

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD XOCHIMILCO

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO EL HOMBRE Y SU AMBIENTE
LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

INFORME FINAL DEL SERVICIO SOCIAL
POR INVESTIGACIÓN PARA OBTENER
EL GRADO DE LICENCIADO EN BIOLOGÍA

CARACTERIZACIÓN DE LA MICROBIOTA FÚNGICA EN LA PRODUCCIÓN DE MAÍZ Y FRIJOL
GENERADA POR PROMOTORES DE CRECIMIENTO VEGETAL ESTEROIDAL NO TÓXICOS, EN
CAMPOS AGRÍCOLAS DE SANTO DOMINGO INGENIO, OAXACA

QUE PRESENTA EL ALUMNO

César Toimil Cervantes

2172035006

ASESORES

Dra. Judith Castellanos Moguel (Interno)

Vo.Bo.

Dra. Sandra Luz Cabrera Hilerio (Externo)

Vo.Bo.

RESUMEN

La degradación, acidificación y erosión de los suelos, además del cambio climático y sus repercusiones, han generado modificaciones cada vez más severas sobre la naturaleza, afectando gravemente a los cultivos en los cuales el humano basa su alimentación (De los Santos-Ramos *et al.* 2017). Este es el caso de México, que depende en gran medida de la producción de maíz. Sin embargo, a pesar de que gran parte del país es apto para su producción, actualmente no se ha logrado satisfacer completamente la demanda nacional de estos granos, por lo que se ha optado por su importación (SAGARPA, 2017). Como respuesta a esta problemática, la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP) ha desarrollado promotores del crecimiento vegetal (PCV) sintéticos de la familia de los Brasinoesteroides (BS) que permiten a los cultivos mostrar una mayor productividad, además de ayudarlos a sobrellevar diversos tipos de estrés (Sharma *et al.*, 2018). Sin embargo, no se tiene registro de cómo estas nuevas fitohormonas sintéticas puedan afectar a la rizosfera, y siendo que tanto ésta como la calidad del suelo está determinada por los microorganismos que lo habitan, especialmente por la microbiota fúngica, es de vital importancia conocer su estado y las posibles modificaciones que puedan presentar debido a la intervención humana. Para ello, se realizó la caracterización de la microbiota fúngica de dos parcelas de campos agrícolas del poblado de Santo Domingo Ingenio, Oaxaca, que fueron adicionadas con estas fitohormonas, y se encontró que el género más abundante fue *Aspergillus sp.*, con más de 20 UFC por gramo de suelo, seguido por *Monascus sp.*, *Acremonium sp.* y *Penicillium sp.* Sin embargo, a pesar de que los géneros *Fusarium sp.* y *Penicillium sp.* tuvieron bajo recuento de colonias, estuvieron presentes en todos los medios de cultivo.

Palabras Clave: Caracterización, Microbiota fúngica, Brasinoesteroides, Maíz.

Índice

Introducción	1
Revisión de Literatura	2
Objetivos	4
Objetivo General	4
Objetivos Específicos	4
Metodología	4
Área de Estudio	4
Muestreo de Suelos	5
Aislamientos de Hongos	5
Recuento y Aislamiento a Cultivos Puros	5
Descripción Macro y Microscópica	5
Resultados	6
Discusión	10
Conclusión	14
Literatura Citada	16

Introducción

La agricultura, en todas las naciones, cumple un papel importante en la economía debido a que proporciona alimentos a sus habitantes además de proveer una gran diversidad de productos a las exportaciones. Esta importancia aumenta considerablemente en los países en vías de desarrollo, como es el caso de México, en el que cerca del 23% de su población reside en el campo y desarrolla actividades agrícolas (De los Santos-Ramos *et al.* 2017).

El maíz (*Zea mays* L.) es uno de los dos cultivos más importantes en el sector agrícola mexicano, no sólo por constituir un pilar en la alimentación sobre todo de los sectores medio y bajo de la población, sino también porque cumple con varias funciones socioeconómicas (García *et al.* 2006). En el caso del maíz grano, su producción se divide en maíz blanco y amarillo, y de acuerdo con SAGARPA (2017) el primero, que representa cerca del 87% de la producción nacional y es destinado al consumo humano, satisface la totalidad de la demanda, mientras que la del segundo, destinado principalmente a la industria o a la fabricación de alimentos para la producción pecuaria, sólo satisface un 24% de la demanda nacional. En ambos casos Estados Unidos es el principal proveedor de maíz grano.

La incapacidad para cubrir la demanda nacional de granos básicos se debe principalmente a la degradación, acidificación y erosión de los suelos (De los Santos-Ramos *et al.* 2017), mientras que las consecuencias del incremento demográfico y sus demandas, además del cambio climático recrudecen estas modificaciones en el sector agrícola. Por lo que a pesar de que gran parte del país es apto para la siembra del maíz y el frijol, se espera que algunas de ellas muestren decremento en su producción por el incremento en la temperatura, las bajas precipitaciones, así como por eventos extremos como sequías e inundaciones, y las afectaciones por plagas (SAGARPA, 2012).

Los brasinoesteroides (BS) son fitohormonas que se encuentran de forma natural y en pequeñas cantidades en sitios estratégicos de las plantas como en polen, hojas, yemas, flores y semillas, y tienen la capacidad de regular los procesos fisiológicos como la germinación, la rizogénesis, la senescencia, la abscisión y los procesos de maduración (Hernández y García, 2016), además que promueven el rendimiento y aumentan la resistencia a las plagas y a diversos factores de estrés abiótico (Sharma *et al.*, 2018). Actualmente se conocen más de 45 miembros de la familia de BS constituyendo así una amplia familia con potente actividad biológica. De igual forma, el reciente descubrimiento de las propiedades fisiológicas de los BS hace que se les pueda considerar como

sustancias apropiadas para el uso y protección de las plantas y el aumento en la producción agrícola (Salgado *et al.*, 2008; Hernández y García, 2016).

Sin embargo, la calidad del suelo está fuertemente determinada por los microorganismos que lo habitan y por los procesos que se llevan a cabo en él (Probanza, 2012). La capacidad para mantener un ecosistema natural o modificado y su productividad tanto vegetal como animal, así como el mejoramiento del aire y el agua son resultados de una alta calidad del suelo, por lo que la permanencia de una comunidad microbiana abundante y por lo tanto, de una rizosfera bien estructurada, es fundamental (Loredo-Osti *et al.*, 2014). Es debido a esto que la actividad de ciertos organismos propios de la rizosfera, minimizan el impacto ambiental que producen los fertilizantes químicos y mejoran el rendimiento de los cultivos, por lo que pueden disminuir el uso de productos tóxicos (Patiño-Flores y Sanclemente-Reyes, 2014 y Leal-Almanza *et al.*, 2017).

Revisión de Literatura

En la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP) se ha desarrollado una nueva familia de promotores del crecimiento vegetal esteroidales (PCVE) que en ensayos *in vitro* e invernaderos de cultivos de mono y dicotiledóneos han demostrado una alta bioactividad (Zeferino *et al.* 2015). Especialmente en las pruebas de invernadero, los compuestos BS4 y BS8 mostraron actividad PCV prometedora en plantas de maíz criollo y frijol, destacando un incremento en peso seco del 28% con BS8 y del 19% con BS4 comparándolas con el 21% generado por la hormona de crecimiento natural homobrasinólida (Cruz, 2015).

También se ha observado que la nueva familia de PCVE llamada 22-oxocolestánica, tiene efectos benéficos contra el estrés hídrico y térmico (Solicitud de patente MX/E/2017/051670), además de haber mostrado un mejoramiento en plantas infectadas con virus (Santos-Cabrera, 2019) y con hongos (Mora, 2019).

Así mismo, Leal-Almanza *et al.* (2017) realizaron tratamientos con bacterias promotoras del crecimiento en el cultivo de papas, encontrando que estas afectan positivamente el desarrollo integral del cultivo sobre la productividad, registrando mayores alturas y rendimiento. Además de prevenir el desarrollo de bacterias como *P. carotovorum* y *Bacillus subtilis*, ambos agentes que generan pudrición en los cultivos.

Coromoto y Reyes (2018) evaluaron el efecto biocontrolador en plantas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) de cinco microorganismos PCV (tres hongos y dos bacterias) sobre el

patógeno *Alternaria alternata*; hongo capaz de producir manchas sobre las hojas de las plantas y llevar a su pudrición. Se registró, en todos los agentes utilizados, variabilidad en los efectos biocontroladores y PCV, pero fue el hongo *T. koningii* Vp el que ejerció el efecto biocontrolador más eficaz, conservando e incluso aumentando significativamente el porcentaje de germinación de las semillas de tomate, además que las plántulas de *S. lycopersicum* inoculadas con este hongo presentaron menor porcentaje de infección.

El efecto biocontrolador de *Trichoderma spp.* frente a *Fusarium oxysporum f. sp. capsici*; hongo patógeno del pimiento (*Capsicum annuum* L), fue evaluado por Hewedy *et al.* (2019) tanto in vitro como in planta. Se encontró que la inhibición micelial osciló entre el 35.71% hasta el 85.75%, variando entre las 4 especies de *Trichoderma* encontradas y sus cepas aisladas. Siendo *T. asperellum* y *T. longibrachiatum* las que mostraron mayor capacidad antagónica en condiciones in vitro, y *T. harzianum* la que mostró mayor reducción de severidad de la enfermedad en condiciones in planta en invernadero.

Pérez-Portuondo *et al.* (2019) aislaron bacterias PCV de la rizosfera de las gramíneas *Cyperus rotundus*, *Cynodon dactylon* y *Scleria sp.* cultivadas en suelos contaminados con petróleo y compuestos fenólicos. De las 51 bacterias aisladas, 92% creció en presencia de 2,4-diclorofenoxiacético; uno de los herbicidas más frecuentemente usados en la agricultura, casi el 50% de ellas mostró dos o más características PCV, siendo la producción de ácidos orgánicos, acetoina y ácido indolacético, la fijación de nitrógeno atmosférico y la solubilización del fosfato de calcio, las características tomadas en cuenta. Además, el 16% de ellas creció en presencia de compuestos fenólicos, los cuales son usados en pesticidas. Lo que sugiere que estas plantas tienen la capacidad de asociarse con este tipo de bacterias y promover su crecimiento para llevar a la fitorremediación. Así mismo, se observó que la aparición de características PCV estuvo fuertemente influenciada por la planta de la cual procedía las bacterias, sugiriendo que la especie vegetal influye en la colonización de la rizosfera por diferentes grupos bacterianos incluso si las especies vegetales crecen en el mismo entorno.

Cantú-Nava *et al.* (2020) analizaron el efecto de la aplicación de microorganismos PCV como *Bacillus subtilis*, *Bacillus cereus*, *Pseudomonas fluorescens* y *Trichoderma harzianum*, con el objetivo de mejorar la productividad y calidad del Nogal Pecanero (*Carya illinoensis* Koch). Encontrando que, en efecto, estos microorganismos incrementaron la productividad un 27.7%, además que la calidad de la nuez comestible obtenida mejoró durante los tres ciclos consecutivos.

Pérez-Pérez *et al.* (2020) realizaron una caracterización de la rizosfera de maíz donde se encontró que los géneros más representativos fueron *Stenotrophomonas* y *Pseudomonas*. Presentando características como la capacidad para realizar la fijación biológica del nitrógeno, solubilización del fósforo y potasio, además de mostrar actividad antagonista ante *Fusarium oxysporum*; hongo que ocasiona la marchitez de varios cultivos. Además de mencionar que en ensayos de co-inoculación de *Stenotrophomonas rhizophila* y Hongos Micorrícicos Arbusculares (HMA) se percibe un aumento en el crecimiento de la planta y en el contenido de clorofilas. A pesar de que estos géneros pudieran poseer carácter patogénico, no se puede negar su efecto bioestimulante, llegando a utilizar incluso en la biorremediación a nivel industrial y estando descritos como parte de la microbiota edáfica normal asociada a muchos cultivos de interés agrícola.

Objetivos

Objetivo General.

Caracterizar e identificar la biota fúngica de la rizosfera de cultivos de maíz producidos por promotores del crecimiento vegetal esterooidal no tóxico desarrollados por la BUAP en campos agrícolas de Santo Domingo Ingenio, Oaxaca.

Objetivos Específicos.

- Reconocer los grupos representativos que conforman la biota fúngica de la rizosfera.
- Identificar y describir las relaciones que existen entre la biota fúngica de la rizosfera y los cultivos de maíz.

Metodología

Área de Estudio

Consistió en dos parcelas de maíz del poblado de Santo Domingo Ingenio, Oaxaca, en el oeste de la región del Istmo de Tehuantepec, perteneciente al distrito de Juchitán de Zaragoza. A ambas parcelas ya se les había adicionado la fitohormona.

El muestreo de suelos y procesamiento de muestras se realizó de acuerdo con el método descrito por Quisbert-Pacasa *et al.* (2017).

Muestreo de Suelos

El muestreo se realizó en las parcelas destinadas al cultivo de maíz de Santo Domingo Ingenio, Oaxaca. En cinco surcos sembrados se establecieron cinco puntos al azar a lo largo de 50 m para tomar las submuestras, las cuales se obtuvieron con ayuda de una pala, éstas tuvieron una profundidad de 0-15 cm, a razón de 400-500 g de suelo, y se almacenaron en bolsas plásticas estériles para su transporte.

Aislamientos de Hongos

De cada una de las submuestras se tomaron 100 g de suelo tamizado y se procesaron mediante el aislamiento de hongos filamentosos del suelo usando la técnica de placas de Warcup modificadas para el conteo de unidades formadoras de colonias (UFC's). Éstas fueron extendidas sobre la superficie de cinco medios de cultivo 1) papa-dextrosa agar (PDA), 2) levadura-papa agar (HLP), 3) rosa de bengala agar, 4) corn meal agar (HMA) y agar Czapek, adicionando 0.05 mg/mL^{-1} de cloranfenicol para evitar el crecimiento bacteriano. Finalmente se incubaron las cajas Petri durante 7 días a una temperatura de 22°C para el posterior recuento de colonias y obtención de cultivos puros.

Recuento y Aislamiento a Cultivos Puros

El recuento de UFC's se realizó después de 7 días de incubación usando la ecuación de recuento en placa. Posteriormente, de acuerdo con el color y forma se sembraron a un medio definitivo (PDA) y fueron incubadas por 4 días a 25°C . Durante este periodo, las UFC's que presentaron semejanza en su crecimiento, color y forma dentro y fuera de la caja Petri se aislaron para evitar la repetición de cultivos puros.

Descripción Macro y Microscópica

La descripción de características macroscópicas se realizó de acuerdo con lo mencionado en Watanabe (2010) de acuerdo con las características del cultivo como el color de la superficie y contorno de la colonia, la textura, el color del pigmento exudado y la forma de la colonia y del margen. Para la descripción de características microscópicas se empleó un microscopio con aumento de 40X para observar y fotografiar las características morfológicas del micelio y órganos reproductivos para su posterior comparación e identificación.

Resultados

Cada colonia se consideró proveniente de una UFC.

Los análisis microscópicos para identificar los grupos de hongos predominantes encontraron que el género más abundante, independientemente del medio de cultivo, fue *Aspergillus*, con números mayores a 20 UFC por gramo de suelo, siendo el Agar Rosa de Bengala (Cuadros 1 y 2) y el Agar Dextrosa-Papa (Cuadros 3 y 4) los que registraron los mayores conteos, como se muestra en el Cuadro 1, donde se encontraron alrededor de 35 UFC. Seguido por *Monascus*, *Acremonium* y *Penicillium*. El género *Fusarium* fue encontrado con regularidad en todos los medios de cultivo, sin embargo, debido a su forma de crecimiento algodonosa y exuberante, llegó a cubrir todo el medio haciendo imposible el conteo de sus UFC.

Cuadro 1. Géneros encontrados en la Parcela 1, Agar Rosa de Bengala.

Familia	Género	Funciones	UFC
Hypocreaceae	<i>Acremonium sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	4
Trichocomaceae	<i>Aspergillus sp.</i>	Hongo saprófito que degrada la materia en descomposición.	35
Nectriaceae	<i>Fusarium sp.</i>	Hongo patógeno y saprófito.	Incontable
Monascaceae	<i>Monascus sp.</i>	Efecto antimicrobiano y producción de pigmentos.	6
Mucoraceae	<i>Mucor sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	1
Trichocomaceae	<i>Penicillium sp.</i>	Solubilizador de fósforo orgánico e inorgánico, efecto antimicrobiano, patógeno.	3
Mucoraceae	<i>Rhizopus sp.</i>	Hongo saprófito que degrada la materia en descomposición.	2
Microascaceae	<i>Scopulariopsis sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	1

Cuadro 2. Géneros encontrados en la Parcela 2, Agar Rosa de Bengala.

Familia	Género	Funciones	UFC
Cunninghamellaceae	<i>Absidia sp.</i>	Hongo saprófito.	2
Hypocreaceae	<i>Acremonium sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	4
Trichocomaceae	<i>Aspergillus sp.</i>	Hongo saprófito que degrada la materia en descomposición.	25
Nectriaceae	<i>Fusarium sp.</i>	Hongo patógeno y saprófito.	Incontable
Hypocreaceae	<i>Gliocladium sp.</i>	Hongo saprófito, biofungicida.	2

Monascaceae	<i>Monascus sp.</i>	Efecto antimicrobiano y producción de pigmentos.	4
Trichocomaceae	<i>Penicillium sp.</i>	Solubilizador de fósforo orgánico e inorgánico, efecto antimicrobiano, patógeno.	1
Herpotrichiellaceae	<i>Phialophora sp.</i>	Hongo saprófito y parásito.	1
Peronosporaceae	<i>Phytophthora sp.</i>	Hongo patógeno.	1
Hypocreaceae	<i>Trichoderma sp.</i>	Descompone lignina y celulosa, bioestimulante, biopesticida y biofertilizante.	1

El agar Rosa de Bengala (Cuadros 1 y 2) fue el medio que mostró mayor crecimiento y diversidad, con 10 géneros registrados, e incluso mayor sobrevivencia. Debido a que, por la suspensión de actividades realizada en la Universidad Autónoma Metropolitana del 10 de marzo al 10 de junio del 2023, no se pudo acceder al laboratorio, por lo que las muestras permanecieron resguardadas en las incubadoras. Al regreso, el agar Rosa de Bengala fue el que mantuvo las colonias intactas y con menor índice de contaminación tanto por bacterias como de ácaros. Sin embargo, al tratarse de muestras de suelo, es usual encontrar ambos tipos de organismos al mantenerse en incubación por mucho tiempo.

Cuadro 3. Géneros encontrados en la Parcela 1, Agar Dextrosa-Papa.

Familia	Género	Funciones	UFC
Trichocomaceae	<i>Aspergillus sp.</i>	Hongo saprófito que degrada la materia en descomposición.	35
Nectriaceae	<i>Fusarium sp.</i>	Hongo patógeno y saprófito.	Incontables
Trichocomaceae	<i>Penicillium sp.</i>	Solubilizador de fósforo orgánico e inorgánico, efecto antimicrobiano, patógeno.	1
Mucoraceae	<i>Rhizopus sp.</i>	Hongo saprófito que degrada la materia en descomposición.	1
Microascaceae	<i>Scopulariopsis sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	1

Cuadro 4. Géneros encontrados en la Parcela 2, Agar Dextrosa-Papa.

Familia	Género	Funciones	UFC
Trichocomaceae	<i>Aspergillus sp.</i>	Hongo saprófito que degrada la materia en descomposición.	9
Nectriaceae	<i>Fusarium sp.</i>	Hongo patógeno y saprófito.	Incontables
Trichocomaceae	<i>Penicillium sp.</i>	Solubilizador de fósforo orgánico e inorgánico, efecto antimicrobiano, patógeno.	2

Cuadro 5. Géneros encontrados en la Parcela 1, Agar Levadura-Papa.

Familia	Género	Funciones	UFC
Monascaceae	<i>Monascus sp.</i>	Efecto antimicrobiano y producción de pigmentos.	1

El agar Levadura-Papa (Cuadro 5) fue el medio de cultivo que se vio mayormente afectado por bacterias y ácaros, llegando a acabar por completo con las colonias. De la parcela 1 sólo se pudo registrar el género *Monascus sp.*, mientras que de la parcela 2 todas las muestras se perdieron, al igual que las colonias sembradas en agar Corn Meal, debido a esto, los resultados de este último agar no se incluyen en el reporte.

Cuadro 6. Géneros encontrados en la Parcela 1, Agar Czapek.

Familia	Género	Funciones	UFC
Hypocreaceae	<i>Acremonium sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	4
Trichocomaceae	<i>Aspergillus sp.</i>	Hongo saprófito que degrada la materia en descomposición.	24
Nectriaceae	<i>Fusarium sp.</i>	Hongo patógeno y saprófito.	Incontables
Trichocomaceae	<i>Penicillium sp.</i>	Solubilizador de fósforo orgánico e inorgánico, efecto antimicrobiano, patógeno.	2
Mucoraceae	<i>Rhizopus sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno que degrada la materia en descomposición.	2
Microascaceae	<i>Scopulariopsis sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	1
Hypocreaceae	<i>Trichoderma sp.</i>	Descompone lignina y celulosa, bioestimulante, biopesticida y biofertilizante.	6

Cuadro 7. Géneros encontrados en la Parcela 2, Agar Czapek.

Familia	Género	Funciones	UFC
Hypocreaceae	<i>Acremonium sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	5
Trichocomaceae	<i>Aspergillus sp.</i>	Hongo saprófito que degrada la materia en descomposición.	22
Nectriaceae	<i>Fusarium sp.</i>	Hongo patógeno y saprófito.	Incontable
Ceratostomataceae	<i>Gonatobotrys sp.</i>	Hongo saprófito.	1
Chaetosphaeriaceae	<i>Gonytrichum sp.</i>	Sin Información	3
Trichocomaceae	<i>Penicillium sp.</i>	Solubilizador de fósforo orgánico e inorgánico, efecto antimicrobiano, patógeno.	14
Microascaceae	<i>Scopulariopsis sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	1
Hypocreaceae	<i>Trichoderma sp.</i>	Descompone lignina y celulosa, bioestimulante, biopesticida y biofertilizante.	2
Plectosphaerellaceae	<i>Verticillium sp.</i>	Hongo saprófito y patógeno.	1

Cuadro 8. UFC por gramo de suelo registradas en cada medio de cultivo.

Medio de Cultivo	Parcela	UFC/gr de suelo
Rosa de Bengala	1	1.12×10^5
Rosa de Bengala	2	5.33×10^4
Dextrosa-Papa	1	4.30×10^4
Dextrosa-Papa	2	2.00×10^4
Levadura-Papa	1	1.00×10^4
Czapek	1	5.00×10^4
Czapek	2	6.63×10^4

El agar rosa de bengala fue el que presentó mayor número de UFC por gramo de suelo, registrando 1.12×10^5 en la parcela 1 y 5.33×10^4 en la parcela 2, superada ésta sólo por la parcela 2 del agar Czapek, con 6.63×10^4 . El agar con la menor cantidad registrada fue el agar Levadura-Papa, debido a que fue el mayormente afectado por ácaros y bacterias debido a la prolongada incubación.

Cuadro 9. Divisiones y géneros encontrados.

División	Género(s)
Ascomycota	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Acremonium</i> • <i>Aspergillus</i> • <i>Fusarium</i> • <i>Gliocladium</i> • <i>Gonatobotrys</i> • <i>Gonytrichum</i> • <i>Monascus</i> • <i>Penicillium</i> • <i>Phialophora</i> • <i>Scopulariopsis</i> • <i>Trichoderma</i> • <i>Verticillium</i>
Mucoromycota	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Mucor</i> • <i>Rhizopus</i>
Pseudofungi	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Phytophthora</i>
Zygomycota	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Absidia</i>

Se encontraron 3 divisiones (Cuadro 9), de las cuales Ascomycota fue la más abundante, con 12 géneros registrados. Mientras que de las divisiones Mucoromycota se registraron 2 géneros, Pseudofungi 1 y Zygomycota 1, con bajo recuento de colonias.

Discusión

Se sabe que los ascomicetos (hongos de la división Ascomycota y a los que pertenecen los género registrados como *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium* y *Trichoderma*) conforman el grupo más grande, al igual que el más diverso y ecológicamente importante de hongos a nivel mundial (Ávalos *et.al.*, 2018), representando cerca del 60% de las especies y el 72% de los géneros (González y Hanlin, 2008), por lo cual no es de extrañarse que hayan sido los más abundantes. El género *Aspergillus* está formado por un grupo de hongos filamentosos hialinos y saprofitos los cuales desempeñan un papel esencial en la degradación de la materia

orgánica, aumentando de esta forma la disponibilidad de nutrientes para el crecimiento de los cultivos. Este género de hongos está ampliamente distribuido por el planeta por lo que es considerado cosmopolita (Castellanos *et.al.*, 2006).

De acuerdo con Houbraken y Samson (2011), la familia Trichocomaceae, a la que pertenecen los géneros *Aspergillus* y *Penicillium*, consiste en hongos saprobios con estrategias de colonización agresivas y altamente adaptados a condiciones ambientales extremas, por lo que no es de sorprender que hayan sido los más abundantes (en el caso de *Aspergillus*) y que se encontraron presentes en todos los medios de cultivo. Samaniego y Chew (2007) encontraron que, de igual forma, los géneros *Aspergillus* y *Penicillium* fueron los más abundantes en parcelas agrícolas de Coahuila, Durango, superados sólo por el género *Fusarium*. Estos hongos forman parte de la microbiota natural del suelo, llegando a considerarse característicos de ellos, pero a pesar de su importancia en la degradación de la materia orgánica, comúnmente son los que más atacan los cultivos de maíz tanto en almacenes como en el campo, y son responsables de incontables pérdidas de cultivos debido a enfermedades provocadas por las micotoxinas que secretan, representando un riesgo para la salud pública y la calidad de los cultivos, incluyéndose aquí también al género *Verticillium* (Hernández *et.al.*, 2007), el cual fue registrado únicamente en el agar Czapek (Cuadro 7).

Unas de estas micotoxinas son las llamadas aflatoxinas, que son producidas por hongos que afectan al maíz, al cacahuate, al algodón y a los frutos secos y de cáscara dura como las nueces (National Center for Environmental Health, 2012). Su producción se ve favorecida por el estrés hídrico, las altas temperaturas y los daños a la planta por algún agente externo como insectos. Condiciones que muy probablemente se encuentran presentes en las parcelas de las cuales se tomaron las muestras, debido a que el estado de Oaxaca, a pesar de poseer un clima cálido subhúmedo en su mayoría, el cultivo de maíz se realiza por temporal, es decir, está sujeto al régimen de lluvias y sequías, con presencia de altas temperaturas intermitentes (Hernández *et.al.*, 2007). En respuesta al alto índice de contaminación de cereales por aflatoxinas, se ha optado por el tratamiento con productos químicos

para la erradicación de insectos y hongos que provoquen y promuevan su producción, sin embargo, esto resulta muy costoso; en México, algunos procesos baratos y sencillos utilizados para la eliminación de aflatoxinas han sido la nixtamalización y la extrusión de los granos (Martínez *et.al.*, 2013). De acuerdo con Anguiano *et.al.* (2005) la nixtamalización destruye del 95 al 100% de las aflatoxinas del maíz, mientras que la extrusión con agua, cal y peróxido de hidrógeno elimina el 100% de estas micotoxinas y no afecta ni el aroma ni el sabor de las tortillas u otros productos elaborados a base de maíz.

De acuerdo con Senasica (2014), las especies del género *Fusarium* como *F. oxysporum* y *F. solani* representan dos de los agentes de más alto riesgo en México que generan marchitez, tizones y pudrición de cultivos en ecosistemas tanto agrícolas como naturales desde 1967, y junto a géneros como *Phytophthora spp.*, *Rhizoctonia spp.* y *Phytium spp.*, son considerados como un complejo fitopatógeno de gran importancia, llegando a afectar del 60 al 100% de la superficie cultivada, provocando pérdidas económicas devastadoras (Villa *et.at.*, 2014). A pesar de que, según Senasica (2014), *F. oxysporum* y *F. solani* son las especies que más dañan al maíz en México, a nivel global, es la especie *F. verticillioides* la que ejerce un mayor impacto. Este hongo se clasifica como un patógeno necrótrofo, ya que tiene la capacidad de inducir la muerte del hospedero y luego persistir como saprófito en el rastrojo. Además, en sus etapas iniciales, el hongo puede vivir como endófito en la planta sin causar daños visibles. Sin embargo, en condiciones favorables, propicia la descomposición de las mazorcas durante la fase de formación de los granos (Torre *et.al.*, 2014). Mientras que la especie *Rhizopus stolonifer*, perteneciente al género *Rhizopus*, es considerado uno de los hongos fitopatógenos más importantes en cultivos postcosecha, provocando la “enfermedad blanda” y causando igualmente importantes pérdidas económicas tanto de frutas como de hortalizas (Velázquez *et.al.*, 2007).

El género *Trichoderma* fue hallado en sólo tres muestras con relativo bajo recuento de colonias (Cuadros 2, 6 y 7). Este género posee una amplia plasticidad ecológica, lo que les confiere tolerancia a diversos rangos de temperatura, llegándose a

registrar incluso a temperaturas de 4°C (McBeath y Adelman, 1991). Es considerado como un micoparásito natural que actúa como control biológico de hongos fitopatógenos, ya que pueden secretar enzimas y metabolitos que inhiben el crecimiento de patógenos como *Fusarium*, *Rhizoctonia*, entre otros, reduciendo así la incidencia de enfermedades en las raíces y el sistema vascular de las plantas de maíz (Chiriboga *et.al.*, 2015). *Trichoderma* también es usado como PCV debido a que aumenta los nutrientes disponibles, como el fósforo, a través de la solubilización de fosfatos insolubles en el suelo, lo cual puede mejorar la absorción de nutrientes por parte de la planta y así, mejorar su salud y rendimiento (Hernández *et.al.*, 2019). Algunas especies de *Trichoderma* pueden inducir resistencia sistémica, esto mediante la aceleración del desarrollo radicular, además de poseer la capacidad de habitar a la planta en forma de hongo endofítico sin causar daños a la misma, lo que puede proporcionar beneficios a largo plazo en contra de enfermedades y aumento de la tolerancia al estrés (Martínez *et.al.*, 2013).

De acuerdo con Belén (2015), la cantidad de UFC por gramo de suelo registradas para hongos suele rondar entre valores de 10^5 y 10^6 en suelos con condiciones propicias y con bajo nivel de intervención humana. Sin embargo, en suelos agrícolas donde la diversidad fúngica se ve comprometida por el monocultivo y los aditivos químicos es común registrar valores menores (10^3 - 10^4), con lo cual se podría explicar el bajo recuento encontrado en las parcelas analizadas en este reporte. Coincidiendo con Bode *et.al.* (1986), donde los mayores recuentos de UFC fueron hallados en suelos “naturales” donde no habían sido utilizados ningún tipo de aditivos. No obstante, de acuerdo con Hill *et.al.* (2000) y Jeewon y Hyde (2007), la diversidad fúngica real del suelo es mucho mayor a la de cualquier valor estimado que se pueda obtener usando métodos de cultivo, debido a que no todos los hongos que forman parte de la microbiota son cultivables, calculando que tan sólo el 0.1% de estos son capaces de crecer en condiciones de laboratorio.

Como ya se ha mencionado, el hecho de encontrar hongos fitopatógenos en el suelo agrícola no es sinónimo de enfermedad debido a que estos forman parte de la rizosfera natural del suelo, sin embargo, las estructuras de las comunidades de

hongos no sólo están determinadas por la precipitación y/o humedad, sino que también depende de la vegetación dominante, la salinidad, la sombra, la aireación, los nutrientes disponibles y el pH, entre otros (Samaniego y Chew, 2007). Esto significa una mayor variación en comunidades halladas en suelos agrícolas donde la diversidad de plantas se ve limitada a la especie cultivada. El cuidado conferido a los cultivos suele representar una mayor entrada de agua y nutrientes, por lo que el crecimiento de los hongos suele verse aumentado, sin embargo, como lo reporta Velázquez *et.al.* (2007) con un aumento de nutrientes, la actividad de los hongos micoparásitos o con efecto antagónico sobre hongos fitopatógenos, como *Trichoderma*, se ve disminuida debido a que hay nutrientes suficientes para que no exista competencia entre ellos. Por lo que el uso de fertilizantes suele resultar en un aumento en la susceptibilidad a plagas y enfermedades dado por un crecimiento acelerado de hongos fitopatógenos. Posiblemente debido a esto es que en todas las muestras los hongos con mayor recuento de colonias y/o que se encontraron en todos los medios de cultivo fueron *Aspergillus*, *Penicillium* y *Fusarium*, resultados que podemos relacionar con lo reportado por Hernández *et.al.* (2007) quienes reportaron que, para el maíz amarillo, del total de muestras analizadas, hubo una incidencia de invasión del 50.3% para *Aspergillus*, de 15.9% para *Penicillium* y de 5.5% para *Fusarium*. Mientras que, para el maíz blanco, la incidencia de invasión fue de 44.6, 10.4 y 6% respectivamente.

Conclusión

El hallazgo de hongos pertenecientes a los géneros *Aspergillus*, *Penicillium* y *Fusarium* no significa que las parcelas o cultivos estén enfermos o contaminados, debido a que estos forman parte de la rizosfera natural. Sin embargo, no se puede ignorar el riesgo que representan para la agricultura, por lo que se debe realizar un monitoreo constante para poder medir su crecimiento de forma oportuna y así decidir el mejor curso de acción.

El aumento en hongos fitopatógenos promueve el uso de productos químicos para su control, la mayoría resultando sumamente tóxicos tanto para el suelo como para el ser humano (Martínez *et.al.*, 2013 y Velázquez *et.al.*, 2007). Por lo que el

desarrollo de estrategias no tóxicas o que representen bajo o nulo riesgo para la salud, como el uso de los brasinoesteroides, y así mejorar el rendimiento de los cultivos es imprescindible para el futuro de la agricultura en México.

De igual forma, la realización de caracterizaciones de la microbiota de parcelas de cultivo nos da información valiosa sobre la estructura fúngica de los suelos, por lo que puede contribuir a potenciar el empleo de mejores estrategias de control de agentes fitopatógenos y mejoramiento de los cultivos.

Literatura Citada.

Aguayo-González, D., Acosta-Ramos, M., Pérez-Cabrera, L., Guevara-Lara, F. y García-Munguía, A. (2016). Producción natural de huitlacoche (*Ustilago maydis* (DS) Corda) en el estado de Aguascalientes. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, vol. 7, núm. 5, pp. 1043-1050.

Anguiano, G, Verver, A, Vargas, C. y Guzmán, D. (2005). Inactivación de aflatoxina B y aflatoxicol por nixtamalización tradicional del maíz y su regeneración por acidificación de la masa. *Revista Salud Pública de México* 47:369-375.

Armengol, J., Sales, R. y García-Jiménez, J. (1999). Evolución de los daños causados por *Acremonium cucurbitacearum* en raíz de melón en sus primeros estados de desarrollo. *Revista Boletín de Sanidad. Plagas*, núm. 25, pp. 265-277.

Ávalos, A., Rosique, J., Cappello, S. y Villarruel, J. (2018). Ascomicetes (Fungi: Ascomycota) del Parque Estatal Agua Blanca, Macuspana, Tabasco, México. *Acta Botánica Mexicana* 122: 141-154.

Belén, M. (2015). Estudio de las comunidades fúngicas en un suelo del SO bonaerense tratado con glifosato y 2,4-D. Universidad Nacional del Sur, Argentina.

Cadena, M., Rivera, R., Alva, L. y Sotelo, R. (2002) Adiaspiromicosis pulmonar. *Revista Anales de Radiología México*, núm. 2, pp. 463-465.

Chiriboga, H., Gómez, G. y Garcés, K. (2015). Protocolos para formulación y aplicación del bio-consumo: *Trichoderma spp.* para el control biológico de enfermedades. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, Paraguay.

Cordero-Ramírez, J., López-Rivera, R., Calderón-Vázquez, C., Figueroa-López, A., Martínez-Álvarez, J., Leyva-Madrigal, K., Cervantes-Gámez, R. y Maldonado-Mendoza, I. (2012). Microorganismos asociados a la rizosfera de jitomate en un agroecosistema del Valle de Guasave, Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, Vol. 83, Núm. 3, pp. 712-730.

Coromoto, Y. y Reyes, I. (2018). Microorganismos promotores del crecimiento en el biocontrol de *Alternaria alternata* en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). Venezuela. *Revista Bioagro*, vol. 30, núm. 1, pp. 59-66.

Cruz-Hernández, A. (2015). Efecto de una serie de análogos de brasinoesteroides en el desarrollo celular y crecimiento en mono y dicotiledóneas. BUAP, México.

De los Santos-Ramos, M., Romero-Rosales, T. y Bobadilla-Soto, E. (2017). Dinámica de la producción de maíz y frijol en México de 1980 a 2014. Universidad de Costa Rica, Costa Rica. *Revista Agronomía Mesoamericana*, vol. 28, núm. 2. pp. 439-452.

García, J.A., G., Rodríguez, A., Sáenz, A. y Rebollar, S. (2006). Políticas para mejorar la competitividad de la producción de maíz y frijol en México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, vol. 29, núm. Es2, pp. 115-121.

González, M. y Hanlin, R. (2008). Distribution and occurrence of Ascomycetes in Mexico. *North American Fungi* 3(7): 139-145.

Hernández, D., Ferrera, R. y Alarcón, A. (2019). Trichoderma: Importancia agrícola, biotecnológica, y sistema de fermentación para producir biomasa y enzimas de interés industrial. Chile. Revista Chilena de Agricultura y Ciencias Animales 35(1): 98-112.

Hernández, S., Reyes, M., García, J., Mayek, N. y Reyes, C. (2007). Incidencia de hongos potencialmente toxígenos en Maíz (*Zea mays* L.) almacenado y cultivado en el norte de Tamaulipas, México. Revista Mexicana de Fitopatología 25: 127-133.

Hernández, E. y García, I. (2016). Brasinoesteroides en la agricultura. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, vol. 7, núm. 2, pp. 441-450

Hewedy, O., Abdel-Lateif, K. y Bakr, R. (2019). Genetic diversity and biocontrol efficacy of indigenous *Trichoderma* isolates against *Fusarium* wilt of pepper. Journal of Basic Microbiology, vol. 60, S/N, pp. 126-135.

Hill, G., Mitkowski, N., Aldrich, L., Emele, L., Jurkonie, D., Ficke, A. y Nelson, E. (2000). Methods for assessing the composition and diversity of soil microbial communities. Applied soil ecology, 15(1): 25-36.

Houbraken J, Samson RA. Phylogeny of *Penicillium* and the segregation of Trichocomaceae into three families. Journal of Studies in Mycobiology. 2011 Nov 15;70(1):1-51

Jeewon, R. y Hyde, K. (2007). Detection and diversity of fungi from environmental samples: traditional versus molecular approaches. (Eds.). Advanced Techniques in Soil Microbiology, pp. 1-15. Springer.

Leal-Almanza, J., Gutiérrez-Coronado, M., Castro-Espinoza, L., Lares-Villa, F., Cortés-Jiménez, J. y De los Santos-Villalobos, S. (2017). Microorganismos promotores del crecimiento vegetal con yeso agrícola en papa (*Solanum tuberosum* L.) bajo casa sombra. México. Revista Agrociencia, vol. 52, S/N, pp. 1149-1159.

Loredo-Osti, C., López-Reyes, L. y Espinosa-Victoria, D. (2004). Bacterias promotoras del crecimiento vegetal asociadas con gramíneas: Una revisión. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, México. Revista Terra Latinoamericana, vol. 22, núm. 2, pp. 225-239.

Martínez, B., Infante, D. y Reyes, Y. (2013). *Trichoderma spp.* y su función en el control de plagas en los cultivos. Revista Protección Vegetal, vol. 28, Núm. 1, pp. 1-11.

Martínez, H., Hernández, S., Reyes, C. y Vázquez, G. (2013). El género *Aspergillus* y sus micotoxinas en Maíz en México: Problemática y Perspectivas. Revista Mexicana de Fitopatología 31 (2): 126-146.

Mora-Martínez, D. (2019), Modelado y optimización de la reacción de obtención del Promotor de Crecimiento Vegetal PCVS8. BUAP, México.

National Center for Environmental Health (2012). Aflatoxins, Understanding Chemical Exposures. Atlanta, GA: Centers for Disease Control and Prevention. EUA.

Pacasa-Quisbert, F., Loza-Murguía, M., Bonifacio-Flores, A., Vino-Nina, L., Serrano-Canaviri, T. (2017). Comunidad de hongos filamentosos en suelos del Agroecosistema de K'iphak'iphani, Comunidad Choquenaira-Viacha. Bolivia. Selva Andina, Research Society.

Patiño-Torres, C. y Sanclemente-Reyes, O. (2014). Los microorganismos solubilizadores de fósforo (MSF): Una alternativa biotecnológica para una agricultura sostenible. Colombia Revista Entramado, vol. 10, núm. 2, pp. 288-297.

Pavón, M., González, I., Martín, R. y García, T. (2015). Importancia del género *Alternaria* como patógeno de cultivos vegetales. Universidad Complutense de Madrid, España. Revista Fitopatología, Transferencia Tecnológica. Núm. 265.

Pérez-Pérez, R., Oudot, M., Hernández, I., Nápoles, M., Pérez-Martínez, S. y Sosa-Del Castillo, D. (2020). Aislamiento y caracterización de *Stenotrophomonas* asociada a rizosfera de maíz (*Zea Mays* L.). Revista Cultivos Tropicales, vol. 41, núm. 2, pp. 1-16.

Pérez-Portuondo, I., Meriño-Reyes, L., Pérez-Silva, R., Ábalos-Rodríguez, A., Weyens, N. y Cuypers, A. (2019). Plantas herbáceas de ambientes contaminados como fuentes de bacterias degradadoras y promotoras del crecimiento vegetal. Cuba. Revista Cultivos Tropicales, vol. 40, núm. 2,

Probanza, A. (2012). La rizosfera: Un ecosistema vital. Aspectos básicos y aplicados. Congreso Nacional del Medio Ambiente. Recuperado el 29 de febrero de 2023 del sitio web: <http://www.conama2012.conama.org/conama10/download/files/conama11/CT%202010/1896700116.pdf>

SAGARPA (2012). México: El sector agropecuario ante el cambio climático. Recuperado el 24 de noviembre de 2022 del sitio web: <https://www.agricultura.gob.mx/sites/default/files/sagarpa/document/2019/01/28/1608/01022019-cambio-climatico.pdf>

SAGARPA (2017). Planeación Agrícola Nacional 2017-2030, Maíz grano blanco y amarillo mexicano. Recuperado el 24 de febrero de 2023 del sitio web: [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/256429/B_sico-Ma z Grano Blanco y Amarillo.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/256429/B_sico-Ma_z_Grano_Blanco_y_Amarillo.pdf)

SAGARPA (2017). Planeación Agrícola Nacional 2017-2030, Frijol mexicano. Recuperado el 24 de febrero de 2023 del sitio web: https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/256428/B_sico-Frijol.pdf

Samaniego, J. y Chew, Y. (2007). Diversidad de géneros de hongos del suelo en tres campos con diferentes condición agrícola en La Laguna, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 78: 383-390. México.

Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA) (2012). Análisis de riesgo de plagas para la importación de tubérculos de papa (*Solanum tuberosum* L.) a México. Dirección general de Sanidad Vegetal. Secretaría de Agricultura y Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). México.

Sharma, A., Kumar, V., Kumar, R., Shahzad, B., Thukral, A. K., y Bhardwaj, R. (2018). Brassinosteroid-mediated pesticide detoxification in plants: A mini-review. Cogent Food & Agriculture, 4(1), 1436212. Recuperado el 24 de febrero de 2023 del sitio web: <https://doi.org/10.1080/23311932.2018.1436212>

Salgado, R., Cortés, M., y Del Río, R. (2008). Uso de brasinoesteroides y sus análogos en la agricultura. México. Revista Biológicas, núm. 10, pp. 18-27.

Santos-Cabrera, A. (2019). Papel de compuestos promotores de crecimiento vegetal sobre plantas infectadas con virus. BUAP, México.

Talley, S., Coley, P. y Kursar, T. (2002). The effects of weather on fungal abundance and richness among 25 communities in the Intermountain West. *BMC ecology*, 2(1): 7.

Torre, M., Sánchez, D., Galeana, E. y Plasencia, J. (2014). Fumonisin - Síntesis y función en la interacción *Fusarium verticillioides*-Maíz. México. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 17(1):77-91.

Velázquez, M., Bautista, S., Hernández, A., Guerra, M. y Amora, E. (2007). Estrategias de control de *Rhizopus stolonifer* Ehrenb. (Ex Fr.) Lind, agente causal de pudriciones postcosecha en productos agrícolas. *Revista Mexicana de Fitopatología* 26: 49-55.

Villa, A., Pérez, R., Morales, H., Basurto, M., Soto, Juan y Martínez, E. (2014). Situación actual en el control de *Fusarium spp.* y evaluación de la actividad antifúngica de extractos vegetales. *Acta Agronómica, México*. 64(2) 2015, pp. 194-205.

Watanabe, T. (2010). *Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi: Morphologies of cultured fungi and key to species*. Boca Raton: CRC Press.

Zeferino-Díaz, R., Hilario-Martínez, J., Rodríguez-Acosta, M., Sandoval-Ramírez, J., y Fernández-Herrera, M. (2015). 22-Oxocholestanes as plant growth promoters. *Journal Steroids*, núm. 98, pp. 126-131.