

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CIUDAD JUÁREZ
INSTITUTO DE CIENCIAS BIOMÉDICAS
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS QUÍMICO-BIOLÓGICAS



**EFFECTO DE HONGOS DEL SUELO DE LA RIZÓSFERA DEL ANP MÉDANOS
DE SAMALAYUCA SOBRE LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE TRES
ESPECIES DE *Opuntia***

TESIS

Que para obtener el grado de

MAESTRÍA EN CIENCIAS

QUÍMICO BIOLÓGICAS

Presenta

VALERIA ITZEL REYES CORRAL

Cd. Juárez, Chih., México

Abril de 202

APROBACIÓN DE LA TESIS

Efecto de hongos del suelo de la rizósfera del ANP Médanos de Samalayuca sobre la germinación de semillas de tres especies de *Opuntia*, reporte de investigación preparado por Valeria Itzel Reyes Corral como requisito parcial para obtener el grado de

MAESTRÍA EN CIENCIAS QUÍMICO BIOLÓGICAS

ha sido aprobado y aceptado por:



Dr. José Valero Galván

DIRECTOR DE TESIS



Dra. Miroslava Quiñónez Martínez

DIRECTORA DE TESIS



Dra. Raquel González Fernández

ASESORA



Dra. Laura Alejandra De la Rosa Carrillo

ASESORA



Dr. Juan Pedro Flores Margez

ASESOR

DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

EFFECTO DE HONGOS DEL SUELO DE LA RIZÓSFERA DEL ANP MÉDANOS DE SAMALAYUCA SOBRE LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE TRES ESPECIES DE *Opuntia*

Se permite el uso académico de información contenida en esta tesis, siempre y cuando se otorgue el crédito correspondiente al autor. Para la reproducción parcial o total de este documento con fines académicos, se deberá contar con la autorización escrita de las autoridades que avalan esta tesis.



Dr. Jonatan Torres Pérez

COORDINADOR DE LA MAESTRÍA EN CIENCIAS QUÍMICO BIOLÓGICAS



Dr. José Alberto López Díaz

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE CIENCIAS QUÍMICO BIOLÓGICAS



C.D. Salvador David Nava Martínez

DIRECTOR DEL INSTITUTO DE CIENCIAS BIOMÉDICAS

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a mis padres y a mi hermana por el apoyo incondicional a lo largo del curso de esta maestría, por sus palabras de aliento, su compañía en la travesía y su amor para ayudarme a ser mejor y superar todas las metas que se van presentando en la vida, el amor que les tengo está también en este trabajo pues me animan a ser mejor y a hacerlos sentir orgullosos.

A mi Iván, gracias por alentarme a seguir, ayudarme a aprender y no dejar que me venciera cuando no podía o no entendía cómo hacer algo, por alentarme a seguir y culminar con este proyecto, gracias por tu apoyo en parte de la realización, gracias por tu amor y por seguir conmigo siempre, espero hacerte sentir orgulloso.

Agradezco al Dr. José Valero por su apoyo en el tema de investigación y sus enseñanzas sobre el estudio de plantas y sus procesos, también por la confianza de continuar con la tesis de maestría luego de culminar los estudios de licenciatura, gracias por su tiempo y dedicación a este proyecto.

Agradezco a la Dra. Miroslava Quiñonez por su atención y apoyo en el trabajo de tesis, admiro mucho el trabajo que hace para con la comunidad y espero ser igual al hacer divulgación con personas fuera del rubro de la investigación, también por la confianza de ser asesora de este trabajo y el tiempo dedicado a la revisión y elaboración del mismo.

Gracias también a Alejandro Nájera por su apoyo a lo largo del proyecto, por las horas dedicadas a la identificación de hongos y la toma de fotografías, gracias por las pláticas que hacían llevaderas las horas de preparación de cultivos, esterilización y demás, gracias también por ser un amigo y un maestro, por tu paciencia para explicarme las cosas hasta que las entendiera, mil gracias.

Agradezco a los integrantes de mi comité de tesis, Dra. Raquel, Dra. Laura y Dr. Juan Pedro, gracias por su apoyo a lo largo de esta maestría, por sus palabras de aliento, su confianza en mí, por su aporte y su objetividad para enriquecer este proyecto.

Agradezco al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías por la oportunidad de contar con una beca que sustentara los gastos a lo largo del curso de la Maestría.

RESUMEN

EFFECTO DE HONGOS DEL SUELO DE LA RIZÓSFERA DEL ANP MÉDANOS DE SAMALAYUCA SOBRE LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE TRES ESPECIES DE *Opuntia*

Elaborado por: Valeria Itzel Reyes Corral

Opuntia es un género de cactus presente en zonas áridas del norte de México, razón por la que utilizan la vía asexual para evitar el gasto energético, sin embargo, esto promueve la pérdida de diversidad. Así mismo, algunas semillas de cactáceas poseen una característica llamada latencia que impide la germinación aun cuando son viables, haciendo necesario un tratamiento pregerminativo. Hay tratamientos químicos y físicos como sumergirlas en solución ácida de H_2SO_4 o la fricción para degradar la testa, también se han utilizado agentes biológicos como los hongos que resultan ser benéficos. Por este motivo, se evaluó el efecto de la inoculación de semillas de las especies *Opuntia arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra* al ser expuestas a esporas de cuatro especies de hongos de la rizósfera. Se colectaron frutos y muestras de suelo de la rizósfera de las tres especies, a partir de las cuales se realizaron diluciones seriadas para su cultivo en medios selectivos. Posteriormente se aislaron cepas en cultivos axénicos para su identificación y la selección de las especies para la inoculación de las semillas de *Opuntia*. Como resultado se caracterizaron las semillas de forma externa e interna generando caracteres confiables para la discriminación entre especies, se obtuvieron los géneros *Aspergillus*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Pythium*,

Rhizoctonia, *Cladosporium* y *Absidia* de las cepas obtenidas de la rizósfera. Además, se realizó la caracterización del suelo de parámetros fisicoquímicos y su contenido de macro y micronutrientes determinando el tipo de suelo como arenoso y con ausencia de materia orgánica. Con respecto a la germinación de las semillas de *Opuntia* se determinó que las semillas no se vieron favorecidas por la inoculación con esporas de *Aspergillus*, por lo que se sugiere realizar estudios de bioprospección para determinar su acción, así como estudios de viabilidad de las semillas del género.

CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	XI
ÍNDICE DE FIGURAS	XII
INTRODUCCIÓN	14
ANTECEDENTES	16
SUELO DE ZONAS ÁRIDAS Y SEMIÁRIDAS.....	16
<i>Parámetros fisicoquímicos y nutricionales</i>	17
Textura	18
Conductividad eléctrica	18
Conductividad hidráulica	19
Capacidad de intercambio catiónico del suelo	19
Carbonato de calcio	19
Humedad.....	20
pH.....	20
<i>Ecosistemas áridos y semiáridos en México</i>	21
<i>Vegetación de zonas áridas y semiáridas en México</i>	21
MICROORGANISMOS DEL SUELO	22
<i>Los hongos</i>	23
Hongos saprófitos	24
FAMILIA CACTACEAE	24
<i>Características morfológicas de las plantas de las cactáceas</i>	25
<i>Características fisiológicas de las cactáceas</i>	28
<i>Taxonomía y distribución de la familia</i>	29
<i>Importancia de las cactáceas</i>	31
<i>Problemática de las cactáceas</i>	32
GÉNERO <i>OPUNTIA</i>	33
<i>Importancia y problemática del género</i>	33
GERMINACIÓN.....	38

<i>Germinación de las semillas en las cactáceas</i>	39
<i>Germinación de las semillas en el género Opuntia</i>	40
TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS	40
CONSERVACIÓN <i>EX SITU</i>	43
<i>Estado de las Áreas Naturales Protegidas en México</i>	44
HIPÓTESIS	45
OBJETIVO GENERAL	45
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	45
MATERIALES Y MÉTODOS	46
ÁREA DE ESTUDIO	46
COLECTA DEL MATERIAL	46
PROCESAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE LAS MUESTRAS VEGETALES.....	46
<i>Caracteres de la morfología externa de las semillas</i>	46
<i>Caracteres de la morfología interna de las semillas</i>	48
PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS DE SUELO	49
AISLAMIENTO DE HONGOS E INOCULACIÓN DE LAS SEMILLAS	50
<i>Aislamiento de los hongos</i>	50
<i>Caracterización morfológica de las cepas</i>	51
<i>Inoculación de las semillas</i>	53
GERMINACIÓN.....	54
<i>Lavado de las semillas</i>	54
<i>Tratamientos pregerminativos</i>	55
<i>Experimento de germinación</i>	55
ANÁLISIS DE DATOS	56
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	58
MORFOLOGÍA EXTERNA DE LA SEMILLA.....	58
MORFOLOGÍA INTERNA DE LA SEMILLA.....	65
ANÁLISIS DISCRIMINANTE CANÓNICO	70

ANÁLISIS DE SUELO	73
UNIDADES FORMADORAS DE COLONIAS Y MEDIOS SELECTIVOS ¡ERROR! MARCADOR NO DEFINIDO.	
GÉNEROS FÚNGICOS ENCONTRADOS	83
<i>Género Aspergillus</i>	83
<i>Género Alternaria</i>	85
<i>Género Pythium</i>	86
<i>Género Penicillium</i>	87
<i>Género Absidia</i>	88
<i>Género Cladosporium</i>	89
<i>Género Fusarium</i>	90
<i>Género Rhizoctonia</i>	92
DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES DE <i>ASPERGILLUS</i>	93
GERMINACIÓN	95
CONCLUSIONES	99
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	101

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro I. Estudios recientes sobre la inoculación de semillas con agentes biológicos.	27
Cuadro II. Referencias para la identificación a nivel genérico de las especies de hongos de la rizósfera.	37
Cuadro III. Condiciones de los tratamientos a los que fueron expuestas las semillas de <i>Opuntia</i> .	40
Cuadro IV. Características cuantitativas de la morfología externa de las semillas de <i>O. arenaria</i> , <i>O. engelmannii</i> y <i>O. macrocentra</i> .	
Cuadro V. Características cualitativas de la morfología externa de las semillas de <i>O. arenaria</i> , <i>O. engelmannii</i> y <i>O. macrocentra</i>	63
Cuadro VI. Características de morfología interna de las semillas de <i>O. arenaria</i> , <i>O. engelmannii</i> y <i>O. macrocentra</i>	66
Cuadro VII. Funciones discriminantes utilizados en el ADC de los 21 caracteres evaluados de la morfología de las semillas de las especies de <i>Opuntia</i> .	70
Cuadro VIII. Resultados de los análisis de suelo de la rizósfera de las especies de <i>Opuntia</i> .	78

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Características de las cactáceas del género <i>Opuntia</i> y <i>Cylindropuntia</i> .	25
Figura 2. Morfología de <i>Opuntia arenaria</i> en el ANP Médanos de Samalayuca.	35
Figura 3. Morfología de <i>Opuntia engelmannii</i> en el ANP Médanos de Samalayuca.	36
Figura 4. Fotografía de <i>Opuntia macrocentra</i> presente en el ANP Médanos de Samalayuca.	37
Figura 5. Semillas limpias y secas de a) <i>O. arenaria</i> , b) <i>O. macrocentra</i> y c) <i>O. engelmannii</i>	47
Figura 6. Semillas de <i>O. arenaria</i> con las medidas morfométricas evaluadas.	48
Figura 7. Técnica de dilución y aislamiento de hongos de la rizósfera del suelo de las especies de <i>Opuntia</i> .	50
Figura 8. Divisiones y dimensiones de la cámara de Neubauer.	54
Figura 9. Semillas de las especies de <i>O. engelmannii</i> (a), <i>O. macrocentra</i> (b) y <i>O. arenaria</i> (c) con la morfología externa de cada una.	62
Figura 10. Semillas de las especies <i>O. arenaria</i> (a-d), <i>O. engelmannii</i> (e-h) y <i>O. macrocentra</i> (i-l) en microscopía electrónica de barrido a una profundidad de campo de 2 mm a 50 μm .	64
Figura 11. Semillas de las especies de <i>O. arenaria</i> (a), <i>O. macrocentra</i> (b) y <i>O. engelmannii</i> (c) con la morfología interna de cada una.	67
Figura 12. Semillas de las especies <i>O. arenaria</i> (a-c), <i>O. engelmannii</i> (d-f) y <i>O. macrocentra</i> (j-i) en microscopía electrónica de barrido a una profundidad de campo de 3 mm a 500 μm .	69
Figura 13. Análisis discriminante canónico de las características externas e internas de las especies de <i>Opuntia</i> .	71
Figura 14. Triángulo de texturas de la USDA.	74

Figura 15. Gráfica de conteo de UFC/mL comparando las diluciones y medios para cada especie.	80
Figura 16. Gráfica de presencia de géneros de hongos filamentosos del suelo de a) <i>O. engelmannii</i> , b) <i>O. arenaria</i> y de c) <i>O. macrocentra</i> respectivamente con porcentaje de frecuencias.	81
Figura 17. <i>Aspergillus niger</i> .	84
Figura 18. <i>Alternaria</i> sp.	85
Figura 19. <i>Pythium</i> sp.	86
Figura 20. <i>Penicillium</i> sp.	88
Figura 21. <i>Absidia</i> sp.	89
Figura 22. <i>Cladosporium</i> sp.	90
Figura 23. <i>Fusarium</i> sp.	91
Figura 24. <i>Rhizoctonia</i> sp.	92
Figura 25. Cultivos de las especies de <i>Aspergillus</i> .	94
Figura 26. Comparación de la colonización de las cepas de <i>Aspergillus</i> .	96
Figura 27. Semillas de <i>O. arenaria</i> inoculadas con los hongos <i>A. niger</i> (a-d), <i>A. terreus</i> (e-h), <i>A. flavus</i> (i-l) y <i>A. fumigatus</i> (m-p) observadas en microscopía electrónica de barrido a una profundidad de campo de 3 mm a 5 μ m.	97

INTRODUCCIÓN

El género *Opuntia* comprende especies de cactáceas predominantes en zonas áridas y semiáridas de México. La distribución restringida y la baja tasa de crecimiento han dejado en un estado vulnerable a este género, principalmente por efectos de la deforestación, saqueos y la destrucción de sus hábitats naturales en estas zonas, lo que ha llevado a realizar investigaciones sobre estrategias para su propagación, conservación y manejo sustentable, ya que se ha determinado que al menos 35 % de las especies están en un estatus de riesgo y son las que están ubicadas en la region noroeste. Los métodos de escarificación químicos y físicos incrementan los índices de germinación de especies que tienen un bajo reclutamiento sexual, aumentando las posibilidades de reproducción *in vitro* para posteriormente introducirlas a sus ambientes naturales. El uso de agentes biológicos para romper el estado de latencia e inducir la germinación ha sido recientemente estudiado. Delgado-Sánchez et al. (2013) estudió a *Opuntia streptacantha*, *O. leucotricha* y *O. robusta* e inoculó las semillas con hongos de los géneros *Phoma*, *Penicillium* y *Trichoderma*, presentando resultados favorecedores para aquellas semillas inoculadas con hongos a diferencia de las semillas control, mostrando la importancia de los hongos en la ruptura de la latencia de las semillas de plantas de zonas áridas y semiáridas. Por lo tanto, en este estudio se aislaron los hongos de la rizósfera de las especies *Opuntia arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra*, se inocularon sus semillas con especies del género *Aspergillus* y se evaluaron los efectos que ejercen los hongos con base en los índices de germinación, encaminados a determinar la variación en estos índices de dichas

cactáceas que son influenciados por la escarificación con hongos y su comparación con los métodos químicos y físicos.

ANTECEDENTES

Suelo de zonas áridas y semiáridas

La conformación del suelo depende de las condiciones climáticas, geomorfológicas, hidrológicas y composición vegetal de la zona en que se encuentre. La aridez se puede presentar en el 35 % de la tierra, esto se debe al déficit de humedad a lo largo del área por falta de precipitaciones o precipitaciones mínimas y alto potencial de evapotranspiración (Pointing & Belnap, 2012). La estacionalidad y la precipitación anual son determinantes para el flujo de elementos como el carbono, fósforo, nitrógeno y azufre, mismos que son fundamentales para la vida de los organismos que se desarrollan en estos ambientes y así mantener el balance de los sistemas desérticos (Montaño et al., 2016; Tapia-Torres & García-Oliva, 2013).

Los suelos secos o desérticos se caracterizan por su déficit hídrico, mismo hecho que limita la productividad y descomposición vegetal, además de que cuando la temperatura incrementa, decrece la acumulación de algunos elementos como el carbono (Muñoz-Rojas et al., 2021). Es así que se prevé que, en años venideros, este tipo de ecosistemas ocuparán hasta el 56 % de la tierra, efecto que es consecuencia del cambio climático que lleva a la desertificación, reduciendo los procesos fundamentales ya mencionados y aumentando los procesos erosivos que se asocian a las lluvias torrenciales (Muñoz-Rojas et al., 2021). La humedad actúa como uno de los factores limitantes para el crecimiento de las plantas desérticas, muchos suelos tienden a ser secos, endurecerse y con forma costrosa debido a que difieren en su retención de agua y permeabilidad, el mismo golpeteo de las gotas durante las precipitaciones compacta la superficie y reduce la porosidad y penetración al suelo (González-Medrano, 2012).

Parámetros fisicoquímicos y nutricionales

La complejidad de la composición de los suelos se debe a la presencia de distintos factores fisicoquímicos como la textura, pH, humedad, composición química, aireación, temperatura y los microorganismos que se desarrollan en él. De los componentes abióticos del suelo, los elementos esenciales son aquellos de los que dependen las plantas para proceder con su crecimiento y desarrollo de forma óptima; los elementos primarios o macronutrientes son los que están en porcentaje mayoritario en la materia viva, mismos que la planta obtiene del suelo como el nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio y azufre, estos son necesarios en cantidades relativamente grandes y cuando hay escasez de ellos el crecimiento de la planta puede reducirse de forma notable, ya que pueden ser lentamente asimilables o no se mantiene el equilibrio con los otros elementos. Por otro lado, los micronutrientes son aquellos esenciales para las plantas en pequeñas cantidades como el hierro, manganeso, boro, molibdeno, cobre, cloro y zinc, y por último, elementos como el rubidio, estroncio, aluminio y bario, se consideran beneficiosos aunque no esenciales, ya que se relacionan con el transporte y absorción de los elementos primarios que están en cantidades limitadas o, por el contrario, inhiben la absorción de los que se encuentran en exceso (Navarro-Blaya & Navarro-García, 2003). Los suelos de zonas áridas son generalmente altos en concentraciones de sales, bajos en materia orgánica, pH cercano a 7 y condiciones de estrés hídrico por la falta de humedad en el suelo debido a la falta de precipitaciones pluviales y la corta duración de estas, también el suelo cuenta con un perfil poco desarrollado o incipiente, siendo de poca profundidad (Cepeda et al., 2018; Marzuela, 2013; Teixeira-Roth et al., 2016).

Textura

El suelo está constituido de materiales orgánicos e inorgánicos que forman una matriz sólida que ocupa la mitad de su volumen total, abarcando el resto de este los poros que se generan por la presencia de agua o aire en diferentes proporciones. La textura o granulometría es una propiedad física que influye de forma directa e indirecta con el desarrollo de la vegetación, así como en el agua disponible que se puede presentar y retener en el suelo, que está determinado por la presencia de partículas de textura fina o de textura gruesa, clasificándose en tres tipos: la arcilla que mide menos de 2 μm , el limo que mide de 2 a 50 μm y la arena que mide de 0.05 a 2 mm de diámetro y la proporción en que se encuentren estos tipos de partícula será la clase textural del suelo (Fernández & Trillo, 2017; Muñoz-Rojas et al., 2021). Esta propiedad física influye en los almacenes de carbono, ya que una alta heterogeneidad en su composición puede ser perjudicial para los almacenes y flujos de este elemento (Montaño et al., 2016). La textura en suelos de zonas áridas es altamente variable, ya que puede cambiar de arenosa a arcillosa. En resumen, los suelos de las zonas áridas de México son muy diversos, sin embargo, se destaca que en general son de textura gruesa, con característicamente pedregosos y por lo regular con buen drenaje (Briones et al., 2018; Fernández & Trillo, 2017; González-Medrano, 2012).

Conductividad eléctrica

La conductividad eléctrica determina la concentración de sales que son solubles en el agua presentes en el suelo y se ve relacionada con la presión osmótica, a mayor cantidad de sales en el agua será mayor la conductividad (Teixeira-Roth et al., 2016). Las zonas áridas del norte de México frecuentemente poseen niveles altos de calcio, magnesio y sulfatos, lo que afecta directamente a la conductividad eléctrica de los suelos y, por lo tanto, afecta en el ascenso del agua a la zona

radical de las plantas siendo bajo el potencial hídrico, causando una toxicidad por iones y un desbalance nutricional en el suelo (Cepeda et al., 2018).

Conductividad hidráulica

La conductividad hidráulica es un parámetro físico que interviene en los procesos que están relacionados con el movimiento del agua. Este es uno de los parámetros edáficos más importantes a tener en cuenta en la interacción agua-suelo-planta, además de la movilización de los solutos, lo que muestra un panorama de cómo son los procesos hidrológicos que ocurren en el suelo (Castiglioni et al., 2018).

Capacidad de intercambio catiónico del suelo

La capacidad de intercambio catiónico (CIC) es una característica que mide la cantidad de cargas negativas que se encuentran presentes en las superficies de los componentes orgánicos y minerales del suelo y representa la cantidad de cationes que son capaces de retener (Pérez Rosales et al., 2017). Estos cationes pueden ser intercambiados por otros iones presentes en el suelo y que pueden ser también liberados por las raíces de las plantas, entonces, esta propiedad indica la habilidad del suelo de retener estos cationes, además de la cantidad y disponibilidad de nutrientes para las plantas, donde un bajo nivel de CIC indica que hay una baja capacidad de retención de los nutrientes, también puede ser indicador de que el suelo es arenoso o pobre en materia orgánica (Pérez Rosales et al., 2017).

Carbonato de calcio

El carbonato de calcio (CaCO_3) es una sal poco soluble presente naturalmente en varias formas y concentraciones en los suelos, por lo que juega un papel fundamental en la estructura y en la regulación del pH, ya que se asimila lentamente por las plantas y en exceso puede inhibir la disponibilidad de otros elementos como el fósforo, hierro y boro (Teixeira-Roth et al., 2016). En general, los suelos de zonas áridas y semiáridas presentan altas concentraciones de sales,

incluyendo en carbonatos, mismos que se acumulan y afectan la tasa de infiltración del horizonte cálcico dependiendo del contenido de carbonato (Marzuela, 2013).

Humedad

La humedad es un factor que ejerce un control notable en la acumulación de la absorción mineral, ya que la disponibilidad de nutrimentos se incrementa al aumentar la humedad del suelo, teniendo en cuenta que este factor será necesario para que la planta produzca glúcidos, mantenga la hidratación del protoplasma y se pueda realizar el traslado de los nutrientes a través de la raíz, por lo tanto, si la humedad decrece igual lo harán estos procesos necesarios para el crecimiento y desarrollo de la planta. Los suelos arenosos contienen por lo general menor cantidad de materia orgánica y nitrógeno por lo que se atribuye a una menor humedad y una rapidez en la oxidación (Navarro-Blaya & Navarro-García, 2003). También se debe tener en cuenta que la humedad es un factor influyente para la deficiencia de algún nutriente, ya que a menor humedad junto con mayor temperatura se puede observar una condición favorable para la carencia de algún elemento, por ejemplo, el boro se encuentra en cantidades deficientes cuando hay condiciones de sequía pues parece estar relacionado con la baja actividad bacteriana que está trabajando en la degradación de la materia orgánica (Navarro-Blaya & Navarro-García, 2003).

pH

El pH es una propiedad química del suelo que mide la acidez o alcalinidad de una solución acuosa. En los suelos, el valor varía en un rango de 4 a 8 generalmente, considerando el suelo ácido aquellos con valor menor a 7, siendo comunes en regiones tropicales húmedas, y los suelos con pH mayor a 7 son los que se conceptúan como básicos y son característicos de los suelos de regiones secas (Osorio, 2012). Esta característica toma importancia ya que puede influir como un bloqueo y volver al nutriente en una forma inasimilable, esto debido a las

características químicas del mismo, es esta misma reacción del suelo lo que generalmente afecta a la absorción por la influencia que tiene este factor en la asimilación o la cantidad de nutriente que está disponible, en el caso del hierro, manganeso y cobre, se ven afectados por el pH básico y originan hidróxidos insolubles. También influye en la volatilización del nitrógeno, los suelos cálidos y básicos pierden este nutriente al reducirse el elemento por pérdida de amoníaco (Navarro-Blaya & Navarro-García, 2003).

Ecosistemas áridos y semiáridos en México

En México, más de la mitad del territorio es de tipo árido y semiárido, además de ser áreas donde predomina la riqueza vegetal principalmente de tipo matorral arbustivo y subarbustivo (Quiñónez-Martínez et al., 2018).

El 60 % del país se encuentra constituido por estas zonas, donde las lluvias son escasas y existen altas tasas de evapotranspiración, el movimiento eólico favorece la erosión del suelo y, algunas otras condiciones ambientales favorecen la presencia de endemismos en plantas de hasta un 50 % (Luna-Olvera et al., 2012).

Vegetación de zonas áridas y semiáridas en México

En las zonas áridas y semiáridas, sobre todo en el norte del país, se encuentran comunidades vegetales de tipo xerófilas, micrófilas y pastizales, mismas que viven en constante estrés ambiental y climático, como la baja fertilidad de los suelos, el alto grado de erosión, la sequía y las temperaturas elevadas (Quiñónez-Martínez et al., 2018). Es por estas condiciones que la vegetación ha desarrollado características que resultan de la especialización para este tipo de vida, como las plantas suculentas o las que tienen hojas pequeñas para evitar la transpiración durante el calor del día (Gómez-Hinostrosa & Hernández, 2000).

Se ha observado que las cactáceas tienen preferencia por suelos de tipo regosol que pueden tener altos niveles de yeso, además en zonas áridas es muy común este tipo de suelos junto con los de tipo rendzina, mismos que tienen baja capacidad de retención de agua; así como diferente composición granulométrica, que influye en los asentamientos de la vegetación (Alanís-Rodríguez et al., 2015). El asentamiento de las comunidades vegetales se ve influido por los factores abióticos y bióticos, como lo es la flora microbiana en el suelo, esta relación de suelo con vegetación indica cómo las plantas fungen como parte importante de la edafogénesis (formación del suelo), esto dado por la acción de sus raíces y el aporte de materia orgánica que brindan al suelo (Alanís-Rodríguez et al., 2015).

Microorganismos del suelo

En el suelo se encuentra una porción que se llama rizósfera, es una zona que está directamente influenciada por las raíces y lo que se adhiere a las mismas, es aquí donde se presentan dinámicas entre las raíces y los microorganismos que se encuentran presentes y se considera una parte biológicamente activa del suelo y se caracteriza por un alto contenido de biomasa microbiana que propicia condiciones favorables para el desarrollo de otros organismos (Blanca & Rodriguez, 2006). El pH es una característica importante para el crecimiento de los microorganismos, a diferencia de las plantas, estos necesitan mantener un pH generalmente igual o inferior a 5.5 para actuar mejor (Navarro-Blaya & Navarro-García, 2003). La influencia de las actividades de los microorganismos modifica el pH y se ve influenciada por el mismo, ya que determinados cambios en este pueden generar que las actividades se inhiban o se paralicen, por ejemplo, la nitrificación a pH ácido origina una menor absorción del nitrógeno.

Los hongos

Los hongos son especies pertenecientes al reino Fungi. Estos organismos se caracterizan por generar una estructura llamada micelio (aunque hay excepciones) que sirve para su expansión a lo largo de una zona, colonizando los suelos o la vegetación de la misma (Quiñónez-Martínez et al., 2018a). Muchos hongos de distintos grupos taxonómicos no llegan a formar cuerpos fructíferos como los hongos macromicetos, por lo que algunos tienen morfologías similares a pelusas o franela creciendo sobre los frutos, tallos u hojas dañadas, incluso sus esporas asexuales pueden encontrarse en el aire que respiramos (Kuhar et al., 2013). Estos hongos juegan un papel importante en el reciclaje y degradación de la materia orgánica del suelo de diferentes ecosistemas (Kuhar et al., 2013). Esto se debe a que los hongos propician rizósferaun microambiente de asociaciones mutualistas donde el estrés ambiental no es un impedimento para el asentamiento de las plantas. Esto se ha observado en asociaciones de nodrizaje y en solitario de cactáceas como *Mammillaria mathildae*, una especie que está en peligro de extinción y cuyo hábitat se ha visto reducido por actividades antropogénicas (Luna-Olvera et al., 2012). Los hongos junto con las bacterias propician la resistencia y adaptación de las comunidades vegetales a las condiciones extremas de las zonas áridas, esto debido a que ayudan en su crecimiento pues producen compuestos bioactivos exclusivos para la planta hospedera lo que incrementa también la producción de activos biológicos en la planta, como los metabolitos secundarios (Hassan et al., 2018). Igualmente, juegan un papel importante en los ecosistemas pues ayudan a la sucesión vegetal a largo plazo y aumentan la tolerancia ambiental, así como el incremento de resistencia a la mortalidad, funcionando como protectores de las plantas de los daños bióticos y abióticos, por lo que es importante destacar su función (Hassan et al., 2018).

Hongos saprófitos

Los hongos saprófitos o saprobios se consideran de los grupos con mayor diversidad y abundancia en la naturaleza, estos organismos participan en la descomposición de restos vegetales que se encuentran sobre el suelo por medio de enzimas que liberan de la punta de las hifas para, a su vez, liberar nutrientes al suelo que después son absorbidos por las plantas para ser aprovechados en su desarrollo y crecimiento (Heredia-Abarca, 2020). Estos hongos también participan en los servicios ambientales del soporte del ecosistema, formando el suelo al participar en la conformación de los hábitats por medio del ciclo nutricional y dando estabilidad, resistencia a la erosión y aireación, ya que los micelios forman agregados de partículas que confieren estas características (Heredia-Abarca, 2020). Un ejemplo de estos hongos son los del género *Aspegillus*, *Penicillium*, *Rhizopus*, *Trichoderma*, *Geotrichum*, *Paecilomyces*, *Fusarium*, *Absidia*, *Mucor*, *Alternaria* y *Cladosporium* entre otros (Gilchris-Saavedra et al., 2005).

Familia Cactaceae

Las cactáceas son una familia de plantas dicotiledóneas caracterizadas por poseer una alta producción de parénquima para la reserva de agua y conservación de sus tejidos, además forman parte de la vegetación xerófita de las zonas áridas de muchas regiones (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978). También presentan escamas, espinas y gloquidios en lugar de hojas, una cutícula engrosada, estomas hundidos y, generalmente, son de estructura globosa, la cual les permite disminuir la superficie respiratoria (Figura 1) (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978; Jiménez-Sierra, 2011). Las cactáceas presentan similitudes con las plantas suculentas de otras familias de plantas, que también tienen tallos grandes, carecen de hojas, son carnosos, tienen presencia de espinas e incluso de los mismos ecosistemas, lo que algunas veces se traduce en la confusión con familias como

Euphorbiaceae, Agavaceae o Asclepiadaceae, que pueden ser parte de la vegetación de zonas áridas (Anderson, 2001).

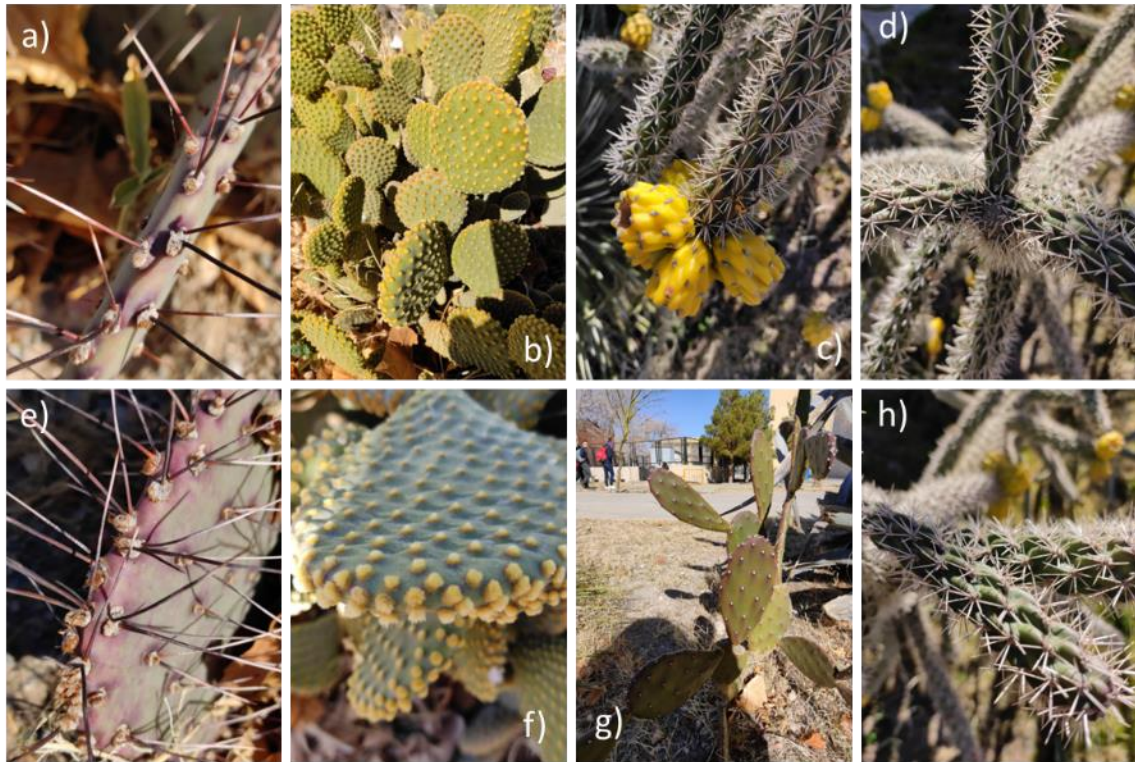


Figura 1. Características de las cactáceas del género *Opuntia* y *Cylindropuntia*. Donde: a) Acercamiento de las espinas de *O. macrocentra*, b) forma de los tallos tipo cladodios de *O. microdasys*, c) frutos en la parte terminal del segmento cilíndrico de *C. spinosior*, d) forma de los tallos tipo artículo o segmento de una *C. spinosior*, e) acercamiento a las espinas y gloquidios de *O. macrocentra*, f) acercamiento a los gloquidios de una especie de *O. microdasys*, g) cladodios de *Opuntia* spp. y h) acercamiento a las espinas y gloquidios en los segmentos de *C. spinosior*.

Características morfológicas de las plantas de las cactáceas

Las especies de cactáceas poseen diversidad de formas y tamaños (Figura 1), siendo características que les permiten adaptarse a distintos medios. La raíz de la mayoría de las cactáceas se extiende verticalmente a lo largo del suelo para absorber el agua que ha sido filtrada de la parte superior luego de alguna

precipitación. En este sentido, hay una raíz principal que se desarrolla en forma vertical y en ocasiones tuberosa, generalmente es un anclaje al suelo que permite que la planta se asiente bien, también hay raíces secundarias que se extienden de forma horizontal para captar rápidamente el agua y que pueden ser pequeñas incluso producir algunas raíces adventicias cerca del tallo (Anderson, 2001). El tallo presenta una forma compacta o reducida y puede llegar hasta las formas globosas, característica que disminuye la superficie para la transpiración (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978). La superficie del tallo es lisa en la mayoría de las especies de opuntias, aunque también pueden formar tubérculos, se pueden encontrar en disposición espiral en el tallo o fusionados en costillas como en las cactáceas columnares o globulares (Anderson, 2001).

Uno de los caracteres más distintivos de las cactáceas son las espinas, estructuras que son hojas modificadas y derivan de las ramas, ligeramente curvadas o rectas, en forma de aguja o punzón, siendo la única evidencia de la presencia de hojas en la mayoría de las cactáceas (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978). Algunas especies solo las poseen en la etapa de plántula, mientras que otras especies tienen espinas incluso llegando a la etapa adulta, variando de forma considerable en número, forma, color y tamaño con la edad, generalmente son de las estructuras más variables de las cactáceas, aun así, son de los caracteres taxonómicos más importantes puesto que pueden distinguirse las espinas centrales de las radiales, así como su disposición (Anderson, 2001). Asimismo, las espinas son importantes para la protección de los herbívoros, como camuflaje, como reflectores de luz para la reducción de la pérdida de agua, además, forma una capa alrededor del tallo que reduce el movimiento del aire, por lo que las especies que viven en ambientes secos pueden retener de forma más eficiente la humedad en el ambiente, también sirven como estructura que efficientiza la dispersión de los frutos o segmentos (Anderson, 2001).

Algunas especies, generalmente las de la subfamilia Opuntioideae, poseen espinas cortas, caducas, afiladas y de apariencia como púas, llamadas gloquidios, mismas que dan protección a los frutos y areolas (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978). Las hojas por otro lado, cuando están presentes, cuentan con un limbo reducido o incluso están atrofiadas hasta ser rudimentos vestigiales, lo que reduce la transpiración de la planta (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978). La epidermis presenta cutículas gruesas y generalmente cubiertas por cera, también está provista de papilas que reflejan los rayos del sol, o pelos que protegen de la intensidad luminosa y de la falta de humedad en el ambiente (Anderson, 2001; Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978).

Las areolas son estructuras que poseen una yema axilar o lateral que se especializa altamente, un brote o una rama, siendo exclusivas de las cactáceas (Anderson, 2001). Es una estructura que va a dar posición o estará asociada a la posición de las espinas o estructuras reproductivas, siendo entonces cubierta por gloquidios, espinas o pelos multicelulares e incluso con tricomas, dando un aspecto lanoso (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978). Poseen simetría bilateral, surgiendo espinas en los bordes, donde el meristemo apical presente en la areola, forma primordios de espinas en filas de cada lado del meristemo, teniendo una forma generalmente circular (Anderson, 2001).

Las flores de las cactáceas tienen su tiempo de floración en la primavera, aunque hay algunas otras que florecen en otras épocas del año, además presentan adaptaciones a los medios secos y diversas formas de polinización. Son de tipo bisexual, en algunas ocasiones pueden ser unisexuales, actinomorfas aunque también pueden ser zigomorfas, ya que el tubo receptacular puede presentar una ligera curvatura, perígina, epígina o incluso hipógina, solitarias o en inflorescencias, pedunculadas o sésiles, de apertura diurna o nocturna, hay presencia escasa o reducida de podarios espiralados en el pericarpelo y en el tubo

receptacular, las areolas pueden estar ausentes o presentes y cubiertas o no de tricomas, espinas, gloquidios o cerdas, las brácteas pueden tener con transición a tépalos o estar ausentes, el tubo receptacular puede ser largo o corto, tépalos en varias series, numerosos estambres y óvulos, además poseen ovario ínfero o raramente supero, generalmente tienen placentación hipantial, estilo simple y estigma en lóbulos radiados (Arias et al., 2012).

Los frutos son secos, semicarnosos o carnosos, con dehiscencia o no, el pericarpio está formado por la pared del ovario y el pericarpelo, brácteas, podarios y areolas ausentes o presentes, si están presentes tienen gloquidios, espinas, cerdas o tricomas y poseen semillas numerosas que pueden estar en gran número o ser escasas, de forma discoide hasta subglobosa, con testa ornamentada o lisa y en ocasiones con arilo (Arias et al., 2012).

Características fisiológicas de las cactáceas

Las cactáceas poseen características fisiológicas relacionadas a su distribución en regiones con limitada cantidad de agua. Estas especies tienen la característica de desarrollar parénquimas acuíferos, lo que lleva a que los tallos sean muy suculentos y pueden incluso tener hasta el 95 % de su peso en agua; por otro lado, pueden llegar incluso a desecarse y sobrevivir hasta llegar a un porcentaje tan bajo como 20 % (Anderson, 2001). En este mismo contexto, tienen la capacidad de absorber agua de lluvia muy rápidamente, hidratándose de forma completa en poco tiempo. En su metabolismo, tienen un proceso fotosintético especial que es llamado CAM (metabolismo ácido de las crasuláceas), que es una estrategia realizada por las plantas que tienen un suministro hídrico limitado, en este sentido, minimiza el uso de agua por parte de las plantas (Anderson, 2001). En el metabolismo tipo CAM, las plantas tienen la capacidad de abrir o cerrar los estomas, abriéndose en la noche para conservar el vapor de agua y cerrándose

durante el día para realizar la fotosíntesis, cuando la transpiración es menor al igual que las temperaturas (Rebman & Pinkava, 2001). Las especies más primitivas como las maihuenias poseen un metabolismo tipo C3, mientras que las pereskias presentan metabolismo CAM en los tallos y C3 en las hojas persistentes, fuera de ahí, las demás especies de cactáceas poseen solo metabolismo tipo CAM (Anderson, 2001). Otras propiedades que poseen, es que las raíces tienen la capacidad para absorber agua con rapidez por la presión osmótica y la presencia de pelos absorbentes, esto a su vez propiciando su presencia en suelos salinos, también una baja transpiración en periodos secos (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978).

Taxonomía y distribución de la familia

La familia Cactaceae se encuentra dentro del orden Caryophyllales, está formada por alrededor de 100 géneros y cerca de 1,600 especies y se subdivide en una categoría taxonómica anterior al género que son las subfamilias. Según Bárcenas et al. (2011), la familia se puede clasificar en cuatro subfamilias basándose en caracteres biogeográficos, morfológicos y filogenéticos.

La subfamilia Maihuenioideae contiene especies de arbustos cespitosos, tallos suculentos, globosos o cilíndricos y únicamente con metabolismo C3. Sus hojas son pequeñas, persistentes y cilíndricas, sus frutos son carnosos, con escamas pequeñas y las semillas son brillantes de forma semi redonda (Anderson, 2001). Por otro lado, la subfamilia Pereskioideae representa al grupo de cactáceas con las características más ancestrales o primitivas, mismas que demuestran la relación con otros miembros del orden (Anderson, 2001). Dentro de esta subfamilia se agrupan cactáceas de carácter arbóreo, arbustivo o trepadoras, con hojas persistentes, tallos no tuberculados y sin nervaduras, presencia de espinas y areolas carentes de gloquidios, flores solitarias o inflorescencias, pericarpelos con

hojas o escamas persistentes, y tubos florales ausentes (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978). Asimismo, cuentan con frutos indehiscentes, semejantes a bayas, a menudo de tipo jugoso, las semillas son algo redondas, negras, delgadas y frágiles. Poseen metabolismo CAM en los tallos y metabolismo C3 en las hojas. Ambas subfamilias presentan un solo género. Maihuenioideae se restringe a Chile y Argentina, mientras que Pereskioideae se distribuye en gran parte de América del Sur, a lo largo de América Central y en la región sur de México (Anderson, 2001).

En la subfamilia Cactoideae se encuentran 107 géneros distribuidos dentro de nueve tribus, son plantas de tipo epifitas, trepadoras, cespitosas, arbustivas y arbóreas, de tallos globulares a columnares generalmente sin segmentación y con canales en todo lo largo. Las flores son sésiles, nocturnas o diurnas, con pericarpelos desnudos a escamosos y los tubos florales pueden ser cortos o alargados. Los frutos, pueden tener dehiscencia o no, ser secos o carnosos y de tamaño variable, dentro de los frutos se encuentran semillas de formas muy variadas. Se distribuyen en mayor parte del hemisferio occidental, con excepción de una especie en África y Madagascar (Anderson, 2001).

Dentro de la subfamilia Opuntioideae se encuentran al menos 15 géneros de plantas arbóreas, arbustivas o cespitosas, sus tallos se segmentan en cladodios y sus hojas son efímeras, redondas y pequeñas. También presenta espinas y gloquidios de tamaños variables recubriendo la areola, además, están presentes en los pericarpelos. Las flores de este grupo son laterales, solitarias y diurnas, los tubos florales son cortos o pueden estar ausentes, y ya en la formación de los frutos se presentan de forma indehiscente, con semejanza a las bayas, llegando a secarse al llegar a la madurez; las semillas son ovaladas a redondas y cubiertas por una cubierta funicular. Se distribuyen desde Canadá, la mayor parte de

Norteamérica, el Caribe, Centroamérica e incluso llegando al extremo sur de Sudamérica (Anderson, 2001).

Importancia de las cactáceas

Dentro de la importancia que tienen las cactáceas en el entorno, se destacan los ámbitos económico, ecológico y social, siendo en el ámbito ecológico donde se ve la acción fijadora del suelo y que, a su vez, eso evita la desertificación de los ecosistemas áridos y semiáridos en los que se desarrollan (Prieto-García et al., 2006). Dentro de la importancia económica se destaca que muchas cactáceas maderables, como las *cylindropuntias*, se utilizan para construir cercos, muebles, lámparas u otros artefactos artesanales de uso doméstico, también son muy utilizados como leña una vez que todo el individuo muere y queda solo la madera (Anderson, 2001). Hay especies de *Opuntia* que se utilizan para el cultivo artesanal de *Dactylopius coccus* (grana cochinilla), que se utiliza para la producción de pigmentos textiles artesanales, también usados en la industria como colorantes naturales de diversos productos de uso diario como medicamentos, bebidas, alimentos, etcétera (Alanís & Velazco, 2008). También se considera un alimento fundamental dentro de la gastronomía mexicana, utilizando sus frutos, llamados tunas, y sus cladodios, que se conocen como nopalitos, para realizar distintos platillos; así mismo hay otros frutos de las cactáceas que son comestibles como los xoconoxtles, pitahayas y garambullos (Alanís & Velazco, 2008).

Dentro de la importancia social, hay especies que son utilizadas en diversas culturas como parte de sus rituales. Especies como *Lophophora williamsii* (peyote) se utilizan en rituales de la comunidad huichol, un grupo étnico localizado en la Sierra Madre Occidental que aprovecha los efectos alucinógenos que produce esta planta, además se le atribuyen efectos antimicrobianos, analgésicos,

generalmente con problemas de tipo óseo y en las articulaciones, sucediendo lo mismo con otras especies pertenecientes a la familia (Alanís & Velazco, 2008).

Problemática de las cactáceas

La perturbación antropogénica de los ecosistemas naturales ha causado que las poblaciones vegetales de muchas especies de cactáceas se vean afectadas en gran medida. Jiménez-Sierra (2011) menciona que el cambio de uso de suelo ya sea por áreas ganaderas, agrícolas o urbes, ha causado que los ambientes naturales donde se desarrollan dichas especies cambien completamente y así, se genere la pérdida de especies silvestres. Así mismo menciona que la transformación a campos de cultivo propicia la pérdida completa de los ecosistemas, pues favorece la salinización e infertilidad de los suelos, así como los procesos de desertificación. La introducción de especies exóticas y el ganado, el cual consume cactáceas como forraje o a las especies nodrizas que protegen a las cactáceas, llevan a la compactación del suelo y que este se vuelva denso y, por ende, sea poco habitable. Por último, se menciona que muchas cactáceas son afectadas por el tráfico ilegal, la recolección en exceso para ser materias primas, alimento, forraje o combustible, siendo sujetas a la sobre colecta.

El endemismo es otra de las causales que afectan a las especies de cactáceas. Del taxa que se encuentra en México, alrededor del 35 % se encuentra en alguna categoría de riesgo, además se presentan muchas especies con endemismo, característica que implica una distribución limitada (Lebgue-Keleng et al., 2011). Es así, que la distribución y la lejanía entre las poblaciones, pueden causar que una especie tenga altas probabilidades de tener una pérdida de diversidad genética y así afectando la probabilidad de que las poblaciones puedan adaptarse a cambios en el entorno (Jiménez-Sierra, 2011).

Género *Opuntia*

El género *Opuntia* pertenece a la subfamilia Opuntioideae, siendo especies vegetales de árboles a arbustos, con troncos bien desarrollados y con una altura de hasta 10 m, los tallos son articulados, los artículos son claviformes, globosos, aplanados o cilíndricos, carnosos o hasta leñosos, también presentan pequeñas hojas caducas de tipo carnosos y cilíndrico (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978). Las areolas presentan pelos, espinas, gloquidios o tricomas, y están generalmente en la parte superior las que darán origen a las flores; las espinas pueden estar en grupos o ser solitarias, desnudas o con vainas papiráceas, de colores diversos, igualmente los gloquidios. Las flores son generalmente bisexuales y se encuentran una en cada areola; también presentan ovario ínfero, con numerosos óvulos; perianto con segmentos exteriores de color verde o poco coloridos; un estilo único y los lóbulos del estigma son cortos (Anderson, 2001). El fruto es de tipo baya, seco o carnosos, desnudo o con espinas y/o gloquidios, elíptico a ovoide, generalmente es comestible, contiene semillas con arilo grueso, blanco y duro rodeando la semilla, un embrión curvo y cotiledones grandes (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978).

Importancia y problemática del género

La importancia del género *Opuntia* como recurso biológico en las diversas zonas semiáridas y áridas de México, se remontan hasta la prehistoria donde han estado presentes en la alimentación por su característica de almacenamiento de agua en el parénquima (González-Cortés, 2019). También son especies que dominan en la flora natural de los desiertos, cubriendo numerosas hectáreas en su distribución, manteniendo el equilibrio ecológico, contribuyendo a la regeneración del suelo y a su estabilidad y deteniendo los procesos de desertificación (Jiménez-Sierra, 2011).

Además, son el alimento básico de diversas especies animales o incluso el refugio de otros, como aves e insectos.

Económicamente, las opuntias son un producto alimenticio importante en la cultura mexicana, siendo generados muchos empleos para el cultivo de estas especies. Tanto los cladodios (nopales o nopalitos) como los frutos (tunas), son producidos por kilos y tienen un valor de producción y exportación muy alto, estos son usados tanto para el consumo humano como para el uso forrajero, y en alguna forma u otra, terminan en forma de leña y son útiles para la fabricación de adhesivos, jabón o incluso fertilizantes (Balandrán-Quintana et al., 2018). Las actividades antropogénicas como la minería, la construcción de caminos y el desarrollo de infraestructura son las principales causas que propician la pérdida, destrucción, fragmentación y deterioro del hábitat, además, las invasiones biológicas por fauna y flora exóticas que afectan a las poblaciones nativas (Mercado-Muñoz, 2014; Soberon et al., 2001).

Especies representantes del género en el municipio de Juárez

Dentro del Área Natural Protegida Médanos de Samalayuca se encuentran diversas especies de la familia Cactaceae, incluyendo a las especies *Opuntia arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra*, mismas que se encuentran distribuidas en las sierras y planicies del lugar (CONANP, 2013).

O. arenaria presenta una forma arbustiva en matas de hasta 20 cm de alto y puede extenderse varios metros de ancho. Sus segmentos son redondos a obovados, lisos, de 5 a 12 cm de largo, 3 a 10 cm de ancho y de 1 cm de grosor. Las areolas poseen gloquidios amarillos, espinas en forma de aguja, rectas o también curvadas hacia atrás o hacia abajo. Posee flores amarillas, frutos obovoides, marrones, secos, de 1 a 3 cm de diámetro (Figura 2) (Anderson, 2001; Núñez-Gastélum et al., 2018).



Figura 2. Morfología de *O. arenaria* en el ANP Médanos de Samalayuca.

O. engelmannii presenta plantas de forma arbustiva, con una altura de hasta 3 m de altura. Los segmentos son obovados a redondos, alargados ocasionalmente, verdes, con un largo de 15 a 30 cm, ancho de 10 a 20 cm, grosor de 2 cm. Hojas cónicas, de alrededor de 9 mm de largo. Areolas elípticas con presencia de gloquidios amarillos a marrones y de 3 a 6 mm de largo, de 1 a 8 espinas con forma de punzón, amarillentas y ligeramente aplanadas, de 1 a 6 cm de largo. Flores amarillas a rojizas, frutos obovados a alargados, púrpuras, carnosos, de 3 a 7 cm de largo y de 2 a 4 cm de diámetro (Figura 3) (Anderson, 2001).



Figura 3. Morfología de *O. engelmannii* en el ANP Médanos de Samalayuca.

O. macrocentra presenta individuos de forma arbustiva, de hasta 1 m de altura. Segmentos de color verde oscuro, de 10 a 20 cm de largo. Areolas con gloquidios de color bronce a marrón rojizo, con 0 a 4 espinas o comúnmente de 1 a 3, de color negro a marrón rojizo con puntas blanquecinas y de 3 a 6 cm de largo. Sus flores no se abren por completo, son amarillas con centro rojo brillante, frutos ovoides, de color rojo violáceo, de 2 a 4 cm de largo. Las semillas son de 4 a 4.5 mm de ancho (Figura 4) (Anderson, 2001).



Figura 4. Fotografía de *O. macrocentra* presente en el ANP Médanos de Samalayuca.

Estas especies se desarrollan en el norte de México, específicamente en el municipio de Juárez en el estado de Chihuahua, región que se considera parte del Desierto Chihuahuense, mismo que cuenta con la mayor diversidad de especies del género *Opuntia* en el país (Villavicencio-Gutiérrez et al., 2010). En este municipio se empezó a realizar la inclusión ejidal en el mercado inmobiliario, lo que ha impactado las comunidades vegetales de la región pues la explosión demográfica de la población ha incrementado la demanda de nuevas zonas de esparcimiento y vivienda para los pobladores, repercutiendo también en el cambio de uso de suelo de la misma zona (Martínez-Escandón, 2004). Además, se han realizado pocos estudios de las cactáceas de la región en cuanto a la germinación y el contenido fitoquímico, destacándose los estudios de Núñez-Gastélum et al. (2018), Valero-Galván et al. (2021) y Reyes-Corral et al. (2022), donde se determinaron los contenidos de azúcares, fenoles, proteínas, actividad antioxidantes, flavonoides, taninos de semillas y cladodios de especies de *Opuntia* y se observó también la germinación de un género hermano que es *Cylindropuntia*,

mismo con el que comparten algunas características de la semilla, tanto físicas como fisiológicas, lo que permite realizar una comparación con estas especies.

Germinación

El proceso en que un embrión se desarrolla hasta llegar a ser una planta, involucrando diversos factores, se llama germinación (Suárez & Melgarejo, 2010). La germinación de una semilla inicia con el proceso de imbibición, donde la absorción del agua por la semilla lleva a la activación de la respiración y el metabolismo, después ocurre la movilización de diferentes compuestos de reserva del embrión y la síntesis de las proteínas, culminando con la ruptura de la testa y la salida de la raíz embrionaria o radícula, indicando que el embrión tenga una elongación (Monroy-Vázquez et al., 2017).

La latencia en las semillas, es un mecanismo donde la semilla va a retrasar la germinación de forma temporal, permitiendo la supervivencia de la mismas hasta que las condiciones se tornen favorables para su crecimiento, puede involucrarse la viabilidad, la cubierta seminal, el pericarpio o el mismo embrión (Suárez & Melgarejo, 2010; Villanueva et al., 2016). Se reprime entonces la germinación de las semillas por medio de dos tipos de factores, pueden ser endógenos, como la viabilidad de la semilla o calidad del tejido de reserva; factores exógenos, como el grosor de la testa, la luz, la temperatura y la disponibilidad de agua, por último, existen semillas que poseen la combinación de ambos tipos de factores (Suárez & Melgarejo, 2010).

Germinación de las semillas en las cactáceas

Hay varias formas de propagación de las cactáceas, donde se considera el cultivo *in vitro* de tejidos, propagación vegetativa y reproducción sexual (Rojas-Aréchiga & Vázquez-Yanes, 2000). En el caso de las cactáceas, hay preferencia con la vía asexual para su reproducción, siendo así llamadas especies clonales, aunque también utilizan la vía sexual. Esto es debido a que los individuos de esta familia se reproducen en pulsos, es decir, solo en temporadas donde las condiciones del clima favorecen la germinación, recurriendo en general a la propagación vegetativa cuando es necesario mantener la población, mientras que el reclutamiento sexual es ausente o bajo (Vázquez-Delfín et al., 2005). La razón es que la reproducción sexual implica mayor costo energético que la generación de cladodios o tubérculos, esto por la necesidad de estructuras accesorias como el polen, néctar y flores, además de que, en ésta, las semillas pueden no llegar a sobrevivir por la depredación o por procesos estocásticos como quedar en una grieta (Mandujano et al., 1996).

Es así que muchas especies de cactáceas en general han perdido la capacidad total o parcialmente de reproducirse por vía sexual, basándose netamente en la producción de nuevos individuos a través de propágulos de los artejos o cladodios que son débiles biomecánicamente o fácilmente desprendibles y poseen, además, una alta capacidad de producir raíces, ser tolerantes a sequías y resistentes a medios con temperaturas extremas (Bobich, 2005; Bobich & Nobel, 2001). Muchas semillas de cactáceas poseen la capacidad de mantenerse latentes, ya sea por factores endógenos, exógenos o ambos, lo que en ocasiones se relaciona con una baja viabilidad (Baskin & Baskin, 2014; Orozco-Segovia et al., 2007).

Germinación de las semillas en el género Opuntia

En las opuntias, la reproducción vegetativa es la vía predominante para la propagación de individuos, responsable de su supervivencia e involucrando la pérdida de la capacidad de reproducirse de forma efectiva por la vía sexual (Bobich, 2005). La reproducción asexual se basa en propágulos de ramas y articulaciones que se desprenden y tienen la capacidad de enraizar, incluso de tener resistencia y tolerancia a condiciones como falta de precipitaciones o temperaturas extremas (Bobich & Nobel, 2001). Sus semillas, tienen latencia de tipo exógena y endógena, en la parte exógena actúa la testa con capas en empalizada de células permeables llamadas macroesclereidas y en la parte endógena la baja viabilidad de las semillas, característica que está presente en muchas especies de la familia (Orozco-Segovia et al., 2007). En algunas especies de opuntias, se ha observado la presencia de una cubierta funicular que requiere una fuerza de 0.2 a 4.6 kN para romperse, cubierta que está altamente lignificada y dura, que va a dificultar la germinación, siendo requeridas técnicas para eliminar esta restricción (Monroy-Vázquez et al., 2017).

Tratamientos pregerminativos

Debido a la fuerza necesaria para romper la testa de la semilla, es necesario emplear tratamientos para debilitar la capa funicular. Los métodos de escarificación son tratamientos pregerminativos que incluyen la acción de agentes que permiten la erosión de la capa externa de la semilla, teniendo efecto en algunas especies para deteriorar la testa y permitir la emergencia de la radícula (Monroy-Vázquez et al., 2017). Existen diversos tipos de escarificación para eliminar la restricción que provee la capa funicular, dentro de los cuales se encuentra la escarificación mecánica, lavado o inmersión en agua, escarificación química donde se usa HCl, ácido giberélico o H_2SO_4 , exposición a calor o frío seco, también se han utilizado

agentes biológicos. Por ejemplo, en el estudio de Quiñones et al. (2013) donde se utilizaron las bacterias *Azotobacter* sp y *Azospirillum* sp, además del hongo *Glomus intraradices* para inocular semillas de mezquite (*Prosopis laevigata*), González y Fuentes (2017) inocularon con *Bacillus* sp., *Enterobacter* sp, *Mycobacterium* sp., *Azotobacter* sp. y *Trichoderma harzianum* las semillas de yuca, arroz, papaya, arveja, girasol y lechuga, y por último, Delgado-Sánchez et al. (2010, 2011, 2013) inocularon semillas de especies de *Opuntia* con hongos de los géneros *Phoma* sp., *Penicillium* sp. y *Trichoderma* sp. para la erosión de la testa e incrementar los porcentajes de germinación (Cuadro I).

Cuadro I. Estudios recientes sobre la inoculación de semillas con agentes biológicos.

Referencia	Especies tratadas	Tratamiento	Resultado
Delgado Sánchez et al. (2010)	<i>O. leucotricha</i>	<i>Penicillium chrysogenum</i> , <i>Phoma</i> sp., <i>Trichoderma harzianum</i> , <i>T. koningii</i>	0 % Control 15 % <i>Penicillium</i> 10 % <i>Phoma</i> 37-40 % <i>Trichoderma</i>
Delgado Sánchez et al. (2011)	<i>O. streptacantha</i>	<i>P. chrysogenum</i> , <i>Phoma</i> sp., <i>T. koningii</i>	1 % Control 39 % <i>Penicillium</i> 68 % <i>Phoma</i> 58 % <i>Trichoderma</i>
Delgado Sánchez et al. (2013)	<i>O. streptacantha</i> <i>O. leucotricha</i> <i>O. robusta</i>	<i>Phoma medicaginis</i> <i>T. harzianum</i> <i>T. koningii</i> <i>P. chrysogenum</i>	0 % Control 60-80 % Con tratamiento fúngico
Quiñones et al. (2013)	<i>Prosopis laevigata</i>	<i>Azotobacter</i> spp. <i>Azospirillum</i> spp. <i>Glomus intraradices</i>	39 % Control 51 % Consorcio
González & Fuentes (2017)	Yuca (<i>Manihot esculenta</i>) Arroz (<i>Oryza sativa</i>) Girasol (<i>Helianthus annuus</i> L.) Arveja (<i>Pisum sativum</i> L.) Lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) Papaya (<i>Carica papaya</i> L.)	<i>Mycobacterium</i> <i>T. harzianum</i> <i>Enterobacter aerogenes</i> , <i>Azotobacter</i> spp., <i>Bacillus mycoides</i> <i>Mycobacterium</i> sp.	<i>T. harzianum</i> 90 % Papaya 90 % Arveja

Además, se ha observado que cuando las semillas no son escarificadas, no alcanzan el punto de imbibición óptimo e incluso no se pueden llegar a hinchar para proceder a este proceso, destacando destacar que las especies que germinan en interacción microorganismo-planta pueden incrementar en un 35 o 45 % la respuesta en comparación con aquellas plantas que no son inoculadas, ya que les proveen un medio no solo escarificante sino que se propicia la producción de fitohormonas y el enriquecimiento del sustrato en el que se siembran siendo esto una ventaja sobre los métodos convencionales de escarificación (Orozco-Segovia et al., 2007). Es así que los hongos y bacterias se consideran como microorganismos promotores del crecimiento vegetal (MPCV) y son empleados ampliamente en la producción de recursos vegetales para alimento, forraje y propagación de especies en algún programa de conservación para restablecimiento de flora nativa (Quiñones et al., 2013). Los MPCV podrían no incrementar el crecimiento de las plántulas pero si mejorar las cualidades de las mismas, llevándolas a tener mayor altura, raíces abundantes, mayor cantidad de hojas y demás, que podría ser un efecto secundario de la presencia de los microorganismos, resaltando entonces los beneficios que conlleva inocular las semillas con hongos o bacterias para que al escarificar la cubierta seminal se vaya propiciando un microambiente para las raíces (Campos et al., 2020). Es importante resaltar que en estudios de Silva et al. (2022) se realizó un estudio de bioprospección de hongos rizosféricos asociados al *Opuntia cochenillifera* para la promoción del crecimiento vegetal y se llegó a la conclusión de que hongos como *Penicillium* y *Aspergillus* pueden promover la solubilización del fosfatos, proporcionar un pH ácido para el desarrollo de otros microorganismos, la inhibición de hongos fitopatógenos como *Fusarium*, además de inducir la producción de ácido indol-3-ácético que es una fitohormona natural de tipo auxina. A su vez, destacan que al ser cepas que están sometidas a las mismas condiciones

ambientales de forma natural como lo es la falta de agua, tienden a proporcionar un mejor desarrollo y tener buena productividad.

Conservación *ex situ*

La conservación se divide en dos ámbitos muy importantes, *in situ* y *ex situ*, la primera se refiere a la conservación en el sitio donde se encuentran las especies y se busca proteger y mantener esa zona en las mejores condiciones para preservar la diversidad del sitio, en cambio, la conservación *ex situ* se realiza cuando la zona donde se encuentra la (s) especie (s) en cuestión está en extremo perturbada y no es posible mantener las poblaciones saludables de forma natural, lo que hace necesario considerar la aplicación de estrategias para preservar el material biológico (López-Escamilla & Olgún-Santos, 2008). La conservación *ex situ* se ha utilizado como herramienta de respaldo para la diversidad que podría perderse en su hábitat como resultado de perturbaciones naturales o antropogénicas, sin embargo, este tipo de estrategias se prioriza para aquellas plantas que son de importancia agrícola, rezagando la conservación de especies nativas de importancia biológica e incluso con algún nivel de endemismo, por lo que es una estrategia que puede funcionar a la largo plazo para la preservación de especies (Romero-Saritama & Pérez Ruiz, 2016). Razones por las que se deben estudiar extensamente aspectos como la recolección, manejo, almacenamiento y propagación para obtener mayor éxito en el desarrollo de técnicas para la conservación *ex situ* de las plántulas de familias como las cactáceas (Rojas-Aréchiga & Vázquez-Yanes, 2000).

Estado de las Áreas Naturales Protegidas en México

Las Áreas Naturales Protegidas (ANP) son estrategias que se consideran determinantes para poder conservar algunas especies, y pueden ser lugares que pueden actuar como islas de refugio o también llamadas islas en extinción, también previenen y mitigan los daños causados por el cambio de uso de suelo que ha llevado a la pérdida de la funcionalidad de los ecosistemas (Maza-Maza et al., 2021). Zonas como el ANP Médanos de Samalayuca se caracteriza por poseer especies en protección especial y en peligro de extinción, como *O. arenaria*, especie que presenta el tipo de endemismo de distribución donde se restringe a una zona específica, haciendo importante el estudio de esta y las demás especies de la zona, además de sus interacciones ecológicas, pues la zona en la que se encuentran se ve afectada por los daños antropogénicos causados por los asentamientos humanos, la industria y la extracción ilegal de las plantas de la región para su uso ornamental, disminuyendo la presencia de vegetación que luego se transforma en un avance de la desertificación por la pérdida de la estructura del suelo (CONANP, 2013; Marzuela, 2013).

HIPÓTESIS

Los hongos del género *Aspergillus* obtenidos de la rizósfera tienen mayor capacidad escarificante en la germinación de semillas de *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra* que los métodos químicos y físicos.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de los hongos del género *Aspergillus* obtenidos de la rizósfera en la germinación de semillas de *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra*.

Objetivos específicos

Identificar las especies de hongos filamentosos presentes en la rizósfera del suelo de *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra*.

Caracterizar la morfología externa e interna de las semillas de las especies *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra* como parte de un criterio de identificación de estas.

Caracterizar el suelo de la rizósfera de las especies de *Opuntia*.

Estimar los índices de germinación en las tres especies de *Opuntia* inoculadas con cuatro cepas de hongos del género *Aspergillus*.

Analizar la efectividad germinativa de las cepas del género *Aspergillus* y su comparación con métodos fisicoquímicos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El área de estudio fue en la Sierra Precos en el Área Natural Protegida Médanos de Samalayuca, ubicada en el municipio de Juárez en el estado de Chihuahua, México. En esta zona se encuentra la vegetación de tipo matorral de médanos subinermes en la que predominan la abundancia de mezquite, gobernadora y cactáceas, además presenta una altitud mínima de 1200 msnm y una temperatura de hasta 40 °C en el punto más caliente del verano, también se ha caracterizado el suelo como tipo arenosol y este posee las propiedades de tener una baja capacidad de almacenar agua y nutrientes por su textura gruesa (CONANP, 2013).

Colecta del material

Se realizó la colecta de 5 frutos maduros de 10 individuos de las especies *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra* (Coordenadas N 31° 17'55.6", O 106° 30'4.9") los cuales se depositaron en bolsas de papel y se etiquetaron con los datos de identificación de especie y localización correspondientes. Del mismo modo, se colectó 1 kg de suelo de la parte de la rizósfera (con unos 10 a 20 cm de profundidad) de 5 individuos de cada especie, se etiquetaron y se almacenaron en bolsas de plástico.

Procesamiento y caracterización de las muestras vegetales

Caracteres de la morfología externa de las semillas

Los frutos fueron lavados y posteriormente se les realizó un corte longitudinal para extraer las semillas. Las semillas fueron lavadas con agua jabonosa hasta retirar

los restos de mucílago y se dejaron secar a temperatura ambiente por siete días (Figura 5).

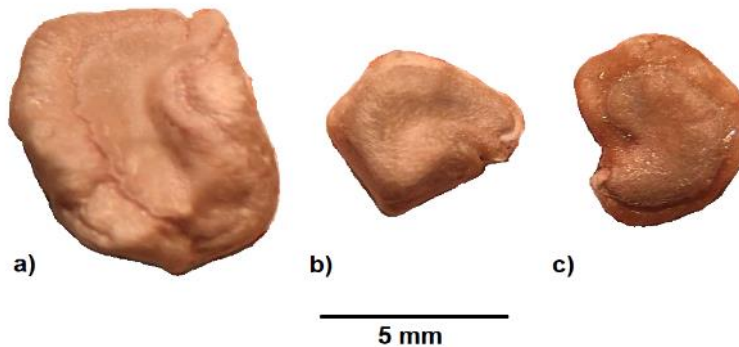


Figura 5. Semillas limpias y secas de a) *O. arenaria*, b) *O. macrocentra* y c) *O. engelmannii*

Las semillas secas se conservaron en bolsas de papel. Después se tomaron 20 semillas al azar para ser pesadas de forma individual en una balanza analítica (Velab™, VE-204™, EE. UU.) y a continuación se fotografiaron colocándolas en una hoja milimétrica. La fotografía se usó para la obtención de las medidas morfométricas externas de largo, ancho, perímetro y área usando el programa ImageJ® National Institutes of Health (<https://imagej.nih.gov/ij/download.html>), además se pudo observar características cualitativas como el tipo de semilla, la forma, el color y la textura. Por último, fueron observadas en un Microscopio Electrónico de Barrido (Hitachi SU50000 Schottky) o SEM (Scanning Electron Microscope) del Laboratorio de Microscopía en el Instituto de Ingeniería y Tecnología de la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez para observar la textura superficial de las semillas de cada una de las especies a una profundidad de campo de 3 mm hasta los 500 μm .

Caracteres de la morfología interna de las semillas

Para las medidas internas fue necesario realizar una fijación de las semillas en un portaobjetos donde se realizó un limado superficial en el plano medio para poder ver las estructuras internas como el embrión y perispermo, después fueron observadas en un microscopio estereoscópico (Motic SMZ-140) y se fotografiaron sobre una hoja milimétrica para obtener las medidas morfométricas internas, en el caso del grosor de la cubierta funicular se tomaron tres medidas para hacer un promedio, se midió el grosor de la cubierta ventral, el perímetro y área de la cubierta, perímetro y área del embrión y, perímetro y área del perispermo por medio del programa ImageJ ® (González-Cortés et al., 2019; Guerrero-Muñoz et al., 2006). A partir de estos valores se obtuvieron las siguientes relaciones: relación del grosor de la cubierta funicular de la zona ventral con la zona dorsal, área de la semilla con el área del embrión, área de la semilla con el área del perispermo y el área del embrión con el área del perispermo, del mismo modo se obtuvieron los porcentajes del área del embrión con respecto a la semilla y del área de perispermo con respecto a la semilla.

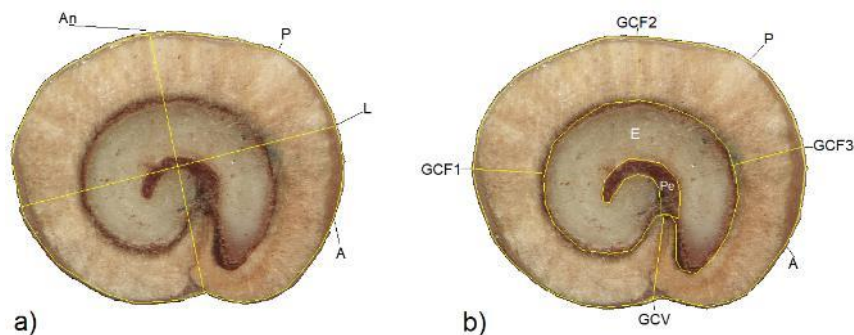


Figura 6. Semillas de *O. arenaria* con las medidas morfométricas evaluadas donde: a) medidas morfométricas externas y b) medidas morfométricas internas. A: Área, An: Ancho, GCF: Grosor de la cubierta funicular, GCV: Grosor de la cubierta ventral, L: Largo y P: Perímetro.

Por último, se fotografiaron las semillas lijadas de cada especie usando el SEM para observar la posición de los embriones y perispermo de las semillas a una profundidad de campo desde los 3 mm hasta llegar a 50 μm .

Procesamiento de las muestras de suelo

El suelo de cada muestra primero se pasó por un tamiz de 250 μm , después se realizó una mezcla compuesta entre las 5 muestras de cada tipo de suelo de cada especie, obteniendo una muestra compuesta de rizósfera y una de suelo superficial de cada especie. El análisis de suelo se realizó en el Laboratorio de Análisis de suelo, planta y agua de la Facultad de Ciencias Agrotecnológicas en la UACH y se analizó la textura (% arena, % limo y % arcilla), conductividad hidráulica (cm/h), % de saturación, pH, conductividad eléctrica (mmhos/cm), coeficiente de intercambio iónico (cmolc/kg), materia orgánica (%), CaCO_3 (%), N-NO_3 (Kg/ha), y contenido de minerales como P (kg/ha), K (mg/kg), Ca (mg/kg), Mg (mg/kg), Na (mg/kg), Cu (mg/kg), Fe (mg/kg), Mn (mg/kg), Zn (mg/kg) así como el porcentaje de potasio (%), calcio (%), magnesio (%) y sodio (%).

El contenido de N se determinó por medio de la técnica micro-Kjeldahl, por otro lado, para el porcentaje de P se utilizó la mezcla digestora triazida por el método de Tiessen & Moir, 1993 y la técnica de vanadato colorimétrico de Murphy & Riley, 1962. La cuantificación de Ca, Cu, Fe, K, Mg, Mn, Na y Zn se realizó por medio de una mezcla de digestores triazidos y se determinó con espectrofotometría de absorción atómica (GBC Avanta-Sigma) (Association of Official Analytical Chemists, 1990).

Aislamiento de hongos e inoculación de las semillas

Aislamiento de los hongos

Por cada especie de *Opuntia* se realizó una solución madre con 10 g de suelo y 100 mL de agua destilada esterilizada. A continuación, se procedió a mezclar durante 2 min y después se realizó una dilución seriada, de este procedimiento se realizaron 3 repeticiones por especie. De la solución madre se tomó 1 mL y se agregó a un tubo de ensayo con 9 mL de agua destilada esterilizada, de este mismo tubo se tomó 1 mL y se agregó al siguiente y así consecutivamente hasta tener 4 tubos. Se utilizaron 3 cajas Petri de 9 cm de diámetro con medio rosa de bengala (RB) y 3 cajas de Agar papa dextrosa (PDA) con ácido tartárico 10 %, y se inocularon con 100 μ L de cada una de las diluciones, obteniendo en total de 9 cajas de PDA y 9 cajas de RB por cada repetición. Una vez agregada la alícuota, se procedió a extenderla por toda la placa, se sellaron con Parafilm y se llevaron a una incubadora (Shel lab modelo GI2-USA) a 25°C por dos semanas para permitir el desarrollo micelial (Figura 7).

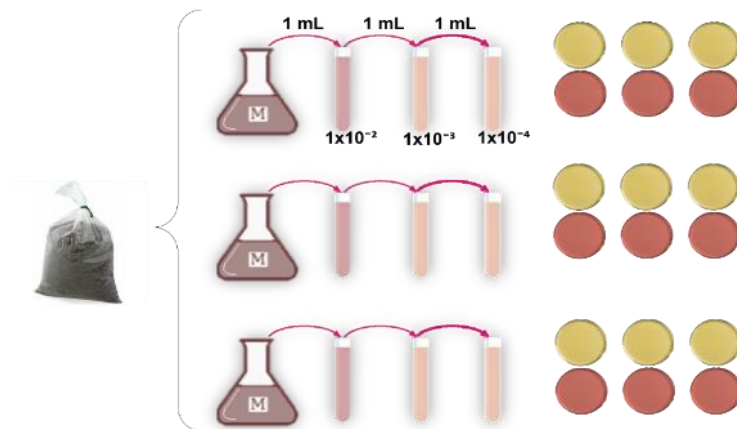


Figura 7. Técnica de dilución y aislamiento de hongos de la rizósfera del suelo de las especies de *Opuntia*. Donde las cajas Petri de APD son representadas en color amarillo y las de RB están representadas en rosa.

Transcurridas las dos semanas se realizó el conteo de las unidades formadoras de colonias por mililitro (UFC/mL), en cada placa se contaron las colonias separadas para poder conocer las unidades que se encontraban en el suelo de cada especie y así poder hacer una comparación entre especies (Pacasa-Quisbert et al., 2017). Las UFC/mL se determinaron por la siguiente ecuación:

$$\frac{UFC}{ml} = \frac{No. \text{ de colonias} \times \text{Factor de dilución}}{\text{Volumen de siembra}}$$

Una vez obtenidos los crecimientos de cada caja se aislaron las cepas en medio PDA con ácido tartárico 10 % para la obtención de cepas puras. Se tomó micelio con un asa estéril y se extendió el inóculo en toda la caja, se llevaron a la incubadora y transcurridas dos semanas se refrigeraron a 4°C para detener el crecimiento y la contaminación. A partir de estas cepas se realizó la caracterización morfológica macroscópica y microscópica de cada una.

Caracterización morfológica de las cepas

Para la caracterización macroscópica se observó la coloración de anverso y reverso, presencia de esclerocios, presencia de gotas de exudado, presencia de pigmento difusible, textura de colonias, forma, margen, textura y la elevación; por otro lado, para la caracterización microscópica se utilizaron los colorantes: a) rojo Congo, b) azul de lactofenol, c) hidróxido de potasio (KOH) y d) agua destilada para poder distinguir las diferentes estructuras, donde se midió forma, color y tamaño de las esporas, tipo y coloración de las hifas, tipo de estructura reproductiva y forma de la misma, y finalmente con todos estos datos se utilizaron artículos y claves dicotómicas para determinar a qué género pertenecía cada cepa (Cuadro II) (Domínguez-Romero et al., 2013; Gilchris-Saavedra et al., 2005).

Cuadro II. Referencias para la identificación a nivel genérico de las especies de hongos de la rizósfera.

Género	Fuente
<i>Absidia</i>	(Pacasa-Quisbert et al., 2017; Panizo et al., 2005; Santibáñez-Escobar et al., 2011; Stockman et al., 1993; Vila, 2002)
<i>Alternaria</i>	(Avilés & Granja, 2014; Emmanuel et al., 2019; Gilchrists-Saavedra et al., 2005; Pacasa-Quisbert et al., 2017)
<i>Aspergillus</i>	(Abarca, 2000; Gilchrists-Saavedra et al., 2005; Samaniego-Gaxiola & Chew-Madinaveitia, 2007; Staib et al., 1978)
<i>Cladosporium</i>	(Samaniego-Gaxiola & Chew-Madinaveitia, 2007; Silva-Hughes et al., 2015a)
<i>Eurotium</i>	(Abarca, 2000; Flores-Margez et al., 2020; Moreno-Fuentes et al., 2004)
<i>Fusarium</i>	(Avilés & Granja, 2014; Gilchrists-Saavedra et al., 2005)
<i>Penicillium</i>	(Gilchrists-Saavedra et al., 2005; Pacasa-Quisbert et al., 2017; Samaniego-Gaxiola & Chew-Madinaveitia, 2007; Staib et al., 1978)
<i>Rhizoctonia</i>	(Gilchrists-Saavedra et al., 2005; Samaniego-Gaxiola & Chew-Madinaveitia, 2007)
<i>Chrysosporium</i>	(Han et al., 2022)
<i>Pythium</i>	(Flores-Margez et al., 2020; Gilchrists-Saavedra et al., 2005)
<i>Rhizopus</i>	(Samaniego-Gaxiola & Chew-Madinaveitia, 2007)
Levaduras	(Silva-Hughes et al., 2015b)
<i>Paecilomyces</i>	(Avilés & Granja, 2014; Gokhale et al., 2020)

Una vez que se logró la identificación y se obtuvo la densidad relativa de los hongos encontrados en las muestras de suelo, se seleccionó el género que estuviera presente en las tres muestras de rizósfera de las especies de *Opuntia*, siendo el

género *Aspergillus* del cual se obtuvieron las especies *A. niger*, *A. flavus*, *A. fumigatus* y *A. terreus*.

Inoculación de las semillas

Para inocular las semillas fue necesario obtener la dosis de esporas que se añadiría para la escarificación. Por lo cual se prepararon seis medios inclinados de agar, papa y dextrosa y seis de agar/extracto de malta en tubos de ensayo para poder obtener una mayor cantidad de micelio de las cepas seleccionadas, se llevaron a la incubadora durante 14 días para su desarrollo micelial (Gilchrist-Saavedra et al., 2005; Peña-Sánchez & Páez-Mendieta, 2005). Una vez transcurrido el tiempo de incubación, se extrajeron las esporas del medio, para esto se agregaron 10 mL de agua destilada estéril, de uno por uno para barrer con la superficie del micelio, después se depositaba en un matraz Erlenmeyer de 250 mL que tenía un embudo con un filtro (Whatman 90 mm) y así obtener un concentrado de 100 mL de esporas sin tener micelio en la muestra. Enseguida se tomó una alícuota de 5 mL y se le agregó una gota de azul de lactofenol para que se tiñeran las esporas, para luego tomar 1.1 μ L con una pipeta de Thoma, dejando caer dos o tres gotas hasta llegar a 1 μ L y se depositó una gota en una cámara de Neubauer donde se cuidaba que no se generaran burbujas o se derramara para evitar el error en el conteo por arrastre de las esporas en la pérdida de la solución (Gilchrist-Saavedra et al., 2005). El conteo de esporas se realizó en una cámara de Neubauer, dicho instrumento cuenta con divisiones con dimensiones conocidas en cada uno de los cuadros (Figura 8), lo que permite que se pueda obtener el número de esporas por mL por medio de fórmulas, entonces se contabilizaron las esporas que se encontraban en los cuadrantes 1, 2, 3, 4 y 5 en el objetivo 10x, de los cuales se obtuvo un promedio, lo que resultó en la concentración de esporas

en millones por mL (1×10^6) para cada una de las suspensiones (Gilchrist-Saavedra et al., 2005; Peña-Sánchez & Páez-Mendieta, 2005).

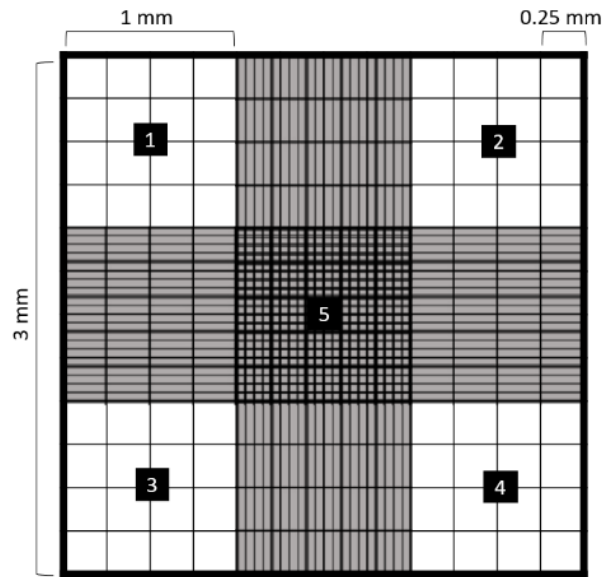


Figura 8. Divisiones y dimensiones de la cámara de Neubauer.

Germinación

Lavado de las semillas

Para las distintas pruebas se realizó el lavado de las semillas seleccionadas, en las cuales se desinfectaron sumergiéndolas en una solución de Captan (5 % m/v) en agua destilada por 1 día; posteriormente en agua jabonosa por 1 h para después sumergirlas en alcohol al 70 % (v/v) por 10 min, en hipoclorito de sodio comercial al 20 % (v/v) por 20 min y finalmente se enjuagaron tres veces en agua destilada esterilizada (Navarro et al., 2008). En el caso de las semillas que iban a ser tratadas con agentes biológicos se omitió el uso de captan para evitar la inhibición del crecimiento de éstos.

Tratamientos pregerminativos

Se realizó el tratamiento de lotes de 30 semillas para cada tratamiento por cada especie siguiendo la metodología de Flores-Torres & Montaña (2012) y Quiñones et al. (2013), realizando las modificaciones en los tiempos de exposición al ácido sulfúrico concentrado, como se muestra en el Cuadro III.

Cuadro III. Condiciones de los tratamientos a los que fueron expuestas las semillas de *Opuntia*.

Tratamiento	Agente	Escarificación
Control	ninguno	Ninguna
Químico	H ₂ SO ₄ 98 %	45 min en inmersión
		90 min en inmersión
		120 min en inmersión
Mecánico	Navaja	Cortes superficiales en el plano medio de la semilla procurando no dañar el embrión.
Biológico	<i>Aspergillus niger</i>	Exposición de semillas con cortes superficiales a 2 mL de una suspensión de 1x10 ⁶ esporas en agua destilada durante 18 horas.
	<i>A. Flavus</i>	
	<i>A. terreus</i>	
	<i>A. fumigatus</i>	

Experimento de germinación

Las semillas tratadas fueron sembradas en grupos de 10 por cada contenedor con 60 g de suelo estéril y 4 mL de agua destilada, obteniendo tres repeticiones de cada tratamiento por cada especie siendo un diseño experimental de 3x3. Una vez depositadas las semillas, se mantuvieron por 42 días en una cámara bioclimática con una temperatura de 25 °C, con condiciones de 12 horas luz/oscuridad y con conteo diario.

Una vez terminado el tiempo de germinación se determinaron los índices de germinación propuestos por los autores Bruginski de Carvalho & Neiva De Carvalho (2009) y Souza et al. (2016):

Índice de velocidad de germinación (IVG) dada por la fórmula:

$$IVG = \sum \left(\frac{n_i}{t_i} \right)$$

Donde n_i es el número de semillas que germinaron diariamente en el tiempo i , t_i es tiempo después del inicio de la prueba.

Porcentaje de germinación (G) dada por la fórmula:

$$\%G = \left(\frac{N}{A} \right) \cdot 100$$

Donde N es número de semillas germinadas y A es el número total de semillas sometidas a germinación, lo que se multiplica por 100 para obtener el porcentaje.

Tiempo medio de germinación (t) dada por la fórmula:

$$t = t = \frac{(\sum_{i=1}^k n_i \cdot t_i)}{\sum_{i=1}^k n_i}$$

Donde n_i es el número de semillas que germinaron diariamente, t_i es tiempo de incubación en días, k es el tiempo que duró la prueba, mientras que i sería del día uno al iésimo día para el que se realiza el conteo.

Velocidad media de germinación (R) dada por la fórmula:

$$R = \frac{1}{t}$$

Donde es la inversa del tiempo medio de germinación (t).

Análisis de datos

La matriz de datos de las medidas de las semillas se procesó en el programa IBM SPSS Statistics Base 22.0., donde se realizó la prueba de normalidad para

determinar el ajuste de los datos y al ajustarse se determinó la diferencia entre las medias con la prueba de comparaciones múltiples de Tukey con un nivel de significancia de $p \leq 0.05$. Para verificar que los caracteres externos e internos de las semillas eran funcionales para la separación de las especies, fue necesario realizar un análisis discriminante canónico (ADC); es de tipo multivariado y es usado como complemento para la interpretación de resultados, por lo que permite identificar diferencias entre grupos de estudio a partir de las medidas de caracteres de los individuos de cada grupo y así facilitar la comprensión de las relaciones entre las variables que fueron evaluadas y discriminar entre los grupos *a priori*, además de determinar si hay un orden y dimensionalidad en los datos estudiados (Lorbes-Medina et al., 2014).

En el caso de la cuantificación de las UFC/mL no se cumplió con los criterios de normalidad por lo que se realizó una prueba de Kruskal-Wallis con una significancia de $p \leq 0.05$.

Los resultados del análisis de suelo fueron procesados también y se obtuvo una matriz de correlación de Pearson entre las medidas de conductividad hidráulica (cm/h), % de saturación, pH, conductividad eléctrica (mmhos/cm), coeficiente de intercambio iónico (cmolc/kg), materia orgánica (%), CaCO₃ (%), N-NO₃ (kg/ha), y contenido de minerales como P (kg/ha), K (mg/kg), Ca (mg/kg), Mg (mg/kg), Na (mg/kg), Cu (mg/kg), Fe (mg/kg), Mn (mg/kg), Zn (mg/kg) y también el porcentaje de potasio (%), calcio (%), magnesio (%) y sodio (%) para relacionarla dependencia lineal de las variables entre sí.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Morfología externa de la semilla

Las semillas de las especies *O. engelmannii*, *O. macrocentra* y *O. arenaria* presentaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para los caracteres largo (mm), ancho (mm), área (mm²), perímetro (mm), relación largo/ancho en cuanto a las medidas morfológicas externas (Cuadro IV). La semilla de *O. arenaria* fue la más grande de las tres, debido a que presentó largo (6.11 mm), ancho (5.55 mm), área (27.41 mm²) y perímetro (19.08 mm) mayor en comparación a las especies de *O. engelmannii* y *O. macrocentra*, siendo esta última la especie más pequeña de las tres con un largo (4.62 mm), ancho (3.93 mm), área (15.38 mm²) y perímetro (14.41 mm).

Cuadro IV. Características cuantitativas de la morfología externa de las semillas de *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra*.

Características	Especies			Sig.
	<i>O. arenaria</i>	<i>O. engelmannii</i>	<i>O. macrocentra</i>	
Peso (g)	0.037±0.003 ^a	0.017±0.001 ^b	0.015±0.002 ^b	0.000
Grosor (mm)	2.551±0.352 ^a	1.641±0.149 ^c	1.893±0.19 ^b	0.000
Largo (mm)	6.11±0.43 ^c	5.16±0.33 ^b	4.62±0.36 ^a	0.000
Ancho (mm)	5.55±0.48 ^b	4.06±0.51 ^a	3.93±0.43 ^a	0.000
Área (mm ²)	27.41±2.02 ^c	17.92±1.97 ^b	15.38±1.76 ^a	0.000
Perímetro (mm)	19.08±0.78 ^c	15.62±0.77 ^b	14.41±0.86 ^a	0.000
Relación Largo/Ancho	1.11±0.14 ^a	1.29±0.17 ^b	1.18±0.11 ^{ab}	0.001

Los datos se expresan como media ± desviación estándar (n=20). La diferencia en las letras en cada variable indica el resultado de la prueba de medias comparadas de Tukey con una diferencia significativa de $p \leq 0.05$.

Las semillas de las especies de este estudio obtuvieron medidas de largo similares al estudio de Núñez-Gastélum et al. (2018), donde para *O. arenaria* obtuvieron 5.42 mm de largo, un valor muy cercano al obtenido por las semillas procesadas (6.11 mm), para *O. engelmannii* obtuvieron un largo de 3.54 mm lo que difiere del obtenido (5.16 mm) y, por último, para *O. macrocentra* se obtuvo un valor de 4.33 mm, un valor muy cercano al que se obtuvo en las semillas testadas (4.62 mm). Para el ancho de la semilla, los valores del estudio para *O. arenaria* (4.58 mm), *O. engelmannii* (3.07 mm) y *O. macrocentra* (3.72 mm) fueron similares a los obtenidos en este estudio para *O. arenaria* (5.55 mm), *O. engelmannii* (4.06 mm) y *O. macrocentra* (3.93 mm). El área determinada para *O. arenaria* (27.41 mm²), *O. engelmannii* (17.92 mm²) y *O. macrocentra* (15.38 mm²) difirió en general de lo obtenido por los autores anteriormente mencionados, en donde se mostraron valores menores para las semillas en general. En cuanto al grosor, las semillas de las cuatro especies analizadas en el artículo mencionado rondan en un rango de 3 a 6 mm, mientras que las semillas que se estudiaron apenas llegan a los 2.55 mm en la semilla más grande que es la de *O. arenaria*, siendo aun más pequeñas las de *O. engelmannii* (1.641 mm) y *O. macrocentra* (1.893 mm). Por último, se analizó el área de las semillas y presentaron valores entre

En el estudio de López-Borja et al. (2017) se determinó el ancho y largo de las semillas de 5 poblaciones de la especie *O. jaliscana* y se obtuvieron medidas entre 3.7 y 4.3 mm de largo y entre 3.3 y 3.5 mm de ancho, valores que difieren para las tres especies de este estudio, siendo más grandes las semillas de *O. arenaria* (6.11 mm y 5.55 mm), *O. engelmannii* (5.16 mm y 4.06 mm) y *O. macrocentra* (4.62 mm y 3.93 mm). Por otro lado, en el estudio de González-Cortés et al. (2019) se determinaron los mismos parámetros para las especies *O. durangensis*, *O. engelmannii*, *O. ficus-indica*, *O. megacantha*, *O. microdasys*, *O. rastrera* y *O. stenopetala*, donde se observó que la especie *O. ficus-indica* presentó un largo y

ancho por encima de 4.5 mm siendo la más grande, mientras que *O. engelmannii* y *O. microdasys* presentaron valores de 2.5 mm, siendo las más pequeñas. Estos valores difieren de los obtenidos por *O. engelmannii* en largo (5.16 mm) y ancho (4.06 mm), siendo más grandes las semillas colectadas de la zona de Samalayuca, y en concreto la semilla de *O. arenaria* (6.11 mm de largo y 5.55 mm de ancho). En el estudio de López-Palacios et al. (2015), se determinó el largo y el ancho de *O. streptacantha* (0.373 cm y 0.320 cm), *O. hyptiacantha* (0.397 cm y 0.341 cm), *O. megacantha* (0.421 cm y 0.352 cm), *O. albicarpa* (0.443 cm y 0.369 cm) y *O. ficus-indica* (0.434 cm y 0.353 cm), siendo *O. albicarpa* (0.443 cm y 0.369 cm) y *O. ficus-indica* las especies más grandes para dicho estudio y siendo similares a los obtenidos por las especies *O. macrocentra* para los ambos caracteres y en la especie *O. engelmannii* en el ancho de la semilla (4.06 mm). En el estudio de González-Cortés et al. (2019), evaluaron las variables longitud del eje mayor (mm) y la longitud del eje menor (mm) en las especies *O. ficus-indica*, *O. durangensis*, *O. megacantha*, *O. engelmannii*, *O. rastrera*, *O. stenopetala* y *O. microdasys*, donde se observó que la especie *O. ficus-indica* presentó los valores más altos para la longitud del eje mayor y el eje menor, ya que medía más de 4 mm en cada una de las características, las semillas más pequeñas, es decir, con valores más bajos fueron las de *O. microdasys* y *O. engelmannii*, siendo valores menores a los 3 mm, difiriendo de los resultados de las semillas de la *O. engelmannii* de la región, ya que presenta valores mayores de largo (5.16 mm) y ancho (4.06 mm), además, *O. arenaria* presentó valores mayores a los 5 mm en el largo y ancho, siendo más grande que todas las semillas analizadas en el estudio mencionado. En el estudio de López-Borja et al. (2017), también menciona sus resultados sobre la variación de cinco poblaciones de *O. jaliscana*, donde se midió el largo y el ancho de las semillas, donde el largo va desde los 3.7 mm hasta los 4.3 mm, mientras que en el ancho se muestran valores de 3.3 mm a 3.5 mm, siendo así que las tres especies

que se evaluaron en el presente trabajo mostraron mayor longitud y anchura que las poblaciones estudiadas por los autores.

En el estudio de Samah & Valadez-Moctezuma (2014) mencionan que la caracterización morfológica de las semillas es necesaria porque provee información sobre las particularidades de cada especie, la relación entre los caracteres, y se ha reconocido que este tipo de estudios son importantes para actualizar las descripciones de las especies, géneros y apoyar en su correcta clasificación taxonómica. Los autores examinaron 19 características en semillas de 110 accesiones de *Opuntia*, una de *Cylindropuntia* y dos grupos externos, de las cuales incluían el área de la semilla, área del embrión, área del perispermo, área de la testa, peso, perímetro, largo y ancho. El peso varió entre 0.10 y 0.26 g, los cuales difieren de los obtenidos por *O. arenaria* (0.037 g), *O. engelmannii* (0.017 g) y *O. macrocentra* (0.015 g), mismo que puede ser por la disponibilidad de agua que se encontraba en el ambiente, pues son semillas colectadas en el centro de México. Igualmente, para el área se encontraron rangos de 3.30 a 6.52 mm², menores a los presentados por las especies testadas en el presente trabajo, siendo el valor más bajo el obtenido por *O. macrocentra* que fue de 15.38 mm². También mencionan que las variables cuantitativas tanto externas como internas son importantes para los análisis multi y univariados para obtener asociaciones entre accesiones y especies que pueden coadyuvar a la investigación de caracteres taxonómicos y la clasificación de las mismas. En general, las diferencias intraespecíficas e interespecíficas, dependiendo del caso, serán derivados de la plasticidad fenotípica que posee el género *Opuntia* para adaptarse a medios áridos y semiáridos debido a la disponibilidad de agua en el ambiente, mismos caracteres morfo-anatómicos que también incluyen el tamaño de la semilla y que se relaciona con el proceso de las plántulas en la germinación y establecimiento, además, podría influir en que la dinámica poblacional y la estructura de la comunidad se vea

afectada por la capacidad germinativa, ya que, a menor tamaño de las semillas mayor será la velocidad y la cantidad de germinación final (López-Borja et al., 2017). Moreira-Palacios & Sánchez-Rodríguez (2017) mencionan que esta plasticidad también se debe a las modificaciones epigenéticas que derivan de las condiciones en las que se desarrollan los organismos, por ejemplo, se generan metilaciones que modifican la forma en la que se realiza la transcripción genética sin cambiar la secuencia de ADN, siendo procesos que mejoran la adaptabilidad y supervivencia a condiciones adversas a las que se pueden enfrentar las poblaciones vegetales de cactáceas.

En cuanto a las características cualitativas, en general, las tres especies presentaron una forma reniforme y textura rugosa, difiriendo en el color al presentar un tono café amarillento en el caso de *O. arenaria*, pardo en *O. engelmannii* y marrón dorado en las semillas de *O. macrocentra*, en el caso del arilo estaba presente en las tres especies, siendo la cubierta blanquecina que se notaba en las semillas (Figura 9 y Cuadro V).

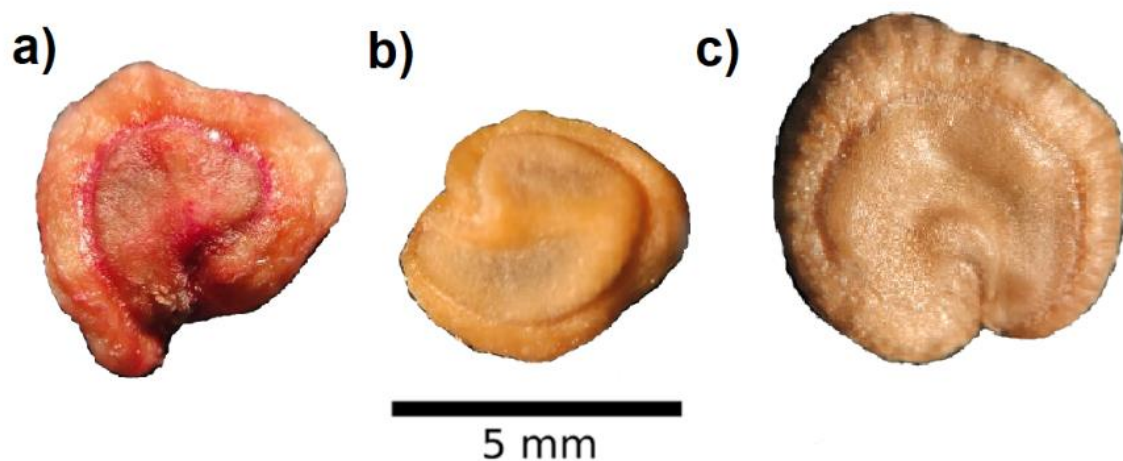


Figura 9. Semillas de las especies de *O. engelmannii* (a), *O. macrocentra* (b) y *O. arenaria* (c) con la morfología externa de cada una.

Cuadro V. Características cualitativas de la morfología externa de las semillas de *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra*

Características de morfología externa	Especies		
	<i>O. arenaria</i>	<i>O. engelmannii</i>	<i>O. macrocentra</i>
Forma	Reniforme	Reniforme	Reniforme
Textura	Rugosa	Rugosa	Rugosa
Color	Café amarillento	Pardo	Marrón dorado
Arilo	Presente	Presente	Presente

Sobre las características cualitativas, en un estudio de Degano et al. (1997) sobre semillas de diferentes poblaciones de *O. ficus-indica* se pudo observar la ubicación del hilio, el micropilo, presencia del arilo, de gránulos en la testa y la forma de las ceras epicuticulares en semillas de frutos rojos, naranjas y amarillos; sin embargo, en el caso de las semillas del presente estudio, no fue posible observar el micropilo y el hilio de las semillas, puesto que esa área se encuentra de forma curvada e impide la visibilidad de estos caracteres. Por otro lado, se determinó que las semillas de las tres especies de *Opuntia* que se analizaron en el presente estudio tenían una textura rugosa, muy similar a la que presentaron las semillas de *O. ficus-indica*. En cuanto a la forma, las semillas de *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra* presentaron una forma arriñonada o reniforme, lo que difiere de lo descrito en el estudio de Degano et al. (1997), donde la forma dependió del tipo de fruto examinado, siendo de tipo esférico las semillas de los frutos rojos o de forma alargada con un final cónico en el caso de las semillas de los frutos naranjas. Este mismo autor menciona que las características morfológicas de las semillas pueden presentar diferencias ultraestructurales (arilo, ceras epicuticulares, presencia de pelos unicelulares en la semilla, gránulos, etc.) que están en la superficie seminal y son de importancia taxonómica para delimitar y relacionar algunos géneros ya que a vista macroscópica es muy complicado diferenciarlas entre sí.

En cuanto a las fotografías tomadas en el SEM, se observó que las semillas presentaban una textura con hendiduras, siendo más marcado el patrón en las especies *O. macrocentra* y *O. arenaria*, mientras que en las semillas de *O. engelmannii* se observan hendiduras de forma rugosa y sin un patrón aparente (Figura 10).

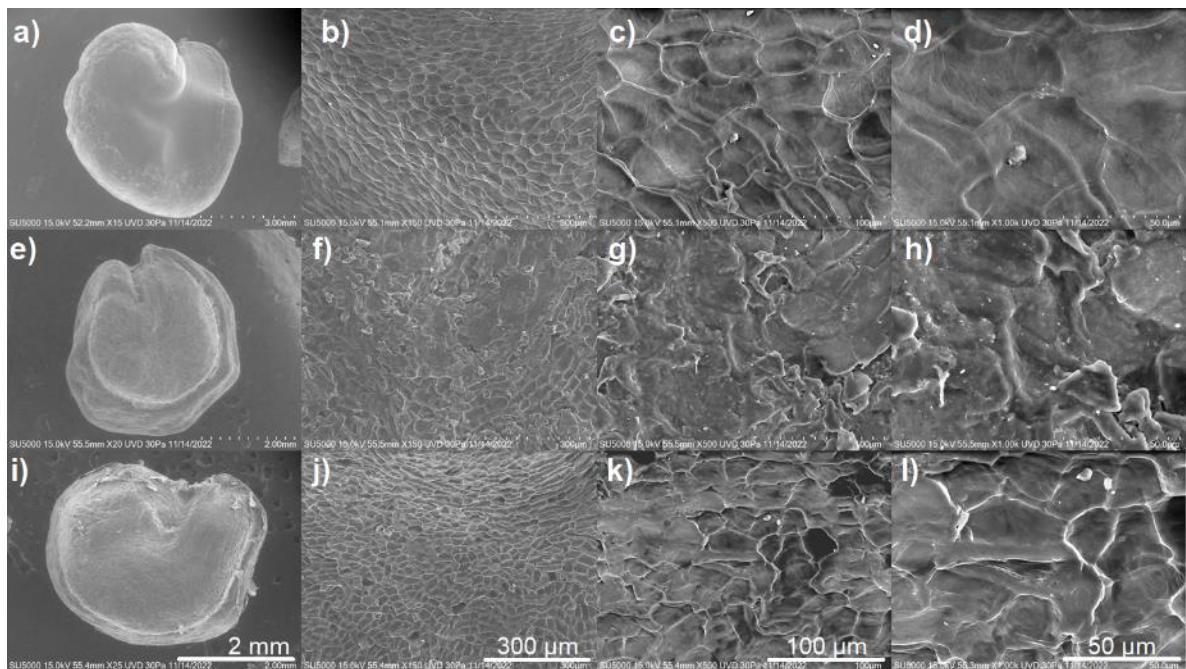


Figura 10. Semillas de las especies *O. arenaria* (a-d), *O. engelmannii* (e-h) y *O. macrocentra* (i-l) en microscopía electrónica de barrido a una profundidad de campo de 2 mm a 50 μm .

En el estudio sobre la testa de las semillas de *O. ficus-indica* de Degano et al. (1997) se observó que el hilio y el micrópilo se encontraban en la misma parte de la semilla, generalmente en el área apical o subapical de la misma, presentaba abundantes gránulos y la cera epicuticular mostraba patrones como de agregados planos en forma de platos y que estaban orientados de forma aleatoria. En las cactáceas testadas en este estudio se observó la presencia de las ceras

epicuticulares en forma de platos con acomodo aleatorio se puede distinguir en *O. arenaria* y *O. macrocentra*, lo que coincide con las características de las semillas de *O. ficus-indica*, a diferencia de la superficie de las semillas de *O. engelmannii* que presentaron una estructuración amorfa donde no se ve un patrón de forma superficial. Sin embargo, no se pudieron observar las otras estructuras como el hilio o el micropilo pues estaban cubiertos por el arilo (Figura 10).

Morfología interna de la semilla

Las semillas de las especies *O. engelmannii*, *O. macrocentra* y *O. arenaria* presentaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para los caracteres grosor de la cubierta funicular dorsal, área de la cubierta funicular, perímetro de la cubierta funicular, porcentaje del embrión respecto a la semilla, relación del área de la semilla con el área del embrión y la relación del área del embrión con respecto al área del perispermo en cuanto a las medidas morfológicas internas (Cuadro VI).

Cuadro VI. Características de morfología interna de las semillas de *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra*

Características internas de las semillas	Especies			Sig.
	<i>O. arenaria</i>	<i>O. engelmannii</i>	<i>O. macrocentra</i>	
Grosor de la cubierta funicular dorsal (mm)	1.4±0.14 ^b	1.02±0.14 ^a	1.02±0.14 ^a	0.000
Grosor de la cubierta funicular ventral (mm)	1.76±0.22 ^a	1.7±0.24 ^a	1.7±0.24 ^a	0.642
Área de la cubierta funicular (mm ²)	20.22±2.24 ^c	12.61±1.79 ^b	8.54±1.58 ^a	0.000
Perímetro de la cubierta funicular (mm)	19.11±0.87 ^c	16.1±0.79 ^b	14.37±0.93 ^a	0.000
Área del embrión (mm ²)	6.08±0.96 ^a	5.74±0.46 ^a	6.24±0.75 ^a	0.002
Perímetro del embrión (mm)	11.37±0.82 ^a	11.14±0.61 ^{ab}	11.92±0.89 ^b	0.008
Área del perispermo (mm ²)	1.12±0.2 ^b	0.59±0.17 ^a	0.48±0.14 ^a	0.000
Perímetro del perispermo (mm)	5.28±0.6 ^b	3.37±0.45 ^a	3.07±0.41 ^a	0.000
Porcentaje del área del embrión con respecto a la semilla (%)	22.32±3.87 ^a	30.44±2.69 ^b	44.35±4.28 ^c	0.000
Porcentaje del área de perispermo con respecto a la semilla (%)	4.05±0.78 ^b	3.15±0.84 ^a	3.21±0.92 ^a	0.002
Relación del grosor de la cubierta funicular de la zona ventral con la zona dorsal	1.28±0.19 ^a	1.71±0.4 ^b	1.71±0.4 ^b	0.000
Relación del área de la semilla con el área del embrión	4.62±0.76 ^c	3.31±0.3 ^b	2.46±0.28 ^a	0.000
Relación del área de la semilla con el área del perispermo	25.66±5.53 ^a	33.8±8.4 ^b	33.25±8.0 ^b	0.001
Relación del área del embrión con el área del perispermo	5.78±1.96 ^a	10.23±2.39 ^b	13.74±3.77 ^c	0.000

Los datos se expresan como media ± desviación estándar (n=20). La diferencia en las letras en cada variable indica el resultado de la prueba de medias comparadas de Tukey con una diferencia significativa de $p \leq 0.05$.

Las semillas de *O. arenaria* presentaron un valor alto en el grosor de la cubierta funicular dorsal (1.4 mm) y ventral (1.76 mm), área (20.22 mm²) y perímetro de la cubierta funicular (19.11 mm) y del perispermo (5.28 mm), y del porcentaje del perispermo con respecto a la semilla (4.05 %) (Figura 11 a). La especie *O. macrocentra* (Figura 11 b), por otro lado, presentó los valores más altos para el tamaño del embrión, tanto del área (6.24 mm²) como el perímetro (11.92 mm) de este, y junto con *O. engelmannii* (Figura 11 c), presentó los valores más altos para la relación del grosor de la cubierta dorsal con la ventral (1.71 mm en ambas especies).

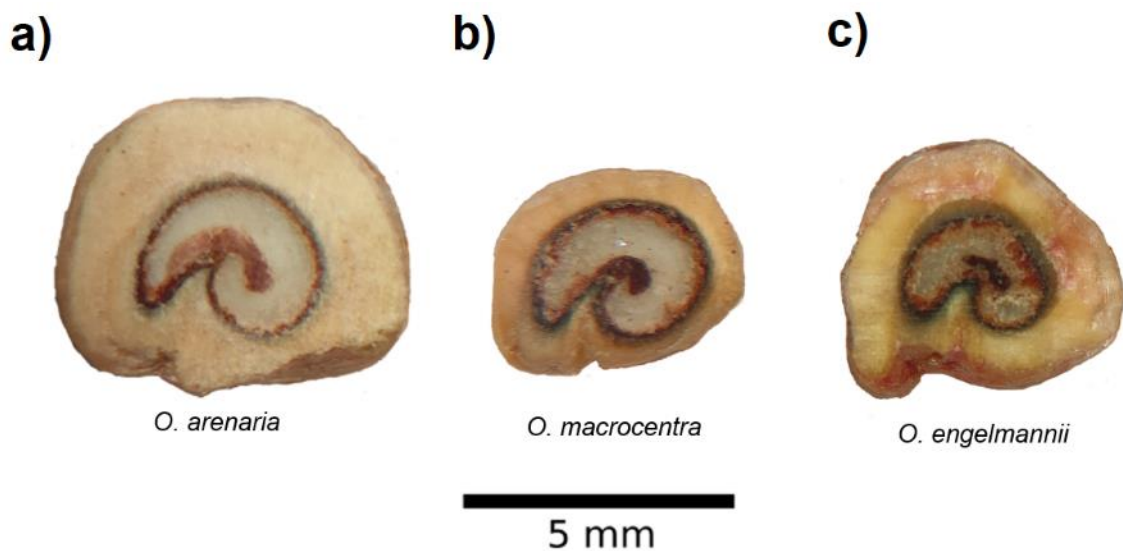


Figura 11. Semillas de las especies de *O. arenaria* (a), *O. macrocentra* (b) y *O. engelmannii* (c) con la morfología interna de cada una.

En especies de *Opuntia* evaluadas por González-Cortés et al. (2019) se observó que para *O. ficus-indica*, *O. engelmannii*, *O. durangensis*, *O. stenopetala*, *O. rastrera*, *O. megacantha* y *O. microdasys* había diferencias entre el grosor de la testa pues se encontraban en un rango de 0.3 mm hasta los 0.9 mm, valores que difieren de los obtenidos por las semillas de *O. engelmannii* y *O. macrocentra* (1.02 mm) en el presente estudio, y aún más alejados de los que se obtuvieron para la

especie *O. arenaria* con una media de 1.4 mm de grosor. En dicho estudio también se evaluó el grosor de la cubierta funicular ventral donde también se presentaron valores más altos para las especies testadas en este estudio con 1.7 mm para *O. engelmannii* y *O. macrocentra*, y 1.76 mm para *O. arenaria*, difiriendo hasta 1.4 mm presentados en semillas de *O. ficus-indica* que es la semilla más grande del estudio citado. En cuanto al área del embrión, las especies del estudio presentaron valores en un rango de 2 a 8 mm², dentro del cual se encuentran las especies *O. engelmannii* (5.74 mm²), *O. macrocentra* (6.24 mm²) y *O. arenaria* (6.08 mm²) del presente estudio.

Por otro lado, los estudios de Guerrero-Muñoz et al. (2006) y Samah et al. (2015) evaluaron la estructura interna de semillas de 24 frutos dulces y 6 frutos ácidos de especies de *Opuntia*, en los que se observó que las semillas obtenidas de todos los frutos presentaron un área del embrión de 5.15 mm² de media, un perímetro del embrión de 11.4 mm, un área del perispermo de 0.20 mm² y un perímetro del perispermo de 2.81 mm una media, donde podemos contrastar los valores obtenidos por la especie *O. macrocentra* que obtuvo un valor de 6.24 mm² para el área del embrión, siendo más grande que los embriones del estudio y que las especies *O. engelmannii* (5.74 mm²) y *O. arenaria* (6.08 mm²), en el perímetro del embrión la media fue similar a las especies de este estudio, al contrario del área y perímetro del perispermo donde las especies *O. arenaria*, *O. engelmannii* y *O. macrocentra* obtuvieron valores más altos para estas variables, al tener como mínimo un área del perispermo de 0.48 mm en el caso de *O. macrocentra* y en el perímetro del perispermo un valor de 3.07 mm por la misma especie.

En cuanto a la microscopía electrónica, se pudo observar y delimitar las partes de la morfología interna de la semilla. Se puede observar de forma clara la delimitación de las estructuras internas, por un lado, podemos ver que tiene forma campilótropa, lo que significa que el óvulo se encuentra de forma curvada, similar

a lo obtenido por Orozco-Segovia et al., (2007) en *O. tomentosa*. En el citado estudio se pudo observar incluso la chalaza (que es un poro regulador de la absorción del agua) y su posición próxima al área del funículo, el área micropilohiliar e incluso los cotiledones, esto porque fueron semillas con más tiempo de almacén y también con un tratamiento donde enterraban las semillas por algunos meses en una zona conocida y después de 7 meses se determinó la morfología interna de la semilla, por lo que se diferenciaban más las estructuras que se encontraban deshidratadas y dejaban espacios entre estructuras, a diferencia de las semillas de este trabajo donde tienen solo un año de almacén, por lo que aún no se han deshidratado demasiado o se ha degradado la cubierta funicular por el tiempo transcurrido (Figura 12).

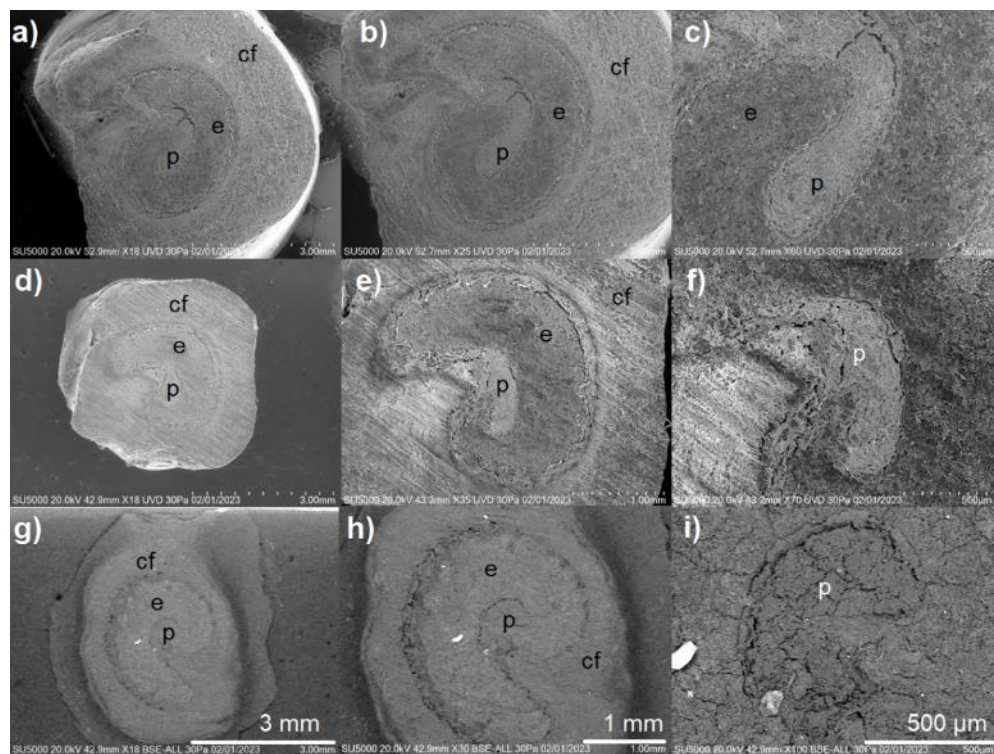


Figura 12. Semillas de las especies *O. arenaria* (a-c), *O. engelmannii* (d-f) y *O. macrocentra* (g-i) en microscopía electrónica de barrido a una profundidad de campo de 3 mm a 500 μm. Donde cf: cubierta funicular, e: embrión, p: perispermo.

Análisis discriminante canónico

Para verificar que los caracteres externos e internos de las semillas eran funcionales para la separación de las especies fue necesario realizar un análisis discriminante canónico (ADC). Este análisis multivariado es usado como complemento para la interpretación de resultados, por lo que permite identificar diferencias entre grupos de estudio a partir de las medidas de caracteres de los individuos de cada grupo y así facilitar la comprensión de las relaciones entre las variables que fueron evaluadas y discriminar entre los grupos *a priori*, además de determinar si hay un orden y dimensionalidad en los datos estudiados (Lorbes-Medina et al., 2014).

Cuadro VII. Funciones discriminantes utilizados en el ADC de los 21 caracteres evaluados de la morfología de las semillas de las especies de *Opuntia*.

Función	Autovalor	% de varianza	% acumulado	Correlación canónica
1	45.773 ^a	95.4	95.4	0.989
2	2.208 ^a	4.6	100.0	0.830
a. Se utilizaron las primeras dos funciones discriminantes canónicas en el análisis.				

El análisis mostró que las primeras dos funciones explican el 100 % de la varianza total (Cuadro VII). La primera explicó el 95.4 % de la varianza total y las variables que correlacionaron fueron el peso de la semilla, ancho de la semilla, área de la cubierta funicular, área de la semilla, área del perispermo, grosor de la cubierta funicular dorsal, grosor de la cubierta funicular ventral, largo de la semilla, perímetro de la semilla, perímetro de la cubierta funicular, perímetro del perispermo, porcentaje del área de perispermo con respecto a la semilla, relación del área de la semilla con el área del embrión, relación del área de la semilla con el área del perispermo, relación del área del embrión con el área del perispermo y la relación del grosor de la cubierta funicular de la zona ventral con la zona dorsal,

las cuales permitieron discriminar mejor entre las especies de *Opuntia*. La segunda función explicó el 4.6 % de la varianza total y las variables que correlacionaron con esta función fueron el porcentaje del área del embrión con respecto a la semilla, grosor de la semilla, perímetro del embrión, relación largo/ancho y el área del embrión (Figura 13).

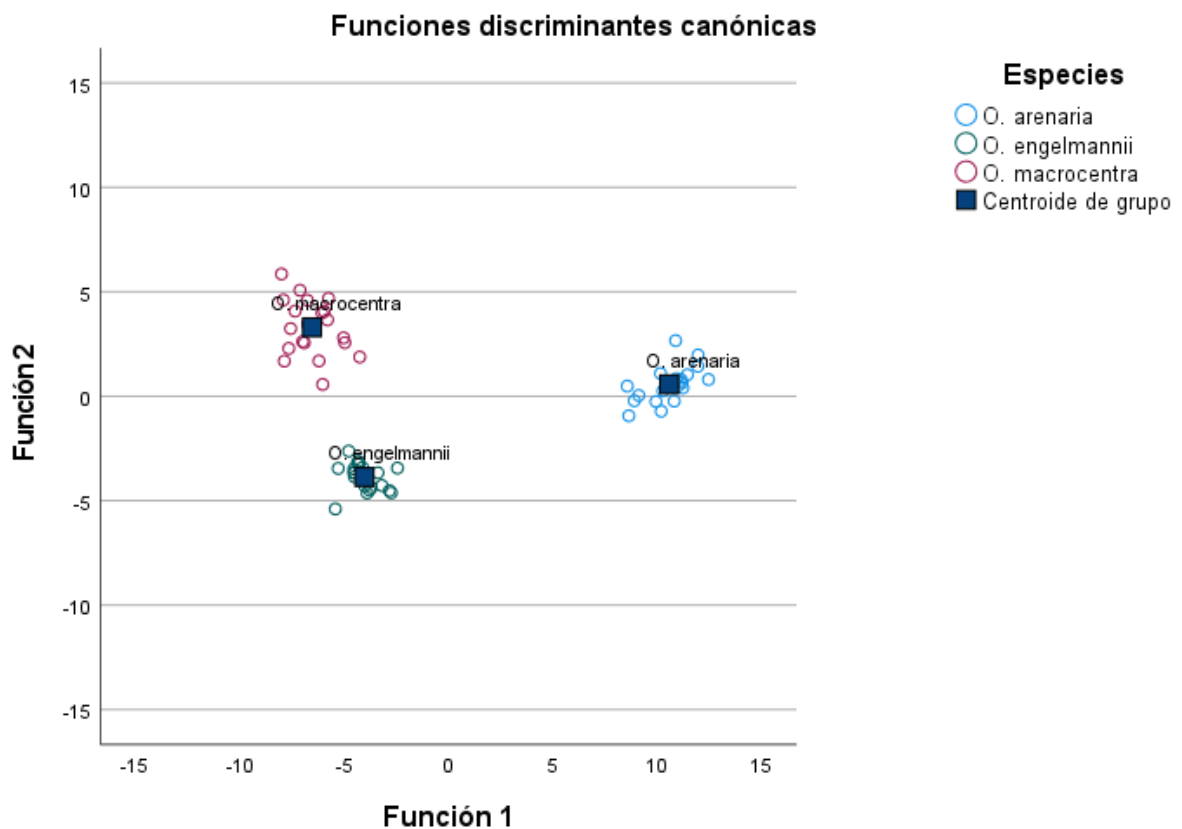


Figura 13. Análisis discriminante canónico de las características externas e internas de las especies de *Opuntia*. Donde los puntos significan cada una de las variables evaluadas en las semillas.

Las características morfológicas de semillas y frutos de especies del género *Opuntia* sometidos a análisis de tipo multivariado, permiten establecer el grado de domesticación en el que se encuentran las especies, siendo el largo y el grosor de

la testa de las semillas que se han utilizado como criterios de selección para explicar la diversidad fenotípica por la plasticidad del género (González-Cortés et al., 2019; López-Borja et al., 2017; López-Palacios et al., 2015). Samah et al. (2015) y Samah & Valadez-Moctezuma (2014) evaluaron los mismos valores morfométricos tanto externos como internos de las semillas de accesiones del género colectadas en Zacatecas, en el cual se utilizó el análisis discriminante canónico y análisis de componentes principales para diferenciar las variables que permitían discriminar entre especies, obteniendo que el área, el perímetro y el ancho de la semilla fueron los que presentaron mayores diferencias, y siendo los que más contribuyeron a separar las accesiones y también separar las especies por el tipo de fruto que presentaban, ya fuera fruto dulce (tuna) o fruto ácido (xoconostle), siendo así que en general son caracteres con un alto poder discriminativo por lo que difirió un poco de los resultados del presente estudio ya que el grosor de la semilla no se encontró dentro la primera función como el área y el perímetro de la semilla. No obstante, los caracteres morfológicos evaluados permitieron separar las tres especies de forma que se concentraron en el centroide de cada grupo. La importancia de la discriminación entre los ítems usados para separar las especies son fundamentales para determinar si una especie nativa se comporta diferente a lo largo de su distribución natural y así conocer cómo afectan los factores ambientales a los distintos parámetros que pueden ser evaluados en las plantas, en este caso podemos resaltar específicamente las especies de *Opuntia* que son capaces de adaptarse a su entorno y proliferar en el mismo, además de tener una tendencia a la hibridación formando progenie fértil de híbridos intergenéricos e interespecíficos por lo que se hace difícil la identificación de especies, razón por la cual se toman varios caracteres morfológicos para la descripción y así poder definir las específicamente, incluyendo también caracteres moleculares para apoyar la separación (Porrás-Flórez et al., 2018). Siendo

entonces Samalayuca un área de condiciones extremas, es claro que la energía se va a concentrar en el almacenamiento de nutrientes, expansión de la raíz, producción de frutos poco carnosos y con semillas muy agregadas, cladodios grandes, reproducción asexual por esquejes o adaptación a hábitos rastreros, entre otros, llevando a tener plantas más pequeñas, frutos y semillas de tamaño pequeño, además de la distribución concreta lejos de asentamientos humanos en expansión.

Características del suelo

Las muestras de suelo presentaron porcentajes de partículas de arena en un rango de 67 a 74 %, en comparación con los niveles de menos del 20 % para los porcentajes de limo y arcilla. Según la Norma Oficial Mexicana 021 (NOM-021-SEMARNAT-2000), la textura puede interpretarse con el triángulo de texturas de la USDA donde a partir de los porcentajes obtenidos de cada tipo de partícula se puede nombrar el tipo de suelo. En el caso del suelo de *O. engelmannii*, se presentaron proporciones de arena-limo-arcilla de 67-16-16, respectivamente, siendo entonces del tipo franco arenoso; mientras que para *O. macrocentra* y *O. arenaria* el suelo es de tipo franco arenoso por tener un porcentaje de arena mayor al 70 % (Figura 14). Según Coyne (2000), la estructura del suelo es un factor influyente en el intercambio gaseoso con la atmósfera y, la agregación de las partículas y el tamaño de los poros permiten o no la fijación de micronutrientes, ya que generalmente, los que están adheridos a las arcillas no están disponibles; también influye en la fijación de los microorganismos pues aportan una superficie donde fijarse y un área de respiración para las raíces donde igualmente es más sencilla la adherencia a las partículas más pequeñas como la arcilla o el limo, además que la arena permite una alta infiltración de agua por lo que se reduce la humedad en el medio, aun así estén aglomeradas las raíces de las plantas.

El porcentaje de saturación de los tres suelos de las tres especies se presentaron por debajo del intervalo (32.01-41) y entre especies fueron similares mostrando valores entre un 26 y 27 %. La conductividad eléctrica fue mayor en el suelo asociado a *O. macrocentra* (0.49 mmhos/cm) y menor en el de *O. arenaria* (0.33 mmhos/cm), lo cual indica que no existen problemas de acumulación de sales solubles en ambos casos, clasificado como efectos despreciables de la salinidad. El porcentaje de saturación es un método para determinar los cationes solubles, generalmente de magnesio, sodio, potasio y calcio, e indica el balance que tienen los cationes en el suelo. Los valores obtenidos fueron muy bajos los suelos de las tres especies, lo que significa que, aunque hay presencia de los minerales (según los datos de contenido de minerales), no todos están disponibles en el suelo según la NOM-021-SEMARNAT-2000.

La conductividad eléctrica fue mayor en los suelos donde se desarrolla *O. macrocentra* (0.49 mmhos/cm) y menor en *O. arenaria* (0.33 mmhos/cm). Este parámetro determina la concentración de sales solubles, a mayor cantidad de sales disueltas, mayor será la conductividad eléctrica de la muestra de suelo. En este caso, los valores de conductividad eléctrica fueron bajos por lo que podemos inferir en que es un suelo sin problemas de exceso de sales (Teixeira-Roth et al., 2016). Este valor se puede ver influenciado por la capacidad de intercambio catiónico (CIC), debido a que se incrementa la composición de sales en el sustrato y es mayor a la consumida por los organismos del suelo; sin embargo, en este estudio el suelo *O. macrocentra* presentó un valor de 16.56 cmolc/kg de sustrato, estando en el mínimo del rango, lo que indica que el suelo carece de problemas de exceso de sales (Bárbaro et al., 2005). Podemos ver reflejada esta baja cantidad de sales en los valores de carbonatos que presentaron los suelos de la rizósfera, con un porcentaje menor a 3 %, muy por debajo del 6 % que es el mínimo en el intervalo según la norma antes mencionada, la concentración de estas sales también puede

influir en el cambio de pH del suelo, ya que los carbonatos son un agente básico, generando un pH medianamente alcalino (Maza-Maza et al., 2021). Los carbonatos también pueden afectar la disponibilidad de magnesio y cobre ya que se vuelven insolubles, mismo caso con el fósforo, formando fosfatos insolubles; en este caso, el suelo colectado fue ligeramente calcáreo pues se encuentran concentraciones de carbonatos de entre 2 y 5 %, algo muy común para las zonas áridas y semiáridas por las bajas precipitaciones anuales (Marzuela, 2013).

El suelo donde se desarrolla la especie *O. macrocentra* presentó los valores más altos para materia orgánica, con un 0.41 %, siendo aun así bajo con respecto al valor de 1.21 a 1.6 % propuesto en la norma NOM-021-SEMARNAT-2000. La materia orgánica del suelo se va distribuyendo y modificando debido al uso de suelo, donde la presencia de vegetación nativa y el suelo sin perturbaciones va a favorecer la existencia de valores aceptables o altos de esta variable. Sin embargo, en medios extremos, la cantidad de vegetación es limitada, por lo que ocurre lo mismo con la materia vegetal en descomposición que puede ser aprovechada por los microorganismos del suelo (Pacasa-Quisbert et al., 2017). Los hongos saprófitos son organismos muy importantes en la descomposición de materia orgánica, mismos que permite que haya circulación de elementos, aunque según Pacasa-Quisbert et al. (2017) en análisis a suelos no perturbados y agrícolas, se ha podido observar que la presencia, abundancia y diversidad de este tipo de hongos, no se relaciona con el porcentaje de materia orgánica en el suelo, siendo un factor que pasa a segundo término después de pH o conductividad eléctrica, que son variables más determinantes.

El pH está muy poco relacionado con la presencia o abundancia de hongos, esto se debe a que las comunidades microbianas toleran un rango amplio de pH sin verse afectados en su desarrollo, este mismo factor puede influir en la solubilidad de los nutrientes del suelo, aun así, en este estudio se presentaron valores neutros

o ligeramente alcalinos donde muchos nutrientes se encuentran disponibles, por lo que podría estar ocurriendo algún otro proceso que interfiera en la disponibilidad de nutrientes o simplemente el suelo carece de éstos por la baja actividad biológica (Coyne, 2000; Pacasa-Quisbert et al., 2017). Según Quiñónez-Martínez et al., (2018), en suelos del noreste de México se presentan valores de entre 7 y 8 de pH, esta tendencia a la alcalinidad puede interferir en la solubilidad de macro y micronutrientes del suelo, siendo el nitrógeno y el fósforo donde más llega a influir este factor.

Sobre el contenido mineral de los suelos, se encontraron deficiencias generales en carbonatos, nitratos, sodio, cobre, hierro, manganeso y zinc, caso contrario para el fósforo, potasio, calcio y magnesio que estaban en niveles altos o suficientes para el suelo. En el suelo de la tres especies se determinó un alto contenido en fosforo, potasio, calcio y magnesio junto con el porcentaje de potasio y calcio.

Cuadro VIII. Resultados de los análisis de suelo de la rizósfera de las especies de *Opuntia*.

Análisis	Especies			Intervalo*
	<i>O. arenaria</i>	<i>O. engelmannii</i>	<i>O. macrocentra</i>	
% arena	73.568	67.568	73.568	
% limo	10.4	16.4	12.4	
% arcilla	16.032	16.032	14.032	
C.H. (cm/h)	32.16	21.23	19.42	1.68-4.2
% de saturación	27	26	26.5	32.01-41
pH	7.71	7.6	7.91	7
C.E (mmhos/cm)	0.33	0.4	0.49	1.15
CIC (cmolc/kg)	16.45	15.7	16.56	15.1-25
Materia orgánica (%)	0.26	0.31	0.41	1.21-1.6
CaCO ₃ (%)	1.47	2.64	2.93	6.01-15
N-NO ₃ (kg/ha)	127.5	93.75	123.75	150.1-300
P (kg/ha)	30.67	32.42	26.87	22-25.9
K (mg/kg)	187.5	225	200	80.1-160
Ca (mg/kg)	2850	2587.5	2750	750.01-2500
Mg (mg/kg)	150	187.5	187.5	40.1-80
Na (mg/kg)	112.5	150	175	500-1000
Cu (mg/kg)	0.16	0.38	0.24	5.01-10
Fe (mg/kg)	1.26	1.52	1.86	20.1-40
Mn (mg/kg)	2.82	5.04	4.18	40.1-80
Zn (mg/kg)	0.12	0.18	0.2	5.1-10
Potasio (%)	5.68	7.14	6.04	3.1-4
Calcio (%)	86.36	82.14	83.02	60.1-75
Magnesio (%)	4.55	5.95	5.66	10.1-15
Sodio (%)	3.41	4.76	5.28	3.1-5

*El intervalo se basa en la Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000

En los suelos del tipo arenosoles se pueden obtener bajos porcentajes de contenido en materia orgánica, por lo que generalmente también tienen baja cantidad de minerales; esto es en parte porque la aportación durante el ciclo

biológico es muy poca y la textura puede llevar a que haya una baja actividad en el suelo (Murray-Núñez, 2015).

Por esto mismo, es que, en cuestiones generales, las muestras de suelo presentaron deficiencias en la mayoría de los minerales evaluados, salvo por el fósforo, potasio, calcio y magnesio, los cuales se encontraban en cantidades suficientes o altas (Cuadro VIII).

Presencia de hongos filamentosos en la rizósfera

Los datos de las UFC/mL no presentaron normalidad en la prueba de Tukey por lo que se realizó una prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis. Se observó que hay diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre los medios de cultivo, siendo mejor medio selectivo el rosa de bengala donde las UFC/mL fueron mayores que en el medio PDA, en el caso de las diluciones, la que presentó un mayor conteo de UFC/mL fue la de 1×10^{-2} y, en el caso de las especies, *O. arenaria* fue la que presentó un mayor número de UFC/mL (Figura 15). En un plano general, la especie *O. arenaria* es la que presentó un mayor conteo de UFC/mL en la dilución y el medio Rosa de bengala fue el medio selectivo en el que se desarrollaron mejor las colonias fúngicas.

En el estudio de Soto-Aquino et al. (2018) en una zona semiárida de Zapotitlán en el estado de Puebla, se encontró una variación de poblaciones rizosféricas en épocas de lluvias y de sequía en parches de vegetación de tipo matorral, tetechera y cardonal de *Viguiera dentata* y *Ferocactus latispinus*, donde se vieron afectados los valores de UFC al ser menores en temporada de sequía que en temporada de lluvia, considerando también que la especie vegetal será determinante o estará directamente relacionada con el número y el taxa de microorganismos presentes en las raíces. Así mismo, se menciona que la presencia de hongos de la rizósfera

pueden ser un factor determinante para los suelos, ya que son sensibles al tipo de planta, clima, disponibilidad de nutrientes, calidad y cantidad de materia orgánica y la humedad del suelo.

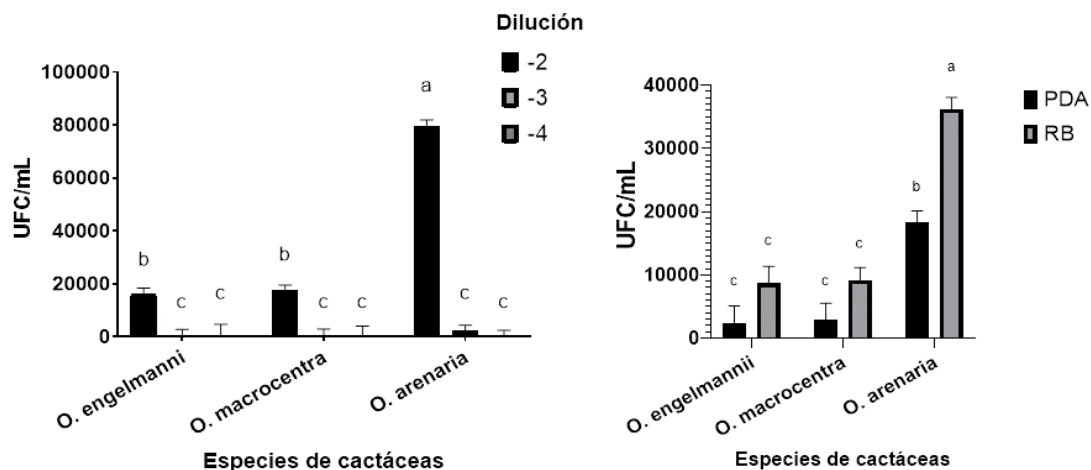
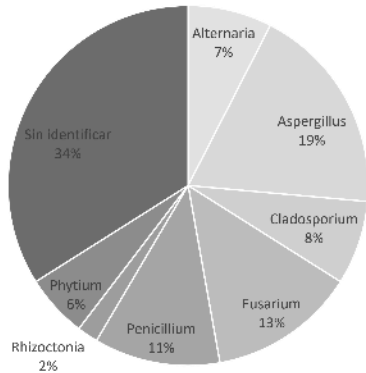


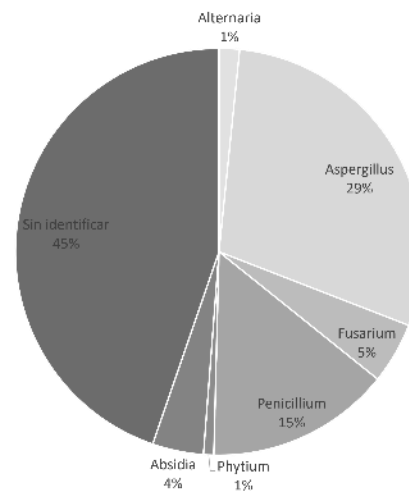
Figura 15. Gráfica de conteo de UFC/mL comparando las diluciones y medios para cada especie. Los datos se expresan como promedio \pm desviación estándar (n=9 por cada dilución). Letras diferentes (a – c) indican una diferencia significativa en $p \leq 0.05$ según la prueba de Kruskal-Wallis.

A partir de las cepas obtenidas, se determinó que los géneros de hongos filamentosos encontrados en el suelo de la rizósfera de *O. engelmannii* y *O. macrocentra* fueron muy diferentes entre sí (Figura 16). En el suelo de la primera especie se encontraron los géneros de *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Rhizoctonia*, *Pythium*, *Absidia* y algunas levaduras (Figura 16 a). En el suelo de *O. macrocentra* se encontraron los géneros *Alternaria*, *Aspergillus*, *Absidia* y algunas levaduras, teniendo menor diversidad de hongos filamentosos (Figura 16 c).

a)
Géneros de hongos filamentosos encontrados en la rizosfera de *O. engelmannii*



b)
Géneros de hongos filamentosos encontrados en la rizosfera de *O. arenaria*



c)
Géneros de hongos filamentosos encontrados en la rizosfera de *O. macrocentra*

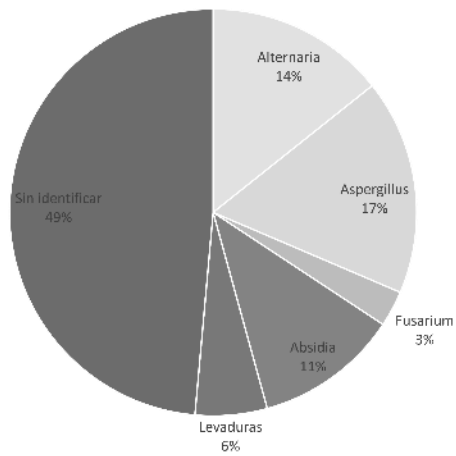


Figura 17. Gráfica de presencia de géneros de hongos filamentosos del suelo de a) *O. engelmannii*, b) *O. arenaria* y de c) *O. macrocentra* respectivamente con porcentaje de frecuencias.

Dado que la identificación se llevó a cabo por medio de caracteres macroscópicos y microscópicos basados en la morfoespecie, se pudieron identificar muy pocos géneros y esto se puede deber a que no todos los hongos esporulan en medio de cultivo, pues no generan estructuras como esporas o esporangios diferenciales que permitan una identificación por medios morfológicos, siendo necesario realizar estudios moleculares para su certera identificación (Vanegas-Berrouet et al., 2014). Se incluye a este tipo de morfotipos en un grupo artificial y especial denominado como *Mycelia sterilia*, ya que son crecimientos miceliales que carecen de esporas y estructuras reproductoras, esto porque para la sistemática moderna los caracteres como morfología de esporas o de estructuras reproductoras siguen siendo importantes para la identificación y muchos hongos endófitos carecen de dichas estructuras aun teniendo cultivos axénicos, es decir, no esporulan en cultivos *in vitro* siendo imposible la identificación sin los caracteres morfológicos (Vanegas-Berrouet et al., 2014).

En el artículo de Flores-Margez et al. (2020) donde se realizó la identificación de hongos microscópicos en suelo de Ascensión y Ciudad Juárez, destacando la alta presencia de los géneros *Aspergillus*, *Bipolaris*, *Rhizopus* y *Phytium*, siendo *Aspergillus* el género predominante en las 234 muestras de suelo que se colectaron. Además, se realizó una caracterización del suelo y se relacionaron estos aspectos con la presencia de las cepas fúngicas, donde en su mayoría eran muestras de suelo tipo franco arcilloso, mientras que en este estudio fue de tipo arenosol. Otros géneros encontrados en menor cantidad fueron *Alternaria*, *Phoma*, *Eurotium*, *Penicillium*, *Acremonium* y *Fusarium*.

Caracterización de los géneros fúngicos del suelo

Género Aspergillus

Este género se encontró en el suelo de las tres especies, con un 29 % de presencia en las muestras de suelo compuestas de rizósfera de *O. arenaria*, 18 % en *O. engelmannii* y 17 % en *O. macrocentra*, siendo el género predominante y esto se debe a que es un hongo cosmopolita, mismo que resiste condiciones extremas que le permiten desarrollarse en ambientes hostiles (Baniya, 2022). Es un hongo saprófito considerado como un tipo de moho que se encuentra en la materia orgánica en degradación, se conocen más de 200 especies de este género, siendo también causantes de enfermedades en diferentes organismos. Comúnmente las especies *A. flavus*, *A. fumigatus*, *A. terreus*, *A. versicolor*, *A. nidulans* y *A. niger* son patógenos en plantas al causar enfermedades severas en maíz, cacahuate y algodón; en humanos y animales causan aspergilosis, lo que puede llevar a padecer aflatoxicosis e incluso cáncer de pulmón, dañando generalmente a aquellos organismos inmunocomprometidos (Amaike & Keller, 2011). Se encuentra en diferentes matrices ambientales y puede desarrollarse en alimentos, compostas, aparatos de ventilación y demás, siendo un hongo muy prolífico (Baniya, 2022).

Aspergillus se encuentra dentro de la clase Eurotiomycetes, en el orden Eurotiales, y en la familia Trichocomaceae, sus hifas son septadas que se dividen de forma dicotómica teniendo una forma de verticilos, las cepas pueden tener colores de negro a blanco dependiendo de la especie y las condiciones de crecimiento a las que fueron expuestas, sus estructuras reproductivas son conidióforos las cuales son hifas especializadas donde se forman los conidios que son esporas asexuales (Figura 17 d) (Abarca, 2000; Baniya, 2022; Gilchrist-Saavedra et al., 2005; Samaniego-Gaxiola & Chew-Madinaveitia, 2007; Staib

et al., 1978). El conidióforo de este género se caracteriza por tener tres partes que se pueden diferenciar muy bien que son el pie, el estipe y la vesícula, siendo esta última donde se encuentran las fiálides, que son células conidiógenas donde están unidos los conidios, pueden presentar métulas mismas que están entre la vesícula y las fiálides, lo que hace la cabezuela del conidióforo más grande y se ven más separadas las partes que la componen (Figura 17 c) (Abarca, 2000).

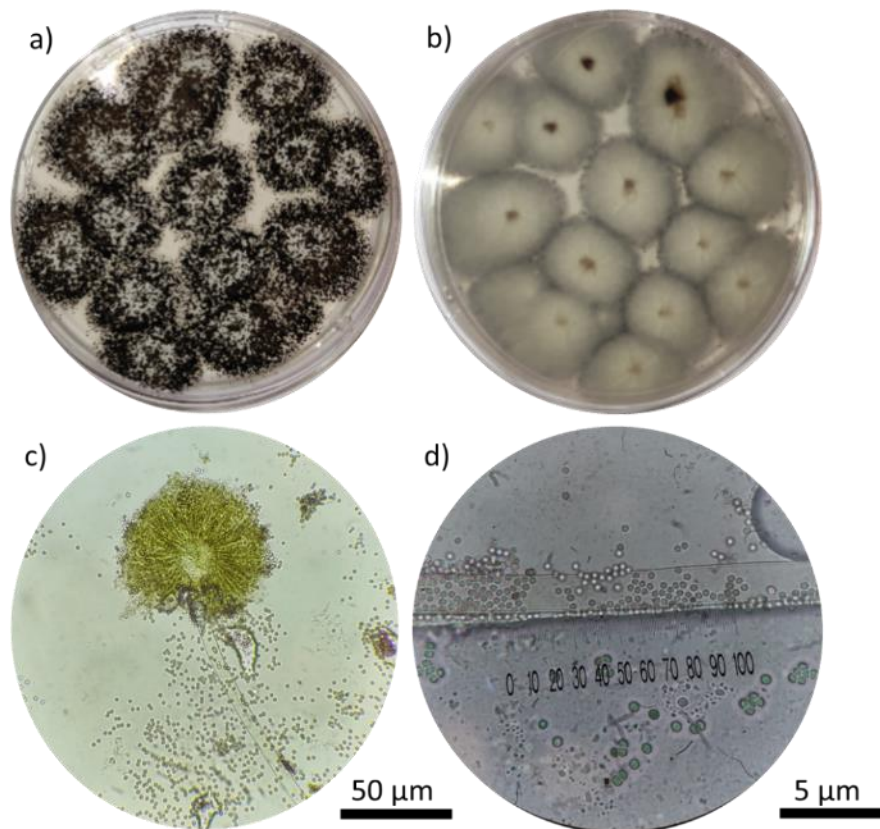


Figura 17. Características morfológicas de *Aspergillus niger*. Donde: a) anverso y b) reverso del cultivo micelial, c) estructura reproductiva de tipo conidióforo y d) conidios.

Género *Alternaria*

El género *Alternaria* se encontró en las muestras de suelo de las tres especies de *Opuntia*, siendo mayor en los de *O. macrocentra* donde presentó un 14 %, un 7 % en los de *O. engelmannii* y 2 % en los de *O. arenaria* teniendo muy poca presencia en el suelo de estas dos últimas especies. Este es un tipo de hongo patógeno, de hábito saprofita y distribución cosmopolita, la estructura característica son sus conidios concatenados en forma de barril (Woudenberg et al., 2015). Su micelio y conidios son de color pardo, sus conidios se conocen como dictiosporas, estos son pluricelulares, con septos transversales, suelen estar en cadenas, aunque también pueden encontrarse de forma solitaria (Figura 18 c) (Garcés- Granada et al., 2015).

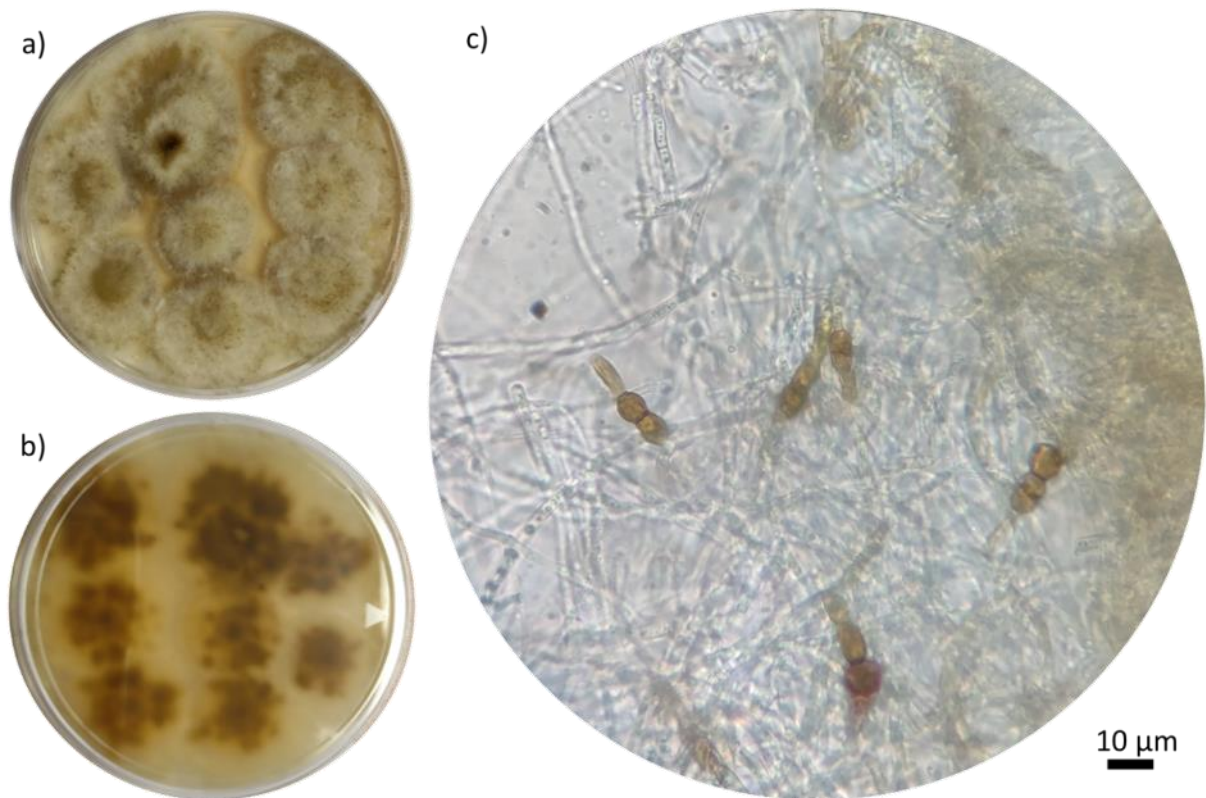


Figura 18. Características morfológicas de *Alternaria* sp. Donde: a) anverso y b) reverso del cultivo micelial, c) conidios característicos del género observados en el objetivo 100x.

Género *Pythium*

El género *Pythium* se encontró solo en el suelo de *O. arenaria* (1 %) y *O. engelmannii* (5 %). Estas son especies de hongos cosmopolitas patógenos para las plantas, algas y otros hongos. Se caracteriza por tener un esporangio en forma de saco cuyo contenido son esporas asexuales móviles llamadas zoosporas, los esporangios pueden ser lobulados, globosos o filamentosos (Figura 19 c). Los conidios pueden ser desde esféricos o globosos hasta elipsoidales, sus talos pueden ser cenocíticos con micelio irregularmente ramificado (Figura 19 d) (Gilchrist-Saavedra et al., 2005).

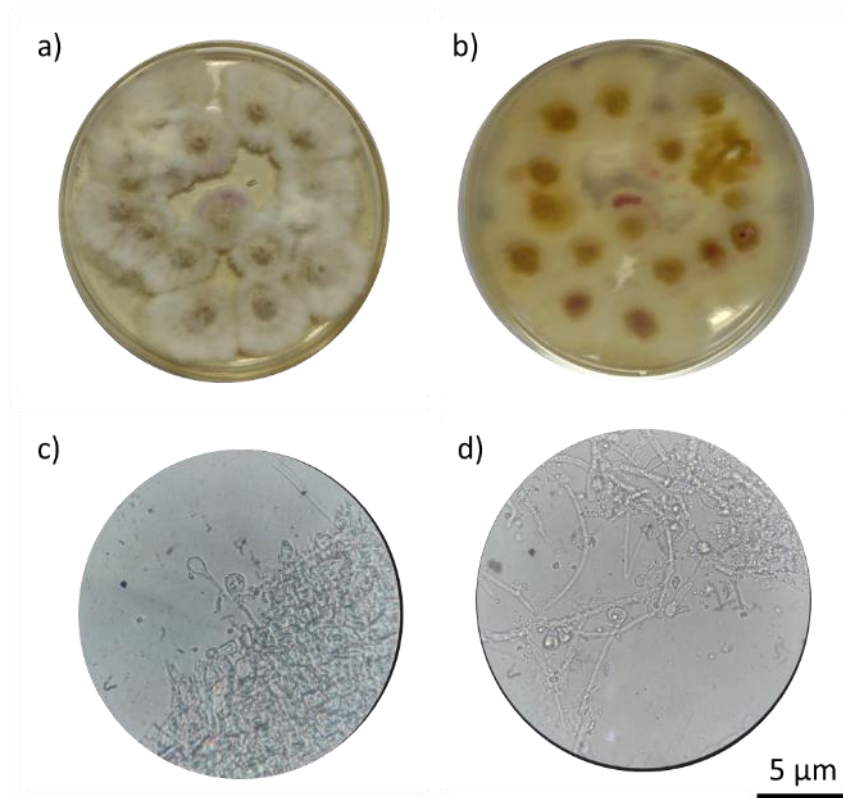


Figura 19. Características morfológicas de *Pythium* sp. Donde: a) anverso y b) reverso del cultivo micelial, c) y d) conidios característicos del género.

Género Penicillium

El género *Penicillium* presenta hongos de tipo cosmopolita, sin embargo, solo se presentó en *O. arenaria* y *O. engelmannii* con 14 y 11 %, respectivamente. Las colonias son de crecimiento rápido, al principio presentan una coloración blanquecina y con el tiempo adquieren color azul, azul verdoso, verde, gris oliva o algunos tonos rosados, con reverso amarillo cremoso y puntos rojos (Figura 21 a y b). La textura es generalmente plana, pero también puede ser de tipo filamentosa o aterciopelada, además de presentar gotas de exudado. Presenta hifas hialinas y septadas (Figura 20 c). Los conidióforos presentan métulas, que son ramas secundarias, estas tienen forma cilíndrica, presentan paredes lisas y portan fiálides en forma de matraz, de las cuales surgen cadenas de conidios sin ramificar formando el penacho característico del género (Figura 20 c y d) (Gilchrist-Saavedra et al., 2005; Pacasa-Quisbert et al., 2017; Samaniego-Gaxiola & Chew-Madinaveitia, 2007; Staib et al., 1978).

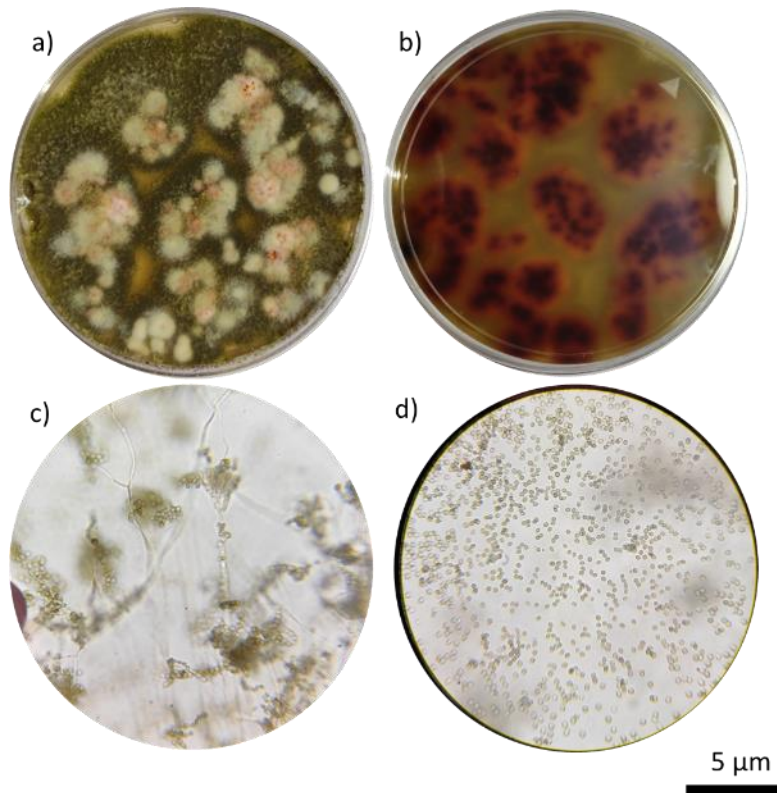


Figura 20. Características morfológicas de *Penicillium* sp. Donde: a) anverso y b) reverso del cultivo micelial, c) estructura reproductiva de tipo conidióforo y d) conidios.

Género Absidia

Absidia es un género de hongos zigomicetos comunes en el medio ambiente, se encontró en el suelo de *O. macrocentra* y *O. arenaria* con 11 y 4 %, respectivamente; se caracteriza por tener un crecimiento blanquecino que a las 48 o 72 h se torna grisáceo, es de tipo algodonoso y tiende a llenar por completo el medio de cultivo. Su micelio es cenocítico, hialino y ramificado, presenta rizoides y sus esporangióforos son largos y de gran tamaño con una columela de forma piriforme que sostiene el esporangióforo donde se encuentran numerosas

esporangiosporas (Figura 21 c y d) (Pacasa-Quisbert et al., 2017; Panizo et al., 2005; Santibáñez Escobar et al., 2011; Stockman et al., 1993; Vila, 2002).

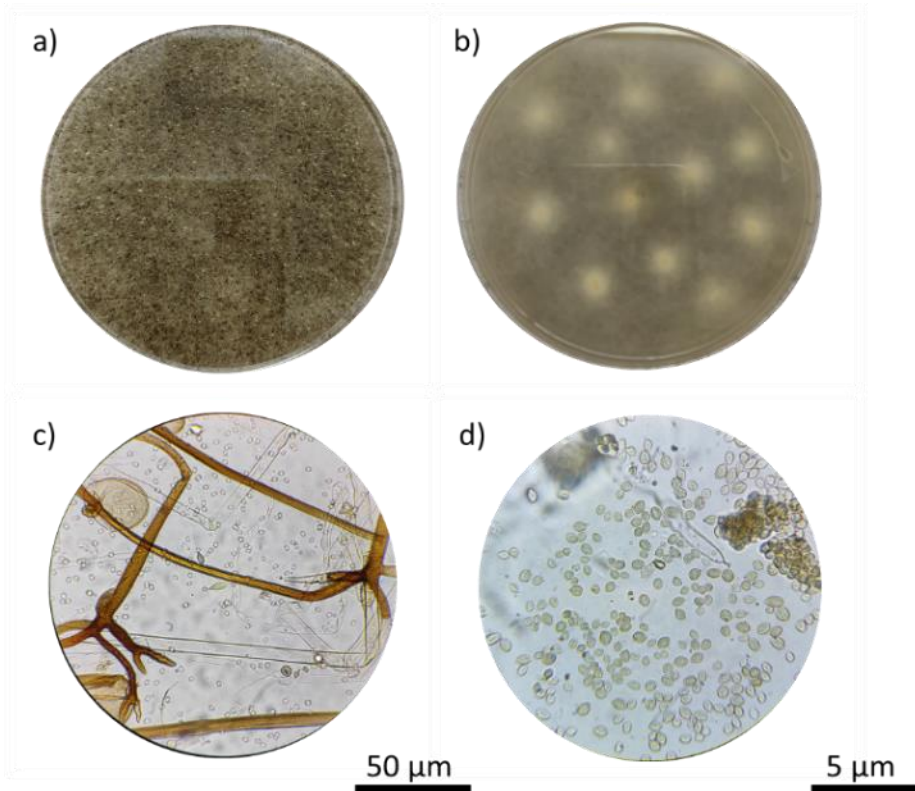


Figura 21. Características morfológicas de *Absidia* sp. Donde: a) anverso y b) reverso del cultivo micelial, c) estructura reproductiva y d) conidios.

Género Cladosporium

Cladosporium es un tipo de hongo filamentososo con coloración oscura, se encontró solo en el suelo muestreado en la rizósfera de *O. engelmannii* con un porcentaje de 7 %. Este hongo forma colonias de tipo aterciopeladas, de color blanco cremoso hasta oscurecerse y generar un color gris verdoso, verde oliva o marrón (Figura 22 a). Sus hifas son septadas, con tonalidades de color hialino a marrón, en estas se

encuentran los conidios en cadenas ramificadas, estos son unicelulares, cilíndricos o elipsoides (Figura 22 c y d) (Samaniego-Gaxiola & Chew-Madinaveitia, 2007; Silva-Hughes et al., 2015a).

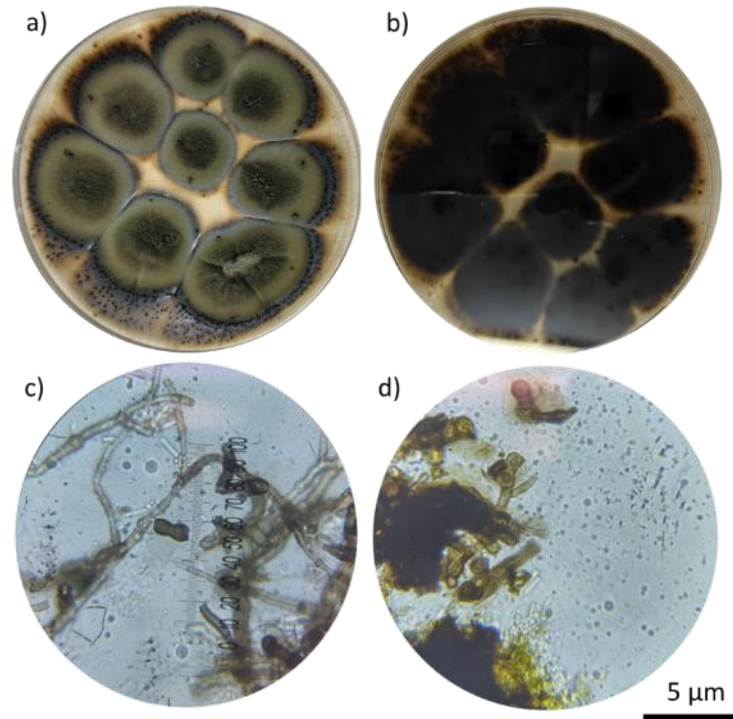


Figura 22. Características morfológicas de *Cladosporium* sp. Donde: a) anverso y b) reverso del cultivo micelial, c) estructura reproductiva y d) conidios.

Género Fusarium

El género *Fusarium* es conocido ampliamente por ser un hongo cosmopolita y muy patógeno para distintos organismos, se encontró en las tres especies con porcentajes de 12 % en *O. engelmannii*, 5 % en *O. arenaria* y 3 % en *O. macrocentra*. Los cultivos pueden ser de color blanquecino, crema, rojizo, púrpura, rosa o anaranjado, de tipo algodonoso (Figura 23 a). Sus hifas son septadas,

hialinas, también presenta clamidosporas, siendo segmentos de la hifa que se modifican y sirven para garantizar la supervivencia del hongo (Figura 23 c). Se caracteriza por la presencia de conidios en forma de canoa, con doble pared, lisos o rugosos, aislados o en pareja (Figura 23 d) (Avilés & Granja, 2014; Gilchrist-Saavedra et al., 2005).

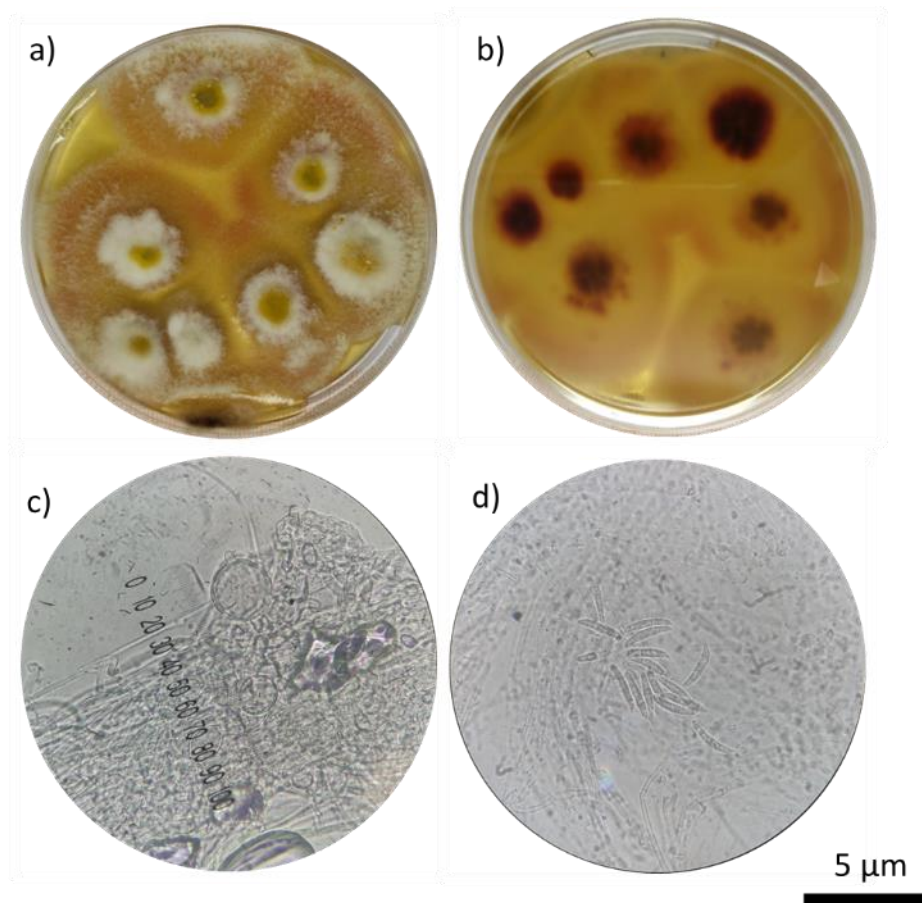


Figura 23. Características morfológicas de *Fusarium* sp. Donde: a) anverso y b) reverso del cultivo micelial, c) estructura reproductiva y d) conidios.

Género *Rhizoctonia*

El género *Rhizoctonia* es un hongo saprófito de amplia extensión territorial. Las cepas presentan un crecimiento micelial de color marrón, sus hifas son hialinas con largas ramificaciones con ángulos rectos y con septos cerca del punto de origen de cada ramificación, carecen de esporulación y cuando la hay sus conidios son ovalados y alargados, hialinos y solitarios (Figura 24 c y d) (Gilchrist-Saavedra et al., 2005; Samaniego-Gaxiola & Chew-Madinaveitia, 2007).

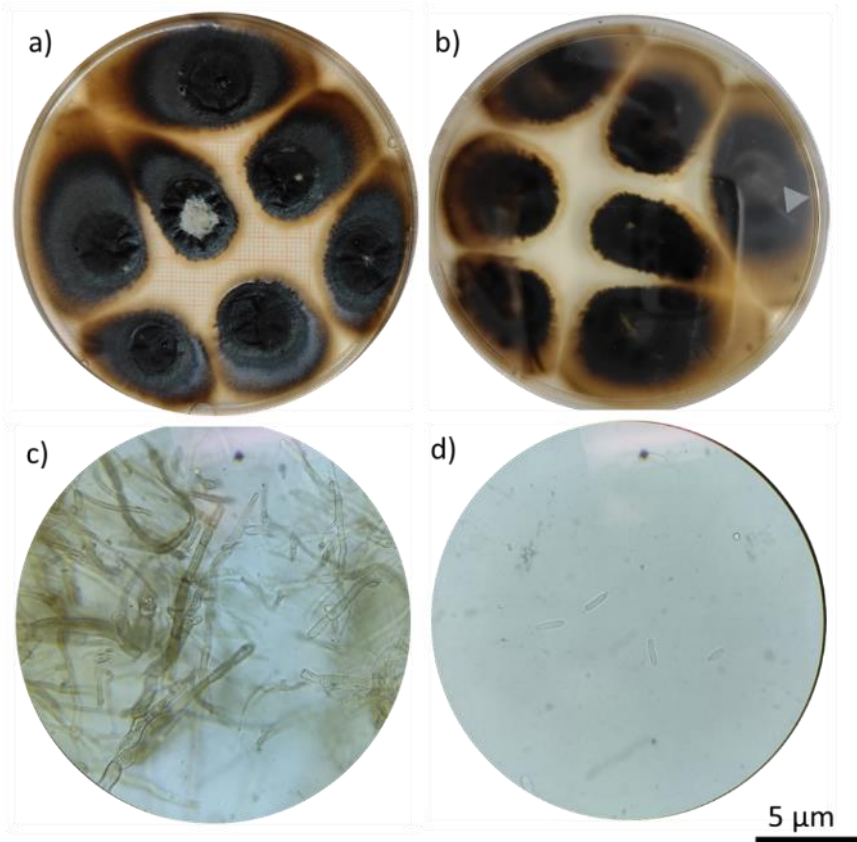


Figura 24. Características morfológicas de *Rhizoctonia* sp. Donde: a) anverso y b) reverso del cultivo micelial, c) estructura reproductiva y d) conidios.

Descripción de las especies de *Aspergillus*

Las especies de *Aspergillus* se dividen en cinco secciones: Fumigati, Flavi, Nigri, Terrei y Nidulante, las más comunes son *A. niger* (Nigri), *A. terreus* (Terrei), *A. fumigatus* (Fumigati) y *A. flavus* (Flavi) (Sugui et al., 2015; Wijayawardene et al., 2020).

La especie fúngica *A. niger* se encontró en las muestras de suelo de las tres especies y se caracteriza por tener un aspecto blanco grisáceo, donde en su desarrollo adquiere pigmentos amarillentos y se va cubriendo de puntos color negro que son los conidióforos, estos son grandes, de color café oscuro, biseriadas, poseen mótulas y fiálides de color marrón, los conidios son globosos a subglobosos, de color negro o marrón oscuro y de paredes rugosas (Figura 25 a) (Salazar & Rua, 2012).

La especie fúngica *A. terreus* se encontró en el suelo de *O. arenaria* y *O. macrocentra*. Posee colonias de color café canela, de aspecto denso y algodonoso, las cabezuelas son biseriadas, compactas y columnares, sus conidióforos son cortos, hialinos y lisos, los conidios son globosos, hialinos o un poco amarillentos con pared lisa (Figura 25 b) (Salazar & Rua, 2012).

La especie fúngica *A. flavus* se encontró en el suelo de *O. arenaria* y *O. macrocentra* y se caracteriza por tener un crecimiento micelial rápido donde su desarrollo inicial es de color blanco y después se torna de color amarillento, con textura pulverulenta, presenta cabezuelas radiadas, conidióforos hialinos, rugosos, los conidios son globosas equinuladas, de color verde pálido, algunas veces las cepas producen esclerocios de tonalidad marrón (Figura 25 c) (Salazar & Rua, 2012).

La especie fúngica *A. fumigatus* se encontró solo en *O. macrocentra* y es un hongo saprobio presente en el suelo, se reproduce de forma asexual y sexual, sus conidios y ascosporas son hidrofóbicas, se caracteriza por tener una tasa de

crecimiento alta donde las colonias se forman al transcurrir 48 horas (Figura 25 d) (Wassano et al., 2020). Sus colonias en un inicio son algodonosas para después tener un crecimiento pulverulento de color grisáceo o verdoso, sus conidióforos son de pared lisa, cortos, de forma cónica, con fiálides uniseriadas, los conidios son globosos, de color verde y de pared rugosa (Salazar & Rúa, 2012).

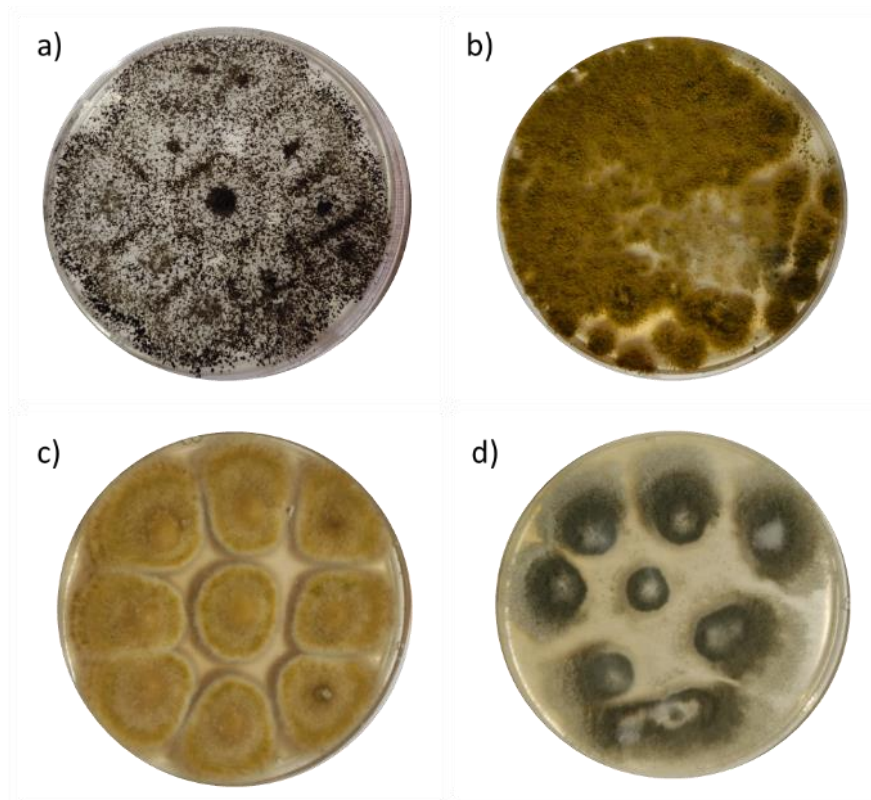


Figura 25. Cultivos de las especies de *Aspergillus*. Donde: a) *A. niger*, b) *A. terreus*, c) *A. flavus* y d) *A. fumigatus* en cajas de Petri de 9 cm de diámetro.

Debido a que fue el género encontrado en las tres muestras de suelo, no son principalmente fitopatógenos y fueron los cultivos que mejor se desarrollaron, éstas

fueron las especies utilizadas para la inoculación de las semillas en el proceso de germinación.

Germinación

Las semillas utilizadas en este experimento no germinaron en el tiempo en el que se sometieron a observación. Esto se puede deber a que el experimento no se pudo llevar en las condiciones adecuadas, al adaptar un área para instalar repisas para acomodar las cajas con suelo y semillas inoculadas. Según Baskin y Baskin (2014), la temperatura ideal para la germinación de especies de *Opuntia* es de 25°C con periodos iguales de luz y oscuridad, en el caso del lugar adaptado la temperatura no estaba controlada, yendo desde los 20°C hasta los 27°C, misma fluctuación que pudo afectar a la hora de llevar a cabo el proceso de germinación. Así mismo, los autores mencionan que en este género se ha visto un incremento en el porcentaje de germinación de 0 a 50 % al mantener en almacenamiento las semillas por uno o tres años, por lo que es una limitante que impidió la germinación, esto por ser semillas recién colectadas y por tanto inmaduras o algunos aspectos endógenos como la producción de auxinas, giberelinas, citoquininas, ácido abscísico y demás fitohormonas que pueden estar involucradas en la inhibición del inicio del proceso germinativo según mencionan Miransari y Smith (2014).

Dicho esto, ninguno de los tratamientos facilitó la germinación de las semillas en el tiempo en el que se sometieron a observación. Sin embargo, en los tratamientos biológicos, con especies de *Aspergillus*, el total de las semillas se encontró colonizado por micelio e incluso se formó una película de éste sobre la semilla y el suelo aledaño, llegando a ser una sobreproducción de hifas que pudieron comprometer el bienestar del embrión, provocando la muerte. Por ello, se realizó la observación de las semillas en un microscopio estereoscópico pues permitía la visualización del micelio que crecía sobre la testa (Figura 26).

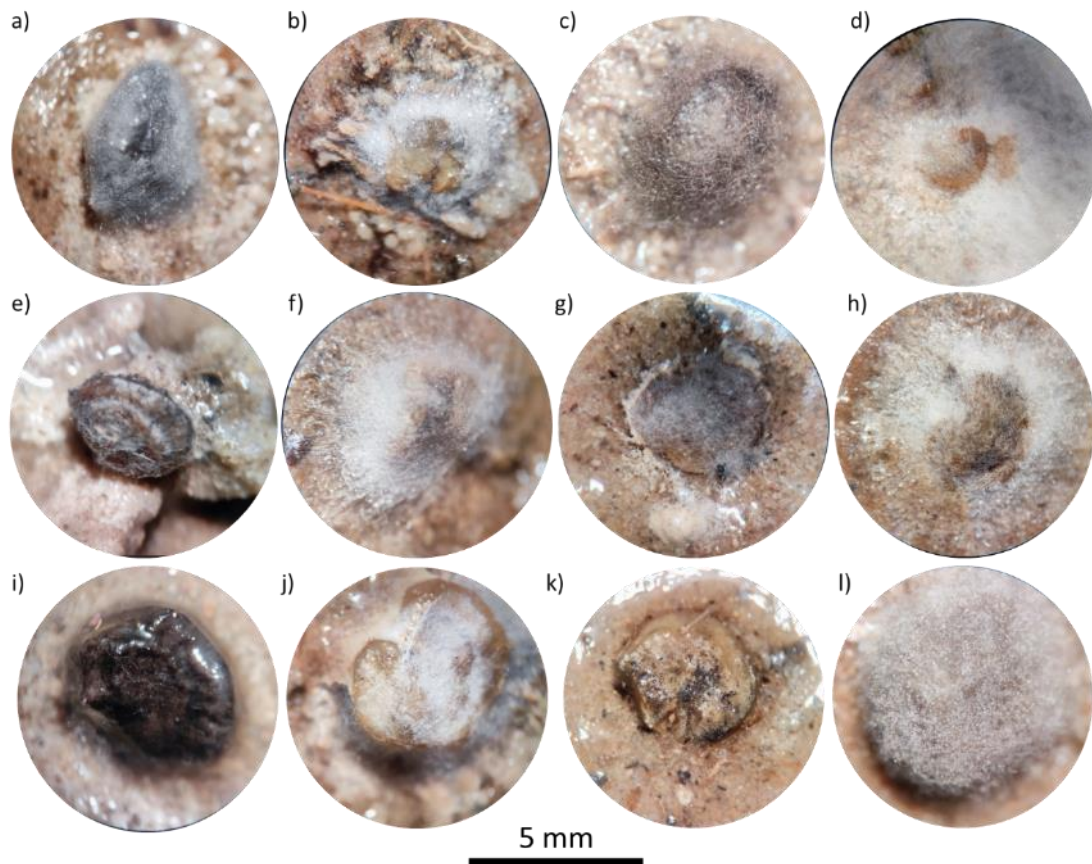


Figura 26. Comparación de la colonización de las cepas de *Aspergillus* al finalizar el tiempo de germinación (42 días). Donde a-d se muestran las semillas de *O. macrocentra*, de e-h las semillas de *O. engelmannii* y de i-l las semillas de *O. arenaria*. En la primera columna de imágenes (a, e, i) se muestran las semillas inoculadas con *A. niger*, en la segunda columna (b, f, j) las semillas inoculadas con *A. terreus*, en la tercera (c, g, k) las que fueron inoculadas con *A. flavus* y en la cuarta (d, h, l) las semillas con *A. fumigatus*.

Además, se realizó un análisis en el microscopio electrónico de barrido para observar la forma en la que las cepas fúngicas estaban colonizando la cubierta funicular, cabe aclarar que, por disposición de tiempo del microscopio, sólo se analizaron las semillas de *O. arenaria*.

En el caso de las cuatro especies fúngicas, se observó que las semillas de *O. arenaria* estaban cubiertas de micelio y se distinguía la degradación de la testa por

las mismas enzimas producidas por los hongos, se visualizan los conidios sobre las fiálides que se ven agrupadas por la pérdida de humedad, también se puede visualizar la base de la vesícula que sostiene estas fiálides (Figura 27 o y p).

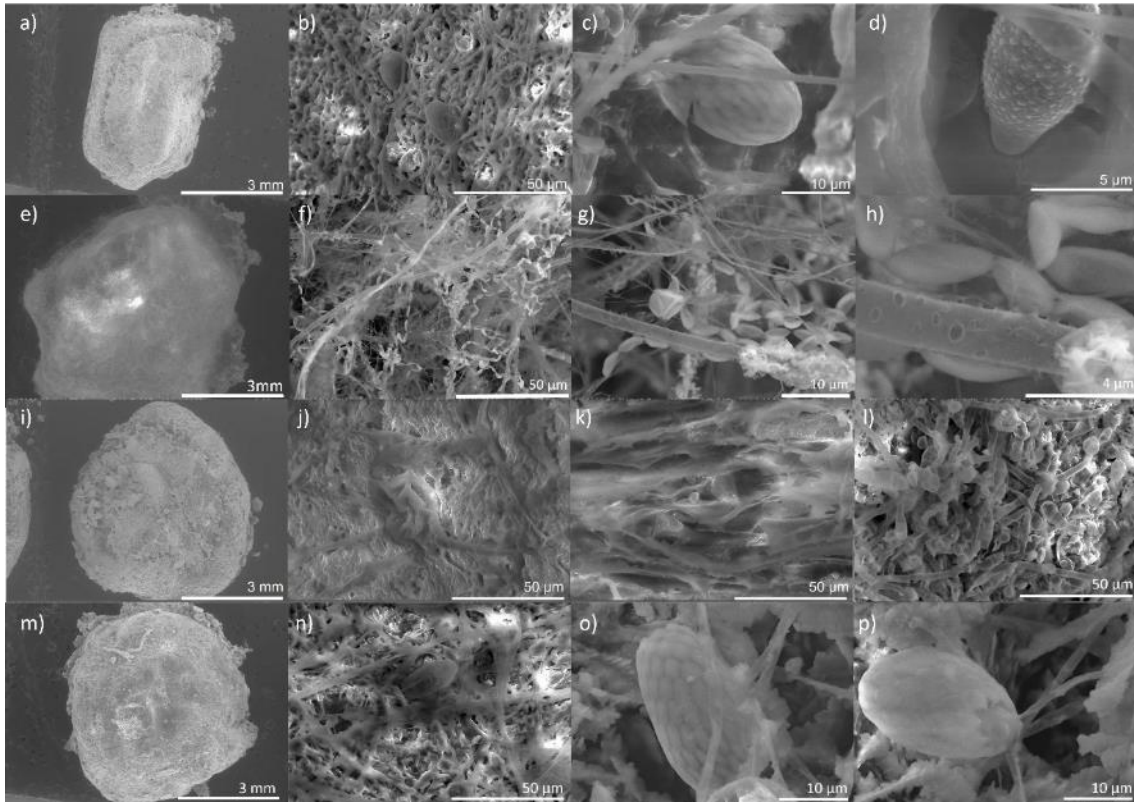


Figura 27. Semillas de *O. arenaria* inoculadas con los hongos *A. niger* (a-d), *A. terreus* (e-h), *A. flavus* (i-l) y *A. fumigatus* (m-p) observadas en microscopía electrónica de barrido a una profundidad de campo de 3 mm a 5 μ m.

El género *Aspergillus* ha sido descrito como un hongo presente en el microbioma de las raíces y semillas de las cactáceas, promoviendo el crecimiento, la germinación y el asentamiento. En un estudio de Mascot-Gómez et al. (2019), se realizó un proyecto sobre la germinación de *Coryphantha maiz-tablasensis*, *Echinocactus platyacanthus*, *Ferocactus latispinus*, *F. pilosus* y *Stenocereus queretaroensis* en presencia de mucílago del fruto y en su ausencia. Se identificó que *E. platyacanthus* germinaba mejor por la presencia de hongos que crecieron

una vez que ya llevaba unos días el experimento, llevando entonces a realizar un estudio posterior. En dicho estudio de Mascot-Gómez et al. (2021), se inocularon semillas de *E. platyacanthus* con *Bacillus sp.*, *Burkholderia sp.*, *Enterobacter sp.*, y el hongo *Aspergillus sp.* extraídos de la testa de las semillas, y se determinó que la inoculación con este último funciona mejor en semillas sin lavar que en semillas que fueron lavadas, esto porque al haber presencia de hongos y bacterias se genera un microbioma que promueve la salida de la radícula al desgastar la testa, y al lavar las semillas se eliminan algunos de estos microorganismos y las esporas fúngicas carecen de competencia a la hora de degradar la cubierta funicular, generando una alta colonización y llegando a ser perjudicial para la semilla. En el caso de los hongos, detectaron al menos dos cepas diferentes de *A. niger* que coexisten entre sí y promovían la germinación de las semillas inoculadas. Así mismo, es importante aclarar que las semillas de las que extrajeron los microorganismos son del estado San Luis Potosí en México, donde aun siendo una zona que es parte del Desierto Chihuahuense, cuenta con características diferentes a las que están expuestas las cactáceas del norte del estado de Chihuahua.

Debido a las razones expuestas anteriormente, podemos inferir que la germinación se inhibió por completo sobre la colonización de los hongos en la semilla, además de que, el periodo de crecimiento de las especies de *Opuntia* es de aproximadamente 30 días pudiendo extenderse según las condiciones a las que están expuestas, mientras que los hongos necesitan pocos días para empezar a colonizar, de igual forma, el tiempo posterior a la recolección fue muy corto como para que la semilla hubiera alcanzado su estado de madurez, pues se menciona que puede ser de hasta tres años (Baskin & Baskin, 2014; Delgado-Sánchez et al., 2013).

CONCLUSIONES

Las semillas presentaron diferencias en sus estructuras externas e internas, por lo que los caracteres utilizados fueron suficientes para separar las especies por medio de características morfológicas seminales, siendo mejores para diferenciarlas entre sí el peso de la semilla, ancho de la semilla, área de la cubierta funicular, área de la semilla, área del perispermo, grosor de la cubierta funicular dorsal, grosor de la cubierta funicular ventral, largo de la semilla, perímetro de la semilla, perímetro de la cubierta funicular, perímetro del perispermo, porcentaje del área de perispermo con respecto a la semilla, relación del área de la semilla con el área del embrión, relación del área de la semilla con el área del perispermo, relación del área del embrión con el área del perispermo y la relación del grosor de la cubierta funicular de la zona ventral con la zona dorsal, las cuales permitieron discriminar mejor entre las especies de *Opuntia*, siendo caracteres confiables a la hora de la identificación y discriminación de especies.

Los géneros de hongos presentes en el suelo de *O. engelmannii* fueron *Alternaria*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Rhizoctonia*, *Aspergillus* y *Pythium*, mientras que en *O. arenaria* se encontraron cepas de *Alternaria*, *Aspergillus*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Pythium* y *Absidia*, por último en *O. macrocentra* solo estaban presentes los géneros *Alternaria*, *Aspergillus*, *Fusarium* y *Absidia*, por lo que difieren en frecuencia y presencia, pero se destaca la presencia de *Aspergillus*, *Alternaria* y *Fusarium* en la rizósfera de las tres especies.

El proceso de germinación de las especies de opuntias no se vio favorecido por la inoculación fúngica, además de que las condiciones de trabajo no fueron las adecuadas para poder llevar el proceso.

RECOMENDACIONES

Convendría analizar la dosis de cada hongo para determinar si hay una efectividad en el rompimiento de la latencia, además, proveer de un entorno con parámetros establecidos para un mejor control del proceso y evitar que factores externos puedan intervenir en los resultados.

Convendría analizar la influencia de las fitohormonas en el proceso de germinación, tanto la inhibición como su activación en el proceso germinativo y su implicación a nivel genómico y proteómico en estas plantas.

Realizar un estudio de bioprospección de las cepas aisladas para asentar su uso como una buena opción para la inoculación de semillas.

Desarrollar técnicas accesibles para la determinación de la viabilidad de las semillas.

Comenzar bancos de semillas para estudios a largo plazo sobre latencia.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abarca, M. L. (2000). Taxonomía e identificación de especies implicadas en la aspergilosis nosocomial. *Revista Iberoamericana de Micología*, 17, 79–84.
- Alanís, G., & Velazco, C. (2008). Importancia de las cactáceas como recurso natural en el noreste de México. *CIENCIA-UANL*, 11(1), 1–8.
- Alanís-Rodríguez, E., Mora-Olivo, A., Jiménez-Pérez, J., González-Tagle, M. A., Yarena-Yamallel, J. I., Martínez-Ávalos, J. G., & González-Rodríguez, L. E. (2015). Composición y diversidad del matorral desértico rosetófilo en dos tipos de suelo en el noreste de México. *Acta Botánica Mexicana*, 1(110), 105.
- Amaike, S., & Keller, N. P. (2011). *Aspergillus flavus*. *Annual Review of Phytopathology*, 49, 107–133. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095221>
- Anderson, E. F. (2001). *The Cactus family*. Timber Press.
- Arias, S., Gama-López, S., Guzmán-Cruz, L. U., & Vázquez-Benítez, B. (2012). Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. En *Universidad Nacional Autónoma de México* (Segunda, Vol. 95). Departamento de Botánica, Instituto de Biología, UNAM.
- Association of Official Analytical Chemists, (AOAC). (1990). *Official methods of analysis*. Association Official Analytical Chemists.
- Avilés, M. C., & Granja, G. F. (2014). *Identificación Morfológica Y Molecular De Hongos Microscópicos Obtenidos En Cultivos Comerciales*. Pontificia Universidad Católica del Ecuador.
- Balandrán-Quintana, R., González-León, A., Islas-Rubio, A., Madera-Santana, T., Soto-Valdez, H., Mercado-Ruiz, J., Peralta, E., Robles-Osuna, L., Vásquez-Lara, F., Carvallo-Ruiz, T., Granados-Nevarez, M., Martínez-Núñez, Y., & Montoya-Ballesteros, L. (2018). An overview of Cholla (*Cylindropuntia* spp.) from Sonora, México. *Journal of the Professional Association for Cactus Development*, 20, 162–176.

- Baniya, S. (2022). *Aspergillus: Morphology, Clinical Features, and Lab Diagnosis*. Microbe online. <https://microbeonline.com/aspergillus-morphology-clinical-features-and-lab-diagnosis/>
- Bárbaro, L. A., Karlanian, M. A., & Mata, D. A. (2005). Importancia del pH y la Conductividad eléctrica en los sustratos para plantas. *Instituto de Floricultura CIRN*, 1–15.
- Bárceñas, R., Yesson, C., & Hawkins, J. (2011). Molecular systematics of the Cactaceae. *Cladistics*, 27, 470–489.
- Baskin, C., & Baskin, J. (2014). *Seeds. Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination* (A. Press, Ed.; Second Edi). Elsevier.
- Blanca, D. R. A., & Rodríguez, R. (2006). *Selección e identificación de especies de hongos ectomicorrizógenos del estado de Hidalgo más competentes en medio de cultivo sólido*.
- Bobich, E. G. (2005). Vegetative reproduction, population structure, and morphology of *Cylindropuntia fulgida* var. *mamillata* in a desert grassland. *International Journal of Plant Sciences*, 166(1), 97–104. <https://doi.org/10.1086/425665>
- Bobich, E. G., & Nobel, P. S. (2001). Vegetative Reproduction as Related to Biomechanics, Morphology and Anatomy of Four Cholla Cactus Species in the Sonoran Desert. *Annals of Botany*, 87, 485–493.
- Bravo-Hollis, H., & Sánchez-Mejorada, H. (1978). *Las Cactáceas de México: Volumen I* (Segunda ed). Universidad Nacional Autónoma de México.
- Briones, O., Búrquez, A., Martínez-Yrizar, A., Pavón, N., & Perroni, Y. (2018). Biomass and productivity in mexican arid lands. *Madera y Bosques*, 24(Special Issue). <https://doi.org/10.21829/myb.2018.2401898>
- Bruginski de Carvalho, D., & Neiva De Carvalho, R. I. (2009). Qualidade fisiológica de sementes de guanxuma em influência do envelhecimento acelerado e da luz. *Acta Scientiarum. Agronomy*, 31(3), 489–494.

- Campos, B. F., Araújo, A. J. C., Felseburgh, C. A., Vieira, T. A., & Lustosa, D. C. (2020). Trichoderma contributes to the germination and seedling development of açai palm. *Agriculture*, 10(10), 456. <https://doi.org/10.3390/agriculture10100456>
- Castiglioni, M. G., Behrends Kraemer, F., & Marquez Molina, J. J. (2018). Conductividad Hidráulica Saturada Determinada Por Distintos Procedimientos En Suelos Con Alta Humedad Inicial. *Ciencia del suelo Argentina*, 36(2), 158–169.
- Cepeda, A., Valdez, L., Castillo, A., Ruiz, N., Robledo, V., & Mendoza, R. (2018). Lettuce response to electrical conductivity with surface irrigation and sub-irrigation systems. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 5(7), 1233.
- CONANP. (2013). *Programa de Manejo Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca* (pp. 1–169). Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas.
- Coyne, M. (2000). *Microbiología del suelo, un enfoque exploratorio*. Paraninfo.
- Degano, C., Alonso, M. E., Ochoa, J., & Catan, A. (1997). Seed characterization and scanning electron microscope (SEM) morphology of the testa of three groups of Argentine *Opuntia ficus-indica* (Cactaceae). *Journal of the Professional Association for Cactus Development*, 2, 103–113.
- Delgado-Sánchez, P., Jiménez-Bremont, J., & Guerrero-González, J. (2013). Effect of fungi and light on seed germination of three *Opuntia* species from semiarid lands of central Mexico. *Journal of Plant Research*, 126(5), 643–649.
- Delgado-Sánchez, P., Ortega-Amaro, M., Jiménez-Bremont, J., & Flores, J. (2011). Are fungi important for breaking seed dormancy in desert species? Experimental evidence in *Opuntia streptacantha* (Cactaceae). *Plant Biology*, 13(1), 154–159.
- Delgado-Sánchez, P., Ortega-Amaro, M., Rodríguez-Hernández, A., Jiménez-Bremont, J., & Flores, J. (2010). Further evidence from the effect of fungi on breaking *Opuntia* seed dormancy. *Plant Signaling & Behavior*, 13, 1229–1230.
- Domínguez-Romero, D., Vázquez-Rivera, H., Reyes-Reyes, B. G., Arzaluz-Reyes, J. I., & Martínez-Campos, A. R. (2013). Aislamiento y purificación del hongo

ectomicorrícico helvella lacunosa en diferentes medios de cultivo. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 16(1), 51-59.

Emmanuel, O. E., Fabiola, V. R., Pablo, D. S., Luisa, E. del S. H. A., José, M. S., Hugo, M. R. T., & Federico, V. G. (2019). Inoculation with entomopathogenic fungi reduces seed contamination, improves seed germination and growth of chilli seedlings. *African Journal of Agricultural Research*, 14(32), 1463–1471. <https://doi.org/10.5897/ajar2019.14061>

Fernández, R., & Trillo, N. (2017). *La textura del suelo como fuente de heterogeneidad; sus efectos sobre la oferta de agua para las plantas* (pp. 1–23). Facultad de Agronomía, UBA-CONICET.

Flores-Margez, J. P., Jiménez-Cervantes, J. A., Hernández-Escamilla, J. A., Olivas-Enríquez, E., Osuna-Ávila, P., Shukla, M. K., González-Delgado, A., & DuBois, D. W. (2020). Fungal genus detected in soils of Chihuahuan Desert during dust storms along United States-Mexico border. *Terra Latinoamericana*, 38(4), 725–734. <https://doi.org/10.28940/terra.v38i4.754>

Flores-Torres, A., & Montaña, C. (2012). Recruiting mechanisms of *Cylindropuntia leptocaulis* (Cactaceae) in the Southern Chihuahuan Desert. *Journal of Arid Environments*, 84, 63–70.

Garcés- Granada, E., Correa de Restrepo, M., Cova de Gutiérrez, B., Orozco de Amézquita, B., Zapata, A., Anaconda-Chingana, A., & Sbogal, S. (2015). Morfología y Clasificación de los Hongos. En *Departamento De Biología Facultad De Ciencias* (pp. 01–103). Universidad Nacional De Colombia.

Gilchrist-Saavedra, L., Fuentes-Dávila, G., Martínez-Cano, C., López-Atilano, R., Duveiller, E., Singh, R., & Garcia, I. (2005). *Guía práctica para la identificación de algunas enfermedades de trigo y cebada* (Segunda ed). Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo (CIMMYT).

- Gokhale, M., Raj, D., & Deshpande, I. (2020). Antibacterial and Antioxidant Activity of Biomolecules Extracted from *Paecilomyces sinensis* – An Endophyte of *Oroxylum indicum* (L.). *Journal of mycology and plant pathology*, 50(1), 57–66.
- Gómez-Hinostrosa, C., & Hernández, H. M. (2000). Diversity, geographical distribution, and conservation of Cactaceae in the Mier y Noriega region, Mexico. *Biodiversity and Conservation*, 9, 403–418.
- González, H., & Fuentes, N. (2017). Mecanismo de acción de cinco microorganismos promotores de crecimiento vegetal. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 34(1), 17–31.
- González-Cortés, A. (2019). *Niveles de ploidía, morfología y germinación de semillas en especies del género Opuntia del sureste de Coahuila*. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.
- González-Cortés, A., Ramírez-Godina, F., Reyes-Valdés, M., Robledo-Torres, V., Pérez-Rodríguez, M., Villarreal-Quintanilla, J., López-Benítez, A., Reyes, Valdés, H., Robledo-Torres, V., Pérez-Rodríguez, M., Villarreal-Quintanilla, J., & López-Benítez, A. (2019). Morfología de semillas de siete especies del género *Opuntia* (Cactaceae) del Sureste de Coahuila (México). *Bol. Soc. Argent. Bot.*, 54(4), 493–507. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v54.n4.23572>
- González-Medrano, F. (2012). *Las zonas áridas y semiáridas de México y su vegetación* (Primera ed). SEMARNAT.
- Guerrero-Muñoz, P., Zavaleta-Mancera, H. A., Barrientos-Priego, A. F., Gallegos-Vázquez, C., Núñez-Colín, C. A., Valadez-Moctezuma, E., Cuevas-Sánchez, J. A., Guerrero Muñoz, P., Zavaleta Mancera, H. A., Barrientos Priego, A. F., Gallegos Vázquez, C., Núñez Colín, C. A., Valadez Moctezuma, E., & Cuevas Sánchez, J. A. (2006). Técnica para el estudio de la micromorfología interna de semillas duras en *Opuntia*. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 29(2), 37–43. https://doi.org/10.35196/rfm.2006.especial_2.37

- Han, Y., Ge, W. E. I., Zhang, Z., Liang, J., Chen, W., Huang, J., & Liang, Z. (2022). Morphological and phylogenetic characterisations reveal nine new species of *Chrysosporium* (Onygenaceae, Onygenales) in China. *Phytotaxa*, 539(1), 1–16. <https://doi.org/https://doi.org/10.11646/phytotaxa.539.1.1>
- Hassan, A., Radwan, U., El-Zyat, S., & El-Sayed, M. (2018). Desert Plant-Fungal Endophytic Association: The Beneficial Aspects to their Hosts Endophytic fungi from *Euphorbia geniculata* View project View project. *Biological Forum - An International Journal*, 10(June), 138–145.
- Heredia-Abarca, G. (2020). La importancia de los hongos (Fungi) en los servicios ecosistémicos. *Bioagro Ciencia*, 13(2), 98–108.
- Jiménez-Sierra, C. Leonor. (2011, enero). Las cactáceas mexicanas y los riesgos que enfrentan. *Revista digital Universitaria.*, 12(1), 1–23.
- Kuhar, F., Castiglia, V., & Papinutti, L. (2013). Reino Fungi: morfologías y estructuras de los hongos. *Revista boletín biológica*, 11–18.
- Lebgue-Keleng, Toutcha., Viramontes-Olivas, O. A., Soto-Cruz, R. Abel., Quiñónez-Martínez, Miroslava., Balderrama-Castañeda, Salvador., & Aviña-Domínguez, Y. Edith. (2011). *Cactáceas endémicas y raras del estado de Chihuahua, México: Vol. V* (Número 1, pp. 27–33).
- López-Borja, E. N., Romo-Campos, R. D. L., Arreola-Nava, H. J., Muñoz-Urías, A., & Loza-Cornejo, S. (2017). Variación morfológica en *Opuntia jaliscana* (Cactaceae). *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 74(1), 1–11.
- López-Escamilla, A. L., & Olgún-Santos, L. P. (2008). Conservación ex situ de cactáceas amenazadas de la barranca de Metztlán, Hidalgo, por cultivo de tejidos vegetales. En G. Pulido-Flores, A. L. López-Escamilla, & M. T. Pulido-Silva (Eds.), *Estudios biológicos en las áreas naturales del estado de Hidalgo* (Primera ed, pp. 87–95). Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

- López-Palacios, C., Peña-Valdivia, C. B., Reyes-Agüero, J. A., Aguirre-Rivera, J. R., Ramírez-Tobías, H. M., Soto-Hernández, R. M., & Jiménez-Bremont, J. F. (2015). Inter- and intra-specific variation in fruit biomass, number of seeds, and physical characteristics of seeds in *Opuntia* spp., Cactaceae. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 62(8), 1205–1223. <https://doi.org/10.1007/s10722-015-0223-9>
- Lorbes-Medina, J., Garcia-Orellana, Y., Milla-Pino, M., & Diaz, L. (2014). Análisis discriminante canónico con técnicas gráficas multivariadas aplicado a un diseño con dos factores. *Avances Investigación en Ingeniería*, 11(2), 38–47. <https://doi.org/10.18041/1794-4953/avances.2.227>
- Luna-Olvera, A., Espino-Armendáriz, M., Luna-Martínez, L., & Pacheco-Aguilar, J. R. (2012). Caracterización de suelo en una localidad tipo que alberga cactáceas prioritarias para su conservación. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 4, 672–678.
- Mascot-Gómez, E., Flores, J., López-Lozano, N. E., & Yáñez-Espinosa, L. (2019). Seed germination of Southern Chihuahuan Desert cacti: Effect of mucilage, light and phytohormones. *Flora*, 151528. Doi: 10.1016/j.flora.2019.151528
- Mascot-Gómez, E., Flores, J., & López-Lozano, N. E. (2021). The seed-associated microbiome of four cactus species from Southern Chihuahuan Desert. *Journal of Arid Environments*, 190, 104531. doi: 10.1016/j.jaridenv.2021.104531
- Mandujano, M., Montaña, C., & Eguiarte, L. (1996). Reproductive ecology and inbreeding depression in *Opuntia rastrera* (Cactaceae) in the Chihuahuan Desert: Why are sexually derived recruitments so rare? *American Journal of Botany*, 83(1), 63–70. <https://doi.org/10.2307/2445955>
- Martínez-Escandón, I. (2004). *Integración del suelo ejidal al mercado inmobiliario en el municipio de Juárez*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Marzuela, P. (2013). Agricultura en zonas áridas y semiáridas. *Idesia*, 31(2), 3–4.

- Maza-Maza, J., Sánchez-Asanza, A., Añazco-Loaiza, H., & García-Ochoa, J. (2021). Estudio de las características físico-químicas del suelo en áreas prioritarias de la reserva ecológica Arenillas. *Revista Científica Agroecosistemas*, 9(3), 30–40.
- Mercado-Muñoz, F. (2014). *Diversidad y sistemática del género Opuntia s.s., en la región de los Cabos, Baja California Sur, México*. Centro de Investigaciones biológicas del noroeste, S.C.
- Miransari, M., & Smith, D. L. (2014). Plant hormones and seed germination. *Environmental and Experimental Botany*, 99, 110–121. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2013.11.005>
- Monroy-Vázquez, M. E., Peña-Valdivia, C. B., García-Nava, J. R., Solano-Camacho, E., Campos, H., & García-Villanueva, E. (2017). Imbibición, viabilidad y vigor de semillas de cuatro especies de Opuntia con grado distinto de domesticación. *Agrociencia*, 51, 27–42.
- Montaño, N., Ayala, F., Bullock, S., Briones, O., García-Oliva, F., García-Sánchez, R., Maya, Y., Perroni, Y., Siebe, C., Tapia-Torres, Y., Troyo, E., & Yépez, E. (2016). Almacenes y flujos de carbono en ecosistemas áridos y semiáridos de México: síntesis y perspectivas. *Terra Latinoamericana*, 34(1), 39–59.
- Moreira-Palacios, M., & Sánchez-Rodríguez, A. (2017). In vitro comparative study of adaptive strategies in Hylocereus species, Cactaceae, with contrasted ecological distribution. *Bionatura*, 2(3), 12–20. <https://doi.org/10.21931/RB/2017.02.03.3>
- Moreno-Fuentes, Á., Aguirre-Acosta, E., & Pérez-Ramírez, L. (2004). Conocimiento Tradicional Y Científico De Los Hongos En El Estado De Chihuahua, México. *Etnobiología*, 4, 89–105.
- Muñoz-Rojas, M., Delgado-Baquerizo, M., & Lucas-Borja, M. E. (2021). La biodiversidad y el carbono orgánico del suelo son esenciales para revertir la desertificación. *Ecosistemas*, 30(3), 2238–2238.

- Murphy, J., & Riley, J. (1962). A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Analytica Chimica*, 27, 31–36. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0003-2670\(00\)88444-5](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0003-2670(00)88444-5)
- Murray-Núñez, R. M. (2015). Cambios en carbono orgánico en suelos cambisoles, solonetz y arenosoles. *Revista Iberoamericana de las Ciencias Biológicas y Agropecuarias*, 4(8), 26–30.
- Navarro, M. C., Cervantes, G., & Lázaro, O. (2008). Efecto de la escarificación de semillas en la germinación de dos especies de Mammillaria. *Zonas Áridas*, 12(1), 97–105.
- Navarro-Blaya, S., & Navarro-García, G. (2003). *Química Agrícola: El suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal* (Segunda ed). Ediciones Mundi-Prensa.
- Núñez-Gastélum, J. A., González-Fernández, R., Hernández-Herrera, A., Campas-Baypoli, O. N., Rodríguez-Ramírez, R., Lobo-Galo, N., & Valero-Galván, J. (2018). Morphological characteristics, chemical composition and antioxidant activity of seeds by four wild Opuntia species from North of Mexico. *JPACD*, 20, 23-33.
- Orozco-Segovia, A., Márquez-Guzmán, J., Sánchez-Coronado, M. E., Gamboa De Buen, A., Baskin, J. M., & Baskin, C. C. (2007). Seed Anatomy and Water Uptake in Relation to Seed Dormancy in Opuntia tomentosa (Cactaceae, Opuntioideae). *Annals of Botany*, 99, 581–592. <https://doi.org/10.1093/aob/mcm001>
- Osorio, N. W. (2012). pH del suelo y disponibilidad de nutrientes. *Manejo Integral del Suelo y Nutrición Vegetal*, 1(4), 1–4.
- Pacasa-Quisbert, F., Loza-Murguía, M. G., 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. *Journal of the Selva Andina Research Society*, 8(1), 2–25. <https://doi.org/10.36610/j.jsars.2017.080100002>

- Panizo, M. M., Reviákina, V., Montes, W., & González, G. (2005). Mantenimiento y Preservación de hongos en agua destilada y aceite mineral. *Rev.Soc. Ven.Microbiol*, 25(1), 1–9.
- Peña-Sánchez, R., & Páez-Mendieta, J. (2005). Guía para el cálculo de la concentración de inóculo. En *Fitopatología* (pp. 1–4). Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia.
- Pérez Rosales, A., Galvis Spínola, A., Bugarín Montoya, R., Hernández Mendoza, T. M., Vázquez Peña, M. A., & Rodríguez González, A. (2017). Capacidad de intercambio catiónico: descripción del método de la tiourea de plata (AgTU+n). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 8(1), 171–177. <https://doi.org/10.29312/remexca.v8i1.80>
- Pointing, S. B., & Belnap, J. (2012). Microbial colonization and controls in dryland systems. *Nature Reviews Microbiology*, 10(8), 551–562. <https://doi.org/10.1038/nrmicro2831>
- Porras Flórez, D., Albesiano, S., & Arrieta Violet, L. (2018). El género *Opuntia* (Opuntioideae–Cactaceae) en el departamento de Santander, Colombia. *Biota Colombiana*, 18(2), 112–132. <https://doi.org/10.21068/c2017.v18n02a07>
- Prieto-García, F., Filardo-Kerstup, S., Pérez-Cruz, E., Beltrán-Hernández, R., Román-Gutiérrez, A., & Méndez-Marzo, M. (2006). Caracterización física y química de semillas de opuntias (*Opuntia* spp.) cultivadas en el estado de Hidalgo, México. *Revista del Decanato de Agronomía*, 18(3), 163–169.
- Quiñones, A., González, V., Chávez, J., Vargas, A., & Barrientos, F. (2013). Evaluación de inoculantes promotores de crecimiento en la producción de plantas de mezquite [*Prosopis laevigata* (Humb. et Bonpl. ex Willd.) M. C. Johnst.] en Durango. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 4(20).
- Quiñónez-Martínez, M., Enríquez-Anchondo, I. D., Flores-Margez, J. P., Palacios-Ramírez, K. Y., Olivas-Sánchez, M. P., Garza-Ocañas, F., Lebgue-Keleng, T., &

- Nájera-Medellin, J. A. (2018a). Comunidades vegetales en suelo de ecosistema semiárido y su relación con hongos micorrízicos. *Terra Latinoamericana*, 36(4), 381–391. <https://doi.org/10.28940/terra.v36i4.401>
- Quiñónez-Martínez, M., Enríquez-Anchondo, I. D., Flores-Margez, J. P., Palacios-Ramírez, K. Y., Olivas-Sánchez, M. P., Garza-Ocañas, F., Lebgue-Keleng, T., & Nájera-Medellin, J. A. (2018b). Plant communities in soil of semiarid ecosystem and their relationship with mycorrhizal fungi. *Terra Latinoamericana*, 36(4), 381–391. <https://doi.org/10.28940/terra.v36i4.401>
- Rebman, J., & Pinkava, D. (2001). Opuntia Cacti of North America: An Overview. *Florida Entomological Society*, 84(4), 474–483.
- Reyes-Corral, V. I., González-Fernández, R., Quiñónez-Martínez, M., Rodrigo-García, J., Garza-Vallejo, G. I., & Valero-Galván, J. (2022). Characterization of the morphometry, germination process, phytochemicals, and antioxidant capacity of seeds of three species of the genus *Cylindropuntia* (Cactaceae) of Chihuahua state. *Journal of the Professional Association for Cactus Development*, 24, 254–271. <https://doi.org/10.56890/jpacd.v24i.506>
- Rojas-Aréchiga, M., & Vázquez-Yanes, C. (2000). Cactus seed germination: A review. *Journal of Arid Environments*, 44(1), 85–104. <https://doi.org/10.1006/jare.1999.0582>
- Romero-Saritama, J. M., & Pérez Ruiz, C. (2016). Rasgos morfológicos de semillas y su implicación en la conservación ex situ de especies leñosas en los bosques secos tumbesinos. *Ecosistemas*, 25(2), 59–65. <https://doi.org/10.7818/ECOS.2016.25-2.07>
- Salazar, C. L., & Rua, Á. L. (2012). Características morfológicas microscópicas de especies de *Aspergillus* asociadas a infecciones en humanos. *Hechos Microbiológicos*, 3(2), 93–96.

- Samah, S., & Valadez-Moctezuma, E. (2014). Morphological Seeds Descriptors for Characterize and Differentiate Genotypes of Opuntia (Cactaceae, Opuntioideae). *Annual Research & Review in Biology*, 4(24), 3791–3809. <https://doi.org/10.9734/arrb/2014/11606>
- Samah, S., Valadez-Moctezuma, E., & Ventura-Zapata, E. (2015). Morphological seed differentiation between cultivars of xoconostles and tunas (Opuntia spp.). *Acta Horticulturae*, 1067, 355–363. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2015.1067.49>
- Samaniego-Gaxiola, J. A., & Chew-Madinaveitia, Y. (2007). Diversidad de géneros de hongos del suelo en tres campos con diferente condición agrícola en La Laguna, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 78(2), 383–390.
- Santibáñez Escobar, R., Martínez Ibarra, J. A., Tapia González, J. M., Avellaneda Cevallos, J. H., Hernández Gallardo, M., & Montañez Valdez, O. D. (2011). Identificación y cuantificación de hongos micotoxigénicos en alimento para bovinos. *Ciencia y Tecnología*, 4(1), 19–23. <https://doi.org/10.18779/cyt.v4i1.96>
- Silva, J. M. da, Silva, P. C. V. da, Dalbon, V. A., Massahud, R. T. la R., Santos, T. M. C. dos, & Lima, G. S. de A. (2022). In vitro bioprospecting of rhizospheric fungi associated to cactus (Opuntia cochenillifera) to plant growth promotion. *Revista peruana de biología*, 29(2), e22125. <https://doi.org/10.15381/rpb.v29i2.22125>
- Silva-Hughes, A. F., Wedge, D. E., Cantrell, C. L., Carvalho, C. R., Pan, Z., Moraes, R. M., Madoxx, V. L., & Rosa, L. H. (2015). Diversity and antifungal activity of the endophytic fungi associated with the native medicinal cactus Opuntia humifusa (Cactaceae) from the United States. *Microbiological Research*, 175, 67–77. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2015.03.007>
- Soberon, J., Golubov, J., & Sarukhán, J. (2001). The importance of Opuntia in Mexico and routes of invasion and impact of Cactoblastis cactorum (Lepidoptera: Pyralidae). *Florida Entomologist*, 84(4), 486–492. <https://doi.org/10.2307/3496376>

- Soto-Aquino, H. V., Zavala-Hurtado, J. A., Pérez-Moreno, J., & Camargo-Ricalde, S. L. (2018). Estacionalidad de bacterias y hongos en la rizósfera de dos especies de plantas en el Valle semiárido de Zapotitlán, Puebla. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(6), 1231–1245.
- Souza, L. F., Gasparetto, B. F., Lopes, R. R., & Barros, I. B. I. (2016). Temperature requirements for seed germination of *Pereskia aculeata* and *Pereskia grandifolia*. *Journal of Thermal Biology*, 57, 6–10.
- Staib, F., Tompak, B., Thiel, D., & Blisse, A. (1978). *Aspergillus fumigatus* and *aspergillus niger* in two potted ornamental plants, cactus (*epiphyllum truncatum*) and clivia (*clivia miniata*). Biological and epidemiological aspects. *Mycopathologia*, 66(1–2), 27–30. <https://doi.org/10.1007/BF00429589>
- Stockman, L., Clark, K. A., Hunt, J. M., & Roberts, G. D. (1993). Evaluation of commercially available acridinium ester-labeled chemiluminescent DNA probes for culture identification of *Blastomyces dermatitidis*, *Coccidioides immitis*, *Cryptococcus neoformans*, and *Histoplasma capsulatum*. *Journal of Clinical Microbiology*, 31(4), 845–850. <https://doi.org/10.1128/jcm.31.4.845-850.1993>
- Suárez, D., & Melgarejo, L. M. (2010). *Biología y germinación de semillas* (pp. 1–13). Universidad Nacional de Colombia.
- Sugui, J. A., Kwon-Chung, K. J., Juvvadi, P. R., Latgé, J. P., & Steinbach, W. J. (2015). *Aspergillus fumigatus* and related species. *Cold Spring Harbor Perspectives in Medicine*, 5(2). <https://doi.org/10.1101/cshperspect.a019786>
- Tapia-Torres, Y., & García-Oliva, F. (2013). LA DISPONIBILIDAD DEL FÓSFORO ES PRODUCTO DE LA ACTIVIDAD BACTERIANA EN EL SUELO EN ECOSISTEMAS OLIGOTRÓFICOS: UNA REVISIÓN CRÍTICA. *Terra Latinoamericana*, 31, 231–242.
- Teixeira-Roth, V., Castro-Cepero, V., Ceroni-Stuva, A., & Eyzaguirre-Pérez, R. (2016). Diversidad Y Densidad De La Comunidad De Cactáceas En El Cerro Umarcata Y

- Quebrada Orobel En El Valle Del Río Chillón (Lima) Y Su Relación Con Los Factores Edáficos. *Ecología Aplicada*, 3(1–2), 1. <https://doi.org/10.21704/rea.v3i1-2.264>
- Tiessen, H., & Moir, J. O. (1993). Characterization of Available P by Sequential Extraction. En M. R. Carter & E. G. Gregorich (Eds.), *Soil Sampling and Methods of Analysis* (Segunda ed, pp. 75–86). Lewis Publishers.
- Valero-Galván, J., Cardona Chavira, I., Morillon-Luna, V., Jurado-Enríquez, C., González-Fernández, R., Rodrigo-García, J., & Del Rocío Martínez Ruiz, N. (2021). *Caracterización morfológica y fitoquímica de los cladodios de O. engelmannii, O. phaeacantha, O. macrocentra y O. ficus-indica* (pp. 1–7). Universidad Autónoma Chapingo.
- Vanegas-Berrouet, K. M., Gutiérrez-Sánchez, P. A., & Marín-Montoya, M. A. (2014). Molecular identification of fungi isolated from bean tissues with anthracnose symptoms [Identificación molecular de hongos aislados de tejidos de frijol con síntomas de antracnosis]. *Acta Biológica Colombiana*, 19(2), 143–153.
- Vázquez-Delfín, E. F., Sánchez-Serrano, S. L., & Martorell, C. (2005). La producción de frutos prolíficos en *Cylindropuntia leptocaulis* (Cactaceae) como una alternativa ante el fracaso de la reproducción sexual. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 76, 79–81.
- Vila, H. (2002). Efecto del tiempo de maceración sobre el color, la composición tánica y la astringencia de vinos Cabernet Sauvignon y Malbec. En *Tesis de Grado de Master Scientiae*. Universidad Nacional de Cuyo.
- Villanueva, R. M., Navarro, M. D. C., & Eliosa, H. R. (2016). Germinación de tres especies de cactáceas endémicas de México en condiciones asépticas. *Zonas Áridas*, 16(1), 1–16.
- Villavicencio-Gutiérrez, E. E., Arredondo-Gómez, A., Carranza-Pérez, M. A., Mares-Arreola, O., Comparan-Sánchez, S., & González-Cortés, A. (2010). *Cactáceas*

Ornamentales del Desierto Chihuahuense que se distribuyen en Coahuila, San Luis Potosí y Nuevo León, México (Primera ed). Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias.

Wassano, N. S., Goldman, G. H., & Damasio, A. (2020). *Aspergillus fumigatus*. *Trends in Microbiology*, 28(7), 594–595. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2020.02.013>

Wijayawardene, N. N., Hyde, K. D., Al-Ani, L. K. T., Tedersoo, L., Haelewaters, D., Rajeshkumar, K. C., Zhao, R. L., Aptroot, A., Leontyev, D. V., Saxena, R. K., Tokarev, Y. S., Dai, D. Q., Letcher, P. M., Stephenson, S. L., Ertz, D., Lumbsch, H. T., Kukwa, M., Issi, I. V., Madrid, H., ... Thines, M. (2020). Outline of Fungi and fungus-like taxa. *Mycosphere*, 11(1), 1060–1456. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/11/1/8>

Woudenberg, J. H. C., Seidl, M. F., Groenewald, J. Z., de Vries, M., Stielow, J. B., Thomma, B. P. H. J., & Crous, P. W. (2015). *Alternaria* section *Alternaria*: Species, formae speciales or pathotypes? *Studies in Mycology*, 82, 1–21. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2015.07.001>