Casa abierta al tiempo
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD XOCHIMILCO

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

"Virulencia de *Lecanicillium lecanii* sobre poblaciones de

T E S I S

IDÓNEA COMUNICACIÓN DE RESULTADOS

Que para obtener el grado de
Maestra en Ciencias Agropecuarias

P R E S E N T A

Biol. JUANA MARGARITA MARTÍNEZ DE JESÚS

COMITÉ TUTORAL

Director:
Dr. Juan Gabriel Rivera Martínez

Codirectora:
Dra. Raquel Alatorre Rosas

Asesor:
Dr. Octavio Loera Corral

Ciudad de México a 20 de septiembre del 2018.

El jurado designado por la Comisión Académica de la Maestría en Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco.

Aprobó la tesis que presento

Biol. JUANA MARGARITA MARTÍNEZ DE JESÚS

El día 20 de Septiembre del año 2018

Jurado

Presidente: _____
Dra. Maria Judith Castellanos Moguel

Secretario: _____
Dr. Juan Esteban Barranco Florido

Vocal: _____
Dr. Octavio Loera Corral

“La maestría de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco está incluida en el Programa Nacional de Posgrados de Calidad (PNPC) del CONACYT, número de CVU763357/600850”

Dedicatoria

A dios, a la vida y al universo
Por darme el don de la vida y haberme permitido llegar hasta este punto de mi vida, por guiar e iluminar mi camino para lograr mis objetivos y sueños, además de su infinita bondad y amor.

A mi hijo
José Alberto, por ser mi motor de inspiración, por ser la fuente mi esfuerzo día a día, por ser mi compañero de viaje en esta aventura.

A mis padres
Por ser el pilar fundamental en todo lo que soy, en toda mi educación, tanto académica, como de la vida, por su apoyo incondicional.

"El éxito no se persigue, se construye"
Diego Sánchez

Agradecimientos

Al Dr. Juan Gabriel Rivera, por su apoyo incondicional, por ser mi guía, maestro, amigo, confidente, por su tiempo tan valioso, por su compromiso, por todas las oportunidades, la confianza y el apoyo brindado durante estos años, por sus sabios consejos tanto profesionales como personales, por alentarme a seguir adelante, por creer y confiar en mi, gracias infinitas por acompañarme en este camino.

A la Dra. Raquel Alatorre Rosas, por guiarme y enseñarme la formación en el interesantísimo mundo del control biológico, por abrirme las puertas de su laboratorio, por todas las excelentes criticas constructivas y todos esos comentarios que, no solo ayudan en la vida profesional, sino también en la vida personal.

Al Dr. Octavio Loera Corral, por aceptarme en su equipo de trabajo, por siempre hacerse de un tiempo para atender mis dudas, por su compromiso y forma de dirigir son un ejemplo a seguir, gracias por las oportunidades, la confianza y el apoyo.

Al Dr. Robert Bowling, por haberme aceptado en la estancia de investigación en el centro de extensión de la universidad de T&A, por abrirme las puertas de su casa, por el apoyo brindado durante el tiempo que estuve en su país para la realización de mi investigación y a todas las personas que me abrieron las puertas de su corazón durante este tiempo.

A los doctores Esteban Barranco y Judith Castellanos por aceptar ser parte del jurado calificador.

A mis profesores (Marcela, Adolfo, Alejandro, Gabriel, Castillo, Adrián y Reyes) y compañeros (Marvel, Anayeli, Park, Abby, Martha, Myrna, Tania, Kathia y Daniel) de la maestría que me acompañaron durante este tiempo, por sus conocimientos y su formación académica.

A mis compañeros (Jorge Zambrano, Oscar, Andrea, Lupita) del laboratorio de Patología de insectos de Colegio de Postgraduados Campus Montecillos, por sus conocimientos, tiempo y apoyo brindado durante este tiempo, por compartir buenas platicas, haciendo más agradable mi estancia en el laboratorio.

A mis amigos, colegas y compañeros Izau e Israel, gracias por su apoyo incondicional, por sus consejos, por los momentos compartidos y enseñanzas.

A mi amigo Raúl E. por enseñarme un nuevo estilo de vida, por ser una pieza muy importante en esta aventura, por creer y confiar en mi, por su apoyo incondicional, por las palabras de aliento, por enseñarme que en esta vida tenemos ángeles y guías y que los éxitos son gracias a dios que es quien nos ilumina el camino para lograr y alcanzar nuestros sueños, metas y convertirlos en éxitos, gracias por tu amistad sincera.

A todos y cada uno de mis amigos que han estado acompañándome en este camino de la vida, por sus enseñanzas por ayudarme a encontrar la mejor versión de mi (Ilich, Diego, Miguel, Hugo, Azu, Estrella, Mich, Angy, Jorge, Pato, Mon, Mary, Ime, Rober), gracias por creer y confiar en mi.

A mis hermanos (Daniela, Alfonso) por su apoyo y compañía, que me han brindado durante todo este tiempo.

Al consejo Nacional de Ciencia y Tecnología CONACYT por la beca otorgada a los estudios de posgrado CVU 763357.

ÍNDICE

RESUMEN.....1
ABSTRACT.....2
ÍNDICE DE CUADROS.....3
ÍNDICE DE FIGURAS.....4

I. INTRODUCCIÓN.....5

II. ANTECEDENTES.....7
2.1 Importancia del cultivó de sorgo.....8
2.2 Plagas del sorgo.....8
2.3. Origen y distribución geográfica de *Melanaphis sacchari*.....9
2.3.1 Biología y Hábitos.....9
2.3.2. Descripción morfológica.....10
2.3.3. Daños ocasionados en el cultivo.....11
2.4. Estrategias para el manejo del pulgón amarillo del sorgo.....12
2.4.1. Control cultural.....12
2.4.2. Enemigos naturales asociados con el pulgón amarillo del sorgo.....13
2.4.3. Control químico.....14
2.5. Hongos entomopatógenos 15
2.5.1. Mecanismos de patogenicidad.....16
2.5.2. Adhesión y germinación.....17
2.5.3. Penetración hacia el hemocele.....18
2.5.4. Desarrollo del hongo.....18
2.5.5. Generalidades del género *Lecanicillium*.....19

III. JUSTIFICACIÓN.....21
3.1. Objetivos e Hipótesis.....22

IV. MATERIALES Y MÉTODOS.....23
4.1. Controladores naturales.....23
4.1.1. Localización del área de estudio.....23
4.1.2. Muestreo.....23
4.1.3. Obtención de los aislamientos.....24
4.2. Identificación morfológica.....26

4.3. Bioensayo de virulencia.....26
4.3.1 Producción del inoculo.....26
4.3.2. Ensayo de virulencia…….....27
4.3.3. Análisis estadístico.....28

V. RESULTADOS.....29
5.1. Incidencia natural de *Lecanicillium* spp.....29
5.2. Identificación morfológica.....31
5.3. Virulencia sobre adultos de *M. sacchari*.....32
5.3.1 Actividad aficida.....33

VI. DISCUSIÓN.....35
6.1. Características morfológicas de *Lecanicillium lecanii*.....35
6.2. Incidencia natural de *L. lecanii* sobre el pulgón amarillo del sorgo en el sur de Texas.36
6.3. Concentración letal media (CL_{50}) 38

VII. CONCLUSIONES…….....40

VIII. PERSPECTIVAS…….....41

IX. LITERATURA CITADA…….....42

X. ANEXOS.....55

RESUMEN

Melanaphis sacchari es una plaga de reciente introducción en México y los Estados Unidos de América donde ha causado un gran daño en el cultivo de sorgo. Los hongos entomopatógenos son patógenos comunes que regulan en forma natural a las poblaciones de áfidos. En el presente estudio, tres aislados (TXJW-UAM1, TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3) fueron recolectados en Corpus Christi, Texas, EE. UU. y morfológicamente identificados como *Lecanicillium lecanii*. Para determinar la virulencia de cada aislado, se realizaron bioensayos *in vitro* para seleccionar un aislamiento con potencial para el control biológico de *M. sacchari*. En el laboratorio, se prepararon diluciones seriadas de esporas (10^5, 10^6, 10^7, 10^8, 10^9, 10^{10}, 10^{11} y 10^{12} conidios mL^{-1}) y cada concentración se aplicó a un grupo diferente de veinte adultos de áfidos colocados en los discos de hojas de sorgo. El porcentaje de áfidos muertos se determinó cada 24 horas durante un periodo de 8 días. Se llevaron a cabo dos repeticiones del experimento en el tiempo con dos pseudoreplicas. Los datos de mortalidad se analizaron con un análisis Probit para determinar la concentración letal 50 (CL_{50}) de cada aislado. Los aislados TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3 fueron los que presentaron los valores más altos de virulencia, con una CL_{50} de $1.64x10^6$ y $3.01x10^6$ conidios mL^{-1}, respectivamente. En el aislado TXJW-UAM1, la CL_{50} fue de $1.99x10^8$ conidios mL^{-1}. Con respecto a la mortalidad acumulada; este parámetro fue mayor en los aislamientos TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3 con valores del 80 al 100% a concentraciones de $1x10^9$ a $1x10^{12}$ conidios mL^{-1}. La mortalidad acumulada en el aislado TXJW-UAM1 fue de 89.00% con $1x10^{12}$ conidios mL^{-1}. Todos los aislados mostraron actividad patogénica contra el áfido del cultivo de sorgo. Los aislados TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3 representan una alternativa prometedora al uso de insecticidas para el control de la población de *M. sacchari* en cultivos de sorgo.

ABSTRACT

Melanaphis sacchari is a pest of recent introduction in México and the United States of America where it has caused great damage in the sorghum crop. Entomopathogenic fungi are common pathogens that naturally regulate aphid populations. In the present study three isolates (TXJW-UAM1, TXJK-UAM2 and TXNS-UAM3) were collected in Corpus Christi, Texas, USA and morphologically identified as *Lecanicillium lecanii*. For evaluate the virulence, bioassays were carried out to determine their potential in the biological control of *M. sacchari*. In the laboratory, a serial dilutions of spores was prepared (10^5, 10^6, 10^7, 10^8, 10^9, 10^{10}, 10^{11} and 10^{12} conidios mL^{-1}) and each concentration was applied on was applied to two replicates in time with pseudoreplicates. The percentage of dead aphids was evaluated every 24 hours during eight days. The data of mortality were analyzed with a Probit analysis for determine the lethal concentration 50 (LC_{50}) of each isolate. The TXJK-UAM2 and TXNS-UAM3 isolates were showed the highest values of virulence, with LC_{50} of $1.64x10^6$ and $3.01x10^6$ conidia mL^{-1}, respectively. In the isolate TXJW-UAM1 the LC_{50} was of $1.99x10^8$ conidia mL^{-1}. The cumulative mortality was of 80 at 100 % in the isolates TXJK-UAM2 and TXNS-UAM3 at concentrations of $1x10^9$ to $1x10^{12}$ conidia mL^{-1}. The maximum acumulative mortality in the isolate TXJW-UAM1 was of 89.00 % with $1x10^{12}$ conidia mL^{-1}. All isolate showed pathogenic activity against the sugarcane aphid; however TXJK-UAM2 and TXNS-UAM3 represent a promising alternative to the use of insecticides for the control of the population of *M. sacchari* in sorghum crops.

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Origen geográfico de los aislamientos de *Lecanicillium* spp. aislados de poblaciones del pulgón amarillo del sorgo en Corpus Christi, Texas, EUA…….25

Cuadro 2. Áfidos del pulgón amarillo sanos y micosados por *Lecanicillium lecanni* en tres condados de Corpus Christi, Texas, EUA…….....29

Cuadro 3. Tamaño promedio de conidios y fiálides de *Lecanicillium spp.* obtenidos de tres aislamientos de Corpus, Christi, Texas.....32

Cuadro 4. Valores LC_{50} con límites de confianza del 95% de aislamientos de *Lecanicillium lecanii* sobre *Melanaphis sacchari*.....33

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución geográfica del pulgón amarillo del sorgo en México.....9

Figura 2. Ciclo biológico de *Melanaphis sacchari*.....11

Figura 3. Morfología general de la forma áptera del pulgón amarillo del sorgo.....12

Figura 4. Insecticidas comerciales utilizados para el control químico del pulgón amarillo del sorgo.....15

Figura 5. Proceso de infección de los entomopatógenos sobre su hospedero.....17

Figura 6. Proceso de infección de *Lecanicillium* sobre el PAS. 1. Adhesión de la conidia, 2. Invasión, 3. Desarrollo en el interior del pulgón, 4. Extrusión de micelio a través de la cutícula y liberación de inoculo o conidios como parte del proceso de esporulación y dispersión de esporas….....20

Figura 7. Condados seleccionados para la búsqueda de hongos entomopatógenos asociados con el pulgón amarillo del sorgo en Corpus Christi, Texas, EUA.....24

Figura 8. Características macroscópicas de la colonia de *Lecanicillium spp*. desarrollado en medio ADS (a). Morfología de los conidios (b) y Fiálides (c).....31

Figura 9. Porcentaje de mortalidad *in vitro* ± EE de *Melanaphis sacchari*, a los 8 días de aplicación de *Lecanicillium lecanii*.....34

Figura 10. Datos climáticos diarios registrados en Corpus Christi, Texas durante en el periodo de muestreo de Octubre (a) a Noviembre (b) 2017.....37

I. INTRODUCCIÓN

El pulgón amarillo del sorgo (PAS) *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Hemiptera; Aphididae) es considerado como la plaga más importante del cultivo de sorgo *Sorghum bicolor* (L.) Moench en México y Estados Unidos de América donde ha ocasionado graves pérdidas (Rodríguez del Bosque y Terán, 2015; Alatorre *et al*., 2016; Bowling *et al.*, 2016).

La principal estrategia para el manejo del PAS es el uso de insecticidas químicos, los cuales son aplicados al follaje y en tratamiento a la semilla (Rodríguez del Bosque y Terán, 2015; Bowling *et al.*, 2016; Bújanos *et al*., 2016). Sin embargo, algunas de estas moléculas son toxicas no solo para los organismos para los que fueron diseñados, sino también para la fauna benéfica, además las constantes aplicaciones de agroquímicos ocasionan contaminación ambiental y provocan efectos adversos en la salud de los humanos (Aktar *et al*., 2009; Hall y Nguyen, 2010).

Durante los últimos 20 años, se han desarrollado nuevas estrategias para el manejo de diversas plagas agrícolas. Altieri *et al*. (2004) sugieren como alternativa el uso de agentes de control biológico para mitigar el uso de los insecticidas convencionales empleados tradicionalmente para el manejo de plagas. Una estrategia alternativa para el manejo del PAS es el uso de enemigos naturales del PAS (Alatorre *et al*., 2016; Berlanga *et al*., 2016; Bowling *et al*., 2016; Cortez-Moncada *et al*., 2016; Lomelí-Flores *et al*., 2016). Entre estos, destacan los hongos entomopatógenos (HE) que tienen la capacidad propiciar enfermedades epidémicas regulando en forma natural a las poblaciones de insectos (Hajek, 1994; Manfrino *et al*., 2014). Estos patógenos son considerados como el principal agente de

control biológico de áfidos ya que actúan por contacto, penetrando a través de la cutícula o aberturas naturales y provocando la muerte de los hospederos (Steinkraus, 2006; Manfrino *et al*., 2014).

Entre los HE asociados con áfidos destacan diversas especies de Entomopthorales y las especies *Lecanicillium* (=*Verticillium*) *lecanii*, *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill, *Isaria (=Paecilomyces) fumosorosea, I. farinosus* (Holmsk. ex S.F. Gray) Brown & Smith (Díaz *et al*. 2009; Manfrino *et al*., 2014). El género *Lecanicillium* [Zare & Gamms (gen. *novo*)] constituye el principal patógeno que infecta a la familia Aphididae, ya que exhibe una alta virulencia contra estos insectos (Hall, 1981; Díaz *et al*. 2009).

A nivel mundial, los HE asociados con el PAS han sido pobremente documentados. En México, Zambrano *et al.* (2015) reportan la presencia de *Beauveria spp*., *Isaria spp*. y *Lecanicillium spp*. infectando a poblaciones del PAS en el estado de Tamaulipas. Alatorre *et al*. (2016), observaron epizootias causados por un hongo Entomopthoral del género *Conidiobolus spp*. en varios municipios del estado de Guanajuato. Asimismo, también documentaron bajos niveles de infección causados por *Lecanicillium spp*. y *Beauveria bassiana*. En general, para establecer un programa de control biológico es importante disponer de aislamientos nativos adaptados a las condiciones climáticas de una región agrícola con la capacidad de infectar al insecto hospedero, ser virulentos a bajas concentraciones, y sobresalir por su capacidad de transmisión y persistencia en la población hospedera.

II. ANTECEDENTES

2.1. Importancia del cultivó de sorgo.

La domesticación del sorgo *Sorghum bicolor* se produjo alrededor del siglo I A. C. en la zona de Etiopía. Especies silvestres se utilizaban como alimento milenios atrás, tanto en África como en la región (Pacheco, 1998). El cultivo de sorgo presenta buena adaptabilidad y rendimientos aceptables en regiones donde las lluvias son escasas, por lo que ha sido nombrado "cereal del siglo XXI" (Rodríguez *et al*., 2006). A principios de los años sesenta, una gran producción de este cultivo se destinaba para el consumo humano; mientras que en la actualidad la mayor parte se emplea en la elaboración de alimentos para ganado (Rodríguez *et al*., 2006). El sorgo es, después del trigo *Triticum spp* (L), arroz *Oryza sativa* (L), maíz *Zea mays* (L.) y la avena *Avena sativa,* el quinto cereal de mayor importancia en el mundo (Pacheco, 1998). Los principales lugares de producción de sorgo se encuentran en las zonas áridas y semiáridas de los trópicos, y en regiones de los subtrópicos (Hidalgo, 1997; Doggett, 1998). El sorgo tiene hábito y fisiología vegetal (metabolismo de las plantas C_4) similares al maíz. Tiene inflorescencias en panojas; cada panícula pude contener de 400 a 8000 granos, con un valor energético aproximado de 1.08 Mcal kg^{-1} y comparado con el maíz, es un poco más rico en proteínas (Hidalgo, 1997; Doggett, 1998).

De acuerdo con el SIAP (2014), entre los países con mayor producción de sorgo destacan Estados Unidos, Nigeria y México. En México, anualmente se siembran 2 millones de h y el ciclo agrícola más importante para la producción de este cultivo es primavera-verano. En este periodo se obtiene el 70 % de la producción nacional, siendo el segundo cultivo de mayor importancia en cuanto a producción, solo por detrás del maíz *Zea mays* (L.). El

principal estado productor es Tamaulipas con una superficie sembrada de 875, 000 h año^{-1} y un rendimiento de 3 t ha^{-1}, seguido por Sinaloa donde anualmente se obtiene una producción superior a 460, 000 t. (SIAP, 2014).

2.2. Plagas del sorgo

Entre los principales insectos que limitan la producción de este cultivo, tanto en riego como temporal, se encuentra el gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith), el gusano trozador *Agrotis ipsilon* (Hufnagel), la mosca de la panoja o midge *Contarinia sorghicola* (Coquillet), el pulgón verde del follaje *Schizaphis graminum* (Rondani), el pulgón del cogollo *Rapholosiphum maidis* (Fitch), el complejo de diabroticas (*Diabrotica* spp.), la chinche café *Oebalus mexicana* (Sailer) (Sharma *et al.*, 1993; Espinosa-Ramírez *et al.*, 2014; Moreno-Hernández *et al.*, 2016). Sin embargo, en los últimos años (2013-2017) el problema fitosanitario más importante lo constituye el pulgón amarillo del sorgo (PAS) *M. sacchari* (Rodríguez del Bosque y Terán, 2015; Peña-Martínez *et al.*, 2015; Bowling *et al.*, 2016).

2.3. Origen y distribución geográfica de *Melanaphis sacchari*

El PAS es una plaga originaria de África y Asia, con amplia distribución en regiones tropicales y subtropicales de África, Asia, Centroamérica, Sudamérica, El Caribe y Oceanía (Singh *et al.*, 2004; Peña-Martínez *et al.*, 2017). De acuerdo con Bowling (2015), la capacidad de hibernar en huéspedes alternos como el zacate Johnson y el arrastre de los áfidos alados por el viento son factores que pueden favorecer la distribución geográfica del PAS. En México, este áfido fue detectado como plaga invasiva en 2013 sobre cultivos de sorgo en el norte de Tamaulipas (Rodríguez del Bosque y Terán, 2015). Actualmente, se

encuentra presente en Campeche, Coahuila, Colima, Chiapas, Chihuahua, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Morelos, Michoacán, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sonora, Sinaloa, Tabasco, Veracruz y Yucatán (SENASICA, 2017) (Figura 1). En Estados Unidos de América, el PAS fue reportado en 2015 en más de 400 condados ubicados en Arkansas, sur de Carolina, Florida, Georgia, Illinois, Kansas City, Louisiana, Mississippi, Oklahoma, Tennessee, Texas y Virginia (Bowling *et al.*, 2016).

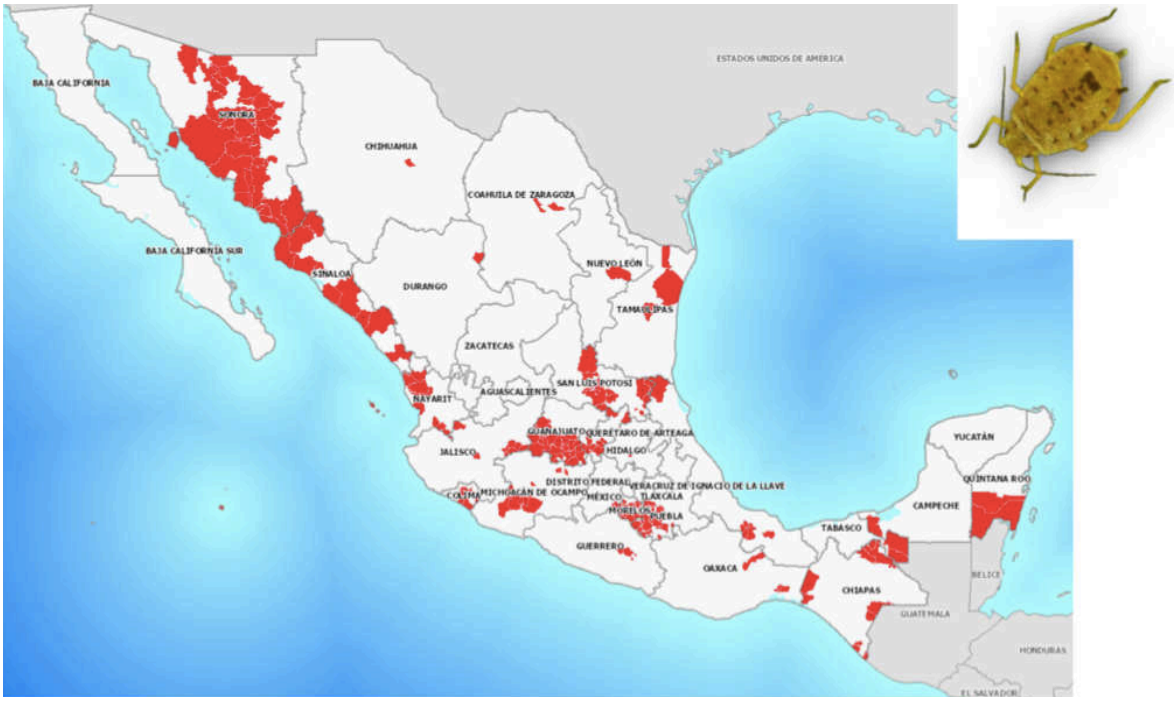


Figura 1. Distribución geográfica del pulgón amarillo del sorgo en México. Fuente: SENASICA (2017).

2.3.1 Biología y Hábitos

De acuerdo con Peña-Martínez *et al.* (2016a y b**),** el ciclo biológico del PAS considera dos tipos de desarrollo: 1) Anholocíclico y 2) Holocíclico monoécico (Figura 2). El primer tipo

presenta reproducción asexual, con formas vivíparas, partenogenéticas, ápteras y aladas durante todo el año. Este tipo de reproducción se observa principalmente cuando el follaje del sorgo está disponible y abundante en campo. Al finalizar el ciclo de cultivo, las poblaciones se conservan en zacate Johnson o bien en plantas de sorgo que escapan al cultivo (plantas voluntarias). En esta etapa, una parte de la población cambia a reproducción sexual (hembras ovíparas y machos) para producir huevos. En estado de huevo, el PAS resiste el invierno, dando origen al segundo tipo de reproducción holocíclico monoécico, el cual se produce tanto en sorgo como en hospederos alternos**.** La duración del ciclo de este insecto puede variar de dos semanas hasta 28 días en promedio. Con base en lo documentado por SENASICA (2014), la dispersión del PAS hacia los cultivos de sorgo sucede cuando los individuos alados emigran de los hospedantes alternos hacia las zonas de cultivo, lo cual puede suceder durante cualquier etapa de desarrollo del sorgo.

2.3.2 Descripción morfológica

El PAS presenta un tamaño de 1.0 a 2.0 mm y coloración variable (color amarillo pálido, amarillo-marrón, marrón oscuro, púrpura o incluso rosado), lo que depende de la planta hospedante y de las condiciones ambientales. Los individuos pueden ser alados y ápteros, con marcas dorsales escleróticas oscuras en el cuerpo (Figura 3). Durante su desarrollo pasan por cuatro instares ninfales, el tercero y cuarto instar se caracteriza por presentar parches marrones distribuidos aleatoriamente sobre el tergo abdominal con líneas intersegmentadas de color marrón (Peña-Martínez *et al*., 2016a y b).

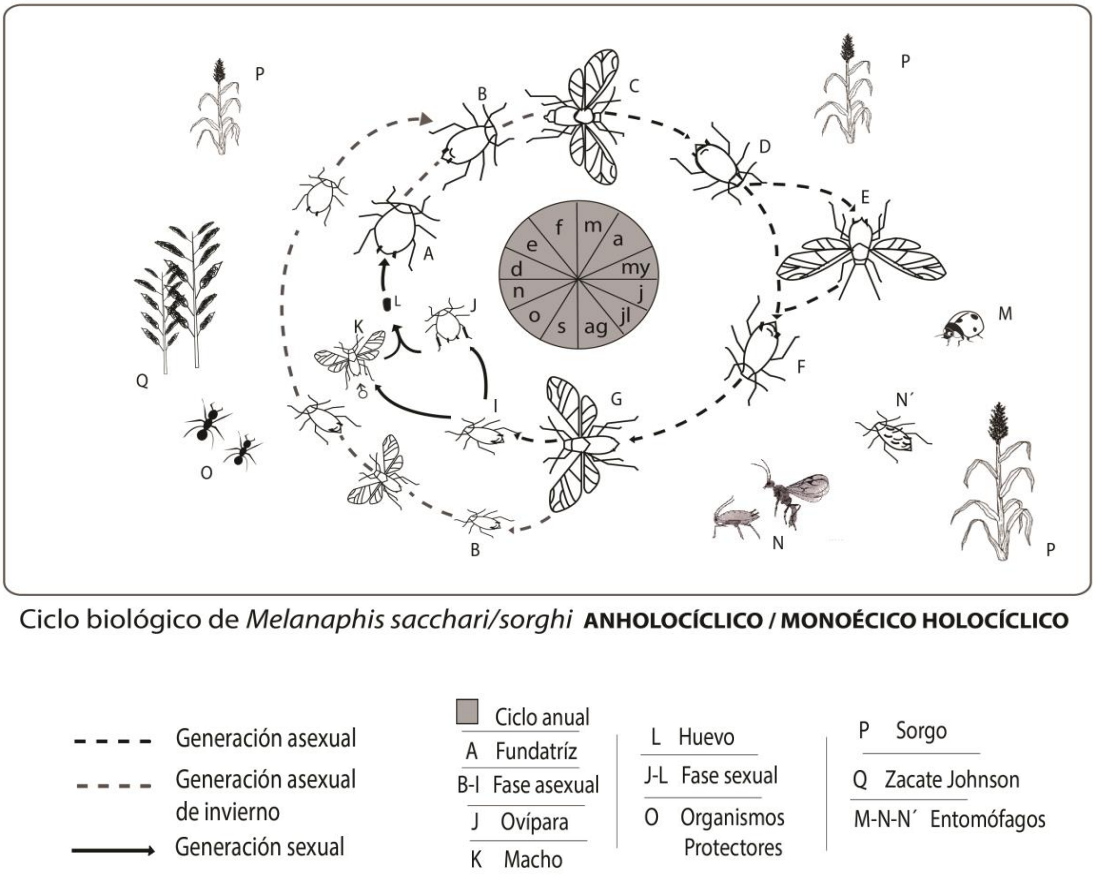


Figura 2. Ciclo biológico de *Melanaphis sacchari.* Fuente: Peña-Martínez *et al.* (2016b).

2.3.3 Daños ocasionados en el cultivo

Las infestaciones en el cultivo comienzan con la formación de colonias aisladas de áfidos en las hojas inferiores, en donde las ninfas y adultos se alimentan de la savia de la planta (Rodríguez del Bosque y Terán, 2015; Bowling *et al*., 2016). Cuando la densidad del PAS es alta, los áfidos colonizan las hojas superiores, el tallo y la panícula, causando clorosis y necrosis en las hojas, presencia de lesiones amarillentas, rojas y marrón en el follaje, y retraso en el crecimiento y floración del cultivo (Singh *et al*., 2004; Rodríguez del Bosque y Terán, 2015; Bowling *et al*., 2016). Debido a las infestaciones severas las plantas sufren aborto de flores, por lo cual no hay formación de panoja o los granos pueden mostrar un

llenado deficiente y en casos extremos las altas densidades de áfidos provocan la muerte prematura del cultivo (Singh *et al*., 2004; Rodríguez del Bosque y Terán, 2015; Bowling *et al*., 2016). Entre los daños indirectos, los pulgones excretan una sustancia pegajosa (mielecilla) sobre la cual crece el hongo fumagina que afecta el proceso de fotosíntesis en las plantas (Sharma *et al*., 2013; Rodríguez del Bosque y Terán, 2015). Así mismo, la presencia de mielecilla en las panojas y hojas afecta el proceso de limpieza y separación del grano por parte de las maquinas cosechadoras afectando el rendimiento (Kerns *et al*., 2015).

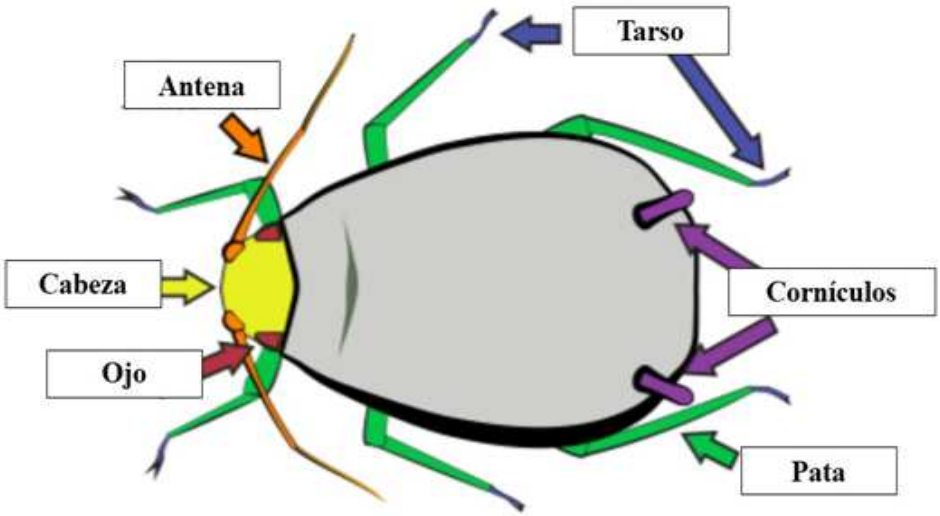


Figura 3. Morfología general de la forma áptera del pulgón amarillo del sorgo. Fuente: Bowling y Thomas (2017).

2.4. Estrategias para el manejo del pulgón amarillo del sorgo.

2.4.1. Control cultural.

Como medida preventiva para el manejo del PAS se recomienda destruir los residuos de la cosecha anterior y evitar el rebrote del cultivo (socas), eliminar los hospederos alternos

antes de la siembra, durante el desarrollo del cultivo y en los periodos en los cuales no se realizan siembras de sorgo. En Guanajuato, México, se establecieron fechas oficiales de siembra para el cultivo de sorgo. De esta forma, la disponibilidad de alimento para el PAS estaría concentrada a periodos específicos de tiempo durante el año agrícola (Quijano-Carranza *et al*., 2017).

2.4.2 Enemigos naturales asociados con el pulgón amarillo del sorgo.

De Bach (1982) define al control biológico como la acción de parasitoides, depredadores, o patógenos para mantener la densidad de la población de otro organismo a un promedio más bajo que el que existiría en su ausencia. De acuerdo con Singh *et al.* (2004), las poblaciones del PAS se encuentran reguladas en forma natural por 47 especies de enemigos naturales (depredadores, parasitoides y HE) reportados en el mundo. Con respecto a los depredadores, destacan por su abundancia especies de la familia Coccinellidae como *Hippodamia convergens* (Guerin), *Harmonia axyridis* (Pallas), *Cycloneda sanguinea* (L.), *Diomus terminatus* (Say), *D. roseicollis* (Mulsant), *Scymnus loewii* (Mulsant), *Coleomegilla maculata* (DeGeer), *Coccinella septempunctata* (L.), *Brachiacantha decora* (Casey), *Hyperaspis wickhami* (Casey) y *Olla-v-nigrum.* Otros depredadores importantes son *Ceraeochrysa* sp. nr. cincta (Schneider), *C. caligata* (Banks), *C. cubana* (Hagen), *C. valida* (Banks), *Chrysopa quadripunctata* (Burmeister), *Chrysoperla carnea* s. lat. (Stephens), *Ch. externa* (Hagen), *Ch. comanche* (Banks), *Ch. plorabunda* (Fitch) y *Ch. rufilabris* (Burmeister) (Bowling *et al*., 2016; Cortez-Mondaca *et al*., 2016; Lomelí-Flores *et al*., 2016; Salas-Marina *et al*., 2017). También se han reportado especies de la familia Hemerobiidae y Syrphidae (Hall 1988 citado por White *et al*., 2001; Bowling *et al*., 2016). Entre los parasitoides asociados a las poblaciones del PAS se encuentran *Aphidius colemani*

(Viereck), *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson), y los géneros *Praon* spp., *Binodoxys* spp., *Diaretiella* spp. y *Aphelinus* spp. (Hymenoptera: Aphelinidae) (Bowling *et al*., 2016; López-Gutiérrez *et al*., 2016; Marín y Herrera, 2016). Con respecto a los HE, los primeros reportes indica que *Lecanicillium* (=*Verticillium*) *lecanii* actúa como un regulador natural de poblaciones del PAS en Florida, Estados Unidos de América (Hall 1987, citado por Singh *et al.*, 2004). En México, se documentó a las especies *Lecanicillium* (=*Verticillium*) *longisporum, Isaria* (=*Paecilomyces*) *javanica* y *Beauveria bassiana* (Hypocreales: Clavicipitaceae) infectando naturalmente a las poblaciones de PAS en el sur de Tamaulipas y la región del Bajío en Guanajuato (Zambrano-Gutiérrez *et al.*, articulo en revisión). Berlanga *et al*. (2016) reportaron una alta incidencia de áfidos micosados por *Lecanicillium longisporum* en Tecomán, Colima.

2.4.3. Control químico

El control químico se considera la última opción dentro de un programa de MIP, generalmente se recomienda implementarlo cuando el resto de tácticas haya sido rebasado por la abundancia y daño de la plaga. Sin embargo, en algunas ocasiones existe también la posibilidad de realizar alguna acción estratégica que permita evitar el crecimiento exponencial de la población plaga, por ejemplo, al detectar poblaciones del PAS en plantas aisladas, ubicadas en el margen del cultivo (Moreno-Hernández *et al*., 2017). Los insecticidas recomendados dentro de las estrategias de control químico del PAS incluyen a Flupyradifurone, Sulfoxaflor, Imidacloprid, Thiamethoxam y Spirotetramat (Rodríguez del Bosque y Terán, 2015; Bowling *et al*., 2016) a las dosis recomendadas en la Figura 6. De acuerdo con Moreno-Hernández *et al.* (2017) es posible realizar aplicaciones localizadas o bien si el PAS está presente en los distintos márgenes del cultivo se recomienda realizar

aplicaciones en forma anillada, frenando el incremento poblacional de la plaga, aunque sea temporalmente, sin afectar la presencia de enemigos naturales en el resto del cultivo. En caso de que la población del PAS se haya extendido hacia el centro del cultivo será necesario hacer la aplicación en toda la superficie. En algunos casos el insecticida químico llega a causar fitotoxicidad sobre el cultivo, además de propiciar el desarrollo de resistencia del insecto plaga y causar un efecto negativo sobre las poblaciones de parasitoides y depredadores (Moreno-Hernández *et al.*, 2017).

Ingrediente activo	Grupo MoA	Grupo químico	Modo de acción	pH óptimo del agua	FORMULACIÓN %	DOSIS
Imidacloprid	4A	Neonicotinoides	Antagonista de los receptores de acetilcolina nicotínicos	5.5 - 7	SC 30.20	100 - 300 ml/ha
Thiametoxam	4A	Neonicotinoides	Antagonista de los receptores de acetilcolina nicotínicos	5.5 - 7	WG 25	500 g/ha
Sulfoxaflor	4C	Sulfoximinas	Antagonista de los receptores de acetilcolina	5.5 - 6	SC 24	50 - 70 ml/ha
Spirotetramat	23	Derivados del ácido tetrónico	Inhibidor de síntesis de lípidos	5.5 - 6	OD 15	300 ml/ha

Fuente: Guía de plaguicidas autorizados de uso agrícola.

ABREVIACIÓN DE TIPO DE FORMULACIONES

SC suspensión concentrada, LS líquido soluble, OD dispersión en oleosa, WG gránulos dispersables.

CATEGORÍAS TOXICOLÓGICAS

(V) Verde Precaución (IV) Azul Precaución (III) Amarillo Peligro (II y I) Rojo Peligro

Figura 4. Insecticidas comerciales utilizados para el control químico del pulgón amarillo del sorgo. Fuente: CESAVEG (2015).

2.5 Hongos entomopatógenos

Los HE son un grupo de microorganismos ampliamente estudiados en todo el mundo, tienen la particularidad de parasitar a diferentes tipos de artrópodos (insectos y ácaros) y de encontrarse en los hábitats más variados. Asimismo, los HE pueden jugar un papel muy importante, ya que algunas especies son muy virulentas. Finalmente, su característica de

penetrar al hospedante vía tegumento no es muy común entre el resto de los entomopatógenos (Lecuona *et al.,* 1996).

De acuerdo con Vega *et al*. (2008) y Castillo *et al*. (2014), los HE son capaces de controlar plagas en forma natural y puede llegar a ser una alternativa para evitar el uso de insecticidas químicos (Sevim *et al*., 2012). Zimmerman (1993) menciona que los hongos entomopatógenos ofrecen una oportunidad para la regulación biológica de especies invasivas de insectos, como es el caso del PAS. Estos organismos presentan la capacidad de ocasionar brotes epizoóticos, causando una rápida declinación de la plaga. Se han documentado aproximadamente 750 a 1000 especies de HE, entre ellos destacan las especies *Beauveria bassiana, Metarhizium anisopliae* e *Isaria fumosorosea*. Estas especies tienen la capacidad de ser patogénicas para una gran diversidad de insectos plaga y generalmente su presencia ocurre en regiones con ambientes donde la temperatura fluctúa entre los 25 a 30 °C. Algunas especies han sido aisladas de insectos micosados y pueden ser inducidos de manera artificial, como *Beauveria* spp., *Metarhizium* spp., *Isaria* spp. y *Lecanicillium* spp. Estos hongos, son capaces de controlar plagas en forma natural y puede llegar a ser una alternativa atractiva para evitar el uso de pesticidas químicos, no afectan a las plantas, animales y medio ambiente (Sevim et al., 2012).

2.5.1. Mecanismos de patogenicidad

El proceso de infección de los HE sobre los insectos hospederos inicia cuando las esporas viables son retenidas por contacto en la superficie del integumento hasta encontrar un espacio propicio para establecer la asociación patógeno-hospedero (Jones, 1994). Posteriormente, forman los tubos germinales y el apresorio, que facilitarán la invasión del

hongo en el hospedero (Hajek, 1997; Deshpande, 1999; Milner, 2000; Asaff *et al.*, 2002; Barranco *et al.*, 2002). El desarrollo de la infección se divide en tres fases: (a) adhesión y germinación del conidio en la epicutícula del insecto, (b) penetración en el hemocele y (c) desarrollo del hongo, que generalmente produce la muerte del insecto (Téllez *et al*., 2009; Lu *et al*., 2015) (Figura 5).

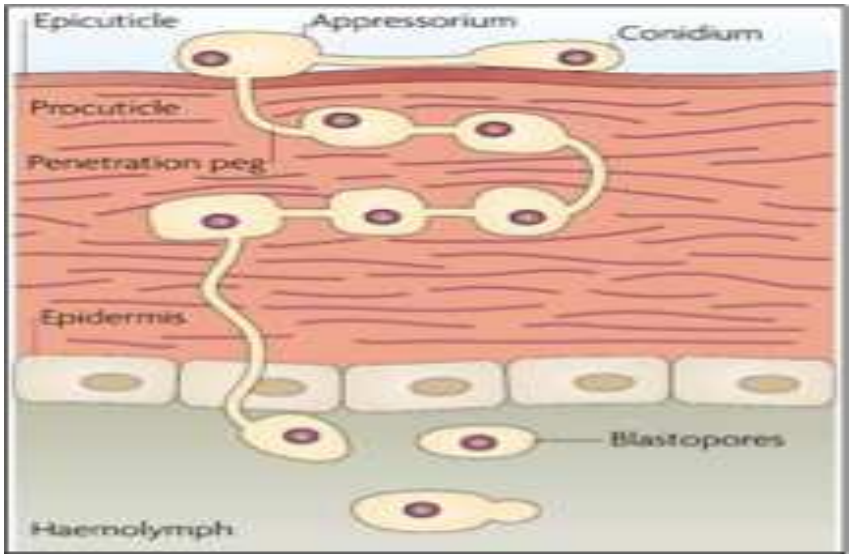


Figura 5. Proceso de infección de los entomopatógenos sobre su hospedero. Fuente: Thomas y Read (2007).

2.5.2. Adhesión y germinación

El conidio es adherido por contacto en la epicutícula del insecto, la adhesión de conidios está mediada en parte por las proteínas de la superficie celular conocidas como hidrofobinas (Zhang *et al*., 2012). La germinación ocurre con el hinchamiento del conidio, favorecido por una alta humedad y por carbohidratos presentes en las proteínas cuticulares del insecto (Hegedus y Khachatourians, 1995). Dependiendo de la especie de HE, este desarrolla un haustorio (Srisukchayakul *et al*., 2005) o sustancia mucilaginosa llamada

adhesina (Wang y St. Leger, 2007). El haustorio o la adhesina mantienen al conidio unido a su huésped para iniciar con la formación del tubo germinativo (Pedrini *et al*., 2007).

2.5.3. Penetración hacia el hemocele

El tubo germinativo reconoce la superficie del insecto para la localización de sitios receptores (Wessels, 1999). La penetración es posible debido a la acción combinada de dos mecanismos, uno físico y uno bioquímico. El primero consiste en la presión ejercida hacia el interior del insecto por el tubo germinativo, que deforma la capa cuticular rompiendo las áreas esclerosadas. En el segundo, el hongo excreto una gran cantidad de enzimas entre las que se incluyen proteasas, quitinasas, quitobiosas, lipasas que van degradando la cutícula (Frazzon *et al*., 2000; Wang *et al*., 2003; Barreto *et al*., 2004; Lubeck *et al*., 2008; Boldo *et al*., 2009). La penetración también puede ocurrir a través de la cavidad bucal, espiráculos y otras aberturas externas del insecto; la humedad no es una limitante en el tracto alimenticio, el conidio puede germinar rápidamente en este ambiente, aunque los fluidos digestivos pudieran destruir o degradar las hifas. En algunos casos, las estructuras fúngicas producen metabolitos que pueden causar la muerte por toxicidad y por el desarrollo del hongo (micosis) (Inglis *et al.*, 2001).

2.5.4. Desarrollo del hongo

Cuando la hifa llega al hemocele la mayoría de los hongos realizan una diferenciación celular de fragmentos de micelio a levadura llamadas blastósporas, que permite evadir el sistema inmune del insecto (Zhang, 2009). Posteriormente, se produce la invasión y proliferación de las hifas en estructuras como tejidos musculares, cuerpos grasos, tubos de Malpighi, mitocondrias, hematocitos, retículo endoplásmico, membrana nuclear además de

causar parálisis celular (Kershaw *et al*., 1998; Pal *et al*., 2007). Las hifas secretan antibióticos (oosporina) que ataca las bacterias del intestino (Wong, 2003). La micosis induce a síntomas fisiológicos anormales en el insecto tales como convulsiones, carencia de coordinación, comportamientos alterados y parálisis. La muerte sobreviene por una combinación de efectos que comprenden el daño físico de tejidos, toxicosis, deshidratación de las células por pérdida de fluido y consumo de nutrientes (Bustillo, 2001). Finalmente, si las condiciones de humedad y temperatura son las adecuadas, las hifas del hongo emergen nuevamente al exterior del cadáver del insecto enfermo a través de las aperturas naturales del insecto (boca, ano, orificios de unión de los tegumentos y artejos). En el exterior forma sus estructuras fructíferas y las esporas. Los individuos enfermos no se alimentan, presentan debilidad, desorientación y cambian de color (Téllez *et al*., 2009; Sánchez *et al*., 2013) (Figura 6).

2.5.5. Generalidades del género *Lecanicillium*

Este HE se ha observado causando epizootias en poblaciones de áfidos (Shah y Pell, 2003) y algunas de estas especies se han formulado como micoinsecticidas para el control de diferentes especies de pulgones y otros insectos chupadores (Díaz *et al*., 2009). Durante su proceso de infección el insecto pierde sensibilidad y coordinación de movimientos, se presenta una obstrucción mecánica de los conductos respiratorios, agotamiento de las reservas, interrupción de los órganos y parálisis (Pucheta *et al*., 2006). Las especies de este género inician su proceso infectivo cuando las esporas son retenidas en la superficie del integumento, donde se forma el tubo germinativo y comienza la secreción de enzimas tales como las proteasas, quitinasas, quitobiasas, lipasas y lipooxigenasas. Estas enzimas degradan la cutícula del insecto y coadyuvan con el proceso de penetración por presión

mecánica iniciado por el apresorio, que es una estructura especializada formada en el tubo germinativo (Pucheta *et al*., 2006).

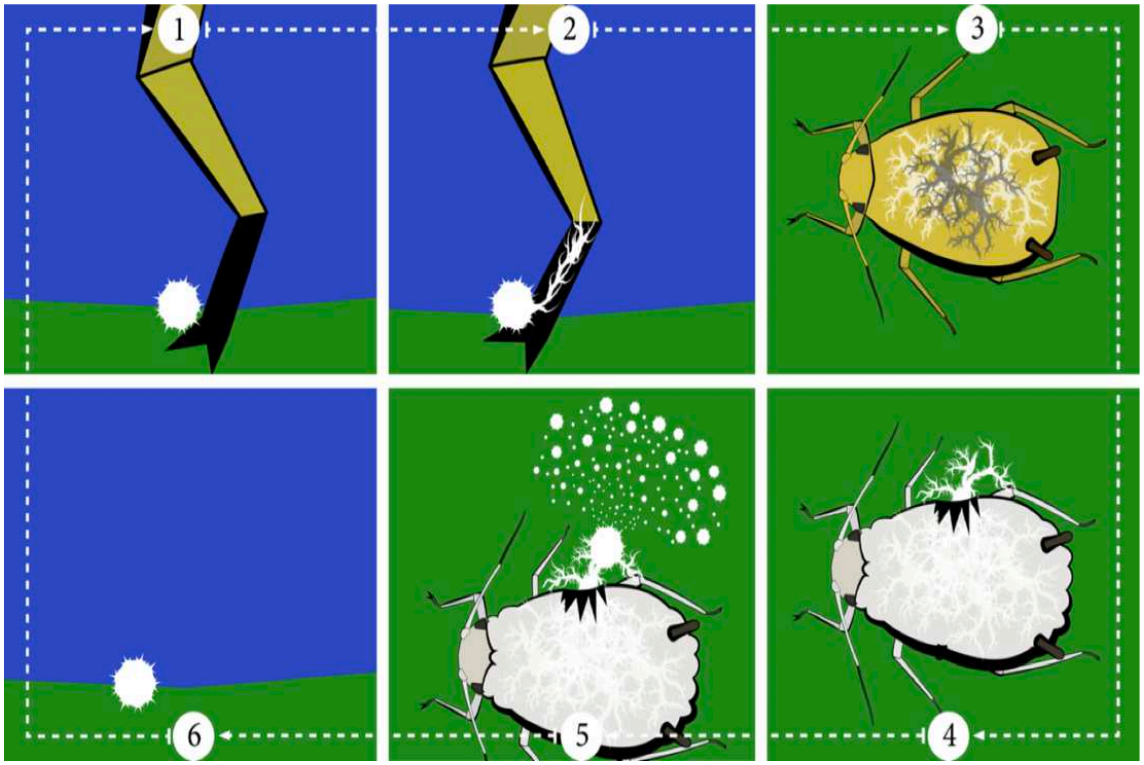


Figura 6. Proceso de infección de *Lecanicillium* sobre el PAS. 1. Adhesión de la conidia, 2. Invasión, 3. Desarrollo en el interior del pulgón, 4. Extrusión de micelio a través de la cutícula y liberación de inoculo o conidios como parte del proceso de esporulación y dispersión de esporas. Diagrama elaborado por: Jason Thomas y Margarita Martínez. Adobe illustrator

III. JUSTIFICACIÓN

Los insectos chupadores causan daños severos en los cultivos agrícolas, tal es el caso del pulgón amarillo del sorgo (PAS). En los últimos años, este áfido ha ocasionado graves pérdidas en la producción de sorgo en México y Estados Unidos de América. La principal estrategia utilizada para el manejo de este áfido es el uso de insecticidas químicos. Sin embargo, el uso constante de insecticidas químicos puede provocar efectos adversos al medio ambiente y en la salud de las personas que aplican estos productos. El uso de hongos entomopatógenos (HE) es una estrategia viable para el control microbial de este insecto. Las especies del género *Lecanicillium* son organismos de importante valor ecológico, ya que pueden constituirse como una estrategia ambientalmente amigable y efectiva para el manejo del PAS. Esta estrategia contemplaría la búsqueda y evaluación *in vitro* de aislamientos nativos que ayudaran a depender en menor medida de las aplicaciones de agroquímicos. Estos aislamientos se encuentran adaptados a las condiciones climáticas de cada región geográfica en las que este insecto se ha convertido en el principal problema del cultivo de sorgo. En esta investigación se determinó la incidencia natural de *Lecanicillium* en Corpus Christi, Texas, una de las regiones más importantes en cuanto a la producción de sorgo en Estados Unidos de América y donde este áfido ha causado graves pérdidas. Con los aislamientos obtenidos se realizaron bioensayos de virulencia para seleccionar aquellos aislamientos candidatos para ser utilizados en una estrategia de manejo integrado del PAS.

3.1. Objetivos e Hipótesis

Objetivo general

Determinar la presencia de *Lecanicillium* spp. en poblaciones de pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Hemiptera: Aphididae) en Corpus Cristi, Texas, EUA. y determinar la virulencia de los aislamientos colectados sobre una población de adultos.

Objetivos particulares:

1. Identificar morfológicamente las especies de *Lecanicillium* asociadas con poblaciones del pulgón amarillo del sorgo en Corpus Cristi, Texas, EUA.

2. Determinar la virulencia de *Lecanicillium* spp. sobre adultos colectados en Corpus Cristi, Texas, EUA.

Hipótesis:

1.- Los aislamientos colectados en Corpus Cristi, Texas, EUA. pertenecen a las especies *L. lecanii* (Zimmermann) y *L. longisporum* (Petch).

2.- Al menos uno de los aislamientos colectados presenta una alta virulencia y pudiera ser considerado para el manejo microbial de *M. sacchari*.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Controladores naturales

Entre 2013 a 2015 apareció una nueva especie de áfido en México y Estados Unidos de América, la cual fue identificada como pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari*. La principal estrategia para el manejo de este áfido es el uso de insecticidas químicos. Considerando lo anterior, se decidió explorar la posibilidad de encontrar hongos entomopatógenos infectando a esta plaga en las zonas productoras de sorgo en Corpus Christi, Texas, EUA. Este trabajo permitió complementar la información que se estaba generando en México.

4.1.1. Localización del área de estudio.

La exploración de HE asociados al PAS se realizó de octubre a noviembre de 2017 en predios localizados en los condados de Jackson, Jim Wells y Nueces en Corpus Christi, Texas (Figura 7). En cada condado se revisaron de uno a dos lotes con presencia de socas de sorgo para determinar la presencia de áfidos del PAS infectados con *Lecanicillium* spp. Las condiciones climáticas predominantes durante el periodo de muestreo fueron obtenidas de la base de datos meteorológicos Meteoblue para la ciudad de Corpus Christi (Meteoblue, 2018).

4.1.2. Muestreo

Por cada predio, se examinaron visualmente 20 hojas seleccionadas al azar de 10 plantas para localizar las colonias de áfidos sanos y con presencia de micosis. Las hojas con presencia de áfidos micosados fueron colectadas y se colocaron en bolsas de papel estraza

N°8 (Berlanga, 2016). Enseguida, las muestras se transportaron al laboratorio de Entomología del Centro de Investigación y Extensión de la Universidad de Texas A&M en donde se mantuvieron a 10°C hasta su procesamiento. En el laboratorio, se contabilizó el número de áfidos sanos y con presencia de micosis para determinar la proporción de áfidos infectados en campo.

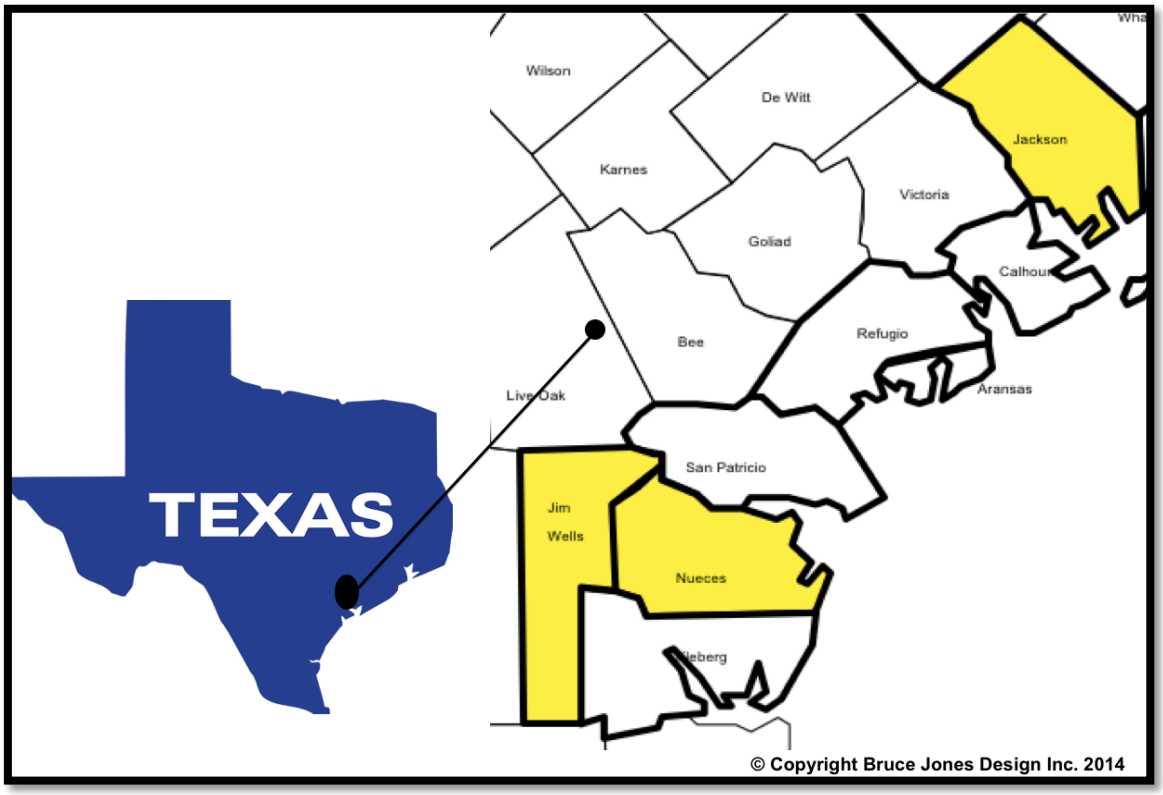


Figura 7. Condados seleccionados para la búsqueda de hongos entomopatógenos asociados con el pulgón amarillo del sorgo en Corpus Christi, Texas, EUA.

4.1.3. Obtención de los aislamientos.

De cada sitio de colecta fueron seleccionados 10 áfidos micosados. Los áfidos seleccionados se desinfectaron en una solución de alcohol al 70 % durante un minuto y posteriormente, en hipoclorito de sodio al 1 % durante cinco minutos y finalmente fueron

lavados con agua destilada estéril en tres ocasiones de cinco minutos. Para remover el exceso de humedad, los áfidos fueron colocados sobre una capa de papel filtro estéril (Lacey y Solter, 2012). Posteriormente, cada individuo fue colocado individualmente en cajas de Petri de 90 mm de diámetro adaptadas como cámara húmeda. Las cajas se incubaron en una cámara bioclimática (Thermo Fisher Scientific, Model 3721. Marietta, OH, USA) durante ocho días en obscuridad total a 25±2 °C y 90 % de HR (Goettel e Inglis, 1997). Después de este periodo, con la ayuda de un asa bacteriológica se colectó una muestra de conidios y micelio de la superficie externa del cuerpo del insecto. La muestra se inoculó en cajas de Petri con 15 mL de Agar Dextrosa Sabouraud (ADS: RPI Research Products International Corp. Mount Prospect, Illinois, USA). De los pulgones micosados colectados en campo se obtuvieron tres aislamientos (Cuadro 1), los cuales fueron purificados mediante cultivos monosporicos y se incubaron bajo las condiciones descritas anteriormente por 15 días.

Cuadro 1. Origen geográfico de los aislamientos de *Lecanicillium* spp. aislados de poblaciones del pulgón amarillo del sorgo en Corpus Christi, Texas, EUA.

Condado	**Ubicación Geográfica**		**Aislamiento**	**Etapa fenológica**
	N	**W**		
Jim Wells	27.7655670	97.9504896	TXJW-UAM1	Soca
Jackson	28.7194541	96.3307405	TXJK-UAM2	Soca
Nueces	27.8210693	97.5475394	TXNS-UAM3	Soca

4.2. Identificación morfológica

El color de la colonia fue determinado mediante observaciones diarias del crecimiento de micelio por un periodo de 15 días. Para determinar el tamaño de los conidios y fiálides se realizaron microcultivos en cajas de Petri de 60 mm de diámetro con 10 mL de ADS (Mier *et al*, 2012). Las cajas se incubaron por 15 a 18 días en obscuridad total a 25±2 °C. Después del periodo de incubación, con un fotomicroscopio (Leica DM750 Leica Mycrosystems, Heerbrugg, Switzerland) a 40x y el programa Leica Applicattion Suite, versión 3.0.0 se tomaron fotografías digitales de conidios y fiálides (n=100). Las imágenes de conidios fueron procesadas con el programa GIMP versión 2.8 (GNU Image Manipulation Program) y para determinar las dimensiones de ambas estructuras se utilizó Image J versión 3.00. Las características observadas y las dimensiones de las estructuras fueron comparadas con las descritas en las claves taxonómicas propuestas por Zare y Gamms (2008) y Humber (2012) para especies del género *Lecanicillium.*

4.3. Bioensayo de virulencia.

La virulencia de los tres aislamientos obtenidos se determinó sobre adultos ápteros del pulgón amarillo del sorgo colectados sobre un cultivo experimental de sorgo sembrado en el campo experimental del Centro de Investigación y Extensión de Texas AgriLife ubicado en Corpus Christi, Texas.

4.3.1. Producción del inoculo.

De los cultivos monosporicos de 15 días de edad se colectó una muestra de esporas que fue distribuida con un asa bacteriología sobre la superficie de 15 ml de ADS contenido en cajas de Petri de 90 mm de diámetro. Las cajas con el inóculo se incubaron durante 15 días en las

condiciones descritas anteriormente. Después del periodo de incubación, el micelio fue colectado de la superficie del medio con la ayuda de una espátula estéril y depositado en un tubo para centrifuga con 10 mL de Tween 80 al 0.02 %. Posteriormente, los tubos con el micelio fueron sometidos a agitación constante durante tres minutos usando un vórtex (Genie 2, Si-0236 Scientific Industries). Para separar el micelio y los conidios, la suspensión se filtró a través de una gasa clínica estéril al momento de ser vertida a otro tubo para centrifuga. Posteriormente, para cada suspensión se prepararon diluciones de 1:1000 y con la ayuda de un hematocitómetro (Marienfeld, Germany) se estimó la concentración de conidios en cada suspensión.

4.3.2. Ensayo de virulencia.

Para cada aislado se prepararon ocho diluciones a una concentración de 10^5, 10^6, 10^7, 10^8, 10^9, 10^{10}, 10^{11} y 10^{12} conidios mL^{-1}. Para realizar los bioensayos, 10 mL de cada concentración se asperjaron a un grupo diferente de 20 adultos ápteros de *M. sacchari.* Los áfidos fueron colocados en cajas de Petri de 60 mm de diámetro con 10 mL de agar al 2 % y un disco de hoja de sorgo de 40 mm de diámetro colocado sobre la superficie del medio (Yun *et al*., 2017). Todos los tratamientos se aplicaron por aspersión directa con la ayuda de un aerógrafo (Neo Trn 1. Trigger Airbrush. Iwata-Medea, Inc. Barcelona, España) a 40 psi (Topuz *et al*., 2016). Después de la aplicación, las cajas con los áfidos inoculados fueron incubadas a 25±2°C, 70 a 90 % de HR y un fotoperiodo de 16:8 h luz: obscuridad (Hossein *et al*., 2014). Entre los tratamientos evaluados se incluyó un tratamiento control aplicado con Tween 80 estéril al 0.02 % (Hossein *et al*., 2014). La mortalidad fue evaluada cada 24 h durante un periodo de ocho días posteriores a la aplicación. Se consideró como áfido muerto aquel individuo que no presentaba movimientos al ser tocado ligeramente con un pincel (Hossein *et al*., 2014). Los cadáveres fueron removidos y se colocaron en una

cámara húmeda con el fin de verificar el desarrollo de *Lecanicillium* spp. como agente causal de la mortalidad observada (Fadayivata *et al*., 2010). En el tratamiento control se consideró una mortalidad máxima del 10 %, en caso contrario el bioensayo fue desechado (Bruck *et al*., 2005). El experimento se realizó bajo un diseño completamente al azar en donde cada caja de Petri fue considerada como un replica. Para cada concentración se realizaron cinco replicas y el experimento completo fue repetido en dos ocasiones en el tiempo.

4.3.3. Análisis estadístico

Los datos del tamaño de conidios y fiálides fueron analizados por medio de un análisis de varianza no paramétrico de Kruskall-Wallis (aproximación de x^2). Cuando se encontraron diferencias significativas entre aislados ($P \leq 0.05$) se realizó una comparación de medias con el método de Bonferroni. Con respecto a los datos generados en los bioensayos, cuando se observó mortalidad en el tratamiento control esta se ajustó en el resto de los tratamientos por medio de la ecuación de Abbott (1925). Posteriormente, con los datos ajustados se realizó un análisis Probit (Finney, 1973) para determinar la concentración letal 50 (CL_{50}) de cada aislamiento. Todos los análisis se realizaron con el programa Statistical Analysis System (SAS Institute, 2001).

V. RESULTADOS

5.1. Incidencia natural de *Lecanicillium* spp.

La colecta de especímenes del PAS en los condados de Jackson, Jim Wells y Nueces permitió obtener tres aislamientos de HE. Los áfidos colectados se encontraban cubiertos por un micelio blanco de apariencia algodonosa, microscópicamente se observó micelio con cabezuelas mucilaginosas y conidios oblongos. La proporción de insectos micosados en cada sitio de muestreo se presenta en el Cuadro 2. Con base en los resultados obtenidos, la mayor población de áfidos micosados se observó en el condado de Jim Wells con una proporción del 3.22 %. En los condados de Jackson y Nueces la incidencia de individuos infectados fue menor al 3.00 %.

Cuadro 2. Áfidos del pulgón amarillo sanos y micosados por *Lecanicillium lecanii* en tres condados de Corpus, Christi, Texas, EUA.

Hoja	Jim Wells			Jackson			Nueces		
	Asan	**Amic**	**Pmic**	**Asan**	**Amic**	**Pmic**	**Asan**	**Amic**	**Pmic**
1	750	16	**2.13**	300	11	**3.67**	300	9	**3.00**
2	300	10	**3.33**	300	9	**3.00**	300	8	**2.67**
3	300	8	**2.67**	300	8	**2.67**	750	8	**1.07**
4	750	14	**1.87**	300	10	**3.33**	300	11	**3.67**
5	1500	13	**0.87**	300	9	**3.00**	300	10	**3.33**
6	300	8	**2.67**	300	8	**2.67**	300	8	**2.67**
7	300	14	**4.67**	300	14	**4.67**	750	14	**1.87**

8	750	22	**2.93**	1500	12	**0.80**	300	12	**4.00**
9	300	19	**6.33**	300	13	**4.33**	300	13	**4.33**
10	750	10	**1.33**	300	10	**3.33**	300	10	**3.33**
11	300	8	**2.67**	750	8	**1.07**	300	8	**2.67**
12	300	9	**3.00**	300	9	**3.00**	300	9	**3.00**
13	750	13	**1.73**	300	8	**2.67**	300	10	**3.33**
14	1500	12	**0.80**	300	10	**3.33**	1500	11	**0.73**
15	300	11	**3.67**	300	12	**4.00**	300	9	**3.00**
16	300	9	**3.00**	750	9	**1.20**	300	9	**3.00**
17	750	14	**1.87**	300	10	**3.33**	300	12	**4.00**
18	300	24	**8.00**	300	15	**5.00**	300	9	**3.00**
19	300	5	**1.67**	750	18	**2.40**	300	8	**2.67**
20	300	11	**3.67**	300	21	**7.00**	300	10	**3.33**
	Ptotafmi		**2.94**			**3.22**			**2.93**

Asan = Áfidos sanos. Amic = Áfidos micosados. Pmic = Proporción de áfidos micosados. Ptotafmi = Proporción total de áfidos micosados en cada condado.

5.2. Identificación morfológica

Los aislamientos obtenidos presentaron colonias de coloración blanca que se tornó amarillenta conforme alcanzaba la maduración del cultivo y el reverso de color amarillo pálido. Las observaciones realizadas al microscopio permitieron identificar la presencia de fiálides cortas, hialinas y verticiladas con cabezuelas mucilaginosas, en las que se agrupaban conidios cortos, de forma elipsoidal y bordes redondeados (Figura 10).

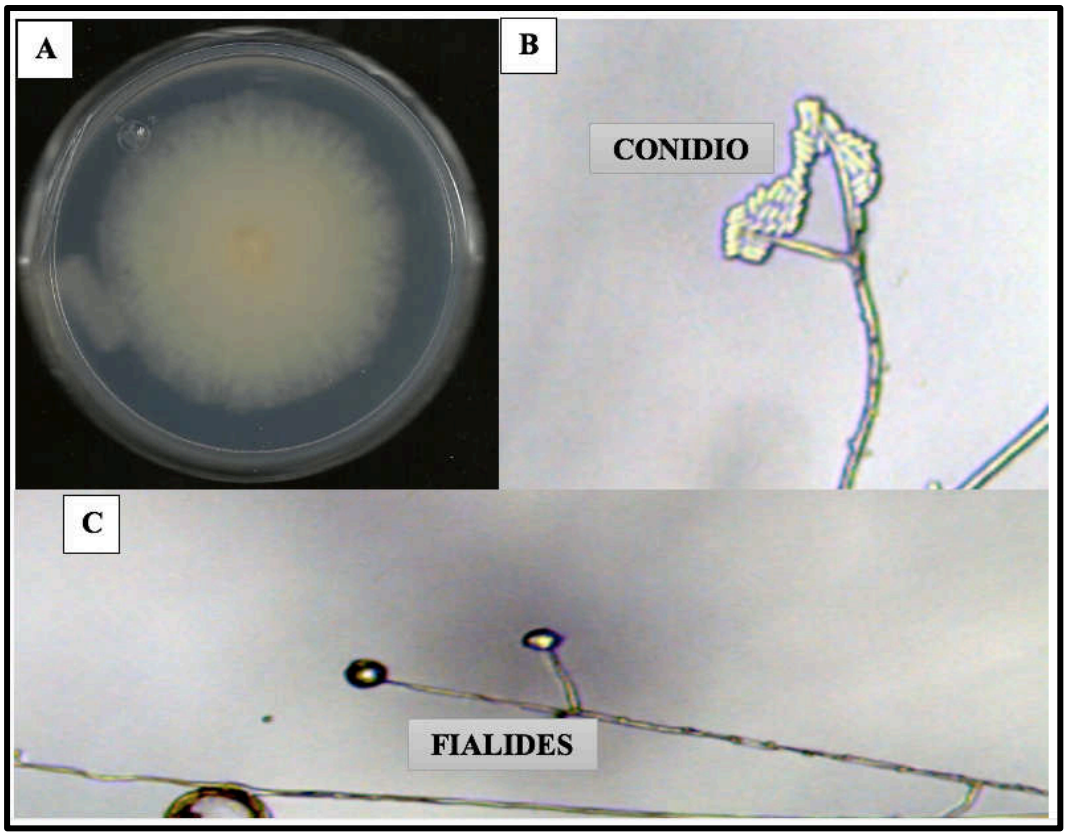


Figura 8. Características macroscópicas de la colonia de *Lecanicillium* spp. desarrollado en medio ADS (a). Morfología de los conidios (b) y Fiálides (c).

El tamaño de los conidios y fiálides fue significativamente diferente entre aislados (Pr < 0.05) (Cuadro 3). En general, las dimensiones promedio de los conidios fueron de 2.54-2.78 x 1.56-2.11 µm (largo x ancho). Los conidios de mayor tamaño se observaron en los aislamientos TXJW-UAM2 y TXNS-UAM3. Con respecto a las fiálides, el tamaño promedio de estas estructuras fue de 12.90-13.56 x 1.10-1.67 µm (largo x ancho). Los aislados que presentaron las mayores dimensiones fueron TXJW-UAM1 y TXJK-UAM2.

Cuadro 3. Tamaño promedio de conidios y fiálides de *Lecanicillium spp.* obtenidos de tres aislamientos de Corpus, Christi, Texas.

Aislamiento	** Conidio ± EE		** Fiálides ± EE	
	Largo (Lmin-Lmax)¶	**Ancho (Amin-Amax)**	**Largo (Lmin-Lmax)**	**Ancho (Amin-Amax)**
TXJW-UAM1	2.54±0.06 **b*** (1.43-4.73)	2.11±0.03 **a** (1.45-3.74)	13.56±0.48 **a** (3.67-23.27)	1.52±0.056 **a** (0.75-2.53)
TXJK-UAM2	2.75±0.05 **a** (1.63-4.17)	2.01±0.04 **a** (1.06-3.52)	12.90±0.49 **a** (5.06±25.28)	1.67±0.048 **a** (0.93±2.50)
TXNS-UAM3	2.78±0.03 **a** (1.98-3.79)	1.56±0.01 **a** (1.16-2.33)	13.02±0.40 **a** (2.65-20.07)	1.10±0.032 **b** (0.31-1.74)

*Los aislados con la misma letra en cada columna no son significativamente diferente. EE=Error estándar. ¶ Valor mínimo y máximo observados para cada conjunto de datos. **Tamaño promedio de conidios y células conidiogenas obtenidos de una muestra de tamaño n=100.

5.3. Virulencia sobre adultos de *M. sacchari*

La virulencia de los tres aislamientos obtenidos fue analizada para determinar su potencial para infectar al PAS. Con base en los resultados observados, todos los aislamientos mostraron virulencia sobre adultos de *M. sacchari*. Sin embargo, se encontró variabilidad en cuanto a la concentración requerida para causar un 50 % de mortalidad sobre la población tratada. Los aislados que presentaron mayor virulencia fueron TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3, los cuales a una concentración de $1.64x10^6$ y $3.01x10^6$ conidios mL^{-1} respectivamente, causaron un 50% de mortalidad en la población del pulgón amarillo del sorgo. Por el contrario, el aislamiento TXJW-UAM1 expresó una menor virulencia al

requerir $1.99x10^8$ conidios mL^{-1} para causar una mortalidad del 50 % sobre adultos de *M. sacchari*.

Cuadro 4. Valores LC_{50} con límites de confianza del 95% de aislamientos de *Lecanicillium lecanii* sobre *Melanaphis sacchari*.

Aislamiento	N*	CL_{50}[a]	LC95%[b]	b±EE[c]	X^{2d}
TXJW-UAM1	1600	$1.99x10^8$	$1.04x10^8$ - $3.78x10^8$	0.46±0.034	<.0001
TXJK-UAM2	1600	$1.64x10^6$	$8.11x10^5$ - $3.04x10^6$	0.47±0.034	<.0001
TXNS-UAM3	1600	$3.01x10^6$	$1.59x10^6$ - $5.31x10^6$	0.34±0.024	<.0001

*Número de insectos tratados. [a] Concentración Letal (conidios mL^{-1}). [b] Límites de confianza del 95%. [c]Error estándar de la pendiente. [d]Valor de ajuste del modelo de Chi-cuadrada.

5.3.1. Actividad aficida

Los resultados indican que el bioensayo es útil para obtener información sobre la susceptibilidad de las ninfas del pulgón amarillo del sorgo hacia tres aislados de *Lecanicillium lecanii.* Algunas diferencias significativas fueron observadas entre la mortalidad acumulada ocasionada por los tres aislamientos de *L. lecanii* registrada a los ocho días después de la aplicación de los conidios. En general se observó que los niveles de mortalidad se incrementaron conforme aumentó la concentración de conidios aplicada. Con base en la mortalidad acumulada, los aislamientos que produjeron una mortalidad superior al 90 % fueron TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3 a partir de concentraciones de $1x10^9$ a $1x10^{12}$ conidios mL^{-1}. Con respecto al aislamiento TXJW-UAM1, este nivel de mortalidad fue observado con una concentración de $1x10^{11}$ conidios mL^{-1} (Figura 11).

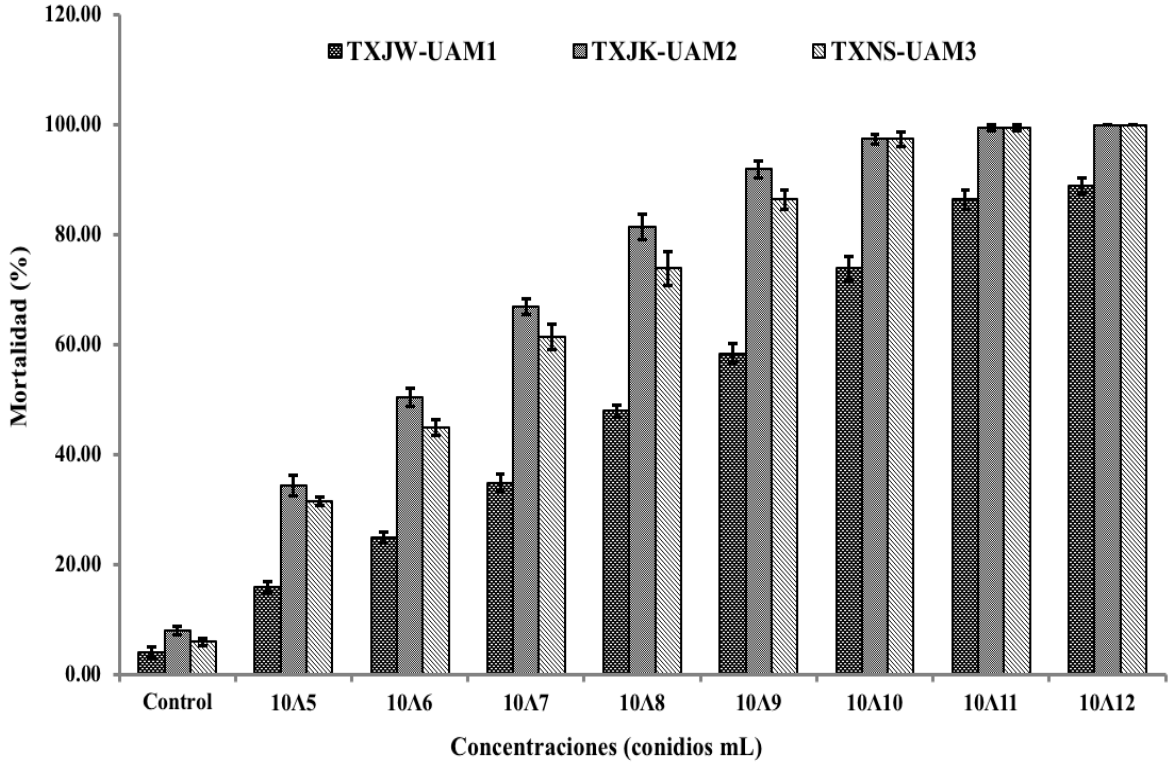


Figura 9. Porcentaje de mortalidad *in vitro* ± EE de *Melanaphis sacchari*, a los 8 días de aplicación de *Lecanicillium lecanii.*

VI. DISCUSIÓN

6.1. Características morfológicas de *Lecanicillium lecanii*

Las características morfométricas observadas en el presente estudio permiten establecer que los tres aislados obtenidos pertenece a *L.* lecanii*,* todos provenientes de especímenes de pulgón amarillo infectados en campos de sorgo localizados en los condados de Jackson, Jim Wells y Nueces en Corpus Christi, Texas. Las características de los pulgones micosados coinciden con lo descrito por Monzón (2001) al observar áfidos de apariencia blanquecina infectados por esta especie.

Con respecto a las colonias de los aislamientos obtenidos, estas presentaron una coloración blanca que se tornó amarillenta conforme a la maduración del cultivo. Estas mismas características son reportadas por Rodríguez *et al.* (2003), Cañedo *et al*. (2004) y Shinde *et al.* (2010) para la especie *L. lecanii*. Con respecto a las características microscópicas, Nirwan y Upadhyaya (1976) y Zare y Gamms (2008) reportan la presencia de fiálides cortas, hialinas, verticiladas, con agrupaciones mucilaginosas de conidios en aislamientos de *L. lecanii*.

La descripción morfológica de estas estructuras coincide con las observaciones microscópicas realizadas en los aislamientos TXJW-UAM1, TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3. La dimensión de los conidios observados en los aislamientos colectados en Corpus Christi, Texas, son similares a los descritos por Nirwan y Upadhyaya (1976) quienes reportan para *L. lecanii* conidios de 1.5-5.0 x 1.4-2.8 µm (largo x ancho). Díaz *et al*. (2009) indican que el tamaño de los conidios para aislamientos de *L. lecanii* es de 1.0-2.27

x 1.0-2.77 µm (largo x ancho). Los aislamientos TXJW-UAM1, TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3 presentaron un tamaño de fiálides similar a los descritos por Zare y Gamms (2008) quienes reportaron dimensiones de 1.0-2.0 x 11.0-22.0 µm (largo x ancho). Cañedo *et al.* (2004) observaron dimensiones de 11.0-30.0 x l.5-2.0 dm (largo x ancho). Con base en las características morfométricas observadas en el presente estudio y a las comparaciones realizadas con otros autores, los aislamientos TXJW-UAM1, TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3 pertenecen a la clase *L. lecanii* formado por las especies *L. lecanii*, *L. longisporum* y *L. muscaria* (Petch).

6.2. Incidencia natural de *L. lecanii* sobre el pulgón amarillo del sorgo en el sur de Texas.

El hongo *L. lecanii* es una especie que se ha observado causando epizootias naturales sobre diferentes especies de áfidos en regiones de clima tropical y subtropical (Shah y Pell, 2003; Manfrino *et al*., 2014). En el presente estudio, esta especie se observó causando bajos niveles de infección sobre las poblaciones de *M. sacchari* en el sur de Texas.

Esta misma situación fue documentada por Alatorre *et al.* (2016) al observar bajos niveles de infección por *L. longisporum* sobre poblaciones del PAS en Guanajuato, México. Berlanga *et al*. (2016) observaron epizootias causadas por L. *longisporum* sobre áfidos de *M. sacchari* en Colima, México. Baiswar *et al.* (2016) describen la presencia de áfidos de *Brevicoryne brassicae* (L.) infectados por *L. longisporum* cuando la humedad relativa (HR) fue del 70.0 a 90.0 % y la temperatura (TEMP) de 20.0 a 30.0 °C. Durante el periodo de muestreo en Corpus Christi, Texas, la TEMP osciló entre los 6 a 30 °C en octubre, mientras que en noviembre esta condición fue de 6 a 34 °C. Por otra parte, la HR durante octubre fue

del 20.0 a 80.0 % y en noviembre del 40.0 a 80.0 %. Considerando lo anterior, las condiciones de HR fueron favorables para la persistencia de este patógeno en campo, ya que generalmente los entomopatógenos requieren de alta humedad relativa para infectar a sus hospederos (Sharififard *et al*., 2012). Sin embargo, los valores mínimos y máximos de temperatura registradas durante algunos periodos posiblemente influyeron en la baja incidencia de *L. lecanii* observada en campo sobre las poblaciones del PAS. De acuerdo con Ayala-Zermeño *et al*. (2002) y Gul *et al*. (2014) la TEMP óptima de crecimiento para *L. lecanii* es de 15 a 25 °C.

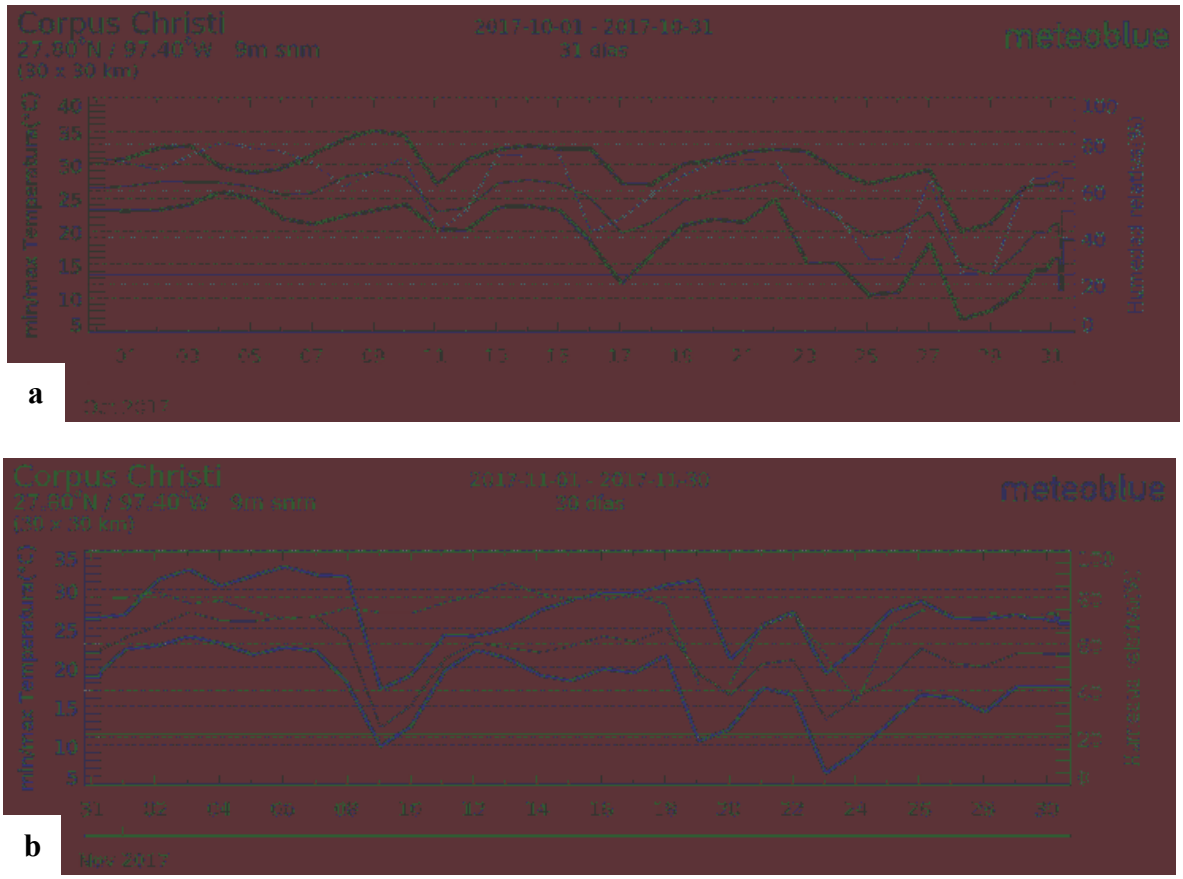


Figura 10. Datos climáticos diarios registrados en Corpus Christi, Texas durante en el periodo de muestreo de Octubre (a) Noviembre (b) 2017.

6.3. Concentración letal media (CL_{50})

En laboratorio, esta especie ha demostrado una mayor actividad patogénica que otras especies de Hypocreales (Díaz *et al.*, 2009). Los tres aislamientos colectados en el sur de Texas, EUA, presentaron virulencia sobre los adultos ápteros de *M. sacchari*. Los aislamientos TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3 fueron los que presentaron una mayor actividad aficida sobre el pulgón amarillo del sorgo.

De acuerdo con Abaajeh y Nchu (2015), la virulencia es un parámetro importante al seleccionar aislamientos para ser usados en el control biológico de una plaga, principalmente entre aquellos que pertenecen a una misma especie. Esta situación se observó con los aislamientos colectados en Texas, ya que TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3 fueron los que presentaron una mayor actividad aficida sobre el PAS.

Los niveles de virulencia que presentaron estos dos aislamientos son similares a los valores de CL_{50} reportados por otros autores al determinar la virulencia de diferentes especies del género *Lecanicillium* sobre áfidos de importancia agrícola y forestal. En este sentido, Hanh *et al*. (2007) determinaron una CL_{50} de 6.55×10^5 conidios mL^{-1} para un aislamiento de *L. lecanii* evaluado sobre poblaciones *M. persicae*. De manera similar, Fadayivata *et al.* (2014) establecieron una CL_{50} de 3.15×10^6 y 5.9×10^4 conidios mL^{-1} al determinar la virulencia de un aislamiento de *L. longisporum* sobre poblaciones de *Metopolophium dirhodum* (Walker) y *Sipha flava* (Passerini), respectivamente.

Hossein *et al.* (2014) reportaron que la concentración de conidios de *L. longisporum* que causó un 50 % de mortalidad (CL_{50}) sobre adultos y ninfas del áfido *Cinara pini* fue de

$1.2x10^6$ y $6.9x10^5$ conidios mL^{-1}. De acuerdo con Shinde *et al.* (2010), el proceso de infección por *L. lecanii* comienza cuando el conidio se adhiere a la cutícula del insecto y germina. *L. lecanii* produce enzimas como proteinasas, quitinasas y lipasas que degradan la cutícula del insecto hospedero, lo cual facilita el proceso de infección del hongo (Askari *et al*., 1997; Shahid *et al.*, 2012). Posteriormente, los tubos germinativos penetran directamente a la cutícula del insecto o crecen sobre la superficie de la epicutícula (Shinde *et al*., 2010; Lu *et al*., 2015).

Lu *et al.* (2015) observaron que algunos aislamientos de *Lecanicillium* comenzaron con el proceso de infección sobre *Diaphorina citri* (Kuwayana) entre las 12 a 24 h después de la inoculación *in vitro*. Esto explica la mortalidad que se observó por algunos tratamientos sobre los adultos del pulgón amarillo en los primeros tres días de evaluación. Aun cuando en el presente estudio no fue posible observar el mecanismo de infección por *L. lecanii*, si se observó la presencia de micelio en la cabeza, el abdomen, tibias y tarsos del áfido.

Después de seis días, en los pulgones muertos se observó el desarrollo de hifas blancas en todo el cadáver. Estas observaciones son similares a las descritas por Lu *et al*. (2015) en cadáveres de *D. citri* infectados por *Lecanicillium* spp. Steinkraus (2006) indica que el corto periodo de tiempo que requieren los hongos entomopatógenos para suprimir poblaciones de pulgones puede estar relacionado con el tamaño de los áfidos. Con base en este estudio, los aislamientos de *L. lecanii* obtenidos de áfidos de pulgón amarillo del sorgo infectados en el sur de Texas mostraron variabilidad intraespecifica en cuanto a la virulencia. Considerando los resultados obtenidos, los aislamientos TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3 fueron los que presentaron una mayor actividad aficida sobre el PAS.

VII. CONCLUSIONES

La proporción de áfidos de pulgón amarillo infectados en campo fue menor al 5.00 %. A pesar de observar bajos niveles de infección, se obtuvieron tres aislamientos de hongos entomopatógenos asociados a las poblaciones del pulgón amarillo del sorgo en Corpus Christi, Texas. Con base en las características morfométricas, los aislados fueron identificados como L. *lecanii.* Otras especies de este mismo género se han observado infectado al pulgón amarillo del sorgo en algunos estados de México. Con base en los valores de CL_{50} destacan por su virulencia los aislados TXJK-UAM2 y TXNS-UAM3. Los resultados de virulencia observados en el presente estudio son similares a los observados por diversos autores con otras especies de áfidos de importancia agrícola y forestal. Es importante realizar muestreos en diferentes periodos de tiempo y en otras zonas de Texas para determinar la diversidad de especies de hongos entomopatógenos que pudieran estar asociadas con este áfido.

VIII. PERSPECTIVAS

Realizar la caracterización molecular para establecer la correcta identidad de los aislamientos obtenidos.

Establecer un sistema de producción masiva que permita obtener una gran cantidad de inoculó a bajo costo.

Evaluar en condiciones de invernadero la mortalidad y comportamiento de cada aislamiento sobre una población de *Melanaphis sacchari*.

Con base en los resultados del estudio anterior, seleccionar a los mejores aislamientos para determinar su efectividad biológica en diferentes regiones agroecológicas de México y Estados Unidos de América.

IX. LITERATURA CITADA

Abaajeh, A. R. y Nchu, F. 2015. Isolation and pathogenicity of some South African entomopathogenic fungi (Ascomycota) against eggs and larvae of *Cydia pomonella* (Lepidoptera: Tortricidae). Biocontrol Science and Technology 25, 28-842.

Abbott, W. S. 1925. A method for computing the effectiveness of an insecticide. Journal of Economic Entomology. 18: 265 - 267.

Aktar, M. D., Sengupta, D. y Chowdhury, A. 2009. Impact of pesticides use in agriculture: their benefits and hazards. Interdisciplinary Toxicology 2: 1-12.

Alatorre, R. R., Zambrano, G. J., Tamayo, M. F. y Castillo, R. O. D. 2016. Insecticidas microbiales una alternativa para la regulación de las poblaciones de en Guanajuato. pp: 54-74. *In*: Avances en la investigación para el manejo integrado del pulgón amarillo del sorgo. Yañez-Lopez, R. (ed.). Fundación Guanajuato Produce A.C. Celaya, Guanajuato, Mexico. 148 p. ISBN: 978-607-96123-2-0.

Altieri, M. A. y Nicholls, C. I. 2004. Biodiversity and pest management in agroecosystems. 2ª ed. Nueva York, Haworth Press. 236 p.

Asaff, T. A., Reyes, V. Y., López L. V.E. y de la Torre, M. M. 2002. Guerra entre insectos y microorganismos: una estrategia natural para el control de plagas. Avance y Perspectiva 21: 291 - 295.

Askari, H., Carriere, Y., Belanger, R. R. y Brodeur, J. 1998. Pathogenicity of the fungus *Verticillium lecanii* to aphids and powdery mildew. Biocontrol Science and Technology 8: 23 - 32.

Ayala-Zermeño, M. A., Mier, T., Sánchez, R. J. y Toriello, C. 2015. Variabilidad intraespecifica del crecimiento de *Lecanicillium lecanii* (=*Verticillium lecanii*) por efecto de la temperatura. Revista Mexicana de Micologia 20: 93 - 97.

Baiswar, P., Madhukar, F. D., Ngachan, S., Chandra, S. y Azad-Thakur, N. S. 2016. *Lecanicillium longisporum* on cabbage aphid (*Brevicoryne brassicae*): A new record from northeast India. National Academy Science Letters 39: 311 - 315.

Barranco F. E., Alatorre-Rosas, R. Gutiérrez, R. M., Viniegra, G. G. y Saucedo, C. G. 2002. Criteria for the selection of strains of entomopathogenic fungi *Verticillium lecanii* for solid state cultivation. Enzyme and Microbial Technology: 910 - 915.

Barreto, C. C., Staats, C. C., Schrank, A. y Vainstein, M. H. 2004. Distribution of chitinase in the entomopathogen *Metarhizium anisopliae* and effect of N-acetylglucosamine in protein secretion. Current Microbiology 48: 102 -107.

Berlanga, P. A. M., Ayala, Z. M. A., Gallou, A., Serna, D. M. G., Montesinos, M. R. y Arredondo, B. H. C. 2016. Identification of *Lecanicillium longisporum* associate to *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae), in sorghum. Revista Mexicana de Micología 44: 51-54.

Boldo, J. T., Junges, A., do Amaral, K. B., Staats, C. C, Vainstein, M. H. y Schrank, A. 2009. Endochitinase CHI2 of the biocontrol fungus *Metarhizium anisopliae* affects its virulence toward the cotton stainer bug *Dysdercus peruvianus*. Current Genetics 55: 551 - 560.

Bowling, R., Brewer, M., Kutson, A., Biles, S., Way, M. y Sekula-Ortiz, D. 2015. Monitoring yellow aphid in sorghum in South, Central, and West Texas. Texas A&M Agrilife Extension Services. Disponible en: agrilife.org/ccag/files/2016/04/NTO043S.pdf. Consultado en línea: 13 de julio de 2018.

Bowling, R. D., Brewer, M. J., Kerns, D. L., Gordy, J., Seiter, N., Elliott, N. E., Buntin, G. D., Way, M. O., Royer, T. A., Biles, S., Maxson, E. 2016. Sugarcane aphid (Hemiptera: Aphididae): A new pest on sorghum in North America. Journal Integrated Pest Management 7: 1-13.

Bowling, R. y Thomas, J. 2017. Cómo identificar pulgones amarillos. Circular ENTO-072S. Disponible en: agrilife.org/sca/files/2017/06/ENTO-072S.pdf. Consultado en línea: 13 de julio de 2018.

Bújanos, M. R., Marín, J. A. y Villalobos, R. S. 2016. Biological effectiveness of insecticides in different application forms for the control of the sugarcane aphid *Melanaphis sacchari* in the El Bajío region, Mexico. pp: 116 - 128. *In*: Advances in research on the integrated management of sugarcane aphid. Yáñez-López, R. (ed.). Produce Guanajuato Foundation, A. C. Celaya, Guanajuato, México. 148 p. ISBN: 978-607-96123-2-0.

Bruck, D. J., Snelling, J. E., Dreves, A. J. y Jaronski, S. T. 2005. Laboratory bioassays of entomopathogenic fungi for control of *Delia radicum* (L.) larvae. Journal of Invertebrate Pathology 89: 179 - 183.

Bustillo, A. 2001. Hongos en insectos y posibilidades de uso en el control biológico de plagas en Colombia. pp: 30 - 53. *In*: Seminario uso de entomopatógenos en Colombia. Sociedad Colombiana de Entomología. Bogotá.

Cañedo V. y Ames T. 2004. Manual de Laboratorio para el Manejo de Hongos Entomopatógenos. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 62 p.

Castillo, L. D., Salzam, Z. K., Ramos, E. M. J. y Sword, A. G. 2014. The entomopathogenic fungal endophytes *Purpureocillium lilacinum* (formerly *Paecilomyces lilacinus*) and *Beauveria bassiana* negatively affect cotton aphid reproduction under both greenhouse and field conditions. PLoS One. 9 (8): e103891.

Cortez-Mondaca, E., López-Buitimea, M., López-Arroyo, J. I., Orduño-Cota, F. J. y Herrera-Rodríguez, G. 2016. Chrysopidae species associated with the sugarcane aphid in northern Sinaloa, Mexico. Southwestern Entomologist 41: 540-546.

de Bach, P. 1968. Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas. Ed. Continental, México. 949 p.

Deshpande, M. V. 1999. Mycopesticide production by fermentation: potential and challenges. Critical Reviews in Microbiology 25: 229 - 243.

Díaz, B. M., Oggerin, M., López, L. C. C., Rubio, V. y Fereres, A. 2009. Characterization and virulence of *Lecanicillium lecanii* against different aphid species. BioControl 54: 825 - 835.

Doggett, H. 1998. Sorghum. 2nd edition. Longman Scientific and Technical. London. 512 p.

Espinosa-Ramírez, M., Montes-García, N., Vargas-Valerio, E. y Hernández, M. O. L. 2014. Factores que limitan la productividad de sorgo de temporal en el norte de Tamaulipas. INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Rio Bravo. Folleto para productores Num. 46. 18 p.

Fadayivata, S., Moravvej, G., Karimi, J. 2014. Pathogenicity of the fungus *Lecanicillium longisporum* against *Sipha maydis* and *Metopolophium dirhodum* in laboratory conditions. Journal of Plant Protection Research 54: 67 - 73.

Finney, D. J. 1971. Probit Analysis, 3rd ed. Cambridge University Press, Cambridge.

Frazzon, A. P. G., Junior, I. S. V., Masuda, A., Schrank, A. y Vainstein, M. H. 2000. *In vitro* assessment of *Metarhizium anisopliae* isolates to control the cattle tick *Boophilus microplus*. Veterinary Parasitology 94: 117 - 125.

Goettel, M.S. e Inglis, D. 1997. Fungi: Hyphomycetes. pp: 213-24. *In*: L.A. Lacey. Manual of Techniques in Insect Pathology. Academic Press. Londres.

Gul, H. T., Saeed, S., Khan, F. Z. A. 2014. Entomopathogenic fungi as effective insect pest management tactic: A review. Applied sciences and business economics 1: 10 - 18.

Hajek, A. E. 1997. Ecology of terrestrial fungal entomopathogens. Advances in Microbial Ecology 15: 193 - 249.

Hall, R. A. 1981. The fungus *Verticillium lecanii* as a microbial insecticide against aphids and scales. pp: 483 - 498. *In:* Microbial control of pests and plant diseases. Burges, H. D. (ed.). Academic Press, London.

Hall, D. G. y Nguyen, R. 2010. Toxicity of pesticides to *Tamarixia radiata*, a parasitoid of the Asian citrus psyllid. BioControl 55: 601 - 611.

Hanh, V. V., Hong, I. S. y Kim, K. 2007. Selection of entomopathogenic fungi for aphid control. Journal of Bioscience and Bioengineering 104: 498 - 505.

Hegedus, D. y Khachatourians, G. 1995. The impact of biotechnology on hyphomycetous fungal insect biocontrol agents. Biotechnology Advances 13: 455 - 490.

Hidalgo, J. C. 1997. Evaluación del control químico de cuatro malezas en sorgo *Sorghum bicolor* (L.) Moench en el valle de Zamorano. Tesis de Licenciatura. Escuela Agrícola Panamericana. Departamento de Agronomía. Zamorano, Honduras. 52 p.

Hossein, N. A., Moravvej, G., Karimi, J. y Talaei-Hassanlouei, R. 2014. Pathogenicity of *Lecanicillium longisporum* (Ascomycota: Hypocreomycetidae) on the aphid *Cinara pini* (Hemiptera: Lachnidae) in laboratory conditions. Journal of Crop Protection 3: 159 - 171.

Humber, R. A. 2012. Identification of entomopathogenic fungi. pp 151-187. *In:* Lacey, L. A. (Ed). Manual of Techniques in Insect Pathology. Academic Press. Ámsterdam, The Netherlands. 504 p.

Inglis, G. D., Goettel, M. S., Butt, T. M. y Strasser, H., 2001. Use of hyphomycetous fungi for managing insect pests. pp: 23 - 69. *In*: Butt, T. M., Jackson, C., Magan, N. (eds.). Fungi as Biocontrol Agents. Progress, Problems and Potential. CABI Publishing. Wallingford, United Kingdom.

Kerns, D. L., Brown, S., Beuzelin, J. y Guidry, K. M. 2015. Sugarcane aphid: a new invasive pest of sorghum. Louisiana Agriculture 58: 12 - 14.

Kershaw, M. J. y Talbot, N. J. 1998. Hydrophobins and repellents: proteins with fundamental roles in fungal morphogenesis. Fungal Genetic Biology 23: 18 - 33.

Lacey, L. y L.F. Solter, L. F. 2012. Inicial Handling and diagnosis of diseased invertebrates. pp. 1-14. *In*: L. Lacey (ed.). Manual of techniques in insect pathology. Academic Press. 484 p. Second edition.

Lecuona, R., Papierok, B. y Riba, G. 1996. Hongos Entomopatógenos. pp: 35 - 60. *In*: Microorganismos patógenos empleados en el control microbiano de insectos plaga, Buenos Aires, Argentina.

Lomelí-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E., González-Hernández, H. y Vanegas-Rico, J. M. 2016. Evaluación y recomendación para el uso extensivo de depredadores en el manejo del pulgón amarillo del sorgo. pp: 54-74. *In*: Avances en la investigación para el manejo integrado del pulgon amarillo del sorgo. Yáñez-López, R. (ed.). Fundacion Guanajuato Produce, A. C. Celaya, Guanajuato, México. 148 p. ISBN: 978-607-96123-2-0.

López-Gutiérrez, D. R., Salas-Araiza, M. D., Martínez-Jaime, O. A., and Salazar-Solís, E. 2016. Género de Aphididae (Hymenoptera) parasitando a *Melanaphis sacchari* Zehntner, 1897 (Hemiptera: Aphididae) en Irapuato, Guanajuato, Mexico. Entomologia Mexicana 3: 365-368.

Lu, L., Cheng, B., Du, D., Hu, X., Peng, A., Pu, X., Zhang, X., Huang, Z. y Chen, G. 2015. Morphological, molecular, and virulence characterization of three *Lecanicillium* species infecting Asian citrus psyllids in Huangyan citrus. Journal of Invertebrate Pathology 125: 45 - 55.

Lubeck, I., Arruda, W. y Souza, B. K. 2008. Evaluation of *Metarhizium anisopliae* strains as potential biocontrol agents of the tick *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus* and the cotton stainer *Dysdercus peruvianus*. Fungal Ecology 1: 78 - 88.

Manfrino, R. G., Zumoffen, L., Salto, C. E., and Lopez, L. C. C. 2014. Natural occurrence of entomophthoroid fungi of aphid pests on *Medicago sativa* L. in Argentina. Revista Argentina de Microbiología 46: 49 - 52.

Marin, J. A. y Herrera, C. C. 2016. Enemigos naturales del pulgon amarillo del sorgo: una guía para su identificación. INIFAP, CIR-Centro. Campo Experimental Bajío. Folleto para productores N° 5. 20 p. ISBN: 978-607-37-0571-4.

Meteoblue, 2017. Weather Mountain View. Disponible en: https://www.meteoblue.com/. Consultado en línea: 01 de Agosto de 2018.

Milner, J. R. 2000. Current status of *Metarhizium* as a mycoinsecticide in Australia. Biocontrol News Information 20: 47-50.

Mier, Toriello, C., y Ulloa, M. 2002. Métodos para el aislamiento purificación y obtención de microcultivos de hongos microscópicos. pp. 11-16. *In*: Hongos microscópicos saprobios y parásitos: Métodos de laboratorio. DCBS, UAM-Xochimilco; Instituto de Biología, UNAM, México, D.F.

Monzón A. 2001. Producción, uso y control de calidad de hongos entomopatógenos en Nicaragua. Manejo Integrado de Plagas 63: 95 - 103.

Moreno-Hernández. J. M., Cortez-Mondaca, E., Moreno-Gallegos, T., López-Guzmán, J. A. y Márquez-Pérez, J. 2016. Producción estacional del pulgón amarillo del sorgo en Sinaloa para el control de *Melanaphis sacchari* Zehntner. INIFAP-CIRNO. Campo Experimental Valle de Culiacán. Folleto Técnico Num. 62. 33 p. ISBN 978-607-37-0618-6.

Nirwan, R. S. y Upadhyaya, J. 1976. Some entomopathogenic fungi from north India. Indian Phytopathology 29: 308 - 310.

Pacheco, D. R. 1998. Caracterización agronómica de dieciséis maicillos mejorados (*Sorghum bicolor* L. Moench) en diferentes localidades. Tesis de Licenciatura. Escuela Agrícola Panamericana. Departamento de Agronomía. Zamorano, Honduras. 59 p.

Pal, S., Leger, R. J. S. y Wu, L. P. 2007. Fungal peptide destruxin a plays a specific role in suppressing the innate immune response in *Drosophila melanogaster*. Journal of Chemistry Biological 282: 8969 - 8977.

Pedrini, N., Crespo, R. y Juárez, M. P. 2007. Biochemistry of insect epicuticle degradation by entomopathogenic fungi. Comparative Biochemistry and Physiology 146: 124 - 137.

Peña-Martínez, R., Muñoz-Viveros, A. L., Ramos-Espinosa, Ma., G. y Terrón-Sierra, R. 2015. Lista de plantas hospederas del complejo *Melanaphis sacchari* / *sorghi* (Hemiptera: Aphididiae), registros internacionales y potenciales en México. Entomología Mexicana 2: 582 - 587.

Peña-Martínez, R., Muñoz-Viveros, A. L., Bújanos-Muñiz, R., Luévano-Borroel, J., Tamayo-Mejía, F. y Cortez-Mondaca, E. 2016a. Formas sexuales del pulgón amarillo del sorgo, complejo *Melanaphis sacchari/sorghi*, en México. Southwestern Entomologist 41: 127 - 132.

Peña-Martínez, R., Muñoz-Viveros, A. L., Marín-Jarillo, A., Bújanos-Muñiz, R., Luévano-Borroel, J. e Ibarra-Rendón, J. 2016b. Biología y morfología del complejo

Melanaphis sacchari/*sorghi* (Hemiptera: Aphididae) en el estado de Guanajuato. pp: 26-40. *In*: Avances en la investigación para el manejo integrado del pulgon amarillo del sorgo. Yáñez-López, R. (ed.). Fundacion Guanajuato Produce, A. C. Celaya, Guanajuato, México. 148 p. ISBN: 978-607-96123-2-0.

Peña-Martínez, R., Muñoz-Viveros, A. L., Marín-Jarillo, A., Bújanos-Muñiz, R., Tamayo-Mejía, F., Luévano-Borroel, J., Sánchez-Segura, L. e Ibarra-Rendón, J. 2017. Guía ilustrada para la identificación de áfidos de los cereales (Hemiptera: Aphididae) en Mexico. Fundacion Guanajuato Produce, A. C. Celaya, Guanajuato, México. 59 p. ISBN: 978-607-96123-3-7.

Pucheta, D. M., Flores, M. A., Navarro, R. S. y de la Torre, M. 2006. Mecanismo de acción de los hongos entomopatógenos. Interciencia 31: 856 - 888.

Quijano-Carranza, J. A., Pecina-Quintero, V., Bújanos-Muñiz, R., Marín-Jarillo, A. y Yáñez-López, R. 2017. Guía 2017 para el manejo del pulgón amarillo del sorgo. Folleto para Productores N°1. Fundacion Produce Guanajuato, A. C. Celaya, Guanajuato, México. 36 p.

Rodríguez del Bosque, L. A. y Terán A. 2015. *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae): A new sorghum insect pest in Mexico. Southwestern Entomologist 40: 433 - 434.

Rodríguez, A. N. 2006. Agricultura Urbana: una expresión de la agricultura agraria cubana. *In*: Las Investigaciones agropecuarias en Cuba cien años después. Editorial Científico-Técnica. La Habana, Cuba. 115 p.

Rodríguez, A. y del Pozo, E. 2003. Aislamientos de hongos entomopatogenos en Uruguay y su virulencia sobre *Trialeurodes vaporariorum* West. Agrociencia 7: 71 - 78.

Salas-Marina, M. A., Hernández-García, V., Ríos-Velasco, C., Lule-Chávez, N., Castillo-Mauricio, J. A. y Chávez-Hernández, M. H. 2017. *Melanaphis sacchari*, una nueva plaga de *Sorghum halepense* en Chiapas, México y sus depredadores. Southwestern Entomologist 42: 401 - 404.

Sánchez, Ll. de C., Rodríguez, S., Barranco, J. E., Chávez, E. y López, M. A. 2013. Extractos enzimáticos de *Beauveria bassiana*, una alternativa para el control de *Metamasius spinolae* (Gyllenhal), bajo condiciones de laboratorio. Entomología Mexicana 12: 273 - 279.

SAS Institute. 2002. SAS/STAT user's guide, version 9.0. SAS Institute Inc., Cary, NC.

SENASICA. 2014. Pulgón amarillo *Melanaphis sacchari* (Zehntner). Dirección General de Sanidad Vegetal. Programa Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. México, D. F. Ficha Técnica N° 43. 15 p.

SENASICA. 2017. Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. Disponible en: https://www.gob.mx/senasica. Consultado en línea: 20 de Diciembre de 2017.

Sevim, A., Donzelli, B. G. G., Wu, D., Demirbag, Z., Gibson, D. M., y Turgeon, B. G. 2012. Hydrophobin genes of the entomopathogenic fungus, *Metarhizium brunneum*, are differentially expressed and corresponding mutants are decreased in virulence. Current Genetics 58: 79 - 92.

Shah, P. A. y Pell, J. K. 2003. Entomopathogenic fungi as biological control agents. Applied Microbiology and Biotechnology 61: 413 - 423.

Shahid, A. A., Rao, A. Q., Bakhsh, A. y Husnain, T. 2012. Entomopathogenic fungi: new insights on their virulence and pathogenicity as biological control. Archives of Biological Sciences 64: 21 - 42.

Sharififard, M., Mossadegh, M. S. y Vazirianzadeh, B. 2012. Effects of temperature and humidity on the pathogenicity of the entomopathogenic fungi in control of the house fly, *Musca domestic* L. (Diptera: Muscidae) under laboratory conditions. Journal of Entomology 9: 282-288.

Sharma, H. C. 1993. Host plant resistance to insects in sorghum and its role in integrated pest management. Crop Protection 12: 11 - 34.

Sharma, H. C., Sharma, S. P. y Munghate, R. S. 2013. Phenotyping for resistance to the sugarcane aphid *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae) in *Sorghum bicolor* (Poaceae). International Journal of Tropical Insect Science 33: 227 - 238.

Shinde, S. V., Patel1, K. G., Purohit, M. S., Pandya, J. R. y Sabalpara, A. N. 2010. *Lecanicillium lecanii* (Zimm.) Zare and Gamms an important biocontrol agent for the management of insect pests, a review. Agricultural Review 31: 232 – 252.

SIAP. 2014. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Anuarios de producción agrícola 2014. Disponible en: http://siap.sagarpa.gob.mx. Consultado en línea: 20 de octubre de 2017.

Singh, B. U., Padmaja, P.G. y Seetharama, N. 2004. Biology and management of the sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Homoptera: Aphididae), in sorghum: A review. Crop Protection 23:739 - 755.

Srisukchayakul, P., Wiwat, C. y Pantuwatana, S. 2005. Studies on the pathogenesis of the local isolates of *Nomuraea riley* against *Spodoptera litura*. Science Asia 31: 273 - 276.

Steinkraus, D. C. 2006. Factors affecting transmission of fungal pathogens of aphids. Journal of Invertebrate Pathology 92: 125 - 131.

Tanada, Y. y Kaya, H. K. 1993. Insect Pathology. Academic Press. San Diego, USA. 666 p.

Téllez, J. A., Cruz, M. G., Mercado, A. y Asaff, A. A. 2009. Mecanismos de acción y respuesta en la relación de hongos entomopatógenos e insectos. Revista Mexicana de Micología 30: 73-80.

Thomas, M. B y Read, A. F. 2007. Can fungal biopesticides control malaria Nature Microbiology Reviews 5: 377 - 383.

Topuz, E., Erler, F. y Gumrukcu, E. 2016. Survey of indigenous entomopathogenic fungi and evaluation of their pathogenicity against the carmine spider mite, *Tetranychus cinnabarinus* (Boisd.), and the whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B. Pest Management Science 72: 2189-2354.

Vega, F. E., Posada, F., Aime, M. C., Pava, R. M., Infante, F., y S. A. Rehner. 2008. Entomopathogenic fungal endophytes. Biological Control. 46: 72 - 82.

Yun, H. G., Kim, D. G., Gwak, W. S., Shin, T. W. y Woo, S. D. 2017. Entomopathogenic fungi as dual control agents against both the pest *Myzus persicae* and phytopathogen *Botrytis cinerea*. Mycobiology. 45:192 - 198.

Wang, C. y St. Leger, R. J. 2007. A scorpion neurotoxin increases the potency of a fungal insecticide. Nature Biotechnology 25: 1455 - 1456.

Wang, Ch., Skrobek, A. y Butt, M. T. 2003. Concurrence of losing a chromosome and the ability to produce destruxins in a mutant of *Metarhizium anisopliae*. FEMS Microbiology Letters 226: 373 - 378.

Wessels, J. G. H. 1999. Fungi in their own right. Fungal Genetics and Biology 27: 134 - 145.

White, W. H., Reagan, T. E. y Hall, D. G. 2001. *Melanaphis sacchari* (Homoptera: Aphididae), a sugarcane pest new to Louisiana. Florida Entomologist 84: 435-436.

Wong, H., 2003. Molecular biology of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*: Insect-cuticle degrading enzymes and development of a new selection marker for fungal transformation. Tesis de Doctorado. Universidad de Ruperto - Carola de Heidelberg. Alemania. 147 p.

Zambrano-Gutiérrez, J., Alatorre-Rosas, R., Terán-Vargas, A. P., Lomelí-Flores, J. R., Guzmán-Plazola, R. A. y Domínguez-Azuara, A. 2015. Entomopathogenic fungi associated with sugarcane aphid *Melanaphis sacchari* Zehntner (Hemiptera: Aphididae) in south of Tamaulipas. pp: 422 - 425. XXXVIII Congreso Nacional de Control Biológico, León, México.

Zare, R. y Gams, W. 2008. A revision of the *Verticillium fungicola* species complex and its affinity with the genus *Lecanicillium*. Mycological Research 112: 811 - 824.

Zhang Y. J., Li, Z. H., Luo, Z. B., Zhang, J. Q., Fan, Y. H. y Pei, Y. 2009. Light stimulates conidiation of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. Biocontrol Science and Technology 19: 91 - 101.

Zhang, S., Wideman, E., Bernad, G., Lesot, A., Pinot, E., Pedrini, N., Keyhani, N. O. 2012. CYP52X1, representing next cytochrome P450 subfamily, displays fatty acid hydroxylase activity and contributes to virulence and growth on insect cutícular substrates in entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana.* Journal of Biological Chemistry 28: 13477 - 13486.

Zimmerman, G. 1993. The entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* and its potential as a biocontrol agent. Pesticide Science 37: 375 - 379.

X. ANEXOS

La Sociedad Mexicana de Control Biológico A.C.

otorga el presente reconocimiento a:

Juana Margarita Martinez de Jesus

Por haber participado como:

ASISTENTE

En el XXXIX Congreso Nacional de Control Biológico, Guadalajara, Jalisco, del 7 al 12 noviembre de 2016

Dr. Julio S. Bernal
Presidente SMCB

Dr. Jaime Reyes H.
Presidente Comité Organizador

Casa abierta al tiempo
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
Unidad Iztapalapa

FC ANIVERSARIO

10ª FERIA DE CIENCIAS Y HUMANIDADES

La Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa a través de la Coordinación de Extensión Universitaria y de Divulgación de la Ciencia y las Humanidades, Feria de Ciencias, otorga la presente:

CONSTANCIA

a la **Biol. Juana Margarita Martínez de Jesús**

Por su participación como expositor, responsable del contenido y desarrollo del stand titulado ***"Control biológico con hongos entomopatógenos"****, durante la 10º Feria de Ciencias y Humanidades, llevada a cabo del 7 al 12 de noviembre de 2016 en las instalaciones de la UAM-I.*

Dr. José Octavio Nateras Domínguez
Rector
Unidad Iztapalapa

Dra. Milagros Huerta Coria
Coordinadora
Extensión Universitaria

Biol. Exp. Norma Lilia Anaya Vá
Coordinadora
Oficina de Divulgación

SAGARPA gto inifap CESAVEG

Se otorga la presente:

CONSTANCIA

A: *Juana Margarita Martínez De Jesús*

Por su asistencia al curso de *"Actualización en el manejo integrado del pulgón amarillo del sorgo"*, como parte de las estrategias de la campaña para el manejo integrado del pulgón amarillo del sorgo en Guanajuato. Con una duración de 8 hrs.

Irapuato, Gto., 24 de marzo de 2017

Ing. Gerardo Rosales Tapia **Director** **Fundación Guanajuato Produce A.C.**	**Dr. Fernando Tamayo Mejía** **Director** **Sanidad Vegetal - SDAyR**	**Dr. Rafael Bujanos Muñiz** **Presidente** **del I.A.P. A.C.**

COASTAL BEND DISTRICT OFFICE

TEXAS A&M AGRILIFE EXTENSION

March 16, 2017

To: Juana Margarita Martínez de Jesus
Re: Collaborative Sugarcane Aphid Research

Dear Ms. Martínez de Jesus,

Thank for showing interest in collaborative research with my program at the Texas A&M Agrilife Research and Extension center at Corpus Christi, TX. I welcome you to Corpus Christi to further your research. I am confident that interests in biological evaluations of the sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari*, in South Texas and those in Dr. Alatorre's program as well as your current research project will be complimentary and beneficial to us all.

The scope of work for this project will be evaluation of fungi (entomopathogens and saprophytes) on sugarcane aphid in south Texas. Field collected sugarcane aphids wilt disease symptomology from the Rio Grande Velley, Coastal Bend, and Upper Gulf Coast and returned to Corpus Christi for pathogen identification. Each collection site will be identified by GPS coordinates and information recorded as a reference point.

The time frame for this research will be from August 15 through October 31, 2017. Sorghum will be harvested but I believe sugarcane aphid collections will be possible from late-planted sorghum, remnant and volunteer sorghum.

I look forward to working with you on this project.

Sincerely,

Robert Bowling

Robert Bowling, Ph.D.
Assistant Professor and Agrilife Extension Entomology Specialist

Dr. Robert Bowling
Assistant Professor and Extension Specialist
Coastal Bend District 11
10345 State Highway 44
Corpus Christi, TX 78406-1412

Tel. 361.265.9203
Fax. 361.265.9434
http://coastalbend.tamu.edu/

Sugarcane Aphid Fungal Entomopathogens

TEXAS A&M AGRILIFE EXTENSION

By Robert Bowling, Jason Thomas and Margarita Martinez

What are fungal entomopathogens?

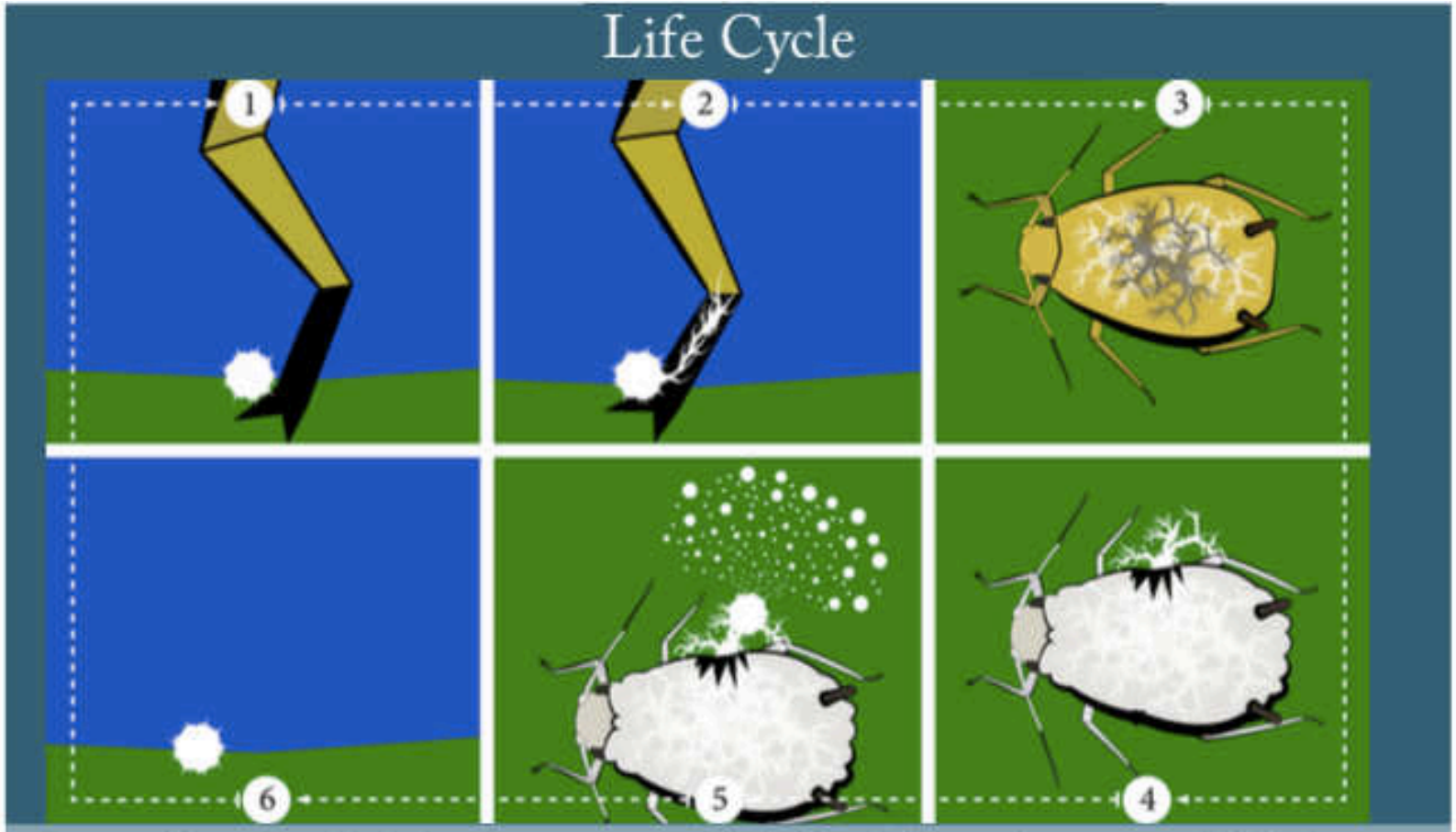
Fungal entomopathogens are a type of fungi which infect and eventually kill insects under the right conditions. Entomopathogenic fungi reach insect hosts in the form of spores. Once in contact with the host the fungi penetrate the body, feed on the insect host and releases more spores. For a full diagram of the life cycle see the back.

Fungal Entomopathogens in Texas

Two entomopathogenic fungi, Lecanicilium lecanii and Isaria sp., have been identified from field collections of sugarcane aphid in south Texas. These fungi were detected in live aphids collected from sorghum and cultured in the lab. Lecanicillium lecanni was the most common entomopathogen present in sugarcane aphid and two strains of this pathogen were isolated in the lab.

Discussion

It is important to look at what conditions help these fungi kill aphids. With this information, we could better predict and potentially optimize fungal outbreaks. It is possible that collapses in the SCA population are somehow affected by entomopathogenic fungi. More research could lead to fungal based solutions to control the SCA.



Entomopathogenic fungi begin by coming into contact with their host, in this case the sugarcane aphid. This happens when an aphid comes into contact with a spore (1). Spores are living fungal particles that travel by wind and potentially land on sorghum plants where aphids are present. Shortly after contact yhe fungi will penetrate the exoskeleton of the aphid (2). The fungi grows inside of the aphid spreading throughout the body while attacking vital organs (3). Once the insect host is fully consumed the fungal mycelium (mold) grows through the exoskeleton to release spores and the cycle will continue with favorable environmental conditions (4-6). Diagram by Jason Thomas and pictures by Margarita Martinez.

45 CONGRESO SOCOLEN

La Sociedad Colombiana de Entomología certifica que:

Margarita Martínez

participó como expositor del trabajo:

Determinación de patogenicidad de *Lecanicillium* sp., en el pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari*

en el 45 Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología,
realizado en Cali del 11 al 13 de julio de 2018

James Montoya Lerma
Presidente comité organizador

Jonathan Rodríguez G.
Secretario comité organizador