



UNIVERSIDAD DEL MAR

Campus Puerto Ángel

**Enriquecimiento biológico de suelo en el cultivo de jitomate
(*Lycopersicon esculentum*) para el crecimiento en planta de partes
corpóreas y de biomasa**

TESIS

**Que como parte de los requisitos para obtener el grado de Maestro
en Ciencias Ambientales**

Presenta:

Lic. en C.A. Itzel Edaliz Pérez Caballero

Director de Tesis:

Dr. Juan Mentado Morales

Codirector de Tesis:

Dra. Susana García Ortega

Oaxaca, México, 2018

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Juan Mentado Morales, a quien infinitamente le agradezco por la orientación y apoyo que me otorgó desde mi ingreso a la Universidad del Mar. Por depositar su confianza en mí y en este proyecto. Por el tiempo destinado a este trabajo, por su atención y motivación en todo momento. Por el gran valor que han tenido sus consejos y sugerencias en mi formación académica, por su amistad muchas gracias.

A la Dra. Susana García Ortega, por la aportación de innumerables conocimientos en la realización de esta tesis. Por su apoyo, disponibilidad, tiempo, paciencia y dedicación en todo momento; así como por los recursos otorgados para realizar este proyecto.

Al Dr. Pedro Cervantes Hernández por compartirme sus conocimientos en el análisis estadístico, además de los acertados consejos para la estructura y mejoramiento de este trabajo.

A la M. en C. María del Rocío Gutiérrez Ortiz por su buena disposición en todo momento, por su valioso tiempo destinado a la revisión de esta tesis y por las recomendaciones realizadas.

Al Dr. Noé Ruíz García por sus convenientes observaciones para el enriquecimiento del presente trabajo. Así como el apoyo otorgado en el campo experimental de la Universidad del Mar, Chila, Puerto Escondido.

A la Dra. Elsa Camarillo Jiménez de la Facultad de Ciencias Químicas de la BUAP, por su apoyo en la determinación de nutrientes del suelo.

A los maestros que me apoyaron a lo largo de mi estancia en la Universidad del Mar, por la transmisión de conocimientos y por sus oportunos consejos.

A la Sra. Irene Gaspar Rojas por brindarme su incondicional apoyo, cariño y confianza, por ser más que una compañera y amiga. En mis recuerdos tengo siempre presentes cada una de sus atenciones. Mi eterno agradecimiento.

A Carolina Flores Correo por su invaluable amistad, por sus sinceros consejos y apoyo fraterno.

A mis amigas Angélica Marina y Shunashi Vichido con quienes compartí infinidad de momentos, experiencias y aventuras inolvidables. Siempre valoraré su compañía y amistad.

A mi MADRE

Por tu orientación y exigencia, que han marcado la pauta en la toma de mis decisiones. Por tus consejos que me han acompañado en cada etapa de mi vida. Por el esfuerzo que haces cada día por forjar la unión, disciplina y carácter en nuestra familia.

A mi PADRE

Por ser el pilar de mi vida, en quien sin duda alguna puedo confiar en todo momento, por tu motivación que ha fortalecido mis convicciones. Tu cariño y cuidado son el escudo que representa la expresión de mis valores, los cuales me han protegido y guiado aún en tu ausencia.

ÍNDICE

RESUMEN.....	1
1. INTRODUCCIÓN.....	2
2. MARCO TEÓRICO	4
2.1. Agricultura sustentable	4
2.2. Jitomate (<i>Lycopersicon esculentum</i>)	4
2.3. Cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>).....	5
2.3.1. Requerimientos climáticos.....	5
2.3.2. Riego.....	5
2.3.3. Trasplante.....	6
2.3.4. Fertilización	6
2.4. Suelo.....	7
2.4.1. Muestreo de suelos	7
2.4.2. Esterilización de suelo.....	8
2.5. Nitrógeno.....	9
2.5.1. Funciones del nitrógeno.....	9
2.5.2. El ciclo del nitrógeno	9
2.5.3. Síntomas de deficiencia de nitrógeno.....	10
2.5.4. Síntomas de exceso de nitrógeno.....	11
2.6. Lombricomposta	11
3. ANTECEDENTES.....	12
4. JUSTIFICACIÓN.....	15
5. HIPÓTESIS.....	16
6. OBJETIVOS.....	17
6.1. Objetivo general.....	17
6.2. Objetivos particulares	17
7. MATERIALES Y MÉTODOS.....	18
7.1. Casa sombra.....	18
7.2. Muestreo de suelo.....	20
7.3. Lombricomposta.....	21
7.4. Manejo de muestras.....	21
7.5. Análisis físicoquímico del suelo y lombricomposta.....	21
7.5.1. Determinación de textura de suelo.....	21
7.5.2. Determinación de pH	22
7.5.3. Determinación de conductividad eléctrica.....	23

7.5.4.	<i>Determinación de porcentaje de humedad y cenizas.....</i>	24
7.5.5.	<i>Determinación de la capacidad de intercambio catiónico.....</i>	24
7.5.6.	<i>Determinación de metales en suelo.....</i>	25
7.5.7.	<i>Determinación de nitrógeno total.....</i>	26
7.5.8.	<i>Materia orgánica y carbono orgánico.....</i>	27
7.5.9.	<i>Relación carbono-nitrógeno.....</i>	27
7.5.10.	<i>Capacidad de retención de agua.....</i>	28
7.5.11.	<i>Mineralización de carbono.....</i>	29
7.6.	<i>Siembra de jitomate (L. esculentum).....</i>	31
7.7.	<i>Variables analizadas en el crecimiento de partes corpóreas, biomasa de la planta de jitomate (L. esculentum) y nutrientes del suelo.....</i>	35
7.8.	<i>Análisis de NO_2^-, NO_3^- y NH_4^+.....</i>	36
7.9.	<i>Diseño experimental para las variables de crecimiento de partes corpóreas, biomasa de la planta y nutrientes del suelo, durante el cultivo de jitomate (L. esculentum).....</i>	37
7.10.	<i>Análisis estadístico.....</i>	41
7.11.	<i>Modelo de Regresión Lineal Simple.....</i>	42
8.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	43
8.1.	<i>Caracterización fisicoquímica de suelo y lombricomposta.....</i>	43
8.2.	<i>Mineralización de carbono.....</i>	46
8.3.	<i>Resultados del crecimiento de partes corpóreas, biomasa de la planta de jitomate (L. esculentum) y nutrientes del suelo.....</i>	47
8.4.	<i>Resultados del MRLS.....</i>	66
9.	CONCLUSIONES.....	69
10.	REFERENCIAS.....	71

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Especificaciones fisicoquímicas de lombricomposta.	21
Tabla 2. Concentración de nitrógeno obtenida en el suelo de los sitios de muestreo (A, B y C), lombricomposta y urea. L= lombricomposta, U= urea, N= nitrógeno.....	32
Tabla 3. Cantidad agregada de suelo, lombricomposta y urea para cada tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50, 5-SL100*), dependiendo del tipo de suelo de cada sitio (A, B, C) y partiendo de una concentración de nitrógeno recomendada [48]. CNR= concentración de nitrógeno recomendada, N= nitrógeno, L= lombricomposta, S=suelo, U= urea.	33
Tabla 4. Dosificación de nitrógeno durante los primeros meses del ciclo de cultivo de acuerdo a Villareal <i>et al.</i> 2002 [64].	34
Tabla 5. Variables medidas durante el cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>) para analizar el crecimiento de partes corpóreas, biomasa de la planta, y nutrientes del suelo.....	36
Tabla 6. Diseño experimental para las variables de crecimiento de partes corpóreas de la planta de jitomate, considerando el suelo de tres sitios (A, B y C), con cinco tratamientos: control (1-S), suelo con urea (2-SU), suelo con lombricomposta al 25% (3-SL25), suelo con lombricomposta al 50% (4-SL50) y suelo con lombricomposta al 100% (5-SL100*), en ocho fechas de muestreo. *= 3 réplicas.	38
Tabla 7. Diseño experimental para las variables de biomasa de la planta de jitomate, considerando el suelo de tres sitios (A, B y C), con cinco tratamientos: control (1-S), suelo con urea (2-SU), suelo con lombricomposta al 25% (3-SL25), suelo con lombricomposta al 50% (4-SL50) y suelo con lombricomposta al 100% (5-SL100*), en cuatro fechas de muestreo. *=2 réplicas. A= altura (cm), H= No. de hojas, PPC= peso de la planta completa (g), PH= peso de hojas (g), PT= peso de tallo (g), PR= peso de raíz (g), TR= tamaño de raíz (cm), PSH= peso seco de hoja (g), PST= peso seco de tallo (g), PSR= peso seco de raíz (g).	39
Tabla 8. Diseño experimental para las variables de nutrientes del suelo (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+) durante el cultivo de jitomate, considerando el suelo de tres sitios (A, B y C), con cinco tratamientos: control (1-S), suelo con urea (2-SU), suelo con lombricomposta al 25% (3-SL25), suelo con lombricomposta al 50% (4-SL50) y suelo con lombricomposta al 100% (5-SL100*) y cuatro fechas de muestreo.	40
Tabla 9. Clase textural de cada sitio de muestreo.....	43
Tabla 10. Propiedades fisicoquímicas de los tres suelos muestreados (A, B y C) y de la lombricomposta (la incertidumbre de cada valor corresponde a la desviación estándar de la media, n=3). CE= conductividad eléctrica, CIC= capacidad de intercambio catiónico, N_T =nitrógeno total, MO= materia orgánica, CO= carbono orgánico C/N= relación carbono-nitrógeno, RA= capacidad de retención de agua.....	44
Tabla 11. Límites de detección de metales obtenidos en el suelo utilizado para el cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>).....	46
Tabla 12. Resultados de la distribución normal (K-S= prueba de Kolmogorov-Smirnov) y homogeneidad de varianzas (Leven= prueba de Levene's) para las variables de crecimiento de partes corpóreas de la planta de jitomate. Nivel de significancia de $p < 0.05$	47
Tabla 13. Efectos obtenidos entre tratamientos, sitios y tratamientos*sitios, para las variables de crecimiento del cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>). F= F calculada, p= nivel de significancia. ...	48
Tabla 14. Efectos obtenidos entre tratamientos, fechas y tratamientos*fechas, para las variables de crecimiento del cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>). F= F calculada, p= nivel de significancia. ...	51
Tabla 15. Resultados de la distribución normal (K-S= prueba de Kolmogorov-Smirnov) y homogeneidad de varianzas (Leven= prueba de Levene's) para las variables de biomasa de la planta de jitomate (<i>L. esculentum</i>). Nivel de significancia de $p < 0.05$	53
Tabla 16. Variables de biomasa, \bar{X} = Media, S^2 = Varianza.	53
Tabla 17. Efectos obtenidos entre tratamientos, sitios y tratamientos*sitios, para las variables de biomasa del cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>). F= F calculada, p= nivel de significancia.....	54
Tabla 18. Efectos obtenidos entre tratamientos, fechas y tratamientos*fechas, para las variables de biomasa del cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>). F= F calculada, p= nivel de significancia.	58
Tabla 19. Resultados de la distribución normal (K-S= prueba de Kolmogorov-Smirnov) y homogeneidad de varianzas (Leven= prueba de Levene's) para las variables de nutrientes del suelo. Nivel de significancia de $p < 0.05$	61
Tabla 20. Efectos obtenidos entre tratamientos, sitios y sitios*tratamientos, para las variables de nutrientes de suelo del cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>). F= F calculada, p= nivel de significancia.	62

Tabla 21. Efectos obtenidos entre tratamientos, fechas y tratamientos*fechas, para las variables de nutrientes de suelo del cultivo de jitomate (*L. esculentum*). F= F calculada, p= nivel de significancia.
63

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Diseño de casa sombra para el cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>).....	19
Figura 2. Parcela elegida para realizar el muestreo de suelo.....	20
Figura 3. Germinación de plántulas de jitomate (<i>L. esculentum</i>).	31
Figura 4. Plántulas de jitomate (<i>L. esculentum</i>).	31
Figura 5. Trasplante de plántulas de jitomate (<i>L. esculentum</i>).	34
Figura 7. Crecimiento de plantas de jitomate (<i>L. esculentum</i>).	35

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica 1. Tasa de mineralización de C en mg de CO ₂ kg ⁻¹ de suelo h ⁻¹ . L= lombricomposta.	47
Gráfica 2. Variables de crecimiento medidas en el cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y del suelo de cada sitio (A, B, C).....	48
Gráfica 3. Variables de crecimiento: a) altura; b) nodos; c) hojas y d) flores; medidos en el cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>) en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y en las distintas fechas de muestreo.	50
Gráfica 4. Variables de biomasa medidas en el cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y del suelo de cada sitio (A, B, C). Altura= A, No. de hojas= H, peso de planta completa= PPC, peso de hoja= PH, peso de tallo= PT, peso de raíz= PR, tamaño de raíz= TR, peso seco de hoja= PSH, peso seco de tallo= PST, peso seco de raíz= PSR.....	54
Gráfica 5. Variables de biomasa medidas en el cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Altura= A, No. de hojas= H, peso de planta completa= PPC, peso de hoja= PH, peso de tallo= PT, peso de raíz= PR, tamaño de raíz= TR, peso seco de hoja= PSH, peso seco de tallo= PST, peso seco de raíz= PSR.	57
Gráfica 6. Concentración de NO ₂ ⁻ , NO ₃ ⁻ y NH ₄ ⁺ en suelo, analizados en el cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y del suelo de cada sitio (A, B y C).....	61
Gráfica 7. Concentración de NO ₂ ⁻ , NO ₃ ⁻ y NH ₄ ⁺ en suelo, analizados en el cultivo de jitomate (<i>L. esculentum</i>) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo.	63

RESUMEN

El daño al ambiente con el uso de agroquímicos en la agricultura convencional propicia la búsqueda de nuevas alternativas de producción. Aunque no se puede sustituir a los fertilizantes actuales, se pretende contribuir al cumplimiento de las demandas de nitrógeno de los cultivos. En este trabajo se realizó el cultivo de jitomate (*Lycopersicon esculentum*) en una casa sombra, se cultivó en suelo tomado de tres sitios: A, B, C; y en cinco tratamientos: suelo con lombricomposta al 25% (3-SL25), al 50% (4-SL50) y 100% (5-SL100), suelo con urea (2-SU) y suelo sin fertilizante (1-S). Se comparó el crecimiento de partes corpóreas de la planta, el aumento de biomasa y el consumo de nutrientes (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+) del suelo, entre los sitios, tratamientos y fechas de muestreo, mediante la prueba LSD- Fisher ($p < 0.05$). Se realizó un análisis de correlación entre la variable altura y el consumo de nutrientes, se utilizó el paquete STATISTICA 7. Para las variables analizadas en el crecimiento de partes corpóreas se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre sitios, tratamientos y fechas de muestreo, siendo en el sitio A y el tratamiento 3-SL25 donde se obtuvieron los valores más altos de las variables analizadas. Para las variables de biomasa no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre sitios y tratamientos, pero sí en las fechas de muestreo. En las variables de nutrientes se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos y fechas de muestreo, pero no entre sitios. Las concentraciones más altas se encontraron en el sitio A y en el tratamiento 5-SL100.

1. INTRODUCCIÓN

Actualmente, la agricultura sigue enfrentando una crisis ambiental cuya raíz radica en el uso de prácticas agrícolas intensivas, basadas en el uso de una gran cantidad de productos químicos, que conllevan a la degradación de los recursos naturales a través de procesos de erosión de suelos, salinización, contaminación con plaguicidas, desertificación y pérdida de fitomasa [1, 2].

En México, la agricultura es la rama más importante del sector agropecuario debido a que proporciona la base alimentaria que demanda la población [3]. El desarrollo del concepto de agricultura sustentable se da como respuesta a la preocupación por la degradación de los recursos naturales asociada a la agricultura moderna. Y es que a medida que la agricultura evolucionó hacia una producción industrial, se expandió el uso de fertilizantes sintéticos solubles, que básicamente contienen nitrógeno (N), fósforo (P) y potasio (K). Sin embargo, estos fertilizantes resultaron ser ineficientes debido a que generan un desequilibrio ambiental y nutricional para las plantas y sus consumidores, ya que requieren de tiempos prolongados para su degradación en el ambiente [1, 2, 4].

La principal actividad económica de las comunidades de la sierra del estado de Oaxaca es la agricultura, la cual provoca, junto con otros factores, la deforestación de grandes zonas de bosque. La producción de hortalizas en las comunidades es baja, por lo que normalmente se usa para cubrir únicamente las necesidades locales, de ahí que sea poco frecuente la comercialización de estas cosechas, razón por la que se ha elevado el interés por producir cultivos con mayor valor comercial, como son los cultivos orgánicos y sustentables [2].

El jitomate (*Lycopersicon esculentum*) es la hortaliza de mayor consumo en el mundo, su demanda ha ido aumentando significativamente por el creciente reconocimiento de su valor nutritivo. De acuerdo con cifras de la Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y agricultura (FAO), los países con mayor producción de tomate a nivel mundial durante el periodo 2010-2014 son China con 47,760,000 toneladas, seguido de India, Estados Unidos, Turquía, Egipto e Italia. México alcanzó para el año 2014 una producción de apenas 3,536,305 toneladas [5].

Hoy en día se han realizado ajustes en la agricultura convencional para que ésta sea ambiental, social y económicamente viable. En las zonas de cultivo, el humus se agota por la sucesión de cosechas, de ahí que para restaurar el equilibrio orgánico es necesario añadir humus al suelo en forma de composta, estiércol, biofertilizantes u otras formas de la materia orgánica. El uso de biofertilizantes constituye una oportunidad para el desarrollo y expansión del potencial productivo de los suelos, además que elevan la calidad nutricional de los alimentos sin dañar el medio ambiente [2, 4]. Así también, la lombricomposta puede mejorar la fertilidad del suelo en un cultivo continuo [6] y por tanto mejorar el crecimiento de la planta [4].

La lombricomposta es el producto de degradación de la materia orgánica a través de la interacción entre lombrices y microorganismos [7], es un material poroso, de baja densidad, con alto contenido de ácidos húmicos y contiene sustancias activas que actúan como reguladoras de crecimiento. El utilizar lombricomposta en los cultivos eleva la capacidad de intercambio catiónico, al mismo tiempo que aumenta la capacidad de retención de humedad, facilitando la aireación y drenaje del suelo. Se ha demostrado que el uso de lombricomposta aumenta la absorción de nitrógeno por parte de la planta [8], ocasionando un notorio incremento en masa seca y en el rendimiento en cultivos de invernadero [9, 10, 11]. Por lo que se recomienda como una excelente enmienda o acondicionador del suelo [12, 13].

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Agricultura sustentable

La agricultura sustentable busca no dañar los recursos naturales además de alcanzar una alta productividad. Sin embargo, no podemos hacer a un lado a la agricultura convencional debido a que la agricultura sustentable aún no tiene los alcances suficientes para producir la cantidad de alimentos que a nivel global se requieren, se enfoca más a necesidades locales y a pequeña escala [2].

Entre los propósitos de la agricultura sustentable están: a) no liberar sustancias químicas que dañen al ambiente, b) hacer un uso adecuado del agua de manera que se permita la recarga de los acuíferos, c) preservar y reconstruir la fertilidad del suelo, d) prevenir la erosión y mantener la salud del suelo [14].

2.2. Jitomate (*Lycopersicon esculentum*)

De la familia Solanaceae y la especie *L. esculentum*. El jitomate es originario de América del Sur, particularmente de Perú, Ecuador, Bolivia y Chile. Es un cultivo de tipo anual [15].

Existen variedades de crecimiento limitado (determinado), y otras de crecimiento ilimitado (indeterminado). Las de crecimiento determinado son plantas arbustivas, con un tamaño de planta definido, tienen periodos restringidos de floración y cuajado. Las de crecimiento indeterminado son plantas donde su crecimiento vegetativo es continuo, florecen y cuajan uniformemente, el tamaño de su tallo principal puede llegar hasta los 10 metros de largo o más, si es manejado a un solo eje de crecimiento, las inflorescencias que aparecen lateralmente en el tallo se eliminan y el tallo generalmente se enreda en torno a un hilo de soporte [16].

El fruto es una baya ovalada, redonda o periforme. Su peso es variable y puede alcanzar hasta los 750 g. Existen tres formas de clasificar el jitomate (*L. esculentum*) [15]:

- 1.- Según su forma: Se encuentran el cherry, saladette, tipo pera, bola estándar y bola grande.
- 2.- Según su grado de madurez: Están los de madurez temprana (55-65 días), madurez mediana (66 a 80 días) y madurez mayor (más de 80 días).
- 3.- Según su color: Existen verde lima, rosa, amarillo, dorado, naranja y rojo.

2.3. Cultivo de jitomate (*L. esculentum*)

2.3.1. Requerimientos climáticos

- La temperatura óptima de desarrollo se sitúa entre 23-30 °C durante el día y entre 13-18 °C durante la noche. Temperaturas de más de 35 °C y menos de 10 °C durante la floración pueden provocar caída de flor y limitar el cuajado del fruto [15].
- La humedad relativa oscila entre un 60 y 80%. Dentro de este intervalo se favorece el desarrollo normal de la polinización. El tener bajas condiciones de humedad relativa (menos de 45%) provoca que la tasa de transpiración de la planta crezca, esto puede acarrear estrés hídrico, cierre estomático y reducción de fotosíntesis, afectando directamente la polinización especialmente en la fructificación cuando la actividad radicular es menor. Valores altos de humedad reducen el cuajado de los frutos, además se favorece el desarrollo de enfermedades fúngicas [15, 16].

2.3.2. Riego

Existen sistemas de riego por gravedad, aspersión y goteo, su uso depende de la disponibilidad de recursos, pendiente del terreno, textura del suelo, abastecimiento y calidad de agua. En cualquiera de los sistemas ya mencionados, se debe evitar someter el cultivo a deficiencia o exceso de agua, además que debe haber una buena distribución del riego durante todo el ciclo del cultivo, principalmente antes de la formación de frutos [15].

La cantidad de agua que se requiere para una planta adulta de jitomate (*L. esculentum*), es de aproximadamente 1.5 a 2 L por día, dicha cantidad puede variar dependiendo de la zona, de las condiciones climáticas del lugar, la época del año y el tipo de suelo que se tenga. Se considera al sistema de riego por goteo como el más eficiente, debido a que es el que menos pérdida de agua tiene. Los componentes de este sistema de riego son [16]:

- Cabezal de riego: Incluye la bomba de agua, la cual puede ser centrífuga o sumergible dependiendo de la fuente de agua.
- Tubería de conducción: Es de PVC de diferentes diámetros y espesor. Los diámetros del diseño dependerán de cuanta área se quiera regar de una sola vez y del distanciamiento de los lotes.
- Mangueras o cintas regantes: Se encuentran en diferentes espesores, con los goteros a distintas distancias y diferentes caudales. Se recomienda que los goteros tengan una separación de 30 cm. Con un caudal de 1 o 2 L/h.

El tiempo de riego va a depender de la época del año, del tipo de suelo, del tamaño de la planta. Se recomienda regar muy poco (20 o 30 minutos diarios) cuando la planta es recién trasplantada, el riego aumenta hasta 2 o 3 horas diarias conforme la planta va creciendo [15].

El sistema de riego se debe lavar constantemente con ácido fosfórico y melaza para despegar la costra que se forma con las reacciones de calcio y hierro. También es importante el desconectar tapones y tuberías para dejar salir todas las impurezas y precipitados que se forman con los fertilizantes [16].

2.3.3. Trasplante

Se lleva a cabo entre los 22-27 días después de la siembra. Se considera que las plantas están listas para el trasplante cuando tienen una altura de 10 a 12 cm, y su tallo tiene más de 0.5 cm de diámetro. Al momento del trasplante, el suelo debe tener la humedad necesaria para que la planta no se deshidrate y se pueda recuperar más fácil [15].

Al jitomate (*L. esculentum*) se le debe aplicar un fungicida biológico (*Trichoderma* sp.) y un insecticida como Confidor o Actara para que lo proteja de una infección de virus, la aplicación se debe realizar unos cuatro días antes del trasplante [16].

2.3.4. Fertilización

Para que la fertilización sea la adecuada se debe realizar un análisis al suelo y considerar el tipo de riego. La frecuencia con que se aplican los nutrientes se realiza de acuerdo a las necesidades diarias del cultivo [17].

Existen formulaciones completas que son de solubilidad inmediata y están hechas a base de sales, por ejemplo: el hakaphos, albatros, technigro y solufeed. Sales puras como nitrato de potasio, nitrato de calcio, nitrato de magnesio, fosfato monoamónico, fosfato monopotásico, sulfato de potasio y sulfato de magnesio. Para las fuentes puras de fósforo está el ácido fosfórico, mientras que para las fuentes puras de nitrógeno se puede utilizar urea, nitrato de amonio y sulfato de amonio [16].

Si se necesitan elementos menores, se utilizan los quelatos y sulfatos de hierro, manganeso, zinc, boro y cobre, los cuales se aplican normalmente en forma foliar mediante formulaciones disponibles en el mercado, y se recomiendan según las necesidades de cada sitio (tipo de riego, pH del suelo, disponibilidad de estos productos en la zona, etc.) [16].

2.4. Suelo

El suelo es un recurso natural básico, formado por sólidos (minerales y orgánicos), líquidos y gases. Proporciona a las plantas elementos que son nutritivos y necesarios para su crecimiento. Es decir, el suelo provee a las plantas de cuatro necesidades básicas: agua, nutrientes, oxígeno y soporte. Se considera que un suelo ideal debe tener: 45% de minerales, 5% de materia orgánica, 25% de agua y 25% de aire o espacio poroso. El suelo presenta horizontes o capas que se van a diferenciar del material de origen debido a procesos como la migración, transformación, adición o pérdida de energía y materia [16, 18, 19].

Los suelos recomendados para el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) son: suelos profundos, margosos y bien drenados, pudiendo ser franco-arenosos, arcillo-arenosos y orgánicos. Para tener el mejor aprovechamiento de los fertilizantes que se apliquen al suelo, lo ideal es un pH del suelo ligeramente ácido de 5.9 a 6.8 [15].

2.4.1. Muestreo de suelos

El muestreo de suelo implica seleccionar muestras de un determinado lugar con el fin de estimar las variables o propiedades del área total de suelo a analizar. Se debe seleccionar el método más eficiente y representativo del sitio de muestreo [17, 20].

Al planificar un proyecto es importante determinar el número de muestras requeridas para poder alcanzar una mayor precisión. La replicación es una consideración importante en la medición y manipulación de experimentos porque mejora una estimación del error experimental y mejora la precisión para reducir el error estándar de tratamiento [20].

Entre los muestreos más frecuentes están: el aleatorio simple, el aleatorio estratificado, el sistemático, el aleatorio por conglomerados y el mixto [21].

- En el muestreo aleatorio simple todas las muestras tienen la misma probabilidad de ser elegidas para el muestreo. Se extrae la muestra al azar, y ésta debe ser representativa de la población general. Este método se utiliza cuando los individuos de la población son homogéneos respecto a las características a estudiar.
- En el muestreo aleatorio estratificado los puntos de muestreo se asignan a grupos predefinidos o estratos y se elige una muestra aleatoria simple de cada estrato. La selección de puntos aleatorios en un área de estudio puede ser facilitada por el uso del sistema de posicionamiento global (GPS).

- El muestreo sistemático se realiza siguiendo una ruta establecida a través del campo, tomando muestras a distancias específicas, la distancia total se divide por el número de muestras a tomarse.
- El muestreo aleatorio por conglomerados se refiere a dividir la población en varios grupos de características parecidas entre ellos y luego se analizan completamente algunos de los grupos, descartando los demás.
- El muestreo mixto se realiza cuando la población es compleja, y cualquiera de los métodos puede ser difícil de aplicar, es entonces cuando se aplica un muestreo mixto que combina dos o más tipos de muestreo sobre distintas unidades de la encuesta.

En la manipulación de los diseños de tratamiento normalmente se hacen parcelas. Si se observa que la unidad experimental es homogénea, los tratamientos pueden ser al azar, pero si existe un grado de heterogeneidad se habla de que existe una ligera pendiente o un gradiente en la textura del suelo. En este caso, los tratamientos son asignados a bloques cuadrados o rectangulares, cada bloque sería cada uno de los tratamientos que se comparan en el experimento y la secuencia de tratamientos en cada bloque se determina al azar [22].

En cultivos anuales se toman muestras de suelo a una profundidad de 0 a 15-20 cm, puesto que a esa profundidad se registra la mayor densidad y actividad de raíces [17].

Las muestras de suelo pueden ser colectadas en cualquier tiempo. Sin embargo, considerando el tiempo que puede tardar una muestra en ser analizada en el laboratorio, es recomendable tomar las muestras 1 o 2 meses antes de la siembra de cultivos anuales [20].

No se recomienda muestrear luego de una lluvia o riego abundante, es mejor esperar entre 2 o 3 días, debido a que es complejo el mezclado y procesado, además de que podrían existir contaminaciones. Cuando se tienen que tomar muestras en suelos mojados, se sugiere poner a secar las muestras a temperatura ambiente, cuando se puedan manejar se mezclan y se colocan en bolsas. La humedad ideal del suelo para tomar una muestra debe ser de 25% aproximadamente. El muestreo debe ser planeado con suficiente antelación para que el terreno no este demasiado seco al momento de muestrear [17].

2.4.2. Esterilización de suelo

Es muy común que para el caso del cultivo de jitomate (*L. esculentum*) en invernadero y/o casa sombra, se presenten problemas de formación de hongos, nematodos, insectos, plagas y mala hierba. Por lo que las técnicas de esterilización recomendadas son tres [15, 23]:

- La fumigación de suelos, en donde se inyecta un gas, usualmente con un ingrediente activo de cloropicrina, dazomet, metam sodio, metam potasio y bromuro de metilo.
- La solarización, que consiste en una insolación del suelo cubriéndolo con plástico transparente para aumentar la temperatura del suelo y maximizar el efecto invernadero.
- Uso de vapor de agua, que consiste en introducir vapor de agua caliente entre 90 y 110 °C al suelo.

2.5. Nitrógeno

2.5.1. Funciones del nitrógeno

El nitrógeno es un elemento indispensable para la vida tanto de plantas como de animales. Es componente esencial de aminoácidos, proteínas y ácidos nucleicos. También es componente de la clorofila, molécula fundamental para la fotosíntesis. A su vez, forma parte del ATP (adenosín trifosfato), encargado de transportar y actuar como enlace entre los procesos celulares que liberan energía y los que la consumen. La función del nitrógeno en las plantas es formar parte de las proteínas vegetales, es decir crear biomasa [24, 25].

Existe gran cantidad de nitrógeno en nuestra atmósfera, pero no puede ser utilizado directamente ni por plantas ni por animales, debido al fuerte triple enlace que une sus átomos. Las bacterias que poseen enzimas nitrogenasas, son las responsables de romper el triple enlace del nitrógeno molecular y producir amonio (NH_4^+) al combinarse con hidrógeno. Las raíces de las plantas toman el nitrógeno del suelo en forma de nitrato (NO_3^-) o amonio (NH_4^+), en cambio los animales necesitan el nitrógeno ya reducido, en forma de radicales amino ($-\text{NH}_2$) [24].

El nitrógeno puede ser absorbido por la planta a nivel radicular y foliar. La forma nítrica se absorbe muy rápido y produce un estímulo sobre la planta. Las formas amoniacaes quedan retenidas por el complejo adsorbente por tanto el riesgo de pérdida es menor. Existen bacterias que convierten el nitrógeno atmosférico (N_2) en nitratos (NO_3^-). Otras bacterias convierten el nitrógeno de los compuestos otra vez en N_2 . Son pocos los organismos capaces de asimilarlo, entre ellos los procariotas como las cianobacterias y las azotobacterias [25].

2.5.2. El ciclo del nitrógeno

Las etapas del ciclo de nitrógeno son [24, 26, 27]:

1. Amonificación: Existen en el suelo compuestos nitrogenados que son producto de la descomposición de materiales orgánicos complejos tales como proteínas, aminoácidos, ácidos nucleicos y nucleótidos, dichos productos son degradados a compuestos más simples por

organismos que habitan el suelo, principalmente bacterias y hongos. Lo que hacen estos microorganismos es metabolizar estos compuestos y liberar el exceso de nitrógeno en forma de amoníaco (NH_3) o ion amonio (NH_4^+). Es decir que la amonificación se refiere a la conversión de nitrógeno que en la materia viva aparece como grupos amino ($-\text{NH}_2$) o imino ($-\text{NH}-$) a ion amonio (NH_4^+).

2. Nitrificación. En esta etapa varias bacterias (nitrosomonas) que se encuentran en el suelo son capaces de oxidar el amoníaco (NH_3) o el ion amonio (NH_4^+) a nitrito (NO_2^-) generando energía que utilizan como fuente de energía primaria. Posteriormente otro grupo de bacterias (nitrobacter) oxida el nitrito (NO_2^-) a nitrato (NO_3^-). Es decir que para que se lleve a cabo la oxidación completa de amonio (NH_4^+) a nitrato (NO_3^-) se necesitan dos grupos que lleven a cabo la oxidación de manera secuencial, el primer grupo son las bacterias oxidantes de amoníaco (NH_3) o nitrosificantes y el segundo grupo son las bacterias oxidantes de nitritos (NO_2^-), las verdaderas bacterias nitrificantes. Al oxidarse el amonio (NH_4^+) hasta nitrato (NO_3^-), el nitrógeno tiene un estado de oxidación de (+5), estado que es más utilizable por plantas acuáticas y terrestres. Este proceso está influenciado por temperatura, pH, alcalinidad del agua, población microbiana y concentración de amonio (NH_4^+). La oxidación se da en dos pasos:

a)



b)



3. Asimilación: Se refiere a que los organismos autótrofos reducen el nitrógeno oxidado que reciben como nitrato (NO_3^-) a grupos amino ($-\text{NH}_2$). Para volver a tener nitrato (NO_3^-) se necesita que los descomponedores lo extraigan de la biomasa dejándolo en forma reducida de ion amonio (NH_4^+), de esta manera regresamos nuevamente a la etapa de amonificación.

2.5.3. Síntomas de deficiencia de nitrógeno

Algunos de los síntomas que se presentan en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) por deficiencia de nitrógeno son [15, 16]:

- Las plantas son más pequeñas de lo normal.
- Las hojas tienen un color verde pálido. Se nota primero en las hojas más viejas. Presenta clorosis en las hojas adultas.
- Menor crecimiento foliar frente al desarrollo radicular.
- Disminución de tamaño celular.
- Disminución de síntesis de proteínas.

- La floración queda muy restringida con notable reflejo en la fructificación.
- Las enfermedades, heladas y granizadas producen mayores efectos.
- El crecimiento se hace lento e incluso puede detenerse.
- Se adelanta la floración y la maduración.

2.5.4. Síntomas de exceso de nitrógeno

Algunos de los síntomas que se presentan en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) por exceso de nitrógeno son [15, 16]:

- Se presenta un exceso de follaje con un rendimiento pobre en frutos.
- Hay un desarrollo radicular mínimo frente al desarrollo foliar.
- Retraso en la floración y formación de semillas.
- La planta es débil, por lo que es más propensa a plagas y enfermedades.

2.6. Lombricomposta

La lombricomposta o vermicomposta es el resultado de una serie de transformaciones bioquímicas y microbiológicas que sufre la materia orgánica al pasar a través del tracto digestivo de las lombrices, es decir, es la producción de heces de lombrices composteadoras (*Eisenia fetida* y *E. andrei*) [13, 28, 29]. Las interacciones entre las lombrices y microorganismos llevan a cabo la mineralización y humificación de los residuos orgánicos durante una fase no termófila [30]. La lombricomposta es un material uniforme e inodoro con buena estructura física, abundantes recursos lábiles, rico en nutrientes, hormonas y con alta actividad microbiana [31, 32]. Contiene cantidades más grandes de minerales y oligoelementos que las compostas tradicionales que están disponibles para consumo de plantas [33, 34]. También contiene sustancias reguladoras para el crecimiento de plantas como auxinas, giberelinas, citoquininas, ácidos húmicos y fúlvicos que son beneficiosos para el rendimiento de la planta [35]. Se ha comprobado en invernaderos que la adición de lombricomposta al suelo aumenta la cantidad de biomasa hasta en un 15%. Así también, se ha demostrado que los microorganismos que están asociados a las heces de la lombriz de tierra pueden actuar como defensa contra enfermedades de plantas [36, 37, 38].

Entre las lombrices más efectivas y reproductivas para el aprovechamiento de residuos orgánicos están la lombriz *E. fetida*, *E. andrei*, *Lumbricus rubellus*, *Perionix excavatus* y *Eudrilus eugeniae*, por lo que son recomendadas ampliamente para trabajos de investigación [39].

3. ANTECEDENTES

El uso de cultivos ecológicos y sustentables como prácticas de producción con recursos renovables ha atraído gran atención mundial [40]. Por tanto, desarrollar una tecnología de compostaje con el abono adecuado, no solo está relacionado con el reciclaje de los desechos sólidos, sino también con el avance de una estrategia ecológicamente compatible para mejorar la producción con menos dependencia de fertilizantes químicos y menos impactos en la calidad ambiental [41].

Diversos estudios han demostrado que la lombricomposta mejora la estructura del suelo, aumenta los nutrientes disponibles de las plantas y promueve la actividad microbiana, lo que aumenta la producción de la planta en comparación con la fertilización química convencional [42, 43]. Así también se ha demostrado que la lombricomposta combinada con fertilizantes químicos promueve el crecimiento de la planta, el rendimiento y calidad mejor que la lombricomposta sola [44, 45].

Entre algunos de los estudios que se han hecho con lombricomposta, está el realizado por Fernández-Luqueño *et al.* (2010) en plantas de frijol, los frijoles fueron fertilizados con urea comercial y lombricomposta (proveniente de lodos de aguas residuales y estiércol de vaca), se hicieron comparaciones entre las diferentes fuentes de nitrógeno (tratamiento control, tratamiento con urea y tratamientos con diferentes cantidades de lombricomposta) aplicadas al cultivo de plantas de frijol *Phaseolus vulgaris* (Fabaceae) obteniéndose un mayor desarrollo y rendimiento en las plantas cultivadas en lombricomposta, por lo que se comprobó que la adición de productos orgánicos mejora el crecimiento y rendimiento de las plantas de frijol, en comparación, con la aplicación de fertilizantes inorgánicos [46].

Atiyeh *et al.* (2000) estudiaron los efectos de la lombricomposta proveniente de estiércol de cerdo sobre la germinación, el crecimiento y los rendimientos de las plantas de tomate (*L. esculentum* Mill.). Los tomates se evaluaron en condiciones de invernadero, fueron germinados y cultivados en un contenedor comercial estándar (Metro-Mix 360), sustituido con 10%, 20%, 30%, 40%, 50%, 60%, 70%, 80%, 90% y 100 % (en volumen) de lombricomposta. El control consistió en Metro-Mix 360 solo sin lombricomposta. Las plantas se cultivaron durante 158 días y con frecuencia se les suministró una solución completa de nutrientes minerales. Las tasas de germinación de las semillas de tomate aumentaron significativamente con la sustitución de Metro-Mix 360 con 20%, 30% y 40% de lombricomposta. Las plántulas cultivadas en 100% de lombricomposta fueron significativamente más cortas, tuvieron menos hojas y pesaron menos que las de los controles Metro-Mix 360. La incorporación de 10% o 50% de lombricomposta en Metro-Mix 360 aumentó el peso seco de las plántulas de tomate significativamente en comparación con los cultivados en los controles Metro-Mix 360. No hubo diferencias significativas en los rendimientos totales de tomate entre Metro-Mix 360 y 100% de lombricomposta [47].

Así también Thu *et al.* (2013) examinaron las interacciones entre una especie de lombriz endógena *Metaphre posthuma* en un suelo puro (control) y un suelo más orgánico (composta vs. lombricomposta).

El experimento fue de un año, se llevó a cabo en un invernadero con un ciclo de maíz-tomate-maíz. La aplicación de composta y lombricomposta modificaron las propiedades químicas del suelo llegando a tener C y N más altos, pH y CE más alta, y una baja disponibilidad de P, NH_4^+ y NO_3^- en comparación con el control. No se observaron diferencias significativas en el crecimiento de la planta para la primera siembra de maíz, sin embargo, el crecimiento del tomate y maíz fueron más altos para los tratamientos de suelo puro y lombricomposta, siendo el crecimiento más bajo para la composta [48].

Otro experimento de campo fue llevado a cabo por Goswami *et al.* (2017) los cuales evaluaron el impacto de la composta de jacinto de agua (DC) y la lombricomposta tradicional (VC) sobre la calidad del suelo y el crecimiento de los cultivos en un agroecosistema cultivado intensivamente con tomate y col como cultivos de prueba. Como resultados observaron una mejora en la salud del suelo con respecto a la disponibilidad de nutrientes, estabilidad física y diversidad microbiana debido a la aplicación de composta y lombricomposta tradicional. La contaminación por metales pesados fue menos significativa en suelos tratados con lombricomposta que en aquellos que reciben los otros tratamientos. El uso de VC y DC en combinación con la fertilización química estimuló eficazmente el crecimiento de los cultivos, el rendimiento y la calidad del producto [49].

Gutiérrez-Miceli *et al.* (2007) estudiaron los efectos de la lombricomposta de estiércol de oveja sobre el crecimiento, la productividad y las características químicas de los tomates (*L. esculentum*), realizaron un experimento en invernadero, donde cinco tratamientos fueron aplicados combinando lombricomposta y suelo en proporciones de 0: 1, 1: 1, 1: 2, 1: 3, 1: 4 y 1: 5 (v/v). Las variables de crecimiento y rendimiento se midieron 85 y 100 días después del trasplante. La adición de lombricomposta aumentó significativamente las alturas de las plantas, pero no tuvo un efecto significativo en el número de hojas o rendimiento a los 85 días después del trasplante. Los rendimientos de los tomates fueron significativamente mayores cuando la relación lombricomposta: suelo era 1: 1, 1: 2 o 1: 3, 100 días después del trasplante [50].

Song *et al.* (2015) realizaron un experimento de campo usando un diseño completamente factorial con tres niveles de lombricomposta (sin lombricomposta, dosis baja de 15 Mgha^{-1} y dosis alta de 30 Mgha^{-1}), con y sin rizobacterias promotoras del crecimiento de las plantas (PGPR) para investigar sus efectos en un sistema de rotación tomate-espinaacas. Los resultados demostraron que la aplicación de PGPR sin lombricomposta no tuvo efectos sobre las propiedades del suelo y el rendimiento del cultivo, en cambio, la aplicación de PGPR con lombricomposta mejoró los efectos beneficiosos tanto en suelo como en cultivo, dependiendo de la dosis aplicada de lombricomposta y tipo de cultivo. Además, en presencia de PGPR con lombricomposta, se redujo significativamente ($P < 0.05$) el carbono y el nitrógeno del suelo pero aumentó la biomasa microbiana del mismo [51].

Yang *et al.* (2015) estudiaron los efectos de la lombricomposta (VM) sobre el rendimiento, la calidad del tomate y la fertilidad del suelo, comparándola con la composta de pollo (CM), la composta de caballo (HM) y el fertilizante químico (CF) en un invernadero bajo tres regímenes de agua del suelo: 50-60, 60-

70 y 70-80% Θ_r , (Θ_r es la capacidad de campo). Adicionalmente se incluyó un tratamiento control (CK, sin fertilización). Los resultados mostraron que por debajo del 60-70% Θ_r , la VM aumentó el rendimiento por 16.3, 9.6, 52.0 y 69.3%. La VM tuvo menor contenido de materia orgánica en el suelo que CM y HM, pero mayor que CF y CK en los tres regímenes de agua del suelo. El contenido de materia orgánica del suelo en VM fue 17.0 y 12.7% menor que en CM y HM, pero 12.9 y 10.1% más alto que en CF y CK. La VM tuvo mayores contenidos de N y P disponibles en el suelo que otros tratamientos por debajo del 70-80% Θ_r . Los efectos de la lombricomposta en la fertilidad del suelo variaron con el régimen hídrico del suelo [52].

4. JUSTIFICACIÓN

El nitrógeno es el nutriente aplicado más extensivamente como fertilizante en los cultivos agrícolas, seguido por el fósforo y potasio. Estos fertilizantes son indispensables para la obtención de alimentos, sin embargo, al no ser fácilmente asimilados por el suelo, tienen diferentes efectos negativos en el ambiente, entre ellos están la eutrofización, contaminación de mantos acuíferos con NO_3^- , lluvia ácida y emisión de gases de nitrógeno a la atmósfera (NO y N_2O) [1, 28].

Así también existe el riesgo de acumulación de nitratos en frutas y verduras comestibles, el riesgo para la salud humana es alto cuando la concentración de N-NO_3^- supera el 0.2% en las partes comestibles de las plantas como frutos de hortalizas o verduras. Debido a los daños a la salud y al ambiente que ocasionan los fertilizantes químicos, surgió como una alternativa el uso de lombricomposta, la cual mantiene y aumenta la capacidad de los suelos para sustentar cultivos por tiempo prolongado, además de que beneficia el crecimiento del cultivo [28].

Para seguir investigando acerca de los efectos de la lombricomposta en los cultivos agrícolas, se hizo un estudio en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*), en una casa sombra, se aplicó al suelo un fertilizante orgánico (lombricomposta producida a partir de estiércol de vaca y cascara de naranja) al 25%, 50% y 100%, se comparó con un fertilizante químico (urea) y con el control. Se observó el consumo de nutrientes (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+) en el suelo y el crecimiento de algunas partes corpóreas y de biomasa de las plantas.

5. HIPÓTESIS

El uso de lombricomposta como fuente de nitrógeno debe incidir en el enriquecimiento de nutrientes (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+) del suelo y como consecuencia, al menos uno de los tratamientos con lombricomposta debe tener igual o mayor crecimiento en las partes corpóreas y de biomasa de las plantas de jitomate (*L. esculentum*) con respecto al tratamiento con urea.

6. OBJETIVOS

6.1. Objetivo general

Obtener un suelo enriquecido con nutrientes (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+) usando lombricomposta y/o urea a diferentes porcentajes durante el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) para comparar el crecimiento de algunas partes corpóreas y de biomasa de la planta.

6.2. Objetivos particulares

- Caracterizar el suelo y la lombricomposta empleados para el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) analizando las propiedades fisicoquímicas.
- Identificar estadísticamente el tratamiento con mayor crecimiento de partes corpóreas y de biomasa de la planta, así como el consumo de nutrientes en suelo (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+), considerando el suelo de tres sitios (A, B y C) y cinco tratamientos: control (1-S), suelo con urea (2-SU), suelo con lombricomposta al 25% (3-SL25), 50% (4-SL50) y 100% (5-SL100*).

7. MATERIALES Y MÉTODOS

El lugar donde se realizó el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) fue en una casa sombra, ubicada en el campo experimental de la Universidad del Mar campus Puerto Escondido, Bajos de Chila, Oaxaca. El lugar se ubica en el km 128.1 de la carretera Federal 200, con coordenadas geográficas 15°55'33.4" latitud Norte y 97°09'03.5" longitud Oeste, a una altitud de 12 msnm. La temperatura promedio anual es de 26-30 °C, con una precipitación pluvial promedio anual de 800 a 1,200 mm. El clima que predomina es cálido subhúmedo con lluvias en verano [53].

7.1. Casa sombra

El diseño de la casa sombra se muestra en la **Fig. 1**. La casa sombra está construida con cimientos y columnas a base de concreto, su altura es de 2.5 m, tiene un área de 215.84 m², la base del techo está conformada por 10 columnas de acero. Tiene capacidad para albergar 21 surcos o hileras dobles para plantar 630 plantas en total. La entrada a la casa sombra tiene un espacio de 1.5 m², en éste se lleva a cabo la desinfección del calzado con cal antes de entrar a la zona de cultivo para así evitar la contaminación del mismo. El sistema de riego instalado en la casa sombra es el de riego por goteo, el agua se distribuye a todo el cultivo por medio de mangueras con goteadores, este sistema de riego es impulsado por una bomba periférica de 1.5 HP que viene de un tinaco de 2,500 L, el cual está conectado con tubos de PVC de 5.08 cm de diámetro.

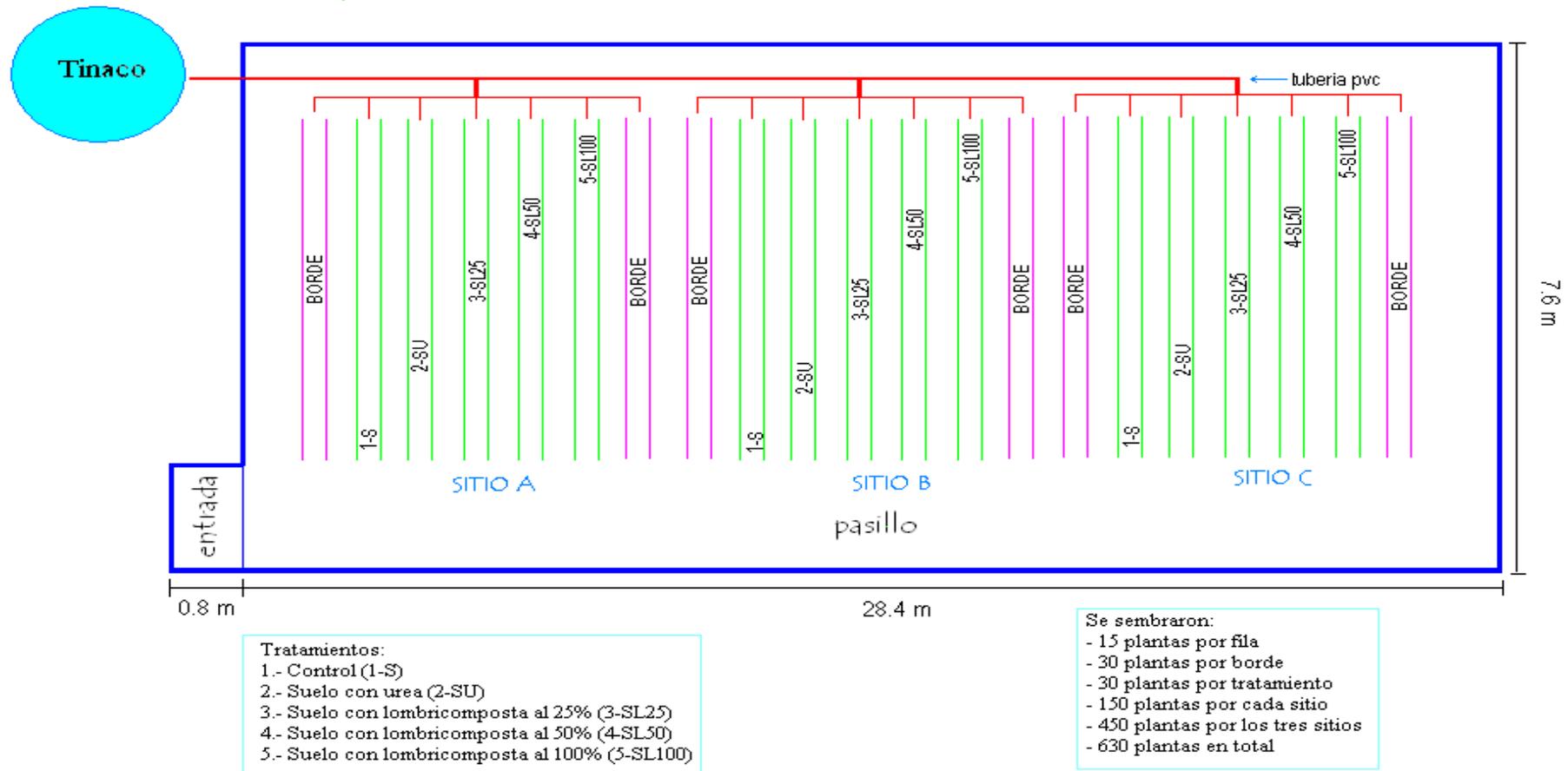


Figura 1. Diseño de casa sombra para el cultivo de jitomate (*L. esculentum*)

7.2. Muestreo de suelo

El suelo que se eligió para el diseño experimental del cultivo de jitomate (*L. esculentum*) fue tomado del campo experimental de la Universidad del Mar ubicado en Bajos de Chila, Puerto Escondido, Oaxaca. Se hizo un muestreo al azar, mediante un muestreo aleatorio simple y se eligieron tres sitios de muestreo en la misma parcela (**Fig. 2**) a los cuales se les etiquetó como sitio A, B y C.



Figura 2. Parcela elegida para realizar el muestreo de suelo.

Para tomar el suelo de cada sitio primero se quitaron las piedras grandes y se limpió el suelo por barrenado. Después se escarbó a una profundidad de 0-15 cm y se tomaron 830 kg/sitio. El suelo de cada sitio se tamizó con una malla de 2 mm de abertura, para ser posteriormente transportado y almacenado en un área externa de la parcela.

El suelo tomado de cada sitio (A, B y C) se esterilizó en costales de 20 kg por un periodo de 15 min. Lo anterior para eliminar hongos, nematodos, insectos y mala hierba. La técnica que se empleó en el proceso de esterilización fue el uso de vapor de agua que consistió en introducir los costales de suelo en vapor de agua a una temperatura entre 90 y 110 °C.

En cada sitio de muestreo se tomaron tres muestras compuestas las cuales se llevaron al laboratorio para posteriormente hacer la determinación de textura del suelo, porcentaje de humedad y cenizas, capacidad de intercambio catiónico, nitrógeno total, pH, conductividad eléctrica, extracción de metales con CaCl_2 0.001 M y mineralización de carbono.

7.3. Lombricomposta

La lombricomposta que se ocupó en los tratamientos de suelo para el cultivo de jitomate (*L. esculentum*), se adquirió en el invernadero de Ocotlán de Santa Catarina de las Minas, se elaboró a base de excremento de vaca y cáscara de naranja. En la **Tabla 1** se muestran las especificaciones fisicoquímicas que debe cumplir la lombricomposta de acuerdo a la NMX-FF-109-SCFI-2007 [13].

Tabla 1. Especificaciones fisicoquímicas de lombricomposta.

Característica	Valor
pH	5.5-8.5
Capacidad de intercambio catiónico	>40 cmolkg ⁻¹
Conductividad eléctrica	≤ 4 dSm ⁻¹
Materia orgánica	20%-50%
Nitrógeno total	1%-4%
Relación C/N	≤ 20

7.4. Manejo de muestras

A las muestras de suelo de cada sitio (A, B y C) se les quitó el material vegetal más grande (hojas y raíces), así como cualquier otro material que fuese ajeno al suelo. Después se pasó el suelo a través de una malla de 2 mm, se secó al aire y se aplicó el método de cuarteo. El manejo de muestras descrito anteriormente se hizo también para las muestras de lombricomposta, la única diferencia fue que se pasó por una criba de 5 mm. Las muestras de suelo y lombricomposta fueron almacenadas en bolsas de polietileno y puestas en refrigeración de acuerdo con la NMX-FF-109-SCFI-2007 [13].

7.5. Análisis fisicoquímico del suelo y lombricomposta

Las muestras de suelo compuestas que se tomaron en los tres sitios de muestreo fueron analizadas en los Laboratorios de Planta Piloto de Ingeniería Ambiental y en el Laboratorio de Investigación de Química y Biología de la Universidad del Mar campus Puerto Ángel, Oaxaca.

7.5.1. Determinación de textura de suelo

La textura del suelo es un factor importante ya que define el uso del suelo y las condiciones del mismo dependiendo de su capacidad de retención de agua. Los suelos se clasifican de acuerdo a su tamaño de partícula, sus tres principales componentes son las arcillas (<0.002 mm), los limos (0.002-0.05 mm) y las arenas (0.05-2.0 mm) [54].

Método

Para determinar la textura del suelo se utilizó el método de Bouyoucos [55].

Fundamento

El método para clasificar el tipo de suelo se basa en la solubilización de las partículas permitiendo generar diferentes densidades en una solución de hexametáfosfato de sodio a diferentes tiempos, por este método se pueden definir los porcentajes de arena, limo y arcilla.

Procedimiento

Se pesó por triplicado para cada sitio (A, B y C) 100 g de suelo en un vaso de precipitados de 500 mL, se añadieron 40 mL de agua oxigenada al 30% (se añadió de 10 en 10 ml), se mezcló perfectamente con un agitador de vidrio. Se secaron las muestras a una temperatura de 100 °C.

Después que se secaron las muestras, se pesaron 50 g de cada una y se colocaron en el vaso metálico de la batidora, se agregaron 5 mL de solución de oxalato de sodio y 5 mL de solución de metasilicato de sodio. Se añadió agua destilada hasta aproximadamente 5 cm abajo del borde del vaso. Se colocó el vaso metálico en la batidora y se batió la muestra por espacio de 15 min. Después se vació toda la mezcla en una probeta de 1 L, se agregó agua destilada hasta 1 L con el hidrómetro dentro de la probeta, se sacó el hidrómetro y se dejó la probeta en reposo durante 2 h.

Después del tiempo de reposo se introdujo la varilla metálica a la suspensión y se agitó la mezcla suelo-agua de forma vertical por espacio de 60 s, medidos con exactitud con el cronómetro. Se sacó la varilla e inmediatamente se introdujo el hidrómetro, se tomó la lectura de densidad de la suspensión exactamente a los 40 s (100 s después desde que se inició la agitación). Se midió la temperatura con el termómetro.

7.5.2. Determinación de pH

Es una propiedad química del suelo, se refiere a la concentración de iones hidrogeno activos (H^+) presentes en la interface líquida del suelo. En el suelo existen diversas reacciones químicas y biológicas que son controladas por el pH de la solución del suelo en equilibrio con las partículas de la superficie de suelo [16, 54].

Método

Para la determinación del pH de la muestra se utilizó el método potenciométrico [18].

Fundamento

Para determinar el grado de acidez o alcalinidad de un suelo se utiliza el método potenciométrico, el cual se basa en la medición del potencial de iones H^+ empleando un electrodo de calomel. El electrodo, a través de su membrana, desarrolla un potencial eléctrico y es expresado en términos de la escala de pH.

El valor de éste es el logaritmo del recíproco de concentración de iones H^+ , que se expresa por números positivos de 0 a 14 [20, 54].

Procedimiento

Se pesaron por triplicado 10 g de lombricomposta, urea y suelo de cada sitio (A, B y C), se pusieron en un vaso de precipitados de 50 mL, se agregaron 20 mL de agua destilada, se dejó en agitación durante 15 min. Una vez transcurrido el tiempo de agitación, se determinó el pH con el potenciómetro, el cual previamente había sido calibrado.

7.5.3. Determinación de conductividad eléctrica

La Conductividad Eléctrica (CE) o conductancia específica es una medida de la capacidad de una solución acuosa para transportar la corriente eléctrica, generalmente se expresa en dSm^{-1} . La conductividad de una solución electrolítica depende de la concentración total de iones presentes en agua, de la movilidad de cada uno de los iones disueltos, su carga y la temperatura a la que se hace la determinación. Se considera que un suelo tiene suficientes sales como para reducir el crecimiento de las plantas cuando la conductividad eléctrica es mayor a $4 dSm^{-1}$ [18].

Método

Se determinó la conductividad eléctrica en una solución de suelo en agua 1:2 (p/v) empleando un conductímetro, siguiendo el método descrito en la NOM-021-SEMARNAT-2002 [18].

Fundamento

La conductividad se determina mediante dos placas de conductividad o electrodos, los cuales se sumergen en la muestra, se aplica un potencial o voltaje a través de las placas y se mide la corriente que fluye entre las placas. El suelo puede conducir una corriente eléctrica por medio del agua intersticial que contiene electrolitos disueltos y por medio de los cationes intercambiables. La concentración de electrolitos determina el número de iones en un volumen determinado de la disolución contenida entre los electrodos. [18].

Procedimiento

Se pesaron por triplicado 10 g de lombricomposta, urea y suelo de cada sitio (A, B y C), se pusieron en un vaso de precipitado de 50 mL, se agregaron 20 mL de agua destilada, se dejó en agitación durante 15 min. Una vez calibrado el conductímetro con sus respectivas soluciones, se midió la conductividad eléctrica de las muestras.

7.5.4. Determinación de porcentaje de humedad y cenizas

El contenido de agua del suelo se ha expresado como la relación de la masa de una muestra después de que ha sido secada y llevada a peso constante [56].

Método

Se utilizó el método gravimétrico para determinar el porcentaje de humedad y cenizas de las muestras de suelo [56].

Fundamento

La muestra de suelo se seca a una temperatura estándar entre 100 y 110°C hasta alcanzar un peso constante [56].

Procedimiento

Por triplicado se pesaron 3 g de lombricomposta y de suelo de cada sitio (A, B y C), las muestras se secaron a 110 °C, se anotó el peso y después se incineraron a 505 °C durante 1 h, se volvió a registrar el peso de cada muestra. Las cápsulas de porcelana fueron puestas previamente a peso constante en una mufla a 550 °C.

7.5.5. Determinación de la capacidad de intercambio catiónico

La capacidad de intercambio de cationes (CIC) es la capacidad del suelo para retener e intercambiar diferentes cationes. Esta capacidad aumenta notablemente con la presencia de materia orgánica. Se expresa en cmolkg^{-1} de suelo seco a 105 °C [56].

Método

Se determinó la Capacidad de Intercambio Catiónico empleando acetato de amonio 1 N a $\text{pH}=7$ [18].

Fundamento

El método de acetato de amonio 1N, $\text{pH}=7$, como solución saturante, consiste en la saturación de la superficie de intercambio con un catión índice, el ion amonio (NH_4^+), lavado del exceso de saturante con alcohol; desplazamiento del catión índice con potasio y determinación del amonio (NH_4^+) mediante destilación. El amonio (NH_4^+) se emplea como catión índice debido a su fácil determinación, poca presencia en los suelos y porque no precipita al entrar en contacto con el suelo. La concentración normal que se usa asegura una completa saturación de la superficie de intercambio y como está amortiguada a $\text{pH} 7$, se logra mantener un cierto valor de pH . El lavado con alcohol pretende desplazar el exceso de saturante y minimizar la pérdida del amonio (NH_4^+) adsorbido [18].

Procedimiento

a) Se pesaron por triplicado 5 g de suelo de cada sitio (A, B y C), en un tubo de centrífuga de 50 mL, se agregaron 33 mL de solución de acetato de amonio 1 N a pH=7, se tapó y agitó en posición horizontal durante 10 minutos. Se centrifugó a 2,500 rpm hasta que el líquido sobrenadante quedó claro. Se decantó el líquido en un matraz de 100 mL y se repitió la extracción dos veces más, se aforó con acetato de amonio.

b) Después de haber decantado la solución de acetato de amonio, se agregó a los tubos con muestra 30 mL de la solución de cloruro de amonio 1 N, se agitó durante 10 min, después se centrifugó a 2,500 rpm hasta que el líquido sobrenadante quedó claro, se desechó, y se adicionaron 30 mL de la solución de cloruro de amonio 0.25 N, se agitó durante 10 min, se centrifugó a 2,500 rpm y se desechó el sobrenadante, se lavó tres veces la muestra con porciones de alcohol de 30 mL, cada vez se agitó durante 10 min, se centrifugó a 2,500 rpm y se eliminó el sobrenadante.

c) Posterior al lavado se reemplazó el amonio (NH_4^+) adsorbido con 33 mL de cloruro de sodio al 10%. Se agitó durante 10 min y se centrifugó a 2,500 rpm (se repitió tres veces). Se decantó cada reemplazo en un matraz volumétrico de 100 mL y se aforó con la solución de cloruro de sodio al 10%, de esta solución aforada se tomó una alícuota de 10 mL y se transfirió en un matraz Kjeldahl, se le agregaron 8 mL de NaOH al 40%. Se acomodó cada matraz Kjeldahl y se conectó al aparato de destilación. Se recogió el producto de la destilación en un matraz Erlenmeyer con 10 mL de mezcla de indicador y ácido bórico. El producto se tituló con HCl 0.01 N.

7.5.6. Determinación de metales en suelo

El contenido de metales en el suelo permite estudiar los cambios que se producen en el suelo por contaminación, lixiviación, captación por las plantas, prácticas agrícolas, etc. Los metales en el suelo pueden encontrarse bajo distintas formas: como ion libre o como complejos en la disolución del suelo, adsorbidos o en forma intercambiable en la fracción coloidal del suelo (arcilla, compuestos húmicos, hidróxidos de hierro, aluminio y manganeso). Las cantidades de metales en formas disponibles pueden determinarse mediante la utilización de extracciones simples [57].

Es bien sabido que los metales y metaloides presentes en los suelos pueden llegar a ser fuertemente ligados a las superficies de las partículas del suelo. Normalmente las muestras que contienen mayores concentraciones de metales extraíbles corresponden a suelos hiperácidos. El pH es el principal parámetro que controla la movilidad de los elementos traza [21].

Método

Se determinó la concentración de metales mediante su extracción con CaCl_2 0.01 M [21].

Fundamento

La extracción de metales pesados de un suelo con una disolución de CaCl_2 0.01M es un método que se utiliza para estimar la contaminación de un suelo, además de que nos permite saber la disponibilidad para las plantas de metales traza [58].

Procedimiento

Se pesó por triplicado para cada sitio (A, B y C) 2.5 g de suelo en un tubo de centrífuga de 50 mL, se añadieron 25 mL de CaCl_2 0.01 M, se agitaron durante 3 horas a 15 rpm. Se tomó una de las tres muestras para medir el pH. Las otras dos muestras se centrifugaron a 5,000 rpm durante 10 min. Se filtraron a vacío, a través de una membrana de policarbonato con tamaño de poro de 0.45 μm . Se trasvasó el filtrado a una botella de polietileno de 30 mL. Se conservaron las soluciones mediante la adición de 0.2 mL de HNO_3 al 10% por cada 10 mL de solución. Se prepararon siete estándares para la curva de calibración de cada metal (Fe, Cu, Mn, Zn, Co, Ni, Pb y Cd), los cuales fueron también acidificados con HNO_3 al 10%.

Las muestras fueron analizadas en el Instituto de Estudios Ambientales en la Universidad de la Sierra Juárez, Ixtlán de Juárez, Oaxaca, empleando un ICP-OES (Espectrómetro de emisión óptica con plasma acoplado inductivamente) Perkin Elmer Optima 7000 DV. Con los resultados de intensidad de corriente obtenidos en el ICP-OES se determinó el límite de detección de cada metal (**Anexo 1**).

7.5.7. Determinación de nitrógeno total

La mayor parte del nitrógeno presente en los suelos se encuentra en forma orgánica ($-\text{NH}_2$, $-\text{NRH}$, $-\text{NR}_2$), se presentan cantidades relativamente pequeñas en forma de compuestos de amonio (NH_4^+) y nitratos (NO_3^-), que son las formas asimilables. El nitrógeno puede llegar al suelo gracias a los aportes de materia orgánica y a la fijación bacteriana a partir del aire [56].

Método

La determinación de nitrógeno total se realizó por el método Kjeldahl [18].

Fundamento

La determinación de nitrógeno total por este procedimiento involucra tres pasos [18, 56]:

- 1.- Digestión de la muestra a altas temperaturas (400° C aproximadamente) con H_2SO_4 y una mezcla catalizadora, para transformar cualquier componente orgánico nitrogenado en amonio (NH_4^+).
- 2.- Destilar la muestra mediante alcalinización, transformando el amonio (NH_4^+) en gas amoniacal (NH_3) que es condensado y recogido en una solución de ácido bórico (H_3BO_3) obteniéndose amonio e iones borato (H_2BO_3^-) como productos de reacción.
- 3.- Determinar el nitrógeno en la muestra por medio de la cantidad de ácido usado en la titulación de amonio (NH_4^+).

Procedimiento

a) Digestión.

Se pesó por duplicado 0.5 g de lombricomposta, urea y del suelo de cada sitio (A, B y C), se pusieron en un matraz Kjeldahl de 800 mL, después se añadieron 7 g de K_2SO_4 , 0.5 g de $CuSO_4 \cdot 5H_2O$ y 35 mL de H_2SO_4 concentrado. Se colocó cada matraz Kjeldahl en el tren de digestión y se encendió el equipo. La digestión se terminó cuando la solución tomó un color gris, azul verdoso o ligeramente amarillo.

b) Destilación.

En un matraz Erlenmeyer de 250 mL se vertieron 25 mL de H_3BO_3 al 4%, se adicionaron 4 gotas de indicador (rojo de metilo y verde de bromocresol). Se conectó el matraz Kjeldahl (con NaOH al 32%) al refrigerante y después se recibieron 50 mL de destilado. El destilado se tituló con HCl 0.1 N, se registró el volumen de ácido gastado en la titulación y se determinó el porcentaje de nitrógeno total.

7.5.8. Materia orgánica y carbono orgánico

La materia orgánica del suelo es una mezcla compleja de compuestos orgánicos derivados de la muerte y descomposición de restos de plantas, animales, y microorganismos, en diferentes estados de descomposición [21]. La materia orgánica es un buen indicador de fertilidad del suelo, principalmente de su capacidad para proporcionar nutrimentos como nitrógeno, fósforo, azufre, etc., a los cultivos [56]. El porcentaje de materia orgánica y carbono orgánico se determinaron mediante las ecuaciones (1) y (2) [13].

$$\% MO = ((\text{peso seco} - \text{peso incinerado}) / \text{peso seco}) * 100 \quad (1)$$

$$\% CO = \% MO / 1.724 \quad (2)$$

Dónde % MO es el porcentaje de materia orgánica, %CO es el porcentaje de carbono orgánico, 1.724 es el factor Van Benmelen.

7.5.9. Relación carbono-nitrógeno

La acción microbiana puede mineralizar o inmovilizar el nitrógeno. El principal factor que determina cuál de los dos procesos va a ocurrir es la relación carbono-nitrógeno (C-N). La cantidad de nitrógeno que necesita la población microbiana es proporcional a la cantidad de carbono que ingresa en ella. Una relación alrededor de 32:1 constituye el punto de equilibrio para la descomposición de los materiales orgánicos en unas semanas. Si la relación es mayor, parte del nitrógeno del suelo debe ser inmovilizado, si es menor, permite la ocurrencia de una cierta mineralización al tiempo que se descompone la materia orgánica [59, 60]. La relación carbono-nitrógeno se determinó mediante la ecuación (3) [13].

$$C/N = CO(\%)/NT(\%) \quad (3)$$

Dónde C/N es la relación carbono-nitrógeno, CO es el porcentaje de carbono orgánico y NT es el porcentaje de nitrógeno total Kjeldahl.

7.5.10. Capacidad de retención de agua

Cuando existen problemas de permeabilidad en el suelo, y el agua no drena fácilmente, la falta de aire limita el crecimiento en la zona de las raíces de la mayoría de las plantas, aunque el agua esté fácilmente disponible. En general el máximo crecimiento se produce cuando la humedad del suelo está cercana a la capacidad de campo. Cuando esto ocurre las plantas se encuentran con suficiente oxígeno y con agua retenida con poca fuerza por el suelo, por lo que el agua es absorbida rápidamente [61].

Fundamento

Se obtiene la máxima cantidad de agua que puede retener el suelo después de haber drenado el agua gravitacional (agua que se pierde por escorrentía superficial y por drenaje), agregando a esto la pérdida por evapotranspiración [62].

Procedimiento

Se colocó en un embudo papel filtro Whatman #1 pesado previamente, se agregaron sobre el filtro 25 g de suelo de humedad conocida, se saturó el suelo con agua, y se cubrió el embudo con aluminio para evitar la evaporación de agua. Se drenó el exceso de agua por 24 horas, posteriormente se pesó el papel filtro junto con el suelo saturado. Se realizaron triplicados por muestra. La capacidad de retención de agua se determinó mediante la ecuación (4).

$$\%RA = (100 * ((\text{peso drenado} - \text{peso blanco}) - \text{peso seco}))/\text{peso seco} \quad (4)$$

Dónde % RA es el porcentaje de retención de agua, peso drenado se refiere al peso del papel filtro junto con el suelo saturado (g), peso blanco es el peso del papel filtro (g) y peso seco es el peso del suelo agregado (g).

7.5.11. Mineralización de carbono

El carbono presente en el suelo está ampliamente relacionado con el proceso de descomposición de la biomasa por bacterias principalmente heterótrofas. Parte del carbono presente en el suelo regresa a la atmósfera a través del proceso de mineralización del carbono orgánico. De forma natural, otra parte del carbono orgánico es llevado por los ríos hasta llegar a los océanos, donde se deposita en forma de carbonatos (CO_3^{2-}) [63].

La mineralización de carbono orgánico es la conversión de las formas orgánicas a compuestos inorgánicos como resultado de las reacciones de descomposición llevadas a cabo por organismos descomponedores, la gran mayoría de ellos son microorganismos (bacterias y hongos). En el proceso de descomposición de la materia orgánica del suelo, organismos heterótrofos del suelo liberan CO_2 durante la respiración. La liberación de CO_2 como un subproducto metabólico de la descomposición de materia orgánica es llamada mineralización de carbono [21].

La mineralización del carbono y la descomposición de residuos son características fundamentales del ciclo de nutrientes. El carbono orgánico de los residuos vegetales es la principal fuente de energía para el crecimiento celular y el metabolismo en el suelo [59].

Método

Se obtuvo la tasa de mineralización de carbono por medio de la captura de CO_2 [21].

Fundamento

La tasa de mineralización medida durante periodos de unos pocos días a unas cinco semanas es comúnmente usada como un indicador general de actividad biológica porque es una medida integrada de la tasa de respiración combinada de todos los organismos activos en el suelo bajo condiciones específicas [21].

Procedimiento

Para cada muestra por duplicado se calculó primero la capacidad de retención de agua. Posteriormente se colocó dentro de un frasco: 100 g de suelo, un tubo de ensayo con 10 mL de NaOH y un vaso de precipitados con agua. Se cerró cada frasco y se dejó en la oscuridad a 25 °C. Después de 1 día de incubación, se retiró el vaso con agua y el tubo de ensayo con NaOH. Se tituló el exceso de NaOH con HCl 0.5 M, utilizando fenolftaleína como indicador (4 gotas) y BaCl_2 (2 ml). Después de titular se colocaron nuevamente dentro del frasco otros 10 mL de NaOH y agua por separado. Se volvió a titular a los 3, 5 y 7 días de incubación. Los frascos fueron pesados previamente para corregir cualquier pérdida de peso mediante la adición de agua. La tasa de mineralización de carbono se obtuvo empleando la ecuación (5) y (6).

$$\text{CO}_2 \text{ en trampa} = 0.5 * ((V_{\text{NaOH}} * C_{\text{NaOH}}) / 1000) - ((V_{\text{HCl}} * C_{\text{HCl}}/1000)) \quad (5)$$

Dónde V_{NaOH} es el volumen de NaOH (mL), C_{NaOH} es la concentración molar de NaOH, V_{HCl} es el volumen de HCl utilizado en la valoración (mL), C_{HCl} es la concentración molar de HCl utilizado en la titulación.

$$\text{Mineralización de carbono} = \text{CO}_2 \text{ en trampa} / (\text{masa de suelo en gramos} * t_i) \quad (6)$$

Dónde t_i es el tiempo de incubación (h).

7.6. Siembra de jitomate (*L. esculentum*)

El 15 de marzo del 2014 se realizó la siembra de 630 semillas de jitomate (*L. esculentum*) indeterminado tipo Saladett (**Fig. 3**) en bandejas de poliestireno, se puso una semilla en cada agujero a una profundidad aproximada de un centímetro, las semillas se adquirieron en la empresa de semillas Caloro (variedad persistente Hyb, germinación de 90% y pureza de 98%).



Figura 3. Germinación de plántulas de jitomate (*L. esculentum*).

El brote de plántulas se llevó a cabo entre los 10-18 días después de la siembra (**Fig. 4**). Durante la germinación, hasta antes del trasplante, se aplicó riego normal una vez al día, y se agregó a este riego el fungicida captan ultra (6 g L^{-1}) y plantafol (2 g L^{-1}) de la línea de productos Valagro, ambos sólo una vez a la semana.



Figura 4. Plántulas de jitomate (*L. esculentum*).

El trasplante se hizo 25 días después de realizar la siembra, en bolsas de vivero, el llenado con suelo y/o lombricomposta fue a 7 kg, a cada bolsa se le hicieron tres perforaciones para mejor drenaje y aireación de raíz.

Cuando se hizo el trasplante las plántulas tenían un tamaño aproximado de 15 cm., el suelo que se usó para llenar las bolsas de vivero fue el que se esterilizó previamente con vapor húmedo por 15 minutos. Con los resultados de nitrógeno (**Tabla 2**) obtenidos previamente, se determinaron las dosis adecuadas de suelo, lombricomposta y urea para cada bolsa de vivero de acuerdo con el tratamiento correspondiente (**Tabla 3**).

Tabla 2. Concentración de nitrógeno obtenida en el suelo de los sitios de muestreo (A, B y C), lombricomposta y urea. L= lombricomposta, U= urea, N= nitrógeno.

	g de N
A	0.0008
B	0.0013
C	0.001
L	0.0125
U	0.3886

Tabla 3. Cantidad agregada de suelo, lombricomposta y urea para cada tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50, 5-SL100*), dependiendo del tipo de suelo de cada sitio (A, B, C) y partiendo de una concentración de nitrógeno recomendada [48]. CNR= concentración de nitrógeno recomendada, N= nitrógeno, L= lombricomposta, S=suelo, U= urea.

Sitio	Tratamiento	CNR (g)	N de L (g)	L (g)	S (g)	N de S (g)	maceta (g)	N por maceta (g)	U faltante (g)
A	1-S	17.01	-	-	7000	5.60	7000	5.60	-
B	1-S	17.01	-	-	7000	9.10	7000	9.10	-
C	1-S	17.01	-	-	7000	7.00	7000	7.00	-
A	2-SU	17.01	-	-	7000	5.60	7000	5.60	11.41
B	2-SU	17.01	-	-	7000	9.10	7000	9.10	7.91
C	2-SU	17.01	-	-	7000	7.00	7000	7.00	10.01
A	3-SL25	17.01	4.25	340.14	6660	5.33	7000	9.58	7.43
B	3-SL25	17.01	4.25	340.14	6660	8.66	7000	12.91	4.10
C	3-SL25	17.01	4.25	340.14	6660	6.66	7000	10.91	6.10
A	4-SL50	17.01	8.50	680.27	6320	5.06	7000	13.56	3.45
B	4-SL50	17.01	8.50	680.27	6320	8.22	7000	16.72	0.29
C	4-SL50	17.01	8.50	680.27	6320	6.32	7000	14.82	2.18
A	5-SL100*	17.01	12.20	976.87	6023	4.81	7000	17.01	-
B	5-SL100*	17.01	8.82	704.76	6295	8.19	7000	17.01	-
C	5-SL100*	17.01	10.88	870.61	6129	6.13	7000	17.01	-

Se aplicó Radifarm (1 ml L^{-1}) el día del trasplante para optimizar el crecimiento de las raíces, además que ayuda a que la planta supere el estrés que sufre debido al trasplante.



Figura 5. Trasplante de plántulas de jitomate (*L. esculentum*).

Una vez trasplantadas las plántulas a las bolsas de vivero (**Fig. 5**), se utilizó una dosis completa de fertilización de 250 kg ha^{-1} de nitrógeno, se tomó como base el trabajo de Villareal *et al.* (2002) [64]. El nitrógeno se aplicó al cultivo con lombricomposta y con urea prilada de la empresa ISAOSA, tomando en cuenta el nitrógeno ya existente en el suelo (**Tabla 2**).

Se utilizó como fertilizante Sunshine Technigro 0-40-40 Plus, fue el más indicado por ser libre de nitrógeno y con óptimos niveles de fósforo y potasio, además de contener otros microelementos necesarios para el desarrollo de las plantas de jitomate (*L. esculentum*).

Se ocupó urea en las cantidades y periodos, de acuerdo con el tratamiento que se tratara y siguiendo la dosificación de nitrógeno de acuerdo a la **Tabla 4**.

Tabla 4. Dosificación de nitrógeno durante los primeros meses del ciclo de cultivo de acuerdo a Villareal *et al.* 2002 [64].

Tiempo	Días después del trasplante				
	0-17	18-33	34-49	50-64	65-80
	-----	-----	Dosis (Kg ha^{-1})		-----
Por día	0.52	1	1.67	2.19	3.13
Por periodo	9	16	27	33	50

Los tratamientos quedaron de la siguiente manera: para el tratamiento 1-S, no se aplicó urea en el transcurso del ciclo de cultivo, ya que es el control y lleva sólo suelo. A los tratamientos 2-SU, 3-SL25 y 4-SL50 si se les agregó urea de acuerdo a la dosis de fertilización de nitrógeno (nitrógeno faltante determinado en la **Tabla 3**), la cual se aplicó durante el ciclo de cultivo. Por último, al tratamiento 5-SL100* no se le agregó urea a lo largo del ciclo de cultivo, debido a que las combinaciones de suelo con lombricomposta alcanzaron desde el inicio del cultivo el total de nitrógeno requerido (17.01 g de N).

El tipo de riego que se aplicó al cultivo fue por goteo, y se realizó una sola vez al día, el pH del agua se disminuyó con ácido sulfúrico hasta llegar a 6.5, inicialmente el agua tenía un pH entre 8.5 y 9.

La primera aplicación de fertilizantes Sunshine Technigro 0-40-40 Plus se hizo combinado con el agua de riego, 10 g disueltos en 20 L de agua, a un pH de 6.5, esta aplicación se hizo dos veces a la semana.

El crecimiento vegetativo ocurrió en los primeros 35-45 días (**Fig. 7**), este periodo fue seguido por otras cuatro semanas de crecimiento rápido. Después de 46 días aproximadamente de transcurrido el cultivo de jitomate (*L. esculentum*), se puso tutor a cada planta. En estos días salieron las primeras flores.



Figura 7. Crecimiento de plantas de jitomate (*L. esculentum*).

Durante el cultivo se hizo la poda de brotes axilares, se eliminaron las hojas secas o enfermas y las que estaban por debajo de la primera rama con flores. La polinización se hizo una vez a la semana sacudiendo el sistema de tutoreo. Se hicieron aplicaciones de Captan Ultra (2 kg ha^{-1}) en el agua de riego una vez a la semana.

7.7. Variables analizadas en el crecimiento de partes corpóreas, biomasa de la planta de jitomate (*L. esculentum*) y nutrientes del suelo

Para poder hacer el análisis de las variables de crecimiento y de biomasa de la planta de jitomate (*L. esculentum*) (**Tabla 5**) se tomaron muestras durante los primeros meses del cultivo (del 24 de abril al 25 de junio del año 2014). Para determinar el crecimiento de algunas partes corpóreas de las planta de jitomate se hicieron muestreos a los 12, 25, 31, 39, 51, 60, 66 y 77 días después del trasplante, para determinar la cantidad de biomasa y de nutrientes (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+) se hicieron cuatro muestreos destructivos (1, 2, 3 y 4) a los 16, 31, 46 y 61 días de transcurrido el cultivo.

Tabla 5. Variables medidas durante el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) para analizar el crecimiento de partes corpóreas, biomasa de la planta, y nutrientes del suelo.

Análisis	Variables medidas
Crecimiento	Altura de la planta (cm), No. de nódulos por planta, No. total de hojas por planta, No. total de flores por planta.
Biomasa (Muestreros destruictivos)	Altura (cm), No. de hojas, Peso de la planta completa (g), Peso de hoja (g), Peso de tallo (g), Peso de raíz (g), Tamaño de raíz (cm), Peso seco de hoja (g), Peso seco de tallo (g), Peso seco de raíz (g).
Nutrientes	NO ₂ ⁻ , NO ₃ ⁻ y NH ₄ ⁺ (mg N kg ⁻¹ suelo).

7.8. Análisis de NO₂⁻, NO₃⁻ y NH₄⁺

La determinación de nutrientes se realizó en un equipo automatizado de análisis de flujo segmentado SEAL AA3 HR, el cual está compuesto por: canal, muestreador, bomba, detector y PC. Para la determinación de NO₂⁻ y NO₃⁻ se ocupó un analizador colorimétrico AA3 como detector, para la determinación de NH₄⁺ se ocupó un Fluorímetro FP 2020 Plus de Jasco.

Los nitritos reaccionan con la sulfanilamida para formar la sal de diazonio que reacciona con el clorhidrato de N-1-naftiletilendiamina (NED) para formar el azo compuesto cuya absorbancia se mide a 550 nm. La técnica analítica de flujo continuo (CFA) está basada en las normas estandarizadas DIN / ISO para determinaciones automáticas de nitritos. Método Seal Analytical: G-109-94 (Multitest MT7) [65].

Los nitratos son reducidos a nitritos por medio de una columna de cobre-cadmio, después de reaccionar con la sulfanilamida y con el clorhidrato de NED, el complejo se mide colorimétricamente a 550 nm. La técnica CFA está basada en las normas estandarizadas DIN / ISO para determinaciones automáticas de nitratos. Método Seal Analytical: G-200-97 (Multitest MT8A/MT8B) [65].

El amonio se determina disuelto en agua con la técnica CFA basada en una determinación fluorimétrica. La muestra se pone en contacto con el orto fenil aldehído (OPA) a 75°C en presencia del tampón borato y sulfito de sodio para formar especies químicas fluorescentes proporcionales a la concentración de los iones amonio. La fluorescencia de este complejo resultante es medida excitándolo a 370 nm y registrando la emisión a 460 nm. Basado en las normas estandarizadas DIN / ISO para determinaciones automáticas de amonio. Método Seal Analytical: G-327-05 [65].

7.9. Diseño experimental para las variables de crecimiento de partes corpóreas, biomasa de la planta y nutrientes del suelo, durante el cultivo de jitomate (*L. esculentum*).

Se realizaron tres diseños experimentales a analizar durante el cultivo de jitomate: a) crecimiento de partes corpóreas (**Tabla 6**); b) biomasa (**Tabla 7**) y c) consumo de nutrientes del suelo (**Tabla 8**). En cada diseño se consideró lo siguiente:

- El suelo de tres sitios (A, B y C).
- Cinco tratamientos, cada tratamiento con un lote de 30 plantas, considerando que cada maceta fue una repetición del experimento. Los tratamientos aplicados al suelo consistieron en: control (1-S), suelo con urea (2-SU), suelo con lombricomposta al 25% (3-SL25), suelo con lombricomposta al 50% (4-SL50) y suelo con lombricomposta al 72%, 52% y 64% (5-SL100*), para los suelos de los sitios A, B y C respectivamente. Este último tratamiento se refiere a la máxima cantidad de lombricomposta que se adicionó al suelo, sin excederse de la cantidad de nitrógeno recomendada (17.01 g de N) ni del porcentaje de lombricomposta (**Tabla 3**).
- La toma de réplicas para cada tipo de diseño experimental.
- Se consideraron las fechas de muestreo, distintas para cada tipo de diseño experimental.

a) Crecimiento de partes corpóreas:

Primer diseño experimental

Las variables de crecimiento de la planta de jitomate están indicadas en la **Tabla 6**, que consta de 3 sitios (A, B y C) y 5 tratamientos, tomando en cuenta 8 fechas de muestreo (a los 12, 25, 31, 39, 51, 60, 66 y 77 días después del trasplante) dando un total de 120 datos con 3 repeticiones.

Tabla 6. Diseño experimental para las variables de crecimiento de partes corpóreas de la planta de jitomate, considerando el suelo de tres sitios (A, B y C), con cinco tratamientos: control (1-S), suelo con urea (2-SU), suelo con lombricomposta al 25% (3-SL25), suelo con lombricomposta al 50% (4-SL50) y suelo con lombricomposta al 100% (5-SL100*), en ocho fechas de muestreo. *= 3 réplicas.

Sitio A, B y C					
Fecha	Tratamiento	Altura (cm)	No. de nodos	No. de hojas	No. de flores
1	1-S	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*
2	1-S	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*
3	1-S	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*
4	1-S	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*
5	1-S	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*
6	1-S	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*
7	1-S	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*
8	1-S	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*

b) Biomasa

Segundo diseño experimental

Las variables de biomasa de la planta de jitomate están indicadas en la **Tabla 7**, que consta de 3 sitios (A, B y C) y 5 tratamientos, tomando en cuenta 4 fechas de muestreo (a los 16, 31, 46 y 61 días después del trasplante), dando un total de 60 datos con 2 repeticiones.

Tabla 7. Diseño experimental para las variables de biomasa de la planta de jitomate, considerando el suelo de tres sitios (A, B y C), con cinco tratamientos: control (1-S), suelo con urea (2-SU), suelo con lombricomposta al 25% (3-SL25), suelo con lombricomposta al 50% (4-SL50) y suelo con lombricomposta al 100% (5-SL100*), en cuatro fechas de muestreo. *=2 réplicas. A= altura (cm), H= No. de hojas, PPC= peso de la planta completa (g), PH= peso de hojas (g), PT= peso de tallo (g), PR= peso de raíz (g), TR= tamaño de raíz (cm), PSH= peso seco de hoja (g), PST= peso seco de tallo (g), PSR= peso seco de raíz (g).

		Sitio A, B y C									
Muestreo	Tratamiento	A	H	PPC	PH	PT	PR	TR	PSH	PST	PSR
1	1-S	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
2	1-S	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
3	1-S	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
4	1-S	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	2-SU	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	3-SL25	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	4-SL50	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	5-SL100*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*

c) Consumo de nutrientes del suelo

Tercer diseño experimental

Las variables de nutrientes del suelo están indicadas en la **Tabla 8**, que consta de 3 sitios (A, B y C) y 5 tratamientos, tomando en cuenta 4 fechas de muestreo (a los 16, 31, 46 y 61 días después del trasplante), dando un total de 60 datos.

Tabla 8. Diseño experimental para las variables de nutrientes del suelo (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+) durante el cultivo de jitomate, considerando el suelo de tres sitios (A, B y C), con cinco tratamientos: control (1-S), suelo con urea (2-SU), suelo con lombricomposta al 25% (3-SL25), suelo con lombricomposta al 50% (4-SL50) y suelo con lombricomposta al 100% (5-SL100*) y cuatro fechas de muestreo.

SITIO A, B y C				
Muestreo	Tratamiento	NO_2^-	NO_3^-	NH_4^+
1	1-S	-	-	-
	2-SU	-	-	-
	3-SL25	-	-	-
	4-SL50	-	-	-
	5-SL100*	-	-	-
2	1-S	-	-	-
	2-SU	-	-	-
	3-SL25	-	-	-
	4-SL50	-	-	-
	5-SL100*	-	-	-
3	1-S	-	-	-
	2-SU	-	-	-
	3-SL25	-	-	-
	4-SL50	-	-	-
	5-SL100*	-	-	-
4	1-S	-	-	-
	2-SU	-	-	-
	3-SL25	-	-	-
	4-SL50	-	-	-
	5-SL100*	-	-	-

7.10. Análisis estadístico

Para analizar las variables de a) crecimiento de partes corpóreas, b) biomasa y c) consumo de nutrientes del suelo, se realizó, para los tres diseños de experimentos, lo siguiente:

La prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov planteándose el siguiente juego de hipótesis:

- Ho: Los datos presentan una distribución normal.
- Ha: Los datos no presentan una distribución normal.

La prueba de homogeneidad de varianzas de Levene's planteándose el siguiente juego de hipótesis:

- Ho: Los datos tienen homogeneidad de varianzas.
- Ha: Los datos no tienen homogeneidad de varianzas.

Después se analizaron los siguientes juegos de hipótesis:

- Ho: No hay diferencias significativas por suelo de cada sitio.
- Ha: Si existen diferencias significativas por suelo de cada sitio.
- Ho: No hay diferencias significativas por tipo de tratamiento.
- Ha: Si existen diferencias significativas por tipo de tratamiento.
- Ho: No hay diferencias significativas conforme transcurre el tiempo de estudio.
- Ha: Si existen diferencias significativas conforme transcurre el tiempo de estudio.

Para validar las pruebas de hipótesis se realizó un análisis de varianza factorial LSD Fisher, se utilizó la F de Fisher inscrita en Zar (1999) al 0.05. Para este caso, cuando $F_{cal} > F_{0.05}$ corresponde a la aceptación de la Ho y cuando $F_{cal} < F_{0.05}$, corresponde al rechazo de la Ho y se acepta la Ha. El paquete estadístico que se usó fue el STATISTICA 7.

7.11. Modelo de Regresión Lineal Simple

Para validar la asociación y correlación entre la altura de la planta y la concentración de cada nutriente (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+) se realizó un modelo de regresión lineal simple. Se plantearon las siguientes hipótesis:

HIPÓTESIS

- H_0 : La concentración de nutrientes (NO_2^- , NO_3^- , y NH_4^+) no tiene un efecto lineal en la altura de las plantas.
- H_a : La concentración de nutrientes (NO_2^- , NO_3^- , y NH_4^+) tiene un efecto lineal en la altura de las plantas.

MÉTODO

Con los datos obtenidos en campo, se obtuvo la concentración de nutrientes en suelo y la altura de la planta (cm) a lo largo del cultivo. Se estructuró el siguiente modelo de regresión lineal simple (MRLS) en la ecuación (7):

$$y = a + bx + c \quad (7)$$

Sustituyendo en la ecuación (8):

$$\text{alt} = a + (b * \text{nutrientes}) + e \quad (8)$$

Dónde alt es la altura (cm), a es la ordenada, b es la pendiente y e se refiere al error de estimación.

El MRLS se resolvió con el programa STATISTICA 7 (StatSoft 2004) y la técnica de solución fue por mínimos cuadrados.

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1. Caracterización fisicoquímica de suelo y lombricomposta

En la **Tabla 9** se muestran los porcentajes de limo, arena y arcilla, para cada tipo de suelo analizado. Con los porcentajes obtenidos se determinó que el tipo de suelo para los tres sitios (A, B y C) es franco arenoso (Fa), cuyas características relevantes de este tipo de suelo son: adhesividad nula o mínima, infiltración excesiva, baja capacidad de retención de humedad y una aireación de excelente a buena. El tipo de textura recomendado para un óptimo cultivo de jitomate (*L. esculentum*) es de franco a franco arcilloso [56].

Se observó durante el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) que el suelo franco arenoso dio mejores resultados al combinarlo con urea o lombricomposta, ya que en el tratamiento 1-S algunas hojas presentaron clorosis (color pálido), esto se atribuye a que el suelo se compactó debido a que el agua pasó rápidamente por los poros, después de poco tiempo el suelo formó grietas por donde drenó el agua durante el riego, considero que la compactación del suelo no permitió que los nutrientes fueran aprovechados correctamente.

Tabla 9. Clase textural de cada sitio de muestreo.

Sitio	% Limo	% Arena	% Arcilla	Clase textural
A	21.11	71.76	7.11	Franco arenoso
B	29.26	53.48	17.26	Franco arenoso
C	23.04	69.73	7.22	Franco arenoso

El pH que se obtuvo del suelo de cada sitio (A, B y C) se encuentra en la clasificación de moderadamente ácido (**Tabla 10**). El pH más común de un suelo va de 4.5 a 9. De acuerdo a Barbaro *et al.* (2015) [66] el pH de los tres sitios está dentro del término más aceptable para un cultivo, así también Rodríguez y Rodríguez (2002) [56] consideran que suelos con pH entre 5.5 a 7.5 presentan menos problemas en el crecimiento de la mayoría de los cultivos. En suelos con pH por debajo de 5.5 es muy probable que existan problemas de toxicidad por aluminio y/o manganeso, además de que pueden ocurrir deficiencias de calcio y magnesio, mientras que por arriba de 7.5 generalmente se reduce la disponibilidad de fósforo y de todos los micronutrientes a excepción del molibdeno.

Tabla 10. Propiedades fisicoquímicas de los tres suelos muestreados (A, B y C) y de la lombricomposta (la incertidumbre de cada valor corresponde a la desviación estándar de la media, n=3). CE= conductividad eléctrica, CIC= capacidad de intercambio catiónico, N_T=nitrógeno total, MO= materia orgánica, CO= carbono orgánico C/N= relación carbono-nitrógeno, RA= capacidad de retención de agua.

Sitio	pH	CE (dSm ⁻¹ a 25°C)	Cenizas (%)	CIC (cmolkg ⁻¹ de suelo)	N _T (%)	MO (%)	CO (%)	C/N	RA (%)
A	5.5 ± 0.1	0.18 ± 0.0	97.2 ± 0.1	6.3 ± 0.5	0.08 ± 0.0	2.0 ± 0.1	1.2 ± 0.1	14.8	24.6 ± 0.5
B	6.0 ± 0.0	0.40 ± 0.0	93.7 ± 0.0	11.2 ± 0.1	0.13 ± 0.0	4.5 ± 0.2	2.6 ± 0.1	20.2	37.2 ± 0.8
C	5.6 ± 0.0	0.16 ± 0.0	97.1 ± 0.0	5.3 ± 0.7	0.10 ± 0.0	2.4 ± 0.1	1.4 ± 0.0	13.6	27.2 ± 3.6
L	7.6 ± 0.0	1.92 ± 0.0	42.1 ± 1.7	36.1 ± 2.1	1.25 ± 0.2	36.9 ± 1.4	21.4 ± 0.8	17.1	42.4 ± 0.8

En la **Tabla 10** se muestran los valores de CE que se obtuvieron en los suelos de los tres sitios y en la lombricomposta, los cuales fueron menores a 1 dSm^{-1} y de 1.92 dSm^{-1} respectivamente, de acuerdo a la NOM-O21-SEMARNAT-2002 [18] los valores menores a 1 tienen efectos despreciables de salinidad, valores entre 1.1 y 2 dSm^{-1} se consideran ligeramente salinos. Salazar *et al.* (2004) [67], mencionan que el límite permisible para tomate es de 2.7 dSm^{-1} . Las bajas cantidades de sales (Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ y K^+) facilitan el manejo de la fertilización, no se altera la absorción de agua por las plantas y por tanto se evitan problemas por fitotoxicidad en el cultivo [66, 68].

Se obtuvieron porcentajes similares de cenizas en el suelo de los tres sitios (A, B y C). La determinación de cenizas nos ayuda a conocer de manera indirecta el contenido de carbono orgánico de las muestras de suelo, ya que para obtener el carbono orgánico se obtiene antes la materia orgánica utilizando los sólidos que se volatilizan por calcinación.

Podemos notar en la **Tabla 10** que los resultados de CIC para el suelo del sitio A, B y C están dentro del intervalo de $5\text{-}15 \text{ cmolkg}^{-1}$, lo que los clasifica en una clase baja de CIC, en cambio la lombricomposta está en el intervalo de la clase alta, esto de acuerdo con datos ya establecidos por la NOM-O21-SEMARNAT-2002 [18].

El porcentaje de nitrógeno obtenido entra en la clasificación de pobre (sitio A) a medianamente pobre (sitio B y C) [56]. El tener un bajo contenido de nitrógeno podría implicar un pobre crecimiento de la planta, sin embargo, el rendimiento en un sistema de agricultura no depende de la alta concentración de nutrientes, sino más bien de la fijación de nitrógeno y del reciclaje de la materia orgánica lo que hace que los nutrientes sean más solubles o disponibles para la planta [61]. A la urea comercial que se aplicó en la dosis de fertilización del cultivo de jitomate, se le determinó el nitrógeno total, encontrándose un 38.86% de nitrógeno total. En cuanto a la lombricomposta, ésta cumple con el intervalo de nitrógeno requerido (**Tabla 1**).

De acuerdo con Rodríguez y Rodríguez (2002) [56], los sitios A y C se consideran de clasificación agronómica mediana ya que están dentro del intervalo de 1.81 a 3.50% de materia orgánica, mientras que el sitio B está dentro de la clasificación agronómica alta por tener 4.5% de materia orgánica (**Tabla 10**). De acuerdo con Ingham (2005) [69], Pedra *et al.* (2007) [70] y O'Rya y Riffo [71], la materia orgánica de la lombricomposta aporta nutrientes que la biomasa microbiana utiliza para su mantenimiento y reproducción. El incremento de la biomasa microbiana es importante porque favorece la mineralización de la materia orgánica, liberando nutrientes al suelo disponibles para el cultivo. Se considera que un valor mayor a 3.5% de materia orgánica es el óptimo para el cultivo de jitomate (*L. esculentum*).

En cuanto a los valores de carbono orgánico (**Tabla 10**) se encuentran en una clasificación agronómica media (sitio A y C) y alta (sitio B), esto de acuerdo con la guía de interpretación de resultados proporcionada por Rodríguez y Rodríguez (2002) [56].

La relación C/N para los tres sitios es menor a 32:1, lo que indica que parte del nitrógeno se mineraliza al tiempo que se descompone la materia orgánica [60].

Los resultados presentados en la **Tabla 10** muestran que la lombricomposta usada tuvo una mayor capacidad de retención de agua comparada con la de los otros tres sitios de muestreo, así como una mayor capacidad de intercambio catiónico y materia orgánica lo que de acuerdo a Ndegwa *et al.* (2000) [72] y Hashemimajd *et al.* (2004) [73], la lombricomposta actúa como reguladora de crecimiento y mejora la porosidad del suelo, facilitando la aireación y drenaje del suelo. La capacidad de retención es relacionada directamente con la textura del suelo, ya que el agua es retenida sobre las superficies de las partículas y en los pequeños poros entre ellas [60].

La concentración obtenida para cada metal estuvo por debajo del límite de detección del ICP-OES, en la **Tabla 11** se muestran los límites de detección calculados para cada metal, lo que nos indica de manera general que no existen concentraciones significativas de metales en el suelo que se ocupó para el cultivo de jitomate (*L. esculentum*).

Tabla 11. Límites de detección de metales obtenidos en el suelo utilizado para el cultivo de jitomate (*L. esculentum*).

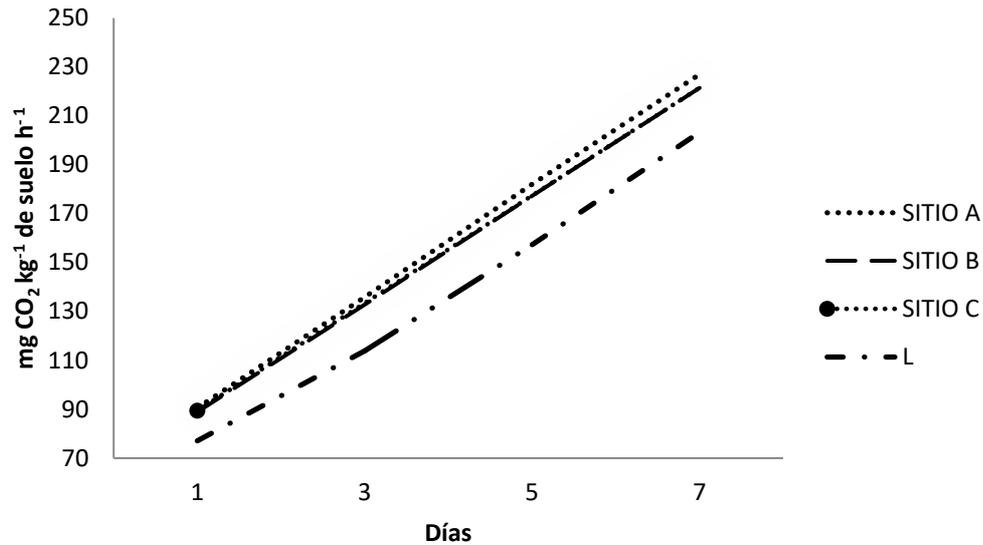
Metal	Fe	Cu	Mn	Zn	Co	Ni	Cd	Pb
LDD (mg/L)	0.79	0.54	0.38	0.02	0.06	0.07	0.09	0.01

8.2. Mineralización de carbono

Se representa en la **Gráfica 1** la tasa de mineralización de carbono durante siete días para el suelo de cada sitio de muestreo (A, B, C) y para la lombricomposta.

Se observa que la velocidad a la que se produjo CO₂ en los tres sitios fue muy similar, siendo el sitio A el que presenta la mayor velocidad, mientras que para los sitios B y C se observa el mismo comportamiento. Las tasas de mineralización obtenidas para los tres sitios (A, B, C) fueron similares a la tasa de mineralización obtenidas por Ramírez *et al.* (2015) [74], quienes también trabajaron con un suelo de textura franco arenosa, que tiene características fisicoquímicas muy similares a las de los tres sitios de estudio.

La tasa de mineralización en la lombricomposta es menor que la del suelo de los tres sitios de estudio, debido a que es una lombricomposta madura y por tanto existe baja actividad microbiana.



Gráfica 1. Tasa de mineralización de C en mg de CO₂ kg⁻¹ de suelo h⁻¹. L= lombricomposta.

8.3. Resultados del crecimiento de partes corpóreas, biomasa de la planta de jitomate (*L. esculentum*) y nutrientes del suelo.

Con los datos recolectados durante los meses de abril-junio del 2014 en el cultivo de jitomate, se obtuvieron los siguientes resultados de los análisis estadísticos:

a) Crecimiento de partes corpóreas

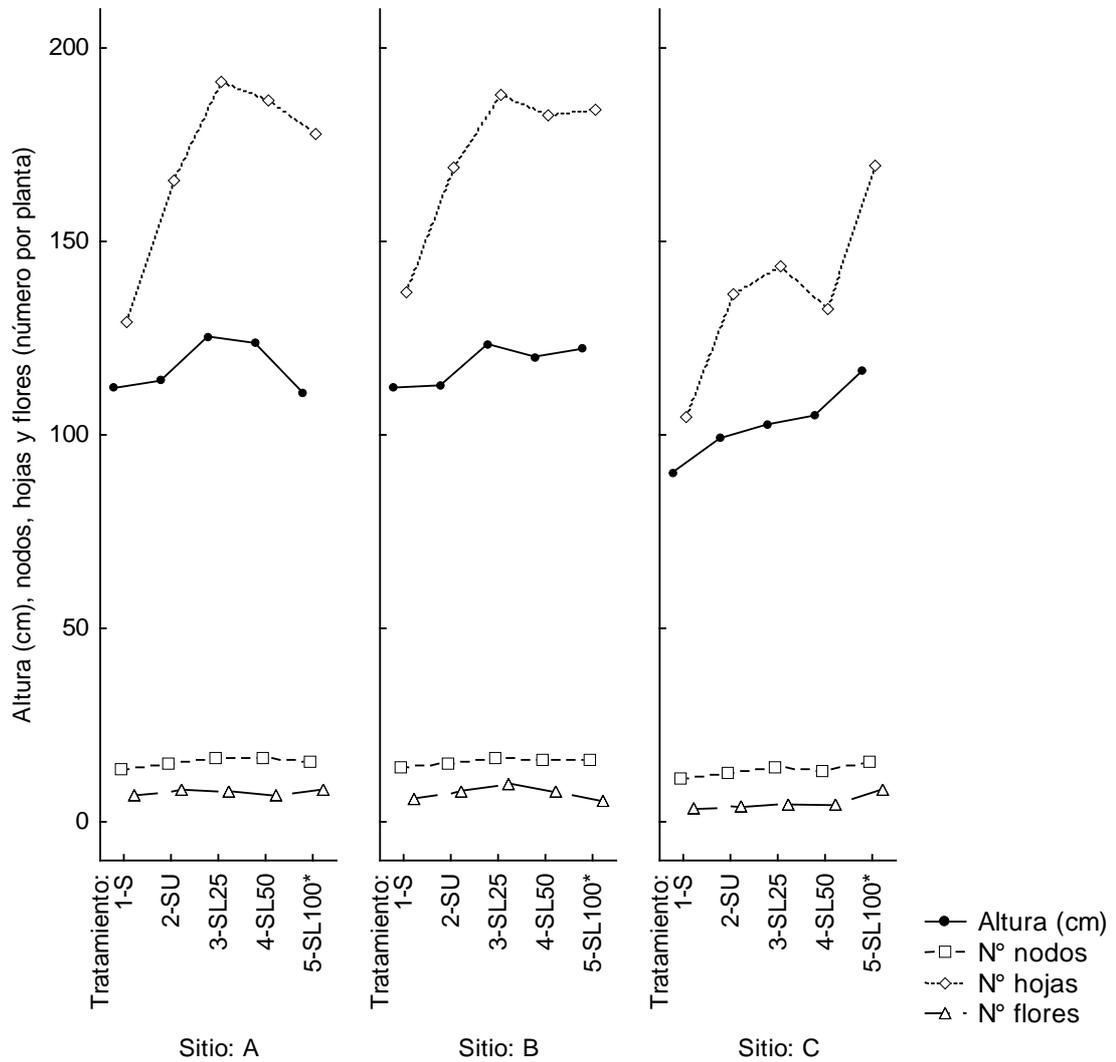
Primer diseño experimental

- Se aceptó para todas las variables la Ho de que todos los datos tienen una distribución normal, rechazando por la prueba de Levene's la Ho de que los datos tienen homogeneidad de varianzas (**Tabla 12**).

Tabla 12. Resultados de la distribución normal (K-S= prueba de Kolmogorov-Smirnov) y homogeneidad de varianzas (Leven= prueba de Levene's) para las variables de crecimiento de partes corpóreas de la planta de jitomate. Nivel de significancia de $p < 0.05$.

Variables	K-S	Leven
	p	p
Altura	> 0.05	< 0.05
Nº de nódulos por planta	> 0.05	< 0.05
Nº de hojas por planta	> 0.05	< 0.05
Nº de flores por planta	> 0.05	< 0.05

- Los resultados de las interacciones factoriales variable*sitio*tratamiento se presentan en la **Gráfica 2**, **Tabla 13** y **Anexos 2.1** al **2.4**.



Gráfica 2. Variables de crecimiento medidas en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y del suelo de cada sitio (A, B, C).

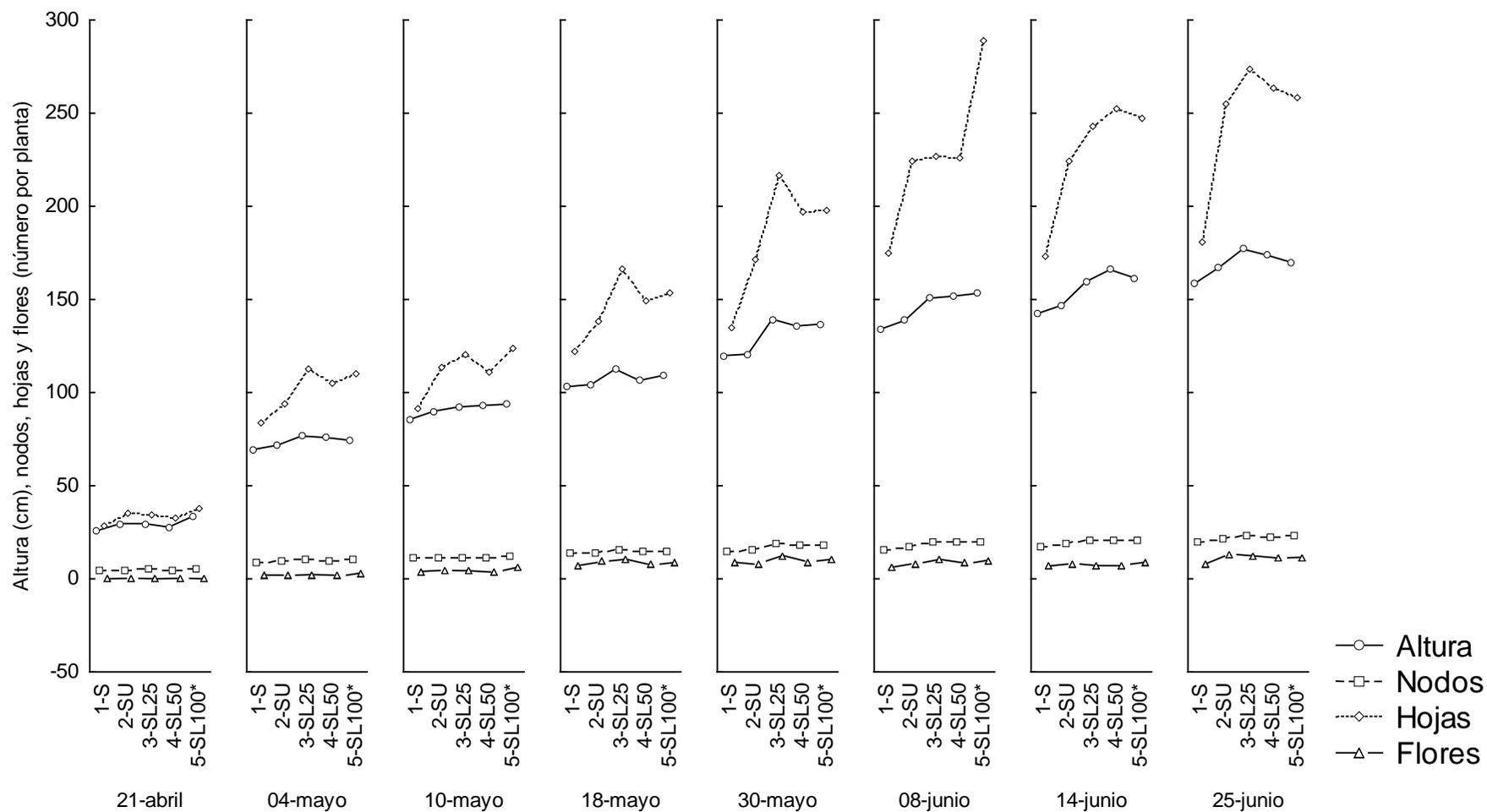
Tabla 13. Efectos obtenidos entre tratamientos, sitios y tratamientos*sitios, para las variables de crecimiento del cultivo de jitomate (*L. esculentum*). F= F calculada, p= nivel de significancia.

Efecto	F	p
Tratamiento	3.62	< 0.05
Sitio	2.27	< 0.05
Tratamiento*Sitio	1.50	< 0.05

Se observa en la **Gráfica 2** el aumento de las variables de crecimiento de la planta de jitomate (*L. esculentum*), la cual no creció de manera similar en el suelo de los sitios A, B y C ($F= 2.27$, $p < 0.05$), ni tampoco en los diferentes tratamientos aplicados ($F= 3.62$, $p < 0.05$) (**Tabla 13**).

La tendencia en las variables de altura, No. de nodos, No. de hojas y No. de flores fue similar en el sitio A y B, el tratamiento que presentó una media mayor en todas las variables en estos sitios fue el 3-SL25. En el sitio C, el tratamiento 5-SL100* presentó los valores de las medias más altos. En los tres sitios, se obtuvieron las medias más bajas en el tratamiento 1-S (**Anexos 2.1 al 2.4**).

- Los resultados de las interacciones factoriales variable*tratamiento*fecha se presentan en la **Gráfica 3, Tabla 14 y Anexos 3.1 al 3.4**.



Gráfica 3. Variables de crecimiento: a) altura; b) nodos; c) hojas y d) flores; medidos en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y en las distintas fechas de muestreo.

Tabla 14. Efectos obtenidos entre tratamientos, fechas y tratamientos*fechas, para las variables de crecimiento del cultivo de jitomate (*L. esculentum*). F= F calculada, p= nivel de significancia.

Efecto	F	p
Tratamiento	4.33	< 0.05
Fecha	20.82	< 0.05
Tratamiento*Fecha	0.68	> 0.05

Se observa en la **Gráfica 3**, **Tabla 14** y **Anexos 3.1** al **3.4** que hubo diferencias en las variables de crecimiento, al aplicar los distintos tratamientos (F= 4.33, p < 0.05) y conforme transcurrió el cultivo de jitomate (F= 20.82, p < 0.05). De acuerdo a la **Gráfica 3** y a cada variable analizada:

a) Altura:

Se notó un incremento constante en cada una de las fechas de muestreo (F= 202.9, p < 0.05) y hubo diferencias significativas al aplicar los distintos tratamientos (F= 4.7, p < 0.05).

b) No. de nodos:

La línea de tendencia mostró un ligero aumento en el número de nodos conforme transcurrió el cultivo (F= 157.4, p < 0.05), además de que mostró diferencias dependiendo del tratamiento aplicado (F= 9.8, p < 0.05).

c) No. de hojas:

Hubo un aumento hasta la fecha del 4 de mayo (25 días después del trasplante), se mantuvo hasta el 10 de mayo, para después seguir aumentando hasta el 08 de junio, tuvo una ligera disminución de hojas el 14 de junio, y aumentó nuevamente en la última fecha de muestreo (77 días después del trasplante). Por lo cual hubo diferencias significativas en los distintos tratamientos aplicados (F= 12.05, p < 0.05) y en las distintas fechas de muestreo (F= 89.42, p < 0.05).

d) No. de flores:

Se notó un aumento en el número de flores conforme transcurrieron las fechas de muestreo (F= 25.25, p < 0.05), en cambio no se mostraron diferencias significativas en los distintos tratamientos aplicados (F= 1.96, p > 0.05).

Para las variables analizadas en el crecimiento de partes corpóreas se encontraron diferencias significativas (p < 0.05) entre sitios, tratamientos y fechas de muestreo. Se alcanzó la mayor altura, N° de nódulos, N° de hojas y No. de flores en el sitio A, en el tratamiento 3-SL25 (\bar{X} = 125.46, 16.75, 191.17 y 9.75 respectivamente), los resultados más bajos para estas variables se encontraron en el sitio C en el tratamiento 1-S (\bar{X} = 90.33, 11.46, 104.71 y 3.29 respectivamente). Los tratamientos con lombricomposta (3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) mostraron mejores resultados en comparación con el tratamiento comercial (urea), este resultado es similar al de Fernández-Luqueño *et al.* (2010) [46],

quienes trabajaron con un cultivo de frijol y tuvieron mejor desarrollo y rendimiento en las plantas cultivadas con lombricomposta, que en las cultivadas con urea comercial, según Roy *et al.*, (2010); Ngo *et al.*, (2012) y Song *et al.* (2015) esto pudo deberse a que la lombricomposta aportó nutrientes que la biomasa microbiana utilizó para su mantenimiento y reproducción, el incremento de la biomasa microbiana es importante porque favorece la mineralización de la materia orgánica, liberando nutrientes al suelo disponibles para las plantas [42, 43, 51].

Las variables de crecimiento de partes corpóreas mostraron un mayor aumento los primeros 31 días del cultivo, después siguieron la tendencia de crecimiento hasta el 08 de junio (60 días después del trasplante), después de esa fecha existió una ligera disminución de estas variables. Lo anterior se asemeja a los resultados presentados por Rincon *et al.* (1999) [75] quienes tuvieron los incrementos más elevados en el crecimiento del cultivo a los 30 y 73-87 días después del trasplante, así también encontraron una elevada absorción de nitrógeno en las hojas a los 20-30 días después del trasplante y una máxima absorción de nitrógeno a los 53-73 días después del trasplante. El tener la mayor absorción de nitrógeno en cierta etapa vegetativa del cultivo, implicaría tener mayor crecimiento de las partes corpóreas de la planta de jitomate (*L. esculentum*).

b) Variables de cantidad de biomasa

Segundo diseño experimental

- Se aceptó para todas las variables la H_0 de que todos los datos tienen una distribución normal, rechazando por la prueba de Levene's la H_0 de que los datos tienen homogeneidad de varianzas (**Tabla 15**).

Tabla 15. Resultados de la distribución normal (K-S= prueba de Kolmogorov-Smirnov) y homogeneidad de varianzas (Leven= prueba de Levene's) para las variables de biomasa de la planta de jitomate (*L. esculentum*). Nivel de significancia de $p < 0.05$.

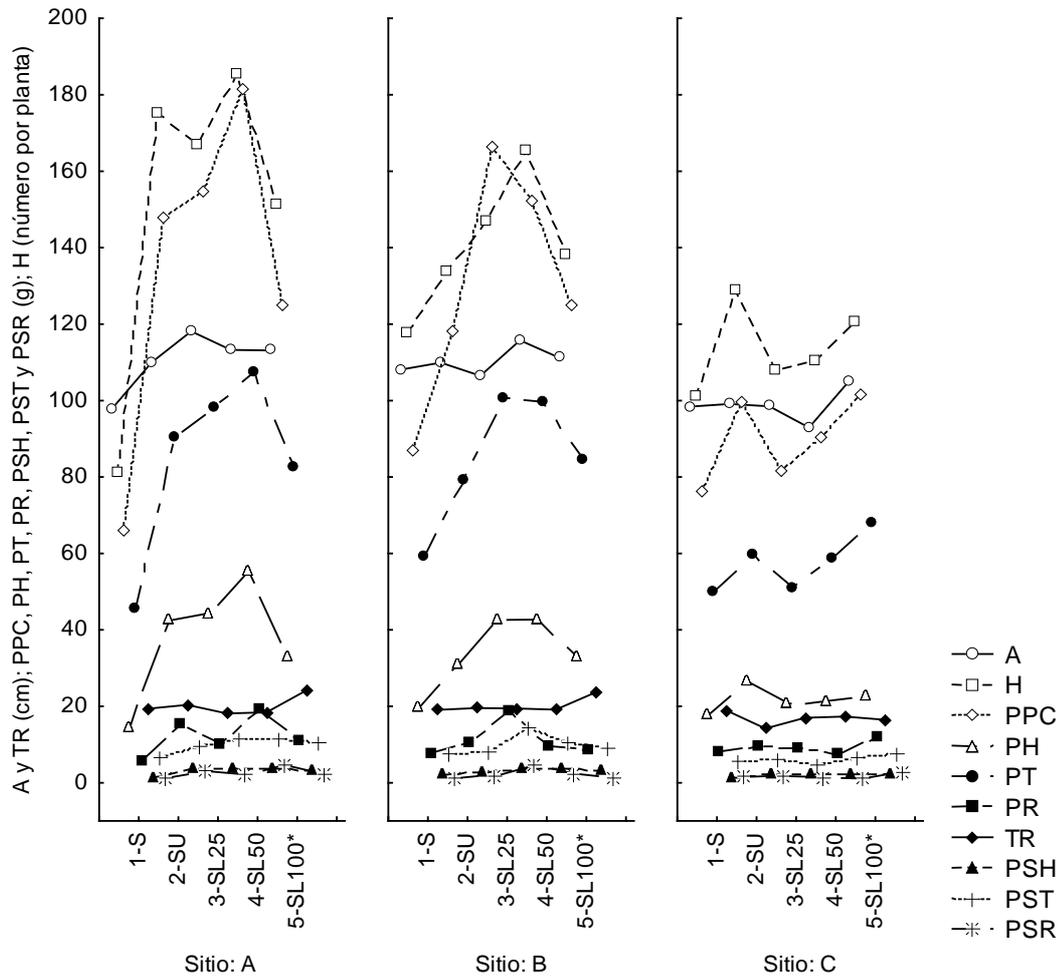
Variables	K-S P	Leven p
Altura	> 0.05	< 0.05
Nº de hojas por planta	> 0.05	< 0.05
Peso_planta_completa	> 0.05	< 0.05
Peso_hoja	< 0.05	< 0.05
Peso_tallo	< 0.05	< 0.05
Peso_raíz	> 0.05	< 0.05
Tamaño_raíz	> 0.05	< 0.05
Peso_seco_hoja	< 0.05	< 0.05
Peso_seco_tallo	< 0.05	< 0.05
Peso_seco_raíz	< 0.05	< 0.05

Las variables que no pasaron la prueba de normalidad por la prueba de Kolmogorov se muestran en la **Tabla 16** y en un diagrama de caja en el **Anexo 4.1**, se obtuvo su media y varianza, observando que la varianza es mayor a la media, demostrando que existe dispersión de los datos con lo que se determina que existe normalidad en los datos que se tomaron en campo.

Tabla 16. Variables de biomasa, \bar{X} = Media, S^2 = Varianza.

Variables	\bar{X}	S^2
Peso_hoja	31.14	689.49
Peso_tallo	11.71	3585.19
Peso_seco_hoja	2.97	5.44
Peso_seco_tallo	9.43	67.69
Peso_seco_raíz	2.38	6.6033

- Los resultados de las interacciones factoriales variable*sitio*tratamiento se presentan en la **Gráfica 4**, **Tabla 17** y **Anexos 5.1** al **5.10**.



Gráfica 4. Variables de biomasa medidas en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y del suelo de cada sitio (A, B, C). Altura= A, No. de hojas= H, peso de planta completa= PPC, peso de hoja= PH, peso de tallo= PT, peso de raíz= PR, tamaño de raíz= TR, peso seco de hoja= PSH, peso seco de tallo= PST, peso seco de raíz= PSR.

Tabla 17. Efectos obtenidos entre tratamientos, sitios y tratamientos*sitios, para las variables de biomasa del cultivo de jitomate (*L. esculentum*). F= F calculada, p= nivel de significancia.

Efecto	F	p
Sitio	0.987	> 0.05
Tratamiento	1.371	> 0.05
Sitio*Tratamiento	0.885	> 0.05

Se observa en la **Tabla 17** que el aumento de biomasa fue similar en el suelo de los tres sitios ($F= 0.987$, $p > 0.05$) y al aplicar los diferentes tratamientos ($F= 1.371$, $p > 0.05$). En la **Gráfica 4** y **Anexos 5.1** al **5.10** se observa que hubo cambios principalmente en las variables de peso de hoja, peso de tallo, altura,

peso completo de la planta y No. de hojas. Todas las variables analizadas tuvieron menor cantidad de biomasa en el suelo del sitio C. Así también se observa:

a) Altura:

Los valores de las medias entre sitios y tratamientos fueron estadísticamente iguales al tener una $p > 0.05$, sin embargo se pudo ver que las plantas de mayor altura fueron las del tratamiento 3-SL25 del sitio A ($\bar{x} = 118.13$), seguido del tratamiento 4-SL50 del sitio B ($\bar{x} = 115.75$).

b) No. de hojas:

El mayor No. de hojas se tuvo en el tratamiento 4-SL50 del sitio A ($\bar{x} = 185.63$), seguido del tratamiento 2-SU del sitio A ($\bar{x} = 175.13$), sin embargo, no hubo diferencias significativas entre sitios y tratamientos.

c) Peso de la planta completa:

Las medias fueron estadísticamente iguales. El mayor peso de la planta completa se dio en el tratamiento 4-SL50 del sitio A ($\bar{x} = 181.75$) seguido del tratamiento 3-SL25 del sitio B ($\bar{x} = 166.38$).

d) Peso de hoja:

Se tuvo un mayor peso de hoja en el tratamiento 4-SL50 del sitio A ($\bar{x} = 55.33$), seguido del tratamiento 3-SL25 del sitio A ($\bar{x} = 44.26$). El tratamiento con el valor de $\bar{x} = 55.33$ se considera estadísticamente diferente al tratamiento 1-S del sitio A con un valor de $\bar{x} = 14.33$.

e) Peso de tallo:

Se tuvo un mayor peso de tallo en el tratamiento 4-SL50 del sitio A ($\bar{x} = 107.61$), siendo estadísticamente similar a los demás tratamientos y sitios.

f) Peso de raíz:

Para esta variable el tratamiento 4-SL50 del sitio A y el tratamiento 3-SL25 del sitio B, tuvieron los valores de peso de raíz más altos ($\bar{x} = 19.35$ y 19.03 respectivamente), siendo estadísticamente iguales a los demás sitios y tratamientos.

g) Tamaño de raíz:

El tratamiento 5-SL100* del sitio A y B, presentaron los tamaños más grandes de raíz ($\bar{x} = 24.13$ y 23.63 , respectivamente), siendo estadísticamente iguales a los demás sitios y tratamientos.

h) Peso seco de hoja:

Se tuvo un mayor peso seco de hoja en el tratamiento 4-SL50 del sitio A ($\bar{x} = 3.90$), seguido del tratamiento 3-SL25 del sitio A ($\bar{x} = 3.82$). Se consideran estadísticamente iguales a los demás tratamientos y sitios. Los valores más bajos se dieron en el tratamiento 1-S del sitio A y C.

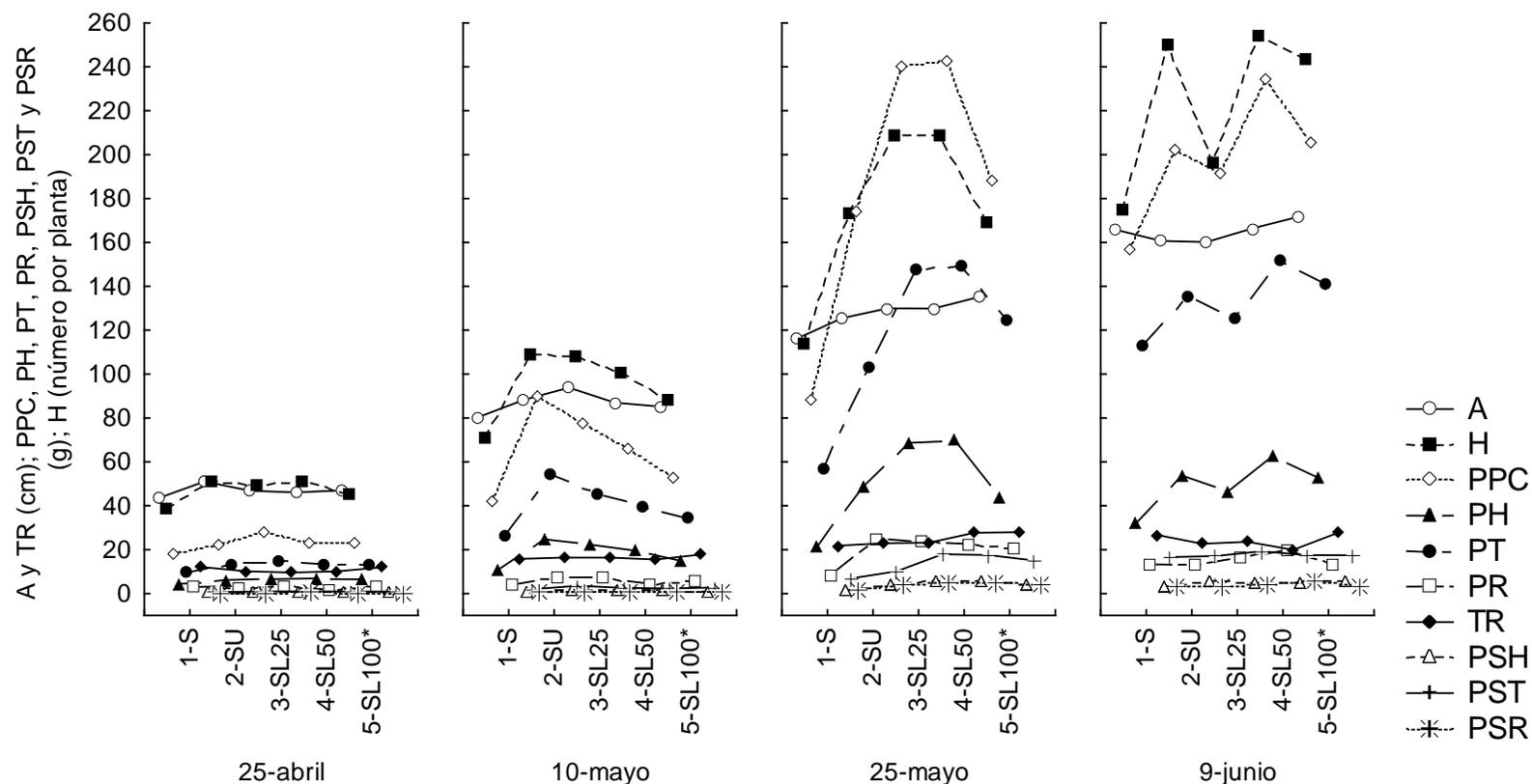
i) Peso seco de tallo:

El tratamiento 3-SL25 del sitio B ($\bar{x} = 14.39$) mostró un mayor peso seco de tallo, siendo estadísticamente igual a los demás sitios y tratamientos.

j) Peso seco de raíz:

El tratamiento con mayor peso seco de raíz fue el 4-SL50 del sitio A ($\bar{x} = 4.69$), siendo estadísticamente igual a los demás sitios y tratamientos.

- Los resultados de las interacciones factoriales variable*tratamiento*fecha se presentan en la **Gráfica 5, Tabla 18 y Anexos 6.1 al 6.10.**



Gráfica 5. Variables de biomasa medidas en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Altura= A, No. de hojas= H, peso de planta completa= PPC, peso de hoja= PH, peso de tallo= PT, peso de raíz= PR, tamaño de raíz= TR, peso seco de hoja= PSH, peso seco de tallo= PST, peso seco de raíz= PSR.

Tabla 18. Efectos obtenidos entre tratamientos, fechas y tratamientos*fechas, para las variables de biomasa del cultivo de jitomate (*L. esculentum*). F= F calculada, p= nivel de significancia.

Efecto	F	p
Fecha	16.73	< 0.05
Tratamiento	1.49	> 0.05
Tratamiento*Fecha	1.05	> 0.05

Se observa en la **Tabla 18** que existieron diferencias significativas en las variables de biomasa conforme transcurre el cultivo (F= 16.73, $p < 0.05$), pero no hubo diferencias significativas al aplicar los distintos tratamientos (F= 1.49, $p > 0.05$). En la **Gráfica 5** y **Anexos 6.1** al **6.10** se observan cambios principalmente en las variables de peso de hoja, peso de tallo, altura, peso completo de la planta y No. de hojas. De acuerdo con cada variable analizada:

a) Altura:

Se notó un aumento constante de la planta conforme paso el tiempo de cultivo (F= 249.4, $p < 0.05$). Con el tratamiento 5-SL100* se alcanzó la mayor altura de las plantas; sin embargo, no existieron diferencias significativas al aplicar los distintos tratamientos (F= 0.7, $p > 0.05$). Las plantas de jitomate (*L. esculentum*) tuvieron una mayor tendencia de crecimiento entre el 10 y 25 de mayo, es decir entre los 31 y 46 días después del trasplante.

b) No. de hojas:

Hubo un aumento constante en el No. de hojas por planta conforme pasó el tiempo de cultivo (F= 60.75, $p < 0.05$), así también existieron diferencias significativas entre los tratamientos aplicados (F= 3.37, $p < 0.05$), notándose un mayor aumento de hojas entre el 10 al 25 de mayo.

c) Peso de la planta completa:

Se observó un aumento constante en esta variable, en las fechas del 10 al 25 de mayo (31-46 días después del trasplante) fue cuando el peso de la planta completa se incrementó más que en otras fechas del cultivo. Existieron diferencias significativas al aplicar los diferentes tratamientos (F= 2.83, $p < 0.05$) y en las distintas fechas de cultivo (F= 42.15, $p < 0.05$).

d) Peso de hoja:

Hubo un aumento en el peso de hoja hasta el 25 de mayo (46 días después del trasplante), después hubo una ligera disminución de peso de hoja (F= 25.71, $p < 0.05$). Para la fecha 9 de junio el tratamiento 4-SL50 presentó el mayor peso de hoja seguido de los tratamientos 2-SU > 5-SL100* > 3-SL25 > 1-S, las diferencias entre tratamientos fueron estadísticamente diferentes (F= 3.12, $p < 0.05$).

e) Peso de tallo:

Se tuvo un crecimiento constante en la mayoría de los tratamientos, las diferencias entre tratamientos ($F= 2.68$, $p < 0.05$) y fechas de muestreo ($F= 56.45$, $p < 0.05$) fueron estadísticamente diferentes. El mayor crecimiento de este parámetro se dio del 10 al 25 de mayo (31-46 días después del trasplante).

f) Peso de raíz:

El mayor aumento en el peso de raíz se dio entre el 10 al 25 de mayo, estos muestreos corresponden a los 31-46 días después de iniciado el ciclo del cultivo de jitomate (*L. esculentum*). Para esta variable no existieron diferencias significativas entre tratamientos ($F= 1.03$, $p > 0.05$).

g) Tamaño de raíz:

Aquí el crecimiento fue constante desde el inicio de cultivo hasta el 25 de mayo (46 días después del trasplante). El tratamiento 1-S mostró siempre un crecimiento constante. Para esta variable no existieron diferencias significativas entre tratamientos ($F= 1.69$, $p > 0.05$), pero si existieron diferencias entre las fechas de muestreo ($F= 47.16$, $p < 0.05$).

h) Peso seco de hojas:

En todos los tratamientos hubo un ligero aumento entre el 25 de abril al 10 de mayo (16-31 días después del trasplante), siendo más notorio este aumento entre el 10 al 25 de mayo. En esta variable existieron diferencias significativas entre tratamientos ($F= 0.018$, $p < 0.05$) y fechas de muestreo ($F= 45.50$, $p < 0.05$).

i) Peso seco de tallo:

No existieron diferencias significativas al aplicar los diferentes tratamientos ($F= 1.46$, $p > 0.05$), pero sí en las distintas fechas de muestreo ($F= 58.76$, $p < 0.05$)

j) Peso seco de raíz:

No se mostraron diferencias significativas al aplicar los diferentes tratamientos ($F= 0.94$, $p > 0.05$), pero sí existieron diferencias en las distintas fechas de muestreo ($F= 58.76$, $p < 0.05$).

Para las variables de biomasa no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre sitios y tratamientos; sin embargo, se observa en los **Anexos 5.1 al 5.10 y 6.1 al 6.10** que los valores más altos se dieron en la mayoría de las variables en el sitio A, en el tratamiento 4-SL50, solo la variable de altura tuvo su valor más alto en el sitio A, en el tratamiento 3-SL25 y la variable de tamaño de raíz, tuvo su valor más alto en el sitio A, en el tratamiento 5-SL100*. Se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) en las fechas de muestreo, conforme transcurrió el cultivo. A pesar de que no existieron diferencias significativas entre sitios y tratamientos, se tuvieron mejores resultados en los tratamientos con lombricomposta al 25 y 50%, lo cual coincidió con los resultados obtenidos por Goswami *et al.* (2017),

Gutiérrez-Miceli *et al.* (2007), Singh *et al.* (2008) y Wang *et al.* (2010), quienes demostraron que la combinación de lombricomposta con un fertilizante químico promueve mejor el crecimiento de la planta, que usar lombricomposta sola [44, 45, 49, 50]. Atiyeh *et al.* (2000) también trabajaron con lombricomposta a diferentes porcentajes y observaron que la aplicación con lombricomposta al 100% dio hojas más pequeñas, en menor cantidad y por tanto con menos peso, en cambio cuando trabajaron con un fertilizante químico combinado con lombricomposta al 10% o 50% el peso de las plantas aumento significativamente [9]. Lo anterior podría deberse a que la lombricomposta al 100% se aplica una sola vez desde el trasplante, ocasionando que exista una deficiencia de nitrógeno por lixiviación, como resultado se tiene un menor crecimiento y biomasa de la planta. Raviv *et al.* (2004) y Rodríguez *et al.* (2008) tuvieron resultados similares y concluyeron en sus trabajos que los nutrimentos se lixivian o se absorben por la planta, por lo que después de un tiempo se debe fertilizar el cultivo [76, 77]. Sin embargo, Atiyeh *et al.* (2000) señalaron que el uso de más de 20% de lombricomposta en el sustrato hace disminuir el crecimiento y producción debido a un incremento en la conductividad eléctrica [9]. Los valores altos de CE pueden reducir la calidad del suelo por efecto de la presencia de sales, ocasionando una disminución de la absorción de agua, como resultado podría haber un desbalance nutricional, además de posibles daños a la raíz de los cultivos por toxicidad [78, 79]. Así también Martínez *et al.* (2011) reportaron que el exceso en la concentración de sales afecta el tamaño de la población microbiana del suelo, su actividad metabólica y la disponibilidad de nutrientes para el cultivo [79]. Aunque es cierto que las sales pueden afectar el crecimiento del cultivo, no es un factor determinante, en el caso de Moreno *et al.* (2005) [80] citaron que con una mezcla de 50% de lombricomposta + arena, se logró satisfacer la demanda nutritiva del cultivo de tomate bajo condiciones de invernadero, Márquez *et al.* (2008) registraron que con mezclas de lombricomposta con sustratos inertes al 37.5 y 50% se cubrieron las necesidades nutricionales del cultivo [81]. De acuerdo con Moreno *et al.* (2005), hay grandes diferencias en las concentraciones adecuadas de lombricomposta debido a la densidad de microorganismos, la tasa de mineralización y las características de cada uno de los sustratos [80].

c) Consumo de nutrientes

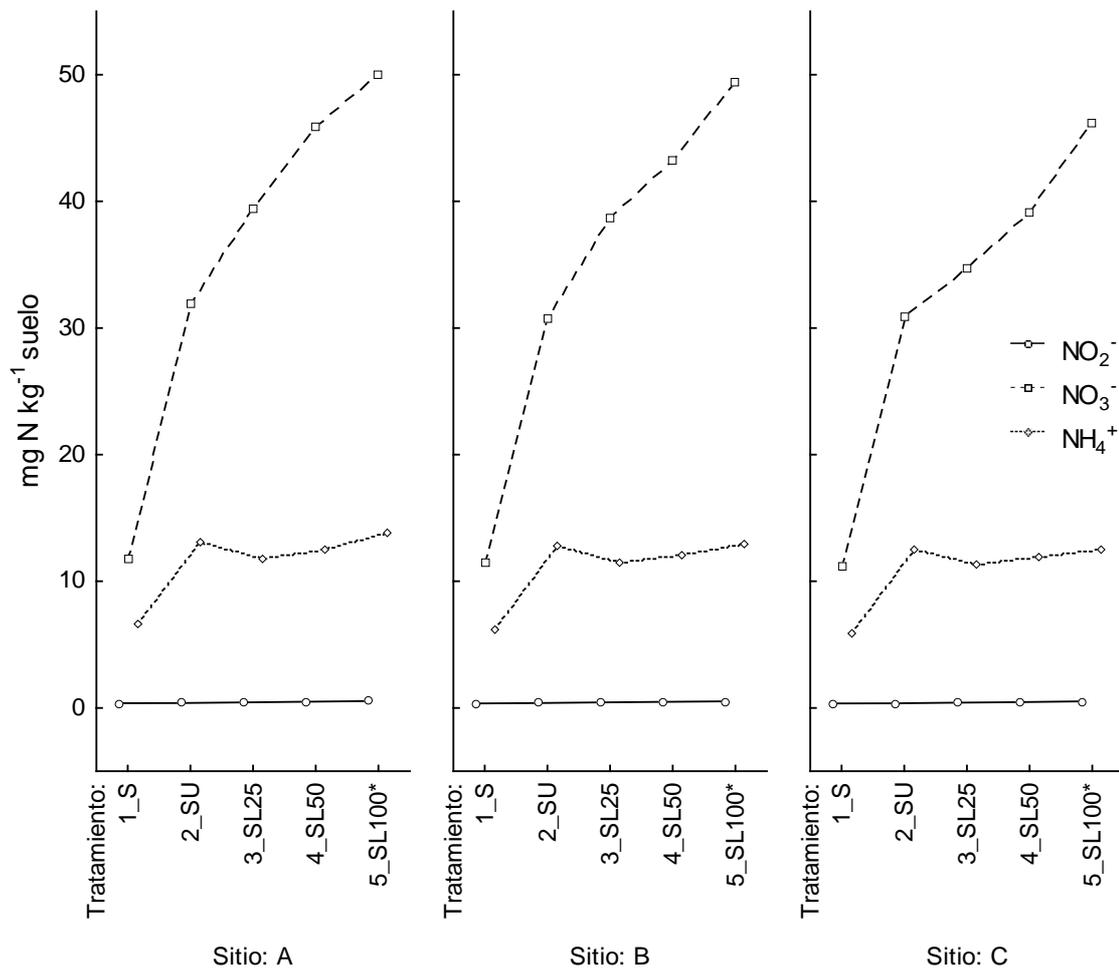
Tercer diseño experimental

- Se aceptó para las variables de NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+ la H_0 de que todos los datos tienen una distribución normal, rechazando por la prueba de Levene's la H_0 de que los datos tienen homogeneidad de varianzas (Tabla 19).

Tabla 19. Resultados de la distribución normal (K-S= prueba de Kolmogorov-Smirnov) y homogeneidad de varianzas (Leven= prueba de Levene's) para las variables de nutrientes del suelo. Nivel de significancia de $p < 0.05$.

Variables	K-S	Leven
	p	p
NO_2^-	> 0.05	< 0.05
NO_3^-	> 0.05	< 0.05
NH_4^+	> 0.05	< 0.05

Los resultados de las interacciones factoriales variable*sitio*tratamiento se presentan en la **Gráfica 6**, **Tabla 20** y **Anexos 7.1** al **7.3**.



Gráfica 6. Concentración de NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+ en suelo, analizadas en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y del suelo de cada sitio (A, B y C).

Tabla 20. Efectos obtenidos entre tratamientos, sitios y sitios*tratamientos, para las variables de nutrientes de suelo del cultivo de jitomate (*L. esculentum*). F= F calculada, p= nivel de significancia.

Efecto	F	p
Sitio	1.30	> 0.05
Tratamiento	23.19	< 0.05
Sitio*Tratamiento	0.22	> 0.05

Se observa en la **Tabla 20, Gráfica 6 y Anexos 7.1 al 7.3**, que la concentración de nutrientes fue similar en el suelo de los tres sitios (F= 1.30, p > 0.05), sin embargo, al aplicar los diferentes tratamientos si hubo diferencias significativas (F= 23.19, p < 0.05). También se observa que la concentración de NO_3^- fue mayor en el tratamiento en que se aplicó la máxima cantidad de lombricomposta (5-SL100*) y la menor concentración se dio en el tratamiento control (1-S). La mayor concentración de NH_4^+ también se dio en el tratamiento 5-SL100*, seguido del tratamiento 2-SU > 4-S150 > 3-SL25 > 1-S. Las diferencias en las concentraciones de NO_2^- entre tratamientos y sitios se pueden observar mejor en los **Anexos 7.1 al 7.3**.

De acuerdo a cada variable analizada:

a) NO_2^- :

El tratamiento 5-SL100* del sitio A, es el que tuvo mayor concentración de NO_2^- (0.54 mg N kg⁻¹ suelo), hubo diferencias significativas entre tratamientos (F= 57.75, p < 0.05), pero no entre sitios (F= 2.97, p > 0.05).

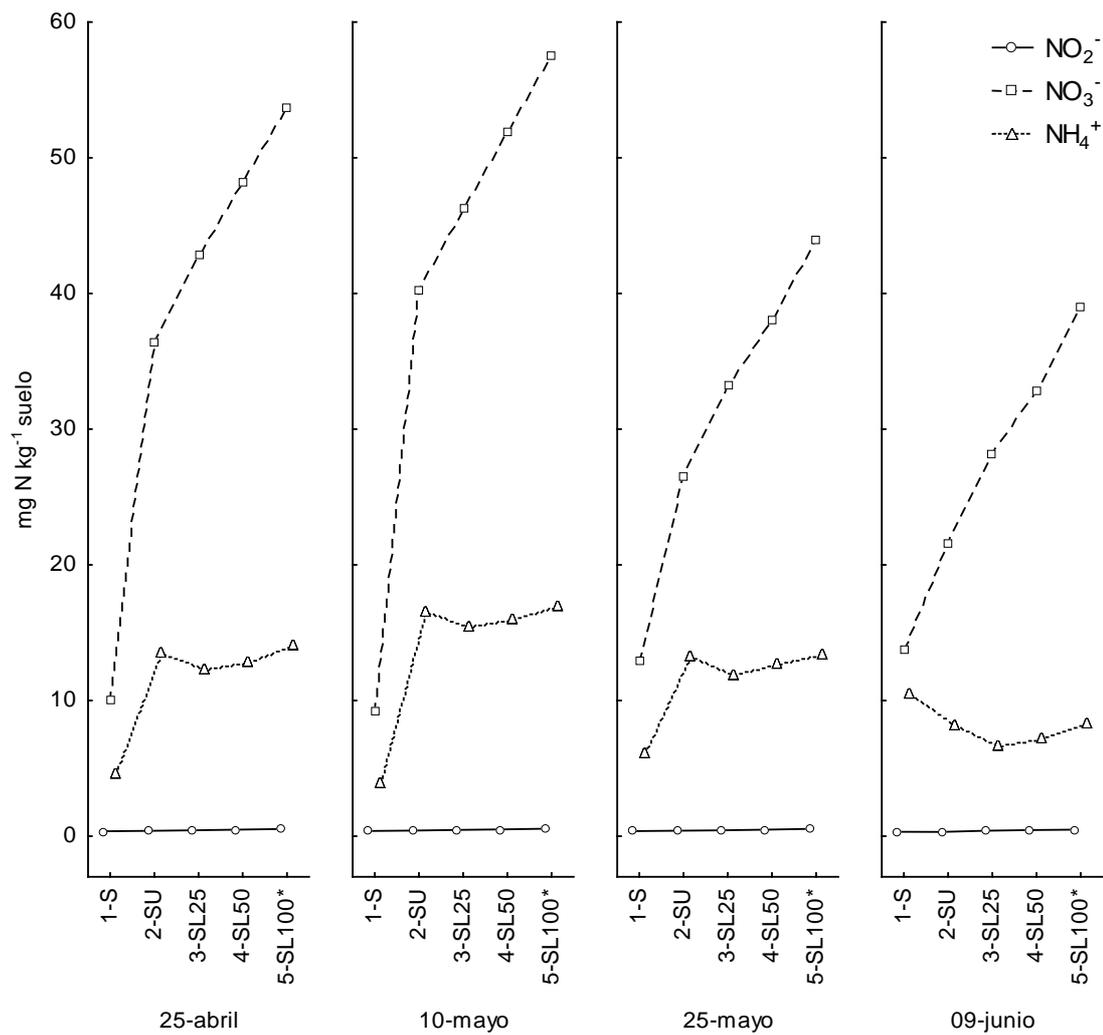
b) NO_3^- :

El tratamiento 5-SL100* del sitio A presentó una mayor concentración de NO_3^- (50.02 mg N kg⁻¹ suelo). Estadísticamente existieron diferencias significativas entre tratamientos (F= 40.59, p < 0.05), pero no entre sitios (F= 1.01, p > 0.05).

c) NH_4^+ :

De igual manera el tratamiento 5-SL100* del sitio A, presentó la mayor concentración de NH_4^+ con 13.82 mg N kg⁻¹ suelo, se mostraron diferencias significativas entre tratamientos (F= 7.87, p < 0.05), pero no entre sitios (F= 0.243, p > 0.05).

- Los resultados de las interacciones factoriales variable*tratamiento*fecha se presentan en la **Gráfica 7, Tabla 21 y Anexos 8.1 al 8.3**.



Gráfica 7. Concentración de NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+ en suelo, analizados en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*) en función del tratamiento (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo.

Tabla 21. Efectos obtenidos entre tratamientos, fechas y tratamientos*fechas, para las variables de nutrientes de suelo del cultivo de jitomate (*L. esculentum*). F= F calculada, p= nivel de significancia.

Efecto	F	p
Fecha	86.3	< 0.05
Tratamiento	201.5	< 0.05
Tratamiento*Fecha	19.1	< 0.05

Se observa en la **Tabla 21** y **Anexos 8.1** al **8.3**, que existen diferencias significativas en las variables de nutrientes conforme transcurre el cultivo (F= 86.3, p < 0.05), y al aplicar los diferentes tratamientos (F= 201.5, p < 0.05). Se observa en la **gráfica 7** que la concentración de nutrientes fue mayor en la fecha 10

de mayo (31 días después del trasplante), para después disminuir ligeramente en las siguientes fechas de muestreo.

De acuerdo con cada variable analizada:

a) NO_2^- :

Hubo diferencias significativas entre tratamientos ($F= 277.6$, $p < 0.05$), y en las diferentes fechas de muestreo ($F= 60.2$, $p < 0.05$). Su concentración aumentó hasta los 30 días de cultivo de jitomate (*L. esculentum*), para después disminuir ligeramente los demás días de cultivo, esto lo atribuimos a que en esas fechas el nitrógeno fue consumido por las plantas, las cuales lo utilizaron para su crecimiento. Las bajas concentraciones de nitrito (NO_2^-) podrían deberse a que este ion es un intermediario de la interconversión de amonio (NH_4^+) a nitrato (NO_3^-) y viceversa, siendo estos procesos los que regulan la concentración de nitrito (NO_2^-).

b) NO_3^- :

Estadísticamente hubo diferencias significativas entre tratamientos ($F= 518.8$, $p < 0.05$), y fechas de muestreo ($F= 132.2$, $p < 0.05$). El tratamiento 1-S mostró un comportamiento diferente a los demás tratamientos, ya que disminuyó su concentración para la fecha 10 de mayo (31 días después del trasplante), y después aumentó ligeramente en las siguientes fechas de muestreo. Se observó que después de los 31 días de cultivo de jitomate (*L. esculentum*) la concentración de NO_3^- en los tratamientos con urea y con lombricomposta disminuyó notablemente, lo que nos indicó que la planta absorbió y utilizó el nitrógeno para su crecimiento y desarrollo. En cuanto al tratamiento 1-S, su concentración disminuyó ligeramente los primeros 31 días y después tuvo un ligero aumento en su concentración.

c) NH_4^+ :

Hubo diferencias significativas entre tratamientos ($F= 486.0$, $p < 0.05$) y en las fechas de muestreo ($F= 408.9$, $p < 0.05$). El tratamiento 1-S también mostró una tendencia diferente a los demás tratamientos. De igual manera hubo una disminución de la concentración a partir del 10 de mayo que corresponde a los 31 días del cultivo de jitomate (*L. esculentum*), lo que indicó, que esta fue la etapa donde las plantas absorbieron la mayor cantidad de nutrientes del suelo, reflejándose en las variables de crecimiento y en las variables de biomasa. La concentración de NH_4^+ en el tratamiento 1-S disminuyó hasta los 31 días de cultivo de jitomate (*L. esculentum*), después de esta fecha, la concentración de NH_4^+ aumentó ligeramente, esto lo atribuimos a que los mismos procesos que ocurrieron en el suelo ocasionaron el aumento de amonio (NH_4^+), es decir que la mineralización de materia orgánica fue probablemente la mayor fuente de amonio (NH_4^+) para el tratamiento 1-S.

En las variables de nutrientes se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos y fechas de muestreo, pero no entre sitios. Aunque la concentración de nutrientes (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+) fue mayor en el tratamiento 5-SL100, esto no indica que el crecimiento de la planta y aumento de biomasa fue mayor en ese tratamiento, ya que el nitrógeno pasa por procesos de asimilación, esta concentración de nutrientes disminuyó conforme pasó el tiempo de cultivo.

De acuerdo con Owen y Jones (2001), las bajas concentraciones de aminoácidos en suelos agrícolas, la rápida rotación microbiana de nitrógeno orgánico, los bajos coeficientes de difusión y las bajas tasas de absorción sugieren que el nitrógeno inorgánico es la fuente de nitrógeno dominante disponible para las plantas de cultivo [82].

Se considera que el nitrógeno fue mineralizado en el transcurso del tiempo debido a la actividad enzimática, de acuerdo con Navarro y Navarro (2003) la mineralización es controlada por factores como la temperatura, la humedad, la cantidad de microorganismos y la aireación [19]. A pesar de que la movilidad del ion amonio en el suelo es en gran medida inferior a la del nitrato, la concentración de nitrato en el suelo es mayor que la de amonio, debido a que los iones amonio se oxidan rápidamente a nitratos, lo anterior concuerda con el trabajo de Salazar *et al.* (2004) [67]. Sin embargo, probablemente factores como la lixiviación, la volatilización, la adsorción, etc., pudieron influir en la concentración de nutrientes [83].

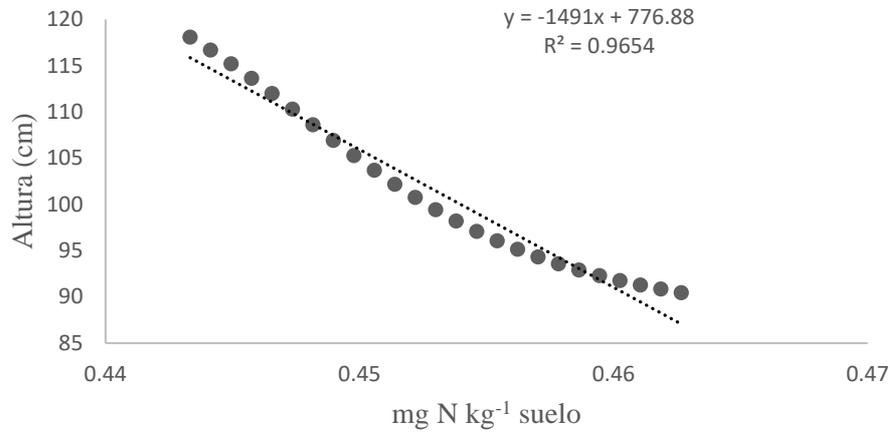
El nitrógeno se absorbió inicialmente en forma lenta y se incrementó la rapidez de su absorción durante las etapas de floración. La relación óptima entre el nitrógeno amoniacal y nítrico depende de la etapa de crecimiento y del pH del medio de crecimiento [64].

En los suelos agrícolas, los iones amonio añadidos se oxidan rápidamente a nitratos, sin embargo, la preferencia de las plantas por NO_3^- o NH_4^+ , cuando ambas formas están presentes, depende fundamentalmente de la especie cultivada [83]. Lo anterior es refutado por Wirén *et al.* 2000 quienes mencionan que las plantas prefieren mayormente NH_4^+ , cuando ambas formas están presentes, debido a que el NH_4^+ requiere menos energía para absorción y asimilación que el NO_3^- , principalmente porque el NO_3^- tiene que reducirse antes de la asimilación [84]. Los cereales absorben indistintamente cualquier forma de nitrógeno, mientras que las solanáceas como jitomate se ven favorecidas por una relación $\text{NO}_3^- / \text{NH}_4^+$ más alta. El arroz es un caso típico de adaptación por el NH_4^+ [83].

La variabilidad tanto en la producción total de biomasa como en el tipo de crecimiento puede deberse a aspectos varietales [75]. Por tanto, se recomienda realizar antes y después del cultivo los análisis de suelo y planta correspondientes, así como tomar en cuenta las condiciones ambientales.

8.4. Resultados del MRLS

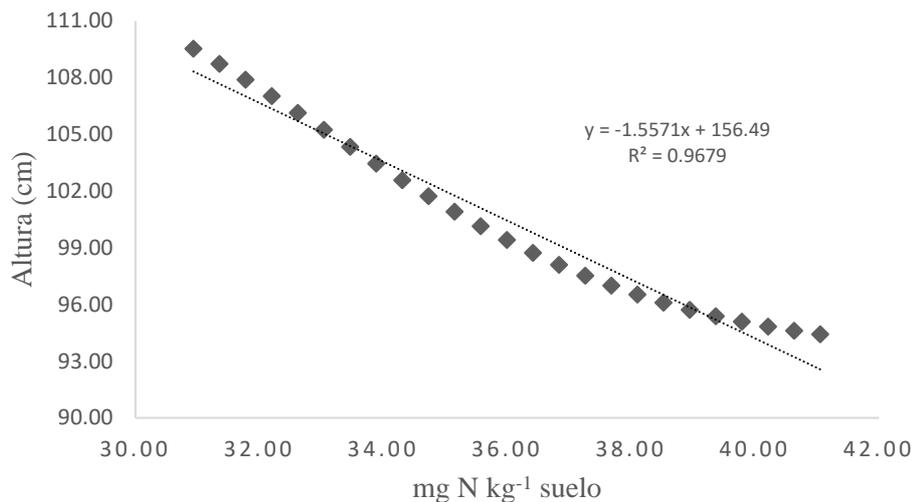
a) NO_2^- :



Gráfica 8. Relación entre la concentración de NO_2^- y la altura de las plantas en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*).

Se registró un efecto directo entre la altura y la concentración de NO_2^- , con un valor de $R = 0.9825$. El MRLS tiene un nivel de confianza predictiva de $R^2 = 0.9654$, con un error de 3.47% (**Gráfica 8**). El error estándar es de 0.001. Para la pendiente b , se aceptó la hipótesis H_a ($t_{\text{cal}} = 25.32$, $t_{0.05} = 1.71$, $gl = 23$, $p < 0.05$). Para la ordenada a , se aceptó la H_a ($t_{\text{cal}} = 29.12$, $t_{0.05} = 1.71$, $gl = 23$, $p < 0.05$). Se observa en el **Anexo 9.1** que los residuos (altura observada-altura esperada) generaron un comportamiento homocedástico.

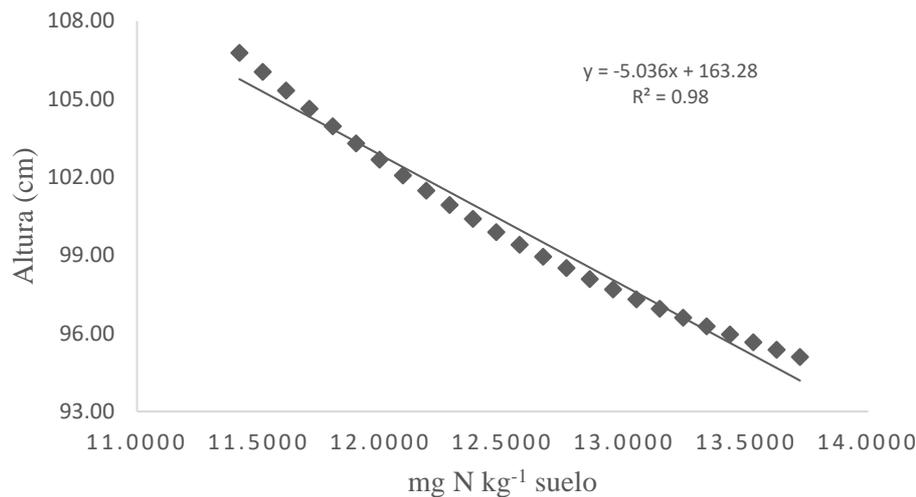
b) NO_3^- :



Gráfica 9. Relación entre la concentración de NO_3^- y la altura de las plantas en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*).

Se registró un efecto directo entre la altura y la concentración de NO_3^- , con un valor de $R= 0.9838$. El nivel de confianza predictiva fue de $R^2=0.9679$, con un error de 3.21%. El error estándar fue de 0.620. Para la pendiente b, se aceptó la hipótesis H_a ($t_{\text{cal}}= 26.33$, $t_{0.05}= 1.71$, $gl=23$, $p < 0.05$). Para la ordenada a, se aceptó la H_a ($t_{\text{cal}}= 73.28$, $t_{0.05}= 1.71$, $gl= 23$, $p < 0.05$). Se observa en el **Anexo 9.2** que los residuos (altura observada - altura esperada) generaron un comportamiento homocedástico.

c) NH_4^+



Gráfica 10. Relación entre la concentración de NH_4^+ y la altura de las plantas en el cultivo de jitomate (*L. esculentum*).

Se registró un efecto directo entre la altura y la concentración de NH_4^+ , con un valor de $R= 0.9899$. El nivel de confianza predictiva fue de $R^2=0.9800$, con un error de 2%. El error estándar fue de 0.141. Para la pendiente b, se aceptó la hipótesis H_a ($t_{\text{cal}}= 33.5889$, $t_{0.05}= 1.71$, $gl=23$, $p < 0.05$). Para la ordenada a, se aceptó la H_a ($t_{\text{cal}}= 86.50$, $t_{0.05}= 1.71$, $gl= 23$, $p < 0.05$). Se observa en el **Anexo 9.3** que los residuos (altura observada - altura esperada) generaron un comportamiento homocedástico.

Para NO_3^- , NO_2^- y NH_4^+ se aceptó H_a , lo que indica que la altura de las plantas mostró un efecto lineal con la concentración de nutrientes, es decir que existe una asociación inversamente proporcional entre la altura de la planta y el consumo de nutrientes del suelo. El MRLS resultó confiable estadísticamente y con base en él, se demostró que los nutrientes son consumidos por las plantas, aumentando su crecimiento.

En los MRLS el NH_4^+ tuvo el coeficiente de correlación más alto porque es el ion que se consume más rápido, debido a que el nitrógeno del suelo está presente en forma de moléculas orgánicas complejas, que son convertidas a NH_4^+ por microorganismos del suelo (bacterias y hongos) a través de la mineralización, para después pasar a NO_2^- y posteriormente a NO_3^- a través del proceso conocido como nitrificación. De acuerdo con Miller y Cramer (2004) la absorción de NO_2^- por las raíces de las plantas no es de relevancia debido a las bajas concentraciones de este ion en el suelo y a su toxicidad.

Aunque en algunos suelos el NH_4^+ es más disponible que el NO_3^- , en la mayoría de los suelos agrícolas las raíces de plantas toman nitrógeno en gran medida como NO_3^- . Esto se debe a que generalmente el NO_3^- se encuentra en concentraciones más altas que NO_3^- o NH_4^+ , y es libre de moverse dentro del suelo debido a la tendencia de los suelos a poseer una carga negativa general [85]. La profundidad de enraizamiento, que varía mucho entre especies, determina la capacidad de un cultivo para interceptar nitrógeno [86]. El número, tamaño y ubicación de pelos radiculares, también tienen un gran impacto en el área de superficie absorbente de la raíz [85].

9. CONCLUSIONES

a) Para las variables de crecimiento (altura, No. de nodos, No. de hojas y No. de flores):

- Los tratamientos con lombricomposta (3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) tuvieron mejores resultados que el tratamiento comercial (2-SU), sin embargo, son estadísticamente iguales. Se alcanzó la mayor altura, No. de nódulos, No. de hojas y No. de flores en el sitio A, en el tratamiento 3-SL25. Los resultados más bajos para estas variables se encontraron en el sitio C en el tratamiento 1-S.
- Se notó un aumento constante de crecimiento en todas las variables conforme transcurrió el tiempo de cultivo. Los días en que hubo un mayor incremento fue a los 60 días de transcurrido el cultivo.

b) Para las variables de biomasa (altura (cm), No. de hojas, peso de la planta completa (g), peso de hoja (g), peso de tallo (g), peso de raíz (g), tamaño de raíz (cm), peso seco de hoja (g), peso seco de tallo (g) y peso seco de raíz (g)).

- A pesar de que hubo un mayor aumento de las variables de biomasa con la aplicación del tratamiento de suelo con lombricomposta al 50% (4-SL50), en todas las variables analizadas este tratamiento fue estadísticamente igual a los tratamientos 2-SU, 3-SL25 y 5-SL100*.
- Hubo un mayor incremento de todas las variables entre la fecha 10 y 25 de mayo, que corresponde a los 31-46 días después de iniciado el ciclo del cultivo de jitomate (*L. esculentum*), ese incremento se mantuvo en los días posteriores.

c) Para los nutrientes (NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+):

- La concentración de cada nutriente cambió significativamente dependiendo del tratamiento aplicado al suelo, NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+ tuvieron una mayor concentración en el tratamiento 5-SL100*, debido a que este fue el tratamiento con mayor cantidad de lombricomposta y por tanto con mayor contenido de nitrógeno.
- La concentración de NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+ aumentó hasta el 10 de mayo (a los 31 días del ciclo de cultivo), después de esa fecha la concentración disminuyó, posiblemente debido a que las plantas consumieron el nitrógeno del suelo, lo cual se reflejó en el crecimiento de las plantas y en la cantidad de biomasa. Lo anterior se comprobó con el MRLS, el cual nos indicó que existe una asociación inversamente proporcional entre la altura de la planta y el consumo de nutrientes del suelo.

La concentración de amonio (NH_4^+) se modificó debido a los procesos internos que se dieron en el suelo, como es la mineralización de materia orgánica. Los cambios en la concentración de nutrientes también se dieron por el aporte de nitrógeno (urea) que se aplicó a lo largo del ciclo de cultivo de jitomate (*L. esculentum*).

10. REFERENCIAS

1. Fernández, B. A. 2004. Las sustancias tóxicas persistentes. INE-SEMARNAT, México, 261 pp.
2. Altieri, M. & Nicholls, C. I. 2000. Agroecología. Teoría y práctica para una agricultura sustentable. Pp. 13 –44., D.F., México.
3. Delgado, G. M. 2003. México, estructuras política, económica y social. 2a ed., Pearson, Prentice Hall, México, 394 pp.
4. Bizzozero, F. 2006. Tecnologías apropiadas. Biofertilizantes. CEUTA. Montevideo, Uruguay, 50 pp.
5. FAO. 2017. Datos sobre alimentación y agricultura. FAOSTAT. Roma, Italia.
6. Zhang, J., Xu, Y. & Liu, Z. 2010. Study of the alleviate of earthworm manure on continuous cropping obstacle of cucumber growth in plastic greenhouse. *North Hortic.* 4: 58–60
7. Hu, Y., Sun, Z., Wang, D. & Sun, Y. 2004. Analysis of antagonistic microorganism in vermicompost. *Chin. J. Appl. Environ. Biol.* 10 (1): 099–103.
8. Tomati, U., Galli, E., Grappelli, A. & Hard, J. S. 1994. Plant metabolism as influenced by earthworm casts. *Mitteilungen aus dem Hamburgischen Zoologischen Museum and Institute* 89 (2): 179–185.
9. Atiyeh, R. M., Arancon, N. Q., Edwards, C. A. & Metzger, J. D. 2000. Influence of earthworm processed pig manure on the growth and yield of green house tomatoes. *Bioresour. Technol.* 7 (3): 175–180.
10. Atiyeh, R. M., Arancon, N. Q., Edwards, C. A. & Metzger, J. D. 2001. The influence of earthworm-processed pig manure on the growth and productivity of marigolds. *Bioresour. Technol.* 81, 103–108.
11. Edwards, C. A. & Arancon, N. Q. 2004. In: Edwards, C.A., Magdo, F., Weil, R. (Eds.), *Interactions Among Organic Matter, Earthworms and Microorganisms in Promoting Plant Growth*, vol. 11. CRC Press, Boca Raton, F.L, pp. 327–376, 2003.
12. Edwards, C. A., Dominguez, J. & Arancon, N. Q. 2004. The Influence of Vermicomposts on Plant Growth and Pest Incidence. In: Mikhail, W.Z.A., Shakir, S.H. (Eds.). *Soil Animals and Sustainable Development*, pp. 397–420.
13. SEMARNAT. 2007. Humus de lombriz (lombricomposta) especificaciones y métodos de prueba. p 28, *In: NMX-FF-109-SCFI*, DOF, D.F., México.
14. Gliessman, S. R. 2002. Agroecología. Procesos ecológicos en agricultura sostenible. Turrialba, Costa Rica, 380 pp.
15. SAGARPA. 2010. Monografía de cultivos. Jitomate. p10, *In: Subsecretaria de fomento a los agronegocios*, México.
16. Corpeño, B. 2004. Manual del Cultivo de Tomate., p. 1-38. *In: Centro de Inversión, Desarrollo y Exportación de Agronegocios*. San Salvador, El Salvador.
17. Bernier, V. R. 2000. Diagnóstico de la fertilidad del suelo. Pp: 1-14 *In: Bernier, R. V. & Bortolameolli, G.S. (ed.), Seminario Taller para Productores. “Técnicas de Diagnóstico de*

- Fertilidad del Suelo, Fertilización de Praderas, Cultivos y Mejoramiento de Praderas”. Centro Regional de Investigación Remehue, Instituto de Investigaciones Agropecuarias INIA, Chile.
18. SEMARNAT. 2002. Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. p 85, *In*: NOM-021-SEMARNAT-2002, DOF, México.
 19. Navarro, G. S. & Navarro G. G. 2003. Química agrícola. Química del suelo y de los nutrientes esenciales para las plantas. 3a ed., Mundi-Prensa, Madrid, España, 508 pp.
 20. Volke, S. T., Velasco, T. J. A. & De la Rosa, P. D. A. 2005. Suelos contaminados por metales y metaloides: muestreo y alternativas para su remediación. INE, México, 141 pp.
 21. Carter, M. R. & Gregorich, E. G. 2006. Soil Sampling and Methods of Analysis. Second Edition, Canadian society of soil science, 1190 pp.
 22. Jordi, C. & Enric, M. 2003. Tipos de muestreo. *Rev. Epidem. Med. Prev.* (1):3-7.
 23. FAO. 2007. Manejo de malezas para países en desarrollo. Solarización del suelo. p 1-5.
 24. Martínez, B. J. J. 2009. El nitrógeno en las aguas subterráneas de la comunidad de Madrid: Descripción de los procesos de contaminación y desarrollo de herramientas para la designación de zonas vulnerables. Tesis Doctoral, Universidad de Alcalá de Henares, Madrid.
 25. Raven, P. H., Evert, R. F. & Eichhorn, S. E. 1992. Biología de las plantas. Reverte, 402 pp.
 26. Cerón, R. L. E. & Aristizábal, G. F. A. 2012. Dinámica del ciclo del nitrógeno y fósforo en suelos. *Biotechnol XIV*: 285-295.
 27. Bello, H. I. P. 2001. Estado trófico y biogeoquímica de nutrientes del sistema lagunar Chacahua-Pastoría, Oaxaca. Tesis de Maestría en Ciencias, Universidad del Mar.
 28. Armenta-Bojórquez, A. D., García, G. C., Camacho, B. R., Apodaca, D. M., Montoya, G. L. & Nava, E. P. 2010. Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Ra Ximhai* 6(1): 51-56.
 29. Gómez-Brandón, M. & Domínguez, J. 2013. Recycling of solid organic wastes through vermicomposting: microbial community changes through out the process and use of vermicompost as a soil amendment. *Crit. Rev. Environ. Sci. Technol.* 44, 1289–1312.
 30. Pathma, J. & Sakthivel, N. 2012. Microbial diversity of vermicompost bacteria that exhibit useful agricultural traits and waste management potential. *Springer Plus* 1, 1–19.
 31. Pramanik, P., Ghosh, G., Ghosal, P. & Banik, P. 2007. Changes in organic – C, N, P and K and enzyme activities in vermicompost of biodegradable organic wastes under liming and microbial inoculants. *Bioresour. Technol.* 98, 2485–2494.
 32. Ngo, P. T., Rumpel, C., Dignac, M. F., Billou, D., Duc, T. T. & Jouquet, P. 2011. Transformation of buffalo manure by composting or vermicomposting to rehabilitate degraded tropical soils. *Ecol. Eng.* 37, 269–276.
 33. Tejada, M., García-Martínez, A. & Parrado, J. 2009. Effects of a vermicompost composted with beet vinasse on soil properties, soil losses and soil restoration. *Catena* 77, 238–247.
 34. Arancon, N. Q. & Edwards, C. A., 2011. The use of vermicomposts as soil amendments for production of field crops. *In*: Edwards, C. A., Arancon, N. Q., Sherman, R. L. (Eds.), *Vermiculture Technology: Earthworms, Organic Wastes, and Environmental Management*. CRC Press, Boca Raton, pp. 129–151.

35. Zhang, H., Tan, S. N., Wong, W. S., Ng, C. Y. L., Teo, C. H., Ge, L. & Yong, J. W. H. 2014. Mass spectrometric evidence for the occurrence of plant growth promoting cytokinins in vermicompost tea. *Biol. Fertil. Soils* 50, 401–403.
36. Zaller, J. G. & Arnone III, J. A. 1999. Earthworm and soil moisture effects on the productivity and structure of grassland communities. *Soil Biology y Biochemistry* 31:517-523.
37. Valdéz-Pérez, M. A., Fernández-Luqueño, F., Franco-Hernández, O., Flores-Cotera, L. B. & Dendooven, L. 2011. Cultivation of beans (*Phaseolus vulgaris* L.) in limed or unlimed wastewater sludge, vermicompost or inorganic amended soil. *Scientia Horticulturae* 128(4):380-387.
38. Flores, H. C. 2010. La lombricultura en la producción agrícola utilizando la lombriz roja californiana (*Eisenia foetida*). Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”. Saltillo, Coahuila.
39. Capistran, F., Aranda, E., & Romero, J. C. 2001. Manual de reciclaje, compostaje y lombricompostaje. Primera edición. Primera impresión. Instituto de ecología, Xalapa, Veracruz, México. 151 pp.
40. Ju, X., Xing, G., Chen, X., Zhang, S., Zhang, L., Liu, X., Cui, Z., Yin, B., Christie, P. & Zhu, Z. 2009. Reducing environmental risk by improving N management in intensive Chinese agricultural systems. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.* 106, 3041–3046.
41. Hatfield, J. L. & Stewart, B. A. 2010. Animal Waste Utilization: Effective Use of Manure as a Soil Resource. CRC Press, Boca Raton, pp. 87–92.
42. Roy, S., Arunachalam, K., Dutta, B. K. & Arunachalam, A. 2010. Effect of organic amendments of soil on growth and productivity of three common crops viz *Zea mays*, *Phaseolus vulgaris* and *Abelmoschus esculentus*. *Appl. Soil Ecol.* 45, 78–84.
43. Ngo, P. T., Rumpel, C., Doan, T. T. & Jouquet, P., 2012. The effect of earthworms on carbon storage and soil organic matter composition in tropical soil amended with compost and vermicompost. *Soil Biol. Biochem.* 50, 214–220.
44. Singh, R., Sharma, R., Kumar, S., Gupta, R. & Patil, R., 2008. Vermicompost substitution influences growth physiological disorders, fruit yield and quality of strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.). *Bioresour. Technol.* 99, 8507–8511.
45. Wang, D., Shi, Q., Wang, X., Wei, M., Hu, J., Liu, J. & Yang, F. 2010. Influence of cow manure vermicompost on the growth metabolite contents, and antioxidant activities of Chinese cabbage (*Brassica campestris* ssp. *chinensis*). *Biol. Fertil. Soils.* 46, 689–696.
46. Fernández-Luqueño, F., Reyes-Varela, V., Martínez-Suárez, C., Salomón-Hernández, G., Yáñez-Meneses, J., Ceballos-Ramírez, J.M., Dendooven L. 2010. Effect of different nitrogen sources on plant characteristics and yield of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Bioresource Technology* 101:396-403.
47. Atiyeh, R. M., Arancon, N. Q., Edwards, C. A. & Metzger, J. D., 2000. Influence of earthworm-processed pig manure on the growth and yield of green house tomatoes. *Bioresour. Technol.* 75, 75–180.

48. Thu, D. T., Thi, N. P., Rumpel, C., Van, N. B. & Jouquet, P. 2013. Interactions between compost, vermicompost and earthworms influence plant growth and yield: A one-year greenhouse experiment. *Scientia Horticulturae* (160):148-154.
49. Goswami, L., Nath, A., Sutradhar, S., Sundar, S. B., Kalamdhad, A., Vellingiri, K. & Kim, K. 2017. Application of drum compost and vermicompost to improve soil health, growth, and yield parameters for tomato and cabbage plants. *Journal of Environmental Management* (200):243-252.
50. Gutiérrez-Miceli, F. A., Santiago-Borraz, J., Montes, M. J. A., Carlos, N. C., Abud-Archila, M., Oliva, L. M. A., Rincón-Rosales, R. & Dendooven, L. 2007. Vermicompost as a soil supplement to improve growth, yield and fruit quality of tomato (*Lycopersicon esculentum*). *Bioresource Technology* (98):2781-2786.
51. Song, X., Liu, M., Wu, Di., Griffiths, S. B., Jiao, J., Li, H. & Hu, F. 2015. Interaction matters: Synergy between vermicompost and PGPR agents improves soil quality, crop quality and crop yield in the field. *Applied Soil Ecology* (89):25-34.
52. Yang, L., Zhao, F., Chang, Q., Li, T. & Li, F. 2015. Effects of vermicomposts on tomato yield and quality and soil fertility in greenhouse under different soil water regimes. *Agricultural Water Management* 160:98-105.
53. INEGI. 2005. Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos San Pedro Mixtepec-Distr. 22, Oaxaca, p 9.
54. SEMARNAT. 2016. Manual de técnicas de análisis de suelos. Análisis físicos y químicos en suelo. p 69, *In*: INECC. D.F. México.
55. Valencia, I. C. E. & Hernández, B. A. 2002. Muestreo de suelos preparación de muestras y guía de campo. UNAM, México.
56. Rodríguez, F. H. & Rodríguez, A. J. 2002. Métodos de análisis de suelos y de plantas. Trillas, México, 196pp.
57. McBride, M. B., Mibarger, E. A., Richards, B. K. & Steenhuis, T. 2003. Trace metal accumulation by red clover grown on sewage sludge amended soils and correlation to Mehlich 3 and calcium chloride-extractable metals. *Soil Sci.* 168: 29-39.
58. Walker, D. J., Clemente, R., Roig, A. & Bernal, P. 2003. The effect of soil amendments on heavy metal bioavailability in two contaminated Mediterranean soils. *Environ. Pollut.* 122:303-312.
59. López, L. & Álvarez, S. 2006. El ciclo del carbono: la mineralización y la descomposición de residuos. *In*: Seminario no. 7. Universidad Nacional del Comahue, Buenos Aires, Argentina.
60. Thompson, L. M. & Troeh, F. R. 2002. Los suelos y su fertilidad. Cuarta edición. Reverté, España. 657 p.
61. FAO. 2004. Conservation of natural resources for sustainable Agriculture. p 19.
62. FAO. 2005. Optimización de la humedad del suelo para la producción vegetal. p 104, Roma, Italia.

63. Ruginitz, T. M., Chacón, L. M. & Porro, R. 2009. Guía para la determinación de carbono en pequeñas propiedades rurales. p 79, *In*: Centro Mundial Agroflorestal/ Consórcio Iniciativa Amazónica. Lima, Perú.
64. Villareal, R. M., García, E. R. S., Osuna, E. T. & Armenta, B. A. D. 2002. Efecto de dosis y fuente de nitrógeno en rendimiento y calidad postcosecha de tomate en fertirriego. *Terra* 20 (3): 1- 10.
65. Seal Analytical. 2018. AutoAnalyzer Multi-test Methods. Manual.
66. Barbaro, A. L., Karlanian A. M. & Mata A. D. 2015. Importancia del pH y la conductividad eléctrica. Pp: 1-11. Instituto de floricultura. INTA.
67. Salazar, S. E., Vázquez, V. C., Leos, R. J., Fortis, H. M., Montemayor, T., Figueroa, V. R. & López, M. J. 2004. Mineralización del estiércol bovino y su impacto en la calidad del suelo y la producción de tomate (*Lycopersicon esculentum Mill*) bajo riego sub-superficial. *Revista Internacional de Botánica*. 259-273.
68. Romero-aranda, R., Soria, T. & Cuartero, J. 2001. Tomato plant-water uptake and plant-water relationships under saline growth conditions. *Plant Science* 160: 265-272.
69. Ingham, E. 2005. The compost tea Brewing Manual. Soil Foodweb. Inc., Corvallis, Oregon. 79p.
70. Pedra, F., Polo, A., Ribeiro, A. & Dominguez, H. 2007. Effects of municipal solid waste compost and sewage sludge on mineralization of soil organic matter. *Soil Biology and Biochemistry* 39:1375-1382.
71. O'Rya, H. J. & Riffo, P. M. 2007. El compostaje y su utilización en la agricultura. Fundación para la Innovación Agraria. Universidad de las Américas, Santiago de Chile. 36 p.
72. Ndegwa, P. M., Thompson, S. A. & Dass, K. C. 2000. Effects of stocking density and feeding rate on vermicomposting of biosolids. *Bioresource Technol.* 71:5-12.
73. Hashemimajd, K., Kalbasi, M., Golchin, A., Shariatmandari, H. 2004. Comparison of vermicompost and compost as potting media for growth of tomatoes. *J. Plant Nutr.* 27:1107-1123.
74. Ramírez, G. M., Chávez, G. M. & Mejía, C. J. 2015. Evaluación de un vermicompost y lixiviados en *Solidago x hybrida*, y mineralización de C orgánico en incubaciones aerobias. *Phyton* 84:397-406.
75. Rincon, L., Saez, J., Pérez, J. A., Gomez, M.D., Pellicer, C. 1999. Crecimiento y absorción de nutrientes del brócoli. *Invest. Agr.: Prot. Veg.* 14 (1-2).
76. Raviv, M. O., Medina, S., Krasnovsky, A., Ziadna, H. 2004. Organic matter and nitrogen conservation in manure compost of organic agriculture. *Compost Sci. Util.* 12:6-10.
77. Rodríguez, N. D., Cano, P. R., Figueroa, U. V., Palomo, A. G., Favela, E. C., Álvarez, V. R., Márquez, C. H. & Moreno, A. R. 2008. Producción de tomate en invernadero con humus de lombriz como sustrato. *Rev. Fitotec. Mex.* Vol. 31(3):265-272.
78. Ojeda, M. & Piré, R. 2001. Efecto de la salinidad en dos portainjertos de vid cultivados a pie franco o injertados. *Revista Fitotecnia Mexicana* 34: 43-52.

79. Martínez, N., López, C. V., Basurto, M. & Pérez, R. 2011. Efectos por salinidad en el desarrollo vegetativo. *TECNOCIENCIA*. Chihuahua 5: 156-161.
80. Moreno, R. A., Valdés P. M. T. & Zarate, L. T. 2005. Desarrollo de tomate en sustratos de lombricomposta /arena bajo condiciones de invernadero. *Agricultura Técnica* 65(1):26-34.
81. Márquez, H. C., Cano, R. P. & Rodríguez, D. N. 2008. Uso de sustratos orgánicos para la producción de tomate en invernadero. *Agric. Téc. Méx.* 34(1): 69-74.
82. Owen, A. G. & Jones, D. L. 2001. Competition for amino acids between wheat roots and rhizosphere microorganisms and the role of amino acids in plant N acquisition. *Soil Biol. Biochem.* 33, 651–657.
83. Perdomo, C. & Barbazán, M. 2001. Área de suelos y aguas. Nitrógeno. Facultad de agronomía. Universidad de la República, Montevideo. 1-74.
84. Wirén, N., Gazzarrini, S., Gojon, A. & Frommer, W. 2000. The molecular physiology of ammonium uptake and retrieval. Elsevier Science. Germany. 3: 254-261.
85. Miller, A. & Cramer, M. 2004. Root nitrogen acquisition and assimilation. *Plant and Soil*. 274: 1-36.
86. Gastal, F. & Lemaire, G. 2002. N uptake and distribution in crops: An agronomical and ecophysiological perspective. *J. Exp. Bot.* 53, 789–799.

ANEXOS

Para visualizar los anexos se adjunta un disco complementario a este escrito.

Anexo 1.1 Datos obtenidos en la detección de metales.

Anexo 2.1 Variable de crecimiento a) altura, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{x} = Media.

Anexo 2.2 Variable de crecimiento b) No. de nódulos, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{x} = Media.

Anexo 2.3 Variable de crecimiento c) No. de hojas, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{x} = Media.

Anexo 2.4 Variable de crecimiento d) No. de flores, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{x} = Media.

Anexo 3.1 Variable de crecimiento a) altura, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{x} = Media.

Anexo 3.2 Variable de crecimiento b) No. de nódulos, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{x} = Media.

Anexo 3.3 Variable de crecimiento c) No. de hojas, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{x} = Media.

Anexo 3.4 Variable de crecimiento d) No. de flores, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{x} = Media.

Anexo 4.1 Diagrama de caja para las variables de biomasa: a) peso de hoja (PH), peso de tallo (PT), b) peso seco de hoja (PSH), peso seco de tallo (PST) y peso seco de raíz (PSR).

Anexo 5.1 Variable de biomasa a) altura, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 5.2 Variable de biomasa b) No. de hojas, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 5.3 Variable de biomasa c) peso de la planta completa, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 5.4 Variable de biomasa d) peso de hoja, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 5.5 Variable de biomasa e) peso de tallo, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 5.6 Variable de biomasa f) peso de raíz, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 5.7 Variable de biomasa g) tamaño de raíz, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 5.8 Variable de biomasa h) peso seco de hoja, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 5.9 Variable de biomasa i) peso seco de tallo, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 5.10 Variable de biomasa j) peso seco de raíz, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.1. Variable de biomasa a) altura, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.2. Variable de biomasa b) No. de hojas, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.3. Variable de biomasa c) peso de la planta completa, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.4. Variable de biomasa d) peso de hoja, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.5. Variable de biomasa e) peso de tallo, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.6 Variable de biomasa f) peso de raíz, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.7 Variable de biomasa g) tamaño de raíz, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.8 Variable de biomasa h) peso seco de hoja, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.9 Variable de biomasa i) peso seco de tallo, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 6.10 Variable de biomasa j) peso seco de raíz, en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 7.1 Variable de nutrientes a) NO_2^- , en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 7.2 Variable de nutrientes b) NO_3^- , en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 7.3 Variable de nutrientes c) NH_4^+ , en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de los tres tipos de suelo (A, B, C). Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 8.1. Variable de nutrientes a) NO_2^- , en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 8.2 Variable de nutrientes b) NO_3^- , en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 8.3 Variable de nutrientes c) NH_4^+ , en función de los cinco tratamientos aplicados (1-S, 2-SU, 3-SL25, 4-SL50 y 5-SL100*) y de las fechas de muestreo. Valores obtenidos con ANOVA factorial, LSD Fisher ($p < 0.05$). T= Tratamiento. \bar{X} = Media.

Anexo 9.1. Análisis de residuos para a) NO_2^- .

Anexo 9.2 Análisis de residuos para b) NO_3^- .

Anexo 9.3 Análisis de residuos para c) NH_4^+ .