



UNIVERSIDAD AUTONOMA DEL ESTADO DE MÉXICO



CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO

**“CALIDAD DE UNA VERMICOMPOSTA EN LABORATORIO Y SU EFECTO EN
EL DESARROLLO DE *Solidago* x híbrida, BAJO CUBIERTA PLÁSTICA”**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO EN FLORICULTURA**

P R E S E N T A:

BLANCA ESTHELA ESCOBEDO VILLALOBOS

DIRECTORES DE TESIS:

DR. JAIME MEJIA CARRANZA

DRA. MARITHZA GUADALUPE RAMÍREZ GERARDO

TENANCINGO, MÉXICO 2015

DEDICATORIA

A DIOS:

Por darme la oportunidad de recorrer el camino de la vida sobre todo por darme el amor, la fortaleza y fe para afrontar las dificultades que en el existen y por permitirme continuar cuando ya no tenía sentido mi vida.

A MIS PADRES:

Longinos Abel Escobedo Testela y Julia Villalobos Mateo: es su logro también de ustedes con todo mi cariño y amor por acompañarme en noches de desvelos, momentos difíciles y por su esfuerzo que hicieron para que yo lograra mi sueño y motivarme con sus palabras de aliento cuando sentía que el camino se terminaba, a ustedes por siempre mi corazón y mi agradecimiento, los amo.

A MI TIO:

Guadalupe Escobedo: Gracias por impulsarnos con tus palabras a seguir estudiando y lograrlo.

MIS HERMANAS:

Lisbeth, Maribel Escobedo Villalobos, hermanas y amigas de toda la vida gracias por su ejemplo de esfuerzo y apoyo. **A ti Anita Escobedo Villalobos** por ser mi compañera amiga y hermana, por acompañarme los cinco años de la carrera por vivir momentos de alegrías y tristezas gracias.

MI HERMANO:

Valentín Abel Escobedo Villalobos por ser el mejor hermano, recuerda que todo sacrificio merece una recompensa y tú lo lograras es cuestión de tiempo y empeño en todo lo que quieres esto te lo dedico a ti para que sea una motivación más.

MI NIÑO:

Eduardo llegaste a nuestras vidas sin esperarlo y te quiero mucho pues ocupas el lugar de un angelito que aunque no esté conmigo, donde quiera que esté él me ayuda y me ilumina esto es por ti te llevo en mi corazón.

A MIS AMIGOS

En memoria de un gran amigo y hermano a ti **†Horacio Valdés Martínez** que aunque no estén conmigo sé que donde estés estas con nosotros. Te llevo en mi corazón. **A Doña Martha, Miguel, Don Alejo y Cesar** la familia **Valdez Martínez** que no hemos dejado de valorar lo que es la verdadera amistad, y ser una familia más.

A mis amigos que me han enseñado el valor de la amistad **Diego Michua, Coral Romero, Maribel Ruiz, Ale Pache, Arturo, Eduardo Flores** y por aquellos que me hicieron falta gracias.

A mis directores de tesis **Dra. Maritza Guadalupe Gerardo Ramírez y al Dr. Jaime Mejía Carranza** por permitirme trabajar en una parte de su proyecto. A mis profesores de formación profesores Nila, Guajardo, Gabriel, Silvia, Elizabeth Urbina, Luis Miguel, sin olvidar a la Lic. Aurelia Gonzales †, químico Hilda por apoyarme en lo que requería y todos aquellos por sus consejos y apoyo logre concluir una meta más, a todos ellos gracias.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma del Estado de México y en especial al centro universitario UAEM Tenancingo por darme la formación completa como agrónomo, por enseñarme la humildad y humanismo que todo universitario debe tener.

A los directivos y administrativos por permitirme llevar a cabo mi experimento en laboratorio gracias.

A la Dra. Maritza Guadalupe Gerardo Ramírez y al Dr. Jaime Mejía Carranza por darme la oportunidad de trabajar en una parte de su investigación.

Al productor que me apoyo incondicionalmente permitiéndome trabajar en su cultivo, gracias por confiar en mí.

Al químico Hilda por permitirme el apoyo y poder realizar el experimento en el laboratorio de docencia y permitirme el material necesario para llevar a cabo el experimento.

A mi familia por apoyarme en todas las decisiones que tome con respecto a mi vida, porque sin ese apoyo no sería lo que soy actualmente y en especial a Dios.

RESUMEN

En los últimos años se ha despertado el interés en muchas partes del mundo, incluyendo México, sobre la utilización de composta o vermicomposta como opción para disminuir el uso de fertilizantes químicos y aprovechar los nutrimentos de residuos orgánicos. Diversos estudios se han llevado a cabo aplicando composta en cultivos florícolas, por ejemplo, en rosa y geranios por mencionar algunos, logrando no solo mejoras en la calidad de la flor, sino también en las propiedades físicas y químicas del suelo. Por lo tanto, la utilización de residuos orgánicos estabilizados como la vermicomposta en la floricultura representa actualmente, una alternativa para proporcionar nutrimentos al cultivo y mejorar la producción con ciertas ventajas económicas así como ambientales. El presente trabajo se llevó a cabo en la localidad de Santa Ana Ixtlahuatzingo, municipio de Tenancingo, Estado de México, con el objetivo de evaluar el efecto de la aplicación de una vermicomposta y sus lixiviados en dosis altas y bajas respectivamente y compararla con fertilización química, en la producción y calidad de la flor de relleno solidago (*Solidago x híbrida*). Los resultados indicaron que las aplicaciones de lixiviado en dosis altas afectaron las variables de peso fresco y longitud de espiga al mostrar valores mayores estadísticamente ($P < 0.05$) respecto del control. Las dosis altas de vermicomposta mostraron mayor cantidad de carbono orgánico potencialmente mineralizable (Corg PM) que los demás tratamientos en laboratorio. De acuerdo a lo anterior el empleo de la vermicomposta permitiría ayudar a disminuir el uso de los agroquímicos permitiendo a mejorar la calidad de la flor y del suelo.

INDICE

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS.....	iii
RESUMEN	iv
INDICE	v
INDICE DE FIGURAS	vii
INDICE DE CUADROS	ix
1.- INTRODUCCIÓN	1
2.- REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 Vermicompostaje	3
2.1.1 Definición	3
2.1.1.1 Composta	3
2.1.1.2 Vermicomposta.....	3
2.1.2 Proceso de obtención de la vermicomposta.....	4
2.2 Materia orgánica y el proceso de mineralización.....	10
2.2.2 Mineralización de residuos orgánicos aplicados a suelos	12
2.2.3 Métodos para evaluar la mineralización de la materia orgánica.....	13
2.3 Aplicación de residuos orgánicos en cultivos florícolas	13
2.4 Cultivo de <i>Solidago</i>	15
2.4.1 Descripción taxonómica	15
2.4.2 Distribución geográfica.....	16
2.4.3 Descripción botánica.....	17
2.4.4 Producción de solidago	18
2.4.5 Manejo poscosecha.....	22
3.- JUSTIFICACIÓN.....	23
4.- HIPÓTESIS	24
5.- OBJETIVOS.....	25
6.- MATERIALES Y MÉTODOS	26
6.1 Experimento en invernadero	26
6.1.1 Ubicación.....	26
6.1.2 Material vegetal	27
6.1.3 Establecimiento del cultivo.....	28

6.1.4 Tratamiento	28
6.1.5 Diseño experimental.....	31
6.1.6 Variables evaluadas.....	34
6.1.7 Análisis experimental.....	36
6.2 Experimento en laboratorio.....	36
6.2.1 Obtención del suelo.....	36
6.2.2 Cálculos de los tratamientos aplicados en campo	38
6.2.3 Medición de C-CO ₂ liberado.....	41
7.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN	46
7.1 Propiedades químicas y físicas de la vermicomposta y lixiviado	46
7.2 Experimento en campo.....	49
7.3 Experimento en laboratorio.....	56
9.- CONCLUSIONES	60
10.- BIBLIOGRAFÍA	61
11.- ANEXOS.....	70

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Fases del proceso de composteo (Xelhuantzi <i>et al.</i> , 2012).....	5
Figura 2. Estructura de la planta de Solidago.....	17
Figura 3. Planta de solidago, a) hojas lanceoladas, b) inflorescencia paniculada, c) pequeñas flores amarillas.....	18
Figura 4. Municipio de Tenancingo de Degollado, Estado de México (Google earth, 2015).....	27
Figura 5. Cultivo de solidago establecido en el experimento en la localidad de Santa Ana Ixtlahuatzingo, municipio de Tenancingo.	28
Figura 6. Vermicomposta utilizada en el estudio realizado del cultivo de solidago.	29
Figura 7. Cultivo de solidago durante el desarrollo vegetativo.	31
Figura 8. Distribución de los tratamientos en invernadero: VDA (vermicomposta dosis alta), VDB (vermicomposta dosis baja), LDA (lixiviado dosis alta), LDB (lixiviado dosis baja), Q (químico) y T (testigo).....	33
Figura 9. Variables medidas: a) No. de tallos, b) Altura de la planta, c) Longitud inflorescencia, d) Diámetro inflorescencia, e) Diámetro tallo, f) Peso fresco, g) Peso seco.....	35
Figura 10. Muestra del suelo ya secado y tamizado.....	36
Figura 11. Preparación de los frascos con los tratamientos.	37
Figura 12. Se muestran los frascos al momento de tomar los datos.	41
Figura 13. Incubadora donde se mantuvieron los frascos a una temperatura de 30°C.	42
Figura 14. Medición de CO ₂ por medio de respirometrías en el laboratorio de Química en el centro universitario UAEM Tenancingo.	44
Figura 15. Altura planta (ADP) y diámetro inflorescencia (DI), de plantas de solidago cultivadas en campo bajo seis tratamientos de nutrición: lixiviado dosis alta (LDA), vermicomposta dosis baja (VDB), vermicomposta dosis alta (VDA), químico (Q), lixiviado dosis baja (LDB), testigo (T). Barras de error con desviación estándar, R ² = regresión.	51
Figura 16. Peso fresco (PF) y peso seco (PS) de plantas de solidago cultivadas en campo bajo seis tratamientos de nutrición. Lixiviado dosis alta (LDA),	

vermicomposta dosis alta (VDA), vermicomposta dosis baja (VDB), químico (Q), testigo (T), lixiviado dosis baja (LDB), R^2 = regresión. 52

Figura 17. Numero de tallos (No. T) de la planta de Solidago cultivadas en campo bajo seis tratamientos de nutrición. Lixiviado dosis alta (LDA), vermicomposta dosis alta (VDA), vermicomposta dosis baja (VDB), químico (Q), testigo (T), lixiviado dosis baja (LDB), R^2 = regresión. 53

Figura 18. C orgánico acumulado mineralizado (*Corg M*) y C orgánico potencialmente mineralizable (*Corg PM*) de acuerdo al modelo ajustado por Stanford y Smith (1972) citado por Galvis y Hernández (2004), en cada tratamiento y en el suelo control. Vermicomposta dosis alta (VDA), R^2 = 0.989; vermicomposta dosis baja (VDB), R^2 =0.984; lixiviado dosis alta (LDA), R^2 =0.9521; lixiviado dosis baja (LDB), R^2 =0.9593, químico (Q), R^2 = 0.9123 y T (Testigo) suelo control, R^2 =0.8729. α =0.05 en todos los casos, R^2 = regresión..... 58

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Elementos, concentraciones y proporciones que debe reunir el humus.	8
Cuadro 2. Clasificación Taxonómica del <i>Solidago</i>	16
Cuadro 3. Insectos y ácaros que causan daño al cultivo de <i>Solidago</i> (López <i>et al.</i> , 2006).	21
Cuadro 4. Hongos que causan daño al cultivo de <i>solidago</i> (López <i>et al.</i> , 2006). 22	
Cuadro 5. Dosis de la vermicomposta y lixiviados aplicados según el tratamiento.	29
Cuadro 6. Aplicaciones en el cultivo de <i>solidago</i> de acuerdo a las fechas establecidas	30
Cuadro 7. Dosis aplicadas en cada tratamiento en el experimento de laboratorio.	37
Cuadro 8. Resultados de las muestras analizadas en el laboratorio de suelos para su análisis del material sólido como líquido de tres muestras tomadas, basándose en la NMX-F109-SCFI 2007. Realizado por el laboratorio de suelos de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la UAEMéx (Cuadro 13).....	47
Cuadro 9. Clasificación de la calidad de la vermicomposta en las tres muestras tomadas para su análisis realizado por el laboratorio de suelos de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la UAEMéx (Cuadro 13).....	48
Cuadro 10. Análisis de varianza y comparación de medias DMS ($P \leq 0.05$) de variables de rendimiento en invernaderos en Santa Ana Ixtlahuatzingo, Tenancingo Estado de México.....	50
Cuadro 11. Matriz de correlación (Pearson) en las variables número de tallos (No. T), altura de planta (AP), longitud inflorescencia (LI), diámetro de inflorescencia (DI), diámetro tallo (DT), peso fresco (PF), peso seco (PS). Evaluando la calidad de la vermicomposta en el cultivo de <i>Solidago x híbrida</i> , en la localidad de Santa Ana Ixtlahuatzingo, municipio de Tenancingo.....	54
Cuadro 12. C orgánico mineralizado (<i>Corg M</i>) después de nueve semanas de incubación, <i>Corg M</i> respecto del C orgánico aplicado en cada tratamiento (<i>Corg M/Corg A_i</i>), carbono orgánico mineralizado respecto del C orgánico del suelo control ($(Corg M - Corg T)/Corg T$).....	57

Cuadro 13. Resultados de las muestras analizadas en el laboratorio de suelos para su análisis del material sólido como líquido siendo dos muestras de vermicomposta y dos de lixiviado cada uno, basándose en la NMX-FF 109-SCFI (2007). 70

Cuadro 14. ANOVAS en los seis tratamientos Vermicomposta dosis alta (VDA), Vermicomposta dosis baja (VDB), Lixiviado dosis alta (LDA), Lixiviado dosis baja (LDB), Químico (Q), Testigo (T) en cada uno de los cortes de Septiembre, Noviembre y Diciembre. En las variables Peso fresco (PF), Diámetro inflorescencia (DI). 77

Cuadro 15. ANOVAS en los seis tratamientos Vermicomposta dosis alta (VDA), Vermicomposta dosis baja (VDB), Lixiviado dosis alta (LDA), Lixiviado dosis baja (LDB), Químico (Q), Testigo (T) en cada uno de los cortes de Septiembre, Noviembre y Diciembre. En las variables altura planta de planta (ADP), diámetro inflorescencia (DI), diámetro tallo (DT). 79

Cuadro 16. Cálculo del C orgánico acumulado mineralizado basándose en el modelo de Stanford & Smith 1972, en los seis tratamientos Vermicomposta dosis alta (VDA), Vermicomposta dosis baja (VDB), Lixiviado dosis alta (LDA), Lixiviado dosis baja (LDB), Químico, T (Testigo) Suelo. 80

1.- INTRODUCCIÓN

La floricultura es la disciplina de la horticultura orientada al cultivo de flores y plantas ornamentales de manera industrializada para uso decorativo y ha encontrado un importante aliciente para su crecimiento a partir de 1970; cuando comenzó a crecer en términos mundiales (ASERCA, 2008).

El campo de la floricultura en México tiene un gran potencial, gracias a las condiciones climáticas favorables de algunas regiones para el desarrollo de la actividad y la cercanía geográfica con Estados Unidos, segundo consumidor de flores en el mundo, lo cual le permite enviar su producto vía terrestre y mantenerlo en agua, garantizando la calidad de este. En México la producción de ornamentales genera 3,600 millones de pesos, en variedades como gladiolo (*Gladiolus* spp.), crisantemo (*Chrysanthemum* spp.) y rosa (*Rosa x híbrida*), además de plantas de ornato como agapando (*Agapanthus africanus* L.), hortensia (*Hydrangea macrophylla* L.) y follaje. El 80% de la producción de flores se destina al mercado nacional y el resto a la exportación.

En nuestro país, existen aproximadamente 10 mil productores dedicados al cultivo de la flor, con una superficie cercana a las 22 mil ha, de las cuales el 52%, es decir 12,884 hectáreas, se dedican al cultivo ornamental; mientras que el 48% restante se destina a la industria como la cosmética y alimentaria. A pesar de que son más de 50 especies de flores las que se producen en la República Mexicana, el comercio exterior se centra solo en algunas como gladiola (*Gladiolus* spp.), statice (*Limonium sinuatum* L.), margarita (*Chrysanthemum leucanthemum* L.) y clavel (*Dianthus caryophyllus* L.), entre las principales. De acuerdo con ASERCA (2008) las entidades más importantes en producción de ornamentales son: Baja California, Coahuila, Colima, Chiapas, Distrito Federal, Guanajuato, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Morelos, Puebla, Querétaro, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Estado de México.

El Estado de México es el principal productor de flores en donde destacan municipios como Texcoco, Tenancingo y Villa Guerrero (Gómez-Gómez, 2010). Los cultivos de flor de corte se encuentran principalmente en los municipios de Tenancingo, Villa Guerrero, Coatepec Harinas, Ixtapan de la Sal, Tenango del

Valle, Zumpahuacán, Texcaltitlan y Tonalico. Algunas de las especies se cultivan a cielo abierto como alstroemeria (*Alstroemeria aurantiaca*) y gladiola (*Gladiolus* spp.), o en invernaderos como rosa (*Rosa x hybrida*), áster (*Aster alpinus*), solidago (*Solidago x hybrida*), Statice (*Limonium sinuatum*) e iris (*Iris germanica*) (Cabezas, 2002).

Uno de los problemas que enfrenta la floricultura mexicana es la disminución del rendimiento y la calidad de la producción, debido a desbalances nutrimentales, resultado de una fertilización inadecuada (Gaytan-Acuña *et al.*, 2006). Además, un exceso de nutrientes favorece la salinización de suelos y existe un riesgo potencial de contaminación por nitratos y fosfatos en aguas subterráneas y aguas superficiales favoreciendo la eutrofización.

En los últimos años se ha despertado el interés en muchas partes del mundo incluyendo a México, sobre la utilización de composta o vermicomposta como opción para disminuir el uso de fertilizantes químicos y aprovechar los nutrientes de residuos orgánicos. Diversos estudios se han llevado a cabo aplicando composta en cultivos florícolas, por ejemplo, geranios (Chand *et al.*, 2007), tajetes (Atiyeh *et al.*, 2002a), petunias (Aracon *et al.*, 2008), crisantemos (Hidalgo y Harkess, 2002a) y en flores de pascua (Hidalgo y Harkess, 2002b) logrando no solo mejoras la calidad de la flor, sino también en las propiedades físicas y químicas del suelo.

Por lo tanto, la utilización de residuos orgánicos estabilizados como la vermicomposta en la floricultura representa actualmente, una alternativa para proporcionar nutrientes al cultivo y mejorar la producción con ciertas ventajas económicas así como ambientales.

2.- REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Vermicompostaje

2.1.1 Definición

2.1.1.1 Composta

El compostaje es un proceso controlado de descomposición de la materia orgánica con el que se obtiene un producto con excelentes propiedades como fertilizante y regenerador de suelos: la composta. Este proceso se realiza principalmente con los residuos vegetales de la cocina, del jardín y de cosechas.

En el compostaje intervienen millones de microorganismos, hongos y numerosos invertebrados que descomponen los residuos orgánicos convirtiéndolos en humus. Estos organismos viven en presencia del aire (organismos aerobios), por lo que en el compostaje no hay putrefacción y, por tanto, tampoco malos olores (De Santos y Urquiaga, 2013). El producto final se usa para fertilizar y enriquecer la tierra de los cultivos. Las compostas tienen la ventaja sobre otros materiales orgánicos crudos de que ya están estabilizadas, los elementos ya están mineralizados y disponibles por las plantas (Organización Tierramor, 2002).

2.1.1.2 Vermicomposta

El Vermicompostaje es una técnica que se usa en la degradación de subproductos orgánicos, el principal activador es la lombriz de tierra, la especie más utilizada es la lombriz roja californiana *Eisenia foetida* S., pues facilita que el proceso se realice más rápidamente. La lombriz tiene la función de actuar directa e indirectamente sobre los compuestos orgánicos produciendo una aceleración en el proceso de la mineralización, aumentando rápidamente la disponibilidad de nutrientes para las plantas. La vermicomposta también se le conoce como lombricomposta (Roque *et al.*, 2008) y que para efectos de esta investigación se le denominará como la primera.

El producto que se obtiene mediante el vermicompostaje se conoce como vermicompost o vermicomposta y es un producto de color marrón oscuro, con olor a humus o mantillo de bosque; su gran bioestabilidad evita su fermentación o

putrefacción contiene una elevada carga enzimática y bacteriana que incrementa la solubilidad de los elementos nutritivos, incrementa la superficie activa de las partículas minerales favoreciendo la capacidad de intercambio catiónico (CIC) de los suelos (Salazar *et al.*, 2003).

2.1.2 Proceso de obtención de la vermicomposta

En el proceso de vermicompostaje el principio más importante es el hecho de que se trata de un proceso biológico (fermentación aerobia) realizado por microorganismos, y por lo tanto, tiene todas las ventajas y limitaciones de este tipo de procesos. Según esto, los factores que afectan a los microorganismos son los que requieren mayor control a lo largo del proceso, entre estos factores están: la aireación, el contenido de humedad, temperatura, pH, los factores nutricionales y la relación C/N (Domínguez *et al.*, 2010).

Control de la Temperatura

El compostaje es esencialmente la aplicación de condiciones controladas (aireación, humedad y volteos) para mejorar un proceso de descomposición natural. Durante el proceso de compostaje la temperatura varía dependiendo de la actividad metabólica de los microorganismos. De acuerdo a este parámetro, el proceso de vermicompostaje se puede dividir en cuatro etapas: mesófila, termófila, enfriamiento y maduración (Figura 1).

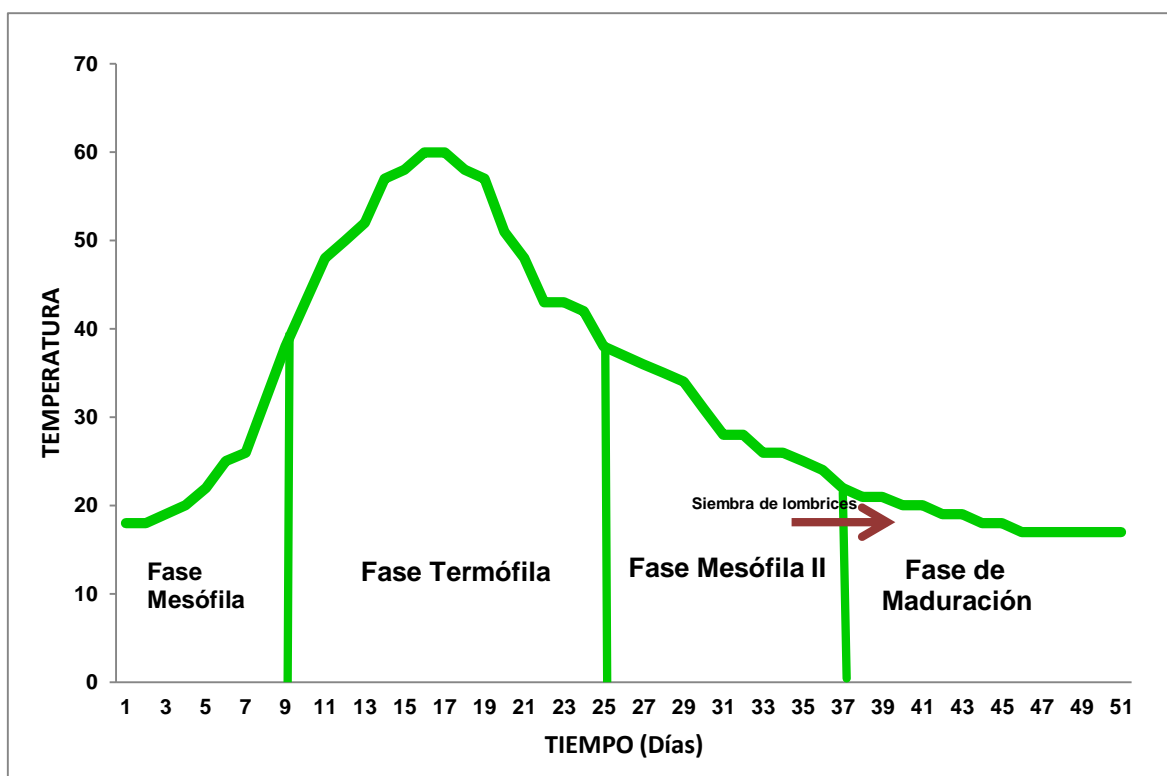


Figura 1. Fases del proceso de composteo (Xelhuantzi *et al.*, 2012).

Fase inicial o mesófila: Es un periodo de corta duración, donde la temperatura se eleva hasta los 40°C, se consumen los azúcares y otros compuestos simples, fácilmente degradables predominan los microorganismos mesófilos (hongos y bacterias).

Fase termófila: Esta fase puede durar varias semanas o meses, predominan los hongos termófilos y actinomicetos, sube la temperatura en el rango de 60-80°C, las bacterias que forman esporas preponderan y los hongos mueren. Se consume la hemicelulosa y celulosa. A medida que la temperatura desciende, la materia orgánica es recolonizada por los hongos termófilos y se alcanza la fase con mayor tasa de degradación. El pH de la pila sube entre 8 y 9. Se liberan iones como los de potasio, magnesio y calcio.

Fase de enfriamiento: La temperatura desciende a 40°C y los microorganismos mesófilos se reactivan, las bacterias y los hongos consumen la lignina. Aparecen otros microorganismos e invertebrados.

Fase de maduración: Esta última etapa es fundamental para obtener una composta de buena calidad; la temperatura desciende de 20-25°C y los microorganismos mesófilos se reactivan. Las bacterias y los hongos consumen la lignina. Aparecen otros microorganismos e invertebrados, El pH se ubica entre 7 y 8, aumenta en la capacidad de intercambio catiónico (C.I.C) y presencia de microorganismos indicadores con efectos sobre la germinación y crecimiento vegetal.

En esta etapa debe controlarse la temperatura, debido a que por una parte las temperaturas bajas suponen una lenta transformación de residuos, prolongándose los tiempos de retención, y sin embargo, las temperaturas elevadas determinan la destrucción de la mayoría de los microorganismos (pasteurización), fenómeno que solo debe permitirse al final del compostaje, para asegurar la eliminación de patógenos (Xelhuantzi *et al.*, 2012).

Aireación

El proceso de vermicompostaje es un proceso aerobio por lo que se necesita la presencia de oxígeno para el desarrollo adecuado de los microorganismos. La aireación tiene un doble objetivo, aportar por una parte el oxígeno suficiente a los microorganismos y permitir al máximo la evacuación del dióxido de carbono producido (SAGARPA, 2012).

Humedad

La humedad es un factor muy relacionado con la aireación. Los microorganismos necesitan agua como vehículo para transportar los nutrientes y elementos energéticos a través de la membrana celular, la humedad óptima se puede situar alrededor del 55% aunque varía dependiendo el estado físico y tamaño de las partículas, así como del sistema ampliado para realizar el compostaje (SAGARPA, 2012).

Si la humedad disminuye demasiado, decrece la actividad microbiana con lo cual el producto obtenido será biológicamente inestable. Si la humedad es demasiada alta el agua saturará los poros e interferirá la distribución del aire a través de la composta. En procesos en los cuales los principales componentes sean sustratos tales como aserrín, astillas de maderas, pajas y hojas secas se necesitan una

mayor humedad mientras en minerales como los residuos de alimentación, etc., la humedad necesaria es mucho menor.

Funciones de las lombrices

Las lombrices a través de sus tubos digestivos y con la acción combinada de microorganismos transforman la materia orgánica en vermicomposta, material con una mejor estructura y mayor contenido de nutrimentos, con respecto a la composta obtenida sin la intervención de la lombriz (Fundación Terra, 2003)

En el cultivo de lombrices, los adultos procesan aproximadamente 1 g diario de abono, equivalente a su propio peso.

La lombriz para excavar, contrae los músculos longitudinales, el cuerpo se dilata agrandando la abertura de los túneles. Luego, al contraer los músculos longitudinales se adelgaza y se desliza. La parte del cuerpo de la lombriz está ocupado por el canal digestivo, tuvo que la corre de un extremo a otro.

A medida que el anélido cava la galería incorpora tierra y materia orgánica humedecida previamente con enzimas para ablandar los tejidos vegetales. Para poder realizar el cultivo de lombrices es necesaria que la mezcla sea fermentada entre 15 a 30 días, antes de aplicar las lombrices. Ya que la materia fresca tiende a acidificarse y calentarse, lo que puede ocasionar daños a las lombrices, las condiciones óptimas son las siguientes: pH 6.5-7.5, humedad 75%, temperatura 15° C.

Para aplicar un humus en la agricultura, Uribe (2011) y Bollo (2005), sugieren que debe reunir las características descritas en el cuadro 1.

Cuadro 1. Elementos, concentraciones y proporciones que debe reunir el humus.

Elementos	Unidades
Materia orgánica	30 a 50%
Humedad máxima	40%
Nitrógeno (N) Fosforo (P)	1.5 a 3% 0.5 a 1.5%
Potasio (K)	0.5 a 1.5%
Magnesio (Mg)	0.20 a 0.50 %
Cadmio (Cd)	10 mg kg ⁻¹
Cobre (Cu)	450 mgkg ⁻¹
Níquel (Ni)	120 mgkg ⁻¹
Plomo (Pb)	300 mgkg ⁻¹
Zinc (Zn)	1.100 mgkg ⁻¹
Mercurio	7 mgkg ⁻¹
Cromo	400 mgkg ⁻¹
pH	6.8-7.2
Carbono orgánico	8.7-38.8
Relación C/N	9:13
CIC (meq/100 g de humus)	150-300

Importancia de la buena relación C/N en un vermicompostaje

El tiempo de transformación de la materia orgánica, está sujeto al contenido de C y N que contenga la muestra a tratar; esta relación caracteriza los diversos materiales orgánicos biodegradables. Es sabido que para que ello ocurra se requiere que la materia orgánica (MO) generada posea una relación de 30 (eventualmente 25) a 40 partes de carbono (C) por cada una de nitrógeno (N).

En términos generales, los microorganismos absorben 30 partes de C por cada parte de N. El carbono se utiliza como fuente de energía siendo 10 partes incorporadas al protoplasma celular y 20 partes eliminadas como dióxido de carbono (CO₂).

Como para la incorporación es necesaria la relación de 10:1, para asimilar 17.3 kg de carbono hace falta 1.73 kg de Nitrógeno. Si existe exceso de C en relación al N (relación C/N alta), el carbono se consume o elimina en cuanto que el nitrógeno va siendo reciclado, pues los microorganismos que mueren cederán el nitrógeno de esqueletos (Díaz, 2002).

Relación Carbono/Nitrógeno

Carbono y Nitrógeno son los elementos más importantes requeridos para la descomposición microbiana ya que estos forman parte fundamental de las proteínas, carbohidratos y lípidos que constituyen los microorganismos. En forma práctica, la relación carbono/nitrógeno permite conocer la velocidad de descomposición y determinar el tiempo de compostaje, siempre y cuando las condiciones de humedad, aireación y temperatura sean las óptimas. Para obtener una composta o vermicompostaje de buena calidad es importante que exista una relación equilibrada entre ambos elementos. Teóricamente una relación carbono/nitrógeno de 25-35 es la adecuada, pero esta varía en función de las materias primas que conforman el compost. Si la relación es mayor a 35 no existe suficiente nitrógeno para el crecimiento microbiano por lo cual disminuirá la actividad biológica y por ende se retrasará el proceso.

En cambio sí es menor a 30 el nitrógeno se encontrara en exceso por lo que puede perderse como amoníaco (NH₃), lo que traerá como consecuencia olor

desagradable. Es importante realizar una mezcla adecuada de los distintos residuos con diferentes relaciones carbono nitrógeno para obtener un sustrato equilibrado. En general los residuos animales como gusanos, purines, residuos de mataderos, y los materiales verdes y húmedos como cortes de pasto, residuos de frutas y verduras poseen una baja relación carbono nitrógeno; en cambio los materiales leñosos y secos como hojas secas, aserrín, virutas de madera, papel y otros tienen una alta relación carbono nitrógeno (O´Ryan y Riffo, 2007).

2.2 Materia orgánica y el proceso de mineralización

Una de las contribuciones más importantes de la materia orgánica a la fertilidad del suelo es su capacidad de suplir nutrientes, especialmente nitrógeno, fósforo, y azufre. Los nutrientes son retenidos y liberados de la materia orgánica por 2 procesos distintos: biológicos (N, P, S) y químicos (Ca, Mg, K). Algunas propiedades de la materia orgánica es que nos ayuda a retener humedad, aumenta la CIC (fertilidad del suelo), incrementa la actividad de micro y macro flora benéfica del suelo, mejora la estructura del suelo y disminuye la compactación del suelo, aumenta el espacio poroso y por consecuencia la disponibilidad de oxígeno para la raíz.

Para un mejor entendimiento de estos procesos es necesario mencionar conceptos como mineralización e inmovilización. La mineralización incluye un conjunto de procesos por medio de los cuales, la materia orgánica es transformada a moléculas inorgánicas de constitución más simple (Meléndez y Soto, 2003).

La materia orgánica que está presente en un suelo está conformada por todo el material de origen vegetal o animal en proceso de descomposición. Los suelos pueden contener entre 5% de materia orgánica, un 45% mineral, un 25% aire y un 25% agua (Labrador, 2001). La mineralización de la materia orgánica es un factor de suma importancia en el mantenimiento de la fertilidad de los suelos, puesto que a través de este proceso se reciclan nutrientes como nitrógeno, fósforo, azufre y dióxido de carbono (Franzluebbers, 1999; Calderón *et al.*, 2001).

En el proceso de mineralización de la materia orgánica influyen: el clima, la mineralogía de las arcillas, el estado de los nutrientes del suelo, la actividad de la

biota edáfica y la calidad de los recursos en descomposición (Vogt *et al.*, 1995; Geissen y Brümer, 1999).

Si toda la materia orgánica que va a parar al suelo se descompusiera directamente en elementos minerales, éstos serían fácilmente arrastrados por el agua y el suelo quedaría pronto sin nutrientes. Para evitar la desaparición rápida de los nutrientes, la naturaleza "inventó" el humus, que es un proceso de retraso de la mineralización. El humus es una sustancia oscura, con un alto contenido en carbono, y que puede ser viejo o joven. El humus viejo es muy estable, mientras que el joven se mineraliza con más facilidad. La velocidad de mineralización de la materia orgánica es realizada por microorganismos y depende de dos factores fundamentales (que influyen en la actividad de estos microorganismos): la presencia de oxígeno y la temperatura.

Es por esto que en suelos fríos o encharcados la mineralización es lenta, mientras que en suelos de climas áridos la mineralización es mucho más rápida. Cuando aramos un suelo estamos inyectando aire en él, por lo que aceleramos la mineralización. Si dejamos el suelo sin laboreo estamos, por el contrario, ralentizando la mineralización de la materia orgánica que contiene.

El nitrógeno y la mineralización

La mayor parte del nitrógeno del suelo está contenido en la materia orgánica de los animales, plantas, hongos y bacterias muertas (Schlesinger, 1997), pero en el corto plazo no es disponible para las plantas y solo mediante los procesos de descomposición y posterior mineralización vuelve a estar disponible. Las principales formas biológicas de nitrógeno activas para las plantas son inorgánicas: amonio y nitrato (Vitousek y Matson, 1985).

Los procesos de descomposición y mineralización son llevados a cabo por una comunidad muy dinámica de fauna y microorganismos descomponedores (Huxman *et al.*, 2004; Osler y Sommerkorn, 2007). La descomposición depende del clima, de la composición química de los restos vegetales y de los microorganismos del suelo. El inicio de la descomposición es la fragmentación que puede ser abiótica o biótica.

El carbono y la mineralización

En la mineralización de la materia orgánica el carbono orgánico (principal componente de los seres vivos) es oxidado hasta CO₂ como resultado de la respiración de los microorganismos. Este CO₂ va a la atmosfera, de donde será tomado por las plantas en la fotosíntesis cerrando el ciclo del carbono (Echeverría *et al.*, 1994).

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. El metabolismo del carbono se realiza con la transformación de los compuestos de carbono requeridos por los microorganismos para su crecimiento y como fuente de energía. Con presencia del carbono orgánico la población microbiana aumenta, esto se puede utilizar para aislar microorganismos específicos (López y Álvarez, 2006).

2.2.2 Mineralización de residuos orgánicos aplicados a suelos

Cuando se aplican residuos orgánicos al suelo como lodos, composta, restos de cosechas, residuos de la industria agroalimentaria, etc., la materia orgánica será mineralizada de manera diferente, en función de sus características químicas. Los principales agentes de la mineralización son las bacterias no fotosintéticas y los hongos. A este grupo de microorganismos se le denomina genéricamente “descomponedores primarios” (León-Nájera *et al.*, 2006).

Los descomponedores primarios se caracterizan por su facilidad de propagación, su elevada velocidad metabólica, de crecimiento y su gran diversidad fisiológica. La eficiencia de estos microorganismos para realizar las transformaciones químicas de los nutrientes, se debe a un gran poder catalítico. Existen grupos de microorganismos muy especializados, que cumplen un papel relevante en la mineralización de restos orgánicos específicos como son las bacterias *Cytophagas*, bacterias aeróbicas deslizantes, que pueden degradar rápidamente la celulosa, el componente más abundante en los tejidos vegetales, siendo esta la única sustancia que puede utilizar como fuente de carbono (Basaure, 2013).

2.2.3 Métodos para evaluar la mineralización de la materia orgánica

El método de combustión húmeda de Walkley-Black citado por Molina, 2011. Consiste en una oxidación con dicromato de potasio en medio de ácido sulfúrico. Este método determina sólo una parte del carbono orgánico, discriminando las formas condensadas y excluyendo en un 90 a 95% el carbono elemental (Jackson, 1976). Por su simplicidad es el procedimiento más ampliamente usado ya que se obtienen de él una buena estimación de la materia orgánica oxidable en gran número de muestras. Este método actúa sobre las formas más activas del carbono orgánico que posee el suelo y no produce una oxidación completa de dichos compuestos, por lo que se deben hacer ajustes a los resultados obtenidos en el laboratorio, cuando se quieren expresar en términos de contenido de materia orgánica.

McLauchlan y Hobbie (2004), sugieren cuatro métodos adicionales para medir la mineralización de la materia orgánica: químico, común, físico, y los métodos biológicos. Este método asume que los microbios primero mineralizan el más lábil C, con la mineralización posterior de los resistentes. La técnica consiste en CO₂ de medición producidas por la mineralización de la materia orgánica del suelo (MOS) durante el curso de la incubación de laboratorio (Álvarez y Álvarez, 2000; McLauchlan y Hobbie, 2004).

2.3 Aplicación de residuos orgánicos en cultivos florícolas

La aplicación de residuos orgánicos a cultivos florícolas ha sido reportada en la literatura. Los estudios se han llevado a cabo para evaluar la calidad de las flores cosechadas al aplicar residuos orgánicos como composta, micorrizas y vermicomposta.

Rojas *et al.*, (2011) cuyas aplicaciones fueron en el cultivo *Antirrhinum majus* L., del cultivar Rose, determinaron los efectos de la fertilización biológica de *Glomus mosseae* (Gm) y *Glomus intraradices* (Gi) en el desarrollo y calidad comercial de los tallos donde el uso de NPK afectó significativamente la acumulación de materia

seca, la longitud del tallo, el desarrollo de área foliar y el índice de calidad general de los tallos.

Romo *et al.*, (2009), evaluaron el efecto del compost de lombriz en el crecimiento y acumulación de biomasa en *Aeschynomene americana* L., en bancos de minería a cielo abierto como estrategia para su restauración. Después de un ciclo del cultivo se observó que no existieron diferencias en la sobrevivencia de las plantas pero si en la tasa de crecimiento, puesto que lograron alturas ocho veces mayores que el tratamiento testigo. Las plantas tratadas con vermicomposta formaron menos raíz respecto a la biomasa total en comparación con el tratamiento testigo, por lo que la aplicación de la composta de lombriz promueve el desarrollo de *A. americana* hasta formar semillas.

Chand *et al.*, (2007), estudió la influencia de la aplicación integrada de abono humus de lombriz, biofertilizantes o fertilizantes en la productividad y la calidad de color de geranio rosa perfumando (*Perlargonium graveolens* L`Herit), cuyas aplicaciones con fuentes orgánicas de nutrimentos con menos cantidad de combustibles fósiles se convirtieron en una práctica popular para mantener la productividad de los cultivos y la fertilidad del suelo. Se llevaron a cabo experimentos en macetas con nueve combinaciones diferentes de tratamiento de abono orgánico (vermicomposta), biofertilizantes (CIM grow) y fertilizantes inorgánicos (NPK), midiendo el rendimiento de aceite de geranio rosa perfumado. Los resultados obtenidos fueron que la aplicación con vermicomposta, CIM Grow^R y fertilizantes inorgánicos produjo mayor rendimiento de forraje y aceite de geranio, lo contrario al de fertilizante inorgánico.

Espinosa *et al.* (2000), en su investigación de fertilización química y biológica de *Phalaenopsis* sp. (Orchidaceae) en condiciones de invernadero evaluaron la nutrición en el cultivo, por lo cual se expusieron cuatro fórmulas de fertilización con y sin micorrizas, sobre el desarrollo y crecimiento de la especie citada. Las fórmulas utilizadas fueron: 20-20-20, 19-31-17, 15-30-15 (solubles) y 13-13-13 (lenta liberación con o sin micorrizas, respectivamente), donde el tratamiento con micorrizas presentó mayor número de botones en el primer muestreo, mayor número de flores al momento del corte y mayor periodo de vida postcosecha (38 días).

Milpa *et al.*, (2011), realizaron la evaluación de tres variedades de *Iris xiphium* L. cultivadas en maceta en cuatro proporciones de humus de lombriz. Para las variables longitud tallo, longitud de botón, diámetro de botón, longitud de flor, diámetro de flor, área foliar y AF, el mejor tratamiento en la variedad Telstar correspondió a la proporción 30/70 (% lombrihumus / % suelo) y la dilución 1:10 de lixiviado; el segundo mejor tratamiento fue en la variedad Discovery en la proporción 40/60 (% lombrihumus / %suelo) y dilución 1:10 de lixiviado.

Fornaris *et al.*, (2009), realizaron un ensayo en el cultivo del tomate variedad Liliana 10-3, donde evaluaron el efecto de cinco dosis de dos biofertilizantes naturales, sobre algunos indicadores agronómicos, tales como: altura de las plantas (cm), grosor del tallo (cm), diámetro ecuatorial (cm), grosor del mesocarpio (cm), inicio de la floración (días), emisión del primer racimo (días), rendimiento comercial (tha^{-1}), masa promedio del fruto (g), frutos de primera (%), segunda (%) y tercera (%). Los resultados mostraron que las mejores respuestas a la biofertilización natural en las plantas se obtuvieron cuando se aplicaron dosis altas del lixiviado.

2.4 Cultivo de *Solidago*

2.4.1 Descripción taxonómica

La especie de nombre común solidago pertenece a la familia Asteraceae y al género *Solidago* (Cuadro 2), del cual existen aproximadamente 100 especies y en su hábitat natural la mayoría se encuentran en praderas, cunetas de carreteras y terrenos baldíos; todas ellas son plantas perennes, leñosas hacia la base, su tamaño es de 20-60 cm de alto, tallo cubierto de pelillos suaves, hojas alternas, las bases oblanceoladas, a menudo persistentes en la antesis el ápice obtuso con el margen entero o algo aserrado, hojas caulinares a menudo elípticas, las más largas con 3 venas evidentes, laminas cubiertas de pelillos en ambas caras, su inflorescencia paniculada piramidal en la punta del tallo, de 2-15 cm de largo, compuesta de ramas dirigidas arriba y frecuentemente con un ápice curvado, sobre la que se disponen numerosas cabezuelas que es una inflorescencia formada por pequeñas flores dispuestas sobre un receptáculo pequeño que no presenta brácteas, flores liguladas de 5-7 mm de largo, lígulas de 2.5 a 3mm de largo por 0.5 a 1.2 mm de ancho, de color amarillo, fruto de 1.8-2.5 mm de largo, 5-nervado, con

pelos largos y sedosos, en el ápice del fruto se presenta una estructura llamada vilano que consiste de 25 a 40 cerdas (pelos rígidos sobre su superficie), las mayores de aproximadamente 3.5 mm de largo (Cuenca, 2013).

Cuadro 2. Clasificación Taxonómica del *Solidago*.

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Asterales
Familia:	Asteraceae
Subfamilia:	Asteroideae
Tribu:	Astereae
Subtribu:	Solidagininae
Género:	<i>Solidago</i> L.

Fuente: CONABIO 2013

2.4.2 Distribución geográfica

Las especies de solidago se encuentran distribuidas en América del Norte, desde Canadá hasta México y en Sudamérica. Los nombres con los que se le conoce además de solidago son vara de oro, palma de oro, vara de San José, plumero

amarillo. En México recibe el nombre de solidago, vara de oro o vara de San José (Rzedowski y Rzedowski, 2001).

2.4.3 Descripción botánica

Las hojas son simples, estrechas, alargadas y de color verde oscuro. El tallo crece y se ramifica únicamente cuando aparece la inflorescencia. La planta sigue su crecimiento desarrollando nuevos brotes vegetativos desde el suelo, emitiendo finalmente todos ellos inflorescencias (Rzedowski y Rzedowski, 2001) (Figura 2).



Figura 2. Estructura de la planta de Solidago.

La inflorescencia es paniculada compuesta por pequeñas flores, de intenso color amarillo de unos tres milímetros de diámetro. Cuando la planta desarrolla la inflorescencia alcanza su altura definitiva. En este periodo no aparecen tallos

vegetativos pero sí pequeños botones florales que pronto darán color amarillo a la plantación con su apertura (Figura 3).



Figura 3. Planta de solidago, a) hojas lanceoladas, b) inflorescencia paniculada, c) pequeñas flores amarillas.

2.4.4 Producción de solidago

El cultivo de solidago en invernadero se reproduce vegetativamente tras la plantación o poda y puede ser controlado mediante el fotoperiodo, alargando con iluminación artificial la duración del día para evitar la inducción floral y conseguir

una determinada altura de tallo, incluida la espiga floral, que debe superar los 75 cm para la categoría extra.

2.4.4.1 Requerimientos edafoclimaticos

Los requerimientos para su desarrollo de la planta del solidago que necesita según López *et al.*, (2006) son:

Temperatura: El cultivo de solidago no es muy exigente en temperatura y puede soportar cortos periodos de tiempo bajo 0 °C sin daños en la vegetación, pero su mínimo óptimo de cultivo oscila entre 6 y 8 °C. Cuando las temperaturas son más bajas, la planta retrasa su desarrollo vegetativo dando floraciones muy tardías alargando su periodo de recolección. Los productores de la región de Santa Ana Ixtlahuatzingo por ejemplo, tienen que aplicar fitohormonas para elevar la producción.

Luz: Se considera planta de día corto, es decir, la floración se ve influida por la presencia de la luz y la duración del día, de tal forma que florecerá naturalmente cuando dicha duración sea inferior a 13 o 14 h.

Suelo, humedad edáfica y pH del suelo: Es un cultivo que prefiere suelos bien drenados y aireados. Las plantas adultas tienen un sistema radicular muy desarrollado, pero precisan de una humedad alta en el suelo, incluso en superficie. En cualquier tipo de suelo el drenaje debe estar garantizado. En cuanto al pH, este cultivo se desarrolla mejor alrededor de 6.8., y es sensible a la salinidad, por lo que se debe evitarse cualquier acumulación de sales en el entorno de las raíces.

Plantación: La plantación de solidago se lleva a cabo durante todo el año, con una densidad de plantación de 24 plantas/m² lineal y 15 plantas m⁻² en invernadero. El sistema de riego es localizado, utilizando tres líneas porta goteros por banqueta, con emisores de 3.5 L h⁻¹ de caudal y separados 20 cm entre sí. Inmediatamente después de la plantación se aportan alrededor de 15-20 m³ de agua por 1000 m² cubiertos mediante los aspersores con lo que se compactará el terreno entre las raíces.

Fertilización: se recomienda en la fase de desarrollo vegetativo emplear 1-0.5-0.5, en la de inducción y diferenciación floral 1-0.25-0.7 y en la recolección 1- 0.25-1.5. El aporte de microelementos se recomienda se realice de manera semanal en todas las fases del cultivo. Pudiendo hacerse una planificación aproximada de aportaciones nutritivas según la fase en que se encuentre la planta.

El nitrógeno es el principal de los macroelementos, ya que este elemento podemos encontrarlo en el suelo en forma orgánica y en forma mineral. En forma orgánica se encuentra formando humus que contiene alrededor del 5% de N, la planta absorbe el N a lo largo de todo el ciclo vegetativo y en determinados casos el consumo es más alto.

El fosforó tiene una gran influencia en la primera fase de crecimiento de las plantas, favorece el desarrollo del sistema radicular al comienzo de la vegetación y favorecen la fecundación, fructificación y la maduración de las semillas.

El potasio en la planta es uno de los macroelementos esenciales, disminuye la transpiración de la planta por lo que la hace más resistente a la sequía; aumenta la resistencia a las heladas al elevar el contenido de la savia en elementos minerales, favorece el desarrollo de las raíces, interviene en la fotosíntesis de las hoja favoreciendo la formación de hidratos de carbono y el movimiento de estos glúcidos hacia los órganos de reserva (Guerrero, 2000).

Los nutrimentos aportados no deben elevar la conductividad del agua de riego más de 0.5 mmhos cm^{-1} en las primeras etapas de desarrollo vegetativo del cultivo, para posteriormente llegar a 1.5 mmhos cm^{-1} en las siguientes.

Poda: Se realiza cuando termina la recolección comercial, y se efectúa al ras del suelo, eliminando toda la vegetación de la planta. Con ello se consigue una brotación uniforme.

2.4.4.2 Enfermedades y plagas del cultivo

Las plagas más comunes y daños en el cultivo de solidago se muestran en los cuadros 3 y 4.

Cuadro 3. Insectos y ácaros que causan daño al cultivo de Solidago (López *et al.*, 2006).

Plagas	Nombre científico	Daño
Araña roja	<i>Tetranychus urticae</i> Koch	Se instala en el envés de la hoja se alimenta del jugo celular de la capa superficial de la misma (chupa la savia de la planta).
Minador de hojas	<i>Liriomyza trifolii</i> Burgess	Parte aérea y al presentarse en las hojas que acompañan a la inflorescencia pueden devaluar el ramo floral
Mosca blanca	<i>Trialeurodes vaporariorum</i> Westwood	Debilitan el crecimiento de las plantas y deprecian el ramo floral con los parásitos, como la fumagina, que aparecen posteriormente a sus ataques.
Trips	<i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande	Producen daños principalmente en las flores, por lo que es necesario eliminar los tallos florales no comerciables y aquellos con flores pasadas.

En cuanto al ataque por hongos, el cultivo es muy susceptible si las condiciones lo permiten (Cuadro 4), causando una merma en la producción sino se controlan a tiempo.

Cuadro 4. Hongos que causan daño al cultivo de solidago (López *et al.*, 2006).

Enfermedad	Nombre científico	Daño
Oídio	<i>Uncinula necátor</i> Schwein	Se muestra con manchas blancas que aparecen en las hojas más viejas.
<i>Verticillium</i>	<i>Verticillium</i> spp.	Provoca secado rápido de tallos con manchas oscuras en los vasos conductores.
<i>Rizoctonia</i>	<i>Rhizoctonia solani</i> J. G. K.	Se localiza en el cuello de la planta y órganos basales

2.4.5 Manejo poscosecha

El punto de corte óptimo aparece cuando la planta presenta de un 30 a un 40% de flores abiertas con pétalos y estambres totalmente formados y coloreados de un color alimonado o verde claro. En este momento debe reducirse el riego y la fertilización para evitar la aparición de rebrotes vegetativos y evitar también riesgos de pudriciones de la raíces.

Los tallos se confeccionan en paquetes de cinco tallos, que se agrupan a su vez en pomos de cinco paquetes. Se sugiere, se presenten embolsados en papel transparente micro perforado. Una vez confeccionados se conservarán en cubetas con agua y conservante en cámara frigorífica de 6 a 8 °C.

La duración del ciclo de cultivo desde la plantación hasta el inicio de la recolección es de unos 70 días para las plantaciones de verano, incluido un periodo escalonado de corte aproximado de dos semanas.

3.- JUSTIFICACIÓN

En la producción de flores en Santa Ana Ixtlahuatzingo, municipio de Tenancingo, Estado de México, es común encontrar que los restos vegetales al corte de la flor se queman o se abandonan en las orillas de los invernaderos, sin que estos representen algo útil para el floricultor.

Recientemente, se ha intensificado el aprovechamiento de estos residuos, mediante la elaboración de vermicomposta utilizando estiércol de ovino con el fin de obtener un producto rico en materia orgánica estable y de esta manera

aprovechar su aporte nutricional tanto del sólido como de los lixiviados que se generan durante el proceso.

La aplicación al suelo de la vermicomposta es una alternativa para disminuir el uso de fertilizantes químicos que afectan la calidad del suelo y demeritan su poder nutricional, además de que conllevan una reducción de costo monetario para el productor.

Es verdad que dependiendo de los residuos vegetales así como de las etapa de descomposición y madurez dependerá la composición de la composta y vermicomposta, no obstante, las evaluaciones en laboratorio facilitarán la comprensión del proceso de mineralización de la materia orgánica de la vermicomposta, de cara a conocer la época de aplicación óptima y máximo aprovechamiento de los nutrimentos por el cultivo. Por lo tanto nos permite realizar mejores aplicaciones en campo y entender de mejor forma la nutrición y la respuesta de los cultivos florícolas en la región sur del Estado de México.

4.- HIPÓTESIS

Experimento en invernadero

La aplicación de dosis altas de 100kg de vermicomposta o 10L de lixiviados mejoran la calidad y producción de flor de *Solidago* x híbrida, respecto a la producida con una aplicación de 50kg de vermicomposta o 5L de lixiviados respectivamente.

Experimento en laboratorio

La aplicación de una dosis doble de vermicomposta o de lixiviados al suelo con respecto a una sencilla, incrementa la respiración microbiana.

La aplicación de lixiviados favorece una mayor respiración microbiana respecto a cuándo se aplica vermicomposta.

5.- OBJETIVOS

General:

Evaluar el efecto de la aplicación en concentraciones sencilla y doble de una vermicomposta y un lixiviado en el cultivo de solidago y en incubaciones aeróbicas.

Específicos

- Evaluar el efecto de una vermicomposta en concentraciones sencilla y doble sobre la calidad del cultivo solidago.

- Evaluar el efecto de lixiviados en concentraciones sencilla y doble sobre la calidad del cultivo solidago.
- Evaluar mediante respirometrías en condiciones controladas de temperatura y humedad la calidad de una vermicomposta y un lixiviado en dosis sencilla y doble.

6.- MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Experimento en invernadero

6.1.1 Ubicación

El ensayo se llevó a cabo en la localidad de Santa Ana Ixtlahuatzingo (Figura 1), Municipio de Tenancingo, Estado de México, localizada a 18° 58' 14" N y 99° 37' 25" O (Figura 4), a una altitud de 2200 m. El clima de esta región es templado con lluvias en verano (CW, Pueblos América, 2013). La precipitación promedio anual de la región es de 1000 a 1500 mm, con un periodo de lluvias en verano y parte del otoño y su temperatura media anual es de 18.2°C (Serrano, 2013).

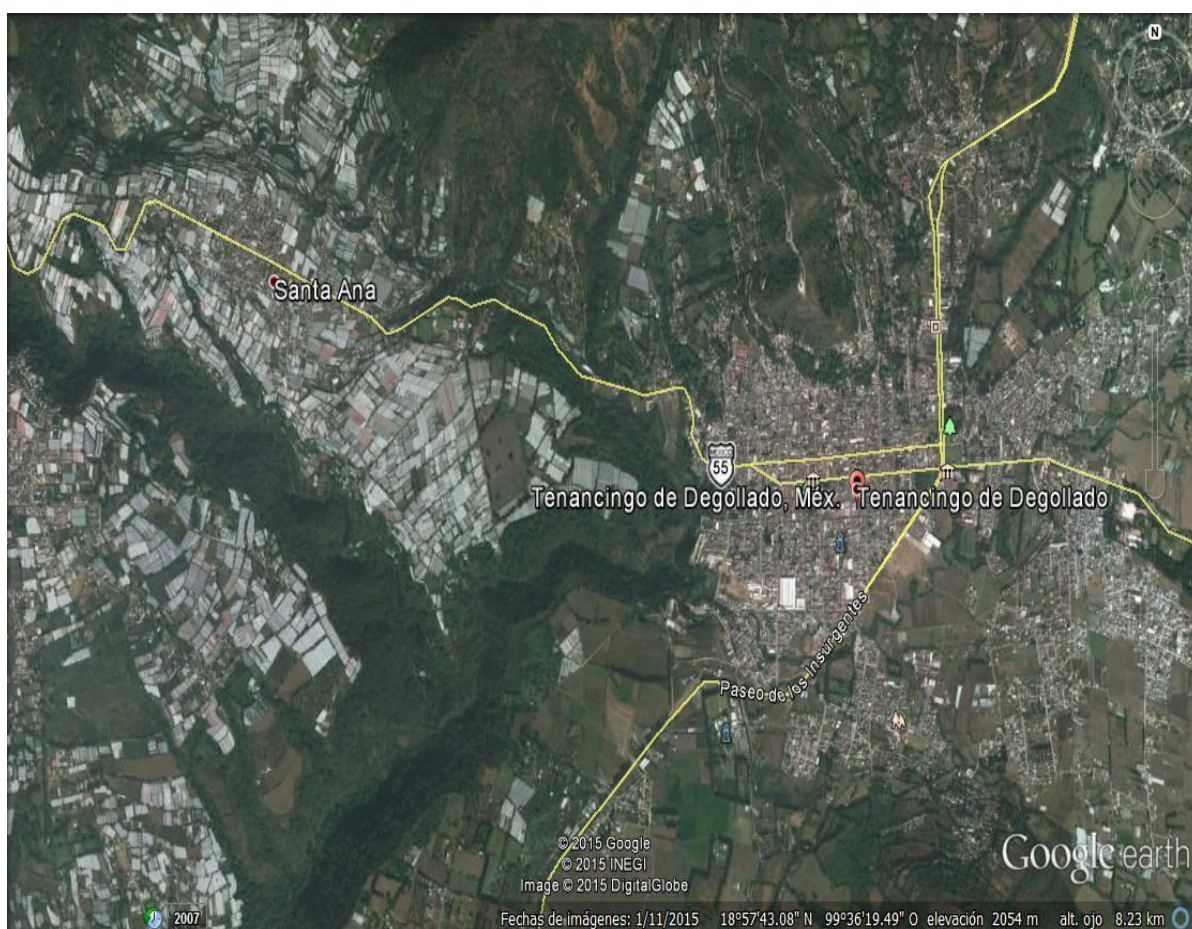


Figura 4. Municipio de Tenancingo de Degollado, Estado de México (Google earth, 2015).

6.1.2 Material vegetal

Se trabajó con *Solidago x híbrida* bajo condiciones de invernadero, en una superficie de 450 m² perteneciente a un floricultor de la localidad de Santa Ana Ixtlahuatzingo (Figura 5). El cultivo de solidago se escogió por dos razones 1) es uno de los cultivos que se utilizan como flor de “relleno” que se cultiva en la comunidad y por lo tanto representan una importante fuente de ingresos para los floricultores, 2) por tener raíz fibrosa y responder de forma rápida a los cambios de nutrientes en el suelo.



Figura 5. Cultivo de solidago establecido en el experimento en la localidad de Santa Ana Ixtlahuatzingo, municipio de Tenancingo.

6.1.3 Establecimiento del cultivo

El cultivo se estableció en 2012 y 2013 en tres épocas distintas: Julio – Septiembre 2012; Septiembre – Noviembre 2012; y Noviembre 2012 – Enero 2013 (Cuadro 14 y 15). En cada fecha se aplicaron los mismos tratamientos en un área de 450 m².

6.1.4 Tratamiento

La vermicomposta utilizada se obtuvo de la mezcla de restos vegetales de *Rosa x hybrida*, *Chrysanthemum leucanthemum*, *Aster* spp y maleza de los cultivos, mezclados con estiércol de bovino, en una proporción 3:1 (v/v) respectivamente. Se aportaron 0,5 kg de lombrices de la especie *Eisenia* sp., por cada 10 kg de restos vegetales.

Se hicieron remociones periódicas y aplicaciones de riegos para el control de la humedad y temperatura (Figura 6). Después de 6 meses se tomaron 3 muestras compuestas de vermicomposta y de lixiviado, este último representó la fracción líquida rica en nutrientes solubles y microorganismos benéficos. Las muestras de

vermicomposta se secaron a 70 °C por 24 h y se tamizaron a 2 mm para su análisis. El lixiviado se mantuvo a 0 °C hasta su análisis. Las propiedades físicas y químicas de vermicomposta y lixiviados se observan en el Cuadro 8.

El contenido de N orgánico se evaluó mediante el método Kjeldahl sobre materia seca (NMX-F109-SCFI, 2007). Nutrientes como K, Ca y Mg se determinaron utilizando una solución extractora de acetato de amonio por espectrofotometría de absorción atómica (Perkin-Erlenmeyer 2380). El material mineral extraño e inerte en la vermicomposta se determinó según normativa mexicana.

Las dosis de la vermicomposta y lixiviados así como los tiempos de aplicación se eligieron con base a como lo hace el floricultor (Cuadro 5). La dosis que normalmente aplica el productor al cultivo de solidago, y por la cantidad empleada se consideró como alta; mientras que otra menor, a la mitad de la dosis alta, se propuso con la finalidad de comparar su suficiencia.



Figura 6. Vermicomposta utilizada en el estudio realizado del cultivo de solidago.

Cuadro 5. Dosis de la vermicomposta y lixiviados aplicados según el tratamiento.

Tratamiento	Dosis por unidad experimental (5.2 m ²)
-------------	---

Vermicomposta dosis alta (VDA)	100 kg
Vermicomposta dosis baja (VDB)	50 kg
Lixiviado dosis alta (LDA)	10 L
Lixiviado dosis baja (LDB)	5 L
Fertilizante químico sintético (Q)	450 g de Ca(NO ₃)
Suelo testigo o control (T)	Sin aplicación

Las aplicaciones de la vermicomposta, lixiviados y fertilizante químico se llevaron a cabo dos veces durante el desarrollo del cultivo como se observa en el Cuadro 6.

Cuadro 6. Aplicaciones en el cultivo de solidago de acuerdo a las fechas establecidas

Primera	21 de junio y 21 de agosto
Segunda	25 de septiembre y 28 de octubre
Tercera	25 de noviembre y 18 de diciembre

La primera fecha correspondió al periodo vegetativo con lo cual se pretendió aportar nutrimentos para que el cultivo alcanzara un máximo de producción de hojas y la segunda fecha precedió a la antesis, esperando que una aportación de nutrimentos favoreciera una mayor formación de inflorescencias (Figura 7).



Figura 7. Cultivo de solidago durante el desarrollo vegetativo.

6.1.5 Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó fue completamente al azar con tres repeticiones por tratamiento de acuerdo a la siguiente ecuación

$$x_{ij} = \mu + T + \varepsilon_{ij} \quad \text{Ecuación 1}$$

Donde

x_{ij} = variable observable

μ = media general

T = tratamientos

ε_{ij} =error

La unidad experimental fue una parcela de 5.2 m² con 104 plantas por unidad experimental (Figura 8).

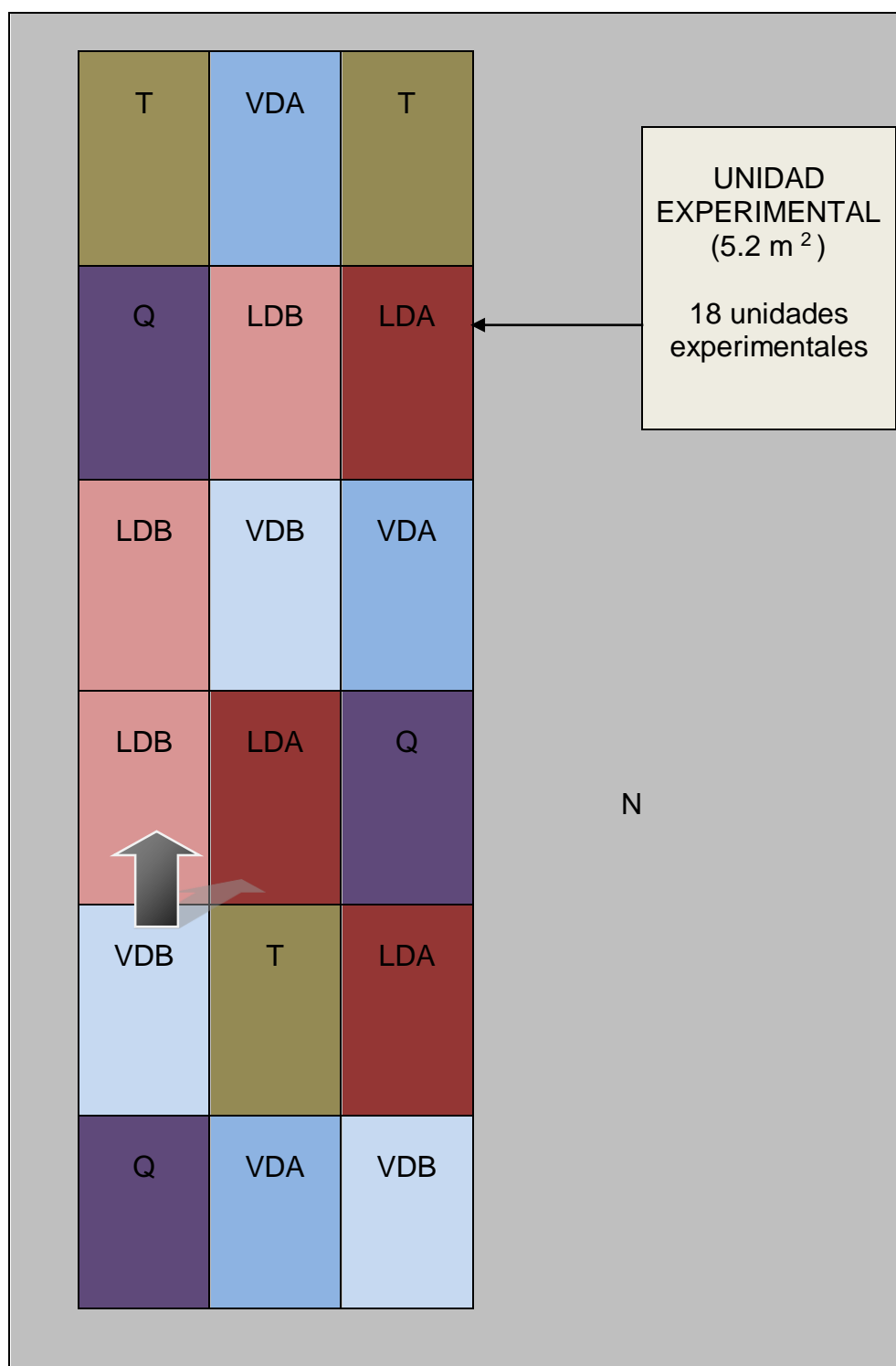


Figura 8. Distribución de los tratamientos en invernadero: vermicomposta dosis alta (VDA), vermicomposta dosis baja (VDB), lixiviado dosis alta (LDA), lixiviado dosis baja (LDB), químico (Q) y testigo (T).

6.1.6 Variables evaluadas

Considerando la demanda de calidad en el mercado del solidago, las variables (Figura 9) que se midieron en el cultivo fueron:

- Número de tallos por planta (No. T): se contabilizó el número de varas por planta de las muestras tomadas.
- Altura de la planta (ADP): medida en cm desde la base del tallo hasta la parte final de la espiga.
- Largo inflorescencia (LI): se midió de donde empieza las flores hasta terminar la inflorescencia.
- Diámetro de la Inflorescencia (DI): medida en la parte superior en cm, se midió en la parte aérea de la planta.
- Diámetro del tallo (DT): se midió en milímetros en la parte media de la planta.
- Peso fresco (PF): este se hizo con una báscula y se expresó en gramos.
- Peso seco de la planta (PS): Se colocaron en el invernadero del Centro Universitario Tenancingo donde se dejaron deshidratar por cinco días, posteriormente fueron pesados (g) con una báscula alcanzando una temperatura máxima de 40°C.



Figura 9. Variables medidas: a) No. de tallos, b) Altura de la planta, c) Longitud inflorescencia, d) Diámetro inflorescencia, e) Diámetro tallo, f) Peso fresco, g) Peso seco.

6.1. 7 Análisis experimental

Los datos obtenidos para medir las variables no. de tallos, altura de la planta, longitud inflorescencia, diámetro inflorescencia, diámetro tallo, peso fresco, peso seco, se analizaron por análisis de varianza (ANOVA) con el programa estadístico SAS (Statistical Analysis System) y donde hubo diferencias significativas se aplicó la prueba de comparación de medias de diferencia mínima significativa, DMS ($P \leq 0.05$)

6.2 Experimento en laboratorio

6.2.1 Obtención del suelo

El suelo se extrajo a 20 cm de profundidad de las unidades experimentales testigo del experimento en invernadero. Se tomaron 3 submuestras al azar que se mezclaron para hacer una muestra global y se trasladó al laboratorio en bolsas de plástico. Posteriormente el suelo se secó a temperatura ambiente y se tamizó a 2 mm en el laboratorio de Química del Centro Universitario Tenancingo (CUT) (Figura 10).



Figura 10. Muestra del suelo ya secado y tamizado.

Se pesaron 18 muestras de suelo de 100g cada una (Figura 11), en donde se aplicó la vermicomposta, los lixiviados y el fertilizante químico, en dosis equivalentes a las aplicadas en campo (Cuadro 7).

Cuadro 7. Dosis aplicadas en cada tratamiento en el experimento de laboratorio.

Tratamiento	Dosis
	(mg kg ⁻¹ suelo)
VDA	74
VDB	40
Q	290
	(mL kg ⁻¹ suelo)
LDA	10
LDB	5
Suelo Testigo	Sin aplicación



Figura 11. Preparación de los frascos con los tratamientos.

6.2.2 Cálculos de los tratamientos aplicados en campo

6.2.2.1 Cálculo de suelo utilizado en laboratorio

Se hizo por la metodología propuesta por Stanford y Smith 1972 citado por Díez (1999), Martínez (2008), Studdert, (2000) y Pinochet (2001). Para llevar a cabo la aplicación de dosis equivalente en laboratorio se tomaron en cuenta la información de las dosis aplicadas en campo, con los cuales, se calculó el área y la profundidad a la cual se aplicaron los tratamientos en campo:

Área de la unidad experimental de 5.2 m² y profundidad 0.20 m, luego se procedió al cálculo del volumen que ocupa el suelo en la unidad experimental:

$$V = A * h \quad \text{Ecuación 2}$$

Donde:

A= área

h= altura

$$V = 5.2 \text{ m}^2 * 0.2 \text{ m} = \mathbf{1.04 \text{ m}^3}$$

Una vez obtenido el volumen del suelo se calculó su masa, considerando una densidad de suelo de 1.3 t m⁻³ y con base a la fórmula de:

$$d = \frac{m}{v} \quad m = vd \quad \text{Ecuación 3}$$

$$m = 1.04 \text{ m}^3 * \frac{1.3 \text{ t}}{\text{m}^3} = \mathbf{1.35 \text{ t}}$$

Una vez que se conoce la masa que ocupa el suelo en 5.2 m² a una profundidad de 20 cm se realizaron los siguientes cálculos.

Para el tratamiento en donde se aplicaron 100 kg en 5.2 m² (192 t ha⁻¹ materia fresca) de vermicomposta dosis alta (VDA) la dosis equivalente en 100 g de suelo fue de:

$$\frac{100 \text{ kg vermicompost (MF)}}{1.35 \text{ t suelo}} * \frac{1 \text{ t suelo}}{1000 \text{ kg suelo}} * \frac{1 \text{ kg suelo}}{1000 \text{ g suelo}} * 100 \text{ g suelo}$$

$$= 0.0074 \text{ g}$$

6.2.2.2 Extrapolación de dosis de los tratamientos en laboratorio

En el tratamiento donde se aplican 50 kg en 5.2 m² (96.15 t ha⁻¹ materia fresca) de vermicomposta en dosis baja (VDB) la dosis equivalente en 100 g de suelo fue de:

$$\frac{50 \text{ kg vermicomposta (MF)}}{1.35 \text{ t suelo}} * \frac{1 \text{ t suelo}}{1000 \text{ kg suelo}} * \frac{1 \text{ kg suelo}}{1000 \text{ g suelo}} * 100 \text{ g suelo}$$

$$= 0.004 \text{ g}$$

Para el tratamiento donde se aplicaron 10 L de lixiviado por 5.2 m²,

$$\frac{10 \text{ L lixiviados}}{1.35 \text{ t suelo}} * \frac{1 \text{ t suelo}}{1000 \text{ kg suelo}} * \frac{1000 \text{ mL lixiviado}}{1 \text{ Lixiviados}} * \frac{1 \text{ kg suelo}}{1000 \text{ g suelo}} * 100 \text{ g suelo}$$

$$= 0.74 \text{ mL}$$

El valor obtenido se extrapoló a 1 mL para evitar errores en la aplicación.

Para el tratamiento donde se aplicaron 5 L de lixiviado por 5.2 m²

$$\frac{5 \text{ L lixiviados}}{1.35 \text{ t suelo}} * \frac{1 \text{ t suelo}}{1000 \text{ kg suelo}} * \frac{1000 \text{ mL lixiviado}}{1 \text{ Lixiviados}} * \frac{1 \text{ kg suelo}}{1000 \text{ g suelo}} * 100 \text{ g suelo}$$

$$= 0.37 \text{ mL}$$

El dato obtenido se extrapoló a 0.5 mL para evitar errores en la aplicación.

Para el tratamiento donde se aplicaron 400 g de CaNO₃ por 5.2 m²

$$\frac{400 \text{ g de CaNO}_3}{1.35 \text{ t suelo}} * \frac{1 \text{ t suelo}}{1000 \text{ kg suelo}} * \frac{1 \text{ kg suelo}}{1000 \text{ g suelo}} * 100 \text{ g suelo} = \mathbf{0.029 \text{ g}}$$

Cálculo del contenido de humedad al 55% espacio poroso lleno de agua

Para mantener las condiciones idóneas de humedad y sea favorecida la mineralización de la materia orgánica, una vez aplicados los tratamientos al suelo, se agregó agua destilada para asegurar que el 55% de espacio poroso del suelo estuviera lleno de agua y se mantuviera así durante el experimento con base a los siguientes cálculos:

Primero se calculó el espacio poroso del suelo que se utilizaron con los valores teóricos de densidad real y densidad aparente.

$$\text{Espacio Poroso} = \left(1 - \frac{da}{dr}\right) 100 \quad \text{Ecuación 4}$$

Donde da = densidad aparente del suelo y dr = es la densidad real.

$$\text{Espacio Poroso} = \left(1 - \frac{1.3 \frac{\text{g}}{\text{cm}^3}}{2.6 \frac{\text{g}}{\text{cm}^3}}\right) 100 = 50.94 \%$$

Luego, se tomó en cuenta el volumen que ocuparon los 100 g de suelo a que se utilizaron que fueron de: 107.80 cm³.

Por lo tanto:

$$107.8 \text{ cm}^3 * \frac{50.94 \% \text{ espacio poroso}}{100} = 54.91 \text{ cm}^3 \text{ de espacio poroso}$$

Para calcular el espacio poroso del suelo un 55 % lleno de agua y conocer la cantidad de agua se agregaron a cada uno de los frascos con 100 g de suelo se calculó:

$$54.91\text{cm}^3 * \frac{55}{100} = 29.7\text{ cm}^3$$

Esto indica que se aplicaron 30 mL de agua en cada unidad experimental que contiene 100 g de suelo.

6.2.3 Medición de C-CO₂ liberado

En frascos herméticos de 1 L se colocaron 100 g de suelo al cual se le aplicaron la dosis correspondiente (Cuadro 7), se agregaron 30 mL de agua y se mezclaron para asegurar una distribución homogénea.

En cada frasco hermético que contuvieron al suelo + el tratamiento (figura 12), se colocó un frasco de precipitado conteniendo 10 mL de una solución de NaOH 0.5M, en donde quedó atrapado el CO₂ proveniente de la respiración microbiana.



Figura 12. Se muestran los frascos al momento de tomar los datos.

Los frascos con suelo + tratamiento se mantuvieron en una incubadora a 30°C (Figura 13) y al 55% de espacio poroso lleno de agua en el laboratorio de docencia del CUT.



Figura 13. Incubadora donde se mantuvieron los frascos a una temperatura de 30°C.

El monitoreo de la respiración se llevó a cabo diariamente durante la primera semana y posteriormente cada tres días siendo un total de nueve semanas.

La cuantificación de C-CO₂ se llevó a cabo mediante la valoración con una solución de HCl 0.5 M.

De cada frasco que contiene el suelo + tratamiento se sacó el vaso que contenía el NaOH, se le adiciono 5mL de BaCl₂ 0.5 M para precipitar el C-CO₂ capturado y se procedió a su valoración química. Poco a poco se agregaron la solución de HCl registrando el gasto final cuando la solución vire de rosa a incolora (Figura 14).

El cálculo de C-CO₂ liberado se cuantificó de la siguiente manera:

$$C - CO_2 \text{ liberado} = \frac{(B * S) * M * 6}{G * T}$$

Donde

B= Volumen de HCl empleado en la valoración de los blancos

S= Volumen de HCl empleado en la valoración de las muestras de suelo

M= Molaridad utilizada en las valoraciones

6= Factor de conversión considerando que 1 mL de NaOH *M* equivale a 6 mg de CO₂.

G= Factor relativo a la cantidad de suelo utilizado

T= Factor relativo al tiempo de incubación

El experimento de respirometrías se llevó a cabo en dos ocasiones distintas, cada una durante 45 días (Figura 14).

Al final del experimento se obtuvieron las curvas de C-CO₂ acumulado durante los 45 días para cada uno de los tratamientos y con ello se analizó la dinámica de mineralización en cada caso. Con los resultados de C-CO₂ acumulados se realizó una prueba ANOVA como se explicó en la ecuación 1.

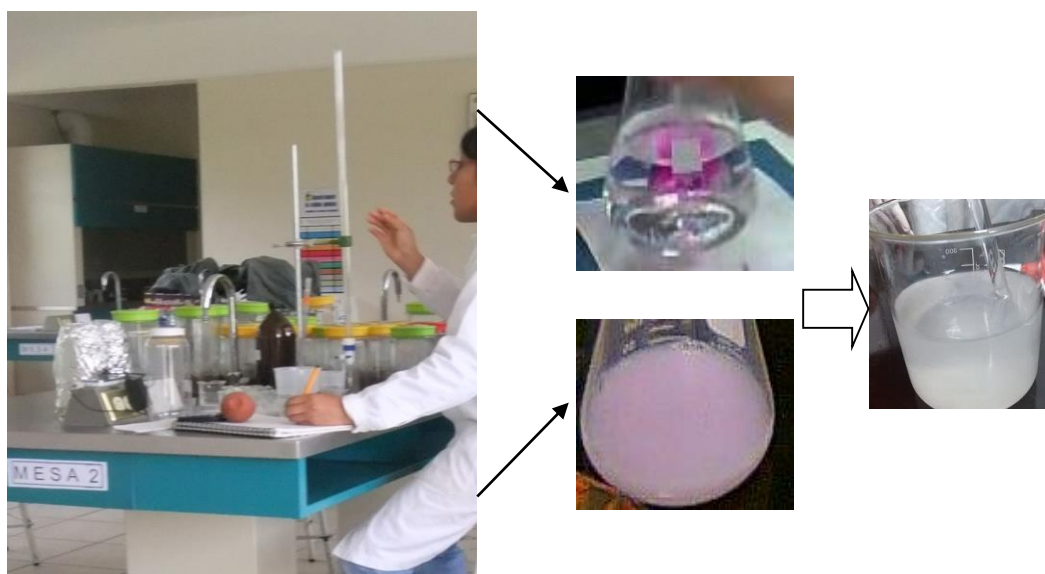


Figura 14. Medición de CO₂ por medio de respirometrías en el laboratorio de Química en el centro universitario UAEM Tenancingo.

El análisis de incubaciones durante un periodo se evaluó mediante el modelo matemático exponencial propuesto por Stanford y Smith (1972) y citado por Galvis y Hernández, (2004), para explicar la mineralización del N orgánico (Norg) se puede extender al Carbono orgánico (Corg) del suelo mediante el cual el C potencialmente mineralizable (CPM) en el cual podemos encontrar la mayor cantidad de C en el suelo y K como la tasa de mineralización de C.

En nuestro experimento se obtuvo el Carbono Orgánico Mineralizado (Corg min) acumulado por semana para poder determinar el Corg (Cuadro 16).

Se ajustaron los datos del carbono orgánico mineralizado al modelo matemático utilizando la siguiente fórmula que explican el Corg potencialmente mineralizable las fórmulas que se usaron el cálculo del Corg mineralizable se obtiene con la siguiente fórmula:

$$Corg(t) = Corg_H(1 - e^{-k_c t})$$

Corg (T)= Carbono orgánico

C_{orgH} = Carbono orgánico potencialmente mineralizable

e= Exponencial

K= Tasa de mineralización de C

t= Tiempo

7.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Propiedades químicas y físicas de la vermicomposta y lixiviado

Los valores obtenidos en la caracterización química y física de la vermicomposta y lixiviados (Cuadro 8) se encuentran dentro de lo reportado por otros autores (Rodríguez *et al.*, 2009; Chamani *et al.*, 2008; Preciado *et al.*, 2011). Por el contenido de material mineral extraño e inerte < 1 y $< 0,5$ % respectivamente, la vermicomposta se considera de calidad EXTRA; y por el contenido de materia orgánica >10 % se categoriza en calidad de SEGUNDA (Cuadro 9), según normativa mexicana NMX-F109-SCFI (2007). En el caso de los lixiviados existe un vacío legal para su categorización.

La vermicomposta presentó un valor de pH ligeramente ácido (6,3) mientras que el lixiviado muestra una tendencia básica (8,7); en ningún caso los valores de pH son limitantes para la absorción de nutrimentos por el cultivo (FitzPATrick, 1996), en cambio, la CE en la vermicomposta y lixiviado (8 y 12 mS/m, respectivamente) sugiere su aplicación con moderación, ya que valores altos de CE podrían afectar procesos fisiológicos incluyendo la germinación (Majlessi *et al.*, 2012). La relación carbono nitrógeno, C/N en la vermicomposta y lixiviados fue <30 , lo que indica que no existe riesgo de inmovilización de N por la biomasa microbiana (Huerta *et al.*, 2010). Los macro y micronutrimentos se encontraron en cantidades inferiores en la vermicomposta con respecto a los registrados en lixiviados, esta diferencia de la concentración de P, K, Ca y Mg entre ambos (Cuadro 8).

A través de la vermicomposta se pueden transformar grandes cantidades de desechos orgánicos y, en corto tiempo, producir grandes volúmenes de abono orgánico en forma de vermicomposta en donde reúnan las características que marca la NMX-F109-SCFI (2007). Es conocido que la vermicomposta contiene sustancias fenólicas que activan los procesos de respiración y con ello, el metabolismo y la absorción vegetal. Martínez (1999), menciona que la vermicomposta existen sustancias húmicas asociadas con la actividad enzimática, además aporta una amplia gama de sustancias fitoregulatoras del crecimiento.

Además del humus sólido, el lixiviado drenado durante el proceso de vermicompostaje es un notable promotor del crecimiento natural de la planta debido a sus características bioquímicas, que incluyen sustancias húmicas. Los lixiviados son un producto que aún no está totalmente estudiado (Gutiérrez-Miceli *et al.*, 2011; Basilio y Galba, 2012). De acuerdo con Ortega y Fernández (2007) es una suspensión alcalina que contiene ácidos húmicos y fúlvicos, lo que puede facilitar la adición de C al suelo a través del sistema de riego para aumentar la materia orgánica y los niveles de fertilidad del suelo.

Cuadro 8. Resultados de las muestras analizadas en el laboratorio de suelos para su análisis del material sólido como líquido de tres muestras tomadas, basándose en la NMX-F109-SCFI 2007. Realizado por el laboratorio de suelos de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la UAEMéx (Cuadro 13).

Propiedad	Suelo	Vermicomposta	Lixiviado
pH	7.0	6.3	8.7
CIC		66.3 C mol/100gss	-----
Carbono orgánico	1.2%	4.23 %	-----
Materia orgánico	2.4%	7.28 %	-----
C.E	0.402mS	8.19mS	12.00 mS
Nitrógeno	0.1%	.36%	2.48%
Fosforó	298 ppm	343.57 ppm	4673 ppm
Potasio	553 ppm	233.7 ppm	1108.16ppm
Carbono/Nitrógeno	12.0%	11.76 %	-----
Calcio	3305 ppm	115.4	2396 ppm
Magnesio	-----	121.73	1971 ppm
Sodio	197 ppm	64.66 ppm	483.33 ppm
Densidad aparente	1.3 g/cm3	0.66 g/cm3	-----
Humedad	-----	6.5%	
Textura franco-arenosa (arena, limo y arcilla)	60-26-11	-----	-----
Color seco	-----	Café amarillento+ café rojizo oscuro+	-----

		Café oscuro	
		10YR 5/6 5YR 3/2	
Color húmedo	-----	Café oscuro	-----
		+negro + negro 10	
		YR ³ / ₄ 2.5/1	

Cuadro 9. Clasificación de la calidad de la vermicomposta en las tres muestras tomadas para su análisis realizado por el laboratorio de suelos de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la UAEMéx (Cuadro 13).

ATRIBUTO	CONTENIDO	CALIDAD
Material Mineral extraño	<1%	Extra
Material Orgánico	>10%	Segunda
Material inerte	<0.5%	Extra
Material inerte	<1%	Extra

7.2 Experimento en campo

Del cultivo de Solidago donde se evaluaron siete variables morfológicas en invernadero, todas mostraron diferencias significativas, excepto en el diámetro de la inflorescencia (Cuadro 10).

En la variable altura de la planta los tratamientos lixiviado dosis alta y vermicomposta dosis baja fueron estadísticamente diferentes a los demás tratamientos. Para longitud de inflorescencia el mejor tratamiento fue lixiviado dosis alta, el cual fue diferente estadísticamente a los tratamientos vermicomposta dosis alta, lixiviado dosis baja y químico excluyendo al testigo y vermicomposta dosis baja (Cuadro 10).

La variable diámetro tallo no mostró diferencias significativas. El mejor tratamiento en el número de tallos fue lixiviado dosis alta y los demás tratamientos no hubo diferencia significativa. La variable peso fresco también no presentó diferencia estadística.

Cuadro 10. Análisis de varianza y comparación de medias DMS ($P \leq 0.05$) de variables de rendimiento en invernaderos en Santa Ana Ixtlahuatzingo, Tenancingo Estado de México.

TRATAMIENTOS	LP	LI	DT	No. T	PF	DI
VDA	76.81 b	20.40	.42 a	6.60	151.56	16.20
		ab		ab	ab	a
VDB	82.34 a	17.96 c	.42 a	6.47	159.28	16.22
				ab	a	a
LDA	83.01 a	21.20 a	.41 b	7.27	157.44	16.15
				a	a	a
LDB	75.97 b	19.49 bc	.41 b	5.43	124.44	14.82
				b	b	a
Q	77.68 b	18.89 bc	.43 a	6.90	165.50	15.74
				a	a	a
T	75.61 b	18.54 c	.41 b	6.00	125.72	15.24
				ab	b	a
dms	2.50	1.59	.01	1.27	30.03	1.58

DMS: Diferencia mínima significativa ($P \leq 0.05$)

Los tratamientos evaluados fueron vermicomposta dosis alta (VDA), vermicomposta dosis baja (VDB), lixiviado dosis alta (LDA), lixiviado dosis baja (LDB), químico (Q), testigo (T) evaluándose las variables longitud planta (LP), longitud inflorescencia (LI), diámetro tallo (DT), número de tallo (No. T), peso fresco (PF), diámetro inflorescencia (DI).

Se apreciaron diferencias numéricas en las variables altura de la planta (Figura 15) donde los mejores tratamientos fueron lixiviados dosis altas seguidos por vermicomposta dosis baja y vermicomposta dosis alta; y diámetro inflorescencia donde los mejores tratamientos fueron lixiviado dosis alta y vermicomposta dosis alta después seguido por vermicomposta dosis baja.

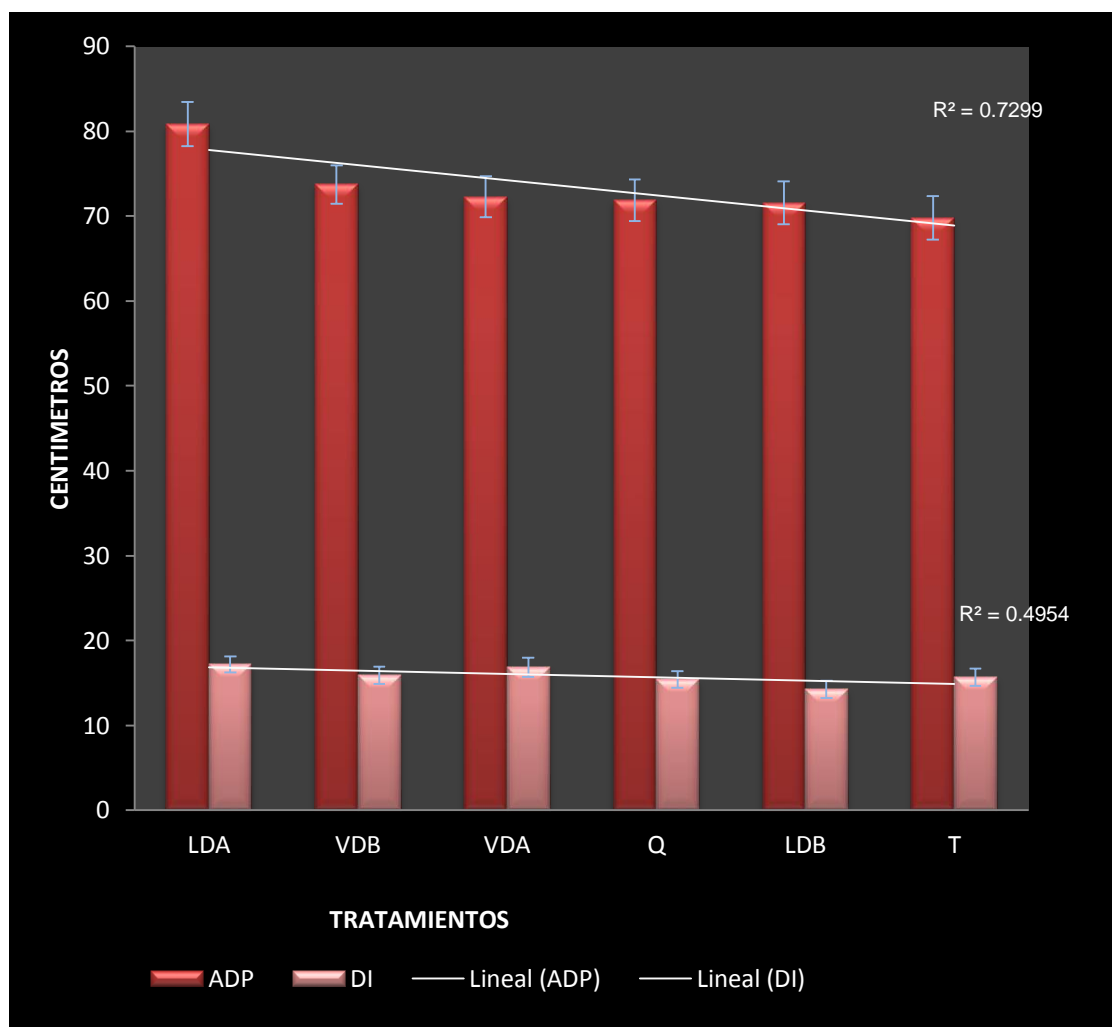


Figura 15. Altura planta (ADP) y diámetro inflorescencia (DI), de plantas de solidago cultivadas en campo bajo seis tratamientos de nutrición: lixiviado dosis alta (LDA), vermicomposta dosis baja (VDB), vermicomposta dosis alta (VDA), químico (Q), lixiviado dosis baja (LDB), testigo (T). Barras de error con desviación estándar, R^2 = regresión.

En las variables peso fresco y peso seco (figura 16) aunque no hubo diferencia estadística, los resultados físicamente fueron mejor en los tratamientos lixiviado dosis alta, vermicomposta dosis alta y vermicomposta dosis baja en peso fresco, mientras que en peso seco fueron vermicomposta dosis baja y lixiviado dosis alta y quedando como último lugar el tratamiento de lixiviado dosis baja en ambas variables.

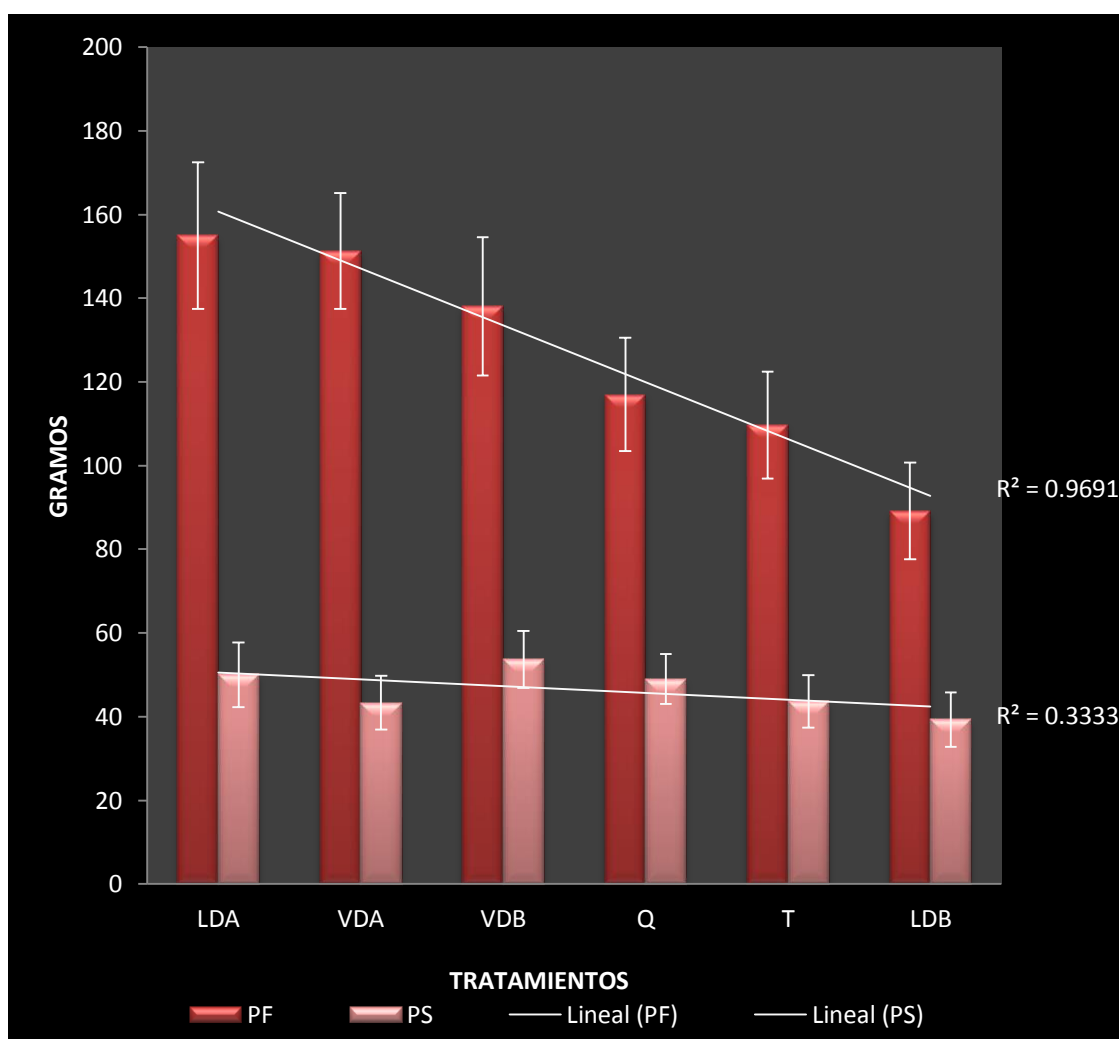


Figura 16. Peso fresco (PF) y peso seco (PS) de plantas de solidago cultivadas en campo bajo seis tratamientos de nutrición. Lixiviado dosis alta (LDA), vermicomposta dosis alta (VDA), vermicomposta dosis baja (VDB), químico (Q), testigo (T), lixiviado dosis baja (LDB), R^2 = regresión.

En número de tallos los resultados de mayor a menor fueron lixiviado dosis alta, testigo, vermicomposta dosis alta y lixiviado dosis baja, (figura 17) y fueron congruentes con los resultados de Atiyeh *et al.* (2000c), quienes mencionan que la vermicomposta contiene sustancias biológicamente activas tales como reguladores de crecimiento vegetal, que estimulan el crecimiento de las plantas e impiden la proliferación de organismos patógenos. Por lo tanto, sus propiedades fisicoquímicas y biológicas parecen ser de mejor calidad para el crecimiento de las plantas que las propiedades de los materiales que dan origen a la vermicomposta (Atiyeh *et al.*, 2000b; Gajalakshmi *et al.*, 2001).

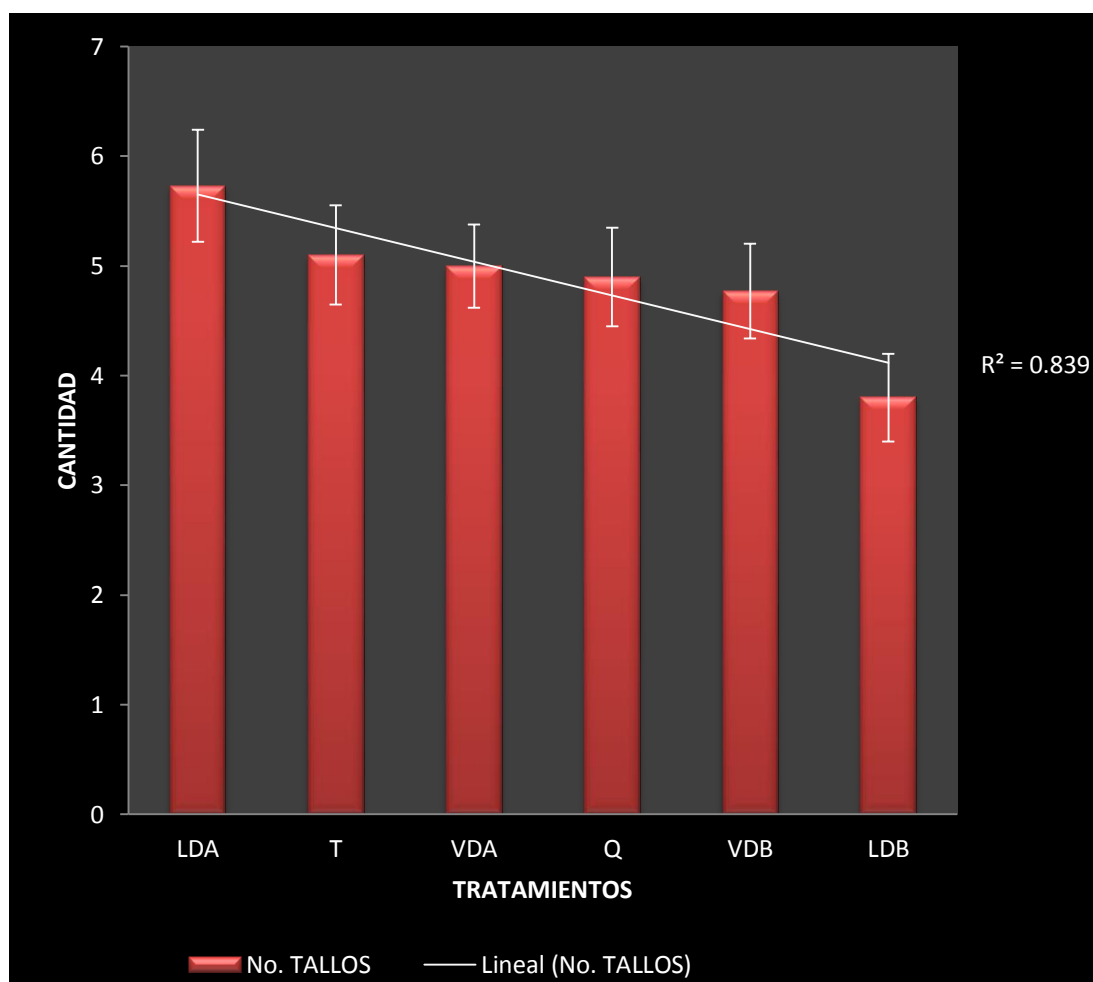


Figura 17. Numero de tallos (No. T) de la planta de Solidago cultivadas en campo bajo seis tratamientos de nutrición. Lixiviado dosis alta (LDA), vermicomposta dosis alta (VDA), vermicomposta dosis baja (VDB), químico (Q), testigo (T), lixiviado dosis baja (LDB), R^2 = regresión.

Coefficiente de correlación

En las variables evaluadas se observaron correlaciones interesantes en las cuales se destaca que a medida que aumentó el diámetro de la inflorescencia y del tallo, disminuyó el número de tallos (Cuadro 11). También se observó correlación de Pearson entre los pesos fresco y seco con el número de tallos. El diámetro de tallo y peso seco se correlacionaron negativamente y con significancia.

Cuadro 11. Matriz de correlación (Pearson) en las variables número de tallos (No. T), altura de planta (AP), longitud inflorescencia (LI), diámetro de inflorescencia (DI), diámetro tallo (DT), peso fresco (PF), peso seco (PS). Evaluando la calidad de la vermicomposta en el cultivo de *Solidago x híbrida*, en la localidad de Santa Ana Ixtlahuatzingo, municipio de Tenancingo.

	No. T	AP	LI	DI	DT	PF	PS
No. T	1.00						
LP	0.34 ^{ns}	1.00					
LI	-0.35 ^{ns}	-0.10 ^{ns}	1.00				
DI	0.89*	0.16 ^{ns}	0.02	1.00			
DT	-0.58**	-0.06*	0.88*	-0.22 ^{ns}	1.00		
PF	0.77*	0.15 ^{ns}	0.08	0.96**	-0.10 ^{ns}	1.00	
PS	0.54**	0.27 ^{ns}	-0.50*	0.46 ^{ns}	-0.57**	0.58*	1.00

*= significativo

**= altamente significativo

ns= no significativo

Calidad de *Solidago x hybrida*.

El efecto de la vermicomposta en la calidad del *Solidago x hybrida*, fue evidente solo en ciertos casos. La calidad de solidago fue mejor en casi todas las variables cuando se aplicaron dosis altas de vermicomposta y lixiviados. Visualmente aunque no estadísticamente, la calidad del cultivo disminuyó cuando se aplicó vermicomposta respecto al lixiviado (figura 15, 16 y 17). Esto se atribuye a que aunque la vermicomposta aporta una cantidad importante de nutrientes, como el nitrógeno en el follaje y el calcio en la rigidez del tallo posiblemente estarán disponibles a corto o mediano plazo gracias a la actividad de la biomasa microbiana. En cambio, una sola aplicación de lixiviado incrementa la posibilidad de que el cultivo asimile los nutrientes luego de su aplicación.

El tratamiento químico sirvió como referencia ya que los nutrientes que aporta quedan fácilmente disponibles una vez que entran en contacto con la solución del suelo, similar a lo que sucede cuando se aplican lixiviados o cuando se aplica un producto poco estabilizado con materia orgánica lábil. Los nutrientes están disponibles, también existe posibilidad de que se pierdan, eso podría explicar porque en las variables de calidad de cultivo evaluadas no hay diferencias estadísticas entre el tratamiento Q con el resto de los tratamientos y respecto del control, es decir, no hubo una ventaja evidente con las aplicaciones de fertilizante mineral (figuras 15, 16, 17).

De forma general, los tratamientos vermicomposta dosis baja, lixiviado dosis alta y químico fueron los que mejor efecto mostraron en el desarrollo de la planta con respecto al testigo (figura 15, 16, 17), lo que sugiere que, vermicomposta dosis baja y lixiviado dosis alta pueden ser buena alternativa para reemplazar fertilización química, lo cual representaría un ahorro económico para el productor sin afectar la calidad del producto final. Adicionalmente, los resultados sugieren que la búsqueda de mejoras en la calidad de la vermicomposta pudiera contribuir en su calidad y que representaría un avance sustancial en la disminución de químicos en la agricultura, o quizás se puedan realizar aplicaciones en dosis bajas pero incrementado el número de aplicaciones con riegos no pesados para reducir la lixiviación y que los nutrientes estén disponibles para la planta

El hecho de no encontrar con una diferencia marcada al aplicar vermicomposta y lixiviados respecto del control sobre las características de calidad del cultivo de *Solidago* se atribuye a que el suelo contiene materia orgánica y nutrientes en cantidades que no son limitantes para el cultivo (Cuadro 8). Los estudios que observan una mejora en la calidad de las flores son aquellos en donde la proporción de la vermicomposta es alrededor del 60 % del total del sustrato, por ejemplo cuando se siembran plantas en macetas (Chamani *et al.*, 2008).

Aplicar dosis más altas de vermicomposta y lixiviados a las aplicadas en este estudio y evaluar el efecto residual de la mineralización de la materia orgánica del suelo a mediano plazo, podría proporcionar mejores evidencias del efecto de los tratamientos ya que a través de estudios realizados por diferentes autores la vermicomposta es recomendable para disminuir el uso excesivo de químicos.

7.3 Experimento en laboratorio

C orgánico mineralizado

En el tratamiento vermicomposta dosis alta (VDA) se registró una mayor cantidad de *Corg M* pero no fue diferente significativamente del resto de los tratamientos, excepto del testigo. Una aplicación lixiviado dosis alta (LDA) no indicó una diferencia significativa respecto del resto de tratamientos ni del control (Cuadro 12). Fue evidente una mayor cantidad de *Corg M* cuando se aplica a la vermicomposta respecto a la aplicación de lixiviados pero esta diferencia no fue significativa ($P > 0,05$).

Aplicar una dosis alta de vermicomposta mostró una mayor cantidad de carbono potencialmente mineralizable (CPM) y no estadísticamente significativa del resto de los tratamientos excepto el testigo (Cuadro 12).

Cuadro 12. C orgánico mineralizado (*Corg M*) después de nueve semanas de incubación, *Corg M* respecto del C orgánico aplicado en cada tratamiento (*Corg M/Corg A_t*), carbono orgánico mineralizado respecto del C orgánico del suelo control (*(Corg M – Corg T)/Corg T*).

	<i>Corg M</i>	<i>Corg M/Corg A_t</i>	<i>(Corg M – Corg T)/Corg T</i>
	mg kg ⁻¹ suelo		%
VDA	932 ± 130 a	315 ± 130 b	40 ± 20 a
VDB	842 ± 34 ab	131 ± 63 a	49 ± 20 a
LDA	822 ± 67 ab	14 ± 6 c	24 ± 10 ab
LDB	736 ± 64 ab	17 ± 9 bc	15 ± 10 b
T	664 ± 38 b	---	---
<i>dsm</i>	261	117	82

Estos resultados contribuyen a reforzar lo observado en invernadero, en donde se consideró que la materia orgánica que aporta la vermicomposta al incorporarlo al suelo es mineralizada a lo largo del tiempo (Domínguez *et al.*, 2010) y los nutrimentos no están disponibles inmediatamente como cuando se aplican lixiviados.

La mayor cantidad de *Corg M* después de 9 semanas de incubación (Cuadro 16) se obtuvo en los tratamientos donde se aplicó vermicomposta (Cuadro 12) pero no fue diferente significativamente del resto de los tratamientos, excepto cuando se aplicó vermicomposta dosis alta respecto del testigo. En el suelo donde se aplicaron lixiviados el *Corg M* fue más alto en lixiviado dosis alta que en lixiviado dosis baja (Figura 18 c y d). Los resultados podrían indicar que a mayor dosis de vermicomposta se estimula más la actividad microbiana.

Estos resultados contribuyen a reforzar lo observado; en donde se consideró que la materia orgánica que aporta la vermicomposta al incorporarse al suelo es mineralizada a lo largo del tiempo (Domínguez *et al.*, 2010) y los nutrimento no están disponibles inmediatamente como cuando se aplican lixiviados.

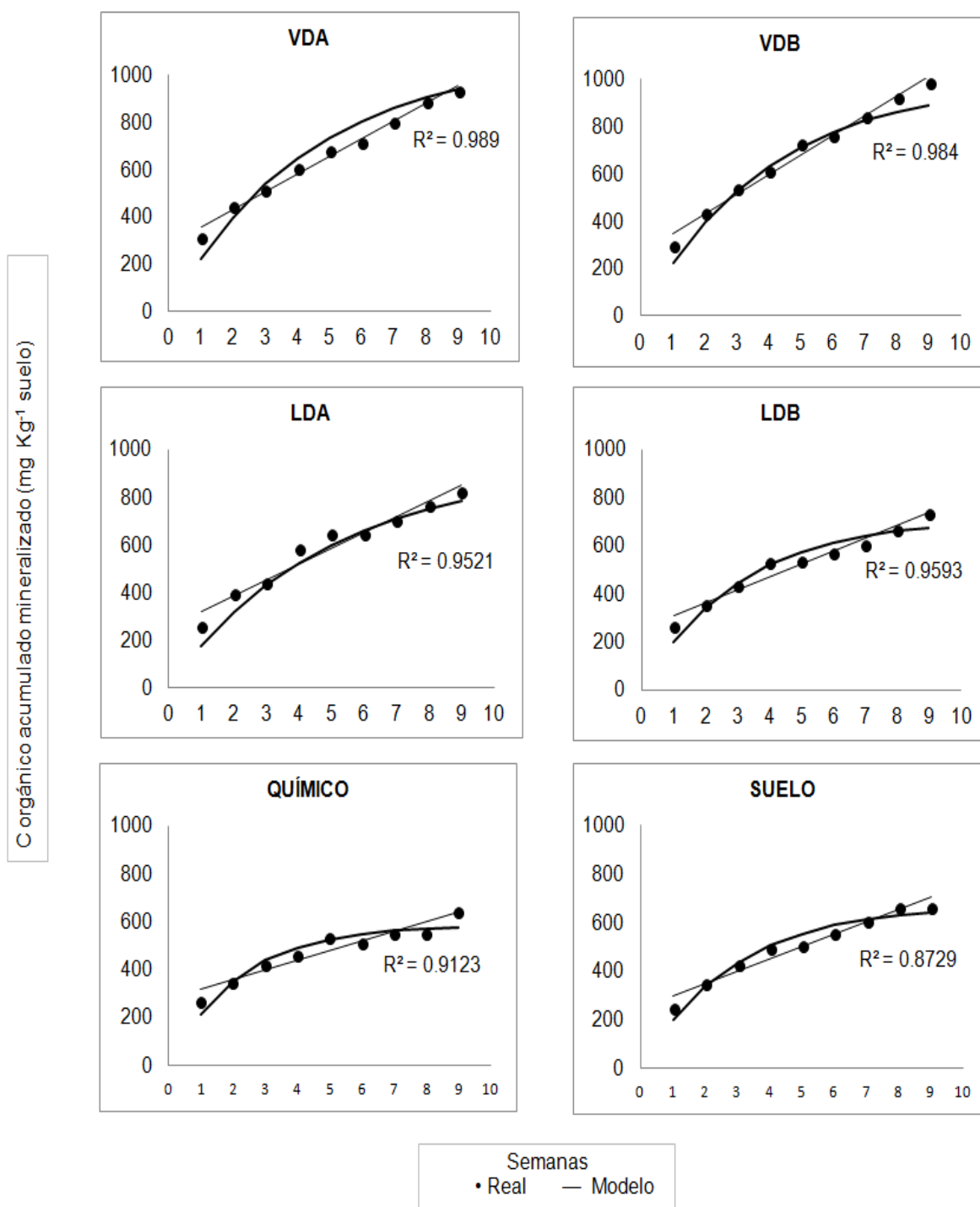


Figura 18. C orgánico acumulado mineralizado ($C_{org M}$) y C orgánico potencialmente mineralizable ($C_{org PM}$) de acuerdo al modelo ajustado por Stanford y Smith (1972) citado por Galvis y Hernández (2004), en cada tratamiento y en el suelo control. Vermicomposta dosis alta (VDA), $R^2= 0.989$; vermicomposta dosis baja (VDB), $R^2=0.984$; lixiviado dosis alta (LDA), $R^2=0.9521$; lixiviado dosis baja (LDB), $R^2=0.9593$, químico (Q), $R^2 = 0.9123$ y T (Testigo) suelo control, $R^2=0.8729$. $\alpha=0.05$ en todos los casos, $R^2=$ regresión.

A pesar de los resultados anteriores, al analizar la proporción del $Corg M_t - CorgT/CorgT$ donde los valores fueron más altos cuando se aplicó vermicomposta (40-49%) comparados a cuándo se aplicaron lixiviados (15-24%) y aunque se observaron diferencias significativas al aplicar vermicomposta (en ambas dosis, VDA y VDB) respecto del LDB, es evidente que la proporción de $Corg M$ en cada tratamiento respecto del $Corg M$ de T, debe ser mayor al 50% para que sea perceptible la liberación de nutrimentos para el cultivo por actividad microbiana, esta puede ser una razón por la cual en el experimento en invernadero no es notorio el efecto del tratamiento en las variables de calidad evaluadas.

La mineralización y estabilización de los residuos orgánicos causada por el vermicompostaje se refleja en una disminución de los valores de carbono orgánico total, la cual ocurre en un grado variable (entre 10 y 55%, respecto al contenido inicial en carbono orgánico) esto va a depender de la naturaleza del residuo, su biodegradabilidad, la especie de lombriz utilizada y el tamaño de partículas, así como las condiciones en las que se desarrolla el proceso de vermicompostaje como menciona Zmora-Nahum *et al.*, (2005). Todos estos factores también condicionan el grado de polimerización de la materia orgánica durante el vermicompostaje, originándose tras este proceso la aparición de compuestos húmicos y fúlvicos.

9.- CONCLUSIONES

Los tratamientos lixiviado dosis alta y vermicomposta dosis baja fueron los mejores estadísticamente para la variable altura de la planta.

El tratamiento lixiviado dosis alta fue estadísticamente el mejor para número de tallos y longitud de inflorescencia.

El número de tallo se correlacionó positivamente y de forma significativa con el diámetro de la inflorescencia y diámetro del tallo con la longitud de la inflorescencia.

Hubo diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos en la concentración de Corg M y carbono potencialmente mineralizable solo entre vermicomposta dosis alta y el testigo.

No hubo diferencias significativas en la respiración microbiana en la aplicación de lixiviados o vermicomposta.

10.- BIBLIOGRAFÍA

Agencia de Servicios a la Comercialización y Desarrollo de Mercados Agropecuarios (ASERCA, 2008). Boletín ASERCA Regional Peninsular: La floricultura. Noviembre, SAGARPA. Boletín comercialización.No.17/08. Pp 3.

Álvarez, R. y Álvarez, C.R. (2000). Soil organic matter pools and their associations with carbon mineralization kinetics. Soil Sci. Soc. Am. J. 64: 184 - 189

Arancon, N. Q.; Edwards, C. A.; Babenko, A.; Cannon, J.; P. Galvis y Metzger J. D. (2008). Influences of vermicomposts, produced by earthworms and microorganisms from cattle manure, food waste and paper waste, on the germination, growth and flowering of petunias in the greenhouse. Applied Soil Ecology 39: 91-99.

Atiyeh, R. M.; Arancon, N. Q.; Edwards, C. A. y Metzger, J.D. (2002a). The influence of earth worms processed pig manure on the growth and productivity of marigolds. Bioresource Technology 81: 103-08

Atiyeh, R. M.; Arancon, N.; Edwards, C. A. y Metzger, J. D. (2000c). Influence of earthworm-processed pig manure on the growth and yield of greenhouse tomatoes. Biores. Technol. 75: 175-180.

Atiyeh, R. M.; Dominguez, J.; Subler, S. and Edwards, C. A. (2000b). Changes in biochemical properties of cow manure during processing by earthworms (*Eisenia andrei*, Bouché) and the effects on seedling growth. Pedobiología 44: 709-724.

Basaure, P. (2013). Microorganismos del suelo/mineralización de la materia orgánica. [En línea] <http://www.manualdelombricultura.com/foro/mensajes/24222.html> (Consultada 25 junio 2013).

Basílio, Z. D. and J. Galba, B. (2012). Vermicompost humic substances: technology for converting pollution into plant growth regulators. *International Journal of Environmental Science and Engineering Research* 3(2): 73-84.

Bollo, E. T. (2005). [En línea] Humus de lombriz y su aplicación. (<http://www.lombricultura.cl/>) (Consultada 15 de octubre 2013).

Cabezas, G. (2002). VIII. Nutrición vegetal en flor de corte en el sur del Estado de México. Grupo Visaflor S.A de C.V. Villa Guerrero, Estado de México. Octubre. Pág. 2-4.

Calderon, F. J.; Jackson, L. E.; Scow K. M.; Rolston, D. E. (2001). Short-term dynamics of nitrogen, microbial activity, and phospholipid fatty acids after tillage. *Soil Science Society of America Journal* 65: 118-126.

Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO, 2013). Clasificación taxonómica del Solidago [En línea] <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/asteraceae/solidagovelutina/fichas/pagina1.htm> (Consultada el 02 de febrero 2013).

Chamani, E. D.C.; Joyce y Reihanytabar, A. (2008). Vermicompost effects on the growth and flowering of *Petunia hybrida* 'Dream Neon Rose'. *American-Eurasian Journal of Agricultural & Environment Sciences* 3: 506-512

Chand, S.; Pande, P.; Prasad, A.; Anwar, M. y Patra, D. D. (2007). Influence of integrated supply of vermicomposta and Zn enrich compost with two graded levels of iron and zinc on the productivity of geranium, *Common Soil Sci Plant Anai*, 38 (19&20), 2581-2599.

Cuenca, F. (2013). Solidago. Magazine Online Flores y plantas. Net. Octubre 31 de 2013 [En Línea] <http://www.floresyplantas.net/solidago> (Consultado el 12 de noviembre del 2013).

- De Santos, S.; y Urquiaga, R. (2013).** Compostaje y Vermicompostaje doméstico. Educadores ambientales de la asociación “Siempre en Medio”. Centro nacional de Educación Ambiental. [En línea] http://www.magrama.gob.es/es/ceneam/articulos-de-opinion/2013-04-santos-urquiaga_tcm7-269154.pdf (Consultado el 11 de Noviembre 2013)
- Díaz, E. (2002).** Lombricultura una alternativa de producción. Guía de Lombricultura. Agencia de Desarrollo Económico y Comercio Exterior Municipio Capital de La Rioja. Para emprendedores y productores del agro. La Rioja- Abril del 2002. Pp 17.
- Díez, L. A. (1999).** Optimización de la fertilización nitrogenada: procedimientos de análisis de suelo, toma de muestra y elección del tipo de fertilizante. Edafología. Centro de Ciencias Medioambientales Sociedad Española de la Ciencia del Suelo Volumen 6. Diciembre. Pág 73-84
- Domínguez, J.; Lazcano, C. y Gómez-Brandón, M. (2010).** Influencia del vermicompost en el crecimiento de las plantas. Aportes para la elaboración de un concepto objetivo. *Acta Zoológica Mexicana (n.s.)*, Número Especial 2: 359-371.
- Echeverría, H.; Bergonzi, R.; Ferrari, J. (1994).** Un modelo para estimar la mineralización de nitrógeno en suelos del sudeste de la provincia de Buenos Aires (Argentina). *Ciencia del Suelo* 12: 56-62.
- Espinosa, M. J.; Gaytan-Acuña, E. A.; Becerril- Román, A. E.; Jaén-Contreras, D. y Trejo-López, C. (2000).** Fertilización química y biológica de *Phalaenopsis* (Orchidaceae) en condiciones de invernadero. *Terra* 18: 125-131.
- FitzPatrick, E. A. (1996).** Introducción a la ciencia de los suelos. Ed. Trillas, México, D.F. 288 p.

Fornaris, S.; Aliagna, A.; Rodríguez, F. P. A. (2009). Influencia de dosis creciente de lixiviado de abonos mixtos microbianos y lixiviado humus de lombriz sobre algunas variables morfoagronómicas en el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum* MILL) Ciencia en su PC, núm. 2. Centro de Información y Gestión Tecnológica Cuba. Pp. 100-114.

Franzluebbers, A. J. (1999). Microbial activity in response to water-filled pore space of variably eroded Southern Piedmont soils. Applied Soil Ecology 11: 91-101.

Fundación Terra, (2003). Perspectiva Ambiental 29 Compostaje. Edición electrónica. [En Línea]. <http://www.bvsde.paho.org/bvsacd/cd30/pa29e.pdf> (Consultada el 06 de octubre de 2012).

Galvis, S. A.; y Hernández, M. T. (2004). Calculo del nitrógeno potencialmente mineralizable. Colegio de Postgraduados, México. INTERCIENCIA, Julio. Vol. 29 no. 7. Pp 377.

Gajalakshmi, S.; Ramasamy, E. V. y Abbasi, S. A. (2001). Potential of two epigeic and two anecic earthworm species in vermicomposting of water hyacinth. Biores. Technol., 76: 177-181.

Gaytan-Acuña, E. A.; Ochoa, M. D.L.; García, V. R.; Zavaleta, M. E.; Mora, A. G. (2006). Producción y calidad comercial de flor de crisantemo. Terra Latinoamericana 24 (4): 541-548.

Geissen, V.; y Brümer, G. W. (1999). Decomposition rates and feeding activities of soil fauna in deciduous forest soils in relation to soil chemical parameters following liming and fertilization. Biology and Fertility of Soils 29: 335-342.

- Gómez-Gómez, A. A. (2010).** La situación de las flores de corte mexicanas dentro de la política comercial internacional de México. Universidad Autónoma Chapingo. División de Ciencias Económico Administrativas. Vol. 2 Número 9. Diciembre. Pp 4
- Guerrero, A. (2000).** El suelo, los abonos y la fertilización de los cultivos. Edición Mundi-Prensa. Pp 43-58.
- Gutiérrez-Miceli, F. A.; Oliva, M. A. L.; Mendoza, P. N.; Ruiz, B. S.; Álvarez, J. D. S. y Dendooven, L. (2011).** Optimizacion of vermicomposta and worm-bed leachate for the organic cultivation of radish. *Journal of plant Nutrition* 34:1642-1653.
- Hidalgo, P. R. y Harkess, R. L. (2002a).** Earthworm casting as a substrate amendment for *Chrysanthemum* production. *Hortscience* 37(7): 1035-1039.
- Hidalgo, P. R. y Harkess, R. L. (2002b).** Earthworm casting as a substrate for *Poinsettia* production. *Hortscience* 37(2): 304-308.
- Huerta, O.; López, M. y Soliva, M. (2010).** Procesó de compostaje: caracterización de muestras. Diputación Barcelona España. 432 p.
- Huxman, T. E.; Snyder, K. A. D.; Tissue, A. J.; Leffler, K.; Ogle, W. T.; Pockman, D. R.; Sandquist, D. L.; Potts, y Schwinning. S. (2004).** Precipitation pulses and carbon fluxes in semiarid and arid ecosystems. *Ecología* 141: 254-268.
- Jackson, M. (1976).** Análisis químico de suelos. Ed. Omega. Barcelona. Pp 662.
- Labrador, M. J.; (2001).** La Materia Orgánica en los Agroecosistemas. Ediciones Mundi-Prensa. Pp. 152-160.
- León-Nájera, J. A.; Gómez-Álvarez, R.; Hernández-Daumás, S.; Álvarez-Solís, J. D.; Palma-López, D. J. (2006).** Mineralización en suelos con incorporación de residuos orgánicos en los altos de Chiapas, México, MÉXICO (JALN). Colegio de

Posgraduados: División Académica de Ciencias Agropecuarias-UJAT., Campus Tabasco. Pp. 1-12

López, L. y Álvarez, S. (2006). El ciclo del carbono: la mineralización y la descomposición de residuos. Tesis licenciatura en saneamiento y protección ambiental microbiología ambiental. Instituto politécnico nacional. Pp. 66.

López, M. J.; Romero, G. M.; González, B. A.; Guerrero, L. A. (2006). Complementos ornamentales de verde y flor. Especies de interés para región de Murcia. Comunidad Autónoma de la Región de Murcia Consejería de Agricultura y Agua. Pp. 56-64

Martínez, C. (1999). Potencial de la Lombricultura. Técnica Mexicana. 2da edición. México. Pp. 140.

Martínez, H. E.; Fuentes E. J. P.; Acevedo H E. (2008). Carbono orgánico y propiedades del suelo. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas, Departamento de Producción Agrícola. Laboratorio de relación Suelo-Agua-Planta. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Santiago de Chile. Pp. 1-29.

Majlessi, M. A.; Eslami, H.; Najafi, S.; Babaii, S. (2012). Vermicomposting of food waste: assessing the stability and maturity. *Journal of Environmental Health Science & Engineering*. 9 (1): 25

McLauchlan, K. K.; Hobbie, S. E. (2004). Comparison of labile soil organic matter fractionation technique soil Sci. Soc. Am. J. 68: 1616–1625.

Meléndez, G. y Soto, G. (2003). Taller de abonos orgánicos. Centro de Investigaciones Agronómicas (CIA), UCR. Sabanilla, Costa Rica. Marzo. Pp. 9-18

- Milpa, M. S.; González, C. A.; Grenón, C.; Graciela, N.; y Vázquez-García, L. M. (2012).** Cultivo en maceta de *Iris xiphium* L. (Iris de Holanda) con diferentes concentraciones de humus de lombriz y sus lixiviado. Rev. FCA UNCUYO 44(2): 109-117.
- Molina, C. J. A. (2011).** La materia orgánica del suelo. República Bolivariana de Venezuela. Ministerio del poder popular para la Educación Universitaria. Universidad Nacional Experimental de los Llanos Centrales "Rómulo Gallegos". Pp. 1-15
- Norma Oficial Mexicana. NMX-FF 109-SCFI (2007).** Diario Oficial de la Federación. Humus de lombriz (Lombricomposta). Especificaciones y métodos de prueba. Vermicompost (Worm casting). Specifications and test methods. Pp. 1-28
- Organización Tierramor (2002).** Lombricultura, elaboración. Tierramor. Org. [En Línea] <http://www.tierramor.org/permacultura/composta.htm> (Consultado 22 de agosto 2013).
- Ortega, R. y Fernández, M. (2007).** Agronomic evaluation of liquid humus derived from earthworm humic substances. Journal of Plant Nutrition 30: 2091-2104.
- O'Ryan, H. J. y Riffo, P. M. O. (2007).** Manual el Compostaje y su Utilización en agricultura. Fundación para la Innovación Agraria-Universidad de las Américas. Santiago, Chile. Pp. 240.
- Osler, G. H. R. y Sommerkorn, M. (2007).** Toward a complete soil C and N cycle: incorporating the soil fauna. Ecology 88:1611-1621.
- Pinochet, D.; Mendoza, y J.; Galvis A. (2001).** Potencial de mineralización de nitrógeno de un Hapludand con distintos manejos agrícolas. Instituto de Ingeniería Agraria y

Suelos. Universidad Austral de Chile. Departamento de Fertilidad de Suelos. Colegio de Posgraduados. Campus Montecillos. 56330 Chapingo. México. Pp.97-106

Preciado, R. P.; Fortis, H. M.; García, H. J.; Rueda, P. E.; Esparza, J. R.; Lara, H. A.; Segura, C. M. A. y Orozco, V. J. (2011). Evaluaciones de soluciones nutritivas orgánicas en la producción de tomate en invernadero. *Interciencia* 9 (36): 689-693.

Pueblos América., (2013). Santa Ana Ixtlahuatzingo [En línea] <http://mexico.pueblosamerica.com/i/santa-ana-ixtlahuatzingo-santa-ana/>. (Consultado el 28 de Mayo del 2013).

Rodríguez, N.; Cano, P.; Figueroa, U.; Favela, E.; Moreno, A.; Márquez, C.; Ochoa, E. y Preciado, P. (2009). Uso de abonos orgánicos en la producción de tomate en invernadero. *Terra Latinoamericana* 4:319-327.

Rojas-Velázquez, Á. N.; Gutiérrez-Espinoza, J. A.; Sánchez-García, P.; Gaytán-Acuña, A.; González-Camacho, J. M. (2011). Fertilización mineral y biológica en la producción comercial de tallos de perrito (*Antirrhinum majus* L.). *Terra Latinoamericana* 29 (2): 221-227.

Romo, C. R. de L.; Contreras, R., Honorio S.; Huerta, M., Francisco, M.; Muñoz, U. A. (2009). Efecto del vermiabono en crecimiento y acumulación de biomasa en *Aeschynomene americana* L. en bancos de Minería a cielo abierto. *Terra Latinoamericana* 27 (2): 115-121

Roque, A.; Henry, E.; Villatorio, A.; Oscar, J. (2008). Desarrollo de aplicación del ecodiseño para el manejo de desechos sólidos orgánicos generados en el mercado municipal de Olocuilta. Departamento de la paz. Universidad don Bosco, facultad de ingeniería. Soyapango, Bolivia. Pp. 211.

Rzedowski, G. C. y Rzedowski, J. 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. 2a ed. Instituto de Ecología y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Pátzcuaro, Michoacán, México. Pp. 983.

Salazar, S. E.; Fortis, H. M.; Vázquez, A. A.; Vázquez, V. C. (2003). Abonos Orgánicos y Platicultura. Facultad de Agricultura y Zootecnia de la UJED. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo A.C., COCyTED. Pp. 233.

Schlesinger, W. H. (1997). Biogeochemistry. An analysis of global change. Academic Press. San Diego, CA. USA. Pp. 672

Secretaria de Agricultura Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA, 2012). Subdirección de desarrollo rural. Dirección general de apoyos para el desarrollo rural (<http://sagarpa.gob.mx/desarrolloRural/Documents/fichasaapt/Elaboraci%C3%B3n%20Composta.pdf>) [En línea] (Consultada el 23 de octubre de 2012)

Serrano P. E. (2013). Enciclopedias de los municipios y delegaciones de México. (<http://www.inafed.gob.mx/work/enciclopedia/EMM15mexico/municipios/15088a.html>).[En línea] (Consultado el 12 de noviembre de 2013).

Stanford G, Smith S. J. (1972). Nitrogen mineralization potentials of soil. Soil Sci. Soc. Am. Proc, 36:465-472.

Studdert, G A.; Carabaca, L S.; Echeverría, H. E. (2000). Estimación del nitrógeno mineralizado para un cultivo de trigo en distintas secuencias de cultivos. Unidad Integrada Facultad de. Ciencias Agrarias (UNMP). Ciencias del suelo Argentina. Pp.17-27.

- Uribe, S., Kristal, J., Uribe, M. (2011).** Evaluación de lixiviados de composta y vermicomposta de residuos agropecuarios como mecanismo de fertilización y control de enfermedades en cultivos tropicales. Universidad Politécnica del Centro Tabasco. Pp. 36-41
- Vitousek, P. M. y Matson, P. A. (1985).** Disturbance, nitrogen availability and nitrogen losses in an intensively managed loblolly pine plantation. *Ecology* 66: 1360-1376.
- Vogt, C. A.; Vogt, D. J.; Brown, S.; Tilley, J. P.; Edmonds, R. L.; Silver, W. L.; Siccama, T. G. (1995).** Dynamics of forest floor and soil organic matter accumulation in boreal, temperate, and tropical forests. En: Lal R, Kimble J, Stewart BA (eds) Soil management and greenhouse effect. *Advances in Soil Science*. CRC. Boca Ratón, Florida USA. Pp. 159-178.
- Xelhuantzi, C. J.; Salazar, G. G.; Domínguez, A. G.; Arias, C. L. E.; Chávez, D. A. A.; Galindo, B. A. J. (2012).** Manual para la elaboración de abonos orgánicos a partir de Técnicas como la composta y lombricomposta. SAGARPA. INIFAP Campo experimental Centro-Altos de Jalisco. Junio. Folleto técnico Núm. 2. Pp. 1-56
- Zmora-Nahum, S.; Markovotch, O.; Tarchitzky, J.; Chena Y. (2005).** Dissolved organic carbon (DOC) as a parameter of compost maturity. *Soil Biology and Biochemistry* 37: 2109-2116.

11.- ANEXOS

Cuadro 13. Resultados de las muestras analizadas en el laboratorio de suelos para su análisis del material sólido como líquido siendo dos muestras de vermicomposta y dos de lixiviado cada uno, basándose en la NMX-FF 109-SCFI (2007).



Anexo: Reporte de Resultados

Versión Vigente No. 00

Facultad de Ciencias Agrícolas
Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Fitomejoramiento
Laboratorio de Suelos

Fecha: 30/08/12

Solicitante: Centro Universitario Tenancingo M1 Solido	
No. Solicitud: 05-2013a	Fecha de reporte: 15 febrero 2013

Atributo	Contenido	Calidad
Material Mineral extraño	< 1%	Extra
Material Orgánico	> 10%	Segunda
Material Inerte	< 0.5%	Extra
Material Inerte	< 1%	Extra

Propiedad	Unidad	Resultado
pH		6.31
CIC	Cmol/100 gss	68.8
Carbono orgánico	%	4.49
Materia orgánica	%	7.73
Conductividad eléctrica	mS	8.85
Nitrógeno	%	0.34
Fósforo	ppm	479.23
Potasio	ppm	207.1
Carbono/Nitrógeno	%	13.2
Calcio	ppm	268.2
Magnesio	ppm	108.9
Sodio	ppm	53.4
Densidad aparente	g/cm ³	0.68
Humedad	%	5.2
Color Seco	10YR 5/6	Café amarillento
Color Húmedo	10YR 3/4	Café oscuro

M en C Isaías Valencia Becerril
Responsable de Laboratorio





Anexo: Reporte de Resultados

Versión Vigente No. 00

Facultad de Ciencias Agrícolas
 Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Fitomejoramiento
 Laboratorio de Suelos

Fecha: 30/08/12

Solicitante: Centro Universitario Tenancingo M2 Solido	
No. Solicitud: 05-2013b	Fecha de reporte: 15 febrero 2013

Atributo	Contenido	Calidad
Material Mineral extraño	< 1%	Extra
Material Orgánico	> 10%	Segunda
Material Inerte	< 0.5%	Extra
Material Inerte	< 1%	Extra

Propiedad	Unidad	Resultado
pH		6.45
CIC	Cmol/100 gss	66.3
Carbono orgánico	%	3.71
Materia orgánica	%	6.39
Conductividad eléctrica	mS	7.52
Nitrógeno	%	0.33
Fósforo	ppm	478.3
Potasio	ppm	170.3
Carbono/Nitrógeno	%	11.2
Calcio	ppm	25.1
Magnesio	ppm	62.8
Sodio	ppm	43.3
Densidad aparente	g/cm ³	0.70
Humedad	%	5.4
Color Seco	5YR 3/2	Café rojizo oscuro
Color Húmedo	2.5/1	Negro

M en C Isaías Valencia Becerril
 Responsable de Laboratorio



2/4





Anexo: Reporte de Resultados

Versión Vigente No. 00

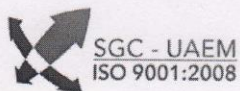
Facultad de Ciencias Agrícolas
 Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Fitomejoramiento
 Laboratorio de Suelos

Fecha: 30/08/12

Solicitante: Centro Universitario Tenancingo M1 Liquido	
No. Solicitud: 05-2013c	Fecha de reporte: 15 febrero 2013

Propiedad	Unidad	Resultado
pH		8.93
CIC	Cmol/100 gss	--
Carbono orgánico	%	--
Materia orgánica	%	--
Conductividad eléctrica	mS	14.55
Nitrógeno	%	2.45
Fósforo	ppm	4823
Potasio	ppm	1265
Carbono/Nitrógeno	%	--
Calcio	ppm	2520
Magnesio	ppm	2060
Sodio	ppm	486

M en C Isaías Valencia Becerril
 Responsable de Laboratorio





Anexo: Reporte de Resultados

Versión Vigente No. 00

Facultad de Ciencias Agrícolas
 Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Fitomejoramiento
 Laboratorio de Suelos

Fecha: 30/08/12

Solicitante: Centro Universitario Tenancingo M2 liquido	
No. Solicitud: 05-2013d	Fecha de reporte: 15 febrero 2013

Propiedad	Unidad	Resultado
pH		8.46
CIC	Cmol/100 gss	--
Carbono orgánico	%	--
Materia orgánica	%	--
Conductividad eléctrica	mS	11.33
Nitrógeno	%	2.76
Fósforo	ppm	4823
Potasio	ppm	851.5
Carbono/Nitrógeno	%	--
Calcio	ppm	2601
Magnesio	ppm	2100
Sodio	ppm	383
Densidad aparente	g/cm ³	--

M en C Isaías Valencia Becerril
 Responsable de Laboratorio



Anexo: **Reporte de Resultados**

Versión Vigente No. 00

Facultad de Ciencias Agrícolas
 Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Fitomejoramiento
 Laboratorio de Suelos

Fecha: 30/08/12

Solicitante: Centro Universitario Tenancingo (Sólido)	
No. Solicitud: 41-2013	Fecha de reporte: 12 Marzo 2013

Atributo	Contenido	Calidad
Material Mineral extraño	< 1%	Extra
Material Orgánico	> 10%	Segunda
Material Inerte	< 0.5%	Extra

Propiedad	Unidad	Resultado
pH		6.03
CIC	Cmol/100 gss	63.8
Carbono orgánico	%	4.49
Materia orgánica	%	7.73
Conductividad eléctrica	mS	8.21
Nitrógeno	%	0.41
Fósforo	ppm	73.2
Potasio	ppm	323.7
Carbono/Nitrógeno	%	10.9
Calcio	ppm	52.9
Magnesio	ppm	193.5
Sodio	ppm	97.3
Densidad aparente	g/cm ³	0.61
Humedad	%	8.9
Color seco	7.5YR 3/3	Café oscuro
Color húmedo	7.5YR 2.5/1	Negro

M en C Isaías Valencia Becerril
 Responsable de Laboratorio





Anexo: Reporte de Resultados

Versión Vigente No. 00

Facultad de Ciencias Agrícolas
 Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Fitomejoramiento
 Laboratorio de Suelos

Fecha: 30/08/12

Solicitante: Centro Universitario Tenancingo (Líquido)	
No. Solicitud: 42-2013	Fecha de reporte: 12 Marzo 2013

Propiedad	Unidad	Resultado
pH		8.61
CIC	Cmol/100 gss	---
Carbono orgánico	%	---
Materia orgánica	%	---
Conductividad eléctrica	mS	9.19
Nitrógeno	%	2.24
Fósforo	ppm	4373
Potasio	ppm	1208
Carbono/Nitrógeno	%	---
Calcio	ppm	2067
Magnesio	ppm	1753
Sodio	ppm	581

M en C Isaías Valencia Becerril
 Responsable de Laboratorio



Cuadro 14. ANOVAS en los seis tratamientos Vermicomposta dosis alta(VDA), Vermicomposta dosis baja (VDB), Lixiviado dosis alta (LDA), Lixiviado dosis baja (LDB), Químico (Q), Testigo (T) en cada uno de los cortes de Septiembre, Noviembre y Diciembre. En las variables Peso fresco (PF), Diámetro inflorescencia (DI).

SEPTIEMBRE	NO. VARAS	PESO FRESCO (g)	DIAMETRO INFLORESCENCIA (cm)
VDA	5.00 ab	151.33 a	16.86 ab
VDB	4.76 ab	138.00 ab	15.89 ab
LDA	5.73 a	155.00 a	17.18 a
LDB	3.80 b	89.17 c	14.23 b
Q	4.90 ab	117.00 abc	15.41 ab
T	5.10 a	109.67 bc	15.67 ab
mds	1.22	40.34	28.52
NOVIEMBRE			
VDA	3.66 c	90.33 b	15.13 a
VDB	3.93 bc	95.17 b	15.20 a
LDA	3.93 bc	91.33 b	14.50 a
LDB	4.80 b	106.83 b	13.83 a
Q	6.20 a	164.17 a	15.46 a
T	4.20 bc	87.50 b	14.06 a
mds	10.62	23.70	21.43
DICIEMBRE			
VDA	11.33 ab	213.00 ab	16.63 a
VDB	10.73 ab	244.67 a	17.56 a
LDA	12.16 a	226.00 ab	16.76 a
LDB	7.76 c	177.33 b	16.40 a
Q	9.60 abc	215.33 ab	16.36 a

T	8.90 abc	180.00 ab	16.00 a
mds	2.59	65.58	31.30

mds: mínima diferencia significativa

Cuadro 15. ANOVAS en los seis tratamientos Vermicomposta dosis alta(VDA), Vermicomposta dosis baja (VDB), Lixiviado dosis alta (LDA), Lixiviado dosis baja (LDB), Químico (Q), Testigo (T) en cada uno de los cortes de Septiembre, Noviembre y Diciembre. En las variables altura planta de planta (ADP), diámetro inflorescencia (DI), diámetro tallo (DT).

SEPTIEMBRE	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE INFLORESCENCIA	DIAMETRO TALLO
VDA	73.71 b	23.66 a	.44 a
VDB	72.27 bc	23.01 ab	.43 ab
LDA	80.85 a	22.28 ab	.40 c
LDB	69.27 c	21.70 bc	.40 c
Q	71.90 bc	21.26 bc	.41 bc
T	70.67 bc	20.27 c	.42 abc
mds	30.55	1.81	.02
NOVIEMBRE			
VDA	75.14 a	17.12 a	.39 ab
VDB	79.63 a	16.97 ab	.40 ab
LDA	77.74 a	17.43 a	.40 ab
LDB	76.57 a	15.06 ab	.38 b
Q	79.49 a	14.75 b	.41 a
T	77.85 a	16.12 ab	.37 b
mds	52.64	26.62	.02
DICIEMBRE			
VDA	80.44 b	19.49 ab	.43 bc
VDB	88.95 a	15.35 c	.44 b
LDA	86.79 a	22.15 a	.42 bc
LDB	79.31 b	21.33 ab	.43 bc
Q	81.12 b	21.25 ab	.46 a
T	77.67 b	18.69 b	.42 c
mds	42.151	29.594	.02

mds: Mínima diferencia significativa

Cuadro 16. Calculo del C orgánico acumulado mineralizado basándose en el modelo de Stanford & Smith 1972, en los seis tratamientos Vermicomposta dosis alta (VDA), Vermicomposta dosis baja (VDB), Lixiviado dosis alta (LDA), Lixiviado dosis baja (LDB), Químico, T (Testigo) Suelo.

VCDA		
semana	real	modelo
1	314.63	221.45
2	441.87	397.17
3	513.98	536.60
4	604.27	647.24
5	677.96	735.04
6	716.14	804.70
7	801.03	859.98
8	887.30	903.85
9	932.38	938.65

VCDB		
semana	real	modelo
1	295.30	223.78
2	433.82	396.84
3	536.96	530.68
4	615.39	634.19
5	728.53	714.24
6	760.00	776.14
7	843.21	824.02
8	922.41	861.05
9	986.07	889.68

LDA		
semana	real	modelo
1	255.06	174.10
2	396.18	315.34
3	442.18	429.91
4	580.00	522.86
5	645.00	598.26
6	645.44	659.43
7	70254	709.05
8	765.67	749.30
9	821.57	781.96

LDB		
semana	real	modelo
1	265.46	197.66
2	355.24	340.45
3	435.80	443.60
4	530.48	518.11
5	538.25	571.94
6	569.49	610.82
7	606.17	638.91
8	665.91	659.20
9	735.74	673.86

QUIMICO		
semana	real	modelo
1	266.40	213.49
2	348.72	349.40
3	424.12	435.93
4	463.05	49101
5	535.53	526.07
6	513.58	548.39
7	553.02	562.60
8	553.06	571.65
9	643.11	577.41

SUELO		
semana	real	modelo
1	250.82	198.05
2	354.34	337.55
3	429.39	435.82
4	495.17	505.04
5	510.91	553.80
6	555.79	588.15
7	608.49	612.34
8	664.90	629.39
9	663.94	641.39
