variabilis	27
3.1.1.1.2 Taxonomía	28
3.1.1.1.3 Hospedero	29
3.1.1.1.4 Colecta	29

<u>3.1.1.1.5 Tipo de síntoma</u>	30
<u>3.1.1.1.6 Caracterización de síntoma y signo</u>	31
<u>3.1.1.1.7 Análisis de la colecta en el laboratorio</u>	32
<u>3.1.1.1.8 Análisis morfológico</u>	33
<u>3.1.1.1.9 Clave morfológica de la especie</u>	35
<u>3.1.1.2 Mildiu en Galinsoga parviflora</u>	36
<u>3.1.1.2.1 Plasmopara galinsogae</u>	37
<u>3.1.1.2.2 Taxonomía</u>	38
<u>3.1.1.2.3 Hospedero</u>	39
<u>3.1.1.2.4 Colecta</u>	39
<u>3.1.1.2.5 Tipo de síntoma</u>	40
<u>3.1.1.2.6 Caracterización de síntoma y signo</u>	41
<u>3.1.1.2.7 Análisis de la colecta en el laboratorio</u>	42
<u>3.1.1.2.8 Análisis morfológico</u>	43
<u>3.1.1.2.9 Clave morfológica del género</u>	45
<u>3.1.2 Royas descripción de la enfermedad</u>	46
<u>3.1.2.1. Roya en Ipomea orizaba</u>	50
<u>3.1.2.1.1 Puccinia jalapensis</u>	51
<u>3.1.2.1.2 Taxonomía</u>	51
<u>3.1.2.1.3 Hospedero</u>	52
<u>3.1.2.1.4 colecta</u>	52
<u>3.1.2.1.5 Tipo de síntoma</u>	53
<u>3.1.2.1.6 Caracterización de síntoma y signo</u>	54
<u>3.1.2.1.7 Análisis de la colecta en laboratorio</u>	55
<u>3.1.2.1.8 Análisis morfológico</u>	56
<u>3.1.2.1.9 Clave morfológica de la especie</u>	58
<u>3.1.2.2 Roya en Malva sp.</u>	59
<u>3.1.2.2.1 Puccinia malvacearum</u>	60
<u>3.1.2.2.2 Taxonomía</u>	60
<u>3.1.2.2.3 Hospedero</u>	61
<u>3.1.2.2.4 Colecta</u>	61
<u>3.1.2.2.5 Tipo de síntoma</u>	62
<u>3.1.2.2.6 Caracterización de síntoma y signo</u>	63

3.1.2.2.7 Análisis de la colecta en laboratorio	64
3.1.2.2.8 Análisis morfológico	65
3.1.2.2.9 Clave morfológica de la especie	67
3.1.2.3 Roya en <i>Oxalis</i> sp.	68
3.1.2.3.1 <i>Puccinia oxalidis</i>	69
3.1.2.3.2 Taxonomía	70
3.1.2.3.3 Hospedero	70
3.1.2.3.4 Colecta	70
3.1.2.3.5 Tipo de síntoma	71
3.1.2.3.6 Caracterización de síntoma y signo	72
3.1.2.3.7 Análisis de la colecta en laboratorio	73
3.1.2.3.8 Análisis morfológico	74
3.1.2.3.9 Clave morfológica de la especie	75
3.1.3 <i>Mildius</i> polvosos	76
3.1.3.1 Mildiu en <i>Sonchus oleraceus</i>	80
3.1.3.1.1 <i>Golovinomyces sonchicola</i>	81
3.1.3.1.2 Taxonomía	82
3.1.3.1.3 Hospedero	83
3.1.3.1.4 Colecta	83
3.1.3.1.5 Tipo de síntoma	84
3.1.3.1.6 Caracterización de síntoma y signo	85
3.1.3.1.7 Análisis de la colecta en laboratorio	85
3.1.3.1.8 Análisis morfológico	86
3.1.3.1.9 Clave morfológica de la especie	88
3.1.3.2 Mildiu en <i>Sicyos deppei</i>	92
3.1.3.2.1 <i>Golovinomyces cucurbitacearum</i>	93
3.1.3.2.2 Taxonomía	94
3.1.3.2.3 Hospedero	95
3.1.3.2.4 Colecta	95
3.1.3.2.5 Tipo de síntoma	96
3.1.3.2.6 Caracterización de síntoma y signo	97
3.1.3.2.7 Análisis de la colecta en laboratorio	98
3.1.3.2.8 Análisis morfológico	99

<u>3.1.3.2.9 Clave morfológica de la especie</u>	101
<u>3.1.3.3 Mildiu en Bidens sp</u>	102
<u>3.1.3.3.1 Neoerysiphe cumminsiana</u>	103
<u>3.1.3.3.2 Taxonomía</u>	104
<u>3.1.3.3.3 Hospedero</u>	104
<u>3.1.3.3.4 Colecta</u>	104
<u>3.1.3.3.5 Tipo de síntoma</u>	105
<u>3.1.3.3.6 Caracterización de síntoma y signo</u>	106
<u>3.1.3.3.7 Análisis de la colecta en laboratorio</u>	107
<u>3.1.3.3.8 Análisis morfológico</u>	108
<u>3.1.3.3.9 Clave morfológica de la especie</u>	110
<u>3.1.3.4 Mildiu en Picris echioides</u>	111
<u>3.1.3.4.1 Neoerysiphe nevoi</u>	112
<u>3.1.3.4.2 Taxonomía</u>	113
<u>3.1.3.4.3 Hospedero</u>	113
<u>3.1.3.4.4 Colecta</u>	113
<u>3.1.3.4.5 Tipo de síntoma</u>	113
<u>3.1.3.4.6 Caracterización de síntoma y signo</u>	115
<u>3.1.3.4.7 Análisis de la colecta en laboratorio</u>	116
<u>3.1.3.4.8 Análisis morfológico</u>	117
<u>3.1.3.4.9 Clave morfológica de la especie</u>	119
<u>3.2.1 Mancha foliar, descripción de la enfermedad</u>	121
<u>3.2.1.1 Mancha foliar en Acalypha indica</u>	122
<u>3.2.1.1.1 Pseudocercospora acalyphincola</u>	123
<u>3.2.1.1.2 Taxonomía</u>	124
<u>3.2.1.1.3 Hospedero</u>	125
<u>3.2.1.1.4 Colecta</u>	125
<u>3.2.1.1.5 Tipo de síntoma</u>	126
<u>3.2.1.1.6 Caracterización de síntoma y signo</u>	127
<u>3.2.1.1.7 Análisis de la colecta en el laboratorio</u>	128
<u>3.2.1.1.8 Análisis morfológico</u>	129
<u>3.2.1.1.9 Clave morfológica de género</u>	131
<u>Capítulo 4. Discusión</u>	132

<u>Capítulo 5. Conclusión</u>	133
<u>Capítulo 6. Glosario</u>	134
<u>Capítulo 7. Bibliografía</u>	137

Introducción

El estudio de hongos fitopatógenos de malezas es un tema de gran relevancia en fitosanidad. Para este trabajo se manejó desde dos puntos de vista:

- 1) la maleza como reservorio de hongos fitopatógenos en fase primaria de la enfermedad o como rango de hospedantes en fase secundaria.
- 2) los hongos fitopatógenos específicos como un recurso para el control biológico de malezas.

¿Por qué es importante conocer el tipo de patógenos que una maleza puede hospedar? y ¿por qué es importante que los hongos fitopatógenos sean específicos para servir como controladores biológicos? Veamos el primer caso.

Las malezas son consideradas como plantas indeseables dentro del ámbito agrícola. Cuando una maleza crece cerca o en el mismo lugar que las plantas cultivadas pueden interferir alelopáticamente o competir por agua, nutrientes, CO₂, O₂, y espacio con ellas, afectando económicamente el sistema productivo.

Estas son las principales razones por las que los productores toman la decisión de eliminar permanentemente a las malezas de sus cultivos en forma indiscriminada, sin medir los beneficios y consecuencias de llevar a cabo esta acción. (Restrepo, 1994; Blanco, 2007).

Sin embargo recientes investigaciones en torno a las malezas, su interacción con los cultivos y otros organismos patógenos nos deja muy en claro que las malezas juegan dentro del ecosistema un papel mucho más importante de lo que hasta hoy se conoce.

Por mencionar un ejemplo de la importancia de esta interacción tenemos la que ocurre entre *Puccinia sorghi*, *Oxalis* y maíz.

El patógeno que ocasiona la roya en maíz, es un hongo heteroico y macrocíclico el cual realiza su primera y segunda fase (espermagonio y ecio) en *Oxalis* y la tercera y cuarta (urediosoro y teliosoro) en maíz. Las teliosporas que crecen en maíz se desarrollan para formar basidiosporas, las cuales no infectan al maíz, pero si a *Oxalis* en donde se forman los espermagonios y los ecios que infectan al maíz generando uredosporas. (Cummins y León Gallegos, 1981; Mendoza y Pinto 1983; Cummins y Hiratsuka, 2003).

Otro ejemplo es la interacción entre *Puccinia cacabata*, algodón y zacate navajita.

El patógeno es un hongo heteroico que se localiza en los pastos conocidos como agujita y navajita, que es donde se forman las uredosporas y teliosporas (primera fase) que son la fase invernante, que al germinar con las primeras lluvias produce basidiosporas, pasan al algodón donde se forma el espermogonio en el haz y los ecios en el envés (segunda fase). (Cummins y León Gallegos, 1981; Mendoza y Pinto 1983; Cummins y Hiratsuka 2003). Con estos dos ejemplos podemos observar la importancia de conocer el ciclo de vida del patógeno y la maleza asociada a este para con ello poder realizar un efectivo control de la enfermedad del cultivo.

Como ya se ha mencionado antes las malezas han sido satanizadas por los agricultores y se ha llevado contra ellas una guerra encarnizada, pero esto no debería ser así ya que las malezas como las plantas cultivadas cuentan con una serie de características que sabiendo manejar pueden ayudar al ser humano en disciplinas tales como: medicina, nutrición, ecología, ambientales entre otras. (Las características positivas y negativas de las malezas se muestran en la tabla 1).

Dos de estas características, **inoculo primario de organismos fitopatógenos y Reservorio, hospedera de organismos** se aborda en este trabajo ya que consideramos que al conocer cuáles son las malezas de un área determinada, los patógenos que hospedan y su interacción nos pueden ayudar para mejorar las prácticas de manejo integrado de plagas (MIP), lo que es de suma importancia ya que hoy en día el mundo está más preocupado por la restauración y conservación del planeta promoviendo una agricultura ecológica a menor costo y protegiendo el medio ambiente además de intensificar las interacciones biológicas, lo cual responde a nuestra primera pregunta. (Blanco, 2007).

En cuanto al segundo caso, debemos recordar que el control biológico consiste en el manejo y liberación de enemigos naturales vivos del organismo plaga, para reducir su impacto perjudicial, sin embargo no cualquiera puede ser un controlador biológico, para ello debe de contar con uno o más de los siguientes atributos: (Fischbein, 2012).

- Un alto grado de especificidad de la plaga.
- Una sincronía con el ciclo de la vida de la plaga.
- Una alta capacidad de crecimiento poblacional con respecto a la plaga.
- Capacidad de sobrevivir periodos con poca abundancia de presas o aun en ausencia de la misma.
- Una alta capacidad de búsqueda particularmente a bajas densidades de la plaga.
- Mostrar denso dependencia.

Es por estas razones que el diseño de programas de control biológico debe ser precedido por investigaciones que demuestren que son efectivos y específicos para evitar que la población de enemigos naturales se salga de control, y que es la respuesta a nuestra segunda pregunta.

Hoy en día podemos hablar de 3 tipos de control biológico, el clásico, el aumentativo y el conservativo. Cook, 1996; Fischbein, 2012).

Al presente en la FES Cuautitlán se están llevando a cabo investigaciones referentes al control biológico aumentativo por lo que la importancia de la elaboración de este trabajo radica en la realización de los dos primeros postulados de Koch, con lo que se tendrá conocimiento de cuál es el agente causal que provoca determinados síntomas en malezas y en el caso de los patógenos facultativos se aislaron y realizaron cepas puras siendo estos dos pasos de gran ayuda para avanzar en posteriores investigaciones, así mismo se conocerá y documentara la flora arvense y la microflora que están presentes en la FES Cuautitlán.

Motivo por el cual nos dimos a la tarea de estudiar algunas enfermedades que ocasionan manchas necróticas en el follaje de las hojas en algunas malezas.

En este trabajo se describen los diferentes tipos de hongos asociados a malezas enfermas de la FES Cuautitlán con la finalidad de prevenir la aparición de enfermedades en los cultivos y servir de guía para futuras investigaciones, tendientes a evaluar la potencialidad de estos hongos como agentes de control biológico de malezas.

Objetivos

Objetivo general

- Elaborar un catálogo de hongos asociados a enfermedades de malezas en la FES Cuautitlán.

Objetivos particulares

Para parásitos obligados

- Colectar malezas enfermas para generar un herbario fitopatológico.
- identificar los hongos asociados a las malezas enfermas colectadas.

Para saprobios facultativos

- Colectar malezas enfermas para generar un herbario fitopatológico.
- Aislar e identificar los hongos asociados a las malezas enfermas colectadas.
- Formar un cepario de los hongos aislados asociados a malezas enfermas para futuras investigaciones.

Capítulo 1. Revisión bibliográfica

1.1 Impacto de las plagas en la maleza

En comparación con plantas cultivadas y ornamentales, la investigación sobre los efectos de los patógenos en la maleza es relativamente escasa, excepto cuando el patógeno proporciona control biológico de la maleza. Sin embargo la maleza puede influir significativamente en la incidencia y propagación de enfermedades en plantas cultivadas, ya sea como plaga en sí misma, vector o reservorio de patógenos. (Wisler and Norris, 2005).

El Comité de Investigación de Weed Science Society of America señaló que se necesita continuar la investigación sobre el control y manejo de maleza, incluido el trabajo sobre métodos alternativos de manejo de malezas los cuales suprimen, en lugar de controlar las poblaciones de malezas, debemos mejorar nuestra comprensión de las malezas y su impacto a largo plazo en los sistemas de cultivo ya que por recientes investigaciones es posible que no deseemos ni necesitemos económicamente controlar a las malezas todo el tiempo. (Schroeder and Murray, 2005).

Tabla 1 características positivas y negativas de las malezas

Características positivas de las malezas		
Medicinales	Extractoras de elementos nutritivos	Melíferas, poliníferas o ambas
Forrajeras	Hospederas y o seductoras	Productoras de energía
Trampa	Comestibles	De cobertura
Indicadoras	Cultivables	Controladoras
Alelopáticas positivas		
Características negativas de las malezas		
Alelopáticas negativas	Hospederas primarias de organismos Fitoparásito	Reservorio, hospedera de organismos

Tomado y modificado de (Blanco, 2007).

Las malezas pueden interactuar con los patógenos de varias maneras:

1.1.1 Manejo de malezas usando patógenos

En ciertos casos, los patógenos de las plantas se han utilizado con éxito para controlar malezas nocivas (Charudattan *et al* 2002, Citado por Wisler and Norris, 2005).

Un ejemplo de esto es el virus del mosaico verde suave del tomate (TMGMV), que causa síntomas relativamente leves en cultivos de Solanáceas y Gesneriáceas, pero que tiene un efecto muy debilitante en manzana tropical (*Solanum viarum*), un cultivo reciente en Florida traído desde América del Sur. La manzana tropical se considera una hierba nociva y es una de las preocupaciones más importantes en la producción pecuaria en el sureste de los Estados Unidos (Charudattan y De Valerio, 1996; Cuda *et al.*, 2002 citado por Wisler and Norris, 2005). TMGMV tiene un efecto letal específico solo en esta planta, la cual muere en un periodo de 2 a 4 semanas, dependiendo de la edad de las plantas, después de ser infectada (Charudattan *et al.*, 2002, citado por Wisler and Norris, 2005). TMGMV es un virus altamente estable, endémico de Florida, y se transmite exclusivamente por medios mecánicos. Se pueden producir altas concentraciones del virus a bajo costo en especies de tabaco susceptibles, y la aplicación de campo se realiza convenientemente por varios métodos. El virus de la manzana tropical (TMGMV) es un sistema modelo para investigar métodos novedosos: modos de acción para el control de malezas y para comprender cómo este virus mata las plantas de manzana tropical. (Wisler and Norris, 2005).

(Klironomos, [2002], citado por Schroeder and Murray, 2005) en su investigación sugiere que los organismos transmitidos por el suelo pueden tener un impacto diferencial en los miembros de la comunidad vegetal. Los estudios compararon el crecimiento de cinco plantas invasoras y exóticas en viejos campos canadienses y pastizales para el estudio se utilizó suelo donde anteriormente la planta había sido cultivada y suelo donde no había sido cultivada. Las plantas exóticas crecieron pobremente en el suelo con un historial de la misma planta, en comparación con el crecimiento en suelos donde no habían sido cultivadas (retroalimentación negativa); sin embargo, las plantas invasoras crecieron mejor en el suelo donde anteriormente habían sido cultivadas (retroalimentación positiva). La respuesta relativa fue la misma cuando el suelo fue inoculado con un filtrado de patógenos saprobios o con especies de *Verticillium*, *Fusarium* y *Cylindrocarpon* aisladas de los suelos. El autor sugirió que las plantas invasoras, introducidas en suelos previamente no cultivados, son exitosas debido a los rasgos inherentes de la planta o la falta de patógenos específicos de la especie. (Schroeder and Murray. 2005).

“Los científicos de malezas podrían preguntar si dinámicas comunitarias similares están presentes en los agroecosistemas. Específicamente, ¿la resistencia de las malas hierbas a los patógenos, particularmente a los patógenos transmitidos por el suelo, contribuye a la selección de malezas? Se necesita investigación para abordar esta pregunta”. (Schroeder and Murray, 2005).

1.1.2 Las malezas como vectores de patógenos

Cuscuta spp. Sirve como vector para patógenos como el virus del mosaico del pepino y ataca a una gran variedad de huéspedes tales como: alfalfa (*Medicago sativa L.*), cítricos (*Citrus spp.*), Trébol (*Trifolium spp.*), arándano rojo (*Vaccinium macrocarpon Ait.*) y muchas plantas ornamentales. Los métodos de control actuales incluyen la separación de las semillas de *Cuscuta* de las semillas del cultivo, los herbicidas pre emergentes y la quema mecánica o la extracción de esta maleza de las plantas huéspedes. (Wisler and Norris, 2005).

1.1.3 Las malezas como reservorios de patógenos y vectores

Los patógenos que atacan a los cultivos a menudo pueden sobrevivir en malezas hospederas alternativas, las cuales son adecuadas cuando el cultivo está ausente, proporcionando al patógeno las condiciones necesarias para sobrevivir y desde el cual puede ocurrir la infección al cultivo. Los hospedadores alternativos pueden ser externos al campo de cultivo o pueden ser internos. Una dificultad importante para el manejo integrado de plagas es determinar hasta qué punto las malezas realmente contribuyen al restablecimiento de enfermedades en las plantas de cultivo. (Wisler and Norris, 2005).

1.1.4 Patógenos y malezas dentro de los campos de cultivo

Las malezas en los campos de cultivo pueden servir como hospedadores alternativos para patógenos transmitidos por el suelo y otros patógenos inmóviles cuando el cultivo huésped no está presente. Las rotaciones a cultivos no sedentarios se usan para controlar los patógenos transmitidos por el suelo (Agrios, 2005). La falta de control alternativo de la maleza huésped puede conducir al mantenimiento del inóculo del patógeno en ausencia del cultivo huésped. *Chenopodium album L.* Es, por ejemplo, muy susceptible al patógeno aislado de alfalfa, *Verticillium albo-atrum* (Busch and Smith, 1982, citado por Wisler and Norris, 2005); como maleza común en los cultivos de rotación, la maleza podría contribuir al mantenimiento del inóculo. Las malezas también están implicadas en el manejo de *Rhizoctonia solani*, ya que este patógeno puede sobrevivir en una gran cantidad de especies de malezas (Black et al., 1996; Greisbach y Eisbein, 1975, citados por Wisler and Norris .2005).

La presencia de malezas dentro de un cultivo tiene el potencial de alterar la tasa de propagación de patógenos si las malezas no son huéspedes del patógeno. (Kranz, 1990 citado por Wisler and Norris, 2005) revisó los impactos de las comunidades de múltiples especies sobre la incidencia de la enfermedad y concluyó que el aumento de la diversidad a nivel regional no alteró la propagación de la enfermedad. Sin embargo, dentro de una plaga de guisantes [*Cajanus cajan* (L.) Huth] por *Phytophthora blight* fue significativamente menor cuando las malezas estaban presentes (Chauhan and Singh, 1991, citados por Wisler and Norris, 2005). Esto fue atribuido al dosel de malezas, reduciendo la dispersión de salpicaduras del patógeno. (Wisler and Norris, 2005).

1.1.5 Las malezas como hospederas alternantes de parásitos obligados

Algunos patógenos que causan enfermedades conocidas como royas requieren un huésped alternativo para completar su ciclo de vida (Agris 2005). El control del agracejo (*Berberis sp.*) Es un punto muy importante en el manejo de la roya del tallo del trigo (*Puccinia graminis*) y la eliminación de *Ribes spp.* Es parte de la estrategia de control para la roya de ampollas de pino blanco (*Cronartium ribicola*). Aunque estos hospedadores normalmente no se consideran malas hierbas, son plantas que interfieren con las plantas cultivadas y están sujetas a medidas de control. (Wisler and Norris, 2005).

1.2 Control biológico de malezas

El control biológico de malezas se basa en el uso de enemigos naturales para suprimir el crecimiento de una maleza o para reducir su población. (Cook, 1996; Fischbein, 2012).

La aplicación del control biológico para el manejo y control de malezas en general ha tenido muy buena aceptación ya que se ha visto como un enfoque ambientalmente sano en comparación al control con sustancias químicas (Boyetchko *et al.*, 2002; Mortensen 1998; Roskopf *et al.*, 1999 citados por Boyetchko & Peng, 2004). Los bioherbicidas a menudo se describen como el uso intencional de patógenos de plantas que son producidos en masa, formulados y aplicado en altos porcentajes de inóculo. Los hongos específicos de ciertas malezas a menudo se conocen como mycoherbicidas, los cuales se han estudiado más extensamente para control biológico de malezas. (Boyetchko & Peng, 2004).

Para la implementación de un control biológico de malezas, se puede introducir organismos patógenos exóticos (control biológico clásico), también se pueden preservar a los enemigos naturales de la maleza y modificar el hábitat de los enemigos naturales y así hacerlos más eficientes (control biológico conservativo o bien (como se pretende realizar en posteriores investigaciones en la FES Cuautitlán) se puede incrementar a los organismos patógenos ya existentes (figuras 1,2,3 y 4) (control biológico aumentativo). (Cook, 1996; Fischbein, 2012).



Figura 1: Hojas enfermas en *Chenopodium*.

Fuente: Propia



Figura 2: Hojas enfermas en *Oxalis*.

Fuente: Propia



Figura 3: Hojas enfermas en *Bidens*.

Fuente: Propia



Figura 4: Hojas enfermas en *Acalypha*.

Fuente: Propia

Para poder implementar un programa de control biológico aumentativo exitoso, se debe cumplir con ciertos puntos específicos, tales como: (Charudattan, 2001; Chaboudez y Sheppard, 1995 citados por Silva 2011).

- Conocer la ecología y biología de la maleza objetivo.
- Colectar, aislar e identificar a los enemigos naturales de la maleza objetivo.
- Realizar pruebas de patogenicidad, seguridad y especificad.
- Conocer las leyes que reglamenten la manipulación de dichos organismos.
- Contar con la suficiente infraestructura y funcionamiento para la investigación.
- Desarrollar las tecnologías necesarias que permitan colectar, aislar, identificar y evaluar a un bioherbicida para su aplicación en campo.

Es por la complejidad y lo laborioso de estos puntos que a pesar de todos los aspectos económicos, sociales y beneficios ambientales atribuidos al control biológico, los productos bioherbicidas o micoherbicidas aún no están ampliamente disponibles en el mercado a pesar de que ha habido un gran progreso en las investigaciones para evaluar un agente de control biológico los productos en el mercado son pocos y los desafíos muchos lo cual es comprensible cuando nuestro objeto de estudio es un ser vivo.

Tabla 2 Agentes fungicos utilizados como micoherbicidas

Agente bioherbicida,	Maleza objetivo	Especificidad del agente de control	Sistema destinado	Formulacion de producto	Etapa de desarrollo	Cintifico que lo reporto
<i>Colletotricum gloeosporioides</i> f.sp. <i>aeschynomene</i>	<i>Aeschynomene virginica</i>	Tambien afecta <i>Sesbania exaltata</i> . Boyette et al (2011)	Campos de cultivo: arroz y soya	suspensión acuosa de esporas Sandrin. et al (2003)	Registrado con la EPA en 1982, ya no esta disponible	Daniel et al (1973)
<i>Colletotricum gloeosporioides</i> f.sp. <i>Malvae</i>	<i>Malva pusilla</i>	Efectos letales limitados a la familia <i>Malvaceae</i> . Mortensen (1988)	Campos de cultivo: Trigo, centeno, lino, lenteja, cebada, canola, girasol, soya, avena, mostaza, remolacha azucarera y trigo serraceno	Suspensión acuosa de esporas, Mortens en (1988)	Registrado con PMRA de 1922 a 1994, (comercializado por Philom Bios Inc)	Mortensen (1988)
<i>Colletotricum orbiculare</i>	<i>Xanthium spinosum</i>	Patogeno conocido de las <i>Cucurbitaceas</i> Harata y Kubo (2014)	Pastos y Campos cultivados	Suspensión acuosa de esporas, Auld et al (1988)	Fase de investigacion	Auld et al (1988)
<i>Colletotricum truncatum</i>	<i>Sesbania exaltata</i>	Patogenicidad reportada como limitada a leguminosas. Boyette (1991) Menor patogenicidad en <i>Matricaria perforata</i> .Hynes et al (2010)	Campos de cultivo	Suspensión acuosa de esporas, Boyette et al (2007)	Fase de investigacion	Boyette (1991)

Continua

Tabla 2 Agentes fungicos utilizados como micoherbicidas (continuacion)

<i>Phoma chenopodicola</i>	<i>Chenopodium album</i>	No probado en otras especies	Campos cultivados tales como: Remolacha azucarera y maiz	ingrediente activo aislado de cultivo vivo de <i>Phoma chenopodicola</i> usando solventes organicos MeOH-H ₂ O (1:3) solucion. Cimmino <i>et al</i> (2013)	Fase de investigacion	Cimmino <i>et al</i> (2013)
	<i>Cirsium arvense</i>					
	<i>Sataria viridis</i>					
	<i>Mercurialis annua</i>					
<i>Phoma herbarum</i>	<i>Taraxacum officinale</i>	reportado como un potencial agente de control para <i>Trianthema portulacastrum</i> Ray and Vijayachandran (2013)	Cesped	Suspension de micelio en caldo de papa dextrosa, Neumann and Boland (1999)	Fase de investigacion	Neuman Brebaun (1998); Neumann and Boland (1999)
<i>Phoma macrostoma</i>	Plantas dicotiledonias	Efectos en la mayoría de las monocotiledonias pero no en las dicotiledonias Bailey <i>et al</i> (2011)	Cesped	Granulos compuestos de fragmentos de micelio y harina. Bailey (2011)	Registrado con EPA y PMRA en 2011	Graupner <i>et al</i> (2003); bailey <i>et al</i> (2011)
<i>Sclerotinia minor</i>	<i>Taraxacum officinale</i>	Amplio rango de hospedante predominantemente especies dicotiledonas Melezer <i>et al</i> (1997)	Cesped	Granos de cebada que contienen micelio en crecimiento activo. Abu-Dieyh and watson (2006)	Registrado con PMRA como Sarritor en 2010, ya no esta disponible	Riddle <i>et al</i> (1991)
	<i>Trifolium repens</i>					
	<i>Plantago minor</i>					
<i>Chondrostereum purpureum strain HQ1</i>	Rebotes de arboles deciduos y arbustos	Amplio rango de hospedantes. Setliff (2002)	silvicultura	Pasta que contiene micelio ,PMRA (2002)	Registrado como pasta Mycotech con PMRA 2002 y con EPA en 2005	Setliff (2002)
<i>Chondrostereum purpureum strain PFC 2139</i>	<i>Rebotes de arboles deciduos y arbustos</i>	Amplio rango de hospedantes Setliff (2002)	silvicultura	Pasta que contiene micelio ,EPA (2004)	Registrado como pasta Control con EPA 2004 y con PMRA en 2007, comercialmente disponible en ambas regiones	Setliff (2002)

Continua

Tabla 2 Agentes fungicos utilizados como micoherbicidas (continuacion)

<i>Puccinia thlaspeos</i>	<i>Isatis tinctoria</i>	Solo Isatis tinctoria EPA (2002)	manejo ecologico	Spray que contiene fracmentos de hoja de Isatis trinctoria infectadas	Registrado como Woad Warrior con EPA 2002 ya no esta comercialmente disponible	Lovic <i>et al</i> (1988)
<i>Alternaria destruens</i>	<i>Cuscuta spp.</i>	varios efectos observados en especies de cultivos no especificos EPA (2005)	Alfalfa, arandanos, z anahorias, pimient os, tomates, berenj enas, mora azul y ornamentales leñosas.	Polvo humectado y granulado que contiene esporas	Registrado como Smolder G y Smolder WP con EPA 2005 ya no esta comercialmente disponible	Simmons (1998)
<i>Phytophthora palmivora</i>	<i>Morrenia odorata</i>	Patogeno debil de algunas especies de cultivos	huertas de citricos	Suspension acuosa de esporas	Registrado como DeVine con EPA 1981 y re registrado en 2006 ya no esta comercialmente disponible	Burnett <i>et al</i> (1973)

Tomada y modificada de Harding & Raizada.(2015).

1.3 Desafíos para el control biológico

Las malezas son intrínsecamente variables por naturaleza, muchas especies de malezas poseen varios biotipos. Por esta razón, la diversidad genética de las poblaciones de malezas puede presentar varios desafíos cuando los investigadores evalúan aislamientos específicos o cepas de hongos patógenos (Auld y Morin, 1995; Boyetchko *et al.*, 2002, citados por Boyetchko & Peng, 2004). Tal es el caso del coquillo amarillo que tiene una amplia variabilidad genética, por lo tanto, una mayor variabilidad en susceptibilidad al agente bioherbicida *Puccinia canaliculata*, en comparación con las poblaciones de coquillo morado (Horak *et al.*, 1987; Okoli *et al.*, 1997, citados por Boyetchko & Peng, 2004). El éxito de *Colletotrichum gloeosporioides* F. sp. *aeschynomene* como el micoherbicida Collego se atribuyó a la susceptibilidad uniforme de la maleza (Templeton *et al.*, 1984, citado por Boyetchko & Peng, 2004).

Otra consideración importante es que todos los candidatos a bioherbicidas deben ser específicos de una especie de maleza en particular, la ventaja de un candidato a bioherbicida altamente específico es la garantía de que especies de plantas beneficiosas o cultivos estrechamente relacionados a la maleza no se verán afectados.

Capítulo 2. Materiales y Métodos

Para la realización de este trabajo se contó con saprobios facultativos así como con parásitos obligados por lo que para poder ser caracterizados se utilizaron 2 metodologías diferentes por el hecho de que los parásitos obligados no se pueden desarrollar en medios de cultivo artificiales si no que necesitan del huésped vivo de donde se pueden extraer e identificar directamente no así con los saprobios facultativos con los que hay que seguir una serie de pasos para su correcta identificación. Se comenzó por la colecta de malezas enfermas de la FES Cuautitlán que presentaran algún tipo de necrosis en las hojas, se caracterizó el síntoma y el signo y en el caso de los saprobios facultativos se aisló al hongo asociado a la necrosis; para poder identificar y caracterizar cada uno de los patógenos se realizaron mediciones con ayuda del microscopio y claves especializadas para cada grupo de hongos presente en este trabajo las cuales están en función del tamaño de las estructuras de reproducción.

2.1 Colecta (saprobios facultativos y parásitos obligados)

Las colectas fueron realizadas dentro de las inmediaciones de la FES Cuautitlán, en un periodo de 6 meses, de junio a diciembre, para este trabajo se seleccionaron plantas que mostraban una necrosis en el follaje (amarilleo, marchitez, hidrosis, chamuscado, tizón, manchas, abigarrado, bandeado. Rayado, entre otra), de cada una de las malezas colectadas se realizó una revisión bibliográfica acerca de los patógenos asociados a enfermedades en el follaje de las mismas, así como la descripción de la enfermedad y su sintomatología lo cual fue documentado fotográficamente además de registrarlo en el catálogo hongos asociados a enfermedades del follaje de malezas el cual servirá como una guía morfológica de patógenos en el campo; es importante destacar que para poder llevar un registro sobre la colecta se utilizó un formato de colecta especialmente para malezas enfermas propuesto por Espadas *et al* (2010.)

FORMATO DE COLECTA DE PLANTAS ARVENSSES ENFERMAS

1.- Colecta

a) Datos generales

Colección No. 2

Localidad FES Cuautitlán campo 4

Predio Biblioteca

Fecha 17 de julio de 2016

Nombre Científico Galinsoga parviflora

Nombre Común Estrellita



b) Apariencia general de la planta enferma

Tejido foliar de coloración amarillentas



c) Órganos afectados de la maleza

Hojas



d) Severidad e incidencia en las plantas colectadas

%	severidad	incidencia
25	X	
50		X
75		
100		

e) Tipo de síntoma

Plesionecrosis X

Holonecrosis _____

Hipoplasia _____

Hiperplasia _____

a) Gigantismo _____

b) Hipercromía _____

c) Metaplasia _____



2.2 Caracterización de síntoma y signo

(Saprobios facultativos y parásitos obligados)

Un síntoma (lesiones causadas a la planta por la presencia del patógeno) es la manifestación visible de una condición patológica las cuales pueden ser; necrosis, hipoplasias e hiperplasias para este trabajo solo se trabajó con necrosis la cuales se dividen en plesionecrosis, (amarilleo, marchitez e hidrosis) y holonecrosis en tejidos verdes (manchas, tizones, abigarrados entre otros)las holonecrosis también pueden ser, con anillos concéntricos, sin anillos, lisas, con exudados, entre otras, para una mejor caracterización de los síntomas tenemos que documentar de qué tipo de holonecrosis se trata, si son localizadas o extensivas, uniforme o no uniforme, color y su ubicación en la planta (hojas, tallo, fruto, flor , raíz).

El signo es la estructura o evidencia del patógeno que puede estar dentro o fuera del tejido vegetal. Para la caracterización del signo se debe observar si la planta tiene presencia de esporas, micelio, cuerpos fructíferos o cualquier estructura, presencia de insectos o ácaros, evidencia de daños mecánicos entre otras.

Para poder llevar un registro sobre la caracterización del síntoma y signo en el laboratorio se utilizó un formato propuesto por Espadas *et al* 2010, fue documentado fotográficamente y registrado, para la realización del catálogo hongos asociados a enfermedades del follaje de malezas, el cual es el objetivo general de este trabajo.

Formato Fase de Laboratorio

f) Descripción general del síntoma

Forma: Manchas plesionecroticas

Tamaño 1-5 cm

Ubicación sobre el haz de la hoja

g) Características del signo.

Signo	Fructificación		Acérvulo	
Oídio o cenicilla polvosa			Esporodoquio	
Mildiu o cenicilla vellosa	X	Asexual	Picnidio	
Roya blanca o mal de cal			Monilial	
Roya			Micelio estéril	
Carbón				
Fumagina			Cleistotecio	
Zoogleas		Sexual	Apotecio	
			Peritecio	
Puntuaciones negras			Acostroma	
			Otras características	
Eflorescencias grisáceas	Somática		Micelio Cenocítico	
			Micelio Septado	
	Reproductivas	X	Conidióforos simples	
			Conidióforos ramificados	X

Tipo de conidios: Ovados con tintes azulosos

2.3 Validación del signo

2.3.1 Preparaciones temporales (Parásitos obligados)

Las preparaciones temporales se realizaron para poder observar la esporulación del patógeno y poder comenzar la identificación, para este paso se utilizaron dos métodos, directo del material fresco y con cámara húmeda, para cada uno de estos métodos se utilizó cinta adhesiva transparente y cubre objetos, los medios de montaje fueron azul de metileno, azul de algodón y azul de lactofenol, esta metodología se puede usar para los dos tipos de patógenos pero con ciertas variantes a continuación se describe el primer método utilizado en parásitos obligados.



Figura 5: Material de laboratorio para la validación del signo.

Fuente: Espadas 2016.

a) Muestra extraída directo del material fresco

Con ayuda de un microscopio estereoscópico se pudieron observar y extraer con una aguja de disección esterilizada, pequeñas muestras del hongo directamente de la maleza fresca estas muestras fueron colocadas en un porta objetos, se les colocó una gota de azul de metileno, azul de algodón o lactofenol y se les colocó un cubre objetos o un pedazo de cinta adhesiva transparente teniendo cuidado de que en la cinta no quedaran bolsas de aire y que la gota del medio de montaje no sobresalga de la cinta, las preparaciones se observaron al microscopio compuesto a diferentes aumentos 4X, 10X, 40X y 100X lo cual fue documentado fotográficamente y registrado en el catálogo hongos asociados a enfermedades en follaje de malezas. (Dhingra y Sinclair 1986).

b) Muestra extraída de cámara húmeda

Cuando no se aprecia la esporulación del patógeno, se recurre a esta técnica, la cual también tiene dos variantes, con desinfección y sin ella, para parásitos obligados usamos sin desinfección ya que las estructuras que se querían caracterizar eran muy frágiles y estaban presentes en la maleza aunque en un índice muy bajo. Se tomó una hoja enferma de la maleza y se colocó en dispositivos para cámara húmeda (caja de petri con papel filtro esterilizada) la cual se humedeció con apenas un mililitro de agua destilada estéril, se cerró, se selló con papel parafilm y se incubó a 24°C durante 3 días para poder observar y caracterizar al patógeno desarrollado. Cuando el patógeno esporulo se procedió a realizar el paso 2.3.1.

2.3.2 Preparaciones temporales (Saprobios facultativos)

a) Muestra extraída directo del material fresco

Con ayuda de un microscopio estereoscópico se pudieron observar y extraer con una aguja de disección esterilizada, pequeñas muestras del hongo directamente de la maleza fresca estas muestras fueron colocadas en un porta objetos, se les colocó una gota de azul de metileno, azul de algodón o lactofenol y se les colocó un cubre objetos o un pedazo de cinta adhesiva transparente teniendo cuidado de que en la cinta no quedaran bolsas de aire y que la gota del medio de montaje no sobresalga de la cinta, las preparaciones se observaron al microscopio compuesto a diferentes aumentos 4X, 10X, 40X y 100X lo cual fue documentado fotográficamente y registrado para la realización del catálogo hongos asociados a enfermedades en follaje de malezas.(Dhingra y Sinclair 1986).

b) Muestra extraída de Cámara húmeda

Cuando no se aprecia la esporulación del patógeno, se recurre a esta técnica. Se tomó una porción del tejido enfermo de la maleza y se desinfectó en una solución 2:1 de hipoclorito de sodio (NaOCL), durante 120 segundos, se enjuagaron dos veces con agua destilada estéril y se eliminó el exceso de agua con papel absorbente, para finalmente colocar pequeños trozos de tejido vegetal enfermo en dispositivos para cámara húmeda (caja de petri con papel filtro esterilizada) la cual se humedeció con agua destilada estéril, se cerró, se selló con papel parafilm y se incubó a 24°C durante 3 días para poder observar y caracterizar al patógeno desarrollado.

2.4 Aislamiento (solo saprobios facultativos)

Esta técnica solo se realizó para los saprobios facultativos, los patógenos se aislaron de partes vegetales de la planta enferma, específicamente de las hojas las cuales fueron previamente desinfectadas para asegurar que el patógeno aislado sea el que en verdad ocasiona el síntoma que se pudo observar en la maleza, para el aislamiento se utilizaron las técnicas que a continuación se describen:

2.4.1 Preparación de medios de cultivo específicos

Para poder identificar a los saprobios facultativos se deben cultivar en medios adecuados para lograr su completo desarrollo, en este trabajo se utilizaron diferentes medios de cultivo, existen una gran variedad de medios de cultivo pero para este trabajo se utilizaron PDA (papa dextrosa agar) HZA (hojas de zanahoria agar) y TCaCO₃A (tomate carbonato de calcio agar).

2.4.2 Aislamiento directo

Se observó al microscopio de disección una parte de la hoja enferma de la maleza, se tomó, con una aguja de disección estéril una muestra de micelio y se colocó directamente sobre el medio de cultivo solidificado, se incubo a 24°C y se observó durante 7 días.

2.4.3 Partes vegetales en medio de cultivo

Se tomó una porción del tejido enfermo de la maleza y se desinfecto en una solución 2:1 de hipoclorito de sodio (NaOCL), durante 120 segundos, se enjuagaron dos veces con agua destilada estéril y se eliminó el exceso de agua con papel absorbente, para finalmente colocar pequeños trozos de tejido vegetal enfermo en cajas de petri con medio de cultivo solidificado se incubo a 24°C durante 5 días para poder observar y caracterizar al patógeno desarrollado. (Silva 2010).

2.5 Cepas puras y conservación (solo saprobios facultativos)

Después del aislamiento y de colocar al patógeno en un medio de cultivo donde se pudo desarrollar satisfactoriamente, se obtuvo la cepa pura, que es el patógeno íntegro y libre de contaminantes, con ella se montaron viales de conservación lo cual nos permitirá tener un cepario de hongos asociados a enfermedades de la maleza y con el cual se contara con material biológico para posteriores trabajos. (Dhingra y Sinclair 1986).

2.6 Microcultivo (solo saprobios facultativos)

Con esta técnica se obtiene las distintas fases del ciclo de vida de los hongos las cuales son:

- Germinación de la espora
- Formación del tubo germinativo
- Hifas micelio
- Diferenciación de estructuras reproductivas asexuales

Para esta técnica se manejaron preparaciones temporales a distintos tiempos, (24, 48,72 y 96 horas) para poder observar las estructuras en sus diferentes etapas de formación y poder medirlas. Esta técnica es de gran ayuda cuando se quiere observar conidias sobre conidióforos en hongos que son sumamente frágiles. (Dhingra y Sinclair 1986).

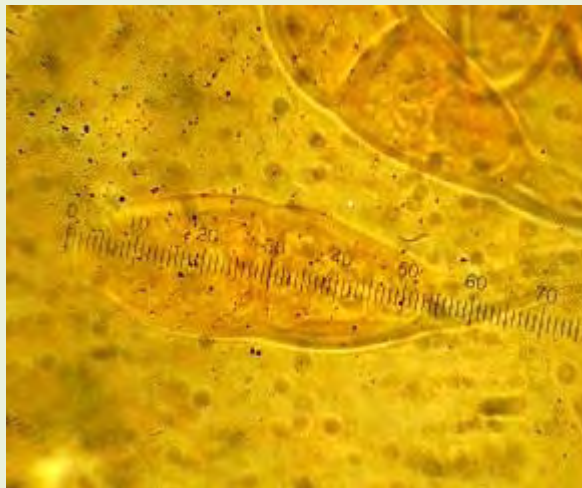


Figura 6: Teliospora siendo medida.

Fuente: Propia.

2.7 Identificación (Parásitos obligados y saprobios facultativos)

Para la realización de este punto se midieron y caracterizaron las estructuras somáticas y reproductivas del patógeno las cuales se obtuvieron de las preparaciones temporales del microcultivo y del material fresco y se utilizaron claves especializadas para cada grupo de hongos.

CON AYUDA LAS MEDICIONES Y DE CLAVES MORFOLÓGICAS PODEMOS DETERMINAR DE QUE PATÓGENO SE TRATA

Clave para la identificación de Peronospora en cinco especies de *Chenopodium*

1. Últimas ramitas flexionadas o ligeramente curvadas, conidia con pedicelo o bivio *P. variabilis*
1. Últimas ramitas rectas o ligeramente curvadas conidia sin pedicelo 2
2. Conidia sub gibbosa ampliamente elipsoida, relación l/w en su mayoría 1.1-1.2 3
2. Conidia ampliamente elipsoida a elipsoida, relación l/w en su mayoría 1.3-1.5 4
3. Conidias pequeñas (ca. 18.4 x 15.2 micras), últimas ramitas 6-8 micras de largo *P. chenopodii-polyspermi*
3. Conidias significativamente más grande (ca. 25.5 x 22.4 micras), últimas ramitas 6-15(-22) micras de largo *P. boni-henrici*
4. Conidia grande (aproximadamente 30 x 19.8 micras), l/w en relación de ca. 1.52 *P. chenopodii*
4. Conidias algo más pequeñas (ca. 23.7 x 17.9 micras), l/w en relación de ca. 1.32 *P. sp.*

Figura 7: Claves para la identificación.

Fuente: Propia con datos de Choi *et al.* 2008.

Capítulo 3. Resultados

Se obtuvieron cepas puras aisladas de malezas con plisioneclerosis en las hojas.

De las colectas realizadas en la FES Cuautitlán se pudieron obtener la identificación y descripción de 8 hongos pertenecientes a las clases Ascomicetes, basidiomicetes y deuteromicetes así como 2 chromistas pertenecientes a la clase oomicetes, se identificaron 10 malezas y 3 enfermedades asociadas a su sintomatología, mildius vellosos, oídium o mildius polvosos y royas.

Se realizó un catálogo en el cual se describe la enfermedad, datos de la colecta, se describe el síntoma y el signo encontrado en la maleza así como el análisis morfológico del patógeno asociado a los síntomas de la maleza enferma.



3.1 Parásitos Obligados

3.1.1 Mildius Velloso, descripción de la enfermedad

Los patógenos que provocan el grupo de enfermedades conocidas como mildius vellosos componen la familia de las *Peronosporaceae*, orden *Peronosporales*, clase *Oomycetes* del reino *Chromista*. Este grupo de enfermedades se caracteriza por provocar en el haz de la hoja pequeñas manchas de tonalidades verdes claro a amarillentas (síntoma comúnmente llamado mosaico) que con el tiempo ocasionan una plesionecrosis, en el envés se puede observar una vellosidad en diferentes tonalidades, dependiendo el género de *Peronosporal* que este atacando a la planta. Los *Peronosporales* se clasifican con base a los esporangioforos y esporangios en tres familias: *Pythiaceae*, *Albuginaceae* y *Peronosporaceae*.

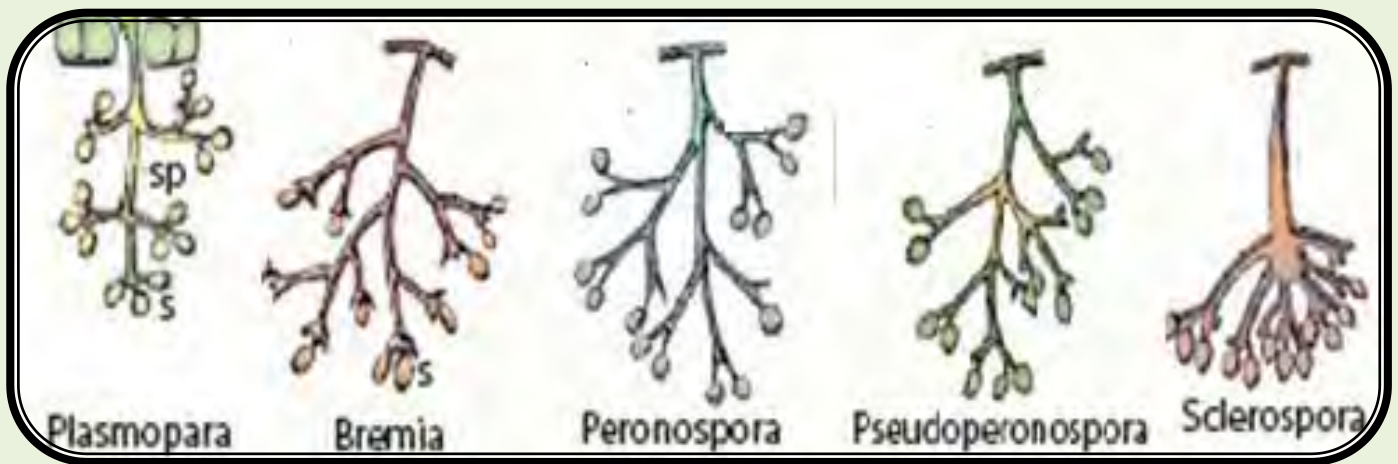


Figura 8: Familia *Peronosporaceae*.

Tomada de Agrios 2005

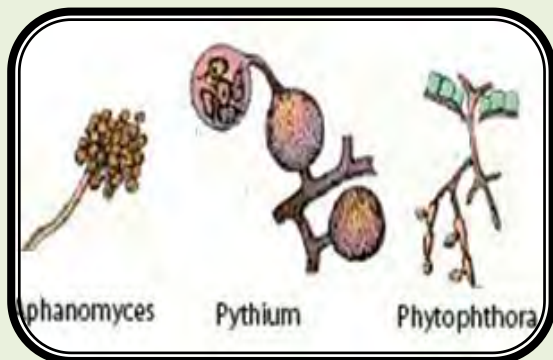


Figura 10: Familia *Pythiaceae*.

Tomada de Agrios 2005

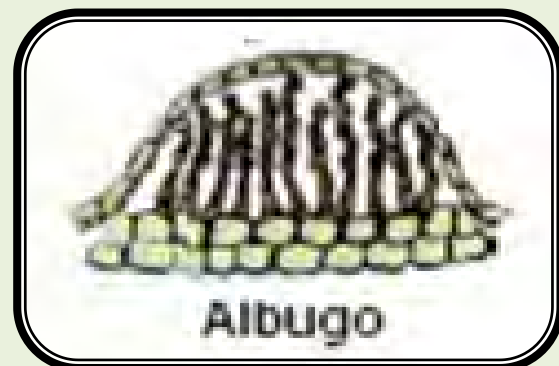


Figura 9: Familia *Albuginaceae*.

Tomada de agrios 2005

3.1.1.1 Mildiu en *Chenopodium murale*.

Antecedentes:

1959 Yerkes y Shaw no pudieron encontrar diferencias morfológicas entre las especies de *Peronospora* que parasitan a *Chenopodiaceae* y consideraron que todos los miembros de esta familia estaban parasitados por una sola especie, *Peronospora farinosa*.

2000 Solveig Danielsen y Teresa Ames reportan a *Peronospora farinosa* como el agente causal que ataca la quínoa (*Chenopodium quínoa*).

2008 Choi *et al* realizan un análisis morfológico y molecular demostrando que especies específicas de *Peronospora* infectan a *Chenopodium*.

2010 Choi y Danielsen caracterizan morfológica y molecularmente al agente causal que infecta a *Chenopodium quínoa* llegando a la conclusión de que se trata de *Peronospora variabilis* y no de *Peronospora farinosa*.

2010 Pankaj *et al* realizan la caracterización de *Peronospora variabilis* en *Chenopodium murale*.

2014 Testen *et al* realiza la detección molecular de *Peronospora variabilis* en semillas de quínoa.

3.1.1.1 *Peronospora variabilis*



Figura 11: Esporangioforo y esporangios de *Peronospora variabilis* vista al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia.

3.1.1.1.2 Taxonomía

- Reino:.....Chromista
- Filo:.....Heterokontophyta
- Clase:.....Oomycetes
- Orden:.....Peronosporales
- Familia:.....Peronosporaceae
- Género:.....*Peronospora*

Tabla 3 *Peronosporales* asociados a *Chenopodium*

Organismo	hospedero	Síntoma	Órgano afectado	Referencia
<i>Peronospora farinosa</i>	<i>Chenopodium quínoa</i>	Mancha clorótica	Follaje	Solveig Danielsen, Teresa Ames (2000)
<i>Peronospora variabilis</i>	<i>Chenopodium murale</i>	Mancha necrótica	follaje	Pankaj <i>et al</i> (2010)
<i>Peronospora variabilis</i>	<i>Chenopodium quínoa</i>	No esta reportado	semilla	Testen Ana <i>et al</i> (2013)
<i>Peronospora variabilis</i>	<i>Chenopodium álbum</i>	Mancha necrótica	hoja	Choi YJ, <i>et al</i> (2008)
<i>Peronospora chenopodii-polyspermi</i>	<i>Chenopodium polyspermum L.</i>	Mancha necrótica	hoja	Choi YJ, <i>et al</i> (2008)
<i>Peronospora boni-henrici</i>	<i>Chenopodium bonus-henricus L.</i>	Mancha necrótica	hoja	Choi YJ, <i>et al</i> (2008)
<i>Peronospora chenopodii Schltldl</i>	<i>Chenopodium hybridum L.</i>	Mancha necrótica	hoja	Choi YJ, <i>et al</i> (2008)
<i>Peronospora. sp</i>	<i>Chenopodium. ambrosioides</i>	Mancha necrótica	hoja	Choi YJ, <i>et al</i> (2008)

Fuente: Propia

3.1.1.1.3 Hospedero

Chenopodium murale



Figura 12: Apariencia general de la población de plantas enfermas.

Fuente: Propia.

3.1.1.1.4 Colecta

Colecta No 2

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 24/06/2015

Predio: Frente a coordinación de Ing. agrícola

Nombre común: Quelite puerco

3.1.1.1.5 Tipo de síntoma

Plesionecrosis tipo amarilleo sobre el haz de la hoja



Figura 13: Hojas enfermas. **Fuente:** Propia.



Figura 14: Hojas enfermas. **Fuente:** Propia.

3.1.1.1.6 Caracterización de síntoma y signo



Figura 15: Haz con manchas plesionecroticas de color verde irregulares que comienzan su desarrollo en la parte basal de la hoja.

Fuente: Propia.



Figuras 16 y 17: Envés afelpado grisáceo (eflorescencia de los esporangios) con tonos purpura abundante, que se desarrolla en la comisura de las nervaduras de las hojas y que corresponde a las alteraciones plesionecroticas que se observan en el haz.

Fuente: Propia.

3.1.1.1.7 Análisis de la colecta en el laboratorio

Forma del síntoma: arbórea con múltiples ramitas

Tipo de signo: cenicilla vellosa

Ubicación: haz y envés de las hojas



Figura 18: Forma arbórea del signo sobre el haz de la hoja.

Fuente: Propia.



Figura 19: Forma arbórea del signo vista al microscopio.

Fuente: Propia.

3.1.1.1.8 Análisis morfológico

Figura 20: Estructuras de *Peronospora variabilis*.

Fuente: Propia.

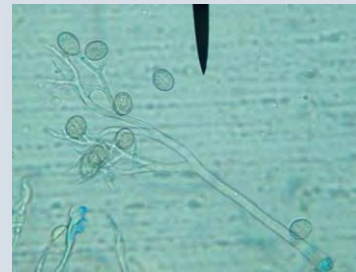
a) Esporangioforo con esporangios a 40X, b) esporangios a 100X, c) Punta de la ramificación a 100X, d) agente causal *Peronospora variabilis* a 40X. Las características morfológicas del patógeno asociado a plesionecrosis en *Chenopodium murale* se resumen de la siguiente manera:

Esporangioforos: longitud 230-308 micras, ancho del tronco 8 micras (medido debajo de la primera rama donde empieza la bifurcación), tipo de ramas dicotómicas o subdicotómicas número de ramas 5-6. **Última ramificación:** forma ligeramente flexible o curvada, Punta aguda. **Esporangios:** forma ovados, color oliva con tintes grises, longitud 23-28 micras, ancho 16-19 micras, radio 1.26 -1.47 micras, pedicelo presente, corto y cónico.

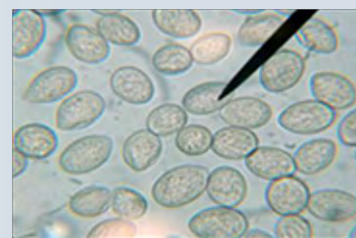
Para la identificación del patógeno se consultó una clave publicadas por Choi *et al.*2008 donde describen a 5 especies de *Peronosporales* las cuales se diferencian una de otra en función del tamaño de las estructuras somáticas y de reproducción.

La comparación de las características morfológicas de *Peronospora* en *Chenopodium murale* colectado en la FES Cuautitlán están dentro del rango de las hechas por Pankaj *et al.*2010 en la India y con la caracterización de Choi *et al.*2008.

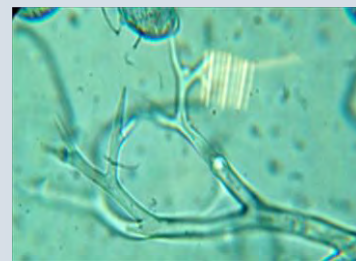
Cabe destacar que la presencia del pedicelo y la longitud promedio del radio de la conidia son características específicas para determinar que se trata de *Peronospora variabilis*.



a)



b)



c)



d)

Tabla 4 características morfológicas de *Peronospora* reportado en *Chenopodium*

	Choi <i>et al</i> 2008	Pankaj <i>et al</i> 2010	Vázquez 2017
Esporangioforo			
Longitud	240-580µm	181.5-513 µm	230-308 µm
Ancho del tronco (debajo de la primera ramificación)	8-10µm	No esta reportado	8 µm
Tipo de ramificación	subdicotomica	monopodiales	dicotómicas o sub dicotómicas
Numero de ramificación	5-7	No esta reportado	5-7
Forma de la última ramificación	flexible a curveada	curveadas	curveada
Tipo de la última ramificación	obtusa	No esta reportado	aguda
Esporangio			
Forma	ampliamente elipsoidal a elipsoidal, a veces ovoide o napiforme	No esta reportado	ovados
Color	oliváceo con tintes grisáceos	marrón	oliváceo con tintes grisáceos
Longitud	24-35 (29.5) µm	25.5-32.5 µm	23-28 µm
Ancho	22-26 (23) µm	18-21µm	16-19 µm
Radio	1.2-1.5 (1.35) µm	1.2-1.7µm	1.26-1.47 µm
Pedicelo	presente, corto y cónico	presente	presente

Fuente: Propia con datos de Choi *et al* 2008 y Pankaj *et al* 2010

3.1.1.1.9 Clave morfológica de la especie

Clave para la identificación de *Peronospora* en cinco especies de *Chenopodium*

Tomada de Choi *et al.* 2008

1. Últimas ramitas flexionadas o ligeramente curvadas, conidia con pedicelo obvio.....*P. variabilis*
1. Últimas ramitas rectas o ligeramente curvadas conidia sin pedicelo.....2
2. Conidia subglobosa ampliamente elipsoidal, relación l / w en su mayoría 1.1-1.2.....3
2. Conidia Ampliamente elipsoidal a elipsoidal, relación l / w en su mayoría 1.3-1.5.....4
3. Conidias pequeñas (18.4 x 15.2 micras), últimas ramitas 6–8 micras de largo.....*P.chenopodii-polyspermi*
3. Conidias significativamente más grande (25.5 x 22.4 micras), últimas ramitas 6–15(–22) micras de largo..... *P. boni-henrici*
4. Conidia grande (aproximadamente 30 x 19,8 micras), l /w en relación de 1.52..... *P. chenopodii*
4. Conidias algo más pequeñas (23.7 x 17.9 micras), l/w en relación de 1.32..... *P. sp.*

3.1.1.2 Mildiu en *Galinsoga parviflora*

Antecedentes

1932 Campbell en su investigación *Plasmopara* en compositas de Guatemala, observo una amplia variación en la morfología en aparentemente la misma especie de *Plasmopara* en diferentes hospederos, en ese tiempo todas las especies reportadas de *Plasmopara* en compositas fueron llamadas *Plasmopara halstedii*.

1987JF Tao, Y Qin reportan una nueva especie de *Plasmopara* (*P. yunannensis*) en *Galinsoga parviflora*.

3.1.1.2.1 *Plasmopara galinsogae*



Figura 21: Esporangioforo y esporangios de *Plasmopara galinsogae* vista al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia.

3.1.1.2.2 Taxonomía

- Reino:.....Chromista
- Filo:.....Heterokontophyta
- Clase:.....Oomycetes
- Orden:.....Peronosporales
- Familia:.....Peronosporaceae
- Género:.....*Plasmopara*

Tabla 5 Peronosporales asociados a *Galinsoga*

Organismo	Hospedero	Síntoma	órgano afectado	Referencia
<i>Plasmopara galonsigae</i>	<i>Galinsoga parviflora</i>	No reportado	hojas	Campbell (1932)
<i>Plasmopara yunannensis</i>	<i>Galinsoga parviflora</i>	No reportado	No reportado	Tao y Quin (1987)

Fuente: Propia

3.1.1.2.3 Hospedero

Galinsoga parviflora



Figura 22: Apariencia general de la población de plantas enferma.

Fuente: Propia.

3.1.1.2.4 Colecta

Colecta No 2

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 17/07/2016

Predio: Costado izquierdo de la biblioteca

Nombre común: Estrellita

3.1.1.2.5 Tipo de síntoma

Plesionecrosis tipo amarilleo en el haz de las hojas.



Figuras 23: Hojas enfermas.

Fuente: Propia.



Figuras 24: Hojas enfermas.

Fuente: Propia.

3.1.1.2.6 Caracterización de síntoma y signo



Figura 25: Haz con manchas plisionecroticas de colores verde y amarillo claro, irregulares que empiezan su desarrollo en la parte basal de la hoja.

Fuente: Propia.



Figura 26: Envés con afelpado blanquecino (eflorescencia de los esporangios) abundante, qué se desarrolla en la comisura de las nervaduras de las hojas y que corresponde a las alteraciones plisionecroticas que se observan en el haz.

Fuente: Propia.

3.1.1.2.7 Análisis de la colecta en el laboratorio

Forma del signo: arbórea con múltiples ramitas.

Tipo de signo: Cenicilla vellosa.

Ubicación: haz y envés de las hoja.



Figura 27: Forma arbórea del signo sobre el haz de la hoja.

Fuente: Propia.



Figura 28: Forma arbórea del signo sobre el haz de la hoja visto al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia.

3.1.1.2.8 Análisis morfológico

Figura 29: Estructuras de *Plasmopara galinsogae*.

Fuente: Propia.

a) Esporangioforo a 40X, b) esporangio a 100X, c) Punta de la ramificación, d) agente causal *Plasmopara galonsigae* a 40X.

Las características morfológicas del patógeno asociado a plesionecrosis en *Galinsoga parviflora* se resumen de la siguiente manera:

Esporangioforos: longitud 450-650 micras, ancho del tronco 8 micras (medido debajo de la primera ramificación), número de ramas 3-8. **Última ramificación:** forma recta, Punta aguda. **Esporangios:** forma ovada, Color azulosos con tintes grises, longitud 15-22 micras, ancho 14-17 micras.

Para la identificación del patógeno se consultó la caracterización realizada por Campbell.1932 en donde se describen a 3 especies de *Plasmopara* (entre ellas *Plasmopara galinsogae* en *Galinsoga parviflora*) las cuales se diferencian una de otra en función del tamaño de las estructuras somáticas y de reproducción.

La comparación de las características morfológicas de *Plasmopara* en *Galinsoga parviflora* colectado en la FES Cuautitlán están dentro del rango de las hechas por Campbell.1932.

Así mismo en china fue caracterizada una nueva especie de *Plasmopara* asociado a *Galinsoga parviflora*, (*Peronospora yunannensis*) sin embargo las características morfológicas de dicho patógeno no concuerdan con las características del patógeno asociado a los especímenes de *Galinsoga parviflora* colectados para este trabajo.



a)



b)



c)



d)

Tabla 6 características morfológicas de *Plasmopara* reportadas en *Galinsoga parviflora*

	Campbell 1932	Tao y Qin 1987	Vázquez 2017
Esporangioforo			
Longitud	400-1000 μm	250-340 μm	450-650 μm
Ancho del tronco (debajo de la primera ramificación)	5.5-10 μm	No reportado	5-8 μm
Ancho de la base	5.5-12 μm	No reportado	No reportado
Numero de ramificación	3 a 8	2 a 3	3 a 8
Esporangio			
Forma	oval o elíptica	sub globosa a elipsoidal	oval
Longitud	17-20 μm	16.5-23 μm	15-22 μm
Ancho	8-8.5 μm	15-20 μm	14-17 μm

Fuente: propia con datos de Campbell 1932 y Tao y Qin 1987

3.1.1.2.9 Clave morfológica del género

Tomada de: Morfología de criptógamas 2017

- 1 Esporangios solitarios, en racimos o verticilos. Periplasma bien desarrollado o delgado. Parásitos obligados, facultativos o saprófitos.....2
- 1 Esporangios en cadena. Periplasma siempre bien desarrollado. Parásitos obligados*Albuginaceae*.....*Albugo*
- 2 - Esporangios sostenidos por hifas somáticas o por esporangioforos de crecimiento indeterminado. Periplasma delgado o ausente. Parásitos facultativos o saprobios. Acuáticas, anfibias o terrestres.....*Pythiaceae*.....3
- 2 Esporangios sostenidos por esporangioforos de crecimiento determinado. Parásitos facultativos u obligados.....4
- 3 Las zoosporas se forman en una vesícula evanescente subesporangial.....*Pythium*
- 3 Las zoosporas se forman en el esporangio, raramente se forma una vesícula subesporangial, pero las esporas se forman en el esporangio y luego migran a la vesícula.....*Phytophthora*
- 4 Periplasma bien desarrollado, parásitos obligados de plantas superiores*Peronosporaceae*.....5
- 4 Periplasma delgado, parásitos facultativos de las plantas.....*Peronophythora*
- 5 Esporangióforo no ramificado, en forma de clava.....*Basidiosporas*
- 5 Esporangioforos ramificados.....6
- 6 Con ramificación dicotómica.....7
- 6 La ramificación es irregular.....8
- 7 Ápices finales de la ramificación con ensanchamientos.....*Bremia*
- 7 Ápices finales de la ramificación con los extremos aguzados y doblados*Peronospora*
- 8 El Esporangióforo es una hifa larga, ensanchada, con numerosas ramificaciones apicales que elevan los esporangios.....*Sclerospora*
- 8 El Esporangióforo tiene ramificaciones irregulares en ángulo recto.....*Plasmopara*

3.1.2 Royas descripción de la enfermedad

Los hongos conocidos como royas o “chahuixtle” pertenecen a la clase basidiomicetes y se incluyen en el orden uredinales, se caracterizan por producir esporas de resistencia llamadas teliosporas su ciclo de vida es altamente complejo y está formado de 4 a 5 Fases diferentes (ciclos biológicos) las cuales se pueden desarrollar en uno o dos hospedantes. (Cummins y León Gallegos 1981; Mendoza y Pinto 1983; Cummins y Hiratsuka 2003; Agrios 2005).

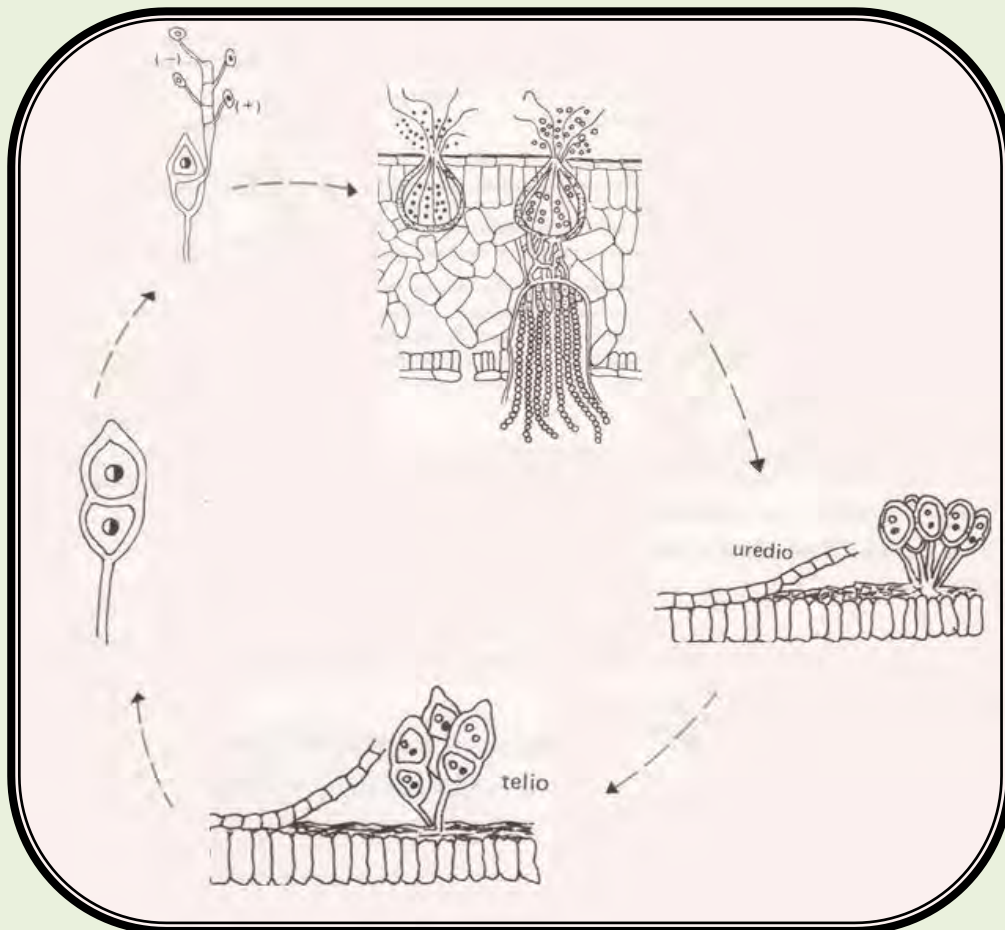


Figura 30: Ciclo Biológico de las royas: espermatogonio, ecio, uredio, telio y basidio

Tomado de: Mendoza y Pinto 1983.

Si, para completar su ciclo de vida, la roya requiere de dos hospedantes de diferentes especies es llamada roya heteroica y si por el contrario la roya completa todas sus fases en una sola hospedera, es llamada roya autoica. (Cummins y León Gallegos 1981; Mendoza y Pinto 1983; Cummins y Hiratsuka 2003; Agrios 2005).

Como se mencionó al principio el ciclo de vida de la roya consta de 5 fases sin embargo “no existe un solo ciclo de vida específico para las royas” (Cummins y León Gallegos. 1981).de esta manera en campo podremos encontrar hospederas donde solo tendremos uno o dos tipos de esporas. (Cummins y León Gallegos 1981; Mendoza y Pinto 1983; Cummins y Hiratsuka 2003; Agrios 2005).

Las royas se dividen en tres tipos, dependiendo cuantos ciclos biológicos presenten, de esta manera tenemos:

Las royas macrocíclicas, las cuales presentan las 5 fases del ciclo de vida.

Las royas demicíclicas, que carecen de uredinios y

Las royas microcíclicas, que solo presentan teliosporas.

Los 5 ciclos biológicos o fases de las royas son: (Cummins y León Gallegos 1981; Mendoza y Pinto 1983; Cummins y Hiratsuka 2003; Agrios 2005).

Espermagonio: o picnidio, es la estructura que contiene espermacios u órganos sexuales masculinos y también hifas receptoras.



Figura 31: Espermagonio.

Tomado de: Mendoza y Pinto 1983

Ecio: estructura formada por células hifales que generalmente se desarrollan en el envés de las hojas del hospedante y en donde se forman las eciosporas, estas eciosporas son de color amarillo a anaranjado las cuales llegan a romper el tejido de la planta formando una herida en forma de pústula.

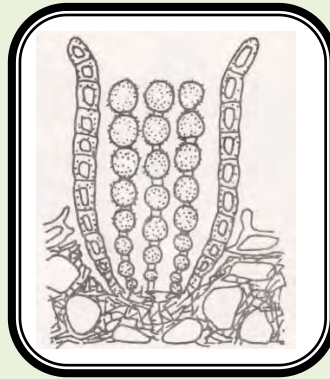


Figura 32: Ecio.

Tomado de: Mendoza y Pinto 1983

Uredio: estructura que se origina del micelio que procede de la germinación de una eciosporas estas hifas se forma en empalizada y pueden originar varias generaciones de eciosporas por lo que a esta son globosas, generalmente de coloración pardo, ornamentadas con espinas y pediceladas. a esta fase se le llama también fase de repetición, algunas de estas uredosporas se van formando una encima de la otra y algunas otras se transforman en pedúnculos, las urediosporas maduras Las urediosporas se multiplican tanto dentro del Uredio que llegan a romper las hojas de los hospederos.

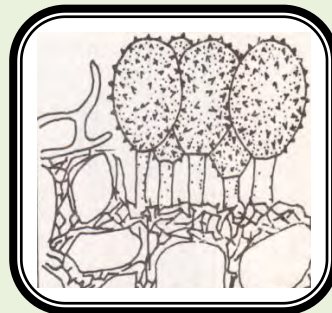


Figura 33: Uredio.

Tomado de: Mendoza y Pinto 1983

Telio: grupo de células binucleadas que dan lugar a las teliosporas.



Figura 34: Telio.

Tomado de: Mendoza y Pinto 1983

Basidio: cuando las teliosporas germinan cada uno de los núcleos diploides emigra por medio de un tubo en donde se originan 4 células haploides por medio de la meiosis las cuales se separan por medio de esterigmas y en donde se desarrollan las basidiosporas.

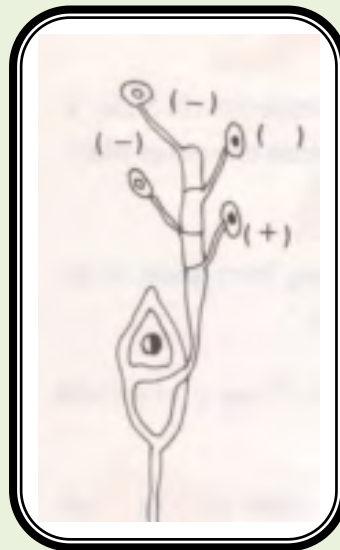


Figura 35: Basidio.

Tomado de: Mendoza y pinto 1983

3.1.2.1. Roya en *Ipomea orizaba*.

Antecedentes:

1898 *Ipomea jalapensis* es reportada por Holway como *Aecidium jalapense*.

1920 Holway cambia el nombre de *Aecidium jalapense* por *Dicaeoma jalapense*.

1956 Cummins sugiere el nombre de *Puccinia jalapensis* al reportar las teliosporas en *Ipomoea jalapa* por primera vez.

Tabla 7 Uredinales asociados a *Ipomoeae*

Organismo	Hospedero	Síntoma	Órgano afectado	Referencia
<i>Coleosporium ipomoeae</i> .	<i>Ipomoeae fistulosa</i>	Plesionecrosis	hojas	Esquivel (2010)
<i>Coleosporium ipomoeae</i> .	<i>Ipomoeae fistulosa</i>	Plesionecrosis	hojas	Vieira, Pereira y Barreto (2004)
<i>Coleosporium ipomoeae</i> .	<i>Ipomoeae batatas</i>	Plesionecrosis	hojas	C.A. Clark (1991)
<i>Puccinia jalapensis</i>	<i>ipomoeae orizaba</i>	Plesionecrosis	hojas	Cummins (1956)
<i>Puccinia jalapensis</i>	<i>ipomoeae orizaba</i>	Plesionecrosis	hojas	Holway(1898)

Fuente: Propia

3.1.2.1.1 *Puccinia jalapensis*



Figura 36: Teliosporas de *Puccinia jalapensis* visto al microscopio a 40x.

Fuente: Propia.

3.1.2.1.2 Taxonomía

- Reino:.....Fungi
- Filo:.....Basidiomycota
- Clase:.....Pucciniomycetes
- Orden:.....Pucciniales
- Familia:.....Pucciniaceae
- Género:.....*Puccinia*

3.1.2.1.3 Hospedero

Ipomoea orizaba



Figura 37 y 38: Apariencia general de la población de plantas enferma.

Fuente: Propia.

3.1.2.1.4 colecta

Colecta No 3

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 24/11/2017

Predio: Arboretum

Nombre común: Campanilla

3.1.2.1.5 Tipo de síntoma

Plesionecrosis tipo amarilleo sobre el borde de la hoja



Figura 38: Hojas enfermas.

Fuente: Propia.



Figuras 40: Hojas enfermas.

Fuente: Propia.

3.1.2.1.6 Caracterización de síntoma y signo



Figura 41 y 42: Puntos necróticos en el haz de la hoja de color café claro, e irregulares que empiezan su desarrollo por toda la superficie de la hoja.

Fuente: Propia.

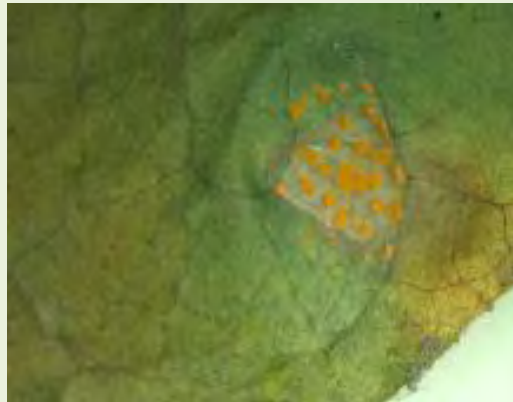


Figura 43 y 44: Pústulas en grupo, pulverulentas, de color anaranjado, en el envés de las hojas y que corresponde a las alteraciones plesionecróticas que se observan en el haz. (Uredio).

Fuente: Propia.

3.1.2.1.7 Análisis de la colecta en laboratorio

Forma del signo: pústulas polvorientas en grupos

Tipo de signo: uredio

Ubicación: envés de las hoja



Figura 45: Forma polvorienta del signo sobre el envés de la hoja.

Fuente: Propia.

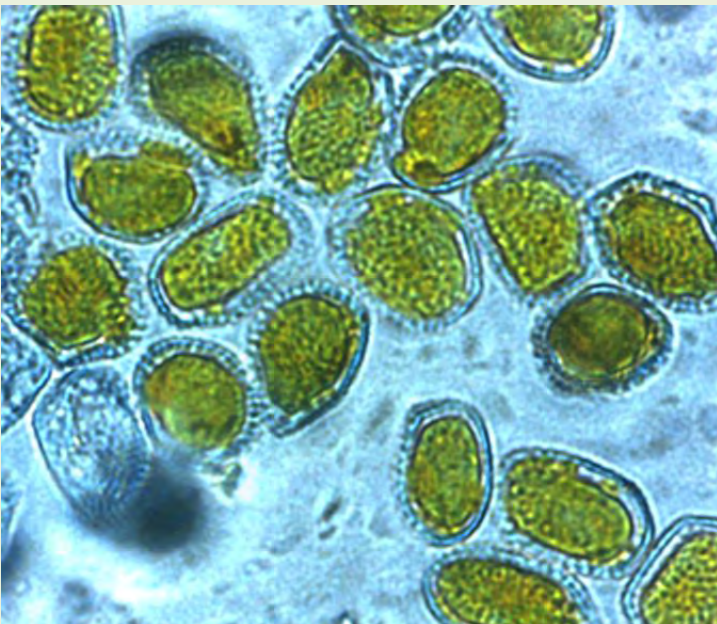


Figura 46: Forma polvorienta del signo sobre el envés de la hoja vista al microscopio.

Fuente: Propia.

3.1.2.1.8 Análisis morfológico

Figura 47: Estructuras de *Puccinia jalapensis*.

Fuente: Propia.

- a) Detalle del urediosoro en el envés de la hoja
- b) Urediosporas a 40 X
- c) Detalle de una urediospora a 100X
- d) Teliosporas a 40 X

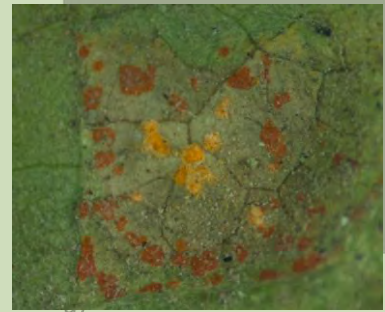
Las características morfológicas del patógeno asociado a roya en *Ipomoea orizaba* se resumen de la siguiente manera:

Telio: Ausente. **Teliosporas:** Elipsoidales o clavado-elipsoidales de 46 micras de largo X 18 micras de ancho, constricta en la septa, pared de 1micra en los costados y de 2.5 micras en el ápice, de color canela. **Pedicelo:** hialino, persistente.

Uredosporas: Globoides de 19 micras de longitud X14 micras de ancho pared incolora, verrucosa de 3 micras de grosor.

Para la identificación del patógeno se consultó a Cummins y León gallegos 1981 y a Cummins y Hiratsuka 2003 en donde se describen un gran número de estos hongos.

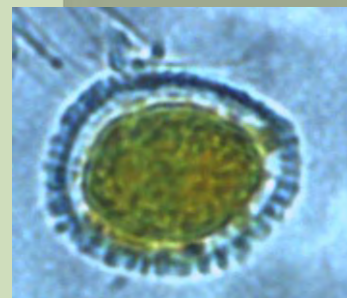
La comparación de las características morfológicas de *Puccinia jalapensis* en *Ipomoea orizaba* colectada en la FES Cuautitlán están dentro del rango de la roya reportada por Cummins y León Gallegos 1983 y por lo reportado por Cummins y Hiratsuka 2003. en el mismo hospedero.



a)



b)



c)



d)

Tabla 8 características morfológicas de *Puccinia jalapensis* reportado en *Ipomoeae*

	Cummins and Hiratsuka 2003	Vázquez 20017
Fase de uredio		
color del urediosoro	No reportado	anaranjado claro a casi rojizo
forma de las urediosporas	No reportado	globosas verrucosas
color de urediosporas	No reportado	amarillo
Ancho de la pared	No reportado	3 μm
fase de telio		
Teliospora	clavadas o clavado-elipsoides	clavadas o clavado-elipsoides
Color	café castaño	canela
Longitud	46 a 58 μm	46 μm
Ancho	17 a 23 μm	18 μm
Forma de la pared	lisa, constricta en la septa	lisa, constricta en la septa
Ancho de la pared lateral	1 a 1.5 μm	1 μm
ancho de la pared apical	4 a 7 μm	2.5 μm

Fuente: Propia con datos de Cummins and Hiratsuka 2003

1.9 Clave morfológica de la especie

Tomado de Cummins y León Gallegos 1983

Clave para la identificación de especies de *Puccinia* en especies de Convolvulaceae

1. Teliosporas con pared lisa; uredio presente.....2
1. Teliosporas con pared esculpida; uredio ausente.....5
2. Teliosporas con pared uniforme de 1.5 a 2 micras de espesor.....*tuyutensis*
2. Teliosporas con pared apical de más de 2 micras de espesor.....3
3. Teliosporas con pared de color dorado o canela.....*jalapensis*
3. Teliosporas con pared de color castaño.....4
4. Urediosporas generalmente con 3 poros.....*convolvuli*
4. Urediosporas generalmente con dos poros.....*lithospermi*
5. Teliosporas con pared de espesor más o menos uniforme.*rubicunda*
5. Teliosporas con pared apical más gruesa.....6
6. Teliosporas con ápice acuminado.....7
6. Teliosporas con ápice umbonado.....9
7. Ápice de las teliosporas de 8 a 13 micras de espesor.....*Superflua*
7. Ápice de las teliosporas de 12 a 23 micras de espesor.....8
8. Eciosporas con pared uniforme de 1 a 1.5 micras de espesor.....*insignis*
8. Eciosporas con la pared apical más gruesa.....*nocticolor*
9. Umbos de las teliosporas menos coloreadas que la pared lateral.....*crassipe*
9. Umbos de las teliosporas más o menos como la pared lateral.....*megalospor*

3.1.2.2 Roya en *Malva sp.*

Antecedentes:

1852 se registrada por primera vez en Chile, de donde se piensa es originaria.

1869 Aparece por primera vez en Europa, específicamente en España.

2008 se reporta como especie nueva en la zona de Madeira Portugal.

2013 se registra por primera vez la enfermedad en Colombia.

Tabla 9 *Uredinales* asociados a *Malva*

Organismo	Hospedero	Síntoma	Órgano afectado	Referencia
<i>Puccinia malvacearum</i>	<i>Malva sylvestris</i>	Plesionecrosis	hojas	Pineda (2013)
<i>Puccinia malvacearum</i>	<i>Malva sylvestris cv Zebrina</i>	Plesionecrosis	hojas	Pineda (2013)
<i>Puccinia malvacearum</i>	<i>Malva sp</i>	Plesionecrosis	hojas	Cummins (1981)
<i>Puccinia malvacearum</i>	<i>Malva sp</i>	Plesionecrosis	hojas	Calonge (2008)

Fuente: Propia

3.1.2.2.1 *Puccinia malvacearum*

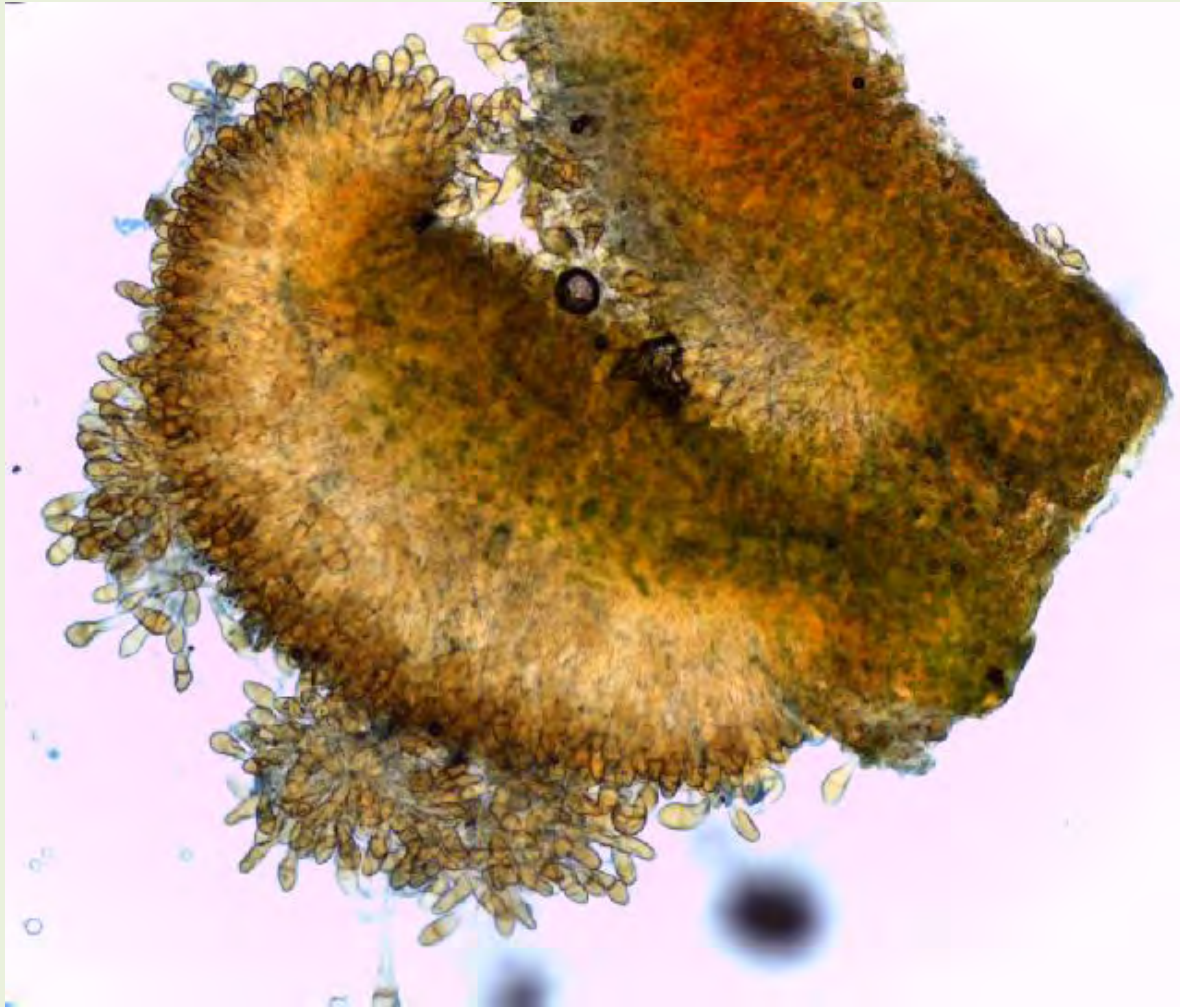


Figura 48: Telo y teliosporas de *Puccinia malvacearum* visto al microscopio a 40x.

Fuente: Propia.

3.1.2.2.2 Taxonomía

- Reino:.....Fungi
- Filo:..... Basidiomycota
- Subclase:.....Pucciniomycetes
- Orden:.....Pucciniales
- Familia:.....Pucciniaceae
- Género:.....*Puccinia*

3.1.2.2.3 Hospedero

Malva sp



Figura 49: Apariencia general de la población de plantas enferma.

Fuente: Propia.

3.1.2.2.4 Colecta

Colecta No 4

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 20/09/2016

Predio: Invernaderos de ingeniería agrícola

Nombre común: Malva

3.1.2.2.5 Tipo de síntoma

Plesionecrosis tipo amarilleo sobre haz de las hojas.



Figura 50: Hojas enfermas.

Fuente: Propia.



Figuras 51: Hojas enfermas.

Fuente: Propia.

3.1.2.2.6 Caracterización de síntoma y signo



Figura 52 y 53: Mancha holonecroticas sobre el haz de color café claro con un halo clorótico amarillo y en el envés puntos herrumbrosos con un halo necrótico.

Fuente: Propia.



Figuras 54 y 55: Pústulas (teliosoro) en el envés de la hoja y en el tallo en forma de verruga, de color café claro, globoso, áspero al tacto del cual se generan las teliosporas, rodeado de un halo clorótico y que corresponden a las lesiones reportadas en el haz.

Fuente: Propia.

3.1.2.2.7 Análisis de la colecta en laboratorio

Forma del signo: verrugas herrumbrosas.

Tipo de signo: telio.

Ubicación: envés de las hoja.



Figura 56: Pústula color marrón (telio) sobre el envés de la hoja.

Fuente: Propia.



Figura 57: Teliosporas emergiendo del telio que se encontraba en el envés de la hoja vista al microscopio.

Fuente: Propia.

3.1.2.2.8 Análisis morfológico

Figuras 58: Estructuras de *Puccinia malvacearum*.

Fuente: Propia.

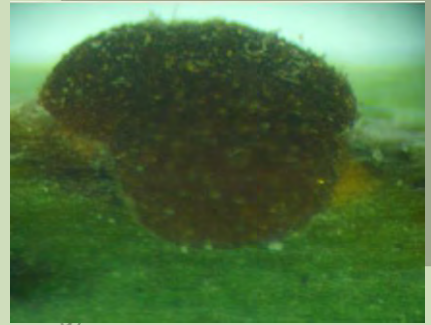
- a) Detalle del teliosoro
- b) Teliosporas saliendo del teliosoro a 40 X
- c) Teliospora con pedicelo a 40X
- d) Teliospora a 40 X

Las características morfológicas del patógeno asociado a roya en *Malva sp* se resumen de la siguiente manera:

Teliospora: Oblonga-fusifor-me, de 18 micras de ancho por 52 de largo, ligeramente constricta en la septa, pared lisa, de color amarillo de 3.3 micras de espesor en los costados y de 7 micras de espesor en el ápice, pedicelo incoloro aproximada mente de 1.5 a 2 veces el tamaño de la espora. **Telio:** En el envés de las hojas de color marrón.

Para la identificación del patógeno se consultó a Cummins y León gallegos 1981 y a Cummins y Hiratsuka 2003 los cuales describen un gran número de estos hongos.

La comparación de las características morfológicas de *Puccinia malvacearum* en *Malva sp* colectada en la FES Cuautitlán están dentro del rango de la roya reportada por Cummins y León gallegos 1981 y a Cummins y Hiratsuka 2003, en el mismo hospedero.



a)



b)



c)



d)

Tabla 10 características morfológicas de *Puccinia malvacearum* reportado en *Malvaceae*

	Cummins 2003	Pineda 2010	Vázquez 2017
fase de telio			
Color del teliosoro	café castaño claro	amarillo claro a café oscuro	café oscuro
Forma del teliosoro	No reportado	circular y globosa	circular y globosa
Color de las teliosporas	café canela	café claro a café amarillento	café canela a amarillento
Teliosporas	oblongas u oblongas-fusiformes, ligeramente constricta en la septa, pedicelo incoloro	binucleadas, de pared gruesa elipsoides, fusiformes con ápice agudo a redondeado, con pedicelos incoloros más o menos largos	binucleadas, oblongas-fusiformes, ligeramente constricta en la septa, pedicelo incoloro
Ancho	16 a 20 μm	No reportado	18 μm
Largo	40 a 70 μm	No reportado	52 μm
Forma de la pared	lisa	No reportado	lisa
Ancho de la pared lateral	1.5 a 4 μm	No reportado	3.3 μm
ancho de la pared apical	5 a 10 μm	No reportado	7 μm

Fuente: Propia con datos de Cummins 2003 y Pineda 2010

3.1.2.2.9 Clave morfológica de la especie

Tomada de Cummins y León gallegos 1981

Clave para la identificación de especies de *Puccinia* en especies de *Malvaceae* (todas las especies microcíclicas)

1. Teliosporas de 38 a 75 micras de longitud.....2
1. Teliosporas de 18 a 45 micras de longitud.....3
2. Teliosporas por lo general de 16 a 26 micras de ancho*malvacearum*
2. Teliosporas por lo general de 20 a 28 micras de ancho.....*sharardiana*
3. Teliosporas por lo común con una célula.....*heterospora*
3. Teliosporas con una célula, ocasionales.....4
4. Paredes laterales de las teliosporas, de 1 a 2 micras de espesor.....*exilis*
4. Paredes laterales de las teliosporas de más de dos micras.....5
5. Telio castaño oscuro.....*lobata*
5. Telio castaño pálido.....*anodae*

3.1.2.3 Roya en *Oxalis* sp.

Antecedentes:

1915 se encuentra una roya distinta a *Puccinia graminis* en *Berberis repens* cerca de Albuquerque Nuevo México.

1916 se determina que el ecio encontrado en *Berberis repens* es el estado alternante de *Puccinia oxalidis*.

Tabla 11 *Uredinales* asociados a *Oxalis*

Organismo	Hospedero	Síntoma	Órgano afectado	Referencia
<i>Puccinia oxalidis</i>	<i>Oxalis violácea</i>	Plesionecrosis	hojas	Long (1918)
<i>Puccinia oxalidis</i>	<i>Oxalis</i> sp	Plesionecrosis	hojas	Versluys (1977)
<i>Puccinia oxalidis</i>	<i>Oxalis</i> sp	Plesionecrosis	hojas	Cummins(1981)
<i>Puccinia oxalidis</i>	<i>Oxalis</i> sp	Plesionecrosis	hojas	Herbario virtual

Fuente: Propia

3.1.2.3.1 *Puccinia oxalidis*

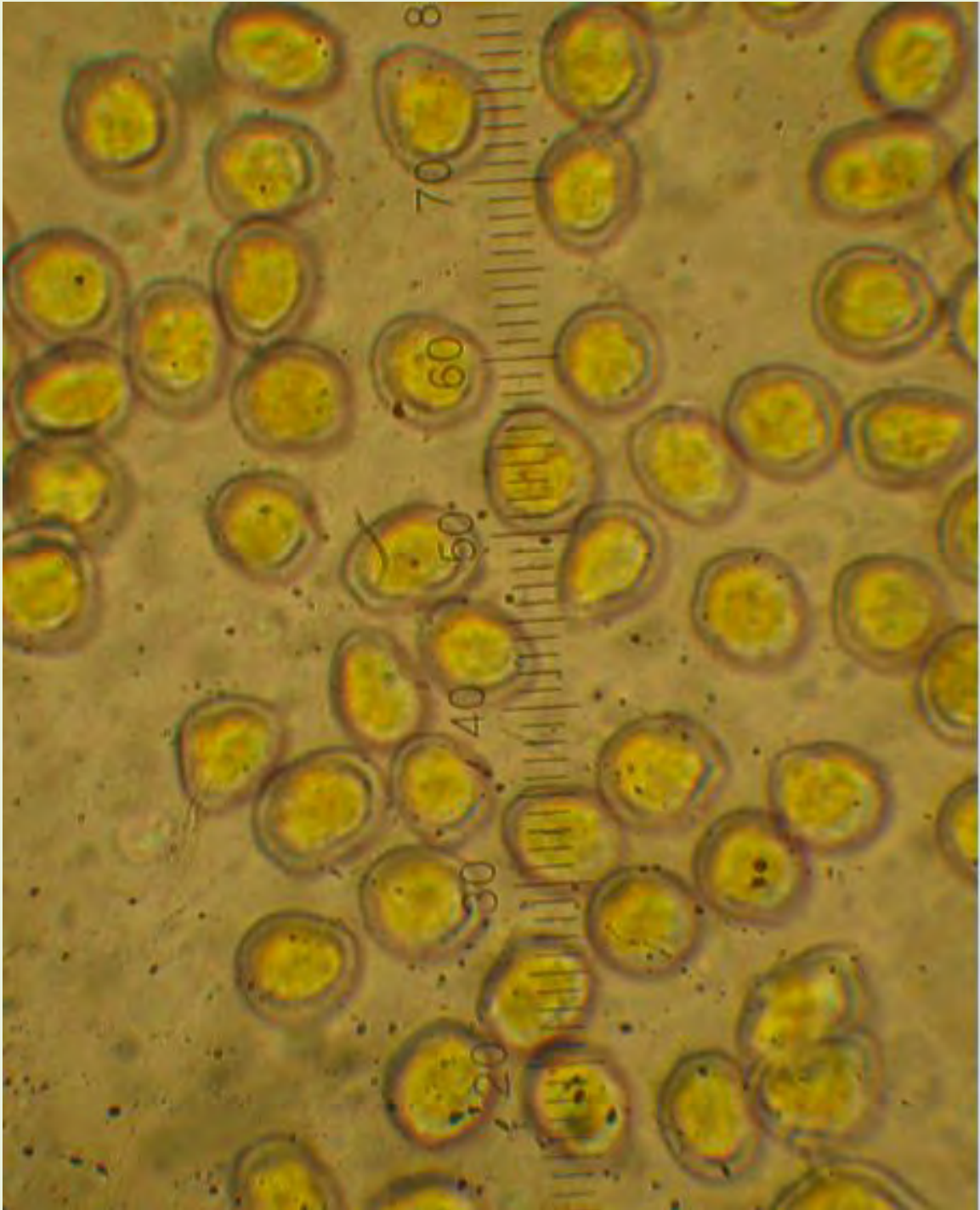


Figura 59: Eciosporas de *Puccinia oxalidis* vistas al microscopio a 40x.

Fuente: Propia

3.1.2.3.2 Taxonomía

- Reino:.....Fungi
- Filo:.....Basidiomycota
- Clase:.....Pucciniomycetes
- Orden:.....Pucciniales
- Familia:..... Pucciniaceae
- Género:.....*Puccinia*

3.1.2.3.3 Hospedero

Oxalis sp



Figura 60: Apariencia general de la población de plantas enfermas.

Fuente: Propia

3.1.2.3.4 Colecta

Colecta No 5

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 19/07/2016

Ubicación: Parcelas de maíz atrás de los invernaderos de ingeniería agrícola

Nombre común: Trébol

3.1.2.3.5 Tipo de síntoma

Plesionecrosis tipo amarilleo sobre el haz de las hojas.



Figura 61: Hojas enfermas.

Fuente: Propia



Figura 62: Hojas enfermas.

Fuente: Propia

3.1.2.3.6 Caracterización de síntoma y signo



Figura 63: Haz de las hojas con manchas necróticas de color amarillo claro y marrón.

Fuente: Propia



Figura 64: Envés de las hojas enfermas presentando una masa amarillo anaranjado polvorientas simulando una herrumbre, en forma de estrella, (grupo de eciosporas) que corresponden a las alteraciones necróticas que se observan en el haz.

Fuente: Propia

3.1.2.3.7 Análisis de la colecta en laboratorio

Forma del signo: lesiones polvorientas

Tipo de signo: ecio

Ubicación: envés de las hoja



Figura 65: Masa de eciosporas sobre el envés de la hoja.

Fuente: Propia

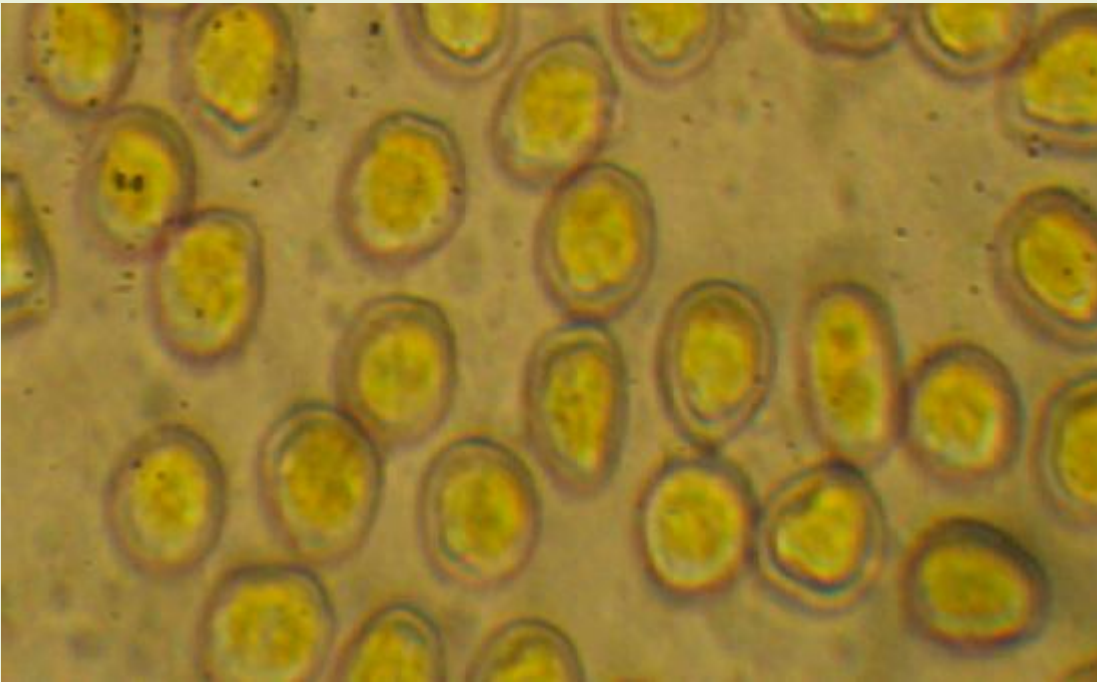


Figura 66: Eciosporas en el envés de la hoja vistas al microscopio.

Fuente: Propia

3.1.2.3.8 Análisis morfológico

Figura 67: Estructuras de *Puccinia oxalidis*.

Fuente: Propia

- a) Ecio en grupos en el envés
- b) Eciosporas a 100 X
- c) Eciospora con pedicelo a 40X
- d) Grupo de eciosporas a 10 X

Las características morfológicas del patógeno asociado a roya en *Oxalis sp* se resumen de la siguiente manera:

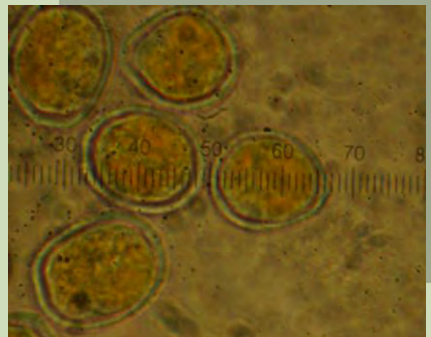
Ecio: En el envés en grupos curniculiforme de color amarillo claro a naranja rojizo. **Eciosporas:** Globoides a ovadas de 14 micras de ancho por 16 de largo, pared incolora de 1 micra de espesor.

Para la identificación del patógeno se consultó lo reportado por Cummins y León gallegos 1981 y así como lo reportado por Cummins y Hiratsuka 2003 de en donde se describen un gran número de estos hongos y se cuenta con análisis moleculares.

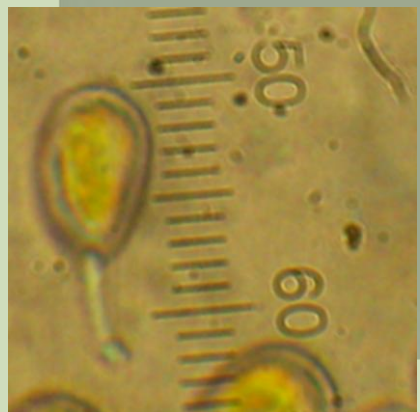
La comparación de las características morfológicas de *Puccinia oxalidis* en *Oxalis sp* colectada en la FES Cuautitlán están dentro del rango de la roya reportada por Cummins y León Gallegos 1981 y por Cummins y Hiratsuka 2003.



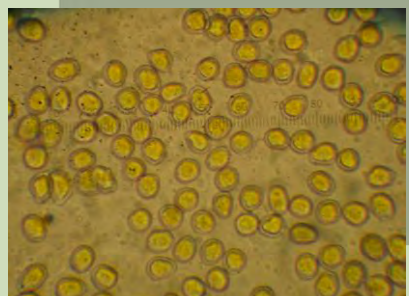
a)



b)



c)



d)

Tabla 12 características morfológicas de *Puccinia oxalidis* reportado en *Oxalis*

	Cummins2003	Long 1918	Vázquez 2017
Fase ecial			
Forma del ecio	en grupos, corniculiforme	manchas irregulares	en grupos, corniculiforme
Color	No reportado	pálidas a marrón rojizo	amarillo pálido a rojizo
Eciosporas	globoides	ovadas, sub globosas	ovadas, globoides
Longitud	13 a 18 μm	13 a 17 μm	16 μm
Ancho	11 a 15 μm	10 a 13 μm	14 μm
Forma de la pared	incolora, finamente verrucosa	incolora débilmente verrucosas a lisas	incolora débilmente verrucosas a lisas
Ancho de la pared	1 a 2 μm	de 1.5 a 2 μm	1 μm

Fuente: Propia

3.1.2.3.9 Clave morfológica de la especie

Tomada de Cummins y León Gallegos 1981

Clave para la identificación de especies de *Puccinia* en especies *Oxalidaceae*

1. Especies con telio en *Oxalidaceae*.....*oxalidis*

3.1.3 Mildius polvosos

Los hongos conocidos como oídium o mildius polvosos pertenecen a la familia Erysiphaceae, orden erylphales, clase ascomycetes, división ascomicota y reino fungí, se caracterizan por producir cadenas de conidios y ocasionan la enfermedad conocida como oidiosis la cual se caracteriza por ser un polvo blanco adherido al haz y envés de las hojas, flores o tallos el cual se desprende fácilmente. (Agrios 2005; Braun and Cook 2012).

A lo largo de su ciclo de vida los mildius polvosos presentan dos fases, la fase sexual o telomorfica y la fase asexual o anamórfica.

La fase sexual forma una estructura llamada cleistotecio la cual es de forma esférica y tiene cierto número de apéndices esta es una estructura de resistencia la cual en condiciones óptimas se abre para liberar las ascas y ascosporas las cuales infectan al hospedero para comenzar nuevamente su ciclo de vida.(Agrios 2005; Braun and Cook 2012).

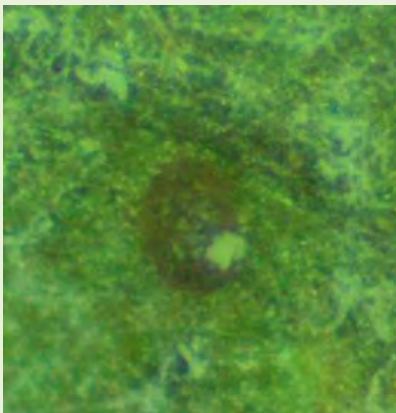


Figura 68 y 69: Cleistotecio en *Bidens sp.*

Fuente: Propia

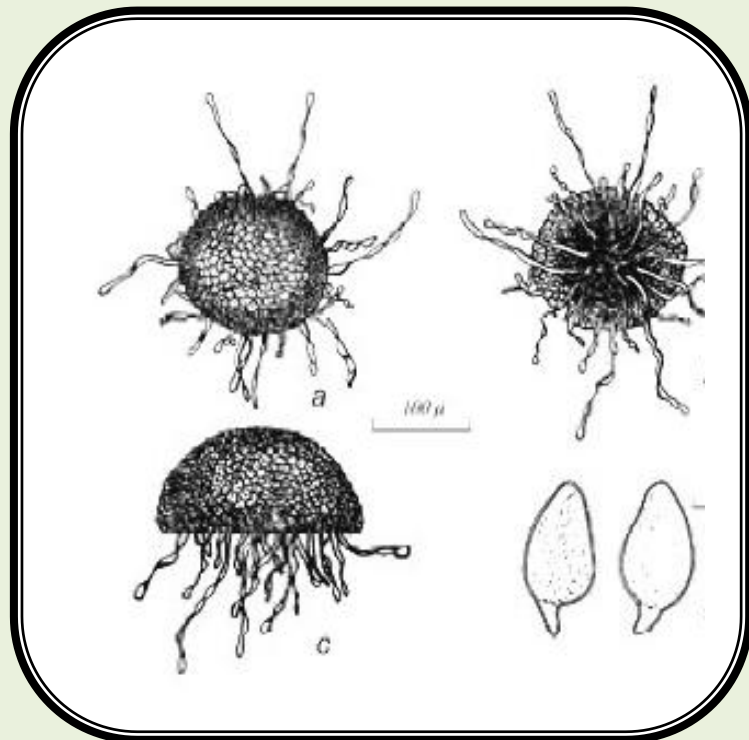


Figura 70: Cleistotecios y ascas.

Tomado de: Braun and Cook 2012

La fase asexual comienza con la infección de las ascosporas en el hospedero, estas forman hifas que dan lugar al apresorio de donde surgirá el conidióforo y las conidias.

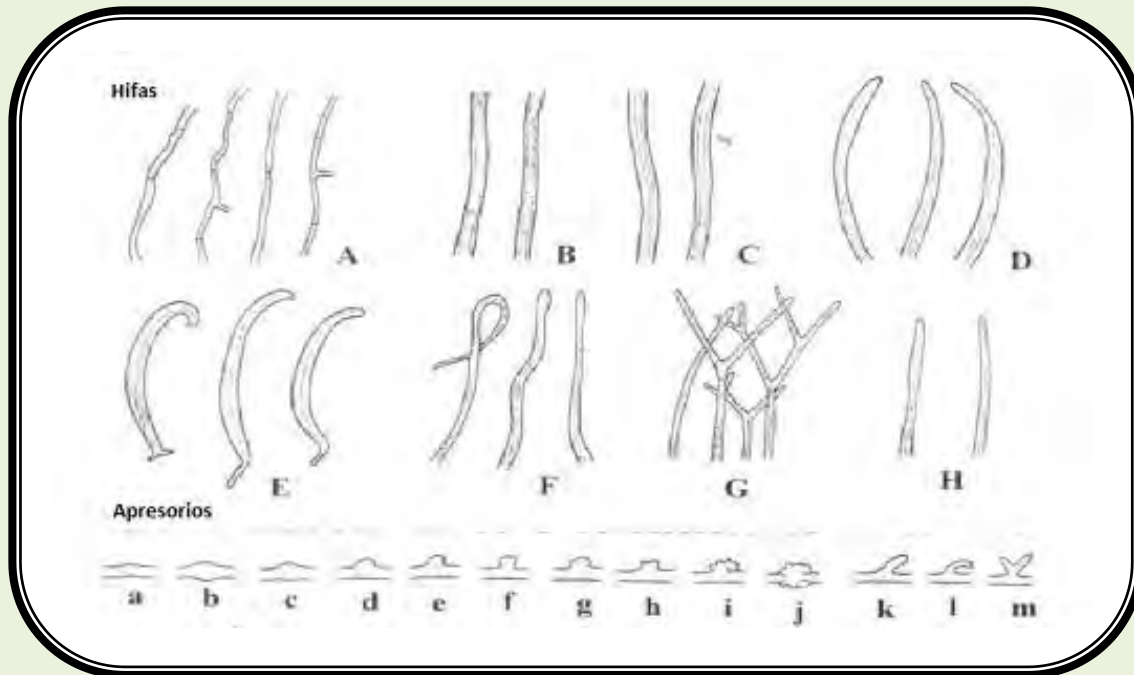


Figura 71: Tipos de hifas (parte superior) (A) hifa primaria, de (B a H) hifas secundarias persistentes. Tipos de apresorios (parte inferior) (a) apresorio indistinto, (b a c) ligeramente con forma de pezón, (d a f) forma de pezón, (g) forma de pezón con superficie crenulada, (h) ligeramente lobado, (i) lobado, (j) lobado en pares opuestos, (k) elongado, (l) elongado enganchado, (m) ahorquillado.

Tomado de: Braun and Cook 2012

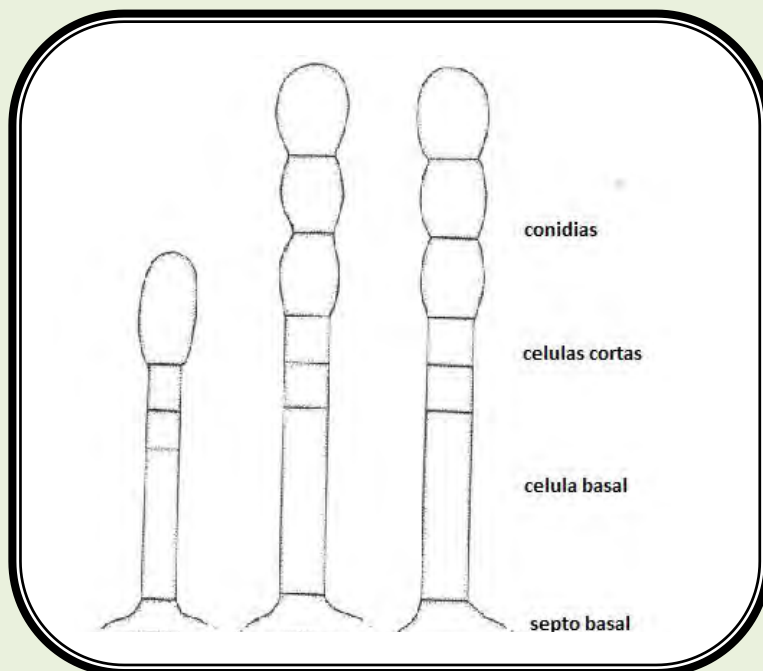


Figura 72: Conidióforos y conidias en los *Erysiphales*.

Tomado de: Braun and Cook 2012

Es muy importante mencionar que antes de Braun 1995 las descripciones de estos patógenos solo se basaban en la fase telomorfica, por lo que actualmente se han reconocido nuevos géneros y la clasificación de los *Erysiphales* ha tenido modificaciones, Braun 2012 en su Taxonomic Manual of the Erysiphales ya maneja llaves para el género basadas en las fases telomorfica y anamórfica además de tener una llave para las especies basada en la familia de hospedantes lo cual facilito este trabajo enormemente.

Según sea su desarrollo la oidiosis (fase asexual) se divide en tres tipos:

Oidium, ectoparásito: las hifas crecen sobre la cutícula de la planta atacada y poseen haustorios que atraviesan la epidermis para alimentarse, presenta una célula generatriz o madre que origina los conidios que se van agrupando en cadenas, son hialinos y en forma de barril. Genero *Erysiphe*, *Sphaeroteca*, *Uncinula*, *Microsphaera* y *Podosphaera*.

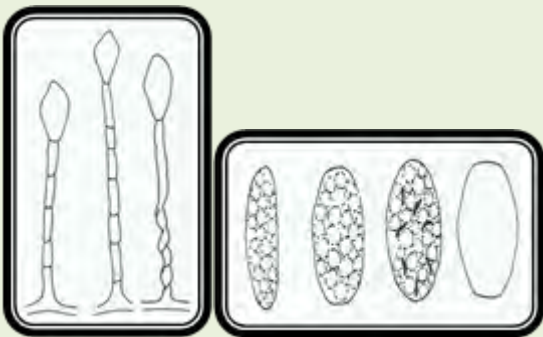


Figura 73 y 73: Conidióforos y conidios de la fase asexual tipo oídium.

Tomado de: Mendoza y Pinto 1983

Oidiopsis, endofítico, endobiotico o endoparásito: las hifas se desarrollan en el interior del tejido atacado, poseen haustorios, los conidióforos salen por los estomas y pueden ser ramificados, los conidios no están en cadena y tienen forma rectangular. Genero *Leveillula*.

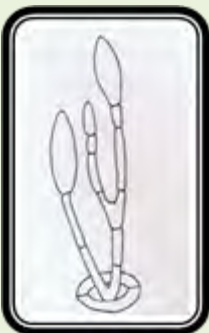


Figura 75: Conidióforos y conidios de la fase asexual tipo oidiopsis.

Tomado de: Mendoza y Pinto 1983

Ovulariosis, hemiendofítico: La mayor parte de hifas son externas donde están los conidióforos y otras internas donde están los haustorios, los conidióforos son septados, los conidios no están en cadena y la célula madre se encuentra cercana al conidio que puede ser romboidal. Genero *Phyllactinia*

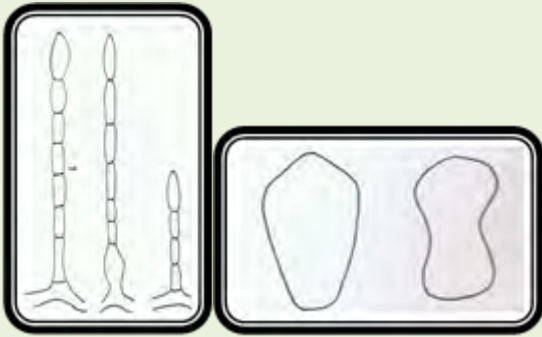


Figura 76 y 77: Conidióforos y conidias de la fase asexual tipo ovulariosis.

Tomado de: Mendoza y Pinto 1983

3.1.3.1 Mildiu en *Sonchus oleraceus*.

Antecedentes:

1995 En la costa de Málaga (España) se realiza un estudio que prueba que *Erysiphe cichoracearum* no es el patógeno del oídium del melón y otras cucurbitáceas como anteriormente se había reportado, pero que si es el causante del mildiu en *Sonchus oleraceus*.

1999 Se realizan datos moleculares para demostrar que los mildius están divididos en seis clados.

2000 Braun y Takamatsu proponen dividir el género *Erysiphe* en 5 tribus *Erysipheae*, *Golovinomyceteeae*, *Cystotheceae*, *Phyllactinieae* y *Blumerieae*.

2003 Matsuda y Takamatsu sugieren una cercana afinidad entre *Golovinomyces* y *Asteráceae* ya que la relación hospedero patógeno es muy cercana, llevando *Golovinomyces* en su mayoría la primera fase de su evolución en las asteráceas para posteriormente pasar a otra maleza para realizar la segunda fase.

2009 El mildiu polvoso en *Sonchus oleraceus* fue nombrado anteriormente como *Golovinomyces cichoracearum* pero basados en análisis de secuencias y mediciones morfológicas Braun y Cook renombraron a este patógeno como *Golovinomyces sonchicola*.

3.1.3.1.1 *Golovinomyces sonchicola*



Figura 78: Conidióforo y conidio de *Golovinomyces sonchicola* visto al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia

3.1.3.1.2 Taxonomía

- Reino:..... Fungi
- Filo:..... Ascomicota
- Clase:..... Leotiomycetes
- Subclase:..... Leotiomycetidae
- Orden:.....Erysiphales
- Familia:..... Erysiphaceae
- Género:.....*Golovinomyces*

Tabla 13 *Erysiphales* asociados a Asteráceae

Organismo	Hospedero	Síntoma	Órgano afectado	Referencia
<i>Erysiphe cichoracearum</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>	plesionecrosis	hojas	Alvares y Torés(1995)
<i>Golovinomyces cichoracearum</i>	<i>Sonchus asper</i>	plesionecrosis	hojas	Pei <i>et al</i> (2012)
<i>Golovinomyces sonchicola</i>	<i>Ixeris chinensis</i>	plesionecrosis	hojas	Choi <i>et al</i> (2014)

Fuente: Propia

3.1.3.1.3 Hospedero

Sonchus oleraceus



Figura 79: Apariencia general de la planta sana.

Fuente: Propia

3.1.3.1.4 Colecta

Colecta No 6

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 19/04/2017

Ubicación: Huerto de ingeniería agrícola

Nombre común: Diente de león

3.1.3.1.5 Tipo de síntoma

Plesionecrosis tipo amarilleo sobre el haz de las hojas cubiertas por masa de conidios o simulando un ligero fieltro fácilmente desprendible al tacto.



Figura 80: Hojas enfermas.

Fuente: Propia



Figura 81: Hojas enfermas.

Fuente: Propia

3.1.3.1.6 Caracterización de síntoma y signo



Figuras 82: Masa polvorientas blanquecinas simulando un fieltro suave en el haz de las hojas que van extendiéndose, la hoja toma un color amarillo, se seca y cae.

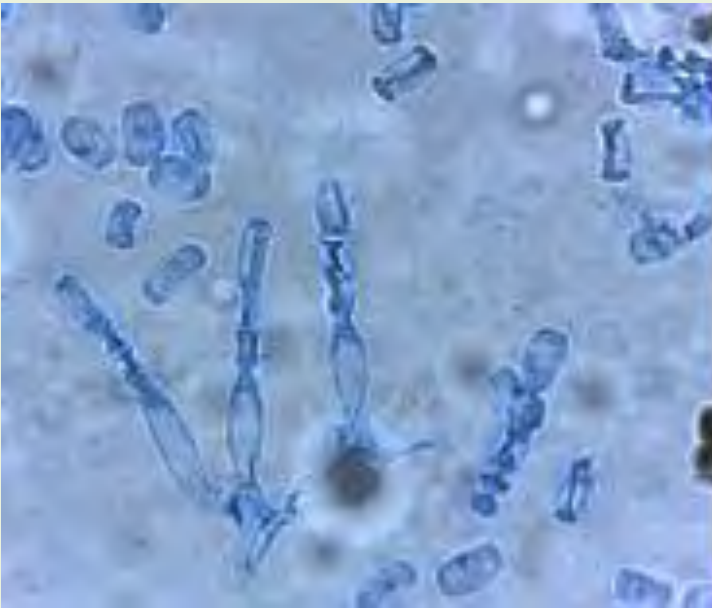
Fuente: Propia

3.1.3.1.7 Analisis de la colecta en laboratorio

Forma del signo: manchones continuúas.

Tipo de signo: Cenicilla polvosa.

Ubicación: haz de las hojas



Figuras 83: Conidióforos y conidias vistas al microscopio 40 X.

Fuente: Propia

3.1.3.1.8 Analisis morfologico

Figuras 84: Estructuras de *Golovinomyces sonchicola* (fase asexual).

Fuente: Propia

- a) Conidióforos con conidias en cadena a 40X
- b) Conidióforo mostrando célula basal, 3 células cortas y 2 conidias en cadena a 40X
- c) Conidias en forma cilíndrica a 100X,
- d) Conidia con tubo germinativo a 100X.
- e) Haustorio hifal a 100X

Las características morfológicas del patógeno asociado a mildiu en *Sonchus oleraceus* se resumen de la siguiente manera:

Hifas: rectas o sinuosas hialinas con paredes delgadas de 30 a 10 micras de ancho. **Apresorio hifal:** forma de pezón, crenulado o moderadamente lobado generalmente de 3 micras de diámetro **Conidióforo:** Erecto el cual consta de una célula basal que mide 40 micras y 2 o 3 células cortas que miden 13 micras, la longitud total del conidióforo es de 125 micras de largo X 10 micras de ancho hasta la conidia inicial. **Conidias:** forma elipsoidal o cilíndrica, Color azulado, longitud 25 micras X 14 micras de ancho sin cuerpos fibrosos.

Para la identificación del patógeno se consultó a Braun y Cook 2012 en donde se describen un gran número de estos hongos.

La comparación de las características morfológicas de *Golovinomyces* en *Sonchus oleraceus* colectado en la FES (Facultad de Estudios Superiores) Cuautitlán están dentro del rango delo reportado por Braun y Cook.2012 en el mismo hospedero.



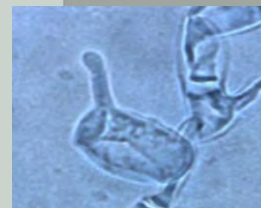
a)



b)



c)



d)



e)

Tabla 14 características morfológicas de *Golovinomyces sonchicola* reportado en *Sonchus oleraceus* e *Ixeris chinensis*

	Choi <i>et al</i> 2014	Braun y Cook 2012	Vázquez 2017
Conidióforo			
Apresorio hifal	forma de pezón	forma de pezón	forma de pezón
Forma	curvado	con una curva en la parte basal	curvado
Longitud	100-270 μm	140 μm	125 μm
Ancho	10-12.5 μm	(9-)10-15(-18)	10 μm
Célula basal	curvada	claramente curvada algunas veces incluso sinuosa 40-80 micras de largo(8-)10-14)micras de ancho	ocasionalmente algo flexible a sinuosa cilíndrica midiendo 40 micras de largo por 10 micras de ancho
Células cortas	No se reporta	De una a tres	una a tres células cortas de alrededor de 13 micras
Conidia			
Forma	de barril a elipsoidal	conidia en cadenas, elipsoidal, ovoide o cilíndrica	conidias en cadenas, elipsoidal o forma de barril
Longitud	26-36 μm	(20-)25-38(-40) μm	25 μm
Ancho	13-19 μm	(10-)12-18(-22) μm	14 μm
Radio	No se reporta	(1.3)1.5-2.5(-2.6)	1.8 μm

Fuente: Propia con datos de Choi *et al* 2014 y Braun y Cook 2012

1.9 Clave morfológica de la especie

Tomado de Braun and Cook 2012

Llave para la identificación de especie basada en familia de hospedero

Asteraceae

Golovinomyces

1. Conidióforos muy largo, células basales muy largos, cerca de 80 a 250 micras, célula basal de 40 a 80 micras de largo, subcilíndricas, seguida de una célula corta o generatriz tan larga como la célula basal, conidia larga, de 25-50(-70) X 16-30 micras, especialmente amplia > 20 micras, radio usualmente menos de 2 micras, ampliamente elipsoide-ovoide a doliiforme.....2
- 1*. Conidióforos cortos, célula basal de 40 a 140 micras de longitud, mayormente de 40 a 80 micras de longitud, cilíndrica, usualmente seguida de 1 a 3 células cortas, conidia usualmente más corta, cerca de 12 a 22 micras de ancho, raramente más ancha, elipsoidal-ovoide a doliiforme algunas veces subcilíndricas, germinación conidial del común, tipo Euoidium : [Golovinomyces sect. Golovinomyces].....6
2. Cleistotecio de 95 a 150 micras de diámetro, apéndices usualmente muy cortos, más cortos que el diámetro del asca, rudimentario de 3 a 9 micras de ancho, hialino o solo ligeramente pigmentado: en hospederos de *Anthemideae* (*Artemisia*, raramente *Achillea*).....*Golovinomyces artemisiae*
- 2*. También con cleistotecio grande, casi siempre de 150 micras de diámetro, o apéndices bien desarrollados, ancho, café cuando madura; en otros géneros de Asteraceae.....3
3. Conidióforos con célula basal, larga o corta, seguido por células cortas; en *Arctium*, algunas *Centaurea spp*, incluyendo, *C. montana*, *Onopordum* y varias plantas de las *Heliantheae* (*Ambrosia*, *Helianthus*, *Rudbekia*, *Zinnia angustifolia*).....4
- 3*. Conidióforos con célula basal grande, seguida de células cortas, algunas veces la célula basal es grande o corta seguida de una célula corta tan larga como la célula basal o mucho más larga, algunas veces muy larga; en *Echinops* o *Ambrosia* ambrosioides.....5
4. Célula basal del conidióforo cilíndrica, de 35-80 X 9-15 micras, cleistotecio subgloboso; en varias plantas de las *Heliantheae* (*Ambrosia*, *Helianthus*, *Rudbekia*, *Zinnia angustifolia*).....*G.ambrosiae*
- 4*. Célula basal del conidióforo de 80-190 micras de longitud casi sin que incremente en anchura de la base a la parte alta, cleistotecio usualmente deprimido-lentiforme

cuando madura; en *Arctium* algunas *Centaurea spp*, incluyendo, *C. montana*,
Onopordum.....*G. depressus*

5(3*). Célula basal del conidióforo subcilíndrica, de 40-80 X 7-14 micras, seguida de
2 -4 células cortas, la célula generatriz tan larga como la célula basal; en *Ambrosia*
ambrosioides [= *Franseria ambrosioides*], USA.....*G.franseriae*

5*. Célula basal incrementándose en anchura, de la base a la parte alta, recto, de 40-
100(-150) X 10-20 micras, seguida de una célula generatriz larga, 100-170 micras y
la segunda célula corta de 40-100 micras, además de 1-2 células cortas más de 2-30
micras de largo.(a longitud de la primera y segunda célula puede ser diferente); en
Echinops, Asia, Cáucaso, Europa.....*G. echinopsis*

6(1*) Cleistotecio con apéndices cortos, usualmente tan corto como el diámetro del
cleistotecio, seguido muy corto.....7

6*. Cleistotecio con apéndices bien desarrollados, de .05-4 veces el diámetro del
cleistotecio, casi siempre tan largos como el largo del diámetro.....8

7. Conidia pequeñas, de 20-32 X 10-15 micras, cilíndrica-doliiforme (ovoide); en
Chrysothamnus, *Ericameria*, *Grindelia*, *Lorandersonia*, Oeste de USA.
.....*G. pseudosepultus*

7* Conidia grande de 16-26 micras de ancho; en *Artemisia*, raramente en *Achillea*.
.....*G. artemisiae*

8(6*) Conidia de 25-45 X 15-27 micras, (cuando está fresca) generalmente elipsoide-
ovoide a doliiforme-limoniforme, radio de 1.3-1.9, mayormente de 1.4-1.6,
germinación conidial de *longitubus* perteneciente al tipo *Euoidium*; en *Ambrosia*, *Iva*,
Helianthus, *Rudbeckia*, *Zinnia* [*Asteraceae*, *Heliantheae*].....*G.ambrosiae*

8* Conidia más estrecha, más delgada, radio de 1.3-2.6; germinación conidial el
normal tipo *Euoidium*.....9

9. Desarrollando usualmente conidias no hinchadas, formando relativamente
cadenas cortas, conidias maduras de (10-)15-23(-25) micras de ancho; conidióforos
erectos, célula basar derecha o a menudo curvada, especialmente en la base,
apresorio hifal con forma de pezón o a menudo pobremente desarrollado, tubo
germinativo corto,, usualmente algo retorcido, raramente bifurcado, ascoteca rara vez
desarrollada, con ascas de 3-4 esporas ; en numerosas especies de hospedantes y
varias familias de plantas, incluyendo algunas especies cultivadas de las *Asteraceae*,
ejemplo. *Chrysanthemum Dahlia*, *Helianthus*, *Matricaria*, *Scorzonera*, pero
usualmente solo en experimentos de inoculación en invernaderos, no bajo
condiciones de campo.

.....*G. orontii*

- 9*. Desarrollando conidias usualmente hinchadas, seguidas de una larga cadena, conidióforos erectos, rectos, cilíndricos o distintamente curvados, apresorio hifal ¿ forma de pezón, algunas veces con una superficie crenulada o lobada; tubo germinativo corto a moderadamente largo, simple, ascoteca frecuentemente desarrollada, asca usualmente consistente de 2 esporas o solo ocasionalmente 3 esporas; en varios hospedantes de las *Asteraceae* (*G. cichoracearum* s.lat).....10
10. Conidia pequeña, de 20-30 X 10-15 micras, ascosporas pequeñas y subglobosas de 14-19 X 10-13 micras; en *Goniocaulon indicum*, India.....*G. poonaensis*
- 10*. Conidias grandes, ascosporas grandes, usualmente no subglobosas; en otros hospederos.....11
11. Célula basal del conidióforo curvado, conidia generalmente elipsoide-doliiforme, de 20-35 X 15-22 micras, radio de (1-) 1.2-2 micras, cleistotecio grande, de (100-) 120-160 micras de diámetro, apéndices usualmente cortos tanto como el diámetro del cleistotecio; en especies de *Senecio* sect. *Senecio*, sobre todo *S viscosus* y *S. vulgaris*, pero también *S. jacobaea*.....*G. fischeri*
- 11*. Célula basal del conidióforo no curvada, conidia con un radio de 1.5-2.3 micras y / o cleistotecio pequeño y / o apéndices grandes; en otros hospedantes.....12
12. Conidia más estrecha, de 25-38 X 10-18 con un promedio < 15 micras; en *Prenanthes*.....*G. prenanthis*
- 12*. Conidia más ancha, con un promedio > 15 micras; en otros hospedantes.....13
13. Cleistotecio principalmente caulículo, inmerso en una densa capa de micelio, de 70-120 micras de diámetro, pared del asca muy delgada, cerca de 1 micra; en *Lygodesmia*, USA.....*G. caulicola*
- 13*. Cleistotecio principalmente foliculoso y / o grande, pared del asca de 1-2 micras de grosor; en otros hospederos.....14
14. Cleistotecio relativamente pequeño, de 85-115 micras de diámetro, apéndices 1-2 veces el largo del diámetro del cleistotecio, célula basal del conidióforo de 90-120 X 12-16 micras, conidia arriba de 55 micras de longitud; en *Leuceria thermarum*, Argentina.....*G. leuceriae*
- 14*.Cleistotecio grande o apéndices cortos, tan cortos o tan largos como el diámetro del cleistotecio, célula basal usualmente de 30-80 X 9-14 micras, conidia usualmente arriba de 40 micras de longitud.....15

15. Célula basal del conidióforo emergiendo un poco lateralmente de la hifa madre, a menudo curvada, incluso sinuosa, por todas partes, o solo en la base.....16

16. Toda la célula basal curvada en la base, seguido fuertemente o incluso sinuosa, apresorio hifal frecuentemente lobado; confinado a *Sonchus spp**G. sonchicola*

3.1.3.2 Mildiu en *Sicyos deppei*

Antecedentes:

1977 Hammett dividió a *Erysiphe cichoracearum* en dos grupos, *Erysiphe cichoracearum* s.s parasitando a la familia Asterácea y *Erysiphe cichoracearum* s.l parasitando a otras familias de plantas.

1981 Zheng y Chen determinan solo una especie que ataca a las cucurbitáceas *Erysiphe cucurbitacearum* el cual era confundido con *Erysiphe cichoracearum* s.l y con *Erysiphe cichoracearum* forma *cucurbitacearum*.

1995 Braun cambia el nombre de *Erysiphe cichoracearum* s.l por *Erysiphe orontii* y se cataloga como un patógeno de cucurbitáceas.

2000 Después de la clasificación de Braun y Takamatsu se conoce a *Erysiphe orontii* como *Golovinomyces orontii* y *Erysiphe cucurbitacearum* pasa a *Golovinomyces*.

2001 Vakal y Kliron demuestran que *Golovinomyces orontii* es incapaz de infectar plantas de la familia de las cucurbitáceas y que el patógeno que ocasiona el daño en esta familia de plantas es el ahora llamado *Golovinomyces cucurbitacearum*.

3.1.3.2.1 *Golovinomyces cucurbitacearum*



Figura 85: Conidióforo y conidias de *Erysiphe cucurbitacearum* vista al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia

3.1.3.2.2 Taxonomía

- Reino:.....Fungi
- Filo:.....Ascomicota
- Clase:.....Leotiomyces
- Subclase:.....Leotiomycetidae
- Orden:.....Erysiphales
- Familia:.....Erysiphaceae
- Género:.....*Golovinomyces*

Tabla 15 *Erysiphales* asociados a *Cucurbitáceas*

Organismo	Hospedero	Síntoma	Órgano afectado	Referencia
<i>Golovinomyces cucurbitacearum</i>	<i>Cucurbitáceas</i>	plesioneclerosis	hojas	McKenzie, E. (2013)
<i>Golovinomyces cucurbitacearum</i>	Pepino	plesioneclerosis	hojas	Na, <i>et al</i> (2008)
<i>Golovinomyces cucurbitacearum</i>	<i>Cucurbitáceas</i>	plesioneclerosis	hojas	Zheng y Chen(1981)

Fuente: Propia

3.1.3.2.3 Hospedero

Sicyos deppei



Figura 86: Apariencia general de la población de plantas enfermas.

Fuente: Propia

3.1.3.2.4 Colecta

Colecta No 7

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 14/08/2017

Predio: Huerta de ingeniería agrícola

Nombre común: Chayotillo

3.1.3.2.5 Tipo de síntoma

Plesionecrosis tipo amarilleo sobre el has de las hojas.



Figura 87: Hojas enfermas.

Fuente: Propia



Figuras 88: Hojas enfermas.

Fuente: Propia

3.1.3.2.6 Caracterización de síntoma y signo



Figura 89: Pequeñas manchas blanca, polvorientas, irregulares en el haz de las hojas.

Fuente: Propia



Figura 90: Envés con presencia del signo en forma de huso color blanco y que corresponde a las alteraciones plesionecroticas que se observan en el haz.

Fuente: Propia

3.1.3.2.7 Análisis de la colecta en laboratorio

Forma del signo: huso

Tipo de signo: cenicilla polvosa.

Ubicación: haz y envés de las hojas

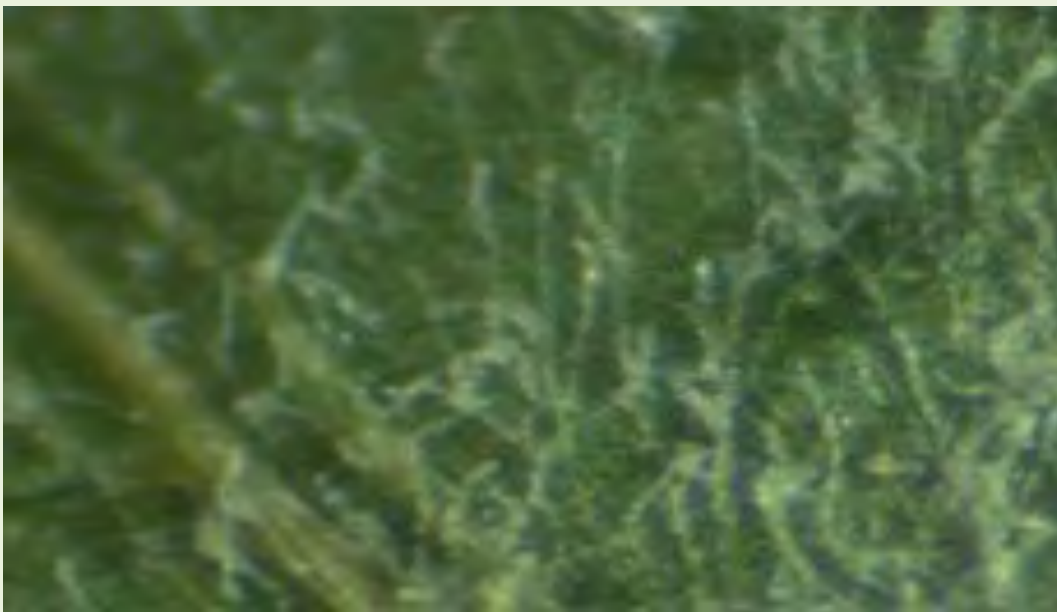


Figura 91: Forma del signo en el envés de la hoja. **Fuente:** Propia



Figura 92: Forma del signo en la hoja (Conidias en cadena) visto al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia

3.1.3.2.8 Análisis Morfológico

Figura 93: Estructuras de *Golovinomyces cucurbitacearum* (fase asexual).

Fuente: Propia

- a)** Conidióforos con célula basal recta, 3 y 1 células cortas y conidias en cadena a 40X
- b)** conidióforo con célula basal recta 2 células cortas y conidias en cadena a 40 X
- c)** Conidias a 40X
- d)** conidias con tubo germinativo a 40 X

Las características morfológicas del patógeno asociado a mildiu en *Sicyos deppei* se resumen de la siguiente manera:

Hifa: recta o sinuosa, geniculada de paredes delgadas casi suave a hialina de 3 a 8 micras de largo **Apresorio hifal:** casi diferente a forma de pezón algunas veces con una superficie crenulada o ligeramente lobulado. **Conidióforo:** Erecto el cual consta de una célula basal que mide 34 micras de largo X 13 micras de ancho 1 a 4 células cortas formando cadenas, forma cilíndrica, hialinas. **Conidias:** elipsoidal, ovoide, limoniforme o cilíndricas con longitud de 30 micras X15 micras de ancho, radio aproximado de 2 micras y sin cuerpos fibrosos.

Para la identificación del patógeno se consultó a Braun y Cook 2012 en donde se describen un gran número de estos hongos.

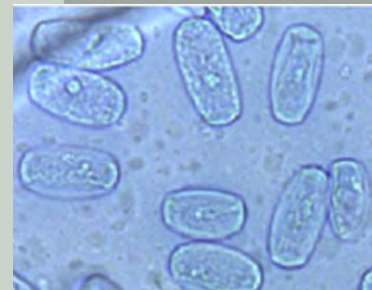
La comparación de las características morfológicas de *Golovinomyces* en *Sicyos deppei* colectado en la FES Cuautitlán están dentro del rango delo reportado por Braun and Cook 2012.



a)



b)



c)



d)

Tabla 16 características morfológicas de *Golovinomyces cucurbitacearum* reportado en *Sicyos deppei*

	McKenzie 2013	Braun y Cook 2012	Vázquez 2017
Conidióforo			
Apresorio hifal	No se reporto	Casi diferente a forma de pezón, ligeramente lobulado	Ligeramente lobulado
Forma	recto	recto	recto
Longitud	30-80 μm	No se reporto	No se reporto
Ancho	9-15 μm	No se reporto	No se reporto
Célula basal	No se reporto	Recta cilíndrica 30-80 micras de largo 9-15micras de ancho	Recta cilíndrica midiendo 34 micras de largo por 13 micras de ancho
Células cortas	No se reporto	una a cuatro células cortas	una a cuatro células cortas
Conidia			
Forma	elipsoidal, ovoide o sub cilíndrica en cadenas	conidia en cadenas, elipsoidal, ovoide, doliforme, limoniforme o cilíndrica	conidias en cadenas, limoniforme, ovoide
Longitud	(18-)25-35 μm	(18-)25-35 μm	30 μm
Ancho	12-22 μm	12-22 μm	15 μm
Radio	1.4-2.2	1.4-2.7	2

Fuente: Propia con datos de McKenzie 2013 y Braun y Cook 2012

3.1.3.2.9 Clave morfológica de la especie

Tomada de Braun and Cook 2012

Llave para la identificación de especie basada en familia de hospedero

Cucurbitaceae

Erysiphe sect. *Erysiphe*-una sola especie (en *Actinostemma* y *Schizopepon* Asia)

.....*Erysiphe actinostemmatidis*

Golovinomyces

1 Conidia corta, usualmente de 25 a 35 micras de longitud por 12 a 18 micras de ancho, célula basal del conidióforo siempre erecto

.....*Golovinomyces cucurbitacearum*

1 Conidia usualmente larga, arriba de 40 micras, y de 15 a 23 micras de ancho, célula basal frecuentemente curvada.....*Golovinomyces orontii*

Leveillula-una sola especie.....*Leveillula taurica* s.lat

Podosphaera sect. *Sphaeroteca*-una sola especie (en varios hospederos)

.....*Podosphaera xanthii*

3.1.3.3 Mildiu en *Bidens* sp

Antecedentes:

1983 Braun reporta a *Erysiphe cumminsiana* como una nueva especie de *Erysiphe*.

1988 La especie fue trasferida al género *Golovinomyces* y se le nombro *Golovinomyces cumminsiana*.

1999 De acuerdo a nuevos datos obtenidos y análisis moleculares Braun divide a *Erysiphe s.l* en tres géneros *Erysiphe*, *Golovinomyces* y *Neoerysiphe*.

Tabla 17 *Neoerysiphe* asociados a *Bidens*

Organismo	Hospedero	Síntoma	Órgano afectado	Referencia
<i>Neoerysiphe cumminsiana</i>	<i>Bidens cf. Ferulifolia</i>	plesionecrosis	hojas	Ale-Agha, et al (2008)
<i>Neoerysiphe cumminsiana</i>	<i>Bidens sp</i>	plesionecrosis	hojas	Heluta et al (2010)
<i>Neoerysiphe cumminsiana</i>	<i>Bidens pilosa</i>	plesionecrosis	hojas	Guatimosim et al (2015)

Fuente: Propia

3.1.3.3.1 *Neoerysiphe cumminsiana*

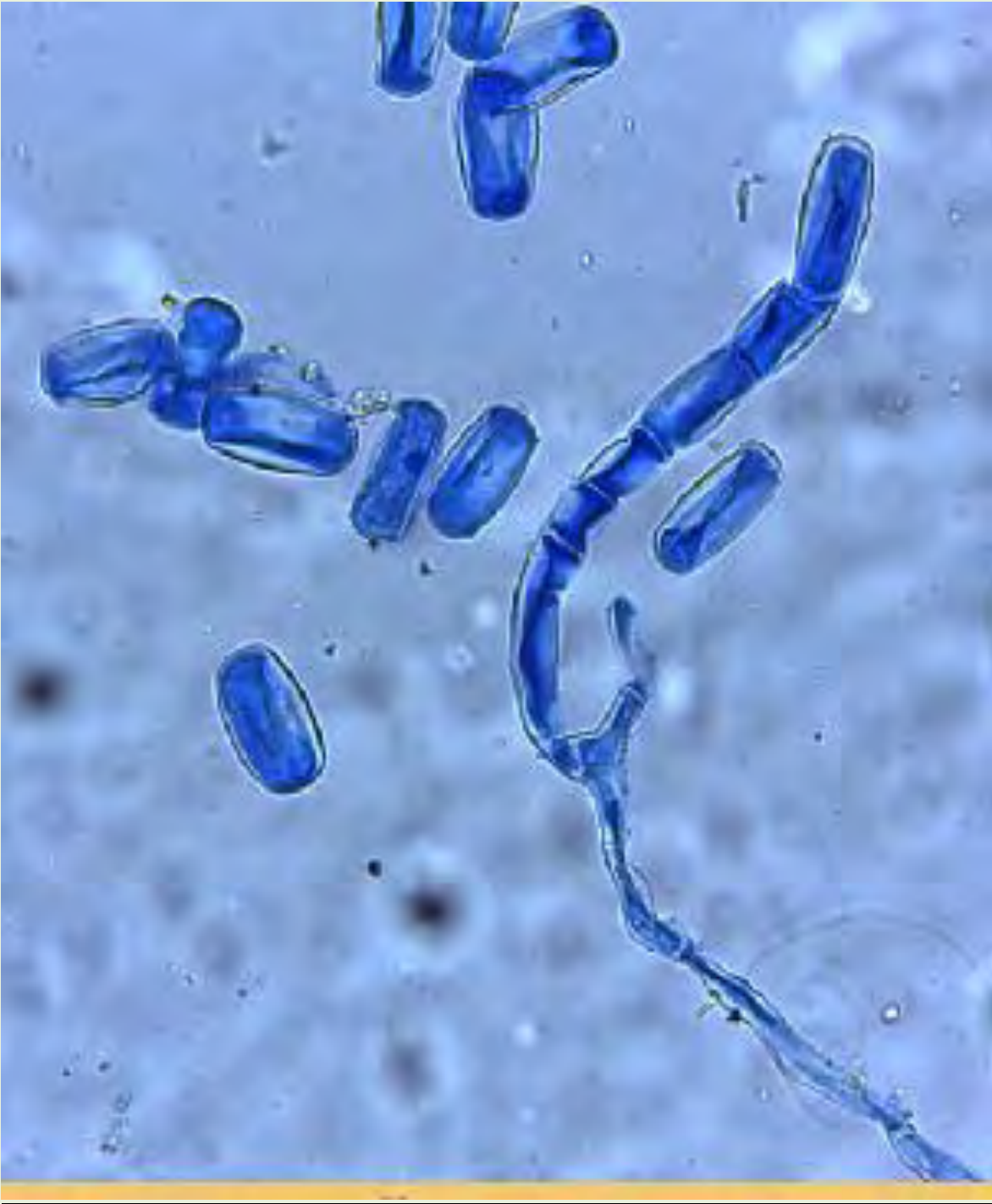


Figura 94: Conidióforo de *Neoerysiphe cumminsiana* con conidias en cadena visto al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia

3.1.3.3.2 Taxonomía

- Reino:.....Fungi
- Filo:.....Ascomicota
- Clase:.....Leotiomyces
- Subclase:.....Leotiomycetidae
- Orden:.....Erysiphales
- Familia:.....Erysiphaceae
- Género:.....*Neoerysiphe*

3.1.3.3.3 Hospedero

Bidens sp



Figura 95: Apariencia general de la planta enferma.

Fuente: Propia

1.4 Colecta

Colecta No 8

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 24/10/2017

Predio: frente a coordinación de ingeniería agrícola

Nombre común: Acahual

3.1.3.3.5 Tipo de síntoma

Plesionecrosis tipo amarilleo sobre el envés de la hoja y puntuaciones necróticas en el haz cubiertas por una capa blanquecina de micelio.



Figura 96: Hojas enfermas.

Fuente: Propia



Figura 97: Hojas enfermas.

Fuente: Propia

3.1.3.3.6 Caracterización de síntoma y signo



Figura 98: Haz de las hojas totalmente cubiertas de una capa algodonosa (micelio) color blanco y puntuaciones necróticas aceitosas.

Fuente: Propia



Figura 99: Envés con micelio menos denso que en el haz con manchar plesioneuroticas que corresponden a las alteraciones del has.

Fuente: Propia

3.1.3.3.7 Análisis de la colecta en laboratorio

Forma del signo: huso

Tipo de signo: cenicilla polvosa.

Ubicación: haz de las hojas



Figura100: Forma del signo en el envés de la hoja. **Fuente:** Propia



Figura 101: Forma y estructura del signo en el envés de la hoja visto al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia

3.1.3.3.8 Análisis morfológico

Figura 102: Estructuras de *Neoerysiphe cumminsiana* (fase asexual).

Fuente: Propia

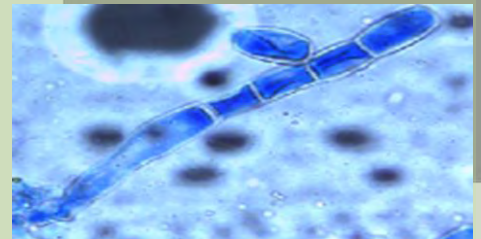
- a) Conidióforos con célula basal ligeramente curvada, 3 células cortas y conidia a 40X
- b) conidióforo con célula basal recta 2 células cortas y conidias en cadena a 40 X
- c) Conidia con y sin tubo germinativo a 40X
- d) Apresorio hifal ligeramente lobulado a 40 X
- e) Apresorio hifal en pares opuestos a 40 X

Las características morfológicas del patógeno asociado a mildiu en *Bidens sp* se resumen de la siguiente manera:

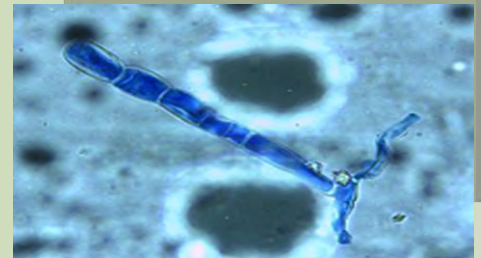
Apresorio hifal: lobulado, solitario o en pares opuestos 4 micras de diámetro **Conidióforo:** Erecto el cual mide 170 micras hasta la célula inicial, consta de una célula basal que mide 55 micras de largo X 12 micras de ancho 1 a 3 células cortas formando cadenas la célula basal tiene forma cilíndrica en ocasiones ligeramente curvada en la base **Conidias:** elipsoidal, ovoide, limoniforme con longitud de 33 micras X16 micras de ancho, radio aproximado de 1.95 micras y sin cuerpos fibrosos.

Para la identificación del patógeno se consultó a Braun y Cook 2012 los cuales describen un gran número de estos hongos.

La comparación de las características morfológicas de *Neoerysiphe* en *Bidens sp* colectado en la FES Cuautitlán están dentro del rango de Braun y Cook.2012.



a)



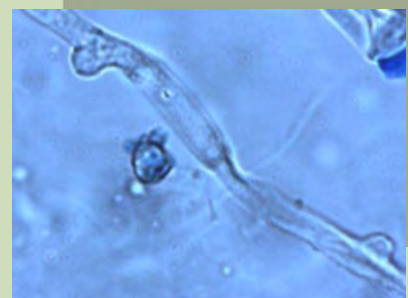
b)



c)



d)



e)

Tabla 18 características morfológicas de *Neoerysiphe cumminsiana* reportado en Bidens

	Guatimosim 2015	Braun y Cook 2012	Vázquez 2017
Conidióforo			
Apresorio hifal	forma de pezón, raramente lobulado	lobulado	lobulado
Forma	erecto, recto, cilíndrico	erecto, derecho	erecto
Longitud	(43-) 55-90 (-114) μm	> 190 μm	170 μm
Ancho	10-13 μm	No reportado	12 μm
Célula basal	recto, cilíndrico, estrechado en el tabique basal, (40-) 43-90 (-114) μm de largo X 10-12 (-13) μm de ancho	cilíndrica, ocasionalmente curvada en la base 20-70 μm de largo X 8-14 μm de ancho	cilíndrica, ocasionalmente curvada en la base 55 μm de largo X 12 μm de ancho
Célula generatriz	de 1 a 3 células cortas	1 a 3 células cortas	1 a 3 células cortas
Conidia			
Forma	ovoide-elipsoide a cilíndrico	elipsoidal-cilíndrica o doliiforme-limoniforme	elipsoidal-cilíndrica o doliiforme-limoniforme
Longitud	(23-) 27-30 (-34) μm	25-40 μm	36 μm
Ancho	12-19 μm	(10) 13 -25 μm	16 μm
Radio	1.91 μm	No reportado	1.95 μm

Fuente: Propia con datos de Guatimosim 2015 y Braun y Cook 2012

3.1.3.3.9 Clave morfológica de la especie

Tomada de Heluta *et al* 2010

Llave para la identificación de *Neoerysiphe* parasitando *Asteráceae*

1 Micelio discreto, micelio secundario ausente; ascoteca bastante grande, principalmente 125-170 μm , hasta 200 μm ; asca 16-32 por cleistotecio; en *Phagnalon*; en la región mediterránea.....*Neoerysiphe joerstadii*

1 Micelio bien desarrollado, presente el micelio secundario; ascoteca más pequeña, generalmente 95-150 μm , si es más grande que solo alrededor de 10 ascas por cleistotecio; en otros hospedantes..... 2

2 Ascoteca grande, principalmente 125-165 μm , con evaginación visible en el lado inferior; en *Senecio* y probablemente en otros anfitriones; en América del Norte y del Sur..... *N. cumminsiana*

2 Ascoteca pequeña, cóncava en la parte baja.....3

3 Micelios primarios y secundarios de color blanco puro; conidios principalmente cilíndricos con extremos redondeados, a menudo oblongo elipsoidal, relación promedio longitud / anchura de 2.7 micras; apéndices capsémicos hialinos, ocasionalmente algo amarronados; en *Cacalia* y *Ligularia*; en Japón.

.....*Neoerysiphe hiratae*

3 Micelio primario y micelio secundario, amarillento, incluso pardusco, principalmente blanco o a veces débilmente pigmentado; conidios elipsoidales o cilíndricos cortos con extremos redondeados, a menudo algo limoniformes, relación promedio longitud / anchura 1.9; apéndices marrones, ocasionalmente hialinos; en diferentes miembros de las *Asteráceae*; principalmente en la región mediterránea.....*Neoerysiphe nevoi*

3.1.3.4 Mildiu en *Picris echioides*

Antecedentes:

1983 Braun reporta a *Erysiphe cumminsiana* como una nueva especie de *Erysiphe*.

1988 La especie fue trasferida al género *Golovinomyces* y se le nombro *Golovinomyces cumminsiana*.

1999 De acuerdo a nuevos datos obtenidos y análisis moleculares Braun divide a *Erysiphe s.l* en tres géneros *Erysiphe*, *Golovinomyces* y *Neoerysiphe*.

2008 Takamatsu reporta que los especímenes *Neoerysiphe* de huéspedes que pertenecen a las *Asteráceae* se dividen en tres subgrupos, cada uno de los cuales corresponde a diferentes tribus anfitrionas y que *Neoerysiphe cumminsiana* podría dividirse en dos especies diferentes.

2010 Heluta reporta y valida con análisis moleculares tres nuevas especies que habían sido tomadas como *Neoerysiphe cumminsiana* estas son *N. hiratae*, *N. joerstadii* y *N. nevoi*.

3.1.3.4.1 *Neoerysiphe nevoi*

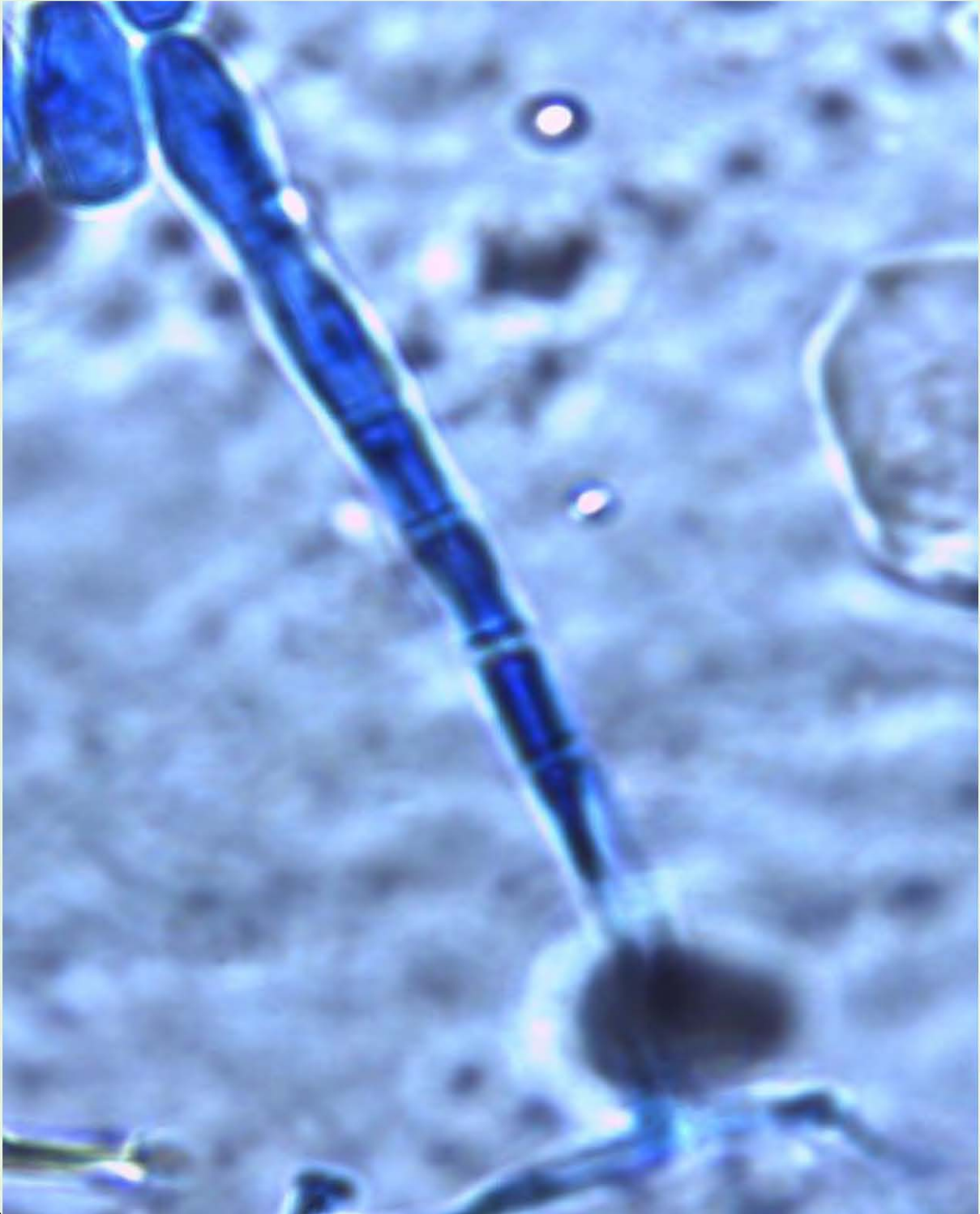


Figura 103: Conidióforo de *Neoerysiphe nevoi* con conidias en cadena visto al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia

3.1.3.4.2 Taxonomía

- Reino:.....Fungi
- Filo:.....Ascomicota
- Clase:.....Leotiomyces
- Subclase:.....Leotiomycetidae
- Orden:.....Erysiphales
- Familia:.....Erysiphaceae
- Género:.....*Neoerysiphe*

3.1.3.4.3 Hospedero

Picris echioides



Figura 104: Apariencia de la planta enferma.

Fuente: Propia

3.1.3.4.4 Colecta

Colecta No 9

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 09/01/2018

Predio: frente a laboratorios de Ingeniería agrícola

Nombre común: lengua de vaca

3.1.3.4.5 Tipo de síntoma

Plesionecrosis tipo amarilleo.



Figura 105: Hojas enfermas.

Fuente: Propia



Figura 106: Hoja enferma.

Fuente: Propia

3.1.3.4.6 Caracterización de síntoma y signo



Figura 107: Haz de las hojas presentando una plesionecrosis tipo amarilleo en la parte del borde y cubiertas de una capa polvosa de color blanco.

Fuente: Propia



Figura 108: Envés con presencia del signo en forma de huso color blanco en toda la hoja y que corresponde a las alteraciones plesionecroticas que se observan en el haz.

Fuente: Propia

3.1.3.4.7 Análisis de la colecta en laboratorio

Forma del signo: huso

Tipo de signo: cenicilla polvosa.

Ubicación: haz de las hojas



Figura 109: Forma del signo en el haz de la hoja visto al microscopio.

Fuente: Propia

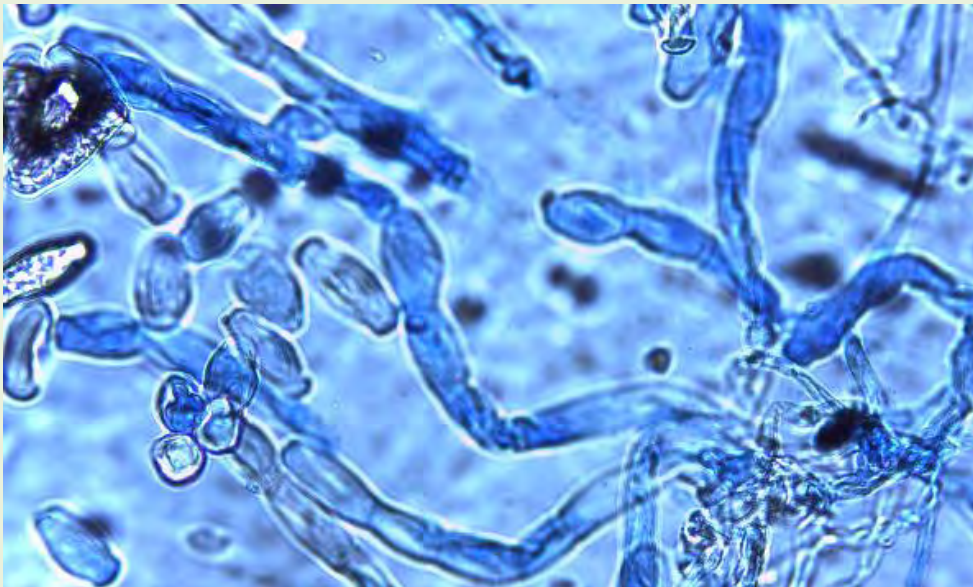


Figura 110: Forma y estructura del signo en el envés de la hoja visto al microscopio a 40 X.

Fuente: Propia

3.1.3.4.8 Análisis morfológico

Figura 111: Estructuras de *Neoerysiphe nevoi* (fase asexual).

Fuente: Propia

- a) Conidióforos, conidia, hifa primaria e hifa secundaria 40X
- b) conidióforos con célula basal elongada, 1 célula corta y conidias en cadena a 40 X
- c) Conidias a 40X
- d) Conidia con tubo germinativo a 40 X

Las características morfológicas del patógeno asociado a mildiu en *Picris echioides* se resumen de la siguiente manera:

Hifa: de 5 micras de ancho. **Apresorio hifal:** en micelio primario, variable en forma y tamaño ligeramente lobulado **Conidióforo:** Erecto a algo curvado de 160 micras de largo hasta la conidia inicial consta de una célula basal, cilíndrica, que mide 76 micras de largo X 12 micras de ancho y de 1 a 2 células Cortas formando Cadenas. **Conidias:** elipsoidal, ovoide, limoniforme con longitud de 33 micras X 16 micras de ancho, radio aproximado de 1.95 micras y sin cuerpos fibrosos.

Para la identificación del patógeno se consultó a Braun y Cook 2012 los cuales describen un gran número de estos hongos.

La comparación de las características morfológicas de *Neoerysiphe* en *Picris echioides* colectado en la FES Cuautitlán están dentro de lo reportado por Braun y Cook.2012.



a)



b)



c)



d)

Tabla 19 características morfológicas de *Neoerysiphe nevoi* reportado en *Picris*

	Braun y Cook 2012	Vázquez 2017
Conidióforo		
Apresorio hifal	ligeramente lobulado	ligeramente lobulado
Forma	recto a algo curvado	recto
Longitud	125 a 165 μm	160 μm
Ancho	No reportado	No reportado
Célula basal	cilíndrica, 28.8-45.5(100) μm de largo X 9.5-12.5 μm de ancho	76 micras de largo X 12 micras de ancho
Célula generatriz	1 a 2 células cortas	1 a 2 células cortas
Conidia		
Forma	elipsoidal o cilíndrica, seguido casi limoniforme	elipsoidal, ovoide, limoniforme
Longitud	23.5-36 μm	33
Ancho	11-17.5 μm	16
Radio	1.5- 2.5 μm	1.95

Fuente: Propia con datos de Braun y Cook 2012

3.1.3.4.9 Clave morfológica de la especie

Tomada de Heluta *et al* 2010

Llave para la identificación de *Neoerysiphe* parasitando *Asteráceae*

1 Micelio discreto, micelio secundario ausente; ascoteca bastante grande, principalmente 125-170 μm , hasta 200 μm ; asca 16-32 por cleistotecio; en *Phagnalon*; en la región mediterránea.....*Neoerysiphe joerstadii*

1Micelio bien desarrollado, presente el micelio secundario; ascoteca más pequeña, generalmente 95-150 μm , si es más grande que solo alrededor de 10 ascas por cleistotecio; en otros hospedantes..... 2

2Ascoteca grande, principalmente 125-165 μm , con evaginación visible en el lado inferior; en *Senecio* y probablemente en otros anfitriones; en América del Norte y del Sur..... *N. cumminsiana*

2 Ascoteca pequeña, cóncava en la parte baja.....3

3 Micelios primarios y secundarios de color blanco puro; conidios principalmente cilíndricos con extremos redondeados, a menudo oblongo elipsoidal, relación promedio longitud / anchura de 2.7 micras; apéndices capsémicos hialinos, ocasionalmente algo amarronados; en *Cacalia* y *Ligularia*; en Japón.

.....*Neoerysiphe hiratae*

3 Micelio primario y micelio secundario, amarillento, incluso pardusco, principalmente blanco o a veces débilmente pigmentado; conidios elipsoidales o cilíndricos cortos con extremos redondeados, a menudo algo limoniformes, relación promedio longitud / anchura 1.9; apéndices marrones, ocasionalmente hialinos; en diferentes miembros de las *Asteráceae*; principalmente en la región mediterránea.....*Neoerysiphe nevoi*



3.2 Saprobios Facultativos

3.2.1 Mancha foliar, descripción de la enfermedad

Los patógenos que comúnmente provocan síntomas conocidos como manchas foliares son hongos pertenecientes al grupo de los Deuteromycetes, también llamados hongos imperfectos por no contar con una fase sexual. Este grupo de patógenos se caracteriza por provocar manchas en las hojas, que van de una leve decoloración en ambas superficies de las hojas a manchas bien definidas y conspicuas de las hojas, con bordes de color. Cuando la enfermedad alcanza cierta etapa de gravedad, la hoja se puede curvar, secar y caer.

Existen tres tipos de Deuteromycetes:

Blastomycetes: tienen el soma formado por células con aspecto de levadura, con pseudomicelio; si tienen micelio verdadero nunca está bien desarrollado.

Coelomycetes: hongos con micelio septado bien desarrollado y que se reproducen mediante conidios que se forman en picnidios o acérvulos.

Hyphomycetes: Hongos con micelio septado bien desarrollado y que cuyos picnidios nunca se forman en picnidios o acérvulos.

3.2.1.1 Mancha foliar en *Acalypha indica*.

Antecedentes:

1863 Fresenius describe al género *Cercospora*.

1931 Clements y Shear designan a *Cercospora apii* como especie "lectotipo" de *Cercospora Fresen.*

1910 Spegazzini divide el género *Cercospora* y publica un nuevo nombre genérico *Cercosporina Speg.* Antes *Cercospora apii*.

1954 Chupp publica su monografía del genero *Cercospora*.

1989 Castañeda y Braun sugieren reanalizar tres especies de *Pseudocercospora* descritas de especies de *Acalypha*.

1997 Braun y Melnik dividieron *Cercospora s. lat.* en numerosos géneros más pequeños basados en características morfológicas.

2003 Crous y Braun publican la compilación de los nombres en *Cercospora* y *Passalora* redefinen las características morfológicas de *Cercospora s. lat.* basados en la morfología y análisis moleculares.

2003 Crous y Braun consideran a *Pseudocercospora acalyphicola*, *Pseudocercospora acalyphincola*, *Cercospora gangetica* y *Pseudocercospora acalyphae* como sinónimos.

3.2.1.1.1 *Pseudocercospora acalyphincola*



Figura 112: Conidióforo y conidia de *Pseudocercospora* a 40 X.

Fuente: Propia

3.2.1.1.2 Taxonomía

- Reino:.....Fungi
- Clase:.....Deuteromycetes
- Orden:.....Moniliales
- Familia:.....Moniliaceae
- Género:.....*Pseudocercospora*

Tabla 20 Características morfológicas de *Cercospora* y *Pseudocercospora* reportadas en *Acalypha*

Organismo	Hospedero	Síntoma	Órgano afectado	Referencia
<i>Pseudocercospora acalyphincola</i>	<i>Acalypha havanensis</i>	Mancha foliar	hojas	Castañeda y Braun (1989)
<i>Cercospora acalyphincola</i>	<i>Acalypha boehmerioides</i>	Mancha foliar	hojas	Castañeda y Braun (1989)
<i>Pseudocercospora acalyphincola</i>	<i>Acalypha macrostachya</i>	Mancha foliar	hojas	Kirschner y Piepenbring(2006)

Fuente: Propia

3.2.1.1.3 Hospedero

Acalypha indica



Figura 113: Apariencia general de la población de plantas enfermas.

Fuente: Propia

3.2.1.1.4 Colecta

Colecta No 10

Localidad: Cuautitlán estado de México

Fecha: 4/11/2017

Predio: parcelas de maíz atrás de los invernaderos de ingeniería agrícola

Nombre común: Hierba del golpe

3.2.1.1.5 Tipo de síntoma

Mancha foliar y plesionecrosis tipo amarilleo.



Figura 114: Hojas enfermas.

Fuente: Propia



Figura 115: Hojas enfermas.

Fuente: Propia

3.2.1.1.6 Caracterización de síntoma y signo



Figura 116: Haz con manchas necróticas foliares pequeñas de 2 milímetros de diámetro cuando inician tapizando la lámina foliar, sin halo Plesionecrotico (amarillo) rodeando la mancha foliar, cuando coalescen estas manchas se convierten el síntoma a tizón, afectando a peciolo, tallos, flores y frutos, si el ataque de *Cercospora*, es muy severo, se hace aparente zonas plesionecroticas (amarillo) cubriendo el tejido foliar. La incidencia de la enfermedad en las zonas de colecta, llego a un 100 % y la severidad alcanza hasta un 40%.

Fuente: Propia



Figura 117: Envés con manchas necróticas color púrpura, abundantes, irregulares, y que corresponde a las alteraciones plesionecroticas que se observan en el haz.

Fuente: Propia

3.2.1.1.7 Análisis de la colecta en el laboratorio

Forma del síntoma: mancha foliar

Tipo de signo: forma de aguja

Ubicación: haz y envés de las hojas



Figura 118: Forma del signo vista al microscopio.

3.2.1.1.8 Análisis morfológico

Figura 119: Estructuras de *Pseudocercospora*.

Fuente: Propia

a) Conidióforo con conidias tomado de la colonia a 40X, b) conidias segmentadas tomadas directamente de la planta a 40X, c) Conidióforo y conidia tomado directamente de la planta 40X, d) segmentación de la conidia a 40X.

Las características morfológicas del patógeno asociado a manchas foliares en *Acalypha indica* se resumen de la siguiente manera:

Conidióforos: fasciculados generalmente en grupos de cuatro, no ramificados, no septados, algo curvados, café pálido, geniculados, con hilum conspicuo. de 59 micras de longitud

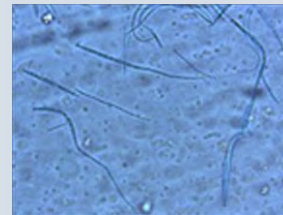
Conidias: Solitarias fusiformes, rectas, algunas curvadas en la parte apical, de 57 micras de longitud hialinas, lisas, con hilum conspicuo en la base, septadas de 4 a 14 septos, anchos en la base de inserción al conidióforo.

Para la identificación del patógeno se consultó a Castañeda y Braun 1987 los cuales describen un gran número de estos hongos.

La comparación de las características morfológicas de *Pseudocercospora* en *Acalypha indica* colectado en la FES Cuautitlán están dentro de lo reportado por Castañeda y Braun.1987.



a)



b)



c)



d)

Tabla 21 características morfológicas de *Pseudocercospora* reportado en *Acalypha*

	Braun y Castañeda 1987	Kirschner y Piepenbring 2006	Vázquez 2017
Conidióforo			
Fascículos	De 2 15	>20	De 4 a<20
Forma	Fasciculado, geniculado, café oliváceo no septado	recto, apicalmente geniculado, no ramificado color café pálido	Fasciculado, no septado algo curvado color café claro
Longitud	(10-)20-40(50) μ m	(13-)17-27.5(32) μ m	59 μ m
Ancho	2-3.5 μ m	2.5-4 μ m	μ m
Cicatriz	No reportado	No engrosada no pigmentada	Engrosada pigmentada
Conidia			
Forma	Solitaria, subcilíndrica, subfusiforme, de 2 a 8 septos	Lisas rectas o ligeramente curvadas de 1 a 8 septos	Solitarias fusiformes, rectas, algunas curvadas en la parte apical, lisas de 4 a 14 septos
Longitud	20-50 μ m	(3-)52-93.5(121) μ m	57 μ m
Ancho	2-4	3 -4.5 μ m	μ m
Color	Subhialina	Marrón pálido	Hialinas

Fuente: Propia con datos de Braun y Castañeda 1987 y Kirschner y Piepenbring 2006

1.9 Clave morfológica de género

Tomado de Crous and Braun 2003 y modificado por Anun *et al* 2011

Clave dicotómica para la identificación de los 4 géneros de los verdaderos cercosporoides.

1 Locus conidiogeno inconspicuo sub denticulado pero siempre engrosado y no oscurecido o subconspicuo, es decir engrosado pero algo refractivo a ligeramente oscurecido, o solamente el borde exterior ligeramente oscurecido y refractivo, como un diminuto anillo.....*Pseudocercospora*

1 Locus conidiogeno inconspicuo, es decir engrosado y oscurecido por todas partes, solo con un diminuto poro central.....2

2 con micelio verrucoloso superficial secundario, conidia amero a scolecosporus, mayor mente verrucolosa.....*Stenella*

2 Si presenta micelio superficial secundario, hifa suave o casi suave.....3

3 Conidia hialina o subhialina scolecosporus, acicular, obclavada-cilindrica, filiforme, usualmente pluriceptada.....*Cercospora*

3 Conidia pigmentada o si, subhialina, conidia no scolecosporus, elipsoide-ovoide, corta, cilíndrica y solo poco septada.....*Passalora*

Capítulo 4. Discusión

Mildius Velloso

Los patógenos asociados a la plesionecrosis en el follaje de *Galinsoga parviflora* y *Chenopodium murale* pertenecen al reino chromista, familia Peronosporaceae los cuales son el agente causal de varias enfermedades en Asteráceae y Chenopodiaceae, el patógeno fue extraído directamente de partes vegetales enfermas para poder caracterizarlo. Con respecto a otros trabajos concordamos con las reportadas por Campbell 1932, Choi *et al.* 2008 y Pankaj *et al.* 2010.

Royas

Los patógenos asociados a la holonecrosis en el follaje de *Ipomea orizaba*, *Malva sp* y *Oxalis sp* son hongos Basidiomycete, del genero *Puccinia*. Los patógenos de esta familia son altamente especializados por lo que una familia en especial es el agente causal de enfermedades en un número pequeño de plantas relacionadas taxonómicamente y a las cuales se les da el nombre de royas por la gran cantidad de esporas en forma de herrumbre que crece en el envés de las hojas. Con respecto a otros trabajos tenemos la concordancia con lo reportado por Cummins y León Gallegos 1983 y por Cummins y Hiratzuka 2003, en los mismos hospederos.

Mildius polvosos

Los patógenos asociados a la plesionecrosis en el follaje de *Sonchus oleraceus*, *Sicyos deppei*, *Bidens sp* y *Picris echioides* son Ascomycetes pertenecientes a la familia Erysiphaceae varios patógenos de esta familia son el agente causal de enfermedades en Asteráceas y a las cuales se les da en nombre de mildiu polvoso por la gran cantidad de micelio y conidias en el haz de las hojas y que son fácilmente desprendidos, el patógeno fue extraído directamente de partes vegetales enfermas con una alta incidencia. Al medir las estructuras del patógeno se pudo caracterizar, comparar y concordar con lo reportado por Braun y Cook 2012.

Mancha foliar

El patógeno asociado a manchas foliares en *Acalypha indica* colectado en la FES Cuautitlán corresponde a la descripción hecha por Castañeda y Braun 1987 en *Acalypha havanensis* el cual fue identificado por los dos autores como *Pseudocercospora acalyphincola* el cual es un Deuteromycetes perteneciente a la familia Moniliaceae genero *Pseudocercospora* que es el agente causal de provocar manchas foliares en *varias* especies de *Acalypha*.

Capítulo 5. Conclusión

- De la técnica de colecta se pudo obtener la identificación y descripción de 8 hongos y 2 chromistas, se identificaron 10 malezas y 4 enfermedades asociadas a su sintomatología.
- Las técnicas que se utilizaron para la validación del signo fueron eficientes ya que mediante ellas se pudo extraer al patógeno del tejido vegetal para poder medirlo y caracterizarlo.
- Los medios de cultivo utilizados (para saprobios facultativos) fueron eficaces ya que en todos se observó esporulación del hongo.
- La técnica de microcultivo permitió observar a detalle fases reproductivas y somáticas para realizar una correcta identificación.
- Se contribuye con el catalogo Hongos asociados a enfermedades de malezas en el cual se describe la enfermedad, datos de la colecta, síntoma y signo así como el análisis morfológico del patógeno asociado a los síntomas de la maleza enferma.

Capítulo 6. Glosario

Conidia: Espora asexual no móvil.

Conidióforo: Hifa, simple o ramificada, que esta morfológicamente y/o fisiológicamente diferenciada de una hifa somática para producir y portar conidios.

Dicotómicas: Ramificación en que el punto vegetativo se divide en dos equivalentes, de manera que se produce una horcadura de ramas iguales, por lo menos al principio.

Eflorescencia: Conjuntó de micelio y esporos de hongos patógenos de las plantas que sale al exterior de las mismas y puede ser observado a ojo desnudo.

Elipsoidal: se dice de un cuerpo solido que forma una elipse en el plano longitudinal y un círculo en corte transversal.

Micelio: Conjunto o masa de hifas que constituye el cuerpo vegetativo o talo de un hongo.

Mildiu: Crecimiento micelial superficial, usualmente blanquecino, producido por hongos sobre materia orgánica o plantas vivas.

Basidiosporas: Espora sexual típica de los basidiomicetes, formada en la parte externa de un basidio, en números de 1-2 o 4. Las basidiosporas son haploides y se forman individual y acrógenamente sobre los esterigmas de los basidios, como resultado de la cariogamia y la meiosis; al germinar producen micelio primario, el cual forma los micelios secundarios y terciarios, y de este último se originan los cuerpos fructíferos productores de basidios.

Ecio: Estadio 1 de las royas macrocíclicas o demicíclicas en el que se originan eciosporas capaces de infectar a una planta de diferente especie.

Ectoparásito: organismo parásito que en su mayor parte se desarrolla en el exterior de otro organismo (el hospedante), del cual se nutre por medio de haustorios que penetran en las células o los tejidos del hospedante.

Endobiótico: Organismo parásito o saprobio que desarrolla tanto sus estructuras reproductivas como somáticas en el interior del hospedante o del sustrato.

Endofítico: Hongo que vive dentro de tejidos vegetales sin mostrar signos externos de su presencia.

Endoparásito: organismo parásito que se desarrolla en el interior de una célula o de

los tejidos de otro organismo, del cual se alimenta.

Espermagonio: Estructura parecida a un picnidio en la que se producen espermacios; funcionan en la espermatización en la reproducción sexual.

Esporangio: Estructuras que produce esporas en forma asexual y endógeno

Esporangioforo: Estructura que sostiene esporangios produce y sostiene las esporas. En los hongos, hifa que lleva uno a varios esporangios.

Heteroico: Hongo parásito que desarrolla una parte de su ciclo de vida en un hospedante y otra parte en otro hospedante de distinta especie.

Hialinos: Transparente e incoloro, como si fuera de cristal o por lo menos diáfano. Inicialmente las hifas, las esporas y otro tipo de estructuras son hialinas en la mayoría de los hongos, y en muchos permanecen así incluso en la madurez.

Inoculo: Material fúngico que es transferido a un organismo, un sustrato o un medio de cultivo con el fin de propagarlo. En fitopatología y micología médica se refiere a la porción del patógeno que es transferida al hospedante, ya sea de manera artificial o natural, con objeto de causar la infección al hospedante.

Macrocíclico: Se aplica a las especies de royas con un ciclo de vida largo, que comprende cinco fases o estados de desarrollo, cada uno de ellos con un tipo de espora característica (espermacios, eciosporas, urediniosporas, teliosporas y basidiosporas). Las royas macrocíclicas pueden ser autoicas o heteroicas, dependiendo si completan su ciclo de vida en un solo hospedante o en dos diferentes hospedantes, respectivamente.

Micelio: Conjunto o masa de hifas que constituye el cuerpo vegetativo o talo de un hongo.

Mildiu: Crecimiento micelial superficial, usualmente blanquecino, producido por hongos sobre materia orgánica o plantas vivas.

Napiforme: De forma similar a la de un nabo, es decir, hinchado bulboso en el ápice y adelgazado abruptamente hacia la base.

Oídium: Fase asexual o conidial del género *Erysiphe*

Plesionecrosis: El amarilleo, la marchitez y la hidrosis son manifestaciones comunes de Plesionecrosis. El amarillo resulta de la destrucción por desintegración de la clorofila.

Sinuoso: que tiene muchas sinuosidades u ondulaciones

Somática: Concerniente o relativo al cuerpo ya sea en estructura o en funciones pero no a las partes o fases reproductoras.

Teliosoro: Grupo de células binucleadas en un soro que produce teliosporas, las cuales son esporas de resistencia en los hongos parásitos de plantas denominados royas y carbones. Los telios de las royas son un estado del ciclo de vida que siempre está presente.

Uredosoro: Cada una de las pústulas, de color ocre o rojo óxido, que produce uredosporas, y que forman las royas en los tejidos de la planta infectada. Los uredosoros carecen de peridio o pared propia, puesto que surgen a través de la epidermis desgarrada del hospedante.

Uredosporas: Espora binucleada, unicelular, sésil o pedicelada que se forma en los uredosoros de los hongos conocidos como royas.

Vector: Se aplica a un organismo que transmite o propaga a otro organismo

Capítulo 7. Bibliografía

- Agrios, G.N. (2005). Plant Pathology. (5^{ta} edición). Elsevier Academic Press. Amstendam, Boston, Heidelberg, London, New York, Oxford, Paris, San Diego, San Francisco, Singapur, Sidney, Tokio. 992 p.
- Álvarez, B., & Torés, J. A. (1995). Ausencia de huéspedes alternativos del oídio de las cucurbitáceas en la costa oriental de Málaga. Bol. Sanidad. Veg. Plagas, 21, 185-193.
- Ale-Agha, N., Boyle, H., Braun, U., Butin, H., Jage, H., Kummer, V., & Shin, H. D. (2013). Taxonomy, host range and distribution of some powdery mildew fungi (Erysiphales). Schlechtendalia, 17, 39-54.
- Ash, G.J. (2010). The science, art and business of successful bioherbicides. Biological Control, 52(3), 230-240.
- Blanco, Y. & Leyva, A. (2007). Las arvenses en el agroecosistema y sus beneficios agroecológicos como hospederas de enemigos naturales. Cultivos tropicales, 28(2).
- Boyetchk, S., & Peng, G. (2004). Challenges and strategies for development of mycoherbicides. Fungal biotechnology in agricultural, food, and environmental applications, 21, 111-121
- Braun, U. 1983. Descriptions of new species and combinations in Microsphaera and Erysiphe. Mycotaxon. 18:13-129
- Braun, U., & Cook, R.T.A. (2012). Taxonomic Manual of the *Erysiphales* (*Powdery Mildews*). CBS Biodiversity. 707 p.
- Calonge, F. 1974 Aspectos micro y ultramicroscopios de la Puccinia malvacearum Mont. Inst. Bot. Cavanilles 31 (2): 155-170
- Calonge, F., Menezes, D. S. M., Aguiar, G., & Rocha, E. (2008). Adiciones al catálogo micológico de Madeira (Portugal). II. Registro de 23 especies nuevas. Boletín Sociedad Micológica de Madrid, 32, 249-259.

- Campbell, L. (1932). Some species of *Plasmopara* on composites from Guatemala. *Mycología*, 24(3), 330-333.
- Chaboussou, F. (1997). La teoría de la trofobiosis. *Mach Nro.* 19, Mayo 1998, pp: 15, 19.
- Choi, J. K., Kim, B. S., Hong, S. H., Cho, S. E., & Shin, H. D. (2014). First report of powdery mildew caused by *Golovinomyces sonchicola* on *Ixeris chinensis* in Korea. *Plant Disease*, 98(7), 999-999
- Choi YJ, Denchev CM, Shin HD (2008) Morphological and molecular analyses support the existence of host-specific *Peronospora* species infecting *Chenopodium*. *Mycopathologia* 165, 155–164. doi:10.1007/s11046-007-9087-7
- Choi, Y. J., Danielsen, S., Lübeck, M., Hong, S. B., Delhey, R., & Shin, H. D. (2010). Morphological and molecular characterization of the causal agent of downy mildew on quinoa (*Chenopodium quinoa*). *Mycopathologia*, 169(5), 403-412.
- Coock, M.J.W. (1996). Capítulo 9. Control Biológico de Malezas. FAO Plant Production and Protection Paper.11p.
- Cuervo U.Y., Espadas R.M., Zita P.G., 1999 Manual de Practicas de fitopatología Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán UNAM
- Cummins, B.G & León Gallegos,M.H.(1981) Uredinales Royas de Mexico. Culiacan, Sinaloa, Mexico. Instituto Nacional de Investigaciones Agricolas (INIA)
- Cummins,B,G & Hiratsuka.Y.(2003).Genera of Rust Fungi.(3ra ed).St, Paul, Minesota.The American Phytopatological Society.
- Dagno, K., Lahlali, R., Diourté, M., & Jijakli, M. H. (2012). Present status of the development of mycoherbicides against water hyacinth: successes and challenges. A review. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, 16(3), 360.
- Deighton, F. C. (1960). Article 59. *Taxon*, 9(8), 231-241.

- Dhingra O. D. y Sinclair J. B. 1995. Basic Plant Pathology Methods. CRC Press.355p.
- Duarte, L. L., Choi, Y. J., Soares, D. J., & Barreto, R. W. (2014). *Plasmopara invertifolia* sp. nov. causing downy mildew on *Helichrysum bracteatum* (Asteraceae). *Mycological progress*, 13(2), 285-289.
- Guatimosim, E., Pinto, H. J., Pereira, O. L., Fuga, C. A., Vieira, B. S., & Barreto, R. W. (2015). Pathogenic mycobiota of the weeds *Bidens pilosa* and *Bidens subalternans*. *Tropical Plant Pathology*, 40(5), 298-317.
- Gustavsson, A. (1991). The genus " *Peronospora*" in the Iberian peninsula, especially in northern Spain and Andorra. In *Anales del Jardín Botánico de Madrid* (Vol. 49, No. 1, pp. 3-38). Real Jardín Botánico.
- Harding, D. P., & Raizada, M. N. (2015). Controlling weeds with fungi, bacteria and viruses: a review. *Frontiers in plant science*, 6.
- Heluta, V., Takamatsu, S., Harada, M., & Voytyuk, S. (2010). Molecular phylogeny and taxonomy of Eurasian *Neoerysiphe* species infecting Asteraceae and Geranium. *Persoonia: Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi*, 24, 81.
- Holliday P.1980. Fungus disease of tropical crops.GranBretaña.CambridgeUniversity press.607p
- Introducción a la teoría del control biológico de plagas, disponible en :
[:https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-control_biologico_de_plagas.pdf](https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-control_biologico_de_plagas.pdf)
- Kirschner, R., & Piepenbring, M. (2006). New species and records of cercosporoid hyphomycetes from Panama. *Mycological Progress*, 5(4), 207-219.
- Long, W. H., & Harsch, R. M. (1918). Aecial stage of *Puccinia oxalidis*. *Botanical Gazette*, 65(5), 475-478.
- Malezas de México disponible en :
<http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/0claves/0claves-inicio.htm>.

- Matsuda, S., & Takamatsu, S. (2003). Evolution of host–parasite relationships of Golovinomyces (Ascomycete: Erysiphaceae) inferred from nuclear rDNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 27(2), 314-327.
- Mendoza, Z.C Y Pinto, B.C. (1983). Principios de Fitopatología y enfermedades causadas por hongos. Chapingo Mexico: Universidad autónoma Chapingo, departamento de parasitología agrícola.
- Morfología de criptogamas 2017 disponible en:
<http://www.dbbe.fcen.uba.ar/contenido/objetos/ClavedeHongosIV2017.pdf>
- Pankaj Baiswar, Satish Chandra, Rajesh Kumar and S. V. Ngachan (2010) *Peronospora variabilis* on *Chenopodium murale* in India. *Australasian Plant Disease Notes*, 5, 45–47
- Pei, D., Xu, X., Feng, Y., & Li, C. (2012). First report of powdery mildew caused by *Golovinomyces cichoracearum* on *Sonchus asper* in China. *Plant Disease*, 96(5), 766-766.
- Pineda-López, B. La roya de la malva (*Puccinia malvacearum*) afectando malva común (*Malva sylvestris*) y malva ornamental cultivar “zebrina” (*M. sylvestris* cv Zebrina).
- Plantas y Hongos disponible en :
<http://www.plantasyhongos.es/glosario/oospora.htm>
- Primer reporte de *Coleosporium ipomoeae* Burriel (Uredinales) sobre *Ipomoea fistulosa* Max et Choisy (Convolvulaceae) en panama. disponible en :
<http://agrociencia-panama.blogspot.mx/2010/10/primer-reporte-de-Coleosporium-ipomoeae.html>
- R.Y. Zheng y G.Q. Chen.1981.The genus *Erysiphe* in China.*Sydowia* 34: 214-327.
- Ruiz, R. C., & Braun, U. (1989). *Cercospora* and allied genera of Cuba (I). *Cryptogamic Botany*, 1, 42-55.

- Saenz, G. S., & Taylor, J. W. (1999). Phylogeny of the Erysiphales (powdery mildews) inferred from internal transcribed spacer ribosomal DNA sequences. *Canadian Journal of Botany*, 77(1), 150-168
- Sanidad vegetal disponible en:
http://ocwus.us.es/produccion-vegetal/sanidad-vegetal/tema_21/page_06.htm
- Schroeder, J., Thomas, S. H., & Murray, L. W. (2005). Impacts of crop pests on weeds and weed–crop interactions. *Weed science*, 53(6), 918-922.
- Silva V.M., 2011. Hongos Asociados a Tule *Typha dominguensis* pers. En canales de riego en tres regiones de México. Tesis de Licenciatura. Facultad de estudios superiores Cuautitlán UNAM.
- Testen, A. L., del Mar Jiménez-Gasco, M., Ochoa, J. B., & Backman, P. A. (2014). Molecular detection of *Peronospora variabilis* in quinoa seed and phylogeny of the quinoa downy mildew pathogen in South America and the United States. *Phytopathology*, 104(4), 379-3.
- To-Anun, C., Hidayat, I., & Meeboon, J. (2011). Genus *Cercospora* in Thailand: taxonomy and phylogeny (with a dichotomous key to species). *Plant Pathology & Quarantine*, 1(1), 11-87.
- Ulloa, M y Hanlin, T.R. 2006. Nuevo Diccionario ilustrado de Micología. Minnesota, U.S.A. The American Phytopathological Society. 672p.
- Vakalounakis, D.J.; Klironomou, E. 2001. Taxonomy of *Golovinomyces* on cucurbits. *Mycotaxon*. 80:489-491
- Versluys, W. S. (1977). New plant disease record in New Zealand: *Puccinia oxalidis* on *Oxalis*. *New Zealand journal of agricultural research*, 20(3), 429-430.
- Vieira, F., Pereira, O. L., & Barreto, R. W. (2004). First report of *Coleosporium Ipomoeae* on *Ipomoea fistulosa* in Brazil. *Fitopatologia Brasileira*, 29(6), 693-693.

- Wisler, G. C., & Norris, R. F. (2005). Interactions between weeds and cultivated plants as related to management of plant pathogens. *Weed Science*, 53(6), 914-917
- Yun, T. (1987). Taxonomic studies on the genus *Plasmopara* of china III. New species, new combination and new record of *Plasmopara* on family compositae. *Mycosystema*, 2, 000.