



**Universidad Autónoma del
Estado de México**



Facultad de Ciencias

Lic. En Biología

TESIS

Microorganismos de suelos florícolas contaminados con
plaguicidas durante su tratamiento con vermicomposta

Presenta:

Marco Antonio Palomino García

Codirectores:

Dr. Jorge A. Lugo de la Fuente

Dr. Gustavo Yáñez Ocampo

El Cerrillo Piedras Blancas, Toluca, Estado de México, 2019

Índice de Contenido

Dedicatoria	8
Resumen	10
1. Introducción	12
2. Antecedentes	14
2.1. Suelo	14
2.1.1. Definición	14
2.1.2. Papel ecológico	14
2.1.3. Propiedades del suelo	15
2.2. Microbiología del suelo	16
2.2.1. Función	16
2.2.2. Rizósfera	16
2.3. Microorganismos edafológicos	17
2.3.1. Bacterias del suelo	17
2.3.2. Importancia	17
2.4. Hongos	18
2.4.1. Importancia	19
2.5. Biorremediación	19
2.5.1. Definición	19
2.6. Vermicomposta	20
2.6.1. Propiedades de la vermicomposta	20
2.7. Floricultura en México	21
2.8. Plaguicidas	21
2.8.1. Historia	21
2.8.2. Definición de plaguicida	22
2.8.3. Clasificación de plaguicidas	22
2.8.4. Comportamiento de los plaguicidas en el suelo	25
2.8.5. Adsorción de plaguicidas	26
2.8.6. Afectaciones de plaguicidas en el suelo	26
2.8.7. Plaguicidas en México	27
2.9. Biodegradación	28
3. Justificación	31
4. Hipótesis	32

5. Objetivo	32
5.1. Objetivo general	32
5.2. Objetivos específicos	32
6. Materiales y métodos	33
6.1. Descripción de la zona de estudio	33
6.2. Sitio de Muestreo	33
6.3. Entrevista	33
6.4. Muestreo (colecta de suelo de cultivos de clavel, rosa y agapando)	33
6.5. Origen de la vermicomposta	34
6.6. Caracterización fisicoquímica de las muestras de suelos y vermicomposta	34
6.7. Cuenta viable de la densidad poblacional de bacterias y hongos del suelo y vermicomposta	35
6.8. Trabajo experimental en condiciones de laboratorio	36
6.9. Análisis estadístico	36
7. Resultados y Discusión	37
7.1. Información obtenida en entrevista a los floricultores	37
7.2. Caracterización fisicoquímica de suelos florícolas y vermicomposta	43
7.3. Cuantificación de la densidad poblacional de bacterias y hongos en muestras de suelos florícolas y vermicomposta	45
7.4. Caracterización fisicoquímica del suelo en sus diferentes tratamientos experimentales	47
7.5. Cuantificación de la densidad poblacional de bacterias en suelos florícolas y emendados con vermicomposta en condiciones experimentales	48
7.5.1. Comportamiento de la densidad poblacional de bacterias durante el experimento	51
7.6. Cuantificación de la densidad poblacional de hongos en suelos florícolas y emendados con vermicomposta, en condiciones experimentales	53
7.6.1. Comportamiento de la densidad poblacional de hongos durante el experimento	55
8. Conclusiones	57
9. Bibliografía	58
Anexo 1	65
Anexo 2	67
Anexo 3	69

Índice de Tablas

Tabla 1. Clasificación en base al grado de toxicidad	22
Tabla 2. Clasificación en base a su Vida media	23
Tabla 3. Microorganismos degradadores de plaguicidas	28
Tabla 4. Modelo de entrevista aplicada a los floricultores Error! Bookmark not defined.	
Tabla 5. Composición química del medio de cultivo de bacterias (Agar nutritivo).....	35
Tabla 6. Composición química del medio de cultivo de hongos (Agar dextrosa de papa)	35
Tabla 7. Recopilación de datos en entrevistas hecha en el invernadero “Los Morales”, de la zona de Tenancingo, Estado de México	37
Tabla 8. Plaguicidas empleados dentro del invernadero “Los Morales”, de la zona de Tenancingo.....	38
Tabla 9. Fertilizantes empleados en las instalaciones del invernadero “Los Morales”, en la zona de Tenancingo	41
Tabla 10. Caracterización fisicoquímica de muestras de suelos florícolas y vermicomposta	44
Tabla 11. Caracterización fisicoquímica de suelos florícolas y emendados vermicomposta en condiciones experimentales	48

índice de Figuras

Figura 1. Densidad poblacional de A) bacterias y B) hongos en las muestras originales de suelos florícolas y vermicomposta.....	46
Figura 2. Densidad poblacional bacteriana 0-28 días.....	50
Figura 3. Densidad poblacional de bacterias en suelos florícolas durante 28 días del experimento.....	51
Figura 4. Densidad poblacional de hongos 0-28 días.....	54
Figura 5. Densidad poblacional de hongos en suelos florícolas monitoreados por 28 días.	55

Resumen

El municipio de Tenancingo Estado de México se destaca por la gran variedad de cultivo de flor de ornato rosa, clavel y crisantemo, principalmente. La producción florícola de este lugar se ha comercializado a nivel internacional, lo que ha llevado a los floricultores a implementar el uso de plaguicidas y fertilizantes; sin embargo, su aplicación ha ocasionado la contaminación del suelo, modificando las propiedades fisicoquímicas y así mismo, la muerte de bacterias y hongos. El objetivo del trabajo fue la cuantificación de la densidad poblacional de bacterias y hongos en suelos florícolas contaminados con plaguicidas en invernadero, junto con la agregación de vermicomposta. Para esto se recolectaron muestras de suelo en tres cultivos: rosa, clavel y agapando dentro del invernadero “Los Morales” en la zona de Tenancingo. Así mismo, se implementó el uso de maceta, en las cuales se les agregaron 500 g de suelo y 22 g de vermicomposta (el equivalente a 40 ton*ha⁻¹), obteniendo 5 tratamientos: agapando (A) como control, suelo con plaguicida de rosa (SPR), suelo con plaguicida de clavel (SPC), suelo con plaguicida de rosa más vermicomposta (SPRV) y suelo con plaguicida de clavel más vermicomposta (SPCV). La fase experimental tuvo una duración de 28 días. Se determinaron parámetros físico-químicos (como textura, pH, materia orgánica y conductibilidad eléctrica) al inicio y al final del experimento (0 y 28 días). Los parámetros microbiológicos donde se cuantificó la densidad poblacional de bacterias y hongos realizándose cada 7 días, por medio del método de cuenta en placa. Los resultados mostraron, que el tratamiento SPC mostró el pH más ácido y valores más altos en CE. El tratamiento SPR presentó el mayor contenido de materia orgánica, con un valor de 5.39%. Con respecto a la densidad poblacional de bacterias, el tratamiento SPRV tuvo la mayor densidad (6.97 Log UFC/g) a los 21 días, sin embargo, su población disminuyó a partir del día 28, comparado con los demás tratamientos que mantuvieron una tendencia creciente; en cambio, el tratamiento SPR mantuvo un crecimiento exponencial a lo largo del experimento y fue el que presentó la mayor densidad de bacterias al final del experimento, contando con 6.98 Log UFC/g.

Por otra parte, en caso de la densidad poblacional de hongos, el tratamiento SPRV mantuvo la mayor densidad en un intervalo de 4.0 a 4.90 Log UFC/g., los primeros 21 días; pero al día 28 disminuyó; aparte de ello el tratamiento SPR mantuvo un crecimiento

exponencial a lo largo del experimento y fue el que presentó la mayor densidad de hongos al final del experimento, contando con 4.24 Log UFC/g.

De acuerdo con las condiciones experimentales hechas en el presente trabajo, bacterias y hongos nativos de los suelos florícolas del invernadero, se puede decir que tanto bacterias como hongos proliferan más y están mejor adaptados a la presencia de plaguicidas. La adición de vermicomposta no incrementó la población de bacterias; en caso contrario, esta proporcionó las condiciones estables para la población de hongos.

1. Introducción

El desarrollo y crecimiento de la población humana junto con una alta demanda de productos, ha causado grandes daños al ambiente, pero en especial ha impactado al suelo, esto debido al uso de plaguicidas, que se definen como cualquier sustancia o producto químico, destinado a combatir, controlar o destruir plagas o cualquier agente patógeno que afecte productiva y económicamente los intereses humanos (Pérez *et al.*, 2013).

Hay que destacar que, el suelo no sólo funciona como soporte de organismo, sino como un ente natural, constituido de limo, arcillas, arena, además de minerales, materia orgánica, aire y agua; que es influido por el clima, la topografía, organismos, materiales parentales y el tiempo (FAO 2004). A su vez, se le considera un sistema complejo, pues en él se van sustentando diversas actividades para el bienestar humano, junto con el proceso nutrientes, el secuestro de carbono y la producción de materias primas (Sánchez, 2014).

La productividad de cualquier cultivo, se basa en la fertilidad del suelo, la cual se evalúa mediante características físicas, químicas y biológicas. Por otra parte, la agricultura y floricultura, han tenido gran demanda en la zona mexiquense, por lo que ha llevado a la implementación de productos químicos (plaguicidas) para garantizar su sobrevivencia (Pérez *et al.*, 2013), afectando a la población de bacterias y hongos del suelo.

Las bacterias son organismos procariontes, que pueden degradar sustancias químicas complejas como los plaguicidas y transformando a moléculas simples. Así, también fungen un papel importante en el ciclo del nitrógeno y carbono, junto con los hongos son principales degradadores de materia orgánica (Deng *et al.*, 2013; Anzuay *et al.*, 2015). Los hongos son los organismos dominantes y abundantes en todo tipo de suelo, junto con ello muestran una relación con las bacterias en la disponibilidad de nutrientes, e igual que bacterias tienen la capacidad desintoxicar ambientes contaminados; dado que eliminan metales, degradan y mineralizan fenoles, hidrocarburos, compuestos aromáticos policíclicos, bifenilos policlorados, insecticidas clorados y plaguicidas (Yosef y Melkamu, 2016).

Para evitar los efectos negativos de los plaguicidas en el suelo, se han tomado medidas preventivas como el registro e inventario de plaguicidas en base al uso y toxicidad, regulación en su venta y manejo de residuos; sin embargo, para poder mitigar sus secuelas se han utilizado enmiendas orgánicas, como la vermicomposta, la cual incrementa la población de microorganismos (Xiaoyong *et al.*, 2015), junto con un otorgamiento en la resistencia y resiliencia al ecosistema edáfico, permitiendo que sea una alternativa sustentable y económica (Di Ciocco *et al.*, 2014). Por tal motivo, este estudio fue enfocado en medir la densidad poblacional de microorganismos (bacterias y hongos) de suelos florícolas que están expuestos a plaguicidas, y en donde se empleó la adición de vermicomposta para mitigar el impacto del contaminante al ecosistema edáfico.

2. Antecedentes

2.1. Suelo

2.1.1. Definición

Es el producto de la erosión de rocas, que resulta de las distintas formaciones geológicas naturales, sometidas a ciertas condiciones climáticas junto con el material de origen. Es la zona que sustenta la vida vegetal, que provee a estos de un soporte mecánico y disponibilidad de nutrientes, es uno de los sitios más dinámicos y complejos con interacciones biológicas de la naturaleza, ya que es el espacio donde se realizan la mayor parte de las reacciones bioquímicas implicadas en la descomposición de la materia orgánica, la intemperización de las rocas y la nutrición de los cultivos agrícolas (Navarro y Navarro, 2003). Además, el suelo es conformado por tres fases; la primera la constituye la fase sólida formada por material orgánico e inorgánico, en donde se encuentra la arcilla, limo y arena; la segunda fase es la líquida, compuesta por agua y electrolitos; la tercera fase gaseosa conformada por gases a distintas presiones por efecto de la atmósfera (Meliton, 1999). De ahí que en las tres fases, se tienen cinco principales elementos; como los minerales, agua, aire, materia orgánica y la actividad biológica, que permiten su conformación, junto con ello se clasifican de la siguiente forma: **1)** constituido por elementos como materia orgánica, recursos minerales, hídricos y aire, y **2)** aquellos elementos dinámicos, con funciones biológicas y de los cuales son elementales en cultivos y sobre todo la fertilidad del suelo, conformado por microorganismos, insectos y algas (Martin, 1980).

2.1.2. Papel ecológico

La importancia del suelo no sólo radica como un soporte para los distintos organismos, sino también como un recurso natural; amortigua diferentes tipos de reacciones de tipo bioquímicas y en él se da una constante interacción de la actividad biológica, para llevar a cabo la descomposición de materia orgánica

De manera general, las funciones del suelo son (Franzluebbers, 2002):

- a)** Permite un medio de crecimiento para organismos productores de biomasa, estableciendo un suministro de nutrientes aire y agua.

- b) Funciona como un filtro, amortiguador, almacenamiento y translocación, porque actúa como regulador del flujo hídrico en el medio ambiente, conjuntamente un sistema para atenuar los efectos nocivos de contaminantes, los cuales son transformados en compuestos asimilables para volverlos a su estado original en un tiempo determinado.
- c) Hábitat biológico y reservorio de genes; en cuanto a la microflora y micro fauna del suelo, los cuales tiene un rol de importancia en muchos ciclos biogeoquímicos y para la vida de otros organismos (Porta *et al.*, 2014).

2.1.3. Propiedades del suelo

El suelo tiene propiedades físicas, químicas y biológicas que son determinantes en su calidad (Gutiérrez, 2015). Por lo que medir y relacionar algunas de estas propiedades permite crear un índice, el cual integra más información y brinda mayor conocimiento sobre las condiciones del suelo (Cruz-Ruiz *et al.*, 2015).

a) Propiedades físicas

Son parámetros que determinan el efecto hídrico y eólico, a su vez también son un sostén de plantas, permiten mayor factibilidad en penetración de raíces. La estructura, textura, densidad aparente y la estabilidad de agregados son ejemplos de estas propiedades; los cuales favorecen la fijación radicular e interacción de microfauna (Porta *et al.*, 2014; Sanatana, 2014).

b) Propiedades químicas.

Estas características tienen un efecto en la relación suelo-planta, la calidad del agua, la capacidad amortiguadora del suelo y disponibilidad hídrica y de nutrientes. Entre los parámetros se encuentra el pH, la capacidad de intercambio catiónico, la conductividad eléctrica y la materia orgánica (Porta *et al.*, 2014).

c) Propiedades biológicas

Están establecidas por la actividad de microorganismos del suelo. Estas actividades radican en reciclaje de nutrientes, descomposición y la estabilidad de partículas,

teniendo en cuenta que la variedad de microorganismos esenciales para el funcionamiento del suelo. La respiración basal (producción de O₂ y CO₂) y respiración microbiana son ejemplos de estas propiedades (Porta *et al.*, 2014; Sanatana, 2014).

2.2. Microbiología del suelo

2.2.1. Función

Los microorganismos tienen como función principal catalizar los procesos de descomposición y conducir procesos de mineralización, donde los productos pueden ser benéficos como tóxicos, los cuales pueden ser convertidos en nutrientes para el suelo. Su composición y actividad está sujeta a diferentes variaciones, que pueden ser geográficas o por la cantidad y composición de materia orgánica en suelo (Hernández *et al.*, 2008).

Resulta importante mencionar que el mantenimiento de poblaciones microbianas es esencial en la fertilidad del suelo; estas poblaciones se asocian a las partículas del suelo en especial a compuestos de arcilla junto con la materia orgánica conformando entre un 80-90% de microorganismos, estos se encuentran mediante interacciones electrostáticas, adhesión física y unión covalente (Buscot y Varma, 2007; Huang *et al.*, 2008).

2.2.2. Rizósfera

Es un ecosistema complejo donde encontramos tres tipos de señales: 1) una vía intraespecífica e interespecífica de señales dado por los microorganismos, 2) señalización entre planta-microorganismo y 3) señalización microorganismo-planta (Venturi y Keel, 2016). Esta se encuentra en una zona estrecha delimitada por la presencia de nutrientes, y que está influida por la actividad radicular de plantas; por ende, se llevan a cabo procesos de gran importancia para la obtención de nutrientes y salud de las plantas (Newman *et al.*, 2016).

Dentro de la rizósfera se puede encontrar variedad de microorganismos, entre las que destacan bacterias, hongos, actinomicetos, protozoos, nemátodos e invertebrados; afectando de manera positiva la salud del suelo, a través de dos vías: 1) la directa, que incluye la fijación de nitrógeno, solubilización de fosfato junto con la producción de

fitohormonas y 2) la indirecta, donde se genera por la eficacia en la producción de complejos enzimáticos. Una función esencial de la rizósfera es el poder de incrementar la capacidad de adaptación de las plantas en cualquier tipo de ambiente (Venturi y Keel, 2016).

2.3. Microorganismos edafológicos

2.3.1. Bacterias del suelo

Son microorganismos carentes de membrana nuclear, la morfología consta de cocos (0.5 micras), bacilos (0.5-0.3 micras) y espirilos; estos pueden encontrarse en asociación en superficies sólidas y líquidas dentro del suelo (Martin, 1980). Estos microorganismos superan en número y tipo a todos los microorganismos del suelo, ya que sólo en un gramo de suelo contiene 10^8 de UFC/g de bacterias, los cuales se encuentran en una superficie de 2 m²/kg de suelo. Por lo general, la mayoría de las bacterias del suelo son Gram negativas (Casanova, 2005; Ferrera y Alarcón, 2007).

Las bacterias se encuentran adheridas a las partículas de arcilla y humus; de tal manera que la abundancia está relacionada por el contenido de arcilla, humedad, aireación, temperatura, contenido de materia de orgánica y el pH, además con la estación del año. Cuando las condiciones no son favorables tienden a producir esporas y otras formas resistentes que permitan su sobrevivencia en esas condiciones (Casanova, 2005).

También su número y el tipo de bacterias presentes en el suelo está dado por la función del tipo y practica agrícola, por tal, un suelo de pastizal tendrá una mayor abundancia de bacterias que un suelo cultivado, debido a la densidad radicular y la acumulación de residuos orgánicos, a la vez hay que añadir las modificaciones hechas para el establecimiento de un cultivo, debido a la reducción en la cantidad y calidad de los residuos orgánicos; así mismo, si los cultivos son mono o de rotación tienden a incrementar o disminuir la población de bacterias (Ferrera y Alarcón, 2007).

2.3.2. Importancia

Las bacterias presentan una función vital dentro del suelo, por ejemplo, algunas bacterias se caracterizan en solubilizar fosfato, haciendo disponible el fósforo como nutriente para las plantas, además de la degradación de materia orgánica (Anzuay *et al.*, 2015).

También hay que añadir que las bacterias son actores claves en los ciclos biogeoquímicos del carbono, nitrógeno, azufre; ya que disponen los nutrientes esenciales para la fertilidad del suelo; por otra parte, participan en procesos de biorremediación en suelos contaminados (Pu y Jan Dirk, 2018).

Especies como *Stenotrophomonas spp* y *Escherichia coli* K12, degradan el quinicloraco. En *Pseudomonas* y *Flavobacterium*, sus enzimas hidrolasas degradan organofosforados que minimizan su impacto al ambiente edáfico (Martins *et al.*, 2011). Otras especies de bacterias *Pseudomonas sp*, *Agrobacterium sp.*, *Bacillus* y *Klebsiella sp*, tienen la capacidad de degradar clorpirifos, mediante actividades enzimáticas como hidrólisis, amilólisis, proteólisis y xilanólisis (Deng *et al.*, 2015).

2.4. Hongos

Son organismos ubicuos y son el segundo componente más abundante en el suelo por lo general, su distribución está confinada a los horizontes superiores del suelo, constituyen el alto porcentaje del total de la biomasa microbiana, y además de una tolerancia a suelos ácidos (Álvarez y Naranjo, 2003).

Estos pueden ser unicelulares (levaduras) y pluricelulares en su mayoría, se constituyen por estructuras somáticas filamentosas llamadas hifas, el cual en conjunto forma el micelio. Las hifas pueden ser cenocíticas o septadas con tabiques transversales, estas presentan un poro en donde el citoplasma es continuo y se desplazan los organelos; en algunos hongos que son unicelulares forman un talo denominado celuroide, en otro se forma por rizoides (Ferrera y Alarcón, 2007).

Los hongos se reproducen asexualmente y sexualmente mediante la formación de esporas, estas estructuras reproductoras se localizan en la base del sombrero. La reproducción asexual, se lleva a cabo por fragmentación del talo; fisión; germinación y formación mitótica de las esporas; a su vez la reproducción sexual consta en la formación de esporas especializadas, estas se denominan oosporas, zigosporas, ascosporas y basidiósporas. Dependiendo de su forma de vida pueden ser saprobios (se alimentan de materia orgánica), parásitos (se alimentan a expensas de otros), o mutualistas

(establecen relaciones con otros organismos con beneficio mutua) (Ferrera y Alarcón, 2007).

2.4.1. Importancia

Una de las principales actividades de los hongos en el suelo es la degradación de moléculas complejas (celulosa, hemicelulosa, pectinas, almidón y lignina); así también participan en la formación de compuestos de amonio junto con otros compuestos nitrogenados simples, ambos dan la formación a humus a partir de restos orgánicos y minerales de rocas, biolixiviación de metales (Martin, 1980).

Su principal actividad en la zona radicular con las plantas en una estructura conocida como micorriza, la cual llevan a cabo el intercambio de elementos necesarios para la existencia de ambos destacando la presencia de vitaminas y aminoácidos, además de elementos como el zinc, nitrógeno, azufre y el fósforo, mediante procesos enzimáticos extracelulares y la presencia de ácidos de los hongos (Martin, 1980).

Los hongos por medio de la producción de enzimas extracelulares llevan a cabo la degradación y mineralización de fenoles, compuestos fenólicos clorados, hidrocarburos de petróleo, aromáticos policíclicos, bifenilos policlorados, insecticidas clorados, plaguicidas, etc (Yosef y Melkamu, 2016).

2.5. Biorremediación

2.5.1. Definición

Es la eliminación de contaminantes peligrosos en el suelo por la acción de microorganismos y plantas, es un proceso económico, seguro y amigable con el ambiente (Cycón *et al.*, 2013; Cisneros *et al.*, 2016).

En este proceso los microorganismos tienen la función de degradar o mineralizar los contaminantes, convirtiéndolos en productos menos tóxicos para el suelo. Para ello, las condiciones ambientales deben ser apropiadas; ya que esto asegura que las actividades fisiológicas y bioquímicas de los microorganismos estén dirigidas a degradar los contaminantes. Algunos procesos de remediación utilizados para limpiar sitios contaminados son: debilitamiento natural, compostaje, vermicomposteo, hipoventilación,

extracción de vapores del suelo, desorción térmica, incineración, lavado de suelo y rellenos, entre otros (Ajay *et al.*, 2009)

2.6. Vermicomposta

La vermicomposta es un proceso de biooxidación y estabilización de materia orgánica como resultado de la interacción de microorganismos y lombrices de tierra, ya que los microorganismos son los responsables de degradar la materia orgánica. En consecuencia modifican las propiedades del sustrato por medio de la alimentación y aireación, que conduce a la rápida degradación de la materia orgánica y mejorando la disponibilidad de nutrientes para las plantas. Por tanto, la adición de vermicomposta al suelo, mejora las comunidades microbianas, debido al proceso de descomposición y estabilización de sustancias orgánicas (Xiaoyong *et al.*, 2015). Además, es un proceso biotecnológico que se emplea en la agricultura, dado por su accesible costo y sencilla aplicación.

Durante el proceso de vermicomposteo, se promueve la disponibilidad de un alto contenido de nutrientes y gran diversidad de microorganismos, los cuales mineralizan la materia orgánica hasta CO_2 y NH_4 lo que provoca una sucesión de la densidad poblacional de microorganismos durante dicho proceso (Villar *et al.*, 2015). La densidad de microorganismos indica estabilidad y madurez de la vermicomposta (El-Haddad *et al.*, 2014).

2.6.1. Propiedades de la vermicomposta

Es un producto con estructura uniforme y estable con alto contenido en materia orgánica a consecuencia de la intensa actividad de las lombrices y actividad microbiológica generada en todo el proceso (Villar *et al.*, 2015). Brinda abundantes nutrientes como nitratos, fósforo, calcio, los cuales están disponibles para plantas, junto con la presencia de ácidos húmicos. Del mismo modo funge como un importante supresor de enfermedades y es una fuente rica en microorganismos y un reservorio de antagonistas de enfermedades fúngicas. Por otra parte, fungen crecimiento de plantas, antibióticos, nutrientes y un reservorio de microorganismos para el suelo (Fernández *et al.*, 2011). Por lo tanto, su adición al suelo mejora su estructura, calidad y fertilidad (Yu *et al.*, 2011).

2.7. Floricultura en México

La floricultura es una actividad con alta demanda en su producción y comercialización en nuestro país (Becerra, 2004; Albitzer, 2015). La rosa es el cultivo más importante a nivel nacional, demostrando una gran derrama económica; conllevando al Estado de México a ser uno de los principales productores de rosa de ornato con un 71% de la totalidad. Los municipios productores se concentran en la zona sur siendo Tenancingo, Tenango del Valle, Coatepec de Harinas, Villa Guerrero, Toluca, Ixtapan de la Sal y Zumpahuacán, obteniendo cerca de 700 a 800 paquetes diarios por cada temporada (Orozco, 2007).

El municipio de Tenancingo tiene más de 540 hectáreas dedicadas para el cultivo y producción, al año se producen cerca de 95 mil toneladas y representan cerca del 37% de la producción nacional de flores. La demanda nacional e internacional se rige en la producción de crisantemo con 12 mil 757 toneladas, rosa 9 mil 47, clavel 3 mil 772, gladiola 3 mil 772 y la palma comedor con 1 757 (Xotla y Ruiz, 2012).

2.8. Plaguicidas

2.8.1. Historia

La aplicación de plaguicidas ha sido usada por la humanidad desde el comienzo de su historia para erradicar aquellos organismos que afecten sus actividades de agricultura, crianza de animales y sanidad pública, por lo cual, al principio se utilizaban plaguicidas tomados de una fuente natural (Temoka *et al.*, 2016). Estos se han estado modificado conforme a las necesidades, por lo cual se empezó el uso de sustancias químicas para contrarrestar a las plagas. Sin embargo, la resistencia de las plagas, ha tenido como resultado la invención de nuevos compuestos que permiten la eliminación de estas plagas y la sobrevivencia de cultivos, pero sin tener conocimientos de los efectos que estos produzcan a futuro (Tette, *et al.*, 2016).

La producción de cultivos ha aumentado de manera exponencial, pero a la vez con grandes pérdidas por consecuencia de plagas, con lo cual se ha visto en la necesidad de usar y combinar los plaguicidas para erradicar y permitir la resistencia de plagas (García y Rodríguez, 2012).

2.8.2. Definición de plaguicida

Se denomina plaguicida a ciertas sustancias químicas, naturales o sintéticas, destinadas a combatir, controlar o destruir a plagas que estén afectando a ganado, cultivos agrícolas, que permite la sobrevivencia de las plantas junto al aumento en la productividad de alimentos; así mismo, el control de vectores que pudiesen transmitir enfermedades a humanos o animales; en éste se encuentran los productos químicos que provocan la defoliación y desecación (Pérez *et al*, 2013; COFEPRIS, 2015).

2.8.3. Clasificación de plaguicidas

Su clasificación depende de las cualidades o características que se presenten por su origen u composición, la permanencia dentro del ambiente, la toxicidad, etc., tomando en cuenta cada una de ellas, se describe a continuación:

2.8.3.1. Clasificación con base a su Toxicidad

Esta clasificación se basa en la realizada por la Organización Mundial de la Salud la cual fracciona en cinco clases (Tabla 1) ocupando como dato los rangos de dosis letal media (DL₅₀) y la acción de entrada, sea oral o dérmica (Albert, 1986).

Tabla 1. Clasificación en base al grado de toxicidad

Clase	Características	Entrada/vía oral	Entrada/vía dérmica
		DL ₅₀ (mb/Kg)	DL ₅₀ (mb/Kg)
I a	Letalmente tóxico	< 5	<15
I b	Altamente toxico	5-49	10-100
II	Moderadamente tóxico	50-500	10-100
III	Ligeramente tóxico	>500	>1000
IV	Sin peligro	>2000	>4000

2.8.3.2. Vida media

No necesariamente se categoriza por la dosis media letal, sino también por la capacidad de permanecer dentro del ambiente después del periodo de aplicación o uso (Tabla 2),

por lo cual se ha considerado una fracción de tiempo para su degradación ya sea total o parcial; de tal manera que se hace una clasificación en base al tiempo de permanencia en el entorno, siendo de la siguiente manera (Stamatui, 2013):

Tabla 2. Clasificación en base a su Vida media

Permanencia	Vida Media	Ejemplo
No persistente	0 días a 12 semanas	Malatión, carbaril
Modernamente persistente	1 a 18 meses	Paratión, lanate
Persistente	1 a 20 años	DDT, aldrín, dieldrín
Permanente	Tiempo indefinido no medido	Plomo, arsénico y mercurio

2.8.3.3. Por su grupo químico

El grupo toxicológico o grupo químico de los plaguicidas define las características del compuesto, exhibiendo la persistencia, su polaridad, bioacumulación y la efectividad de los mismos también pueden definir el modo o sitio de acción sobre los organismos, mostrándose de la siguiente manera:

- **Organoclorados (OC)**

Compuestos que presentan átomos de cloro e hidrógeno, no polares y altamente lipofílicos, con una presión de vapor bajo lo que hacen estables, residuales y altamente bioacumulables en la cadena trófica, y en mantos freáticos, ahí del mismo modo en el tejido subcutáneo, leche materna e incluso en la sangre, por lo que se categorizan con una alta toxicidad. Algunos ejemplos son el Lindano, Endosulfán, DDT y Dieldrín (Albert, 1986).

- **Organofosforados**

Son derivados del ácido fosfórico, siendo derivados de amidas, ésteres y presentan menos persistencia que los OC, pero estos son más tóxicos en organismos vertebrados ya que inhiben la actividad de la acetilcolinesterasa en el sistema nervioso central; así

mismo, su proceso de degradación se basa en procesos de oxidación e hidrólisis. Algunos ejemplos son Clorpirifos, Malatión y Diazinon (Raymundo, 2008).

- **Carbamatos**

Derivados de ésteres ácido tiocarbámico y carbamatos, exhiben una selectividad y poca toxicidad. Su degradación es generada por la oxidación; los cuales muestran tres radicales, dos de ellos de cadena alifática corta (etil, metil) y la otra de manera alifática cíclica o heterocíclica. Entre ellos se encuentran Carbofurán. Carbaril, Zineb, Maneb y Profam (Stamatui, 2013).

- **Piretroides**

Se derivan de piretros naturales con adición o sustitución de grupos químicos que contienen un grupo alcohol con una mayor estabilidad, son específicos y tóxicos en organismos mamíferos, pero son poco persistentes en el ambiente, en estos grupos se encuentran Cipermetrina, Deltamitrina, Permetrina (Raymundo, 2008).

2.8.3.4. Aplicación en grupo blanco

Esta clasificación se basa sobre las principales plagas o grupos en los que se ejerce el efecto, siendo los siguientes (Albert, 1986):

- a) Fungicidas:** compuestos químicos, son derivados del benceno, sulfenamidas, dinitrofenoles, triazinas; son empleados para la protección del follaje y evitar infecciones por esporas (García y Rodríguez, 2012).
- b) Herbicidas:** productos químicos, que no presentan una especificidad. Su empleo es de modo general para las erradicaciones de malezas o plantas parásitas, entre estos se encuentran las acetanilidas, las amidas, las bupiridinas, las nitroanilinas, imidazoles, etc., que suelen ser en su mayoría sintéticos (García y Rodríguez, 2012).
- c) Insecticidas:** productos químicos que afectan a los insectos, poseen un alto nivel de toxicidad; además dañan de manera considerable al sistema nervioso, los disruptores de crecimiento y metamorfosis, siendo los principales causantes de

intoxicaciones en el ser humano, sin tratamiento causa la muerte (García y Rodríguez, 2012).

2.8.4. Comportamiento de los plaguicidas en el suelo

Cuando un plaguicida se adiciona al suelo entra en un sistema dinámico, puede moverse de lugar o permanecer ahí, ser degradado a compuestos más simples o bien, permanecer intacto por tiempo indefinido. Estas acciones se llevan a cabo en tres fases según (Navarro y Navarro, 1997).

- **Latencia:** exhibe una corta duración, en la cual el plaguicida mantiene una determinada concentración.
- **Disipación:** rápida y se muestra cuando el plaguicida desaparece del suelo.
- **Persistencia:** dicha fase forma una referencia al tiempo (días, semanas, meses o años).

Solubilidad: determina los procesos de la distribución dentro del suelo por medio de una alta solubilidad que da como resultado el paso fácil a la solución en suelo, junto con la penetración en las capas superficiales, con lo cual provoca el proceso de lixiviación por medio de lluvia; demostrando que los compuestos no polares exhiben la ventaja que son solubles en ciertos compuestos que no contienen elementos surfactivos y no muestran una alteración en presencia de sales de agua. En cambio, los que tienen una solubilidad con el agua contienen la concentración adecuada de ingredientes activos, con lo que se podrán utilizar en cultivos.

Acidez: exhiben la presencia de ácidos fuertes, estos liberan iones de hidrógeno lo que se convierte en aniones provocando un rechazo por los coloides del suelo con carga negativa y que no sean absorbidos en la parte superficial, conllevando a su concentración en soluciones de suelo y en fase gaseosa.

Alcalinidad: capacidad de un plaguicida para hacerse positivamente cargado por la adsorción de iones hidrógeno. Cuanto más alcalino sea un plaguicida mayor será la función que desempeñe en las reacciones de intercambio catiónico en el suelo; por ello, los compuestos alcalinos son fácilmente degradables en el suelo y no se acumulan.

Lixiviación: en plaguicidas con grupos ácidos son lixiviados por medio del agua en fases superficiales del suelo; dicho proceso es favorecido cuando el suelo tiene la capacidad de absorción baja (esto pasa en pocas partículas de arcilla y humus), además de una temperatura alta y precipitación pluvial suficiente.

Volatilidad: hace referencia a la velocidad a la que se está evaporando el plaguicida hacia a la atmósfera, de tal manera que los plaguicidas con alta volatilidad deberán ser mezclados de manera inmediata en suelo para minimizar la volatilización de los mismos.

2.8.5. Adsorción de plaguicidas

Todo mecanismo implicado en la evolución de plaguicidas en suelo presenta un mecanismo de adsorción, que se refiere a una interacción entre estos compuestos y las partículas del suelo, los cuales están relacionando con la superficie específica con las propiedades fisicoquímicas y con el tamaño de las mismas. De esta manera, este proceso muestra tres etapas que modifican las características de los plaguicidas (Sánchez y Sánchez, 1984):

Etapas 1. Actividad: este provoca la inactivación de los plaguicidas, debido a que las moléculas se bloquean y no ejercen su efecto tóxico.

Etapas 2. Persistencia: dada por una prolongación de estancia de los plaguicidas en el suelo por lo que incrementa el peligro y con ello el proceso de adsorción estará provocando la separación de moléculas de forma activa, una pérdida de actividad permanente y un cambio en las condiciones ambientales del suelo llevando a cabo desprendimientos de forma paulatina de compuestos activos entrando en los ciclos biológicos, que causan daños a organismos.

Etapas 3. Degradación: el mecanismo de adsorción impide la remoción de plaguicidas, por lo que la degradación se inhibe o es lenta, además la adsorción genera una catálisis en la descomposición por medio de la formación de fuertes arcillas-moléculas, con lo cual debilita los enlaces dentro de las moléculas.

2.8.6. Afectaciones de plaguicidas en el suelo

La acumulación de plaguicidas afecta al suelo, plantas agua y atmósfera (Singh *et al.*, 2014; Sułowicz y Piotrowska, 2016). El impacto de los plaguicidas disminuye la calidad

del suelo, materia orgánica, disponibilidad de nutrientes y altera los ciclos carbono-nitrógeno (Chao *et al.*, 2016). Además, merman la actividad de microorganismos edáficos, mostrando una alteración en la dinámica poblacional, las respuestas efectivas en los ciclos o degradación de nutrientes (Marja *et al.*, 2015).

Se ha observado que lixiviados de plaguicidas en la superficie del suelo y subsuelo inhiben el crecimiento o desarrollo de la comunidad microbiana, lo que provoca una alteración en procesos vitales dentro del suelo (Kalia y Gosal, 2011); dando como resultado una incapacidad de la transformación de carbono, fósforo, nitrógeno y, por tanto, pone en peligro la calidad del suelo y la producción agrícola (Pose-Juan *et al.*, 2015). Por otra parte, datos de la Organización Mundial de la Salud (OMS), muestran que sólo del 3 al 6% de estos compuestos agregados en la agricultura son utilizados por las plantas, el resto se va degradando de manera lenta, provocando una concentración en el ambiente, infiltración de compuestos tóxicos a los mantos freáticos provocando efectos nocivos a los organismos (Acevez *et al.*, 2015).

2.8.7. Plaguicidas en México

El territorio nacional muestra una superficie agrícola cultivada de cerca de 20 millones hectáreas siendo el 65% para la agricultura y un 35% para la floricultura; en todos ellos, se ha llevado a la implementación de plaguicidas para combatir las plagas. Se calcula la existencia de alrededor de 900 plaguicidas en México, estos se emplean en cultivos de mayor demanda como el maíz, algodón, papa, chile, tomate, frijol, trigo, aguacate, café y tabaco, que utilizan cantidades de 395 ton hasta 13, 163 t de plaguicidas al año (García y Rodríguez, 2012). Cabe mencionar que la información disponible en cuanto al volumen y tipo de plaguicidas aplicados es prácticamente inexistente.

México, presenta una regulación en el uso de plaguicidas, a través de la aplicación de la Norma Oficial Mexicana (NOM-232-SSA1-2009), la cual tiene como objetivo el control y seguridad de productos químicos aplicados en terrenos de cultivo, y que no presenten una amenaza para la salud de la población. Así mismo, también restringe aquellos que muestren un alto riesgo para la salud o elevada persistencia por sus propiedades de bioacumulación (Pérez, y Miranda , 2013).

2.9. Biodegradación

El proceso de degradación de plaguicidas depende de la presencia de microorganismos (Acevez *et al.*, 2015; Yosef y Melkamu, 2016). Ya que degradan a los plaguicidas mediante el uso de enzimas específicas, por ejemplo, la deshalogenasa empleada en la degradación de hidrocarburos y pesticidas clorados (Fuentes *et al.*, 2010). A pesar de la capacidad para degradar los compuestos, estos se ven limitados por 4 variables que se explican a continuación (Lloyd y Aislabe, 1996; Arias *et al.*, 2008; Dileep, 2009; Miao *et al.*, 2016):

- La disponibilidad del plaguicida o metabolitos para los microorganismos
- El estado fisiológico de los microorganismos
- Sobrevivencia y proliferación de los microorganismos degradadores
- La sostenibilidad de la población.

En la tabla 3 se muestra algunas bacterias y hongos degradadores de plaguicidas:

Tabla 3. Microorganismos degradadores de plaguicidas

Grupo	Nombre	Plaguicida	Referencia
Bacteria	<i>Arthrobater citreus</i>	Organoclorado (DDT y HCH)	(Qu <i>et al.</i> , 2015)
	<i>Xanthomonas</i>		
	<i>Ralstonia eutrophus A5</i>		
	<i>Pseudomonas acidovorans</i>		
	<i>Eubacterium limosum</i>		
	<i>Pseudoxanthomonas</i>		
	<i>Alcaligenes eutrophes</i>		
<i>Burkholderia cepacia</i>			

	<i>Phanerochaete chrysosporium</i>		
	<i>Pseudomonas sp.</i> <i>Flavobacterium</i>	Parathión (Organofosforado)	(Van Elsa y Trevors, 2008)
	<i>Bacillus</i> <i>Alteromonas</i> <i>Arthrobacter</i> <i>Variovorax</i>	Clorpirifos Fenitrotion Parathion	(Cycón <i>et al.</i> , 2013)
Hongos	<i>Trichoderma sp.</i> <i>Fusarium verticillioides</i>	Azatrina Lindano	(Álvarez y Polti, 2014)
	<i>Polyporous sp</i> <i>Lentinula edodes</i>	2, 4- diclorofenol	(Yosef y Melkamu, 2016)
	<i>Phanerochaete chrysosporium</i>	Pentanoclofenol Mirex Lindano Aldrin Clordano Endosulfan Clorpirifos	(Quintero Díaz, 2011; Yu <i>et al.</i> , 2011)

	<i>Trametes versicolor</i>	Dieldrin	(Quintero, 2011)
	<i>Pleurotus ostreatus</i>	Aldrin	
	<i>Pleurotus florida</i>	Heptachlor	
	<i>Antracophyllum discolor</i>		
	<i>Bjerkandera adusta</i>		
	<i>Aspergillus niger</i>	3,4- diclorianilina	(Castillo <i>et al.</i> , 2016)
	<i>Fusarium</i>		

3. Justificación

La aplicación de plaguicidas dentro de la agricultura ha ido en aumento, esto se debe a que protege contra plagas y beneficia al productor al tener mayor productividad en las cosechas. El Estado de México es uno de los principales productores de cultivos de flores de ornato principalmente rosa, clavel, orquídeas y crisantemo, por consecuencia hay gran utilización de plaguicidas en los municipios productores florícolas que tienen una producción cercana al 37% a nivel nacional (Xotla y Ruiz, 2012).

Los plaguicidas alteran los procesos biogeoquímicos, las propiedades fisicoquímicas del suelo, lo que va propiciando que pierda su fertilidad, retención de nutrientes y la diversidad de microorganismos (Marja *et al.*, 2015).

Los plaguicidas afectan tanto de manera directa e indirecta a bacterias y hongos, ya que disminuyen la población, reducen los nutrientes, cambian las propiedades bioquímicas del suelo y alteran su metabolismo. Los microorganismos tienen la capacidad de adaptarse, degradar compuestos a otros menos tóxicos; por lo que se emplean como biorremediadores junto con abonos orgánicos para la mitigación de los residuos de plaguicidas. La vermicomposta, tiene un impacto en la activación de microorganismos y aporta una gran cantidad de materia orgánica favoreciendo a un mejoramiento del suelo y la disminución del uso de plaguicidas.

4. Hipótesis

La adición de una enmienda orgánica, como la vermicomposta, aumentará la densidad poblacional de microorganismos (Bacterias y Hongos) en suelos florícolas de rosa y clavel, que son sometidos a la aplicación de plaguicidas en Tenancingo, Estado de México.

5. Objetivo

5.1. Objetivo general

Comparar la densidad poblacional de hongos y bacterias en suelos florícolas contaminados con plaguicidas, durante su tratamiento con vermicomposta para la restauración del suelo.

5.2. Objetivos específicos

- Determinar las propiedades fisicoquímicas y microbiológicas de muestras de suelos florícolas de rosa, clavel y agapando del municipio de Tenancingo adicionados con plaguicidas, así como muestras de vermicomposta.
- Determinar la densidad poblacional de bacterias y hongos de suelos florícolas a distintos intervalos de tiempo durante su tratamiento con vermicomposta.

6. Materiales y métodos

6.1. Descripción de la zona de estudio

El municipio de Tenancingo se localiza en la porción sur del Valle de Toluca, colinando con municipios de Tenango del Valle, Joquincingo al norte, Zumpahuacan al norte, Malinalco al este y Villa Guerrero. Se encuentra en las coordenadas geográficas 19° 09" lat. N y 99° 46" Long. W, en una altitud entre 2200 y 4300 msnm; abarca la provincia del Eje Neovolcánico. El sitio de estudio en la unión floricultores "Los Morales" se encuentra en Tenancingo con coordenadas geográficas 18° 57' 5" lat. N. y 98° 35' 45" long W.

6.2. Sitio de Muestreo.

El sitio de trabajo se hizo dentro de un invernadero que posee un área rectangular de 48 m de largo por 30 m de ancho, en los cuales se distribuyen camas de cultivos con flores ornamentales en forma horizontal, cada una oscila entre 50 a 60 cm de ancho y 23 m de largo; contando con 66 a 70 cm de espacio entre cada cama.

Dentro del invernadero se exhiben tres cultivos de manera permanente: rosa (diferente variedad y color), clavel (distintas variedades), a su vez de cultivos que van rotando como el jitomate y fresa; en la parte exterior se encuentran cultivos de agapando.

6.3. Entrevista

Se realizó una entrevista al personal que labora dentro de las instalaciones mediante un cuestionario con preguntas abiertas, con el fin de obtener información acerca del tipo de agroquímicos empleados junto con las distintas actividades que efectúan en el invernadero (Anexo1).

6.4. Muestreo (colecta de suelo de cultivos de clavel, rosa y agapando)

Se hizo un muestreo de tipo preferencial del suelo en las instalaciones del invernadero y afuera de este (suelo control "agapando") colectando 4 muestras de suelo en cada cultivo para obtener un total de 12 kg, las muestras fueron guardadas en bolsas de plástico con capacidad de 2 kg y etiquetadas para su traslado al laboratorio.

Se usó 1 kg de cada cultivo para el análisis fisicoquímico y el resto se empleó para la realización de la fase experimental (9 kg). El suelo que se utilizó para el experimento se

homogeneizó para obtener muestras compuestas, y se llevó a cabo en laboratorio se secó, molió y tamizo (2mm) y guardado para su posterior uso en los análisis fisicoquímicos.

El muestreo del suelo para el análisis microbiológico se efectuó cerca de las raíces de la planta, insertando un abatelenguas estéril a una profundidad de 0-10 cm. Cada muestra de suelo (aproximadamente 100 g) fue colocada en una caja Petri estéril, se contaron con 10 repeticiones para cada tipo de cultivo. Cada caja fue sellada, etiquetada y transportada al laboratorio para su análisis

6.5. Origen de la vermicomposta

La vermicomposta empleada en el experimento fue proporcionada por el Dr. Cesar Vences Contreras, profesor e investigador de la Facultad de Ciencias Agrícolas, fue elaborada a partir de estiércol equino y paja, en camas acondicionadas con lombrices de tierra de la especie *Eisenia foetida*.

6.6. Caracterización fisicoquímica de las muestras de suelos y vermicomposta

Todos los análisis del suelo se ejecutaron en base a la Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT. El análisis de vermicomposta se realizó con base a la Norma NMX-FF-109-SCFI-2007.

El análisis de pH se hizo mediante el método de AS-02 con agua en una relación suelo-agua 1:2 utilizando para su medición un potenciómetro Corning modelo 340. La cantidad de materia orgánica oxidable por el método AS-14-1997 según Walkley y Black (1973), la conductividad eléctrica por el método AS-18, la textura por el procedimiento de Bouyoucos método AS-09 y la cantidad de Humedad mediante la pérdida de peso.

Las muestras de vermicomposta fueron analizadas por los siguientes métodos: pH por el método AS-11-1997, con agua en una dilución 1: 2, Humedad por el método gravimétrico, AS-05-1997; conductividad eléctrica mediante el método AS-18; materia orgánica MO por el método de ignición.

6.7. Cuenta viable de la densidad poblacional de bacterias y hongos del suelo y vermicomposta

Se hizo una suspensión con 10 g de suelo de cada muestra y 90 mL de agua estéril, se colocaron en agitación por 30 minutos. Posteriormente se hicieron diluciones seriadas con 0.5 mL del sobrenadante de la suspensión en un tubo de 4.5 mL con agua estéril (10^{-1}), esto se repitió hasta diluir 10^{-6} (López y González, 2013).

La inoculación se hizo en cajas de Petri con agar, adicionando 100 μ L de las diluciones 10^{-2} y 10^{-4} en agar nutritivo para el caso de la densidad poblacional de bacterias (Tabla 5) incubando por 24 horas a 30°C. Para el caso de la densidad poblacional de hongo se usó agar dextrosa de papa (Tabla 6) se sembraron las diluciones 10^{-1} y 10^{-3} , se incubaron a 72 horas a 30°C. Cada dilución tuvo dos repeticiones sembradas. El crecimiento de bacterias y hongos se representó gráficamente en Log_{10} UFC/g.

Tabla 4. Composición química del Agar nutritivo para bacterias

Composición	Cantidad (g/L)
Peptona de gelatina	5
Extracto de carne	3
Agar	15
pH	6.8
Agua destilada	1

Tabla 5. Composición química del Agar dextrosa de papa para hongos

Composición	Cantidad (g/L)
Almidón de papa	4
Dextrosa	2
Agar	15
Ampicilina	50 μ g/ mL

6.8. Trabajo experimental en condiciones de laboratorio

Se emplearon 5 tratamientos con 4 repeticiones, bajo un diseño de bloques incompletos, todo esto se llevó a cabo a nivel de laboratorio en donde las condiciones del ambiente fueron similares en cada tratamiento. Los tratamientos fueron los siguientes:

TRATAMIENTOS

1. Suelo de agapando (sin plaguicida): Control

Los siguientes símbolos de cada tratamiento representan:

S: suelo, P: plaguicida, R: rosa, C: clavel y V: vermicomposta.

2. Suelo de Rosa más plaguicida = SPR
3. Suelo de Clavel más plaguicida = SPC

Suelo más plaguicida con vermicomposta (40 t/ha)

4. Suelo de Rosa más vermicomposta = SPRV
5. Suelo de Clavel más vermicomposta= SPCV

Se emplearon 20 macetas, los tratamientos con la clave SPRV y SPCV se les agregó 500 g de suelo y 22 g de vermicomposta equivalente a 40 t/ha. La colocación de cada maceta fue establecida en un diseño en boques incompletos.

Se colectaron muestras a diferentes intervalos de tiempo (0, 7, 14, 21 y 28 días), para el análisis microbiológico 10 g, la densidad poblacional de bacterias y hongos fue realizada por el método de cuenta viable descrito en la sección 6.7. El análisis fisicoquímico se hizo después de 28 días, para ello, se colectaron 200 g.

6.9. Análisis estadístico

Se aplicó una prueba de ANOVA y de Tukey para saber si en cada tratamiento había diferencias significativas en las variables medidas, empleando el paquete Statgraphics Centurion XVI con un nivel de confianza del 95%.

7. Resultados y Discusión

7.1. Información obtenida en entrevista a los floricultores

Con los resultados emitidos por encuestas realizadas a los floricultores del invernadero, se demostró el empleo de fertilizantes químicos y orgánicos (Tabla 7) para los cultivos de agapando, clavel y rosa junto el uso del suelo de esta zona como sustrato. A su vez, hay un proceso de fumigación, este se realiza de 2 o 3 veces por semana; los productos empleados son insecticidas, herbicidas, fungicidas, siendo en polvo o en líquido, los cuales son dispersados mediante técnicas de riego como el goteo, aspersion o escurridero.

El uso de plaguicidas, tiene como finalidad controlar plagas. En la tabla 7 se muestra con detalle la información recopilada de encuestas aplicadas a los floricultores del invernadero con respecto al uso y aplicación de fertilizantes-plaguicidas. Lo más relevante fue la gran variedad de fertilizantes y plaguicidas que se emplea en el invernadero.

Tabla 6. Recopilación de datos en entrevistas hecha en el invernadero “Los Morales”, de la zona de Tenancingo, Estado de México

<i>Cultivo</i>	Fertilización	Fertilizante	Período de Fertilización	Enfermedades de cada cultivo	Control de plagas	Tipo de plaguicida	Frecuencia en la aplicación de plaguicidas
<i>Clavel</i>	Química	Barrier	2 o 3 veces por semana	Cenicilla	Química	Agriver	2 o 3 veces por semana
		Big plant		Goyotero		Benomilo	
		Boro-		Gusano negro		Fosetil-al	
		Molibdeno		Roya		Furadan	
		Humifert		Trips		Palgus	
		NPK				Rotamik	
		Raizal				Sagamet	
		Trazak				Serenade	
	Syntek		Terramicin				

a

Continuación Tabla 7

<i>Cultivo</i>	Fertilización	Fertilizante	Período de Fertilización	Enfermedades de cada cultivo	Control de plagas	Tipo de plaguicida	Frecuencia en la aplicación de plaguicidas
Rosa	Química	Barrier Big plant Boro- Molibdeno Humifert NPK Raizal Trazak Syntek	2 o 3 veces por semana	Araña Cenicilla Hongos Manc ha amarilla Lapero Roya	Química	Agriver Benomilo Fosetil-al Furadan Palgus Rotamik Sagamet Serenade Terramicin a	2 o 3 veces por semana
	Orgánica	Estiércol de borrego	Cada 3 meses		Natural		

En la tabla 8 se exhiben de manera detallada cada uno de los plaguicidas empleados en el invernadero. Lo más relevantes es la familia a la que pertenecen y la categoría toxicológica en la que se catalogan

Tabla 7. Plaguicidas empleados dentro del invernadero “Los Morales”, de la zona de Tenancingo

Nombre/ Principio activo*	Familia química	Función	Características	CT
Agriver/ Abacmentia	Pentaciclina	Insecticida y acaricida	Líquido color ámbar Peso molecular: 873.09 Punto de inflamación: 72 °C Presión de vapor: 20 o 25 °C: 1.54 x10-5 mbars Densidad:1.16 g/mL Solubilidad en agua: emulsionable	I

			No corrosivo	
			Es tóxico para peces y fauna silvestre	
Furadan/ Carbofuran	Carbamato s	Insecticida y nemato- cida	Cristales incoloros Punto de fusión: 153-154°C Solubilidad en agua (a 25°C): 0.07g/100 mL Presión de vapor (a 33°C): 0.0027 Tóxico para peces y crustáceos Puede causar convulsiones y fallos respiratorios Puede ser mortal	I
Sagamet/ Metamidof o	Organofos- forados	Insecticida y acaricida	Cristales incoloros con aroma similar al Mercaptano Peso molecular de 141.1 Densidad: 1.27g/cm ³ Miscible con el agua Soluble en hidrocarburos clorados alifáticos y alcoholes. Presión de vapor: 4.7 mPa Se descompone al arder desprendiendo gases tóxicos como óxidos de nitrógeno, óxidos de azúfre y óxidos de fósforo. Poco persistente en el ambiente (10-12 días en suelos franco arenoso).	I
Palgus/ Spinetora m	Spinosines	Insecticida	Estado físico: Líquido Olor: bajo apacible Densidad: 1.025 g/ml Solubilidad en agua: dispersable Punto de vaporización: >200 °F Vida media atmosférica: 10 horas Altamente tóxico para organismos acuáticos	III
Benomilo/ Bencimida zol	Carbamato s	Fungicida	Polvo blanco No es volatil Altamente soluble en agua (sólo persiste 2 hr) Peso molecular de 290.62 uma Se descompone a 140° C También se descompone con ácidos y bases fuertes Moderadamente tóxico para aves, ligeramente tóxico para peces, letal para lombrices de la tierra	IV
Fosetil-al/ Fosetirl-Al	Alcohol- fosfonatos	Fungicida	Induce a las células de las plantas a producir glóbulos fenólicos, lo que funge como recubrimiento celular y protege a las células de los hongos. Gránulos dispersables Tóxico para peces No es compatible con productos que contengan cobre o abonos a base de nitrógenos.	IV

Terramicin a/	Derivado de la	Bactericida	Polvo azul Peso molecular de 460.434	IV
Oxitetracic li-na	Tetraciclina		LD ₅₀ Impide el desarrollo de bacterias tanto Gram ⁺ como Gram ⁻ Ligeramente persistente Entra a través de las estomas y se mueve por transporte pasivo Su actividad bacteriostática se basa en que impide la adición de aminoácidos a la cadena peptídica en crecimiento. Puede causar alergias en humanos	
Serenade/ Bacillus subtilis	Biológico	Fungicida	Fungicida líquido de contacto producido por fermentación. Durante su elaboración las bacterias producen lipopéptidos, los cuales alteran la membrana celular del patógeno ocasionando la ruptura de la célula. Los bacillus que presenta este compuesto forman una relación mutualista con las raíces de la planta, mejorando la absorción de nutrientes e incrementando la calidad y producción de esta. No daña el ambiente No deja residuos	NT

CT= categoría toxicológica según la OMS: I= altamente peligroso, II= moderadamente peligroso, III= ligeramente peligroso, IV= remotamente peligroso, NT= no tóxico.

Se obtuvo que dentro del invernadero se trabajan diferentes tipos de plaguicidas y fertilizantes, los cuales van desde biológicos hasta sintéticos, además, se observó que los distintos productos empleados muestran una categoría toxicológica IV, considerados como remotamente peligrosos; así mismo, se encontró la presencia de plaguicidas con categoría toxicológica I (altamente peligrosos), siendo el Agriver (Pentaciclina), Furan (Carbamatos) y Sagamet (Organofosforados); este último es uno de los grupos más utilizados dentro de la agricultura moderna, mostrando un impacto al ambiente, debido a la acumulación de residuos en cultivos, mantos freáticos y para la salud del ser humano (Briceño *et al.*, 2012).

Cabe mencionar, que los compuestos agresivos de los plaguicidas son peligrosos para el ambiente y la salud humana; así mismo, son usados por los agricultores con el fin de controlar y erradicar agentes patógenos, junto con ello evitar pérdidas económicas, manteniendo una alta productividad conjuntamente con la calidad en los cultivos florícolas.

Hay que remarcar que todos los productos muestran problemas en su distribución, manejo y disposición, lo que ha llevado a una falta de ciertas normas o reglas sanitarias de los gobiernos, los cuales no ponen atención en la manipulación de plaguicidas y fertilizante dentro del territorio nacional (García y Rodríguez, 2012).

En la siguiente tabla 9, se muestran los fertilizantes utilizados en las instalaciones del invernadero, hay que destacar su composición química, sus características y la función que cumple el producto.

A su vez, los plaguicidas, no solo ocasionan daños al entorno, que igual al ser humano, sino también la implementación de fertilizantes, los cuales han contribuido con esta problemática, debido al mal manejo de envases, ya que en la mayoría son mal depositados o simplemente tirados al ambiente, por ejemplo, en zonas de cultivo o en distintos espacios, tienen un impacto en los mantos freáticos junto con la biota (Ortíz *et al.*, 2013).

Tabla 8. Fertilizantes empleados en las instalaciones del invernadero “Los Morales”, en la zona de Tenancingo

Nombre comercial	Composición química	Función	Características	CT
Boro-Molibdeno	Boro 5.0%	Inmunopotencializador	Es un compuesto nutricional enriquecido que facilita y potencializa la absorción de micronutrientes. Además, estimula y favorece la resistencia de las plantas a condiciones adversas. Induce el desarrollo de meristemos y brotes y aumenta la producción de auxinas.	I
	Molibdeno 1.0%			
Barrier	Aditivos, potencializadores, y elementos relacionados 94%	Fortalecedor celular	Es un fortificador de los tejidos de la planta para aplicación foliar y radicular, con el fin de incrementar la tolerancia del cultivo a agentes patógenos. Además, eleva la resistencia de la planta a daños físicos.	IV
	Calcio 10% Silicio 24% Acondicionadores y diluyentes 66%			
Humifert	Nitrógeno 10 %	Nutriente foliar enriquecedor con ácidos húmicos	Este compuesto interviene en el desarrollo, crecimiento y fructificación de los cultivos, debido a que incrementa la absorción de nutrientes. También permite una recuperación rápida de las plantas afectadas por plagas y factores climatológicos.	IV
	Fósforo 14 %			
	Potasio 5 %			
	Ácidos húmicos 3%			
	Fitohormona (ácido giberélico) 6.5 ppm Tiamina 1.5 ppm Azufre 1.5 g/L			

Microorganismos de suelos florícolas contaminados con plaguicidas durante su tratamiento con vermicomposta

	Calcio 0.25 g/L			
	Magnesio 0.25 g/L			
	Boro 0.01 g/L			
	Cobre 0.04 g/L			
	Hierro 0.06 g/L			
	Manganeso 0.04 g/L			
	Molibdeno 0.01 g/L			
	Zinc 0.8 g/L			
NPK	L-aminoácidos (ácido glutámico, triptófano y lisina) 20 %	Fertilizante foliar	Estimula e incrementa la traslocación de nitrógeno, fósforo y potasio, hacia los puntos de crecimiento de la planta, por la acción directa de los aminoácidos y vitaminas, actuando éstos como enzimas.	IV
	Nitrógeno 10 %			
	Fósforo 14 %		Estimula la producción de los cultivos en etapas fenológicas críticas de desarrollo, floración y fructificación	
	Potasio 5 %			
	Tiamina 0.50 %			
	Diluyentes 50.50%			
Raizal	Nitrógeno total (N) 9.00%	Fertilizante arrancador para plántulas y trasplantes	Es una fórmula desarrollada para proveer de nutrientes y estimular el crecimiento de raíces de plantas jóvenes.	IV
	Fósforo disponible (P ₂ O ₅) 45.00%			
	Potasio (K ₂ O) 11.00%			
	Magnesio (Mg) 0.60%			
	Azufre (S) 0.80%			
	Complejo auxínico 400 ppm			
Syntek	Fósforo como P ₂ O ₅ 26.640%	Fertilizante foliar	Compuesto con una gran concentración en fósforo y potasio	IV
	Potasio como K ₂ O 38.050%		Favorece la resistencia a las enfermedades y a la falta de agua	
	Boro (B) 0.520%		Mejora el sabor de frutos	
	Manganeso (Mn) 0.050%		Evita abortos en la floración	
	Zinc (Zn) 0.065%			
	Cobre (Cu) 0.040%			
	Fierro (Fe) 0.039%			
	Potencializadores, diluyentes y elementos relacionados 34.596%			
Regulador de pH	Acidificantes y reguladores de pH orgánicos 32%	Regulador de pH	Se utiliza para esparcir agroquímicos, evita que se hidrolicen por acción de un pH inadecuado o que reaccionen con las sales disueltas y pierdan efectividad.	NT
	Polialcoholes y glicoles 38%		Aumenta la velocidad de penetración de los agroquímicos a las hojas, insectos o suelo,	
	Disolventes y coadyuvantes			

	(Dispersante, penetrante y antiespumante) 30%		permitiendo que estos actúen al máximo sobre las superficies tratadas.	
Trazak	1.2*10 ⁸ UFC/mL de <i>Bacillus subtilis</i> , <i>Pseudomonas fluorescens</i> , <i>Streptomyces</i> , <i>Micromonospora</i> y <i>Sporidesmium sclerotivorum</i> 1% Aminoácidos, péptidos antimicrobianos, carbohidratos, agua y antiaglutinantes 99%	Cultivo bacterial	Biodegradable Estable No causa daños al ambiente	NT

CT= categoría toxicológica según la OMS: I= altamente peligroso, II= moderadamente peligroso, III= ligeramente peligroso, IV= remotamente peligroso, NT= no tóxico.

7.2. Caracterización fisicoquímica de suelos florícolas y vermicomposta

En la tabla 10, se reportan los valores de las propiedades fisicoquímicas de cada suelo colectado y vermicomposta. El suelo de los tres cultivos muestra una textura, franco-arenosa, este tipo de textura corresponde a lo reportado por Albiter (2015), en la misma zona de estudio, tomando en cuenta autores como Jalali y Jalali (2015), mencionan que un suelo con este tipo de textura es muy utilizado en zonas agrícolas, debido al favorecimiento en la penetración de raíces de los cultivos en suelo y permitan que se tenga un buen drenado (Porta *et al.*, 2014).

En las cuatro muestras, el pH fue cercano a la neutralidad, sin embargo, se presentaron diferencias significativas entre el suelo de cultivo de rosa y clavel, los cuales exhiben una fuerte influencia antropogénica, debido a la adición de agroquímicos. Tomando en cuenta estos datos, los valores del pH ácidos obtenidos, se asemejan a los resultados obtenidos por Di Ciocco *et al.* (2014), hallados en suelos agrícolas en donde se han aplicado fertilizantes ricos en nitrógeno y fósforo, sin embargo, cabe mencionar que los datos obtenidos por Löbmann *et al.* (2016), muestran que, en suelos agrícolas, el pH suele estar

influenciado por el contenido de materia orgánica y, a su vez de la cantidad de bases intercambiables existente en el suelo.

En cuanto a la vermicomposta, el pH mostró una tendencia ligeramente alcalina (7.41), la cual se encuentra dentro del rango establecido que va 5.5 a 8.4, como marca la Norma Mexicana NMX-FF-108-SCFi (2007).

Tabla 9. Caracterización fisicoquímica de muestras de suelos florícolas y vermicomposta

<i>Muestra</i>	<i>Textura</i>	<i>pH</i>	<i>CE (dS m⁻¹)</i>	<i>Humedad (%)</i>	<i>Materia Orgánica (%)</i>
A	F-Ar	7.19 ± 0.36	0.14 ± 0.04	37.38 ± 9.11	2.20 ± 0.68
SPR	F-Ar	6.82 ± 0.18	1.32 ± 1.11	29.34 ± 2.85	4.93 ± 0.29
SPC	F-Ar	6.43 ± 0.54	1.43 ± 0.92	18.15 ± 12.34	4.61 ± 0.29
V	-----	7.41 ± 0.06	3.99 ± 0.0	51.08 ± 23.05	66.91 ± 23.94

A= Agapando (Control), SPR= Suelo de cultivo de rosa con plaguicida, SPC= Suelo de cultivo de clavel con plaguicida, V= vermicomposta.

Por otra parte, la conductividad eléctrica de las muestras de suelo oscila entre 0.14 ± 0.04 dS m⁻¹ y 1.43 ± 0.92 dS m⁻¹ y vermicomposta menor a 4 dS m⁻¹, muestran valores los cuales se consideran adecuados y respectivamente se encuentran dentro de la NOM-021-SEMARNAT y NMX-FF-109-SCFI (2007).

El más alto porcentaje de humedad, en cuanto a los suelos florícolas, lo obtuvo el suelo de agapando, pero hay recalcar que este suelo se encuentra afuera del invernadero, por el cual, no se tiene un control sobre el riego y además está influido por las condiciones ambientales. En caso del suelo de rosa y clavel sus valores están próximos entre ellos, esto se debe a que ambos tienen un control en el riego dentro del invernadero.

En el caso de la humedad de la vermicomposta, no se encuentra dentro de los rangos establecidos por la NMX-FF-108-SCFi (2007), los cuales van del 20-40%; sin embargo, el porcentaje de humedad de la vermicomposta de estudio tuvo 51 % lo que es válido, de acuerdo con el estudio hecho por Del Águila *et al.* (2011), el porcentaje de humedad puede ser de un 60-80%, según la edad de las lombrices que estuvieron presentes durante el proceso de vermicomposteo.

La materia orgánica de los suelos florícolas exhibió valores menores al 6%, siendo considerados valores bajos de acuerdo a la NOM-021-SEMARNAT (2000), cabe mencionar que estos datos difieren con los obtenidos por Vardhan y Thompson (2016), los cuales compararon suelos agrícolas junto con un suelo sin alteración, en que destacaron una mayor presencia de materia orgánica, dado por la presencia de raíces y pelos radicales que se encontraban en el suelo sin alteración.

Con base a la NMX-FF-109-SCFI (2008), el contenido de materia orgánica en la vermicomposta, debe estar entre 20% al 50%, sin embargo, en la vermicomposta se obtuvo 66.91% de contenido en materia orgánica, esto es parecido al trabajo realizado por Awasthi *et al.*, (2015), que reportó el contenido de materia orgánica cerca de un 86% en una vermicomposta hecha con residuos vegetales.

7.3. Cuantificación de la densidad poblacional de bacterias y hongos en muestras de suelos florícolas y vermicomposta

La cuantificación de la densidad poblacional de bacterias y hongos, se hizo mediante el método de cuenta en placa, con la utilización de medios selectivos. En la figura 1 A), se reporta el resultado de la densidad bacteriana de muestras iniciales, colectadas y analizadas del suelo florícola y vermicomposta por separado.

Se encontraron diferencias significativas en cada suelo analizado; la mayor densidad bacteriana fue en el suelo en donde se cultiva clavel (5.79 Log UFC/g), junto con el suelo de rosa (5.41 Log UFC/g), en contraste con el suelo control (agapando) (4.82 Log UFC/g) y vermicomposta (4.04 Log UFC/g).

En cuanto a los valores de humedad, se obtuvo que el suelo de agapando fue de 37%, seguido del suelo de rosa con 29% y el suelo de clavel 18%. Wen *et al.*, (2016) destaca que factores ambientales como la humedad, pH, disponibilidad de nutrientes y la presencia de raíces, beneficia el crecimiento en la densidad poblacional de bacterias y hongos

Las bacterias se adaptan a su entorno, dependiendo de la zona; como menciona Wen, *et al.*(2016). Las comunidades bacterianas presentan mayor densidad en monocultivos que en cultivos sometidos a rotaciones (agapando y clavel). En cultivos longevos (mayor

a 10 años), como en el caso del cultivo de rosa, no llegan a presentar una disminución en la densidad de bacterias.

El uso de productos químicos, como la aplicación de plaguicidas, podría disminuir la densidad de bacterias. Ferrario *et al.* (2017), mencionan que las bacterias cambian constantemente para adaptarse a la presencia de plaguicidas y poder aprovecharlos mediante procesos de hidrólisis, para reducir a estos contaminantes a compuestos sencillos.

Por otra parte, estudios hechos por Zhou *et al.* (2012), destaca que la aplicación de diferentes plaguicidas en cultivos agrícolas, tiene un efecto negativo en la densidad de microorganismos, ya que reducen su cantidad y actividad en el suelo. Sin embargo, también pueden tener un estímulo para aquellos que toleran plaguicidas, aumentando su población de manera parcial.

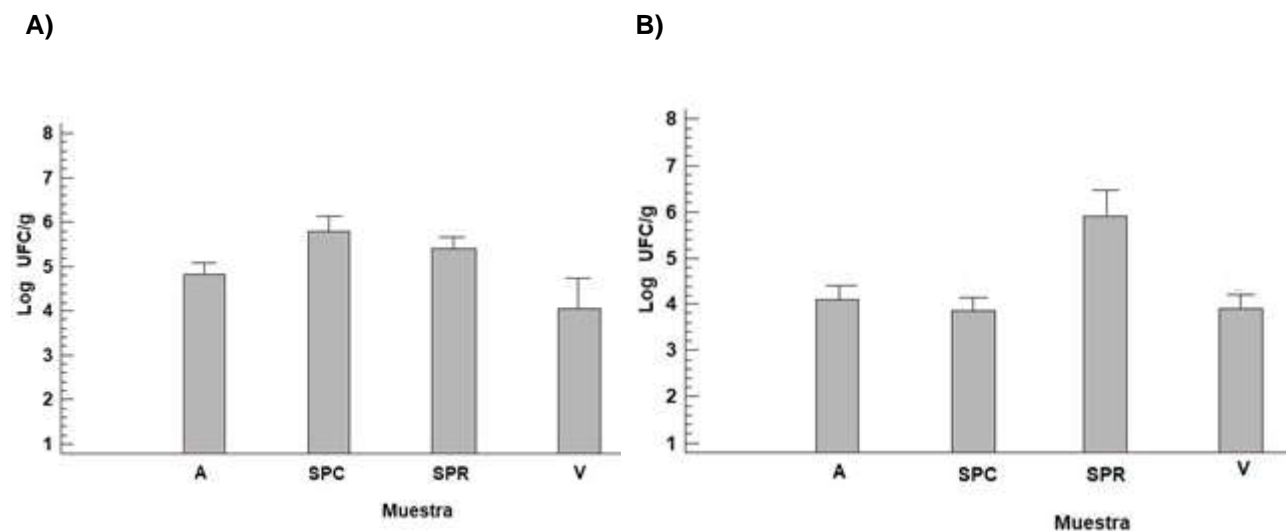


Figura 1. Densidad poblacional de A) bacterias y B) hongos en las muestras originales de suelos florícolas y vermicomposta. A= Agapando (Control), SPR= Suelo de cultivo de rosa con plaguicida, SPC= Suelo de cultivo de clavel con plaguicida, V= vermicomposta.

La densidad poblacional de hongos de las muestras originales de suelo y vermicomposta se observa en la figura 7.1 B). Se encontraron diferencias significativas en cada suelo y vermicomposta; teniendo al suelo de rosa con la mayor densidad de hongos (5.89 Log UFC/g), seguido por el suelo control (agapando) (4.07 Log UFC/g), con respecto al clavel

(3.84 Log UFC/g) y vermicomposta (3.90 Log UFC/g) fueron menores. En el suelo del cultivo de agapando se obtuvo un pH neutro, es probable que a esto se deba la menor densidad de hongos.

Los hongos están relacionados con la diversidad vegetal y el ecosistema que se está formando, pero una alteración del entorno, como la adición plaguicida tiende a reducir su población (Karpouzias *et al.*, 2014). Asemoloye *et al.* (2019), añade que hay hongos capaces de crecer aún en presencia de plaguicidas, y que tienen un efecto mejorador de suelos.

7.4. Caracterización fisicoquímica del suelo en sus diferentes tratamientos experimentales

En la tabla 11, se reportan los valores fisicoquímicos de cada tratamiento en 0 y 28 días. En base a la Norma Mexicana NOM-021-SEMARNAT (2000), los valores de pH en todos los tratamientos son clasificados como ligeramente ácidos con una tendencia a neutro, que va del inicio al final del experimento.

En los distintos tratamientos, el pH presentó cambios significativos a lo largo del experimento, también aquellos adicionados con vermicomposta, con esto Qadeer *et al.* (2018), acuñe que el suelo y la enmienda orgánica empleada exhiben valores similares, y no obtienen un cambio gradual al mezclarse. Taiwo *et al.* (2015), menciona que el pH del suelo adicionado con composta, tiende a ser neutro, debido a la biodegradación por parte de los microorganismos presentes en la composta y la naturaleza edáfica.

De acuerdo con los resultados obtenidos se notó que al final del experimento la conductividad eléctrica tuvo un incremento con respecto al tiempo inicial en los tratamientos SPC, SPCV y SPRV. Con base a la NOM-021-SEMARNAT, se les considera moderadamente salinos; sin embargo, autores como Di Ciocco *et al.* (2014) destaca que los valores de la conductividad eléctrica no afectan el desarrollo de los cultivos; en cuanto Alvarenga *et al.* (2019), menciona que al añadir vermicomposta al suelo, por lo general hay un aumento cercano del 5 al 15% en los valores de conductividad eléctrica, esto se debe a la presencia de sales y los procesos de humificación y mineralización que se llevan a cabo en el suelo.

El contenido de materia orgánica en los tratamientos SPRV y SPCV muestran los valores más altos al inicio del experimento, pero al final estos disminuyeron. En cuanto a los demás tratamientos mostraron un incremento al final del experimento. Estos valores obtenidos están considerados como bajos de acuerdo a la Norma Mexicana NOM-021-SEMARNAT (2000). Sin embargo, Cruz Ruiz *et al.* (2015), destaca que estos valores no sólo afectan la calidad del suelo sino también hace de éste un sistema insostenible debido a que la aportación de materia orgánica es baja.

Tabla 10. Caracterización fisicoquímica de suelos florícolas y emendados vermicomposta en condiciones experimentales

Días	pH		CE (dS m ⁻¹)		Materia orgánica (%)	
	0	28	0	28	0	28
A	7.13 ± 0.03 ^A	7.17 ± 0.05 ^A	0.17 ± 0.01 ^C	0.17 ± 0.0 ^D	2.20 ± 0.68 ^B	2.40 ± 0.22 ^C
SPR	6.44 ± 0.03 ^{CD}	6.58 ± 0.01 ^B	2.32 ± 0.03 ^A	2.09 ± 0.02 ^C	4.93 ± 0.29 ^A	5.39 ± 0.49 ^A
SPC	6.38 ± 0.01 ^D	6.26 ± 0.04 ^D	2.34 ± 0.04 ^A	2.75 ± 0.02 ^A	4.61 ± 0.29 ^A	5.06 ± 0.19 ^{AB}
SPRV	6.81 ± 0.01 ^B	6.59 ± 0.02 ^B	1.62 ± 0.29 ^B	2.26 ± 0.03 ^B	6.17 ± 1.43 ^A	5.19 ± 0.29 ^A
SPCV	6.47 ± 0.02 ^C	6.40 ± 0.02 ^C	2.04 ± 0.01 ^A	2.20 ± 0.02 ^B	5.32 ± 0.49 ^A	4.28 ± 0.19 ^B

A= Agapando (Control), SPR= Suelo de cultivo de rosa con plaguicida, SPC= Suelo de cultivo de rosa con plaguicida, SPRV= Suelo de cultivo de rosa con plaguicida más vermicomposta, SPCV= Suelo de cultivo de clavel con plaguicida más vermicomposta. Letras diferentes en cada columna denotan diferencias significativas (p<0.05).

7.5. Cuantificación de la densidad poblacional de bacterias en suelos florícolas y emendados con vermicomposta en condiciones experimentales

En la fase experimental, se hizo la cuantificación e interpretación de datos sobre la densidad bacteriana en los distintos tratamientos, cada análisis se hizo por separado. El monitoreo del experimento tuvo una duración de 28 días. A continuación, se explican los datos obtenidos de la densidad de bacterias para cada tratamiento.

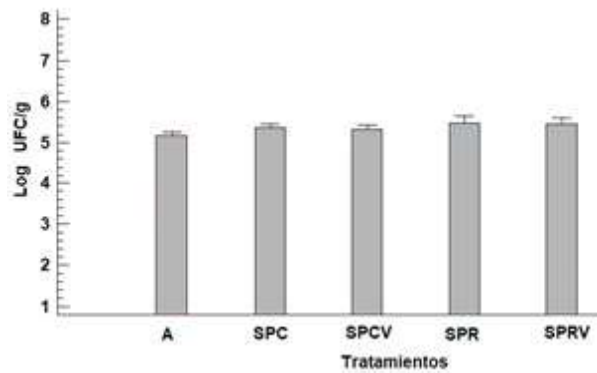
Día 0

En la figura 2, se aprecia la densidad de bacterias en el tiempo inicial. La menor tendencia en la densidad de los microorganismos se encontró en Agapando (control) (5.17 Log

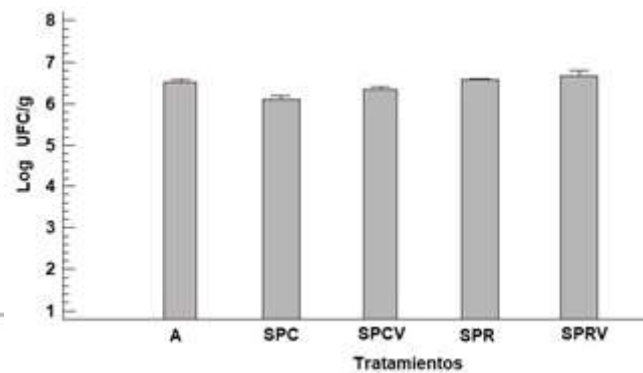
UFC/g), en cambio en los tratamientos estuvo de la siguiente forma: SPCV (5.32 Log UFC/g), SPC (5.35 Log UFC/g), SPRV (5.44 Log UFC/g) y la mayor densidad la tuvo SPR (5.47 Log UFC/g).

Día 7

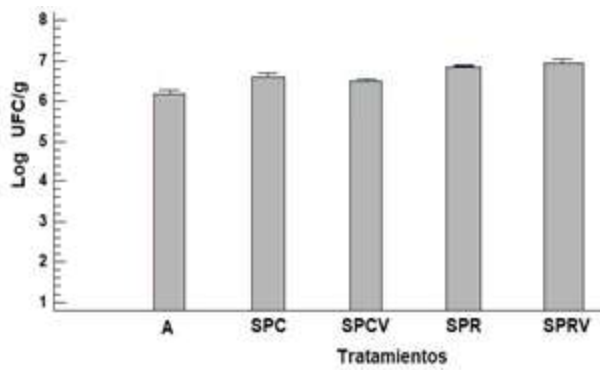
A los 7 días, se observó un crecimiento en densidad poblacional bacteriana a diferencia del día 0 (Fig.2) presentándose de mayor a menor: SPRV (6.68 Log UFC/g) > SPR (6.57 Log UFC/g) > A (6.50 Log UFC/g) > SPCV (6.32 Log UFC/g) > SPC (6.09 Log UFC/g).



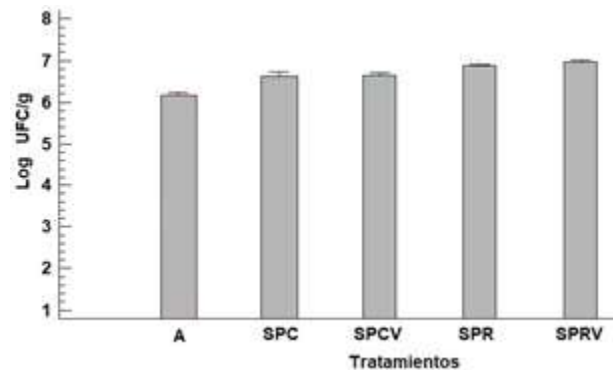
0 d



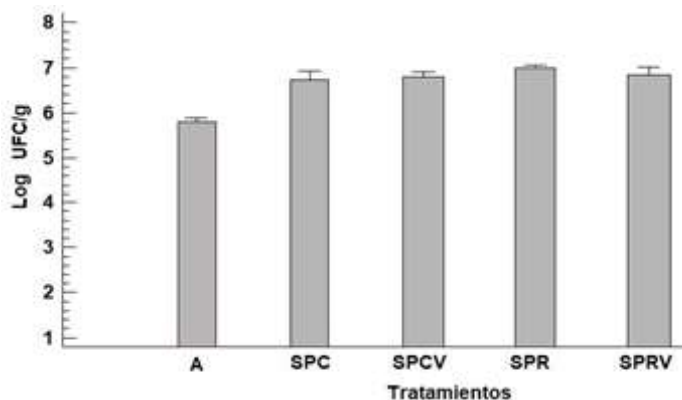
7 d



14d



21 d



28 d

Figura 2. Densidad poblacional bacteriana 0-28 días. A= Agapando (Control), SPR= Suelo de cultivo de rosa con plaguicida, SPC= Suelo de cultivo de rosa con plaguicida, SPRV= Suelo de cultivo de clavel con plaguicida más vermicomposta, SPCV= Suelo de cultivo de clavel con plaguicida más vermicomposta.

Día 14

En el día 14 con respecto al día 0 y 7, se mostró una tendencia en el crecimiento de la densidad poblacional de bacterias, siendo de la siguiente manera; SPRV (6.95 Log UFC/g) > SPR (6.87 Log UFC/g) > SPC (6.60 Log UFC/g) > SPCV (6.49 Log UFC/g) > A (6.19 Log UFC/g).

Día 21

El tratamiento SPRV mantuvo una tendencia de crecimiento (6.97 Log UFC/g), con respecto a los demás: SPR (6.88 Log UFC/g) > SPCV (6.64 Log UFC/g) > SPC (6.62 Log UFC/g), > (A) (6.16 Log UFC/g) (Fig.2).

Día 28

En este día se observó, que en el tratamiento SPRV (6.88 Log UFC/g) y el control A (5.79 Log UFC/g) su densidad de bacterias tuvo un incremento, con respecto a los días reportados, en cuánto a los tratamientos SPR (6.98 Log UFC/g) y SPCV (6.79 Log UFC/g) mostraron un aumento en su densidad.

7.5.1. Comportamiento de la densidad poblacional de bacterias durante el experimento

En la fig. 7.3, se presenta el monitoreo de la densidad de poblacional de bacterias en cada tratamiento durante 28 días. La densidad poblacional de bacterias se mantuvo en el orden de magnitud de 7 Log UFC/g, excepto agapando.

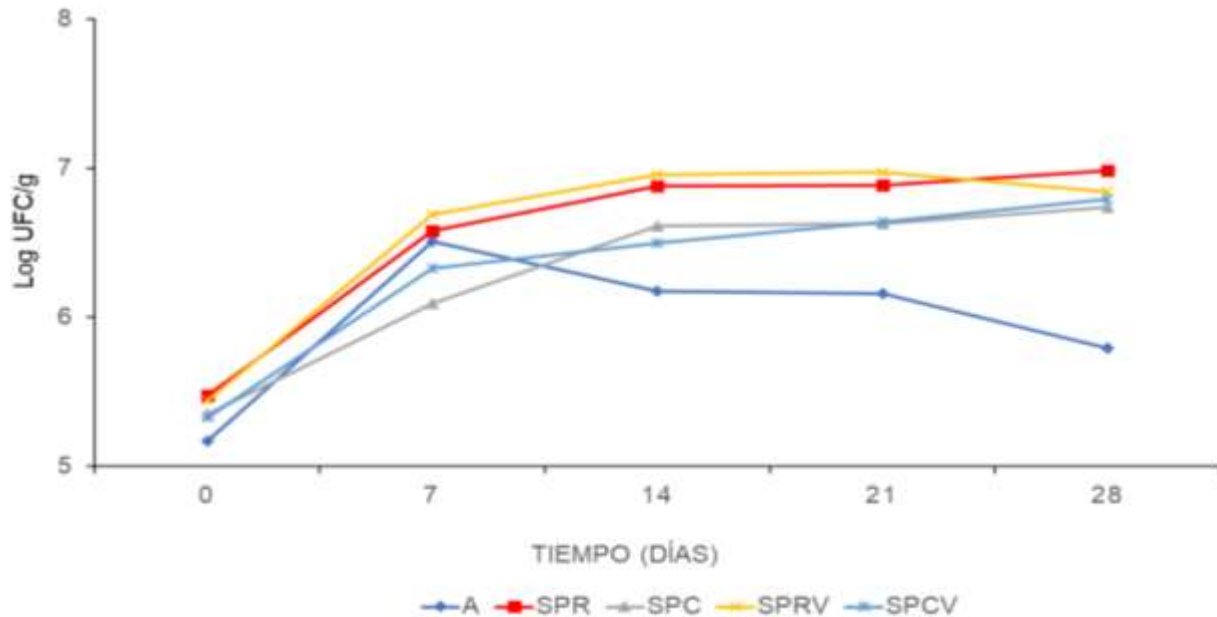


Figura 3. Densidad poblacional de bacterias en suelos florícolas durante 28 días del experimento. A= Agapando (Control), SPC= suelo con plaguicida de clavel, SPR= suelo con plaguicida de rosa, SPCV= suelo con plaguicida de clavel adicionado con vermicomposta, SPRV= suelo con plaguicida de rosa adicionado con vermicomposta.

La densidad poblacional de bacterias al inicio del experimento fue similar en todos los tratamientos (Fig. 2). García *et al.* (2016), menciona que la población de bacterias de un suelo cultivado, suele ser estable y que no se ve afectada por la adición de una enmienda orgánica.

Por otra parte, los tratamientos SPRV y SPCV con vermicomposta mostraron un aumento en la población de bacterias, esto se relaciona con el uso de la vermicomposta. Por lo que se puede considerar a este producto es una alternativa de remediación en suelos afectados con plaguicidas, estimula el crecimiento de bacterias tolerantes, lo que acelera su degradación en el suelo (Orts *et al.*, 2017). Dado que la aplicación de enmiendas orgánicas al suelo tiene la capacidad de prevenir de manera parcial a bacterias y hongos

de la toxicidad de los plaguicidas. Como menciona Kadian *et al.*(2010), al adicionar desechos orgánicos a suelo contaminado con plaguicidas la población de bacterias incrementa de manera significativa, sin embargo, en este estudio la densidad poblacional de bacterias no tuvo un incremento considerable.

Los parámetros fisicoquímicos evaluados durante el experimento (Tabla 11), dan información de las condiciones de un suelo emendado, uno de ellos es el pH ya que en los tratamientos con vermicomposta, el valor fue de 6. Un estudio hecho por Qadeer *et al.* (2018) resalta que un pH entre 6-8, en suelos con proceso de biorremediación, las bacterias aceleran los procesos de biodegradación y reciclaje de nutrientes. Sin embargo, en suelos con plaguicidas con un pH de 6-7 las bacterias tienden a tener una menor velocidad en los procesos de degradación.

El tratamiento SPRV a los 21 días tuvo la mayor densidad de bacterias a diferencia de los demás tratamientos. Es probable que esto se deba al efecto de factores intrínsecos del sustrato microorganismos que contiene la enmienda orgánica (Ali *et al.*, 2019). Esto puede tener una variación, dado que la aplicación de enmiendas, tenga un aumento en la densidad de bacterias durante el proceso de biorremediación, ya que depende de muchos factores como la temperatura, incidencia de luz solar, tipo de suelo, aireación, pH, estructura química del plaguicida, junto con la biodisponibilidad del compuesto y la capacidad enzimática de las bacterias del suelo (Orts *et al.*, 2017).

Al final del experimento disminuyó la población de bacterias a los 28 días (Fig.7.2). Chen, *et al.*(2018), destaca que las bacterias del tienden a biodegradar los nutrientes, sin la presencia de microorganismos adicionales, por lo tanto, cuando hay presencia ajena, habrá una competencia instantánea por la disponibilidad del recurso, por lo tanto, cuando no se presente la competencia del recurso, las bacterias empiezan a detener su metabolismo y entrar en estado de latencia, hasta que nuevamente se tenga las mismas condiciones iniciales.

7.6. Cuantificación de la densidad poblacional de hongos en suelos florícolas y emendados con vermicomposta, en condiciones experimentales

La densidad poblacional de los hongos fue menor con respecto a la densidad poblacional de bacterias, ya que los hongos estuvieron por el orden de magnitud de 5 log UFC/g. A continuación, se describe cada uno de los tiempos de muestreo:

Día 0

En la figura 4, se aprecia la densidad de hongos en cada tratamiento, siendo la mayor densidad en el tratamiento SPCV (3.78 Log UFC/g) > SPC (3.56 Log UFC/g) > control (A) (3.44 Log UFC/g) > SPR (3.27 Log UFC/g) > SPRV (3.02 Log UFC/g).

Día 7

Todos los tratamientos tuvieron un incremento en la densidad de hongos con respecto al día 0 (Fig.4), mostrando al control (A) fue el que tuvo la menor densidad (3.72 Log UFC/g) respecto a los 4 tratamientos. Los suelos con plaguicida junto con la vermicomposta, tuvieron el siguiente orden: SPCV (3.88 Log UFC/g) > SPR (3.97 Log UFC/g) > SPRV (3.99 Log UFC/g) = SPC (3.99 Log UFC/g).

Día 14

En el día 14 las densidades de hongos tuvieron una disminución de la densidad, siendo el control (A) con la menor cantidad (3.34 Log UFC/g); de igual manera en los tratamientos SPC (3.29 Log UFC/g) > SPR (3.88 Log UFC/g), sufrieron una disminución, en contraste SPCV (4.09 Log UFC/g) > SPRV (4.08 Log UFC/g) tuvieron un incremento.

Día 21

Para el día 21, las densidades fueron distintas como se muestra en la Fig. 4, ya que cada tratamiento mantuvo una tendencia de crecimiento con respecto a los días anteriores (0, 7 y 14), siendo el SPRV con la mayor densidad (4.80 Log UFC/g) > SPCV (4.42 Log UFC/g) > SPR (4.22 Log UFC/g) > SPC (4.19 Log UFC/g) > control (A) (3.44 Log UFC/g), este último la tendencia en la densidad poblacional de hongos disminuyó.

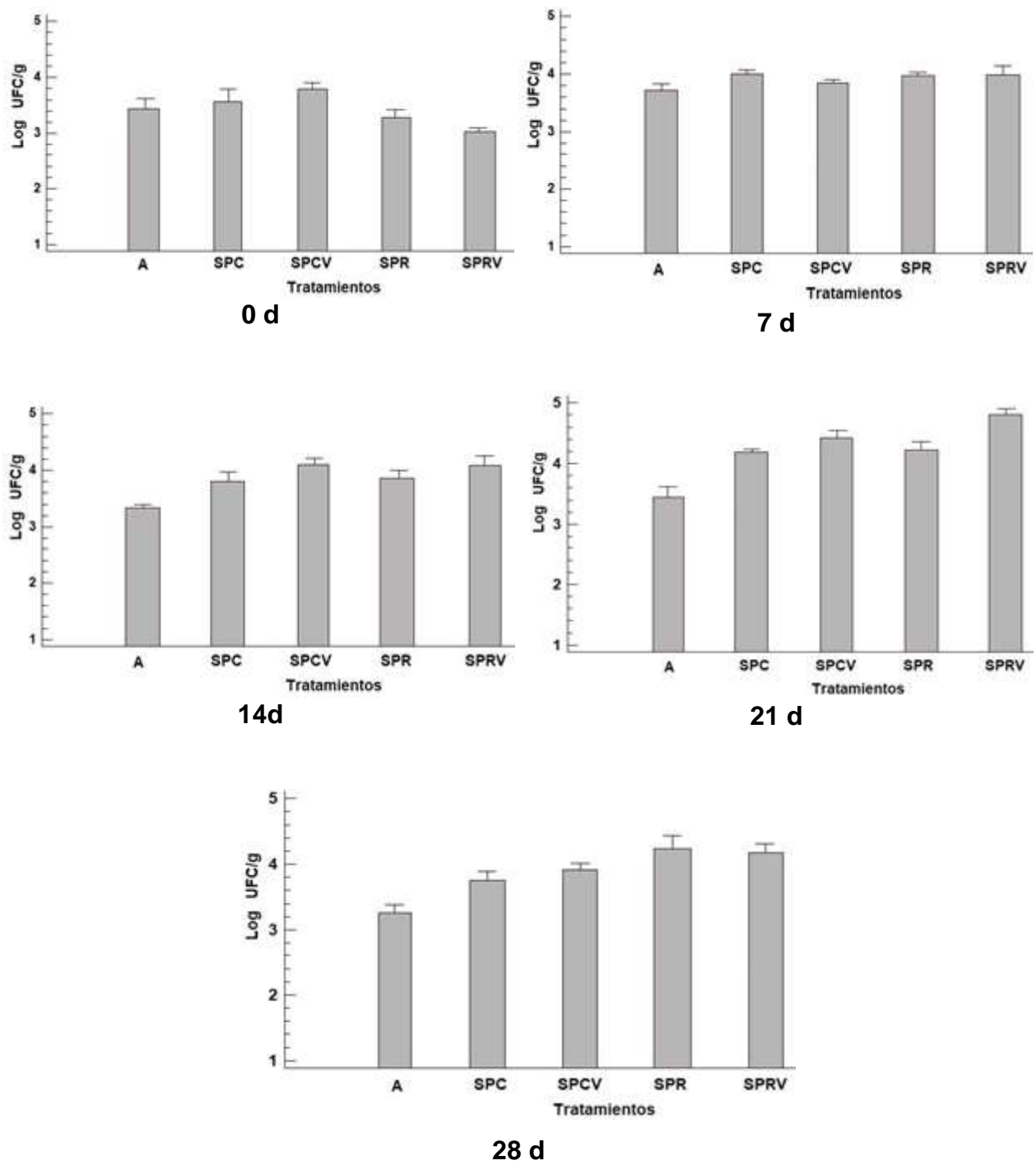


Figura 4. Densidad poblacional de hongos 0-28 días. A= Agapando (Control), SPR= Suelo de cultivo de rosa con plaguicida, SPC= Suelo de cultivo de clavel con plaguicida, SPRV= Suelo de cultivo de rosa con plaguicida más vermicomposta, SPCV= Suelo de cultivo de clavel con plaguicida más vermicomposta.

Día 28

En el día 28 (Fig.4), los tratamientos hubo un cambio en las tendencias de las densidades de hongos, siendo el tratamiento control (A) con la menor densidad (3.25 Log UFC/g), en cuanto a los demás tratamiento fue en el siguiente orden: SPR (4.24 Log UFC/g) > SPRV (4.18 Log UFC/g) > SPCV (3.91 Log UFC/g) > SPC (3.75 Log UFC/g).

7.6.1. Comportamiento de la densidad poblacional de hongos durante el experimento

En la fig.4, de se muestra el comportamiento de la densidad poblacional de hongos durante los 28 días. El comportamiento fue uniforme en un orden de magnitud de 4 a 5 Log UFC/g.

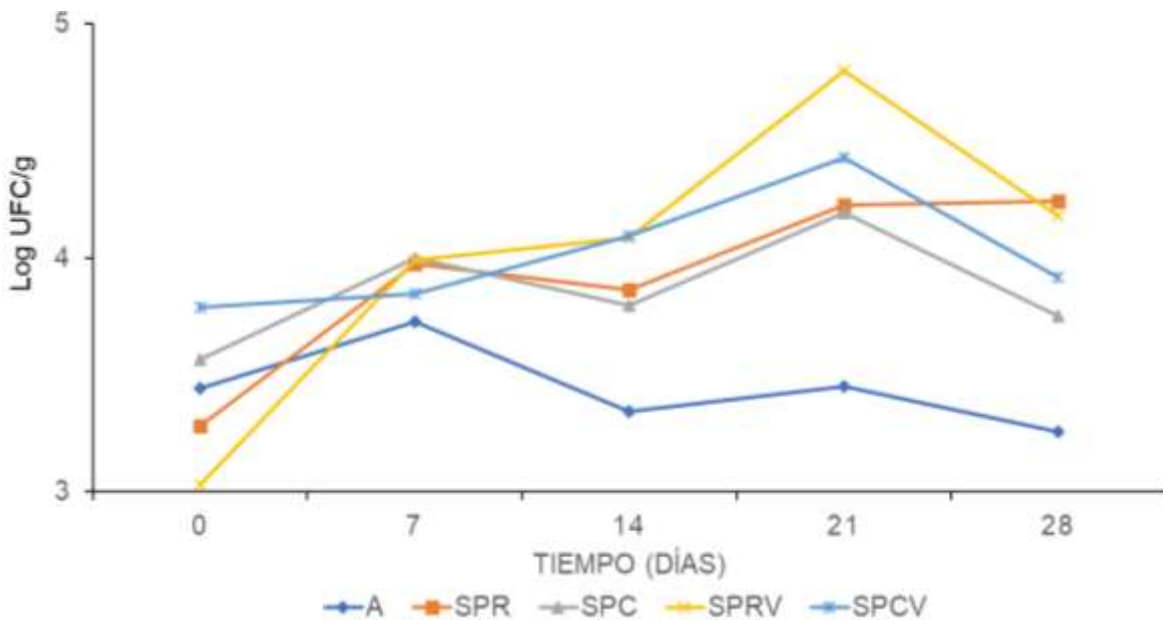


Figura 5. Densidad poblacional de hongos en suelos florícolas monitoreados por 28 días del experimento. A= Agapando (Control), SPC= suelo con plaguicida de clavel, SPR= suelo con plaguicida de rosa, SPCV= suelo con plaguicida de clavel adicionado con vermicomposta, SPRV= suelo con plaguicida de rosa adicionado con vermicomposta.

Los tratamientos con vermicomposta (SPRV y SPCV), obtuvieron la mayor densidad poblacional de hongos. Después de 28 días la densidad de hongos en todos los tratamientos mantuvo una tendencia de mayor a menor siendo evidente en el suelo cultivado con agapando. La densidad poblacional de hongos durante el experimento se

mantuvo en el orden de magnitud de 4-5 Log UFC/g a los 21 días y posterior a este día la densidad fue disminuyendo hasta el orden de magnitud de 3 Log UFC/g.

En un suelo contaminado con plaguicidas, dada la constante interacción con estos compuestos a lo largo de los períodos de cultivo, los hongos desarrollan nuevas capacidades para degradarlos, utilizando enzimas que realizan el proceso de degradación y mineralización (Pinto, *et al.*, 2012; Asemoloye *et al.*, 2019 ; Satapute *et al.*, 2019). Por lo que es probable que en éste estudio los hongos estén adaptados y toleren la presencia de plaguicidas. Karpouzias *et al.* (2014), cita que éste comportamiento se puede atribuir a una variación genética, que permite un cambio en su metabolismo, favoreciendo los procesos de degradación de compuestos tóxicos.

De tal manera, que el uso de vermicomposta en suelos florícolas contaminados con plaguicidas no mostró una tendencia en el aumento en la densidad poblacional de hongos, sin embargo, Cychón *et al.* (2013), menciona que la agregación de vermicomposta genera las condiciones necesarias para la proliferación de los hongos del suelo. Así mismo, el uso de vermicomposta mejora las propiedades del suelo y en consecuencia favorece que los hongos sean capaces de la degradación de plaguicidas (Góngora, *et al.*, 2018).

8. Conclusiones

- Con base en la NOM-021-SEMARNAT (2000) y la NMX-FF-108-SCFi (2007) los suelos florícolas y la vermicomposta obtuvieron un pH con tendencia alcalina. El suelo por su textura franco-arenosa ofrece las características necesarias para el crecimiento de cultivos florícolas.
- La densidad poblacional de bacterias durante los 28 días se mantuvo en el orden de magnitud de 7 Log UFC/g, en los suelos florícolas de rosa y clavel con plaguicida tratados con vermicomposta, no habiendo incremento por la adición de ésta enmienda orgánica.
- La densidad poblacional de hongos se mantuvo en un orden de magnitud de 4 Log UFC/g, en los tratamientos de suelo de clavel y rosa con plaguicida adicionado con vermicomposta, mostrando un ligero incremento a los 21 días, por la adición de ésta enmienda orgánica.
- Con base en el objetivo planteado, la adición de vermicomposta a los suelos florícolas mostró una tendencia en el incremento de la densidad poblacional de bacterias y hongos, adicionalmente, contribuyó a mejorar las características fisicoquímicas de los suelos florícolas.

9. Bibliografía

- Acevez-Diez, A., Estrada-Castañeda, K., & Castañeda-Sandoval, L. (2015). Use of *Bacillus thuringiensis* supernatant from a fermentation process to improve bioremediation of chlorpyrifos in contaminated soils. *Journal of Environment Management*, 157, 213-219.
- Ajay, S., Ramesh, K., & Owen, W. (2009). *Advances in Applied Bioremediation*. New York : Springer .
- Albert, L. (1986). *Plaguicidas, salud y ambiente*. México: Instituto Nacional de Investigación sobre Recursos Bióticos.
- Albiter Pineda , J. F. (2015). *Influencia de pesticidas en las propiedades bioquímicas de suelo utilizado en el cultivo de flores ornamentales en el municipio de Tenancingo, Edo. de México*. México: Universidad Autónoma del Estado de México.
- Ali, N., Khan, S., Yao, H., & Wang, J. (2019). Biochars reduced the bioaccessibility and (bio)uptake of organochlorine pesticides and changed the microbial community dynamics in agricultural soils. *Chemosphere*, 224, 1-35.
- Alvarenga, P., Rodrigues, D., Mourinha, C., Palma, P., Varennes, A., Cruz, N., Rodríguez, S. (2019). Use of wastes from the pulp and paper industry for the remediation of soils degraded by mining activities: Chemical, biochemical and ecotoxicological effects. *Science of the Total Environment*, 686, 1152–1163.
- Álvarez, A., & Polti, M. A. (2014). *Bioremediation in Latin America. Current Research and Perspectives*. Nueva York: Springer.
- Álvarez, Sánchez, J., & Naranjo, García, E. (2003). *Ecología del Suelo en la selva tropical húmeda de México*. Xalapa: UNAM.
- Anzuay, M. S., Frola, O, Angelini, J. G, Ludueña, L. M., Ibañez, F., Fabra, A., & Taurian, T. (2015). Effect of pesticides application on peanut (*Arachis hypogaea* L.) associated phosphate solubilizing soil bacteria. *Applied Soil Ecology*, 95, 31-37.
- Arias, Estévez, M., López, Periago, E., Martínez, Carballo, E., Simal, Gádara, J., Mejuto, J. C., & García, Río, L. (2008). The mobility and degradation of pesticides in soils and the pollution of groundwater resources. *Agriculture, Ecosystem and Environment*, 123, 247-260.
- Asemoloye, M. D., Jonathan, S. G., & Ahmad, R. (2019). Degradation of 2, 2-Dichlorovinyl dimethyl phosphate (dichlorvos) through the rhizosphere interaction between *Panicum maximum* Jacq and some selected fungi. *Chemosphere*, 221, 403-411.
- Awasthi, M. K., Pandey, A. K., Bundela, P., & Khan, J. (2015). Co-composting of organic fraction of municipal solid waste mixes with different bulking waste:

- Characterization of physicochemical parameters and microbial enzymatic dynamic. *Bioresource Technology*, 182, 200-2007.
- Becerrí, O. (2004). La dinámica del trabajo familiar en la floricultura campesina de subsistencia en Villa Guerrero, Estado de México. *PEMSA*.
- Briceño , G., Fuentes , M. S., Palma, G., Jorquera, M. A., Amoroso, M. J., & Diez , M. C. (2012). Chlorpyrifos biodegradation and 3,5,6-trichloro-2-pyridinol production by actinobacteria isolated from soil. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 73, 1-7.
- Buscot, F., & Varma, A. (2007). *Microorganisms in Soils: Roles in Genesis and Functions*. Berlin: Springer.
- Casanova Olivo, E. (2005). *Introducción a la ciencia del suelo*. Caracas: Agronomía .
- Castillo, Diaz, J. M., Delgado, Moreno, L., Núñez, R., Nogales, R., & Romero, E. (2016). Enhancing pesticide degradation using indigenous microorganisms isolated under high pesticide load in bioremediation systems with vermicomposts. *Bioresource Technology*, 214, 234-241.
- Chao, J., Xu, J., Wu, X., Fengshou, D., Xingang, L., & Zheng, Y. (2016). Effects of myclobutanil on soil microbial biomass, respiration, and soil nitrogen transformations. *Environmental Pollution*, 208, 811-820.
- Chen, X., He, S., Liang, Z., Li, Q., Qing, H., Hu, J., & Liu, X. (2018). Biodegradation of pyraclostrobin by two microbial communities from Hawaiian soils and metabolic mechanism. *Journal of Hazardous Materials*, 354, 225-230.
- Cisneros de la Cueva, S., Hernández, R. C., Soto, C. N., Rojas, C. J., & López, M., (2016). Changes in Bacterial Populations During Bioremediation of Soil Contaminated with Petroleum Hydrocarbons. *Water Air Soil Pollut*, 227, 1-12.
- COFEPRIS. (16 de Octubre de 2015). *Plaguicidas y Fertilizantes* . Recuperado el 8 de Enero de 2016, de <http://www.cofepris.gob.mx/AZ/Paginas/Plaguicidas%20y%20Fertilizantes/PlaguicidasYFertilizantes.aspx>
- Cremlín, R. (1986). *Plaguicidas modernos y su acción bioquímica*. México: Limusa.
- Cruz Ruiz, E., Cruz Ruiz, A., Vaca, R., Del Águila, P., & Lugo, J. (2015). Assessment of Soil Parameters Related With Soil Quality in Agricultural Systems. *Life Science Journal*, 12(1), 154-161.
- Cruz-Ruiz, E., Cruz-Ruiz, A., Vaca , R., Del Aguila, P., & Lugo, J. (2015). Effects of pumice mining on soil quality. *Solid Earth*, 7, 1-9.
- Cycón, M., Zmijowska, A., Wójcik, M., & Piotrowska-Seget, Z. (2013). Biodegradation and bioremediation potential of diazinon-degrading *Serratia marcescens* to remove

- other organophosphorus pesticides from soils. *Journal of Environmental Management*, 117, 7-16.
- Del Águila Juárez, P., Lugo de la Fuente, J., & Vaca Paulín, R. (2011). Vermicomposting as a process to stabilize organic waste and sewage sludge s an apllication for soil. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 14(3), 949-963.
- Deng, S., Chen, Y., Wang, D., Shi, T., Wu, X., Ma, X., Tang, X. (2015). Rapid biodegradation of organophosphorus pesticides by *Stenotrophomonas* sp. G1. *Journal of Hazardous Materials*, 297, 17-24.
- Di Ciocco, C. A., Sandler, R. V., Falco, B. L., & Coveilla, C. E. (2014). Actividad microbiológica de un suelo sometido a distintos usos y su relación con variables físico- químicas. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrícolas*, 46(1), 73-85.
- Dileep, K. (2009). Biodegradation and bioremediation of pesticide in soil: concept, method and recent developments. *Indian J. Microbiol*, 48, 35-40.
- El-Haddad, M., Zayed, M., El-Sayed, G., Hassanein, M., & Abd El-Satar, A. (2014). Evaluation of compost, vermicompost and their teas produced from rice straw as affected by addition of different supplements. *Annals of Agricultural Science*, 59, 243–251.
- (FAO) (2004). *Evolucion de los pesticidas* . Recuperado el 7 de Enero de 2016, de [http://www.fao.org/docrep/w2598s/w2598s06.htm#evolución histórica de los plaguicidas](http://www.fao.org/docrep/w2598s/w2598s06.htm#evolución%20histórica%20de%20los%20plaguicidas)
- Fernández, Gómez, M., Nogales, R., Isam, H., Romero, E., & Goberna, M. (2011). Role of vermicompost chemical composition, microbial functional diversity, and fungal community structure in their microbial respiratory response to three pesticides. *Bioresource Technology*, 102, 9638-9645.
- Ferrario, C., Pittino, F., Tagliaferri, I., Gandolf, I., Bestetti, G., Sergio Azzoni, R., Villa, S. (2017). Bacteria contribute to pesticide degradation in cryoconite holes in an Alpine glacier. *Environmental Pollution*, 230, 919-926.
- Ferrera-Cerrato, R., & Alarcón, A. (2007). *Microbiología agrícola: Hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biologico y panta-microorganismo* . México : Trillas .
- Franzluebbers, A. J. (2002). Soil organic matter stratification ratio as an indicator of soil quality. *Soil & Tillage Research*, 66, 95-106.
- Fuentes, M., Benimeli, C., Cuozzo, S., & Amoroso, M. (2010). Isolation of pesticide-degrading actinomycetes from a contaminated site: Bacterial growth, removal and dechlorination of organochlorine pesticides. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 64, 434-441.
- García, Gutiérrez, C., & Rodríguez, Meza , G. D. (2012). Problemática y riesgo ambiental por el uso de plaguicida en Sinaloa. *Ra Ximbai* , 8, 1-10.

- García, Jaramillo, M., Redondo, Gómez, S., Barcia, Piedras, J., Aguilar, M., Jurado, V., Hermosín, M., & Cox, L. (2016). Dissipation and effects of tricyclazole on soil microbial communities and rice growth as affected by amendment with alperujo compost. *Science of the Total Environment*, 550, 637-644.
- Góngora, E. V., Quintal, F. C., Arena, O., Giacomán, V. & Ponce, C (2018). Identification of microbial species present in a pesticide dissipation process in biobed systems using typical substrates from southeastern Mexico as a biomixture at a laboratory scale. *Science of the Total Environment*, 528-529, 528-538.
- Huang, Q., Chen, W., & Theng, B. (2008). Role of Bacteria and Bacteria-Soil Composites in Metal Biosorption and Remediating Toxic Metal-Contaminated Soil Systems. En Q. Huang, P. M. Huang, & A. Violante, *Soil Mineral–Microbe–Organic Interactions* (págs. 71-72). Berlin: Springer.
- Jalali, M., & Jalali, M. (2015). Relation between various soil phosphorus extraction methods and sorption parameters in calcareous soils with different texture. *Science of the Total Environment*, 30, 1-14.
- Kadian, N., Malik, A., Satya, S., & Dureja, P. (2010). Effect of organica amendments on microbial activity in chlorpyrifos contaminated soil. *Journal of Environmental Management*, 95, 199-202.
- Kalia, A., & Gosal, S. (2011). Effect of pesticide application on soil microorganisms. *Archives of Agronomy and Soil Science*, 57, 569-596.
- Karpouzias, D., Papadopoulou, E., Ipsilantis, I., Friedel, I., Petric, I., Udikovic-Kolic, N., Martin-Laurent, F. (2014). Effects of nicosulfuron on the abundance and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi used as indicators of pesticide soil microbial toxicity. *Ecological Indicators*, 39, 44-53.
- Lloyd, J., & Aislabie, J. (1996). A review of bacterial degradation of pesticides. *Australian Journal of Soil Research*, 33, 925-942.
- Löbmann, M. T., Vetukuri, R. R., De Zinger, L., Alsanius, B. W., Grenville-Briggsa, L. J., & Walter, A. J. (2016). The occurrence of pathogen suppressive soils in Sweden in relation to soil biota, soil properties, and farming practices. *Applied Soil Ecology*, 107, 57-65.
- Marja, M., Xinxin, L., Dan, Y., & Merja, K. (2015). Depth, soil type, water table, and site effects on microbial community composition in sediments of pesticide-contaminated aquifer. *Environ Sci Pollut Res*, 22, 10263-10279.
- Martin, A. (1980). *Introducción a la microbiología del suelo*. México: AGT EDITOR.
- Martins, P., Carvalho, G., Gratão, P., Dourado, M., Pileggi, M., Araújo, W., & Azevedo, R. (2011). Effects of the herbicides acetochlor and metolachlor on antioxidant enzymes in soil bacteria. *Process Biochemistry*, 46, 1186-1195.

- Meliton, A. (1999). *Fundamentos de la química de suelos*. Caracas: Universiada Cenytral de Venezuela.
- Miao, C.P., Mi, Q.-L., Qiao, X.-G., Zheng, Y.-K., Chen, Y.-W., Xu, L.-H., Zhao, L.-X. (2016). Rhizospheric fungi of *Panax notoginseng*: diversity and antagonism to host phytopathogens. *Journal of Ginseng Research*, 40, 127-134
- Navarro, Blaya, S., & Navarro, Garcia, G. (2003). *Química agrícola; el suelo y los elementos químicos esenciales de la planta*. Madrid: Mindi-Prensa.
- Navarro, García, S., & Barba, Navarro, A. (1997). *Comportamiento de los plaguicidas en el medio ambiente*. Madrid: Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación .
- Newman, M., Lorenz, N., Hoilett, N., Dick, R., Liles, M., Ramsier, C., Lorenz, N. (2016). Glyphosate effects on soil rhizosphere-associated bacterial communities. *Science of the Total Environment*, 553, 155-160.
- Orozco, H. M. (Septiembre-Diciembre de 2007). Entre la competitividad local y la competitividad global: floricultura comercial en el Estado de México. *Convergencia. Revista de Ciencias Sociales*, 14(45), 111-160.
- Ortíz-Hernández, M. L., Sánchez-Salinas, E., Castrejón Godínez, M., Dantan González, E., & Popoca Ursino, E. (2013). Mechanisms and strategies for pesticide biodegradation: opportunity for waste, soils and water cleaning. *Rev. Int. Contam. Ambie.*, 29, 85-104.
- Orts, A., Cabrera, S., Gómez, I., Parrado, J., Rodriguez-Morgado, B., & Tejada, M. (2017). Use of okara in the bioremediation of chlorpyrifos in soil: Effects on soil. *Applied Soil Ecology*, 121, 172-174.
- Pérez, M. A., Navarro, H., & Miranda, E. (2013). Residuos de Plaguicidas en Hortalizas: Problemática y Riesgo en México. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 29, 45-64.
- Pinto, A., Serrano, C., Pires, T., Mestrinho, E., Dias, L., Martins Teixeira, D., & Caldeira, A. (2012). Degradation of terbuthylazine, difenoconazole and pendimethalin pesticides by selected fungi cultures. *Science of the Total Environment*, 436, 402-410.
- Porta, J., Acevedo, L. M., & Poch, R. (2014). *Edafología: uso y protección del suelo* (3a ed.). Madrid, España: Mundi-Prensa.
- Pose-Juan, E., Sánchez- Martín, M. J., Herrero, H. E., & Rodríguez, C. (2015). Application of mesotrione at different doses in an amended soil: Dissipation and effect on the soil microbial biomass and activity. *Science of the Total Environment*, 536, 31-38.
- Pu, Y., & Jan Dirk, V. (2018). Mechanisms and ecological implications of the movement of bacteria in soil. *Applied Soil Ecology*, 4, 1-9.

- Qadeer Wahla, A., Iqbal, S., Anwar, S., Firdous, S., & Mueller, J. (2018). Optimizing the metribuzin degrading potential of a novel bacterial consortium based on Taguchi design of experiment. *Journal of Hazardous Materials*, 366, 1-31.
- Quintero, Díaz, J. C. (2011). Pesticides Degradation by White Rot Fungi. *Revista Facultad Nacional de Agronomía de Medellín*, 64, 5867-5882.
- Raymundo-Raymundo, E. (2008). *Parámetros de transporte de atrazina en un andosol y vertisol, de México*. Texcoco. COLPOS.
- Sanatana, Torres, N. (2014). *Determinación e interpretación de la calidad y salud del suelo en lotes de producción de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la UAEM*. Toluca.UAEMex.
- Sánchez, Martín, I. (3 de Diciembre de 2014). *Diversidad Microbiana y Taxonomía*. Obtenido de Universidad de Granada: <http://www.diversidadmicrobiana.com/index.php>
- Sánchez, Martín, M., & Sánchez, Camazano, M. (1984). *Los plaguicidas. Adsorción y evolución en el suelo*. Madrid: Instituto de Recursos y Agrobiología.
- Satapute, P., Kamble, M., Adhikari, S., & Jogaiah, S. (2019). Influence of triazole pesticides on tillage soil microbial populations and metabolic changes. *Science of the Total Environment*, 2334-2344.
- Singh, S., Gupta, R., Kumari, M., & Sharma, S. (2014). Nontarget effects of chemical pesticides and biological pesticide on rhizospheric microbial community structure and function in *Vigna radiata*. *Environ Sci Pollut Res*, 22, 11290-11300.
- Stamatui, Sánchez, K. (2013). *Tolerancia y biodegradación de plaguicidas con hongos filamentosos*. Texcoco. COLPOS .
- Sułowicz, S. & Piotrowska-Saget, Z. (2016). Response of microbial communities from an apple orchard and grassland soils to the first-time application of the fungicide tetraconazole. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 124, 193-201.
- Taiwo, A. M., Gbadebo, A. M., Oyedepo, J. A., Ojekunle, Z. O., Alo, A. A., Oyeniran, O. J., & Onalaja, D. O. (2015). Bioremediation of Industrially Contaminated Soil Using Compost and Plant Technology . *Journal of Hazardous Materials*, 304, 1-29.
- Temoka, C., Wang, J., Bi, Y., Deyerling, D., Pfister, G., Henkelmann, B., & Schramm, K.-W. (2016). Concentrations and mass fluxes estimation of organochlorine pesticides in Three Gorges Reservoir with virtual organisms using in situ PRC-based sampling rate. *Chemosphere*, 144, 1521-1529.
- Tette, S. P., Guidi, R. L., & De Abreu Glória, M. B. (2016). Pesticides in honey: A review on chromatographic analytical methods. *Talanta*, 149, 124-148.
- Van Elsas, J. D., Jansson, J., & Trevors, J. (2008). *Modern soil microbiology* (2a ed.). USA: CRC Press.

- Vardhan Singh, H., & Thompson, A. M. (2016). Effect of antecedent soil moisture content on soil critical shear stress in agricultural watersheds. *Geoderma*, 262, 165-173.
- Venturi, V., & Keel, C. (2016). Signaling in Rhizosphere. *Trend in Plant Science*, 21(3), 187-198.
- Villar, I., Alves, D., Pérez, Diaz, D., & Mato, S. (2015). Changes in microbial dynamics during vermicomposting of fresh and composted sewage sludge. *Waste Management*, 48, 1-9.
- Wen, X.-Y., Dubinsky, E., Wu, Y., Yu, R., & Chen, F. (2016). Wheat, maize and sunflower cropping systems selectively influence and diversity in their and succeeding crop's rhizosphere. *Journal of Integrative Agriculture*, 15(8), 1892–1902.
- Xiaoyong, F., Kui, H., Guangyu, C., Xuemin, C., Fusheng, L., Xiaoyu, Z., & Fei, L. (2015). Dynamics of bacterial and eukaryotic community associated with stability during vermicomposting of pelletized dewatered sludge. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 129, 452-459.
- Xotla, Z. M., & Ruiz, C. R. (2012). *Producción y comercialización de rosa de corte en el rancho "Los Morales" de Tenancingo, Edo. México*. Xalapa. UV.
- Yosef, H., & Melkamu, T. (2016). Mycoremediation of heavy metals and hydrocarbons contaminated environment . *Asian Journal of Natural & Applied Sciences*, 5, 1-11.
- Yu, Z., Ming Zen, G., Chen, Y. N., Zhang, C., Yu, Y., Li, H., Tang, L. (2011). Effects of inoculation with *Phanerochaete chrysosporium* remediation of pentachlorophenol-contaminated soil waste by composting. *Process Biochemistry*, 46, 1285-1291.
- Zhou, X., Shi, X., Zhang, L., & Zhou, Y. (2012). Effects of Pesticide-Contamination on Population and Activity of Bacteria in Purple Paddy Soil . *Energy Procedia*, 16 , 284-289.

Anexo 1

“Recopilación de información sobre las actividades dentro del invernadero Los Morales, de la zona de Tenancingo, Estado de México”

CUESTIONARIO

Objetivo: Entrevistar al personal que trabaja dentro de las instalaciones del invernadero, para conocer los principales cultivos y plagas; además de los cuidados que estos requieren, junto con el uso y aplicación de productos químicos (fertilizantes y plaguicidas).

Nombre: _____

Edad: **Sexo:** F() M ()

Ocupación:

1.- ¿Dentro del invernadero, cuáles son los principales cultivos que producen? _____

2.- ¿Emplean o utilizan algún tipo de fertilización específico para cada cultivo?

3.- ¿Qué tipo de productos fertilizantes se emplean?

4.- ¿Cuántas veces es aplicado los fertilizantes a los cultivos?

5.- ¿Cuáles son las principales plagas o enfermedades que afectan de manera considerable a los cultivos, y el cual es el proceso de control de las mismas?

6.- ¿Utilizan algún tipo de plaguicida dentro del invernadero?

7.- ¿Cómo es la presentación de los productos plaguicida?

8.- ¿Con que frecuencia es la aplicación de plaguicidas a los cultivos?

9.- ¿Cuál es el manejo de los residuos y envases de los plaguicidas?

Anexo 2

Dosis del antibiótico (ampicilina)

Para el uso de adecuado del antibiótico, se empleó la siguiente fórmula:

$$(C1)(V1) = (C2)(V2)$$

En donde:

C1= Concentración del antibiótico puro expresada en $\mu\text{g/mL}$.

Para el caso de la ampicilina la CA= $800 \mu\text{g/mL}$

V1= Solución madre (ml de agua donde se disuelve el antibiótico)

C2= Concentración deseada del antibiótico expresa en $\mu\text{g/mL}$

V2= Volumen final del medio de cultivo

Ejemplo:

En la preparación de 500 mL del medio de cultivo de papa (hongos), se usó una concentración de $50 \mu\text{g/mL}$.

Aplicando la fórmula $(C1)(V1) = (C3)(V2)$ sustituyendo los valores proporcionados para obtener lo siguiente:

$$\left(800 \frac{\mu\text{g}}{\text{mL}}\right)(V1) = \left(50 \frac{\mu\text{g}}{\text{mL}}\right)(500 \text{ mL})$$

De tal manera, que se hace el despeje de **V1**

$$(V1) = \frac{\left(50 \frac{\mu\text{g}}{\text{mL}}\right)(500 \text{ mL})}{\left(800 \frac{\mu\text{g}}{\text{mL}}\right)}$$

$$V1 = 31.25 \text{ mL}$$

Hecho esto, se conoce la cantidad de agua necesaria para hacer la solución madre (V1), por lo cual se procede al cálculo de la cantidad de gramos de antibiótico (ampicilina) necesarios para tener la concentración de 50 µg/mL, por medio de una regla de tres. Por ende, se lleva a cabo de la siguiente manera:

$$800 \frac{\mu\text{g}}{\text{mL}} = 1 \text{ mL}$$

$$X = 31.25 \text{ mL}$$

Aplicando la regla de tres se obtiene:

$$(x) = \frac{\left(800 \frac{\mu\text{g}}{\text{mL}}\right) (31.25 \text{ mL})}{(1 \text{ mL})}$$

$$X = 24800 \mu\text{g/mL}$$

El valor obtenido debe ser expresado en gramos, se tiene que hacer lo siguiente:

$$(x) = \frac{\left(24800 \frac{\mu\text{g}}{\text{mL}}\right)}{(1000)} = 24.8 \text{ mg}$$

$$(x) = \frac{\left(24.8 \frac{\mu\text{g}}{\text{mL}}\right)}{(1000)} = 0.0248 \text{ g}$$

$$X = 0.0248 \text{ g de ampicilina}$$

Posteriormente, con los datos obtenidos se prepararán 469 ml de medio de papa (hongos), que en dicho volumen estará mezclado con 31 mL de agua con 0.0248g de antibiótico (ampicilina) para obtener los 500 ml del medio.

Anexo 3

Cálculo para la dosis de vermicomposta

Macetas con capacidad de 500g (diámetro= 10 cm y altura= 9 cm).

Dosis de vermicomposta: 40 ton/ha.

Tener en cuenta que, se debe obtener el área de la maceta, por consecuencia se usa la siguiente fórmula:

$$A = \pi r^2$$

$$A = \pi 5^2$$

$$A = 78.5 \text{ cm}^2$$

El dato obtenido, debe convertirse en m² para ello se hace lo siguiente:

$$\frac{78.5 \text{ cm}^2}{X} = \frac{1 \text{ m}^2}{100 \text{ cm}^2}$$

$$X = 7.85 \times 10^3 \text{ m}^2$$

Una vez obtenido el área en m², se hace el cálculo de los gramos de vermicomposta que serán equivalentes a 40 ton/ha, se aplica lo siguiente:

$$40 \text{ ton} = 40000 \text{ Kg}$$

$$\frac{40000 \text{ Kg}}{X} = \frac{10000 \text{ m}^2 (1 \text{ ha})}{7.85 \times 10^3 \text{ cm}^2}$$

$$X = 31.4 \text{ g}$$

Enseguida se saca el volumen total de la maceta, de la siguiente manera:

$$V = \pi r^2 h$$

$$V = \pi (5^2) (9)$$

$$V = 706.5 \text{ cm}^3$$

Dado que no se ocupará el total de la capacidad (debido a que el suelo no puede estar al límite), el valor de la altura cambia a 6.4 cm, por lo cual se aplica la fórmula anterior quedando de la siguiente manera:

$$V = \pi r^2 h$$

$$V = \pi(5^2)(6.4)$$

$$V = 500 \text{ cm}^3$$

Para obtener la cantidad de vermicomposta que se debe adicionarse, se hace una regla de tres, de la siguiente manera:

$$\frac{706.5 \text{ cm}^3}{500 \text{ cm}^3} = \frac{31.4 \text{ g}}{x}$$

$$x = \frac{(500 \text{ cm}^3)(31.4 \text{ g})}{(706.5 \text{ cm}^3)}$$

$$x = 22.2 \text{ g}$$

Por lo tanto, para 500 g de suelo se requieren 22.2 g de vermicomposta, lo cual equivale a una dosis de 40 ton/ha de vermicomposta.