



# COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE FITOSANIDAD  
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

**“LESIONES EN EL ÁREA FOLIAR PRODUCIDAS POR  
MICROORGANISMOS ASOCIADOS A LA MOSCA PINTA  
(*Aeneolamia albofasciata*)”**

**ISABEL ATLAHUA LEZAMA**

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

**MAESTRA EN CIENCIAS**

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2015

La presente tesis titulada: **LESIONES EN EL ÁREA FOLIAR PRODUCIDAS POR MICROORGANISMOS ASOCIADOS A LA MOSCA PINTA (*Aeneolamia albofasciata*)** realizada por el alumno: **ISABEL ATLAHUA LEZAMA** bajo la dirección del consejo particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRIA EN CIENCIAS**  
**FITOSANIDAD**  
**ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA**

**CONSEJO PARTICULAR**

**CONSEJERO**



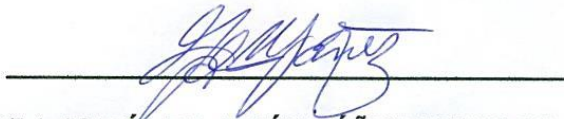
**DR. FRANCISCO HERNÁNDEZ ROSAS**

**ASESOR**



**DRA. RAQUEL ALATORRE ROSAS**

**ASESOR**



**DRA. MARÍA DE JESÚS YAÑEZ MORALES**

**Montecillo, Texcoco, Estado de México, febrero de 2015.**

## RESUMEN

Isabel Atlahua Lezama, M.C.  
Colegio de Postgraduados, 2015

Algunas enfermedades de las plantas son relacionadas con insectos. En cultivo de caña de azúcar, además de sus enfermedades fungosas, la mosca pinta es una plaga que causa heridas en las hojas al alimentarse y su población de alados es alta. Por ello se analizó su relación transmisora de fitopatógenos del cultivo y evaluaron enfermedades foliares en campo. En dos fecha en septiembre de 2013 en el Municipio de Atoyac, Veracruz se colectaron 40 alados dentro del cultivo, se dejaron alimentar en plántulas de caña por 24 h, y en laboratorio sin desinfectar, se lavó la superficie externa de cada insecto y sembró en medio de cultivo agar; y de insectos desinfectados se sembró su probóscide o estilete, tubo digestivo y recto en medio agar. En campo se muestrearon hojas con síntomas foliares rojizos, se aislaron hongos, inocularon en plantas de caña, identificaron y secuenciaron. De la parte externa e interna de los alados se aisló a *Curvularia* y *Nigrospora*. En las plántulas donde se alimentaron los alados se formaron abundantes lesiones rojizas en nervadura central y área foliar y se aisló *Colletotrichum falcatum* y *Curvularia* sp. De hojas de campo se aisló a *Colletotrichum boninense*, *C. gigasporum*, *Colletotrichum*. spp., *Curvularia* spp., y *Nigrospora* sp. Los aislamientos fueron patogénicos. Se hipotetiza que la mosca pinta dispersa conidios fitopatógenos entre plantas e indirectamente como picador-chupador facilita la infección. Se encontró un complejo de especies fungosas causando daños foliares en caña, y algunas no se habían documentado en México y países donde se cultiva caña de azúcar.

**Palabras clave:** *Colletotrichum*, *Nigrospora*, *Curvularia*, sintomatología, caña de azúcar, enfermedades.

## ABSTRACT

Isabel Atlahua Lezama, M.C.  
Colegio de Postgraduados, 2015

Some plant diseases are related to insects. In sugarcane, in addition to its fungal diseases, the spittlebug is a pest that causes wounds when feeding on the leaves and its adult population is high. Therefore, the spittlebug's pathogen transmission relationship with sugarcane was analyzed and the crop's foliar diseases evaluated in the field. On two dates in September 2013 in the county of Atoyac, Veracruz, 40 adult spittlebugs were collected within the crop and allowed to feed on sugarcane seedlings for 24 h. In the laboratory, without disinfecting, the outer surface of each insect was washed and seeded in agar culture medium; in the case of disinfected insects, their proboscis or stylet, digestive tract and rectum were seeded in agar medium. In the field, leaves with reddish leaf symptoms were sampled, and fungi were isolated, inoculated in sugarcane plants, identified and sequenced. *Curvularia* and *Nigrospora* were isolated from the external and internal part of the adult spittlebugs. In the seedlings where the adult specimens fed, abundant reddish lesions formed on the midrib and leaf area, and *Colletotrichum falcatum* and *Curvularia* sp. were isolated. *Colletotrichum boninense*, *C. gigasporum*, *C. spp.*, *Curvularia spp.*, and *Nigrospora sp.* were isolated from the leaves in the field. The isolates were pathogenic. It is hypothesized that the spittlebug disperses phytopathogenic conidia among plants indirectly because its piercing-sucking eating habit facilitates infection. We found a complex of fungal species that cause foliar damage in sugarcane, and some had yet to be documented in Mexico and other countries where sugarcane is grown.

**Keywords:** *Colletotrichum*, *Nigrospora*, *Curvularia*, symptoms, sugarcane diseases.

La educación no cambia el mundo:  
Cambia a las personas que van a cambiar el mundo.

Paulo Freire.

## **DEDICATORIA**

A mi madre y hermano, gracias por su apoyo incondicional y su gran amor.

A esa persona tan especial que sin saberlo me ha dado la fuerza para seguir adelante ante cualquier obstáculo, gracias hijo.

## **AGRADECIMIENTOS**

A CONACYT por la beca otorgada, la cual me ayudo a concluir mis estudios de Maestría. Gracias.

Al Colegio de Postgraduados, por abrirme las puertas de tan maravillosa casa de estudios y darme la oportunidad de seguir superándome profesionalmente.

Por el apoyo a la Investigación de este trabajo a la Línea Prioritaria de Investigación 13: Comunidades Rurales Agrarias, Ejidos y Conocimiento Local.

Al Dr. Francisco Hernández Rosas por su dedicación y esfuerzo para concluir este trabajo, y sobre todo por el apoyo incondicional y la confianza que deposito en mí.

A la Dra. Raquel Alatorre Rosas por su gran apoyo, paciencia y constancia para que este trabajo se realizara, por ser una gran persona y excelente profesora.

A la Dra. María de Jesús Yáñez Morales, por su apoyo, dedicación y esfuerzo a la mejora, muchas gracias.

Al M.C. Jorge Valdez Carrasco, por su tiempo y ayuda en la toma fotográfica.

A mis amigos, Lorena Hernández Flores, Pedro Fabián Grifaldo Alcántara, Edwin Catarino Hernández Chán, Eréndira Ríos y Nelly Arellano, gracias por ser tan maravillosas personas y brindarme su amistad y apoyo.

# CONTENIDO

RESUMEN .....	iii
ABSTRACT .....	iv
DEDICATORIA .....	vi
AGRADECIMIENTOS.....	vii
ÍNDICE DE CUADROS .....	xi
ÍNDICE DE FIGURAS .....	xi
<b>1. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>1</b>
<b>1.1. JUSTIFICACIÓN .....</b>	<b>3</b>
<b>1.2. OBJETIVO GENERAL .....</b>	<b>4</b>
1.2.1. OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	4
1.2.2. HIPÓTESIS .....	4
<b>2.1. El cultivo de la caña de azúcar .....</b>	<b>5</b>
2.1.1. Taxonomía de la caña de azúcar ( <i>S. officinarum</i> L). .....	5
2.1.2. Importancia económica de la caña de azúcar .....	6
2.1.3. Crecimiento vegetativo de la caña de azúcar .....	8
2.1.4. Variedades comerciales de caña de azúcar .....	11
<b>2.2. Principales plagas de la caña de azúcar.....</b>	<b>13</b>
2.2.1. Mosca pinta o salivazo ( <i>A. albofasciata</i> ).....	13
2.2.2. Caracterización taxonómica de la mosca pinta ( <i>A. albofasciata</i> ).....	14
2.2.3. Ciclo biológico de mosca pinta ( <i>A. albofasciata</i> ) .....	15
2.2.4. Distribución de la mosca pinta ( <i>A. albofasciata</i> ) .....	19
2.2.5. Daño de la mosca pinta ( <i>A. albofasciata</i> ) .....	20
2.2.6. Importancia económica de las plagas de caña de azúcar .....	21
<b>2.3. Principales enfermedades de la caña de azúcar .....</b>	<b>22</b>
2.3.1. Importancia económica de las enfermedades de la caña de azúcar .....	22
2.3.2. Pudrición Roja del tallo o muermo rojo ( <i>Colletotrichum falcatum</i> ) .....	24



<b>3. MICROORGANISMOS ASOCIADOS A INSECTOS</b> .....	25
3.1. <i>Colletotrichum</i> spp., <i>Curvularia</i> sp. y <i>Nigrospora</i> sp. asociados a la mosca pinta en caña en el estado de Veracruz.....	25
<b>4. MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	27
4.1. Área de estudio .....	27
4.2. Captura de moscas y colecta.....	27
4.3. Identificación de la mosca pinta ( <i>Aeneolamia</i> spp.) .....	28
4.4. Aislamiento de microorganismos en mosca pinta. ....	29
4.4.1. Lavados externos. ....	29
4.4.2. Otras partes analizadas del insecto.....	30
4.5. Aislamientos de lesiones de plántulas .....	31
4.5.1. Lesiones en plántulas confinadas en jaulas. ....	31
4.5.2. Lesiones de plantas en campo. ....	31
4.6. Identificación morfológica y cultural .....	32
4.7. Postulados de Koch. ....	33
4.7.1. Preparación del inóculo. ....	33
4.7.2. Inoculación. ....	33
4.8. Identificación molecular .....	34
4.9. Reacción de PCR y análisis filogenético .....	35
<b>5. RESULTADOS</b> .....	36
5.1. Aislamientos de microorganismos en mosca pinta .....	36
5.1.1. Microorganismos presentes en la parte externa de la mosca pinta. ....	36
5.1.2. Otras partes analizadas del insecto.....	38
5.2. Aislamientos de lesiones de plantas .....	39
5.2.1. Lesiones en plántulas confinadas en jaulas .....	39
5.2.1. Lesiones en plantas de campo .....	40
5.3. Identificación cultural, morfológica y molecular.....	41

5.3.1. <i>C. falcatum</i> Went .....	41
5.3.2. <i>Colletotrichum</i> spp. ( <i>C. gloeosporioides</i> species complex; Weir <i>et al.</i> , 2012). .....	44
5.3.3. <i>C. gigasporum</i> E.F. Rakotoniriana & F. Munaut .....	47
5.3.4. <i>C. boninense</i> Moriwaki, Toy. Sato & Tsukib. ....	48
5.3.5. <i>Colletotrichum</i> sp. ....	49
5.3.6. <i>Curvularia</i> spp. ....	50
5.3.7. <i>Nigrospora</i> sp. ....	52
<b>5.4. Pruebas de patogenicidad</b> .....	<b>53</b>
<b>6. DISCUSIÓN</b> .....	<b>56</b>
<b>7. CONCLUSIONES</b> .....	<b>58</b>
<b>8. RECOMENDACIONES</b> .....	<b>59</b>
<b>9. BIBLIOGRAFIA</b> .....	<b>60</b>
<b>ANEXO</b> .....	<b>77</b>
<b>Anexo 1.</b> Resumen en suplemento de la Revista Mexicana de Fitopatología del XVI Congreso Internacional y XLI Congreso Nacional de Fitopatología. Sociedad Mexicana de Fitopatología A. C. Vol. 31-2 y 32. Ixtapan de la Sal, Edo. de México, Julio 20 - 24, 2014.....	<b>77</b>
<b>Anexo 2.</b> Artículo científico derivado de esta presente Tesis enviado el 23 de febrero de 2015 a Phytoparasitica, revista científica internacional que se publica en Israel, presenta la investigación básica y aplicada en el campo de la Entomología, y Fitopatología, durante 5 años ha conservado su factor de impacto de 0.767 con ISSN: 0334-2123 (print version) ISSN: 1876-7184 (electronic version) y se encuentra en la lista de JCR. <a href="http://scientific.thomsonreuters.com/imgblast/JCRFullCovlist-2014.pdf">http://scientific.thomsonreuters.com/imgblast/JCRFullCovlist-2014.pdf</a> en la página 209.....	<b>78</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Clasificación taxonómica de la caña de azúcar de acuerdo a Takthanjan (1996); GRIN (2015); ITIS (2015).....	6
<b>Cuadro 2.</b> Censo de variedades de la caña de azúcar industrializadas en México, durante la zafra 2010-2011. ....	11
<b>Cuadro 3.</b> Nombres comunes de las principales enfermedades de la caña de azúcar y agentes causales, sugeridos en el taller de patología de ISSIT realizado en Luisiana, USA (2003) (Root <i>et al.</i> , 2005; García, 1984).....	23
<b>Cuadro 4.</b> Géneros de hongos aislados de la lámina foliar de dos variedades de caña de azúcar.....	41

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Producción de caña de azúcar (toneladas) Ciclos 2006/07 a 2012/13. Fuente: CONADESUCA. Producción de caña de azúcar (toneladas) SAGARPA (2014).....	8
<b>Figura 2.</b> Ciclo fenológico de caña de azúcar. (a) Tallo utilizados para la siembra; (b) Brotación de yemas y enraizamiento; (c) inicio de amacollamiento; (d) amacollamiento intenso; (e) Maduración; (f) Concentración de sacarosa óptima; (g) Cosecha; (h) Soca. (Cheavegatti-Gianotto <i>et al.</i> , 2011) .....	10
<b>Figura 3.</b> Ciclo biológico de mosca pinta. Desarrollo de los diferentes instares de la mosca pinta, <i>Aeneolamia albofasciata</i> en la zonas del Golfo de México (25-28 °C y 70% HR). Hernández-Rosas <i>et al.</i> , (2010).....	15
<b>Figura 4.</b> Bandas necróticas causadas por mosca pinta, que disminuyen el área para que se lleve a cabo la fotosíntesis (CENICAÑA, 2007) .....	21
<b>Figura 5.</b> Síntomas del muermo rojo ( <i>C. falcatum</i> ) presentes en la hoja de caña de azúcar, en la nervadura central, se observan las manchas alargadas color rojo y	

en la lámina foliar manchas en forma de moteado, causando la marchitez del borde de la hoja. .... 25

**Figura 6.** A. Adultos de la mosca pinta *Aeneolamia albofasciata* B. contenedores con plántulas de caña de azúcar para el mantenimiento y transporte de adultos. 28

**Figura 7.** A) Lesión en nervadura central de la caña de azúcar, B) Lesiones en diferentes niveles de gravedad en el área foliar y nervadura central, C) Manchas rojas alrededor de puntos de inserción de la mosca pinta, provocadas por microorganismos, D) Muestras de la parte interna de la nervadura central, y efecto sobre los haces vasculares. .... 32

**Figura 8.** UFC/ml de microorganismos obtenidos a partir de lavados externos de adultos de *A. albofasciata*. Bacterias en general, *Curvularia* sp y *Nigrospora* sp de la suspensión madre que crecieron en medio de cultivo PDA. .... 36

**Figura 9.** Colonias de bacterias obtenidas del lavado externo de insectos adultos de mosca pinta. 1. Anverso de la caja con colonias, 1-A. Bacteria Gram positiva de forma circular con elevación umbonada y margen entero; coloración rosa. 2. Anverso de la caja, 2-A. gram negativo, bacteria de forma irregular, con elevación convexa y margen ondulado; color amarillo, 3. Vista anversa de la colonia, 3-A. gram negativo, bacteria de forma irregular con elevación elevada y margen ondulado; color blanco lechoso. .... 37

**Figura 10.** A. Adultos de mosca pinta desinfestados y colocados en cámara húmeda, B. Insectos que presentan el crecimiento de micelio. .... 38

**Figura 11.** Hongos fitopatógenos obtenidos a partir de insectos desinfestados. Colonias de hongos expresados en diluciones UFC/ml de tórax, tubo digestivo y recto de mosca pinta. Colecta del día 11 y 18 de septiembre de 2013 en Rincón del Otate y Atoyaquillo, Ver., parcelas perteneciente al Ingenio el Potrero. .... 39

**Figura 12.** Plántulas de la variedad CP 72-2086 con 60 días de edad. A-C. Presencia de manchas foliares con margen rojizo y centro blanco a necrótico y manchas rojas alargadas en follaje, vaina y tallo, estas lesiones se presentan por

la alimentación de adultos de mosca pinta, D. Corte de nevadura central con crecimiento de <i>C. falcatum</i> .....	40
<b>Figura 13.</b> <i>C. falcatum</i> . Colonia 236-1. 1. Vista frontal de la colonia, 2. Anverso de la colonia. Colonia 237. 3. Vista frontal de la colonia, 4. Anverso de la colonia. ....	42
<b>Figura 14.</b> <i>C. falcatum</i> . Colonia 236-1. A-B. Cúmulos de masa conidial, C. Setas, D. Conidióforo, E-H. Apresorios, I-J. Conidio vacuolado. Escala: C =90 $\mu$ m, J =25 $\mu$ m.....	43
<b>Figura 15.</b> <i>C. falcatum</i> . Colonia 237. A. Micelio, B-C. Masa conidial, D. Setas, E-F. Apresorios, G-H. Conidio. Escala: C =30 $\mu$ m, G =130 $\mu$ m. ....	44
<b>Figura 16.</b> Diferencias culturales entre colonias de la misma especie de <i>C. gloeosporioides</i> 268, 269 y 270. 1-4. Vista frontal, 5-8. Vista anversa, 4 y 8. Colonias con sectorines. ....	45
<b>Figura 17.</b> Morfología de <i>C. gloeosporioides</i> . A. Setas, B-F. Ascas y ascosporas, C-H. Conidios, G. Apresorio. Escala: A=100 $\mu$ m, C =15 $\mu$ m. ....	46
<b>Figura 18.</b> <i>C. gigasporum</i> (= <i>thailandicum</i> ). 1. Vista frontal de la colonia, 2-3. Vista inversa de la colonia, 3. Sectorines.....	47
<b>Figura 19.</b> <i>C. gigasporum</i> ( <i>syn: thailandicum</i> ). A-B. Cúmulos de masa conidial en el centro de la colonia, C. Apresorios, D. Conidios, E. Setas, F. Conidióforos. Escala: D =25 $\mu$ m, E =120 $\mu$ m. ....	48
<b>Figura 20.</b> <i>C. boninense</i> . Colonias identificadas con la nomenclatura 239-242-271. 1-3. Vista frontal de la colonia, 1-A. anverso de la colonia con sectorin, 2-B y 3-C. vista anversa de las colonias de <i>C. boninense</i> . ....	49
<b>Figura 21.</b> <i>Colletotrichum</i> sp. 1. Vista frontal de la colonia, 2. Vista anversa de la colonia, A. Masa conidial de la periferia, B-E. Conidios, F. Apresorio. Escala: B =20 $\mu$ m, F =15 $\mu$ m.....	50
<b>Figura 22.</b> Colonia de <i>Curvularia</i> . A. Mata de conidios, B. Conidios curvados y septados con una célula intermedia abultada, D.. Escala: C =30 $\mu$ m. ....	52

**Figura 23.** Colonias de *Nigrospora* sp. A-C. Conidios negros y conidióforos café claro de, B. Conidioforos color hialinos o débilmente oscurecidos. Escala: C =25  $\mu$ m ..... 52

**Figura 24.** 1) Presencia de primeros síntomas en lámina foliar de las plántulas de caña de azúcar de la variedad CP 72-2086. 2) cuatro días después de la inoculación, las manchas se ven más marcadas y alargadas. 3-5) séptimo día manchas más definidas y presencia de coloración amarilla a lo largo de la hoja. 6-7) Lesiones en la nervadura central y distribuida a lo largo de ella, se observan marcadas. 8) Planta testigo, sin presencia de manchado o daño. .... 53

**Figura 25.** Porcentaje de incidencia de *Colletotrichum* spp., *Curvularia* sp., y *Nigrospora* sp., después de la inoculación en el follaje de plántulas de caña de azúcar CP 72-2086 con herida (CH) y sin herida (SH). .... 55

## 1. INTRODUCCIÓN

La caña de azúcar, *Saccharum officinarum* L. (Poaceae) es una planta perenne que es cultivada en las regiones tropicales y subtropicales, es uno de los cultivos más antiguos del mundo y de gran importancia agroindustrial; se cultiva en más de 130 países; como Brasil, la India, seguidos de China, Tailandia, Pakistán y México (Inman-Bamber, 2005; Abdel-Rahman, 2008; Aguilar-Rivera, 2007; FNP, 2009; FAOSTAT, 2013). En México el cultivo de la caña de azúcar es una actividad agrícola de gran importancia ya que se produce en 227 municipios ubicados en 15 estados como Veracruz, Jalisco, San Luis Potosí, Morelos, Sinaloa, Colima, Michoacán, Nayarit, Puebla, Tabasco, Chiapas, Oaxaca, Quintana Roo, Campeche y Tamaulipas (Aguilar-Rivera *et al.*, 2009; Mata-Vázquez, 2014; CNPR, 2014).

A nivel estado, Veracruz es considerado líder en producción a nivel nacional además de contar con gran diversidad agroclimática y potencial productivo, en la zafra 2013 se reportan 22 653 515 ton caña industrializadas, para la zafra 2014 ocupa el 34.94% de la superficie para siembra y se reportaron 22 496 634 toneladas industrializadas que originaron 2 522 967 toneladas de azúcar y un rendimiento de fábrica de 11.21% (CONADESUCA, 2015)

El cultivo se ve afectado por plagas como mosca pinta, barrenadores y microorganismos patógenos dentro de los que destacan hongos, bacterias, virus, fitoplasmas y nematodos, estos factores reducen la producción y causan el deterioro fenológico en tallos y hojas, así como la inversión de los azúcares, lo que redundaría en la calidad de los jugos de la caña de azúcar (Agnihotri, 1990; Alexander y Viswanathan, 1996; Salazar y Oviedo, 2006).

Las principales enfermedades causadas por hongos son el carbón, roya café, roya naranja, mancha o peca amarilla y la pudrición del tallo o muermo rojo (*Colletotrichum falcatum* Went, 1993), esta última se ha observado que su

diseminación puede ser favorecida por los daños mecánicos ocasionados por plagas como la mosca pinta (*Aeneolamia albofasciata*), esta plaga causa daños severos principalmente por heridas que provoca al alimentarse; insertando su estilete en los haces vasculares de las plantas, en las hojas se ha observado que la zona afectada se torna color ocre y se extiende a lo largo del borde de las láminas foliares limitando la fotosíntesis y provocando su muerte (Thompson y León, 2005).

En este sentido las heridas ocasionadas por insectos adultos pueden constituir el primer paso para la entrada y establecimiento del microorganismos patógenos que ocasionan lesiones en los tejidos foliares, y en consecuencia la posible causa del deterioro fenológico y reducciones en el Pol, Brix, calidad del jugo y el aumento en el porcentaje de fibra, además de reducir el peso de la caña hasta en un 29% y las pérdidas en la recuperación de azúcar en un 31% (Hussnain y Afganias 2006).



## 1.1. JUSTIFICACIÓN

Las lesiones en el tejido foliar de caña de azúcar ocasiona una seria disminución en el área disponible para la fotosíntesis y la productividad de la caña, estas lesiones provocan que las hojas se sequen gradualmente y se reduzca el desarrollo del cultivo, Pol, Brix, calidad del jugo y el aumento en el porcentaje de fibra, además de reducir el peso de la caña hasta un 29% y las pérdidas en la recuperación de azúcar en un 31% (Hussnain y Afganias 2006).

Las lesiones foliares se traducen en pérdidas económicas y de producción, a nivel mundial. La producción actual de azúcar se ubica en 1,450 millones de toneladas de 22 millones de hectáreas alrededor del mundo; México en el 2012, obtuvo una producción de 5.1 millones de toneladas de azúcar, el valor generado fue de 53.6 mil millones de pesos, en donde el 57% se distribuyó entre los 164 mil productores (DOF, 2014 y NETAFIM 2015).

CONADESUCA (2015) reporto a nivel nacional 790 481 211 hectáreas cosechadas aportan 58 037 815 de toneladas de caña que se industrializan de las que 22 496 634 toneladas las aporta el estado de Veracruz con rendimiento promedio de 75 toneladas por hectárea. Veracruz se considera el estado con mayor producción de azúcar, al contar con 22 ingenios de los 57 que tiene el país y su producción representa el 34% del total nacional.

Finalmente, el presente estudio destaca la importancia de conocer el agente causal del daño foliar a partir de la inserción del estile por parte de la mosca pinta y como a partir de ese momento se desatan una serie de mecanismos de acción de parte de la planta y de agentes patógenos como los hongos que penetran mediante sus hifas y se extienden por los haces vasculares de las hojas dependiendo de la especie y su naturaleza biológica.

## **1.2. OBJETIVO GENERAL**

Identificar los microorganismos presentes en las lesiones foliares por efecto de la mosca pinta, *Aeneolamia albofasciata*.

### **1.2.1. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Determinar la presencia de microorganismos en la parte externa de los adultos de mosca pinta.
- Determinar los microorganismos presentes en la parte interna de los adultos de mosca pinta.
- Aislar, identificar y caracterizar morfológica, cultural y molecular los microorganismos que se presentan en las áreas foliares donde inserta el estilete de la mosca pinta.

### **1.2.2. HIPÓTESIS**

La mosca pinta ocasiona heridas en las hojas mediante la inserción de su estilete lo que constituyen la puerta de entrada para el establecimiento y desarrollo de microorganismos patógenos en la caña de azúcar.

## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. El cultivo de la caña de azúcar

El cultivo de la caña de azúcar se estableció en México por los españoles a mediados del siglo XVI. Entre los años 1522-1523 se estableció en Santiago Tuxtla, Ver., dando inicio en 1534 la fabricación de azúcar en el ingenio Tepeca (Sandoval, 1951). Este cultivo ha tenido un incremento constante, principalmente en la superficie de cultivo y al mejoramiento de las técnicas agrícolas; la caña de azúcar se cataloga entre los cinco productos básicos alimenticios junto con el maíz, frijol, trigo y café (Flores, 1997).

La caña de azúcar se produce en diversos países incluyendo México principalmente en 15 de sus entidades federativas y se cultivan aproximadamente en 610,000 ha<sup>-1</sup> con un volumen productivo de 51, 090,720 toneladas anuales, aportando 65% de la producción mundial de azúcar, beneficiando a 12 millones de personas (Carson y Botha, 2002; COAAZUCAR 2004; SAGARPA 2005a; SIAP, 2008).

#### 2.1.1. Taxonomía de la caña de azúcar (*S. officinarum* L).

La caña de azúcar es una planta tropical perenne que pertenece a la familia de las gramíneas (Poaceae) de género *Saccharum* (Fiallos Encalada y Quilambaqui Jara, 2010). La caña de azúcar ha variado sistemáticamente en los nombres de su escala taxonómica, sin embargo, algunos autores ponen en duda la existencia de las especies *sinense* y *edule*, indicando que son híbridos de estas especies con géneros afines, como *Miscanthus* pero datos moleculares muestran sólo dos verdaderas especies del género *Saccharum*, llamado *S. spontaneum* y *S. officinarum*, que incluyen el salvaje *S. robustum* y las carreras *S. barberi*, *S. sinense* y *S. edule* (Irvine, 1999; Grivet *et al.*, 2004; De Souza, 2013). Finalmente existe consenso en la taxonomía siguiente (Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Clasificación taxonómica de la caña de azúcar de acuerdo a Takthanjan (1996); GRIN (2015); ITIS (2015)

<b>Reino:</b>	<b>Vegetal</b>
<b>Subreino:</b>	Viridiplantae
<b>División:</b>	Tracheophyta- plantas vasculares, traqueófitas
<b>Subdivisión:</b>	Spermatophytina- spermatophytes
<b>Clase:</b>	Monocotiledoneas
<b>Orden:</b>	Poales
<b>Familia:</b>	Poaceae *
<b>Subfamilia:</b>	Panicoideae
<b>Tribu:</b>	Andropogonae
<b>Subtribu:</b>	Sacarineae
<b>Genero:</b>	<i>Saccharum</i>
<b>Especie:</b>	<i>officinarum</i> L

\*anteriormente *Gramineae*

*S. officinarum* es conocida como “caña noble”, por su alto contenido de sacarosa que presenta y su bajo contenido de fibra además de que sus tallos son altos, vigorosos y gruesos de 2 a 3 m de longitud y varían en color pudiendo ser verde, rosado o púrpura así mismo se considera, desde el punto de vista botánico, como el fruto agrícola (Taupier, 1983; Ruiz, 1995).

### **2.1.2. Importancia económica de la caña de azúcar**

La caña de azúcar se produce en diversos países incluyendo México principalmente en 15 de sus entidades federativas y se cultivan aproximadamente en 610,000 ha con un volumen productivo de 51, 090,720 toneladas anuales, aportando 65% de la producción mundial de azúcar, beneficiando a 12 millones de

personas (Carson y Botha, 2002; COAAZUCAR 2004; SAGARPA 2005b; SIAP, 2008).

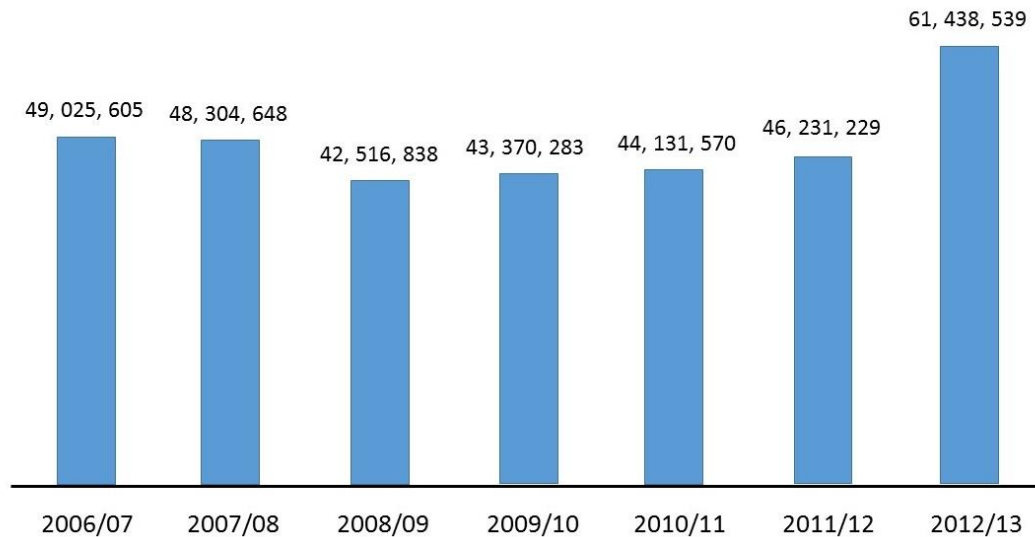
En la zafra 2003-2004 el área cosechada de caña de azúcar fue de aproximadamente 610,000 ha<sup>-1</sup> con rendimiento promedio de campo de 74,6 t·ha<sup>-1</sup> y precio promedio de \$32,6 US por tonelada (COAAZUCAR 2004; SAGARPA 2005a). México ocupó el sexto lugar en el mundo dentro de los principales países productores, en el 2005 con 45,126 millones de toneladas y en el 2007 se reportó que la producción de azúcar fue de 147 millones de toneladas, en donde México aportó 3.8% de la producción (PRONAC, 2007 y FAO, 2008). Este cultivo desde su siembra hasta la cosecha genera más de dos millones de empleos de forma directa e indirecta contribuyendo una fuente de ingreso estable para gran número de personas (Flores, 2007).

Reportes de SIAP (2011), mencionan que en México hasta el 2011 se cultivaban aproximadamente 700,000 hectáreas distribuidas en las áreas de influencia de 58 ingenios azucareros en las regiones del Pacífico, Centro, Sur y Huastecas. Así mismo, Veracruz es uno de los estados de mayor producción de azúcar, al contar con 22 ingenios de los 57 que tiene el país y su producción representa el 34% del total nacional.

La producción actual se ubica en 1,450 millones de toneladas de azúcar de 22 millones de hectáreas alrededor del mundo siendo los países productores líderes Brasil e India, con aproximadamente 60% de la producción mundial (NETAFIM 2015).

En la figura 1 se ilustra la producción de caña de azúcar desde el 2007 hasta el 2013. Destaca el 2012, en donde se obtuvo una producción de 5.1 millones de

toneladas de azúcar, el valor generado fue de 53.6 mil millones de pesos, en donde el 57% se distribuyó entre los 164 mil productores. Esta actividad representó el 4.7% del Producto Interno Bruto (PIB) del sector primario y el 2.3% del PIB manufacturero en ese año (DOF, 2014).



**Figura 1.** Producción de caña de azúcar (toneladas) Ciclos 2006/07 a 2012/13. Fuente: CONADESUCA. Producción de caña de azúcar (toneladas) SAGARPA (2014).

### 2.1.3. Crecimiento vegetativo de la caña de azúcar

Se conoce como crecimiento vegetativo al aumento continuo del tamaño de las plantas, el cual es un proceso fundamental que está relacionado con la formación de nuevas células, tejidos y órganos; así como también el aumento de volumen. A medida que la planta va aumentando de tamaño forma nuevos órganos como hojas, raíces y tallos hasta llegar a su madurez total. En el caso de las plantas perennes, los órganos pueden seguir formándose en áreas meristemáticas especiales proporcionando un sistema abierto de crecimiento (Maximov, 1954).

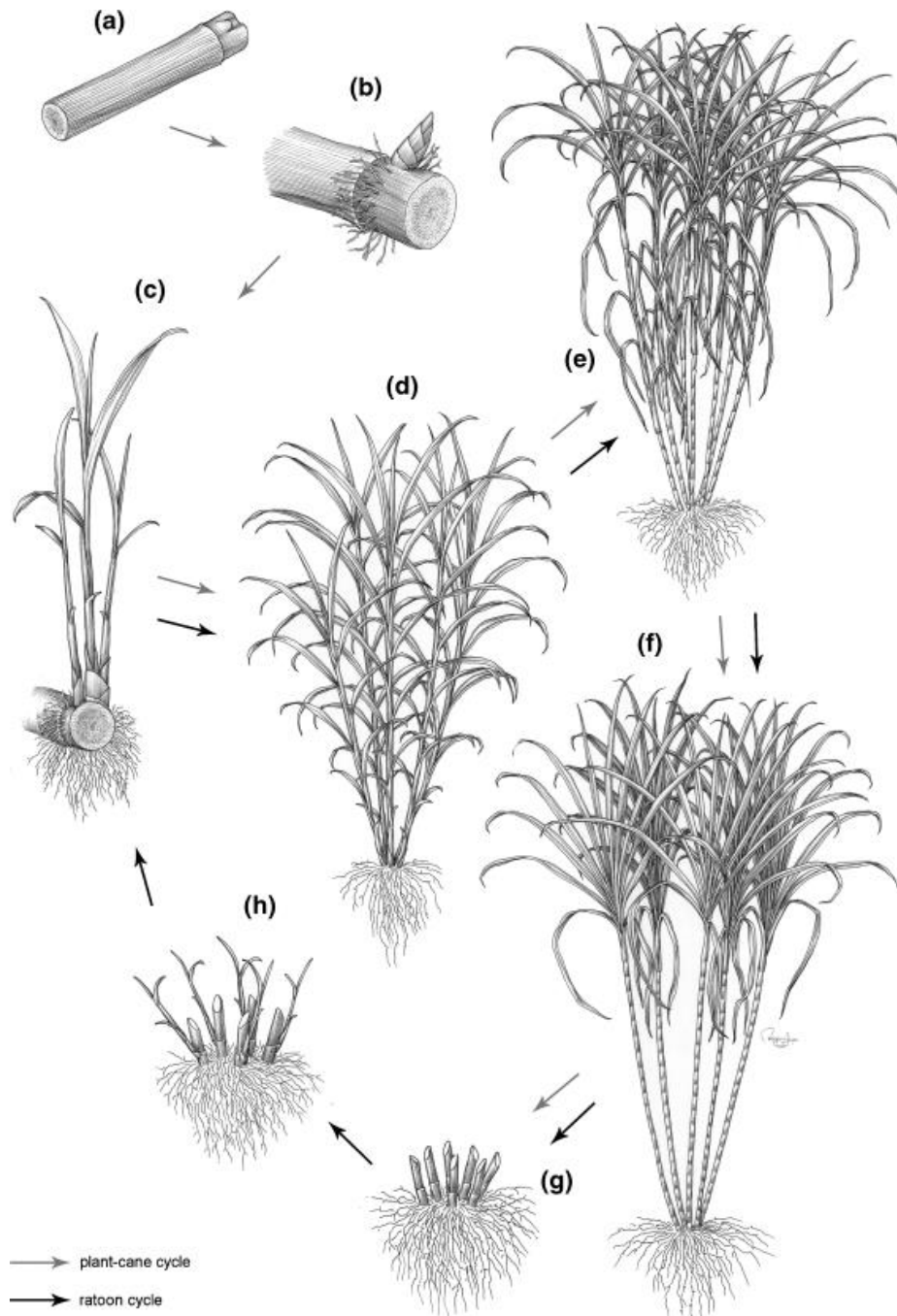
El crecimiento no es uniforme en todas las plantas ya que solo se encuentra especializado en las zonas meristemáticas. La gran producción de hojas y tallos

puede producir alrededor de 45 ton de masa seca al año por hectárea; la parte aérea produce alrededor de 22 ton de azúcar al año por hectárea (Moore y Marezki, 1996). Se propaga convencionalmente de manera vegetativa por medio de estacas o esquejes, el crecimiento de los tallos es lento y se acentúa con las condiciones ambientales y la humedad del suelo (Moore, 1987).

Las cuatro fases de crecimiento de la caña de azúcar son: fase de brotación y emergencia o establecimiento; fase de amacollamiento y cierre de la plantación; fase de crecimiento rápido o de gran crecimiento, y maduración y cosecha (Cheavegatti-Gianotto *et al.*, 2011; Patishtán-Pérez *et al.*, 2014).

Brotación y emergencia. Proceso que inicia cuando el cultivo esta recién plantado y aun no ocurre la emergencia o germinación, después de los 10 a 15 días de la brotación, se produce la emergencia de tallos. Macollamiento y cierre de la plantación. Se inicia la proliferación de tallos, desarrollo de raíces y follaje en mayor número. Gran crecimiento. El desarrollo es más vigoroso, con porte erecto y mayor número de hojas por tallo. Maduración y cosecha. La maduración, es la etapa final de crecimiento y almacenaje de sacarosa en los tallos para finalmente hacer el corte (Patishtán-Pérez *et al.*, 2014).

La caña de azúcar tiene dos ciclos de crecimiento. El ciclo planta, comienza con la siembra y termina después de la primera cosecha; el ciclo soca, comienza después de la cosecha planta y continúa con ciclos de cultivo hasta la renovación de campo (Cheavegatti-Gianotto *et al.*, 2011) (figura 2).



**Figura 2.** Ciclo fenológico de caña de azúcar. **(a)** Tallo utilizados para la siembra; **(b)** Brotación de yemas y enraizamiento; **(c)** inicio de amacollamiento; **(d)** amacollamiento intenso; **(e)** Maduración; **(f)** Concentración de sacarosa óptima; **(g)** Cosecha; **(h)** Soca. (Cheavegatti-Gianotto *et al.*, 2011)



#### 2.1.4. Variedades comerciales de caña de azúcar

Los trabajos de mejoramiento genético de la caña de azúcar que se realizaron en el periodo de 1970 al 2000 dieron como resultado más de 50 variedades de buena calidad agroindustrial, que para ese entonces cubrieron 400 000 hectáreas, en las que destacaron la Mex 57-473, Mex 68-P-23, Mex 69-290 y Mex 79-431 (Flores, 2001).

Estas variedades se caracterizan por su alto rendimiento y adaptabilidad a las condiciones climáticas y edáficas de las regiones cañeras. En el cuadro 2 se reporta la superficie sembrada de las variedades de caña de azúcar. Las principales ocupan el 78% predominando la variedad CP-72-2086 seguida de la variedad Mex 69-290. La primera tiene alto contenido de sacarosa pero es susceptible a algunas enfermedades entre ellas la hoja amarilla, raya roja y mosaico.

**Cuadro 2.** Censo de variedades de la caña de azúcar industrializadas en México, durante la zafra 2010-2011.

<b>Núm</b>	<b>Variedad y cruza</b>	<b>Superficie (ha)</b>
<b>1</b>	CP 72-2086 (CP 62-374 x CP 63-588)	212 678.20
<b>2</b>	Mex 69-290 (Mex 56-476 x Mex 53-142)	72 427.16
<b>3</b>	Mex 79-431 (Co 421 x Mex 57-473)	53 666.82
<b>4</b>	Mex 68-P-23 (Mex 59-89 x ?)	29 186.87
<b>5</b>	Mex 57-473 (CB 40-77 x CP 43-73)	22 680.81
<b>6</b>	RD 75-11 (CB 38-22 x CP57-603)	20 147.48
<b>7</b>	ITV 92-1424 (CP 72-2086 x ?)	9190.40
<b>8</b>	ZMex 55-32 (Q 50 x CP 43-33)	8809.45
<b>9</b>	MY 55-14 (CP 34-79 x B 45-181)	8608.58
<b>10</b>	SP 70-1284 (CB 41-76 x ?)	8115.32

#### **2.1.4.1. Variedad comercial CP 72-2086**

La variedad CP 72-2086 es proveniente del cruce entre CP62-374 x CP63-588 resultado de investigaciones colaboración con el Departamento de Agricultura de Estados Unidos- Servicio de Investigación Agrícola, la Universidad de Florida y la Liga de Cañicultores de Florida en 1967 y fue liberada a la industria azucarera en 1972 y fue introducida a México.

Es una de las variedades precoces más difundida en México y Centroamérica, con un porcentaje de contenido de sacarosa de 13.19% y rendimiento de 120 ton/ha (De Souza *et al.* 1994). Esta variedad presenta tallos erectos, la coloración del tallo verde avinado cuando es expuesto al sol y color verde claro cuando está cubierta por la vaina; los tallos presentan cera color blanco y en ocasiones negra. El diámetro del entrenudo del tallo es de 3 a 3.5 cm con yema media de forma pentagonal y ligeramente abultada; hojas erectas, con ápice curvado y de anchura media.

#### **2.1.4.2. Variedad comercial MEX 69-290**

Esta variedad presenta tallos de alrededor de 3.3 m son considerados medianos y de crecimiento semirecto. Tallos color amarillo-verdoso cilíndricos con abundante cera y con longitud de 12 cm y diámetro de 3 cm, presentan yema con canal ligero y puede no abarcar toda la longitud del entrenudo, sin ser constante. La corteza es lisa pero presenta fisuras acorchadas del tercio medio hacia la base dando apariencia rugosa. La lamina foliar mide 165 cm y es considerada como larga con anchura de 5 cm (Gómez-Merino y Sentíes-Herrera, 2015).

## **2.2. Principales plagas de la caña de azúcar**

Salgado *et al.* (2003) mencionan que las plagas de este cultivo son uno de los principales factores negativos para la producción de azúcar a nivel mundial. Destacando la importancia económica se enlistan las siguientes plagas: mosca pinta (*Aeneolamia* spp), rata de campo (*Sigmodon hispidus*), la tuza (*Orthogeomys hispidus*) y el barrenador del tallos (*Diatraea* spp). Durante los últimos diez años el número de organismos patógenos y agentes etiológicos que se presentan en este cultivo se ha ido incrementando considerablemente. Actualmente se conocen 125 enfermedades en los 109 países y regiones cañeras.

### **2.2.1. Mosca pinta o salivazo (*A. albofasciata*)**

Peck (2001) resalta que el conocimiento de la distribución geográfica y diversidad taxonómica del salivazo es fundamental para realizar el control de la plaga. Lo que implica dos retos, el primero de ellos es la variación biológica, ecológica y el impacto; el segundo, la variación en hábitats y sistemas de producción del cultivo. Destacando que esta última es la más importante para el control del insecto plaga. Lo que implica describir la asociación entre insecto y hábitat en las diferentes zonas cañeras, de esta manera es posible fortalecer el reconocimiento de los patrones y la variación que muestra la plaga.

El nombre de esta plaga en estado inmaduro puede variar según el país donde se localice, por lo que en Nicaragua se le llama “salivita”, “mión de los pastos” en Colombia, “cigarrinha” en Brasil, “candelilla” en Venezuela, “salivazo”, en Costa Rica “baba de culebra”, “salivazo”, “mosca pinta” en México, “Spittlebugs” y “Froghoppers” en USA, y “chinche salivosa” en Guatemala.

### 2.2.2. Caracterización taxonómica de la mosca pinta (*A. albofasciata*)

Cryan y Svenson, (2010) mencionan que la superfamilia de insectos Cercopoidea (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Cicadomorpha) comprende aproximadamente 3,000 especies descritas, distribuidos en aproximadamente 340 géneros en cinco familias (Cercopidae, Aphrophoridae, Clastopteridae, Machaerotidae y Epiygidae). Existen 11 géneros de la familia Cercopidae (Homóptera) de los cuales algunas especies atacan gramíneas en zonas neotropicales como la caña de azúcar, entre estos géneros se encuentra *Aeneolamia* sp. Este complejo de especies atacan gramíneas desde el sur de Estados Unidos de América hasta el norte de Argentina y desde cero hasta 3000 msnm (Peck, 2001). Especies descritas dentro del género *Aeneolamia* están distribuidas desde México hasta Argentina y son plagas importantes para gramíneas como caña de azúcar y pastos: *A. albofasciata* (Lallemand), *A. bogotensis*, *A. flavilatera* (Urich), *A. lepidior*, *A. contigua (postica)* (Walker) y *A. reducta*, *A. selecta* (Walker) (Peck).

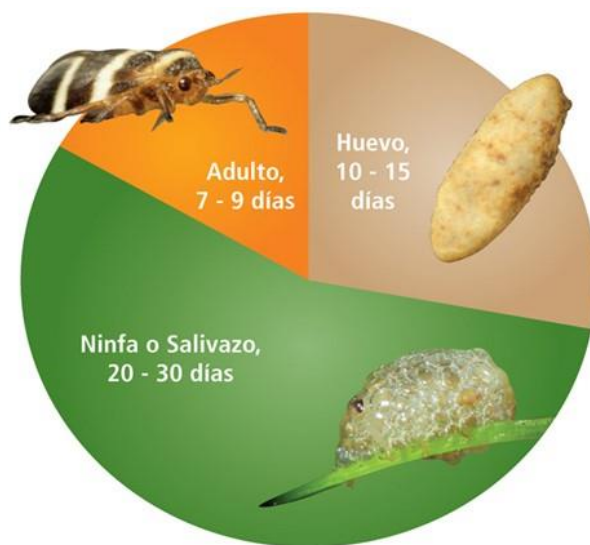
Los adultos de la especie cercopidae tienen coloración brillante en patrones visibles en las alas anteriores, pronoto, la cabeza y/o piernas (Carvalho y Webb, 2005; Thompson y León González, 2005). Características morfológicas: escutelo casi tan largo como ancho, fosas antenales relativamente poco profundas sin ocultar las bases de las antenas y ojos globulares compuestos (Dietrich, 2005).

<b>Categoría</b>	<b>Nombre</b>
<b>Phylum</b>	Arthropoda
<b>Subphylum</b>	Uniramia
<b>Clase</b>	Insecta
<b>Orden</b>	Hemiptera <sup>1</sup>
<b>Sub orden</b>	Auchenorrhyncha
<b>Superfamilia</b>	Cicadoidea
<b>Familia</b>	Cercopidae
<b>Género</b>	<i>Aeneolamia</i>

### 2.2.3. Ciclo biológico de mosca pinta (*A. albofasciata*)

Los cercópodos, como la mosca, pinta presentan metamorfosis gradual o sencilla denominada paurometábola que se caracteriza por los estados de huevo, ninfa y adulto en el ciclo biológico de los insectos y porque las formas jóvenes o ninfas tienen una forma similar al insecto adulto.

Martín *et al.* (1995); mencionan que el ciclo biológico se inicia desde el apareamiento de adultos, fines del mes de octubre y los primeros días de noviembre. Los huevos diapáusicos son depositados a finales de la época de lluvias, permanecen en este estado durante todo el periodo de sequía hasta el inicio de las lluvias (mayo a junio), razón por la cual la primera generación de salivazo generalmente coincide con el inicio de las lluvias e incremento de la temperatura. Los huevos no diapáusicos eclosionan poco tiempo después de la ovoposición (10 a 20 días) en la figura 3 se concentran la información sobre el ciclo biológico de *Aeneolamia* spp (Hernández-Rosas *et al.*, (2010).



**Figura 3.** Ciclo biológico de mosca pinta. Desarrollo de los diferentes instares de la mosca pinta, *Aeneolamia albofasciata* en la zonas del Golfo de México (25-28 °C y 70% HR). Hernández-Rosas *et al.*, (2010).

### 2.2.3.1. Huevo

La hembra pone entre 40 a 100 huevos a 2 cm de profundidad, cerca de la cepa de caña de azúcar. Los huevos de mosca pinta recién ovipositados presentan forma oval, coloración amarillo cremoso, no distinguiéndose ninguna estructura en especial, con superficie lisa y aproximadamente 1 mm de longitud y 0.3 mm de diámetro, (Vargas, 1970; Sánchez, 2005; Garza y Sánchez, 2007).

Linares (2002) menciona que la humedad relativa juega un papel importante para el desarrollo del huevo influyendo en el periodo de incubación; cuando las condiciones de humedad es de 80 ó 90% con temperatura de 26 °C los huevos incuban por un periodo de 15 días, con un rango de 12 a 18 días; si las condiciones son baja humedad relativa el periodo de incubación puede prolongarse a 20 ó 30 días (sin diapausa), y en ocasiones se inhibe la incubación y los huevos entran en diapausa mediana, eclosionan de 30 a 90 días (diciembre-enero) y diapausa larga que tardan en eclosionar más de 90 días (agosto-noviembre), (Figueredo *et al.*, 2012; Garza y Sánchez, 2007), de esta manera el desarrollo del huevo puede durar de unos pocos días hasta casi un año. Esta característica hace coincidir las mayores poblaciones durante el período menos lluvioso y esta a su vez es responsable de una eclosión continua de huevos durante todo el año observándose así la mezcla de poblaciones.

Los huevos pasan por cuatro fases de desarrollo y la duración promedio del desarrollo es de 18 días. En la fase uno, los huevos son de color amarillo y sin evidencia de desarrollo. En la fase dos, hay una mancha localizada debajo de la línea de eclosión. En la fase tres, la línea de eclosión está abierta y la superficie negra del opérculo está expuesta. En la fase cuatro, hay un par de puntos a los costados del corión, y otra pareja al lado de la línea de eclosión que representan los ojos (Rodríguez *et al.*, 2003).

### 2.2.3.2. Ninfa o salivazo

La espuma es formada por una sustancia de consistencia mucilaginosa que es secretada por glándulas hipodérmicas grandes, que están situadas a nivel de la región pleural del séptimo y octavo segmento abdominal y se denominan glándulas de Batelli. La sustancia que secreta el salivazo está compuesta en su mayor parte de un amino-azúcar y por el exceso de líquido que extraen de la planta al alimentarse, misma que sirve como mecanismo de defensa y las protege de la desecación y de enemigos naturales (CIAT, 1982).

Las ninfas recién eclosionadas están desprovistas de zonas quitinizadas, son sumamente activas e inmediatamente buscan refugio en las partes húmedas y sombreadas de la base de las plantas en donde inician su alimentación, algunas ninfas permanecen al pie de la cepa y suelo alimentándose de la raíz superficial, algunas otras se dirigen hacia el cogollo, para alimentarse de la savia.

Durante el desarrollo de las ninfas, se pueden identificar cinco instares o estadios que pueden variar según las condiciones de temperatura y cuando estas son favorables el desarrollo ocurre entre 40 a 50 días, al final de cada instar la ninfa sufre una muda y aumento de tamaño, desarrollando progresivamente las estructuras alares y reproductivas (Fagan y Kuitert, 1969; Rodríguez *et al.*, 2003; Peck, 2003 y Thompson y Gonzales León, 2005).

En el primer estadio, las ninfas son muy pequeñas, con escasa espuma, su cuerpo es de color blanco o blanco cremoso, sus alas son vestigiales y apenas distinguibles, sus patas se ven alargadas y son torpes al caminar estas se esconden en la superficie del suelo o entre la hojarasca (Coronado, 1978).

En el segundo estadio ninfal las ninfas conservan su color inicial, sus alas vestigiales se distinguen al final del estadio cubriendo la mitad del primer segmento abdominal, su cabeza oscurece un poco y la parte dorsal del tórax es también amarillo grisáceo, el abdomen es abultado como consecuencia de la

alimentación y la masa espumosa que la protege, y es de mayor tamaño (Coronado, 1978).

Durante el tercer estadio las ninfas tienen una tonalidad cremosa y el color de la cabeza y la parte dorsal del tórax es de tonalidad café-amarillenta o grisácea, contrastando con la coloración del cuerpo. Las alas son más desarrolladas, alcanzando la mitad del segundo segmento abdominal, son de color que puede variar de blanco-amarillento a café-amarillento, este instar estadio es similar al cuarto estadio, solo destaca el aumento de tamaño (Bodegas, 1973).

El quinto estadio es una etapa de transición entre el estado ninfal y el adulto. La ninfa deja de secretar la saliva y completa la formación de sus alas, aunque inicialmente se observan descoloridas, combinando su coloración a través del tiempo. En esta transición se distinguen dos fases, el temprano y el tardío. Al emerger el adulto permanece inmóvil y es color blanco; al tener contacto con el aire, el cuerpo y las alas van adquiriendo su color normal. Durante los últimos instares, las ninfas se trasladan hacia las vainas más viejas del tallo donde permanecen hasta transformarse en adultos (CIAT, 1982; Thompson y Gonzales, 2005).

### **2.2.3.3. Adulto**

El macho de *Aeneolamia* spp. mide de 7 a 8 mm de largo y la hembra es ligeramente más grande, sus dimensiones son de 8 a 9 mm de largo y de 5 a 6 mm de ancho. El cuerpo tiene una forma oval, la cabeza es de color oscuro o negro brillante, ojos simples (ocelos) muy cercanos uno del otro, aparte de los ojos compuestos que se encuentran desarrollados. Las antenas están formadas por tres segmentos, el último es muy corto y está provisto de dos cerdas. Las alas anteriores (superiores o primer par de alas) son más gruesas que las inferiores, tienen color café oscuro y en algunas especies las atraviesan dos bandas transversales de color amarillo claro, las alas inferiores son de consistencia



membranosa. Las patas son de color oscuro, el abdomen está formado por nueve segmentos visibles, los dos primeros se encuentran reducidos. El tiempo promedio de vida del adulto es variable dependiendo de la especie (Rodríguez *et al.*, 2003).

Los adultos viven de seis a nueve días y tienen la capacidad de copular desde el segundo día de emergencia (Sánchez, 2005; Flores, 2007). Cuando la hembra es fecundada inicia la ovoposición alrededor de la cepa, depositando de 40 a 100 huevecillos; dando inicio a una nueva generación. Los huevecillos permanecen 10 a 15 días para su nacimiento y la aparición de nuevas ninfas, repitiendo el mismo mecanismo para convertirse en adulto. La rapidez en el incremento de la población está estrechamente relacionada con la infestación, presencia de ninfas y adultos, condiciones climáticas favorables y con la intensidad de los daños causados.

#### **2.2.4. Distribución de la mosca pinta (*A. albofasciata*)**

Gómez (2007) menciona que *Aeneolamia* spp en los últimos 50 años, constituye un factor biótico limitante del agroecosistema caña de azúcar en países del neotrópico donde se produce el cultivo. Esta plaga es un insecto neotropical que se hospeda principalmente en gramíneas silvestres y que se han adaptado a zonas cañeras (Flores, 2007).

Miranda (1999); Bautista-Gálvez y Gonzales-Cortes (2005) y Bautista (2006) indican que la distribución de la mosca pinta en México comprende la vertiente del Golfo: el Sur del Estado de Tamaulipas, Nuevo León, la Huasteca Potosina, Veracruz, Hidalgo, Puebla, Campeche, Yucatán y Quintana Roo; y en el Pacífico en los Estados de Chiapas, Oaxaca, Guerrero, Colima, Nayarit, Tabasco, Sinaloa y Sonora.

Urich y Heidemann (1913) y Flores (2007) reportaron la presencia de salivazo en el municipio de Jesús Carranza, Ver., en 1951 el salivazo (*Aeneolamia* spp. y *Prosapia* spp.), comenzó a distribuirse por la vertiente del Golfo de México y en

muchas áreas de pastizales forrajeros. La mosca pinta es considerada como la segunda plaga de mayor importancia ya que en la última década se ha extendido por todas las regiones cañeras y en más de 2 000 000 ha<sup>-1</sup> de pastos forrajeros en los estados de la vertiente del Golfo de México y del Pacífico (Riess y Flores, 1976; Flores, 2007, CONADESUCA 2011).

### **2.2.5. Daño de la mosca pinta (*A. albofasciata*)**

Los adultos perforan hojas, succionan la savia y a su vez inyectan toxinas en el tejido parenquimatoso de la planta donde se manifiestan lesiones, en donde presenta rayas de color amarillo-rojizo o pardo-rojizo en el punto de succión. En la figura 4 se observa la necrosis del tejido, lo que ocasiona una seria disminución en el área disponible para la fotosíntesis y la productividad de la caña, provocando que las hojas se sequen gradualmente. Las lesiones miden aproximadamente 2 o 3 milímetros de largo y se extienden a lo largo y van tornándose a una coloración más oscura que se prolonga hasta un centímetro (Carr y Eubanks, 2002; Gómez, 2007).

Flores (2007) reporta que una población mayor a 10 insectos por cepa causa la reducción de entre 3 a 6 toneladas de caña por hectárea. Cuando el número de individuos es alto pueden causar la muerte de la planta, el daño que causa el insecto reduce el desarrollo del cultivo, el tonelaje y sacarosa hasta 34%. Mendoza (2001) menciona que Brasil se ha tenido pérdidas agrícolas e industriales hasta de un 60% lo que hace ver el grave daño que puede ocasionar esta plaga agrícola.

La edad de la caña de azúcar influye en la intensidad del daño del insecto, cuando el cultivo tiene menos de seis meses, los daños son menores, pero disminuye el desarrollo del cultivo. Los adultos se ven beneficiados cuando las plantas son resocas y el terreno tiene problemas con el drenaje de agua superficial e interno, ya que los adultos pueden depositar sus huevos en un medio apropiado para el desarrollo de nuevas generaciones (Ortega, 1987).



**Figura 4.** Bandas necróticas causadas por mosca pinta, que disminuyen el área para que se lleve a cabo la fotosíntesis (CENICAÑA, 2007)

#### **2.2.6. Importancia económica de las plagas de caña de azúcar**

La mosca pinta o salvazo *A. albofasciata* (Hemiptera: Cercopidae) se considera una de las principales plagas de la caña de azúcar en México, se estima que una población superior a 10 insectos adultos por cepa puede causar una reducción de 3 a 6 ton ha<sup>-1</sup>. Salazar y Badilla (1997) reportan que un número mayor de tres adultos y cinco ninfas por tallo reducen aproximadamente el 30% del rendimiento del cultivo. El género *Aeneolamia* es considerado una de las plagas más importantes del centro y sur de América debido a que pueden llegar a provocar el

70% de reducción de los rendimientos agrícolas de las áreas infestadas (Thompson y León González, 2005).

### **2.3. Principales enfermedades de la caña de azúcar**

#### **2.3.1. Importancia económica de las enfermedades de la caña de azúcar**

China y Rodríguez (1994) y Salgado *et al.* (2012) mencionan que en la actualidad se han descrito más de 200 enfermedades de caña de azúcar a nivel mundial, de estas 58 han sido reportadas en Brasil y 57 en Cuba. Salgado *et al.* (2013) mencionan que una enfermedad se desarrolla y establece cuando existen por lo menos las tres condiciones siguientes: la siembra de variedades susceptibles, la presencia del inoculo del patógeno virulento y la presencia de condiciones ambientales favorables.

Según Cook (1932) enfermedades como la pudrición roja del tallo, el corazón negro y el mal de la corteza se reportaron como las primeras enfermedades en México. Años después se mencionó la existencia de la marchitez, el Pokkah-boeng, la mancha de anillo y la mancha roja de la vaina, estas últimas cuatro no ocasionaban daños de importancia.

En el año de 1946 al 47 el Banco de México financio la investigación sobre las enfermedades presentes en la caña de azúcar, monitoreando las diferentes zonas cañeras del país para reconocer e identificar las especies de hongos, bacterias y virus presentes en cultivos comerciales, dicha investigación se tituló “La Industria Azucarera de México” y fue publicado en 1953. En esta publicación se mencionaron las siguientes enfermedades presentes en la caña de azúcar: Mosaico de la hoja, raya roja de las hojas, pudrición de la raíz, pudrición por *Marasmius*, pudrición de la vaina, pudrición roja del tallo, Pokkah-boeng, mancha de ojo, mancha de anillo, mancha roja de la vaina, peca o mancha café, corazón negro del tallo, enfermedad de la corteza, roña de la vaina, pudrición seca (fisiológica) y clorosis caliza (deficiencia) (Chilton, 1953).

**Cuadro 3.** Nombres comunes de las principales enfermedades de la caña de azúcar y agentes causales, sugeridos en el taller de patología de ISSIT realizado en Luisiana, García, 1984)

No.	Nombre común	Agente causal / vector	Patógeno
1	Mosaico Estriado	Virus mosaico Estriado de la Caña de Azúcar	Virus (SCSMV)
2	Hoja Amarilla	Virus de la hoja amarilla de la caña de azúcar Fitoplasma del Amarillamiento de la Caña de Azúcar	Virus (SCYLV) Fitoplasma (SCYP)
3	Raya Roja	<i>Pseudomonas rubrilineans</i> (Lee et al) Stapp	Bacteria
4	Escaldadura de la hoja	<i>Xanthomonas albilineans</i> (Ashby)Dowson	Bacteria
5	Raquitismo	<i>Clavibacter xyli</i> Subs. Xyli Davis	Bacteria
6	Carbón	<i>Ustilago scitaminea</i> H. Syd & P Syd	Hongo
7	Roya café	<i>Puccinia melanocephala</i> H. Syd & P Syd	Hongo
8	Roya Naranja	<i>Puccinia kuehnii</i>	Hongo
9	Mancha o Peca Amarilla	<i>Mycovellosiella koepkei</i> (Kruger) Deighton= <i>Cercospora koepkei</i> Kruger	Hongo
10	Pokkah Boeng	<i>Gibberella fujikuroi</i> , <i>Fusarium moniliforme</i> Sheldon	Hongo
11	Mancha de ojo	<i>Bipolaris saccharis</i> (Bult. &Khan) Shoemaker	Hongo
12	Mancha de anillo	<i>Leptosphaeria sacchari</i> B de Haan	Hongo
13	Mancha café	<i>Cochliobolus longipes</i> Bulter	Hongo
14	Mal de piña	<i>Ceratocystis paradoxa</i> (Dade) Moreau	Hongo
15	Pudrición de la raíz	<i>Pythium arrhenomanes</i> Dresch	Hongo
16	Pudrición de la base del tallo	<i>Marasmius sacchari</i> Wakk	Hongo
17	Pudrición del tallo	<i>Gibberella fujikuroi</i> (Sawada) Wollenw	Hongo
18	Pudrición roja del tallo y de la nervadura	<i>Glomerella tucumanensis</i> (Speg.) Arx & Muller = <i>Colletotrichum falcatum</i> Went.	Hongo
19	Pudrición roja de la vaina	<i>Pellicularia rolfsii</i>	Hongo

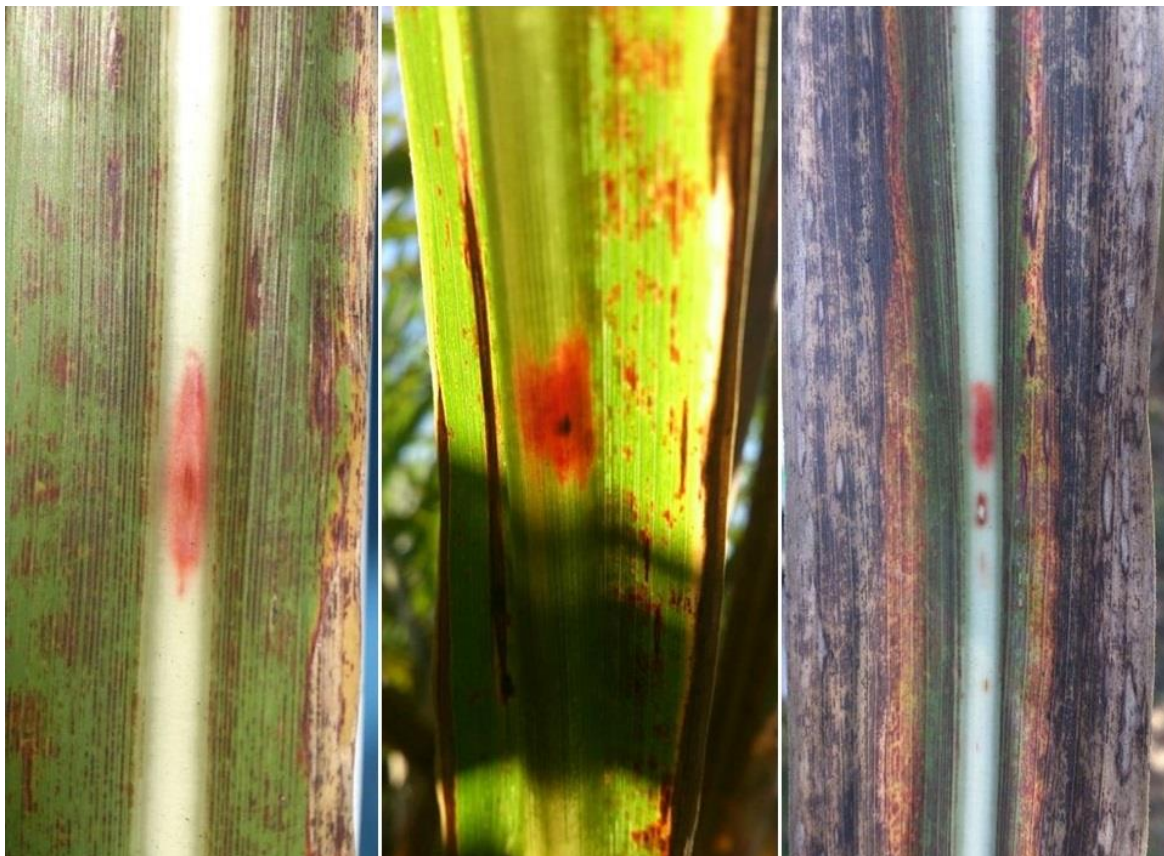
### **2.3.2. Pudrición Roja del tallo o muermo rojo (*Colletotrichum falcatum*)**

El muermo rojo o pudrición roja es causada por *Colletotrichum falcatum* Went (1983) llamado así en su estado anamorfo y *Glomerella tucumanensis* Arx & Muller (1954) en su estado teleomorfo. Esta enfermedad se encuentra en todo el mundo, principalmente en la Pakistán, Bangladesh, Australia, Taiwán y Tailandia (Crouch & Beirn, 2009; Satyavir, 2003; Viswanathan y Samiyappan, 2002).

Este patógeno puede establecerse en cualquier parte de la planta aunque Singh *et al* (2008) mencionan que *C. falcatum* entra y se establece principalmente por la región nodal, en la figura 5 se muestran los síntomas visibles que se presentan en la nervadura central como manchas alargadas color rojo, que más tarde se tornan en manchas rojas oscuras, en la lámina foliar estas manchas dan un aspecto moteado; los tallos infectados, presentan en el tejido interno coloración rojo oscuro a negrozco y pueden desarrollar un olor almidonado ligeramente ácido (Flores, 1997; Chinea *et al.*, 2000). En trabajos de Sutton (1968) y Crouch (2009) mencionan que *C. falcatum* es un patógeno específico para caña de azúcar.

Hyde *et al.* (2009) mencionan que esta enfermedad es de importancia económica principalmente en los climas tropicales y subtropicales donde se siembra la caña de azúcar. Kumar *et al.* (1995) reportan que el principal daño ocasionado por *C. falcatum* es la disminución del contenido de sacarosa, aumento de azúcares no cristalizables, y disminución de la calidad del jugo. Así mismo Singh (2008) y Yadav, (2006) reportan que la pérdida de sacarosa va del 50% al 70% y en condiciones favorables para el desarrollo del patógeno puede causar pérdidas anuales significativas en los rendimientos del cultivo que van desde la pérdida total (100%) y por ello, se ha observado el daño muy severo en algunas variedades de caña de azúcar por el desarrollo de nuevas razas más virulentas.

La presencia de esta enfermedad en México fue reportada por Flores (1997) en el estado de Tamaulipas en 1943 afectando a las variedades Co 213, 290Co, CB 41-76 y POJ 2878.



**Figura 5.** Síntomas del muermo rojo (*C. falcatum*) presentes en la hoja de caña de azúcar, en la nervadura central, se observan las manchas alargadas color rojo y en la lámina foliar manchas en forma de moteado, causando la marchitez del borde de la hoja.

### **3. MICROORGANISMOS ASOCIADOS A INSECTOS**

#### **3.1. *Colletotrichum* spp., *Curvularia* sp. y *Nigrospora* sp. asociados a la mosca pinta en caña en el estado de Veracruz.**

Los agentes que causan enfermedades en las plantas se caracterizan por ser infecciosos, y se incluyen hongos, bacterias, fitoplasmas, virus y nematodos. Los hongos son organismos filamentosos simples, y dependen de una planta hospedera para obtener su alimento. Los hongos invaden plantas susceptibles, a través de la dispersión de sus estructuras reproductivas, como esclerocios y

esporas. Las esporas se diseminan fácilmente por medios mecánicos, el viento y el agua (Almodóvar, 1996).

Los patógenos foliares como *Colletotrichum*, *Curvularia* y *Nigrospora* pueden ser dispersados por insectos, al alimentarse de la savia de las hojas por medio de su aparato bucal transmiten el inoculo de una planta a otra (Agrios, 2004).

*Colletotrichum*, consta de varias especies de importancia económica en un amplio rango de cultivos agrícolas de clima tropical y subtropical (Waller, 1992; Dangl y Jones, 2001; Trigriano *et al.*, 2004; Pérez *et al.*, 2005), viéndose afectados por una sola especie de *Colletotrichum* o por la asociación de varias especies.

El estado anamorfo de *Colletotrichum* se puede presentar como saprofito o invasor secundario principalmente en los tejidos débiles, y puede afectar toda la planta, causando enfermedades separadas que pueden interactuar durante el ciclo del cultivo, y estas se pueden agrupar de acuerdo al tejido que atacan (Waller, 1992).

Otros géneros de hongos como *Curvularia*, el que está compuesto por más de 40 taxones (Sivanesan *et al.*, 2003), es capaz de infectar a gran número de gramíneas en las que se encuentra enlistada *S. officinarum* entre otras (Lima y Furtado, 2007). Los principales daños asociados a las enfermedades foliares son consecuencia del mal funcionamiento y destrucción de los tejidos fotosintéticos debido al aumento del número de lesiones, que pueden determinar la necrosis y muerte prematura de la hoja limitando la intersección de la radiación solar (Casa *et al.*, 2004).

*Nigrospora* es otro hongo que se ha reportado en todo el mundo se considera de poca importancia económica en algunos cultivos, las especies más comunes son *N. oryzae* y *N. sphaerica*. Este se encuentra sobre plantas débiles, afectadas por las condiciones de nutrición, clima o ataques de insectos (Pincioli *et al.*, 2013). La sintomatología que causa es el manchado del follaje como: manchas irregulares color marrón oscuro y escaldado de color marrón desde el ápice foliar. *Nigrospora* se encuentra en tejidos internos de planta; puede vivir ahí durante todo o parte de



su ciclo de vida sin causar ningún daño aparente o síntomas de enfermedad. En algunas regiones de la India se considera como fitopatógeno (Pineda *et al.*, 2007; Wu *et al.*, 2009)

## **4. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **4.1. Área de estudio**

El estudio se realizó en zonas pertenecientes al Ingenio “El Potrero” ubicado en la comunidad General Miguel Alemán perteneciente al Municipio de Atoyac, Ver., (18° 55' latitud norte y 96° 46' longitud oeste; 480 msnm) durante los días 11 de septiembre de 2013 en la parcela El Rincón del Otate y 18 de septiembre del 2013 en la parcela Atoyaquillo.

### **4.2. Captura de moscas y colecta**

En el mes de septiembre de 2013 se realizó la colecta de adultos entre 7:30 am y 11:00 am, en este horario los insectos se localizan con más facilidad debido a que se alimentan de las hojas del cultivo. La colecta consistió en la captura de 20 adultos *A. albofasciata* (Lallemand, 1939) con frascos plásticos limpios, una vez ubicado el insecto plaga, con el frasco se capturaban y tapaban para evitar que escaparan, se llevaron y colocaron en contenedores de plástico (figura 6, B) con capacidad de 20 L cubiertos con tul y tapadera, y en el interior de cada contenedor (jaula) se introdujeron plántulas de caña de azúcar de 60 días de edad, variedad CP 72-2086.



**Figura 6. A.** Adultos de la mosca pinta *Aeneolamia albofasciata* **B.** contenedores con plántulas de caña de azúcar para el mantenimiento y transporte de adultos.

#### **4.3. Identificación de la mosca pinta (*Aeneolamia* spp.)**

Los adultos de *A. albofasciata* se reconocieron en campo por su tamaño, 7-9 x 5-6 mm, coloración café oscuro y ocasionalmente claro, presencia de una banda tenue en el borde alar en forma de V, y dos bandas transversas en las alas de color blanco o crema y algunas veces interrumpidas en su área media (Fig. 6 A), (Thompson y León, 2005). En laboratorio el examen de la genitalia (placa subgenital, edeago y parámero) de algunas moscas colectadas permitió reconfirmar la identificación (Guadalupe Carrillo, comunicación personal) además de su comparación en la colección de insectos del Colegio de Postgraduados (CP) Campus Montecillo (Alatorre *et al.*, 2013). Los adultos colectados se llevaron al CP del Campus Córdoba y se mantuvieron en el área de cría de insectos a temperatura ambiente ( $28 \pm 2$  °C) por 24 h para sus análisis.

#### **4.4. Aislamiento de microorganismos en mosca pinta.**

##### **4.4.1. Lavados externos.**

De cada fecha de colecta se colocaron 10 insectos de forma individual en tubos Eppendorf con capacidad para 1.5 ml, se colocó 1 ml de Tween 20 al 1% (Sigma Aldrich, EUA), y se agitaron con un Vortex Maxi Mix II® Type 37600 Mixer (Barnstead Thermolyne®) durante 30 a 60 segundos; el procedimiento se realizó dos veces y se retiró el insecto del tubo Eppendorf. Posteriormente, sin desinfectar se lavó cada mosca con agua peptonada (peptona 1.0 g, cloruro de sodio 8.5 g, agua destilada estéril 1L) (BD Difco™ Bioxon, Becton, Dickson Company, EUA). La solución resultante o suspensión madre (SM) se agitó y almacenó a temperatura ambiente por 24 h. Para determinar los microorganismos en la SM con base en la técnica de Unidades Formadoras de Colonia (UFC), de cada SM por mosca y fecha de colecta se tomaron 10 µL y se sembraron por estrías en 10 cajas Petri con medio de cultivo Papa Dextrosa Agar (PDA) (Infusión de papa 4.0 g, Dextrosa 20.0 g, Agar 15.0 g, 1 L de agua) e incubaron en constante luz cercana (n) a la UV de 253.7 nm (General Electric, Newark, NY, USA) en condiciones ambientales. Las colonias desarrolladas se purificaron

Al mismo tiempo se colocaron otras moscas en una cámara húmeda, preparada con cajas Petri estériles, con papel toalla Kimberly-Clark® estéril en su interior, humedecido con 4 ml de agua destilada estéril, se colocaron cinco cadáveres de insectos por cámara y se dejaron expuestos a luz cercana (n) a la UV de 253.7 nm esta luz inactiva bacterias y virus (Bintsis *et al.*, 2000). Las colonias obtenidas se aislaron para tener cultivos puros que se mantuvieron en condiciones ambientales.

#### 4.4.2. Otras partes analizadas del insecto

Tejidos internos. Para obtener los microorganismos de la parte **interna** del cuerpo del insecto se realizó la disección de 10 insectos adultos desinfectados con alcohol al 70%, hipoclorito de sodio 1.5% (NaClO) por dos minutos cada uno y finalmente con tres lavados consecutivos de agua destilada estéril; y se secaron con sanitas estériles. En la cámara de flujo laminar se extrajo el estilete, tubo digestivo y recto. Cada una de las secciones se maceró con el uso de un mortero y pistilo, se agregó 10 µL de Tween 20 al 1%, se sembró por estría en PDA, posteriormente se realizó la determinación de UFC.

A partir de cultivos puros se prepararon cultivos monospóricos, se suspenden conidios en 10 ml de agua destilada estéril (Crous *et al.*, 2012) sobre una caja con medio de cultivo Papa Dextrosa Agar (PDA), después de un minuto se retiró el agua; las cajas se mantienen invertidas durante 24 horas a  $25 \pm 2$  °C. Las esporas germinadas se aislaron con una aguja de jeringa de 1 ml, estéril y fueron colocadas en el centro de una caja con medio de cultivo PDA en forma individual.

La purificación de las colonias se realizó después de transcurridas 24 a 72 horas, se contabilizaron las colonias que se formaron y se identificaron por color, forma, elevación y margen.

Cuando los microorganismos se expresaron se recurrió a hacer preparaciones, en un portaobjetos con una gota de ácido láctico y se cubrió con un cubreobjetos y se observó al microscopio en donde se pudo observar las estructuras presentes e identificar cada microorganismo (Barnett y Hunter, 1998).

## **4.5. Aislamientos de lesiones de plántulas**

### **4.5.1. Lesiones en plántulas confinadas en jaulas.**

Se aislaron microorganismos de lesiones en nervaduras y hojas (manchas rojas alargadas, 0.1 a 17.4 cm de largo por 0.1 a 0.6 cm de ancho) y puntos rojizos o color ocre, en plántulas de caña de azúcar de la variedad CP 72-2086 de 60 días de edad que estuvieron confinadas y expuestas a la alimentación de la mosca pinta colectada en campo

### **4.5.2. Lesiones de plantas en campo.**

En parcelas sembradas con las variedades Mex 69-290 y Mex 56-476 (ambas sin control químico ni biológico) se colectaron hojas con daños como los descritos. Las hojas se prensaron, y se llevaron al laboratorio de Fitopatología de hongos del Colegio de Postgraduados campus Montecillo. Se realizó el corte (figura 7) de las áreas con síntomas y se desinfectaron con alcohol 70%, hipoclorito de sodio 1.5% (por dos minutos) y tres lavados consecutivos de agua destilada estéril abundante, después de cada lavado las muestras se secaron con sanitas estériles. Las muestras una vez secas se sembraron cinco de ellas por caja Petri en Extracto de Malta Agar 2% (EMA, BD Bioxon, Becton, Dickson Company, EUA), se etiquetaron y se mantuvieron expuestas a luz germicida hasta observar el crecimiento de las primeras colonias.

De las colonias de hongos de interés se indujo esporulación, se hizo una pre-identificación (Crous *et al.*, 2009; Seifert *et al.*, 2011; Sutton, 1980), se purificaron por cultivo monospóricos y se conservaron en glicerol al 25% a -85 °C.

Cultivos monospóricos Al igual que los microorganismos que se expresaron en los insectos se realizó este procedimiento para purificar las colonias obtenidas a partir de lesiones foliares. Las colonias individuales se aislaron y colocaron en tubos

inclinados con PDA. De las colonias de hongos de interés se indujo esporulación, y se conservaron en glicerol al 25% a -85 °C.



**Figura 7. A)** Lesión en nervadura central de la caña de azúcar, **B)** Lesiones en diferentes niveles de gravedad en el área foliar y nervadura central, **C)** Manchas rojas alrededor de puntos de inserción de la mosca pinta, provocadas por microorganismos, **D)** Muestras de la parte interna de la nervadura central, y efecto sobre los haces vasculares.

#### 4.6. Identificación morfológica y cultural

Cuando los microorganismos se han expresado se hacen preparaciones semipermanentes. Se toma una porción del cultivo, se coloca en portaobjetos con una gota de ácido láctico (85%) y se le colocó un cubreobjetos y se observó al microscopio compuesto (Nikon®, Eclipse E400, Japan) a 40X y 100X, y se midieron en micrómetros ( $\mu\text{m}$ ). Las identificaciones se basaron en Sutton (1980); Ovalle-Sáenz, (1997); Crous *et al.* (2009) y Seifert *et al.* (2011).

#### **4.7. Postulados de Koch.**

Con doce aislamientos de hongos seleccionados se realizó la prueba sobre plántulas sanas de caña de azúcar. Las pruebas se realizaron en condiciones de invernadero en el Colegio de Postgraduados del campus Córdoba. Se utilizaron plántulas de 60 días de edad de la variedad CP 72-2086. Las plantas se mantuvieron en riego y se les aplicó enraizador (Raizal\* 400 bajo la siguiente composición: **N: 9%; P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>: 45%; K<sub>2</sub>O: 11%; Mg: 0.60%; S: 0.80% y complejo auxina 400 ppm**). Para la inoculación las plántulas se arreglaron y etiquetaron en 13 tratamientos (incluyendo el testigo) en bloques al azar con cuatro plántulas-repetición cada uno, y las inoculaciones fueron con herida (punta de aguja de disección estéril) y sin herida (dos y dos plántulas, respectivamente).

##### **4.7.1. Preparación del inóculo.**

Cada colonia de 10 días de edad se inundó con 20 ml de agua destilada estéril con Tween 20 y por raspado con una aguja de disección flameada, se desprendieron los conidios y se separaron del micelio al pasar la suspensión a través de gasa estéril.

Posteriormente, se ajustó la concentración de conidios con un hematocitómetro (Bright Line, improved Neubauer, Buffalo NY. EUA). De acuerdo al conteo se realizaron diluciones para ajustar la concentración a razón  $2.4 \times 10^4$  -  $3.5 \times 10^4$  conidios/20 ml.

##### **4.7.2. Inoculación.**

Un día anterior a la inoculación las plántulas fueron desinfectadas con hipoclorito de sodio al 1.5% por 2 min, se lavaron tres veces con agua destilada estéril, y se secaron a temperatura ambiente en condiciones de invernadero. Al anochecer se

regaron abundante y directo al suelo de las plántulas, y la inoculación se realizó con un aspersor manual aséptico, con capacidad de 60 ml. Por tratamiento se aplicaron 20 ml de la suspensión de cada aislamiento. El testigo se asperjó solo con agua y cada tratamiento se incubó en una cámara húmeda, para tal efecto se colocaron las cuatro plántulas de cada tratamiento dentro de una bolsa de plástico transparente (70 x 120 cm). El extremo superior de la bolsa se selló con masking tape (Janel® No.155 48 x 50) y se mantuvo la bolsa sostenida en su interior con postes de madera de 60 cm de largo entorno a las plántulas, a fin de que el plástico no entrará en contacto con éstas. Los tratamientos se mantuvieron en invernadero a temperatura ambiente  $30 \pm 2$  °C (Cedeño *et al.*, 1993). Se registró la presencia de síntomas mediante toma de fotografías diarias hasta los siete días. De las lesiones por tratamiento se hicieron los aislamientos y la purificación de colonias en EMA 2% como antes se describió y se reidentificó el aislamiento inoculado.

#### **4.8. Identificación molecular**

Diecinueve aislamientos monoconidiales fueron examinados para la caracterización molecular parcial de la actina (ACT), cebadores: ACT512F / ACT783R (Carbone y Kohn, 1999); y región completaría rDNA ITS (ITS), cebadores: ITS1-n / ITS4 y ITS5 / ITS4 (Weir *et al.*, 2012; White *et al.*, 1990). Las extracciones de ADN de los aislamientos se realizaron utilizando el Multisource Genómica Miniprep Kit DNA AxyPrep (Axygen Biosciences, EE.UU.) según las instrucciones del fabricante, y la calidad de ADN se evaluó por electroforesis en geles de agarosa (0.8%) con un marcador / HindIII de ADN lambda.



#### 4.9. Reacción de PCR y análisis filogenético

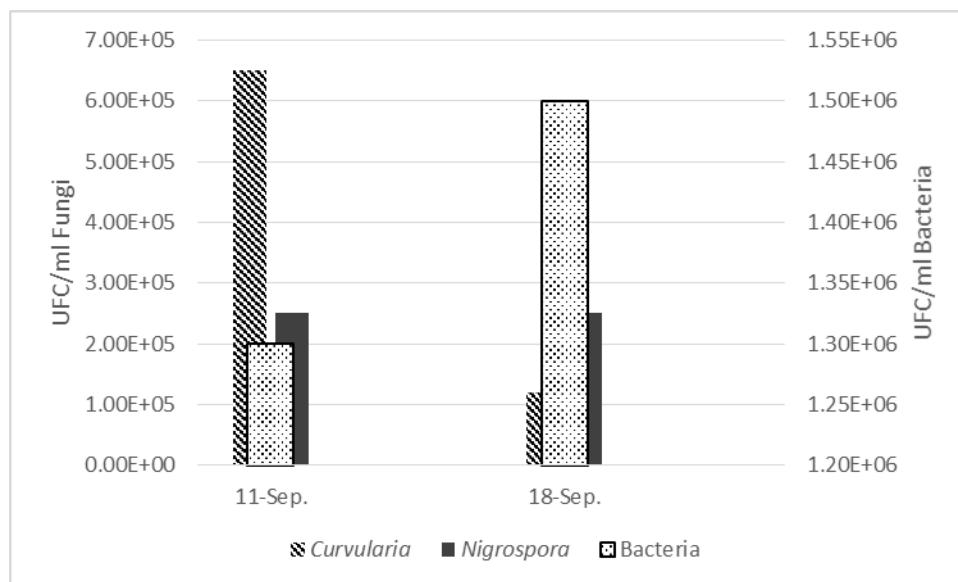
Todas las reacciones de PCR se realizaron en un volumen final de mezcla de reacción de 25  $\mu$ L en un termociclador Biometra (TGradient Thermal Cycler, Ref. 050 - 801, EE.UU.). La amplificación ACT de las regiones internas de la mezcla de reacción se compone de la siguiente manera: 14.8  $\mu$ L de agua ultrapura estéril, 2.0  $\mu$ L de ADN, 2.5  $\mu$ L de la solución buffer 10X, 1  $\mu$ L de 50 mM MgCl<sub>2</sub>, 0.5  $\mu$ L de mezcla 10 mM dNTPs, 2  $\mu$ L de cada 10 pmol/ $\mu$ L del cebador y 0.2  $\mu$ L de Taq ADN-polimerasa en 5 U por  $\mu$ L (Invitrogen®, EE.UU.). El programa de amplificación fue el siguiente: desnaturalización inicial a 95 °C durante 3 min, 35 ciclos de desnaturalización a 95 °C durante 30 s, hibridación a 55 °C durante 45 s, y extensión a 72 °C durante 45 s; y una extensión final a 72 °C durante 7 minutos. Los productos de PCR fueron purificados y secuenciados en dos direcciones (5'  $\rightarrow$  3' y 3'  $\rightarrow$  5') por Macrogen Inc. (Corea del Sur) en un secuenciador ABI 3700 (Applied Biosystems, EE.UU.) con el mismo ACT y sus iniciadores. Las secuencias se analizaron utilizando Lasergene® 2001, software Versión 5 (DNASTAR Inc., Madison, WI, EE.UU.) y manualmente cuando fue necesario. Las secuencias fueron alineadas con la base de datos GenBank del Centro Nacional de Información Biotecnológica (NCBI). Los índices de similitud (SI) se generaron para un solo par de alineaciones utilizando el método de Martínez-NW y múltiples alineaciones utilizando el método ClustalW (DNASTAR). En total, se analizaron 36 secuencias, 19 de este estudio más 20 recuperados de NCBI. Sólo se seleccionaron las secuencias BLAST en GenBank con la más alta similitud y la cobertura.

## 5. RESULTADOS

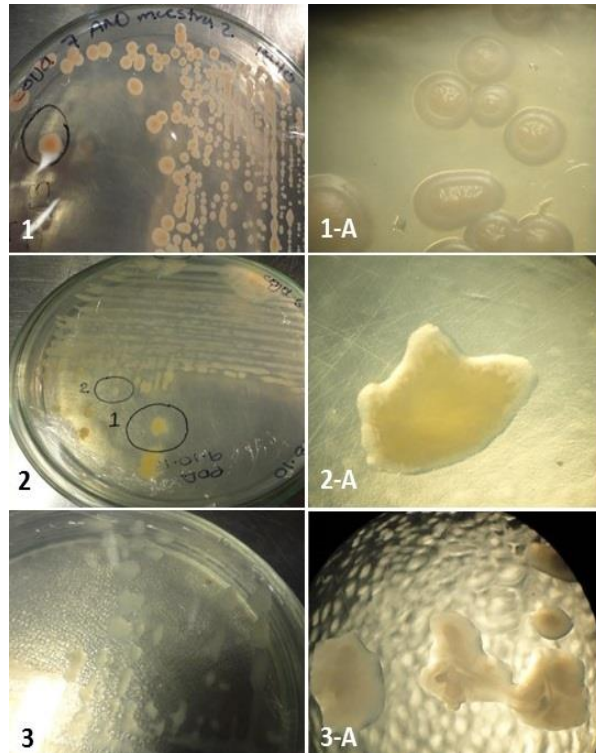
### 5.1. Aislamientos de microorganismos en mosca pinta

#### 5.1.1. Microorganismos presentes en la parte externa de la mosca pinta.

Con la técnica UFC, las colonias resultantes del lavado externo de insectos adultos se obtuvieron 23 colonias de bacterias y hongos del género *Curvularia* sp. y *Nigrospora* sp. (figura 8). Las colonias de bacterias se dividieron en tres grupos los que se diferenciaban de acuerdo al color, forma de crecimiento y textura. Se presentaron cuatro colonias de hongos que se diferenciaban por color, forma, textura y borde de colonia (figura 9).

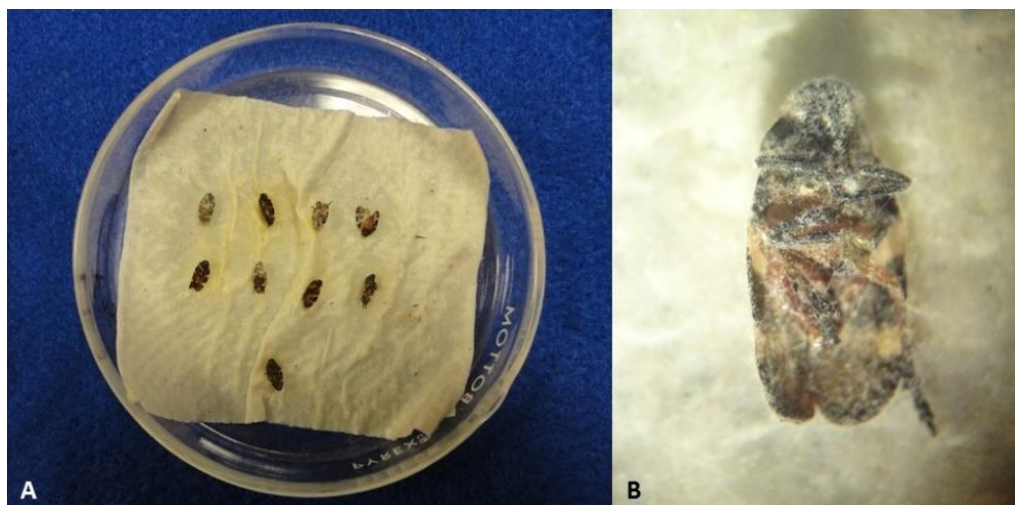


**Figura 8.** UFC/ml de microorganismos obtenidos a partir de lavados externos de adultos de *A. albofasciata*. Bacterias en general, *Curvularia* sp y *Nigrospora* sp de la suspensión madre que crecieron en medio de cultivo PDA.



**Figura 9.** Colonias de bacterias obtenidas del lavado externo de insectos adultos de mosca pinta. **1.** Anverso de la caja con colonias, **1-A.** Bacteria Gram positiva de forma circular con elevacion umbonada y margen entero; coloracion rosa. **2.** Anverso de la caja, **2-A.** gram negativo, bacteria de forma irregular, con elevacion convexa y margen ondulado; color amarillo, **3.** Vista anversa de la colonia, **3-A.** gram negativo, bacteria de forma irregular con elevación elevada y margen ondulado; color blanco lechoso.

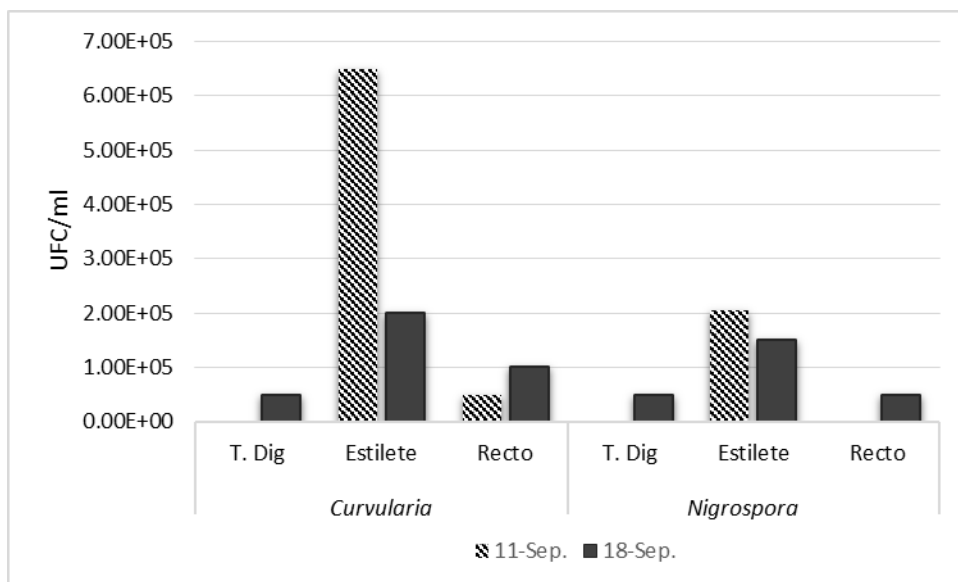
También hubo presencia de colonias de hongos que se diferenciaron por presentar tonalidades blanco, café claro-pardo, amarillo pálido y colonias con coloraciones verde oscuro. Las colonias que fueron identificadas son del género *Curvularia*, el resto son microorganismos que no se identificaron debido a que no esporularon. En cuanto a las cámaras húmedas con insectos solo se presentó el crecimiento de micelio en el cadáver de los insectos, pero éste no presentó esporulación, por lo que no se obtuvo colonias propias para la identificación morfológica (figura 10).



**Figura 10. A.** Adultos de mosca pinta desinfestados y colocados en cámara húmeda, **B.** Insectos que presentan el crecimiento de micelio.

### 5.1.2. Otras partes analizadas del insecto

Los microorganismos que se presentaron en la parte interna del insecto adulto de mosca pinta fueron los mismos obtenidos en la parte externa la diferencia solo fue que se presentaron de una a dos colonias de hongos en un total de 10 cajas, y al menos un aproximado de 15 a 20 colonias de bacterias con las características anteriormente mencionadas. En la figura 11 se muestran los microorganismos asociados al tórax, tubo digestivo y recto donde se observa que en la segunda semana de septiembre el estilete tuvo mayor presencia de *Curvularia* sp., disminuyendo para la segunda semana y siendo este género el que se presentó con mayor frecuencia. En las UFC no tuvo mucho crecimiento de colonias de *Nigrospora*, se obtuvo por lo menos una colonia por caja (en total 10 cajas) en ambas fechas pero abundando en la primera semana de septiembre, esto podría ser debido a que es un hongo endófito que se encuentra en el tejido interno de plantas y al succionar la savia este puede pasar y adherirse al estilete.



**Figura 11.** Hongos fitopatógenos obtenidos a partir de insectos desinfestados. Colonias de hongos expresados en diluciones UFC/ml de tórax, tubo digestivo y recto de mosca pinta. Colecta del día 11 y 18 de septiembre de 2013 en Rincón del Otate y Atoyaquillo, Ver., parcelas perteneciente al Ingenio el Potrero.

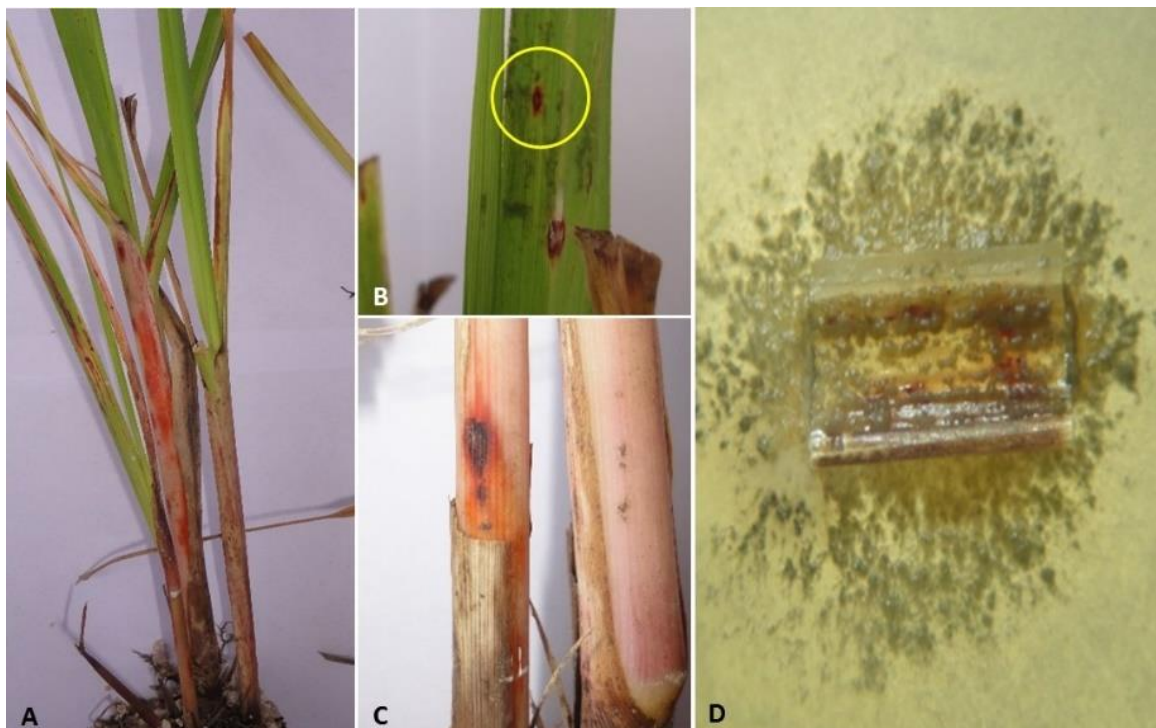
*Curvularia* presento colonias densas, arrozadas, color verde olivo con conidios curvos o media luna, septados, por lo general con tres septas, aunque algunos autores como Tsuda (1992) mencionan que identificar especies de *Curvularia* es difícil esto debido a que tienden a ser inestables y pueden varían aun siendo de un mismo aislamiento. Este hongo causa manchas foliares y se presenta principalmente en zonas tropicales y subtropicales, esporula libremente con abundantes conidióforos parduzcos individuales o en grupos.

## 5.2. Aislamientos de lesiones de plantas

### 5.2.1. Lesiones en plántulas confinadas en jaulas

Las hojas de las plántulas de las que se alimentaron los adultos de mosca pinta presentaron manchas color rojo brillante claro en la lámina foliar y en la nervadura central así como en la vaina y tallo, las lesiones más desarrolladas se observaron como áreas necróticas en el borde de las hojas (figura 12), de estas lesiones se

aislaron tres colonias de *C. falcatum*, esto nos indica que el insecto plaga al causar la herida debido a su hábito alimenticio, da la oportunidad al patógeno de entrar y propiciar el establecimiento de *C. falcatum* en la planta.



**Figura 12.** Plántulas de la variedad CP 72-2086 con 60 días de edad. **A-C.** Presencia de manchas foliares con margen rojizo y centro blanco a necrótico y manchas rojas alargadas en follaje, vaina y tallo, estas lesiones se presentan por la alimentación de adultos de mosca pinta, **D.** Corte de nervadura central con crecimiento de *C. falcatum*.

### 5.2.1. Lesiones en plantas de campo

En cuanto a las hojas con lesiones o sintomatología como las mencionadas anteriormente que fueron obtenidas de parcelas con variedades comerciales Mex 69-290 y Mex 56-476 se aislaron colonias de hongos del género *Colletotrichum* spp, *Curvularia* sp, *Nigrospora* sp y *Fusarium* sp (cuadro 4). Los géneros *Colletotrichum* spp, *Curvularia* sp y *Nigrospora* sp. se presentaron con mayor abundancia en la variedad Mex 69-290, mientras que en la variedad Mex 56-476

solo hubo crecimiento de colonias del genero *Nigrospora* sp., y el género *Fusarium* sp en este caso se consideró contaminante. Se pudo observar que la variedad Mex 56-476 es menos susceptible a la invasión de hongos fitopatógenos a pesar de ser atacada por insectos plaga como *A. albofasciata*.

**Cuadro 4.** Géneros de hongos aislados de la lámina foliar de dos variedades de caña de azúcar.

	<b>Zona 14</b>	<b>Zona 14 P01</b>	<b>Zona 13</b>
<b>Microorganismos</b>	<b>Mex 69-290.</b>	<b>Mex 56-476</b>	<b>Mex 69-290.</b>
<b><i>Colletotrichum</i> spp</b>	3.70 %	-	25.90 %
<b><i>Curvularia</i> spp</b>	3.70 %	-	-
<b><i>Nigrospora</i> sp</b>	29.69 %	22.20 %	22.20%
<b><i>Fusarium</i> sp</b>	100 %	7.40 %	-

### 5.3. Identificación cultural, morfológica y molecular

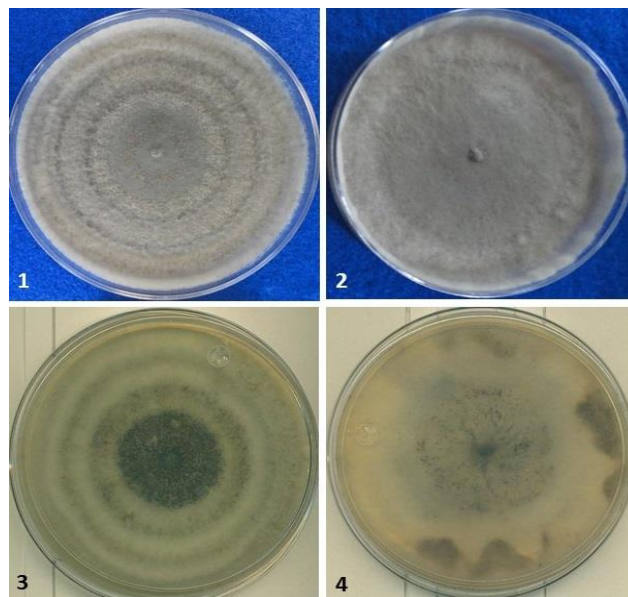
Tanto los aislamientos obtenidos de las plántulas en jaula y las obtenidas en campo se les hizo cultivos monospóricos para realizar la identificación, esto con base en las claves dicotómicas de acuerdo a Barnett y Hunter (1998) identificando el tipo de micelio, color, forma y tamaño de las colonias, y tipo y color de conidios.

#### 5.3.1. *C. falcatum* Went

Los cultivos monospóricos (236-1 y 237), a los 10 días de edad en PDA e incubados en 12 h nUV / 12 oscuridad a temperatura ambiente, formaron colonias de 8.0 cm de diámetro con margen entero y micelio aéreo algodonoso denso; entre colonias micelio de color gris claro a oscuro y algo cafésoso-beigh en círculos concéntricos, o solo gris sin círculos, y en la superficie del medio abundantes conidiomatas con conidios en densas masas de color salmón, y



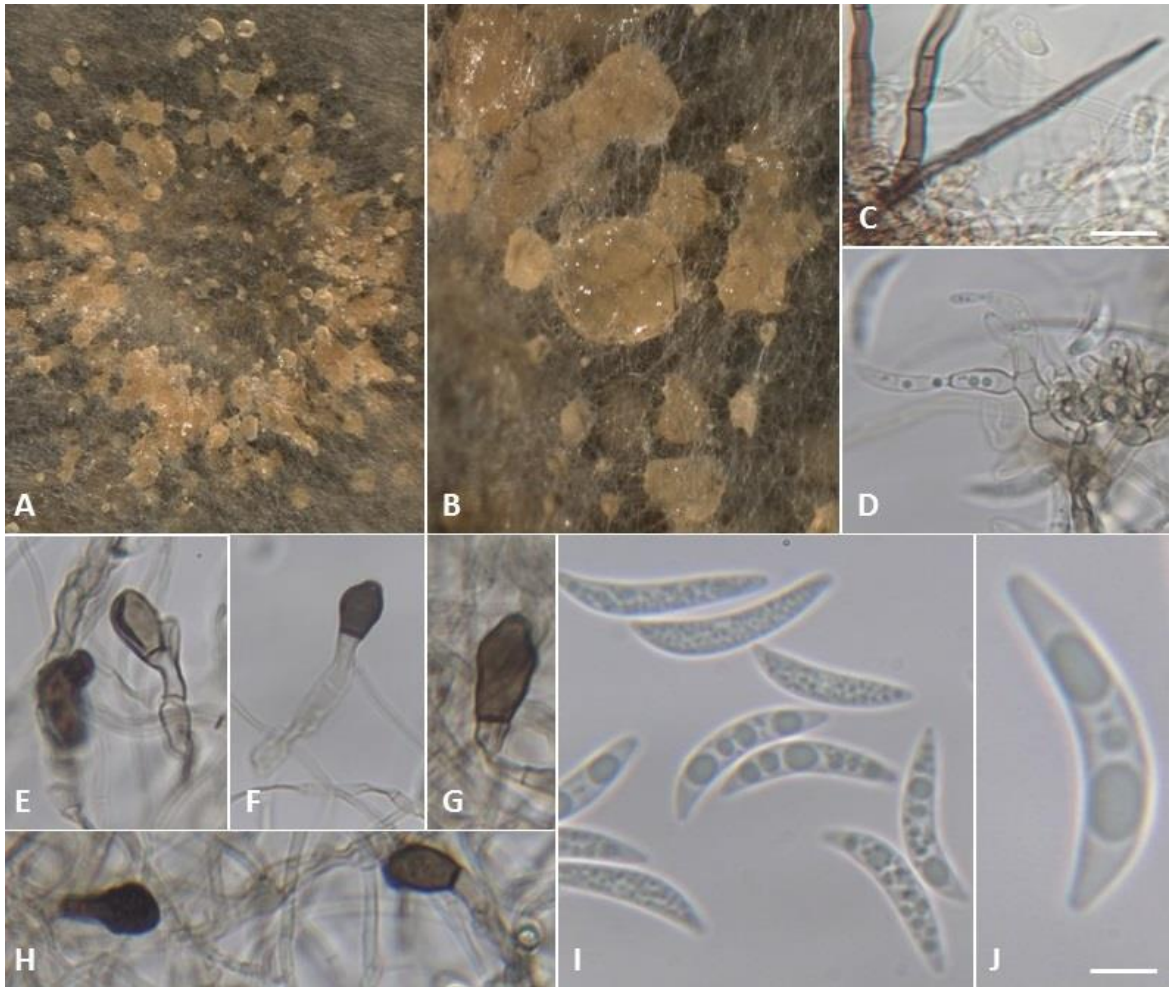
abundantes y esparcidas setas cafés, no se observó el estado sexual. (Figura. 13: 2-4). Por el reverso, colonias con o sin tenues círculos concéntricos, centro negruzco y resto de la colonia gris pálido. Conidios hialinos, falcados y algunos fusiformes, ápice obtuso, 21-35 x 4-5  $\mu\text{m}$ ; apresorios café, clavate y circular, bordes enteros y algunos ligero crenados, 8-12 x 8-12  $\mu\text{m}$ , setas presentes (Crouch *et al.*, 2009; Prihastutii *et al.*, 2010). En el banco de genes las tres secuencias se alinearon con 100% de SI con *C. falcatum* en caña de azúcar en la India (Accession number FJ008081). Los cultivos se depositaron en CCCP (CP-CC018, CP-CC019, CP-CC020).



**Figura 13. *C. falcatum*. Colonia 236-1. 1.** Vista frontal de la colonia, **2.** Anverso de la colonia. Colonia 237. **3.** Vista frontal de la colonia, **4.** Anverso de la colonia.

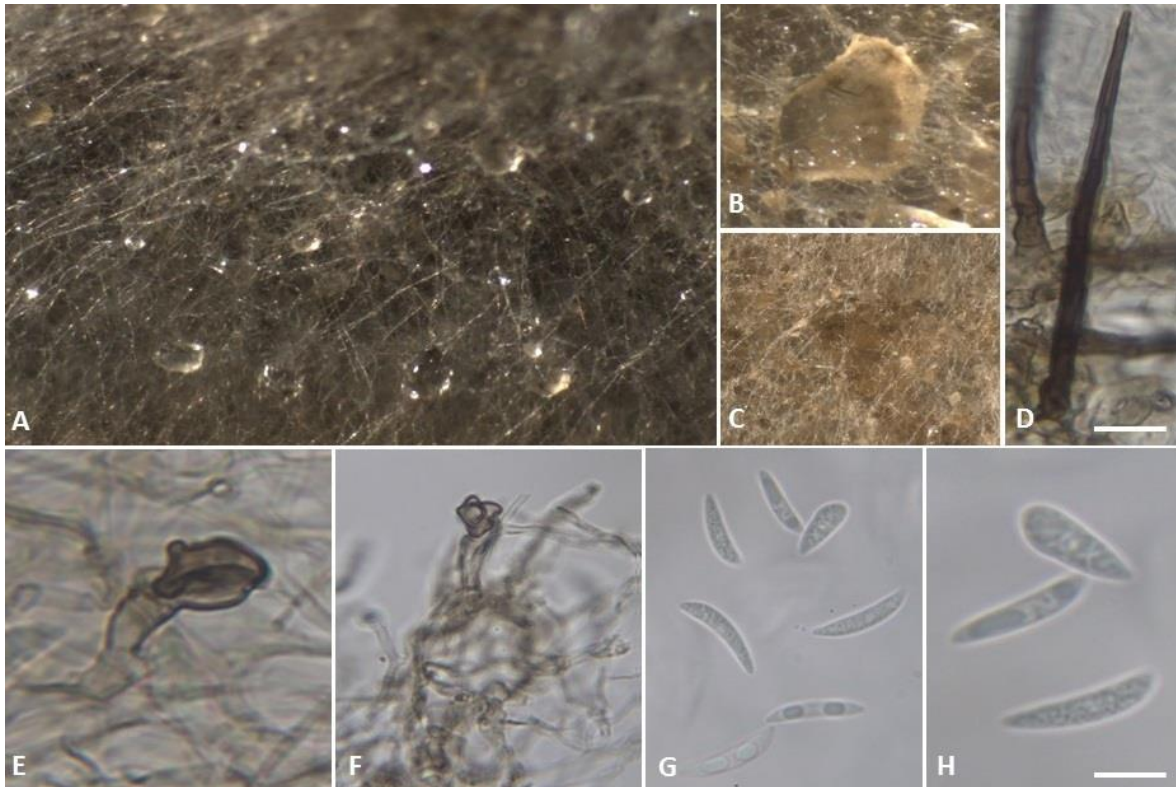
La morfología de los aislamientos de *C. falcatum* son peculiares debido a la presencia de masa conidial abundante en ambas, de color salmón (color entre rosa y naranja); conidios hialinos, falcados y algunos fusiformes con ápice obtuso, 21-35 x 4-5  $\mu\text{m}$  así como la abundante presencia de apresorios café, clavate y circular, bordes enteros y algunos ligeros crenados, 8-12 x 8-12  $\mu\text{m}$ , acérvulos, abundantes y esparcidas setas color café, pero no presentaron estado sexual (figura 14).





**Figura 14. *C. falcatum*. Colonia 236-1. A-B.** Cúmulo de masa conidial, **C.** Setas, **D.** Conidióforo, **E-H.** Apresorios, **I-J.** Conidio vacuolado. Escala: C =90  $\mu$ m, J =25  $\mu$ m.

En el microscopio a 40X se observó las preparaciones de *C. falcatum*, estas presentan características típicas de la especie como conidios hialinos, alargados con extremo redondo a puntiagudo y algunos granulados o vacuolados, setas abundantes color cafésoso y septadas (figura 15).



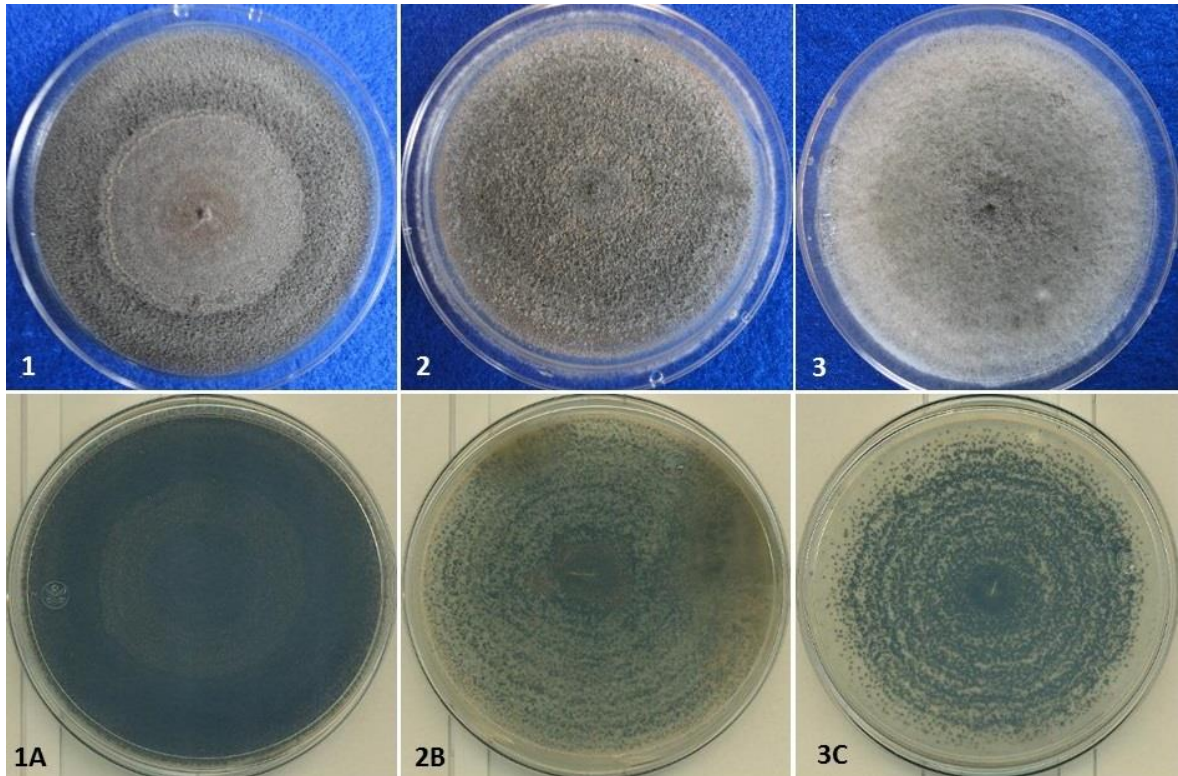
**Figura 15. *C. falcatum*. Colonia 237. A. Micelio, B-C. Masa conidial, D. Setas, E-F. Apresorios, G-H. Conidio. Escala: C =30  $\mu$ m, G =130  $\mu$ m.**

### **5.3.2. *Colletotrichum* spp. (*C. gloeosporioides* species complex; Weir *et al.*, 2012).**

El complejo *C. gloeosporioides* comprende un grupo de 22 especies filogenéticamente similares más una subespecie (Weir *et al.*, 2012).

De cultivos monospóricos en PDA con 7-10 días de edad, incubación en mezcla de 12 h luz blanca fluorescente / 12 h de luz negra a 20 °C. Las colonias de *C. gloeosporioides* mostraron diferencias culturales entre ellas, pero todas a los 10 días de edad cubrieron por completo la caja, en el caso de la colonia 268 (figura 16, 1-1A) esta cubrió la caja por completo a los siete días de edad, presento micelio tenue, aéreo y aterciopelado con estructuras superficiales en el medio de cultivo, colonia plana de margen entero y color salmón en el centro debido a la presencia de abundante masa conidial (5 cm de diámetro) con círculos

concéntricos en donde también se observa masa conidial. Los círculos concéntricos están marcados en el centro y son tenues en la periferia, el reverso de la colonia presento color gris claro, y se distinguen los círculos concéntricos y la periferia color gris oscuro tenue.



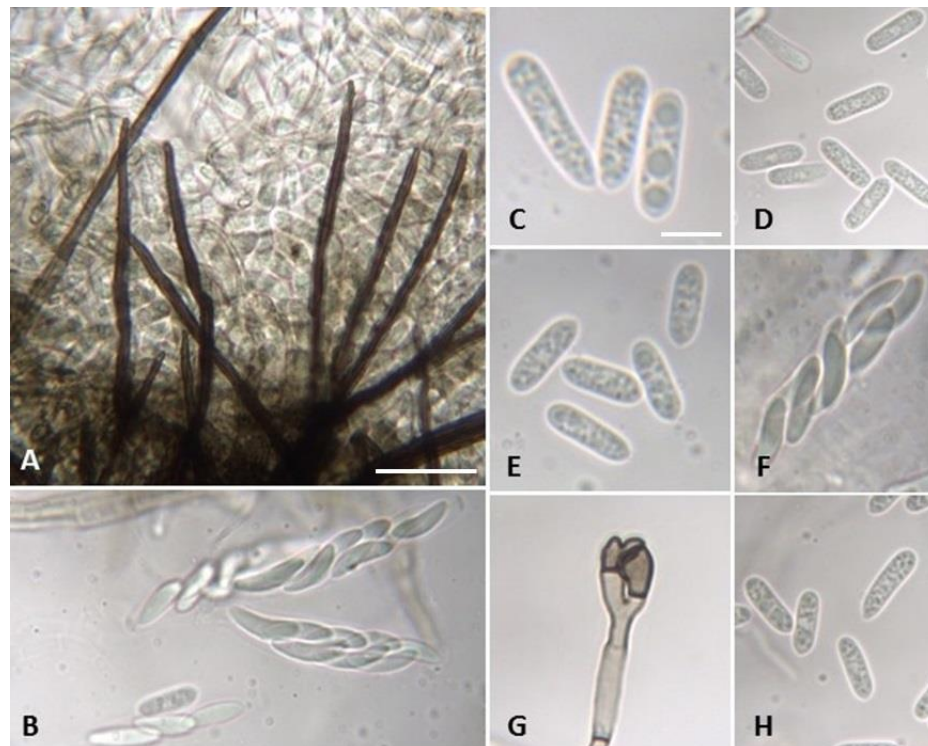
**Figura 16.** Diferencias culturales entre colonias de la misma especie de *C. gloeosporioides* 268, 269 y 270. **1-4.** Vista frontal, **5-8.** Vista anversa, **4 y 8.** Colonias con sectorines.

El aislamiento 269 presento una colonia color gris a gris claro principalmente este último en la periferia, con conidiomatas en abundancia en el centro y periferia; micelio escaso y aéreo rodeado de estructuras oscuras semi inmersas también conocidos como peritecios de apariencia aterciopelada que se encontraban solos o en densas masas. Es una colonia plana de margen entero, con 6 a 8 círculos concéntricos que se forman por los peritecios; entre ellos se presenta una coloración gris (figura 16, 2-2B).



Mientras que la colonia 270 (figura 16, 3-3C) a los siete días cubrió la caja, el tipo de colonia que presento es elevado de margen entero, centro gris y periferia gris blanquecino, micelio algodonoso moderado y estructuras aéreas pequeñas color negro, de 5 a 6 círculos concéntricos formados por pequeñas estructuras negras densas aglomeradas. La masa conidial salmón y abundante en el centro, con presencia en la periferia, acérvulos en el centro y en la periferia, hubo presencia de sectorines en la periferia, y algunas aglomeraciones dispersas de micelio blanquecino.

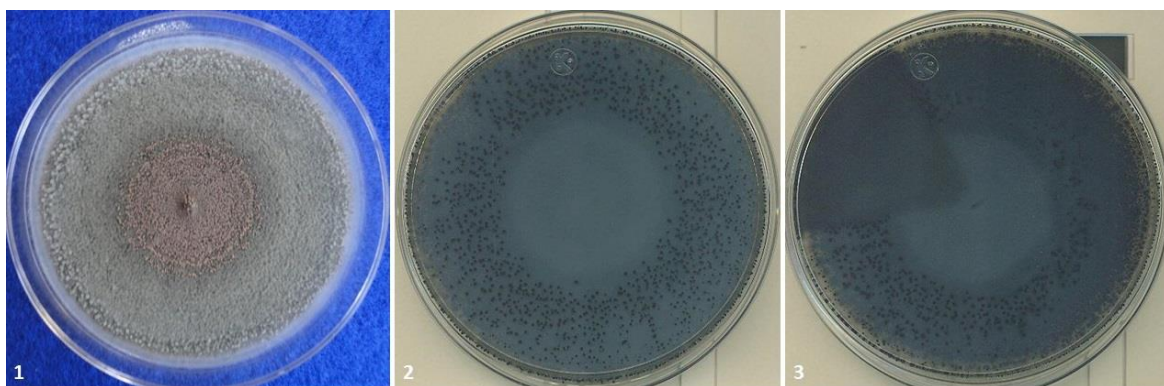
A los 10 días se observó presencia del estado sexual y abundantes ascosporas hialinas, así, como conidios hialinos, subcilíndricos a cilíndricos, gutulados, leve constricción en medio, extremos redondeados y levemente truncados en la base por la presencia de hilum, la presencia de setas y acérvulos en algunas colonias fue es abundante, mientras en otras fue escaso. La colonia 269 y 270 presentaron estado sexual al hacerse visibles la presencia de ascas (figura 17).



**Figura 17. Morfología de *C. gloeosporioides*. A. Setas, B-F. Ascas y ascosporas, C-H. Conidios, G. Apresorio. Escala: A=100  $\mu$ m, C =15  $\mu$ m.**

### 5.3.3. *C. gigasporum* E.F. Rakotoniriana & F. Munaut

A los 10 días de incubación en dos lámparas de 40 W, una nUV y otra fluorescente / 12 h oscuridad a 20 °C en PDA, se obtuvieron colonias de 8.0 cm de diámetro, gris, plana, margen entero y zonada, micelio algodonoso no denso, abundantes conidiomatas color salmón-rosáceo con masa de conidios, y algunas colonias con sectorines. Reverso negruzco. Conidios abundantes, hialinos, rectos, cilíndricos, gutulados y terminaciones redondeadas, 22-29 x 7 µm; abundantes setas rectas, café oscuro, septadas, pared rugosa, apice taperado, 85-140 x 5-6 µm; apresorios café pálido, clavado o irregular, 12-14 x 9-11 µm (Rakotoniriana et al., 2013). No estado sexual fue observado. En el BLAST la secuencia se alineó con 100% de SI con *C. thailandicum* (JN050242), actual syn. de *C. gigasporum* (Liu et al., 2014). El cultivo se depositó en CCCP (CP-CC021). (Figura 18).



**Figura 18. *C. gigasporum* (= *thailandicum*).** 1. Vista frontal de la colonia, 2-3. Vista inversa de la colonia, 3. Sectorines.



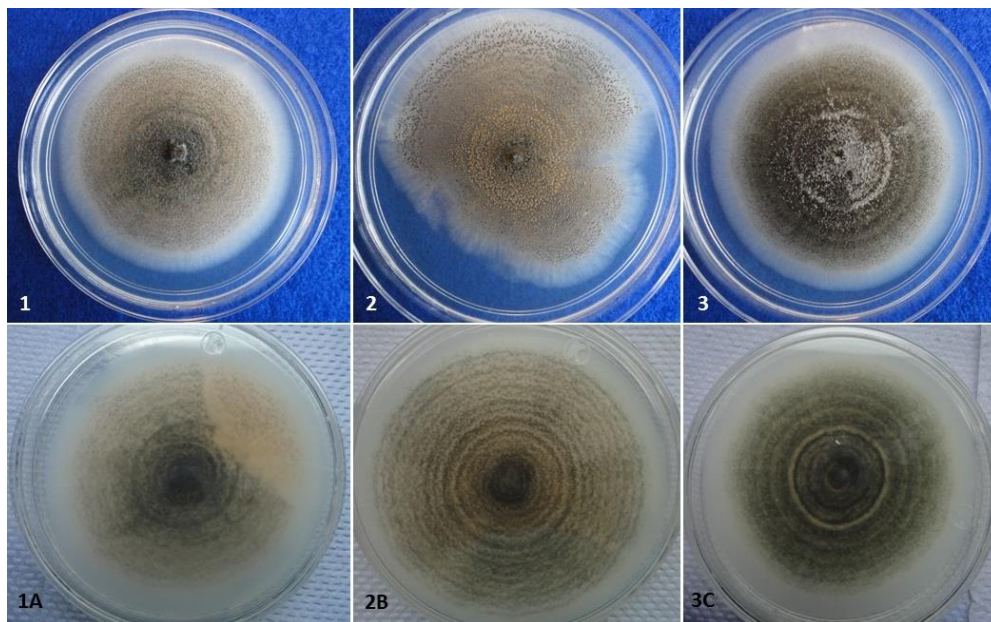
**Figura 19. *C. gigasporum* (syn: *thailandicum*).** A-B. Cúmulos de masa conidial en el centro de la colonia, C. Apresorios, D. Conidios, E. Setas, F. Conidióforos. Escala: D =25  $\mu$ m, E =120  $\mu$ m.

#### 5.3.4. *C. boninense* Moriwaki, Toy. Sato & Tsukib.

Cinco cultivos monospóricos a los 10 días de edad en PDA (2%) e incubación en 12 h de mezcla de luz blanca fluorescente / 12 h de luz negra a 20 °C, formaron colonias (algunas zonadas y con sectorines) de hasta 7.0 cm de diámetro, planas con margen entero y micelio inmerso hialino ralo o abundante y en la superficie abundantes conidiomatas con masa de células cafesosas-negruczas, setas, y masa hialina o salón de conidios. Se observó el estado sexual a los 20-30 días. Por el reverso colonias pálido a negruzco oliváceo por la presencia de los conidiomatas, zonación y sectorines en frente de colonias (figura. 20). Hifas



hialinas a subhialinas de 3-5  $\mu\text{m}$  de ancho, conidios hialinos, rectos, cilíndricos, extremos redondeados e hilum prominente, dos grandes gutulas, una en cada polo, 12-15 x 5  $\mu\text{m}$ , L:A, 2.4-3.0; setas de 25-65 x 5-6  $\mu\text{m}$ , 1-2 septos; apresorios solos o raros en cadenas de dos, café, borde entero o en algunos crenado, principalmente forma navicular con ápice agudo y algunos lobado, 12-15 x 5-9  $\mu\text{m}$ ; ascosporas hialina y café pálido, 0, 1 y 2 septos, alantoide, 14-18 x 5-7  $\mu\text{m}$  (Damm *et al.*, 2012). En el banco de genes las cinco secuencias se alinearon con 99.5-100 % de SI principalmente con *C. boninense* (JX436793) en hojas de *Citrus limon*. Los cultivos se depositaron en CCCP (CP-CC013, CP-CC014, CP-CC015, CP-CC016, CP-CC017).

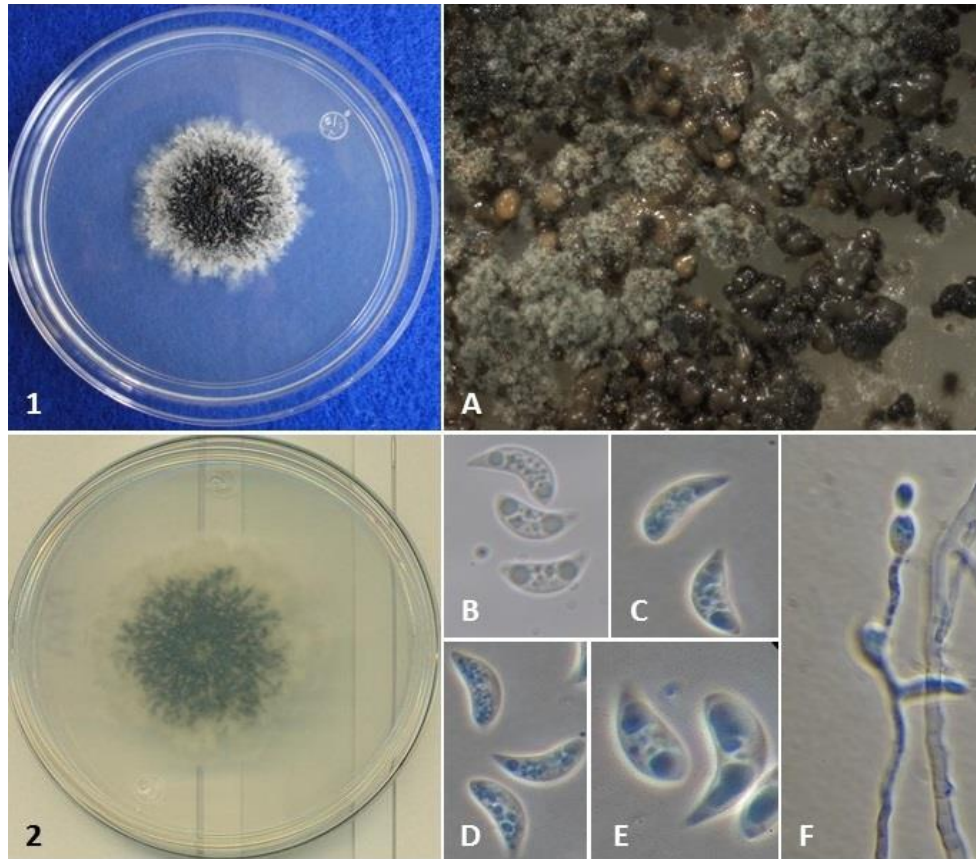


**Figura 20. *C. boninense*.** Colonias identificadas con la nomenclatura 239-242-271. **1-3.** Vista frontal de la colonia, **1-A.** anverso de la colonia con sectorin, **2B y 3C.** vista anversa de las colonias de *C. boninense*.

### 5.3.5. *Colletotrichum sp.*

Una colonia de crecimiento lento, 4.5 x 3.5 cm en 10 días en luz fluorescente continua a 25 °C, conidiomatas con compacta masa negruzca estromática y conidios hialinos curvados con ápices agudizados. No formo estado sexual. En el BLAST por ITS-rDNA se alinea con *C. navitas* (KC790960) con 96.7 % de SI, y

con el gen ACT con *C. eleusines* (JX519234) con 93 % de SI; valores que indican que debe ser una posible diferente especie morfológica y/o filogenética. El cultivo se depositó en CCCP (CP-CC026) (figura 21)



**Figura 21. *Colletotrichum* sp. 1.** Vista frontal de la colonia, **2.** Vista anversa de la colonia, **A.** Masa conidial de la periferia, **B-E.** Conidios, **F.** Apresorio. Escala: B =20  $\mu$ m, F =15  $\mu$ m.

### 5.3.6. *Curvularia* spp.

A los cinco días de edad e incubados en oscuridad continua a 25 °C en PDA, se formaron colonias entre aislamientos de 4.8-6.9 cm de diámetro, poco convexos o planos, margen entero y micelio gris ligero o denso algodonoso al centro o toda la colonia, y margen cafésoso claro o grisáceo, no zonate; reverso cafésoso o centro



oscuro y resto grisáceo o cafésoso. Conidioforos cafésosos, septados, principalmente rectos y algunos geniculados en el ápice y otros bulbosos en su base, ramificados o no, simpodial, célula conidiogénica polytretic, entre aislamientos 66-275 x 3-6  $\mu\text{m}$  y 112-675 x 2-3  $\mu\text{m}$ . Conidios abundantes, en la mayoría de los aislamientos cafésosos pálido, marcado hilum, célula intermedia más grande, principalmente cilíndrica recta, algunos semi curvados o curvados, principalmente con tres septas, células terminales subhialinas, o hialinas únicamente la célula basal o ambas en algunos conidios, algunos son conidios atípicos bifurcados y con conidiación microcíclica esporádica, 13-32.5 x 6.25-12.5  $\mu\text{m}$ . Únicamente un aislamiento tubo conidia cafés, 3-4 septas, 18-36 x 9-12  $\mu\text{m}$ , y otras características como se mencionó anteriormente. Todos los aislamientos mostraron germinación de conidias principalmente por un polo. En el BLAST las tres secuencias se alinearon con 100% de SI principalmente con *Bipolaris* spp. Se infiere que tales secuencias alineadas fueron posiblemente de *Curvularia*, en base que *Bipolaris* no tiene célula conidiogénica polytretic y sus conidios usualmente son de más de 100  $\mu\text{m}$  de largo, y no tienen una célula intermedia más alargada y la germinación de conidios es bipolar (Manamgoda *et al.*, 2012a). Otras especies alineadas con 100% de SI fueron *C. asianensis* (JX256425), *C. geniculata* (KJ909781, JN943415) y *C. lunata* (KC485079). Estas especies difirieron de las de estudio principalmente por diferencias en coloración de conidios y sus dimensiones en  $\mu\text{m}$  (Domsch *et al.*, 2007; Manamgoda *et al.*, 2012a; Manamgoda *et al.*, 2012b), aun cuando fueron recheckadas en otras condiciones de incubación y otros medios de cultivo. Los análisis indicaron que los aislamientos fueron de dos especies y los cultivos se depositaron en CCCP (especie 1: HC051, HC052; y especie 2: HC053), (figura 22).



**Figura 22. Colonia de *Curvularia*.** **A.** Mata de conidios, **B.** Conidios curvados y septados con una célula intermedia abultada, **D.** Escala: C =30  $\mu$ m.

### 5.3.7. *Nigrospora* sp.

Colonia de crecimiento rápido, 8.0 cm en 5 días en PDA en condiciones ambientales de laboratorio. Abundantes conidios negros, amerosporas, globosos, con ecuatorial alargada marca de germinación, y en conidióforos cortos con vesícula hialina (Seifert *et al.*, 211) (Fig. 20). La secuencia se alineo en el GenBank con *Nigrospora* sp. (HQ631070) con 99.6 de SI. El cultivo se depositó en CCCP (CP-HN004), (figura 23).



**Figura 23. Colonias de *Nigrospora* sp.** **A-C.** Conidios negros y conidióforos café claro de, **B.** Conidioforos color hialinos o débilmente oscurecidos. Escala: C =25  $\mu$ m

#### 5.4. Pruebas de patogenicidad

Al tercer día se presentaron las primeras lesiones en el follaje y nervadura central de la plántula, estas lesiones se manifestaron como círculos o manchas color rojo brillante, para el cuarto y quinto días las lesiones se alargaron en el borde de la hoja presentando marchitez e irregularidad en el desarrollo de la lesión; en el séptimo día ya habían cubierto poco más de la mitad de la lámina foliar presentando marchitez en el borde y algunas de ellas enmarcadas por una franja rojo oscuro, así como el amarillamiento de la hoja (figura 24, 1-7). Las plántulas que presentaron más daño fueron a las que se les hicieron heridas que simulaban la entrada del estilete del insecto plaga, mientras que las plántulas que se inocularon sin heridas no presentaron el mismo daño.



**Figura 24.** 1) Presencia de primeros síntomas en lámina foliar de las plántulas de caña de azúcar de la variedad CP 72-2086. 2) cuatro días después de la inoculación, las manchas se ven más marcadas y alargadas. 3-5) séptimo día manchas más definidas y presencia de coloración amarilla a lo largo de la hoja. 6-7) Lesiones en la nervadura central y distribuida a lo largo de ella, se observan marcadas. 8) Planta testigo, sin presencia de manchado o daño.

Los síntomas observados en las plántulas (*S. officinarum*, CP 72-2086) inoculadas en invernadero presentaron los primeros signos de la enfermedad en la hoja a las 48 y 72 horas después del inoculo. para el caso del complejo *Colletotrichum* la

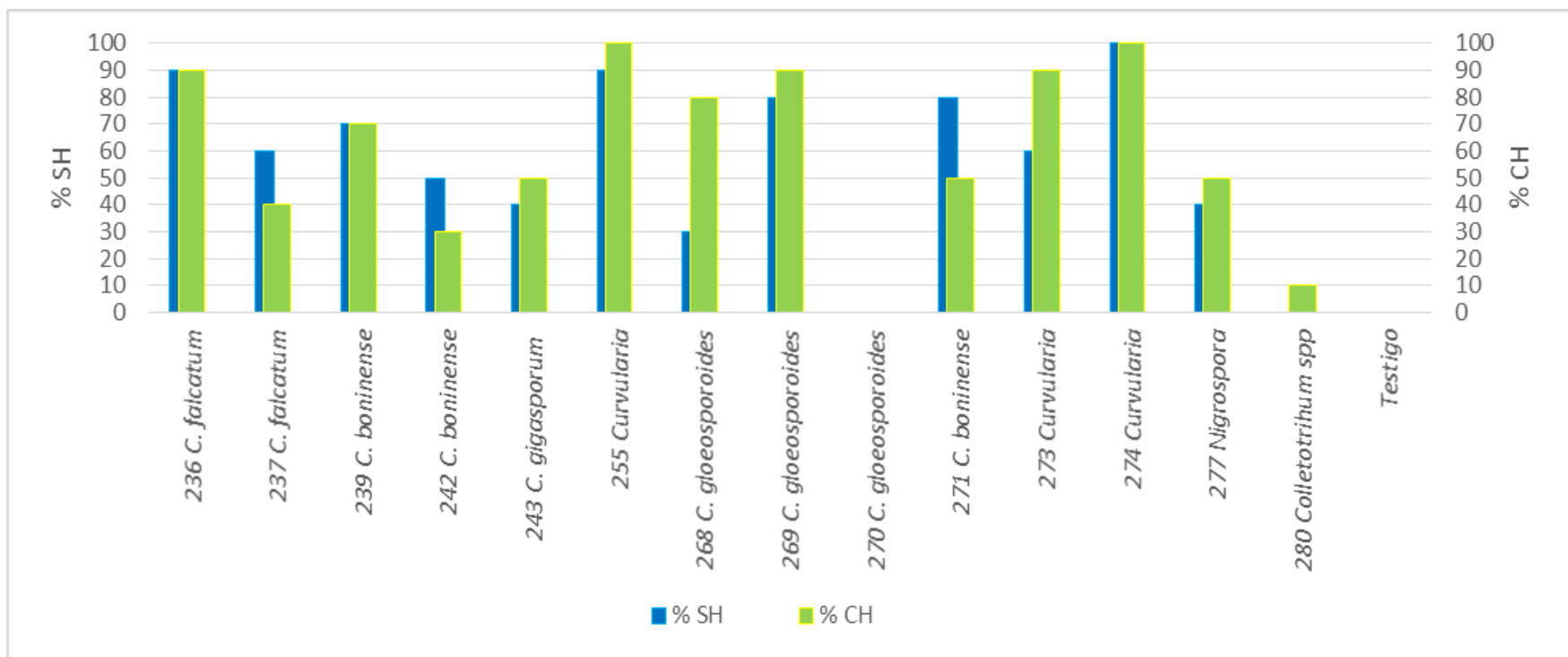
sintomatología corresponde a manchas color rojo sangre, con márgenes oscuros que se desarrollaron rápidamente llegando a cubrir la longitud total de nervadura así como manchas rojizas alternadas en la lámina foliar, cuando estas manchas envejecen se torna color pajizo cubriendo la hoja por completo.

La evidencia sintomatológica, cultural y molecular indica que las muestras foliares de *S. officinarum* analizadas presentaron la enfermedad del muero rojo, causada por *C. falcatum*. Los postulados de Koch fueron cumplidos al reaislar el mismo patógeno de las plantas infectadas. Sin embargo, *Curvularia* fue capaz de infectar las plantas inoculadas con y sin herida (figura 24, 8), se notó alta incidencia en plantas tratadas.

El género *Curvularia* se presenta en forma de manchas circulares con halo externo amarillento característico de este hongo, iniciando con pequeñas manchas hasta llegar a cubrir en algunos casos toda la superficie de la hoja. Regularmente estas manchas se presentaron en el borde de la hoja y abundaron en el ápice formando un atizonamiento, las manchas en el limbo son alargadas y delgadas de 0.2 x 2.5 cm en algunos casos se observaron pequeños puntos en forma de moteado pero no abundantes como lo fue en el borde y ápice.

*Nigrospora* es un género de hongos cosmopolita, saprofita y en algunos casos patógeno, se encuentra en gran número de cultivos, este puede permanecer por una parte de su ciclo de vida de forma asintomática, pero al expresarse en el caso de hojas de caña de azúcar se observan sus daños como pequeñas manchas de 0.2 por 0.5 cm con centro blanco y orillas café-rojizo o rojizo, manchas separadas entre sí, pero observándose un poco más cerca en el borde de la hoja. Cuando la enfermedad está más avanzada se ven manchas alargadas en el borde de la hoja de 7 x 0.5 cm

Los postulados de Koch fueron cumplidos al reaislar el mismo patógeno de las plantas infectadas.



**Figura 25.** Porcentaje de incidencia de especies de *Colletotrichum* spp., *Curvularia* sp., y *Nigrospora* sp., después de la inoculación en el follaje de plántulas de caña de azúcar CP 72-2086 con herida (CH) y sin herida (SH).

Los hongos aislados anteriormente e inoculados en plantas sanas sus niveles de daños son severos, principalmente al tener heridas el follaje, aunque algunos aislamientos se mostraron más patógenos ya que fueron capaces de provocar lesiones en las hojas sin que estas tuvieran algún tipo de herida, tal fue el caso de *C. falcatum* (236), *C. gloeosporioides* (269) y *Curvularia* sp. (255 y 274). En el caso de *Nigrospora*, algunos aislamientos de *C. gloeosporioides* y *Curvularia* las lesiones no son tan marcadas, pero al re-aislarlas se presentan nuevamente hasta en un 100% en las muestras, las colonias reaisladas se contabilizaron para obtener el porcentaje.

En las inoculaciones se observó que *C. falcatum* es un patógeno severo hasta en un 90% ya causó lesiones al follaje con y sin herida, lo que indica que es un hongo altamente patógeno para este cultivo y ha sido reportado como el causante del muermo rojo o pudrición roja de la caña de azúcar. *Curvularia* ha sido reportado en otras gramíneas como *Zea mays*, sin embargo en caña de azúcar demostró ser hongo con gran potencial patogénico presentándose en las inoculaciones con o sin herida en un 90 a 100%. Los niveles de patogenicidad de *Nigrospora* fueron relativamente bajos en comparación con los hongos anteriormente mencionados (figura 25), aunque sin duda alguna causaron daños al follaje una vez establecidos en él. Estos resultados en comparación con los que arrojaron las plántulas testigos nos indican la importancia como patógenos que tienen estos géneros ya que los testigos no presentaron daños.

## 6. DISCUSIÓN

En estudios realizados por Carrera y Ortega (1994) indican que algunos insectos sirven de reservorio en cualquiera de sus instares de bacterias, pero sin ser una asociación obligada por parte de algunos de los dos organismos, esto pudo ser el caso debido a la presencia de las bacterias que encontramos presentes en los adultos de mosca pinta. Kennedy y Alcorn (1980) mencionan que las bacterias son causantes de daños en cultivos pero en menor cantidad, en comparación con los hongos o virus, estas ocasionan menos daños y costos económicos. Algunas de las plantas tienen la capacidad de hospedar fitopatógenos de forma asintomática, es decir, sin causar daños

sobre el huésped. Vidaver y Lambrecht (2004) reportan que de 116 genomas bacterianos que se han secuenciado y publicado, sólo ocho son fitopatógenos.

Esporas de diversos hongos como *Curvularia* y *Nigrospora*, etc., son bien conocidos que se encuentran en el aire y algunas especies causan alergias y hasta enfermedades pulmonares, etc. Al haberse aislado estos hongos de lavados externos de la mosca pinta indicó que cuando estos alados vuelan entre el follaje de caña enferma, los conidios del ambiente contaminan la superficie de su cuerpo y alas, y en esta forma se especula que las moscas cuando se posan en tejido sano, los conidios pueden caer en la superficie de las hojas, germinar e infectar, dado que algunas de sus especies son patógenas de diversos cultivos incluyendo la caña de azúcar como en este estudio fue demostrado. También al haberse aislado *Curvularia* y *Nigrospora* de tejidos internos de las moscas, se infiere que en el ambiente la cantidad de conidios es alta, y que estas especies encontraron el mecanismo de establecerse como posibles endófitos (documentado en éstos y otros diversos hongos) o en alguna otra relación con las partes internas de la mosca y que requiere estudiarse.

Lichtwardt *et al.*, (1999) encontró hongos filamentosos como Trichomycetes que viven en el tracto digestivo de artrópodos de varias familias de insectos, especies como *Leptoglossus gonagra* y *Nezara viridula* son transmisores de *Nematosporas coryli* que es transportado en el tracto digestivo (Grillo y Álvarez 1983). Además, las esporas de hongos también pueden ser transportadas en la cabeza y piezas bucales de insectos adultos (Dammer y Grillo 1990).

En relación a *C. falcatum*, no se aisló de la parte externa o interna de la mosca, sin embargo se aisló en lesiones en plántulas que estuvieron enjauladas con moscas de campo. Esto puede indicar que también los conidios de esta especie pudieron estar en el ambiente aéreo de la jaula al igual que en campo, y que la mosca al causar heridas en las hojas por su hábito alimenticio de picador-chupador, indirectamente propicio la infección a través de las heridas producidas. Del hecho de que no se aisló *C. falcatum* de hojas en campo, pudo deberse a la fecha del muestreo o fecha de siembra y no a condiciones ambientales favorables en ese ciclo del cultivo para la enfermedad.

*C. falcatum* ha sido bien documentado como una enfermedad en países que se cultiva caña, sin embargo en México solo se menciona en base a síntomas y lo indicado en literatura como una enfermedad en caña de azúcar (Flores, 1997) o se menciona en información de circulación interna, por ello, la descripción de la especie en este estudio y el depósito de la secuencia en NCBI, valida a *C. falcatum* en México. Lo anterior fue de mayor importancia cuando se demostró en este estudio que hay otras especies de *Colletotrichum* que infectan las hojas de caña y causan síntomas rojizos similares a los de *C. falcatum*. Especies que al parecer no han sido reportadas en caña como lo es *C. boninense*, *C. gigasporum*, y otras especies por identificar en base a un multilocus análisis.

Por otro lado, en caña de azúcar se reporta a *Curvularia asianensis*, *C. geniculata* y *C. lunata* (Manamgoda *et al.*, 2012a; Manamgoda *et al.*, 2012b) y en este estudio aunque no se identificaron las especies, las evidencias morfológicas no correspondieron con las tres enlistadas especies de *Curvularia*. De *Nigrospora* se conoce como parte de la microflora aérea y de residuos de cosecha de gramíneas, y endófito en diversas plantas y patógeno de algunos cultivos, aunque se desconocía como patógeno foliar en caña como aquí demostrado y además causando también lesiones rojizas. Por ello estas especies diferentes de *Colletotrichum*, *Curvularia* y *Nigrospora* aquí deslumbradas, requieren de especial análisis de su sistemática y de la importancia de los daños que están causando en complejo con otras enfermedades foliares en caña.

## 7. CONCLUSIONES

La mosca pinta transporta conidios de hongos fitopatógenos para caña, y propicia indirectamente el establecimiento de conidios del ambiente provocando la infección por las heridas que causa al alimentarse debido a la inserción del estilete.

Se identificaron otros patógenos foliares de caña, *C. boninense*, y *C. gigaosporum* que no han sido reportados para México.



Se evidenciaron potenciales diferentes especies de *Colletotrichum*, *Curvularia* y *Nigrospora* que causan también daños foliares al cultivo.

## **8. RECOMENDACIONES**

Hacer la identificación de insectos con aparato bucal picador-chupador que se presentan en el cultivo de caña de azúcar y su asociación con hongos fitopatógenos.

Conocer el comportamiento biológico y patogénico de los diferentes géneros de hongos asociados a lesiones foliares.

## 9. BIBLIOGRAFIA

- Abdel-Rahman, E., M., y Ahmed F., B. 2008. The application of remote sensing techniques to sugarcane (*Saccharum* spp. hybrid) production: a review of the literature International Journal of Remote Sensing, 1366-5901, Vol. 29, 13, 3753-3767 pp.
- Abdullah, S.K. y Saleh, Y.A. 2010. Mycobiota associated with sugarcane (*Saccharum officinarum* L.) cultivars in Iraq. Jordan Journal of Biological Sciences 3(4), 193–202.
- Agnihotri, V. P. 1990. Diseases of sugarcane and sugarbeet. Revised edition. Oxford & IBH Publishing Co. PVT. Ltd., Nueva Delhi. 483 p.
- Agrios, G. N. 2004. Transmission of plant disease by insects. Pages 2290– 2317 in J. L. Capinera, ed. Encyclopedia of Entomology. Dordrecht: Kluwer Academic.
- Agrios, G.N. 2005. Plant pathology. 5 th. Ed. Elsevier Acad. Press. Burlington. Mass, EU. 251-262 p.
- Aguilar-Rivera, N. 2007. Bioetanol de la caña de azúcar. Avance Invest. Agrop. 11: 25-39.
- Aguilar-Rivera, N., G. M. Galindo, J. M. Fortanelli y C. S. Contreras. 2009. ¿Por qué diversificar la agroindustria azucarera en México? Universia 3: 62-75.
- Alatorre, R. R., Carrillo, B. G., Grifaldo, A. P. F., Valdez, C. J., Guzmán, F.A.W., Romero, N.J., Segura de León O., Hernández, R. F., López, C. J. y Villanueva, J.J. A. 2013. Identificación de especies de mosca pinta. Proyecto Nacional. “Diseño de un programa contemporáneo de manejo integrado de mosca pinta en caña de azúcar”. FMP-002:2pp
- Alexander, K.C. y Viswanathan, R. 1996. Major diseases affecting sugarcane production in India and recent experiences in quarantine. In: Croft BJ, Piggitt CM, Wallis ES, Hogarth DM (eds.), Sugarcane Germplasm Conservation and

- Exchange, Canberra, Australia, Australian Centre for International Agricultural Research, Proceedings 67:46-48.
- Alexopoulos, G. J., C. W. Mims y M. Blackwell. 1996. Introductory Mycology (4th Ed.). Jhon Wiley e Sons, New York, USA.
- Almodóvar, W.I.1996. Enfermedades en las plantas organismos patógenos, identificación y diagnóstico. Colegio de ciencias agrícolas, 4 p
- Anónimo. 1999. Diseases of Forage Crops. Forage Crops Home Page. <http://ss.ngri.affrc.go.jp/disease/de4.htm>.
- Anónimo. 2003. Toxic Mold Test, Mold Inspection. Detection and Blank Mold Testing and Remediation Center. Curvularia species. [www.cvm.tamu.edu/vtpb/vet.micro/charts\\_fungi/Curvularia.htm](http://www.cvm.tamu.edu/vtpb/vet.micro/charts_fungi/Curvularia.htm).
- Arx JA von Müller E. 1954. Muere Gattung der amersporen Pyrenomyceten. Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz 11( 1 ): 1-434
- Assaf, L.H., Haleem, R.A. y Abullah, S.K. 2011. Association of entomopathogenic and other opportunistic fungi with insects in dormant locations, Jordan Journal of Biological Sciences, 4(2), 87-92.
- Barnett, H.L. y Hunter, B.B. 1998. Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Third Edition. APS Press. St. Paul, Minnesota, USA. 218 p.
- Bautista, M. N. 2006. Insectos plaga: una guía ilustrada para su identificación. Colegio de postgraduados. Bayer CropScience. pp. 26.
- Bautista-Gálvez, A., Gonzales-cortes, N. 2005. *Metarhizium anisopliae* en mosca pinta en caña de azúcar. Universidad y Ciencia. 41:37-40.
- Bintsis, T., Litopoulou-Tzanetaki, E. y Robinson, R.K. 2000. Existing and potential applications of ultraviolet light in the food industry-a critical review. Journal of the Science of Food and Agriculture, 80, pp: 637-645.
- Cannon, P.F., Buddie, A.G., y Bridge, P.D. 2008. The typification of *Colletotrichum gloeosporioides*. *Mycotaxon*, 104 189–204.

- Cannon, P.F., Damm, U., Johnston, P.R., y Weir, B.S. 2012. *Colletotrichum* – current status and future directions. *Studies in Mycology* 73: 181–213
- Carbone, I., y Kohn, L. M. 1999. A method for designing primer sets for speciation studies in filamentous ascomycetes. *Mycologia* 91:553-556.
- Carr, D.E., y Eubanks, M.D. 2002. Inbreeding alters resistance to insect herbivory and host plant quality in *Mimulus guttatus* (Scrophulariaceae). *Evolution*, 56, 22–30.
- Carrera, A., y Ortega, E. 1994. Insectos vectores de Enfermedades bacterianas en plantas. FONAIAP DIVULGA No. 46
- Carson, D.L., y Botha, F. C. 2002. Genes expressed in sugarcane maturing internodal tissue. *Plant Cell Reports* 20: 1075-1081.
- Carvalho, G.S. y Webb, M.D. 2005 *Cercopid Spittlebugs of the New World* (Hemiptera, Auchenorrhyncha, Cercopidae). Pensoft, Sofia.
- Casa, R. T., Reis, E. M., y Blum, M. M. 2004. Quantificação de danos causados por doenças de milho. Em: I Workshop de Epidemiologia de Doenças de Plantas. Resumo. Viçosa, MG, Brasil.
- Casarez, O. de H., Martin, M.R., e Ibarra, F. 1985. Que es la mosca pinta?. *Boletín Rancho*. Centro de Investigaciones Pecuarias del Estado de Sonora-Secretaria de Agricultura y Recursos Hidraulicos-Gobierno del Estado de Sonora, 21: 1-13.
- Castro, U., Morales, A., y Peck, D. C. 2005. Dinámica poblacional y fenología del salivazo de los pastos *Zulia carbonaria* (Lallemand) (Homoptera: Cercopidae) en el Valle Geográfico del Río Cauca, Colombia. *Neotropical Entomology* 34 (3): 459-470.
- Cedeño, L., Mohali, S., y Palacios Prû, E. 1993. Antracnosis causada por dos cepas de *Glomerella congulata* en frutos de parchita. *Fitopatol. Venez.* (6): 30-33.
- CENICAÑA. (2007). Biblioteca Digital del Sector Agroindustrial de la Caña de Azúcar de Colombia. Consultado el 13 de febrero de 2015. Disponible en

- <http://bibliotecadigital.cenicana.org:8080/handle/item/9/browse?type=subject&order=ASC&rpp=20&value=Aeneolamia+varia>
- Cheavegatti-Gianotto, A., Couto de Abreu, H.M., Arruda, P., Bessalho Filho, J.C., Lee Burnquist, W., Creste, S., Di Ciero, L., Aparecido Ferro, J., Vargas de Oliveira Figueira, A., De Sousa Filgueiras, T., Grossi-de-Sá, M., Cesar Guzzo, E., Hoffmann, P., Guimarães de Andrade Landell, M., Macedo, N., Matsuoka, S., De Castro Reinach, F., Romano, E., Da Silva, W.J., De Castro Silva Filho, M., Ulian, E.C., (2011). Sugarcane (*Saccharum X officinarum*): A Reference Study for the Regulation of Genetically Modified Cultivars in Brazil. *Tropical Plant Biol.* 4:62–89. DOI 10.1007/s12042-011-9068-3
- Chilton, S.J.P. 1953. Enfermedades de la caña de azúcar. La Industria Azucarera de México. Banco de México, S.A. Apéndice A, Traduc. Vol. II 135-268.
- China A.; H. Nass; C. Daboin y M. D. Diez. 2000. Enfermedades y daños de la caña de azúcar en Latinoamérica. Talleres Venezuela. p.104.
- China, A. y Rodríguez, E. 1994. Enfermedades de la caña de azúcar. Publicaciones IMAGO. Ciudad de La Habana, Cuba. pp. 22 – 24.
- CIAT. 1982. Centro Internacional de Agricultura Tropical. Cercopídeos de los pastos en América Tropical. Biología y control: guía de estudio. Cali, Colombia. CIAT. 51p.
- CNPR. 2014. Estadísticas de la Agroindustria de la Caña de Azúcar 2004/2013. Confederación Nacional de Productores Rurales. Unión Nacional de Cañeros: [http://www.caneros.org.mx/site\\_caneros/estadisticas/nacional.pdf](http://www.caneros.org.mx/site_caneros/estadisticas/nacional.pdf)
- COAAZUCAR, 2004. Consulta de resultados de zafra 2003-2004. Comité de la Agroindustria Azucarera, México, D. F. [cita: 10-dic-04]. <http://www.sagarpa.gob.mx/Coaazucar/>
- CONADESUCA. 2011. Comité Nacional para el Desarrollo Sustentable de la Caña de Azúcar. <http://www.conadesuca.gob.mx/index.html>. Consultado: enero de 2011.

- CONADESUCA. 2015. Comité Nacional para el Desarrollo Sustentable de la Caña de Azúcar. <http://www.conadesuca.gob.mx/index.html>. Consultado: 2 de febrero de 2015.
- Cook, M. T. 1932. Report on the International Survey of the Diseases of Sugar Cane. Proct. Congr. ISST. Puerto Rico 4:63; Bull. 128, 15 p.
- Coronado Padilla, R. 1978. Memoria de la campaña contra la mosca pinta. Coyoacán, México. Secretaria de Agricultura y Recursos Hidráulicos (SARH). 126p.
- Crouch J. A., y Beirn L. A. 2009. Anthracnose of cereals and grasses. Fungal Diversity 39: 19-44.
- Crous, J.A., Beirn, L.A., Cortese, L.M., Bonos, S.A. y Clarke, B.B. 2009. Anthracnose disease of switchgrass caused by the novel fungal species *Colletotrichum navitas*. Mycological Research 113: 1411–1421.
- Crous, P. W., Groenewald, J. Z., Lombard, L y Wingfield, M. J. 2012. *Homortomyces* gen. nov., a new dothidealean pycnidial fungus from the Cradle of Humankind. IMA Fungus volumen 3 no 2: 109–115. doi:10.5598/imafungus.2012.03.02.02.
- Cryan, J. R. y Svenson, G. J. 2010. Family-level relationships of the spittlebugs and froghoppers (Hemiptera: Cicadomorpha: Cercopoidea). Systematic Entomology, 35: 393–415. doi: 10.1111/j.1365-3113.2009.00520.
- Damm, U., Cannon, P.F., Woudenberg, J.H.C., Woudenberg, J.H., Johnston, P.R., Weir, B.S., Tan, Y.P., Shivas, R.G., y Crous, P.W. 2012. The *Colletotrichum boninense* species complex. Studies in Mycology 73: 1–36.
- Dammer, K-H. y H. Grillo. 1990. Verseuchung von *Leptoglossus gonagra* (Fabr.) mit *Nematospora coryli* Peglion und *Ashbya gossypii* (Ashby et Nowell) Guilliermond in einer Zitrusanlage der Republik Kuba. Arch. Phytopathol. Pflanzenschutz. 26: 71-78.
- Dangl, J. L. y Jones, J. D. G. 2001. Plant pathogens and integrated defence responses to infection. Nature 411, 826–833.

- De Souza, M.C.P., Silva, J.N., y Almeida, C. 2013. Differential detection of transposable elements between *Saccharum* species. *Genetics and Molecular Biology*, 36(3), 408–412. doi:10.1590/S1415-47572013005000030.
- De Souza, O., González, V. y Rea, R. 1994. Caracterización de catorce variedades promisoras de caña de azúcar en Venezuela (en línea). *Biotecnología Vegetal*. 12(1): 3-45. Consultado el 24 de Enero del 2015. Disponible en: [http://sian.inia.gob.ve/repositorio/revistas\\_ci/canadeazucar/cana1201/texto/caracterizacion.htm](http://sian.inia.gob.ve/repositorio/revistas_ci/canadeazucar/cana1201/texto/caracterizacion.htm)
- Deising, H.B., Werner, S., y Wernitz, M. 2000. El papel de apresorios hongos en la Infección de la planta. *Los Microbios y la Infección*, 2, 1631-41pp.
- Dietrich, C.H. 2005. Keys to the families of Cicadomorpha and subfamilies and tribes of Cicadellidae (Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Florida Entomologist*, 88, 502–517.
- DOF. Diario Oficial de la Federación 2014. [http://www.dof.gob.mx/nota\\_detalle.php?codigo=5343244&fecha=02/05/2014](http://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5343244&fecha=02/05/2014). Consultado: 5 de febrero de 2015.
- Domsch, K.H., Gams, W. y Anderson, T.H. 2007. *Compendium of Soil Fungi*. Second Edition. Academic Press. New York, London, England. 672 pp.
- Fagan, E.B; Kuitert, L.C. 1969. Biology of the two-lined spittlebug, *Prosapia bicincta*, on Florida pastures (Homoptera: Cercopidae). *The Florida Entomologist* 52(3):199-206.
- FAO. 2008. Principales productores de alimentos y productos agrícolas -Países por producto básico. Disponible en línea. <http://www.fao.org/es/ess/top/commodity.html?lang=es>. Consultada el 4 de enero de 2009.
- FAOSTAT. 2013. Sugarcane production. Food and Agriculture Organization. Rome, Italy: <http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx>
- Fennah, R.G. 1953. Revisionary notes on neotropical monecphorene Cercopoidea (Homoptera). *Ann. Magaz. Nat. Hist., Series 12* 6: 337-360.

- Fiallos Encalada, F.F., y Quilambaqui, Jara., M. 2010. Reacción de 100 variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) del Banco de Germoplasma del CINCAE, al carbón (*Ustilago scitaminea* Sydow), Roya (*Puccinia melanocephala* Sydow) y Mosaico (Sugarcane Mosaic Virus) en la zona del Cantón El Triunfo.
- Figueredo, L., Andrade, O., Cova, J., Mora, O., y Aza, G. 2012. Distribución espacio temporal de ninfas de *Aeneolamia varia* Fabricius (1787) (Hemiptera: Cercopidae) en caña de azúcar a través de un sistema de información geográfica. Sociedad Venezolana de Entomología. ENTOMOTROPICA. Vol. 27(1): 7-18.
- Flores, C. S. 1997. Enfermedades de la caña de azúcar en México. Editorial Núñez. Córdoba, Veracruz, México. 285p
- Flores, S. 2007. Las Plagas de la Caña de Azúcar en México. Segunda Edición. México. D.E 288.
- FNP. 2009. AGRIANUAL 2009 - Anuario da Agricultura Brasileira. São Paulo. p 497.
- Freeman, S. 1997. Pathogenicity and host specificity in the filamentous pathogen, *Colletotrichum*. Recent Advances in Microbiology. Bet Dagan, Isreal, Department of Plant Path ARO, The Volcani Center, p. 47-54.
- Garcés-Fiallos. F. R., Aguirre Calderon, A. J., Carbo-Moran, J. J., y Liubá-Delfini, G. A. 2011. Severidad de *Curvularia* en 67 líneas autofecundadas s4 de maíz amarillo. Ciencia y Tecnología 4(2):39-44.
- García, E.A. 1984. Manual de campo en caña de azúcar. Instituto para el Mejoramiento de la Producción de Azúcar, Serie Divulgación Técnica. Libro no. 24, México, 469p.
- Garza, U.E., y Sanchez, G.C. 2007. La mosca pinta *Aenolamia postica* y su manejo en la planicie Huasteca. INIFAP. No. 16, 6-8 pp.
- Gómez, L. A. 2007. Manejo del salivazo *Aeneolamia varia* en cultivos de caña de azúcar en el valle del río Cauca. Carta trimestral 29 (2-3): 10-17.



- Gómez-Merino, F.C. y Sentíes-Herrera, H.E. 2015. Manual para la identificación varietal de caña de azúcar. Editorial del Colegio de Postgraduados. México. 40 p.
- Gonzales, M, García, M, y Pérez, M.L. 1985. Géneros de hongos patógenos en plantas indeseables de Nicaragua. Ciencias de la agricultura 25: 126-129.
- Grillo, H. y Álvarez, M. 1983. *Nematospora coryli* Peglion (Nematosporaceae: Hemiascomycetidae) y sus trasmisores en el cultivo de los cítricos. Centro Agrícola 10: 13-34.
- GRIN. 2015. Germplasm Resources Information Network. <http://www.ars-grin.gov/cgi-bin/npgs/html/taxon.pl?32617#common>. Consultado el 5 de febrero de 2015.
- Grivet, L., Daniels, C., Glaszmann, J.C., y D'Hont, A. 2004. A review of recent molecular genetics evidence for sugarcane evolution and domestication. Ethnobot Res Appl. 2:9–17.
- Hernández-Rosas, F y Figueroa-Rodríguez, K.A. 2011. Barrenador (*Diatraea saccharalis*) y Mosca pinta (*Aeneolamia* spp.; *Prosapia* spp.) en caña de azúcar y sus enemigos naturales. Agro productividad. Año 4. 4 (3): 4- 9.
- Hernández-Rosas, F., Figueroa-Sandoval, B., y Figueroa-Rodríguez, K. 2010. Biología de la mosca pinta. 13 comunidades rurales y agrarias, ejidos y conocimiento local. Folleto técnico.
- Hussnain, Z., y Afghan, S. 2006. Impact of Major Cane Diseases on Sugarcane Yield and Sugar Recovery. Annual Report, Shakarganj Sugar Research Institute, Jhang, p. 43.
- Hyde, K.D., Cai, L., McKenzie, E.H.C., Yang, Y.L., Zhang, J.Z. y Prihastuti, H. 2009. *Colletotrichum*: a catalogue of confusion. Fungal Div 39, 1 –17.
- Inman-Bamber, N.G., y Smith D. M. 2005. Water relations in sugarcane and response to waters déficits. Fields Crops Research, 92, 185-202 pp.

- Irvine, J.E. 1999. *Saccharum* species as horticultural classes. Theor Appl Genet. 98:186–194.
- ITIS. Integrated Taxonomic Information System. 2015. [http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=42058](http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=42058). Consultado el 5 de febrero de 2015.
- Jin, M. Z. 1991. Preliminary Study of Discolored Rice Grain Caused by *Curvularia*, Seed Pathology and Microbiology, CAB Abstracts, 2(295):33.
- Juárez, L. J., y Valdez B. A. 2000. Resistencia varietal de la roya de la caña de azúcar (*Puccinia melanocephala*). Programa nacional de variedades del FOCYTCAÑA. 84 p.
- Kennedy, B. W. y Alcorn, S.M. 1980. Estimates of U.S. crop losses to prokaryote plant pathogens. Plant Dis. 64:674-676.
- Kleczewski, N. 2014. Antracnosis Tizón de la hoja y del tallo de maíz Rot. University of the Drlaware. Cooperative Extension College of Agriculture y Natural Resousers. <http://extension.udel.edu/factsheet/anthracnose-leaf-blight-and-stalk-rot-of-corn/> Consultado: 23 de enero de 2015.
- Kumar, S., Singh, P., Dwivedi, B., y Kumar, V. 1995. Changes in chemical composition of cane juice due to pathotypes of red-rot pathogen. Bharat Sugar. Pp.33-39.
- Lallemand, V. 1939, Cercopides nouveaux de Musée National Hongrois (Budapest). Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici. Budapest 32: 58-64.
- Lichtwardt, R.W. 19979. Costa Rica hongos intestino (Trichomycetes) infectar larvas de insectos lotic Rev Biol Trop 45: 1349-1383.
- Lima, A.E.M. y Furtado. 2007. EspéciesEspecies do género *Curvularia* (fungos Anamórficos: Hyphomycetes) nailha de Santiago, Cabo Verde. Portugaliae Acta Biol. 22:145-156.

- Linares, B. 2002. La utilización de umbrales para el manejo de la candelilla de la caña de azúcar *Aeneolamia varia* (Homoptera:Cercopidae) en Venezuela. *Revista Caña de Azúcar* 20(2):17-46.
- Liu, F., Cai, L., Crous, P.W., y Damm, U. 2014. The *Colletotrichum gigasporum* species complex. *Persoonia* 33, 2014: 83 –97
- Malathi, P. R., Viswanathan, A., Sundar, R. y Prakasam, N. 2013. Keys to Identify Pathogen Variability in *Colletotrichum falcatum* Went Causing Red Rot in Sugarcane. [www.ejarr.com/Volumes/Vol6/EJBS\\_6\\_05](http://www.ejarr.com/Volumes/Vol6/EJBS_6_05).
- Malathi, P.R., Viswanathan, A., Ramesh Sundar, P., Padmanaban, N., Prakasam, D., Mohanraj y Jothi R. 2011. Phylogenetic analysis of *Colletotrichum falcatum* isolates causing red rot in sugarcane. *Journal of Sugarcane Research* (2011) 1(1): 69 – 74
- Manamgoda, D.S., Cai, L., Hyde, K.D., McKenzie, E.H.C., y Chukeatirote, E. 2012a. Two new *Curvularia* species from northern Thailand. *Sydowia*, 64, 255-266
- Manamgoda, D.S., Cai, L., McKenzie, E.H.C., Crous, P.W., Madrid, H., Chukeatirote, E., Shivas, R.G., Tan, Y.P., y Hyde, K.D. 2012b. A phylogenetic and taxonomic re-evaluation of the *Bipolaris* - *Cochliobolus* - *Curvularia* complex. *Fungal Diversity*, 56, 131-144.
- Martín, J.P., Abbott, E.V., y Hughes, C.G. 1961. Sugarcane disease of the world. V. 1. Elsevier Publishing Co., Nueva York. 542 p.
- Martín, R.M.; Cox, J.R., Alston, D.G., e Ibarra, F.F. 1995. Spittlebugs (Homoptera: Cercopidae) life cycle on buffelgrass in northwestern Mexico. *Annals of the Entomological Society of America* 88(4):471-478.
- Mata-Vázquez H., Rodríguez del Bosque, L.A., Rodríguez-Morelos, V.H., Vázquez García, E. 2014. Manejo integrado de caña de azúcar. SAGARPA.
- Maximov, N.A. 1954. Fisiología vegetal. Compañía Ed. Continental, S.A. México.
- Mendoza, J. 2001. Estudios preliminares del salivazo de la caña de azúcar, *Mahanarva andigena* (Homoptera: Cercopidae), en Ecuador. In. *Memorias del XI Seminario Nacional de Sanidad Vegetal*. Babahoyo, Ecuador. p 16-22.

- Miranda, H.Z. 1999. Mosca pinta en zacates. INIFAP. Folleto técnico No. 4
- Moore, P.H. 1987. Physiology and control of flowering. In: Copersucar International Sugarcane Breeding Workshop, São Paulo:Copersucar pp 103–128
- Moore, P.H., y Maretzki, A. 1996. Sugarcane. In: Photoassimilate distribution in plants and crops. Sourcesink relationships. Ed. by E. Zamski, A.A. Schaffer. Marcel Dekker. Inc. p. 643-669.
- NETAFIM. 2015. Caña de Azúcar (en línea). Consultado el 03 de enero de 2015. Disponible en: <http://www.netafim-latinamerica.com/crop/sugarcane>
- Nicholson, R.L. y Moraes, C.M.B. 1980. La Supervivencia de *Colletotrichum graminicola*: Importancia de la matriz de esporas. Fitopatología, 70, 255-261 pp.
- Ovalle-Sáenz, W. 1997. Manual para la identificación de enfermedades de caña de azúcar.
- Patisthán-Pérez, J., Mata-Vázquez, H. y Vázquez-García, E. 2014. Capítulo III Fases de crecimiento. Manejo Integral de Caña de Azúcar. 42-43 p.
- Peck, D., Castro, U., López, F., Morales, A. y Rodríguez, J. 2001. First records of the sugar cane and forage grass pest, *Prosapia simulans* (Homoptera: Cercopidae), from South America. Florida Entomologist, 84, 402–409.
- Peck, D.C. 2001. Diversidad y distribución geográfica del salivazo (Homóptera: Cercopidae) asociado con gramíneas en Colombia y Ecuador. Revista Colombiana de Entomología 27(3-4):129-136.
- Peck, D.C. 2002. Distribución y reconocimiento del salivazo de los pastos (Homoptera: Cercopidae) en la Costa Caribe de Colombia. Pasturas Tropicales 24:4-15.
- Peck, D.C. 2003. Distribución y reconocimiento del salivazo de los pastos (Homoptera: Cercopidae) en la Costa Caribe de Colombia. Pasturas Tropicales 24(1):4-15.
- Pequeño, W. 1926. En las apariciones de una especie de *Colletotrichum*. Transacciones de la Sociedad Micológica Británica 11 : 112-137.

- PeresPérez, N.A., Timmer, L.W., Adaskaverg, J.E., y Correll, J.C. 2005. Lifestyles of *Colletotrichum acutatum*. Plant Disease 89:784-796.
- Pérez, J., Infante, F., Vega, F.E., Holguín, F., Macías, J., Valle, J., Nieto, G., Peterson, S.W., Kurtzman, C.P., y O'donnell, K. 2003. Mycobiota associated with the coffee berry borer (*Hypothenemus hampei*) in Mexico. Mycol. Res. 107: 879-887.
- Pincirolí M., Gribaldo A., Vidal A., Bezus R., y Sisterna M. 2013. Mycobiota evolution during storage of paddy, brown and milled rice in different genotypes. Summa Phytopathol., Botucatu, v. 39, n. 3, p. 157-161
- Pineda J.B., Colmenárez O., Mendez N., Gutiérrez L. 2007. Niveles de inóculo de hongos fitopatógenos asociados a la semilla de arroz (*Oryza sativa*). . Rev. Fac. Agron. (LUZ). 24: 481-500.
- Poletto, E.R. y Nass, H. 2005. Presencia de patógenos fúngicos en el cultivo de la caña de azúcar en Venezuela (2002-2004). Caña de Azúcar, 23(1 y 2): 5-15.
- PRONAC 2007. Programa de la Agroindustrial de la caña de azúcar. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. <http://www.sagarpa.gob.mx/cgcs/discursos/2007/abril/Pronac.pdf>
- Rakotoniriana, E.F., Scaufflaire, J., Rabemanantsoa, C., Urveg-Ratsimamanga, S., Corbisier, A.M., Quetin-Leclercq, J., Declerck, S., & Munaut, F. (2013). *Colletotrichum gigasporum* sp. nov., a new species of *Colletotrichum* producing long straight conidia. Mycological Progress, 12, 403–412. DOI 10.1007/s11557-012-0847-5
- Riegel, R., Véliz, D., von Baer, I., Quitral, Y., y Muñoz, M. 2010. Genetic diversity and virulence of *Colletotrichum lupini* isolates collected in Chile. Trop. plant pathol. vol.35 no.3
- Riess, C., y Flores, S. 1976. Catálogo de plagas y enfermedades de la caña de azúcar en México, pp. 62-67. En Serie Divulgativa Técnica, México: Instituto para el Mejoramiento de la Producción de Azúcar.

- Rodríguez, Ch.J., Castro, U., Morales Rodríguez, A., Peck, D.C. 2003. Biología del salivazo *Prosapia simulans* (Homoptera: Cercopidae), nueva plaga de gramíneas cultivadas en Colombia. Revista Colombiana de Entomología 29 (2):149-155.
- Rodríguez-López, E. S., Cárdenas-soriano, E., Hernández-delgado, S., Gutiérrez-diez, A., y Mayek-Pérez, N. 2013. Análisis de la infección de *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. & Sacc. de frutos de aguacatero. Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal - SP, v. 35, n. 3, p. 898-905.
- Ruiz, S.F. 1995. El cultivo de la caña de azúcar. Editorial Universidad Estatal a Distancia. Costa Rica. 448 p.
- SAGARPA, 2005b. Decreto que abroga el diverso por el que se declara de interés público la siembra, cultivo, cosecha y la industrialización de la caña de azúcar., publicado el 31 de mayo de 1991. Primera Sección. p.8.
- SAGARPA. 2005a. Servicio de información y estadística agroalimentaria y pesquera. Anuario estadístico de la producción agrícola 2005.
- Saksena, Pratigya., Kumar, S., Vishwakarma, Kumar, A.T., Singh, A., y Kumar, A. 2013. Pathological and molecular variation in *Colletotrichum falcatum* Went isolates causing red rot of sugarcane in the northwest zone of india. Journal of plant protection research. Vol. 53, No. 1: 37-41.
- Salazar, J.D., y Badilla-Fernández, F. 1997. Evaluación de dos cepas del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* y seis insecticidas granulados en el control de salivazo (*Aeneolamia postica*) (Hom: Cercopidae) en caña de azúcar en la región de San Carlos. Manejo Integrado de Plagas 43:9-18.
- Salazar, J.D., y Oviedo, R. 2006. Reporte de los principales enemigos naturales de Huevos y larvas del barrenador común del tallo de la caña de azúcar (*Diatraea* spp). En Costa Rica. In. Memoria 5 to Congreso ATALAC, 13vo Congreso ATACA y 14vo ATACORI. ATACORI, 1ra edición, septiembre. San José, Costa Rica. 497 p.

- Salgado, G.S., Aranda, I.E., Castelán, E.M., Ortiz, L.H. Palma, L.D. Gómez, M.A. y cordova, S.S. 2012. Rendimiento de paja en la cosecha mecanizada de caña de azúcar en Tabasco, México. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 9 p
- Salgado, G.S., Bucio, L.A., Riestra, D., y Lagunés E. 2003. Caña de Azúcar: Hacia un manejo sustentable. Colegio de Postgraduados; Villahermosa Tabasco. México 394 p.
- Sánchez, G. C. 2005. Estrategia de manejo integrado de plagas de la caña de azúcar para la Huasteca Potosina.
- Sandoval, F.B. 1951. La Industria del Azúcar en Nueva España. Inst. de Historia, UNAM. México. 155 p.
- Sangeetha, S.G., y Rawal R.D. 2010. Temperature requirement of different isolates of *Colletotrichum gloeosporioides* isolated from mango. *African Journal of Biotechnology* 9(21):3086-3090.
- Satyavir, (2003). Red rot of sugarcane: Current scenario. *Indian Phytopath.* 56: 245-254.
- Seifert, K., Morgan-Jones, G., Gams, W., y Kendrick, B. 2011. The Genera of Hyphomycetes. CBS Biodiversity Series no. 9: 1–997. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre, Utrecht, Netherlands
- Sharma, PN., Kaur, M., Sharma, O.P., Sharma, P., y Pathania, A. 2005. Morphological, pathological and molecular variability in *Colletotrichum capsici*, the cause of fruit rot of chillies in the subtropical region of northwestern India. *Journal of Phytopathology* 153, 232–7.
- SIAP. 2008. Servicio de Información y Estadística Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), con Información de las Delegaciones de la SAGARPA en los Estados. Avance de Siembras y Cosechas Perennes 2007. <http://www.sagarpa.gob.mx>
- SIAP. 2011. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación (SAGARPA), México. (Ed Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera). [www.siap.gob.mx](http://www.siap.gob.mx).

- Singh, N. 2008. Sustainable management of red rot disease of sugarcane. *Indian Sugar*, 58, 21–30.
- Singh, V., Srivastava, S.N., Ram, J.I., Lal, Awasthi, S.K. y Joshi, B.B. 2008. Biological control of red rot disease of sugarcane through *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma viride*. *Indian Phytopath.* 61 (4): 486-491.
- Sivanesan, A., L. John, J. Alcorn y Shivas R. 2003. Three new graminicolous species of *Curvularia* (anamorphic fungi) from Queensland, Australia. *Aust. Syst. Bot.* 16:275-278.
- Sivanesan, A., y Waller, J. M. 1986. Sugarcane diseases. *Phytopathological. Commonwealth Mycological Institute. Gran Bretaña. Paper N° 29.*
- Sreenivasaprasad, S, y Talhinhos, P. 2005. Genotypic and phenotypic diversity in *Colletotrichum acutatum*, a cosmopolitan pathogen causing anthracnose on a wide range of hosts. *Molecular Plant Pathology* 6:361-378.
- Sutton, B.C. 1968. The appressoria of *Colletotrichum graminicola* and *C. falcatum*. *Canadian journal of Botany.* 46: 873-876.
- Sutton, B.C. 1980. *The Coelomycetes. Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata.* CABI, Kew, UK.
- Takhtajan, A. 1980. Outline of the classification of flowering plants (Magnoliophyta). *Botanical Review* 46: 225–359.
- Taupier, L.O.G. 1993. *La caña de azúcar en cuba.* Editorial Científico Técnica. Pp. 611.
- Thompson, V. y León González, R. 2005. La identificación y distribución de los salivazos de la caña de azúcar y los pastos (Homoptera: Cercopidae) en Costa Rica. *Manejo Integrado de Pagas y Agroecología (Costa Rica)*, 75, 43–51.
- Trigriano, R.N., Windham, M.T., y Winddham, A.S. 2004. *Plant Pathology, Concepts, and laboratory excercises.* CRC Press. Boca Raton, Florida, USA. 413 P.



- Tsuda, M. 1992. Identification of *graminicolous Helminthosporium* sensu lato and *Curvularia* species in Japan. 3. Bipolaris and Curvularia (in Japanese). J Antibact Antifung Agents 20:437–448
- Urich, F. W., y Heidemann, O. 1913. Notes on some mexican sugar cane insects from Santa Lucrecia, state of Veracruz, including a description of the sugar cane tingid from Mexico. /. econ. Ent., 6: 247-249.
- Vargas Picado, O. 1970. Estudio sobre la baba de culebra Prosapia distantii (Homoptera: Cercopidae) y un ensayo sobre su combate en el pasto kikuyu (*P. clandestinum* Hochst.). Tesis Ing. Agr. San José, CR. UCR, 75p.
- Vidaver, A.K. y Lambrecht, P.A. (2004). Las Bacterias como Patógenos Vegetales. Trans. The Plant Health Instructor. DOI: 10.1094/PHI-I-2006-0601-01
- Viswanathan, R., y Samiyappan, R. 2002. Induced systemic resistance by fluorescent *Pseudomonas* against red rot disease of sugarcane caused by *Colletotrichum falcatum*. Crop Prot. 21 (1): 1–10.
- Waller, J. M. 1992. *Colletotrichum* diseases of perennial and other cash crops. (In: J. A. Bailey & M. J. Jeger, (Eds.), *Colletotrichum: Biology, Pathology and Control* (pp. 131-142). Wallingford: CAB International.)
- Weir, B. S., Johnston, P. R., y Damm, U. 2012. The *Colletotrichum gloeosporioides* species complex. Studies in Mycology, 73(1), 115–180. DOI:10.3114/sim0011
- White, T.J., Bruns, T., Lee, S. y Taylor, J.W. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis, M.A., Gelfand, D.H., Sninsky, J.J. & White, T.J. (eds.) *PCR protocols: a guide to methods and applications*. Academic Press, New York, pp. 315–322.
- Wu, SH., Chen, Y.W., Shao, S.C., Wang, L.D., Yu, Y., Li, Z.Y., Yang, L.Y., Li, S.L., y Huang, R. 2009. Two New Solanapyrone Analogues from the Endophytic Fungus *Nigrospora* sp. YB-141 of *Azadirachta indica*. CHEMISTRY & BIODIVERSITY – Vol. 6

Yadav, R.L. 2006. Research vision to manage red-rot disease of sugarcane in India.  
Sugar Tech, 8, 99–100.

## ANEXO

**Anexo 1.** Resumen en suplemento de la Revista Mexicana de Fitopatología del XVI Congreso Internacional y XLI Congreso Nacional de Fitopatología. Sociedad Mexicana de Fitopatología A. C. Vol. 31-2 y 32. Ixtapan de la Sal, Edo. de México, Julio 20 - 24, 2014.

Resumen enviado: **PRIMER REPORTE FORMAL DE *Colletotrichum falcatum* ASOCIADO A LA MOSCA PINTA EN CAÑA EN VERACRUZ.** [First formal report of *Colletotrichum falcatum* associated to spittlebugs in Veracruz] Isabel Atlahua-Lezama, María de Jesús Yáñez-Morales, Francisco Hernández-Rosas y Raquel Alatorre-Rosas. Colegio de Postgraduados, Campus Córdoba y Montecillo, Fitosanidad.

... en hoja y raíz en los estados de Tlaxcala y Veracruz. Los hongos se aislaron, purificaron e identificaron morfológicamente en PDA. Se amplificó y secuenció la región ITS1-5.8s-ITS2 del rDNA mediante los iniciadores ITS1/ITS4. Las secuencias se compararon con registros en NCBI y se alinearon con formas especiales de *F. oxysporum*, incluida la forma especial *vanillae*. Se generó un árbol filogenético por medio del algoritmo MÁXIMA PARSIMONIA (500 Bootstrap). Se obtuvieron un total de 23 aislados fúngicos de vainilla de Nayarit (*V. pompona*) y 10 aislados de Veracruz (*V. planifolia*). La mayoría de los aislamientos se identificaron como *F. oxysporum* (100% similitud). El árbol filogenético mostró un claro agrupamiento por origen geográfico. En el grupo de Veracruz, se ubicaron secuencias de diferentes formas especiales, incluidas aquellas reportadas para vainilla en Indonesia y un aislamiento de Nayarit. Se discutirá la posible coevolución entre *Fusarium* y las diferentes especies de *Vanilla*.

10

**DETECCIÓN SIMULTÁNEA DE PATÓGENOS DE RAÍZ DE CHILE (*Capsicum* sp.).** [Simultaneous detection of root pathogens of chile (*Capsicum* sp.)] Jocelyn Hernández-Rubio<sup>1</sup>, José Luis Anaya-López<sup>2</sup>, Talina Olivia Martínez-Martínez<sup>2</sup>, Luis Antonio Mariscal-Amaro<sup>2</sup>, Elizabeth Chiquito-Almanza<sup>2</sup> y Ramón Gerardo Guevara-González<sup>3</sup>. <sup>1</sup>Instituto Tecnológico de Celaya. <sup>2</sup>INIFAP. <sup>3</sup>Universidad Autónoma de Querétaro. anaya.jose@inifap.gob.mx

Las pudriciones de raíz son unas de las principales enfermedades que limitan el cultivo del chile. Entre los patógenos asociados destacan *Phytophthora capsici*, *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani*, cuya detección tradicional es tardada, laboriosa e imprecisa. El objetivo fue

11

**PRIMER REPORTE FORMAL DE *Colletotrichum falcatum* ASOCIADO A LA MOSCA PINTA EN CAÑA EN VERACRUZ.** [First formal report of *Colletotrichum falcatum* associated to spittlebugs in Veracruz] Isabel Atlahua-Lezama, María de Jesús Yáñez-Morales, Francisco Hernández-Rosas y Raquel Alatorre-Rosas. Colegio de Postgraduados, Campus Córdoba y Montecillo, Fitosanidad. yanezmj@colpos.mx

En caña, *Saccharum officinarum*, diversas enfermedades afectan la producción y fenología del cultivo como las causadas por *Colletotrichum falcatum*, Muermo Rojo, reportado en Java desde 1968. Los síntomas son manchas rojas en hojas, nervadura central y vaina. Se ha hipotetizado que este patógeno, entre otros factores, se disemina por la mosca pinta (*Aeneolamia* spp.). Plaga importante en México y cuyo adulto al alimentarse causa heridas que pueden constituir la entrada de microorganismos que dañen al cultivo. Con el objetivo de buscar indicios de la asociación de hongos-mosca pinta se hizo este estudio. En octubre del 2013 en Veracruz, se colectaron alados en parcelas del ingenio El Potrero, y en invernadero se mantuvieron en jaulas con plántulas de la variedad CP 72-2086 de 60 días de edad durante cinco días. En laboratorio los síntomas en tejidos se desinfestaron y sembraron en MEA-2% e incubaron en luz germicida constante. La identificación cultural, morfológica y molecular fue en PDA en luz negra constante a temperatura ambiente con cultivos monoconidiales. Para los análisis moleculares se amplificó el gene ACTIN y las secuencias se depositaron en NCBI. En las plántulas solo se formaron lesiones rojizas y de los hongos aislados, cuatro colonias fueron de *C. falcatum* y las secuencias se alinearon con esta misma especie de caña en la India. Aunque *C. falcatum* se menciona en diversos textos en

México, al parecer este es el primer reporte formal. Además hubo preliminares evidencias de su asociación a la mosca pinta.

uni o multi-loculadas) por análisis filogenéticos y morfológicos en cultivo-agar, fue clasificada en 17 géneros. Uno de ellos, *Dothiorella*, antes anamorfo de *Botryosphaeria* y sinónimo de *Diplodia*, se diferencia por

**Anexo 2.** Artículo científico derivado de esta presente Tesis enviado el 23 de febrero de 2015 a *Phytoparasitica*, revista científica internacional que se publica en Israel, presenta la investigación básica y aplicada en el campo de la Entomología, y Fitopatología, durante 5 años ha conservado su factor de impacto de 0.767 con ISSN: 0334-2123 (print version) ISSN: 1876-7184 (electronic version) y se encuentra en la lista de JCR. <http://scientific.thomsonreuters.com/imgblast/JCRFullCovlist-2014.pdf> en la página 209.

**Artículo enviado: THE TRANSMISSION RELATIONSHIP BETWEEN THE SPITTLEBUG AND FOLIAR PHYTOPATHOGENIC FUNGI IN SUGARCANE**

**Por:** I. Atlahua-Lezama<sup>1</sup>, M J. Yáñez-Morales<sup>2</sup>, R. Alatorre-Rosas<sup>1</sup> y F. Hernández-Rosas<sup>3</sup>

**Afiliación:**

<sup>1</sup> Departamento de Entomología y Acarología, Colegio de postgraduados campus Montecillo, Edo de México, México.

<sup>2</sup> Departamento de Fitopatología, Colegio de Postgraduados campus Montecillo, Edo de México, México.

<sup>3</sup> Departamento de Biología Molecular y Microbiología aplicada, Colegio de Postgraduados campus Córdoba, Veracruz, México. \*Autor de correspondencia: e-mail: [yanezmj@colpos.mx](mailto:yanezmj@colpos.mx), [fhrosas@colpos.mx](mailto:fhrosas@colpos.mx)