



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO



DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

MAESTRIA EN PROTECCIÓN VEGETAL

INCIDENCIA E IDENTIFICACIÓN DE ENFERMEDADES EN GENOTIPOS DE TRIGO (*Triticum durum*, *T. aestivum* L.) CON DIFERENTES NIVELES DE RESISTENCIA BAJO EL SISTEMA DE SIEMBRA DE CAMAS PERMANENTES

TESIS

QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

PRESENTA:
JESÚS ERIC PADILLA ALBOR



DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXÁMENES PROFESIONALES



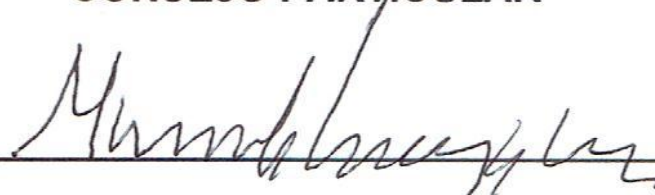
CHAPINGO, ESTADO DE MÉXICO, ENERO DEL 2015

La presente tesis titulada **INCIDENCIA E IDENTIFICACIÓN DE ENFERMEDADES EN GENOTIPOS DE TRIGO (*Triticum durum*, *T. aestivum* L.)** CON DIFERENTES NIVELES DE RESISTENCIA BAJO EL SISTEMA DE SIEMBRA DE CAMAS PERMANENTES, fue realizada por **Jesús Eric Padilla Albor**, bajo la dirección y asesoría del consejo particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

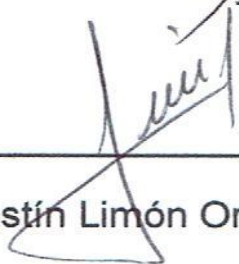
CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR



Dr. Santos Gerardo Leyva Mir

CO-DIRECTOR



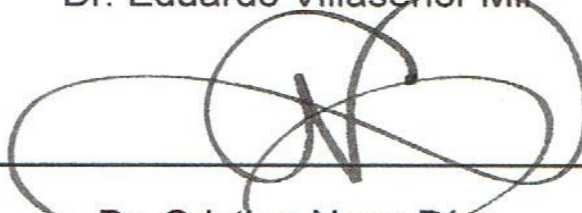
Dr. Agustín Limón Ortega

ASESOR



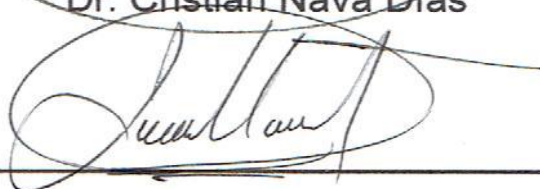
Dr. Eduardo Villaseñor Mir

ASESOR



Dr. Cristian Nava Días

ASESOR



Dr. Juan Manuel Tovar Pedraza

DATOS BIOGRÁFICOS

Datos generales

Nombre: Jesús Eric Padilla Albor

Fecha de nacimiento: 29 de Agosto de 1990

Lugar de origen: Acámbaro, Guanajuato

Formación académica

PREPARATORIA: Preparatoria Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo (2005-2008).

LICENCIATURA: Departamento de Parasitología Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo (2008-2012).

MAESTRÍA EN CIENCIAS: Programa en Protección Vegetal del Departamento de Parasitología Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo (Ene-2013 a Dic-2014).

AGRADECIMIENTOS

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología** por el apoyo económico brindado durante mis estudios de maestría.

A la **Universidad Autónoma Chapingo**, especialmente al **Departamento de Parasitología Agrícola** y al programa de posgrado de **Protección Vegetal**, por brindarme la oportunidad de continuar con mi preparación académica.

Al **INIFAP** (Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias) Campo Experimental Valle de México, al brindarme la oportunidad de formar parte de uno de sus proyectos de investigación.

Al **Dr. Santos Gerardo Leyva Mir**, por haberme permitido realizar la presente investigación bajo su valiosa dirección y asesoramiento, por el apoyo, interés y amistad mostrada durante los dos años de la Maestría, por todos los consejos ofrecidos dentro y fuera de las responsabilidades académicas y su disponibilidad para lograr la finalización de este trabajo.

Al **Dr. Agustín Limón Ortega** por la confianza, el apoyo brindado en la realización de este trabajo y su valiosa contribución en la revisión de este.

Al **Dr. Héctor Eduardo Villaseñor Mir** por la disponibilidad de resolver duda y el material proporcionado para la realización de este trabajo de investigación.

Al **Dr. Cristian Nava Días** por brindarme y ofrecerme sus amplios conocimientos y aportaciones para la realización de esta investigación.

Al **Dr. Juan Manuel Tovar Pedraza** por las asesorías brindadas durante la revisión de esta tesis.

A la Sra. Mariana y el Sr. Juan del Laboratorio de Micología del Departamento de Parasitología Agrícola.

A todos los profesores de Maestría en Protección Vegetal que durante estos dos años compartieron sus experiencias y conocimientos para formarme como profesionalista.

DEDICATORIA

*A mi Madre **Lourdes Albor Anaya** por darme ese ejemplo de fortaleza y lucha para enfrentar la vida; por permanecer siempre conmigo y apoyarme en cada momento, sin importar el tiempo y la distancia nunca dejas de guiarme con tus acertados consejos.*

*A mi padre † **Abel Padilla Monroy**, por siempre darme ese ejemplo de lucha y trabajo, mostrándome que ese es el único medio para lograr lo que uno se propone.*

A MIS HERMANOS:

Angélica

Elia

Gris

Lourdes

Abel

Esgar

Por su apoyo y confianza incondicional para lograr cada uno de mis sueños.

A mis sobrinos Alison, Gadiel, Abril, Noé, Fabiana, Jesús, Diego, Kevin, Fanny, Leslie, Edgar.

A mis compañeros de la Maestría en quienes siempre encontré un gran apoyo, gracias por compartir este tiempo juntos.

Especial agradecimiento a Cinue, Junior, Mario, Roger y todas mis amigas que hicieron más agradable mi estancia en Chapingo.

CONTENIDO

Página

CAPÍTULO I. REVISIÓN DE LITERATURA.....	10
II. LITERATURA CITADA.....	29

CAPITULO II. INCIDENCIA DE ENFERMEDADES EN GENOTIPOS DE TRIGO (<i>Triticum durum</i> , <i>T. aestivum</i> L.) BAJO EL SISTEMA DE CAMAS PERMANENTES.....	34
Resumen.....	34
Abstract.....	35
Introducción.....	36
Objetivos.....	38
Hipótesis.....	38
Materiales y métodos.....	39
Resultados y discusión.....	44
Conclusiones.....	54
Literatura citada.....	55

CAPITULO III. IDENTIFICACIÓN MORFOLÓGICA Y MOLECULAR DE HONGOS FITOPATÓGENOS ASOCIADOS A TRIGO (<i>Triticum aestivum</i> L.) BAJO EL SISTEMA DE CAMAS PERMANENTES.....	58
Resumen.....	58
Abstract.....	59
Introducción.....	60
Objetivos.....	62
Materiales y métodos.....	63
Resultados.....	71
Discusiones.....	84
Conclusiones.....	86
Literatura citada.....	87

ÍNDICE DE CUADROS

CAPITULO II

Cuadro	Página
2.1 Tratamientos utilizados.....	41
2.2 Fechas de muestreo.....	42
2.3 Variables respuesta (componentes del rendimiento) y sus unidades de medida.....	44
2.4 Condiciones climáticas en los ciclos PV 2013 Y 2014.....	45
2.5 % de control de los fungicidas en relación a su ABCPE.....	47

CAPITULO III

Cuadro	Página
3.1 Hongos fitopatógenos aislados e identificados de plantas de enfermas de <i>T. aestivum</i> L.....	73
3.2 % de aislamientos y agrupación Tukey ($\alpha = 0.05$) de cada especie identificada, a partir de síntomas en espiga y hojas.....	73
3.3 Iniciadores universales utilizados para la amplificación del ADN aislado a partir de micelio.....	79
3.4 Identificación morfológica y molecular por PCR-ITS de genes ribosomales de 6 hongos aislados de plantas enfermas de trigo (<i>T. aestivum</i> L.) basada en la comparación de sus secuencias con la base de datos del National Center for Biotechnology Information (NCBI: www.ncbi.nlm.nih.gov/).....	80

ÍNDICE DE FIGURAS

CAPITULO II

Figura	Página
2.1 Ubicación del sitio experimental.....	39
2.2 Síntomas de enfermedades foliares y en espiga. a) <i>Helmithosporium</i> spp. (Tizón foliar), b) <i>Septoria</i> spp., c) <i>Puccinia triticina</i> (Roya de la hoja), d) <i>P. striiformis</i> f. sp. <i>tritici</i> (Roya amarilla), e) y f) Roña de la espiga.....	42
2.3 Escala de Bronnimann para evaluar enfermedades en espiga y hojas de trigo.....	43
2.4 Tipos de trigo (duros, harineros de gluten fuerte y de gluten suave), en función de su rendimiento, años 2013 y 2014.....	45
2.5 Tratamientos en relación al rendimiento en los años 2013 y 2014.....	47
2.6 Enfermedades presentes y su ABCPE en los años 2013 y 2014.....	48
2.7 Enfermedades presentes en trigos duros y su ABCPE en los años 2013 y 2014.....	50
2.8 Enfermedades presentes en trigos harineros de gluten fuerte y su ABCPE en los años 2014 y 2014	51
2.9 Enfermedades presentes en trigos harineros de gluten suave y su ABCPE en los años 2013 y 2014.....	52

CAPITULO III

Figura	Página
3.1 Síntomas. a) Tizones, b) Roña de la espiga, e) y d) Royas, e) Tizón con picnidios.....	63
3.2 Aislamiento de <i>Bipolaris</i> spp. a) Porciones de tejido de 1 cm ² con parte sana y enferma, b) Desinfestación por inmersión, c) Secado del tejido en condiciones asépticas, d) Tejido enfermo en medio PDA.....	65
3.3 Método Freezing Blotter. a) Granos de trigo en cajas transparentes, b) Esporulación de los hongos, c) Aislamiento del hongo en nuevas cajas con medio PDA.....	66
3.4 Picnidios y cirrus (<i>Zymoseptoria</i> spp).....	67

3.5 Crecimiento y características de las diferentes colonias de los hongos aislados de plantas enfermas de <i>T. aestivum</i> L. a) Colonia color blanco-rosáceo, en medio de cultivo V8-agar, b) Colonia de apariencia seca, de color salmón, en medio de cultivo AML, c) Colonia de color blanco, con abundante micelio en medio de cultivo PDA, d) Colonia de color púrpura, en medio de cultivo PDA, e) Colonia de color blanca, con micelio algodonoso en medio de cultivo PDA, f) Colonia de coloración café oscuro a negro, en medio de cultivo PDA.....	72
3.6 Postulados de Koch. a) Preparación de la fuente de inóculo, b) Plantas de trigo inoculadas (Variedad MAYA S200), c) Semillas inoculadas, d) Plantas en humificador, c) Humificador.....	72
3.7 <i>Bipolaris sorokiniana</i> . a) Crecimiento en medio de cultivo PDA, b) Conidios.....	74
3.8 <i>Parastagonospora nodorum</i> . a) Crecimiento en medio de cultivo V8-Agar, b) Picnidio con conidios.....	75
3.9 <i>Zymoseptoria tritici</i> . a) Crecimiento en medio de cultivo AML, b) Picnidio negro de paredes gruesas con conidios.....	76
3.10 <i>Fusarium proliferatum</i> . a) Crecimiento inicial en medio de cultivo PDA, b) Macroconidios alargados de paredes delgadas, c) Microconidios sin septas, d) microconidios en cadena.....	77
3.11 <i>Fusarium graminearum</i> . a) y b) Crecimiento en medio de cultivo PDA, c) Macroconidio célula basal bien desarrollada en forma de pie, d) Macroconidios de 5-6 septas.....	78
3.12 <i>Fusarium verticillioides</i> a) y b) Crecimiento en medio de cultivo PDA, c) y d) Microconidios abundantes.....	79

CAPÍTULO I. REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 Enfermedades en plantas

Las enfermedades en las plantas pueden ser ocasionadas por microorganismos infecciosos como hongos, bacterias, nematodos, protozoarios flagelados, y por agentes como virus y viroides (Guzmán-Piedrahita *et al.*, 2009). La enfermedad es una interacción dinámica entre un patógeno, un hospedante y el medio ambiente, la cual causa en el hospedante cambios anormales de tipo fisiológico y morfológico (Lannou, 2012).

La enfermedad no es una propiedad del hospedante, sino un producto de la interrelación del hospedante y el patógeno, bajo un ambiente específico. La enfermedad puede considerarse también como las respuestas visibles e invisibles de las células y tejidos de las plantas a un agente infeccioso o factor no infeccioso, que resulta en cambios adversos en la forma, función o integridad de la planta, interfiriendo con la formación, traslocación o utilización de nutrientes minerales y agua, de tal manera que la planta afectada cambia en apariencia y rinde menos que una planta sana de la misma variedad (Agrios, 2005).

1.2 Enfermedades ocasionadas por hongos

Los hongos se distinguen de las plantas porque no tienen clorofila y, por consiguiente, carecen de la capacidad de llevar acabo fotosíntesis. En lugar de elaborar su propio alimento, los hongos absorben nutrientes del tejido muerto o vivo de su hospedante. Los hongos se propagan a través de diversas maneras: semillas, suelo, viento, agua (lluvia, agua de riego), insectos, animales y el hombre. La infección por hongos patógenos depende de varios factores, se requieren de la presencia de agua libre en la superficie de la planta hospedante, sensibilidad de la misma, densidad de inóculo y temperatura ambiente, además de otros factores del medio. Algunos hongos atacan sólo a una especie hospedante, pero otros atacan un amplio rango. Los síntomas y el desarrollo de la enfermedad dependen de la interacción entre el parásito y el hospedante; y pueden ser similares o distintos según los hongos involucrados y, en consecuencia, una identificación categórica de éstos debe basarse en su morfología (Agrios, 2002; Presscot *et al.*, 1986).

1.3 Fusariosis de la espiga

Fusariosis de la espiga, también conocida como sarna, es generalmente provocada por hongos del género *Fusarium*. La enfermedad se presenta en todos los cultivos de cereales de grano pequeño y es de mayor importancia en áreas cálidas y húmedas (Dubin *et al.*, 1996).

Dentro de los problemas fitosanitarios del cultivo de trigo, Ireta (2000) menciona que a partir de 1998, la roña o fusariosis de la espiga ha presentado un incremento en su daño, manifestándose en reducciones del rendimiento.

Las dos enfermedades comunes de los cereales causadas por *Fusarium* spp. son pudriciones de la raíz y roña o fusariosis de la espiga. La mayoría de las especies del género son hongos que habitan en el suelo y pueden ser parásitos facultativos. La roña se reconoce fácilmente por la aparición de una o más espiguillas prematuras afectadas con tizón después de la floración (Fernández y Chen, 2005).

Las especies del género *Fusarium* producen dos tipos de conidios que difieren en tamaño; algunas especies producen esporas pequeñas llamadas microconidios, y en otras estas estructuras están ausentes. Los microconidios son pequeños y carecen de características útiles para el diagnóstico; sin embargo, la presencia o ausencia de estos puede ser útil para la identificación de las especies. Las esporas grandes, llamadas macroconidios, son producidas por todas las especies y tienen características morfológicas que son útiles para su identificación (Zyllinsky, 1984).

1.3.1 *Gibberella zeae* Schw (*Fusarium graminearum* Schwabe)

1.3.1.1 Importancia

La fusariosis de la espiga del trigo (*F. graminearum* Schwabe) fue descrita por primera vez en 1891 por Arthur en los Estados Unidos de Norteamérica; posteriormente en 1902 se reportó en Japón. En México, se observó en 1977 en el área del Altiplano de Jalisco. En la actualidad, se presenta en las regiones cálido-húmedas del mundo, como el Norte-Centro de Europa, Asia, y principalmente en China y Japón, donde la enfermedad se reporta como endémica (Ireta y Gilchrist, 1994).

Especialmente importante en las regiones húmedas. Causa considerables pérdidas de rendimiento de trigo a causa de la esterilidad de las florecillas y llenado deficiente de los granos (Sutton, 1982).

1.3.1.2 Síntomas

El lugar de ataque de *F. graminearum* son las espigas del trigo, particularmente los órganos florales, lo cual reduce la formación y llenado de granos. El inóculo principal está constituido por los macroconidios o ascosporas que son diseminadas por el viento y la lluvia. La espiguilla infectada pierde clorofila rápidamente y se torna descolorida. Posteriormente toma un color rosa o salmón, especialmente en la base y bordes de las glumas. Si la humedad se mantiene alta, la espiguilla enferma es invadida por hongos saprofitos que le dan una coloración oscura o negra. En el campo las espiguillas infestadas por la fusariosis se encuentran en el tercio medio de la espiga, debido que ahí es donde se inicia la antesis, si las condiciones ambientales son favorables, la infección avanza hacia las espiguillas adyacentes y, en algunos casos, puede llegar a toda la espiga incluyendo el raquis o pedúnculo de la misma (Ireta y Gilchrist, 1994).

La roña de la espiga provoca que los granos puedan quedar deshidratados y de peso bajo, además de ser cubiertos por el micelio del hongo y toman una apariencia de masa algodonosa de color rosa, lo que reduce el rendimiento, la calidad y el valor alimenticio del grano (Prescott *et al.*, 1986).

La colonia en la semilla de trigo, se presenta con abundante micelio fino y suelto; inicialmente blanco, pero lentamente se vuelve amarilla y por ultimo adquiere una coloración roja. Bajo el micelio o mezclas en él, hay masas de esporas de color pálido o café claro de tamaño irregular. Las masas de esporas jóvenes son blancuzcas muy viscosas, de forma y tamaño irregular (Zyllinsky, 1983).

1.3.1.3 Morfología

No hay microconidios; los macroconidios producidos a partir de conidióforos que se forman lateralmente o en conidióforos cortos muy ramificados; también pueden ser a partir de conidióforos agrupados en los cultivos más viejos. Los conidios son hialinos, rectos o ligeramente curvos, los cuales presentan de 3 – 7 septos; miden de 25-50 µm de largo por 3-4 µm de ancho, con una célula basal semejante a un pie bien desarrollado y una célula apical curva muy puntiaguda. Cuando hay clamidiosporas están insertadas a intervalos a lo largo de las hifas y son esféricas, con una pared inferior lisa o ligeramente rugosa, hialinas o de color café pálido, aisladas en cadenas o grupos; miden de 10-12 µm de diámetro (Leslie y Summerell, 2006; Zyllinsky, 1983).

1.3.2 *Gibberella moniliformis* Wineland (*Fusarium verticillioides* (Saccardo) Nirenberg)

1.3.2.1 Importancia

Las enfermedades causadas por *F. verticillioides* se encuentran distribuidas en todo el mundo. Generalmente se asocia con maíz donde ocasiona la pudrición del tallo y podredumbre de la mazorca que se traducen en pérdidas de rendimiento y calidad de grano (Leslie y Summerell, 2006).

El hongo suele aparecer en los granos de maíz y trigo cuando se acercan a la madurez fisiológica y sigue aumentando hasta el final de la temporada de crecimiento. *Fusarium verticillioides* puede causar pudrición de la raíz y disminución en el crecimiento en plántulas de maíz y trigo (Picot *et al.*, 2010).

1.3.2.2 Síntomas

Fusarium verticillioides, es un patógeno que se encuentra en varias plantas causando daños de raíz, tallo y pudriciones que disminuyen el crecimiento de las plántulas (Booth, 1971). Provoca tizones en plántulas de maíz y es poco frecuente en trigo. Es común la pudrición de la mazorca y el tallo en maíz (Warham *et al.*, 1998).

1.3.2.3 Morfología

Microconidios abundantes y hialinos, generalmente unicelulares, pero en ocasiones bicelulares; miden de 5-12 μm de largo por 1-3 μm de ancho, de forma oval y están ligeramente aplanados en los extremos (Leslie y Summerell, 2006).

Macroconidios se presentan de forma infrecuente, son hialinos con paredes delgadas, su forma varía de casi rectos a curvos, presentan de 3-7 septos; miden de 25-60 μm de largo por 2-4 μm de ancho y la célula basal tiene forma de pie. Nunca hay clamidiosporas en el micelio (Warham *et al.*, 1998).

1.3.3 *Gibberella intermedia* (Kuhlman) Samuels, Nirenberg & Seifert; (*Fusarium proliferatum* (Matsushima) Nirenberg)

1.3.3.1 Importancia

Fusarium proliferatum (Matsushima) Nirenberg es una especie que está distribuida en todo el mundo y ataca un gran número de plantas agrícolas y no agrícolas, pero es importante en cereales como trigo, maíz y sorgo. Su fase sexual pertenece a la especie *Gibberella intermedia* (Kuhlman) Samuels, Nirenberg y Seifert (Leslie y Summerell, 2006).

F. proliferatum puede persistir en los rastrojos de tallos de maíz y trigo, ya sea en la superficie del suelo o enterradas en un campo durante 21 meses (Cotten y Munkvold, 1998). Múltiples cepas que son genéticamente distintas de *F. proliferatum* se puede colectar de una sola planta de maíz (Kedera *et al.*, 1994).

1.3.3.2 Síntomas

F. proliferatum se ha colectado de numerosos entornos en todo el mundo. Es uno de los causantes de la pudrición de tallo de trigo y la pudrición de la mazorca del maíz (White, 1999), aunque también recientemente se ha reportado como agente causal de pudriciones en otros cultivos de importancia económica, como es el caso de ajo, cebolla, soya, espárrago (García, 2011).

1.3.3.3 Morfología

Los macroconidios son alargados de paredes delgadas y son típicos del complejo de especies de *G. fujikuroi*. La célula apical es curvada y la célula basal está mal desarrollada generando de 3-5 septos, los macroconidios varían de un medio de cultivo a otro, es por eso que para la localización de estas estructuras es necesaria la búsqueda en medios de cultivos frescos y que no hayan sido propagados para su conservación. Los macroconidios miden de 24.23 – 32.60 μm $\times$ 1.96 – 2.44 μm (Leslie y Summerell, 2006).

En el caso de los microconidios tienen forma de tabique con la base aplanada, y no tienen septos, en algunos aislamientos se pueden encontrar microconidios piriformes pero estos son raros (Leslie y Summerell, 2006). Estos microconidios se encuentran en cadena pero generalmente más cortos que los producidos por *Fusarium verticillioides*, pero al contrario de estos, aquí se encuentran en polifialides, ya que esta característica es base para la distinción entre estas dos especies, los microconidios tienen medidas que van de 4.44 – 12.9 μm $\times$ 1.44 – 2.55 μm . Clamidiosporas ausentes (Leslie y Summerell, 2006).

1.4 Géneros *Zymoseptoria* y *Parastagonospora* (Anteriormente *Septoria* spp.)

El género *Septoria* Sacc. (1884) contiene actualmente casi 3000 especies (Verkley y Priest 2000, Verkley et al. 2004b), Alrededor de 100 especies son parásitos de cereales y muchas tienen importancia económica en otros cultivos (Scharen, 1985).

El género *Stagonospora* es patógeno de dicotiledóneas y monocotiledóneas, especialmente pastos y juncos (Farr, 1989). Varios agentes patógenos importantes de cereales originalmente colocados en el género *Septoria* pertenecen a *Stagonospora*. El criterio principal que separa los dos géneros es que conidios de especies de *Septoria* son más de diez veces más largos que anchos y especies *Stagonospora* tienen conidios menos que diez veces más largos que anchos (Cunfer y Ueng, 1999).

Quaedvlieg et al., (2013) mencionaron, que el agente causal del tizón de la gluma del trigo, debido a cambios en la taxonomía y basado en el desarrollo filogenético de

este patógeno, se le atribuye una nueva sinonimia conocida como *Parastagonospora nodorum*.

Sutton (1980), afirmó que el género *Septoria* es muy heterogéneo, y debe ser revisado, ya que contiene conidios de diferentes tamaños, forma estructuras que oscilan entre acérvulos y picnidios. En estudios recientes sobre de la filogenia, patógenos que atacan particularmente a gramíneas han sido separados del género *Septoria* y ubicados en un nuevo grupo al que se propuso llamar *Zymoseptoria* (Quaedvlieg et al., 2011).

Morfológicamente el nuevo género *Zymoseptoria* también se puede distinguir de *Septoria* por su crecimiento en medios de cultivo como levadura y la formación de diferentes tipos de conidios que están ausentes en *Septoria* (Quaedvlieg et al., 2011).

1.4.1 *Mycosphaerella graminicola* (Fuckell) Schoeter (*Zymoseptoria* (*Septoria*) *tritici* (Desm.) Quaedvlieg & Crous)

1.4.1.1 Importancia

La mancha ocasionada por *Septoria tritici* es una de las enfermedades foliares con mayor impacto económico en las regiones húmedas y templadas productoras de trigo en todo el mundo, en las que puede dar lugar a pérdidas sustanciales de rendimiento. En Francia durante los años 1998-1999, se reportaron pérdidas de rendimiento de 1 – 3.5 t ha⁻¹, las cuales fueron atribuidas a *Septoria tritici* (Oste et al., 2000). En variedades altamente susceptibles, esta enfermedad puede reducir el rendimiento de grano en un 50% (Agrios, 1997).

Cuando las condiciones ambientales son favorables para el desarrollo de la enfermedad, las pérdidas de rendimiento que van desde 20 a 43%, la mancha de la hoja ocasionada por *Septoria tritici* puede reducir el valor económico del trigo al disminuir tanto el rendimiento como la calidad del grano (Bockus, et al., 2010).

1.4.1.2 Síntomas

Las lesiones aparecen primero en las hojas inferiores del cultivo, pero sobre todo en áreas que están en contacto con la superficie del suelo. Las lesiones en estas hojas son ampliamente elípticas con un centro de color bronceado y por lo general están rodeados por un halo clorótico. Los picnidios son fácilmente visibles como pequeñas manchas negras, en la zona necrótica de la lesión. Si el clima sigue siendo propicio para la infección, durante la elongación del tallo y la floración, las lesiones también se desarrollan en las hojas superiores, pero en esta parte de la planta la lesión no va presentar un halo clorótico. Las lesiones pueden coalescer para matar grandes áreas de las hojas (Shaner, 2010).

Los primeros síntomas de infección en las hojas se manifiestan como lesiones cloróticas irregulares. Después de la infección, hay un período de latencia de aproximadamente 20 días (Henze *et al.*, 2007).

Cuando la humedad relativa es alta, pero la superficie de la hoja no está realmente mojada, un cirrus aparece sobre el ostiolo del picnidio. El cirrus es fácilmente visible con una lupa y a menudo se puede ver a simple vista, cuando la lluvia o el rocío mojan el cirrus, la matriz de gel se disuelve rápidamente (Shaner, 2010).

El tamaño de las lesiones varía según las variedades afectadas, a medida de que aumenta el número de picnidios en la hoja, estos suelen ser más pequeños (Henze *et al.*, 2007).

1.4.1.3 Morfología

Es un hongo heterotálico, los picnidios son de color oscuro muy visibles y las masas de esporas exudadas son de color blanco lechoso. Miden de 60-200 μm de diámetro y se forman en la cámara subestomática, el ostiolo se encuentra debajo del estoma, Conidios son largos y delgados (20-98 $\times$ 1.4–3.8 μm) y multiseptados, con los extremos afilados (Shaner, 2010).

Los seudotecios están comprimidos lateralmente, tienen medidas que van de 76-80 $\times$ 77-100 μm . Ascas bitunicadas y piriformes, miden 34-31 $\times$ 11-13 μm , cada asca contiene ocho ascosporas, las cuales son hialinas, de forma elipsoidal, con medidas que van de 10-15 $\times$ 2.5-3 μm (Shaner, 2010).

1.4.2 *Phaeosphaeria* (*Leptosphaeria*) *nodorum* (Müller) *Parastagonospora* (*Stagonospora*) *nodorum* (Berk.) Quaedvlieg, Verkley & Crous

1.4.2.1 Importancia

Stagonospora nodorum patógeno que afecta principalmente las glumas y nudos, distribuido en la mayoría de las áreas de producción de trigo en el mundo, especialmente aquellas zonas con temperaturas moderadas y lluvias frecuentes. Las manchas de *Stagonospora* son más frecuentes donde los cultivos de trigo tienen un follaje denso y reciben una fertilización pesada, donde se cultivan las variedades semienanas y resistentes a la roya (Bergstrom, 2010).

El complejo *Stagonospora-Septoria* destruye casi el 2% anual de trigo en el mundo, afectando la producción y llenado de granos. Las pérdidas son mayores cuando la epidemia se desarrolla antes de que aparezca la hoja bandera (Bergstrom, 2010).

1.4.2.2 Síntomas

Los síntomas se desarrollan a lo largo de la temporada de crecimiento en todas las partes aéreas de la planta. Las lesiones alargadas oscuras en coleoptilos de plántulas emergidas, son el resultado de la transmisión del hongo a partir de semillas infectadas. Lesiones foliares comienzan como manchas amarillas, llegando a ser marrón o grisáceo, alargados, y con frecuencia en forma de lente, rodeadas de zonas cloróticas (Bergstrom, 2010).

La clorosis que rodea las lesiones es causada por las toxinas que produce el hongo, las lesiones pueden coalescer para cubrir grandes porciones de la lámina de la hoja. Infecciones sistémicas también son comunes, especialmente en los nudos (rasgo por el que *S. nodorum* fue nombrado). En las glumas sobre todo en las puntas, provoca manchas de color marrón a marrón grisáceo y si las condiciones ambientales son propicias va presentar picnidios (Bergstrom, 2010).

1.4.2.3 Morfología

Stagonospora spp. es un hongo heterotálico de crecimiento y esporulación en muchos medios artificiales. Las colonias van de color blanco al rosa o naranja claro. Picnidiosporas son exudadas de los ostiolos de los picnidios como cirrus, en una

masa mucilaginosa de esporas de color rosa. Picnidiosporas son hialinas, alargadas, de $2-4 \times 14-32 \mu\text{m}$, presentan de una a tres septadas y presentan los extremos redondeados a ligeramente curvos (Bergstrom, 2010).

Forma picnidios en lesiones maduras en condiciones de alta humedad, los picnidios son de color gris marrón y de forma globosa; miden de $160-210 \mu\text{m}$. Ascas bitunicadas y cilíndricas, las cuales contienen ocho ascosporas cada una, ascosporas hialinas a color amarillo, de forma cónica, miden de $4-6 \times 19-32 \mu\text{m}$ (Bergstrom, 2010).

1.5 Royas

Tres royas diferentes se reportan afectando al trigo, roya del tallo, roya de la hoja y la roya lineal. El tamaño y la coloración de las pústulas (Urediosporas) determinan el tipo de infección específica, que puede variar dependiendo la variedad atacada, temperatura y la raza del patógeno involucrada en la enfermedad. Las epidemias que ocurren un poco antes o durante la floración son las más perjudiciales (Roelfs, 2010).

Las royas provocan, reducción en el rendimiento, bajo valor forrajero del cultivo y disminuye su resistencia (predispone las plantas a otras enfermedades). Modifica la epidermis del hospedante, lo que resulta en un aumento de la transpiración y respiración, provocando una disminución de la fotosíntesis, y al mismo tiempo la eliminación de agua y nutrientes necesarios para el crecimiento de las plantas y la reproducción. En general, las royas reducen el vigor de la planta, llenado de grano y el crecimiento de la raíz (Roelfs, 2010).

1.5.1 *Puccinia striiformis* Westend. f. sp. *tritici* Erikss. (syn. *Puccinia glumarum* Erikss. & E. Henn.)

1.5.1.1 Importancia

La roya amarilla (también llamada roya lineal) se ha reportado en más de 60 países y en todos los continentes excepto la Antártida. Las infecciones graves pueden causar una disminución del rendimiento, principalmente al reducir el número de granos por espiga, los pesos electrolíticos y la calidad de los granos (Chen, 2010).

La roya lineal ataca al trigo, cebada, triticale y muchas otras gramíneas afines. Se encuentra la enfermedad en todas las zonas altas y/o templadas donde se cultivan cereales (Prescott *et al.*, 1986a).

La prevalencia y severidad de la enfermedad se asocia a temperaturas superiores a las normales en el invierno y a temperaturas más bajas durante la primavera, las cuales siempre resultan en pérdidas de rendimiento en trigos susceptibles. La enfermedad puede ser un problema serio en altitudes pronunciadas de Centro y Sudamérica, en el trigo de invierno de Europa, en la región del medio oriente (China, Asia, India y Pakistán) y África del Norte (Stubbs, 1985).

1.5.1.2 Síntomas

Los síntomas aparecen primero como manchas cloróticas en las hojas, en las espigas se desarrollan las Uredias pequeñas, de color amarillo a naranja, miden ($0.3-0.5 \times 0.5-1 \mu\text{m}$), normalmente se producen en la superficie ventral de las glumas y en las semillas inmaduras (Chen, 2010).

El patógeno utiliza el agua y los nutrientes de la planta hospedante, puede desecar la planta rápidamente. Produce pústulas sub epidérmicas de color marrón oscuro a negras y a menudo los síntomas son rayas en las hojas, las cuales aparecen al final de la temporada de cosecha en condiciones de humedad (Chen, 2010).

1.5.1.3 Morfología

P. striiformis f. sp. *tritici* es una roya macrocíclica, heteroica, con cinco diferentes fases de esporas en su ciclo biológico (uredosporas, teliosporas, basidiosporas, picniosporas y aeciosporas) (Jin *et al.*, 2010).

Las urediosporas son dicarióticas ($2n$), se producen asexualmente mediante ciclos repetidos de infecciones, que pueden dar lugar al inicio de las epidemias, son de color amarillo-anaranjado, más o menos esféricas y equinuladas. Las teliosporas son de color café oscuro a negro, tienen dos células de paredes gruesas, el ápice o corona aplanada y no redondeada. Se desarrollan en las hojas y vainas foliares como bandas café oscuro a negro y permanecen cubiertas por la epidermis (Jin *et al.*, 2010).

1.5.2 *Puccinia triticina* Eriks. (Syn. *Puccinia recondita* f. sp. *tritici* (Erikss.) C. O. Johnston; *Puccinia persistens* subsp. *triticina* (Erikss.) Z. Urb. & J. Marková)

1.5.2.1 Importancia

La roya de la hoja debilita y mata a las plantas jóvenes, pero con mayor frecuencia hace que disminuya el follaje, el crecimiento de la raíz, reduce la fotosíntesis e incrementa su respiración de la planta. Aunque esta enfermedad rara vez causa pérdidas del 100%, los ataques severos en las primeras etapas de desarrollo del cultivo pueden ocasionar reducciones en el rendimiento de grano de hasta 70%; mientras que cuando el grano se encuentra en estado masoso, reduce el rendimiento un 10%, por lo tanto el grano tiene una calidad inferior, esto se debe a que se reduce el contenido de almidón y aumenta la cantidad de compuestos celulosos que son poco o sin ningún valor nutricional, para el hombre y la industria (Singh y Huerta, 1995).

1.5.2.2 Síntomas

Los principales síntomas observados al inicio de la infección son pequeñas manchas cloróticas, las cuales, con el paso del tiempo se hacen visibles pequeños puntos rojizos. Después de un tiempo se observan pústulas o uredinios circulares, ligeramente elípticos que en su interior contienen masas de urediniosporas de color naranja, café rojizo o naranja-marrón, estas aparecen dispersas en la lámina foliar, llegando alcanzar hasta 2 mm de longitud. Se distribuyen a través del haz de la hoja, pero cuando se presentan condiciones favorables, altas densidades de inóculo y variedades susceptibles se pueden encontrar en las vainas, pedúnculos, glumas, aristas y tallos. Esta no se puede confundir con la roya del tallo, porque la diferencia de estas como su nombre lo indica, las pústulas se encuentran en la epidermis del tallo siendo errupentes, más grandes, alargadas y de color café oscuro. Sin embargo cuando la roya de la hoja presenta pústulas de color negro es porque contiene una masa de teliosporas, estas son bicelulares redondas o aplanadas en sus vértices, se originan de telias y se desarrollan normalmente en filas sobre las vainas foliares, en forma de soros negros, que permanecen cubiertos por la epidermis (Huerta-Espino y Sing, 2000).

1.5.2.3 Morfología

Puccinia triticina es un uredinal imperfecto, que presenta uredinios de color rojo-anaranjado de hasta 1.5 mm de diámetro, ovoides a redondos y se caracteriza por ser uredinios elevados y errupentes. Presenta urediniosporas equinuladas, esféricas de color naranja a rojo oscuro, usualmente llegan a medir de 20 a 28 μm de diámetro. Las telias se localizan en el envés de las hojas, del mismo tamaño que los uredinios, presentando teliosporas bicelulares de color café oscuro, redondas o aplanadas en sus vértices (Weisse, 1987; Romero, 1988).

1.7 Género *Bipolaris*

Como grupo, las especies del género *Bipolaris* le siguen en importancia a las royas como patógenos destructivos de los cultivos cerealícolas en todo el mundo (Zillinsky, 1986).

Debido al género *Bipolaris*, se han producido epidemias repentinas y devastadoras que dieron como resultado enormes pérdidas en los cultivos de cereales de todo el mundo. Todas las enfermedades que ocasiona *Bipolaris* destruyen varias zonas de la superficie de la hoja, parte del tallo, de las raíces o bien ataca directamente los granos y en cualquiera de los casos, produce pérdidas considerables en la producción (Padilla, 2012).

1.7.1 *Bipolaris sorokiniana* (Sacc.) Shoemaker (Syn. *Helminthosporium sativum* Pammel, C. M. King, & Bakker) *Cochliobolus sativus* Ito & Kuribay

1.7.1.1 Importancia

El hongo *B. sorokiniana* se encuentra distribuido en todo el mundo. Es importante en todas las regiones donde se siembra trigo, causando pudrición de raíz, manchas foliares y tizón de plántulas. La severidad en la que se manifiesta la enfermedad es altamente dependiente de las condiciones ambientales (Stein, 2010).

Bajo condiciones de cultivo, cálido – húmedo, en tierras tropicales (por ejemplo, el sureste de Asia), la infección foliar por *B. sorokiniana* puede resultar en pérdidas de rendimiento superiores al 20%. En comparación, la misma enfermedad en cultivares de trigo ubicados en latitudes más altas (diferentes condiciones ambientales), las

pérdidas no son tan significativas. Por otra parte las pérdidas debidas a pudrición de la raíz y tizones de las plántulas son de mayor importancia económica. La pudrición de la raíz, es más severa cuando las plantas son afectadas por la sequía, y las pérdidas anuales van del 3 - 5%, son comunes en los campos de los Estados Unidos de Norteamérica y Canadá (Stein, 2010).

1.7.1.2 Síntomas

Ocasiona manchas foliares elípticas u oval alargadas de color café oscuro, pudriciones de raíz y corona, destrucción de los nudos (nudo negro), tizón de la espiga y muerte de plántulas. En raíces, coronas y vainas de las hojas inferiores de las plántulas se presentan lesiones necróticas de color café oscuro (Stein, 2010).

Causa tizón de plántulas, pudrición de raíz, manchas en las hojas y granos de sus hospedantes, el tizón de las plántulas es un tipo de pudrición seca. Las lesiones de color café oscuro a negro aparecen primero en el coleótilo y progresan hacia dentro. Provocan la muerte preemergente y postemergente de las plántulas. Las hojas de las plántulas enfermeras son verdes oscuras erectas, con lesiones café oscuras al nivel del suelo, las cuales avanzan rápidamente hasta cubrir la hoja (Romero 1988).

1.7.1.3. Morfología

El hongo es fácilmente aislado de los tejidos afectados del hospedante, aunque también se puede extraer directamente del suelo usando un medio selectivo. Presenta micelio de color marrón-olivo. Conidióforos individuales o agrupados, simples o erectos, septados, miden de $6-8 \times 110-150 \mu\text{m}$. Conidios se desarrollan en la parte terminal, los cuales quedan fijos lateralmente a los poros debajo de cada conidióforo. Los conidios son de color marrón, de forma ovada-oblonga, con extremos afilados y una prominente cicatriz basal, miden $15-20 \times 60-120 \mu\text{m}$, de 3-10 septas, y ligeramente curvados (Stein, 2010).

El teleomorfo es *Cochliobolus sativus* (S. Ito & Kurib.) un Ascomyceto, es extremadamente raro encontrarlo en la naturaleza. Seudotecios son de color negro, globosos, presentan picos largos y erguidos, miden de $300-440 \mu\text{m}$, de diámetro y de $50-200 \mu\text{m}$ de largo. Ascas claviformes de $20-45 \times 120-250 \mu\text{m}$. Ascosporas

hialinas, uniformemente filamentosas, de $5-10 \times 200-450 \mu\text{m}$, presentan de 4-14 septos (Stein, 2010).

1.8 Agricultura de conservación

La tendencia actual de los terrenos agrícolas va encaminada a la progresiva eliminación del excesivo movimiento del suelo (preparación del terreno) a favor de las prácticas de labranza limitada (Sturz *et al.*, 1997). Las prácticas de labranza de conservación incluyen: a) labranza mínima, considerada como la mínima preparación del suelo requerida para el acondicionamiento de la cama de siembra y establecimiento de la planta, y b) no-labranza/labranza cero/ siembra directa, la cual excluye la preparación de la cama de siembra (Erenstein, 1997; Sturz *et al.*, 1997).

En diversas partes del mundo se tiende a reducir al mínimo las prácticas de labranza que se realizan a los cultivos, con el fin de disminuir los costos de producción y hacer más rentable la producción agrícola. Al mismo tiempo existe justificada preocupación sobre la creciente erosión de los suelos, que hace impostergable poner en práctica medidas de manejo agrícola que minimicen este fenómeno, y que incluso mejoren los suelos. Por otro lado, dado que el agua es una de las principales limitantes para la producción de los cultivos, en los últimos años se han puesto en práctica alternativas de manejo agrícola que hacen un mejor aprovechamiento de este recurso. Así por razones ambientales y económicas, los agricultores de diversas partes del mundo poco a poco han estado adoptando la labranza de conservación como una forma de producir sus cosechas (Powers y McSorley, 2001).

La labranza convencional o tradicional (LT) es la forma más común de producir cosechas en México. En trigo, implica limpiar el terreno, efectuar un paso de arado, uno o dos pasos de rastra y controlar la maleza con algún herbicida. En maíz, adicionalmente se realizan escardas y ocasionalmente algunos deshierbes manuales. En algunas áreas la labranza mínima (LM) o reducida también se practica, y difiere de LT en que no se realizan escardas y en ocasiones tampoco el paso de arado. A partir de 1990 se ha impulsado la labranza cero o de conservación, también llamada siembra directa (SD), que comprende la siembra sin remover el suelo, y sin sacar del terreno los residuos de cosecha (Claverán, 2000).

No obstante, por el uso que se le da al rastrojo, en muchos lugares se ha adoptado la labranza cero (LC) sin remover el suelo y sin dejar residuos de cosecha sobre el terreno. Para el año 2001, se estimó en México una superficie de 800 mil has sembradas bajo diferentes modalidades de labranza cero en los cultivos de maíz (*Zea mays* L.), trigo (*Triticum aestivum* L.), sorgo de grano (*Sorghum bicolor* L.), cebada (*Hordeum vulgare* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) y soya (*Glycine max* (L.) Merrill) entre otros (Claverán, 2000).

Desafortunadamente, el efecto de las prácticas de labranza sobre el desarrollo de las enfermedades de las plantas es muy variable, ya que pueden incrementar la incidencia de algunas del mismo modo en el que disminuyen la de otras, o simplemente no tener efecto en el nivel de daño (Bailey, 1996).

Actualmente, uno de los desafíos de las prácticas de labranza de conservación, sobre todo del empleo de la labranza cero, son las enfermedades de la raíz, causadas entre otras razones por la existencia de residuos sobre el terreno de cultivo, la compactación y los cambios de la humedad en el suelo (Cruz, 2001).

Los patógenos que infectan raíces son muy importantes en sistemas de labranza de conservación, algunos de ellos sobreviven en los residuos de cultivos mientras que otros pueden estar en el suelo en forma de esporas de reposo de larga vida o en esporas móviles, sobreviviendo saprofiticamente en el suelo (Bockus y Shoyer, 1998).

1.9 Siembra de trigo en camas permanentes

Una alternativa tecnológica para el cultivo de trigo es la siembra sobre camas angostas bajo labranza de conservación, las cuales son comúnmente denominadas como camas permanentes en rotación con maíz o avena y residuos de ambos uniformemente distribuidos en el suelo (Govaerts *et al.*, 2005; Limón *et al.*, 2007).

La agricultura de conservación se ha venido aplicando en diversas formas y condiciones. En la actualidad una de ellas es bajo el sistema de siembra en camas permanentes (SCP). Este sistema de producción se aplica en otros países, principalmente en el sur de Asia. En contraste, la aplicación de este sistema en

nuestro país tanto en áreas de riego como de temporal es prácticamente nula. Algunos de los factores más importantes que han limitado la difusión y adopción de esta tecnología, es la carencia de la maquinaria apropiada, la práctica generalizada del monocultivo en las áreas de temporal y la necesidad de remover los residuos de cultivo para su venta en forma de pacas (Limón *et al.*, 2006).

La importancia de este sistema radica en la reducción considerable de costos de producción, que puede llegar hasta un 30 % comparado con el método tradicional. Esta reducción se logra a través de la manipulación de tres componentes del proceso de producción; eliminación del proceso tradicional de preparación del terreno, reducción de la densidad de semilla y de la dosis de fertilización con nitrógeno (N). Este esquema, por otro lado, involucra la siembra de la variedad apropiada. Los resultados de diversos trabajos indican que una densidad de siembra máxima de 100 kg ha⁻¹ es adecuado, que la dosis de fertilización de 25-60 kg N ha⁻¹, dependiendo del ambiente, es suficiente para obtener rendimientos aceptables (Limón y Villaseñor, 2006).

La aplicación del sistema de SCP en el Altiplano Central de México es factible, ya que esta tecnología tiene el potencial de incrementar rendimientos de trigo de 25 a 30% dependiendo de la rotación de cultivos, manejo de residuos y de reducir los costos de producción de 15 a 20 % (Limón y Sayre, 2003).

Una de las condiciones para la práctica efectiva de siembra en camas permanentes es la distribución uniforme de los residuos de cultivos sobre la superficie del suelo. Los residuos dejados sobre la superficie del suelo reducen la evaporación, permaneciendo el agua almacenada más tiempo en el perfil a disposición del cultivo y con ello se permite un uso más eficiente, aumentando los rendimientos de los cultivos al compararlos con los sistemas tradicionales. Estas coberturas retardan el desecamiento del suelo; en tanto que en un suelo desnudo y cultivado, cerca del 90% de la radiación que recibe es empleada para evaporar el agua del horizonte superior (Galeana, 2000; Rodríguez, 2009).

El manejo de residuos de cosecha y rotación de cultivos bajo el sistema de camas permanentes son dos aspectos básicos para el éxito del sistema. La aplicación inadecuada de alguno de estos dos aspectos agronómicos puede provocar reducciones considerables en el rendimiento del trigo. Las causas principales de

esta reducción se puede atribuir al aumento en la presión de malezas, posible aparición de especies de pastos no comunes bajo el sistema convencional, incremento substancial de enfermedades foliares, y reducción de infiltración de agua por el deterioro en la estructura del suelo (Govaerts *et al.*, 2005).

La aplicación inadecuada del sistema de CP, representa una serie de desventajas tales como la incidencia de malezas y enfermedades (Limón, *et al.*, 2006). El grado de severidad en el ataque depende de la especificidad del patógeno en relación al cultivo, biología del patógeno, mecanismo de dispersión y supervivencia, además de factores microclimáticos (Cruz, 2001).

II. LITERATURA CITADA

- Agrios G., N. 2002. Fitopatología. ed. Limusa. México. 756 p.
- Agrios G. N. 2005. Plant pathology. 5th ed. Nueva York: Elsevier Academic Press. 7 p.
- Bailey, K. L. 1996. Diseases under conservation tillage systems. Canadian Journal of Plant Sciences, 76: 635-639.
- Bergstrom, C. 2010. Stagonospora nodorum Blotch and Stagonospora avenae Blotch. In: Compendium of Wheat Diseases and Pests third edition. (eds., Bockulus, W., W., Bowden, R., L., Hunger, R., M., Morrill, W., L., Murray, T., D., Smiley, R., W.). The United States 2010. (APS). 75-77.
- Bockus, W. W. y J. P. Shoyer. 1998. The impact of reduced tillage on soilborne plant pathogens. Annual Review of Phytopathology, 36: 485-500.
- Booth, C. 1971. The genus Fusarium. Commonwealth Mycological Institute, Kew Surrey. 237p.
- Chen, X. 2010. Stripe Rust. . In: Compendium of Wheat Diseases and Pests third edition. (eds., Bockulus, W., W., Bowden, R., L., Hunger, R., M., Morrill, W., L., Murray, T., D., Smiley, R., W.). The United States 2010. (APS). 55.
- Claverán, A. R. 2000. Conservation tillage in Mexico and latin America: an overview in: Disco compacto de la memoria internacional de labranza de conservación. Mazatlan, Sinaloa 24-27 Enero del 2000. pp: 24-27.
- Cotten, T. K., and G. P. Munkvold. 1998. Survival of Fusarium moniliforme, F. proliferatum, and F. subglutinans in maize stalk residue. Phytopathology 88: 550-555.
- Cruz C. L. 2001. Incidencia de pudrición de raíz causada por hongos en maíz y trigo en parcelas de labranza de conservación. Tesis. M.C. Protección vegetal. Departamento de Parasitología Agrícola. UACH. Chapingo. México. 69 pp.
- Cunfer, B. M., and P. P. Ueng. 1999. Taxonomy and identification of Septoria and Stagonospora species on small-grain cereals. Annu. Rev. Phytopathol. 37:267–84.
- Dalvand, M., and R. Roohparvar. 2013. Evaluation of Iranian wheat cultivars Reaction to Septoria Tritici Blotch and virulence Survey of Mycosphaerella graminicola in Khuzestan province. International Research Journal of Applied and Basic Sciences. Vol, 5 (9): 1097-1100.

Dubin, H.J., L. Gilchrist, and J. Reeves. 1996. Fusarium Head Scab: Global Status and Future Prospects. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y trigo. CIMMYT. El Batán, México. 129 p.

Erenstein, O. 1997. ¿Labranza de conservación o conservación de residuos? Una evaluación del manejo de los residuos en México. CIMMYT. Natural Resources Group. 188-197 pp.

Farr, D. F., G. F. Bills, G. P. Chamuris, and A. Y. Rossman. 1989. Fungi on Plants and Plant Products in the United States. St. Paul, MN:APS Press. 1252 p.

Fernandez M. R., and Y. Chen. 2005. Pathogenicity of Fusarium species on different plant parts of spring wheat under controlled conditions. Plant Dis. 89:164-169.

García M., C. Cara, L. Gálvez, C. Iglecias, and D. Palmero. 2011. Fusarium proliferatum, an endophytic fungus from Dysoxylum binectariferum Hook. f, produces rohitukine, a chromane alkaloid possessing anti-cancer activity. Plant Disease. 94 (2): 277 p.

Gonzales N., G. 2004. Fungicidas a la semilla para el control de enfermedades radicales y foliares en el cultivo de cebada en Apan, Hidalgo, México. Tesis profesional. Depto. De Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 10-12 pp.

Govaerts, B. Mezzalama, M. Sayre, K. Crossa, J. Nicol, and J. Deckers. 2005. Long-term consequences of tillage, residue management, and crop rotation on maize/wheat root rot and nematode populations in subtropical highlands. Applied Soil Ecology. 32: 305-315.

Guzmán-Piedrahita, O. A.; Castaño-Zapata, J. & Villegas-Estrada B. 2009. Diagnóstico de enfermedades de plantas de origen biótico. Agron. 17(2): 7 – 24.

Henze, M., M. Beyer, H. Klink, and J. A. Verreet. 2007. Characterizing meteorological scenarios favorable for Septoria tritici infections in wheat and estimation of latent periods. Plant Dis. 91: 1445-1449.

Huerta-Espino, J., y R. P. Sing H. 2000. Las royas del trigo. In: el trigo de temporal en México. Villaseñor, M. H. E. y R. E. Espitia. SAGAR, INIFAP, CIR- CENTRO y CEVAMEX. México. Pp: 231-251.

Ireta M. J. 2000. Fusariosis de los cereales. In: Fitosanidad de cultivos básicos. Segunda edición. Sociedad Mexicana de Fitopatología. México 2000. pp:1-15.

Jin, Y., L. J. Szabo, and M. Carson. 2010. Century-old mystery of Puccinia striiformis life history solved with the identification of Berberis as an alternate host. Phytopathology 100:432–35.

Kedera, C. J., J. F. Leslie, and L. E. Claflin. 1994. Genetic diversity of *Fusarium* section *Liseola* (*Gibberella fujikuroi*) in individual maize plants. *Phytopathology* 84: 603-607.

Lannou, C. 2012. Variation and Selection of Quantitative Traits in Plant Pathogens. *The Annual Review of Phytopathology*. 50:319-338.

Leslie, J. F. y B. A. Summerell. 2006. *The Fusarium. Laboratory manual*. Ed. Blackwell Publishing, State Iowa, USA. pp:176-280.

Limón-Ortega, A. and K. D. Sayre. 2003. Dry land wheat production an narrow raised beds; a promising option. In: *Proceedings of the XIth International Conference on Rainwater Catchment Systems*. Montecillos, Edo. De Méx., México. pp: 606-620.

Limón, O. A., J. G. Ochoa B., R. Jiménez R., y E. Espitia R. 2006. Sistema de siembra en camas permanentes para trigo; equipo de siembra necesario y manejo básico del cultivo. Tlaxcala, Tlax., México, INIFAP, CIRCE, CE-Tlaxcala. Folleto Técnico No. 26. 16 p.

Limón, O. A. y H. E. Villaseñor M. 2006. Nitrogen fertilizer management and recommendations for wheat production in central México. *Crop Management*. 5:01-25.

Limón, O. A., H. E. Villaseñor M., y B. S Larqué, S. 2007. La siembra de trigo en camas; una innovación tecnológica de bajo costo. *Campo Experimental Valle de México*, INIFAP-CEVAMEX. Chapingo, Texcoco, Edo. de Méx. Folleto Técnico No. 27. 20 p.

Moreno G. R., y M. Alvarez B. 1984. Las royas del trigo en México. SARH-INIA. CIAMEC. Campo Agrícola Experimental del Valle de México. Chapingo, México. Folleto No.2.17p.

Oste, B., G. Huguerot, Delos M et al., 2000. Bilan phyto-sanitaire de la campagne 1998/99. *Phytoma, la Défense des Végetaux* 523, 12–6.

Padilla A. J. E. 2012. Comportamiento de 30 variedades de Avena (*Avena sativa* L.) a *Helminthosporium victoriae* (Meehan & Murphy) en Chapingo, Edo de México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. México. 13-15 pp.

Picot, A., C. Barreau, L. Pinson-Gadais, D. Caron, C. Lannou, F. Richard-Forget. 2010. Factors of the *Fusarium verticillioides*–maize environment modulating fumonisin production. *Crit. Rev. Microbiol*. 36:221–231

Powers, L. E. y McSorley 2001. *Principios ecológicos en la agricultura*. Trad. Alfredo Pozuelo. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 429 p.

Presscot, J. M., A. Burnett, P., S. Ransom, J. Browman, J. Williano, R. Sing, y P. G. Bekele. 1986 a. Enfermedades y plagas de trigo: Una guía para su identificación de campo. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo. México, DF. 6 p.

Presscot, J. M., A. Burnett, P., S. Ransom, J. Browman, J. Williano, R. Sing, y P. G. Bekele. 1986 b. Enfermedades y plagas de trigo: Una guía para su identificación de campo. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo. México, DF. 135 p.

Rodríguez L. C. 2009. Incidencia de enfermedades fungosas en Trigo (*Triticum aestivum* L.) bajo siembra en camas permanentes en los Valles Altos de México. Chapingo, México. México. 49 pp.

Quaedvlieg, W., H. J. Kema G., Z. Groenewald J., J. M. Verkley G., S. Seifbarghi, M. Razavi, A. Mirzadi, R. Mehrabi, and W. Crous P. 2011. *Zymoseptoria* gen. nov.: a new genus to accommodate *Septoria*-like species occurring on graminicolous hosts. *Persoonia*: 57–69.

Quaedvlieg, W., J. M. Verkley G., and W. Crous P. 2013. A new approach to species delimitation in *Septoria*. *Studies in Mycology* 75: 213–305.

Roelfs, A., P. 2010. Rusts. In: *Compendium of Wheat Diseases and Pests* third edition. (eds., Bockulus, W., W., Bowden, R., L., Hunger, R., M., Morrill, W., L., Murray, T., D., Smiley, R., W.). The United States 2010. (APS). 50 p.

Romero C. S. 1998. Hongos fitopatógenos. Chapingo, México. 347pp.

Scharen, AL. y F.R. Sanderson. 1985. Identification, distribution and nomenclature of the *Septoria* species that attack cereals. In: A.L. Scharen, ed. *Septoria of Cereals*. Memoria del taller celebrado del 2 al 4 de agosto de 1983, Bozeman, MT. USDA-ARS Publ. No. 12. pp: 37-41.

Sing, R. P., and J. Huerta-Espino. 1995. Inheritance of seedling and adult plant resistance leaf rust in Wheat Cultivars Ciano 79 and popago 86. *Plant Disease*. 79: 35-38.

Shaner, G., 2010. *Septoria tritici* Blotch. In: *Compendium of Wheat Diseases and Pests* third edition. (eds., Bockulus, W., W., Bowden, R., L., Hunger, R., M., Morrill, W., L., Murray, T., D., Smiley, R., W.). The United States 2010. (APS). pp: 56-57.

Stein, J. M., 2010. Common Root and Foot Rot and Associated Leaf and Seedling Diseases. In: *Compendium of Wheat Diseases and Pests* third edition. (eds., Bockulus, W., W., Bowden, R., L., Hunger, R., M., Morrill, W., L., Murray, T., D., Smiley, R., W.). The United States 2010. (APS). pp: 26-28.

Stubbs, R. W. 1985. Stripe rust. In: The Cereal Rust Vol. II; Diseases, Distribution, Epidemiology, and Control. (eds., A. P. Roelfs y W. R.) Academic Press, Orlando. pp: 61-101.

Sturz, A. V., M. R. Carter, y H. W. Johnston. 1997. A review of plant disease, pathogen interactions and microbial antagonism under conservation tillage in temperate humid agriculture. Soil & Tillage Research 41: 169-189.

Sutton, B. C., 1980. The coelomycetes. Fungi imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England. 2: 100-109.

Sutton, J. C. 1982. Epidemiology of wheat head blight and maize ear rot caused by *Fusarium graminearum*. Can. J. Plant Path. 4: 198-209.

Verkley, G. J. M., M. J. Priest. 2000. Septoria and similar coelomycetous anamorphs of *Mycosphaerella*. Studies in Mycology 45: 123–128.

Verkley, G. J. M., M. Starink-Willemse, A. van Iperen, E. C. A. Abeln. 2004. Phylogenetic analyses of *Septoria* species based on the ITS and LSU-D2 regions of nuclear ribosomal DNA. Mycologia 96: 558–571.

Warham, E.J., L. Butler, y B. Sutton. 1998. Ensayos para la Semilla de Maíz y de Trigo. Manual de Laboratorio. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo (CIMMYT). México. 64 p.

Weisse, M. V. 1987. Compendio de enfermedades del trigo. Sociedad Americana de Fitopatología. St. Paul, MN. USA. 112p.

Zyllinsky, F. J. 1983. Common Diseases of Small Grain Cereals: A Guide to Identification. CIMMYT, México. 141p.

Zyllinsky F., J. 1984. Guía para la identificación de enfermedades en cereales de grano pequeño. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y trigo. CIMMYT. México, D.F. 141p.

CAPITULO II. INCIDENCIA DE ENFERMEDADES EN GENOTIPOS DE TRIGO (*Triticum spp.*) BAJO EL SISTEMA DE SIEMBRA EN CAMAS PERMANENTES

Padilla-Albor J. E.¹, Leyva-Mir S. G.¹, Limón-Ortega A.², Villaseñor-Mir H. E.³, Nava-Díaz C.⁴ Tovar-Pedraza J.M.⁵

¹Maestría en Protección Vegetal-UACH, ²Investigador del INIFAP-CEVAMEX, ³Investigador del INIFAP-CEVAMEX, ⁴Profesor-Investigador Fitopatología-COLPOS, ⁵ Investigador Fitopatología-COLPOS.

Resumen

Durante los ciclos agrícolas primavera-verano 2013 y 2014, se sembraron en condiciones de temporal 21 genotipos de trigo, se agruparon en duros (*Triticum durum* L.); JUPARE C2001, CEMEXI C2008, ACONCHI C89, YAVAROS C79 y harineros (*Triticum aestivum* L.) de los cuales GEMA F2004, NANA F2007, JOSECHA F2007, NAHUATL F2000, ALTIPLANO F2007, ROELFS F2007, VILLA JUAREZ F2009, TRIUNFO F2000, PALMERIN F2004, TLAXCALA F2000, ONAVAS F2009, RAYON F89 fueron de gluten fuerte y MAYA S2007, CORTAZAR S94, SALAMANCA S75, BARCENAS S2002, URBINA S2007 de gluten suave, bajo el sistema de siembra en camas permanentes (labranza de conservación) con la rotación trigo-maíz. El sitio se ubica en el Campo Experimental Valle de México (CEVAMEX), perteneciente al Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). Con el objetivo de determinar si existe diferencia entre trigos duros y harineros en la severidad de enfermedades foliares y de espiga, además de evaluar el efecto de dos fungicidas. Los factores estudiados fueron control químico y genotipos, en respuesta a la presencia de enfermedades foliares y de espiga en el cultivo. Para el primer factor se usaron 3 tratamientos, incluyendo los fungicidas procloraz y azoxystrobin + propiconazol y un testigo. Los tratamientos con aplicación de fungicidas presentaron los rendimientos más altos en ambos años, los trigos más sobresalientes fueron los harineros de gluten fuerte para el año 2013 y para el 2014 los trigos duros presentaron los más altos rendimientos, en los cuales los promedios fueron de 2767 y 2608 Kg ha⁻¹, respectivamente. Asimismo, la enfermedad más agresiva en año 2013 fue el tizón foliar causado por *Bipolaris* mientras que para el 2014 fue el tizón de la espiga (*Fusarium spp.*). Los resultados no fueron consistentes para ambos años, lo que se atribuye principalmente a la variación en la distribución de la precipitación y temperatura

Abstract

During the spring-summer crop seasons 2013 and 2014, were sown under rainfed conditions 21 wheat genotypes were grouped into hard (*Triticum durum* L.); Júpare C2001, C2008 CEMEXI, ACONCHI C89, C79 YAVAROS and flour (*Triticum aestivum* L.) of which GEMA F2004, F2007 NANA, JOSECHA F2007, F2000 NAHUATL, HIGHLANDS F2007, ROELFS F2007, VILLA JUAREZ F2009, TRIUNFO F2000, PALMERIN F2004, TLAXCALA F2000, ONAVAS F2009, RAYON F89 were strong gluten and MAYA S2007, CORTAZAR S94, S75 SALAMANCA, BARCENAS S2002, soft URBINA S2007 gluten, under the system of permanent bed planting (conservation tillage) with wheat-maize rotation . The site is located in the Valley of Mexico Experimental Field (CEVAMEX) belonging to the National Institute of Forestry, Agriculture and Livestock (INIFAP). In order to determine whether there is difference between durum and bread wheats in the severity of foliar diseases and tenon, in addition to assessing the effect of two fungicides. Chemical factors and genotypes were studied control in response to the presence of foliar diseases and tenon in culture. For the first factor 3 treatments were used, including fungicide procloraz and azoxystrobin + propiconazole and a witness. Treatment with fungicide application showed the highest yields in both years, the most outstanding wheat flour were strong gluten 2013 and 2014 durum wheat had the highest yields, which averages were 2767 and 2608 kg ha⁻¹, respectively. Also, the more aggressive disease in 2013 was the leaf blight caused by *Bipolaris* while 2014 was the scab (*Fusarium* spp.). The results were not consistent for both years, which is mainly attributed to the variation in the distribution of precipitation and temperature.

I. INTRODUCCIÓN

La tendencia actual de los terrenos agrícolas va encaminada a la progresiva eliminación del excesivo movimiento del suelo (preparación del terreno) a favor de las prácticas de labranza limitada (Sturz *et al.*, 1997). Las prácticas de labranza de conservación incluyen: a) labranza mínima, considerada como la mínima preparación del suelo requerida para el acondicionamiento de la cama de siembra y establecimiento de la planta, y b) no-labranza/labranza cero/ siembra directa, la cual excluye la preparación de la cama de siembra (Erenstein, 1997; Sturz *et al.*, 1997).

A partir de 1990 se ha impulsado la labranza cero o de conservación, también llamada siembra directa (SD), que comprende la siembra sin remover el suelo, y sin remover del terreno los residuos de cosecha (Claverán, 2000).

La agricultura de conservación se ha aplicado en diversas formas y condiciones. En la actualidad una de ellas es bajo el sistema de siembra en camas permanentes. Este sistema de producción se aplica en otros países, principalmente en el sur de Asia. En contraste, la aplicación de este sistema en México tanto en áreas de riego como de temporal es prácticamente nula. Algunos de los factores más importantes que han limitado la difusión y adopción de esta tecnología, es la carencia de la maquinaria apropiada, la práctica generalizada del monocultivo en las áreas de temporal y la necesidad de remover los residuos de cultivo para su venta en forma de pacas (Limón *et al.*, 2006).

La importancia de este sistema radica en la reducción considerable de costos de producción, que puede llegar hasta un 30 % comparado con el método tradicional. Esta reducción se logra a través de la manipulación de tres componentes del proceso de producción; eliminación del proceso tradicional de preparación del terreno, reducción de la densidad de semilla y de la dosis de fertilización (Limón y Villaseñor, 2006).

El manejo de residuos de cosecha y rotación de cultivos bajo el sistema de camas permanentes son dos aspectos básicos para el éxito del sistema. La aplicación inadecuada de alguno de estos dos aspectos agronómicos puede provocar reducciones considerables en el rendimiento del trigo. Las causas principales de esta reducción se puede atribuir al aumento en la presión de malezas, posible

aparición de especies de pastos no comunes bajo el sistema convencional, incremento substancial de enfermedades foliares, y reducción de infiltración de agua por el deterioro en la estructura del suelo (Govaerts *et al.*, 2005).

La aplicación inadecuada del sistema de camas permanentes, representa una serie de desventajas tales como la incidencia de malezas y enfermedades (Limón, *et al.*, 2006). El grado de severidad en el ataque depende de la especificidad del patógeno en relación al cultivo, biología del patógeno, mecanismo de dispersión y supervivencia, además de factores microclimáticos (Cruz, 2001).

El monocultivo de maíz y trigo, sobre todo bajo cualquier sistema de conservación, representa un grave problema, debido a que algunos patógenos son favorecidos al no realizar una rotación de cultivos. (Ruiz, 2002).

Por otra parte uno de los aspectos fundamentales para lograr el éxito con el establecimiento del sistema de camas permanentes es el manejo adecuado de los residuos de cosecha. En general se recomienda que estos sean distribuidos uniformemente en el suelo. Sin embargo, esta práctica tiene una marcada influencia sobre las enfermedades que en conjunto con las lluvias frecuentes y rocíos matutinos, se promueve la producción, liberación de esporas y alargamiento de lesiones en áreas infectadas (Watkins y Boosalis, 1982).

Aunque no todas las enfermedades reaccionan de la misma manera a condiciones creadas por los residuos en las camas permanentes, su desarrollo es la expresión de la interacción del patógeno con el huésped y el ambiente. Por lo tanto, los problemas fitosanitarios que se desarrollen en cada región pueden ser únicos. Esto hace que la predicción de problemas potenciales sobre enfermedades sea difícil pues las observaciones en determinada área no son necesariamente aplicables a otra (Bailey, 1996).

II. OBJETIVO

- Determinar la severidad de enfermedades fúngicas presentes bajo el sistema de siembra en camas permanentes.
- Determinar si existe diferencia entre los trigos duros y harineros a la infección por patógenos fúngicos.
- Evaluar el efecto de los fungicidas Procloraz y Azoxystrobin + Propiconazol aplicados al follaje para el control de enfermedades fúngicas.

III. HIPOTESIS

- La fluctuación de enfermedades varía dependiendo el genotipo de trigo.
- Los tratamientos con aplicación de fungicidas, presentan los mejores rendimientos.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Descripción del sitio de estudio

El presente trabajo de investigación se realizó durante los ciclos agrícolas primavera-verano (PV) 2013 y 2014 bajo condiciones de temporal en el INIFAP en su campo experimental CEVAMEX, ubicado geográficamente a 19°26'39.81" N, 98°53'10.83" O.



Figura. 2.1. Ubicación del sitio experimental.

En el sitio experimental, se dispuso de un lote con una superficie aproximada de 1000 m², que se ha manejado durante los últimos cuatro años bajo el sistema de labranza de conservación (camas permanentes), este lote se ha venido trabajando bajo la rotación trigo-maíz, en el cual en ningún año se ha aplicado fertilización.

Desde el punto de vista de potencial productivo, el suelo del área del CEVAMEX se considera como de mediana productividad. Estas áreas se caracterizan por una precipitación pluvial menor a 475 mm de mayo a octubre y una temperatura media anual de 10 a 20 °C (María *et al.*, 2003).

Se utilizaron 21 genotipos de trigo, los cuales se agrupan en duros (*Triticum durum*) (JUPARE C2001, CEMEXI C2008, ACONCHI C89, YAVAROS C79) harineros (*Triticum aestivum* L.) de gluten – fuerte (GEMA F2004, NANA F2007, JOSECHA F2007, NAHUATL F2000, ALTIPLANO F2007, ROELFS F2007, VILLA JUAREZ

F2009, TRIUNFO F2000, PALMERIN F2004, TLAXCALA F2000, ONAVAS F2009, RAYON F89) y harineros de gluten – suave (MAYA S2007, CORTAZAR S94, SALAMANCA S75, BARCENAS S2002, URBINA S2007).

4.2 Desarrollo del experimento

Para eliminar las malezas presentes antes de la siembra se aplicó Faena[®] (Glifosato) a su dosis media recomendada.

Siembra

Esta actividad se llevó acabo mecánicamente en la época de temporal, para el año 2013 fue el 25 de Junio y para el 2014 el 2 de Julio. Teniendo como día de emergencia el 1 de Julio y el 9 de julio respectivamente.

Aplicación de herbicidas

Esta actividad se realizó en la etapa fenológica de producción de macollos. Para ambos años se aplicó Sencor[®] (Metribuzin), en el año 2013 se mezcló con Starane[®] (Fluroxipir) y para el 2014 con Banvel[®] (Dicamba), a sus dosis medias recomendadas.

Aplicación de tratamientos

Se utilizaron los productos con los ingredientes activos mencionados en el Cuadro 2.1, acompañados con el adherente Index[®], aplicados a la dosis media recomendada por el fabricante, se utilizó una aspersora manual de mochila (15 L) procurando que se cubriera homogénea y totalmente el follaje de las plantas tratadas; esta actividad se realizó en la etapa fenológica de embuche-espigamiento, que para el año 2013 fue el 2 de Septiembre y para el 2014 el 8 de Septiembre.

Cosecha

Se realizó manualmente cuando las plantas alcanzaron la madurez fisiológica, en todas las unidades experimentales.

4.3 Factores evaluados y diseño de tratamientos

Los factores estudiados fueron control químico y genotipos. Para el primer factor se usaron 3 tratamientos, incluyendo dos productos químicos y un testigo; para el segundo factor se utilizaron 21 genotipos de trigo. Los tratamientos químicos se describen en el Cuadro 2.1. En general se hizo una aplicación con la dosis media recomendada a la etapa de embuche-espigamiento.

Cuadro 2.1. Tratamientos utilizados para el control de enfermedades foliares del trigo durante los ciclos de primavera-verano 2013 y 2014.

No.	Tratamiento	Ingrediente activo	Dosis (L pf/ha)
1	QUILT	Azoxystrobin + Propiconazole	0.8 – 1
2	SPORTAK	Procloraz	1-1.5
3	TESTIGO	Sin aplicación	-----

Fuente: Thompson (2012).

4.4 Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental en bloques completos al azar con un arreglo en parcelas divididas. Las parcelas grandes correspondieron a la aplicación de dos fungicidas y un testigo, las parcelas chicas a los 21 genotipos; en tres repeticiones.

Cada unidad experimental estuvo conformada por 2 camas sembradas a doble hilera, con una longitud de 5 m y un ancho de 1.6 m, con una superficie total de 8 m² por cada unidad experimental.

4.5 Muestreo

El tipo de muestreo aplicado para coleccionar la información fue un Muestreo Aleatorio Simple, se realizaron cinco en cada ciclo y en los cuales cada unidad de muestreo tuvo la misma posibilidad de ser elegida. Las observaciones se tomaron semanalmente de manera visual, desde el embuche-espigamiento hasta el llenado de grano.

Cuadro 2.2. Fechas de muestreo

Año	Muestreo 1	Muestreo 2	Muestreo 3	Muestreo 4	Muestreo 5
2013	20-SEP	27-SEP	04-OCT	11-OCT	18-OCT
2014	19-SEP	26-SEP	03-OCT	10-OCT	17-OCT

Considerando la parte media de cada unidad experimental como parcela útil, donde se evaluaron algunas de las variables respuesta como incidencia y severidad de enfermedades foliares y en espiga (Figura 2.2).

Después de realizar los muestreos, los datos obtenidos de las observaciones visuales de cada una de las enfermedades, fueron sometidos a un programa específico de Excel, para determinar el área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE). Posteriormente el ABCPE de cada enfermedad y genotipo se analizó mediante el software Statistical Analysis System (SAS, por sus siglas en inglés. SAS, 2009).

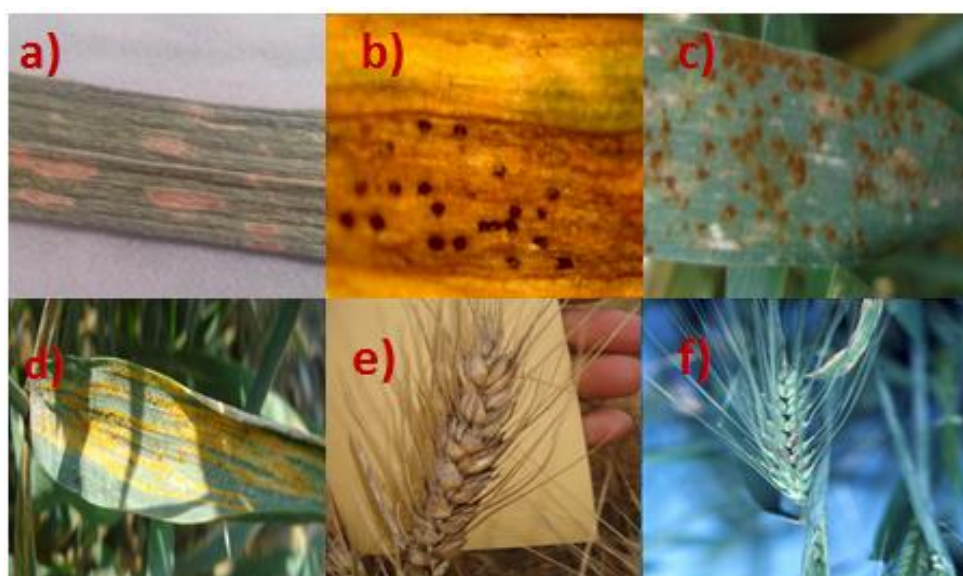


Figura 2.2. Síntomas de enfermedades foliares y en espiga. a) *Bipolaris* spp. (Tizón foliar), b) *Zymoseptoria* y/o *Parastagonospora* (Tizón foliar), c) *Puccinia triticina* (Roya de la hoja), d) *P. striiformis* f. sp. *tritici* (Roya amarilla), e) y f) Roña de la espiga (*Fusarium*).

4.6 Variables respuesta

Para evaluar el grado de incidencia y severidad de enfermedades, se usó la escala propuesta por Bronnimann (1982) la cual está adaptada para la evaluación de enfermedades en espiga y hojas de trigo (Figura 2.3).

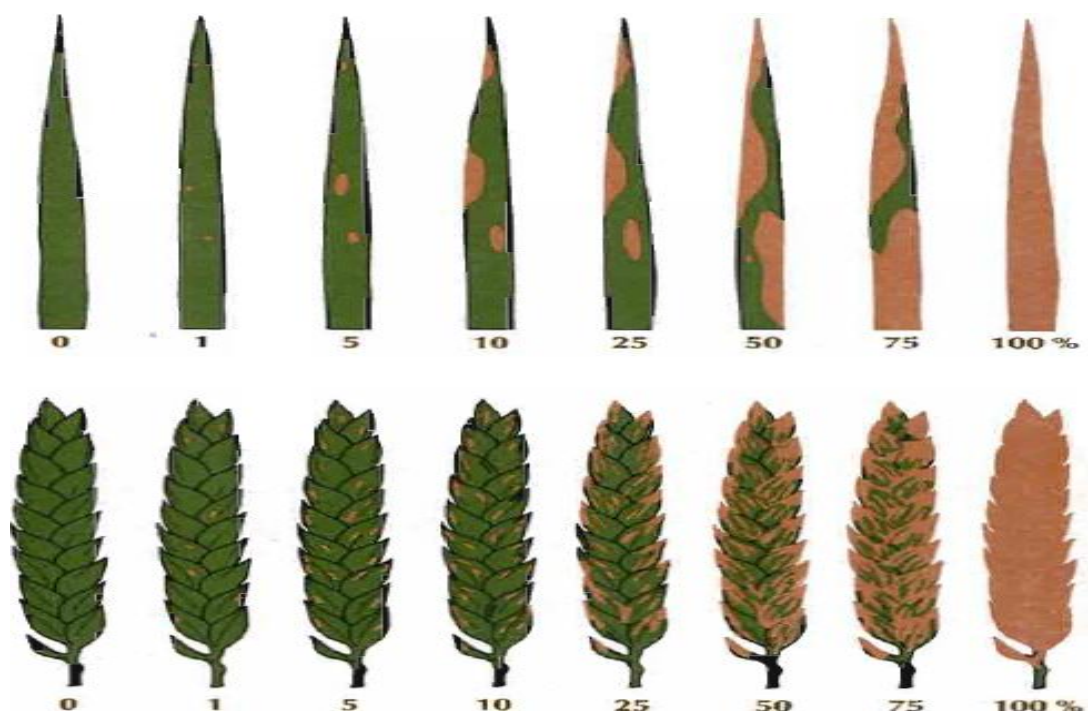


Figura 2.3 Escala de Bronnimann para evaluar enfermedades en espiga y hojas de trigo.

Adicionalmente, se estimó el rendimiento de grano y sus componentes los cuales se indican en el Cuadro 2.3.

Cuadro 2.3 Variables respuesta (componentes del rendimiento) y sus unidades de medida.

No.	Variable	Unidad de medida
1	Espigas por m ²	n. °
2	Biomasa	kg/ha
3	Peso de 1000 granos	Gramos
4	Índice de cosecha	%
5	Rendimiento	kg/ha
6	Granos/espiga	n. °

4.8 Análisis estadístico

A los datos obtenidos de las diferentes variables del estudio, se les realizaron análisis de varianza individuales para cada uno de las variables respuesta; así como análisis combinados a través de los diferentes niveles de los factores: tratamientos, genotipos. De igual forma, se efectuaron pruebas de comparaciones múltiples de medias (LSD) con nivel de significancia al 5%. Todo este procesamiento estadístico se hizo con el software Statistical Analysis System (SAS, por sus siglas en inglés. SAS, 2009).

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Importancia del clima

Los resultados indican que las variaciones en el rendimiento e intensidad en que se presentaron las enfermedades, estuvieron determinadas por el efecto de las condiciones particulares de cada ciclo agrícola (Cuadro 2.4), además del efecto de los tratamientos.

Cuadro 2.4 Condiciones climáticas presentes en los ciclos agrícolas primavera-verano 2013 y 2014.

Mes	Temperatura		Humedad relativa		Precipitación (mm)	
	Años		Años		Años	
	2013	2014	2013	2014	2013	2014
Julio	18.1	16.2	78.7	79.4	79.9	187.5
Agosto	16.3	16.3	79	70.3	71.3	108.6
Septiembre	15.7	16.2	83.7	75.4	189.3	65.6
Octubre	15.2	16.4	88.2	72.1	56.7	138.1
-----	16.3	16.27	82.4	74.3	397.2	499.8

Fuente: <http://www.cm.colpos.mx/meteoro/reporte/index4.htm>

Tipo de trigo

Para este factor el análisis de varianza detectó diferencias significativas para los diferentes tipos de trigo (duros, harineros de gluten fuerte y de gluten suave), con respecto a su rendimiento. La prueba de comparación múltiple de medias (LSD) separó varios grupos. Los rendimientos más altos fueron los harineros de gluten fuerte para el año 2013 y para los trigos duros el 2014 con promedio de 2767 y 2608 Kg/ha, respectivamente (Figura 2.4).

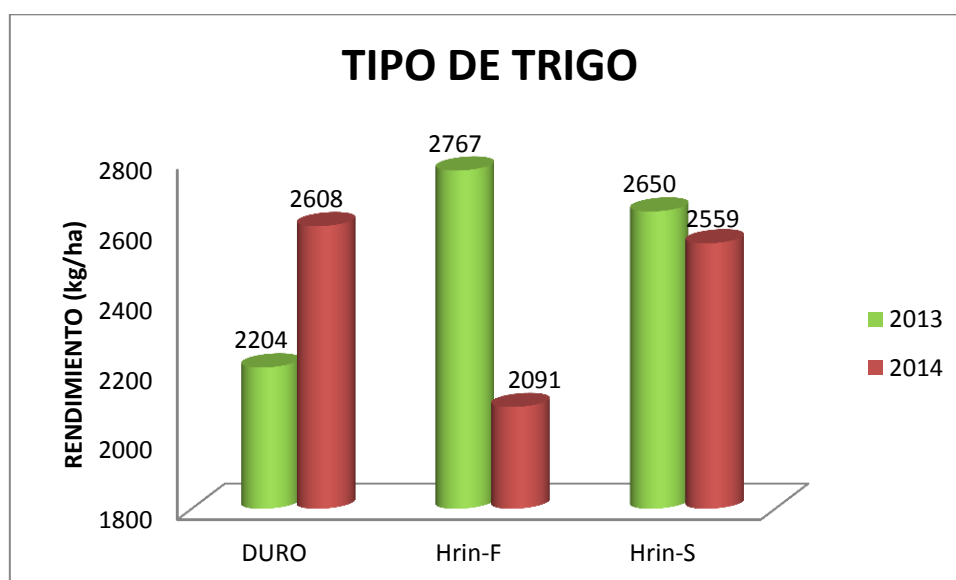


Figura 2.4. Tipos de trigo (duros, harineros de gluten fuerte y de gluten suave), en función de su rendimiento, años 2013 y 2014.

La variación en rendimiento entre años fue mayor para los trigos harineros de gluten fuerte seguido de los trigos duros. Esta variación se atribuye a la distribución de la precipitación (Cuadro 2.4), la cual tuvo influencia en la presencia de enfermedades y por lo tanto se presentaron variaciones en el rendimiento.

Para el año 2013 la variedad VILLA JUÁREZ F2009 presentó el rendimiento más alto con un promedio de 3.471 t ha^{-1} , esto se debe a que en este año la roya de la hoja (*Puccinia triticina*) fue una de las enfermedades más agresivas (Figura 2.6) y a diferencia de otras variedades sembradas en esta investigación, VILLA JUÁREZ F2009 es resistente a esta enfermedad (Valenzuela-Herrera *et al.*, 2012).

Las variedades de trigos duros, son resistentes a enfermedades de la espiga (Hernández, 2012), en el año 2014 la enfermedad que afecta la espiga (*Fusarium* spp) fue la más agresiva (Figura 2.6), y en comparación con otras variedades YAVAROS C79 fue la que presentó los más altos rendimientos de ese año con un promedio de 2.934 ha^{-1} .

Tratamientos

En este factor el análisis de varianza detectó diferencias significativas por efecto de los tratamientos en relación al rendimiento. La prueba de comparación múltiple de medias (LSD) separó varios grupos. Los tratamientos con aplicación de fungicidas presentaron los rendimientos más altos, mientras que el testigo fue el más bajo en ambos años. Sin embargo, considerando el costo económico de los productos aplicados, las diferencias de rendimiento son cuestionables (Figura 2.5) por ejemplo, el promedio de rendimiento por la aplicación de fungicidas fue de 2577.25 ha^{-1} , mientras que el testigo de 2373.5 .

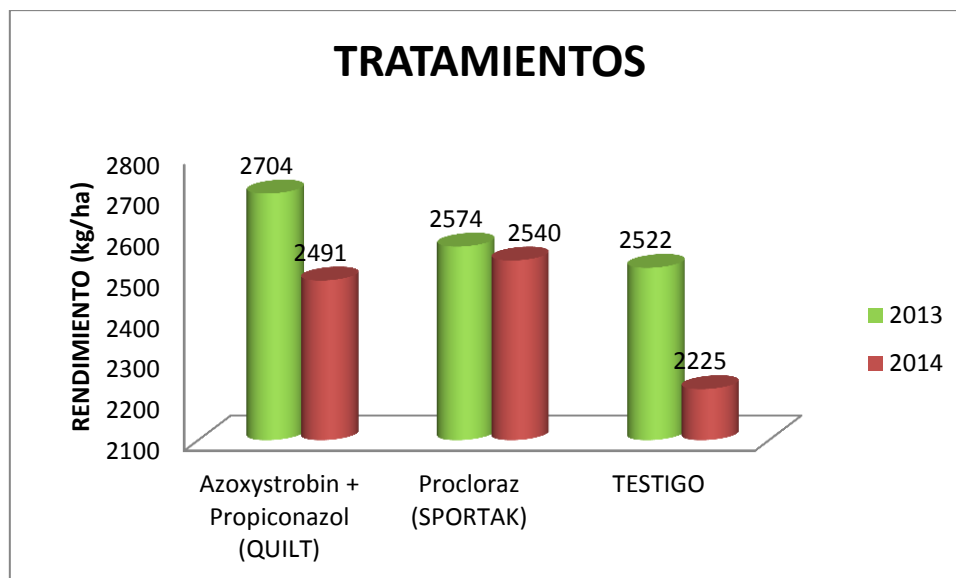


Figura 2.5. Tratamientos en relación al rendimiento en los años 2013 y 2014.

En el año 2013, el promedio de rendimiento por la aplicación de QUILT fue el más alto. Este resultado puede atribuirse al efecto en control de enfermedades además de las virtudes que presentan las estrobirulinas de aumentar rendimiento (Costa *et al.*, 2012). Para el ciclo primavera-verano 2014 el efecto no fue consistente, el promedio de rendimiento por la aplicación de SPORTAK fue más alto. Este resultado se atribuye a la severidad en que se presentaron las enfermedades en este año, siendo la que afectó la espiga (*Fusarium* spp.) la más agresiva (Figura 2.6), y la mayor virtud del fungicida SPORTAK es el control de esta enfermedad.

Cuadro 2.5 % de control de los fungicidas en relación ABCPE para los años 2013 y 2014.

Tratamiento	Año (ABCPE)		Año (% de control)	
	2013	2014	2013	2014
Azoxystrobin + Propiconazol (QUILT)	621.68 C	422.06 C	50.98	42.58
Procloraz (SPORTAK)	829.95 B	495.82 B	34.54	32.55
Testigo	1268.05 A	735.16 A	-----	-----

El fungicida QUILT compuesto por la mezcla Azoxystrobin + Propiconazol fue para ambos años el mejor tratamiento, debido a que tiene los porcentajes de control más altos (Cuadro 2.5).

Los resultados obtenidos con este fungicida, en la presente investigación, coinciden con los reportados por Thompson (2012), al recomendarlo contra Tizones causados por *Bipolaris*, mancha de la hoja provocada por *Zymoseptoria* y/o *Parastagonospora* y royas, el autor señala un efecto inhibitor sobre estos hongos, por lo que puede inferirse que, QUILT tiene una acción preventiva y curativa.

Enfermedades

Para las variables (daño en espiga, tizón por *Bipolaris*, tizón por *Zymoseptoria* y/o *Parastagonospora*, roya amarilla y de la hoja), el análisis de varianza para los tres tipos de trigo detectó diferencias significativas dentro de cada año. La prueba de comparación múltiple de medias (LSD) indicó que la enfermedad más agresiva en año 2013 fue el tizón foliar causado por *Bipolaris*, mientras que para el 2014 la que afectó la espiga, provocada por hongos del género *Fusarium*, en los cuales los promedios de ABCPE fueron de 1368 y 1851, respectivamente (Figura 2.6).

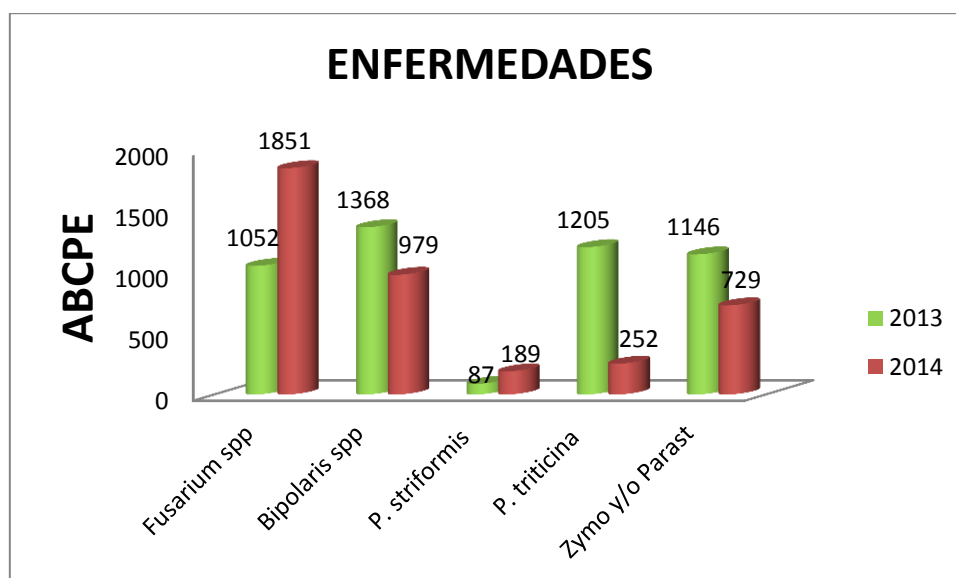


Figura 2.6. Enfermedades presentes y su ABCPE en los años 2013 y 2014

En el año 2013 la enfermedad más agresiva fue el tizón causado por *Bipolaris*, Stein (2010) indica que los hongos del genero *Bipolaris* se encuentra distribuido en todo el mundo y es de gran importancia en todas las regiones donde se siembra trigo, por lo que este patógeno estará asociado al cultivo, independientemente del sistema de labranza que se esté utilizando.

Para el año 2014 el efecto no fue consistente, y la enfermedad más agresiva fue la que afecto la espiga, provocada por hongos del genero *Fusarium*. Lo cual se atribuye a condiciones de alta humedad, combinado con temperaturas cálidas en la etapa de floración, lo que propicia el desarrollo de esta enfermedad (Leslie y Summerell, 2006).

Para ambos años la enfermedad menos agresiva fue la roya amarilla (*P. striiformis* f. sp. *tritici*), debido a que la mayoría de los materiales sembrados como son los harineros mantienen resistencia a diferentes razas de roya amarilla que se encuentran en el país (Huerta *et al.*, 2012).

Trigos duros

El análisis de varianza aplicado al ABCPE detectó diferencias significativas por efecto de las enfermedades en relación al grado de severidad. La prueba de comparación múltiple de medias (LSD) separó varios grupos. En el año 2013, la mayoría de las enfermedades se presentaron con mayor intensidad que en el 2014, siendo la roya de la hoja (*P. triticina*) la enfermedad más severa en el 2013 y para el 2014 fue el tizón ocasionado por el género *Bipolaris* (Figura 2.7).

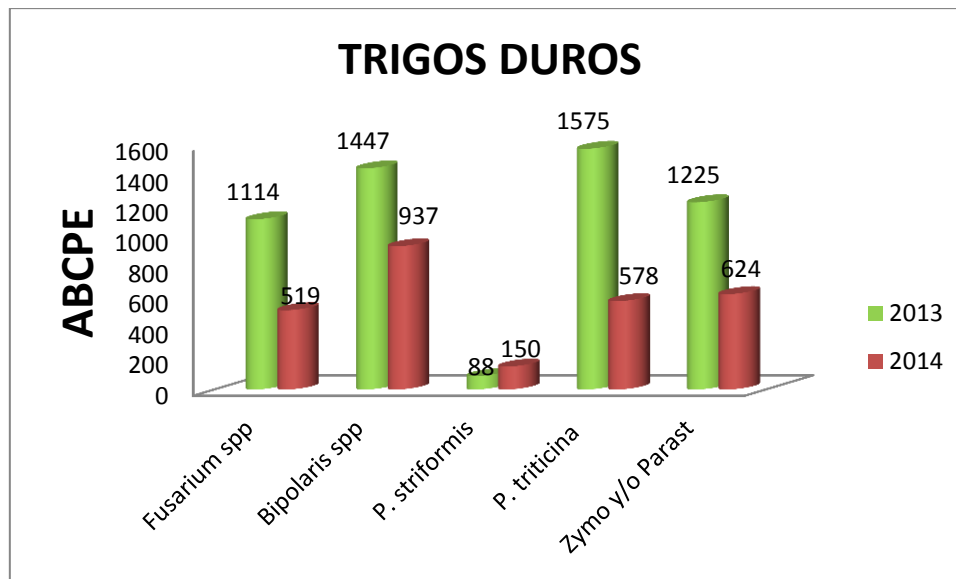


Figura 2.7. Enfermedades presentes en trigos duros y su ABCPE en los años 2013 y 2014

La intensidad en que se presentaron las enfermedades en el 2013 fue mayor que en el 2014, esto se debe a que en ese año la humedad relativa fue mayor, alcanzó valores superiores al 80 % (Cuadro 2.4), estas condiciones favorecieron el desarrollo de las enfermedades. Lo anterior coincide con lo citado por Canet y Franco (2002) afirman que humedades relativas superiores al 80%, favorecen la intensidad y severidad en que se van a presentar las enfermedades.

Para los trigos duros la roya de la hoja (*P. tritici*) fue la enfermedad más severa en 2013, esto se debe a combinación de factores como alta humedad relativa y la pérdida de resistencia que han ido mostrando los trigos duros al paso de los años. Al respecto Camacho *et al.* (2010) reporta que la variedad JÚPARE C2001 ha ido perdiendo resistencia a la roya de la hoja.

Para el caso de la roya amarilla (*P. striiformis* f. sp. *tritici*), fue la única enfermedad que se presentó más intensa en el 2014 en comparación a lo observado en 2013, esto puede atribuirse a que la resistencia que mostraban los genotipos a ha ido cambiando y que en el año 2014 hubo una epidemia de esta enfermedad (Leyva* 2014. Comunicación personal).

Trigos harineros de gluten fuerte

En esta variable el análisis de varianza detectó diferencias significativas por efecto de las enfermedades en relación al grado de severidad que presentaron los trigos harineros de gluten fuerte. La prueba de comparación múltiple de medias (LSD) separó varios grupos. En el año 2013, la mayoría de las enfermedades se presentaron con mayor intensidad que en el 2014, siendo el tizón ocasionado por el género *Bipolaris* la enfermedad más severa en ambos años (Figura 2.8).

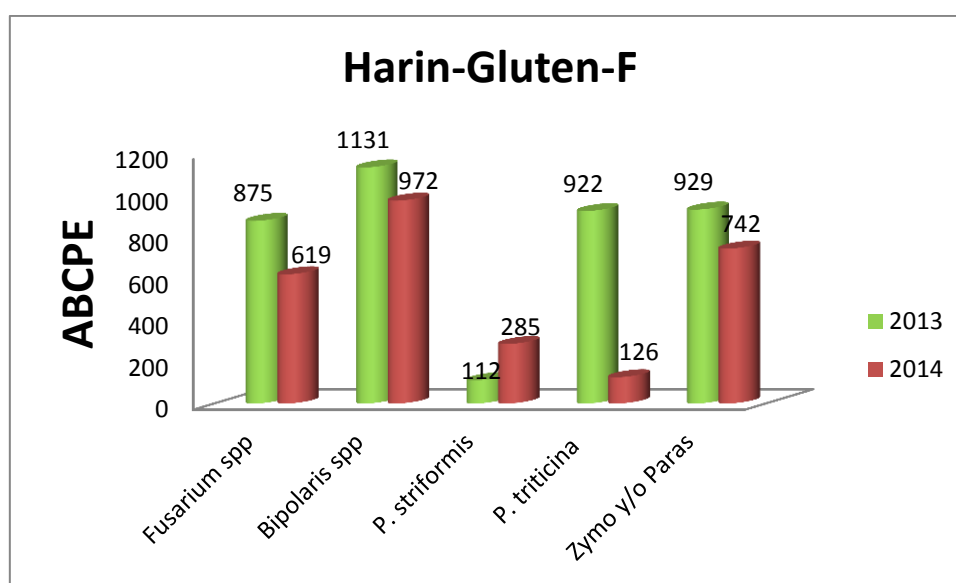


Figura 2.8. Enfermedades presentes en trigos harineros de gluten fuerte y su ABCPE en los años 2013 y 2014

El comportamiento de las enfermedades fue semejante a la que paso en los trigos duros, siendo las enfermedades más intensas en el año 2013, la roya amarilla (*P. striiformis* f. sp. *tritici*), fue la única enfermedad que se presentó más intensa en el 2014 a lo observado en el 2013, esto se atribuye a que, desde el año 2000, la roya lineal o amarilla ha cobrado mayor importancia por la aparición de nuevas razas (Figuerroa *et al.*, 2013).

Varios autores reportan que en los últimos años se ha venido dando la aparición de nuevas razas de la roya amarilla (*P. striiformis* f. sp. *tritici*), lo cual ha provocado que se rompa la resistencia a esta enfermedad (Valenzuela *et al.*, 2012).

Trigos harineros de gluten suave

En esta variable el análisis de varianza detectó diferencias significativas por efecto de las enfermedades en relación al grado de severidad que presentaron los trigos harineros de gluten suave. La prueba de comparación múltiple de medias (LSD) separó varios grupos. El efecto de las enfermedades fue consistente a lo que se observó en los trigos duros y harineros de gluten fuerte, donde la mayoría de las enfermedades se presentaron con mayor intensidad en el 2013 que en el 2014, siendo el tizón ocasionado por el género *Bipolaris* la más severa en ambos años (Figura 2.9).

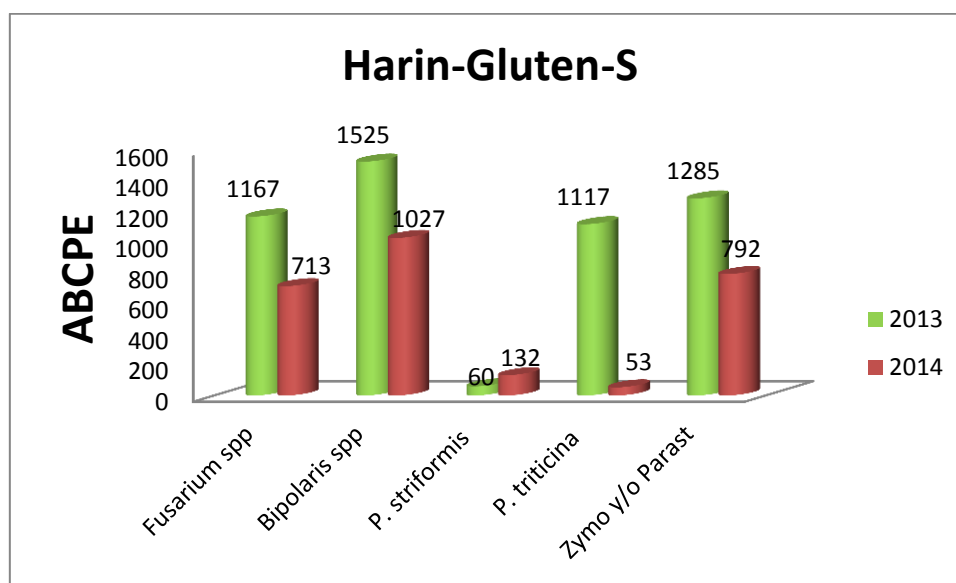


Figura 2.9. Enfermedades presentes en trigos harineros de gluten suave y su ABCPE en los años 2013 y 2014

El comportamiento de las enfermedades fue consistente, para los trigos duros y harineros de gluten suave y fuerte, siendo el 2013 el año donde se presentaron las condiciones de humedad relativa más favorables para el desarrollo de las enfermedades (Cuadro 2.4).

La roya amarilla se comportó de igual manera en los tres tipos de trigo, siendo el 2014 el año en que se presentó con más intensidad, debido a la aparición de nuevas razas, lo cual provoca que se rompa la resistencia (Valenzuela *et al.*, 2012; Figueroa *et al.*, 2013).

VI. CONCLUSIONES

Las enfermedades presentes en el cultivo de trigo en sistema de siembra en camas permanentes en los ciclos agrícolas primavera-verano 2013 y 2014 fueron tizones causados por el género *Bipolaris*, manchas de la hoja ocasionada por *Zymoseptoria* y/o *Parastagonospora*, roya amarilla (*P. striiformis* f. sp. *tritici*) y de la hoja (*P. triticina*), a de más de daños en espiga provocados por el género *Fusarium*.

En el año 2013 los trigos más sobresalientes fueron los harineros de gluten fuerte y para el 2014 los duros presentaron los más altos rendimientos.

Los tratamientos con aplicación de fungicidas presentaron los rendimientos más altos en ambos años, esto debido a que se tuvo mejor control de enfermedades en comparación con testigo, sin embargo las diferencias de rendimiento no son tan significativas tomando en cuenta la rentabilidad de los tratamientos.

El mejor tratamiento en ambos años, fue la aplicación de Azoxystrobin + Propiconazol, con un porcentaje de control del 50.98 para el 2013 y en 2014 fue 42.58.

La enfermedad que mostro mayor intensidad en el año 2013 fue el tizón ocasionado por *Bipolaris*, mientras que para el 2014 fue la que afectaba la espiga (*Fusarium* spp.), por otra parte si se considera el desarrollo de las enfermedades tomando en cuenta a cada uno de los tipos de trigo sembrados, se tiene que en el año 2013 en los trigos duros la enfermedad más agresiva fue la roya de la hoja (*P. triticina*), mientras que para los trigos harineros de gluten fuerte y suave la más agresiva fue el tizón ocasionado por *Bipolaris*, al igual que para el 2014 esta enfermedad fue la más agresiva.

La enfermedad que se presentó con menor intensidad en los trigos harineros y duros en ambos años fue la roya amarilla (*P. striiformis* f. sp. *tritici*), esto debido a que la mayoría de los materiales sembrados muestran resistencia, sin embargo la intensidad fue mayor en el 2014 que el 2013 en todos los genotipos, lo que podría dar a considerar que se han venido dando cambios en la resistencia.

VII. LITERATURA CITADA

Barley, K. L. 1996. Diseases under conservation tillage systems. Can. J. Plant Sci. 76:635-639.

Bronnimann, A. 1982. Entwicklung der Kenntnisse über *Septoria nodorum* Berk. im Hinblick auf die Toleranz-order resistenzzuchtung bei Weizen. Neth. J. Agric. Sci. 30:47-69.

Camacho-Casas, M. A., Fuentes-Dávila, G., Figueroa-López, P., Peña-Bautista, R. J., Chávez-Villalba, G., Valenzuela-Herrera, V., ... & Mendoza-Lugo, J. A. (2010). Banámichi C2004, nueva variedad de trigo cristalino. Revista mexicana de ciencias agrícolas, 1(2), 263-268.

Canet, R. y Franco, I. Acumulación de temperaturas en las variedades de arroz J-104 y Perla de Cuba en condiciones de riego. In: Encuentro internacional de arroz (2.2002). 2002 p. 120-121.

Claverán, A. R. 2000. Conservation tillage in Mexico and Latin America: an overview in: Disco compacto de la memoria internacional de labranza de conservación. Mazatlan, Sinaloa 24-27 Enero del 2000. pp: 24-27.

Cruz, C. L. 2001. Incidencia de pudrición de raíz causada por hongos en maíz y trigo en parcelas de labranza de conservación. Tesis M.C. Protección vegetal. UACH. Chapingo. México. 69 p.

Costa, R. V. D., Cota, L. V., Silva, D. D. D., Meirelles, W. F., & Lanza, F. E. (2012). Technical and economic feasibility of strobilurin fungicides application on maize. Tropical Plant Pathology, 37(4), 246-254.

Erenstein, O. 1997. ¿Labranza de conservación o conservación de residuos? Una evaluación del manejo de los residuos en México. CIMMYT. Natural Resources Group. pp: 188-197.

Figueroa-López, P., Fuentes-Dávila, G., Valenzuela-Herrera, V., Chávez-Villalba, G., Félix-Fuentes, J. L., & Mendoza-Lugo, J. A. (2013). Ónavas F2009, cultivar de trigo harinero para el noroeste de México. Revista mexicana de ciencias agrícolas, 4(1), 175-179.

Govaerts, B. Mezzalama, M. Sayre, K. Crossa, J. Nicol, and J. Deckers. 2005. Long-term consequences of tillage, residue management, and crop rotation on maize/wheat root rot and nematode populations in subtropical highlands. *Applied Soil Ecology*. 32: 305-315.

Hernández, V. B.; Alvarado, P. J. I. y Ávila, C. E. 2012. Rendimiento y contenido de proteína en variedades de trigo duro (*Triticum durum* Desf.); en el Valle de Mexicali, B. C. XV Congreso Internacional en Ciencias Agrícolas. Mexicali, Baja California. 1079-1083 p.

Huerta, E., J., Torres G., R., Rodríguez G., M. F., Villaseñor M., H. E., Leyva, M., G., S., & Solís M., E. (2012). Resistencia a roya amarilla (*Puccinia striiformis* f. sp. *tritici*) en variedades de trigo harinero (*Triticum aestivum* L.). *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 3(5), 879-891.

Limon-Ortega, A., B. Govaerts, J. Deckers, and K. D. Sayre. 2006. Soil aggregate and microbial biomass in a permanent bed wheat-maize planting system 12 years. *Field Crops Res.* 97:302-309.

Limón, O. A. y H. E. Villaseñor M. 2006. Nitrogen fertilizer management and recommendations for wheat production in central México. *Crop Management*. 5:01-25.

Limón, O. A., J. G. Ochoa B., R. Jiménez R., y E. Espitia R. 2006. Sistema de siembra en camas permanentes para trigo; equipo de siembra necesario y manejo básico del cultivo. Tlaxcala, Tlax., México, INIFAP, CIRCE, CE-Tlaxcala. Folleto Técnico No. 26. 16 p.

Leslie, J. F. y Summerell, B. A. 2006. *The Fusarium. Laboratory manual*. Ed. Blackwell Publishing, State Iowa, USA. 369 p.

María, R. A., I. Rojas M., M. Ávila P., y I. Gámez V. 2003. Producción de maíz de temporal en el estado de Tlaxcala. Tlaxcala, Tlax., México. INIFAP, CIRCE, CE-Tlaxcala. (Folleto No. 3). 16 p.

Fernández, F. R., y J. A. Mayor G. 1995. Muestreo en poblaciones finitas: curso básico. Ediciones Universitarias de Barcelona (EUB). Barcelona. 372 p.

Ruiz, E. R. 2002. Incidencia y severidad de enfermedades fungosas de raíz en plántulas de maíz (*Zea mays* L.) bajo dos sistemas de labranza. Tesis profesional. UACH. Chapingo, México. 47 p.

Stein, J. M., 2010. Common Root and Foot Rot and Associated Leaf and Seedling Diseases. In: Compendium of Wheat Diseases and Pests third edition. (eds., Bockulus, W., W., Bowden, R., L., Hunger, R., M., Morrill, W., L., Murray, T., D., Smiley, R., W.). The United States 2010. (APS). pp: 26-28.

Sturz, A. V., M. R. Carter, y H. W. Johnston. 1997. A review of plant disease, pathogen interactions and microbial antagonism under conservation tillage in temperate humid agriculture. *Soil & Tillage Research* 41: 169-189.

Thompson, 2012. Diccionario de especialidades agroquímicas 16a Edición. México, D.F. 1840 p.

Valenzuela-Herrera, V., Fuentes-Dávila, G., Figueroa-López, P., Chávez-Villalba, G., Félix-Fuentes, J. L., & Mendoza-Lugo, J. A. (2012). Villa Juárez F2009, variedad de trigo harinero para el noroeste de México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 3(7), 1447-1451.

Watkins, J.E., M.G. Boosalis. 1982. Wheat disease associated with crop residues. University of Nebraska, Lincoln. Institute of Agriculture and Natural Resources. USA.

CAPITULO III. IDENTIFICACIÓN MORFOLÓGICA Y MOLECULAR DE HONGOS FITOPATÓGENOS ASOCIADOS A TRIGO (*Triticum aestivum* L.) SEMBRADO BAJO EL SISTEMA DE CAMAS PERMANENTES

Padilla-Albor J. E.¹, Leyva-Mir S. G.¹, Limón-Ortega A.², Villaseñor-Mir H. E.³, Nava-Díaz C.⁴ Tovar-Pedraza J.M.⁵

¹Maestría en Protección Vegetal-UACH, ²Investigador del INIFAP-CEVAMEX, ³Investigador del INIFAP-CEVAMEX, ⁴Profesor-Investigador Fitopatología-COLPOS, ⁵ Investigador Fitopatología-COLPOS.

Resumen

Durante los ciclos agrícolas primavera-verano 2013 y 2014, se recolectaron plantas de trigo con síntomas de roña de la espiga y enfermedades foliares en campos sembrados en condiciones de temporal, bajo el sistema de camas permanentes (labranza de conservación) con la rotación trigo-maíz, el sitio se ubica en el Campo Experimental Valle de México (CEVAMEX), perteneciente al Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). El objetivo de este estudio fue identificar las especies de hongos fitopatógenos asociados al síntoma de roña de la espiga y aquellos patógenos responsables de ocasionar enfermedades foliares. La identificación se realizó mediante la caracterización morfológica y postulados de Koch, además de confirmar la identidad de cada especie mediante la amplificación de la región ITS (Internal transcribed spacer) del DNA ribosomal. Mediante estas metodologías, se determinó la incidencia de cada aislamiento observando. La roña de la espiga fue causada por las especies *Fusarium proliferatum* 53.33 %, *F. graminearum* 23.33 %, *F. verticillioides* 16.66 %, *Bipolaris sorokiniana* 6.66 %, mientras que los patógenos responsables de ocasionar enfermedades foliares fueron *Bipolaris sorokiniana* 56.66 %, *Zymoseptoria tritici* 33.33 %, y *Parastagonospora nodorum* 10 %. Además de las royas *Puccinia triticina* (roya de la hoja), y *P. striiformis* f. sp. *tritici* (roya amarilla), las cuales solo se identificaron a nivel de campo, mediante los síntomas típicos expresados en el cultivo.

Abstract

During the agricultural cycles Primavera-Summer 2013 and 2014, wheat plants were collected with symptoms of scab and leaf diseases in crops under rainfed conditions, under the system of permanent beds (conservation tillage) with rotation wheat-fields corn, the site is located in the Valley of Mexico Experimental Field (CEVAMEX) belonging to the National Institute of Forestry, Agriculture and Livestock (INIFAP). The aim of this study was to identify the species of pathogenic fungi associated with symptoms of scab and those pathogens responsible for causing foliar diseases. The identification was performed by morphological characterization and Koch's postulates, besides confirming the identity of each species by amplification of the ITS region (Internal transcribed spacer) of ribosomal DNA. By these methods, the incidence of each isolate was determined by observing. The scab was caused by *Fusarium* species *proliferatum* 53.33%, 23.33% *F. graminearum*, *F. verticillioides* 16.66%, *Bipolaris sorokiniana* 6.66%, while the pathogen responsible for causing foliar diseases *Bipolaris sorokiniana* were 56.66%, 33.33% *tritici* *Zymoseptoria* %, and 10% *Parastagonospora nodorum*. In addition to the rust *Puccinia triticina* (leaf rust), and *P. striiformis* f. sp. *tritici* (yellow rust), which only identified at the field level by the typical symptoms expressed in culture.

I. INTRODUCCIÓN

Una alternativa tecnológica para el cultivo de trigo en el Altiplano Central es la siembra en camas angostas bajo agricultura de conservación, las cuales son comúnmente denominadas como camas permanentes (CP), en rotación con maíz o avena y residuos de ambos uniformemente distribuidos en el suelo (Govaerts *et al.*, 2006).

La aplicación inadecuada del sistema de CP, representa una serie de desventajas tales como la incidencia de malezas y enfermedades (Limón, *et al.*, 2006). El grado de severidad en el ataque depende de la especificidad del patógeno en relación al cultivo, biología del patógeno, mecanismo de dispersión y supervivencia, además de factores microclimáticos (Cruz, 2001).

El monocultivo de maíz y trigo, sobre todo bajo cualquier sistema de conservación, representa un grave problema pues algunos patógenos son favorecidos al no realizar una rotación de cultivos. (Ruiz, 2002).

El manejo de residuos de cosecha y rotación de cultivos bajo el sistema de CP son dos aspectos básicos para el éxito del sistema. La aplicación inadecuada de alguno de estos dos aspectos agronómicos puede provocar reducciones considerables en el rendimiento del trigo. La causa principal de esta reducción se puede atribuir al incremento substancial de enfermedades foliares (Govaerts *et al.*, 2005).

Por otra parte la aplicación adecuada del sistema de CP en el Altiplano Central de México es factible ya que esta tecnología tiene el potencial de incrementar rendimientos de trigo de 25 a 30% dependiendo de la rotación de cultivos, manejo de residuos y de reducir los costos de producción de 15 a 20 % (Limón y Sayre, 2003).

Desafortunadamente el efecto de las prácticas de labranza sobre el desarrollo de las enfermedades de las plantas es muy variable, en ocasiones pueden incrementar la incidencia de algunas, o simplemente no tener efecto (Bailey, 1996). Por ejemplo, Nava (1991) en la zona de influencia del Centro Tecnológico Villadiego de FIRA,

comparó la incidencia y severidad de enfermedades foliares bajo el sistema de labranza de conservación en diferentes ciclos. Sus resultados no reportaron diferencias significativas con respecto a la labranza convencional.

Por otra parte, uno de los aspectos fundamentales para lograr el éxito con el establecimiento del sistema de siembra en CP es el manejo de los residuos de cultivo, los que deberían distribuirse uniformemente sobre el suelo. Sin embargo, los residuos favorecen el desarrollo de enfermedades foliares, el salpique y el viento promueven la producción y liberación de esporas y alargamiento de lesiones de hojas infectadas (Watkins y Boosalis, 1982).

Young *et al.*, (1994) indicó que las siembras de trigo en monocultivo bajo agricultura de conservación, favorece el desarrollo de enfermedades. Locke y Bryson (1997) afirman que los residuos de cosecha pueden servir de hospederos a insectos y patógenos. Por lo tanto para reducir la incidencia de problemas fitosanitarios (Cervi, 1989) recomendó efectuar rotación de cultivos.

Fahong *et al.*, (2004) señala que sistema de CP mejora el aprovechamiento de agua, propiedades físicas del suelo, eficiencia del uso de nitrógeno (10-15%) y disminuye de la humedad en el follaje del cultivo, lo cual es útil para reducir la incidencia de algunas enfermedades.

A pesar de que la identificación y taxonomía de hongos tiene muchos años de realizarse usando criterios que incluyen tanto características de su estructura básica (morfología), y ciertos patrones de reproducción sexual (Wantanabe, 2002; Leslie and Summerell, 2006; Biswas *et al.*, 2012), todavía hoy en día existen dificultades para lograr una acertada identificación, porque existen especies muy similares a pesar de estar consideradas en grupos taxonómicos diferentes.

El estudio de hongos fitopatógenos mediante técnicas moleculares se ha convertido en una herramienta útil para la diferenciación de hongos estrechamente relacionados, sobre todo para hongos que no se pueden clasificar taxonómicamente con base en sus caracteres morfológicos (Babu *et al.*, 2007; Le *et al.*, 2012; Salari *et al.*, 2012).

II. OBJETIVO

- Determinar mediante caracterización morfológica y molecular las especies de hongos fitopatógenos asociados a síntomas de roña de la espiga del trigo y de las enfermedades foliares presentes en el sistema de camas permanentes bajo la rotación trigo-maíz.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Recolección de material vegetal

Durante el ciclo primavera-verano de los años 2013 y 2014 se recolectaron muestras de hojas y espigas de trigo con síntomas de roña y enfermedades foliares (Figura 3.1).

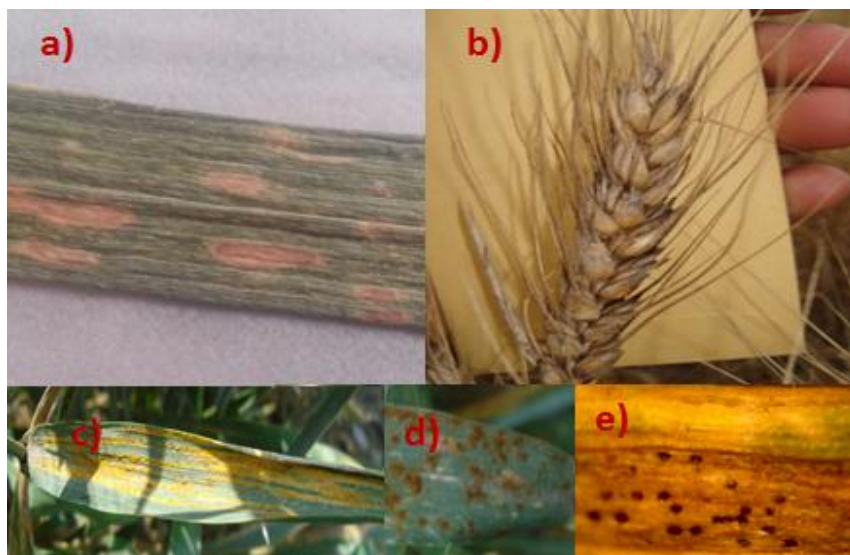


Figura 3.1. Síntomas. a) Tizones, b) Roña de la espiga, c) y d) Royas, e) Tizón con picnidios.

La investigación se realizó en el INIFAP en su campo experimental CEVAMEX, localizado en la comunidad de Coatlinchán del estado de México. Ubicado geográficamente a 19°26'39.81" N, 98°53'10.83" O del meridiano de Greenwich.

En el sitio experimental, se dispuso de un lote de una superficie aproximada de 1000 m², que se ha manejado durante los últimos cuatro años bajo el sistema de labranza de conservación (camas permanentes), este lote se ha venido trabajando bajo condiciones de temporal, con la rotación trigo-maíz, en el cual en ningún año se ha aplicado fertilización.

3.2 Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental en bloques completos al azar con un arreglo en parcelas divididas en tres repeticiones. La parcela grande correspondió al factor fungicida donde se aplicaron tres tratamientos a la etapa de embuche-espigamiento;

SPORTAK, QUILT y un TESTIGO. La parcela chica fue el factor variedades que incluyó la siembra de 21 genotipos.

Los genotipos se agrupan en trigos duros (*Triticum durum*) (JUPARE C2001, CEMEXI C2008, ACONCHI C89, YAVAROS C79) harineros (*Triticum aestivum* L.) de gluten – fuerte (GEMA F2004, NANA F2007, JOSECHA F2007, NAHUATL F2000, ALTIPLANO F2007, ROELFS F2007, VILLA JUAREZ F2009, TRIUNFO F2000, PALMERIN F2004, TLAXCALA F2000, ONAVAS F2009, RAYON F89) y harineros de gluten – suave (MAYA S2007, CORTAZAR S94, SALAMANCA S75, BARCENAS S2002, URBINA S2007).

La unidad experimental estuvo conformada por 2 surcos sembrados a doble hilera, con una longitud de 5 m y un ancho de 1.6 m, con una superficie total de 8 m² por cada unidad experimental. Considerando la parte media como parcela útil donde se colectaron muestras de las variedades ACONCHI C89, TRIUNFO F2000, MAYA S200, para su análisis. Con este propósito se eligió al tratamiento de fungicida TESTIGO (sin aplicación).

3.3 Aislamiento

Aislamiento de *Bipolaris* spp.

De las plantas de trigo con síntomas y signos, se tomaron porciones de tejido de 1 cm² con parte sana y enferma (Figura 3.2a), se lavaron con agua destilada y se desinfestaron por inmersión en una solución de hipoclorito de sodio al 1.5% durante tres minutos (Figura 3.2b), se les dio un triple lavado con agua destilada estéril bajo condiciones asépticas y en presencia de un mechero de Bunsen (Figura 3.2c), el tejido vegetal fue transferido a cajas Petri con medio de cultivo específico (Figura 3.2d), para el buen desarrollo de este hongo (Schaad *et al.*, 2002).

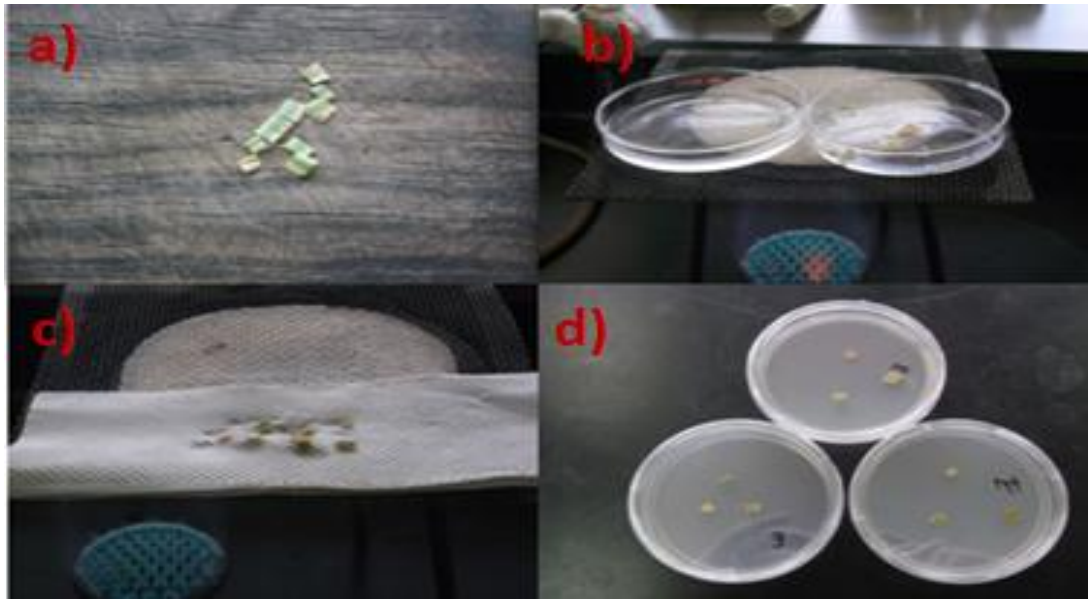


Figura 3.2. Aislamiento de *Bipolaris* spp. a) Porciones de tejido de 1 cm² con parte sana y enferma, b) Desinfestación por inmersión, c) Secado del tejido en condiciones asépticas, d) Tejido enfermo en medio PDA.

Aislamiento de *Fusarium* spp.

Los aislados de *Fusarium* spp. se obtuvieron mediante el método de Freezing Blotter (Warham *et al.*, 1998), el cual se describe a continuación:

Tratamiento previo: se remojaron las semillas durante tres minutos en una solución de hipoclorito de sodio al 3% para evitar la presencia de contaminantes y posteriormente se enjuagaron con agua destilada estéril (Warham *et al.*, 1998).

Posteriormente: se colocaron los granos de trigo separados por espacios uniformes, en una caja transparente como cámara húmeda (Figura 3.3). Se selló la caja con plástico y se incubaron a 20 °C durante 48 horas alternando luz blanca y luz oscura con intervalos de 12 horas. Posteriormente se colocó la caja en el congelador a temperatura de -15 a -20 °C durante 24 horas. Finalmente se dejaron a 20 °C durante 10 días (Warham *et al.*, 1998).

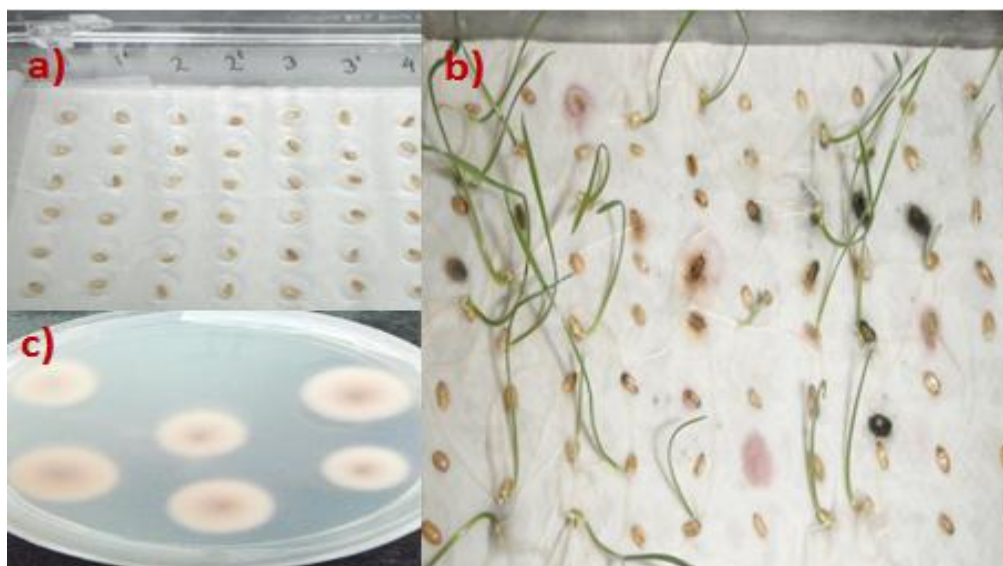


Figura 3.3. Método Freezing Blotter. a) Granos de trigo en cajas transparentes, b) Esporulaci3n de los hongos, c) Aislamiento del hongo en nuevas cajas con medio PDA.

Aislamiento de *Zymoseptoria* y *Paraestagonospora*

La obtenci3n de aislados se llev3 a cabo mediante el aislamiento a partir de cirrus, Los segmentos de hoja con picnidios se adhirieron a un porta objetos de vidrio con cinta adhesiva. Verificando que la abertura del picnidio quedara hacia arriba. Posteriormente se coloc3 dentro de una caja Petri est3ril con papel filtro humedecido a manera de c3mara h3meda durante 72 horas, transcurrido el tiempo, la humedad estimulo la salida de las picnioesporas a trav3s del ostiolo del picnidio, en una masa gelatinosa de color rosa-blanquecino (Figura 3.4), los cuales fueron trasladados a cajas Petri con medio de cultivo Agar Malta Levadura (AML) y jugo de verduras Agar (V8-Agar). Despu3s de 72 horas de incubaci3n a temperatura ambiente, se obtuvo el desarrollo de colonias (Eyal *et al.*, 1987).

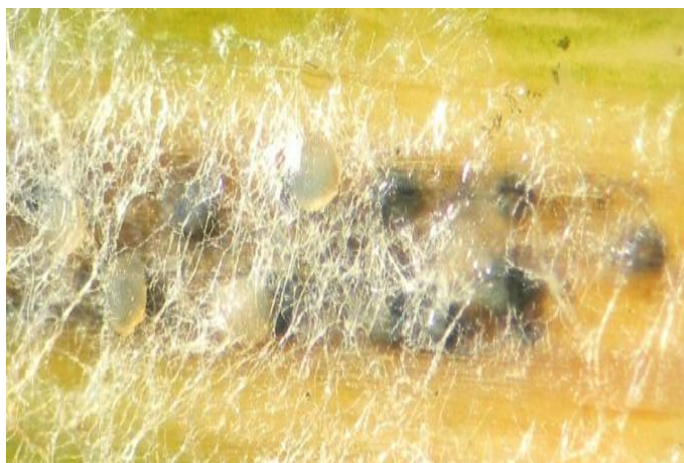


Figura 3.4. Picnidios y cirrus (*Zymoseptoria* spp)

3.4 Medios de cultivo

Preparación de PDA

Se realizó la preparación de medios de cultivo PDA, utilizando 200 gramos de papa, 20 gramos de dextrosa y 15 gramos de agar; la papa se cocinó en una olla de presión a 15 lb por 15 minutos, el jugo resultante se mezcló con la dextrosa y el agar, posteriormente se aforó con agua destilada hasta obtener un volumen de 1000 ml, para finalmente volver a meter a la olla, utilizando la misma presión y tiempo antes mencionado (Marin *et al.*, 1996).

Preparación de Agar V-8

Se realizó la preparación de medio, utilizando 15 gramos de agar, 3 gramos de carbonato de calcio y 200 ml de jugo V-8; aforados con agua destilada hasta obtener un volumen de 1000 ml. Se procedió a meter el matraz en la olla de presión a 15 lb por 15 minutos. Se agitó un poco al momento de vaciar para que el jugo no se precipite (Gilchrist-Saavedra *et al.*, 1995).

Preparación de Agar Malta Levadura (AML)

Se realizó la preparación de medios de cultivo AML, utilizando 4 gramos de extracto de malta, extracto de levadura, sacarosa y 18 gramos de agar más agua destilada hasta obtener un volumen de 1000 ml. La mezcla se agitó y se esterilizó durante 20 minutos (Gilchrist-Saavedra *et al.*, 1995).

Preparación de Agua-Agar

Se diluyeron 20 gramos de agar en 1000 ml de agua destilada estéril, para posteriormente meter en la olla de presión a 15 lb por 15 minutos, finalmente se vació en cajas Petri (Gilchrist-Saavedra *et al.*, 1995).

3.5 Pruebas de patogenicidad

Cuando un patógeno se encuentra en una planta enferma, puede ser fácilmente identificado utilizando manuales especializados; en caso de que se tenga la certeza de que el patógeno es la causa de la enfermedad, podrá considerarse entonces que ha concluido el diagnóstico. Sin embargo, en caso de que sea probable que el patógeno represente la causa de la enfermedad, pero que no existan registros anteriores que apoyen a esa suposición, tendrán que considerarse los siguientes puntos para comprobar la hipótesis de que el patógeno es la causa de esa enfermedad (Agrios, 2006).

- 1.- El patógeno debe encontrarse asociado con la enfermedad en todas las plantas enfermas que se examinen.
- 2.- El patógeno debe aislarse y desarrollarse en un cultivo puro en medios nutritivos y se deben describir sus características (parásito no obligado), o bien debe permitirse que se desarrolle sobre una planta hospedante susceptible (parasito obligado) y registrar su presencia y los efectos que produzca.
- 3.- El patógeno que se desarrolle en un cultivo puro debe ser inoculado en plantas sanas de la misma variedad o especie en que apareció la enfermedad y debe producir la misma enfermedad en las plantas inoculadas.
- 4.- El patógeno debe aislarse una vez más en un cultivo puro y sus características deben corresponder a las anotadas en el segundo punto (Agrios, 2006).

3.6 Identificación morfológica

De los cultivos obtenidos, se realizaron preparaciones en lactofenol y se observaron al microscopio compuesto; para la identificación de las especies se utilizaron las claves taxonómicas de Warham *et al.* (1998), Barnnett y Hunter (1998), Leslie y Summerell (2006), Shaner (2010), Bergstrom (2010), y Stein (2010).

3.7 Identificación molecular

3.7.1 Extracción de DNA

De cada hongo purificado e incubado durante 15 días en medio de cultivo PDA, V8-Agar, AML y Agua-Agar, con una asa bacteriológica, se transfirieron de 50 a 100 mg de micelio, a un tubo de microcentrifuga (Eppendorf), se adicionaron 400 µL de Buffer AP1 y 4 µL de RNasa, se agitó en vortex, se incubaron las muestras en baño maría por 10 min a 65 °C, agitando por inversión 2 ó 3 veces; se adicionaron 130 µL de Buffer AP2 y se mantuvieron 5 min en hielo. La mezcla se colocó en la columna QIAshredder Mini spin y se centrifugó por 2 min a 14,000 rpm. Se transfirió el líquido que pasó por la columna a un nuevo tubo de microcentrifuga, al que se le adicionaron 1.5 volúmenes del buffer AP3/E; se colocó en una columna DNeasy Mini spin, se centrifugó por 1 min a 8 000 rpm, se pasó a un nuevo tubo, se agregaron 500 µL del buffer AW; se centrifugó por 1 min a 8 000 rpm, se agregaron otros 500 µL del buffer AW y se centrifugó por 2 min a 14, 000 rpm, con el propósito de lavar el ADN; finalmente, se transfirió la columna DNeasy Mini spin a un tubo nuevo, se pusieron 100 µL de buffer AE del DNeasy para la elución, se incubó por 5 min a temperatura ambiente y se centrifugó por 1 min a 8,000 rpm (Qiagen, 2012).

3.7.2 PCR y secuenciación

Para las reacciones de PCR se utilizó el ADN de muestras de micelio de 6 hongos. Se realizaron reacciones de PCR para hongos con los oligos universales ITS-4 5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-3' y ITS-5 5'-GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG-3'. Los cuales amplifican un espaciador intergénico interno (ITS) y generan un producto de talla variable entre 550 y 585 pares de bases (pb) aproximadamente.

PROTOCOLO (Talhinhas *et al.* , 2002; Tapia – Tussell *et al.* , 2008)

- 1) Extraer el DNA, con el protocolo sugerido para la extracción de DNA de plantas.
- 2) Verificar su calidad para ser amplificado por PCR y cuantificarlo en espectrofotómetro para preparar la solución de trabajo de 25 ng/ μL .
- 3) Descongelar los reactivos de la PCR en hielo, mezclarlos y centrifugarlos brevemente, excepto la DNA polimerasa.
- 4) Preparar la mezcla de reacción de PCR (25 ng/ μL), con las siguientes condiciones:

Reactivo	Concentración final	Volumen (μL) 1 reacción
Buffer de PCR 10X	1X	2.5
MgCl ₂ 50 Mm	1.5 Mm	0.75
dNTPs mix 10 Mm	200 μM	0.5
Oligo ITS4 (10 μM)	1.0 μM	2.5
Oligo ITS5 (10 μM)	1.0 μM	2.5
Taq DNA (5 U/(10 μL))	1 U	0.2
H ₂ O	-----	15.05
Subtotal	----	24.0
ADN (25 ng/ μL)	25 ng	1.0
Volumen final	-----	25.0

- El ADN debe añadirse a cada tubo de reacción individual y no a la mezcla general. Solo se anota para el cálculo del volumen final de la reacción.

5) Depositar 24.0 μL de la mezcla para PCR en cada tubo de reacción y agréguele 1.0 μL del DNA extraído (25 ng/ μL).

6) colocar las muestras en el termociclador con el siguiente programa:

Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)	Tiempo	Ciclos
94	1 min	1
94	30s	
95	30s	30
52	1 min	
72	10 min	1
4	∞	

7) Analizar los productos de la amplificación mediante electroforesis en gel de agarosa al 1.5%, cargando 10 μL del producto de PCR.

- 8) Fotodocumentar el gel y analizar los resultados. Considerar positiva la detección si se observa una banda en la misma región que la del control positivo.
- 9) Descartar el gel según el programa de desecho de residuos sólidos con bromuro de etidio.

IV. RESULTADOS

4.1 Identificación morfológica de hongos fitopatógenos

Las colonias de los asilados mostraron características culturales diferentes en cuanto a pigmentaciones y crecimiento micelial; se obtuvieron colonias blancas, negras, rojizas y otras con micelio castaño (Figura 3.5). La identificación se logró hasta nivel de especie en los seis hongos estudiados (Cuadro 3.1). Todos estos inoculados en plantas sanas de *T. aestivum* L. variedad MAYA S200 y mantenidos en invernadero (Figura 3.6), permitieron comprobar los postulados de Koch. En el cuadro 3.2 se indica el % de aislamientos y agrupación Tukey ($\alpha = 0.05$) de cada una de las especies identificadas.

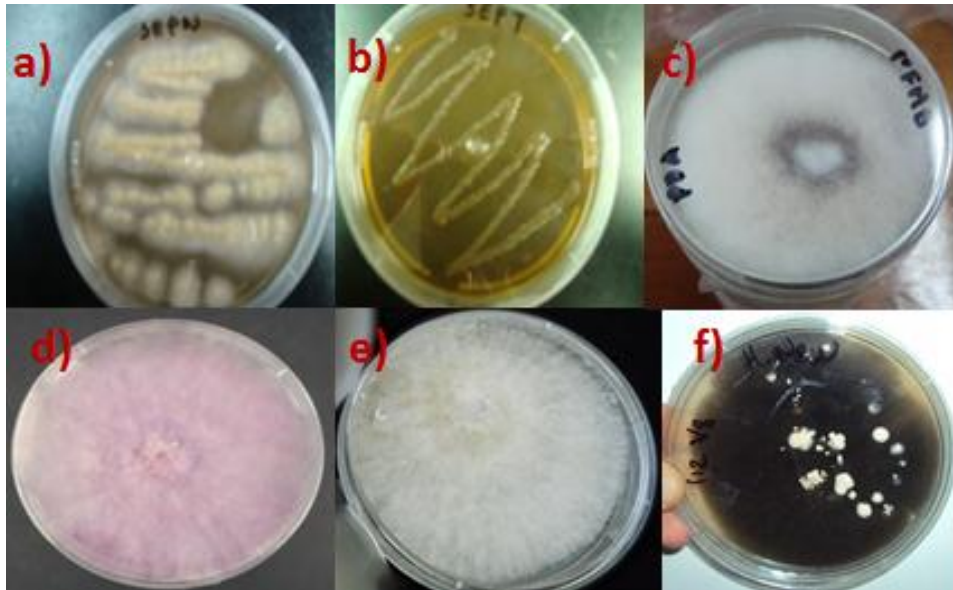


Figura 3.5. Crecimiento y características de las diferentes colonias de los hongos aislados de plantas enfermas de *T. aestivum* L. a) Colonia color blanco-rosáceo, en medio de cultivo V8-agar, b) Colonia de apariencia seca, de color salmón, en medio de cultivo AML, c) Colonia de color blanco, con abundante micelio en medio de cultivo PDA, d) Colonia de color púrpura, en medio de cultivo PDA, e) Colonia de color blanca, con micelio algodonoso en medio de cultivo PDA, f) Colonia de coloración café oscuro a negro, en medio de cultivo PDA.

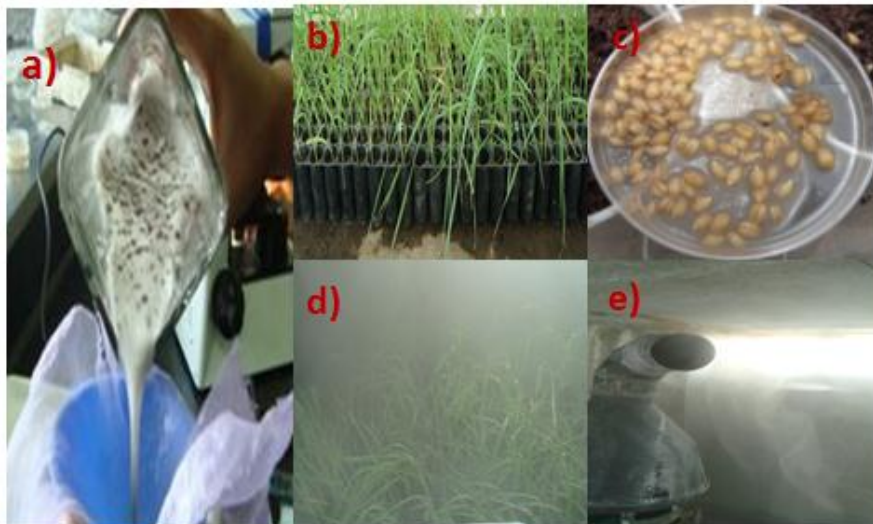


Figura 3.6. Postulados de Koch. a) Preparación de la fuente de inóculo, b) Plantas de trigo inoculadas (Variedad MAYA S200), c) Semillas inoculadas, d) Plantas en humidificador, e) Humidificador.

Cuadro 3.1. Hongos fitopatógenos aislados e identificados de plantas de enfermas de *T. aestivum* L.

Muestra	Identificación morfológica	Referencias
1	<i>Bipolaris sorokiniana</i> (<i>Helminthosporium sativum</i>)	Warham <i>et al.</i> (1998), Stein (2010)
2	<i>Parastagonospora nodorum</i> (<i>Septoria nodorum</i>)	Barnnett y Hunter (1998), Bergstrom (2010)
3	<i>Zymoseptoria tritici</i> (<i>Septoria tritici</i>)	Barnnett y Hunter (1998), Shaner (2010)
4	<i>Fusarium proliferatum</i>	Leslie y Summerell (2006)
5	<i>Fusarium graminearum</i>	Warham <i>et al.</i> (1998), Leslie y Summerell (2006)
6	<i>Fusarium verticilloides</i>	Warham <i>et al.</i> (1998), Leslie y Summerell (2006)

Cuadro 3.2. % de aislamientos y agrupación Tukey ($\alpha = 0.05$) de cada especie identificada, a partir de síntomas en espiga y hojas.

Síntoma	Especie	Total de aislamientos	Porcentaje de aislamientos	Agrupación Tukey
Espiga	<i>Fusarium proliferatum</i>	120	53.33	A
	<i>Fusarium graminearum</i>		23.33	B
	<i>Fusarium verticilloides</i>		16.66	C
	<i>Bipolaris sorokiniana</i>		6.66	D
Follaje	<i>Parastagonospora nodorum</i>	120	10	C
	<i>Zymoseptoria tritici</i>		33.33	B
	<i>Bipolaris sorokiniana</i>		56.66	A

Bipolaris sorokiniana

Se aisló un hongo que en medio de cultivo PDA, mostró las siguientes características: forma micelio de pigmentación marrón-olivo; las colonias fueron de color café oscuro a negro (Figura 3.7a) y están compuestas de masas densas de conidios y conidióforos.

Los conidios fueron curvos, de color marrón, más anchos en el medio (Figura 3.7b), con extremos redondeados. Presentaron paredes gruesas, de 3 a 10 septos. Estas características morfológicas coincidieron con las descritas por Warham *et al.* (1998) y Stein (2010), quienes mencionaron que esta especie presenta una nítida cicatriz en la célula basal y que los conidios fueron lisos, miden $15\text{-}20 \times 60\text{-}120 \mu\text{m}$. Sus conidióforos fueron individuales o agrupados, simples o erectos, con septas, miden de $6\text{-}8 \times 110\text{-}150 \mu\text{m}$.

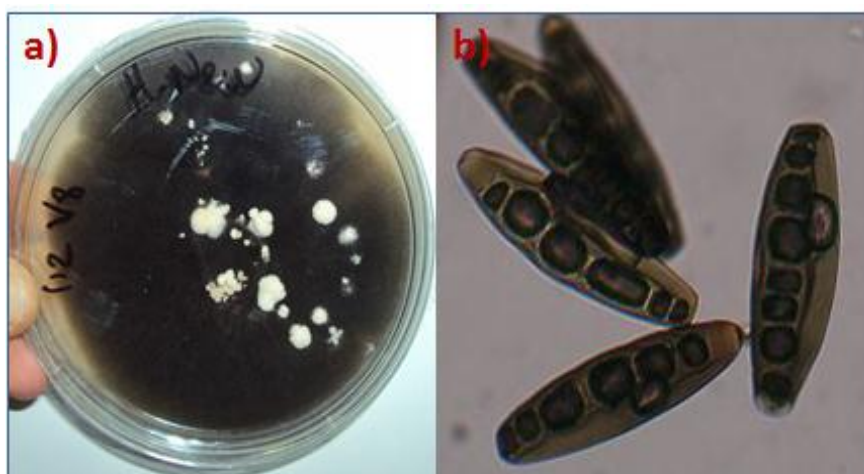


Figura 3.7. *Bipolaris sorokiniana*. a) Crecimiento en medio de cultivo PDA, b) Conidios.

Parastagonospora nodorum

Después de 6-8 días en medio de cultivo V8-agar, el ascomiceto reaislado de plantas inoculadas que manifestaron síntomas; produjo una colonia de color blanco-rosáceo (Figura 3.8a), con micelio septado de crecimiento algodonoso. Los picnidios fueron de color gris marrón y de forma globosa (Figura 3.8b), ascas bitunicadas y cilíndricas, las cuales contienen ocho ascosporas cada una, ascosporas hialinas a color amarillo, de forma cónica. Estas características morfológicas fueron similares a las descritas para *P. nodorum*, por Bergstrom (2010).

Bergstrom (2010) señaló que *Stagonospora nodorum* es un hongo heterotático de crecimiento y esporulación en muchos medios artificiales. Las colonias van de color blanco al rosa o naranja claro. Picnidiosporas son exudadas de los ostiolos de los picnidios como cirrus, en una masa mucilaginosa de esporas de color rosa. Picnidiosporas son hialinas, alargadas, de $2-4 \times 14-32 \mu\text{m}$, presentan de una a tres septadas, con los extremos redondeados a ligeramente curvos.

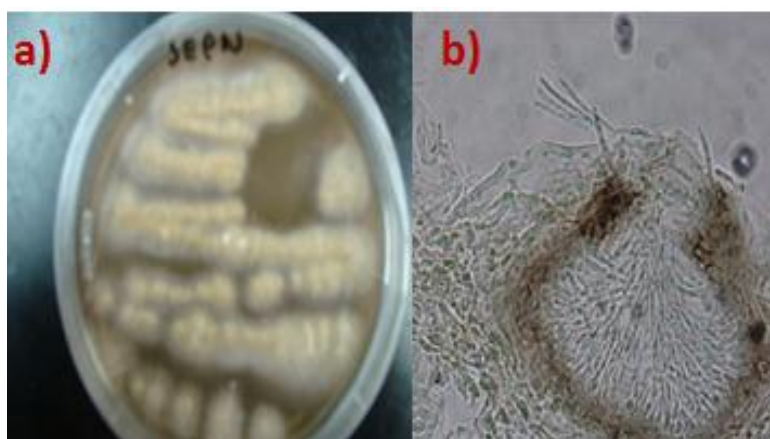


Figura 3.8. *Parastagonospora nodorum*. a) Crecimiento en medio de cultivo V8-Agar, b) Picnidio con conidios.

Zymoseptoria tritici

Se aisló un hongo que mostró las características culturales siguientes: colonias de apariencia seca, de color salmón (Figura 3.9a), en medio de cultivo AML, forma micelio de pigmentación canela o castaño oscuro. Los picnidios fueron de color oscuro muy visibles (Figura 3.9b), las masas de esporas exudadas fueron de color blanco lechoso y se formaron en la cámara subestomática, el ostiolo se encuentra debajo del estoma, ascas bitunicadas y piriformes, cada asca contiene ocho ascosporas, hialinas, de forma elipsoidal. Estas características coincidieron con las citadas para *Z. tritici*, por Shaner (2010).

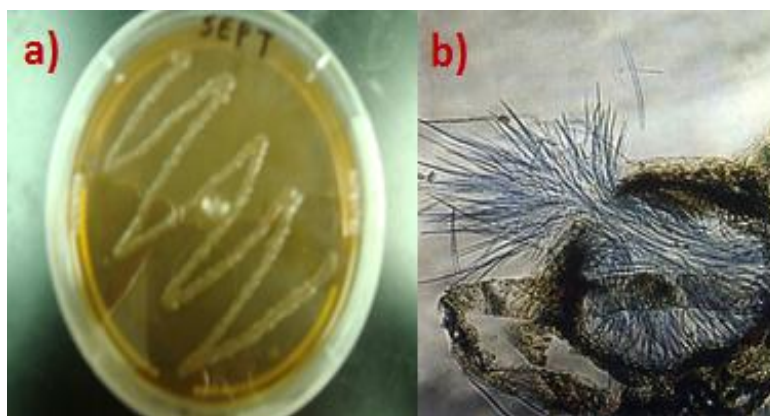


Figura 3.9. *Zymoseptoria tritici*. a) Crecimiento en medio de cultivo AML, b) Picnidio negro de paredes gruesas con conidios.

Fusarium proliferatum

El hongo en medio de cultivo PDA, formó abundante micelio, en un inicio fue de color blanco y con el paso de los días llegó a ser color purpura (Figura 3.10a). Presentó macroconidios alargados de paredes delgadas (Figura 3.10b), la célula apical fue curvada y la basal mal desarrollada, presentó de 3 - 5 septos. También desarrolla microconidios en cadenas cortas (Figura 3.10d), los cuales son en forma de tabique con la base aplanada, y no presentan septas (Figura 3.10c). Todas las descripciones correspondieron a las características reportadas para *F. proliferatum*, por Leslie y Summerell (2006).

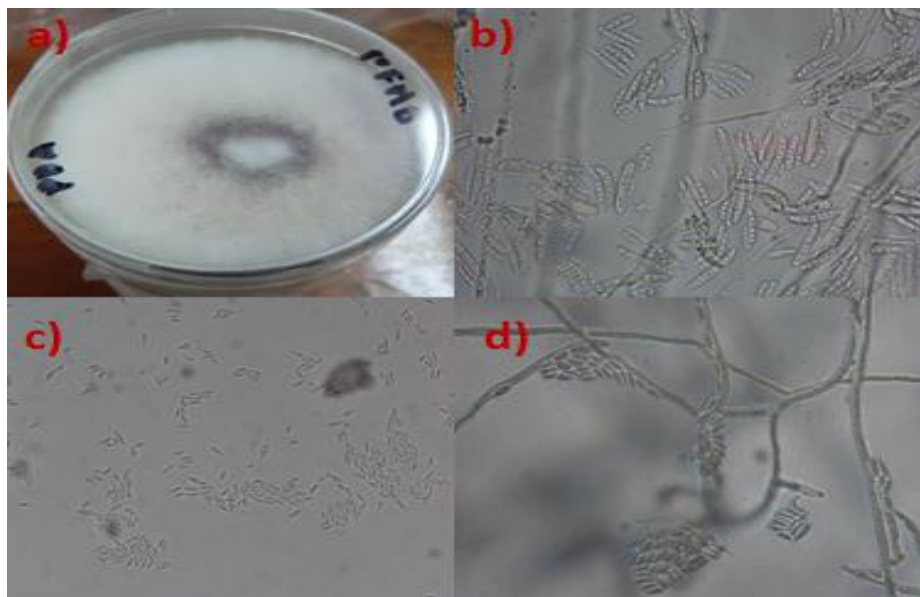


Figura 3.10. *Fusarium proliferatum*. a) Crecimiento inicial en medio de cultivo PDA, b) Macroconidios alargados de paredes delgadas, c) Microconidios sin septas, d) microconidios en cadena.

Fusarium graminearum

La colonia del hongo en medio de cultivo PDA, presento abundante micelio fino y suelto; inicialmente blanco, pero lentamente se volvió amarillo y por ultimo adquirió una coloración purpura (Figura 3.11ab), macroconidios alargados y uniformes con paredes gruesas, la célula apical es moderadamente curvada y puntiaguda, la basal bien desarrollada en forma del pie (Figura 3.11c), de 5 – 6 septos las cuales fueron bien diferenciadas (Figura 3.11d). Hubo ausencia de microconidios y presencia de clamidosporas de rápida formación. Estas características coincidieron con las citadas para *F. graminearum*, por Warham *et al.* (1998), Leslie y Summerell (2006).

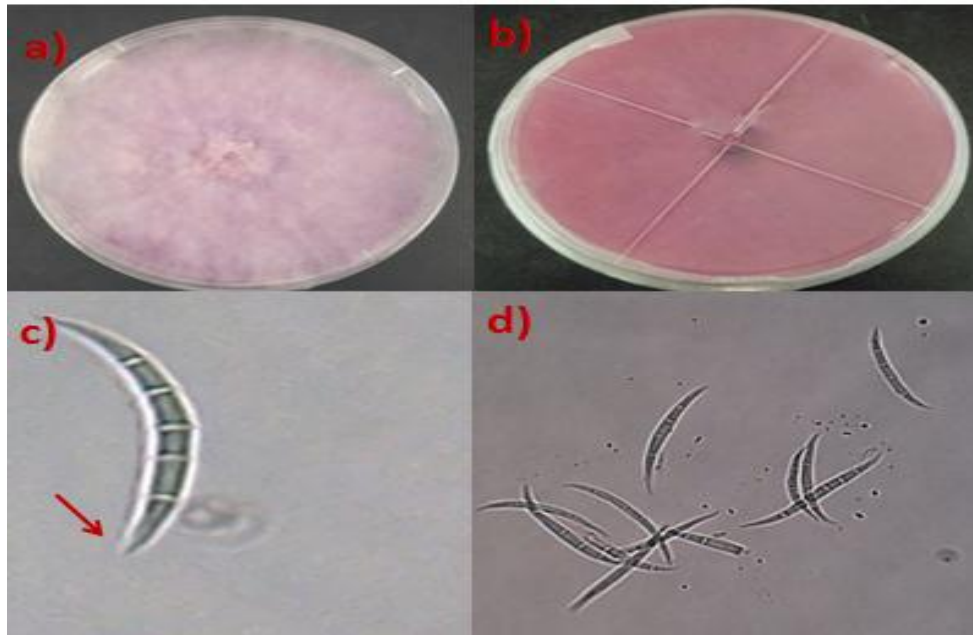


Figura 3.11. *Fusarium graminearum*. a) y b) Crecimiento en medio de cultivo PDA, c) Macroconidio célula basal bien desarrollada en forma de pie, d) Macroconidios de 5-6 septas.

Fusarium verticillioides

El hongo en medio de cultivo PDA, fue de crecimiento lento, forma micelio algodónoso, de coloraciones rosa-purpura (Figura 3.12ab), microconidios abundantes (Figura 3.12cd) generalmente unicelulares, pero en ocasiones bicelulares, con forma oval y ligeramente aplanados en cada extremo, formados a partir de monofialides. Macroconidios y clamidosporas ausentes. Todas las descripciones correspondieron a las características reportadas para *F. verticillioides*, citadas por Warham *et al.* (1998), Leslie y Summerell (2006).

Warham *et al.* (1998) indico que esta especie puede formar macroconidios de forma infrecuente, los cuales son hialinos con paredes delgadas, su forma varia de casi rectos a curvos, presentan de 3-7 septas; miden de 25-60 μm de largo por 2-4 μm de ancho y la célula basal tiene forma de pie. Nunca hay clamidiosporas en el micelio o los conidios.

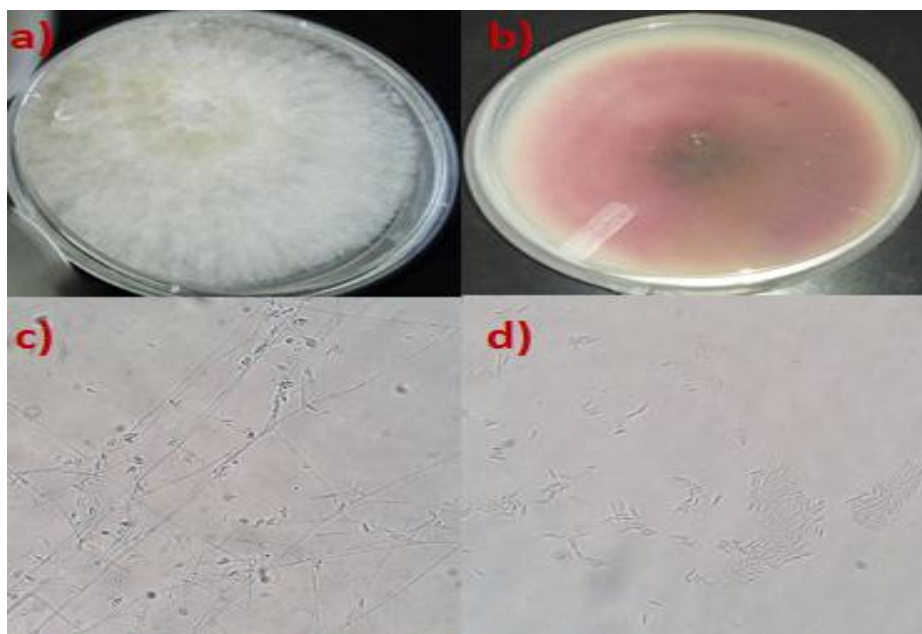


Figura 3.12. *Fusarium verticillioides* a) y b) Crecimiento en medio de cultivo PDA, c) y d) Microconidios abundantes

4.2 Identificación molecular

Se logró la amplificación del ADN de la región ITS en las 6 muestras de hongos asiladas a partir de plantas con síntomas de roña de la espiga y enfermedades foliares. Los iniciadores son universales (Cuadro 3.3), y se utilizan para amplificar la región ITS de todos los hongos. Se obtuvieron productos de talla variable para cada una de las muestras, entre 550 y 585 pb, aproximadamente.

Cuadro 3.3. Iniciadores universales utilizados para la amplificación del ADN aislado a partir de micelio.

Primer	Secuencia 5'-3'	Objetivo
ITS-4	TCCTCCGCTTATTGATATGC	ITS
ITS-5	GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG	ITS

Las secuencias obtenidas de estos fragmentos fueron comparadas con GenBank del Centro Nacional de Información Biotecnológica (NCBI) del Instituto Nacional de Salud (NIH) de E.E.U.U. (Altschul *et al.*, 1997) obteniendo alrededor de un 99% de similitud (Cuadro 3.4). Este par de iniciadores universales son utilizados en general

para hongos y las secuencias obtenidas en este caso no permitieron discriminar entre especies.

Cuadro 3.4. Identificación morfológica y molecular por PCR-ITS de genes ribosomales de 6 hongos aislados de plantas enfermas de trigo (*T. aestivum* L.) basada en la comparación de sus secuencias con la base de datos del National Center for Biotechnology Information (NCBI:www.ncbi.nlm.nih.gov/).

Identificación morfológica	Identificación molecular	Índice de similaridad (%)
<i>Bipolaris sorokiniana</i> (<i>Helminthosporium sativum</i>)	<i>Cochliobolus sativus</i> (<i>Bipolaris sorokiniana</i> ; <i>Helminthosporium sativum</i>)	99
<i>Parastagonospora nodorum</i> (<i>Septoria nodorum</i>)	<i>Phaeosphaeria nodorum</i> (<i>Parastagonospora nodorum</i> ; <i>Septoria nodorum</i>)	99
<i>Zymoseptoria tritici</i> (<i>Septoria tritici</i>)	<i>Zymoseptoria tritici</i> (<i>Septoria tritici</i>)	99
<i>Fusarium proliferatum</i>	<i>Fusarium proliferatum</i>	99
<i>Fusarium graminearum</i>	<i>Gibberella zeae</i> (<i>Fusarium graminearum</i>)	99
<i>Fusarium verticillioides</i>	<i>Gibberella moniliformis</i> (<i>Fusarium verticillioides</i>)	99

4.2.1 Secuencias de hongos fitopatògenos

➤ *Cochliobolus sativus* 583 pb

ACGGGGATCTACCTGATCCGAGGTCAAAGTTAAAAATGTAGAGTCTTGATGGAT
TACCGTCCTTTTCTCCTGATACAAAGCGCAAATATGTGCTGCGCTCCGAAACC
AGTAGGCCGGCTGCCAATCGTTTTAAGGCGAGTCTCCCAGAAAGAGGGAGACA
AAAAACGCCCAACACCAAGCAAAGCTTGAAGGTACAAATGACGCTCGAACAGGC
ATGCCCTTTGGAATACCAAAGGGCGCAATGTGCGTTCAAAGATTTCGATGATTCA
CTGAATTCTGCAATTCACACTACGTATCGCATTTTCGCTGCGTTCTTCATCGATGC
CAGAACCAAGAGATCCGTTGTTGAAAGTTGTAATAATTACATTGTTTTTACTGAC
GCTGATTGCAACTGCATAAAAAAAGGTTTATGGTTTGGTCCTGGTGGCGGGCG

AACCCGCCCAGGAAACAACAAGTGCGCAAAAGACATGGGTGAAAAAATATTTTC
AGCCGGCCGCGAAGCCAGGCCTTCATATTTTGTGTGTAATGATCCCTCCGCAG
GTTACCTACGGAGACCTTGTTAATTTTTTTTTTTTTCTCCAC

➤ ***Phaeosphaeria nodorum* 580 pb**

CCCCTACCCCTGATCCCGAGGTCAAAGTTAAAAAGGCTTGTGGACGCAAGTGTT
TGTTACGAATCGCGACTTGTGCTGCGCTTCAATACCAAAACACTGGCTGCCAAT
TATTTTAAGGCGAGTCCAAACACTAGGGAGAGGACAAACACCCAACACCAAGCA
GAGCTTGAGGGTACAAATGACGCTCGAACAGGCATGCCCCATGGAATACCAAG
GGGCGCAATGTGCGTTCAAAGATTCGATGATTCATGAATTCTGCAATTCACACT
ACTTATCGCATTTTCGCTGCGTTCTTCATCGATGCCAGAACCAAGAGATCCGTTGT
TGAAAGTTGTAATTATTAAGTTTTTTCAGACGCTGATTGAAAATTA AAAAGGTTATA
AATTTGTCCAACCGGCAGGCAAGCCTGCCGAGGAAACGTGGGTACGCAAAAGA
CAAGGGTGGATAAAAGAGGCCAGCTGCTCATCAGCTTGCGCTATACAGACTAAC
AGCCCCTTTTACAGTAGTAACTACTGAGTGTAATGATCCTTCCGCAGGTTACC
TACGGAAACCTTGTTTTTTTTTTTTTTTTTCACTCTAAA

➤ ***Zymoseptoria tritici* 582 pb**

CCGGTACTCCAGCCATGAAGCGAAAACGTACGAGCATTCTGCGAGCCATAC
CCACGCCGTGATTCCGACGAGAACGAAGCACCACCAGAGGTGCCAACTCCACT
CACACCACCCACACCGAATGCCACTGGTGAAGTGAAGCCCGAAGCTGCCGGTA
CCGATCAGGATAAGGAGTTGGAGAGATCGCTGATCGGGTCATTGGTTGACAGC
TATGGGTTTTCGACCGGAAGGCTTGGTGAAGAAGACGATGAGCATATCTGTCAAC
GGCATTTACATCACATGGTCTCTTACTACAAGGTCGACGACGTCAAGAACAAT
CTCCTCCCACGACCACTCAGCGATCCTCGTCTGCAGAATATCTCCGTCCGACCC
GAGCTCTACCTGAAGCAGAACTTTTCGCGCGCCGGTTGAGGAGACCGAGCACTA
CGCCATTGACGGCCACATGAACGCACACCCACAGATGATGTACTCGTCCATGG
CTGGTGGCTACGGTGCTCCACAAGGGCAGTACTTTCAACAGCAACAGCAACAA
GGACGACCATAACCCTGGCATGTACAGCATGCCTTTTTTTTTTTCTTCCAA

➤ ***Fusarium proliferatum* 566 pb**

GAAC TTGGGAATCCTACCTGATCCGAGGTCACATTCAGAAGTTGGGGTTTAACG
GCGTGGCCGCGACGATTACCAGTAACGAGGGTTTTACTACTACGCTATGGAAG
CTCGACGTGACCGCCAATCAATTTGGGGAACGCGATTTGACTCGCGAGTCCCA
ACACCAAGCTGGGCTTGAGGGTTGAAATGACGCTCGAACAGGCATGCCCCGCA
GAATACTGGCGGGCGCAATGTGCGTTCAAAGATTCGATGATTCACTGAATTCTG
CAATTCACATTACTTATCGCATTTTGCTGCGTTCTTCATCGATGCCAGAACCAAG
AGATCCGTTGTTGAAAGTTTTGATTTATTTATGGTTTTACTCAGAAGTTACATATA
GAAACAGAGTTTGGGGGTCCTCTGGCGGGCCGTCCCGTTTTACCGGGAGCGG
GCTGATCCGCCGAGGCAACAATTGGTATGTTACAGGGGTTTGGGAGTTGTAAA
CTCGGTAATGATCCCTCCGCTGGTTCACCAACGGAGACCTTGTTACACTTTTTAC
TTTCCAAAATTTTCCCCGGCAGGGCTG

➤ ***Gibberella zeae* 554 pb**

GGGGGGATTCTACCTGATCCGAGGTCACATTCAGAAGTTGGGGTTTAACGGC
GTGGCCGCGACGATTACCAGTAACGATGTGTAAATTACTACGCTATGGAAGCTC
GACGTGACCGCCAATGTATTTGGGGAGTGCAGCAGGACTGCAGCTCCCAACAC
CAAGCTGGGCTTGAGGGTTGAAATGACGCTCGAACAGGCATGCCCCGCCAGAAT
ACTGGCGGGCGCAATGTGCGTTCAAAGATTCGATGATTCACTGAATTCTGCAAT
TCACATTACTTATCGCATTTTGCTGCGTTCTTCATCGATGCCAGAACCAAGAGAT
CCGTTGTTGAAAGTTTTGATTTATTTGTTTTTTATACTCAGAAGTTCCACTAAAAA
CAGAGTTTAGGGTTCCTGCGGCGGGCCGTCCCTTTTTACGGGGCGCGGGCTGA
TCCGCCGAGGCAACATAAGGTATGTTACAGGGGTTTGGGAGTTGTAAACTCG
GTAATGATCCCTCCGCTGGTTCACCAACGGAGACCTTGTTACATTTTTTCTTCC
AAAATATTAACCA

➤ ***Gibberella moniliformis* 553 pb**

GCCGGGAATTCCTACCTGATCCGAGGTCACATTCAGAAGTTGGGGTTTAACGGC
GTGGCCGCGACGATTACCAGTAACGAGGGTTTTACTACTACGCTATGGAAGCTC
GACGTGACCGCCAATCAATTTGGGGAACGCGATTTGACTCGCGAGTCCCAACA
CCAAGCTGGGCTTGAGGGTTGAAATGACGCTCGAACAGGCATGCCCCGCCAGAA
TACTGGCGGGCGCAATGTGCGTTCAAAGATTCGATGATTCACTGAATTCTGCAA
TTCACATTACTTATCGCATTTTGCTGCGTTCTTCATCGATGCCAGAACCAAGAGA

TCCGTTGTTGAAAGTTTTGATTTATTTATGGTTTTACTCAGAAGTTACATATAGAA
ACAGAGTTTAGGGGTCCTCTGGCGGGCCGTCCCGTTTTACCGGGAGCGGGCTG
ATCCGCCGAGGCAACAATTGGTATGTTACAGGGGTTTGGGAGTTGTAACTCG
GTAATGATCCCTCCGCTGGTTCACCAACGGAGACCTTG TAGTTTTTTTTTTTTTC
CAAAAAAATCCC

V. DISCUSIÓN

Las plantas de trigo en todas sus etapas de desarrollo, están expuestas a numerosos daños y estrés que interfieren con su normal funcionamiento y desarrollo. Las especies de fitopatógenos aislados de síntomas foliares en esta investigación, se encuentran generalmente en la mayoría de las zonas de producción de trigo en el mundo.

Stein (2010) indica que el hongo *Bipolaris sorokiniana* se encuentra distribuido en todo el mundo y es de gran importancia en todas las regiones donde se siembra trigo, causando pudrición de raíz, manchas foliares, tizón de plántulas y en ocasiones se encuentra asociado a daños en espiga. Por lo que este patógeno estará asociado al cultivo, independientemente del sistema de labranza que se esté utilizando.

Las incidencias mostradas para *B. sorokiniana* del 56.66 % de los aislamientos (Cuadro 3.2), dieron indicios de que esta especie era el principal agente causal de los síntomas en el follaje del cultivo de trigo sembrado en el sistema de CP.

Una de las condiciones para la práctica efectiva de siembra en CP es la distribución uniforme de los residuos de cultivos sobre la superficie del suelo (Watkins y Boosalis, 1982; Sayre *et al.*, 2001; Govaerts *et al.*, 2005), por otra parte los residuos son fuente de inóculo de distintas enfermedades. Shaner (2010) afirma que las lesiones de *Zymoseptoria tritici* aparecen primero en las hojas inferiores del cultivo, pero sobre todo en áreas que están en contacto con la superficie del suelo.

Bergstrom (2010) indica que *Parastagonospora nodorum* es un patógeno distribuido en la mayoría de las áreas de producción de trigo en el mundo, especialmente aquellas zonas con temperaturas moderadas y lluvias frecuentes. Las lesiones son más frecuentes donde se cultivan las variedades semienanas con follaje denso y que reciben una fertilización pesada. Las incidencias de los aislamientos para este hongo fueron del 10 % (Cuadro 3.2), las cuales fueron las más bajas en este sistema de siembra, lo cual se atribuye a las condiciones climáticas y de no fertilización además de las variedades presentes en la investigación.

En la mayoría de los casos los hongos del género *Fusarium* son los que provocan la fusariosis o roña de la espiga, a un que también puede estar asociado *Bipolaris sorokiniana*, pero se le identifica mejor como causante de la podredumbre de semilla, raíz y manchas de la hoja (Wiese, 1986).

Las especies de *Fusarium* identificadas en esta investigación, generalmente se asocian con maíz donde ocasionan la pudrición del tallo y podredumbre de la mazorca que se traducen en pérdidas de rendimiento y calidad de grano (Kedera *et al.*, 1994; Leslie y Summerell, 2006; Picot *et al.*, 2010), por lo anterior las especies presentes de *Fusarium* en cualquier cultivo, estarán ampliamente relacionadas con el tipo de rotación o cultivos cercanos al sitio de interés.

F. proliferatum puede persistir en los rastrojos de tallos de maíz y trigo, ya sea en la superficie del suelo o enterradas en un campo durante al menos 21 meses (Cotten y Munkvold, 1998), estas condiciones de desarrollo lo van asociar a todos los sistemas de siembra, en los que se deje residuos de cultivo en la superficie del suelo y que se tenga una rotación maíz-trigo.

Las incidencias mostradas para *F. proliferatum* del 53.33 % de los aislamientos (Cuadro 3.2), dieron indicios de que esta especie era la principal responsable de los síntomas en espiga del cultivo de trigo sembrado en el sistema de CP.

A un que no todas las enfermedades reaccionan de la misma manera a las condiciones creadas por las CP, su desarrollo es la expresión de la interacción del patógeno con el huésped y el ambiente.

VI. CONCLUSIÓN

Los hongos fitopatógenos que fueron aislados en laboratorio, con el síntoma de roña de la espiga del trigo fueron *Fusarium proliferatum*, *F. graminearum*, *F. verticillioides* y *Bipolaris sorokiniana* mismos que fueron identificados morfológicamente, y se confirmó la identidad de cada especie mediante técnicas moleculares (PCR), obteniendo alrededor de un 99% de similitud con las secuencias reportadas en el GenBank.

Las especies de hongos fitopatógenos presentes en el sistema de camas permanentes (labranza de conservación), responsables de causar problemas foliares en el cultivo de trigo son *Bipolaris sorokiniana*, *Parastagonospora nodorum* y *Zymoseptoria tritici*, mismos que fueron identificados morfológicamente, y se confirmó cada especie mediante técnicas moleculares (PCR), obteniendo alrededor de un 99% de similitud con las secuencias reportadas en el GenBank.

Otros problemas foliares presente en este sistema de siembra, fueron las royas *P. triticina* (roya de la hoja), y en menor incidencia *P. striiformis f. sp. tritici* (roya amarilla), las cuales solo se identificaron a nivel de campo, mediante los síntomas típicos expresados en el cultivo.

VII. LITERATURA CITADA

Agrios, G.N. 2006. Fitopatología. 2ª. Ed. Editorial Limusa. México: 447 p.

Altschul, S.F., T.L. Madden, A.A. Schäffer, J. Zhang, Z. Zhang, W. Miller, and D.J. Lipman 1997. Gapped BLAST and PSI-BLAST: a new generation of protein database search programs. *Nucleic Acids Res.* 25:3389-3402.

Babu, B. K., A. K. Saxena, A. K. Srivastava, and D. K. Arora. 2007. Identification and detection of *Macrophomina phaseolina* by using species specific oligonucleotide primers and probe. *Mycologia* 99:797-803.

Barley, K.L. 1996. Diseases under conservation tillage systems. *Can. J. Plant Sci.* 76:635-639.

Bergstrom, C. 2010. *Stagonospora nodorum* Blotch and *Stagonospora avenae* Blotch. In: *Compendium of Wheat Diseases and Pests* third edition. (eds). Bockus, W. W., R. L. Bowden, R. M. Hunger, W. L. Morrill, T. D. Murray, and R. W. Smiley. The United States. The American Phytopathological Society (APS). pp: 75-77.

Biswas, C., P. Dey, S. Satpathy, S. K. Sarkar, A. Bera, and B. S. Mahapatra. 2012. A simple method of DNA isolation from jute (*Corchorus olitorius*) seed suitable for PCR-based detection of the pathogen *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. *Letters in Applied Microbiology* 56:105-110.

Cervi, P. H. 1989. Modificaciones en el complejo de plantas dañinas, enfermedades y plagas en el sistema de siembra directa. In: *Memorias I Simposium internacional de labranza de conservación*. Julio, Tuxtla Gutiérrez, Chis., México. pp: 152-157.

Cotten, T. K., and G. P. Munkvold. 1998. Survival of *Fusarium moniliforme*, *F. proliferatum*, and *F. subglutinans* in maize stalk residue. *Phytopathology* 88: 550-555.

Cruz, C. L. 2001. Incidencia de pudrición de raíz causada por hongos en maíz y trigo en parcelas de labranza de conservación. Tesis M.C. Protección vegetal. UACH. Chapingo. México. 69 p.

Eyal, Z. A., L. Sharen, M. D. Van Ginkel, and J. M. Prescott. 1987. Enfermedades de trigo causadas por *Septoria*. Conceptos y métodos relacionados con el manejo de estas enfermedades. México. D.F. CIMMYT. pp: 45.

Fahong, W., W. Xuqing, and K.D. Sayre. 2004. Comparison of conventional, flood irrigated, flat planting with furrow irrigated, raised bed planting for winter wheat in China. *Field Crops Res.* 87:35-42.

Gilchrist-Saavedra, L., G. Fuentes-Dávila y C. Martínez-Cano. 1995. Guía práctica para la identificación de algunas enfermedades de trigo y cebada. México, D.F. CIMMYT. pp: 7-21.

Govaerts, B., M. Mezzalama, K.D. Sayre, J. Crossa, J.M. Nicol, and J. Deckers. 2005. Long-term consequences of tillage, residue management and crop rotation on maize/wheat root rot and nematode populations in subtropical highlands. *Applied Soil Ecol.* 32:305-315.

Kedera, C. J., J. F. Leslie, and L. E. Claflin. 1994. Genetic diversity of *Fusarium* section *Liseola* (*Gibberella fujikuroi*) in individual maize plants. *Phytopathology* 84: 603-607.

Le, C. N., Mendes R., Kruijt M., and J. M. Raaijmakers. 2012. Genetic and phenotypic diversity of *Sclerotium rolfsii* in groundnut fields in central Vietnam. *Plant Dis.* 96:389-397.

Leslie, J. F. y Summerell, B. A. 2006. *The Fusarium. Laboratory manual*. Ed. Blackwell Publishing, State Iowa, USA. 369 p.

Limón-Ortega, A. and Sayre, K.D. 2003. Dry land wheat production an narrow raised beds; a promising option. In: Proceedings of the XIth International Conference on Rainwater Catchment Systems. Montecillos, Edo. De Méx., México. pp: 606-620.

Limon-Ortega, A., B. Govaerts, J. Deckers, and K. D. Sayre. 2006. Soil aggregate and microbial biomass in a permanent bed wheat-maize planting system 12 years. *Field Crops Res.* 97:302-309.

Lucke, M. A., and C.T. Bryson. 1997. Herbicide- soil interactions in reduced tillage and plant residue management systems. *Weed Sci.* 45:307-320.

Marin, S., V. Sanchis, A. Teixido, R. Saenz, A. J. Ramos, I. Vinas, and N. Magan. 1996. Water and temperature relations and microconidial germination of *Fusarium moniliforme* and *Fusarium proliferatum* from maize. *Canadian Journal of Microbiology* 42: 1045-1050.

Nava, S. M. A. 1991. Diagnóstico fitosanitario de trigo (*Triticum aestivum*) sembrado bajo labranza de conservación en Valle de Santiago, Guanajuato. Tesis profesional. UACh. Chapingo. México. 87 p.

Picot, A, C. Barreau, L. Pinson-Gadais, D. Caron, C. Lannou, and F. Richard-Forget. 2010. Factors of the *Fusarium verticillioides*–maize environment modulating fumonisin production. *Crit. Rev. Microbiol.* 36:221–31

Prescontt, M. L., P. J. Harley, Y A. D. Kein. 2002. Microbiología. Mcgraw-Hill-Interamericana De España, S. A. U. 349 p.

Quiagen. 2012. Manual del kit QIAamp® DSP DNA Blood Mini. Versión 2. Alemania.

Ruiz, E. R. 2002. Incidencia y severidad de enfermedades fungosas de raíz en plántulas de maíz (*Zea mays* L.) bajo dos sistemas de labranza. Tesis profesional. UACh. Chapingo, México. 47 pp.

Sayre, K., M. Mezzalama, and M. Martínez. 2001. Tillage, crop rotation and crop residue management effects on maize and wheat production for rainfed conditions in the altiplano of central México. In: Word Congress on Conservation Agriculture. 1-5 Octubre, Madrid, Spain.

Salari, M., N. Panjehkeh, Z. Nasirpoor, and J. Abkhoo. 2012. Reaction of melon (*Cucumis melo* L.)cultivars to soil-borne plant pathogenic fungi in Iran. *African Journal of Biotechnology* 11(87):15324-15329.

Schaad, N. W., J. B. Jones, and W. Chun. 2002. Laboratory Guide for Identification of Plant Pathogenic Bacteria. Third Edition. American Phytopathological Society (APS) Press. 373 p.

Shaner, G., 2010. Septoria tritici Blotch. In: Compendium of Wheat Diseases and Pests third edition. (eds). Bockus, W. W., R. L. Bowden, R. M. Hunger, W. L. Morrill, T. D. Murray, and R. W. Smiley. The United States. The American Phytopathological Society (APS). pp: 56-57.

Tapia-Tussell, R. A., R. Quijano-Ramayo, A. Rojas-Herrera, D. Larque-Saavedra, D. Pérez-Brito. 2005. A fast simple and reliable high yielding method for DNA extraction from different plant species, *Mol Biotechnol.* 31: 137-139.

Voglmayr, H., and A. Riethmüller. 2006. Phylogenetic relationships of Albugo species (white blister rusts) based on LSU rDNA sequence and oospore data. *Mycological research* 110:75-85.

Young, F.L., A.G. Ogg., R.I. Papendick, D.C. Thill, and J.R. Aldredge.1994. Tillage and weed management affects winter wheat yield in an integrated pest management system. *Agron. J.* 86:147-154.

Wantanabe, T. 2002. Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi. Morphogies of Cultures Fungi and Key to Species. Second edition. CRC PRESS. New York Washington, D.C. 500 p.

Warham, E.J., L. Butler, y B. Sutton. 1998. Ensayos para la Semilla de Maíz y de Trigo. Manual de Laboratorio. México. D.F. CIMMYT. 64 p.

Watkins, J.E., M.G. Boosalis. 1982. Wheat disease associated with crop residues. University of Nebraska, Lincoln. Institute of Agriculture and Natural Resources. USA.

Wiese M., V. 1986. Compendio de Enfermedades del trigo. 1a Edición. The American Phytopathological Society (APS). 155p.