

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD XOCHIMILCO
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL
LICENCIATURA EN AGRONOMÍA

INFORME FINAL DE SERVICIO SOCIAL

**Población de hongos, bacterias y nematodos filiformes presentes
en suelo bajo un sistema sustentable en Las Cañadas, Tlaxcala**

Presentador de Servicio Social
Rocio Itsel Figueroa Beltrán
Matrícula: 2152032769

Asesor Interno:

Dr. David Montiel Salero
No. Económico: 10847

Asesor Externo

M. en C. Eva Segundo Pedraza
Cédula Profesional: 11653394

Lugar de realización: Laboratorio de fitopatología, Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco.

Fecha de inicio y término: 30 de septiembre de 2018 30 de marzo de 2019

ÍNDICE

RESUMEN	ii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
3.1 Agricultura sustentable	3
3.2 Hongos Micorrizicos Arbusculares	4
3.3 Nematodos	4
III. OBJETIVOS FINALES	5
3.1 Objetivo general	5
3.2 Objetivo específico	5
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	6
5.1 Muestras de suelo	6
5.2 Determinación de Micorrizas	6
5.3 Aislamiento de bacterias fitopatógenas.....	7
5.4 Determinación de nematodos filiformes	7
5.5 Aislamiento de hongos filiformes	8
5.6 Análisis de información.....	8
V. ACTIVIDADES REALIZADAS	8
VI. METAS ALCANZADAS	8
VII. RESULTADOS Y DISUSIÓN	10
7.1 Microorganismos	10
VIII. CONCLUSIONES	15
IX. RECOMENDACIONES	15
X. BIBLIOGRAFÍA	16

RESUMEN

En suelos con actividad agrícola se requiere de sistemas de manejo sustentable que preserven la diversidad y abundancia de microorganismos; la biodiversidad condiciona la capacidad de recuperación del sistema edáfico ante una alteración y además asegura su estabilidad funcional. Por ello, el propósito de la presente investigación fue brindar información referente a la diversidad y abundancia microbiana (micorrizas, nematodos filiformes, hongos y bacterias fitopatógenas) presentes en suelo aprovechado bajo prácticas de manejo agronómico sustentable en la comunidad Vicente Guerrero, en el estado de Tlaxcala. Las muestras evaluadas fueron colectadas en 2018 en una parcela de la zona Las Cañadas, municipio de Españita. La extracción de nematodos se efectuó con base en la técnica combinada de tamizado de Cobb y embudo de Bermann, para micorrizas se empleó el método de tamizado húmedo y centrifugación en gradientes de sacarosa, para el aislamiento de los hongos filamentosos se utilizó siembra directa de muestras de suelo en placas y para el caso de bacterias fue utilizado el protocolo de dilución seriada modificado; ambas pruebas en medios nutritivos. Las determinaciones a nivel de género estuvieron fundamentadas en sus caracteres morfológicos y con apoyo en claves especializadas. Los resultados obtenidos sugieren la presencia de 23 géneros de nematodos filiformes, seis géneros de hongos micorrízicos y seis géneros de hongos filamentosos. Con base a los hábitos alimenticios encontrados, los nematodos herbívoros fueron los dominantes y por último, los hongos micorrízicos del género *Gigaspora* y *Glomus* los más abundantes. La presencia de *Fusarium* se confirmó en el 100% de las muestras analizadas. Respecto a las poblaciones bacterianas, se encontró una presencia elevada y diversa; sin embargo, no se realizaron determinaciones a nivel de género. En conclusión, los nematodos herbívoros dominan en esta parcela, lo mismo que los géneros micorrízicos *Gigaspora* y *Glomus* y únicamente se identificaron seis diferentes tipos de hongos filiformes y por cada gramo de suelo existen 13 600 unidades formadoras de colonias bacterianas.

I. INTRODUCCIÓN

El suelo es un sistema estructurado, heterogéneo, fundamental e irremplazable, formado a partir de una mezcla de materia orgánica, minerales y nutrientes capaces de sostener el crecimiento de los organismos y los microorganismos existentes (Nannipieri et al., 2003). La abundancia de microorganismos presentes en el suelo, son esenciales para las actividades de este y son responsables de las múltiples funciones y de prácticamente todas las reacciones metabólicas conocidas que ahí se llevan a cabo y constituyéndose como la fuerza motriz del suministro, reciclamiento de nutrientes y energía, mismo que reacciona rápidamente a los cambios del ambiente (Gómez, 2018).

La abundancia de poblaciones bacterianas en la rizósfera en comparación con otros microorganismos se debe a su rápida capacidad de crecimiento y la habilidad que presentan para utilizar un amplio rango de sustratos como fuentes de carbono o nitrógeno. La cantidad de bacterias presentes en el suelo depende de un gran número de factores como son: la temporada, el tipo de suelo, la vegetación, el contenido de humedad, el tipo de labranza y fertilización entre otros (Calvo et al., 2008). Por otra parte, la comunidad simbiótica como la micorrízica, es sólo afectada mínimamente por las prácticas agrícolas como la labranza y teniendo un mayor impacto el tipo de hospederos (Jansa et al., 2002).

De acuerdo con Altieri y Nicholls (2007) la diversificación de estrategias agroecológicas tiende a incrementar la biodiversidad funcional de los agrosistemas; por ejemplo, los cultivos de cobertura incrementan la entomofauna benéfica, activan la biología del suelo y mejoran las propiedades físicas y químicas del suelo.

Los suelos con actividad agrícola y con un sistema de manejo sustentable, por una parte, preservan a las poblaciones de microorganismos existentes y por otra conllevan una gran dificultad, ya que se debe considerar las demandas sociales vinculadas con la eficiencia del uso del recurso y la capacidad para mantener un balance favorable y productivo. Sin embargo, la biodiversidad condiciona la capacidad de recuperación del sistema edáfico ante una alteración, y asegura hipotéticamente su estabilidad funcional, brinda la posibilidad de obtener microorganismos con capacidad de promover el crecimiento de los cultivos, de tal manera que la sustentabilidad de los

agroecosistemas se vea favorecida mediante el equilibrio de los diversos mecanismos existentes (García de Salome, 2011).

De las nueve zonas sustentables que componen la Comunidad Vicente Guerrero, se han analizado siete entre ellas Las Cañadas, encontrándose la presencia de cinco géneros micorrízicos, 17 géneros de nematodos filiformes y algunas bacterias fitopatógenas; estos resultados corresponden a diferentes épocas del año y diferentes ciclos agrícolas.

II. MARCO TEÓRICO

La comunidad Vicente Guerrero (Figura 1) se ubica en el municipio de Españaíta, el cual se localiza en el estado de Tlaxcala en la región del altiplano central mexicano. La cabecera municipal está situada a una altitud de 2 640 msnm, su posición geográfica es de 19° 27' 41" LN y 98° 25' 23" LW.

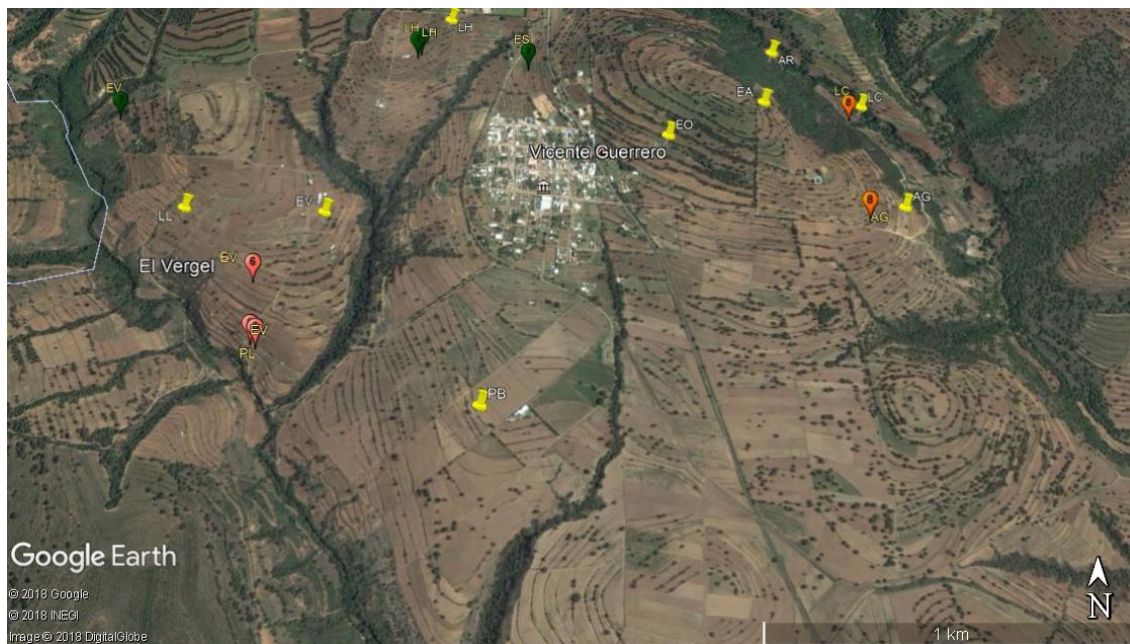


Figura 1. Ubicación de las comunidades de Vicente Guerrero y la Reforma en el municipio de Españaíta, Tlaxcala. Fuente: Elaboración propia.

Esta comunidad es una organización campesina que impulsa el desarrollo sustentable, con el propósito principal de consolidar alternativas para hacer frente a la pobreza y al deterioro ambiental con la intención de mejorar la calidad de vida de la población.

3.1 Agricultura sustentable

La agricultura sustentable, es un sistema de prácticas agrícolas que tiene como objetivo producir alimento a largo plazo, para satisfacer las necesidades humanas mediante el uso eficiente de los recursos naturales no renovables y evitar la contaminación química y biológica (Cuenca et al., 2007); todas estas prácticas comparten un objetivo común (Altieri y Nicholls, 2000).

- Aprovechamiento estable y eficientemente los recursos productivos.
- Seguridad y autosuficiencia alimentaria.
- Uso de prácticas agroecológicas o tradicionales de manejo.
- Preservación de la cultura local y de la pequeña propiedad.

- Asistencia a los más pobres a través de un proceso de autogestión.
- Promover un alto nivel de participación de la comunidad para decidir la dirección de su propio desarrollo agrícola.
- Conservación y regeneración de los recursos naturales.

3.2 Hongos Micorrizicos Arbusculares

Los Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA) establecen una interacción simbiótica con las raíces de más del 80% de las familias de plantas conocidas en todo el mundo (Ferrera y Alarcón, 2015). Esta interacción simbiótica, ha cobrado interés porque representa un insumo microbiológico para el funcionamiento de los ecosistemas, además de constituirse como un potencial emergente que puede ser aprovechado como fertilizante biológico para el desarrollo de una agricultura sostenible (Guerra, 2008).

Diversos son los factores que pueden afectar el desarrollo, actividad y supervivencia de los HMA; dentro de los más importantes se encuentran las prácticas agrícolas particularmente la adición de fertilizantes, las aplicaciones de plaguicidas y las rotaciones de cultivos. Por ejemplo, altos niveles de fertilización con fósforo inhiben el efecto de los HMA en el cultivo de soya, al ser innecesaria la simbiosis (Guerra, 2008).

3.3 Nematodos

Los nematodos edáficos pueden clasificarse en cuatro grupos tróficos. I) Micróvoros: regulan las poblaciones microbianas y participan activamente en el mantenimiento del ciclo de nutrientes y en la mineralización del nitrógeno; II) Herbívoros: se alimentan de las raíces de las plantas y pueden provocar daños importantes en las cosechas; III y IV) Omnívoros y predadores: se alimentan de otros organismos edáficos y conservan el equilibrio poblacional en el ambiente (Sánchez-Moreno y Talavera, 2013).

III. OBJETIVOS FINALES

3.1 Objetivo general

Brindar información de la diversidad y abundancia de organismos (micorrizas, nematodos filiformes, hongos y bacterias fitopatógenas) presentes en suelo bajo prácticas de manejo agronómico sustentable de la comunidad Vicente Guerrero.

3.2 Objetivo específico

Cuantificar la población de microorganismos (bacterias, nematodos y hongos micorrízicos y fitopatógenos) presentes en suelo bajo prácticas de manejo sustentable.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

La presente investigación se realizó en el Laboratorio de Fitopatología de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco.

5.1 Muestras de suelo

En una parcela ubicada en el predio de Las Cañadas, dentro de la Comunidad Vicente Guerrero, se realizó un muestreo de suelo en el mes de mayo de 2018; el método de muestreo utilizado fue en zig- zag; cada muestra fue georeferenciada y colectada a 30 cm de profundidad (Cuadro 1). Las muestras fueron etiquetadas y preservadas por separado en bolsas de plástico y en refrigeración a una temperatura aproximada de 4°C hasta su análisis.

Cuadro 1. Georreferenciación de puntos de muestreo en el predio Las Cañadas.

Punto		
WP185	19°25'28.70"N	98°28'47.16"W
WP186	19°25'31.95"N	98°28'48.31"W
WP187	19°25'30.10"N	98°28'47.07"W
WP188	19°25'31.11"N	98°28'46.48"W
WP189	19°25'29.29"N	98°28'46.27"W

5.2 Determinación de Micorrizas

Las esporas micorrízicas fueron extraídas del suelo mediante la técnica de tamizado húmedo y centrifugación en gradiente de sacarosa (Montiel et al., 2016); con una modificación en las revoluciones empleadas por minuto (rpm) a 3600 rpm. Todas las esporas micorrízicas extraídas del suelo, fueron montadas en un portaobjetos con una solución de alcohol polivinílico-lacto-glicerol (PVLG por sus siglas en inglés) para su determinación a nivel genérico. El procedimiento se repitió nuevamente, pero ahora las esporas micorrízicas fueron montadas con una solución de PVLG mezclada con una solución de Melzer. La determinación de cada espora se realizó con base en sus caracteres morfológicos como tipo de pared, ornamentación de la misma, escudo de germinación, forma de hifa sustentora y reacción a la solución de Melzer. Para la determinación se ocupó un microscopio óptico con interferencia de Nomarski y el análisis se realizó con objetivo de 40X. La proporción de esporas por unidad de suelo a nivel género se calculó con la fórmula propuesta por Montiel et al. (2016):

$$PEMG = \frac{NEG}{TEM}$$

Donde:

PEMG: Proporción de esporas micorrízicas por género
NEG: número de esporas micorrízicas por género
TEM: Número total de esporas micorrízicas colectadas

5.3 Aislamiento de bacterias fitopatógenas

Se pesó una muestra de suelo de 10 g y se vertió en un matraz con 90 mL de una solución de agua destilada estéril; después de 30 minutos en agitación constante se tomó una alícuota de 150 µL de la solución de suelo; ésta fue vertida sobre una placa con medio nutritivo papa dextrosa agar (PDA) y distribuida con una varilla de Drigasky en toda ella. Después de 24 h en incubación a 30°C, fueron contadas cada una de las colonias desarrolladas. Las colonias morfológicamente diferentes, fueron caracterizadas macroscópicamente de acuerdo con su color, forma y textura. Para la descripción microscópica se utilizó la técnica de Tinción Gram.

5.4 Determinación de nematodos filiformes

La muestra de suelo fue procesada con la técnica combinada de tamizado de Cobb y embudo de Baerman. El protocolo fue modificado en el tiempo de extracción. La lectura se realizó a las 24 h, posteriormente se agregó más agua al embudo hasta cubrir la muestra envuelta en el papel filtro y 24 h después se efectuó la segunda lectura. Los nematodos fueron extraídos de la solución agua-suelo uno a uno con ayuda de un pescador y bajo de un estereoscopio. Cada espécimen fue colocado en una gota de agua dispuesta sobre un portaobjeto y la determinación a nivel de género, se basó en su morfología y para ello se empleó un microscopio compuesto de campo claro, objetivos de 4, 10 y 40X y claves especializadas (Montiel et al., 2016). Las características que se tomaron en cuenta para la determinación fueron los labios, el tipo de boca y de cabeza, la presencia o ausencia de estilete, el bulbo medio, el porcentaje de la vulva, el anillo nervioso, la sobreposición de las glándulas esofágicas, la ornamentación de la cutícula y la cola (Mai y Nyon, 1999); para calcular la proporción de nematodos filiformes por género se utilizó la fórmula propuesta por Montiel et al. (2016):

$$PNG = \frac{NNG}{TN}$$

Donde:

PNG: Proporción de nematodos por género
NNG: número de nematodos por género
TN: Número total de nematodos colectados

5.5 Aislamiento de hongos filiformes

Para el aislamiento de hongos se utilizó la técnica de siembra directa de suelo en placa y sobre medio de cultivo nutritivo Papa Dextrosa Agar (PDA). Se tomó una pequeña pizca de suelo con ayuda de una pinza de disección esterilizada, se colocaron cinco pizcas en diferentes puntos de la placa. Las placas fueron incubadas a temperatura constante de 26 a 28 °C durante tres días. Después de tres días en incubación, cada 24 h se revisaron las colonias desarrolladas y su esporulación. La determinación se realizó mediante laminillas temporales y se diferenciaron con una solución de lactofenol azul de algodón al 1% y con ayuda de un microscopio compuesto de campo claro, objetivos de 4, 10 y 40X y claves especializadas (Montiel et al., 2016).

5.6 Análisis de información

Los datos obtenidos se registraron en una hoja de Microsoft Excel ver 2010, y fueron representados en gráficas de barras y pastel. De algunos ejemplares micorrízicos se obtuvieron imágenes con ayuda del software ImagePro ver 9.0.

V. ACTIVIDADES REALIZADAS

1. Se aplicaron técnicas de muestreo de suelo agrícola para el aislamiento, extracción e identificación de bacterias, hongos fitoparásitos y saprófitos, hongos simbióticos y nematodos filiformes.
2. Se apoyó a alumnos de servicio social en la capacitación para el manejo de técnicas de extracción e instrumentación e identificación de nematodos.
3. Se presentaron avances preliminares de este estudio del trabajo desarrollado en la tercera Reunión Científica de la Biodiversidad 2019 en la UAM - Xochimilco.

VI. METAS ALCANZADAS

Las metas alcanzadas en este estudio fueron:

1. Adquisición de conocimiento e implementación de técnicas básicas para el aislamiento y extracción de hongos saprofitos, fitoparásitos y simbióticos, nematodos filiformes, bacterias y micorrizas.

2. Adecuación de los protocolos establecidos en el Laboratorio de Fitopatología para la extracción de nematodos y el aislamiento de bacterias.
3. Reconocimiento de las principales partes anatómicas de los nematodos filiformes, bacterias, hongos y micorrizas para su determinación.
4. Aporte de información e imágenes de la diversidad y abundancia de micorrizas, nematodos filiformes, hongos y bacterias fitopatógenas presentes en ciclo agrícola 2018 en la zona conocida como Las Cañadas en el Municipio de Españita, en el estado de Tlaxcala.

VII. RESULTADOS Y DISUSIÓN

La subsistencia de la diversidad, la viabilidad y el funcionamiento de las comunidades microbianas del suelo, son esenciales para la agricultura sustentable (Pedraza et al., 2010).

7.1 Microorganismos

Los resultados obtenidos reflejan la diversidad de microorganismos presentes en el ciclo agrícola 2018, y en particular en el suelo de la parcela ubicada en la zona conocida como Las Cañadas.

Nematodos filiformes

En la identificación de los diferentes especímenes fueron reconocidas diversas partes anatómicas como estiletes cortos o largos (1), tipos de cabezas (2), glándulas esofágicas (3), tipos de bulbo medio (4) y terminación de la cola (5).

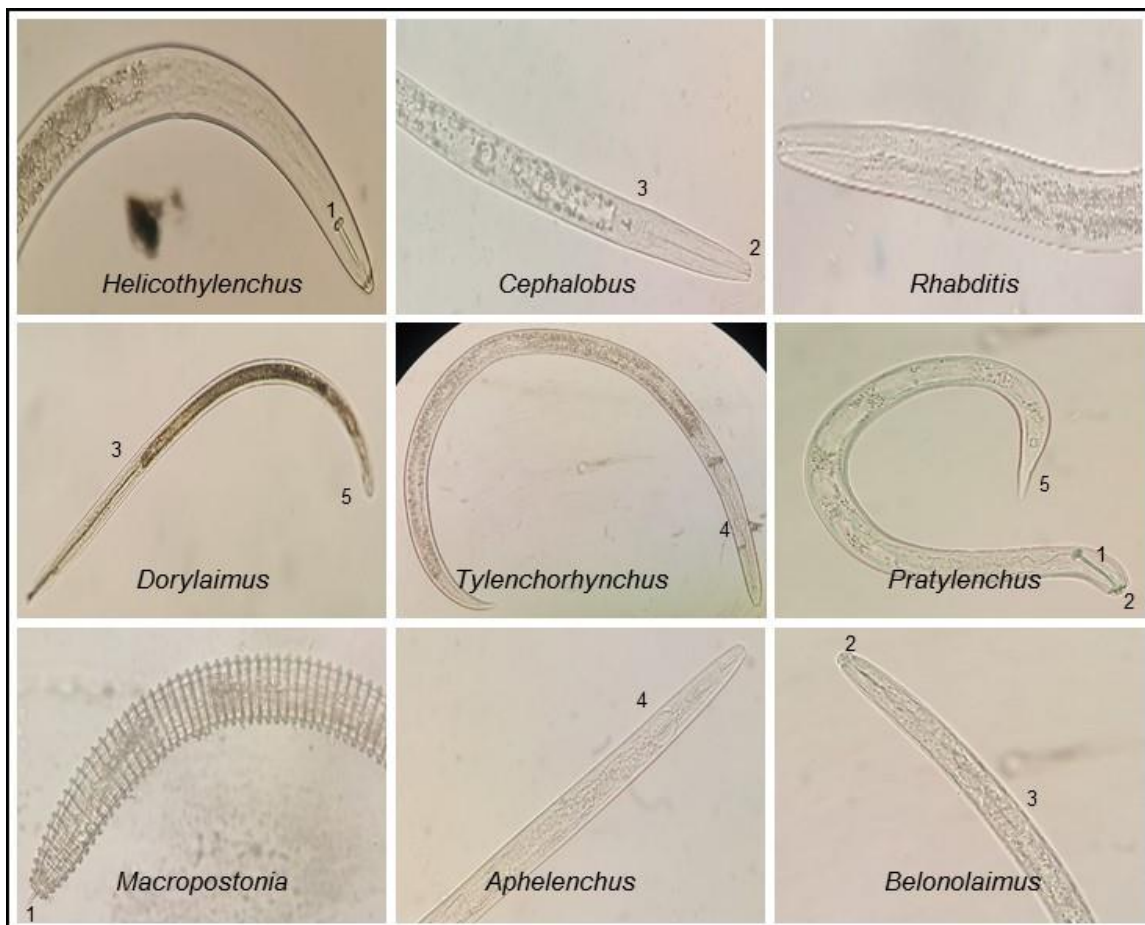


Figura 2. Nematodos filiformes e identificación de principales estructuras anatómicas. Estilete (1), cabeza (2), glándula esofágica (3), bulbo medio (4) y cola (5).

El número de nematodos extraídos en la primera repetición fue de 256 especímenes, distribuidos en 19 géneros; en la segunda repetición se duplicó el número a 588 nematodos, que fueron clasificados en 23 géneros, en ambos casos a partir de 50 mL de suelo. En promedio se encontraron 23 géneros con abundancias variables. Los nematodos con mayor abundancia fueron *Dorylaimus* (28.4%) y *Helicotylenchus* (11.7 %), 12 géneros fueron moderadamente abundantes y nueve con abundancia menor al 1%. En esta parcela fueron identificados géneros que afectan al cultivo de maíz; por ejemplo, *Hoplolaimus*, *Pratylenchus*, *Belonolaimus*, los cuales han sido asociados con pérdidas significativas al cultivo de maíz (Lima et al., 2018). Hernández et al. (2018) afirman que *Pratylenchus* es uno de los géneros que provocaron pérdidas del 90% en Latinoamérica.

Cuadro 2. Clasificación de nematodos filiformes encontrados a nivel de género.

Género	Abundancia	Clasificación
<i>Dorylaimus</i>	0.284	Omnívoro
<i>Helicotylenchus</i>	0.117	Herbívoro
<i>Aphelenchus</i>	0.074	Herbívoro
<i>Aphelenchoides</i>	0.073	Herbívoro
<i>Ditylenchus</i>	0.072	Herbívoro
<i>Tylenchus</i>	0.069	Herbívoro
<i>Cephalobus</i>	0.052	Bacteriófago
<i>Pratylenchus</i>	0.052	Herbívoro
<i>Rhabditis</i>	0.04	Depredador
<i>Tylenchorhynchus</i>	0.034	Herbívoro
<i>Plectus</i>	0.029	Micófago
<i>Paratylenchus</i>	0.023	Herbívoro
<i>Rotylenchus</i>	0.023	Herbívoro
<i>Xiphinema</i>	0.015	Herbívoro
<i>Hirschmaniella</i>	0.009	Herbívoro
<i>Trichodorus</i>	0.009	Herbívoro
<i>Hoplolaimus</i>	0.008	Herbívoro
<i>Radopholus</i>	0.006	Herbívoro
<i>Psilenchus</i>	0.005	Herbívoro
<i>Rotylenchulus</i>	0.003	Herbívoro
<i>Telotylenchus</i>	0.002	Herbívoro
<i>Belonolaimus</i>	0.001	Herbívoro
<i>Macropostonia</i>	0.001	Herbívoro

De acuerdo con sus hábitos alimenticios, en el sistema dominan los nematodos herbívoros (59.6%), en segundo lugar, se encuentran los omnívoros (28.4%), por último, los bacteriófagos (5%), depredadores (4%) y micófagos (3%).

Hongos micorrízicos

Es necesario el reconocimiento de las diferentes estructuras y formas características de cada espora micorrízica encontrada y algunas de ellas son la pared (1), el escudo de germinación (2), el tipo de hifa sustentora (3) y la ornamentación de la pared, estos son rasgos que facilitan su clasificación (Figura 3).

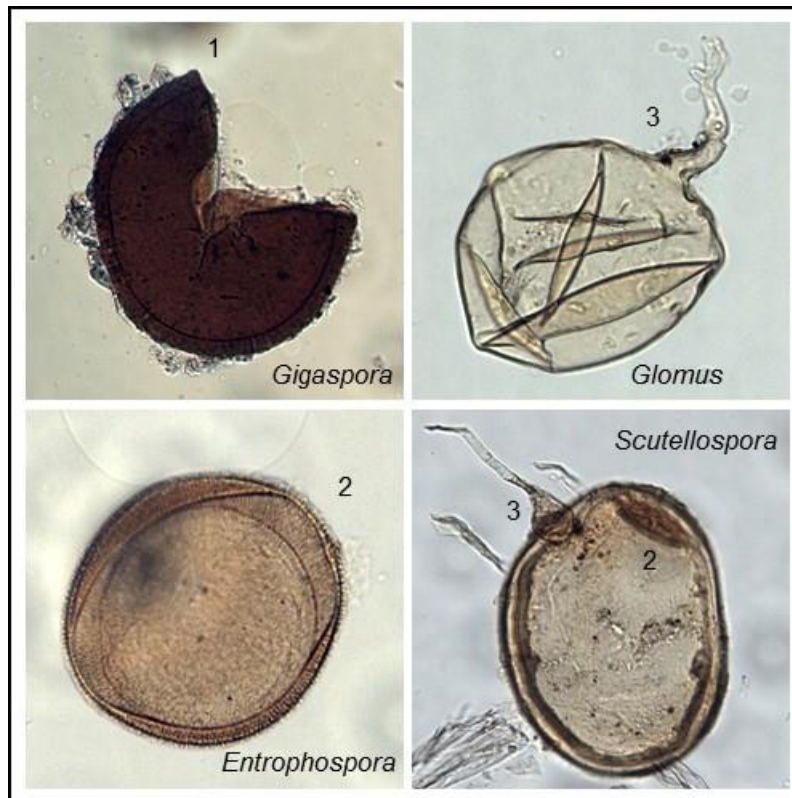


Figura 3. Estructuras características para la determinación de esporas micorrízicas como: 1) pared; 2) ornamentación de la pared y 3) tipo de hifa sustentora.

En la primera extracción se colectaron 303 esporas micorrízicas a partir de una onza de suelo, y en la segunda repetición 407 esporas micorrízicas todas ellas fueron clasificadas dentro de alguno de los seis géneros. Los géneros con mayor abundancia fueron *Glomus* (44.9%) y *Gigaspora* (38.3%); seguidos por *Acaulospora* (8.8%) y *Scutellospora* (6.7%); *Entrophospora* (0.4%) y *Paraglomus* (0.9%) que fue el menos abundante y menor al 1%. La abundancia de especies del género *Glomus*, es posible que se deba a su adaptación al tipo de suelo y a las condiciones edafoclimáticas como se menciona en otras investigaciones en la producción de frijol (Pérez et al., 2012).

Hongos fitopatógenos

Utilizar la técnica de siembra directa de suelo sobre placas con medio PDA, permite el crecimiento de un número reducido de hongos filamentosos. Las colonias que

fueron observadas correspondieron a los géneros *Fusarium*, *Mucor*, *Penicillium*, *Rhizopus*, *Trichoderma* y *Verticillium*. El porcentaje de presencia fue diferente en cada uno de ellos; *Fusarium* fue registrado en un 100%, seguido de *Mucor*, *Penicillium* y *Rhizopus* con un 80%, *Verticillium* el 60% y *Trichoderma* el menos frecuente (20%) (Figura 4).

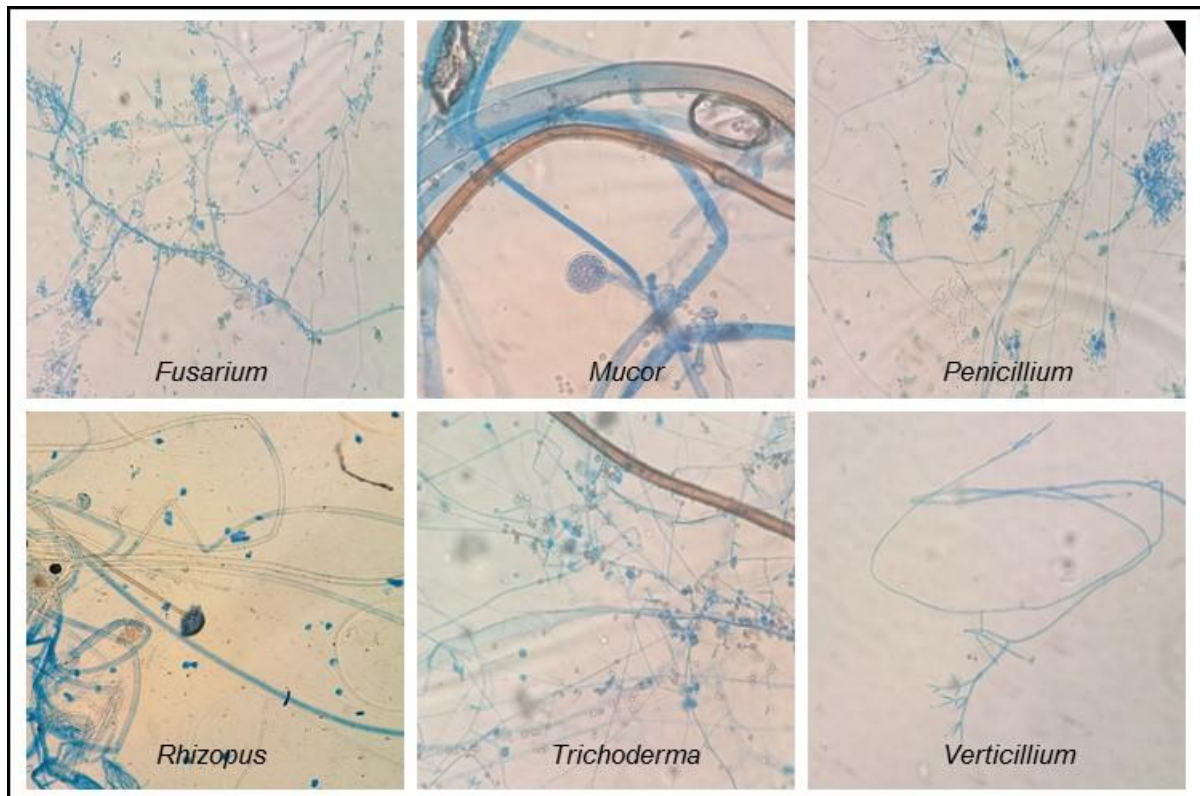


Figura 4. Hongos filamentosos aislados a partir de muestras de suelo sobre placas de PDA.

Hongos como el género *Fusarium* encontrado en este sitio de estudio, es caracterizado como causante del deterioro patológico en diversos cultivos y *Penicillium*, *Rhizopus* y *Mucor* son ubicados como descomponedores de materia orgánica en campo (Juárez et al., 2010).

Bacterias

El número de unidades formadoras de colonias (UFC) fue diferente en cada uno de los puntos y vario en el intercalo comprendido entre 1 020 UFC a 3 176 UFC; la cantidad de UFC por gramo de suelo fue de 13 629 UFC en promedio. La descripción morfológica a nivel de colonia se realizó únicamente con aquellas que eran diferentes en forma. Las características con base al color fueron las siguientes (Figura 5):

Naranjas: puntiformes, enteras, convexas, lisas, mates, secas, superficiales.

Amarillas: puntiformes y circulares, enteras y onduladas, elevadas, lisas, brillantes, cremosas, invasivas.

Rojas: puntiformes, enteras, planas, lisas, mates, cremosas, invasivas.

Negras: circulares, enteras, elevadas, lisas, mates, secas, invasivas.

Rosas: circulares, enteras, convexas, lisas, mates, cremosas, superficiales.

Moradas: puntiformes, enteras, convexas, lisas, mates, secas, superficiales.

Blancas: irregulares y puntiformes, onduladas, convexas, lisas y rugosas, brillantes y mates, cremosas, invasivas.

En la identificación de cada colonia se encontraron presentes levaduras, bacilos, cocos, diplococos, diplobacilos y estreptococos.



Figura 5. Colonias bacterianas desarrolladas en placas con medio de cultivo PDA

La cantidad de colonias bacterianas dependió de la temporada, el tipo de suelo, la vegetación, el contenido de humedad, el tipo de labranza y fertilización (Calvo et al., 2008); por el momento, estos serían los primeros resultados relacionados a bacterias en esta parcela de estudio; se espera que en el siguiente muestreo se observen cambios en el número y descripción de las bacterias aisladas.

VIII. CONCLUSIONES

Con los datos obtenidos de este estudio se confirma lo siguiente

1. La población de nematodos es diversa y abundante. De acuerdo con sus hábitos alimenticios los nematodos dominantes son los herbívoros.
2. El género de nematodos identificados con mayor población fue *Dorylaimus*.
3. Existen seis géneros micorrízicos en la parcela de estudio; los géneros dominantes son *Gigaspora* y *Glomus*.
4. El manejo implementado en la parcela desfavorece la abundancia del género *Scutellospora*.
5. Existen seis diferentes hongos filamentosos, sobresaliendo *Fusarium* por su presencia y capacidad fitopatogénica.
6. Las unidades formadoras de colonias por gramo de suelo son de aproximadamente 13 600 UFC.
7. Es amplia la diversidad de características morfológicas de las diferentes cepas bacterianas aisladas; sin embargo, en este trabajo no fueron clasificadas a nivel de género o función ecológica.

IX. RECOMENDACIONES

Evitar almacenar por periodos largos las muestras de suelo a diagnosticar. Los especímenes de nematodos filiformes se desnaturalizan rápidamente.

Es necesario implementar otras técnicas para la evaluación de la diversidad y abundancia de bacterias y hongos filamentosos por su rápida capacidad reproductiva.

X. BIBLIOGRAFÍA

- Altieri, M. A. y Nicholls, C. I. (2007). Conversión agroecológica de sistemas convencionales de producción: teoría, estrategias y evaluación. *Revista Ecosistemas* 16(1): 3-12.
- Calvo, P., Meneses L. y Zúñiga D. (2008). Estudio de las poblaciones microbianas de la rizosfera del cultivo de papa (*Solanum tuberosum*) en zonas Altoandinas. *Ecología aplicada*, vol. 7, núm. 1-2, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. Obtenido el 1 de agosto de www.scielo.org.pe/pdf/ecol/v7n1-2/a17v7n1-2.pdf.
- Cuenca, G., Cáceres, A., Oirdobro, G., Hasmy, Z. y Urdaneta, C. (2007). Las micorrizas arbusculares como alternativa para una agricultura sustentable en áreas tropicales. *Interciencia*, 32(1): 23-29.
- Ferrera, C. R. y Alarcón, A. (2015). La microbiología del suelo en la agricultura sostenible. *Ciencia Ergosum*, 8(2): 175-183.
- García de Salome, I. (2011). Microorganismos del suelo y sustentabilidad de los agroecosistemas, *Revista Argentina de Microbiología*, vol. 43, núm. 1, Asociación Argentina de Microbiología, Buenos Aires, Argentina. Obtenido el 1 de agosto de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=213019226001>.
- Gómez J., 2018. Actividad microbiológica y biomasa microbiana en suelos cafetaleros de los Andes venezolanos, *Terra Latinoamericana*, vol. 36, núm. 1, Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo A.C. Caracas, Venezuela [EN línea] [Consultado el 12/09/2018] Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=57355808002>.
- Guerra, S. B. E. (2008). Micorriza arbuscular. Recurso microbiológico en la agricultura sostenible. *Tecnología en Marcha*, 21(1): 191-201.
- Hernández, D., Rodríguez, M. y Holgado, R. (2018). Nematodos parásitos que afectan *Phaseolus vulgaris* L. en Latinoamérica y Cuba: especies, daños y tácticas evaluadas para su manejo. *Revista de Protección Vegetal*, 33(3).
- Jansa J., Mozafart A., Anken T., Ruh R., Sanders R.I. y Frossard E. 2002. Diversity and structure of AMF communities as affected by tillage in temperate soil. *Mycorrhiza*. 12:225-234.
- Juárez, G., Sosa, M. y López A. (2010). Hongos fitopatógenos de alta importancia económica: descripción y métodos de control. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos* 4(2).
- Lima, I., Bravo, R., y Aguilar, M. (2018). Nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de Maíz (*Zea mais* L.) en las regiones de Puno y Cusco. *Revista de Investigaciones Altoandinas*, 20(1), 31-38. Obtenido el 30 de julio de <https://dx.doi.org/10.18271/ria.2018.328>
- Mai, W.F. y Nyon H.H. 1999. Pictorial Key to genera of plant-parasitic nematodes. 4 edición. Cornell University. London. 221 pp.
- Montiel, S. D., Ruiz, J. D., Olivares, O. J. L. y Segundo P. E. 2016. Guía práctica para el diagnóstico de microorganismos de interés agrícola. Académica. Universidad Autónoma Metropolitana. Ciudad de México. 80 pp.
- Nannipieri, P., Blagodatskaya, E.; Dungait, J.A.J; Schmidt, O. 2003. Microbial diversity and soil functions. *European Journal of Soil Science*, 54:655–670.
- Pedraza R., Teixeira K., Fernández A., García de Salome I., Baca B., Azcón R., Baldani V. y Bonilla R. (2010). Microorganismos que mejoran el crecimiento de las plantas y la calidad de los suelos. *Revista Corpoica-Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 11(2), 155-164.
- Pérez, Y., Álvarez, J., Mendoza, J., Pat, J., Gómez, R., y Cuevas, L., (2012). Diversidad de hongos micorrícicos Arbusculares en maíz con cultivo de cobertura y biofertilizantes en Chiapas, México. *Gayana. Botánica*, 69(1), 46-56. Obtenido el 30 de julio de <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-66432012000100006>
- Sánchez-Moreno, S. y Talavera, M. (2013). Los nematodos como indicadores ambientales en agroecosistemas. *Revista Ecosistemas* 22(1): 50-55.