



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD XOCHIMILCO

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

INFORME FINAL DE SERVICIO SOCIAL

**Hongos y bacterias cultivables asociadas
al estado de salud de parcelas con nopal
en San Martín de las Pirámides, Estado de México**

QUE PRESENTA LA ALUMNA
**Esmeralda Concepción Mendoza
Solis**

Matrícula
2163065201

ASESORES

Dra. María Judith Castellanos Moguel
Laboratorio de Micología
No. Eco. 28248

Dr. Gilberto Vela Correa
Laboratorio de Edafología y Absorción Atómica
No. Eco. 27970

Ciudad de México, junio de 2023

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN	1
REVISIÓN DE LITERATURA	4
Suelo	4
Microorganismos del suelo	4
Carbono orgánico del suelo	5
Materia orgánica	6
Nopal (<i>Opuntia</i> spp)	6
Estado de salud de parcelas agrícolas.	7
METODOLOGÍA	9
Área de estudio	9
Trabajo en campo	10
Propiedades fisicoquímicas	13
Estado de salud de las parcelas de nopal	13
RESULTADOS	17
Análisis microbiológico	17
Parámetros fisicoquímicos	26
Salud de las parcelas de nopal	27
DISCUSIÓN	33
CONCLUSIÓN	42
REFERENCIAS	43

RESUMEN

Una de las principales actividades económicas en San Martín de las Pirámides es el cultivo de nopal, siendo el primer productor de tuna del Estado de México y en menor medida de nopal verdura y nopal de xoconostle. Estos cultivos tienen una microbiota edáfica asociada que mineraliza la materia orgánica y, por lo tanto, hace más disponibles los nutrientes. Sin embargo, se ve influenciada rápidamente por alteraciones del suelo pudiendo utilizarse para evaluar el estado de salud de las parcelas agrícolas. Por lo tanto, el objetivo fue comparar la diversidad de hongos y bacterias cultivables, así como los parámetros fisicoquímicos para evaluar el estado de salud de parcelas donde se cultiva nopal verdura (*Opuntia ficus-indica*), nopal de tuna ácida o xoconostle (*Opuntia joconostle*) y nopal de tuna blanca (*Opuntia amyclaea*) en el Ejido Santa Isabel en San Martín de las Pirámides, Estado de México. Para la obtención de hongos cultivables, se utilizó el método de placas de Warcup modificado (Mier *et al.* 2012) y para bacterias cultivables se utilizó el método de siembra en placa por extensión. Se estimaron parámetros para analizar la estructura de la comunidad; también se determinaron las propiedades fisicoquímicas del suelo y, finalmente se integró la información anterior para evaluar el estado de salud de las parcelas de nopal mediante un índice basado en el de Altieri y Nicholls (2002). Todas las parcelas de nopal presentaron una salud baja con promedios menores a 7. Las parcelas de nopal tunero fueron más saludables en relación con la salud fisicoquímica del suelo y a la salud microbiológica del mismo; presentaron una mayor densidad de hongos (1.47×10^5 y 3.63×10^5) y de bacterias (1.45×10^6 y 8.31×10^5) así como un mayor porcentaje de materia orgánica (3.33% y 2.97%) y espacio poroso (54% y 58.8%). Por otra parte, la parcela de nopal de xoconostle se presentó como menos saludable en cuanto a salud fisicoquímica y microbiológica del suelo al presentar una baja densidad de hongos (9.33×10^4) y bacterias (7.51×10^5). Se aislaron hongos benéficos como *Beauveria* spp., *Trichoderma* spp. y *Paecilomyces* spp. demás de bacterias benéficas como actinomicetos y *Bacillus* spp. Es necesario realizar un manejo diferente en todas las parcelas, para mantener cultivos con altos rendimientos que a su vez preserven un suelo saludable.

Palabras clave: hongos, bacterias, suelo, nopal.

INTRODUCCIÓN

Uno de los impactos más importantes del cambio climático es el aumento de las zonas secas debido a la redistribución de las lluvias (Costa, 2007). México es especialmente vulnerable al cambio climático y las proyecciones indican que en el país habrá sequías más frecuentes y las zonas secas aumentarán; además el país presenta en casi todas las entidades federativas zonas secas que incluyen zonas áridas, hiper áridas, semiáridas y secas subhúmedas (Briones *et al.*, 2020).

En las zonas áridas y semiáridas se limita el desarrollo de cultivos convencionales debido a la poca disponibilidad de agua, poca fertilidad y tendencia a la salinidad (Mazuela-Águila 2013; Seguel-Fuentealba, 2014). Esto es problemático ya que la agricultura es el pilar fundamental del que se nutre la humanidad (Pengue, 2005) y es vital en el desarrollo económico, social y ambiental de todos los países (FAO, 2019; Bula, 2020).

Uno de los cultivos más importantes en la economía rural de estas zonas es el nopal (*Opuntia* spp.) y en México presenta aproximadamente 53 876 hectáreas cultivadas y una alta producción anual de tuna, siendo el sexto cultivo fructífero más importante del país (Ochoa y Barbera, 2018).

El nopal es una planta perenne que puede vivir hasta 80 años y para una producción óptima aproximadamente durante 10 años (Amaya, 2009). Es considerado como una alternativa para contrarrestar los efectos del cambio climático ya que consume altas concentraciones de CO₂; también para contrarrestar la desertificación y la erosión; además para la conservación del suelo, del agua y de la fauna (Amaya, 2009). Aunado a esto, su aprovechamiento económico es alto, se pueden consumir directamente los nopales y los frutos (tunas y xoconostles) o pueden realizarse mermeladas, licores, dulces o shampoo; también los cladodios son utilizados como forraje para el ganado sobre todo en temporada de secas.

El manejo convencional de los suelos agrícolas como el laboreo, el uso de maquinaria, y el uso de pesticidas y fertilizantes inorgánicos han incrementado su degradación y disminuido la abundancia y diversidad de los microorganismos (García, 2011; García *et al.*, 2006; Báez-Pérez, 2008; García de Salamone, 2011; Correa, 2013; Hernández *et al.*, 2014; FAO, 2019). Esto conlleva cambios negativos en sus propiedades y procesos, lo que produce una baja en sus funciones y servicios ecosistémicos (Ramírez, 2011), llegando a comportarse como

emisores de carbono en vez de sumideros, reduciendo la captación de agua y disminuyendo la producción de cultivos.

Un elemento fundamental en la agricultura son los microorganismos (Soria, 2016), los cuales tienen un rol primordial en los procesos de formación y degradación del suelo por lo que contribuyen a su sustentabilidad al determinar la dinámica de la descomposición de la materia orgánica, haciendo más disponibles los nutrientes del suelo, es así que impulsan casi todas las reacciones de los ciclos de nutrientes fundamentales, como por ejemplo el del carbono (Coyne, 2000; Osorio, 2009; Correa, 2013; Soria, 2016).

Las bacterias son los microorganismos más abundantes en el suelo, seguidas de los hongos quienes, además, constituyen la mayor biomasa microbiana estimándose alrededor del 70% del total (Coyne, 2000; Osorio, 2009). Ambos tipos de microorganismos son imprescindibles en la vida del suelo, además de participar en la descomposición de la materia orgánica, actúan como sumideros de diferentes elementos, como degradadores de agroquímicos (Coyne, 2000; González-Chávez *et al.*, 2004; Moreno *et al.*, 2015) y pueden ayudar en el control de plagas al inhibir el crecimiento de patógenos e infectando insectos. En particular, los hongos exudan polisacáridos y otros compuestos a través de sus hifas los cuales unen las partículas del suelo y le dan estabilidad al formar agregados (González-Chávez *et al.*, 2004), también transportan nutrientes a grandes distancias a través de sus hifas (Alomonto, 2021).

Ambos grupos de microorganismos responden rápidamente a alteraciones físicas, químicas y biológicas del suelo, por lo que pueden utilizarse para analizar la salud del sistema agrícola, así como el efecto de los distintos manejos de suelo aplicados (González-Chávez *et al.*, 2004; García, 2011; Moreno *et al.*, 2015).

En la actualidad no basta con contrarrestar las causas del cambio climático, sino que es necesario anticiparse a los efectos. Por lo tanto, un primer paso indispensable es realizar investigaciones en los principales sitios de producción agrícola de zonas semiáridas, como son las parcelas con nopal en San Martín de las Pirámides, municipio que ocupa el primer lugar en producción de tuna en el Estado de México y donde más de la mitad de las zonas de agricultura se dedican al cultivo del nopal (De Jesús-Vicente, 2014; Rojas, 2017; SMP, 2019).

Estas investigaciones deben incluir la identificación de microorganismos presentes en este tipo de suelos y su relación con los cultivos, así como identificar los aspectos que permitan

la sostenibilidad de los agroecosistemas, esto permitirá aumentar el conocimiento de las zonas secas y ayudarán a generar herramientas para hacer frente a los impactos del cambio climático.

OBJETIVOS

General:

Comparar la diversidad de hongos y bacterias cultivables, así como los parámetros fisicoquímicos para evaluar el estado de salud de parcelas donde se cultiva nopal verdura (*Opuntia ficus-indica*), nopal de tuna ácida o xoconostle (*Opuntia joconostle*) y nopal de tuna blanca (*Opuntia amyclaea*) en el Ejido Santa Isabel en San Martín de las Pirámides, Estado de México.

Particulares:

- Identificar los hongos y bacterias cultivables presentes en cada una de las parcelas.
- Determinar las propiedades físicas y químicas de los suelos en cada parcela.
- Evaluar el estado de salud de cada una de las parcelas de acuerdo con los organismos aislados y los parámetros fisicoquímicos.

REVISIÓN DE LITERATURA

Suelo

Es un sistema muy complejo donde existe una gran actividad fisicoquímica entre los factores bióticos y los abióticos. Se forma a partir de la meteorización continua y dinámica de la roca madre, es resultado de factores geológicos, climáticos, biológicos y sociales (Bracamontes, *et al.*, 2018). Se compone de 3 fases: líquida (agua), sólida (minerales y materia orgánica) y gaseosa (aire en los poros), que interactúan íntimamente (Osorio-Vega 2009; Marín 2018).

Los suelos son considerados como un sumidero de carbono a nivel mundial debido a su capacidad de almacenarlo tanto en forma orgánica (humus), así como en forma inorgánica principalmente como carbonatos de calcio (Báez-Pérez, 2008; Hernández *et al.*, 2014).

Un factor modificador del suelo es la forma en la que comunidades humanas lo manejan, en este sentido, las comunidades campesinas generalmente conocen los procesos, problemas y capacidades por lo que suelen manejarlos de manera sustentable, sin embargo, el auge de la industrialización de la agricultura ha sustituido estos saberes (Bracamontes *et al.*, 2018)

Microorganismos del suelo

Los microorganismos tienen un importante papel en todos los procesos de formación y degradación del suelo, además contribuyen a la sustentabilidad de los ecosistemas al participar en la descomposición de la materia orgánica (MO), principalmente en la conversión de compuestos de carbono reducidos a formas elementales, por ende, son la fuerza motriz que subyace al ciclo del carbono, el cual impulsa casi todas las reacciones de los ciclos de nutrientes fundamentales como el del nitrógeno, fósforo y azufre (Coyne, 2000; Correa, 2013; Soria, 2016).

En el suelo se encuentran diferentes microambientes determinados por el tamaño y tipos de agregados, disponibilidad de oxígeno y agua, composición de arena, limo y arcilla, contenido y estabilidad de la materia orgánica (Soria, 2016). Lo anterior, permite el establecimiento de diferentes tipos de microorganismos como nemátodos, protozoos, algas, virus, bacterias y hongos (Coyne, 2000).

La actividad y diversidad de la microbiota edáfica no sólo es un factor fundamental en la fertilidad del suelo sino que también lo es en la estabilidad y funcionamiento de los ecosistemas naturales y los agroecosistemas (Labrador, 2001).

El papel de los hongos en el suelo es complejo y fundamental, se estima su abundancia en el orden de 10^5 a 10^6 UFC por gramo de suelo y constituyen aproximadamente el 50% de la biomasa microbiana de suelos agrícolas (Moreno *et al.*, 2015). Se encargan de la descomposición de la MO sencilla proporcionando nutrientes a las plantas y de la MO compleja participando en la formación del humus; las hifas contribuyen significativamente a la formación de agregados estables; además son capaces de formar micorrizas; son capaces de colonizar un gran número de sustratos, siendo potentes agentes ligninolíticos, celulolíticos y pectinolíticos; también degradan quitina y queratina; producen productos variados como sustancias hidrosolubles o antibióticos (Labrador, 2001; Moreno *et al.*, 2015).

Las bacterias se encuentran en un rango entre 10^5 y 10^8 (Moreno *et al.*, 2015), son los microorganismos más numerosos en el suelo, suelen encontrarse en colonias de distribución irregular muy influenciada por la presencia de raíces; a pesar de tener un papel fundamental en la degradación de la materia orgánica, son poco eficaces en la formación de humus, con excepción de los actinomicetos (Labrador, 2001).

Un aspecto relevante es que las comunidades microbianas son muy sensibles a cambios de uso de suelo debido a que se altera su estructura y la de las comunidades, lo cual generalmente se asocia a un aumento en la emisión de gases de efecto invernadero (García de Salamone, 2011; Soria, 2016).

Carbono orgánico del suelo

El carbono en el suelo (COS) se refiere al carbono contenido en las capas que conforman el suelo (Benjamín y Maserá, 2001). El carbono del suelo se encuentra en forma de residuos orgánicos poco alterados de vegetales, animales y microorganismos, en forma de humus y en formas muy condensadas de composición próxima al carbono elemental. Su dinámica en el suelo consta del aporte del material orgánico fresco, su pérdida por mineralización (CO_2), metabolismo de las raíces de las plantas (CO_2), erosión, lixiviación y su acumulación por humificación (Lal *et al.*, 1998; Martínez *et al.*, 2008).

El COS es considerado como uno de los principales indicadores de la calidad agrícola de los suelos ya que informa sobre su potencial de aportar nutrientes disponibles para los cultivos, sin embargo, dicha disponibilidad depende del tipo de residuos orgánicos, su calidad y su grado de descomposición (Baéz-Pérez, 2008).

El tiempo de residencia y almacenamiento de carbono orgánico del suelo cambia con el tipo de uso y manejo de este, en aquellos suelos donde la entrada de materia orgánica es constante, el suelo tiene mejor estructura y, por lo tanto, mayor contenido de carbono. Para evitar que actúe como emisor de carbono deben reducirse las pérdidas por mineralización o erosión. En suelos de uso agrícola, lo anterior se logra con el uso de prácticas adecuadas como la labranza de conservación (FAO, 2002; Báez- Pérez, 2008; Hernández *et al.*, 2014; Barrales-Brito *et al.*, 2020).

El carbono puede ser estabilizado físicamente cuando se forman agregados estables que lo protegen de la descomposición, químicamente cuando se asocia a partículas minerales y bioquímicamente al formarse compuestos recalcitrantes muy resistentes a la degradación microbiana (Burbano-Orjuela, 2018).

Materia orgánica

La materia orgánica del suelo (MOS) es la totalidad de sustancias orgánicas (Labrador, 2001), incluye restos vegetales y animales en diferentes grados de descomposición y una fracción viva que participa en dicha descomposición, está formada por una parte lábil, más susceptible a la descomposición que mantiene las características químicas de su material de origen por lo que es una fuente energética y por una parte húmica de lenta descomposición que se constituye por ácidos fúlvicos, húmicos y huminas que presentan estructuras complejas, irregulares y aromáticas que interactúan con la parte mineral del suelo (Burbano-Orjuela, 2018; Martínez *et al.*, 2008).

La cantidad y el tipo de materia orgánica varía de un ecosistema a otro y depende de diversos factores; en ecosistemas naturales, la cantidad de materia orgánica se mantiene estable a lo largo del año, independientemente de la cantidad aportada y extraída, sin embargo en los agroecosistemas no existe dicha estabilidad, el aporte es discontinuo y depende del ser humano, siendo un factor importante la intensidad del manejo dado; es por ello que el conocimiento de la materia orgánica mostrará aspectos sobre la madurez y calidad ambiental de los sistemas productivos (Labrador, 2001).

Nopal (*Opuntia spp*)

Es endémico de América, se conocen aproximadamente 258 especies, de las cuales 100 se encuentran en México, es por ello que se considera como el centro de origen de esta planta (Rodríguez *et al.*, 2009). El uso del nopal en México, incluido el alimenticio data de la época prehispánica (Kiesling y Metzging, 2018) y desde entonces ha formado parte de la

gastronomía y de la cultura; además presenta la diversidad genética más amplia y el más alto consumo del mundo (Ochoa y Barbera, 2018).

A lo largo del tiempo todas las especies de nopal han desarrollado adaptaciones morfológicas que les han permitido establecerse a las condiciones de las zonas áridas y semiáridas, tales como la escasa disponibilidad de agua en el suelo o a las variaciones extremas de temperatura (Rodríguez *et al.*, 2009). Una de las principales características morfológicas es la succulencia, que permite el almacenamiento de grandes cantidades de agua de manera muy rápida, además presentan el metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM), donde abren sus estomas sólo por la noche para fijar CO₂, cuando la temperatura es menor y hay más humedad relativa, esto se traduce en un incremento en la eficiencia del uso de agua (Rodríguez *et al.*, 2009; Inglese *et al.*, 2018). Es por ello por lo que es uno de los cultivos más importantes de las zonas antes mencionadas (Ochoa y Barbera, 2018).

Las especies más cultivadas son *Opuntia ficus-indica*, *Opuntia joconostle*, *Opuntia megacantha* y *Opuntia streptacantha* y en menor medida *Opuntia robusta*, *Opuntia leucotricha*, *Opuntia hyptiacantha* y *Opuntia chaveña* (Ochoa y Barbera, 2018). Las primeras huertas formales en México fueron establecidas entre 1950 y 1970 y en la actualidad la producción de nopal y tuna se distribuye principalmente en la Ciudad de México, Estado de México, Morelos, San Luis Potosí, Zacatecas, Tamaulipas, Aguascalientes y Guanajuato. Se estima que la superficie plantada es de 53 876 hectáreas y es el sexto cultivo frutal más importante del país, con una producción anual de nopal tunero que alcanza 428 763 ton/año (Ochoa y Barbera, 2018).

Las plantaciones generan servicios ambientales como el incremento de la biodiversidad, aumento en el secuestro de carbono, control de la erosión del suelo, conservación del agua, es hábitat para la vida silvestre, además tiene un aprovechamiento económico alto con diversas opciones para los productores y, de igual forma, se ha demostrado su alto valor nutritivo. Se adapta fácilmente a suelos erosionados, con alto contenido de arena, poca materia orgánica y poca humedad, por lo que es una alternativa para la restauración de suelos degradados (Louhaichi *et al.*, 2018).

Estado de salud de parcelas agrícolas.

El estado de salud hace referencia a la situación en la que se encuentra una parcela agrícola en un momento dado y puede ayudar a evaluar el efecto de distintos manejos aplicados a lo largo del tiempo. Recientemente se ha evidenciado la degradación de distintos suelos agrícolas acompañada de una disminución en la producción, por lo que ha

aumentado el interés en formas distintas que la incrementen a la vez que se minimizan los costos (Altieri y Nichols, 2002;). Debido a lo anterior surge la necesidad de estudiar los sistemas agrícolas como agroecosistemas, con un enfoque holístico, donde se analiza la relación entre el sistema agrícola, el ambiente y las sociedades (Manchado y Ríos, 2016).

La salud y la calidad son conceptos equivalentes, pero no siempre usados como sinónimos. El término salud también se ha relacionado con el concepto de sostenibilidad, en este sentido, Altieri y Nichols (2002), mencionan que un agroecosistema sustentable o saludable es aquel sistema diversificado, con un suelo rico en materia orgánica y biológicamente activo; siendo una parte fundamental la biodiversidad ya que contribuye a la fertilidad edáfica, la fitoprotección y la productividad.

Para analizar el estado de salud de una parcela o un agroecosistema es necesario tomar en cuenta varios factores, tales como la salud fisicoquímica y microbiológica del suelo, además de la salud de los cultivos. Para realizar esta evaluación es necesario establecer indicadores, los cuales son instrumentos de análisis que permiten simplificar, cuantificar y comunicar fenómenos complejos; estos indicadores deben ser integrales, fáciles de medir, aplicados a diferentes ecosistemas y fáciles de entender (García *et al.*, 2012).

METODOLOGÍA

Área de estudio

El municipio de San Martín de las Pirámides cuenta con una superficie de 7000.5 ha y se ubica en la porción nororiente del Estado de México (Figura 1), entre las coordenadas 19°37'05" y 19°46'20" latitud Norte y 98°42'03" y 98°53'27" longitud Oeste, a una altitud de 2302 msnm. Colinda con los municipios de Axapusco, Otumba, San Juan Teotihuacán y Temascalapa (INAFED, 2010; SMP, 2019). Una parte de la región forma parte del Parque Estatal "Cerro Gordo", una elevación de origen volcánico (Sentíes-Echeverría, 2000).

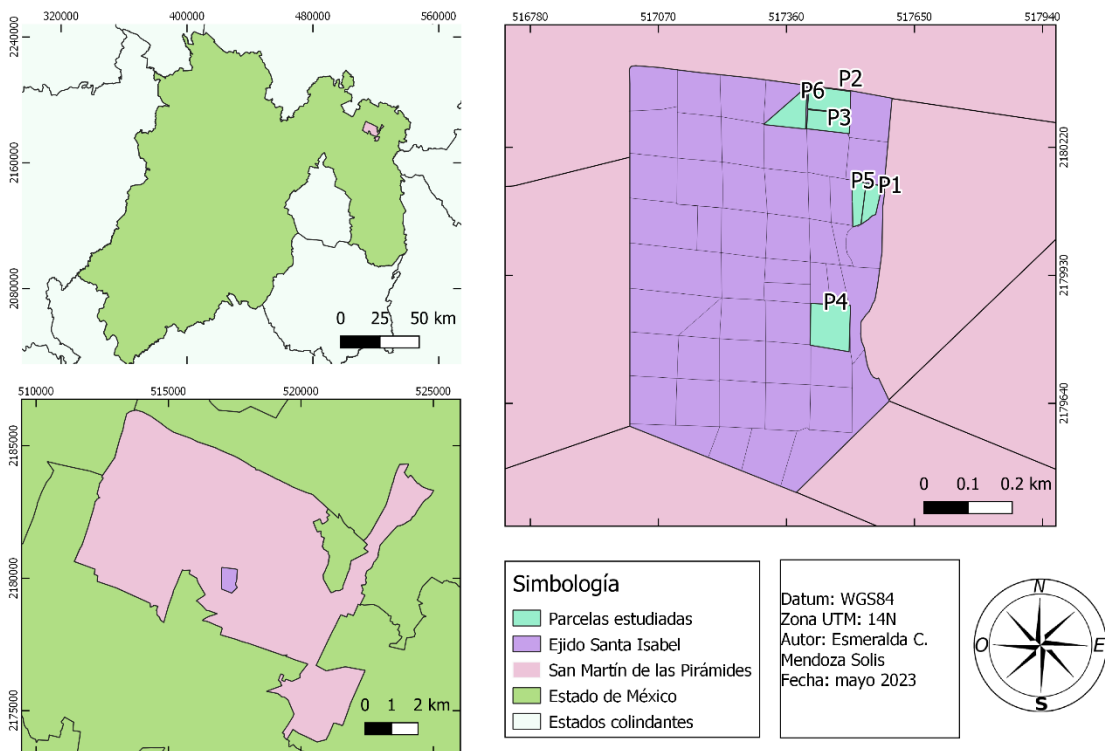


Figura 1. Mapa de área de estudio.

Se registran dos tipos de climas para el municipio, al oeste es templado semiseco (C(w0)(w)b(i')g) y al este templado subhúmedo (BS1kw(w)(i')g), siendo preponderante el último (Casas-Andreu, 1997; INEGI, 2005; INEGI, 2009). La temperatura media anual es de 16°C, con una media máxima de 30° y una media mínima de 10°. Se presentan lluvias en verano entre los meses de junio y octubre con un promedio de precipitación de 623 mm (Martínez, 1999).

Pertenece a la región hidrológica Pánuco, presenta cuerpos de agua lóticos tanto intermitentes como perennes y lénticos como jagüeyes (López-Jiménez, 2014; Rojas-Ramírez, 2017), la mayoría muy degradados.

De acuerdo con De Jesús (2019), se encuentran tres grupos de vegetación nativa: bosque de encino, principalmente de *Quercus crassipes* y *Q. rugosa*; zacatonal de *Muhlenbergia rigida*, *Bouvardia ternifolia* y *Aristida ternipes*; y matorral de encino donde domina *Q. furtex* y *Mimosa aculeaticarpa*. Además, abunda el pirul (*Schinus molle*) y el nopal (*Opuntia* spp) (INAFED, 2010; SMP, 2019).

En cuanto a la fauna se encuentran anfibios como la rana *Hyla arenicolor* y el sapo *Spea multiplicata*; reptiles como camaleones (*Phrynosoma orbiculare*) y serpientes del género *Toluca*, *Pituophis* y *Salvadora*; aves rapaces como el *Falco sparverius*; y mamíferos como murciélagos (*Leptonycteris curasoae*), coyote (*Canis latrans*) y el gato montés (*Lynx rufus*), entre otros (Sentíes-Echeverría, 2000)

El tipo de suelo predominante es el Feozem (Rojas-Ramírez, 2017) con fase dura tepetatoso (INAFED, 2010). El 63% de la superficie se utiliza para la agricultura; el 12% para zonas urbanas (Rojas-Ramírez, 2017); y en el resto se presenta bosque de encino, matorral crasicaule y pastizal (INEGI, 2009; De Jesús, 2014; Rojas-Ramírez, 2017).

Trabajo en campo

Obtención de muestras.

Se ubicaron 4 zonas de muestreo en parcelas con diferentes especies de nopal del ejido Santa Isabel perteneciente al municipio de San Martín de las Pirámides: 1) nopal tunero (*Opuntia amyclaea*), 2) nopal verdulero (*Opuntia ficus-indica*), 3) nopal de xoconostle (*Opuntia joconostle*) y 4) nopal tunero (*Opuntia amyclaea*). Adicionalmente se seleccionaron dos parcelas como testigos, la primera había cultivo de frijol; y la segunda que había sido recientemente quemada.

En cada parcela se ubicó una planta que se encontrara en la parte central y, a una distancia de 30 cm, se tomó una muestra de suelo de 1 kg a una profundidad de 0 a 20 cm para determinar sus propiedades físicas y químicas y su estabilidad de agregados, adicionalmente se tomó otra muestra de 200 g para el análisis microbiológico la cual se colocó en una bolsa dentro de una hielera a temperatura de 4°C.

Trabajo en laboratorio

Análisis microbiológico.

Para el análisis de hongos se utilizó el método de placas de Warcup modificado (Mier *et al.*, 2013). Primero se hizo una suspensión con 9 ml de agua destilada y 1 g de suelo de cada muestra por triplicado. Posteriormente se hicieron dos diluciones 1:10 y 1:100, lo anterior tomando 1 ml de la suspensión anterior y colocándola en 9 ml de agua destilada. De la dilución 1:100 se tomaron 200 microlitros y se colocaron al fondo de cajas de Petri, a las que posteriormente se le añadieron 20 ml de agar Rosa de Bengala (hongos y levaduras) con amoxicilina para inhibir el crecimiento de bacterias. Esto se hizo por triplicado.

Una vez que solidificó el agar se colocaron las cajas Petri invertidas en la incubadora a 28°C y se retiraron una vez pasados 7 días para cuantificar las UFC de hongos filamentosos y levaduras. Luego, se identificaron las colonias diferentes por cada caja Petri y de éstas se registraron las características macromorfológicas, tales como color al anverso y reverso, aspecto, superficie, presencia de exudado y/o pigmento y si éste último se difunde al medio.

Posteriormente, se prepararon laminillas para identificarlos, para ello se colocó una gota de colorante azul de lactofenol en un portaobjetos y, luego, con una cinta adhesiva, se tomó una impresión de la colonia la cual se debe extender sobre el azul de lactofenol. Para aquellas colonias que no fue posible realizar el método anteriormente descrito, se realizó un pequeño corte a la colonia con un asa, colocándolo en el portaobjetos con azul de lactofenol y cubriéndolo con un cubreobjetos. Una vez preparadas las laminillas, se observaron al microscopio. La identificación a nivel género se realizó con claves dicotómicas de Watanabe (2002), Barnett *et al.* (1987) y Samson *et al.* (1984), de acuerdo con las características de las estructuras de reproducción.

Adicionalmente, las colonias que no habían desarrollado estructuras de reproducción (micelio estéril) se sembraron en medios agar papa dextrosa (PDA) para posteriormente observarlos al microscopio.

Para el análisis de bacterias se utilizó el método de siembra en placa por extensión, para ello primero se realizaron las mismas diluciones descritas anteriormente y de la dilución 1:100 se tomó una alícuota de 100 microlitros, la cual se colocó sobre el medio Agar Métodos Estándar (recuento de bacterias aerobias) y posteriormente se distribuyó sobre toda la superficie del medio con ayuda de un rastrillo bacteriológico hasta que fue absorbido

por el medio. Se incubaron a 28°C durante 48 hrs, pasado ese tiempo se procedió a contar el total de colonias desarrolladas para calcular las UFC/g de suelo.







Posteriormente, se identificaron las colonias diferentes de acuerdo con sus características macroscópicas, se contaron y se realizó tinción de Gram. Durante la observación al microscopio se registró su morfología microscópica como coco, diplococo, estreptococo, cocobacilo, bacilo, diplobacilo o estreptobacilo.

Se seleccionaron colonias de bacilos esporulados y se aislaron sembrándolas en medio Agar Métodos Estándar; se les realizó nuevamente tinción de Gram; luego se seleccionaron por sus características macroscópicas de acuerdo con Larrera *et al.* (2015) y Obando y Suarez (2021), tales como colonias en forma de abanico, rugosas, de color mate, aspecto harinoso, ceroso seco o cremoso, con bordes dentados. Estas colonias se sembraron en agar nutritivo mediante siembra por agotamiento para obtener colonias aisladas para posteriormente realizar una segunda selección mediante pruebas bioquímicas.

Las pruebas bioquímicas aplicadas se realizaron de acuerdo con Larrea *et al.* (2015) y fueron las siguientes: 1) prueba de catalasa, 2) prueba agar hierro triple azúcar y 3) prueba de hidrólisis del almidón.

Para realizar una comparación de los géneros fúngicos y los morfotipos bacterianos entre cada una de las parcelas, se utilizó el criterio de Yadav y Madelin, donde cada género y morfotipo se clasifica en 6 categorías de acuerdo con el número de incidencias observadas y a cada categoría se le asignó un color (Tabla 1).

Tabla 1. Criterio de frecuencia de Yadav y Madelin con los colores seleccionados para la representación de cada criterio.

Criterio de Yadav y Madelin		
	Muy común	100-80 %
	Común	79-61 %
	Frecuente	60-41 %
	Ocasional	40-21 %
	Raro	20-0.1 %
	No encontrado	0%

Para analizar la estructura de las comunidades de hongos y bacterias, se estimó la densidad en UFC/g de suelo, la riqueza específica, la diversidad mediante el índice de Shannon-Wiener, la dominancia mediante el índice de Simpson y el índice de equidad de Pielou. Todo lo anterior se realizó tomando en cuenta el total de registros de las parcelas de nopal y también los registros en cada una de las parcelas para hacer una comparación entre las mismas. También se realizó el índice de similitud de Jaccard para estimar la diversidad beta.

Propiedades fisicoquímicas.

Se determinaron las propiedades físicas y químicas del suelo con base en la NOM-021-RECNAT-2000. El color en seco y húmedo con ayuda de las cartas de color de Munsell, la textura por medio del método del hidrómetro de Bouyoucos, la humedad del suelo por combustión en alcohol, la densidad aparente por el método de la probeta y la densidad real por el método del picnómetro. Por otra parte, las propiedades químicas, el pH se realizó con ayuda de un potenciómetro, la materia orgánica por el método de Walkley y Black (1947), el porcentaje de carbono que se obtuvo multiplicando el porcentaje de materia orgánica por 0.58, la capacidad de intercambio catiónico (CIC) mediante el método para suelos ácidos y neutros, así como calcio y magnesio intercambiable por el método del Versenato de Cheng y Kurtz (1960). Finalmente, el carbono orgánico del suelo se calculó multiplicando el porcentaje de carbono por la densidad aparente y el peso del suelo.

Estado de salud de las parcelas de nopal.

Se aplicó un índice realizado con base en el método agroecológico rápido para la evaluación de la sostenibilidad de cafetales propuesto por Altieri y Nicholls (2002). Se mantuvieron los dos apartados propuestos en el índice original, sin embargo, estos fueron modificados al cultivo del nopal y una zona semiárida, además se anexó un tercer apartado para incluir el aspecto microbiológico analizado en esta investigación.

Los apartados son: 1) Salud del suelo, donde se incluyen los parámetros fisicoquímicos del suelo, al igual que observaciones directas en campo (Tabla 2); 2) Salud microbiológica del suelo, que incluye la densidad y diversidad de bacterias y hongos, así como la presencia de patógenos (Tabla 3); 3) Calidad del cultivo, donde se incluyen aspectos como la apariencia de las plantas y el manejo que se le da a las parcelas (Tabla 4).

A cada uno de los indicadores se les otorgan valores que van del 1 al 10, posteriormente se promedian los valores, este resultado indica el estado de salud de cada parcela por cada apartado. Finalmente se representa cada apartado en gráficos radiales. De acuerdo con

Altieri y Nicholls (2002), cuando las líneas se acercan más al exterior de la gráfica (promedio cercano a 10) indica que se encuentran en mejores condiciones o que es más sostenible el sistema, por el contrario, aquellas que presentan un promedio menor a 5 se encuentran por debajo del umbral de sostenibilidad.

Adicionalmente se realizó un índice cualitativo basado en el índice de Altieri y Nicholls (2002) para que los productores puedan evaluar sus parcelas periódicamente, además contiene indicadores intuitivos y fáciles de medir en campo (Tabla 15).

Tabla 2. Apartado 1 Salud del suelo. Modificado de Altieri y Nicholls (2002).

Característica	Valor establecido
1. Estructura	
Suelo fino.	(1)
Suelo medio.	(5)
Suelo grueso.	(10)
2. Compactación e infiltración	
Espacio poroso de 0 a 5%	(1)
Espacio poroso de 6 a 15 %	(5)
Espacio poroso de 16 a más de 40%	(10)
3. Materia orgánica	
Baja de <0.60- 1.80	(1)
Media de 1.81 - 3.50.	(5)
Alta de 3.51- >6.0	(10)
4. Retención de humedad	
Suelo se seca rápido.	(1)
Suelo permanece seco durante la época seca.	(5)
Suelo mantiene humedad durante la época seca.	(10)
5. Desarrollo de raíces	
Raíces poco desarrolladas, enfermas y cortas.	(1)
Raíces con crecimiento limitado, se observan algunas raíces finas.	(5)
Raíces con buen crecimiento, saludables y profundas, con abundante presencia de raíces finas.	(10)
6. Erosión	
Erosión severa, se nota arrastre de suelo y presencia de cárcavas y canalillos.	(1)
Erosión evidente, pero poca.	(5)
No hay mayores señales de erosión.	(10)
7. pH	
Muy ácido o básico.	(1)
Neutro.	(10)
8. Fertilidad	
Capacidad de intercambio catiónico menor a 15.	(1)
Capacidad de intercambio catiónico entre 16 y 29.	(5)
Capacidad de intercambio catiónico mayor a 30.	(10)

Tabla 3. Apartado 2 Salud microbiológica del suelo. Basado en Altieri y Nicholls (2002).

Característica	Valor establecido
1. Conteos/abundancia de hongos	
Baja (<103)	(1)
Media (104)	(5)
Alta (>105)	(10)
2. Conteos/abundancia de bacterias	
Baja (<104)	(1)
Media (105-106)	(5)
Alta (>107)	(10)
3. Diversidad de hongos	
Baja (0.5-1.9)	(1)
Media (2-3)	(5)
Alta (>3)	(10)
4. Diversidad de bacterias	
Baja (0.5-1.9)	(1)
Media (2-3)	(5)
Alta (>3)	(10)
5. Hongos benéficos	
Muy común (100-80%)	(10)
Común (76-61%)	(8)
Frecuente (60-21%)	(6)
Ocasional (40-21%)	(4)
Raro (20-0.1%)	(2)
No encontrado (0)	(1)
6. Presencia de <i>Bacillus</i> spp	
Muy común (100-80%)	(10)
Común (76-61%)	(8)
Frecuente (60-21%)	(6)
Ocasional (40-21%)	(4)
Raro (20-0.1%)	(2)
No encontrado (0)	(1)
7. Presencia de actinomicetos	
Muy común (100-80%)	(10)
Común (76-61%)	(8)
Frecuente (60-21%)	(6)
Ocasional (40-21%)	(4)
Raro (20-0.1%)	(2)
No encontrado (0)	(1)
8. Presencia de hongos fitopatógenos	
Muy común (100-80%)	(1)
Común (76-61%)	(2)
Frecuente (60-21%)	(4)
Ocasional (40-21%)	(6)
Raro (20-0.1%)	(8)
No encontrado (0)	(10)

Tabla 4. Apartado 3 Salud del cultivo de nopal. Modificado de Altieri y Nicholls (2002).

Característica	Valor establecido
1. Apariencia	
Cladodios cloróticos (coloración amarillenta), arrugado y opaco.	(1)
Cladodios color verde claro, con algunas decoloraciones.	(5)
Cladodios color verde oscuro, sin arrugas, firme.	(10)
2. Crecimiento del cultivo	
Pocos o nulos brotes nuevos/poca o nula floración, cladodios se trozan con facilidad.	(1)
Pocos brotes nuevos/floración retrasada, cladodios firmes.	(5)
Brotes nuevos abundantes/floración en tiempo y abundante, cladodios firmes.	(10)
3. Incidencia de enfermedades	
Susceptibles a enfermedades, más del 50% de plantas con síntomas.	(1)
Entre el 20-45% de plantas con síntomas leves a severos.	(5)
Menos del 20% con plantas con síntomas leves.	(10)
4. Incidencia de plagas	
Más del 50% de plantas con plaga.	(1)
Entre el 20-45% de plantas con plaga.	(5)
Menos del 20% con plantas con plaga.	(10)
5. Diversidad vegetal en la parcela	
Monocultivo.	(1)
Monocultivo con cultivos diferentes en las orillas de la parcela.	(5)
Con dos o más cultivos diferentes.	(10)
6. Diversidad vegetal natural circundante a la parcela	
Rodeado por otros cultivos, campos baldíos o carretera.	(1)
Rodeado al menos de un lado por vegetación natural.	(5)
Rodeado al menos en 50% por vegetación natural.	(10)
7. Sistema de manejo	
Monocultivo convencional, más de una vez al año se utilizan agroquímicos.	(1)
Monocultivo convencional, se aplican agroquímicos una vez al año.	(5)
Policultivo, aplicación ocasional o nula de agroquímicos.	(10)

RESULTADOS

Análisis microbiológico.

Se aislaron un total de 858 colonias, de las cuales 727 corresponden a hongos filamentosos, 33 a levaduras, 28 a hongos filamentosos con picnidios que no pudieron ser identificados y 70 a bacterias. Cada colonia se consideró proveniente de una unidad formadora de colonias (UFC). Se identificaron 48 géneros, 22 colonias de micelio estéril y 3 colonias de un Zygomyceto en fase sexual. Los géneros más abundantes fueron *Penicillium* spp., *Aspergillus* spp., *Fusarium* spp. y *Acremonium* spp. (Tabla 5). Respecto a bacterias, se aislaron un total de 2838 colonias, siendo las morfologías con más registros los bacilos positivos y los negativos, los bacilos esporulados (positivos a tinción de Gram), los cocos positivos y los estreptobacilos negativos. Destaca también la alta incidencia de actinomicetos (Tabla 6). Se encontraron colonias con bacilos considerablemente largos, en comparación con tamaños comunes; éstos no pudieron ser identificados, pero se les agrupó dentro de un morfotipo independiente de los bacilos negativos a tinción de Gram y se les llamó Bacilos largos negativos

Tabla 5. Conteos totales de UFC y estructuras registradas.

Género	UFC	Género	UFC
<i>Penicillium</i> spp.	151	<i>Oidium</i> spp.	3
<i>Aspergillus</i> spp.	108	<i>Phialophora</i>	3
<i>Fusarium</i> spp.	100	<i>Wallemia</i> spp.	3
<i>Acremonium</i> spp.	60	Zygomyceto en fase sexual	3
<i>Gonytrichum</i> spp.	41	<i>Bipolaris</i> spp.	2
<i>Cladosporium</i> spp.	24	<i>Cylindrocladium</i> spp.	2
Micelio estéril	22	<i>Gonatobotrys</i> spp.	2
<i>Basipetospora</i> spp.	20	<i>Phialocephala</i> spp.	2
<i>Pythium</i> spp.	17	<i>Torula</i> spp.	2
<i>Papulaspora</i> spp.	14	<i>Trichoderma</i> spp.	2
<i>Paecilomyces</i> spp.	13	<i>Verticillium</i> spp.	2
<i>Aureobasidium</i> spp.	12	<i>Beauveria</i> spp.	1
<i>Mucor</i> spp.	12	<i>Epicocum</i> spp.	1
<i>Alternaria</i> spp.	11	<i>Eurotium</i> spp.	1
<i>Rhizopus</i> spp.	11	<i>Geomyces</i> spp.	1
<i>Absidia</i> spp.	9	<i>Gliocladium</i> spp.	1
<i>Oidiodendron</i> spp.	9	<i>Helicocephalum</i> spp.	1
<i>Phytophthora</i> spp.	9	<i>Linderina</i> spp.	1
<i>Monascus</i> spp.	7	<i>Olpitrichum</i> spp.	1
<i>Moniliella</i> spp.	6	<i>Rhynchosporium</i> spp.	1
<i>Humicola</i> spp.	5	<i>Sepedonium</i> spp.	1
<i>Memnoniella</i> spp.	5	<i>Trichocladium</i> spp.	1
<i>Scopulariopsis</i> spp.	5	Estructuras	UFC
<i>Cunninghamella</i> spp.	4	Levaduras	33
<i>Mortierella</i> spp.	4	Picnidios	28
<i>Pseudotorula</i> spp.	4	Total hongos	727
<i>Geotrichum</i> spp.	3	Bacterias	70
<i>Graphium</i> spp.	4	Total general	858

Tabla 6. Conteos totales de UFC de las morfologías de bacterias registradas.

Morfología	UFC	Morfología	UFC
Bacilos positivos	587	Cocobacilos positivos	33
Bacilos negativos	572	Diplobacilos negativos	29
Bacilos esporulados	364	Bacilos largos negativos	27
Estreptobacilos negativos	350	Cocos negativos	15
Cocos positivos	311	Diplobacilos positivos	13
Estreptobacilos positivos	228	Estreptococos negativos	11
Actinomicetos	188	Diplococos positivos	1
Estreptococos positivos	59	Total general	2838
Cocobacilos negativos	50		

De acuerdo con las características macroscópicas y las pruebas bioquímicas aplicadas, se aislaron un total de 12 cepas de *Bacillus* spp. Éstas presentaban características macroscópicas como borde irregular o dentado, textura cremosa o seca y apariencia opaca. Todas las cepas fueron positivas a catalasa, a la hidrólisis del almidón y, de acuerdo con la prueba agar hierro triple azúcar, todas fermentan glucosa (Tabla 7).

Tabla 7. Resultados de las pruebas bioquímicas aplicadas a las cepas de bacilos esporulados

Cepa	Catalasa	TSI			Hidrolisis del almidón
		Glucosa	Sacarosa	Lactosa	
B1	+	+	+	+	+
B2	+	+	-	-	+
B3	+	+	+	+	+
B5	+	+	+	+	+
B6	+	+	-	-	+
B7	+	+	-	-	+
B9	+	+	-	-	+
B10	+	+	-	-	+
B11	+	+	-	-	+
B12	+	+	-	-	+
B17	+	+	+	+	+
B18	+	+	+	+	+

La cantidad de UFC/g de suelo total de las seis parcelas estudiadas fue de 1.48×10^5 UFC/g de suelo para hongos y 1.28×10^6 UFC/g de suelo para bacterias, mientras que en las 4 parcelas de nopal se encontró un total de 1.72×10^5 UFC/g de suelo de hongos y 1.22×10^6

UFC/g de suelo de bacterias. Se presentó una diversidad media o normal calculada por el índice de Shannon-Wiener, tanto de hongos como de bacterias (2.96 y 2.16 respectivamente), por su parte, la riqueza específica total fue de 52 géneros y estructuras de hongos, encontrándose 44 en las parcelas de nopal; además de 16 morfotipos diferentes de bacterias (Tabla 8).

En las 4 parcelas de nopal se encontró un total de 1.72×10^5 UFC/g de suelo de hongos y 1.22×10^6 UFC/g de suelo de bacterias. Se encontraron 44 géneros de hongos y 16 morfotipos de bacterias.

La cantidad de UFC de hongos y bacterias se comparó entre sí para cada parcela, utilizando el índice de Yadav y Madelin en todos los casos. Los datos están mostrados en las tablas 8 y 9.

La parcela 1 con cobertura vegetal de nopal tunero (*Opuntia amyclaea*) presentó 1.47×10^5 UFC/gr de suelo de hongos y 1.45×10^6 UFC/g de suelo de bacterias; presentó la diversidad más alta de ambos tipos de microorganismos (2.84 y 2.16 respectivamente) (Tabla 8). El género más común fue *Penicillium* spp., con 100% de aparición (20 UFC), por su parte *Fusarium* spp. se presentó como común (16 UFC), mientras que *Gonytrichum* spp. (10 UFC), *Pythium* spp. (10 UFC) y *Aspergillus* spp. (9 UFC) fueron frecuentes; con relación a bacterias, la morfología más común fue bacilos negativos (126 UFC), mientras que los cocos positivos (75 UFC) y los bacilos positivos (67 UFC) se presentaron como frecuentes (Tabla 8 y 9).

La parcela 2 con cultivo de nopal verdura (*O. ficus-indica*) mostró 8.56×10^4 UFC/g de suelo de hongos y 1.86×10^6 UFC/g de suelo de bacterias; 23 géneros de hongos y 15 morfologías de bacterias. Presentó diversidad media con 2.59 para hongos y 1.94 para bacterias. El género más común fue *Fusarium* spp. (24 UFC), el resto de los géneros se presentaron como ocasionales o raros cuando se compararon entre sí para cada parcela; en relación con las morfologías de bacterias, los bacilos negativos fueron los más comunes (126 UFC) y los bacilos positivos (67 UFC), bacilos esporulados (73 UFC) y estreptobacilos negativos (67 UFC) se categorizaron como frecuentes.

La parcela 3 con cobertura de nopal xoconostle (*O. joconostle*) presentó los valores más bajos de diversidad con 1.39 y 1.58 para hongos y bacterias, respectivamente; también la menor riqueza específica de hongos con 17 géneros y de bacterias con 11 morfotipos. Se obtuvieron 9.33×10^4 UFC/g de suelo de hongos y 7.51×10^6 UFC/g de suelo de bacterias. El

género más común fue *Aspergillus* spp. (63 UFC) y el resto de los géneros se presentaron como raros al compararse entre sí; la morfología de bacterias más común fueron los bacilos positivos (213 UFC).

Tabla 8. Estructura de la comunidad de hongos y bacterias cultivables.

		P1 Nopal tunero	P2 Nopal verdura	P3 Nopal xoconostle	P4 Nopal tunero	P5 Testigo frijol	P6 Testigo quemada	Total parcelas nopal	Total de las 6 parcelas
Hongos	D	1.47x10 ⁵	8.56x10 ⁴	9.33x10 ⁴	3.63x10 ⁵	6.11x10 ⁴	1.42x10 ⁵	1.72x10 ⁵	1.49x10 ⁵
	SW	2.84	2.59	1.39	2.44	2.81	2.77	2.77	2.96
	RE	25	22	17	29	21	23	44	52
	DS	0.07	0.12	0.50	0.15	0.07	0.08	0.10	0.09
	EP	0.88	0.84	0.49	0.73	0.92	0.88	0.73	0.75
Bacterias	D	1.45x10 ⁶	1.86x10 ⁶	7.51x10 ⁵	8.31x10 ⁵	1.71x10 ⁶	1.11x10 ⁶	1.22x10 ⁶	1.28x10 ⁶
	SW	2.16	1.94	1.58	1.86	2.05	2.12	2.06	2.16
	RE	14	13	9	11	14	12	16	16
	DS	0.14	0.17	0.30	0.19	0.14	0.13	0.16	0.13
	EP	0.80	0.76	0.66	0.75	0.78	0.85	0.74	0.75

*D: densidad; SW: índice de Shannon-Weiner; RE: riqueza específica; DS: índice de dominancia de Simpson; EP: índice de equidad de Pielou.

La parcela 4 con nopal tunero (*O. amyclaea*) mostró los valores más altos de UFC/g de suelo tanto de bacterias como de hongos (8.31x10⁶ y 3.63x10⁵ UFC, respectivamente). También presentó la riqueza específica mayor de hongos con 28 géneros. *Penicillium* spp. fue el género más común (108 UFC), el resto de los géneros se categorizaron como ocasionales o raros cuando se compararon entre sí. Por otra parte, los bacilos negativos se presentaron como muy comunes (162 UFC), mientras que los estreptobacilos negativos (96 UFC), bacilos positivos (73 UFC) y los cocos positivos (72 UFC) como frecuentes.

La parcela testigo con cultivo de frijol (parcela 5) presentó la menor cantidad de UFC de hongos (6.11x10⁴). Por otra parte, se obtuvo la mayor abundancia relativa de bacterias con 0.20. Presentó a *Aspergillus* spp. (9 UFC) y las levaduras (8 UFC) como muy comunes y a *Fusarium* spp. (4 UFC), *Acremonium* spp. (4 UFC) y *Monilliela* spp. (5 UFC) como frecuentes. Los bacilos esporulados se presentaron como muy comunes (135 UFC), mientras que los bacilos positivos (98 UFC), los actinomicetos (87 UFC) y los estreptobacilos negativos (82 UFC) como comunes.

Tabla 9. Criterio de Yadav y Madelin para comparar las UFC de hongos entre sí de manera individual por parcela.

Género	P1 Nopal tunero		P2 Nopal verdura		P3 Nopal xoconostle		P4 Nopal tunero		P5 Testigo frijol		P6 Testigo quemada	
	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %
<i>Penicillium</i> spp.	20	100	5	21	2	3	108	100	3	33	13	100
<i>Fusarium</i> spp.	16	80	24	100	3	5	42	39	4	44	11	85
<i>Gonytrichum</i> spp.	10	50	9	38	1	2	20	19	1	11	0	0
<i>Pythium</i> spp.	10	50	1	4	1	2	1	1	2	22	2	15
<i>Aspergillus</i> spp.	9	45	0	0	63	100	27	25	9	100	0	0
<i>Acremonium</i> spp.	8	40	8	33	0	0	28	26	4	44	12	92
Picnidios	8	40	2	8	1	2	11	10	3	33	3	23
<i>Absidia</i> spp.	8	40	1	4	0	0	0	0	0	0	0	0
Levaduras	6	30	4	17	4	6	4	4	8	89	7	54
<i>Cladosporium</i> spp.	6	30	5	21	0	0	2	2	3	33	8	62
<i>Paecilomyces</i> spp.	5	25	0	0	1	2	7	6	0	0	0	0
<i>Monascus</i> spp.	4	20	0	0	1	2	2	2	0	0	0	0
<i>Aureobasidium</i> spp.	3	15	5	21	0	0	4	4	0	0	0	0
<i>Graphium</i> spp.	3	15	0	0	0	0	0	0	0	0	1	8
Micelio estéril	2	10	4	17	4	6	9	8	0	0	3	23
<i>Rhizopus</i> spp.	2	10	2	8	2	3	3	3	2	22	0	0
<i>Cylindrocladium</i> spp.	2	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Trichoderma</i> spp.	2	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mucor</i> spp.	1	5	0	0	0	0	9	8	0	0	2	15
<i>Mortierella</i> spp.	1	5	1	4	0	0	0	0	0	0	2	15
<i>Geotrichum</i> spp.	1	5	0	0	0	0	1	1	1	11	0	0
<i>Verticillium</i> spp.	1	5	1	4	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Beauveria</i> spp.	1	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gliocladium</i> spp.	1	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Olpitrichum</i> spp.	1	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Basipetospora</i> spp.	0	0	1	4	0	0	19	18	0	0	0	0
<i>Papulaspora</i> spp.	0	0	3	13	0	0	3	3	2	22	6	46
<i>Alternaria</i> spp.	0	0	0	0	0	0	3	3	0	0	8	62
<i>Oidiodendron</i> spp.	0	0	3	13	2	3	0	0	0	0	4	31
<i>Phytophthora</i> spp.	0	0	1	4	1	2	5	5	1	11	1	8

Continuación tabla 9. Criterio de Yadav y Madelin por parcela aplicado a las UFC de hongos

Género	P1 Nopal tunero		P2 Nopal verdura		P3 Nopal xoconostle		P4 Nopal tunero		P5 Testigo frijol		P6 Testigo quemada	
	UF C	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %
<i>Moniliella</i> spp.	0	0	0	%	0	0	0	0	5	56	1	8
<i>Humicola</i> spp.	0	0	0	0	0	0	0	0	3	33	2	15
<i>Memnoniella</i> spp.	0	0	1	0	0	0	4	4	0	0	0	0
<i>Scopulariopsis</i> spp.	0	0	0	4	0	0	1	1	2	22	2	15
<i>Cunninghamella</i> spp.	0	0	3	0	1	2	0	0	0	0	0	0
<i>PseudoTorula</i> spp.	0	0	0	13	0	0	2	2	0	0	2	15
<i>Oidium</i> spp.	0	0	0	0	0	0	0	0	1	11	2	15
<i>Wallemia</i> spp.	0	0	1	0	0	0	0	0	2	22	0	0
Zygomyceto en fase sexual	0	0	0	4	0	0	2	2	0	0	1	8
<i>Bipolaris</i> spp.	0	0	0	0	1	2	1	1	0	0	0	0
<i>Gonatobotrys</i> spp.	0	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0
<i>Phialocephala</i> spp.	0	0	0	0	0	0	0	0	2	22	0	0
<i>Phialophora</i> spp.	0	0	0	0	0	0	3	3	0	0	0	0
<i>Torula</i> spp.	0	0	1	0	0	0	0	0	1	11	0	0
<i>Epicocum</i> spp.	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	1	8
<i>Eurotium</i> spp.	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0
<i>Geomyces</i> spp.	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0
<i>Helicocephalum</i> spp.	0	0	0	0	1	2	0	0	0	0	0	0
<i>Linderina</i> spp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	8
<i>Rhynchosporium</i> spp.	0	0	0	0	0	0	0	0	1	11	0	0
<i>Sepedonium</i> spp.	0	0	0	0	1	2	0	0	0	0	0	0
<i>Trichocladium</i> spp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	8

Tabla 10. Criterio de Yadav y Madelin por parcela aplicado a las UFC de bacterias

Morfología	P1 Nopal tunero		P2 Nopal verdura		P3 Nopal xoconostle		P4 Nopal tunero		P5 Testigo frijol		P6 Testigo quemada	
	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %	UFC	Criterio %
Bacilos negativos	126	100	148	100	46	21.6	162	100	49	36.3	41	54.7
Cocos positivos	75	59.52	28	18.9	58	27.2	72	44.4	56	41.5	22	29.3
Bacilos positivos	67	53.17	72	48.6	213	100	73	45.1	98	72.6	64	85.3
Bacilos esporulados	47	37.3	73	49.3	17	7.98	26	16	135	100	66	88
Estreptobacilos negativos	43	34.13	67	45.3	14	6.57	96	59.3	82	60.7	48	64
Estreptobacilos positivos	40	31.75	30	20.3	24	11.3	13	8.02	46	34.1	75	100
Cocobacilos negativos	16	12.7	1	0.68	0	0	28	17.3	3	2.22	2	2.67
Cocos negativos	15	11.9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Diplobacilos positivos	10	7.937	0	0	0	0	0	0	3	2.22	0	0
Actinomicetos	20	15.87	26	17.57	11	5.16	24	14.81	87	64.44	20	26.67
Estreptococos positivos	7	5.55	26	17.6	3	1.41	2	1.23	3	2.22	18	24
Estreptococos negativos	5	3.96	4	2.7	0	0	0	0	1	0.74	1	1.33
Cocobacilos positivos	2	1.58	1	0.68	27	12.7	1	0.62	1	0.74	1	1.33
Diplococos positivos	10	0.79	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0
Diplobacilos negativo	0	0	1	0.68	0	0	0	0	0	0	28	37.3

La parcela 6, predio recientemente quemado, presentó la menor cantidad de UFC de bacterias con 1.11×10^6 UFC/g de suelo. *Penicillium* spp., *Fusarium* spp. y *Acremonium* spp. se categorizaron como muy comunes (100%, 85% y 92%, respectivamente), *Cladosporium* spp. (62%) y *Alternaria* spp. (62%) como comunes, las levaduras (54%) y *Papulaspora* spp. (46%) se presentaron como frecuentes. Por su parte, las morfologías de bacterias más comunes fueron los estreptobacilos positivos (75 UFC), los bacilos positivos (64 UFC) y bacilos esporulados (66 UFC); los estreptobacilos negativos (48 UFC) fueron comunes y los bacilos negativos (41 UFC) frecuentes.

El índice de Jaccard aplicado a bacterias y hongos indica una baja similitud entre todas las parcelas, obteniéndose el valor más alto entre la parcela 1 y la 4 (23.2 %) en relación a hongos; así como entre la parcela 1 y la 6 (20%) en relación a bacterias (Tabla 11 y 12).

Tabla 11. Coeficiente de similitud de Jaccard de géneros de hongos entre las diferentes parcelas muestreadas.

%	P1 Nopal tunero	P2 Nopal verdura	P3 Nopal xoconostle	P4 Nopal tunero	P5 Testigo frijol	P6 Testigo quemada
P1		21.3	20.8	23.19	19.3	18.6
P2	21.3		21.6	22.73	22.8	20.7
P3	20.8	21.6		21.05	19.1	16.7
P4	23.2	22.7	21.1		22.2	21.5
P5	19.3	22.8	19.1	22.22		21.4
P6	20.0	20.7	16.7	21.54	21.4	

Tabla 12. Coeficiente de similitud de Jaccard de morfologías de bacterias entre las diferentes parcelas muestreadas.

%	P1 Nopal tunero	P2 Nopal verdura	P3 Nopal xoconostle	P4 Nopal tunero	P5 Testigo frijol	P6 Testigo quemada
P1		30.0	27.8	28.95	29.3	30.8
P2	30.0		29.4	30.56	30.8	32.4
P3	27.8	29.4		30.30	28.6	28.1
P4	28.9	30.6	30.3		31.6	29.4
P5	29.3	30.8	28.6	31.58		29.7
P6	30.8	32.4	28.1	29.41	29.7	

Parámetros fisicoquímicos.

Se presentó una clase textural franco arcillo arenosa en la parcela 1 a la 4; en la parcela 5 fue areno francosa y en la parcela 6 franco arenosa.

El porcentaje de humedad fue bajo en todas las parcelas y presentó el valor más alto en la parcela 2 (13.70%) y el menor en la parcela 3 (3.87%). La densidad aparente más alta se presentó en la parcela 5 (1.25 g/cm³) mientras que la más baja en la parcela 1 (0.98 g/cm³). Por su parte la densidad real y el espacio poroso fueron más altos en la parcela 6 (3.25 g/ml y 44.2%, respectivamente) y los más bajos en la 5 (2.04 g/ml y 44.2%, respectivamente) (Tabla 13).

El pH fue moderadamente ácido en la parcela 1 a la parcela 4, mientras que en la parcela 5 fue neutro (7.23) y en la parcela 6 medianamente alcalino, en esta última se presentó en valor más alto (7.76). El porcentaje de carbono (C) y de materia orgánica (MO) varió de mediano a bajo, los valores más altos se encontraron en la parcela 1 (3.33 % de MO y 1.93% de C), los cuales se clasifican como valores medianos; los valores clasificados como muy bajos se presentaron en la parcela 2 (0.83 % de MO y 0.48% de C). La capacidad de intercambio catiónico (CIC) se presentó en la parcela 2 (22 meq/100g), mientras que en la parcela 3 se presentó el valor más bajo (16.5 meq/100g). El Ca²⁺ y Mg²⁺ intercambiables son clasificados como bajos de acuerdo con la NOM-021-RECNAT.

Tabla 13. Parámetros fisicoquímicos por parcela.

Parámetro		P1 Nopal tunero	P2 Nopal verdura	P3 Nopal xoconostle	P4 Nopal tunero	P5 Testigo frijol	P6 Testigo quemada
Color	Seco	Pardo oscuro grisáceo (10YR 4/2)	Pardo grisáceo (10YR 5/2)	Pardo oscuro grisáceo (10YR 2/2)	Pardo grisáceo (10YR 5/2)	Pardo oscuro grisáceo (10YR 4/2)	Pardo oscuro grisáceo (10YR 4/2)
	Húmedo	Pardo muy oscuro (10YR 2/2)	Pardo muy oscuro (7.5 YR 2.5/2)	Pardo muy oscuro (10YR 2/2)	Pardo muy oscuro (7.5YR 2.5/2)	Pardo muy oscuro (10YR 2/2)	Pardo muy oscuro (10YR 2/2)
Clase textural		Franco arcillo arenosa	Franco arcillo arenosa	Franco arcillo arenosa	Franco arcillo arenosa	Franco arenosa	Franco arenosa
Humedad (%)		4.85	13.70	3.87	6.45	4.48	5.38
Densidad aparente (g cm ³)		0.98	1.13	1.11	1.03	1.25	1.12
Densidad real (gr/ml)		2.11	2.08	2.07	2.50	2.04	3.35
Espacio poroso (%)		54.00	45.70	47.00	58.80	44.20	66.90
pH		5.55	6.85	5.57	5.74	7.23	7.76
Conductividad		0.14	0.38	0.26	0.11	0.19	0.28
MO (%)		3.33	0.83	1.31	2.97	1.19	1.43
Carbono (%)		1.93	0.48	0.76	1.73	0.69	0.83
COS (ton ha ⁻¹)		38.03	10.92	16.83	35.54	17.19	18.52
CIC (meq/100g)		18.5	22	16.5	18.15	18.15	20.9
Ca ²⁺ (cmol(+))Kg ⁻¹)		10.26	17.01	13.77	9.72	10.26	13.5
Mg ²⁺ (cmol(+))Kg ⁻¹)		0.74	0.51	5.8	1.48	1.01	3.2

MO: materia orgánica; COS: carbono orgánico del suelo; CIC: capacidad de intercambio catiónico; Ca: Calcio; Mg: Magnesio

Salud de las parcelas de nopal.

Todas las parcelas presentaron promedios bajos en los 3 apartados. Se eliminó la parcela testigo quemada de este análisis debido a que no presentaba ningún cultivo. La parcela 1 y la parcela 4 con cultivo de nopal tunero presentaron un promedio de salud del suelo y salud microbiológica del suelo mayor (6.9 y 7; 5.1 y 5.8, respectivamente). En relación con la salud del cultivo, la parcela testigo 5 con cultivo de frijol presentó el promedio más alto con 6. La parcela 3 (nopal de xoconostle) presentó los promedios más bajos de salud del suelo y salud microbiológica del suelo (4.9 y 3.3, respectivamente), sin embargo, presentó el segundo valor más alto de salud del cultivo (5.6) (Tabla 14).

En los gráficos radiales se observa el comportamiento de los diferentes indicadores en cada parcela, además que permiten analizar las fortalezas y debilidades. En cuanto a la salud del suelo, las parcelas de nopal tunero sobresalen por presentar cobertura del suelo y alto contenido de materia orgánica, aspectos a mejorar en la parcela de nopal verdura y de nopal de xoconostle (Figura 2). El gráfico de salud del cultivo muestra que todas las parcelas tienen una baja incidencia de plagas y necesitan mejorar la diversidad natural circundante a la parcela y la diversidad vegetal dentro de la parcela; la parcela 2 de nopal verdura y la parcela 3 de nopal de xoconostle presentaron una buena apariencia, crecimiento y baja incidencia de enfermedades (Figura 2). Las parcelas de nopal tunero presentaron una alta salud microbiológica debido a la alta abundancia de hongos y bacterias, sin embargo, la abundancia de bacterias y hongos benéficos es muy baja (Figura 2).

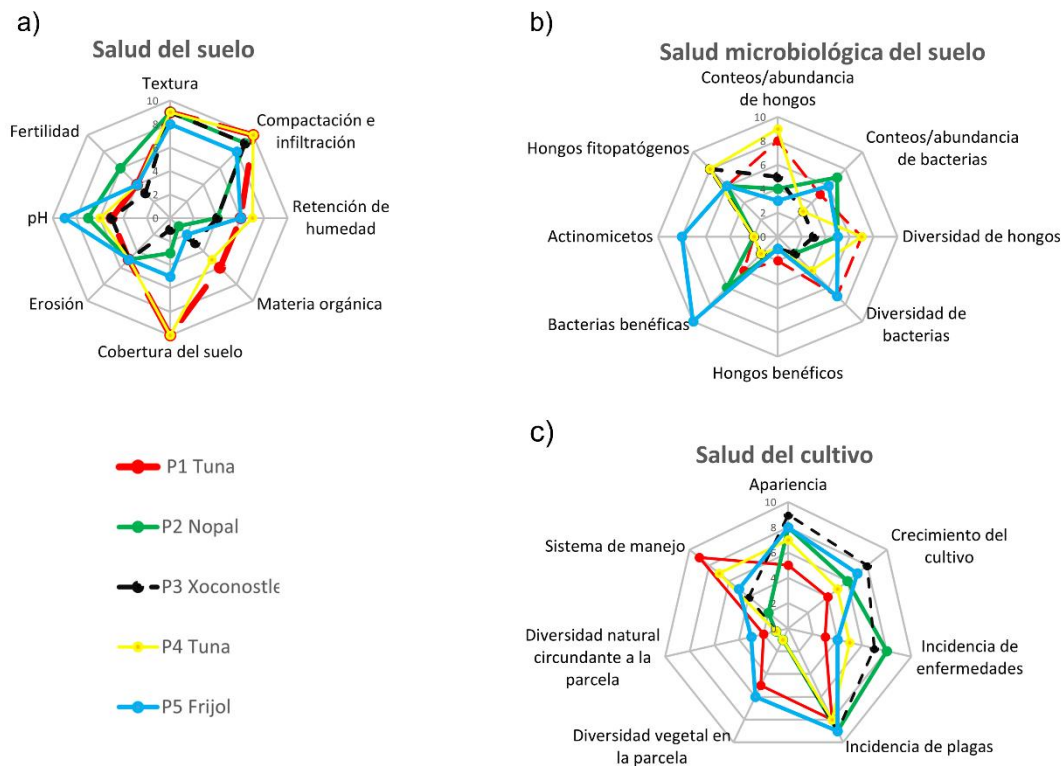


Figura 2. Gráficos radiales que muestran los resultados del índice de salud de parcelas de nopal. a) salud del suelo, b) salud microbiológica del suelo y c) salud del cultivo.

Tabla 14. Resultados del índice de salud de las parcelas.

Indicadores	Valor					
	P1 Tuna	P2 Nopal	P3 Xoconostle	P4 Tuna	P5 Frijol	P6 Quemada
Apartado 1. Salud del suelo						
Textura	9	9	9	9	8	8
Compactación e infiltración	10	9	9	10	8	10
Retención de humedad	6	4	4	7	6	5
Materia orgánica	6	1	3	5	2	4
Cobertura del suelo	10	3	1	10	5	1
Erosión	5	5	5	5	5	5
pH	5	7	5	6	9	10
Fertilidad	4	6	3	4	4	5
Promedio	6.9	5.5	4.9	7.0	5.9	6.0
Apartado 2. Salud del cultivo						
Apariencia	5	8	9	7	8	0
Crecimiento del cultivo	4	6	8	5	7	0
Incidencia de enfermedades	3	8	7	5	4	0
Incidencia de plagas	8	9	9	8	9	0
Diversidad vegetal en la parcela	5	1	1	1	6	0
Diversidad natural circundante a la parcela	2	1	1	1	3	0
Sistema de manejo	9	2	4	7	5	0
Promedio	5.1	5.0	5.6	4.9	6.0	0.0
Apartado 3. Salud microbiológica del suelo						
Conteos/abundancia de hongos	8	4	5	9	3	7
Conteos/abundancia de bacterias	5	7	3	3	6	4
Diversidad de hongos	7	5	3	7	5	6
Diversidad de bacterias	7	2	2	4	7	5
Hongos benéficos	2	1	1	1	1	1
Bacterias benéficas	4	6	2	2	10	10
Actinomicetos	2	2	2	2	8	2
Hongos fitopatógenos	6	6	8	8	6	2
Promedio	5.1	4.1	3.3	4.5	5.8	4.6

Finalmente, el índice realizado para que los productores evalúen el estado de salud de las parcelas de nopal, al igual que el índice aplicado en la investigación, presenta modificaciones en el apartado de calidad del suelo y en el de salud del cultivo. Además se agregó un tercer apartado titulado salud biológica de la parcela, el cual es un aspecto fundamental y generalmente olvidado al momento de evaluar el estado de salud de los sistemas agrícolas; incluye indicadores como la presencia de actinomicetos, insectos, aves, hongos fitopatógenos y anfibios, es importante mencionar que una mayor diversidad

incrementa la salud de una parcela ya que la estructura de las comunidades biológicas se hace más compleja y estable en el tiempo, favoreciendo la abundancia de organismos benéficos y manteniendo a las plagas y enfermedades en una densidad baja (Tabla 15, 16 y 17).

Tabla 15. Índice para evaluar la salud del suelo de parcelas de nopal.

Característica	Valor establecido
1. Estructura	
Suelo polvoso, sin gránulos visible.	(1)
Suelo suelto con pocos gránulos que se rompen al aplicar presión suave.	(5)
Suelo friable y granular, los agregados mantienen su forma al aplicar presión suave, aún humedecidos.	(10)
2. Compactación e infiltración	
Compacto, se anega.	(1)
Presencia de capa compacta delgada, el agua se infiltra lentamente.	(5)
Suelo no compacto, el agua se infiltra fácilmente.	(10)
3. Materia orgánica	
Suelo muy pálido.	(1)
Suelo pardo o rojizo.	(5)
Suelo pardo oscuro, con olor a tierra.	(10)
4. Retención de humedad	
Suelo se seca rápido.	(1)
Suelo permanece seco durante la época seca.	(5)
Suelo mantiene humedad durante la época seca.	(10)
5. Desarrollo de raíces	
Raíces poco desarrolladas, enfermas y cortas.	(1)
Raíces con crecimiento limitado, se observan algunas raíces finas.	(5)
Raíces con buen crecimiento, saludables y profundas, con abundante presencia de raíces finas.	(10)
6. Cobertura del suelo	
Suelo desnudo.	(1)
Menos del 50% cubierto por residuos o cubierta viva.	(5)
Más del 50% con cobertura.	(10)
7. Erosión	
Erosión severa, se nota arrastre de suelo y presencia de cárcavas y canalillos.	(1)
Erosión evidente, pero poca.	(5)
No hay mayores señales de erosión.	(10)

Tabla 16. Índice para evaluar la salud microbiológica del suelo de parcelas de nopal.

Característica	Valor establecido
1. Presencia de actinomicetos	
Al humedecer el suelo no huele a “tierra mojada”.	(1)
Al humedecer el suelo huele fuertemente a “tierra mojada”.	(10)
2. Presencia de hongos fitopatógenos que afectan al nopal	
2.1. <i>Alternaria</i> spp	
Presencia de manchas amarillas en cladodios, pueden comenzar como puntos y extenderse por todo el cladodio.	(1)
No se presentan.	(10)
2.2. <i>Pseudocercospora</i> spp	
Presencia de manchas negras en cladodios que parece se van hundiendo.	(1)
No se presentan.	(10)
2.3. <i>Fusarium</i> spp	
Hay pudrimiento de la raíz del nopal, que puede provocar la caída de la planta.	(1)
No se presentan.	(10)
3. Presencia insectos benéficos como catarinas	
No se observan.	(1)
Se observan con frecuencia.	(10)
4. Presencia de insectos como chapulines, abejas, mariposas, abejorros, escarabajos; y arañas.	
No se observan.	(1)
Se observan con frecuencia.	(10)
5. Presencia de aves	
No se observan.	(1)
Se observan con frecuencia.	(10)
6. Presencia de ranas y sapos en temporada de lluvias	
No se observan.	(1)
Se observan con frecuencia.	(10)

Tabla 17. Índice para evaluar la salud de cultivos de nopal.

Característica	Valor establecido
1. Apariencia	
Cladodios cloróticos (coloración amarillenta), arrugado y opaco.	(1)
Cladodios color verde claro, con algunas decoloraciones.	(5)
Cladodios color verde oscuro, sin arrugas, firme.	(10)
2. Crecimiento del cultivo	
Pocos o nulos brotes nuevos/poca o nula floración, cladodios se trozan con facilidad.	(1)
Pocos brotes nuevos/floración retrasada, cladodios firmes.	(5)
Brotes nuevos abundantes/floración en tiempo y abundante, cladodios firmes.	(10)
3. Incidencia de enfermedades	
Susceptibles a enfermedades, más del 50% de plantas con síntomas.	(1)
Entre el 20-45% de plantas con síntomas leves a severos.	(5)
Menos del 20% con plantas con síntomas leves.	(10)
4. Incidencia de plagas	
Más del 50% de plantas con plaga.	(1)
Entre el 20-45% de plantas con plaga.	(5)
Menos del 20% con plantas con plaga.	(10)
5. Diversidad vegetal en la parcela	
Monocultivo.	(1)
Monocultivo con cultivos diferentes en las orillas de la parcela.	(5)
Con dos o más cultivos diferentes.	(10)
6. Diversidad vegetal natural circundante a la parcela	
Rodeado por otros cultivos, campos baldíos o carretera.	(1)
Rodeado al menos de un lado por vegetación natural.	(5)
Rodeado al menos en 50% por vegetación natural.	(10)
7. Sistema de manejo	
Monocultivo convencional, más de una vez al año se utilizan agroquímicos.	(1)
Monocultivo convencional, se aplican agroquímicos una vez al año.	(5)
Policultivo, aplicación ocasional o nula de agroquímicos.	(10)

DISCUSIÓN

La presente investigación, en nuestro conocimiento, es la primera en realizar una caracterización de la comunidad de hongos y bacterias en suelos de parcelas de nopal en San Martín de las Pirámides.

Los géneros de hongos más comunes fueron *Penicillium* spp., *Aspergillus* spp. y *Fusarium* spp., que son consistentes con lo reportado por Herrera *et al.* (2023) en suelos agrícolas en una zona semiárida. También hay semejanza con Picasa-Quisbert (2015) quien menciona que *Penicillium* spp. y *Aspergillus* spp. son hongos característicos en zonas áridas.

Se encontraron hongos benéficos para la agricultura tales como *Trichoderma* spp., *Beauveria* spp. y *Paecilomyces* spp.. El primero es un importante agente de biocontrol ya que inhibe a hongos fitopatógenos, también se ha planteado que induce resistencia sistémica en las plantas y son capaces de estimular el crecimiento vegetal al formar una relación íntima con las raíces (Hernández, 2017; Valdés, 2017); sin embargo, no forma esta interacción con todos los cultivos, en relación con esto Hernández (2017) reportó un mayor crecimiento en plantas de nopal al ser inoculadas con *Trichoderma* spp.. *Beauveria* spp., es un microorganismo principalmente entomopatógeno (Quezada y Quezada, 2022), utilizado para el control de diferentes plagas agrícolas. Por su parte, *Paecilomyces* spp. se ha utilizado como agente de control biológico y recientemente se ha evidenciado su capacidad para promover el crecimiento vegetal y aumentar el rendimiento de cultivos (Moreno-Gavira *et al.*, 2020).

De igual forma, en todas las parcelas se aislaron colonias de *Bacillus* spp y actinomicetos, ambas consideradas como bacterias promotoras del crecimiento vegetal y como indicadores de buena calidad del suelo (Franco-Correa, 2009; Joao *et al.* 2021; Noguera y Ortiz, 2021). Algunas de las características de *Bacillus* spp son la capacidad de solubilizar fosfatos, de fijar nitrógeno, de sintetizar fitohormonas, de controlar hongos patógenos y de degradar pesticidas (Coyne, 2000; Calvo y Zúñiga, 2010; Corrales *et al.*, 2017). Los actinomicetos contribuyen en el mejoramiento de la estructura del suelo, producen metabolitos secundarios como antibióticos, antifúngicos y enzimas extracelulares que inhiben el crecimiento de otros microorganismos; también producen sideróforos los cuales ayudan en la asimilación del Hierro; participan en la fijación de nitrógeno, entre otros (Franco-Correa, 2009; Dávila *et al.*, 2013; Quiñones-Aguilar *et al.*, 2016).

Los actinomicetos se presentaron como ocasionales en las parcelas de nopal, mientras que en las parcelas testigo (4 y 5) se presentaron como comunes, esto puede deberse a que

este tipo de microorganismos son poco tolerantes a la acidez (Wild, 1992 citado en Julia-Otiniano *et al.*, 2006) y en las parcelas de nopal se presenta un pH ligeramente ácido. Es importante destacar que en las cajas Petri con actinomicetos aislados se observó actividad inhibitoria contra hongos.

Con respecto a la densidad de bacterias y hongos en el suelo, los valores reportados para diferentes usos de suelo difieren de un autor a otro, por lo tanto, se estableció un rango con el valor mínimo de 10^3 (Castillo, 2011) y el máximo de 10^7 (Peñalosa, 2011) para hongos, mientras que un mínimo de 10^5 y un máximo de 10^8 (Moreno, 2015) para bacterias. En relación con lo anterior, los valores obtenidos de UFC fúngicas y bacterianas se encuentran dentro de estos rangos (1.48×10^5 UFC/g de suelo y 1.28×10^6 , respectivamente). De manera general las bacterias son más abundantes debido a que presentan un crecimiento rápido y pueden utilizar una amplia gama de fuentes de carbono y nitrógeno, esto en comparación con los demás microorganismos del suelo (Calvo *et al.*, 2008).

La densidad total de hongos en las parcelas de nopal (1.72×10^5) es más alta en comparación a los valores reportados en suelos agrícolas, por ejemplo, Pacasa-Quisbert *et al.* (2015) reporta 10^4 UFC para suelos agrícolas en zonas semiáridas, mientras que Sivila de Cary y Angulo (2016) reporta 10^4 para parcelas agrícolas en descanso. Esto puede deberse al menor manejo agrícola que presentan los cultivos de nopal en comparación con otro tipo de cultivos.

La diversidad de hongos estimada con el índice de Shannon-Wiener fue de 2.95 considerada como una diversidad media para todas las parcelas. No se encontraron estudios de diversidad en parcelas agrícolas en zonas semiáridas, sin embargo, se hizo la comparación entre dos zonas de estudio con climas opuestos entre sí, el primer estudio fue en un clima seco desértico en zonas con diferente manejo agrícola en La Laguna, Coahuila, aquí se reportaron entre 1.19 y 1.87 de diversidad (Samaniego-Glaxiola y Chew-Madinaveitia, 2007); el segundo estudio fue una zona con clima templado húmedo en zonas agrícolas de cafetales en Coatepec, Veracruz, donde reportan valores de diversidad arriba de 4 (Hereida-Abarca y Arias-Mota, 2008). Por lo tanto, la diversidad obtenida se encuentra entre los dos valores reportados anteriormente, relacionado principalmente al clima semiárido de la zona de estudio. En relación con la riqueza específica, Pacasa-Quisbert, *et al.* (2015) reportó un total de 44 géneros de hongos, valor ligeramente menor a lo obtenido en esta investigación.

Por otra parte, los valores de abundancia, diversidad, riqueza, dominancia y equidad, así como los parámetros fisicoquímicos variaron de una parcela a otra, lo cual puede reflejar el efecto del manejo agrícola en cada una, así como la influencia de la vegetación en las comunidades de microorganismos.

Las propiedades fisicoquímicas son un aspecto importante para analizar ya que son un indicador de la calidad, estado y procesos que se llevan a cabo en el suelo.

La clase textural en las cuatro parcelas de nopal fue franco arcillo arenosa, la cual es adecuada para el desarrollo del nopal (Granados, 2003; Rodríguez *et al.*, 2009), ya que necesita un suelo de textura suelta para un buen desarrollo de sus raíces. Los valores bajos de humedad en todas las parcelas pueden asociarse a las características propias de una zona semiárida y, también, a que el muestreo se realizó en temporada de secas. La densidad tanto aparente como real se encuentra dentro del rango normal, lo que indica que no hay compactación. El espacio poroso fue considerado muy alto en todas las parcelas (FAO, 2018, citado en Ortiz, 2019; específicamente en las parcelas de nopal, los valores más altos se encontraron en las parcelas de nopal tunero (1 y 4), de acuerdo con Larios-González *et al.* (2014) esto puede estar relacionado a los mayores valores de materia orgánica que también se presentaron en estas parcelas. La porosidad es un parámetro muy importante ya que favorece el desarrollo de cultivos al permitir una mayor colonización por organismos edáficos, al mejorar la retención de humedad y al mejorar desarrollo de las raíces (Larios-González *et al.*, 2014).

Con relación a la materia orgánica y el porcentaje de carbono, se reportaron valores catalogados como medianos para las parcelas de nopal tunero (*O. amyclaea*) y como bajos para las parcelas de *O. ficus-indica* y *O. joconostle*, de acuerdo con Ayala y Almaza (2021) valores bajos de estos dos parámetros son característicos de las zonas áridas y semiáridas con cierto grado de erosión eólica.

Específicamente el carbono orgánico del suelo, como un indicador de la calidad agrícola de los suelos, informa sobre su potencial de aportar nutrientes disponibles a los cultivos (Báez-Pérez, 2007), puede reflejar el impacto de prácticas agrícolas, así como el efecto de la erosión del suelo (Mogollón *et al.*, 2015). Las parcelas con nopal tunero (1 y 4) presentaron los valores más altos de COS, mientras que la parcela 2 y la 3 tuvieron los valores más bajos, incluso al compararlas con las parcelas testigo, esto puede estar relacionado

directamente a la poca cubierta vegetal y la baja actividad microbiana que es fundamental en los procesos de mineralización.

Además, el carbono orgánico del suelo, expresado en ton*ha indica la capacidad de almacenamiento de carbono por el suelo. Los valores obtenidos son bajos al compararlos con el COS almacenado en los bosques templados de México, los cuales rondan en las 372 ton*ha (Galicia *et al.*, 2016). Sin embargo, la zona de estudio se trata de una zona agrícola semiárida, donde se pierden grandes cantidades de COS por la labranza y los aportes de materia orgánica son muy bajos. De manera general, son escasos los estudios de COS en parcelas de nopal, sin embargo, Nicolás *et al.* (2015) estimaron la cantidad de COS en parcelas de *O. ficus-indica* en Milpa Alta y obtuvieron COS arriba de 100 ton/ha, valores considerablemente mayores a los reportados en esta investigación, esta gran concentración fue asociada al uso de grandes toneladas de estiércol en las parcelas. Teniendo en cuenta lo anterior, estos resultados pueden indicar el potencial de las nopaleras para almacenar carbono en estas zonas, ya que los resultados son mayores a los reportados en otros cultivos que se encuentran entre 6 y 14 ton*ha (Ayala y Almanza, 2021).

El pH fue ligeramente ácido en la parcela 1 y 4 con nopal tunero, así como en la parcela 3 con nopal de xoconostle, mientras que en el resto de las parcelas fue neutro. El nopal crece bien en todo este rango de pH pero prefiere un rango de neutro a básico (Granados, 2003; Rodríguez *et al.*, 2009).

La capacidad de intercambio catiónico (CIC) nos da indicio de la fertilidad del suelo, ya que entre más alta sea, el suelo tiene una mayor capacidad de retener cationes y, por lo tanto, proveer nutrientes adecuadamente (Larios, 2014). De acuerdo con LABSA-UNA (2011, citado en Larios-González *et al.*, 2014), en todas las parcelas la CIC fue media, sin embargo, el mayor valor se encontró en la parcela 2, con cultivo de nopal verdura, a pesar de ser la parcela que presenta la menor cantidad de materia orgánica, siendo este parámetro el que determina la mayor parte de la CIC; la mayor CIC puede estar asociada al tipo de arcillas presentes.

La parcela quemada presentó algunas particularidades, en cuanto a la clase textural se encontró franco arenosa, además presentó el mayor espacio poroso en comparación con el resto de las parcelas, ambos parámetros pueden estar relacionados a la presencia de cenizas, las cuales tienen un tamaño cercano a la partícula arena (más de 2 mm), al tener

un mayor tamaño dejan más espacio entre una partícula y otra, aumentando el espacio poroso. También el pH fue el mayor en comparación con las demás parcelas, debido también a la presencia de cenizas que contienen carbonatos, los cuales pueden alcalinizar el suelo (Gilces, 2004).

Las parcelas 1 y 4 con nopal tunero (*O. amyclaea*) tienen plantas de 40 y 30 años, respectivamente, presentan vegetación herbácea, hay aplicación ocasional de fertilizantes y plaguicidas inorgánicos principalmente UREA y Foley. Dichas parcelas presentaron valores altos de UFC/g de suelo, diversidad y riqueza tanto de bacterias como de hongos esto al compararlo con la parcela de nopal verdura y la de xoconostle. Lo anterior puede deberse a que estas parcelas tienen más años con la misma planta, lo que se traduce en poco manejo agrícola del suelo, además la presencia de vegetación herbácea genera mayor aporte de MO permitiendo un mejor desarrollo de los microorganismos (Moreno *et al.*, 2015; Pacasa-Quisbert *et al.*, 2017). lo cual se refleja en los valores altos de materia orgánica y carbono del suelo en estas parcelas. Muñoz-Iñiesta *et al.* (2009) observaron una mayor concentración de materia orgánica (MO) en suelos con cubierta vegetal a diferencia de suelos desnudos. También en las parcelas de nopal tunero se encontró mayor cantidad de materia orgánica, carbono orgánico del suelo (COS) y espacio poroso. Larios-González (2014) menciona que a mayor cantidad de MO hay más porosidad y mayor actividad microbiana, además una mayor porosidad favorece el desarrollo de microorganismos, se mejora la aireación y esto se traduce en una mejor fertilidad del suelo.

La parcela 2 con cultivo de nopal verdura (*O. ficus-indica*), presenta 8 años en funcionamiento, se aplica UREA y Foley una vez al año. Presentó la mayor densidad de bacterias de todas las parcelas, esto puede estar relacionado a la aplicación del fertilizante nitrogenado UREA, lo cual puede ocasionar una mayor abundancia de bacterias nitrificantes, como Nitrobacter, bacteria Gram negativa con forma bacilar (García-Galindo, *et al.*, 2020; Filian, 2021); en esta investigación no se realizó identificación de bacterias, sin embargo, el morfotipo categorizado como muy común fueron los bacilos Gram negativos. Al compararlo con las otras parcelas de nopal, ésta presentó el segundo valor más bajo de UFC/g de suelo para hongos, lo cual puede estar relacionado a los valores bajos de MO y COS, ya que estos son una fuente de energía importante (Noguera y Ortiz, 2021) y a menor materia orgánica, menor abundancia de hongos. Se presentó *Fusarium* spp. como el género más común, el cual es considerado como un importante fitopatógeno que genera pudriciones en los cultivos (Rodríguez, 2001). De manera particular en el nopal, es

considerado agente causal de la pudrición de la raíz, lesiones secas en cladodios, la pudrición de la punta y de las manchas circulares de los cladodios (FAO, 2018).

La parcela 3 de nopal de tuna ácida o xoconostle (*O. joconostle*), tiene aproximadamente 10 años en funcionamiento y también se aplica fertilizante UREA y Foley entre cada 6 meses y un año. Se presentó la menor diversidad y riqueza tanto de hongos como de bacterias, así como el menor porcentaje de humedad y valores bajos de MO y COS. Cabe destacar que en esta parcela se presentó *Aspergillus* spp. como el género más común y el resto de los géneros, incluyendo a *Penicillium* spp. que se presentaba como muy común en las demás parcelas, se presentaron como raros (incidencia menor al 6%). La gran densidad y dominancia de este género puede indicar su resistencia al uso de pesticidas, lo cual también se ve reflejado en que la mayoría de las colonias observadas al microscopio presentaron crecimiento aberrante.

Esta considerable disminución en la densidad de otros géneros y de bacterias puede atribuirse a la poca materia orgánica encontrada. También puede estar relacionado con los antioxidantes que presenta el fruto xoconostle como betalaínas, flavonoides, ácido ascórbico y polifenoles (Gutiérrez-Salomon, 2021; García, 2017; Solís-Silva *et al.*, 2018), además de péptidos antimicrobianos (Figueroa *et al.*, 2019). Se ha documentado que los antioxidantes pueden fungir como importantes antibacterianos y antifúngicos (Solís-Silva *et al.*, 2018; Gutiérrez-Salomon, 2021). Sin embargo, los frutos rara vez se encuentran en contacto con el suelo y no hay reportes de la presencia de antioxidantes en las raíces o cladodios de la especie, pero sí hay reportes de la presencia de estos compuestos en cladodios de *O. ficus-indica* (Bonilla *et al.*, 2017), así como en raíces de diferentes especies (Arnao *et al.*, 2012; Sotero *et al.*, 2013; Flores y Ticona, 2019). En este sentido, González-Sierra *et al.* (2019) reporta mayor capacidad antioxidante en las raíces que en tallos y hojas del falso girasol (*Tithonia diversifolia* Hemsl). Lo anterior podría indicar que estos antioxidantes se presentan en los exudados de raíz del xoconostle.

Es importante destacar que estos antioxidantes tienen la función de proteger a la planta contra contaminantes, radicales libres, rayos UV, contaminación y del ataque de microorganismos patógenos (Bonilla, *et al.*, 2017; Cayupan, 2011, citado en Mendoza-Mendoza *et al.*, 2020, pág 24), de manera particular los fenoles inhiben el crecimiento microbiano al intervenir directamente en su metabolismo (López-Muñoz, *et al.*, 2019).

La parcela testigo con cultivo de frijol es la parcela con mayor labranza, en la que desde hace aproximadamente 8 años se realizan cultivos de maíz, haba, calabaza y frijol, con periodos de descanso intermitentes, también hay uso de fertilizantes (UREA y TRIPLE 16) y plaguicidas (Foley y Glifosato). Se presentó la menor cantidad de UFC/g de suelo de hongos, en este sentido Ramírez (1997) menciona que los hongos son afectados directamente por la labranza. Además, el pH es neutro en esta parcela y los hongos se desarrollan mejor a un pH ligeramente ácido.

En relación a la diversidad y riqueza de ambos microorganismos en la parcela testigo con frijol, opuesto a lo esperado, se presentaron valores de diversidad media lo cual puede deberse a que se realizan rotaciones de cultivo y ha tenido periodos de descanso; Murillo y Lacasta (2012) mencionan que la rotación de cultivos es fundamental para mantener el equilibrio y la sustentabilidad de los sistemas agrícolas, aunado a esto, Sivila de Cary y Angulo (2006) evidenciaron un aumento en la microbiota edáfica durante periodos de descanso.

Por otro lado, la quema es una práctica común en la zona, se realiza principalmente para eliminar maleza en las orillas de las parcelas de nopal o antes de comenzar con la labranza para un nuevo cultivo. Al comparar la parcela quemada con las parcelas de nopal, no se observa disminución en cuanto a la abundancia de hongos y bacterias, en contraposición a Sánchez (2019) quién menciona una disminución en la cantidad de UFC/g de suelo de hongos, bacterias y bacilos esporulados en un bosque luego de un incendio, sin embargo, en zonas agrícolas generalmente los incendios son controlados y no se alcanzan temperaturas tan altas como para causar un impacto tan significativo en la microbiota de suelo y el impacto generalmente es en la parte superficial, tal como lo reporta Garzón (2021), quién no observó diferencias significativas en la cantidad de UFC en el suelo antes y después de la quema de restos de cosecha e incluso reportó mayor prevalencia de bacilos esporulados, tal como los resultados de esta investigación, debido a la formación de esporas que resisten grandes temperaturas.

Además, se presentó un aumento considerable en las UFC de los géneros *Alternaría* y *Cladosporium* spp., hongos con coloración oscura generada por la presencia de melanina, la cual los protege contra agresiones ambientales (Uran y Cano, 2008); además son principalmente patógenos, en especial *Alternaria* spp. produce la pudrición seca que afecta frutos y cladodios (Granata *et al.*, 2018) así como el mal del oro (Vargas *et al.*, 2008). El aumento en la abundancia de estos géneros podría indicar que la implementación de este

tipo de prácticas puede aumentar la presencia de patógenos y propiciar la presencia de enfermedades en las parcelas de nopal, opuesto a lo mencionado por Fombellida (2010), quién dice que la quema generalmente inhibe el crecimiento de patógenos.

Por otro lado, el índice para evaluar la salud de las parcelas de nopal permite integrar toda la información obtenida en esta investigación e indica que todas las parcelas necesitan un manejo diferente ya que presentan promedios bajos en los 3 apartados, las propuestas deben estar enfocadas en aquellos aspectos con promedio más bajo (Altieri y Nicholls, 2002). La parcela testigo de frijol, presentó un estado de salud similar a las parcelas de nopal.

Las parcelas de nopal tunero son más saludables, lo cual está relacionado a los valores altos de materia orgánica y a que el suelo se encuentra cubierto, lo cual aumenta la porosidad del suelo y disminuye la compactación. En el resto de las parcelas de nopal es necesario tomar medidas en estos indicadores, como la aplicación de compostas o estiércol, además, de acuerdo con Rodríguez *et al.* (2009), la producción de *O. ficus indica*, puede aumentar de 65.9 a 124.9 ton/ha al aplicar 400 ton/ha de estiércol.

La parcela 3 con cultivo de xoconostle y la parcela 2 con nopal verdura presentan una aparente salud del cultivo mayor, esto se puede deber al uso de agroquímicos que temporalmente mejora el aspecto y la productividad, sin embargo, el análisis de la salud del suelo y la salud microbiológica indican una importante degradación de estas parcelas lo cual puede disminuir la producción; una alta aplicación de agroquímicos puede generar una dependencia en su uso, lo que se traduce en mayores gastos de producción. Los bajos promedios en cuanto a la salud del cultivo de las parcelas de nopal tunero pueden estar asociados a la edad de las plantas, se estima un aproximado de 10 años para una producción óptima (Amaya, 2009; Rodríguez *et al.*, 2009), luego de esto la producción comienza a decaer, sobre todo ante una falta de labores culturales (Rodríguez *et al.*, 2009), situación dada en ambas parcelas.

En todas las parcelas es necesario atender los indicadores de diversidad: fuera la circundante y dentro la diversidad vegetal, en relación al primer indicador, se recomienda la plantación de árboles de mezquite o acacias nativas, las cuales son fabáceas por lo que fijan nitrógeno, además se ha demostrado que el género *Opuntia* tiende a formar asociaciones con las acacias, principalmente las del género *Prosopis* (Granados, 2003); en

relación al indicador sobre la diversidad dentro de la parcela, podría implementarse el uso de algún cultivo de cobertura, como pastos o trébol.

En el apartado de la salud microbiológica del suelo se presentan diferencias más notorias entre una parcela y otra, ya que los microorganismos son muy sensibles a los cambios en el medio, además de que sus ciclos de vida son más cortos y por lo tanto pueden mostrar impactos en un periodo de tiempo más corto (González-Chávez *et al.*, 2004; García, 2011; Moreno *et al.*, 2015). Este apartado indica que en todas las parcelas de nopal es necesario aumentar la abundancia de hongos y bacterias benéficas, las cuales pueden incrementar el rendimiento del cultivo además de ayudar en el control de plagas y enfermedades.

CONCLUSIÓN

Las parcelas de tuna mostraron una densidad más alta de hongos y bacterias, así como mejores condiciones del suelo que el resto de las parcelas, lo que se traduce en un mejor estado de salud, esto permite un buen aprovechamiento de los servicios ambientales proporcionados por los hongos y las bacterias tales como el aumento de nutrientes disponibles, mayor captación de agua, mejora en la estructura del suelo y mayor almacenamiento de carbono. Sin embargo, todas las parcelas presentaron un bajo estado de salud por lo que es necesario tomar diferentes medidas de manejo para mantener cultivos con altos rendimientos y que, a su vez, preserven un suelo saludable.

Las parcelas de nopal tienen potencial para el establecimiento y desarrollo de hongos y bacterias, así como para fungir como almacenes de carbono en las zonas áridas y semiáridas, lo anterior debido a que son cultivos perennes con poco manejo agrícola y muy abundantes en estas zonas, además su aprovechamiento económico es alto, lo cual puede traer más beneficios para los productores de la zona.

Los hongos y bacterias benéficas identificadas y aisladas, a pesar de que su densidad fue muy baja para producir beneficios notorios, pueden utilizarse para realizar más investigaciones y posteriormente proponer estrategias de manejo de plagas, enfermedades y promover el crecimiento vegetal.

REFERENCIAS

- Alomonto, PM. (2021). *Biodiversidad microbiana y calidad fisicoquímica en suelos de granjas ganaderas de las zonas los Blancos y Valle de los Quijos, Ecuador*. (Tesis Licenciatura). Universidad Central del Ecuador, Ecuador.
- Altieri, MA. Y Nicholls, CI. (2002). Un método agroecológico rápido para la evaluación de la sostenibilidad de cafetales. *Manejo integrado de Plagas y Agroecología*, 64. 17-24
- Amaya, JE. (2009). *El cultivo de tuna Opuntia ficus indica*. Gerencia Regional Agraria La Libertad. Perú.
- Arnao, I., Suárez, S. Cisneros, R. y Tabucco, J. (2012). Evaluación de la capacidad antioxidante de los extractos acuosos de la raíz y las hojas de *Smallanthus sonchifolius* (Yacón). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 78(1), 120-125
- Ayala, OR. y Almanza, MV. (2021). Almacenamiento de carbono orgánico en suelos agrícolas de la zona intersalar potosino en diferentes tipos de suelo. *Revista de Investigación e Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales* 8(6), 7-19
- Báez-Pérez, A., Etchevers-Barra, J., Prat, C. e Hidalgo-Moreno, C. (2007). Formation of aggregates and carbon sequestration in ameliorated tepetates in the Río Texcoco basin, México. *Revista Mexicana de Ciencias Geológicas*, 24(3): 487-497.
- Bárcena, A., Cimoli, M., García-Buchaca, R., Samaniego, J. y Pérez, R. (2020). *La emergencia del cambio climático en América Latina y el Caribe, ¿Seguimos esperando la catástrofe o pasamos a la acción?* Libros de la CEPAL, N° 160 (LC/PUB.2019/23-P), Santiago, Comisión Económica para América Latina y el Caribe (CEPAL).
- Barnett, H.L. y Hunter B.B. (1998). *Illustrated genera of imperfect fungi*. (4 ed.). Amer Phytopathological Society.
- Barrales-Brito, E., Paz-Pellat, F., Etchevers-Barra, JD., Hidalgo-Moreno, C. y Velázquez-Rodríguez, A. (2020). Dinámica de carbono en agregados del suelo con diferentes tipos de usos de suelo en el monte Tláloc, Estado de México. *Terra Latinoamericana*, 38: 275-288.
- Benjamín, J. y Masera, O. (2001). Captura de Carbono ante el cambio climático. *Madera y Bosques*, 7(1), 3-12.
- Bonilla, PE., Fernández, GA., Bustamante, LE., Casas, LE., Cirineo, MX. y Hinostroza, ML. (2017). Determinación estructural de flavonoides en el extracto etanólico de cladodios de *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. "Tuna Verde". *Revista peruana de medicina integrativa* 2(4), 35-40
- Bracamontes, L., Fuentes, M., Rodríguez, LM. y Macedas, J. (2018). Manual de indicadores biológicos de la salud del suelo. Universidad Autónoma Metropolitana.
- Briones, O., Flores-Martínez, A., Castellanos, AE., Perroni, Y. y Hernández-Guerrero, A. (2020). Población, servicios ecosistémicos, ciclo del carbono y políticas públicas en las zonas secas de México. *Elementos para Políticas Públicas*, 4 (2), 79-97.
- Burbano-Orjuela, H. (2018). El carbono orgánico del suelo y su papel frente al cambio climático. *Revista Ciencias Agrícolas*, 35(1): 82-96.
- Bula, A. y Tessmer, GA. (2020). *Importancia de la agricultura en el desarrollo socio-económico*. Universidad Nacional de Rosario. Vicerrectoría. Observatorio Económico Social.

- Calvo P. y Zúñiga, D. (2010). Caracterización fisiológica de cepas de *Bacillus* spp. aisladas de la rizósfera de papa (*Solanum tuberosum*). *Ecología aplicada* 9 (1), 31-39
- Calvo, P., Meneses, LR. Zúñiga, D. (2008). Estudio de las poblaciones microbianas de la rizósfera del cultivo de papa (*Solanum tuberosum*) en zonas altoandinas. *Ecología Aplicada*, 7(1-2), 141-148
- Casa-Andreu, G. (1997). Municipios del Estado de México. Extraído del proyecto H103 Sistema de información geográfica sobre la herpetofauna del Estado de México. Escala 1:500 000. Departamento de zoología, Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), México.
- Castillo, E. (2011). Poblaciones de bacterias y hongos en raíces de leguminosas arbustivas y rastreras, (Tesis de licenciatura). Universidad técnica estatal de Quevedo, Ecuador
- Corrales, LC., Caycedo, L., Gómez, MA., Ramos, SJ. Rodríguez, JN. (2017). *Bacillus* spp.: una alternativa para la promoción vegetal por dos caminos enzimáticos. *NOVA* 15(27), 45-65
- Correa, O. (2013). Los microorganismos del suelo y su rol indiscutido en la nutrición vegetal. En: Díaz-Zorita, M., Correa, O., Fernández-Canigia, MV. y Lavado, RS. (Eds) *Tercera jornada del instituto de investigaciones en biociencias agrícolas y ambientales, aportes de la microbiología a la producción de cultivos*. Buenos Aires, Argentina.
- Costa, C. (2007). La adaptación al cambio climático en Colombia. *Revista Ingeniería*. 26. 74-80
- Coyne, M. (2000). *Microbiología del suelo: un enfoque exploratorio*. Madrid, España: Editorial Paraninfo.
- Dávila, MD., Gallegos, G. Hernández, FD., Ochoa, YM. y Flores, A. (2013). Actinomicetos antagónicos contra hongos fitopatógenos de importancia agrícola. *Revista mexicana de Ciencias agrícolas* 4(8), 1187-1196
- De Jesús, A. (2019). *Ordenación y clasificación de la vegetación del parque estatal Cerro Gordo, Estado de México*. (Tesis de Maestría). Universidad Autónoma de Chapingo, Estado de México.
- FAO. (2002). Captura de carbono en los suelos para un mejor manejo de la tierra. Informe sobre recursos mundiales de suelos Roma. Italia.
- FAO. (2018). Ecología del cultivo, manejo y usos del nopal. FAO. Chile.
- FAO. (2019). Perspectivas de la agricultura y del desarrollo rural en las Américas: una mirada hacia América Latina y el Caribe 2019-2020. Roma, Italia. 134.
- Fombellida A. (2010). Consideraciones agronómicas y económicas de la quema de rastrojos frente a otras técnicas. *Vida rural*
- Filian, CD. (2021). Importancia de las bacterias Gram negativas benéficas en la agricultura. (Tesis Licenciatura). Universidad Técnica de Babahoyo, Ecuador.
- Figueroa, LA., Espino, SE., Castañeda, JC. y De la Fuente, NM. (2019). Determinación de la capacidad antimicrobiana de PAM de semilla de xoconostle. *e-Gnosis*, 2.
- Franco-Correa, M. (2009). Utilización de actinomicetos en procesos de biofertilización. *Revista peruana de biología* 16(1), 239-242

- Flores, SS. y Ticona, B. (2019). Tamizaje fitoquímico y actividad antioxidante de los extractos etanólicos de raíces, tallos y hojas de *Caiphora rosulata* (Ortiga colorada), Arequipa-2019. (Tesis Licenciatura). Universidad Privada Autónoma del Sur. Perú
- Galicia, L., Gamboa, AM. Cram, S., Chávez, B., Peña, V., Saynea, V. y Siebe, C. (2016). Almacén y dinámica del carbono orgánico del suelo en bosques templados de México. *Terra Latinoamericana*, 34: 1-29.
- García, A., Laurín, M., Llosa, MJ., González, V., Sanz, MJ. Y Porcuna, JL. (2006). Contribución de la agricultura ecológica a la mitigación del cambio climático en comparación con la agricultura convencional. *Agroecología*, 1: 75-88.
- García, AL. (2017). Físicoquímica y propiedades antioxidantes de xoconostle burro (*Opuntia joconostle* Weber). (Tesis Maestría). Colegio de postgraduados, Veracruz México.
- García-Galindo, LA., Cepera-Rivas, A. Melendez, JP. y Mayorquín, N. (2020). Alternativas microbiológicas para la remediación de suelos y aguas contaminadas con fertilizantes nitrogenados. *Scientia el Technica Año XXV* 25(1), 172-182
- García, Y., Ramírez, W. y Sánchez, S. (2012). Indicadores de la calidad de los suelos: una nueva manera de evaluar este recurso. *Pastos y Forrajes*, 35(2), 125-138
- García de Salamone, IE. (2011). Microorganismos del suelo y sustentabilidad de los agroecosistemas. *Revista Argentina de Microbiología*, 43(1): 1-3
- Garzón, PA. (2021). *Evaluación de impactos generados al suelo por la quema de paja de arroz en un monocultivo en Pachaquiario-Meta*. (Tesis Pregrado). Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Colombia.
- Gilces, MA. (2014). *Efecto de la aplicación de biochar y cenizas en las propiedades del suelo*. (Tesis Máster). Valladolid, España.
- Gómez, M., Kruger, H. y Sagardoy, M. (1996). Actividad biológica en un suelo de la zona semiárida Bonaerense cultivado con la secuencia soja-trigo bajo tres prácticas culturales. *Ciencia del Suelo*, 14, 37-41
- González-Chávez, MCA., Gutiérrez-Castorena, MC. y Wright, S. (2004). Hongos micorrízicos arbusculares en la agregación del suelo y su estabilidad. *Terra Latinoamericana*, 22(4): 507-514.
- González-Sierra, L., Díaz-Solares, M., Castro-Cabrera, I., Fonte-Carballo, L., Lugo-Morales, Y. y Altunaga-Pérez, N. (2019). Caracterización fitoquímica y actividad antioxidante total de diferentes extractos de *Tithonia diversiflora* (Hemsl) A. Gray. *Pastos y Forrajes* 42(1), 243-248
- Granados, D. (2003). *El nopal: historia, fisiología, genética e importancia frutícola*. México: Trillas.
- Granata, G., Faedda, R. y Ochoa MJ. (2018). Enfermedades del nopal. En: Inglese, P., Candelario, J., Nefzaoui y Sáenz, C. (Eds.). *Ecología del cultivo, manejo y usos del nopal*, FAO.
- Gutierrez, M. (2018). *Calidad de suelos y frutos de xoconostle (Opuntia spp.) cultivados y silvestre en el estado de Hidalgo*. (Tesis Licenciatura). UAM Xochimilco

Gutierrez-Salomon, AL. (2021). Efecto de la deshidratación osmótica y conectiva en las propiedades fisicoquímicas, funcionales y sensoriales de *O. joconostle*. *Padi* 9(1), 31-38

Heredia-Abarca, G. y Arias-Mota, RM. (2008). Cap 14 Hongos saprobios y endomicorrizógenos en suelos. En: INECOL (Eds.) *Agroecosistemas cafetaleros de Veracruz: diversidad, manejo y conservación*.

Hernández, E. (2017) *Inoculación de tres genotipos de nopal tunero (Opuntia spp.) con hongos micorrízicos y Trichoderma spp.*. (Tesis maestría). Universidad Autónoma de Nuevo León.

Hernández, JE., Tirado, D., y Beltrán, I. (2014). *Captura de carbono en los suelos*. Padi Boletín científico del ICBI, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

INAFED. (2010). Enciclopedia de los municipios y delegaciones de México. Consultado el 15-Dic-2021:

<http://www.inafed.gob.mx/work/enciclopedia/EMM15mexico/municipios/15075a.ht ml>

Herrera, R., de Von Chong, M., Benthancourt, A., Mejía, F. Hernández, R. y Carrasco, I. (2023). Aislamiento e identificación de hongos con capacidad entomopatógena en el cultivo de yuca contra el chinche *Cyrtomenus bergi*, Froshner (Cydniidae) en las provincias de Clclé y Herrera. *Revista Semilla del Este*, 3(1) 127-143

INEGI. (2005). Guía para la interpretación Climatológica. Consultado el 2-Feb-2022: <https://inegi.org.mx/temas/climatologia/#Mapa>

INEGI. (2009). Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos, San Martín de las Pirámides. Clave geoestadística: 15075.

Joao, L., Wisoczynski de Sene, D., Ferreira de Paula, G. Bueno, G. y Sassumu L. (2021). Influencia de *Bacillus* spp. sobre los atributos químicos y microbiológicos del suelo y el desarrollo de la soja y el maíz. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 12(3), 393-393.

Inglese, P., Liguori, G. y de la Barrera, E. (2018). Ecofisiología y biología reproductiva de los nopales cultivados. En: Inglese, P., Candelario, J., Nefzaoui y Sáenz, C. (Eds.) *Ecología del cultivo, manejo y usos del nopal*, FAO.

Julia-Otiniano, A., Meneses-Florian, L., Blas-Sevillano, R. y Bello-Ames, S. (2006). La materia orgánica, importancia y experiencia en la agricultura. *IDESIA* 24(1), 49-61

Kiesling, R. y Metzging, D. (2018). Origen and taxonomía de *Opuntia ficus-indica*. En: Inglese, P., Mondragón, C., Nefzaoui, A. y Saéenz, C. (Eds.) *Ecología del cultivo, manejo y usos del nopal*. FAO, Roma, Italia.

Labrador, J. (2002). *La materia orgánica en los agroecosistemas*. España: Ediciones Mundi-Prensa.

Lal, R., Kimble, J., Follet, R., y Cole, C. (1998). The potential of U.S. cropland to sequester carbon and mitigate the greenhouse effect. Chelsea: Ann Arbor Press.

Larios, RC. (2014). *Fertilidad del suelo bajo prácticas agroecológicas y manejo convencional en el cultivo de café, Nicaragua 2009-2010*. (Tesis Maestría). Universidad Nacional Agraria. Nicaragua.

- Larios-González, RC., Salmerón-Miranda, F. y García-Centeno, L. (2014). Fertilidad del suelo con prácticas agroecológicas y manejo convencional en el cultivo de café. *Revista Científica*, 14(23), 67-75
- Larrea, I., Falconi, C. y Arcos, A. (2015). Aislamiento y caracterización de cepas de *Bacillus* spp. con actividad contra *Tetranychus urticae* Koch en cultivos comerciales de rosas. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 32(2), 140-148.
- López-Jiménez, IP. (2014). *Monografía político-administrativa del municipio de San Martín de las Pirámides, Estado de México*. (Tesis de Licenciatura). Universidad Autónoma del Estado de México, México.
- López-Muñoz, NR., Romero-Bastidas, M., Arce-Amézquita, PM. y Hernández-Rubio, JS. (2019). Actividad antifúngica de antioxidantes derivados de cuatro cultivares de *Capsicum* spp. contra hongos fitopatógenos. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios* 6(18), 487-498
- Louhaichi, M., Nefzaoui, L. Guevara, JC. (2018). El nopal en los ecosistemas, bienes y servicios. En: Inglese, P., Candelario, J., Nefzaoui y Sáenz, C. (Eds.). *Ecología del cultivo, manejo y usos del nopal*, FAO.
- Madigan, MT., Martinko, JM., Bender, KS., Buckley, D., y Stahl, DA. (2015). *Brock Biología de los microorganismos*. (14^a ed.). Pearson.
- Manchado, MM. y Ríos, LA. (2016). Sostenibilidad en agroecosistemas de café de pequeños agricultores: revisión sistemática. *IDESIA Chile*, 34(2), 15-23
- Marín, C. (2018). Conceptos fundamentales en ecología de hongos del suelo: una propuesta pedagógica y de divulgación. *Boletín Micológico*, 33(1); 32-56.
- Martínez, E., Fuentes, JP. y Acevedo, E. (2008). Carbono orgánico y propiedades del suelo. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal*, 8(1): 68-96.
- Martínez de la Rosa, J. (1999). San Martín de las Pirámides, Monografía Municipal. Instituto Mexiquense de Cultura, México.
- Mazuela, PC. (2013). Agricultura en zonas áridas y semiáridas. *IDESIA Chile*, 31(2), 3-4.
- Mendoza-Mendoza, B., Monter-Juarez, F., Romo-Medellín, LD. y Estrada-Fernández, AG. (2020). *Xoconostle (Opuntia spp.) como fuente de compuestos bioactivos para alimentos funcionales*. Cuerpo Académico de Industrias Alimentarias, Instituto Tecnológico Superior del Oriente del Estado de Hidalgo, México
- Mier, T., Rivera-Becerril, F., Ayala-Zermeño, MA., Toriello, C., Aguilar-Ogarrio, S. y Ulloa, M. (2013). *Métodos experimentales para el estudio de hongos microscópicos*. Instituto de Biología de la Universidad Autónoma de México y Universidad Autónoma Metropolitana. México.
- Mogollón, JP., Martínez, A., Wilder, R., Maseda, C., Muñoz, B., Marquez, E., Lemus, L., Colmenares, M. y Campos, Y. (2015). Carbono orgánico como indicador del proceso de desertificación en los suelos agrícolas al norte de Venezuela. *Suelos Ecuatoriales* 45(1), 24-30
- Monroy-Gutiérrez, T., Martínez-Damian, T., Barrientos-Priego, AF., Gallegos-Vazquez, C., Cruz-Alvarez, O. y Vargas-Madriz, H. (2017). Compuestos bioactivos y capacidad

antioxidante en frutos de xocotuna, tuna y xoconostle (*Opuntia* spp.). *Chilean Journal of Agricultural & Animal Science* 33(3), 263-272

Moreno, MV., Merlos, C., Silvestre, L., Forján, H. y Manso, L. (2015). Hongos del suelo en sistemas agrícolas. *AGROBARROW* 56: 20-23.

Moreno-Gavira, A., Huertas, V. Diáñez, F. Sanchez-Montesinos, B. y Santos, M. (2020) *Paecilomyces* spp. and its importance in the biological control of agricultural pests and diseases. *Plants* 9, 28 p

Murillo R. y Lacasa CM. (2012). Beneficios de la rotación de cultivos herbáceos de secano en agricultura ecológica. *Vida rural*.

Muñoz-Iniesta, DJ., López, GF., Hernández, MM., Soler, AA. y López, GJ. (2009). Impacto de la pérdida de la vegetación sobre las propiedades de un suelo aluvial. *Terra Latinoamericana*, 27(3), 237-245

Nicolás, A, Rivera, J.Vela, G., Silva, B., Puebla, H. Sánchez, M. y Reséndiz, G. (2015). Evaluación del contenido de carbono orgánico en suelos del cultivo intensivo de nopal (*Opuntia ficus-indica* L.) en la delegación Milpa Alta México, D.F. *Congreso latinoamericano de agroecología*.

Noguera, LA. y Ortiz, O. (2021). Calidad del suelo en los diferentes usos y manejos aplicando microflora (bacterias, hongos y actinomicetos) como indicador biológico. *Brazilian Journal of Animal and Environmentla Research* 5(1), 985-995

Obando, OR. Y Suárez, YG. (2015). *Obtención de cepas autóctonas de Bacillus* spp. Y su *evaluación probiótica in vitro*. (Tesis Licenciatura). Universidad Nacional Agraria. Nicaragua.

Ochoa, MJ. y Barbera, G. (2018). Historia e importancia agroecológica y económica del nopal. En: Inglese, P., Mondragón, C., Nefzaoui, A. y Saénz, C. (Eds). *Ecología del cultivo, manejo y usos del nopal*. FAO, Roma, Italia.

Ortiz, .(2019). *Edafología*. Méxco: Trillas.

Osorio-Vega, NW. (2009). Microorganismos del suelo y su efecto sobre la disponibilidad y absorción de nutrientes por las plantas. En: Sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo & Centro Nacional de Investigaciones de Café (Eds), *Materia orgánica biológica del suelo y productividad agrícola: segundo seminario regional comité regional eje cafetero*. 43-71.

Pacasa-Quisbert, F., Loza-Murgia, MG., Bonifacio-Flores, A.,Vino-Nina, L. y 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.

Pengue, WA. (2005). La importancia de la agricultura familiar en el desarrollo rural sostenible. *La Tierra*, 113(7226): 8-11.

Peñaloza, N. (2011). *Respuesta de la microbiota de suelos áridos y semiáridos a pH ácidos*. (Tesis maestría). Universidad de Chile, Chile

Quezada, LJ. y Quezada, NG. (2022). *Efectividad de Beauveria* spp. spp. como controlador biológico de garrapatas *Rhipicephalus* spp. en ganado bovino en la provincia de Orellana. (Tesis licenciatura). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Quiñones-Aguilar, EE., Evangelista-Martínez, Z. y Rincón.Enríquez, G. (2016). Los actinomicetos y su aplicación biotecnológica. *Elementos* 101 59-64

Ramírez, R. (1997). *Propiedades físicas, químicas y biológicas de los suelos*. (Primera edición) Colombia: PRODUMEDIOS.

Rodríguez, H., López, MA., Rodríguez, J. y Jiménez, G. (2009). Cultivo orgánico del nopal. México: Trillas.

Rodríguez, MP. (2001). Biodiversidad de los hongos fitopatógenos del suelo de México. *Acta zoológica mexicana* 1, 53-78

Rojas, RC. (2017). *La aplicación de un sistema de información territorial, como herramienta de control y gestión del territorio a través del uso de Software de código abierto, en la cabecera municipal de San Martín de las Pirámides, Estado de México*. (Tesis de Licenciatura). Universidad Autónoma del Estado de México, México.

Sánchez C. (2019). *Variación de la población de microorganismos en suelos que han sufrido un incendio forestal*. (Tesis licenciatura). Universidad da Coruña.

Samaniego-Glaxiola, JA. y Chew-Mandinaveitia, 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, 383-390.

Samson, R., Hoekstra, E. y Van Door Osschot, C. (1984). Introduction to food-borne fungi. (Second edition). Central bureau voor schimmelcultures.

Seguel-Fuentealba, A. 2014. El potencial de las micorrizas en la agricultura desarrollada en zonas áridas y semiáridas. *Idesia* 32(1): 3-8 p

Sentíes-Echeverría, Y. (2000). Programa de manejo del Parque Estatal "Cerro Gordo". 16 de junio. Gaceta del Gobierno.

Sivila de Cary, R. y Angulo W. (2016). Efecto del descanso agrícola sobre la microbiota del suelo (Patarani-Altiplano Central boliviano). *Ecología en Bolivia* 41(3): 103-115.

SMP. (2019). Plan de desarrollo municipal 2019-2020. Recuperado de: https://www.ipomex.org.mx/recursos/ipo/files_ipo3/2019/42987/8/d7936455c3bc978dbb19a9a93b4f45dc.pdf

Solís-Silva, R., Reyes.Munguía, A., Madariaga-Navarrete, A., Medina-Pérez, G., Campos.Montiel, RG. y Cenobio-Galindo, AJ. (2018). Evaluación de la actividad antifúngica y antioxidante de una nanoemulsión W/O de *Opuntia oligacantha* y aceite esencial de *Citrus X sinensis*. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología en Alimentos*.

Soria, MA. (2016). ¿Por qué son importantes los microorganismos del suelo para la agricultura? *Química Viva*, 15(1): 3-10.

Sotero, V., Maco, M., Merino-Zegarra, C., Vela, E., Dávila, E. y García, D. (2013). Caracterización química y evaluación antioxidante de frutos y raíces de *Euterpe oleracea* y *Euterpe precatoria*. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 79(3), 236-242

Tsuneo W. (1937). *Pictorial Atlas of soil and seed fungi: morphologies of cultured fungi and kei to species*. (Second edition). CRC PRESS

Urán, ME. y Cano, LE. (2008). Melanina: implicaciones en la patogénesis de algunas enfermedades y su capacidad de evadir la respuesta inmune del hospedero. *Asociación Colombiana de Infectología*, 12(1), 357-377

Valdés, EL. (2014). Caracteres principales, ventajas y beneficios agrícolas que aporta el uso de *Trichoderma* spp. como control biológico. *Agroecosistemas*, 2(1). 254-264

Vargas, A., Flores, A., y Basaldua, JF. (2008). Dinámica de las principales plagas de nopal *Opuntia* spp. en la zona semiárida de Querétaro. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, VII(1), 21-27

Vela-Correa, G., López-Blanco, J. y Rodríguez-Gamiño M. (2011). *Niveles de carbono orgánico total en el Suelo de Conservación del Distrito Federal, centro de México*. Investigaciones Geográficas, Boletín del Instituto de Geografía, UNAM, 77: 18-38.