

ANEXO II

Convenio SEDEMA/DGSANPAVA/002/2020 - CM-CSAM-UJ-CV-034-2020

Nombre del Convenio: Plan Maestro (incluye regeneración ambiental de las 4 secciones)

CONSIDERACIONES PARA EL CONTROL DEL PLAGAS Y ENFERMEDADES QUE AFECTAN A LOS ARBOLES DE FRESNO (*Fraxinus uhdei*), UBICADOS EN LA TERCERA SECCIÓN DEL BOSQUE DE CHAPULTEPEC.

1. Importancia de los bosques urbanos para la población mundial.

Los bosques urbanos se definen como la red o sistema que comprende el arbolado; son grupos de árboles individuales ubicados en las áreas urbanas y periurbanas (FAO, 2016).

Estos bosques son considerados los pulmones de los entornos urbanos, por lo que su estudio y cuidado resulta de gran importancia (Espinoza-Zuñiga et al., 2019). Se ha estimado que más del 50% de la población mundial vive actualmente en núcleos urbanos y se estima que para el año 2050 este porcentaje incrementará al 70% (Borelli et al., 2018).

La presencia de áreas verdes urbanas dentro de las ciudades toma particular relevancia, no solo por su colorido, aromas y belleza, sino también porque brindan un gran número de servicios ambientales y ecosistémicos, como son; provisión de alimentos y materias primas, la captura de dióxido de carbono, regulación hídrica, aumento de evapotranspiración, mejora de la calidad del aire, reducción del ruido, disminución de la contaminación, refugio de fauna silvestre, además de proporcionar un lugar de esparcimiento para la población (Canton et al., 2003; Arroyave-Maya et al., 2018).

El desarrollo de los árboles en un medio urbano a diferencia de aquellos que se desarrollan en ecosistemas naturales, deben lidiar con una gran cantidad de factores de estrés, lo que los hace más susceptibles a las infecciones por insectos y hongos fitopatógenos (Díaz et al., 2016). Por lo que el proporcionar las condiciones óptimas para su desarrollo y crecimiento es crucial para que estos puedan llevar a cabo sus funciones benéficas.

De acuerdo con Willis y Petrokofsky (2017), el aumento de la cobertura arbórea en las ciudades puede mejorar la calidad ambiental y, por ende, el bienestar de la población urbana.

Dentro de los servicios ambientales que cumplen los bosques se encuentra la captura de gases de efecto invernadero, esto es de suma importancia dado que estas emisiones se han incrementado a más de triple a partir del año 1950, generando una cantidad aproximada de 62,000,000 toneladas de dióxido de carbono (Martínez-Castaño, 2019). Adicionalmente si

consideramos que, en el 2016, la población mundial vivía en lugares en donde no se cumplen los límites máximos permisibles de contaminantes aéreos, los servicios ambientales proporcionados por estos bosques cobran más relevancia (Martínez-Castaño, 2019).

La escorrentía urbana de aguas pluviales e inundaciones repentinas ocurre cuando la cubierta impermeable aumenta conforme se incrementa el grado de urbanización en una ciudad (Walsh et al., 2012). Los bosques urbanos además de actuar como amortiguados del agua de lluvias, y reducir la cantidad de agua que llega a la zona permeables o impermeables, ayudan a la captación del este recurso y favorecen su recirculación al incrementar el grado de evapotranspiración y dirigirla hacia los mantos freáticos (Livesley et al., 2016).

Las islas de calor son un fenómeno que se presenta de manera frecuente en pueblos y ciudades con mayor exposición al calor, estrés e insolación potencial, así como un mayor uso de energía para la refrigeración del espacio del edificio (Sugawara et al., 2016). El arbolado que constituye a un bosque urbano resulta la opción más efectiva y menos costosa para la mitigación de estas islas de calor (Norton et al., 2015).

Debido a que la cantidad de contaminantes del agua y el suelo se incrementan en las grandes ciudades, por las diversas actividades antropogénicas. La capacidad de los árboles urbanos para eliminar el exceso de nutrientes y la acumulación de metales pesados, es muy importante y esto lo hacen a través de diversos procesos de fitorremediación o transformación de elementos químicos de difícil acceso para los organismos que se desarrollan en el suelo (Denman et al., 2016).

Además de todas las funciones antes mencionadas, los bosques urbanos representan un ecosistema que alberga a un gran número de especies faunísticas al proporcionarles el alimento y materias primas para su establecimiento y desarrollo, estas especies a su vez cumplen con diversas funciones ecológicas que directa o indirectamente generan un beneficio para la población, al combatir a plagas y al permitir que se lleven a cabo de forma exitosa diversos ciclos biológicos importantes (Livesley et al., 2016).

Los diversos estudios realizados sobre bosques urbanos, proporcionan la evidencia que respalda la necesidad de mejores prácticas de manejo forestal, reconocimiento y valoración. Por todo esto el bosque urbano puede desempeñar un papel importante en la creación de pueblos y ciudades más habitables y mejor adaptadas al rigor de los climas cambiantes. Finalmente, para el cuidado de los bosques urbanos es necesario adoptar un enfoque multidisciplinario que permita generar una planificación para su cuidado, o la elaboración de estrategias para la optimización de sus servicios ambientales, además de la creación de mecanismos para compensar la pérdida de coberturas arbóreas.

2. Tipo de enfermedades presentes en especies forestales.

Los árboles son componentes importantes de muchos ecosistemas, incluyendo los bosques urbanos. La estructura forestal dentro de estos bosques es de suma importancia para que se lleven a cabo las diversas funciones ecosistémicas, sin embargo, el arbolado está sujeto a una amplia gama de plagas y enfermedades, de los cuales los agentes causales más importantes son; virus, bacterias, hongos, oomicetos e insectos herbívoros (Boyd et al., 2013).

Los arboles sostienen a gran diversidad de organismos, cuando se percibe que estos organismos reducen el valor de los árboles para las personas, se denominan plagas y enfermedades (Aukema et al., 2012).

Los problemas de plagas y enfermedades, algunas ocasiones son causados por organismos nativos que atacan a árboles nativos, aunque las amenazas potenciales para la pérdida del arbolado provienen de especies introducidas que infectan arboles fuera de su distribución nativa (Dweyer et al., 2000).

Dentro de las plagas establecidas destacan los hongos y oomicetos, estos últimos que en un inicio estaban clasificados como hongos, pero que ahora son reconocidos como parientes lejanos de algas y diatomeas, en los registros a nivel mundial del daño ocasionado por estos organismos sobre especies arbóreas, sobresalen el hongo *Cryphonectria parasítica*, responsable de la devastación del castaño americano (*Castanea dentata*), en bosques América del Norte (Loo, 2009). Las enfermedades causadas al olmo holandés (*Ulmus* spp.), ocasionada por el hongo *Ophiostoma novo-ulmi*, responsable de la muerte de Olmos maduros en los paisajes de Europa y América del norte (Elliot y Swank, 2008). En años pasados y hasta el día de hoy la preocupación por la pérdida de árboles de fresno (*Fraxinus excelsior*), ocasionado por el hongo patógeno (*Chalara fraxine*), se sigue extendiendo a lo largo del mundo (Kowalski, 2006).

Para el caso de los oomicetos las especies más notables pertenecen al género *Phytophthora* al tener un gran número de hospedantes. La introducción de *P. cinnamomi* en el occidente de Australia, generó la muerte de un gran número de árboles de eucalipto (*Eucalyptus marinata*) (Cahill et al., 2008). Mientras que en América el oomicete *P. ramorum* ha ocasionado la muerte de una gran cantidad de árboles de roble (*Quercus rubra*) en los Estados Unidos (Cobb et al., 2012).

Los insectos también se encuentran dentro de las principales plagas de diversas especies de árboles. Un ejemplo de ello es el escarabajo asiático de cuernos largos (*Anoplophora glabripennis*), que es un insecto perforador que además de ser nativo de Asia, ha logrado emigrar a Europa, Estados Unidos y Canadá ocasionando un gran número de pérdidas de diversas especies autóctonas de estas zonas (Wingfield et al., 2010). Otro ejemplo lo podemos encontrar en la polilla *Thaumetopoea processionea*, que es un insecto defoliador y que causa un gran daño en diversas especies de encinos (*Quercus* spp.) (Maier et al., 2003). El escarabajo de pino de montaña (*Dendroctonus ponderosae*), que tiene un gran número

de especies hospedantes y que ha causado la muerte de diversas especies de pino (*P. ponderosa*, *P. edulis*) en los Estados Unidos (Kurz et al., 2008). Así como, el barrenador esmeralda del fresno (*Agrilus planipennis*), que es un insecto introducido desde Asia y que representa una amenaza potencial para diversas especies el género *Fraxinus* (BenDor et al., 2006).

La presencia de todas estas plagas y enfermedades hace patente que muchas de ellas son manifestaciones de tensiones antropogénicas, y adicionalmente todos estos factores bióticos en combinación de diversos factores abióticos que en su mayoría también son inducidos por el hombre, generan un deterioro importante sobre los ecosistemas habitables, por lo que es urgente el proponer métodos de cuidado y control para intentar subsanar las condiciones precarias en las cuales nos encontramos.

3. Importancia del género *Fraxinus* en México.

Los árboles del género *Fraxinus*, pertenecen a la familia Oleaceae, se encuentran distribuidas en diversas regiones en el mundo, como Norteamérica, noreste de Asia, el continente europeo, China, norte de Pakistán, India, Afganistán, Marruecos y Argelia (Fernández et al., 2006).

En México, los árboles de fresno se encuentran en estado silvestre, formando parte de diversos ecosistemas como; bosque de galería, bosque mixto de pino-encino y bosque mesófilo de montaña. Crecen en microhábitats húmedos, en topofomas de laderas, barrancas, cañadas y a las orillas de las corrientes de agua (Rzedowski, 1996).

Las funciones que cumplen los árboles pertenecientes a este género son variadas, una de ellas son las diversas funciones biológicas. De este género se han aislado una gran cantidad de componentes químicos que incluyen; secoirioides, fenilatanoides, lignanos, flavonoides y cumarinas, los cuales poseen una gran variedad de funciones biológicas tales como anticancerígena, antiinflamatoria, antioxidante, antimicrobiano, hepatoprotector, antialérgico, regenerador de piel y diurético (Kostova y lossifova, 2007; Kosova, 2001).

Además de las diversas funciones ecológicas que se establecen en el apartado anterior, los árboles de fresno ayudan a mejorar el paisaje, ya que se encuentran ampliamente distribuidos en las alineaciones de las ciudades y espacios públicos. A su vez su madera resulta apta para la fabricación de una amplia gama de artículos y accesorios como, por ejemplo; mangos de herramientas, muebles, escalera, molduras, puertas, solados interiores y exteriores, artículos deportivos como bates de béisbol, además de elementos estructurales como vigas y columnas (Spavento et al., 2009), adicionalmente, todo eso se traduce en un ingreso económico para algunas familias.

Debido a que en la tercera sección de bosque de Chapultepec se logró identificar a la especie de *F. uhdei* como parte importante de la estructura vegetal, en el siguiente apartado se establece una descripción breve de la misma.

3.1 Descripción de *Fraxinus uhdei* (Wenz.) Lingelsh

El fresno *Fraxinus* spp. es una especie arbórea dominante en muchos paisajes urbanos y forestales en América del Norte (Raupp et al., 2006). *F. uhdei* es una especie nativa de ambientes riparios en México y crece exitosamente en diferentes condiciones de suelo (Chacalo et al., 2000).

Dentro del territorio mexicano esta especie se distribuye en los estados de Colima, Chiapas, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Estado y Ciudad de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, San Luis Potosí, Sinaloa y Veracruz (Corona et al., 1994). La clasificación taxonómica para *F. uhdei* es la siguiente:

Reino: Plantae

Subreino: Tracheobionta

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Subclase: Asteridae

Orden: Lamiales

Familia: Oleaceae

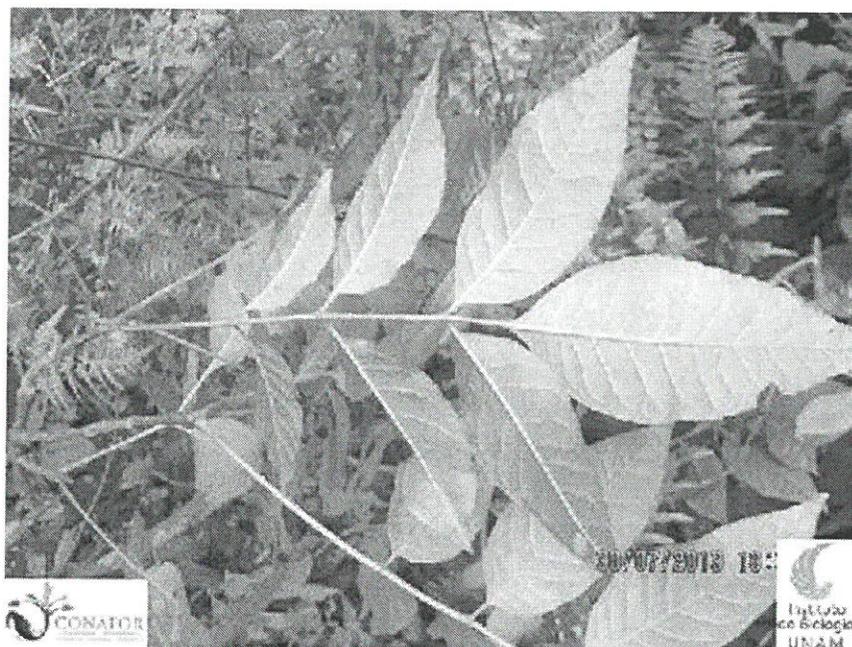
Género: *Fraxinus*

Especies: *F. uhdei*

F. uhdei, crece en cerros, barrancas y cañadas, de forma esporádica a orillas de la corriente de ríos y se desarrollan en climas templados en un rango de altitud de 1110 a 2600 msnm. Los suelos en donde llegan a crecer son; suelos arcillosos, arenosos, con lava basáltica, ácidos o calcáreos, de gran profundidad en condiciones fértiles y con gran humedad (Rzedowski, 1996).

Esta especie de fresno se encuentra asociada a diversas especies vegetales como son; *Cestrum* sp., *Celtis* sp., *Clusia* sp., *Ficus* sp., *Quercus* spp., *Juniperus* sp., *Ipomea* sp., *Salix* sp., *Ceiba* sp., *Cedreta* sp., *Abies* sp. y *Alnus* sp. Y se encuentra presente en los tipos de vegetación, bosques de encino, gosque de Galería, bosque de pino, bosque de pino-encino y bosque mesófilo de montaña.

Es la única especie del género que se encuentra en estado silvestre formando parte del bosque de galería, bosque mixto de pino-encino, y bosque mesófilo de montaña (Bonner, 1990).



Fotografía de *F. uhdei*. Instituto de Biología UNAM

Esta especie de fresno se considera como penennifolia o caducifolia, por lo que en otoño las hojas adquieren una tonalidad rojo-púrpura, rosada o amarillenta, llegan a alcanzar alturas que llegan hasta los 30 metros con un diámetro de pecho de altura del pecho de hasta 1 metro. Presenta hojas pinnaticompuestas, opuestas, sueltas, de 20 a 30 cm de longitud, con 5 a 9 foliolos, ovado-lanceoladas, con margen entero o crenulado cerrado hasta el tope. Tiene un tronco recto con ramas ascendentes y una raíz que tiende hacia el desarrollo de raíces profundas (Corona et al., 1994).

Presenta una sexualidad dioica, las flores son unisexuales, en panículas estaminadas y pistiladas, racimos estaminados cortos y densos, racimos pistilados de 5 centímetros de largo y flores diminutas de coloración verde a roja, sin pétalos y cáliz campanulado. Mientras que los frutos son elongados-alados con una sola semilla (con un ala oblonga a espatulada, delgada, lisa, aplanada, de color amarilla a café), creciendo en racimos densos de 15 a 20 centímetros de largo (Rzedowski, 1996).

4. Utilidad del plan de manejo para el control de plagas y/o enfermedades.

El manejo integrado de plagas y enfermedades, es una estrategia de control cultural, biológico, químico, legal y genético, cuya finalidad es proteger a cultivos o arboles forestales, mediante la reducción de poblaciones de insectos y hongos, que causan un daño al ecosistema.

Las medidas de control establecidas en un plan de manejo no deben causar efectos nocivos a los habitantes de la zona o a la fauna o flora benéfica que ahí se desarrolla, ni contaminar el ambiente.

Partiendo de lo anterior se entiende que, en el manejo integrado de plagas y enfermedades, se deberán emplear todas las herramientas disponibles, como prácticas de control cultural, el fomento de la fauna benéfica, la introducción de enemigos naturales, como parasitoides y entomopatógenos, que actúen regulando a las poblaciones de las plagas.

Los componentes de un programa de un plan de manejo integrado son:

Control cultural: Este método consiste en la manipulación del ambiente para hacerlo menos favorable para el desarrollo de poblaciones de plagas (insectos y hongos). Para ello se implementan diversas prácticas agronómicas de prevención; como son el colocar a la vegetación con la distancia adecuada para el desarrollo de los árboles y la poda de ramas, troncos o ramillas viejas o con síntomas de enfermedad.

Control químico: Se refiere al uso de insecticidas o plaguicidas para el control de plagas. Se usa como una estrategia de manejo integrado, y el éxito de la aplicación de este tipo de métodos está condicionado por la aplicación y dosis oportunas sobre los patógenos a fin de evitar que lleguen a crear resistencia a los productos utilizados; otros criterios importantes a considerar son; el realizar la aplicación en la zona localizada en donde se concentra la plaga, y considerar las recomendaciones de aspersion y uso de equipo, esto para evitar causar daño a flora y fauna benéfica.

Control etológico. Se refiere al uso de sustancias químicas, naturales o sintéticas, para repeler o atraer plagas a un punto determinado para su posterior eliminación al modificar su actividad sexual y orientación. Un ejemplo de éste método es el uso de feromonas para atraer y capturar a diversos insectos o artrópodos en su etapa adulta, para su posterior muerte.

Control biológico: en este método de control se emplean diferentes organismos vivos como artrópodos, bacterias u hongos e inclusive a otros insectos para el control de los insectos plaga, este método es sumamente específico por lo que su uso disminuye el daño generado al ambiente, así como a los organismos benéficos. Para este tipo de métodos de control destacan los géneros bacterianos y fúngicos; Pseudomonas, Bacillus, Beauveria, Metarhizium, y Thichoderma.

Control legal: Hace referencia a la aplicación de medidas impartidas por el gobierno o en su casa entidad competente, con el fin de manejar a los insectos plaga para evitar su dispersión o limitar su efecto sobre el arbolado.

Control genético: Este tipo de métodos comprende actividades como el desarrollo de variedades resistentes a insectos, mejoramiento genético de enemigos naturales y control autócida por reemplazo de poblaciones.

La puesta en marcha de los diversos métodos de control permitirá de aplicarse de forma correcta una disminución de las poblaciones de insectos plaga y de hongos fitopatógenos, que afectan al arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec,

favoreciendo un estatus saludable de la vegetación que se traduce en mayores servicios ecológicos y beneficios para la población.

5. Tipos de plagas y/o enfermedades encontradas en la tercera sección del bosque de Chapultepec.

De acuerdo a diversos trabajos realizados para analizar el estado en el que se encuentra el arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec (Benavides et al., 2019); Cervantes-Bautista, 2019), en ellos coinciden en que la presencia de diversas plagas y enfermedades son las principales causantes del deterioro del estado fitosanitario, además de algunos otros factores como el estrés hídrico y la compactación del suelo que influyen directamente en el desarrollo vegetal. Además, algunos malos estados que presentaba directamente el arbolado y que afectaban su estatus de salud, entre las que destacaron; rajadura en el tronco, ramas muertas, daño, mecánico y defoliación. Y si a eso sumamos la realización de malas podas y el exceso de residuos sólidos urbanos generados por las actividades que ahí se realizan, todo esto en conjunto causa un gran deterioro del estado de salud de la vegetación presente.

Debido a que las plagas y enfermedades que estas causan sobre el arbolado tienen gran peso en la generación del mal estado fitosanitario en la tercera sección del bosque de Chapultepec, a continuación, se establecen los insectos y hongos patógenos identificados por Benavides y colaboradores, así como por Cervantes-Bautista et al. (2019), para posteriormente dar una descripción breve de cada plaga y enfermedad y con base en ello poder proponer medidas de control mediante un plan de manejo:

Especie Hospedera	Problema sanitario	Referencia
<i>Fraxinus uhdei</i>	<i>Tropidostepes chapingoensis</i>	Benavides et al., 2019
<i>Fraxinus uhdei</i>	<i>Septobasidium</i>	Benavides et al., 2019
<i>Fraxinus uhdei</i>	<i>Cladocolea loniceroides</i>	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Fraxinus uhdei</i>	Mancha purpura	Benavides et al., 2019
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	<i>Glycapsis brimblecombei</i>	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Pinus radiata</i>	<i>Chionaspis</i> spp.	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Ligustrum lucidum</i>	Defoliador	Benavides et al., 2019
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	Formicidae	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al.,

		2019
<i>Cupressus lusitánica</i>	Formicidae	Benavides et al., 2019
<i>Buddleja cordata</i>	Insecto masticador	Benavides et al., 2019
<i>Pronus serotina</i>	Roya	Benavides et al., 2019
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	<i>Kyramices</i> sp.	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Pronus serotina</i>	<i>Cladocolea loniceroides</i>	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Yucca elephantipes</i>	<i>Phoma</i> sp.	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Yucca elephantipes</i>	<i>Rhizopus</i> sp.	Benavides et al., 2019
<i>Quercus</i> sp.	<i>Mucor</i> sp.	Benavides et al., 2019
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	<i>Alternaria</i> sp.	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	<i>Cladosporium</i> sp.	Benavides et al., 2019
<i>Fraxinus uhdei</i>	<i>Pestalotia</i> sp.	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Yucca elephantipes</i>	<i>Guignardia</i> sp.	Benavides et al., 2019
<i>Fraxinus uhdei</i>	<i>Hylesinus aztecus</i>	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Acacia retinodes</i>	<i>Icera purchasi</i>	Benavides et al., 2019; Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Cupressus lusitánica</i>	<i>Phloeosinus tacubayae</i>	Benavides et al., 2019
<i>Pinus cembroides</i>	<i>Chionaspis pinifoliae</i>	Benavides et al., 2019
<i>Cupressus lusitánica</i> , <i>Eucalyptus camaldulensis</i> y <i>Quercus</i> sp.	<i>Atta</i> sp.	Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	<i>Cladocolea loniceroides</i>	Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Pronus serotina</i>	<i>Chionaspis</i> sp.	Cervantes-Bautista et al., 2019
<i>Pronus sorotina</i>	<i>Tranzschelia pruni- spinosae</i>	Cervantes-Bautista et al., 2019

<i>Cupressus lusitanica, Pinus radiata, Erythrina coralloides, Fraxinus uhdei</i> y <i>Prunus persica</i>	<i>Fusarium</i> sp.	Cervantes-Bautista et al., 2019
---	---------------------	---------------------------------

4.1. Descripción de la chinche del fresno (*Tropidostepes chapingoensis*).

El insecto *T. chapingoensis*, cuyo nombre común es la chinche del fresno pertenece a un grupo de insectos heterópteros, los cuales son herbívoros que se alimentan de hojas, tallos, flores, semillas, frutos y raíces, ya sea en un hospedero específico (especialistas) u hospederos diversos (generalistas) (Lavalle et al., 1994). Hasta el momento se han reportado 85,000 especies de heterópteros en el mundo, de estas en México se han encontrado alrededor 5,609. La chinche del fresno pertenece al género *Tropidostepes* Uhler, estas son chiches especialistas de árboles de fresno y se ha llegado a reportar su presencia en gran parte de Norteamérica. En Canadá se destaca la presencia de *T. brooksi*, mientras que, en Estados Unidos de América, las especies *T. illitus*, *T. pacificus*, *T. amoenus* y *T. brooksi*, son las responsables de generar daño a un gran número de árboles de fresno (Johnson y Lyon, 1991).

En México, la única especie perteneciente a este género reportada hasta el momento es *T. chapingoensis*, esta chinche ha sido encontrada en árboles de fresno (*F. uhdei*), en los estados de México, Hidalgo, Michoacán, Puebla, Tlaxcala, Querétaro y en la Ciudad de México, a continuación, se presenta la clasificación taxonómica del insecto:

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Suborden: Heteroptera

Familia: Miridae

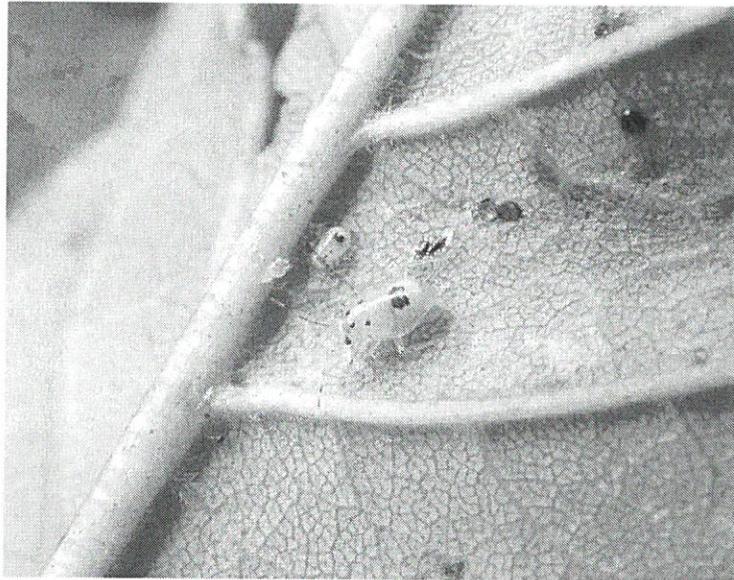
Género: *Tropidostepes*

Especie: *T. chapingoensis*

En un trabajo realizado por Fonseca y colaboradores en 2007, se logró establecer el ciclo de vida de esta chinche. El insecto comienza desde la etapa de huevesillo, seguido de cinco etapas o instares ninfales (etapas inmaduras del adulto) para finalmente llegar a la etapa adulta.

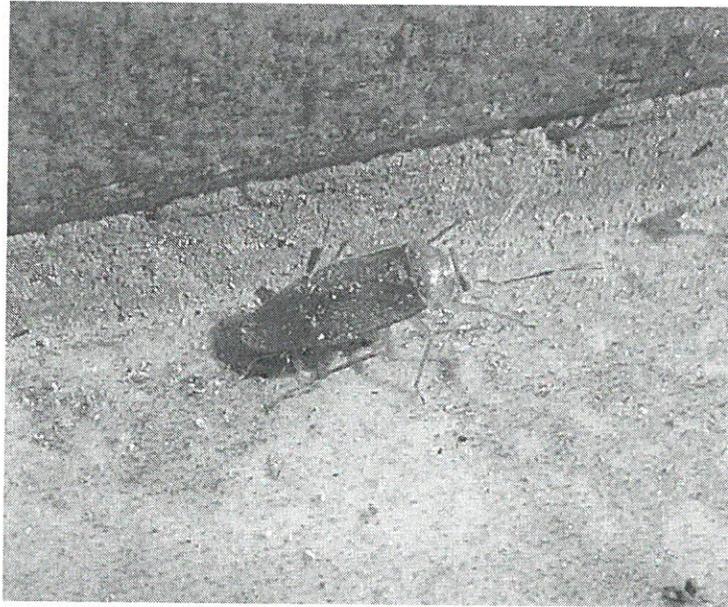
La duración del periodo del huevo es de 12.3 días, es de forma alargada, en los extremos más delgados, cuando está recién colocado es de coloración verdosa casi transparente.

El primer estadio ninfal fue de 4.6 días, el segundo estadio fue de 3 días, el tercer y cuarto estadio fueron de 3 y 3.3 días respectivamente, mientras que la última etapa fue 6.8 días. En su etapa de ninfa el insecto se destaca por tener un cuerpo de forma ovalada con el extremo del abdomen puntiagudo, es de coloración casi transparente la cual va cambiando a lo largo del desarrollo de estas etapas, presenta una línea roja que se encuentra uniendo los ojos (los cuales son de color rojo y van cambiando a marrón conforme van transcurriendo las etapas ninfales) en su parte más cercana entre la cabeza y el tórax. Las patas son de color amarillo claro casi transparentes y presentan pequeñas manchas de color marrón en la tibia y fémur, mientras que las antenas son muy claras.



Fotografía de la chinche del fresno en su estadio ninfal (Caicedo, J., 2014. iNaturalist)

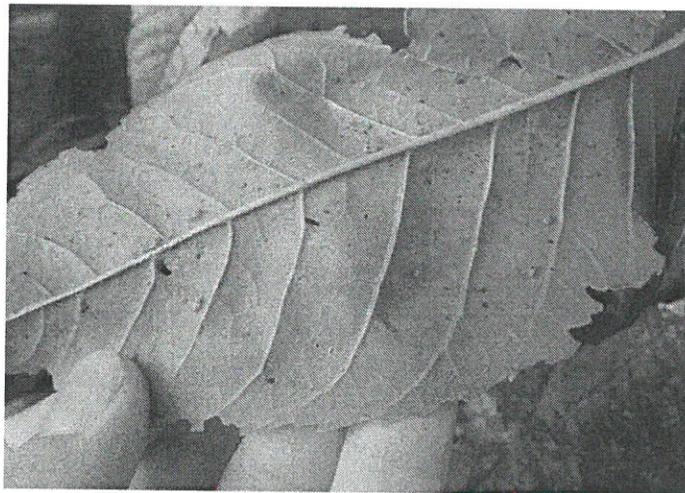
Los adultos presentan un promedio de vida de 20.3 días, y se caracterizan por presentar una coloración oscura además de una mancha blanca en forma de flecha en la parte del abdomen, mientras que las alas muestran manchas poco definidas.



Fotografía de la chinche del fresno en su etapa adulta (Galindo-Leal, C., 2019. iNaturalist)

4.2. Plan de manejo para el control de la chinche del fresno

En dos trabajos realizados por Benavides y colaboradores, 2019 y Cervantes Bautista et al., 2019, en la tercera sección del bosque de Chapultepec, reportaron la presencia de esta chinche en los árboles de fresno presentes en esta sección. Benavides destaca en su estudio que el 5% de los árboles de la especie *F. uhdei* mostraron daño ocasionado por este tipo de chinche. El daño que estas chinches generan sobre los árboles de fresno se hace evidente durante los meses mayo-junio, cuando las hojas desarrollan unas manchas entre amarillentas y blanquecinas en la parte superior, mientras que a los insectos se les puede encontrar en la parte inferior de las hojas alimentándose de la savia generando pequeñas manchas negras o parecidas a quemaduras.



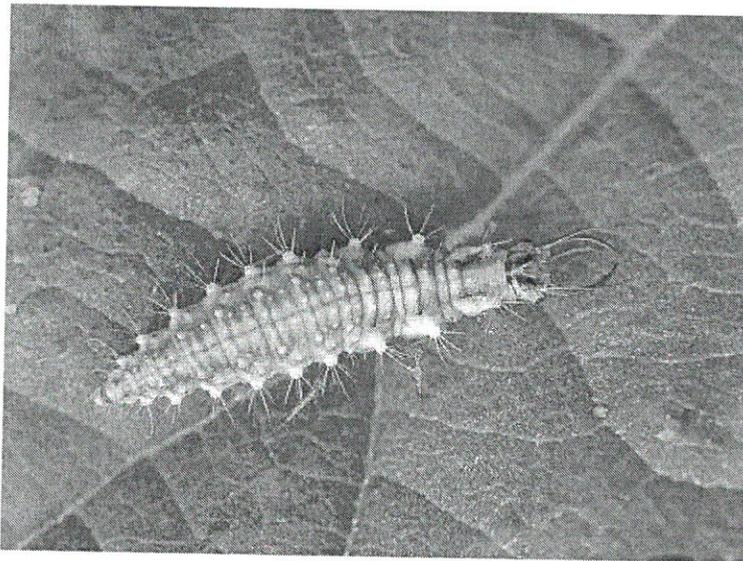
Fotografía de la presencia de chinches *T. chapingonensis* sobre hoja de fresno. (Hernandez-Schmidt, M. 2018. iNaturalist).

En aquellos casos en los que la cantidad de chinches es grande, se puede causar la caída prematura de las hojas, sobre todo de hojas jóvenes las cuales presentan tejidos de más fácil acceso para el insecto. La capacidad de deterioro causada por esta plaga se debe a que tienen generaciones sobrepuestas a lo largo del año, por lo que disminuyen su actividad únicamente cuando el arbolado se queda sin hojas (Fonseca et al., 2007; Botanicgardens, 2019).

Para el control de estos insectos se proponen dos métodos de control, el primero de ellos es un método químico, mediante la utilización de diversos insecticidas. En Colorado, se han empleado algunos insecticidas para el control de las chinches del arce plateado, como es el insecticida Orthene (acefato), el cual es un insecticida sistémico con actividad de contacto estomacal, que controla a una gran cantidad de insectos (Dang et al., 2017).

El uso de métodos biológicos es otra alternativa de control para la chinche del fresno, Fonseca y colaboradores en el año 2007, lograron identificar dos géneros de insectos entomófagos.

El primero de ellos *Chrysoperla* sp., estos insectos pertenecen a la familia Chrysopidae, los cuales son insectos de tamaño mediano, de una coloración que va de verde a café claro, ojos verdes o dorados con una longitud de antenas variable (Valencia et al., 2006).



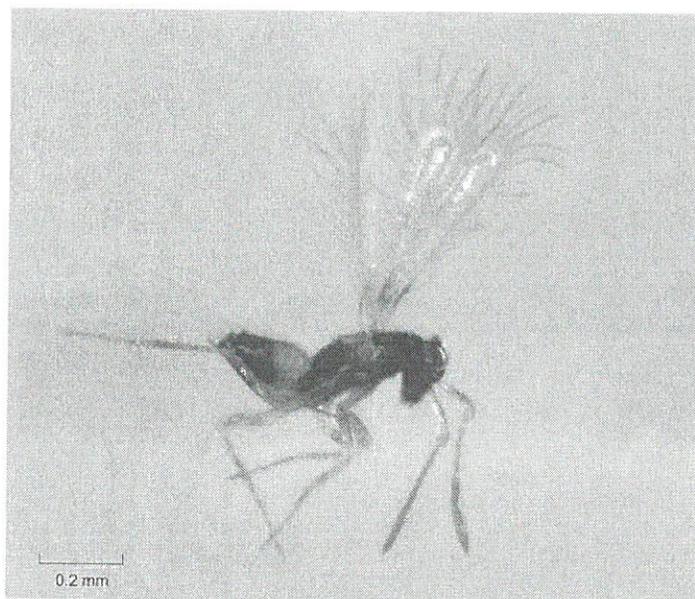
Fotografía del pulgón *Chrysopa carnea*, perteneciente al género de insectos entomófagos *Crysoperla* sp. (NaturalSystems).

Los insectos pertenecientes a este género actuaron como depredadores de la chinche de fresno en sus cinco estadios ninfales. A pesar de la escasa información de este género de

insectos para nuestro país, se ha logrado identificar a *Chrysopa* sp. en el estado de Tamaulipas (Balderas y Charles, 1978), y a la especie *Chrysopa carnea* en la ciudad de México (Adams, 1979). En el trabajo realizado por Fonseca, se reportaron insectos de *Chrysoperla* sp. en su etapa larval final consumir hasta 15 ninfas de chinche diariamente, por lo que el uso de estos insectos puede ser considerada como una medida de control biológico para controlar la presencia de chinches del fresno.

El segundo género de insectos reportados por Fonseca y colaboradores, fue un parasitoide de huevesillos de la chinche del fresno, identificado como *Erythmelus* sp., estos insectos pertenecen a la orden de himenópteros, de los cuales se han registrado 1,440 géneros distribuidos en 5,974 especies, algunas de estas especies son importantes para el control biológico y sirven como reguladores de plagas nativas (Guzmán-Larralde et al., 2015).

Estos insectos son pequeñas avispas diminutas, generalmente sin coloración y generalmente aladas, las antenas suelen ser al menos tan largas como el cuerpo, su principal característica es la estructura de la cabeza, las barras oscuras de la cutícula y las suturas asociadas dispuestas en forma de H dividen el vértice y las partes frontales en dos escleritos distintos (Chiappini y Huber, 2008).



Fotografía de la avispa *Erythmelus* sp. (Tryapsin, 2003).

La presencia de estos insectos dentro del trabajo de Fonseca mostró una especificidad hacia los huevesillos de la chinche del fresno, lográndose encontrar en la parte inferior de las hojas de si mostrar importancia por la presencia del insecto en sus etapas ninfales. Esta especificidad mostrada entre la avispa-huevesillo, es una alternativa potencial para el control de esta chinche presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec.

4.3. Descripción de la planta parásita (*Cladocolea loniceroides*).

Esta planta pertenece a la familia Loranthace, comúnmente es conocida como muérdago verdadero, la integran alrededor de 77 géneros y 950 especies en su mayoría hemiparásitas, y utilizan a sus hospedantes para extraer agua y nutrientes. *C. loniceroides*, es una especie endémica de México, que ha mostrado presencia en los estados de Colima, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Oaxaca, la ciudad de México y recientemente en Aguascalientes (Sandoval-Ortega y Siqueiros-Delgado, 2019). Es una especie parásita de árboles y arbustos y se desarrolla en vegetación crecida en suelos con alta compactación y baja fertilidad, además de considerarse una especie generalista al parasitar un amplio número de especies de diversas familias (Alvarado-Rosales y Saavedra-Romero, 2005). A continuación, se presenta la clasificación taxonómica de esta planta:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Santalales

Familia: Loranthaceae

Género: *Cladocolea*

Especie: *C. loniceroides*

Estas plantas se pueden describir, como arbustos dioicos (existen especies macho y especies hembra), parasita de plantas leñosas, presentan estructuras especializadas llamadas haustorios que penetran a la planta hasta llegar a su xilema, e inclusive cuando la presencia del muérdago es muy abundante, puede causar la muerte del hospedero (Espinoza-Zuñiga et al., 2019).



Fotografía del muérdago verdadero (*C. loniceroides*), (Benavides et al., 2019).

El ciclo de vida de *C. loniceroides*, puede describirse en siete etapas distintas. El ciclo comienza con la fructificación de la planta, estos frutos son consumidos por diversas aves, debido a que esta especie de muérdago, es una fuente importante de néctar y frutos para ellas, actuando como principales dispersores de semilla, de ahí que no es de sorprendernos que esta planta parásita pueda colonizar a largas distancias una gran cantidad de especies arbóreas. Luego de la dispersión viene el establecimiento y germinación de las semillas, acto seguido las estructuras especializadas llamadas haustorios son capaces de penetrar los tejidos de los árboles, conforme la planta sigue su desarrollo logra actuar como parásita al extraer el agua y nutrientes del árbol hospedero. El penúltimo paso del ciclo de vida comprende la etapa de floración y finalmente con ayuda de diversos polinizadores, insectos, aves y condiciones abióticas permite terminar el ciclo (Watson, 2001).

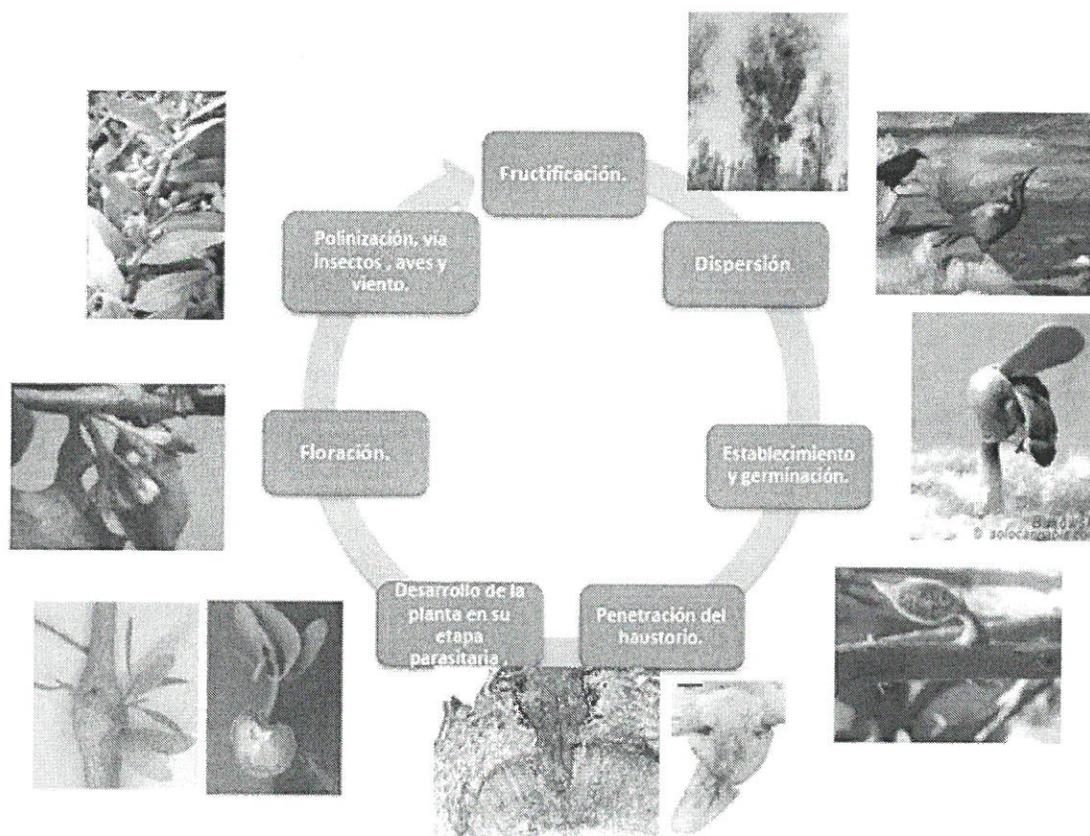


Imagen del ciclo de vida de la planta parásita *C. loniceroides*. Foro temático Sanidad Forestal D.F. 2010.

Establecer el ciclo de vida de *C. loniceroides* nos permitirá, proponer un método de control más eficaz para el control de este muérdago.

4.4. Plan de manejo para el control del *C. loniceroides*.

Se ha reportado la presencia del muérdago verdadero (*C. loniceroides*), en la tercera sección del bosque de Chapultepec. Benavides y colaboradores, registraron a esta planta hemiparásita en el 1.8% del arbolado de fresno muestreado durante su estudio.

Dentro de los muérdagos hemiparásitos *C. loniceroides*, se sabe que afecta aproximadamente 15 especies arbóreas, tan solo en la Ciudad de México (Alvarado-Rosales y Saavedra-Romero, 2005), por lo que no únicamente puede representar un problema para las especies de fresno, sino que también puede afectar a algunas otras de las especies que conforman la vegetación de bosque de Chapultepec.

Para el control de *C. loniceroides*, se ha propuesto el empleo de productos químicos, podas de saneamiento o derribo, el empleo de árboles resistentes a la infestación por el muérdago, el control biológico y finalmente el manejo silvícola (Marchal, 2009).

Un método cultural comúnmente empleado para el control de esta planta parásita es la poda o derribo de los árboles infectados. En México la primera experiencia sobre el manejo de este tipo de muérdago se realizó en el año 2002 en la delegación Xochimilco. La poda se realizó con diferentes intensidades, dependiendo del grado de infección presentada por los árboles, cabe destacar que la poda de ramas se hizo preferentemente en la zona de la horqueta y respetando siempre la arruga de la rama; sin embargo, cuando el muérdago se localizaba en el tronco principal la poda se realizó 40 cm debajo de la última planta con el fin de evitar su rebrote (Alvarado-Rosales y Saavedra, 2005).

Es importante poder establecer una escala que nos permita identificar el grado de infección que presentan, se podría asignar el número 1 a un árbol sano y el número 5 a un árbol muerto. Por lo tanto, considerando la escala de salud establecida para los árboles localizados en la tercera sección del bosque de Chapultepec, se puede sugerir el tipo de poda a realizar, pudiéndose implementar una poda ligera o severa y considerar el derribo de los árboles más infectados.

A pesar de que este método puede ser gran utilidad para el control de la planta parásita *C. loniceroides* presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec, sobre todo considerando que no requiere de un costo elevado para llevar a cabo su implementación, es importante mencionar que en algunas ocasiones no se puede establecer la presencia de este muérdago al estar en etapas tempranas y no provocar síntomas sobre los árboles de fresno, por lo es necesario hacer revisiones y podas periódicas, para detener la distribución del mismo.

El control biológico con hongos patógenos es una alternativa estudiada y desarrollada en muérdagos enanos, logrando la muerte, la interrupción de su ciclo de vida y la reducción de su propagación, intensificación y daño (Mathiasen et al., 2008).

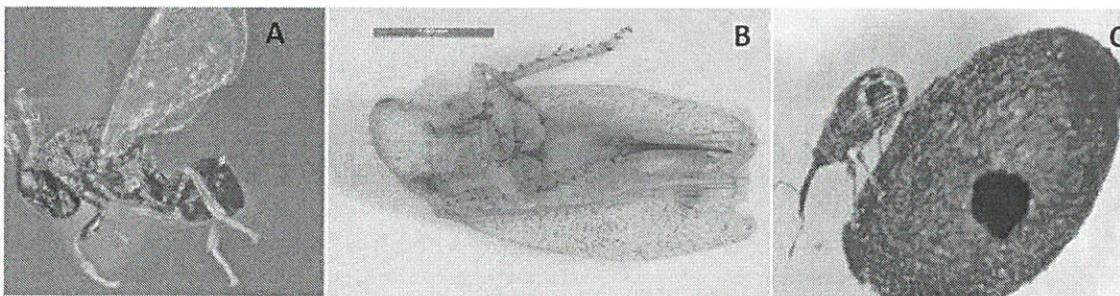
En un estudio realizado por Sanidad Vegetal de la Ciudad de México en 2010, identificaron un total de siete géneros de hongos crecidos sobre el follaje, frutos, brotes y ramillas del

muérdago. Los hongos reportados fueron *Alternaria*, *Aspergillus*, *Fusarium*, *Pestalotia*, *Phoma*, *Trichoderma*, *Lasiodiplodia*, por lo que podrían considerarse patógenos de *C. loniceroides*.

En otro trabajo realizado por la empresa Micro-diversa a inicios de este año, que consistió en determinar plagas y enfermedades presentes en el arbolado de la tercera sección del bosque de Chapultepec, lograron detectar la presencia de esta planta parásita sobre árboles de fresno. Ellos proponen para establecer su control biológico el uso de hongos que crecen en su follaje como *Pestalotia sp.*, *Phoma sp.* y *Fusarium sp.*

Sin embargo, al sugerir este tipo de métodos de control, es importante destacar que estos géneros comprenden un gran número de especies y muchas de ellas son fitopatógenas generalistas, por lo que no únicamente *C. loniceroides* pudiera verse afectado, sino también algunas otras especies vegetales que pudieran estar cumpliendo roles ecológicos importantes dentro de la tercera sección del bosque de Chapultepec.

Los insectos resultan otra opción para el control de estas plantas, la avispa agalladora *Eurytoma sp.* es un enemigo natural de *C. loniceroides*. La Universidad de Chapingo realizó un proyecto que consistió en identificar a los insectos asociados a plantas de muérdago *C. diversifolia* y *C. loniceroides* crecidos en el área metropolitana, reportando a tres especies con importancia para el control biológico, estos fueron *Eurytoma sp.* (Hymenoptera: tomidae), Picudo de los frutos *Anthonomus sp.*, y las chicharritas Empoascini (Cicadellidae: Typlocybinae).



Fotografía de los insectos identificados sobre las especies de musgo *C. diversifolia* y *C. loniceroides*. El panel A muestra a la avispa agalladora *Eurytoma sp.*, el panel B muestra al barrenador de frutos *Anthonomus sp.*, y el panel C muestra la chicharrita Empoascini. Foro temático Sanidad Forestal D.F. 2010.

Sin embargo, aunque la poda y el empleo de organismos son dos opciones para controlar a esta planta parásita, en muchas ocasiones, ambos métodos no son suficientes ante la creciente afectación y dispersión del muérdago (Wood y Reilly, 2004); por lo tanto, la opción más promisoría en el corto plazo podría ser el control químico (Minko y Fagg, 1989).

A handwritten signature in black ink, located in the bottom right corner of the page.

Para el control químico del muérdago se ha recurrido al uso de herbicidas, por aspersión directa a la planta, aspersión a los muñones como tratamiento complementario a la poda, y por inyección al tronco del hospedante (Cibrán et al., 2010). En áreas urbanas la mejor opción es el método de inyección porque permite el uso eficiente del producto y elimina la contaminación ambiental (Sánchez y Fernández, 2000).

En un trabajo realizado por Contreras-Ruiz y colaboradores en 2017, analizaron el uso del fitoregulador de crecimiento vegetal Etefon (ácido-2-cloroetil fosfónico), el cual, actúa liberando etileno y mejora el proceso de maduración, lo cual favorece la abscisión del brote de muérdago (Adams et al., 1993; Shamoun y DeWald, 2002; Hoffman, 2004). En este trabajo la inyección de tres dosis de Etefon (4 ml dosis alta, 3 ml dosis media, 2 ml dosis baja) sobre el musgo verdadero (*Struthanthus interruptus*), crecido en árboles de Álamo (*Populus deltoides*), logró controlar el crecimiento del muérdago. A pesar de que las dosis analizadas no causaron la muerte del musgo, la dosis máxima causó la disminución del 56% del follaje del musgo, además de causar una reducción de la semilla, así como la disminución de nuevas infecciones.

La frecuencia en la aplicación de tratamientos es un criterio que depende del nivel de infección del muérdago, en el caso del estudio realizado por Contreras-Ruiz la aplicación de los tratamientos se llevó a cabo al inicio de la temporada de dispersión de la semilla de muérdago, y se dieron dos aplicaciones antes de evaluar la defoliación y reducción de las semillas generadas por el muérdago.

En otro trabajo realizado por Cibrán et al., 2010, la inyección de Etefon en la especie de muérdago *Cladocolea diversifolia*, logró causar la caída de las hojas, frutos y ramillas de ésta planta parásita, por lo que el uso de este método químico podría ser una opción para el control de la planta parásita *C. loniceroides*, sin embargo, los resultados no pueden extrapolarse a otras especies o géneros de muérdago u hospedante sin antes realizar las pruebas. Además, se sugiere que el éxito en el control químico está influenciado por la época de aplicación, así como la etapa fisiológica de la planta parásita y del hospedante (Mallams y Marthiasen, 2010).

4.5. Descripción del escarabajo descortezador *Hylesinus aztecus*.

Los escarabajos descortezadores son coleópteros herbívoros pertenecientes a la familia Curculionidae. Se han descrito en el mundo alrededor de 3,000 especies de escarabajos descortezadores y en México se han reportado cerca de 870 especies, distribuidas en 87 géneros. El género *Hylesinus* comprende a tres especies; *H. mexicanus*, *H. californicus* y *H. aztecus*. (Atkinson, 2017).

H. aztecus pertenece a la subfamilia Scolytinae, que se caracterizan por alimentarse directamente del floema de los árboles, se les considera endófitos, al localizarse por debajo de la corteza (del-Val y Sáenz-Romero, 2017). A continuación, se establece la clasificación taxonómica para esta especie:

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Suborden: Auchenorrhyncha

Superfamilia: Membracoidea

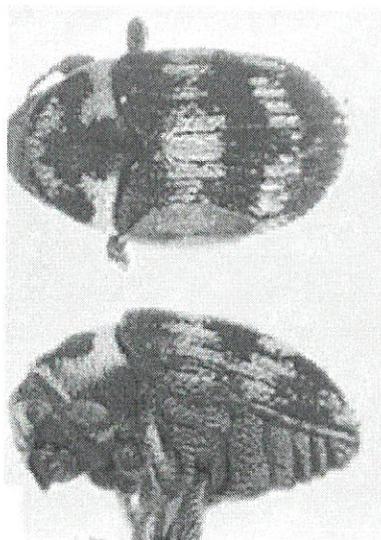
Familia: Cicadellidae

Subfamilia: Scolytinae

Género: *Hylesinus*

Especie: *H. aztecus*

En cuanto a sus características morfológicas este insecto presenta un cuerpo cilíndrico, con un tamaño de entre 1 y 3 mm de longitud. Las antenas y patas son cortas en relación al tamaño del cuerpo. El primer segmento del cuerpo antenal es el más largo, lo que genera la impresión de un codo. El ápice de la antena es un mazo de varios segmentos de artículos fusionados, además de que sus patas presentan cuatro segmentos tarzales. Presentan una coloración que va desde el amarillo hasta el negro (Atkinson, 2013).



Fotografía de una especie macho de *H. aztecus*. T. H. Atkinson. 2017.

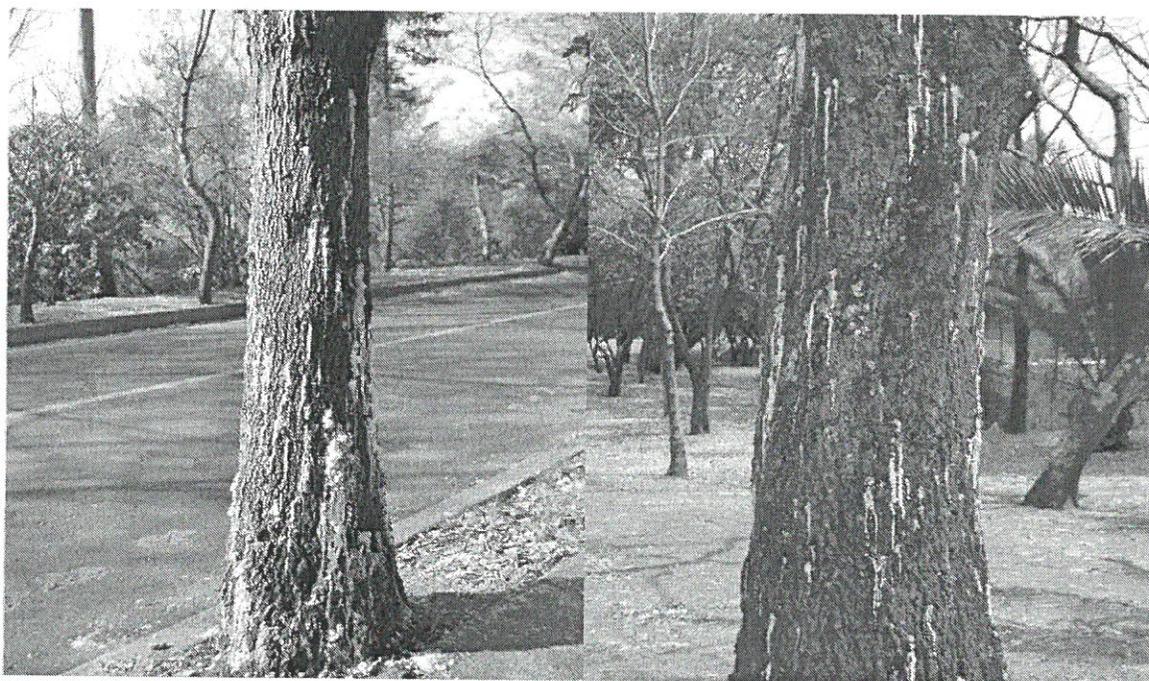
Durante su ciclo de vida la mayoría de las especies emergen como adultos de su galería durante la primavera o verano en búsqueda de pareja o un nuevo hospedero. La dispersión de estos insectos generalmente no es mayor a unos cuantos metros de su árbol de origen. Una vez instalado sobre su hospedero los adultos excavan túneles o galerías dentro de los

tejidos leñosos de las plantas hospedantes, logrando ovopositar dentro de ellas y de esta forma proporcionando un lugar seguro para las larvas, adicionalmente esto les permite a las larvas desarrollarse hasta la madurez y comenzar de nuevo el ciclo de vida (Kirkendall et al., 2015).

4.6. Plan de manejo para el control del escarabajo *H. aztecus*.

Cervantes-Bautista y colaboradores en 2019, así como Benavides et al. 2019, reportaron la presencia del escarabajo descortezador *H. aztecus* en el arbolado de fresno presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec.

Este descortezador está asociado a árboles del género *Fraxinus*, el daño que causa es barrenar troncos y ramas de diámetros de 30 cm o más (Atkinson, et al. 1985). Inicialmente matan a las ramas de la parte alta de la copa y va descendiendo el daño de acuerdo a su reproducción. (Cibrian, 1995). Un indicativo de la presencia de este escarabajo es la secreción de savia color blanco amarillento y de excrementos.



Fotografía del daño ocasionado por *H. aztecus* en árboles de *F. uhdei* localizados en la tercera sección del bosque de Chapultepec. (Benavides et al., 2019).

A falta de una descripción puntual de métodos de control para la especie *H. aztecus*, a continuación, propongo algunas metodologías que han sido empleadas para el control de insectos descortezadores.

El uso de atrayentes sexuales sintéticos para la captura de estos insectos, es un método que permite manipular y monitorear poblaciones de insectos descortezadores. Estos atrayentes intervienen en muchas funciones conductuales sobre los insectos como comportamiento sexual, ovoposición, alarma y defensa entre otras (Billings et al., 1995).

El uso de trampas impregnadas de atrayentes, permite determinar en donde se deben centrar los esfuerzos para el control de estos insectos en su etapa adulta u otros estados de desarrollo. Cuando las trampas se dispersan ampliamente, se recomienda el uso de un mínimo de tres trampas, distribuidas en un espacio de 50 metros cuadrados. El despliegue de las trampas deberá realizarse antes del vuelo de los primeros adultos emergidos, es importante considerar que la mayoría de los atrayentes tiene un tiempo de duración de al menos dos meses, proporcionando suficiente vida de campo. El tipo de trampas puede ser diversa, se propone se utilicen trampas de embudo "lindgren" para escarabajos, que minimizan el posible escape del insecto (Torres et al. 2004).

Otro método inverso al propuesto anteriormente, es el uso de sustancias antiagregación, debido a que los insectos localizan a un potencial árbol hospedero a través de los compuestos orgánicos volátiles que estos emiten, la identificación de un patrón en particular permite la colonización de los escarabajos sobre los árboles, por lo que la fumigación del arbolado con estas sustancias antiatrayentes, confunde al insecto y le impide colonizar el arbolado sano (INIFAP, 2007).

El uso de insecticidas sistémicos, es una alternativa más para el control de escarabajos descortezadores, estos insecticidas pueden ser aplicados mediante inyecciones directas al tronco dentro del tejido xilemático; para de ahí se translocada hacia toda la planta (Rivas, 1995).

Goche-López y colaboradores emplearon cuatro tipos de insecticidas para el control de escarabajo descortezador *Dendroctonus adjunctus* insectos que colonizan los tejidos del pino *Pinus hartwegii*. Los insecticidas empleados fueron bamectina (Agrimec® 1.8 % CE), imidacloprid (Confidor® 350 sc), benzoato de emamectina (Proclaim® 05 SG) y acefate (Orthene® ultra) a tres diferentes concentraciones (0.30, 0.50 y 1% del insecticida), inyectándose directamente sobre las especies de *P. hartwegii*, y aplicando 15 ml de formula por cada 20 cm del perímetro del árbol. La evaluación de la mortalidad causada a los insectos se determinó al mes y cinco meses después de la aplicación.

Los resultados mostraron que los tratamientos con acefate al 12 % (Orthene® ultra), benzoato de emamectina al 2 % (PROCLAIM® 05 SG) y abamectina 0.3 % (Agrimec® 1.8 % CE), presentaron los mayores porcentajes de mortalidad sobre los escarabajos descortezadores en cualquiera de sus etapas, por lo que estos insecticidas sistémicos

pudieran ser una opción para el control del escarabajo *H. aztecus* presente en los arboles de fresno en la tercera sección de Chapultepec.

Sin embargo, se deben tomar ciertas consideraciones, como son el hecho de que los resultados obtenidos por Goche-López no se pueden extrapolar a otro tipo de escarabajo, dado que cada uno de ellos presenta formas de detoxificación distintas.

Aprovechar la presencia de los enemigos naturales de los escarabajos descortezadores, es una alternativa comúnmente empleada para el control de estos insectos. Reséndiz-Martínez y colaboradores en 2016, lograron identificar a tres depredadores del escarabajo *Dendroctonus frontalis* Zimmerman, estos fueron; *Elacatis* sp., *Temnochila* sp. y *Leptacinus* sp., así como, al parasitoide *Tomicobia* sp. Sin embargo, el hecho de ser encontrados en una especie de escarabajo en particular, no nos da la certeza de que puedan funcionar sobre *H. aztecus*.

Una opción biológica contra los insectos descortezadores es otra opción a contemplar, el uso bioinsecticidas a base del hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana*, nos da la opción de emplearlo contra un amplio espectro de insectos dañinos para las plantas (Anderson y Roberts, 1983).

Finalmente, la última opción propuesta para el control de estos insectos, en caso de una evidente presencia de daño, consiste en el derribo y troceo del arbolado afectado. El derribo del árbol deberá ser de forma direccional, sin dañar al arbolado adyacente. Se deberá realizar el corte del fuste, dejando un tocón de una altura no mayor de 30 cm del suelo, salvo en los casos en que la topografía no lo permita. Las ramas y tocones deberán ser sometidas a dos opciones; la primera de ellas que es la quema, la cual deberá realizarse de acuerdo con las disposiciones previstas en la Ley Forestal, y la segunda opción que consiste en la aplicación de plaguicidas sobre los elementos troceados (INIFAP, 2007).

4.7. Descripción de la enfermedad de la mancha purpura en fresno causada por hongos del género *Alternaria*.

La presencia de manchas foliares es un tipo de enfermedad común que afecta a un gran número de árboles forestales y ornamentales, y la mayoría de la aparición de las manchas sobre las hojas son ocasionadas por hongos fitopatógenos, aunque también puede generarse por la presencia de bacterias o insectos (Dawar et al., 2016).

En general este tipo de enfermedades no mata a la planta, pero sí acelera la defoliación de las hojas infectadas causando su caída debido a la necrosis que genera sobre ellas.

La aparición de manchas foliares se ha reportado es ocasionada por los géneros fúngicos; *Alternaria*, *Ascochyta*, *Cercospora*, *Ciborinia*, *Coccomyces*, *Coniothyrium*, *Coryneum*,

Cristulariella, Cylindrosporium, Discochora, Elsinoe, Entomosporium, Gloeosporium, Marssonina, Microstroma, Monochaetia, Mycosphaerella, Phyllosticta, Physalospora, Rhytisma, Septogloeum, Septoria, Taphrinia, Venturia, Blumeriella, Colletotrichum, entre muchos otros, los cuales logran colonizar a una gran cantidad de huéspedes en todo el mundo (Douglas, 2012). Adicionalmente se calcula que son más de 1000 especies fúngicas capaces de producir este tipo de enfermedad (Anónimo et al., 2014). De ahí la importancia de hacer una identificación lo más específica posible para poder determinar métodos de control exitosos.

La enfermedad de la mancha purpura se define como una enfermedad fungosa de quemazón de las hojas, que es causada por hongos pertenecientes el género *Alternaria*.

Este género fue descrito inicialmente por Ness en 1817, teniendo a *A. alternata* como especie tipo, debido a que carece de un ciclo de reproducción sexual, este género cae dentro del filo los hongos imperfectos. El género comprende alrededor de 300 especies, clasificados en seis grandes grupos, según las características de los conidios y su modelo de esporulación (Simmons, 2007). Su clasificación taxonómica se presenta a continuación:

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Subdivisión: Pezizomycotina

Clase: Dothideomycetes

Orden: Pleosporales

Familia: Pleosporaceae

Género: *Alternaria*

Se ha reportado que el género *Alternaria* es el agente causal de un gran número de enfermedades de importancia agrícola y ha sido encontrada en hospederos como; *Cupressus* sp., *Ligustrum japonica*, *Agave atrovirens*, *Cedrela odorata*, *Erythrina* sp., *Lila*, *Palma abanico*, *Paulownia fortunei*, *Pinus cembroides*, *P. engelmannii*, *P. greggii*, *P. montezumae*, *P. patula*, *Picea chihuahuana*, *Acacia retinoides*, *Bursera simaruba*, *Swietenia macrophylla*, *Eucalyptus* sp., *Leucaena leucocephala*, *Lippia* sp., *Quercus* sp., *Tabebuia* sp., *Tabebuia rosea*, incluida a la especie *Franxinus uhdei*.

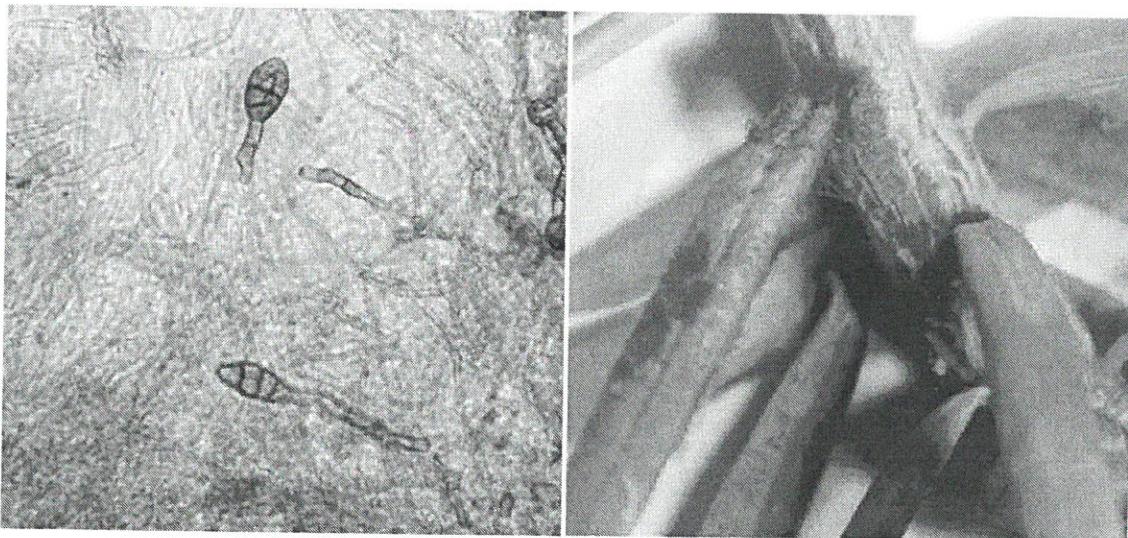
Se ha reportado su presencia en Chiapas, Chihuahua, Colima, Durango, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León,

Oaxaca, Puebla, Querétaro, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz, Yucatán y la ciudad de México (Cibrián-Tovar et al., 2008).

El género *Alternaria* se caracteriza por la producción de conidióforos simples y erectos, con formas de cadenas simples o ramificadas. Los conidios son multicelulares, de color pardo y con septos transversales y longitudinales, con una célula apical ahusada. El tamaño de los conidios y el patrón de catenación y la tabicación transversal y longitudinal son características taxonómicas clave para este género. En condiciones in vitro, la esporulación ocurre en un rango de temperatura que va de los 8 a 24°C, mientras que el tiempo de esporulación varía entre 12 y 14 horas (Siciliano et al., 2017).

La principal vía de infección de este hongo se da a través de la semilla, una vez que la semilla germina se pasa a la hoja y posteriormente a las flores y la parte apical, siendo especialmente virulenta para aquellas plantas que sufren de estrés o heridas. La presencia de humedad, lluvia o rocío es esencial para la infección y se requiere de un mínimo de 9-18 horas para la mayoría de las especies (Mamgain et al., 2013).

La enfermedad de las manchas foliares se desarrolla como áreas muertas, pequeñas y dispersas, que van de circulares a ovaladas. En la superficie de las hojas se forma un micelio de color verde oscuro, algo grisáceo y de forma algodonosa; se asocia con lesiones cloróticas en la base de las acículas. Este patógeno infecta a plantas debilitadas y es común encontrarlo en plantas muertas (Douglas, 2012).



Fotografía de *Alternaria* sp., la primera imagen muestra los conidios y micelio, la segunda imagen muestra la infección sobre el follaje de *Pseudostoga* sp. Manual identificación y manejo de plagas y enfermedades en viveros forestales. (Cibrián-Tovar et al., 2008).

4.8. Plan de manejo para el control de la enfermedad de la mancha purpura, causada por hongos del género *Alternaria*.

La enfermedad de la mancha purpura sobre árboles de fresno, fue reportada por Benavides y colaboradores (2019). A pesar de que existen una gran cantidad de géneros fúngicos, bacterias e insectos que pueden causar manchas sobre las hojas, la presencia del género *Alternaria*, nos da la pauta para pensar que estos hongos pueden ser los principales responsables de esta enfermedad. Siendo este un gran problema debido a que especies de este género son patógenos de un gran número de plantas, además de producir metabolitos secundarios que pueden afectar a la salud humana (Siciliano et al., 2017).

La correcta identificación de la especie o especies responsables de causar esta enfermedad es de suma importancia, para proponer un método de control exitoso. Lo que representa una dificultad debido a que la taxonomía de este género es bastante compleja y la diferenciación de especies se basa en una combinación entre observaciones morfológicas y métodos moleculares (Bessadat et al., 2014). Sin embargo, aun con el empleo de herramientas moleculares la identificación de las especies resulta complicada (Andersen et al., 2009).

Aun con todas estas dificultades se proponen los siguientes métodos para el control de la enfermedad de la mancha purpura presente en los arboles de fresno localizados en la tercera sección del bosque de Chapultepec.

Una de las medidas más efectivas para el control de las enfermedades causadas por *Alternaria* es el uso es a aplicación efectiva de plaguicidas. Verma y verma (2010) probaron la eficacia de siete fungicidas; clorotalonil, oxiclورو de cobre, azoxistrobina, propineb, hidróxido de cobre, mancozeb a 2500, 2000, 1000, 500 y 250 ppm y hexaconazol a 1000, 500, 200, 100 y 50 ppm contra *Alternaria*. Sus observaciones revelaron que todos los fungicidas redujeron significativamente el crecimiento radial del hongo; sin embargo, el hexaconazol fue muy efectivo ya que causó una inhibición del crecimiento del 100%.

El uso de agentes de biocontrol, aprovechando las propiedades antagónicas de diversas bacterias, hongos y actinomicetos, resultan una excelente opción para el control de *Alternaria*. Antagonistas como *Chaetomium globosum*, *Trichoderma harzianum*, *T. koningii* and *Fusarium*. spp. han logrado reducir el crecimiento de estos fitopatógenos (Mangain et al., 2013). El uso de biofungicidas a base del hongo *Trichoderma* es ampliamente recomendado, debido a que estos tienen la capacidad de biosintetizar un amplio rango de metabolitos que limitan el crecimiento de diversos hongos fitopatógenos (Reino et al., 2008). También se ha demostrado que los géneros bacterianos *Bacillus* y *Pantoea* presentan gran antagonismo hacia el género *Alternaria*, particularmente contra *A. solani* (Zhao et al., 2008).

Khan y colaboradores en 2019, probaron diferentes hongos y bacterias contra la especie *A. alternata*, encontrando que *Trichoderma viride*, mostró una mayor eficacia contra el crecimiento de colonias miceliales del hongo, sus resultados junto con algunos otros

trabajos de biocontrol, como son los realizados por Gafhi et al. (2018), coinciden en que los hongos pertenecientes al género *Trichoderma*, son la mejor opción para combatir al *Alternaria*, ya que *Trichoderma* presenta una mezcla de dispositivos muy vigorosos y un enfoque protector activo introducido en las plantas hospedantes.

El uso de extractos de hierbas y productos naturales, permiten pensar en una forma de control además de eficaz, también amigable con el ambiente. la aplicación de los extractos recolectados de la planta *Polygonum perfoliatum*, permitió controlar la germinación de los conidios de *Alternaria brassicicola*, causante de la enfermedad de la mancha foliar (Ching, 2007).

Una alternativa de bajo costo, es el considerar la poda de los árboles infectados, luego de la poda es necesario retirar las hojas y ramas infectadas, ya que el hongo puede dispersarse de no darse una correcta disposición final, se recomienda aplicar algún tratamiento o considerar la quema del material retirado, es importante mencionar que uso de las metodologías para el control de estos hongos antes mencionadas es ineficaz para curar a las hojas afectadas, por lo que los métodos anteriores sirven para evitar que esta enfermedad se propague.

El mejoramiento genético, mediante la producción de árboles resistentes, resulta una gran alternativa para combatir la infección de estos hongos (Scholaen, 2005).

Si se considera el plantar nuevas especies de fresno, es recomendable dejar el espacio suficiente entre árbol y árbol, para que de esa manera exista la adecuada ventilación y exista la suficiente entrada de luz solar, además de proponer que el riego a los árboles se realice durante las primeras horas de la mañana (Douglas, 2012).

4.9. Descripción de *Septobasidium* sp. como agente de daño para árboles de fresno.

El género *Septobasidium* fue establecido por Patouillard (1892), este género alberga alrededor de 200 especies y tiene un amplio rango de hospedadores (Choi et al., 2016). El género *Septobasidium* coloniza, ramas, troncos u hojas de numerosas plantas leñosas como *Acer*, *Camellia*, *Carya*, *Citrus*, *Cornus*, *Liquidambar*, *Magnolia* y *Quercus* (Gómez et al., 2004). Hasta ahora la presencia de *Septobasidium* no ha sido reportado en arboles de fresno, por lo que se hace más relevante su precisa identificación.

Los hongos pertenecientes a este género, viven simbióticamente con insectos escamosos (Coccoidea) y forman una relación compleja que es parásita de insectos individuales pero que pueden ser mutualistas (Couch 1938). Algunas especies desarrollan cámaras y túneles elaborados que alojan cochinillas con capas superiores e inferiores, mientras que otras forman una red de hifa muy delgada (Henk, 2005). Debido a que hongos pertenecientes a este género en muchas ocasiones se asocian con insectos, el daño que se genera a las plantas puede ser atribuido a la acción de estos, más que al parasitismo directo por el hongo (Alexopus y Mins, 1979). Reinert y Lauderdale (1974), reportaron que el insecto

Imagen del ciclo de vida de *Septobasidium* sp. sobre cochinillas. Modificado de M, Pipenbring. CC BY-SA.

La clasificación taxonómica se presenta a continuación:

Reino: Fungi

Filo: Basidiomycota

Clase: Pucciniomycetes

Orden: Septobasidiales

Familia: Septobasidiaceae

Género: *Septobasidium*

Dentro de las especies mejor estudiadas para este género destaca; *S. albidum*, *S. aligerum*, *S. alni*, *S. alveolatum*, *S. apiculatum*, *S. bakei*, *S. burtii*, *S. castaneum*, *S. cervicolor*, *S. cupressi*, *S. ficicolum*, *S. filiforme*, *S. fragile*, *S. griseum*, *S. hesleri*, *S. irregulare*, *S. jamaicaense*, *S. leprosum*, *S. linderi*, *S. mariani*, *S. mexicanum*, *S. nodulosum*, *S. pannosum*, *S. robestum*, *S. sabalis*, *S. speniferum*, *S. taxoddi*, *S. trivale* y *S. velutinum*. Cabe destacar que la mayoría de las especies descritas hasta ahora presentan un gran parentesco filogenético por lo que incluso, la caracterización molecular de las regiones ITS, son difíciles de interpretar (Gómez, 2004).

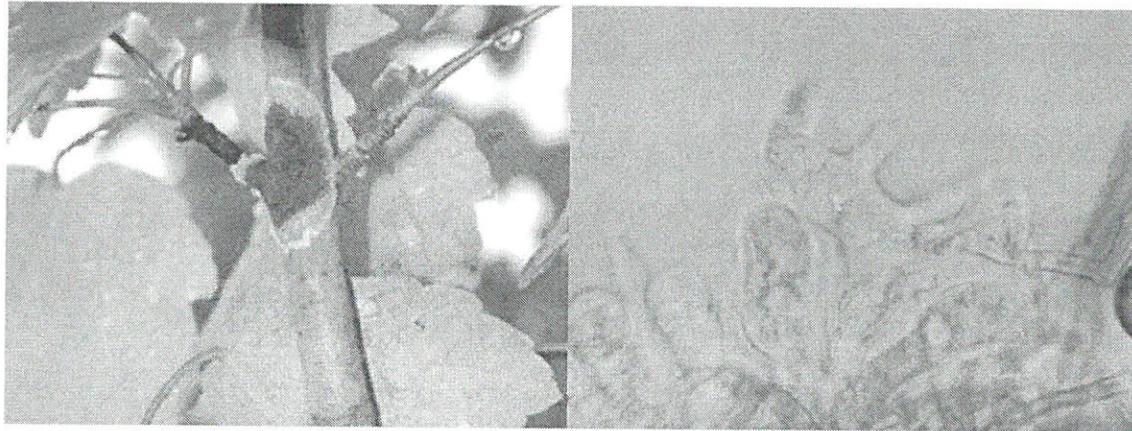
4.10. Plan de manejo para el control de *Septobasidium* sp.

Benavides y colaboradores (2019), reportaron la presencia del género fúngico *Septobasidium* sobre arboles de fresno localizados en la tercera sección del bosque de Chapultepec. A pesar de que se han reportado más de 200 especies de *Septobasidium*, el daño que causa directamente al arbolado es mínimo, sin embargo, las asociaciones que ejercen con insectos de la superfamilia Coccoidea, incrementa la posibilidad de daño para la vegetación que logran colonizar.

Debido a esto es necesario el considerar diversos métodos que permitan controlar la presencia de estos hongos. El hecho de que el género esté representado por un gran número de especies, hace más complicado el combatir esta plaga, por lo que es de suma importancia poder hacer una identificación más precisa de la o las especies presentes en el arbolado de la tercera sección del bosque de Chapultepec, una opción que resulta relativamente rápida y de un costo no tan elevado es la realización de una caracterización molecular, mediante la amplificación de la región ITS.

Las regiones ITS son secuencias de ADN que se encuentran ampliamente conservadas dentro de una especie de hongos, y particularmente los genes 18S y 20S, son marcadores utilizados en este tipo de pruebas para conocer las relaciones filogenéticas entre familias, géneros de hongos y las especies que los conforman (Wu et al., 2003).

A pesar de estas herramientas, Gómez (2004), reportó que aún con las ampliaciones de las regiones ITS de hongo de *Septobasidium*, la identificación hasta especie fue complicada, por lo que se recomienda que consideren diversas características fenotípicas y morfológicas para una determinación más acertada.



Fotografía de la presencia del hongo *Septobasidium* sp. sobre arbolado, e identificación de *Septobasidium gomezi* a través de microscopía electrónica. Daniel Henk. Imperial College London.

Debido a que muchas especies de *Septobasidium*, actúan como agentes de biocontrol en contra de diversos artrópodos, pocos estudios se han realizado para proponer métodos de control para este género, por lo que las siguientes propuestas se basan en hongos con una relación filogenética cercana.

Una alternativa para el control de estos hongos es el uso de fungicidas biológicos de amplio espectro, el biofungicida T34 Biocontrol cuya formulación está basada en el agente de control biológico *Trichoderma asperellum*, ha mostrado gran eficacia en contra de hongos que afectan diversas plantas, y su efecto ha sido probado en diferentes países alrededor del mundo, otra ventaja de este fungicida es que al ser de amplio espectro, puede probarse en contra de otros hongos que pudieran estar afectando al arbolado (Sánchez et al., 2019).

El uso de biofungicidas a base de quitinasas, es otra opción biológica para el control de hongos fitopatógenos. La quitina es el compuesto más importante en el mantenimiento de la estructura de la pared de los hongos, por lo que resulta un blanco importante para la elaboración de fungicidas. Pérez-Mellado en 2011 elaboró un fungicida a la base de quitinasas producidas por *Bacillus subtilis*, encontrando que actúa contra un gran número de hongos fitopatógenos.

El uso de fungicidas químicos, resulta una opción de control, aunque más rápida también más general, por lo que se debe tener cuidado de la elección del producto, así como las dosis a emplear, ya que no solo puede afectar a los hongos fitopatógenos sino también al resto de organismos presentes en el ambiente. El mancozeb es un polímero complejo de

etilen de magnesio y zinc, y es empleado como fungicida protectivo. Presentan un amplio espectro antifúngico frente a hongos endoparásitos causantes de enfermedades foliares como alternariosas, cercosporosis, septosporosis entre otras (Barberá, 1976).

La poda es otro método de control para enfrentar la presencia de hongos fitopatógenos. Como se ha venido recomendando, luego de retirar las hojas y ramas infectadas, estas deberán ser sometidas a un tratamiento adecuando antes de la disposición final de las mismas. Se puede considerar un tratamiento con productos químicos o bien proceder a la quema del material retirado.

4.11. Descripción de *Pestalotia* sp. como agente de daño para arboles de fresno.

El género *Pestalotia* pertenece a un grupo de hongos conocidos como mitospóricos o imperfectos, de comportamiento saprófito o parásito. Se desarrollan a temperaturas inferiores a 25°C, una humedad relativa mayor al 80 % y con una alta intensidad de lluvias (Van Hemelrick, 2017).

De Notaris (1839) introdujo el género *Pestalotia* de Not. basado en el tipo genérico *Pestalotia pezizoides* de Not, contrado en cultivos de vid en Italia.

Se han reportado más de 500 especies dentro de este género, sin embargo, esta cifra es inexacta debido a que muchas de estas especies fueron reclasificadas. Algunas especies del género *Pestalotia* fueron transferidas de éste género a *Pestalotiopsis* por Steyaert (1949), debido a que anteriormente había mucha confusión entre ambos géneros, lográndose determinar que *Pestalotiopsis* es un género monofilético con conidios fusiformes. A continuación, se establece la clasificación taxonómica del género *Pestalotia*:

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Xylariomycetidae

Orden: Xylariales

Familia: Amphisphaeriaceae

Género: *Pestalotia*

El género *Pestalotia* presenta una forma de reproducción que se da a través de conidios contenidas en acérvulos, los cuales son cuerpos fructíferos asexuales que están constituidos por un conjunto de hifas localizadas por debajo de la epidermis o cutícula del hospedante

(Agrios, 2005). Los conidios de este género presentan forma septada, de tres a seis células, la célula apical presenta de dos a cuatro apéndices largos y la célula basal presenta un solo apéndice más corto. Las células centrales del conidio son de color oscuro, y las extremas hialinas (Sosa et al., 2003).

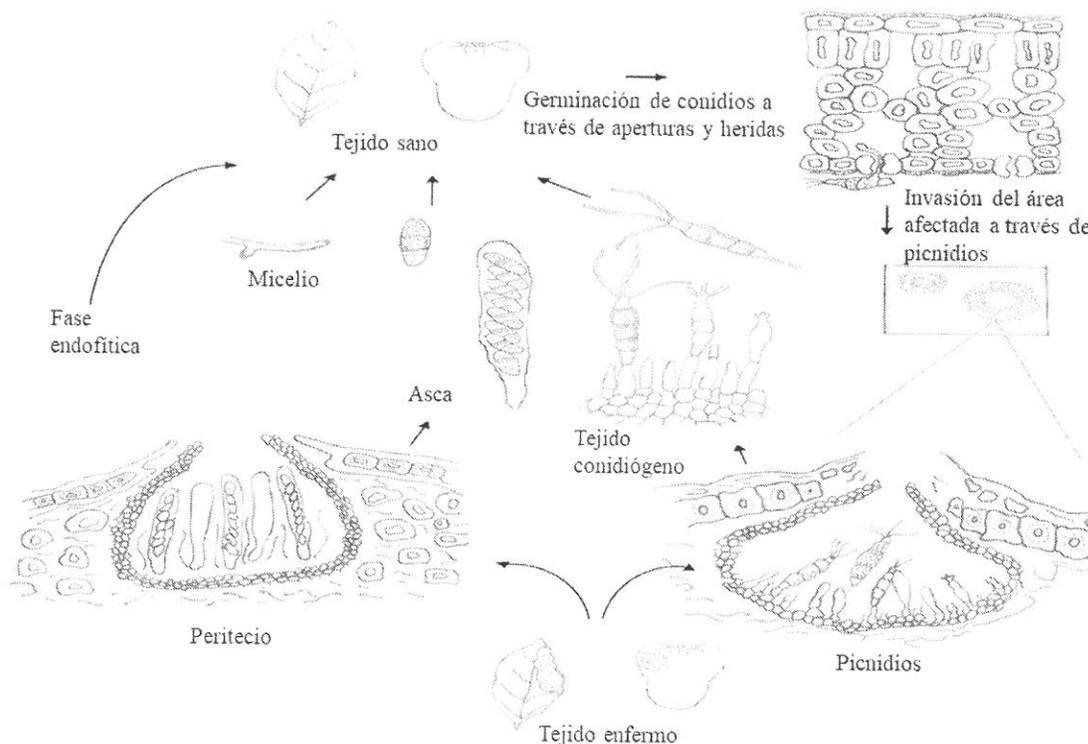


Imagen del ciclo de vida de Modificado de Maharachchikumbura, et al., 2011.

Las especies patógenas de Pestalotia tiene contacto con el huésped donde ocurre la infección, a través de sus conidios o esporas fragmentadas. Estas estructuras de infección pueden sobrevivir durante condiciones climáticas adversas y pueden causar infecciones primarias. Las estructuras de infección que se desarrollan sobre el tejido enfermo, genera infecciones secundarias aumentando el grado de enfermedad. Parte del ciclo de vida de Pestalotia lo pasan como endófitos y permanecen latentes sin síntomas, por lo que los tejidos del huésped se mantienen sanos, la fase patógena puede desencadenarse por una combinación de factores ambientales, el grado de susceptibilidad de las plantas y la virulencia del patógeno. En su etapa de patogenicidad los hongos aprovechan aperturas naturales en las plantas, así como las heridas que presentan, causando enfermedad en los tejidos del huésped. Finalmente, al llegar a los tejidos y generar el daño comienza la invasión del patógeno sobre el huésped a través de un tubo germinativo a través del cual liberan los picnidios (Maharachchikumbura, et al., 2011).

Las especies de Pestalotia no son altamente específicas de algún hospedador, pudiendo tener la capacidad de infectar a un gran rango de hospedadores (González, 2012).

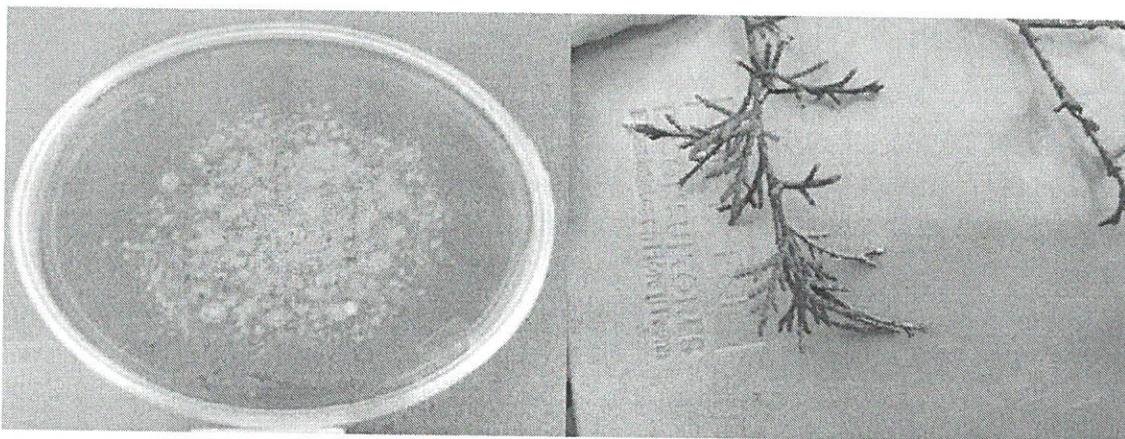
Hasta el momento se han logrado registrar a diversas especies del género *Pestalotia* en veinticinco familias de plantas; Musaceae, Goodeniaceae, Theaceae, Cephalotaxaceae, Euphorbiaceae, Ericaceae, Taxaceae, Rhizophoraceae, Pinaceae, *Larix potaninii*, Piperaceae, Crassulaceae, Asteraceae, Orchidaceae, Gentianaceae, Podocarpaceae, *Dendrobium*, Ebenaceae, Araceae, Sterculiaceae, Vacciniaceae, Lauraceae, Boraginaceae, Palmaceae y Chenopodiaceae (Liu, 2006).

Algunas especies de éste género causantes de manchas foliares o lesiones cancras más comunes son: *P. palmarum*, *P. macrotricha*, *P. rhododendri*, *P. theae*, *P. psidii*, *P. mangiferae*, *P. versicolor*, *P. funérea*, *P. funerea*, *P. hartigii*, *P. micheneri*, *P. montellica* y *P. stellata* (Arguedas, 2008).

4.12. Plan de manejo para el control de *Pestalotia* sp.

Benavides y colaboradores (2019), así como un estudio registrado por la empresa Microdiversa en el presente año, determinaron la presencia *Pestalotia* en el arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec. Estos hongos causaron manchas foliares en hojas de árboles de fresno, manchas grises plateadas en el haz de las hojas y presentaron una coloración café en el envés, además de causar manchas foliares en arboles de *Cupressus lusitánica*.

Las especies de *Pestalotia* causan una gran variedad de enfermedades en las plantas, incluidas las lesiones del cancro, la muerte de los brotes, machas foliares, el tizón de la aguja, el tizón de la punta, el tizón gris, chancro, clorosis severa, pudrición de la fruta y manchas foliares (González, 2012).



Fotografía de la determinación del hongo *Pestalotia* sp. e infección de *Cupressus lusitánica*. (Benavides et al., 2019; Microdiversa, 2020).

El uso de fungicidas, para el control de *Pestalotia* es la alternativa más común empleada para combatir a estos hongos, sin embargo, su utilización debe realizarse con conocimiento y responsabilidad, usando los productos más eficientes en el control de estos hongos y

considerar aquellos de menor toxicidad y dosis precisas para el cuidado del ambiente (Apablaza, 2001).

AFIPA en 2006 probó doce diferentes fungicidas para el control de *Pestalotia vaccinii* en el crecimiento radial del hongo bajo condiciones *in vitro*. Los fungicidas empleados fueron; Bentalate (Benomyl), Teldor (Fenhexamid), Rovral 4 FLO (Iprodione), Mastercop (Sulfato pentahidratado de cobre), Sportak (Prochloraz+carbendazima) Bayleton (Triadimefon), Horizon (Tebuconazole), Indar (Fenbuconazole), Prosper Trío (Spiroxamina+tebuconazole+triadimenol), Celeste (Fluidioxonil), Bravo 270 (Clorotalonil) y Captan (Captan), estos fungicidas se aplicaron en seis concentraciones crecientes de 0.01 a 200 ppm. Los tres fungicidas que mostraron mayor eficacia fueron, Horizon, Rovral 4 FLO y Sportak, productos de acción sistémica y de contacto.

En un trabajo realizado por Rahman et al. (2013), analizaron el efecto de seis diferentes fungicidas en contra del hongo patógeno *Pestalotia palmarum*, estos fungicidas fueron; Nemispore80WP (Mancozeb), Amcozim 50 WP (Carbendazim), Conza 5 EC (Hexaconazole), X-tra care 300 EC (Difenoconazole+Propiconazole), Ridomil 72 WP (Mancozeb+Metalexil) y Hepridion 70 WP (Hepidrion). La aplicación de los fungicidas se aplicó a tres diferentes concentraciones (1000, 2000 y 3000 ppm), colocando 100 ml al medio de crecimiento del hongo. Los resultados mostraron que los productos Conza 5 EC, X-tra care 300 EC y Hepridion 70 WP, fueron los más efectivos en dosis menores para el control del hongo.

El empleo de estos productos debe tratarse con cautela, dado que este caso los fungicidas se probaron contra una especie de *Pestalotia* en partículas, además, y lo más importante es que estos ensayos se realizaron bajo condiciones controladas, por lo que el aplicar estos fungicidas en campo puede generar resultados diferentes.

Con el fin de reducir el uso de fungicidas, un método de control útil para contrarrestar la presencia de *Pestalotia* sp. es el uso de compuestos biológicos. Godoy-Sosa (2018), utilizó el producto (Serenade® 1,34 SC), el cual es un producto biológico a base de *Trichoderma* sp. y *Bacillus subtilis*, que al ser asperjado sobre plantas de fresa activó el sistema inmunológico en las plantas, induciendo la producción de fitoalexinas y compuestos fenólicos que actúan como inhibidores de los hongos patógenos, además de fortalecer su pared celular que dificulta el proceso de infección realizado por el hongo.

Guerra Sierra y colaboradores (2019), probaron diferentes hongos aislados de la planta *Moringa oleifera* contra el crecimiento del hongo *P. palmarum* en pruebas *in vitro*. Determinaron el potencial de 21 cepas, de las cuales destacaron *Trichoderma* sp. MT17 al inhibir el crecimiento del hongo en un 87 %, además de *Curvularia* sp. MH5 que logró detener el crecimiento del *P. palmarum* en un 81 %. Ambos antecedentes aquí mencionados nos permiten sugerir al género *Trichoderma* como el mejor método de control biológico contra estos hongos.

Otro método de control de este patógeno es la poda, debido a que muchas especies de *Pestalotia*, afectan únicamente a plantas heridas o estresadas (Elliot et al., 2004). Por lo que la eliminación de ramas, ramillas, hojas o frutos de los árboles contagiados puede ser una alternativa de control de este género, siempre y cuando se sigan las recomendaciones hechas anteriormente, que consistente en aplicar un tratamiento idóneo al material de la poda para finalmente llevarlo a un sitio de disposición final.

Sin embargo, debido al gran número de especies registradas para este género, recomendamos que para utilizar un adecuado plan de manejo es necesaria una identificación más precisa de la o las posibles especies presentes en los árboles de fresno, de esta manera el método seleccionado para su control podrá ser más eficiente.

4.13. Descripción del insecto chupador de savia *Glycapsis brimblecombei*.

El psílido *G. brimblecombei* Moore (Hemiptera psyllidae), es un insecto chupador de savia de origen australiano, que causa pérdida de follaje, reducción de crecimiento y tras varias defoliaciones sucesivas, mortalidad de ramas y del árbol completo. Adicionalmente, el vigor del árbol se reduce y queda expuesto al ataque de diversos insectos y crea condiciones favorables para el desarrollo de hongos fitopatógenos que en conjunto podría también ocasionar su muerte de su hospedero (Ide et al., 2006)

El hospedero primario de estos insectos son los árboles de *Eucalyptus* spp., particularmente de los eucaliptos rojos, En Australia se conocen ocho especies como potenciales hospederas de estos psílicos, sin embargo, para México y Estados Unidos de América ha sido reportadas veintisiete especies, entre las que destaca; *E. camaldulensis*, *E. rudis*, *E. globulus*, *E. diversicolor*, *E. sideroxylon*, *E. nicholii*, *E. lehmannii*, *E. blakelyi*, *E. nitens*, *E. tereticornis*, *E. dealba*, *E. bridgesian*, *E. brassiana* y *E. mannifera* (Brenan et al., 2001).

Este es un insecto que presenta una amplia distribución geográfica, particularmente para nuestro país, este insecto se detectó por primera vez en el año 2001 y dos años después ya se le encontraba en 24 estados de la república mexicana (Berti, 2003).

El ataque de este psílido a los eucaliptos del Valle de México se reportó a partir del 2001 y ha tenido gran repercusión económicamente (Plascencia-González et al, 2005).

Este psílido en su etapa adulta presenta dimorfismo sexual, mientras que las hembras son ligeramente más grandes que los machos, llegan a medir entre 2.5 y 3.1 mm., el cuerpo es de color verde claro a veces con manchas amarillas. Este insecto se puede distinguir de otras especies debido a la longitud de sus proyecciones cefálicas llamado cono que se presenta debajo de cada ojo (Laudonia y Garona, 2010). El tórax es anaranjado y los rudimentos alares son de color gris oscuro. Una característica importante es que las ninfas forman una cubierta protectora cónica de color blanco, compuesta en su mayoría por secreciones de azúcar cristalizada. Este cono puede alcanzar un diámetro de 3 y 2 mm de

alto que va aumentando conforme las ninfas siguen creciendo (Ide et al., 2006). A continuación, se establece la clasificación taxonómica para este insecto:

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Insecta

Familia: Psylladae

Géner: *Glycapsis*

Especie: *G. brimblecombei*

El ciclo de vida para este insecto se pospone aproximadamente un mes durante el periodo primavera-verano (Hidalgo, 2005). Al igual que otros psílidos presenta una metamorfosis gradual pasando por las fases de huevo, ninfa y adulto.

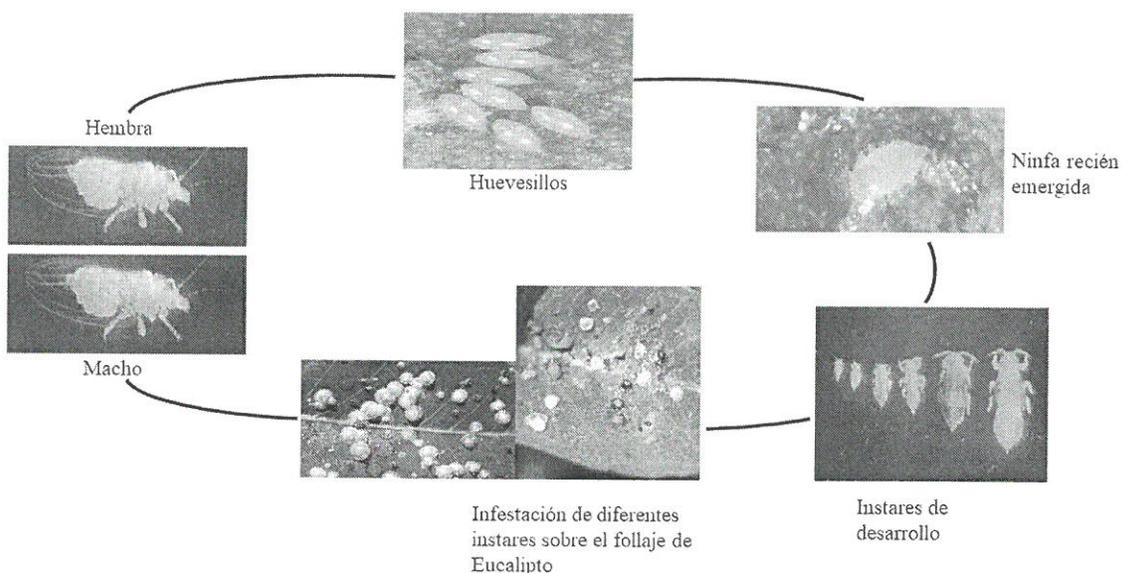


Imagen del ciclo de vida de *G. brimblecombei*. Modificado de Centro de Manejo Fitosanitario para las Áreas Verdes Urbanas del Distrito Federal. CEMFay

Para cumplir el ciclo de vida, el primer paso es la oviposición realizada por las hembras, estos huevos son de forma ovoide de color amarillo, la oviposición se lleva a cabo en hojas, y es caso de mal tiempo los huevos entran en un periodo de latencia hasta que las condiciones ambientales resultan favorables. Luego de la eclosión las ninfas rápidamente comienzan a desarrollarse a estadios de pupa, para posteriormente formar su cubierta protectora. Una vez que el insecto alcanza la etapa adulta, la actividad reproductiva la alcanza de forma muy rápida, las hembras fecundadas ovipositan a las ninfas que eclosionan, cabe destacar que el tiempo de desarrollo desde huevo hasta adulto varía desde

varias semanas, durante el clima cálido, hasta varios meses en presencia de temperaturas bajas.

De esta forma se presenta el ciclo de vida de este insecto, aunque depende de la situación geográfica en donde se localizan este ciclo puede sufrir de algunos pequeños cambios (Reguía y Pérez-Felipo, 2013). Por ejemplo, en Australia esta especie presenta de dos a cuatro generaciones al año, sin embargo, debido a que en nuestro país las condiciones son más cálidas es muy probable que el número de generaciones se incremente y, por ende, el número de individuos nuevos cada año será mayor.

En México se encontró que existe una relación entre las precipitaciones y los niveles de infestación de *G. brimblecombei*, la población tiende a mantenerse alta en los periodos secos, reduciéndose significativamente en los meses lluviosos (García-Ramírez et al., 2002).

El éxito de su gran desplazamiento a lo largo del planeta pudiera deberse a que adultos pueden volar largas distancias, aunque no se conoce el dato exacto. Pero sin duda alguna su dispersión pasiva es la principal responsable del desplazamiento de estos animales, considerando que estos animales son muy pequeños y pueden ser transportados por el viento, animales e incluso por personas y debido a que en su etapa ninfal si las condiciones ambientales no son favorables son capaces de permanecer largos periodos en periodo de latencia, puede sobrevivir largas distancias (Ide et al., 2006).

4.14. Plan de manejo para el control del chupador de savia *G. brimblecombei*.

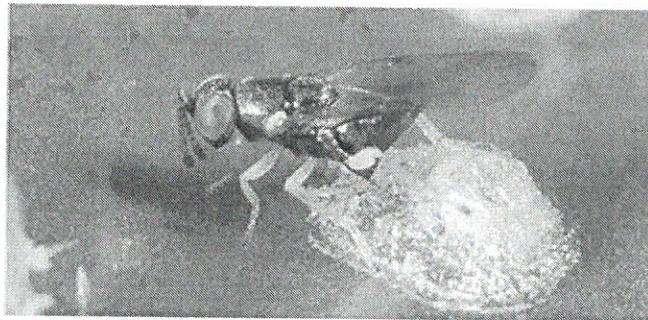
Benavides et al. (2019), reportaron la presencia de *G. brimblecombei* en el 76 % de los árboles de eucalipto muestreados en la tercera sección del bosque de Chapultepec, este porcentaje denota el grave problema que la presencia de este insecto representa para la sanidad del arbolado. A la par de este trabajo la empresa Micro-diversa, así como Cervantes Bautista et al. (2019), detectaron la presencia de este insecto sobre el follaje de árboles de eucalipto, determinando que la presencia de estos animales representa un potencial riesgo para el desarrollo de árboles de eucaliptos sanos en el bosque de Chapultepec.

Este es un insecto succionador de savia de las hojas, estos animales en su etapa adulta, así como en su etapa de ninfa causan daño a los árboles. Sin embargo, son las ninfas las principales responsables del daño. Este psílido aunque no se ha reportado afecten a árboles de fresno, si inducen el crecimiento de varios hongos, debido a la gran producción de mielecilla sobre la superficie de las hojas infestadas, hongos que son un riesgo potencial para los arboles de fresno que se desarrollan alrededor de los árboles de Eucalipto, por lo tanto el control de estos insectos resulta de suma importancia para salvaguardar un estado fitosanitario idóneo para el arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec (Bouvet et al., 2005).



Imagen de la identificación del insecto *G. brimblecombei* en hojas de *Eucalyptus camaldulensis* en la tercera sección del bosque de Chapultepec. (Benavides et al., 2019).

Hasta el momento para controlar a la población de *G. brimblecombei* en México se ha utilizado al parasitoide *Psyllaephagus biliteus*, como método de control biológico. Este parasitoide ha mostrado un rápido establecimiento y gran dispersión en las zonas en las que ha sido liberado y de acuerdo a la INIFAP el efecto que este parasitoide ejerce contra los psílidos tiene efecto por varios años, por lo que se puede esperar una mejora sustancial en la sanidad de las poblaciones de eucaliptos. El mecanismo por el cual este parasitoide ejerce el daño en contra del psílido es a través de la ovoposición de sus huevitos al interior de las ninfas del insecto, este parasitoide se desarrolla dentro y en general no muestra ningún síntoma de parasitismo hasta que la ninfa alcanza su último estadio (Dahlsten et al., 2005).



Fotografía del parasitoide *P. biliteus* en su etapa adulta utilizando su ovopositor para colocar un huevo dentro la ninfa de *P. biliteus* (Dahlsten et al., 2005).

Además de este parasitoide se han reportado algunos otros enemigos naturales del insecto *G. brimblecombei*, estos son; el artrópodo *Adalia bipunctata* L., el coleóptero *Cycloneda sanguinea* L. (Col.: Coccinellidae), los crisópidos (Neu.: *Chrysopidae*), los insectos neuróptidos hemeróbidos (Neu.: *Hemerobiidae*), además de chiches predatoras (*Hem.*:

Anthocoridae y *Lygaeidae*), que pueden depredar al psílido en sus diferentes etapas de desarrollo. Por otro lado, se ha reportado acción del himenóptero *Vespula germanica* (Hym.: Vespidae), consumiendo los azúcares del cono (Garrison, 1999; Wilcken et al., 2003).

El uso de variedades de eucalipto resistentes contra estos insectos es un método de control de estos psílicos poco explorada, Patton et al (2018), analizaron el perfil de expresión genética de árboles de *E. camaldulensis* expuestos a la infección por *G. brimblecombei* y compararon el perfil contra árboles no expuestos a la infestación con este psílido, encontrando una sobreexpresión de 413 genes en los árboles infectados, genes relacionados con la producción de polifenoles, quercetina, contenido de glucosidos y pentagalactoglucosa compuestos que dificultan la infección y síntomas causados por el insecto, además de inducir la expresión de algunos otros genes relacionados a respuesta de defensa y traducción de señales, por lo que pensar en por medio de señales inducir estos mecanismos en los árboles de eucalipto puede ser una opción para el control de estos psílicos.

Otra alternativa para el control de este insecto es promover una mayor diversidad de especies arbóreas, con la finalidad de que patógenos especialistas como es el caso de este psílido encuentre menos individuos hospedantes y de esta manera la cantidad de esta plaga se verá reducida de forma considerable.

4.15. Descripción de los insectos identificados en el arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec.

A continuación, presentamos una breve descripción de una serie de insectos que de acuerdo a diversos trabajos tienen su hogar en el arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec.

El primero de ellos es *Icerya purchasi*, este insecto es conocido como la cochinilla acanalada y es un hemíptero cocoideo que se alimenta de numerosas plantas leñosas, esta es una plaga cosmopolita de las plantas y originaria de Australia (Duran, 2012). Dentro de sus hospederos más comunes se encuentran las plantas; *Citrus spp.*, *Acacia sp.*, *Casuarina sp.*, *Pittosporum sp.*, *Mangifera sp.* y *Rosa sp.* (Hale, 1970). A continuación, se presenta su clasificación taxonómica:

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Suborden: Sternorrhyncha

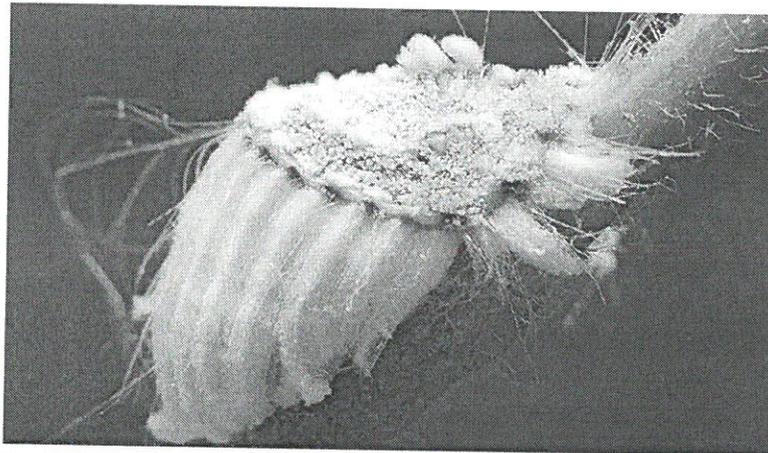
Superfamilia: Coccoidea

Familia: Monophlebidae

Género: *Icerya*

Especie: *I. purchasi*

Los adultos llegan a medir entre 6-10 mm, estos son hermafroditas y tienen forma oval de color rojizo-marrón con algunos pelillos negros. Cuando el insecto llega a la madurez permanece en fase de latencia, sujeto a la planta con una secreción cerosa generando un asurcado para los huevos, pueden contener cientos de estos y son de color rojo. El saco para los huevos puede crecer dos o tres veces más del largo del insecto. La principal dispersión de este insecto se da en su etapa de ninfa ya que puede ser transportada por el viento. Durante esta etapa ninfal, estos se alimentan picando los vasos conductores de savia de las hojas y pequeños brotes. Y finalmente, las ninfas más viejas emigran a tallos mayores y ocasionalmente como adultos a las ramas y el tronco. La duración del ciclo de vida está condicionado a las condiciones ambientales, las temperaturas altas pueden acelerar este proceso (Duran, 2012).



Fotografía de *I. purchasi*. José Marín.

Esta plaga afecta al troco, ramas y hojas, ocasionando debilitamiento por la succión de savia y por las toxinas que depositan al succionar, de esta forma puede ocasionar que el árbol se seque por completo (Benavides et al., 2019).

El segundo insecto identificado fue *Chionaspis* spp. (Hemiptera: Diaspididae), este género fue descrito por Signoret (1869) y actualmente está compuesto por 80 especies (García et al., 2015).

Chionaspis spp. se originó en el este de Asia, pudiendo invadir posteriormente América del Norte y posteriormente áreas tropicales del sur de Asia (Takagi, 1985).

Estos animales son conocidos comúnmente como insectos escamas acorazadas. Para el norte y centro de América, las especies *Chionaspis heterophyllae* Cooley y *C. pinifoliae* (Fitch), se han reportado como las principales responsables del daño de la familia Pinaceae (Vea et al., 2012). A continuación, se presenta la clasificación taxonómica de estos insectos:

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Homoptera

Suborden: Sternorrhyncha

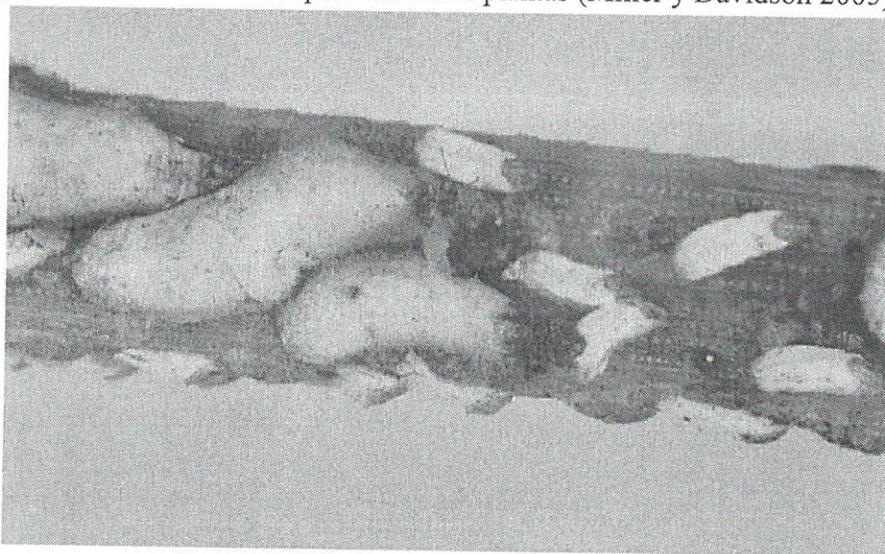
Superfamilia: Coccoidea

Familia: Diaspididae

Género: *Chionaspis*

Este género se caracteriza por presentar lóbulos medianos más grandes que los lóbulos segundos y terceros, además estos lóbulos medianos se encuentran unidos por una cigosis basal, los conductos dorsales tienen dos barras, presentes marginalmente hasta el segmento abdominal (Ben-Dov et al., 2012). Algunas especies que se encuentran en árboles de hoja caduca suelen tener dos formas morfológicas asociadas con el sitio de infestación que difieren en la forma de los lóbulos pigidiales; en la forma que infesta la corteza, los lóbulos medianos normalmente sobresalen más allá de los segundos lóbulos y son robustos, mientras que en la forma que infestan las hojas los lóbulos medianos suelen ser tan largos o no sobresalir más allá de los segundos lóbulos y profundamente hundidos en el ápice del pigidio (Suh, 2016).

Las hembras de este grupo de insectos se caracterizan por presentar una morfología reducida y un hábito sésil en la superficie de las plantas (Miller y Davidson 2005).



Fotografía de la presencia de *Chionaspis* spp. infestado a un árbol de pino. Cheung, D. K. B. Nurse y landscape pest.

El número de generaciones de *Chionaspis* spp., puede variar con la ubicación geográfica, además de otros factores como temperatura, planta huésped, densidad y clima local (Shour, 1986).

Los individuos pertenecientes a esta especie extraen los fluidos de las acículas de las hojas con las partes bucales perforando y succionando los nutrientes y causando que las acículas infectadas se tornen de color marrón. Cuando la infestación es severa puede causar una reducción en el estatus de la planta, un follaje escaso y la muerte de las ramas infectadas (Benavides et al., 2019).

El tercer insecto presente en el arbolado de la tercera sección del bosque de Chapultepec fue el descortezador *Phloeosinus* spp., estos escarabajos se encuentran entre las plagas que más daño causan a los árboles, debido a que las larvas y

adultos hacen túneles por debajo de la corteza causando la muerte del árbol (Moraal, 2010). La mayoría de los insectos pertenecientes a este género se reproducen en árboles debilitados, por sequía, defoliación por insectos o enfermedades o bien sobre árboles talados (Rouault et al., 2006). Los hospederos más comunes para este tipo de insectos son; *Chamaecyparis*, *Cupressus*, *Thuja* y *Juniperus* (Schwenke, 1974).

A continuación, se establece la caracterización taxonómica para este insecto:

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Coleoptera

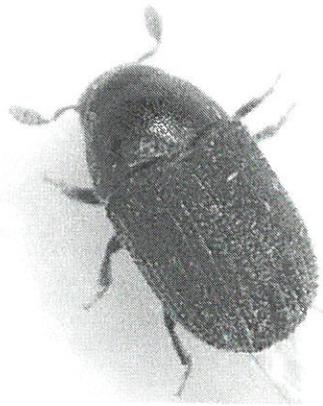
Familia: Curculionidae

Subfamilia: Scolytane

Género: *Phloesinus*

En el caso de los adultos, la hembra tiene un tamaño aproximado de 3.5 mm, cuerpo robusto, superficie ventral y patas negras, los élitros más rojizos, una cabeza con la frente convexa y rugosa, ojos oblongos, clava antenal larga y oblonga y un protórax un tercio más largo que ancho. Los machos, presentan una longitud promedio de 4.1 mm y las características son las mismas con excepción de protórax que es angosto en la parte anterior.

Los huevos presentan forma oval de consistencia blanca y a menudo que se acerca la eclosión se tornan transparentes. Las larvas en su último estadio presenta una anchura promedio de .88 mm y una longitud de 4.14 mm, son de color blancuzco, ápodas, ciegas escarebeiformes, con una región cefálica más esclerotizada, con las partes bucales bien desarrolladas. En su estado de pupa la coloración es blanca y a menudo que continúa su desarrollo se torna café rojizo, en las pupas próximas a madurar se distinguen la sutura epicraneal, los ojos compuestos, las antenas clavadas y las partes bucales bien desarrolladas y finalmente los élitros y las alas se notan formadas, aunque sin pigmentación y los élitros cubren todos los segmentos del abdomen (Magallón, 1988).



Fotografía de un insecto descortezador (*Phloeosinus* spp). Atkinson, 2010.

Dependiendo de la especie y el clima en el que se desarrollan estos escarabajos presentan de una a dos generaciones por año, pasa el invierno como etapa adulta y como larva y comienza su emergencia con el aumento de la temperatura en la primavera (Schwenke, 1974).

Durante su ciclo biológico, los adultos recién emergidos hacen túneles en las axilas de las ramas de árboles sanos que es donde se alimenta y realizan su hibernación. Una vez que alcanzan su madurez invaden la corteza y excavan en sus galerías en las que ponen sus huevesillos, las larvas permanecen en túneles de alimentación y finalmente terminan en cámaras pupales dentro de la corteza (Moraal, 2010).

El éxito de su dispersión se debe a que son invasivos y se transportan fácilmente con productos de madera, materiales de embalaje de madera, material de vivero y arboles bonsái (Fiala y Holusa 2018).

El daño causado por este descortezador se debe a los causados por larvas y adultos, ya que al alimentarse de la corteza interna (floema) y el cambium y la madera externa, causan el flujo de nutrientes hacia la parte inferior del árbol causando en algunos casos la muerte (Cibrian, 2007).

El ultimo género de insectos reportados fue *Atta* spp., las hormigas cortadoras de hojas representan una de las plagas más importantes de diversos cultivos y plantas en general. Estos insectos son un grupo de Himenópteros sociales de gran diversidad, se conocen alrededor de 15 especies (Fernández, 2003).

Estas hormigas evolucionan de hábitats secos o estacionalmente secos y se dispersan a una gran variedad de ambientes (Branstetter et al., 2017)

Estas hormigas forrajeras cortan el material vegetal, de plantaciones agrícolas y forestales, lo que favorece el crecimiento de hongos, por lo que se han convertido en una de las cinco plagas más importantes para el continente Americano (Ricci et al., 2005). A continuación, se presenta la clasificación taxonómica:

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hymenoptera
Familia: Formicidae
Subfamilia: Myrmicinae
Tribu: Attini
Género: *Atta*

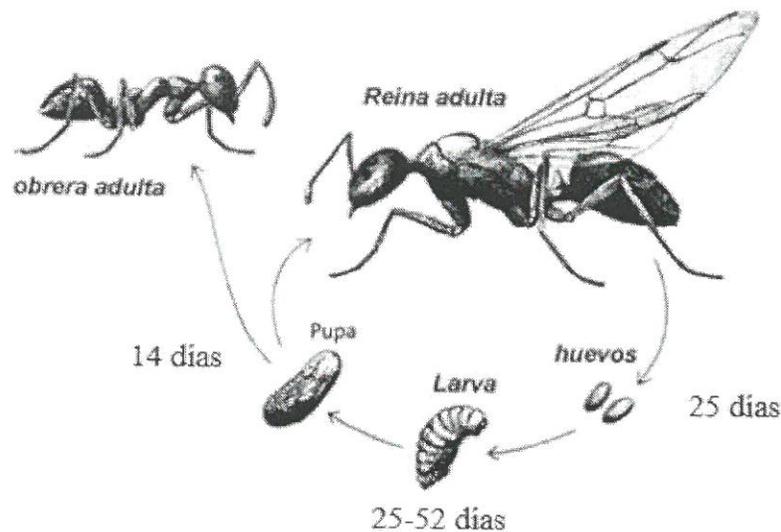
Las hormigas del género *Atta* spp. presentan tres pares de espinas dorsales, no más de una espina en los lóbulos laterales de la cabeza, abdomen con sedas de superficie lisa, que puede ser opaca o brillante y las hormigas obreras llegan a medir hasta 1.5 cm, la entrada de sus nidos presentan forma cónica pronunciada, una gran cantidad de tierra excavada en el conglomerado central con muchas cámaras internas (Arguello y Glastone, 2001).



Fotografía de la especie *Atta mexicana*. Dale Ward, 2003.

El ciclo biológico de las hormigas cortadoras presenta una metamorfosis completa con un estadio inmaduro que dura entre 64 y 91 días. El huevo dura 25 días, la larva de 25 a 52 días y la nifa 14 días; el estado inmaduro dura entre cuatro y siete meses para la mayoría de las castas (Vergara, 2005).

A handwritten signature in the bottom right corner of the page, consisting of stylized, cursive letters.



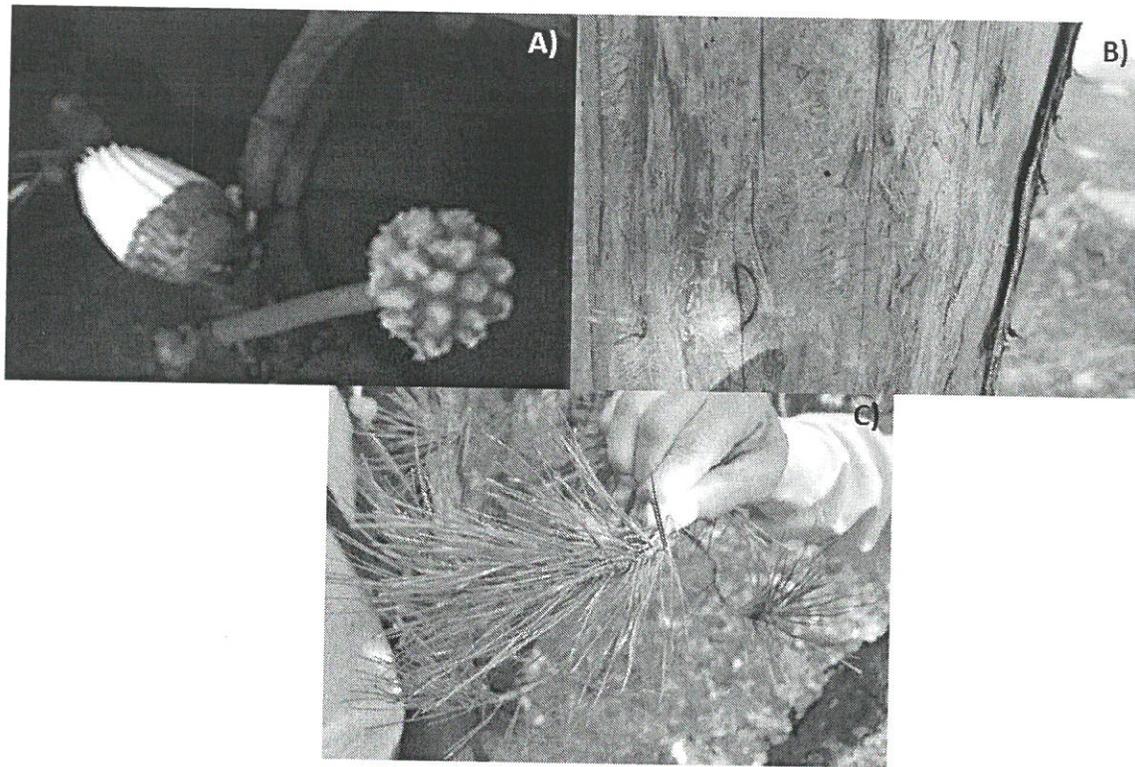
Ciclo biológico de *Atta* spp. Herrera-Salazar, 2009. Centro agrónomo tropical de investigación y enseñanza.

El principal daño que causan hacia los árboles es el de la herbivoría, llegan a cortar hasta el 13 % de las hojas de la especie que infectan, siendo capaces de afectar significativamente a plantas individuales, comunidades de plantas y ecosistemas (Wirth et al., 2003).

4.16. Plan de manejo para los insectos identificados en el arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec.

En diversos trabajos realizados sobre la detección de plagas y enfermedades del arbolado presente de la tercera sección del bosque de Chapultepec, se lograron identificar diversos insectos sobre diversas especies vegetales. Benavides et al. (2019), presentaron evidencia de la presencia del insecto descortezador *P. tacubayae*, así como, diversos especímenes del género *Atta* sp. A la par Cervantes- Bautista y colaboradores en 2019, reportaron al insecto *I. purchasi* desarrollarse sobre árboles de *Acacia retinoides* y al insecto *Chionopsis* spp. en diversas especies forestales (*Pinus radiata*, *Prunus serótina* subsp. *capulli*, *E. camaldulensis*).

Debido al desarrollo de estas plagas sobre la vegetación que acompaña a los árboles de fresno y aunque algunos de ellos no afectan directamente el desarrollo de estas especies, es necesario considerar que el daño al status de salud de la vegetación favorece la aparición de diversos hongos y enfermedades que sí podría afectar a la vigorosidad mostrada por las especies del género *Fraxinus*, por lo que la búsqueda de métodos de control para estos insectos resulta primordial para el cuidado del ecosistema vegetal desarrollado a lo largo del bosque de Chapultepec.



Imágenes de la presencia de insectos diversos sobre la vegetación de la tercera sección del bosque de Chapultepec. El panel A muestra la presencia de *I. purchasi* de *Acacia retinodes*. El panel B muestra un ejemplo de galería de *P. tacubayae* en árboles de *Cupresus lusitanica*. En el panel C se evidencia el ejemplo de la escama *Chionaspis* spp. sobre individuos de *Pinus cembroides*. Benavides et al., 2019.

Para el control de las poblaciones del insecto se destaca el uso del escarabajo *Rodolia cardinalis* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae), como método de control biológico, la liberación de este insecto logró controlar la plaga de la cochinilla en plantaciones de cítricos en California en 1880 (Bennett et al., 1985), desde entonces se ha convertido en una forma de control. Las larvas de recién nacidos y del tercer estadio del escarabajo *R. cardinalis* concluyen su ciclo biológico al alimentarse de especies de *I. purchasi*. Causto et al. (2003), probaron la efectividad de estos escarabajos contra especímenes de la cochinilla acanalada, además de ello analizaron la especificidad de entomófago al colocar otros insectos que cumplen una función ecológica importante, en la isla Galápagos, encontrando que únicamente cuando las especies de *R. cardinalis* que presentaron interacción con *I. purchasi* lograron terminar exitosamente su ciclo biológico, y demostraron de esta forma que el escarabajo es muy específico de los organismos que depreda. Por lo tanto, la liberación de este enemigo natural de la cochinilla acanalada pudiera ser una opción para el control de las poblaciones de este insecto.

La regulación de los insectos chupadores, incluyendo a *I. purchasi* sobre todo en sus etapas tempranas resulta de suma importancia para su control. El uso de insecticidas con un mecanismo de acción de contacto en muchas ocasiones además de no resultar del todo eficaz, puede llegar a generar resistencia en los insectos plaga. Si además de eso consideramos que en todas las etapas del ciclo de vida de este insecto está cubierto por cera, hace más complicado su control por medio de insecticidas químicos (Miret y Mari 2001).

En 2010 Silva y Morales demostraron que la aplicación del insecticida Spirotretramat, el cual se distribuye a lo largo del xilema y floema de la especie vegetal generando un efecto sistémico, actúa en la inhibición de la síntesis lipídica de los insectos afectados. Silva y Morales probaron tres dosis de este insecticida (0.5, 0.3 y 0.6 l/ha), en contra de tres insectos chupadores; *Myzus persicae*, *Bemisia tabaci* y *Thrips palmi*, encontrando que la dosis mínima mantuvo regulada a las poblaciones de estos insectos y lo más importante el daño generado hacia sus enemigos naturales, fue mínimo, por lo que esta puede ser una opción de gran especificidad contra este tipo de insectos y a la par del efecto que el producto causa sobre el insecto chupador se tiene la certeza de que sus enemigos naturales también participan de forma activa en su control.

Un método de control mecánico también puede ayudar en el control de la escama algodonosa, debido a que la infección causada por este insecto comienza por las partes blandas de las plantas del hospedante, como hojas jóvenes, nuevos tallos y pedúnculos, por lo que realizar la poda de estos tejidos vegetales que muestren signos claros de infección, constituye un método de control además de económico, también muy eficaz. Además, estas prácticas cobran mayor relevancia en temporada seca que es cuando el ciclo de vida del insecto se acelera (Norwin et al., 2019).

El control de *Chionaspis* spp. resulta difícil debido a la eclosión no sincronizada de las larvas y el desarrollo de la segunda generación. El uso de insecticidas de amplio espectro para su control puede ser eficaz cuando estos se aplican en las etapas inmaduras vulnerables del insecto, sin embargo, una vez que estos insectos segregan su protección de recubrimiento cerosa, la aplicación de los insecticidas resulta poco eficaz (McCullough et al. 1998).

Pese a las dificultades que implica el control de estos insectos a través de métodos químicos, cuando las aplicaciones se realizan en los tiempos adecuados pueden disminuir sus poblaciones. Una alternativa de control biológico es el uso de los enemigos naturales de *Chionaspis*, el uso de los coleópteros *Chilocorus stigma* y *C. bivulnerus*, han mostrado efectividad para el control de estos animales (Shour, 1986). Adicionalmente, se han reportado a doce especies de parasitoides Himenópteros, como responsables de controlar las poblaciones de *Chionaspis* (Cooper y Cranshaw 1999).

Fondren y McCullough en 2005, encontraron en Michigan que las especies de *C. pinifoliae* y *C. heterophyllae* tienen como enemigos naturales a los coleópteros *Chilocorus* spp. y *Microweisia misella*, además de dos avispas endoparasíticas *Encarsia bella* y *Marietta mexicana* que en conjunto lograron depredar el 70 % de las especies de *C. pinifoliae* y *C. heterophyllae*, por lo que el identificar a algunos de los enemigos naturales de estos insectos que sean endémicos de la Ciudad de México, y promover su población podría ser una alternativa de control contra los insectos de escamas acorazadas.

Para el control de los escarabajos descortezadores pertenecientes al género *Phloeosinus*, Kenis y colaboradores en 2004 reportaron la presencia del parasitoide *Rhaphitelus maculatus* y este se encargó de afectar el crecimiento de los escarabajos *P. armatus*, *P. bicolor* y *P. thujae*.

Como método de control biológico, Coria y colaboradores en 2007 encontraron como enemigos naturales del barrenador *Copturus aguacatae* Kissinger a los hongos *Metarhizium* sp. y *Bauveria bassiana* los cuales causaron diferentes porcentajes de mortalidad al insecto principalmente durante su etapa inmadura (Larva, pupa e imago), posteriormente, Aguirre *et al.*, 2011 probaron los efectos de ambos hongos de manera individual y de forma conjunta mediante el uso de bioinsecticidas comerciales, además de determinar también el efecto de biocontrol ejercido por la bacteria *Bacillus thuringiensis* (producto comercial), encontrando que en todos los casos la mortalidad del insecto se incrementa respecto a la condición en la cual el gusano no fue sometido a algún tratamiento.

Por ello a pesar de que se trata de insectos distintos es posible pensar que estos productos pudieran mostrar gran eficacia para el control de los escarabajos descortezadores.

Debido a que especies pertenecientes al género *Phloeosinus*, se sienten atraídos hacia árboles debilitados, por presentar un cambio en los metabolitos secundarios. Mantener al arbolado en buen estado al podar las ramas muertas y con riegos continuos en temporadas secas puede disminuir la presencia de estos insectos (Hayes *et al.*, 2008). Una vez que se realicen las podas se recomienda quemar a las ramas cortadas para prevenir la acumulación de escarabajos.

El control de las hormigas forrajeras es realmente difícil de llevar a cabo, el manejo de sus poblaciones requiere del uso de diversas técnicas y productos, es costoso, complicado y poco eficaz; debido a la adaptabilidad que presentan y su gran distribución (Arguello y Gladstone, 2001).

Considerando todos estos obstáculos, en la actualidad, el uso de medidas de control como lo son la excavación total de los nidos hasta encontrar a la reina para destruirla, la inundación de nidos y el uso de barreras muertas para evitar que puedan defoliar las hojas de sus hospedantes, son métodos ampliamente utilizados (Montoya *et al.*, 2007).

El control químico es otra forma de control, algunos de ellos como la Sulfluramida presente en cebos granulares (Mirex S® y Dinagro S), fipronil (Blitz), clorpirifos (Pikapau y Attamix SB) y aldrín (Hormitox), son productos que han mostrado gran eficacia para el control de estas plagas, sin embargo, debemos considerar que estos químicos generan un efecto residual en el ambiente, causando efectos negativos en otras especies de importancia ecológica (Varón, 2006).

Una alternativa para reducir la cantidad de químicos en el ambiente, en el afán de controlar las poblaciones de hormigas forrajeras, es el uso de controladores biológicos, extractos y metabolitos vegetales (Caffarini et al., 2008). El uso de cebos que se describen como formulaciones que sirven para atraer a las plagas y provocarles la muerte, tienen como ventaja su especificidad contra las plagas a destruir, que son de aplicación localizada, que generan poco impacto al ambiente y que tienen bajo costo (Caffarini et al., 2006).

El uso de atrayentes alimenticios como las pulpas o aceites esenciales de diferentes especies cítricas, jugo de piña, hojuelas de avena, germen de trigo, melazas, salvado de arroz, harinas y aceites de diferentes leguminosas; para atraer a las hormigas cortadoras, ha generado buenos resultados a corto plazo (Arango y Sinigui, 2008).

El uso de formulaciones biológicas es otra opción para reducir la cantidad de agroquímicos. Productos a base del hongo *Beauveria bassiana*, mostraron gran efectividad al aplicarse contra la especie *Atta insularis* (Pérez, 2002). López y Orduz (2003), mediante la aplicación de un cebo que contenía como ingrediente activo a base de *Metarhizium anisopliae* y *Trichoderma viride*, lograron una mortalidad del 100 % de hormigas de la especie *Atta cephalotes*, por lo que estos productos muestran gran efectividad para el control de estas plagas por lo que son ampliamente recomendados.

A pesar de que las opciones para el control de estos insectos son mayores, como ya se mencionó en raras ocasiones logran mostrar efectividad del 100 %, por lo que se recomienda se usar al mismo tiempo más de un método. Uno de ellos podría ser destruir o inundar los nidos y a la par aplicar algún método de control ya sea químico o biológico.

4.17. Descripción de hongos fitopatógenos presentes en el arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec.

Estudios fitosanitarios realizados sobre el arbolado de la tercera sección del bosque de Chapultepec, ha permitido la detección de hongos patógenos que representan un daño



potencial para el establecimiento de una estructura vegetal, capaz de cumplir con diferentes roles ecológicos que aporten beneficios a las personas que radican en la Ciudad de México.

Las especies de *Kirramyces* sp. está dentro de los patógenos más importantes que afectan a los árboles de eucalipto (Andic et al., 2007).

El género *Kirramyces* se estableció para patógenos de celomicetos en el complejo tipo *Phaeosporia* (Walker et al., 1992). Su clasificación taxonómica se establece a continuación:

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Orden: Capnoidiales

Familia: Mycospharrellaceae

Género: *Kirramyces*

Algunas de las especies pertenecientes a este género presentan; conidios pigmentados, multiseptados, con células conidiógenas anelídicas lisas. Algunas otras presentan conidios pigmentados cilíndricos y conidiógenas verrugosas que proliferan de forma continua (Wingfield et al., 1996).

En este género destacan las especies *K. zuluensis*, *K. destructans*, *K. eucalipto*, *K. epicoccoides* (Carnegi, 2007), además de *K. epicicloide* (Microdiversa, 2020). Hasta el momento de la especie con la que se cuenta con mayor información es *K. destructans*. La infección de *K. destructans*, se manifiesta con manchas foliares de forma irregular o subcirculares de 10-20 mm de diámetro. El micelio interno es de color café pálido, septado, ramificado de 2 a 5 mm de diámetro. Las infecciones ocurren en hojas jóvenes e inclusive sobre brotes sin abrir, esta hoja infectada a menudo presenta malformaciones y en las hojas viejas, las nervaduras presentan una coloración púrpura. Adicionalmente, en hojas con gran porcentaje de infección, la mayoría de los estomas se encuentran afectados, mientras que, en condiciones de humedad, se pueden observar masas de conidios negros desarrollarse sobre la superficie interior de las hojas (Wingfield et al., 1996).

A pesar de que dentro del arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec se ha reportado la presencia de *K. epicicloide*, escasa información sobre esta especie complica su caracterización.

Para el caso del género *Phoma*, a pesar de que desde el año 1821 se describieron a las primeras especies, fue hasta el año 1880 cuando el género fue introducido de forma oficial (Boerema y Bollen, 1975). Algunas estimaciones refieren que este género incluye cerca de 3000 taxones lo que lo convierte en uno de los géneros fúngicos más grandes. El género

fúngico *Phoma* es altamente polifilético con especies con gran similitud a *Phoma* dispersas en seis familias de los Pleosporales (Aveskamp et al., 2010). Contiene numerosas especies sapróbicas y endófitas asociadas con una amplia gama de huéspedes (Chen et al., 2015). Además, este género destaca por que incluye a numerosas especies fitopatógenas, algunas de ellas de gran relevancia económica y ecológica (Aveskamp et al., 2008).

La clasificación taxonómica para este hongo se establece a continuación:

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Subclase: Pleosporomycetidae

Orden: Pleosporales

Familia: Didymellaceae

Género: *Phoma*

Se ha reportado que la forma en que afectan algunos hongos pertenecientes a este género a las plantas es la siguiente; el hongo infecta a los tejidos tiernos de hojas en desarrollo, brotes terminales del tallo y ramas laterales, logrando internalizarse a través de los estomas o heridas presentes en la planta. Las plantas afectadas presentan necrosis descendente de los tejidos en desarrollo, avanzando al tejido lignificado en donde se detiene (Gil y Leguizamón 2000). En las hojas jóvenes se observan manchas oscuras, redondeadas, de bordes irregulares, son capaces de causar malformación al afectar al tejido sano, además de que, en presencia de alta humedad, por el haz y el envés de las hojas se observa al micelio del hongo de color blanquesino y polvoso (Fernández, 1961).

Phoma sp. presenta picnidios oscuros, ostiolados, lenticulares a globosos, con dimensiones de 25 a 280 por 25 a 277 micras, presenta abundantes esporas o picnidiosporas de 1 a 5 por 1 a 6 micras, estas son; uniceldadas, hialinas, ovoides a elongadas, micelio hialino septado y ramificado (Boereman et al., 2004).

Una vez que el hongo llega a la planta, ocurre la maduración de los picnidios y la producción de esporas, estas esporas germinan sobre los tejidos del hospedante y su tubo germinativo penetra por los estomas y heridas, logrando formar un apresorio, a partir del cual se producen hifas de colonización que avanzan por logrando invadir a la planta inter e intracelularmente. Luego de este proceso las células afectadas se plasmolizan, los cloroplastos se aglutinan y ocurre el colapso total del tejido afectado (Gil et al., 2003). Debido a que estos hongos son capaces de esporular, es que presentan un gran éxito para su dispersión, y causan una gran cantidad de pérdidas tanto económicas, así como ecológicas y culturales al causar una gran afectación de los huéspedes que logran colonizar

Algunas de las especies destacadas del género Phoma se encuentran; *P. destructiva*, *P. herbarum*, *P. curcubitacearum*, *P. microspora*, *P. medicaginis*, *P. pinodella*, *P. sclerotides*, entre otras (Van de Aa, et al., 1990).

Sin embargo, Boerema et al (2004), reclasificaron a este género en nueve secciones; Phoma, Heterospora, Paraphoma, Peyronellaea, Phyllostictoides, Sclerophomella, Plenodomus, Macrospora y Pilos, por lo que algunas de las especies ya establecidas fueron reclasificadas, y es necesario considerar algunos métodos moleculares para reestablecer adecuadamente a este género (Chen et al., 2015).

En cuanto al género Rhizopus, la primera descripción del género fue *R. nigricans* y actualmente representa uno de los géneros fúngicos de mayor importancia económica (Ibaurre, 2019).

Hasta el año 2007 se habían estudiado a 312 cepas de Rhizopus, los cuales fueron aislados de diversas plantas y cultivos. La morfología de los esporangios y cigospóangios, la temperatura máxima de crecimiento, la compatibilidad de apareamiento y la sistemática molecular son caracteres importantes para poder establecer una adecuada identificación de las especies pertenecientes a este género (Zheng et al., 2007).

A pesar de que presenta un ciclo sexual para su reproducción, la haploidía es la fase más estudiada, debido a que la germinación de las zigosporas dura meses y la tasa de germinación es baja. Las esporas asexuales se reproducen dentro de los esporangios y son liberadas al madurar (Pitt y Hocking 2009). La clasificación taxonómica del hongo se presenta a continuación:

Reino: Fungi

Filo: Zygomycota

Clase: Zygomycete

Orden: Mucorales

Familia: Mucoraceae

Género: *Rhizopus*

Las colonias presentan un crecimiento rápido, característica que favorece su dispersión y establecimiento sobre diversos hospederos, estas son de color blanco y al alcanzar su madurez toman una coloración oscura, son vellosas algodonosas y secas (Bonifaz, 2012).

Presentan un micelio macrosifonado (5-10 micras), hialino, cenocítico, en los puntos en donde se conecta a los esporangióforos y los estolones se forman estructuras llamadas rizoides (debido a ellas el nombre recibido). Los esporangióforos son largos y no se ramifican y finalmente terminan en esporangios de gran tamaño (40-275 micras), con esporangiosporas hialinas, ligeramente cafés (Larone, 2011).

Inue et al (1995), estableció diez características morfológicas, culturales y fisiológicas de gran importancia para la clasificación del género *Rhizopus*; temperatura máxima de crecimiento, formación de clamidosporas, formación de esporangios y rizoides, curvatura de los esporangióforos, coloración de los esporangióforos, diámetro de estos, color al reverso del micelio en cultivos con glutamato de sodio, producción de ácido en la superficie de crecimiento, prueba de Voges-Proskauer y finalmente forma y tamaño de las esporangiosporas.

Dentro del género se presentan patógenos de plantas y animales, además de representar un gran problema para la conservación de alimentos (nartsson et al., 2014). Algunas especies destacadas son; *R. oligosporus*, *R. microsporus*, *R. delemar*, *R. oryzae*, *R. microsporus*, *R* y *R. stolonife*, siendo la especie *R. oryzae* el miembro más descrito (Lennartsson et al., 2014).

Varios hongos fitopatógenos pertenecientes al género *Rhizopus* se caracterizan por causar el tizón sobre especies vegetales. Esta enfermedad se inicia con una hinchazón anormal de las raíces de las plantas (Noda et al., 1980). Este síntoma es ocasionado por el metabolito macrocíclico policíclico rizoxina (aislada de *Rhizopus* sp.) (Iwasaki et al., 1984).

Dentro del arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec se identificó también al hongo patógeno *Mucor* sp. Este género contiene alrededor de 58 especies y se localizan comúnmente en el suelo y sobre la superficie de las plantas, siendo el género más grande dentro del orden Mucorales y la familia Microraceae (Walther et al., 2013). La primera observación de una muestra de *Mucor* fue realizado en 1665 por Robert Hooke. *Mucor* sp. se considera un grupo polifilético, debido a ello es necesario realizar estudios de múltiples regiones conservadas del genoma para su correcta identificación (Hyde et al., 2014).

Los miembros de *Mucor* se caracterizan por colonias de crecimiento rápido, de coloración blanco a beige y algunas otras de color grisaseo, los esporangióforos son simples o ramificados sin rizoides basales, esporangios no apofisados y cigosporas que tienen suspensores casi de igual tamaño y opuestos (Hoog et al., 2000). La clasificación taxonómica de este hongo se establece a continuación:

Reino: Fungi

División: Mucoromycota

Orden: Mucorales

Familia: Mucoraceae

Género: *Mucor*

Las especies del género *Mucor*, crecen principalmente como hifas, descritas como coenocíticas, siendo muy raros los septos y presentan reproducción sexual y asexual (Stajich et al., 2009). La reproducción asexual en este género implica la formación de

esporangios múltiples, algunas especies desarrollan esporas vegetativas dentro de las hifas de forma abundante. Las especies de este género son haploides cigóticas cuando su reproducción es sexual. Estas esporas sexuales pueden ser de suaves a verrugosas, desnudas y opuestas que surgen de un solo micelio (Morin-Sardin et al., 2016).

Varias especies pertenecientes a este género presentan implicaciones biotecnológicas y alimenticias. Algunos de los géneros de mayor relevancia son; *M. circinelloides*, *M. indicus*, *M. recemorus*, *M. ramosissimus*, y *M. rhizopodiformis* (Álvarez et al., 2011).

Finalmente, se logró identificar el género *Cladosporium* sp., este género es uno de los más grandes y heterogéneos de hyphomicetes y hasta el año 2004 se habían establecido 772 especies, para su clasificación e identificación es necesario el uso de estudios morfológicos, además de una caracterización molecular, debido a que este es un grupo monofilético (Schubert y Braun 2007).

Este género fue descrito por primera vez por H. F. Link (1816), con *C. herbarum* como especie tipo. Los hongos pertenecientes a este género son cosmopolitas, la mayoría de ellos son saprótrofos, y muchas especies son patógenos de plantas y humanos (Ogórek et al., 2012).

Cladosporium sp. requiere de condiciones climáticas frescas y húmedas para su crecimiento vivo, liberación de esporas, germinación y desarrollo de enfermedades, son activos a bajas temperaturas y alta humedad (Kwon et al., 2001). Su clasificación taxonómica se establece a continuación:

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Orden: Capnodiales

Familia: Davidiellaceae

Género: *Cladosporium*

Los hongos pertenecientes a este género, se encuentran generalmente en etapa conidial (anamorfo), mientras que su etapa perfecta (teleomorfo), rara vez se logra presentar (Kryczyński y Weber, 2011). Las colonias de *Cladosporium* crecen relativamente rápido y forman aterciopelados, harinosos, de gris verdoso a verde oliva y colonias negras inversas, además de no crecer a temperaturas superiores a 35°C (Kryczyński et al., 2011).

Las hifas de estos hongos son rastreras, septadas en la superficie. Los conidióforos son casi erigidos, ramificados y flocados, que a menudo

forman una especie de césped de color verde oliva. Las blastosporas son de una o dos células, en raras ocasiones tricelulares, de forma y tamaño variable. Los conidios son generalmente globosos y ovalados cuando son unicelulares, posteriormente presentan una pared transversal, de color verdoso (Gilman, 1957).

Estos hongos pueden causar enfermedades a diversas plantas, causando manchas marrones en las hojas, aunque las plantas mayormente afectadas son las curcubitáceas (Kryczyński y Weber, 2011).

El género comprende varias especies fitopatógenas, entre las que se encuentran; *C. fulvum*, *C. herbarum* y *C. cucumerinum* (Ogórek et al., 2012).

4.18. Plan de manejo para el control de hongos fitopatógenos registrados en el arbolado de la tercera sección del bosque de Chapultepec.

En el bosque de Chapultepec se han realizado diversos trabajos para la identificación de plagas y enfermedades presentes en el arbolado de la tercera sección del bosque de Chapultepec, la empresa Micro-Diversa (2020), Benavides et al. (2019) y Cervantes-Bautista et al., (2019), coinciden en la identificación de diversos hongos en distintas especies vegetales.

Lograron determinar la presencia de *Kyrramices* sp. y *Cladosporium* sp. en arboles de eucalipto, de *Phoma* sp. y *Rhizopus* sp. creciendo sobre arboles de Yuca, además se encuentra al género *Mucor* relacionado con especies de encino. A pesar de que ninguno de los hongos antes mencionados fue localizado sobre especies de fresno, el hecho de que el resto de la vegetación se vea afectada por estos fitopatógenos, atrae a insectos u otros patógenos potenciales que en conjunto alteran el equilibrio ecológico del bosque.

A continuación, se proponen métodos de control generales para el manejo de hongos fitopatógenos, alternativas de control biológico y químicas de amplio espectro, así como métodos mecánicos como son la poda de los árboles de forma correcta, para intentar controlar la presencia de los diversos hongos.

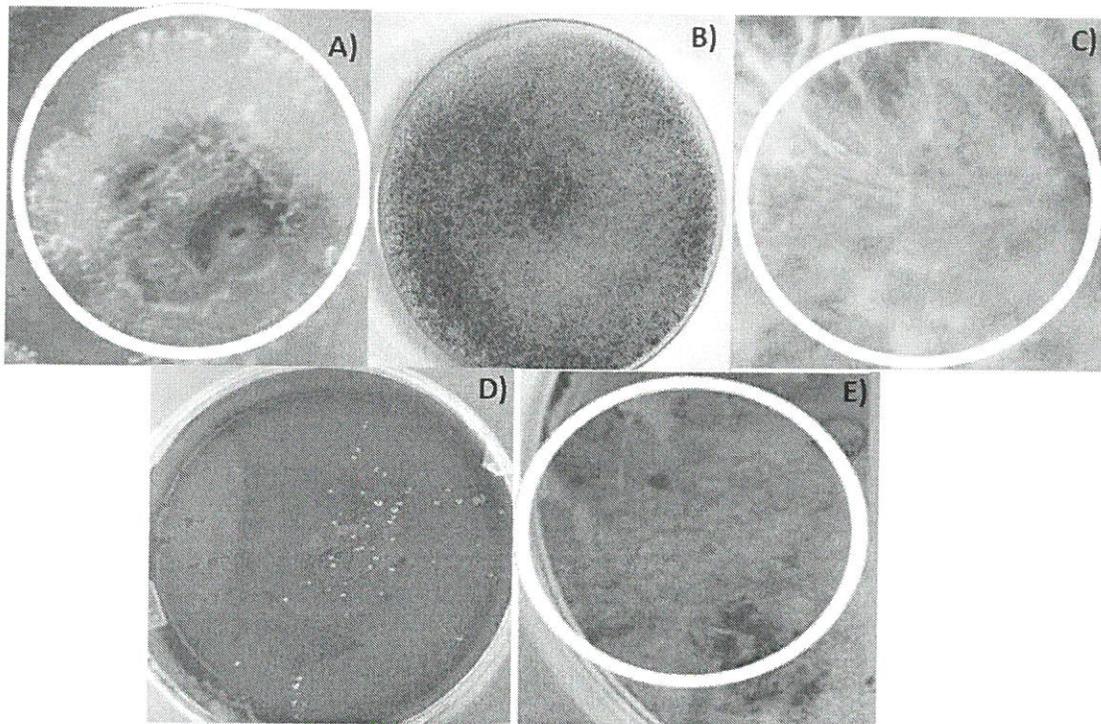


Imagen de los hongos fitopatógenos identificados en el arbolado presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec. El panel A muestra el crecimiento en medio de cultivo de *Phoma* sp. El panel B muestra el crecimiento de *Rhizopus* sp. En el panel C se observa el crecimiento de *Mucor* sp. En el panel D se presenta el crecimiento de *Kirramyces* sp. Y finalmente el panel E muestra el crecimiento de *Cladosporium* sp. (Benavides et al., 2018).

El uso de métodos biológicos es una alternativa para el control de hongos fitopatógenos, el modo de acción que presentan es variado y pueden actuar de forma individual o en consorcio. Como mecanismos de control llegan a ejercer antagonismo, parasitismo, competencia por nutrientes, antibiosis, e inducción de sistema de resistencia en planta (Alabouvette, et al., 2009).

El uso de productos biológicos a bases de bacterias pertenecientes a los géneros *Pseudomonas* y *Bacillus* resultan una excelente opción para el control de hongos fitopatógenos debido a que contienen un gran número de especies que son capaces de ocupar diversos nichos biológicos, además de ellos muchas de estas especies son excelentes colonizadoras por lo que pueden competir por nutrientes y espacio con los hongos fitopatógenos, y adicionalmente mecanismos como la producción de antibióticos, sideróforos, biofilm e inducción de mecanismos de defensa en plantas los hacen excelentes candidatos para el control de hongos. Algunas especies como *B. subtilis*, *B. amilolyquefaciens*, *B. pumilus*, *P. chlororaphis*, *P. aureofasciens* y *P. fluorescens* presentan

[Handwritten signature]

diversos mecanismos que en conjunto permiten una mayor eficacia de control de hongos fitopatógenos (Larreta-Vega, 2001; Villareal-Delgado, et al., 2018).

El uso de hongos pertenecientes al género *Trichoderma*, también destaca en el control de hongos fitopatógenos; algunas especies como *T. viridae*, *T. atroviridae*, *T. harzianum* y *T. asperellum*, han mostrado gran capacidad para el control de diversos fitopatógenos, a través de diversos mecanismos de control, como la producción de metabolitos secundarios, enzimas líticas, competencia por espacio, producción de sideróforos, etc (Martínez et al., 2013).

Algunos fungicidas comerciales en nuestro país son; Biofungicida NOVADERMA (a base de *Trichoderma*), BASILLIOSS (a base de *B. subtilis*), BIOTRIBA (a base de *B. subtilis*), NEMABIOL (a base de *B. subtilis*+*T. harzianum*), BAC FOS (a base de *B. subtilis*), T34BIOCONTROL (a base de *T. asperellum*), entre muchos otros, sin embargo, para poder aplicar cualquiera de estos productos es necesario considerar las diferentes recomendaciones propias de cada producto.

En cuanto al control a través de productos químicos, para el control de *Phoma* sp., en un trabajo realizado por Parra y colaboradores en 2019, probaron dos diferentes tratamientos para el control de estos hongos, uno de ellos fue a base Azoxistrobina+Difenoconazole y el segundo que fue a base de Carbendazim, como resultados se obtuvo que la aplicación de Azoxistrobina+Difenoconazole fue 13 % más eficaz que Carbendazim, sin embargo, ambos fungicidas lograron controlar satisfactoriamente la presencia de este patógeno.

Para el control del hongo *Rhizopus* sp., se probaron cuatro diferentes fungicidas en condiciones *in vitro*; Captan 50 PM a 1.7, 3,4 y 5.1 mg de ingrediente activo por ml de agua; Curacarb 50 WP a 6.3, 12.6 y 18.9 mg de ingrediente activo por ml de agua; Benlate WP a 6.0, 12.0 y 18.0 mg de ingrediente activo por ml de agua; Funcloraz 40 CE a 1.9, 3.8 y 5.7 mg de ingrediente activo por ml de agua. Los resultados demostraron que con excepción del Captan el resto de los fungicidas lograron disminuir el crecimiento de *Rhizopus* hasta en un 80 % (Rivas et al., 2006).

En otro trabajo realizado por Hernández y colaboradores en 2007, se evaluó la actividad antifúngica del quitosano en cuatro diferentes concentraciones; 0.5, 1, 1.5 y 2 mg/ml, bajo condiciones *in vitro* sobre el desarrollo de *Rhizopus stolonifer* y *Mucor* spp. Como resultado obtuvieron que la concentración más eficaz fue 2 mg/ml al inhibir el crecimiento de ambos fitopatógenos, adicionalmente afectó a la morfología de las esporas de cada hongo, para el caso de las esporas de *R. stolonifer* presentaron cambios en su área, forma y densidad óptica mientras que para *Mucor* spp. las esporas solo manifestaron cambios en su densidad óptica desde la concentración de quitosano de 1.5 mg/ml. Finalmente, ambos hongos presentaron inhibición de la germinación de las esporas bajo la concentración máxima de quitosano.

Otro género fúngico que genera una gran cantidad de problemas es *Cladosporium*. Mengal et al. 2019 probaron cuatro diferentes fungicidas sobre el crecimiento de *C. cladosporoides* en condiciones *in vitro*, los fungicidas fueron; Antracol, Alliete, Melody duo, Cabriotop y Topsin-M a 100, 200 y 300 ppm, a la par se probaron también a agentes de control biológico como *Pestalotiopsis sp*, *Neurospora sp*, *Arthrinium sp*, y *Hypocrea lixii*. En el tratamiento control las colonias de *C. cladosporoides* presentaron un crecimiento lineal de 90 mm, mientras que en los tratamientos en que se aplicó Melody duo las colonias presentaron un crecimiento mínimo de 21 mm, seguido por Antracol con colonias de 23 mm, Alliet con 23.5, Topsin-M con 27.5 y finalmente Cabriotop con 26 mm. Es importante destacar que los mejores resultados de inhibición se presentaron con la aplicación de agentes biológicos ya que *Neurospora sp*. únicamente permitió el crecimiento de las colonias en 3.7 mm, seguido por *Arthrinium sp*. con colonias 7.5 mm, *Pestalotiopsis sp*. 9 mm, *Hypocrea lixii* 9 mm y *Fusarium sp*. con colonias de tamaño de 9.5 mm, por lo que en este trabajo para el control de *C. cladosporoides* los agentes biológicos resultan mejor opción.

Los ejemplos de los fungicidas químicos utilizados en los trabajos anteriores, representan una alternativa para el control de los hongos identificados en la vegetación presente en la tercera sección del bosque de Chapultepec, sin embargo, es necesario el considerar que la mayoría de los resultados positivos mencionados, se llevan a cabo en condiciones controladas y bajo dosis relativamente bajas, por lo que se deberán realizar más estudios ahora bajo condiciones de campo y evaluar que tanta efectividad presentar en contra de los hongos y si no causan afectación a la flora y fauna benéfica que ahí se desarrolla.

Un método accesible y fácil para prevenir la dispersión de hongos fitopatógenos, son las podas forestales, se recomienda no podar más del 50% de la altura total de un árbol, por lo general lo que se hace es cortar las ramas de la parte media inferior del árbol a partir del tercer año, este tipo de acciones evita la competencia por espacio entre la vegetación presente, un criterio importante para identificar que árboles necesitan de una poda es observar si la luz solar tiene incidencia directa al suelo, además de que se recomienda la eliminación de hojas, ramas, troncos y ramillas viejas o con un mal estatus que favorecen la presencia de hongos fitopatógenos.

Cuando la infección se presenta de manera evidente, lo que se recomienda, una vez que se realiza la poda del material vegetal afectado es aplicar un tratamiento para eliminar a los patógenos y evitar la dispersión de los mismos hacia vegetación sana.

6. Discusión y conclusiones.

7. Bibliografía.

Adams, P. A. 1979. A new species of *Leucochrysa* from México (Neuroptera:Chrysopidae). *Folia Entomol. Mex.* 41:95-101.

AFIPA, 2006. Manual Fitosanitario. Facultad de Agronomía e Ingeniería Forestal. Pontificia Universidad Católica de Chile. 1160 p.

Agrios, N. G. 2005. Plant Pathology, 5 th ed. University of Florida. United States of America. 922 p.

Aguirre S, Curis H, Ruiz R, Serna E, Negrete R, Gómez J, Lara Blanca. (2011). Control biológico del barrenador de ramas del aguacate *Copturus aguacatae* Kissinger. Proceedings VII World Avocado Congress.

Alabouvette C., Olivain, C., Migheli, Q., Steinberg, C. 2009. Microbiological control of soil-borne phytopathogenic fungi with special emphasis on wilt-inducing *Fusarium oxysporum*. New phytologist. 184: 539-544.

Alexopoulos CJ, Mims CW. Introductory mycology. 3rd ed. New York: John Wiley & Sons; 1979.

Alvarado-Rosales, D., & Saavedra-Romero, L. de L. (2005). El género Cladocolea (Loranthaceae) en México: Muérdago verdadero o injerto. Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente, 11(1), 5-9.

Alvarez, E., Cano, J., Stchigel, A. M., Soutton, D. A., Fothergill, A. W., Salas, V., Rinald, M. G., Guarro, J. 2011. Two new species of *Mucor* from clinical samples. Medical Mycology. 49:62-72.

Andersen, B., Sørensen, J. L., Nielsen, K. F., van den Ende, B. G., de Hoog, S. (2009). A polyphasic approach to the taxonomy of the *Alternaria Infectoria* species-group. *Fungal Genetics and Biology*, 46, 642–656.

Anderson, T. E., Roberts, D. W. Compatibility of *Beauveria bassiana* Isolates with Insecticide Formulations Used in Colorado Potato Beetle (Coleoptera: Chrysomelidae) Control. *Journal of Economic Entomology*. 76:1437-1441.

Andjic, V., Barber, P.A., Carnegie, A.J., Hardy, G.E.S.J., Wingfield, M.J. & Burgess, T.I. 2007a. Multiple gene genealogies reveal important relationships between *Phaeophleospora* spp. infecting Eucalyptus leaves. *FEMS Microbiology Letters* 268: 22–33.

Anonymous (2014b). Leaf spot diseases of shade trees and ornamentals. Missouri Botanical Garden. Accessed on 28 July 2017.

Apablaza, G. 2001. Enfermedades relevantes de los cultivos y su control, Agenda del Salitre. 11th Ed. Santiago, Chile. 1515 p.

Arango, JU; Sinigui, A. 2008. Manejo de la sanidad vegetal en el bosque tropical húmedo: el caso de las hormigas arrieras en Chageradó. Revista de agroecología. LEISA. Marzo. Pág. 28-31.

Arguedas, M. 2008. Problemas fitosanitarios del ciprés (*Cupressus lusitánica* Mill) en Costa Rica. Revista Forestal Costa Rica. 5(13).

Arguello, H; Gladstone, SM. 2001. Guía ilustrada para la identificación de especies de zompopos (*Atta* spp. y *Acromyrmex* spp.) presentes en El Salvador, Honduras y Nicaragua. PROMIPAC. Carrera Ciencia y producción, Zamorano, Honduras. 34 pp.

Arroyave Maya, M. D. P., Posada Posada, M. I., Nowak, D. J., & Hoehn, R. E. (2018). Remoción de contaminantes atmosféricos por el bosque urbano en el valle de Aburrá. Colombia Forestal, 22(1), 5–16.

Atkinson, et al. 1985. Lista comentada de los coleópteros Scolytidae y Platypodidae del Valle de México, Folia Entomológica Mexicana no. 65: 63-108, (1985).

Atkinson, T. H. 2013. Estado de conocimiento de la taxonomía de los escarabajos descortezadores y ambrosiales de México (Coleoptera:Curculionidae: Scolytinae). Simposio de parasitología vegetal. Comisión Nacional Forestal. 13-27.

Atkinson, T. H. 2017. Familia Curculionidae: Subfamilia Scolytinae. In: Cibrián T., D. (ed.). Fundamento de Entomología Forestal. Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, Edo. de Méx., México. pp. 306-313.

J. E. Aukema *et al.*, Economic impacts of non-native forest insects in the continental United States. *PLOS ONE* 6, e24587 (2011)

Aveskamp MM, de Gruyter J, Crous PW (2008). Biology and recent developments in the systematics of *Phoma*, a complex genus of major quarantine significance. *Fungal Diversity* 31:1–18.

Aveskamp MM, de Gruyter J, Woudenberg JHC, *et al.* (2010). Highlights of the *Didymellaceae*: a polyphasic approach to characterise *Phoma* and related pleosporalean genera. *Studies in Mycology* 65: 1–60

Balderas, L. R. y R. G. Charles J. 1978. Avance del censo de la fauna benéfica en la zona centro del Estado de Tamaulipas. En : XII Congreso Nacional de Entomología. Folia Entomológica Mexicana. 39-40:125-127.

Barberá C (1976) Pesticidas agrícolas. 3ª edición. Omega Barcelona, pp. 271-277.

Ben-Dov Y, Miller DR, Gibson GAP (2012) ScaleNet, Scales in a Family Query Results. 25 November 2012.

- T. K. BenDor, S. S. Metcalf, L. E. Fontenot, B. Sangunett, B. Hannon, Modeling the spread of the Emerald Ash Borer. *Ecol. Modell.* 197, 221–236 (2006).
- Bennett, F.D., Cock, M.J.W., Hughes, I.W., 1985. Biological control of insect pests in Bermuda. *Bull. Entomol. Res.* 50, 423–436.
- Berti, E.; V. Costa; R. Zuparko; J. Lasalle. 2003. Ocorrência de *Psyllaephagus bliteus/quadricyclus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae) no Brasil. *Revista de Agricultura Piracicaba*, 78(3):304.
- Bessadat, N., Simoneau, P., Benichou, S., Setti, B., Kihal, M., & Henni, D. E. (2014). Morphological, physiological and pathogenic variability of small-spore *Alternaria* sp. causing leaf blight of Solanaceous plants in Algeria. *African Journal of Microbiology Research*, 8, 3422–3434
- Billings, R. F.; C. W. Berisford; S. M Salom; and T.L. Payne. 1995. Applications of semiochemical in the management of southern pine beetle infestation: current status of research. In: Salom, S.M.; and Hobson, K.R. Eds. Application of semiochemical for management of bark beetle infestations. Proceedings of an informal conference. 1993.
- Boerema GH (1976). The *Phoma* species studied in culture by Dr R.W.G. Dennis. *Transactions of the British Mycological Society* 67: 289–319
- Boerema GH, de Gruyter J, Noordeloos ME, et al. (2004). *Phoma identification manual. Differentiation of specific and infra-specific taxa in culture.* CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Bonner, F. T. 1990. Storage of seeds: Potential and limitations for germplasm conservation. *Forest Ecology and Management.* 35:35-43.
- Bonifaz, A. (2012) *Micología Médica Básica*, Capítulo 5: Hongos Contaminantes, 4 edición, McGrawHill: México. pag 63, 600p.
- Borelli S., Conigliaro M. y Pineda F. 2018. Urban forests in the global context. *Unasyuva* Vol. 69 (2018/1): 3-10.
- Bouvet, J., Harrand, L., Burckhardt, D. 2005. Primera cita de *Blastopsylla occidentalis* y *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Psyllidae) para la República Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 64: 99-102.
- Boyd, I. L., Freer-Smith, P. H., Gilligan, C.A., Godfray, C. J. 2013. The Consequence of Tree Pests and Diseases for Ecosystem Services. *Science.* 342:823-833.
- Branstetter, M. G., Jesovnik, A., Sosa-Calvo, J., Lloyd, M. W., Faircloth, B. C., Brady, S. G., & Schultz, T. R. (2017). Dry habitats were crucibles of domestication in the evolution

of agriculture in ants. Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences, 284,20170095.

Caffarini, P; Carrizo, P; Pelicano, A. 2006. Extractos cítricos como atrayentes para cebos hormiguicidas con sustancias naturales. Revista Facultad de Ciencias Agrícolas UNCuyo. 38(1):19-26.

Caffarini, P; Carrizo, P; Pelicano, A; Roggero, P; Pacheco, P. 2008. Efectos de extractos acetónicos y acuosos de *Ricinus communis* (ricino), *Melia azedarach* (paraíso) y *Trichillia glauca* (trichillia), sobre la hormiga negra común (*Acromyrmex lundii*). IDESIA 26(1):59-64.

D. M. Cahill, J. E. Rookes, B. A. Wilson, L. Gibson, K. L. McDougal, *Phytophthora cinnamomi* and Australia's biodiversity: Impacts, predictions and progress towards control. *Aust. J. Bot.* 56, 279–310 (2008).

Cantón MA, C De Rosa, H Kasperidus. 2003. Sustentabilidad del bosque urbano en el área metropolitana de la ciudad de Mendoza. Análisis y diagnóstico de la condición de las arboledas. *Avances en Energías Renovables y Medio Ambiente* 7(1): 29-34.

Carnegie AJ (2007). Forest health condition in New South Wales, Australia,1996–2005. II. Fungal damage recorded in eucalypt plantations during forest health surveys and their management. *Australasian Plant Pathology* 36, 225–239.

Causton, E. C., Lincango, P. M., Poulson, G.A. 2003. *Feeding range studies of Rodolia cardinalis (Mulsant), a candidate biological control agent of Icerya purchasi Maskell in the Galapagos islands.* Biological Control. 29: 315-325.

Cervantes-Bautista, M., Ortiz-Barrios, R., Reséniz-Martínes, J.F. 2019. Condición fitosanitaria del arbolado de la tercera sección del bosque de Chapultepec. *Revista Mexicana de Agroecosistemas.* 6:122-135.

Chacalo, A., G. Watson, R. Bye, V. Ordaza, A. Aldama and H. Vázquez. 2000. Root growth of *Quercus crassifolia*, *Q. crassipes* and *Fraxinus udheii* in 2 different soil types. *Journal of Arboriculture* 26(1): 30-37.

Chen, Q., Jiang, J. R., Zhang, G.Z., Cai, L., Crous, P. W. Resolving the *Phoma* enigma. *Studies in Microbiology.* 82:137-217.

Chiappini E., Huber J. (2008) Fairyflies (Hymenoptera: Mymaridae). In: Capinera J.L. (eds) *Encyclopedia of Entomology.* Springer, Dordrecht.

Ching HW, Yu WT, Jen SH and Hsiung KW. 2007. Effect of oriental medicinal plant extracts on spore germination of *Alternaria brassicicola* and nature of inhibitory substances from speed weed. *Plant Dis.*, 91(12): 1621-1624.

Choi, I. Y., Wang-Hyu, L., Jong-Jin, L., Mi-Jeong, P., Jeong-Ae, K., Jeong-Ran, C., Hyeon-Dong, Shin. (2016) Characterization of a *Septobasidium* sp. Associated with Felt Disease of *Schisandra chinensis*. *Mycobiology*, 44:1, 58-62.

Cibrián, T. D., J. T. Méndez, M., R. Campos, B., H.O. Yates III, J. Flores, L., 1995. *Insectos Forestales de México*. Universidad Autónoma Chapingo. SARH. México.

Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S. García D. 2007. *Enfermedades forestales en México*. Universidad Autónoma Chapingo/USDA Forest Service/ Natural Resources Canada. Chapingo, Edo. De Méx., México. 587 p.

Cibrián T., D., V. D. Cibrián Li., D. G. Ruiz F., A. F. Burke R., U. M. Barrera R., H. C. Álvarez S., y J. M. Cadena B. 2010. Uso de plaguicidas con base en reguladores del crecimiento para el control de muérdago en arbolado urbano. Proyecto CPSG/067ª/2009 - Manejo del arbolado urbano infestado por muérdago y otros agentes que afectan su salud en el distrito federal. Universidad Autónoma Chapingo. México. 106 p.

Contreras-Ruiz, C., Alvarado-Rosales, D., Cibrián-Tovar, D., Valdovinos-Ponce, G. 2017. Chemical control with ethephon (2-chloroethylphosphonic acid) of the true mistletoe *struthanthus interruptus* (kunth) g. don. *Agrociencia*. 52:741-755.

R. C. Cobb, J. A. N. Filipe, R. K. Meentemeyer, C. A. Gilligan, D. M. Rizzo, Ecosystem transformation by emerging infectious disease: Loss of large tanoak from California forests. *J. Ecol.* 100, 712–722 (2012).

Cooper, D. D., and W. S. Cranshaw. 1999. The natural enemy complex associated with the pine needle scale, *Chionaspis pinifoliae* (Fitch) (Homoptera: Diaspididae), in North Central Colorado. *J. Kans. Entomol. Soc.* 72: 131-133.

Coria VM, Pescador A, López E, Lezama R, Salgado R, López M, Vidales A, Muñoz J, Eller FJ, Bartelt RJ, Shasha BS, Schuster DJ, Riley DG, Stansley PA, Mueller TF, Shuler KD, Johnson B, Davis JH, Sutherland CA. 2007. Autoecología del barrenador de ramas *Copturus aguacatae* Kissinger (Coleoptera: Circulionidae) del aguacate en Michoacán, México. *Proceedings VI World Avocado Congress (Actas VI Congreso Mundial del Aguacate)*. Viña del Mar, Chile. 12-16 Nov 2007.

Corona Nava, E.V., L. Rosas P.A. Chimal H. y A. Hernández G. 1994. *Fraxinus uhdei*. *Botanische Jahrbücher für Systematik, Pflanzen geschichte and Pflanzen geographie*. 40.

- Couch JN. The genus *Septobasidium*. Chapel Hill (NC):University of North Carolina Press; 1938.
- Couch JN. 1946. Two species of *Septobasidium* from Mexico with unusual insect houses. *J. Elisha Mitchell Sci Soc* 62:87-94
- Dahlsten, D. L., Daane, K. M., Paine, T. F., Sime, K. R., Lawson, A. B., Rowney, D. L., Roltsch, W. L. et al. 2005. Imported parasitic wasp helps control red gum lerp psyllid. *California Agriculture*. 59:229-234.
- Dang, K., Doggett, S., Singham, V. Chown-Yang, L. 2017. Insecticide resistance and resistance mechanisms in bed bugs, *Cimex* spp. (Hemiptera: Cimicidae). *Parasites y Vectors*. 10, 318.
- Dawar, S., Ahmad, I., Tariq, M. Forest Diaseses and Protection. 2014. Capítulo 8. 161-191
- Del- Val, E., Sáenz-Romero, C. 2017. Insectos descortezadores (Coleoptera:Curculionidae) y cambio climático: problemática actual y perspectivas de los bosques templados. *TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*. 20:53-60.
- Denman, E.C., P.B. May, and G.M. Moore. 2016. The potential role of urban forests in removing nutrients from stormwater. *J. Environ. Qual.* 45:207-214.
- Díaz LM, Z Cano, ME Queijeiro. 2016. Mistletoe infection in an urban forest in Mexico City. *Urban Forestry & Urban Greening* 17: 126-134.
- Douglas, S.M. (2012). Leaf spot diseases of ornamental trees and shrubs. Department of Plant Pathology and Ecology. Connecticut Agricultural Experiment Station. Huntington Street, USA.
- G. Dwyer, J. Dushoff, J. S. Elkinton, S. A. Levin, Pathogendriven outbreaks in forest defoliators revisited: Building models from experimental data. *Am. Nat.* 156, 105-120 (2000).
- Elliott. M., Broschat. T., Uchida, J. y Simone, G. (2004). Diseases and disorders of ornamental palms. American Phytopathological Society, St. Paul.
- K. J. Elliott, W. T. Swank, Long-term changes in forest composition and diversity following early logging (1919-1923) and the decline of American chestnut (*Castanea dentata*). *Plant Ecol.* 197, 155-172 (2008).

Espinoza-Zuñiga, P., Ramírez-Dávila, J. F., Cibrán-Tovar, D., Villanueva-Morales, A., Cibrán-Llenderal, V. D., Figueroa-Figueroa, D., Rivera-Martínez, R. 2019. Modelación de la distribución espacial del muérdago (Santalales: Loranthaceae) en las áreas verdes de la delegación Tlalpan, México. *Bosque*. 40:17-28.

Fernández, F. ed. 2003. Introducción a las hormigas de la región neotropical. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, CO. XXVI.398 p.

Fernandez-Manjarres, J. F., Gerard, P. R., Dufour, J., Raquin, C., Frascaria-Lacoste, N. "Differential patterns of morphological and molecular hybridization between *Fraxinus excelsior* L. and *Fraxinus angustifolia* Vahl (Oleaceae) in eastern and western France," *Molecular Ecology*, vol. 15, no. 11, pp. 3245-3257, 2006

Fernández B., O. Muerte descendente de los brotes del cafeto causada por especies de *Phoma* y *Colletotrichum*. *Cenicafe* 12 (3): 127 - 140. 1961.

Fiala, T., Holusa, J. 2018. Occurrence of the Invasive Bark Beetle *Phloeosinus aubei* on Common Juniper Trees the Czech Republic. *Forest*. 10:12.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (2016). Guidelines on Urban and Peri-Urban Forestry. Fao Forestry Paper N.º 178. Roma: FAO

Fondred, M. K., McCullough, D. G. 2005. Phenology, Natural Enemies, and Efficacy of Horticultural Oil for Control of *Chionaspis heterophyllae* (Homoptera: Diaspididae) on Christmas Tree Plantations. *Journal of Economy Entomology*. 98: 1603-1613.

Fonseca, J., Tovar, D., Morales, A., Flores, J. 2007. Descripción y ciclo de vida de la chinche del fresno *Tropidosteptes chapingoensis* Carvalho y Rosas (Hemiptera: Miridae). *Ra Ximhai*. 3;443-459.

Gadhi, M. A., Nizamani, Z. A., Jatoi, G. H., Abro, M. A., Keerio, A. U., Poussio, G. B., & Qiu, D. (2018). In-vitro efficacy of bio-control agent and essential oils against leaf blight of chickpea caused by *Alternaria alternata*. *Acta Ecologica Sinica*

García-Ramírez, A., Mercado, G., Guerra J. 2002. Análisis del efecto de las condiciones ambientales en la fluctuación de poblacional del Psílido del Eucalipto en el Estado de México. s/p.

García, M., B. Denno, D. R. Miller, G. L. Miller, Y. Ben-Dov, and N. B. Hardy. 2015. ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics.

Garrison, W. 1999. New Agricultural Pest for Southern California Redgum Lerp Psyllid, *Glycaspis brimblecombei*. Los Angeles County Agricultural Commissioner's Office. Internet.

Gil, V. L. F.; Castro, C. B. L.; Cadena G. G. Enfermedades del cafeto en Colombia. Medellín, 2003. p. 115-119.

Gil, V. L.F.; Leguizamon, C. J.E. La muerte descendente del cafeto (*Phoma sp.*). Avances Técnicos Cenicafe No. 278: 1 – 4. 2000.

Gilman J.C. *A manual of soli fungi revised, 2nd edition*. Iowa: State College Press; 1957. p.333-334

Guerra, S., Sánchez, B. M., Hasay, S. 2019. Evaluación in vitro de la capacidad antagónica de hongos endófitos aislados de *moringa oleífera* (I) en el control de *Pestalotia Palmarum* (Q). Bucaramanga, Universidad de Santander. 79.

Goche-López, E., Arriola-Padilla, V. J. Perea-Alcalá, A., Reséndiz-Martínez, J. F. Camacho, A. D. 2004. Insecticidas sistémicos para el control de *Dendroctonus adjunctus* Blandford, 1897 en El Nevado de Toluca. Revista Mexicana de Ciencias Forestales. 6:50-63.

Godoy-Sosa, M. F. 2018. Resistencia sistémica inducida para el control de *Pestalotia sp.* y *Colletotrichum sp.* en fresa (*Fragaria x ananassa* Duch.) por medio de tres agentes de control biológico. Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano Honduras.

Gómez LD, Henk DA. Validation of the species of *Septobasidium* (Basidiomycetes) described by John N. Couch. Lankesteriana. 2004;4:75-96.

Gonzales, C., F. Seleme, F. y C. Juri. 2002. Identificación del Patógeno que causa el tizón de las Coníferas en Catamarca. Congreso Regional de Ciencia y Tecnología, Universidad Nacional de Catamarca. 7 p.

Gonzales, G. (2012). Caracterización cultural de *Pestalotia*. Fitopatología agrícola, 344

Guzmán-Larralde, A., Tryapsin, S., Huber, T., Gonzáles-Hernández, A. Review of the Mexican species of *Erythmelus* (Hymenoptera: Mymaridae), with description of two new species. Zootaxa. 1:121-130.

Hale, L. D. 1970. Biology of *Icerya purchasi* and its natural enemies in Hawaii. Proceedings Hawaiian Entomological Society. 3:533-550.

Hayes JL, Johnson PL, Eglitis A, Scott DW, Spiegel L, Schmitt CL & Smith SE 2008. Response of bark and woodboring beetles to host volatiles and wounding on western juniper. Western Journal of Applied Forestry 23: 206-215.

Henk, D. A. 2005. New species of *Septobasidium* from southern Costa Rica and the southeastern United States. Mycologia. 97:908-913.

Hernández-Lauzardo, A. N., Hernández- Martínez, M., Velázquez-Del valle, M. G. 2007. Actividad Antifúngica del Quitosano en el Control de *Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.:Fr.) Vuill. y *Mucor* spp. Revista Mexicana de Fitopatología. 5: 109-113.

Hidalgo F.O., 2005. Evaluación de la preferencia de *Glycaspis brimblecombei* Moore por diversos hospedadores del género *Eucalyptus* L'Herit. en la región metropolitana, Chile. Universidad de Chile, Chile, 40 pp.

Hoog GS de, Guarro J, Gen é J, Figueras MJ. *Atlas of Clinical Fungi*. 2nd ed. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, The Netherlands, University Rovira i Virgili, Reus, Spain; 2000.

Hyde KD, Nilsson RH, Alias SA, Ariyawansa HA, Blair JE et al. 2014. One stop shop: backbones trees for important phytopathogenic genera: I (2014). Fungal Diversity 67:21-125. <http://dx.doi.org/10.1007/s13225-014-0298-1>

Ibarruri, J. Z. 2019. Valorización de subproductos de la industria alimentaria mediante fermentación sólida y sumergida con *Rhizopus* sp. Univesidad del país vasco. Azti tecnalia. 244 pp.

Ide M.S., Muñoz C.A., Beéche M.C., Moncada J.E., Jacques L.R., González P.E. & Goycoolea C.P., 2006. Detección y control biológico de *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae). Subdepartamento de Vigilancia y Control de Plagas Forestales y Exóticas Invasoras. Gobierno de Chile. Ministerio de Agricultura. S.A.G., Chile, 32 pp.

Inui T., Takeda Y., Iizuka H. (1965) Taxonomic studies on genus *Rhizopus*. The Journal of General and Applied Microbiology 11

Iwasaki, S. et al. Studies on macrocyclic lactone antibiotics. VII. Structure of aphytotoxin "rhizoxin" produced by *Rhizopus chinensis*. J. Antibiot. 37, 354--362 (1984).

Johnson, W. T. y H. H. Lyon. 1991. Insects that feed on trees and shrubs. 2a. Ed. Cornell University Press. N. Y. U.S.A. 402.

- Kenis M, Wermelinger B & Gregoire JC 2004. Research on parasitoids and predators of Scolytidae - a review. In: Bark and Wood
- Khan, M. U., Abroo, M. A., Jatoi, G.H., Ali, A., Hullio, M.H., Guo, L.D. 2019. Evaluation of different fungicides, botanical extracts and bio control agents against *Alternaria alternate* the causal agent of leaf spot in Grapes. *Biocell*. 43:12-21.
- Kirkendall, L. R., P. H. W. Biedermann, B. H. Jordal. 2015. Evolution and diversity of bark and ambrosia beetles. En: Vega E., F, and R. W Hofstetler. 2015. *Bark Beetles biology and ecology of native and invasive species*. Elsevier Inc. Londres. pp 85 – 142.
- Kostova, T. Iossifova, T. 2007. “Chemical components of *Fraxinus* species,” *Fitoterapia*, vol. 78, no. 2, pp. 85–106, 2007.
- Kostova, I. 2001. “*Fraxinus ornus* L.,” *Fitoterapia*, vol. 72, no. 5, pp. 471– 480, 2001.
- T. Kowalski, *Chalara fraxinae* sp. Nov. associated with dieback of ash (*Fraxinus excelsior*) in Poland. *Forest Pathol*. 36, 246–270 (2006).
- Krzyściak P, Skóra M, Macura AB. *Atlas grzybów chorobotwórczych człowieka*. Wyd MedPharm Polska; 2011, 316
- Kryczyński S, Weber Z. *Fitopatologia. Choroby roślin uprawnych (tom 2)*. Poznań: Wyd. PWRiL;2011. p.294-298.
- W. A. Kurz *et al.*, Mountain pine beetle and forest carbon feedback to climate change. *Nature* 452, 987–990 (2008).
- Larreta-Vega, O. F. 2001. Microorganismos antagonistas para el control fitosanitario. *Manejo integrado de plagas*. 62:96-100.
- Larone, D. (2011) *Medically Important Fungi: A Guide To Identification*, Capitulo Termally Monomorphic Moulds, ASM Press: Washington, Dc. pag 175 – 176, 485p.
- Laudonia S. & Garonna A.P., 2010. The red gum lerp psyllid, *Glycaspis brimblecombei*, a new exotic pest of *Eucalyptus camaldulensis* in Italy. *Bulletin of Insectology*, 63: 233–236.
- Lavelle, P., Dangerfield, M., Fragoso, C., Eschenbrenner, V., López-Hernández, D., Pashanasi, B., et al. (1994). The relationship between soil macrofauna and tropical soil fertility. En P. L. Wooster y M. J. Swift (Eds.), *the biological management of tropical soil fertility* (pp. 137–169). Chichester, Inglaterra: John Wiley & Sons.
- Lennartsson PR, Taherzadeh MJ, Edebo L (2014) *Rhizopus*. In: Batt CA (ed) *Encyclopedia of food microbiology*. Reference module in food safety. pp 284-290

- Liu, R. A. Diversity of plant endophytic *Pestalotiopsis* in Hainan and molecular phylogenetics of *Pestalotiopsis*, Zhejiang University, Ph.D. Thesis, China, 2006.
- Livesley, J. S., McPherson, E. G., Calfapietra, C. The Urban Forest and Ecosystem Services: Impacts on Urban Water, Heat, and Pollution Cycles at the Tree, Street, and City Scale, *Journal of Environmental Quality*. 45:119-124.
- J. Loo, Ecological impacts of non-indigenous invasive fungi as forest pathogens. *Biol. Invasions* 11, 81–96 (2009).
- López, E; Orduz, S. 2003. *Metarhizium anisopliae* y *Trichoderma viride* for control of nests of the fungus-growing ant, *Atta cephalotes*. *Biological Control* 27:194–200.
- Magallon, P. G. 1988. Plagas forestales. Tesis para obtener el grado de Agrónomo. Universidad de Guadalajara
- Maharachchikumbura, S. N., Guo, L., Chukeatirote, E., Bahkali, A. H., Hyde, K. D. 2011. *Pestalotia*, morphology, phylogeny, biochemistry and diversity. *Fungal Diversity*. 50:167-187.
- H. Maier *et al.*, The oak processionary caterpillar as the cause of an epidemic airborne disease: Survey and analysis. *Br. J. Dermatol.* 149, 990 (2003).
- Mallams, K. M., and R. L. Mathiasen. 2010. Mistletoes on hardwoods in the United States. Forest Insect & Disease Leaflet 147. U.S. Department of Agriculture. Forest Service. 12 p.
- Mamgain, A., Roychowdhury, R., Tah, J. 2013. *Alternaria* pathogenicity and its strategic control. *Research Journal of Biology*. 1:1-9.
- Marchal, D. 2009. El muérdago en la ciudad de México. *Arbolama*. 2:10-30.
- Martínez, B., Infante, D., Reyes, Y. 2013. *Trichoderma* spp. y su función en el control de plagas en los cultivos. *Protección vegetal*. 28:1-11.
- Martínez-Castaño, A. F. 2019. Estimación de los contenidos de biomasa del bosque urbano del tecnológico de Antioquia-Institución Universitaria. Tecnológico de Antioquia Institución Universitaria (Periodo 2012-2018).
- Mathiasen, R. L., D. L. Nickrent, D. C. Shaw, and D. M. Watson. 2008. Mistletoes: pathology, systematics, ecology, and management. *Plant Dis.* 92: 988-1006.
- McCullough, D. G., and K. Fondren. 1998. Whats bugging you ÑFQPA and insecticide use in Michigan Christmas tree felds: preliminary results from 1998 survey. *Mich. Christmas Tree J.* 45: 22Ð29.

- Mengal, H. S., Abro, A. M., Jatoi, H. G., Nawab, L., Poussio, G. B., Ahmed, N., Zehri, A. Q., Ali, A. 2019. Efficacy of different fungicides, botanical extracts and bio-control agents against *Cladosporium cladosporioides*, the causal agent of *Cladosporium* rot in grapes. *Acta Ecologica Sinica*.
- Miller DR, Davidson JA (2005) Armored Scale Insect Pests of Trees and Shrubs (Hemiptera : Diaspididae). Cornell University Press, Ithaca, NY, 456 pp
- Minko, G., and P. C. Fagg. 1989. Control of some mistletoe species on eucalyptus by trunk injection with herbicides. (Abstr.) *Aust. For.* 52: 94-102.
- Miret, J. J., Mari, F. G. 2001. Side-effects of pesticides on selected natural enemies occurring in citrus in Spain. *Pesticides and Beneficial Organisms IOBC/wprs Bulletin.* 24: 103-112.
- Montoya Correas, M; Montoya Lerma, J; Armbrrecht, I; Gallego Roperro, MC. 2007. ¿Cómo responde la hormiga cortadora *Atta cephalotes* (Hymenoptera: Myrmicinae) a la remoción mecánica de sus nidos? *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle.* 8(2): 1-8
- Moral, L.G. 2010. Infestations of the cypress bark beetles *Phloeosinus rudis*, *P. bicolor* and *P. thujae* in The Netherlands (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae). *Entologische berichten.* 70: 140-145.
- Morin-Sardin, S., Nodet, P., Coton, E., Jany, L. 2016. *Mucor*: A Janus-faced fungal genus with human health impact and industrial applications. *Fungal Biology Reviews.* 1-21.
- Noda, T., Hashiba, T. & Sato, Z. The structural changes in young swollen roots of rice seedlings infected with *Rhizopus chinensis* Saito. *Ann. Phytopathol. Soc. Jpn* 46, 40--45 (1980).
- Norton, B.A., A.M. Coutts, S.J. Livesley, R.J. Harris, A.M. Hunter, and N.S.G. Williams. 2015. Planning for cooler cities: A framework to prioritise green infrastructure to mitigate high temperatures in urban landscapes. *Landsc. Urban Plan.* 134:127-138
- Nowrin, S., Begum, M., Khatun, M., Howlader, M. 2019. The abundance and mechanical control of *Icerya purchasi* (maskell) (hemiptera: monophlebidae) on *Mangifera indica* indhaka, Bangladesh. *Bangladesh Journal Zoological.* 47:89-96.
- Ogórek, R., Lejman, A., Pusz, W., Miluch, A., Miodynska, P. 2012. Characteristics and taxonomy of *Cladosporium* fungi. *Mikologia Lekarska.* 19: 80-85.
- Olive, L.S. 1943. Cytology of Various Basidial Types in the Genus *Septobasidium*. *Mycologia* 35: 557--572.

- Parra, M., Ledesma, D.V., Ewens, M.J., Acosta, M.M., Zurita, C.A. 2019. Eficacia de fungicidas sistémicos en el control de manchas foliares provocadas por *Alternaria* sp. y *Phoma* sp. en plantines de algarrobo blanco. *Quebracho*. 27: 47-53.
- Patton, M. F., Arena, G. D., Salminen, J. P., Steinbauer, M, J., Casteel, C. L. 2018. Transcriptome and defence response in *Eucalyptus camaldulensis* leaves to feeding by *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Aphalaridae): a stealthy psyllid does not go unnoticed. *Austral Entomology*. 57:247-254.
- Patouillard N. Septobasidium, nouveau genre d'Hymenomycetes heterobasidies. *J Bot (Morot)* 1892;6:61-4.
- Pérez Álvarez, RP. 2002. Lucha biológica contra la bibijagua (*Atta insularis* Güerin). Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal (INISAV), Laboratorio de Manejo de Plagas. La Habana, CU.
- Pérez-Mellado, R. 2011. Nueva quitinasa de origen bacteriano con amplio espectro fungicida. *Oficina Española de Patentes y Marcas*. 75.
- Pitt JI, Hocking AD (2009) *Fungi and food spoilage*. Third edition edn. Springer.
- Plascencia-González, A., D. Cibrián-Tovar, C. Llanderal-Cázares, I. López-Pérez y V. Arriola-Padilla. Biología del parasitoide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente*. 11(1):11-17.
- Rahman, S., Adhikary, S. K., Sultana, S., Yesmin, S., Jahan, N. (2013) In vitro Evaluation of Some Selected Fungicides against *Pestalotia palmarum* (Cooke.) Causal Agent of Grey Leaf Spot of Coconut. *J Plant Pathol Microb* 4: 197.
- Raupp MJ, Cumming AB, Raupp EC (2006) Street tree diversity in eastern North America and its potential for tree loss to exotic borers. *Arbor Urban For* 32: 297-304
- Reguia, K., Peris-Felipo, F. J. 2013. *Glycaspis brimblecombei* Moore, 1964 (Hemiptera Psyllidae) invasion and new records in the Mediterranean area. *Biodiversity Journal*. 4:501506.
- Reinert JA, Lauderdale F. Management of the false oleanderscale, *Pseudaulacaspis cockerelli* (Cooley). *Proc Fla State Hort Soc* 1974;87:518-20.
- Reino, J. L., Guerrero, R. F., Hernández-Gala, R., Collado, I. G. 2008. Secondary metabolites from species of the control agent *Trichoderma*. *Phytochemistry*. 7:89-123.

Reséndiz-Martínez. J. F., Torres-Huerta, B., López-Gómez, V., Gijón-Hernández, A., Sánchez-Martínez, G. 2016. Enemigos naturales de *Dendroctonus frontalis* Zimmerman, 2868 y *Dendroctonus Mexicanus* Hopkins, 1915 (Coleoptera:Scolytanae), capturados mediante semiquímicos en la reserva de la biósfera sierra gorda de Querétaro, Entomología Forestal. 3:626-632.

Ricci, M; Benítez, D; Padin, S; Maceiras, A. 2005. Hormigas argentinas: comportamiento, distribución y control. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad Nacional de La Plata. AR. 27 p.

Rivas, D. 1995. Inyecciones sistémicas en los árboles. Preparatoria agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Edo. de Méx., México.15 p.

Rivas, B., Yáñez, V., Carrizales, L., Sánchez, M.C. 2006. Hongos asociados a la caída prematura de frutos en LIMA PERSA (*Citrus latifolia* Tan.) y evaluación de su control químico. Bioagro. 18:31-39.

Rouault G, Candau JN, Lieutier F, Nageleisen L-M, Martin JC, & Warzée N 2006. Effects of drought and heat on forest insect populations in relation to the 2003 drought in Western Europe. Annals of Forest Science 6: 613-624.

Rzedowski, Jerzy. 1996. Análisis preliminar de la flora vascular de los bosques mesófilos de montaña en México. Acta Botánica Mexicana. 35:25-44.

Sandoval-Ortega, M. H., Siqueiros-Delgado, M. E. (2019). *Cladocolea loniceroides*, un nuevo registro para la flora de Aguascalientes, México. Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguascalientes, 27(78), 51-54.

Sánchez Z., M. A., and R. Fernández E. 2000. Injector-size and the time of application affects uptake of tree trunk-injected solutions. Sci. Hortic. 84: 163-177.

Sánchez, A. P., Rodríguez, C. E., Trillas, M I. 2019. T34 Biocontrol®, fungicida biológico de amplio espectro. Phytoma. 309:78-79.

Scholaen, S. 2005. Manejo integrado de plagas en hortalizas. Ed. Deutsche Gesellschaft f.r. Technische Zusammenarbieit (GTZ GmbH). 15-16.

Schubert K., Braun, U. 2007. Taxonomic revision of the genus *Cladosporium* s. lat. 6. New species, reallocations to and synonyms of *Cercospora*, *Fusicladium*, *Passalora*, *Septonema* and *Stenella*. Nova Hedwigia. 84: 189-208.

- Shour, M. H. 1986. Life history studies of the pine scale, *Chionaspis heterophyllae* Cooley, and the pine needle scale, *Chionaspis pinifoliae* (Fitch). Ph.D. dissertation, Purdue University, West Lafayette, IN.
- Schwenke W 1974. Die Forstschädlinge Europas. Band 2, Käfer. Parey Verlag.
- Siciliano, I., Gilardi, G., Ortu, G., Gisi, U., Gullino, M., Garibaldi, A. 2017. Identification and characterization of *Alternaria* species causing leaf spot on cabbage, cauliflower, wild and cultivated rocket by using molecular and morphological features and mycotoxin production. Eur J Plant Pathol. 149:401-413.
- Silva, A. B., Morales, C. A. 2010. Spirotetramat, nuevo insecticida para el control de insectos chupadores en el cultivo de la papa. Fitosanidad. 4:229-234.
- Simmons, E.G. 2007. *Alternaria*. An identification manual. CBS Fungal Biodiversity Centre, Utrecht, Holanda
- Sosa N., R. Alvarez y M. Cabrera. 2003. Ocurrencia de *Pestalotia* sp causando lesiones necróticas en plantas de jazmín del cabo (*Gardenia augusta*), en Corrientes, Argentina. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional del Nordeste. Comunicaciones Científicas y Tecnológicas. 3 pp.
- Spavento, E., Keil, G., Murace, M., Luján M. & Bertoli, B. 2009. Usos potenciales de la madera de roble europeo y fresno americano cultivados en la provincia de Buenos Aires, Argentina. Universidad de Talca, Chile. 4º Congreso Chileno de Ciencias Forestales.
- Stajich, J.E., Berbee, M.L., Blackwell, M., Hibbett, D.S., James, T.Y., Spatafora, J.W., Taylor, J.W., 2009. Primer e the fungi. Curr. Bio. 19, R840eR845.
- Steyaert. 1949. *Peslatiopsis guepinii* (Desm.) Bull. Jard. Bot. 19:302.
- Sugawara, H., S. Shimizu, H. Takahashi, S. Hagiwara, K. Narita, T. Mikami, and T. Hirano. 2016. thermal influence of a large green space on a hot urban environment. J. Environ. Qual. 45:125-133
- Suh, A. J. 2016. New records of *Chionaspis* armored scales (Hemiptera: Diaspididae) in Korea. Insecta Mundi. 0489:1-5.
- Takagi, S. 1985. The scale insect genus *Chionaspis*: A revised concept (Homoptera: Coccoidea: Diaspididae). Insecta Matsumurana (new series) 33: 1-77.
- Torres E., L. M., y J. A. Sánchez S. 2005. Manejo Integrado del escarabajo descortezador *Dendroctonus adjunctus* Blandford en los bosques de *Pinus rudis* en el estado de Coahuila. CIRNE-INIFAP. Saltillo, Coah., México. Folleto Técnico Núm. 17. 34 p
- Triapsyn, S. V. 2003. Review of the Mymaridae (Hymenoptera, Chalcidoidea) of Primorskii Krai: genus *Erythmelus* Enock, with taxonomic notes on some extralimital

Wilcken, F.; E. Brasil do cuoto; C. Orlato; P. Ferreira, D. Firmino. 2003. Ocorrença do psilídeo de concha (*Glycaspis brimblecombei*) em florestas de eucalipto no Brasil. Circular Técnica N°201. Instituto de Pesquisa e Estudos Florestais. 12 pp

Willis, K. J. y Petrokofsky, G. (2017). *The Natural Capital of City Trees*. *Science*, 356(6336), 374-376

Wingfield, M. J., Crous, P. W., Boden, D. 1996. *Kirramyces destructans* sp. nov., a serious leaf pathogen of *Eucalyptus* in Indonesia. *A. Afr. J. Bot.* 62:325-328.

M. J. Wingfield, B. Slippers, B. D. Wingfield, Novel associations between pathogens, insects and tree species threaten world forests. *N. Z. J. Forest. Sci.* 40, S95 (2010).

Wirth, R., Meyer, S. T., Leal, I. R. Tabarelli, M. In press. Plant-herbivore interactions at the forest edge. *Progress in Botany* 69.

Wood, B. W., and C. C. Reilly. 2004. Control of Mistletoe in pecan trees. *HortScience*. 39:110-114.

Wu, Z.; Tsumura. Y.; Blomquist, G. Wang, X. 2003. 18S rRNA Gene variation among common airborne fungi, and development of specific oligonucleotide probes for the detection of fungal isolates. *Applied and Environmental Microbiology*. 69(9): 5389–5397.

Zhao Y, Tu K, Shao XF, Jing W, Yang W and Su ZP. 2008. Biological control of the post-harvest pathogens *Alternaria solani*, *Rhizopus stolonifer* and *Botrytis cinerea* on tomato fruit by *Pichia guilliermondii*. *J. Hort. Sci. Biotech.*, 83(1): 132- 136.

Zheng, R., Chen, G., Huang, H., Liu, X. A monography of *Rhizopus*. *Biologiezentrum*. 273:372.

<https://enciclovida.mx/especies/122769>.

Biología y hábitos del descortezador *Dendroctonus mexicanus* hopkins y estrategias de control en *Pinus teocote* en Nuevo León. 2007. INIFAP, 29.

El muérdago en el arbolado urbano. 2010. Foro Temático Sanidad Forestal.

Insectos asociados a plantas de muérdago en el Distrito Federal y áreas metropolitanas. 2009. Universidad Autónomas Chapingo (UACH).

Registro de la condición general del arbolado de vestigios de enfermedades, parasitosis, plagas o daño mecánico, marcaje, georreferenciación de individuos enfermos, muertos y estudio fitopatológico y entomológico con plan de manejo integrado de plagas y enfermedades en la tercera sección del bosque de Chapultepec. 2020. Micro-diversa.

Cibrián-Tovar D., García-Díaz, S., Macías, B. Manual identificación y manejo de plagas y enfermedades en viveros forestales 2008. CONAFOR

Autores y contribución

Lindig Cisneros Roberto. Coordinación, concepción del proyecto, evaluación diagnóstica, zonificación, selección de especies, criterios, metas y objetivos, autoría principal en la elaboración de los informes del proyecto.

Torres García Alejandro. Evaluación diagnóstica, establecimiento de criterios de zonificación, elaboración de propuesta normativa.

Blanco García Arnulfo. Evaluación diagnóstica, selección de especies, zonificación.

Bonfil Sanders Consuelo. Evaluación y diagnóstico, propuesta de especies para restauración y de estrategias de restauración.

Gómez Pineda Erika. Modelado de escenarios de cambio climático, evaluación diagnóstica, desarrollo de SIG, elaboración de mapas.

Navarro Miranda Esmeralda. Elaboración de la paleta vegetal, investigación bibliográfica.

Pérez Nasser Nidia. Elaboración de las paletas vegetales de suculentas.

Rojas Solis Daniel. Investigación documental, estudio de socioeconómico.

Sáenz Figueroa Rebeca. Diseño y propuestas arquitectónicas y gráficas.

Sáenz Romero Cuauhtémoc. Modelado de escenarios de cambio climático, evaluación diagnóstica, selección de especies ante escenarios de cambio climático, elaboración de criterios de colecta, técnicas de propagación.

Valle Díaz Oscar. Evaluación diagnóstica, propuestas de restauración de suelos, técnicas de plantación.

