



UNIVERSIDAD TÉCNICA PARTICULAR DE LOJA
La Universidad Católica de Loja

TITULACIÓN DE INGENIERO EN GESTIÓN AMBIENTAL

Respiración microbiana y prueba de fitotoxicidad de tres
abonos orgánicos elaborados en la Estación Agroecológica
U.T.P.L.

Trabajo de fin de titulación.

Autor:

Jiménez Morillo Gustavo Salvador

Director:

Carrión Paladines Humberto Vinicio, M. Sc.

LOJA – ECUADOR

2013

CERTIFICACIÓN

M. Sc.

Humberto Vinicio Carrión Paladines.

DIRECTOR DEL TRABAJO DE FIN DE TITULACIÓN

CERTIFICA:

Que el presente trabajo denominado: "Respiración microbiana y prueba de fitotoxicidad de tres abonos orgánicos elaborados en la Estación Agroecológica U.T.P.L." realizado por el profesional en formación: Gustavo Salvador Jiménez Morillo; cumple con los requisitos establecidos en las normas generales para la Graduación en la Universidad Técnica Particular de Loja, tanto en el aspecto de forma como de contenido, por lo cual me permito autorizar su presentación para los fines pertinentes.

Loja, Mayo del 2013

f)

CI:

CESIÓN DE DERECHOS

“Yo Gustavo Salvador Jiménez Morillo declaro ser autor del presente trabajo y eximo expresamente a la Universidad Técnica Particular de Loja y a sus representantes legales de posibles reclamos o acciones legales.

Adicionalmente declaro conocer y aceptar la disposición del Art. 67 del Estatuto Orgánico de la Universidad Técnica Particular de Loja que en su parte pertinente textualmente dice: “Forman parte del patrimonio de la Universidad la propiedad intelectual de investigaciones, trabajos científicos o técnicos y tesis de grado que se realicen a través, o con el apoyo financiero, académico o institucional (operativo) de la Universidad”.

f)

Autor: Gustavo Salvador Jiménez Morillo

Cédula: 110377773-4

DEDICATORIA

Este trabajo va dedicado primeramente a Dios, por darme la sabiduría para poder culminar con éxitos esta etapa de mi vida.

A mis padres, Galo y María, los cuales a través de sus enseñanzas van forjando el camino de mi vida; por brindarme siempre su apoyo incondicional y a mi hermano Galo que siempre estuvo incentivándome para seguir adelante a pesar de cualquier circunstancia.

Y finalmente a mis amigos que me acompañaron en todo momento y a todas las personas de una u otra forma ayudaron en el desarrollo de esta investigación.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios y a la Universidad Técnica Particular de Loja, en especial al Departamento de Ciencias Agropecuarias y de Alimentos, quienes hicieron posible la realización de este trabajo.

Al M. Sc. Humberto Vinicio Carrión Paladines, director de tesis, quien me brindo su confianza; por su paciencia, dirección, supervisión y compartió en todo este tiempo sus conocimientos personales y profesionales.

A toda mi familia que siempre me estuvo apoyando durante el desarrollo de este proyecto.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

I.	INTRODUCCIÓN.....	1
II.	OBJETIVOS.....	2
2.1.	Objetivo General.....	2
2.2.	Objetivos Específicos.....	2
III.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
3.1.	Abonos Orgánicos.....	3
3.1.1.	Beneficios del Uso de Abonos Orgánicos en Agricultura Ecológica...	3
3.1.2.	Perjuicios que ocasionan los abonos orgánicos inmaduros.....	3
3.1.3.	Vermicompost.....	4
a.	Organismos implicados en los procesos de Vermicompostaje.....	4
b.	Tipos de Sistemas o Procesos de Vermicompostaje.....	5
c.	Productos Finales del Proceso de Vermicompostaje.....	6
3.1.4.	Productos forestales no maderables del palo santo (<i>B. graveolens</i>)	6
a.	Hojas.....	6
b.	Corteza.....	7
c.	Duramen.....	7
d.	Frutos.....	7
3.2.	Respiración del Suelo.....	8
3.2.1.	Biomasa y Actividad Microbiana del Suelo.....	9
a.	Respiración por Sustrato Inducido (SIR).....	9
b.	Mineralización del Carbono.....	10
c.	Ciclo del Carbono.....	10
3.3.	Fitotoxicidad de los Vermicompost.....	11
3.3.1.	Sustancias fitotóxicas presentes en vermicompost.....	11
3.3.2.	Efectos de sustancias tóxicas en el crecimiento de las plantas.....	12
IV.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	13
4.1.	Área de Estudio.....	13
4.2.	Determinación de la Respiración Microbiana.....	13
4.2.1.	Fase de Campo.....	14
a.	Muestreo de Suelo.....	14
b.	Muestreo de Abonos Orgánicos.....	14
4.2.2.	Fase de Laboratorio.....	15

a.	Secado y tamizado de la muestra de suelo.....	15
b.	Secado y triturado de las muestras de abonos orgánicos.....	15
c.	Medida de Tasas de Respiración.....	15
d.	Analítica.....	15
	Contenido de nitrógeno en los abonos orgánicos.....	15
	Incubación de las muestras de suelo con los abonos orgánicos.....	16
	Lectura de los niveles de respiración.....	17
e.	Diseño Experimental (Niveles de Mineralización del Carbono).....	18
4.3.	Fitotoxicidad de los Abonos Estudiados.....	20
a.	Analítica.....	20
b.	Diseño Experimental (Grado de Fitotoxicidad).....	22
c.	Análisis Estadístico.....	23
V.	RESULTADOS.....	24
5.1.	Determinación de la Respiración Microbiana.....	24
5.2.	Fitotoxicidad de los Abonos Estudiados.....	26
VI.	DISCUSIÓN.....	30
6.1.	Determinación de la Respiración Microbiana.....	30
6.2.	Fitotoxicidad de los Abonos Estudiados.....	31
VII.	CONCLUSIONES.....	34
VIII.	RECOMENDACIONES.....	35
IX.	BIBLIOGRAFÍA.....	36
X.	ANEXOS.....	44

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Contenido de nitrógeno en cada uno de los abonos orgánicos.....	15
Tabla 2. Cálculos para determinar la cantidad de abono a utilizarse.....	16
Tabla 3. Medias Respiración día 21.....	25
Tabla 4. Anova Respiración día 21.....	25
Tabla 5. Pruebas post hoc: subconjuntos homogéneos Respiración día 7....	26
Tabla 6. Medias IG día 7.....	27
Tabla 7. Anova IG día 7.....	28
Tabla 8. Pruebas post hoc: subconjuntos homogéneos IG día 7.....	28
Tabla 9. Promedio de ml HCl de los tratamientos, control y blanco.....	44
Tabla 10. Resultados de los tres tratamientos y el control.....	45
Tabla 11. Parámetros de la lectura del día 7.....	45
Tabla 12. Parámetros de la lectura del día 14.....	45
Tabla 13. Parámetros de la lectura del día 21.....	45
Tabla 14. Parámetros de la lectura del día 28.....	46
Tabla 15. IG de los tres tratamientos y el control.....	46
Tabla 16. Germinación (%)......	46
Tabla 17. Longitud de Raíces (cm)......	47
Tabla 18. Porcentaje de Germinación Relativo (PGR).....	48
Tabla 19. Crecimiento de Radícula Relativo (CRR).....	49

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Vías del flujo de carbono en el ecosistema.....	8
Figura 2. Ciclo del Carbono.....	11
Figura 3. Mapa de uso actual del suelo. Estación Agroecológica UTPL.....	13
Figura 4. Zona de descanso de cultivo de tomate de árbol.....	14
Figura 5. Suelo.....	16
Figura 6. Suelo con vial.....	16
Figura 7. Blanco.....	16
Figura 8. Incubadora con muestras.....	17
Figura 9. Extracción del vial.....	17
Figura 10. Vertido del contenido del vial con Cl_2Ba y fenolftaleína.....	18
Figura 11. Determinación del nivel de respiración.....	18
Figura 12. Diseño Experimental (Niveles de Mineralización del Carbono)....	19
Figura 13. Vibración y centrifugación.....	20
Figura 14. Extractos Acuosa.....	20
Figura 15. Germinación de semillas.....	20
Figura 16. Semillas después de 7 días.....	21
Figura 17. Raíces en hoja cuadrículada.....	21
Figura 18. Programa UTHSCSA Image Tool.....	21
Figura 19. Diseño Experimental (Grado de Fitotoxicidad).....	22
Figura 20. Emisiones medias de CO_2 de los tratamientos.....	24
Figura 21. Niveles de respiración de cada uno de los tratamientos día 21...	26
Figura 22. Índice de Germinación (IG) por días de análisis.....	27
Figura 23. Índice de Germinación de los tratamientos día 7.....	29
Figura 24. Promedio de ml HCl de los tratamientos, control y blanco.....	44
Figura 25. Germinación.....	47
Figura 26. Longitud de Raíces.....	48
Figura 27. Porcentaje de Germinación Relativo (PGR).....	49
Figura 28. Crecimiento de Radícula Relativo (CRR).....	50

SIMBOLOGÍA

EA-UTPL = Estación Agroecológica U.T.P.L.

T1 = Tratamiento 1

T2 = Tratamiento 2

T3 = Tratamiento 3

SIR = Respiración por Sustrato Inducido

EPT = Elementos Potencialmente Tóxicos

CN = Contenido de Nitrógeno

gr N = Gramos de Nitrógeno

NaOH = Hidróxido de Sodio

Cl₂Ba = Cloruro de Bario

HCl = Ácido Clorhídrico

PGR = Porcentaje de Germinación Relativo

CRR = Crecimiento de Radícula Relativo

IG = Índice de Germinación

RESUMEN EJECUTIVO

De la variedad de abonos orgánicos que se producen en la EA-UTPL, en este estudio se utilizaron los siguientes: T1 50%*Bursera graveolens* + 25%*Pennisetum purpureum* + 25%guano de chivo; T2 50%B. *graveolens* + 50%residuos de cocina y T3 100%B. *graveolens*. El objetivo del presente trabajo fue evaluar la respiración microbiana y el índice de fitotoxicidad considerando éstos parámetros, como indicadores de la calidad de los abonos orgánicos. La metodología consistió en una fase de campo donde se tomaron muestras de suelo y de vermicompost en la EA-UTPL; y en una fase de laboratorio donde se evaluó la dinámica de la respiración microbiana determinando el contenido de CO₂ desprendido, en un período de 56 días y se aplicó además, una prueba de germinación con el fin de evaluar el grado de fitotoxicidad de los abonos en una etapa de 28 días. Los resultados que se obtuvieron fueron que el T2 alcanzó la mayor tasa de respiración con 176 µgCO₂ g⁻¹d⁻¹, mientras que el T1 logró el mejor IG con 159,61%. En conclusión los tres abonos que se utilizaron lograron parámetros adecuados.

Palabras claves: Abonos orgánicos, suelo, respiración microbiana, fitotoxicidad, germinación.

I. INTRODUCCIÓN

El bajo contenido de materia orgánica lleva a una consecuente disminución en la fertilidad de los suelos y por ende provoca una reducción en el rendimiento de los cultivos (Datzell *et al.*, 1991; Albiachet *et al.*, 2000; Acosta *et al.*, 2006). Según Pérez-Piqueres *et al.*, (2006) una de las alternativas para mejorar el contenido de materia orgánica es la incorporación de compost. Para restaurar, sostener y estabilizar la productividad de los agroecosistemas es necesario el uso eficiente de abonos orgánicos (Datzell *et al.*, 1991). Sin embargo en las últimas décadas, se han aplicado residuos orgánicos frescos o sin compostar que resultan ser perjudiciales para el equilibrio de los agroecosistemas. En este contexto García *et al.*, (1992) manifiestan que la aplicación al suelo de residuos orgánicos frescos tienden a producir toxicidad en las plantas. Esto se ha atribuido a la presencia de sustancias tóxicas por la biodegradación insuficiente de la materia orgánica (Brodie *et al.*, 1994; He *et al.*, 1995; Keeling *et al.*, 1994).

Según Zucconi *et al.*, (1985); Zubillaga y Lavado (2002); Lavado *et al.*, (2005); Zubillaga y Lavado (2008); Torri y Lavado (2008), muchas materias primas del compost son ricas en metales pesados (Cd, Pb y Ni) o ricos en sales solubles que provocan toxicidad al ser aplicados directamente a los cultivos y según Adriano (1986) y Alloway (2008) citados por Rodríguez *et al.*, (2012) provocan daños a la salud humana. Por otro lado los residuos orgánicos, suelen ser ricos en proteínas y formas nitrogenadas de bajo peso molecular, como urea y ácido úrico (Zubillaga *et al.*, 2008). Por ello, estos productos liberan importantes cantidades de amoníaco por hidrólisis enzimática cuando se compostan (Tiquia, 2000; Zubillaga *et al.*, 2004; Zubillaga *et al.*, 2005). Estas pérdidas por volatilización de amoníaco poseen efecto fitotóxico conocido (Britto y Kronzucker, 2002). Además, el amplio uso de compuestos fenólicos en diversas operaciones industriales, ha conducido a una amplia contaminación ambiental con dichos productos (Santos y Linardi, 2001).

En este contexto, en el presente estudio se evaluaron tres tipos de vermicompost elaborados en la Estación Agroecológica U.T.P.L., a base de residuos de los frutos del árbol conocido como palo santo (*Bursera graveolens*), con el fin de determinar si dichos productos están elaborándose adecuadamente y que no producirían efectos fitotóxicos en los cultivos.

II. OBJETIVOS

2.1. GENERAL

Evaluar la respiración microbiana y el índice de fitotoxicidad considerando éstos parámetros, como indicadores de la calidad de los abonos orgánicos elaborados en la Estación Agroecológica UTPL.

2.2. ESPECÍFICOS

- Determinar los niveles de mineralización del carbono a través de la medición del CO₂ desprendido, producto de la respiración microbiana.
- Determinar la calidad de los abonos orgánicos, a través del análisis de la prueba de fitotoxicidad.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. ABONOS ORGÁNICOS

Los abonos orgánicos consisten en materiales de origen natural. Su calidad depende de sus materias primas y de su proceso de preparación y se califica según su potencial de vida. La aplicación de abonos orgánicos depende tanto de la estructura del agrosistema (ecosistema domesticado cuya fuente de energía es el sol) como del clima (Mejía, 2001).

3.1.1. Beneficios del uso de abonos orgánicos en agricultura ecológica

Los abonos orgánicos son importantes ya que aumentan la materia orgánica del suelo, se descomponen rápidamente por su alto contenido de agua y la buena proporción de carbono y nitrógeno (Trinidad Santos, 1987). Además enriquecen el suelo con nutrientes disponibles ya que al desintegrarse el abono libera sus nutrientes para ponerlos a disponibilidad de los próximos cultivos, fenómeno que se conoce como reciclaje y concentración de nutrientes (Ogawa, 1997). Mejoran la estructura del suelo, permitiendo la formación de agregados que son especies de bolitas que hacen que el suelo se torne poroso, facilitando así la entrada de aire y agua (Hofstra y Bouwman, 2005). Disminuyen el ataque de insectos-plaga y enfermedades, al usarse los abonos como parte de la rotación de cultivos se rompe su ciclo de vida disminuyendo lógicamente su ataque. Incrementan la retención de humedad del suelo, contribuyendo de esta manera a que las plantas toleren y resistan mejor las sequías (Suquilanda, 2006).

3.1.2. Perjuicios que ocasionan los abonos orgánicos inmaduros

Es un hecho ampliamente aceptado que la inmadurez de un abono orgánico es uno de los aspectos de mayor importancia que afectan a la aplicación del producto final al suelo (Iglesias y Pérez, 1989; Domínguez y Mato, 1996). El efecto más notable de la aplicación de un vermicompost inmaduro es el secuestro biológico del nitrógeno disponible en el suelo, lo cual puede conducir a graves deficiencias de nitrógeno en los cultivos, con sus consecuentes efectos depresivos. Otros efectos son: disminución de la concentración de O₂ del suelo, aparición de un ambiente anaeróbico y fuertemente reductor al nivel del sistema radicular, incremento de la solubilidad de metales pesados (Cd, Pb y Ni) e inhibición de la germinación de semillas debido a la producción de sustancias fitotóxicas, fundamentalmente amonio (NH₄), óxido de etileno (C₂H₄O) y ácidos orgánicos (Iglesias y Pérez, 1989).

3.1.3. Vermicompost

El vermicompostaje es un proceso de biooxidación, degradación y estabilización de la materia orgánica mediada por la acción combinada de lombrices (*Lumbricus terrestris*; *Eisenia foetida*) y microorganismos, mediante el cual se obtiene un producto final estabilizado, homogéneo y de granulometría fina denominado vermicompost, lumbricompost, compost de lombriz o humus de lombriz (Bollo, 1999). El proceso de vermicompostaje ha sido utilizado para la biodegradación de un gran número de residuos orgánicos, y se considera como una ecotecnología limpia, sin impacto ambiental y cuyos costes de inversión, energéticos y de mantenimiento son moderablemente bajos. Su utilización aporta los siguientes beneficios: eliminación de residuos orgánicos nocivos, generación de un producto final útil (vermicompost), producción de una gran biomasa de lombriz, de alto contenido proteínico. El tiempo de producción de un vermicompost depende de las condiciones de humedad, aireación, tamaño de partículas, microorganismos, temperatura y pH en que se encuentre (Mohedo, 2002).

a. Organismos implicados en los procesos de Vermicompostaje

Lombrices de Tierra

De las más de 4400 especies de lombrices terrestres identificadas, solamente 6 de ellas, pueden ser utilizadas en la degradación de residuos orgánicos. En zonas tropicales y subtropicales las especies más efectivas son *Eudrilus eugeniae* y *Perionyx excavatus*; mientras que en climas templados las más utilizadas son *Eisenia foetida* (lombriz rayada o tigre) y *Eisenia andrei* (lombriz roja), y estas últimas especies han demostrado ser las más eficientes para la biodegradación de residuos orgánicos y las más comúnmente utilizadas (Schuldt, 2006).

Microorganismos

En los procesos de vermicompostaje, se encuentran involucrados un gran número de microorganismos, fundamentalmente bacterias, hongos y actinomicetos mesófilos. El desarrollo y actividades de las lombrices y microorganismos se encuentran estrechamente ligados, ya que por una parte los microorganismos constituyen una pieza fundamental de la dieta de las lombrices; y por otra las lombrices modifican la estructura física de los residuos, fragmentando la materia orgánica y aumentando su superficie, lo cual incrementa la actividad de los microorganismos (Edwards, 1998).

Fauna Asociada

En los procesos de vermicompostaje, especialmente aquellos realizados a gran escala, pueden participar muchos organismos que colonizan los residuos orgánicos para alimentarse de la materia orgánica o utilizarlo como escondite. Un ejemplo son los organismos detritófagos. Además, pueden encontrarse asociados otros invertebrados que participan en la descomposición del sustrato orgánico como nematodos, ácaros e insectos detritófagos que compiten con la lombriz por el alimento sin causar daños directamente. Todos estos organismos se conocen como fauna asociada o acompañante (Domínguez, 2004).

b. Tipos de Sistemas o Procesos de Vermicompostaje

Según Nogales *et al.*, (1995), los procesos de vermicompostaje se pueden desarrollar a diferentes escalas, dependiendo fundamentalmente de los fines que se persigan. Básicamente se pueden establecer cuatro escalas:

Procesos a escala doméstica

El objetivo es utilizar como alimento para las lombrices los residuos de cocina y otros desperdicios que se originan en el propio hogar y emplear los productos finales (vermicompost y lombrices) en el huerto, jardín, macetas o en la alimentación de los animales domésticos (Schuldt, 2006).

Procesos de vermicompostaje a escala pequeña o laboratorio

Se suelen utilizar en laboratorios y centros de investigación. Su fin es dar información sobre las bases científicas del proceso de vermicompostaje y sobre la viabilidad de la utilización de nuevos residuos orgánicos, solos o mezclados con otros, para su uso como alimento para las lombrices (Frederickson *et al.*, 2007).

Procesos de vermicompostaje a escala mediana o piloto

Se utiliza en áreas pequeñas y su objetivo fundamental es reciclar residuos de cosecha, estiércoles de animales o residuos agrícolas industriales, para obtener vermicompost y fertilizar sus cultivos (Benítez *et al.*, 2002).

Procesos a escala industrial

Estos procesos tienen como finalidad la obtención y comercialización del vermicompost (Sherman-Huntoon, 2000).

c. Productos Finales del Proceso de Vermicompostaje

Vermicompost-Compost de Lombriz-Lumbricompost-Humus de Lombriz

El vermicompost en sus diferentes acepciones se define como el producto final resultante del proceso de vermicompostaje, que presenta unas óptimas condiciones físicas, un contenido variable de materia orgánica parcialmente humificada, con contenidos variables de nutrientes y sustancias fitoregulatoras del crecimiento y que puede ser almacenado sin posteriores tratamientos ni alteraciones. Los vermicompost obtenidos han sido tradicionalmente empleados en agricultura, como enmiendas, abonos o fertilizantes orgánicos de suelos, así como sustratos de cultivos bajo cubierta (Nogales *et al.*, 1995).

Lombrices de Tierra

Como resultado del proceso de vermicompostaje se producen periódicamente excedentes de lombrices. Estas lombrices pueden constituir una fuente adicional de ingresos en estos procesos, ya que vivas o transformándolas en harina, pueden ser utilizadas para la alimentación animal. La harina de lombriz, que tiene un alto valor proteínico, se utiliza en el ámbito industrial, en la elaboración de piensos bien balanceados para alimentación de vacas (*Bos primigenius taurus*), cerdos (*Sus scrofa domesticus*), gallinas (*Gallus gallus domesticus*), entre otros (Edwards y Bohlen, 1996).

Lixiviados de los Procesos de Vermicompostaje

En algunos procesos de vermicompostaje, el exceso de agua adicionada a los sustratos orgánicos para mantener las condiciones óptimas de humedad, percola de las literas siendo recogida en contenedores. Estos lixiviados contienen concentraciones variables de materia orgánica disuelta macro y micronutrientes (Benítez *et al.*, 1995).

3.1.4. Productos forestales no maderables del palo santo (*Bursera graveolens*)

a. Hojas

Algunas evaluaciones de actividad antimicrobiana y antiinflamatoria de algunas fracciones de hojas de *Bursera graveolens*, se han realizado basados en algunos reportes que indican la presencia de triterpenos tetracíclicos responsables de la actividad antimicrobiana mostrada por resinas de especies del género *Protium* y *Tetragastris* (Gray *et al.*, 1997).

b. Corteza

En los estudios realizados por Robles *et al.*, (2005), los extractos obtenidos de la corteza de *B. graveolens* reportan presencia de triterpenos tetracíclicos y, actividad antimicrobiana en los extractos etanólicos de las cortezas de *Bursera graveolens* contra *Bacilo subtilis* y *Staphylococcus aureus*; y antiinflamatoria frente a indometacina.

c. Duramen

Según Nakanishi *et al.* (2005) y Yukawa *et al.* (2006) los componentes de terpenoides de los aceites volátiles de incienso, mirra y lináloe han sido estudiados por un gran número de investigadores; sin embargo los reportes sobre los componentes químicos de *B. graveolens* son pocos. Tradicionalmente se ha extraído aceite esencial del duramen y las ramas de *B. graveolens* donde se incluyen varios compuestos aromáticos, tales como cyclotene, lignanosa-aryltetralin y vainillina (Yukawa e Iwabuchi, 2003).

d. Frutos

En un estudio realizado por Salas y Zaragocín (2006) se logró determinar que de los frutos de *B. graveolens* se obtiene un aceite esencial de buena calidad. El proceso de extracción de aceites esenciales se realiza por arrastre de vapor en equipos de destilación de acero inoxidable. El producto obtenido es un líquido viscoso que va de incoloro a amarillo traslúcido, presenta un aroma característico con tono cítrico, espaciado y amenerado; el aceite esencial obtenido de los destiladores es decantado y envasado en frascos Boeco. El mejor tratamiento en cuanto a rendimiento en aceite esencial de frutos de *B. graveolens* es el tratamiento que corresponde al método de extracción a intervalos y grado de madurez verde (Salas y Zaragocín, 2006).

En un estudio realizado por Andrade *et al.*, (2010) al realizar una valorización química de la materia prima y residuos (torta) del proceso de extracción de aceite esencial de frutos de palo santo (*B. graveolens*), que es empleado en la industria cosmética, obtuvieron resultados para los frutos con una humedad del 72.4%, fibra 34.31%, grasas 42.24%, fósforo 77.52mg/100g, nitrógeno no proteico 0.11%, Brix 3, AGL 17.84% y pH 4.

La torta contiene una humedad del 3.64%, fibra 62.18%, grasas 3.01%, cenizas 4.14%, pH 4.41, AGL 3.12mg de NaOH/gr aceite y no se registraron sólidos solubles (Brix). En lo que se refiere al nitrógeno no proteico el contenido en el fruto fresco es 0.11% se ve reducido en la torta a 0.063% que podría justificarse por el exagerado proceso térmico (2.5- 3 horas). El material agotado del proceso extractivo (torta) no es utilizado en ninguna forma.

3.2. RESPIRACIÓN DE SUELO

El carbono entra en los ecosistemas terrestres a través de un único proceso, la fotosíntesis, pero se devuelve a través de una variedad de procesos, denominados colectivamente como respiración (Figura 1) (Ryan y Law, 2005; Trumbore, 2006).

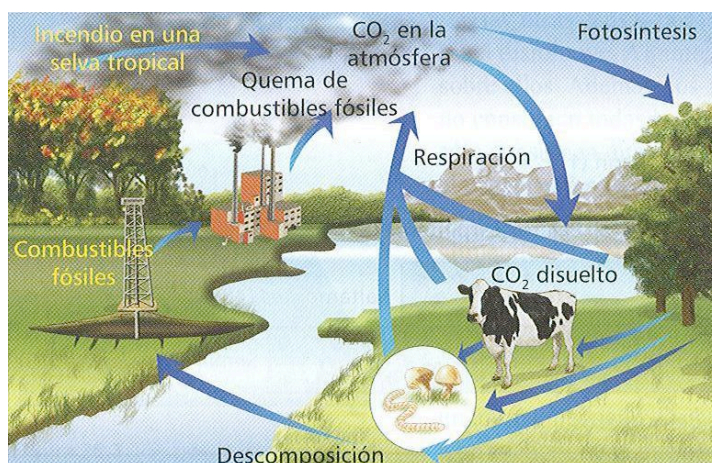


Figura 1. Vías del flujo de carbono en el ecosistema

Fuente: http://ecounellezanimal.blogspot.com/2010_08_01_archive.html

La respiración edáfica es un proceso ecológico que se reconoce como la principal fuente de flujo de C (Pell *et al.*, 2006) procedente de la superficie del suelo y uno de los componentes cruciales dentro del ciclo del C en ecosistemas terrestres (Raich y Schlesinger, 1992). También puede ser definida como la disminución de las concentraciones de oxígeno (O) en el suelo por el consumo realizado por la actividad biológica y al mismo tiempo el aumento de las concentraciones de CO₂ debido a la respiración (Coyne, 2000; García *et al.*, 2003; Mora, 2006; Pelle *et al.*, 2006).

En este proceso participan microorganismos como bacterias, hongos, algas y protozoos que ayudan a la descomposición de la materia orgánica del suelo y macro organismos como lombrices de tierra, nematodos e insectos (Schinner *et al.*, 1996; García *et al.*, 2003; Pell *et al.*, 2006). De la respiración total que tiene lugar en los suelos, entre un 20 y 40 % se debe a las raíces, mientras que el resto tiene origen microbiano que da lugar a la producción del CO₂ (Coyne, 2000; García *et al.*, 2003). Además, la respiración edáfica comprende un proceso clave dentro del ecosistema ya que tienen una gran relación con los sistemas de productividad y fertilidad del suelo (Lou y Zhou, 2006).

La respiración depende de muchos factores como la dinámica de la raíz, ciclos de nutrientes, (Raich y Schlesinger, 1992; Lou y Zhou, 2006), la temperatura, la humedad del suelo, la cantidad y calidad del sustrato (Buchmann, 2000), la concentración de oxígeno, la biodisponibilidad de carbono (Pell *et al.*, 2006),

pH (Krebs, 2003), así como también de los usos de la tierra, cobertura vegetal, mineralogía y prácticas de manejo (Mora, 2006).

3.2.1. Biomasa y Actividad Microbiana del Suelo

Según Benedetti y Dilly (2006) para poder evaluar la calidad del suelo se debe basar en parámetros como la biomasa y la actividad microbiana del suelo, los cuales son fáciles de determinar ya sea en el laboratorio como en el campo. La biomasa microbiana es medida por el CO₂ respirado (Mora, 2006) y se determina para dar una indicación de la respuesta de la microbiota del suelo al manejo, cambio ambiental, alteración del sitio, la contaminación del suelo (Kandeler, 2007) y a la fertilidad del suelo (Beck *et al.*, 1997).

Los ciclos de la mayoría de los elementos son impulsados en parte o totalmente por la cantidad y la actividad de los organismos que asimilan los compuestos minerales o descomponen la materia orgánica (Fliebbach y Widmer, 2006). Además, conduce a la liberación de los nutrientes disponibles para las plantas, y son de importancia crucial en los ciclos biogeoquímicos (Dilly, 2006).

Para conocer la biomasa y la actividad microbiana del suelo existen métodos bioquímicos y fisiológicos, los más utilizados son: respiración por sustrato inducido, fumigación-incubación y la fumigación-extracción (Benedetti y Dilly, 2006).

a. Respiración por Sustrato Inducido (SIR)

La respiración por sustrato inducido o SIR (Substrate-induced respiration), es un método que estima la cantidad de carbono retenido en microorganismos heterótrofos a través de la medición de la respiración inicial después de la adición de un sustrato disponible (Anderson y Domsch, 1978. Citado por Kandeler, 2007).

El principio detrás del SIR es la medición de la "máxima respuesta inicial respiratoria" de la muestra de suelo (Heinemeyer *et al.*, 1989); esta respiración máxima inicial es proporcional a la cantidad de C presente en la muestra de suelo (Kandeler, 2007).

Según Krebs (2003), la cantidad de CO₂ adsorbido es equivalente a la cantidad de hidróxido de sodio (NaOH) consumido; la cantidad de NaOH inicialmente presente menos la cantidad remanente al final del período de incubación, se utiliza para computar la cantidad de CO₂ involucrado por el suelo, que entra en la solución y reacciona con el NaOH.

Este método permite mantener condiciones idénticas de incubación, determinar y controlar el agua del suelo apropiada para cada muestra (Cheng y Coleman, 1989. Citado por Krebs, 2003).

En general, las muestras de suelo se colocan en recipientes herméticos. El avance de CO₂ es seguido por varias horas. Aplicando el factor de conversión siguiente, derivado de la calibración de sustrato inducido, los resultados pueden ser convertidos a miligramos de C de la biomasa,

$$y = 40.04x + 0.37$$

donde y es la biomasa C (mg 100 g⁻¹ de suelo seco en peso) y x es la tasa de respiración (ml CO₂ 100 g⁻¹ suelo h⁻¹). El CO₂ respirado puede medirse mediante el uso de una trampa de álcali, seguido de titulación. El método SIR mediante la medición volumétrica de CO₂ se aplica con frecuencia porque es simple, rápido y barato. Una desventaja de los sistemas estáticos con absorción alcalina de CO₂ evolucionada es que la presión parcial de O₂ puede cambiar, causando sobreestimaciones en suelos neutros o alcalinos. Sin embargo, la mayoría de las versiones de los tres métodos de estimación de la biomasa microbiana (CFI, CFE, y SIR) dio niveles idénticos en un rango de veinte sitios de cultivo y forestales en una comparación entre laboratorios (Beck *et al.*, 1997. Citado por Kandeler, 2007).

b. Mineralización del Carbono

La mineralización de carbono, medido a través del CO₂ desprendido, es un proceso caracterizado por la disminución del contenido en materia orgánica, al tiempo que aumentan los nutrientes asimilables que previamente estaban inmovilizados en forma orgánica (Acosta *et al.*, 2006).

c. Ciclo del Carbono

El ciclo del carbono es inseparable del flujo de energía. El carbono es asimilado a partir del dióxido de carbono por las plantas, consumiendo en forma de planta y tejido animal por los heterótrofos, liberado a través de la respiración, mineralizado por los descomponedores, acumulado como biomasa, y retirado en reservas de larga permanencia. La tasa a la cual circula el carbono a través del ecosistema depende de las tasas de productividad primaria y descomposición. Ambos procesos son más rápidos en ecosistemas cálidos y húmedos. La circulación del carbono exhibe fluctuaciones diarias y estacionarias (Figura 2) (Smith y Smith, 2005).

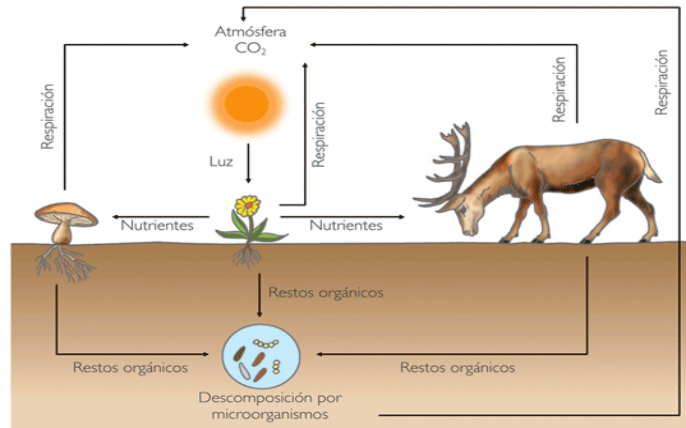


Figura 2. Ciclo del Carbono

Fuente: <http://www.kalipedia.com/ecologia/tema/graficos-ciclo-carbono.html>

3.3. FITOTOXICIDAD DE LOS VERMICOMPOST

La fitotoxicidad es un efecto detrimental, nocivo o dañino de una sustancia química que se puede expresar en distintos órganos en la planta. Es una característica indeseable no siempre evitada en el desarrollo de un nuevo compuesto químico (Carmona *et al.*, 2009). Un vermicompost es fitotóxico cuando no está estabilizado (inmaduro), y esto pueden afectar en el crecimiento y provocar daños en los cultivos. Esta situación se ha atribuido a la presencia de sustancias tóxicas por la biodegradación insuficiente de la materia orgánica (Keeling *et al.*, 1994; He *et al.*, 1995).

El índice de germinación (IG) representa un indicador robusto para describir el potencial fitotóxico de un material orgánico y se obtiene integrando el porcentaje relativo de germinación y el crecimiento relativo de raíces. Esto permite establecer tres niveles de fitotoxicidad: severa, moderada y baja o nula, lo cual es determinante, cuando se incorporan estos materiales en pequeños contenedores, ya que se maximiza la zona de retención (efecto maceta), adquiriendo mayor relevancia el potencial fitotóxico (Varnero *et al.*, 2006).

3.3.1. Sustancias fitotóxicas presentes en vermicompost

Las sustancias tóxicas de determinadas plantas se pueden clasificar en los siguientes grupos: alcaloides, fitotoxinas, los resinoides y el oxalato de calcio. Algunas plantas poseen proteínas tóxicas, ácidos orgánicos (ácido oxálico, y ácido monofluoracético), los cuales se pueden localizar ya sean en sus vesículas, el citoplasma de células embrionarias entre otros parte funcionales de las plantas (Gómez, 1998).

Los altos niveles de Zn y Cu son considerados elementos tóxicos para las semillas (Page y Chang, 1994). Además los elevados niveles de amonio son perjudiciales para las semillas (Olsthoorn *et al.*, 1991). El Zn, Pb y Cd son elementos potencialmente tóxicos (EPT) (Ye *et al.*, 2001).

3.3.2. Efectos de sustancias tóxicas en el crecimiento de las plantas

Los principales efectos que producen las sustancias tóxicas en las plantas son: reducción del crecimiento de la planta, enrollamiento foliar, manchas, clorosis y necrosis internerval, lesiones, caída de flores y frutos y reducción de la producción (Carmona *et al.*, 2009). La toxicidad en semillas causa daños como la reducción de la germinación por muerte de semillas, plántulas deformadas, de menor altura, con hipocotíleos engrosados, vítreos y frágiles, hojas en forma de hoz que finalmente se atrofian, u hojas "cucharita", hojas trifoliadas con encrespamiento (Bowers *et al.*, 1997).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. ÁREA DE ESTUDIO

Se recolectaron muestras de suelo en la Estación Agroecológica U.T.P.L. (EA-UTPL) que se encuentra ubicada al sur este de la ciudad de Loja, entre las coordenadas geográficas 9557600 S y 702000 E (UTM). La EA-UTPL posee una superficie de 17.20 ha, con un gradiente altitudinal que va desde los 2 130 a 2 237 m s.n.m; posee curvas de nivel que se encuentran establecidas cada 0.5 m (Figura 3) (Palacios y Criollo, 2007). La temperatura promedio en la zona es de 13 °C y la precipitación anual de 1 375 mm, correspondiendo a la formación ecológica bosque seco premontano (bs - PM) (Holdridge *et al.*, 1997).

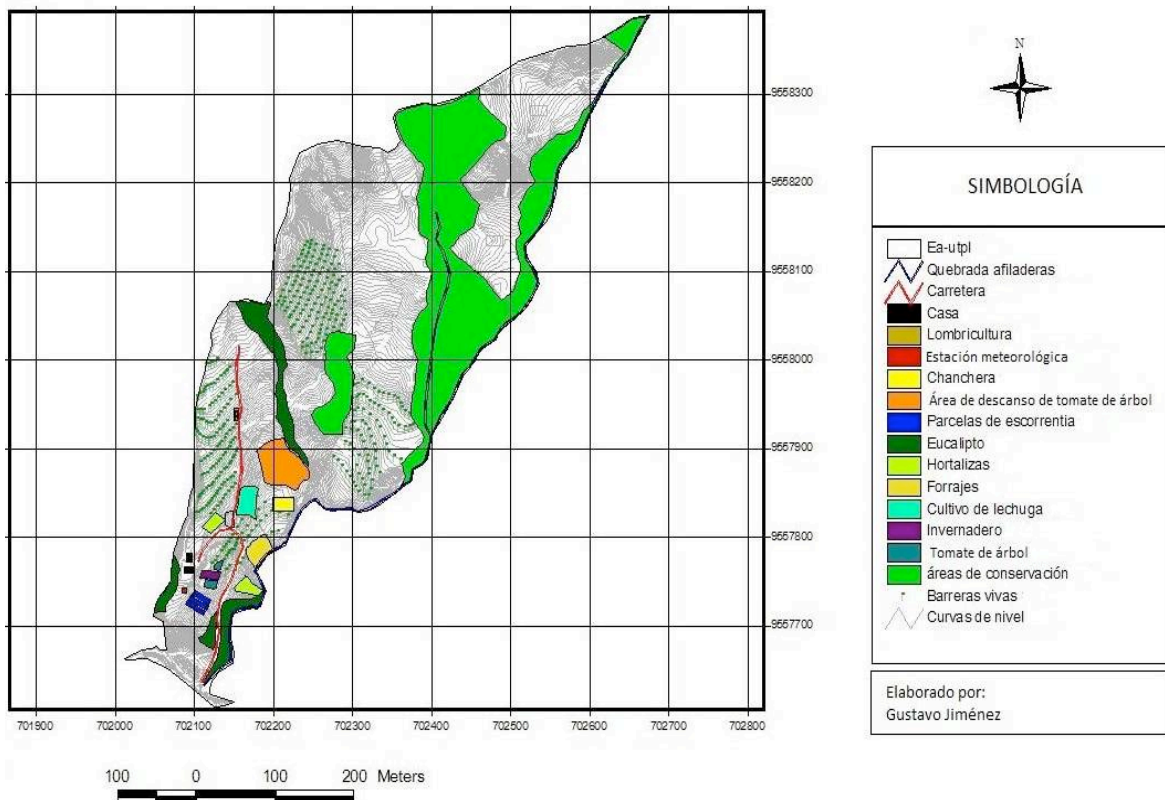


Figura 3. Mapa de uso actual del suelo. Estación agroecológica 2012
Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

4.2. DETERMINACIÓN DE LA RESPIRACIÓN MICROBIANA

Para desarrollar esta actividad, se realizó el trabajo en dos fases: 1) fase de campo; y, 2) fase de laboratorio.

4.2.1. Fase de campo

a. Muestreo de suelo

En el área de descanso donde estuvo cultivado el tomate de árbol (*Solanum betaceum* cav.), fueron colectadas veinte submuestras de suelo conforme la metodología planteada por Salamanca (1999) (Figura 4). Las submuestras se tomaron con una barrena a una profundidad de 0-20 cm y con éstas se obtuvo una muestra compuesta conforme lo proponen Iglesias y Pérez (1992). Se tomó aproximadamente 5 Kg de la muestra compuesta, la misma que fue llevada al laboratorio con el fin de ser secada en la estufa durante 24 horas a 40 °C (Black, 1995).

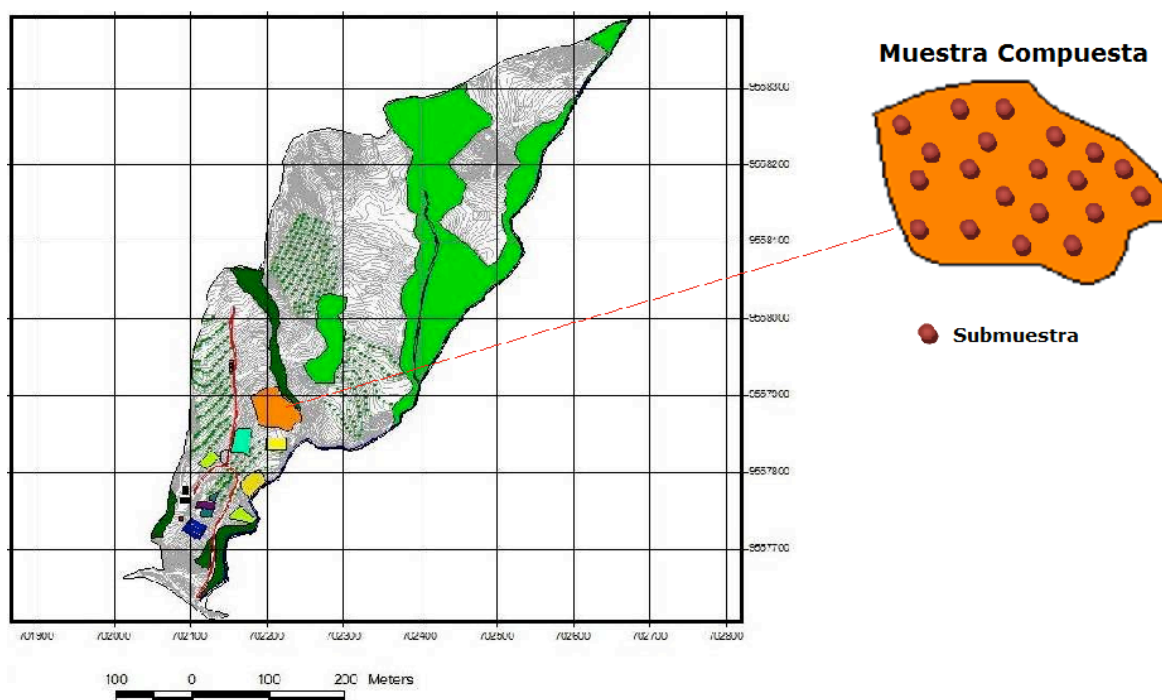


Figura 4. Zona de descanso de cultivo de tomate de árbol, donde se realizó el muestreo de suelo
Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

b. Muestreo de abonos orgánicos

Se tomaron tres muestras de las camas de producción de abono orgánico ubicadas en la EA-UTPL. Los subproductos de *Bursera graveolens* utilizados en el presente trabajo son los frutos. Cada vermicompost estaba compuesto de A: 50% *B. graveolens* + 25% *Pennisetum purpureum* + 25% guano de chivo; B: 50% *B. graveolens* + 50% residuos de cocina y C: 100% *B. graveolens* en tiempo de maduración de 90 días. Las muestras se tomaron de manera aleatoria alcanzando aproximadamente 700 g (por muestra). La colección se realizó con un guante protector, tratando de tomar muestras en el interior de las camas; para ello se retiró material superficial de la cama y posteriormente

se depositaron en cantidades adecuadas. Se procedió a codificarlas y etiquetarlas para el posterior análisis en el laboratorio.

Para el transporte y conservación de las muestras, se depositaron en bolsas ziploc y dispuestas en nevera a 4°C.

4.2.2. Fase de laboratorio

a. Secado y tamizado de la muestra de suelo

La muestra compuesta obtenida en la EA-UTPL, fue secada en la estufa y tamizada con un tamiz de malla de 2 mm (UPM, 2006).

b. Secado y triturado de las muestras de abonos orgánicos

Los abonos en fase de maduración, fueron secadas al aire libre por 72 horas y posteriormente fueron trituradas en un molino, debido a que los frutos son como semillas grandes, y esto ayuda a facilitar el pesaje del abono.

c. Medida de tasas de respiración

Este proceso se realizó tomando en consideración el protocolo que se fundamenta en la medida de tasas de respiración como estimador de la actividad microbiana del suelo. Para ello se analizó la cantidad de CO₂ desprendida durante la incubación aerobia de muestras de suelo en condiciones estándar de laboratorio durante un periodo aproximado de 60 días (Ramírez y Moreno, 2008). Se utilizó el método de respiración por sustrato inducido (SIR) propuesto por Anderson y Domsch (1978).

d. Analítica

Contenido de nitrógeno en los abonos orgánicos

Un estudio previo realizado en el laboratorio de ecología de suelos de la universidad de Jaén (España), se determinó el contenido de nitrógeno (%) de los abonos orgánicos estudiados, a través del equipo Elemental Thermo Finnigan Flash EA1112 CHNS-O. Los resultados se presentan en la siguiente tabla.

Tabla 1. Contenido de nitrógeno en cada uno de los abonos orgánicos.

Abono Orgánico	Contenido de Nitrógeno (%)
Abono A (50 % <i>Bursera graveolens</i> + 25% <i>Pennisetum purpureum</i> + 25% guano de chivo)	2
Abono B (50% <i>Bursera graveolens</i> + 50% residuos de cocina)	1,79
Abono C (100% <i>Bursera graveolens</i>)	2,16

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

En base al contenido de nitrógeno (%), se realizó el cálculo por cada gramo de suelo, considerando para ello la cantidad de 300 $\mu\text{g N g}^{-1}$ de suelo, utilizado por Grageda *et al.*, (2000) quienes utilizaron como fuente de nitrógeno urea.

La fórmula utilizada fue la siguiente:

$$\text{CN} = \frac{\text{gr N}}{\% \text{ de N}} \times 100$$

Donde:

CN = Contenido de nitrógeno (gr N g^{-1})

gr N = Gramos de nitrógeno

% = Nitrógeno en %

Los cálculos se indican en la siguiente tabla.

Tabla 2. Cálculos para determinar la cantidad de abono orgánico a utilizarse en cada bote.

Tratamientos	Tipo de abono	Contenido de N (%)	Cantidad de N ($\mu\text{g N g}^{-1}$)	Cantidad de suelo por bote (gr)	Cantidad de N por bote ($\mu\text{g N g}^{-1}$)	Cantidad de N por bote (mg N g^{-1})	Cantidad de N por bote (mg N g^{-1})	Cantidad de N por bote (gr N g^{-1})
T1	A	2	300	50	15000	15	750	0,750
T2	B	1,79	300	50	15000	15	838,0	0,838
T3	C	2,16	300	50	15000	15	694,4	0,694

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

Incubación de las muestras de suelo con los abonos orgánicos

Se introdujeron 50 gramos de suelo (peso seco) en botes de vidrio con capacidad de 250 ml (Figura 5). Posteriormente se agregó la cantidad en gramos de los abonos orgánicos (Tabla 2). Adicionalmente, se realizó una prueba de capacidad de campo, donde se determinó que la cantidad de agua a utilizar es de 10 ml y también fueron colocados en los botes un vial con 5 ml de NaOH 5 N (Figura 6). Se consideró además como blancos, frascos de incubación que contengan un vial con NaOH pero sin muestra de suelo (Figura 7).



Figura 5. Suelo



Figura 6. Suelo con vial



Figura 7. Blanco

Se cerró los frascos herméticamente y se incubó a una temperatura de 25 °C durante un periodo de 56 días (Figura 8).



Figura 8. Incubadora con muestras

Lectura de los niveles de respiración

Tras el periodo de incubación se extrajo el vial que contenía el NaOH de los botes con muestras de suelo y de los botes empleados como blancos (Figura 9).



Figura 9. Extracción del vial

Aplicamos el método de Anderson y Domsch (1978), el cual consiste en verter el contenido de cada vial en un matraz Erlenmeyer de 250 ml, lavándose el vial con 25 ml de agua destilada y la colocamos en el Erlenmeyer. Añadimos 10 ml Cl_2Ba 2.5 N y 6 gotas de fenolftaleína (Figura 10). Agitamos el Erlenmeyer mediante movimientos giratorios. Se rellenó la bureta con HCl 1 N, enrazando hasta la marca de cero. Colocamos debajo el Erlenmeyer y añadimos HCl lentamente imprimiendo a la vez un movimiento giratorio al Erlenmeyer, hasta verificar que el color vire o se torne en una coloración transparente (Figura 11).



Figura 10. Vertido del contenido del vial con Cl₂Ba y fenolftaleína

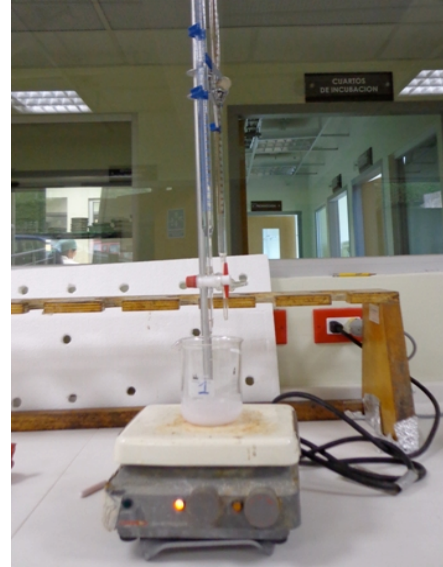


Figura 11. Determinación del nivel de respiración

Es importante mencionar que los valores que se obtuvieron en el blanco no se presentan en los resultados, en virtud que según la fórmula dada en el protocolo utilizado y antes mencionado, al blanco se le resta los valores logrados en cada uno de los tratamientos y el control, y por lo tanto blanco menos blanco sería igual a cero.

e. Diseño Experimental de bloques completos para determinar los niveles de mineralización del carbono

El diseño experimental consta de tres tratamientos siendo el T1 suelo con abono A; T2 suelo con abono B; T3 suelo con abono C. Además se utilizó un control con suelo solamente y un blanco (vial sin suelo). Se realizó en ocho periodos de tiempo, utilizándose en cada uno tres repeticiones de los tratamientos, el control y el blanco; y se tomaron los datos saltando siete días. En total se realizaron veinte y cuatro tomas de datos en cada tratamiento, el control y el blanco (Figura 12).

























































































































Repet.	T1			T2			T3			Control			Blanco		
	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
Día 7															
Día 14															
Día 21															
Día 28															
Día 35															
Día 42															
Día 49															
Día 56															

Figura 12. Diseño experimental con tres tratamientos, un control y un blanco
Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

T1= Suelo + Abono A (50% *Bursera graveolens*+25% *Pennisetum purpureum*+25% guano de chivo)

T2= Suelo + Abono B (50% *Bursera graveolens*+50% residuos de cocina)

T3= Suelo + Abono C (100% *Bursera graveolens*)

Control= Suelo

Blanco= Sin Suelo

4.3. FITOTOXICIDAD DE LOS ABONOS ESTUDIADOS

a. Analítica

Se realizó por el método de determinación del índice de germinación propuesto por Zuconni *et al.*, (1985), empleando semillas de lechuga (*Lactuca sativa*) y 1 ml del extracto acuoso. Esta especie fue seleccionada debido a que germina rápidamente y es particularmente sensible a las fitotoxinas generadas por la materia orgánica en descomposición (Acosta *et al.*, 2006). El procedimiento consistió en mezclar 8 gramos de abono en 100 ml de agua, después de vibración, centrifugación y filtrado se obtiene el extracto acuoso (Tiquia, 2000) (Figura 13 y 14).



Figura 13. Vibración y centrifugación



Figura 14. Extractos Acuosos

Se hicieron germinar en cajas petri cuatro semillas de lechuga en 1 ml del extracto. Esta prueba biológica se aplicó a los tres tratamientos. En el testigo o control se hicieron crecer las semillas en agua destilada (Figura 15).

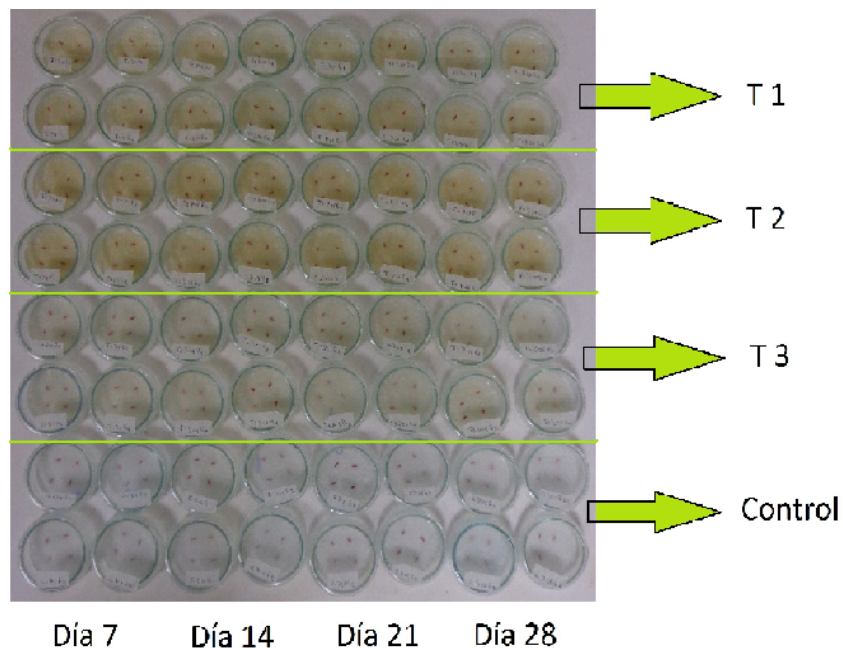


Figura 15. Germinación de semillas

Cada siete días se midió el porcentaje de germinación (Figura 16) (total 28 días) y con el programa UTHSCSA Image Tool se computó la longitud radicular después de iniciada la prueba (Figura 17 y 18).

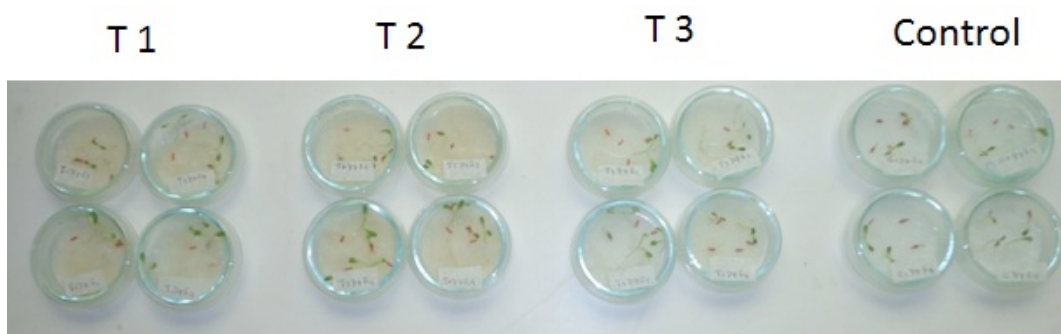


Figura 16. Semillas después de 7 días



Figura 17. Raíces en hoja cuadriculada

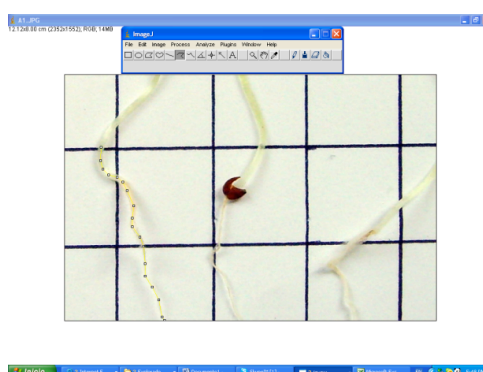


Figura 18. Programa UTHSCSA Image Tool

El valor del índice de germinación (IG) puede variar entre 0 y superar el 100 % (Celis *et al.*, 2006). Según Emino y Warman (2004), valores de IG inferiores a 50 % indican una alta fitotoxicidad del material; IG entre 50 % y 80 % indican fitotoxicidad moderada y valores superiores a 80 % el material no presenta fitotoxicidad.

Fue calculado el índice de germinación creado por Zucconi *et al.*, (1985) como sigue:

$$PGR = \frac{\text{Número de semillas germinadas (extracto)}}{\text{Número de semillas germinadas (control)}} \times 100$$

$$CRR = \frac{\text{Elongación de radículas (extracto)}}{\text{Elongación de radículas (control)}} \times 100$$

$$IG = \frac{PGR \times CRR}{100}$$

Donde:

PGR = Porcentaje de Germinación Relativo

CRR = Crecimiento de Radícula Relativo

IG = Índice de Germinación

- b. Diseño Experimental de bloques completos para determinar el grado de fitotoxicidad

El diseño experimental se fundamenta en tres tratamientos siendo el T1 extracto del abono A con 4 semillas de lechuga (*Lactuca sativa*); T2 extracto del abono B con 4 semillas; T3 extracto del abono C con 4 semillas. Además se utilizó un control con agua destilada y 4 semillas. Se realizó en cuatro periodos de tiempo, y en cada uno de estos periodos se efectuaron cuatro repeticiones y los datos se tomaron cada siete días (Figura 19).

	T1		T2		T3		Control	
Día 7	⊙ ::	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :
	⊙ ::	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :
Día 14	⊙ ::	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :
	⊙ ::	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :
Día 21	⊙ ::	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :
	⊙ ::	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :
Día 28	⊙ ::	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :
	⊙ ::	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :	⊙ :

Figura 19. Diseño experimental con tres tratamientos y un control

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

T1 = Extracto A (50% *Bursera graveolens*+25% *Pennisetum purpureum*+25% guano de chivo) + 4 semillas de Lechuga

T2 = Extracto B (50% *Bursera graveolens*+50% residuos de cocina) + 4 semillas de Lechuga

T3 = Extracto C (100% *Bursera graveolens*) + 4 semillas de Lechuga

Control = Agua Destilada + 4 semillas de Lechuga

c. Análisis estadístico

Los datos fueron analizados estadísticamente mediante un Anova de un factor, tomando como nivel de significancia $p < 0,05$, y las pruebas post hoc de subconjuntos homogéneos (HDS de Tukey) para comparar las medias. Para ello se utilizó el programa SPSS statistical software Versión 15.0 (SPSS Inc, Chicago).

En este contexto, para determinar las diferencias estadísticas de los niveles de respiración microbiana, de los 56 días de ejecutado el proceso, se tomó los datos resultantes en el día 21 porque en este día el control obtuvo la mayor tasa de respiración.

Para realizar el índice de germinación (IG), de los 28 días de realizado el experimento, se utilizó los valores que se obtuvieron a los 7 días, esto en virtud que la lechuga germina alrededor de este tiempo como lo indican Iannacone *et al.*, (2000) e IDRC/IMTA (2004). Los demás días sirvieron para constatar que no existan niveles de fitotoxicidad.

V. RESULTADOS

5.1. DETERMINACIÓN DE LA RESPIRACIÓN MICROBIANA

Después de ejecutado el experimento fundamentado en el método de sustrato inducido propuesto por Anderson y Domsch (1978), a los 56 días se obtuvieron los siguientes resultados como se indica en la figura 20.

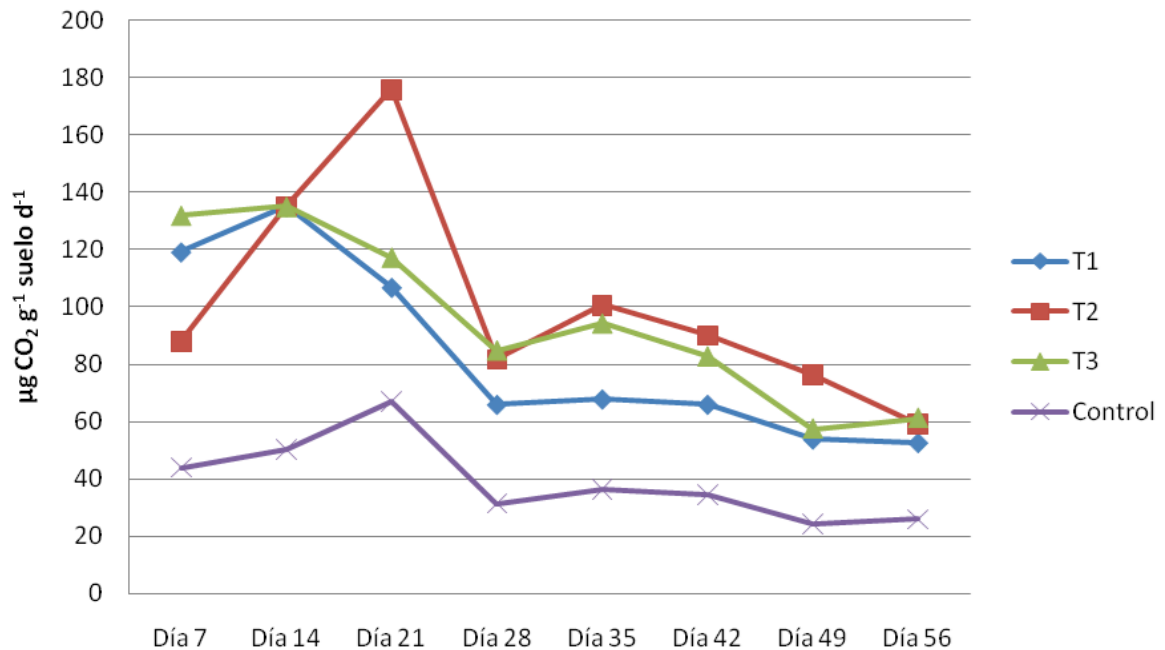


Figura 20. Emisiones medias de CO₂ de los tratamientos

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

La figura 20 muestra los valores que se obtuvieron al final del experimento, pudiéndose observar que el T1 es el tratamiento que logró los menores niveles de respiración durante todo el proceso, en cambio los tratamientos T2 y T3 tuvieron valores cercanos en casi todos los días en que se tomaron los datos, exceptuando los días 7 y 21. Además, se puede mencionar que en los días 14 y 56 las cifras resultantes son casi equitativas.

Además, en la figura 20 se puede ver que el abono T2 es el que obtuvo la mayor tasa de respiración con $175,3 \mu\text{g CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ suelo d}^{-1}$, alcanzando este valor en el día 21.

El T2 que está constituido por 50% *Bursera graveolens* + 50 % residuos de cocina, según los estudios realizados por Madrid *et al.*, (2000), quienes agregaron en la composición de su abono residuos de cocina, manifiestan que éstos abonos al adicionarlos en el suelo podrían crear un ambiente de alta actividad microbiana.

En la tabla 3 se presenta el análisis comparativo de las medias realizado con los datos del 21 días en vista que en este tiempo hubo la mayor tasa de respiración de los abonos estudiados en comparación con el control (Figura 20). El control alcanzó una tasa de $66,35 \mu\text{g CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ suelo d}^{-1}$, determinándose el mayor desprendimiento de CO_2 .

Tabla 3. Medias Respiración día 21

Parámetros	T1	T2	T3	Control
Números de casos	3	3	3	3
Mínimo	96,38	171,81	102,67	60,76
Máximo	117,33	178,09	132,00	71,24
Media	106,8567	175,3000	117,3333	66,3500
Desviación típica	10,47500	3,19798	14,66500	5,27495
Error típico media	6,04774	1,84636	8,46684	3,04549

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

Como se observa en la tabla 4 (análisis de la varianza), realizado con valores del día 21, el p-valor es menor al nivel de significancia (0,05); con lo cual se evidencia que existen diferencias significativas entre los tratamientos estudiados (Efron, 2000).

Tabla 4. Anova Respiración día 21

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	p-valor
Inter-grupos	18198,433	3	6066,144	66,874	0,000
Intra-grupos	725,680	8	90,710		
Total	18924,113	11			

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

También se realizó la prueba de subconjuntos homogéneos, con el fin de agrupar los tratamientos que tienen mayor similitud y significancia.

En la tabla 5, se presenta una clasificación de los grupos basada en el grado de igualdad existente entre sus medias. Así en el grupo 1, está incluido el T2 cuya media difiere significativamente de los demás tratamientos, debido a que tiene un alto contenido de nitrógeno y CO_2 ; según Lindh (2004) este tipo de abono posee una alta susceptibilidad (el sustrato) de ser degradados por los microorganismos nativos del suelo. En el grupo 2 está incluido el control que difiere de los demás tratamientos. En el grupo 3 están incluidos los tratamientos T1 y T3, cuyas medias no difieren significativamente (p-valor=0,562) pero difieren de los grupos anteriores. Este último grupo posee cierto contenido de lignina que es un material recalcitrante que afecta a la desintegración de nutrientes y por tanto necesitan un mayor tiempo para ser degradados por los microorganismos (Hoitink y Changa, 2004).

Tabla 5. Pruebas post hoc: subconjuntos homogéneos HSD de Tukey día 21

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		2	3	1
Control	3	66,3500		
T1	3		106,8567	
T3	3		117,3333	
T2	3			175,3000
p-valor		1,000	0,562	1,000

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

En la figura 21 se puede observar claramente las diferencias significativas que existen entre los tratamientos, evidenciándose que el tratamiento que obtuvo la mayor tasa de respiración fue el T2 con 175,3 $\mu\text{g CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ suelo d}^{-1}$.

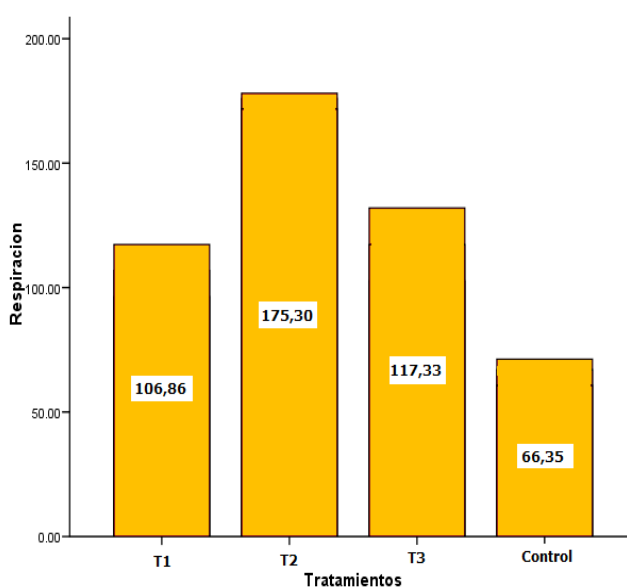


Figura 21. Niveles de respiración de cada uno de los tratamientos en el día 21

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

5.2. FITOTOXICIDAD DE LOS ABONOS ESTUDIADOS

Los parámetros utilizados para determinar el índice de germinación (IG), corresponden a la germinación (%), longitud de raíces (cm), porcentaje de germinación relativo (PGR) y crecimiento de radícula relativo (CRR). Todos estos parámetros son fundamentales para obtener el IG y se detallan claramente en el Anexo 10.2.

El IG en todos los extractos estudiados es superior al 80% de germinación (Figura 22), lo que indicaría que estos residuos no contienen sustancias fitotóxicas, por lo que se definirían como materiales maduros y que no afectarían en la aplicación de suelos de cultivo (Zucconi *et al.*, 1985 y Tiquia, 2000).

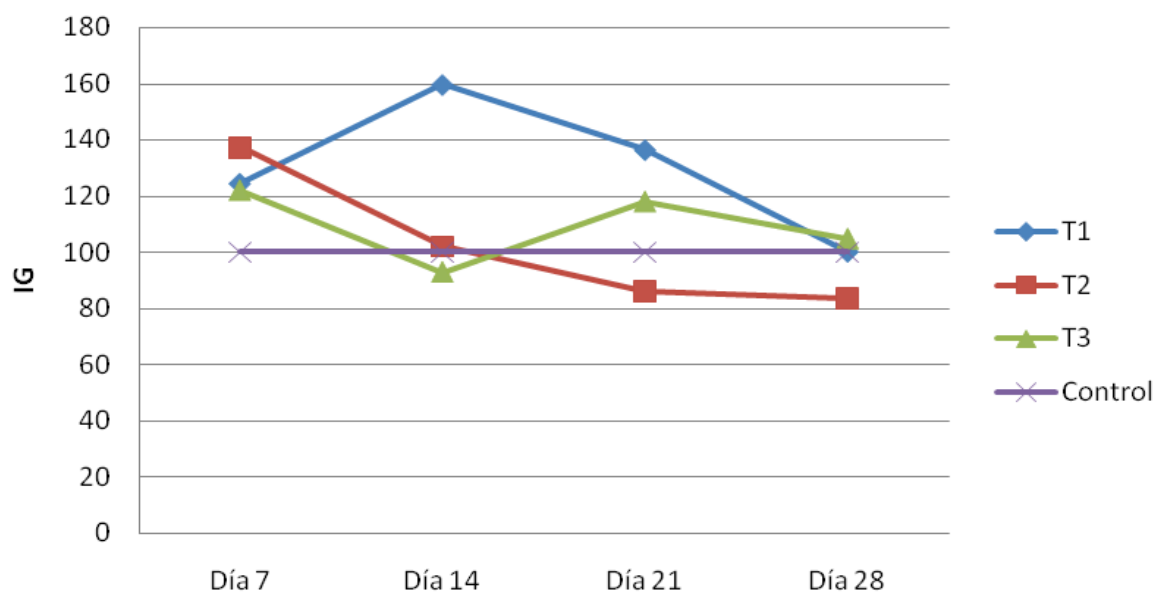


Figura 22. Índice de Germinación (IG) por días de análisis
Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

La figura 22 muestra los resultados obtenidos en el IG en los 28 días del proceso. Se puede observar que el control mantiene un valor constante debido a que se lo utiliza en las fórmulas para obtener el IG. En los tratamientos se ve que existen cambios frecuentes, con altibajos en cada uno. El T2 muestra el mejor resultado al inicio del proceso pero con los días va decreciendo hasta alcanzar el valor más bajo del experimento, aunque a pesar de ello no llega a niveles de fitotoxicidad. El T3 fue el más inestable ya que después del valor alcanzado a los 7 días, baja al día 14, sube en el 21 y vuelve a bajar en el 28. El T1 que está constituido por 50% *Bursera graveolens* + 25% *Pennisetum purpureum* + 25% guano de chivo, es el que obtuvo mejores resultados de IG con un 159,61%, alcanzando este valor en el día 14.

Para determinar estadísticamente las medias del índice de germinación (IG), se consideró realizarlo a los 7 días, esto en virtud que la lechuga (*Lactuca sativa* L.) germina alrededor de este tiempo como lo indican Iannacone *et al.*, (2000) e IDRC/IMTA (2004). Los resultados que se obtuvieron de las medias de cada tratamiento se indican en la tabla 6. Cabe mencionar que el tratamiento que obtuvo mejores resultados fue el T2 (137,45%).

Tabla 6. Medias IG día 7

Parámetros	T1	T2	T3	Control
Números de casos	4	4	4	4
Mínimo	58,90	103,83	10,13	100,00
Máximo	192,06	189,90	190,47	100,00
Media	124,5600	137,4500	122,1000	100,0000
Desviación típica	54,39370	38,92834	81,68110	0,00000
Error típico media	27,19685	19,46417	40,84055	0,00000

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

Como se observa en la tabla 7 (análisis de la varianza), que se efectuó con valores del día 7, el p-valor es mayor al nivel de significancia (0,05); con lo cual se evidencia que no existen diferencias significativas entre los tratamientos estudiados (Efron, 2000).

Tabla 7. Anova IG día 7

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	p-valor
Inter-grupos	2901,932	3	967,311	0,347	0,792
Intra-grupos	33437,676	12	2786,473		
Total	36339,609	15			

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

Posteriormente se realizó la prueba de subconjuntos homogéneos, con el fin de agrupar los tratamientos que tienen mayor similitud y significancia. La tabla 8 presenta una clasificación de los grupos basada en el grado de igualdad existente entre sus medias. Así se puede observar que en el grupo 1 están incluidos todos los tratamientos incluido el control, debido a que sus medias no difieren significativamente.

Tabla 8. Pruebas post hoc: subconjuntos homogéneos HSD de Tukey día 7

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
Control	4	100,0000
T3	4	122,1000
T1	4	124,5600
T2	4	137,4500
p-valor		0,750

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

En la figura 23, se observa que en todos los extractos estudiados el IG es superior al 80% de germinación. En este aspecto, Zucconi *et al.*, (1985); Tiquia (2000) y Emino y Warman (2004) coinciden en afirmar que abonos que sobrepasan el valor de 50% IG, son considerados benéficos en vista que no contienen residuos fitotóxicos.

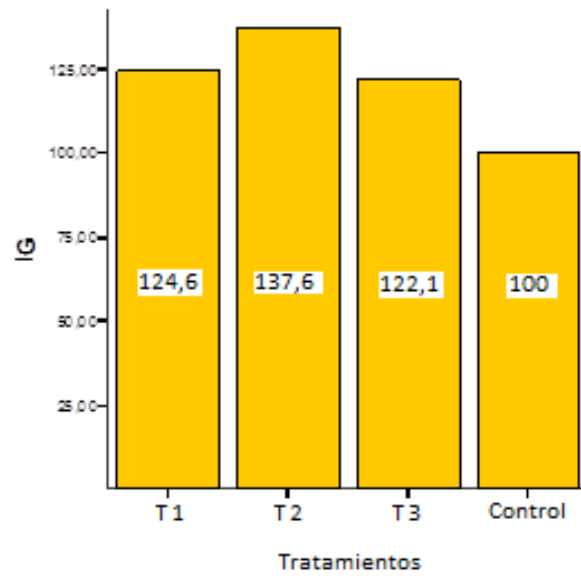


Figura 23. Índice de Germinación (IG) de los tratamientos día 7
Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

VI. DISCUSIÓN

En el contexto de esta investigación, cabe mencionar que no se ha encontrado literatura científica referente a estudios en donde se utilice los residuos del fruto de palo santo (*Bursera graveolens*) como abono orgánico. En este contexto se ha discutido trabajos relacionados con la elaboración de otros abonos orgánicos y en donde se use las mezclas con que se realizaron los abonos objeto de nuestro estudio: *Pennisetum purpureum*, guano de chivo, residuos de cocina; en especial de este último ya que obtuvo mejores resultados.

6.1. DETERMINACIÓN DE LA RESPIRACIÓN MICROBIANA

Madrid *et al.*, (2000), utilizó composts elaborados de material vegetal lignocelulósico resistente a la descomposición como el pergamino de café y los tallos de pasto guinea (*Panicum maximun*) y excreta de conejo, que tienen compuestos parecidos al tratamiento 1 (50% *Bursera graveolens* + 25% *Pennisetum purpureum* + 25% guano de chivo). En dos de las condiciones a evaluar se incorporó una capa con restos de frutas y hortalizas (plátanos y tomates no comerciales) ricos en almidones y azúcares de fácil biodegradación, componentes del tratamiento 2 (50% *Bursera graveolens* + 50% residuos de cocina). En los otros dos tratamientos existió un mayor contenido de material vegetal rico en celulosa y lignina. Ya en los resultados, existió un mayor contenido de carbono orgánico en los tratamientos que se utilizó pergamino de café como residuo lignocelulósico, respecto a los mezclados con pasto guinea. En un mismo tipo de residuo lignocelulósico pergamino de café o tallos de pasto guinea, se observa que la adición de desperdicios de frutas y hortalizas estimuló la actividad microbiana, la mineralización del carbono. Estos resultados se pueden comparar con el presente estudio, en donde el tratamiento 2 (T2) obtuvo la mayor tasa de respiración con $175,3 \mu\text{g CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ suelo d}^{-1}$ en el día 21.

Rivera (2008) realizó un trabajo para determinar la factibilidad de utilizar residuos de palma de sombrero (*Brahea dulcis*) como medio de crecimiento en la producción de plantas. Para ello se utilizaron compost de palma (CP), vermicompost de palma (VP), compost de palma y estiércol (CPE) y vermicompost de palma y estiércol (VPE). En cuanto a los resultados que obtuvo este autor, la respiración microbiana fue de $200 \mu\text{g CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ dia}^{-1}$. Este valor demuestra que el compost es estable y puede utilizarse sin problemas en la producción de plantas en sustratos, mientras que en los resultados del presente trabajo la tasa de respiración que se obtuvo fue de $175,3 \mu\text{g CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ suelo d}^{-1}$ obtenido por el T2 en el día 21. De acuerdo con Gómez *et al.*, (2008) la biomasa microbiana disminuye a través del compostaje estabilizándose en la etapa de madurez. Atiyeh *et al.*, (2000) mencionan que la producción de CO_2 es otro parámetro que demuestra la estabilización de residuos orgánicos.

Según el trabajo realizado por Ulle *et al.*, (2004), los compost producidos con desechos de cocina, componente del T2, muestran elevados valores de Carbono (C), lo que manifiesta que este abono orgánico es recomendable para la mejora nutricional y estructural del suelo (Brandjes *et al.*, 1989).

Por otro lado, en la figura 20 de resultados se puede ver los valores finales del experimento, pudiéndose mencionar que dichos valores poseen una buena tasa de respiración, lo que indicaría que los abonos utilizados son de buena calidad y se podrían aplicar a los suelos. La presente investigación se puede comparar con otros estudios realizados por Vásquez y Dávila (2008); Velasco-Velasco *et al.*, (2004); García y Rivero (2008) que buscaban determinar el desprendimiento de CO₂ en diferentes situaciones.

6.2. FITOTOXICIDAD DE LOS ABONOS ESTUDIADOS

El índice de germinación ha sido estimado conforme a los estudios realizados por Zucconi *et al.*, (1985); Celis *et al.*, (2006) como un indicador de grado de madurez de los vermicompost, considerándose maduro cuando alcanza el valor de 50% o superior. Tanto el PGR, el CRR y el IG de la lechuga (*Lactuca sativa L.*) en todos los extractos estudiados, es superior al 80% de germinación (figura 22 de Resultados), lo que indicaría que estos residuos según la Norma Chilena de Compost (INN, 2004), han finalizado su etapa de madurez y por lo tanto no contienen sustancias fitotóxicas que no se hayan metabolizado completamente, por lo que se definiría como un material maduro.

Diversos autores Zucconi *et al.*, (1981); Tiquia, (2000); Emino y Warman, (2004); Varnero *et al.*, (2006) sostienen que el IG es un indicador más completo para describir el potencial fitotóxico de un material orgánico, ya que integra el porcentaje de germinación relativo y el crecimiento relativo de raíces. De acuerdo al criterio propuesto por Zucconi *et al.*, (1981), se observa que todos los abonos estudiados no presentan niveles de fitotoxicidad en los ensayos con la lechuga (figura 22 de Resultados).

En el trabajo propuesto por Celis *et al.*, (2006), en donde el objetivo fue evaluar el efecto de diferentes dosis de biosólidos urbanos y de salmonicultura en un suelo patagónico de la XI región sobre la germinación de semillas de lechuga, se utilizaron tres tipos de biosólidos. Los autores realizaron una prueba de germinación con semillas de lechuga para determinar el IG. En general, tuvo un efecto beneficioso la adición de biosólidos al suelo Patagónico. En todos los tratamientos estudiados el IG fue superior al 80%, límite superior al cual el material no presenta fitotoxicidad, exceptuando uno de los tratamientos. El valor promedio más alto de IG entre los tratamientos estuvo dado para el biosólido de salmonicultura de lago (BL) con 127%, que

en comparación con el presente trabajo tiene resultados parecidos ya que el tratamiento 1 (T1) obtuvo un 159,61% en el día 14. Es importante mencionar que en la investigación realizada por los autores se dieron efectos negativos en uno de los tratamientos con lodo urbano obtenido del tratamiento aeróbico de aguas residuales (BU) que presentó un IG de 14,4%; esto es menor al 50%, límite inferior considerado como de alta fitotoxicidad (Emino y Warman, 2004). En el presente trabajo ninguno de los tratamientos estudiados (T1, T2, T3) presentaron niveles de fitotoxicidad que afecten a la germinación de las semillas como en el estudio mencionado; por lo que todos los abonos tratados se podrían recomendar para uso agrícola.

Acosta *et al.*, (2006) realizó un estudio que tenía como objetivo evaluar el proceso de compostaje de la mezcla de tres residuos orgánicos (lodo residual, estiércol de chivo y residuo del procesamiento industrial de la sábila), durante un periodo de 120 días. Realizaron una prueba de germinación utilizando semillas de berro (*Lepidium sativum*) y obtuvieron como resultados, al inicio del proceso, un IG de 23,03% y al final de los 120 días un IG de 51,6%; valor ligeramente superior al 50% estimado como normal, por lo que se puede considerar que una alta salinidad, pueden afectar la germinación de las semillas de *Lepidium sativum* (Myers y Couper, 1989). El valor de IG está por debajo de los porcentajes obtenidos en el actual trabajo, pero a pesar de ello se podría utilizar en los suelos, aunque la aplicación exitosa dependerá de la dosis y frecuencia de uso del material.

Farias *et al.*, (1999), evaluaron un compost derivado de residuos lignocelulósicos de rosas durante un periodo 165 días, determinando el índice de germinación con semillas de berro. Al evaluar la fitotoxicidad, los autores determinaron un índice de germinación de 55,60%, a los 127 días del proceso de compostaje, indicando que el grado de inhibición disminuye con la materia orgánica más estabilizada (Ayuso *et al.*, 1996). Tanto el IG logrado por los autores como el obtenido en el presente estudio están por encima del valor considerado como no fitotóxico, pudiéndose utilizar en cultivos.

In Bog Lee *et al.*, (2002), evaluaron la estabilidad de un compost con residuos de alimentos durante 80 días de compostaje, reportando un índice de germinación para este tiempo de 59,1%, utilizando para ello semillas de berro. Este resultado fue menor al valor obtenido en el presente trabajo, debido posiblemente a la naturaleza y composición de los residuos orgánicos utilizados inicialmente, aunque en ambas investigaciones el IG dio resultados positivos (no fitotóxicos).

Zubillaga *et al.*, (2008), utilizaron biosólidos compostados procedentes de tres etapas diferentes del proceso de compostaje. El propósito fue comparar el efecto fitotóxico de extractos de compost de biosólidos con distinto grado de

maduración sobre la germinación de una especie nativa de la Región Pampeana de Argentina, *Sesbania virgata* (Rama Negra), determinando si la estabilidad del compost de bisólidos influye sobre el crecimiento de la misma (Branzini *et al.*, 2006). El estudio de esta especie se debió a que es de interés utilizar plantas autóctonas como remediadoras. Se encontró que distintas especies de *Sesbania virgata* poseen alta supervivencia en zonas áridas, infértiles y contaminadas con elementos potencialmente tóxicos (EPT) (Wong *et al.*, 1992). En cuanto a la prueba de germinación se obtuvo como resultado un IG de 100,19% al finalizar la etapa termófila del compostaje, con lo que no presenta fitotoxicidad al igual que los resultados del presente trabajo en donde ninguno de los abonos orgánicos presentó niveles de fitotoxicidad.

Según Zucconi *et al.*, (1981) el rango de 80-85% de germinación indicaría la desaparición de fitotoxicidad de los vermicompost y según los resultados del presente trabajo la germinación de las semillas es adecuada (Anexo 10.2).

En la figura 22 de resultados se puede observar que todos los tratamientos estuvieron por encima del nivel óptimo (80%), y según Emino y Warman (2004), valores superiores al 80 % el material no presenta fitotoxicidad. Según esto, se puede decir que los abonos utilizados en este trabajo no contienen materiales fitotóxicos. Además se muestra que no existieron diferencias significativas en el IG, medido a los 7 días porque según Iannacone *et al.*, (2000) e IDRC/IMTA (2004) la lechuga (*Lactuca sativa* L.) germina alrededor de este tiempo.

VII. CONCLUSIONES

Al finalizar el estudio se plantean las siguientes conclusiones:

- Los vermicompost elaborados a base de los residuos de *B. graveolens*, ya sea adicionada con *Pennisetum purpureum*, guano de chivo o residuos de cocina, desde el punto de vista de desprendimiento de CO₂ y de respiración, determinan que existe una buena actividad microbiológica en los mismos. En el presente trabajo el T2 (50% *B. graveolens* + 50% residuos de cocina) logró la mayor tasa de respiración, alcanzando este valor en el día 21 del experimento.
- La determinación del índice de germinación, es importante cuando se quiere destinar un material orgánico para uso agrícola, ya que es una medida de su potencial fitotóxico. El mejor resultado obtenido de este índice al final del proceso fue logrado por el T1 (50% *B. graveolens* + 25% *Pennisetum purpureum* + 25% guano de chivo), así mismo los demás tratamientos obtuvieron resultados por encima del valor indicado como no fitotóxico.
- Tomando en cuenta los resultados obtenidos de los abonos orgánicos utilizados, se podría concluir que estos materiales pueden ser aplicados como mejoradores del suelo. La aplicación exitosa, dependerá de la dosis y la frecuencia de aplicación del material en los cultivos.
- Por otro lado, a través del análisis de respiración microbiana e IG, se pudo comprobar que todos los vermicompost utilizados en el presente trabajo son de buena calidad.

VIII. RECOMENDACIONES

- Realizar un estudio en el que se considere la etapa inicial, intermedia y final de la elaboración de los vermicompost, con el fin de obtener datos referentes a cada etapa y determinar de esta forma el estado de madurez de los mismos.
- Desarrollar una investigación con otros compuestos orgánicos de origen agrícola que se producen en la Estación Agroecológica UTPL, a fin de determinar la calidad de los abonos producidos.
- Se ha propuesto una metodología para determinar la calidad de abonos orgánicos. Esta metodología puede ser usada por los gestores ambientales como indicadores de calidad, en virtud que diversos abonos orgánicos en muchos de los casos provocan impactos negativos tanto a nivel del suelo, agua, cultivos y salud humana.

IX. BIBLIOGRAFÍA

- Acosta, Y.; Cayama, J.; Gómez, E.; Reyes, N.; Rojas, D. y García, H. 2006. Respiración microbiana y prueba de fitotoxicidad en el proceso de compostaje de una mezcla de residuos orgánicos. Multiciencias. Universidad del Zulia – Venezuela. Pp. 220 – 227.
- Adriano, D. 1986. Introduction. En: Adriano, D.C., ed. Trace elements in the terrestrial environment. Ed. Springer Verlag, New York. p. 1-45.
- Albiachet, R.; Canet, R.; Pomares, F.; Ingelmo, I. 2000. Microbial biomass content and enzymatic activities after the application of organic amendments to a horticultural soil. Biores. Tech. 75: 43-48.
- Alloway, B. 2008. Micronutrient Deficiencies in Global Crop Production. The University of Reading, UK. 350 p.
- Anderson, J. y Domsch, K. 1978. A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils. p. 58.
- Andrade, M.; Armijos, C.; Merchán, C.; Malagón, O.; Bracco, F.; Vita Finzi, P. y Vidari, G. 2010. Valorización química de la materia prima y residuos (torta) del proceso de extracción de aceite esencial de frutos de Palo Santo (*Bursera graveolens*) empleado en la industria cosmética. Loja, Ecuador.
- Atiyeh, R.; Dominguez, J.; Subler, S. y Edwards, C. 2000. Changes in biochemical properties of manure during processing by earthworms (*Eisenia andrei*, Bouché) and the effects on seedling growth. Pedobiologia 44: 709–724.
- Ayuso, M.; Pascual, J; García, C. y Hernández, T. 1996. Evaluation of urban wastes for agricultural use. Soil. Sci. Plant. Nutric. 42: 105-111.
- Beck, T.; Joergensen, R.; Kandeler, E.; Makeschin, F.; Nuss, E.; Oberholzer, H. y Scheu, S. 1997. An inter-laboratory comparison of ten different ways of measuring soil microbial biomass C. Soil Biol. Biochem 27(7): 1023-132.
- Benedetti, A. y Dilly, O. 2006. Microbiological methods for assessing soil quality. London, UK, CABI. p. 3-14.
- Benítez, E.; Elvira, C.; Gómez, M.; Gallardo-Lara, F. y Nogales, R. 1995. Leachates from a vermicomposting process: A possible new liquid fertilizer? En: Rodríguez-Barrueco, C. (Ed.). Fertilizers and Environment, pp. 323-325. Kluwer Academic Publishers. Netherlands.
- Benítez, E.; Saínz, H.; Melgar, R. y Nogales, R. 2002. Vermicomposting of a lignocellulosic waste from olive oil industry: a pilot scale study. Waste Management and Research, 20, 134-142.
- Black, C. 1995. Methods of soil analysis part 2, chemical and microbiological properties , in cheid in the series Agronomy, American society of Agronomy inc., Editorial Madison, Wisconsin, USA.
- Bollo, E. 1999. Lombricultura. Una alternativa de reciclaje. Soboc, Grafic. Ecuador. 149 p.

- Bowers, N.; Pratt, J.; Beeson, D. y Lewis, M. 1997. Comparative Evaluation of Soil Toxicity using Lettuce Seeds and Soil Ciliates. *Environmental Toxicology and Chemistry* 16: 207-213.
- Brandjes, P.; Van Dongen, P. y Van der Veer, A. 1989. Green maturing and other forms of soil improvement in the tropics. *Agrodok* 28, CTA, Wageningen, Netherlands.
- Branzini, A.; Torri, S. y Zubillaga, M. 2006. Efecto fitotóxico del compost de biosólidos sobre la germinación de *Sesbania* sp. XX Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo, Libro de actas ISBN 978-987-214199-6-7. CD ISBN 987-21419-5-9.
- Britto, D. y Kronzucker, H. 2002. NH_4^+ toxicity in higher plants: a critical review. *J. Plant Physiol.*, 159: 567-584.
- Brodie H.; Francis R. y Lewis E. 1994. What makes good compost? *BioCycle*, 35:66-68.
- Buchmann, N. 2000. Biotic and abiotic factors controlling soil respiration rates in *Picea abies* stands. *Soil Biology & Biochemistry* 32: 1625-635.
- Carmona, M.; Gassen, D. y Scandiani, M. 2009. Síntomas de fitotoxicidad en soja. Facultad de Agronomía, UBA. Argentina.
- Celis, J.; Sandoval, M.; Zagal, E. y Briones, M. 2006. Efecto de la adición de biosólidos urbanos y de salmonicultura sobre la germinación de semillas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) en un suelo Patagónico. *Rev. Ciencia Suelo Nutr. Veg.* 6 (3): 13-25.
- Coyne, M. 2000. *Microbiología del Suelo: Un Enfoque Exploratorio*. Paraninfo. España.
- Datzell, H.; Biddlestone, A.; Gray, K. y Thurairajan, K. 1991. Manejo del suelo: producción y uso del composte en ambientes tropicales y subtropicales. *Boletín de suelos FAO* no. 56. Roma 312 p.
- Dilly, O. 2006. Estimating Soil Microbial Activity. In Bloem, J; Hopkins, D y Benedetti, A. eds. *Microbiological Methods for Assessing Soil Quality*. London, UK, CABI. p. 114-116.
- Domínguez, J. y Mato, S. 1996. Bioprocessing of organic wastes: safety for landspreading them In: "Bioindicator Systems for Soil Pollution" Kluwer Academic Publishers, Amsterdam. pp 213-221.
- Dominguez, J. 2004. State of the art and new perspectives on vermicomposting research. En: Edwards, C.A. (Ed.). *Earthworm Ecology*, second edition. pp. 401-424. CRC Press. Boca Raton, FL.
- Edwards, C. 1998. Breackdown of animal, vegetable and industrial organic wastes by earthworms. En: Edwards, C.A. Neuhauser, E.F. (Eds). *Earthworms in waste and environment management*. Pp. 21-31 SPB Academic Publishing BV, The Hague, Netherland.
- Edwards, C. y Bohlen, P. 1996. *Biology and Ecology of Earthworms*. Chapman and Hill, London.
- Efron, B. 2000. The Bootstrap and modern statistics, en *Journal of the American Statistical Association*, 95, 452. pp. 1293-1296.

- Emino, E. y Warman, P. 2004. Biological assay for compost quality. *Compost Science & Utilization* 12 (4): 342-348.
- Farias, D.; Ballesteros, M. y Bendice, M. 1999. "Variación de parámetros físico-químico durante el proceso de compostaje". *Revista colombiana de Química*. 28 (1).
- Fliebbach, A. y Widmer, F. 2006. Estimating soil microbial biomass. In Bloem, J; Hopkins, D; Benedetti, A. eds. *Microbiological Methods for Assessing Soil Quality*. London. UK. p. 50-62.
- Frederickson, J.; Howell, G. y Hobson, A. 2007. Effect of pre-composting and vermicomposting on compost characteristics. *European Journal of Soil Biology* 43: S320-S326.
- García, A. y Rivero, C. 2008. Evaluación del carbono microbiano y la respiración basal en respuesta a la aplicación de lodo papelerero en dos suelos de la Cuenca del Lago de Valencia, Venezuela. *Rev. Fac. Agron. (Maracay)* 34: 215-229.
- García, C.; Hernández, T.; Costa, F. y Pascual, J. 1992. Phytotoxicity due to the agricultural use of urban wastes. *Germination Experiments*. *J. Sci. Food Agric.* 59: 313-319.
- García, C.; Gil, F.; Hernández, T. y Trasar, C. 2003. Técnicas de análisis de parámetros bioquímicos en suelos: Medidas de actividades enzimáticas y biomasa microbiana (en línea). España, Mundi-Prensa. 371p.
- Gómez, R. 1998. La toxicidad de las plantas ornamentales. *Oicos-fad, Bibliografía científica*. Cendegard. Barcelona. España.
- Gómez, B.; Lazcano, C. y Domínguez, J. 2008. The evaluation of stability and maturity during the composting of cattle manure. *Chemosphere* 70(3): 436-444.
- Grageda, A.; Vermoesen, A.; van Cleemput, O. y Peña-Cabriales, J. 2000. Efecto del tipo de suelo, humedad y fuente de nitrógeno en las emisiones de N₂ y N₂O. *Terra Latinoamericana* 18, 1-18.
- Gray, A.; Mitchell A.; Rodríguez, J.; De Corredor, B.; Robles, J.; Torrenegra, R.; Cole, M. y Cifuentes, C. 1997. *The ups and downs of the ethnobotanical approach to drugs discovery*. In: *Phytochemical diversity. A source of new industrial products*. Special Publication No. 2000 Royal Society of Chemistry. Edited by Stephen Wrigley, Martin Hayes, Robert Thomas and Ewan Chrystal, 74-83.
- He X.; Logan T. y Traina S. 1995. Physical and chemical characteristics of selected U.S. municipal solid-waste composts. *J. Environ. Qual.*, 24:543-552.
- Heinemeyer, O.; Insam, H. y Walenzik, G. 1989. Soil microbial biomass and respiration measurements: An automated technique based on infra-red gas analysis. *Plant and Soil* 116: 191-195.
- Hofstra, N. y Bouwman, A. 2005. Denitrification in agricultural soils: summarizing published data and estimating global annual rates. *Nutr. Cycling Agroecosys.*, 72, 267-278.

- Hoitink, H. y Changa, C. 2004. Production and utilization guidelines for disease suppressive composts. *Acta Horticulture*, 635: 87-92.
- Holdridge, L.; Poveda, L. y Jiménez, Q. 1997. Árboles de Costa Rica. Vol. 1, 2ª. ed., actualizada por Q. Jiménez. San José, Centro Científico Tropical. 522 p.
- Iannacone, J.; Alvariño, L.; Caballero, C. y Sánchez, J. 2000. Cuatro ensayos ecotoxicológicos para evaluar lindano y clorpirifos. *Gayana (Concepción)*. Vol. 64. Nº 2. p.139-146.
- IDRC/IMTA. 2004. Ensayos toxicológicos y métodos de evaluación de calidad de aguas. Estandarización, intercalibración, resultados y aplicaciones. Editado por Gabriela Castillo. 202 p.
- Iglesias, E. y Pérez, V. 1989. Evaluation of City Refuse Compost Maturity: A Review' *Biological Wastes*. 27, pp 115-142.
- Iglesias, E. y Pérez, V. 1992. Relationships between organic carbon and total organic matter in municipal solid wastes and city refuse composts. *Bioresource Technol.* 41, 265-272.
- In Bog, L.; Pil Joo, K. y Kiwoon, C. 2002. "Evaluation of stability of compost prepared with korean food wastes". *Soil Sci. Plant Nutr.* 48(1)1-8.
- INN (Instituto Nacional de Normalización). 2004. Norma Chilena Oficial NCh 2880. Of 2004: Compost, Clasificación y requisitos. Chile, 19p.
- Kandeler, E. 2007. Physiological and biochemical methods for studying soil biota and their function. In Eldor, P. ed. *Soil Microbiology, ecology, and biochemistry*. 3 ed. USA. Elsevier. p. 53-83.
- Keeling A.; Paton I. y Mullett J. 1994. Germination and growth of plants in media containing unstable refuse-derived compost. *Soil Biol. Biochem.*, 26:767-772.
- Krebs, L. 2003. Respiración del suelo como herramienta para evaluar calidad de fondos en acuicultura: I. Desarrollo de un protocolo estándar para medir dióxido de carbono. Tesis Mag. Sc. Guayaquil, EC, ESPOL. 67p.
- Lavado, R.; Rodríguez, M. y Taboada, M. 2005. Treatment with biosolids affects soil availability and plant uptake of potentially toxic elements. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 109: 360-364.
- Lindh, D. 2004. Degradación de paja de trigo adicionada de una fuente de carbono o nitrógeno por tres cepas de hongos. Tesis Lic. Agr. Valdivia. Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Agrarias. 151 p.
- Luo, Y. y Zhou, X. 2006. Soil respiration and the environment. Estados Unidos, Elsevier. 316p.
- Madrid, C.; Quevedo, V. y Andrade, E. 2000. Estudio de la biotransformación aeróbica de los desechos lignocelulósicos pergamino de café (*Coffea arabica* L.) y tallos de pasto guinea (*Panicum maximum*). Universidad de los Andes. Proyecto de Investigación CDCHT - ULA. Código NURR - C -203 -96- 02 - F.
- Mejía, M. 2001. Agricultura Ecológica. Ediciones Terranova. Colombia.

- Mohedo, J. 2002. Estudio de la Estabilidad durante el compostaje de residuos municipales. España.
- Mora, J. 2006. La actividad microbiana: un indicador integral de la calidad del suelo (en línea). Consultado 20 julio del 2012. Disponible en: http://lunazul.ucaldas.edu.co/index2.php?option=com_content&task=view&id=223&I
- Myers, B. y Couper, D. 1989. Effects of temperature and salinity on the germination of *Puccinellia ciliata* (Bor) cv. Menemen. *Australian J. Agricultural Res.*, 40(3): 561-571.
- Nakanishi, T.; Inatomi, Y.; Murata, H.; Shigeta, K.; Iida, N.; Inada, A.; Murata, J.; Perez Farrera, M.; Iinuma, M.; Tanaka, T.; Tajima, S. y Oku, N. 2005. A new and known cytotoxic aryltetralin-type lignans from stems of *Bursera graveolens*. *Chem. Pharm. Bull.* 53, 229–231.
- Nogales, R.; Elvira, C.; Benítez, E. y Gallardo Lara, F. 1995. Uso agrícola de compost y vermicompost de basuras urbanas (I): Procesos, madurez y calidad de los productos. *Residuos*, 26, 53-57.
- Ogawa, Y. 1997. V. 10 Available nitrogen. In *Analysis Methods of Soil Environment*. Ed. T Konno, pp. 255–262, Hakuyusha, Tokyo (in Japanese).
- Olsthoorn, A.; Keltjens, W.; Van Baren, B. y Hopman, M. 1991. Influence of ammonium on fine root development and rhizosphere pH of Douglas-fir seedlings in sand. *Plant and Soil* 133: 75-81.
- Page, A. y Chang, A. 1994. Overview of the past 25 years: Technical perspective. p. 3-6. In C.E. Clapp *et al.* (ed.) *Sewage sludge: Land Utilization and the Environment*. ASA, CSSA & SSSA, Madison, WI.
- Palacios, P. y Criollo, J. 2007. Propuesta de Manejo Integral y Estratégico Para la Microcuenca Minas, zona de amortiguamiento del Parque Nacional Podocarpus. Tesis de Grado Previa a la Obtención del Título de Ingeniero en Gestión Ambiental.
- Pell, M.; Stenström, J. y Granhall, U. 2006. Soil Respiration. In Bloem, J; Hopkins, D; Benedetti, A. eds. *Microbiological Methods for Assessing Soil Quality*. London, UK, CABI. p. 117-126.
- Perez-Piqueres, A.; Edel-Hermann, V.; Alabou-Vette, C. y Steinberg, C. 2006. Response of soil microbial communities to compost amendments. *Soil Biol. Biochem.* 38 (3): 460-470.
- Raich, J. y Schlesinger, W. 1992. The global carbon dioxide flux in soil respiration and its relation to vegetation and climate. *Tellus* 44B:81-99.
- Ramírez, Á. y Moreno, F. 2008. Respiración microbiana y de raíces en suelos de bosques tropicales primarios y secundarios (Porce, Colombia). *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, vol. 61, núm. 1, pp. 4381-4393. Colombia.
- Rivera, F. 2008. Utilización de residuos de palma de sombrero (*Brahea dulcis*) como sustrato de cultivo. Instituto de Hidrología (953) 20399 ext 550. sustaita@mixteco.utm.mx.

- Robles, T.; Gray, A.; Piñeros, C.; Ortiz, L. y Sierra, M. 2005. Triterpenos aislados de corteza de *Bursera graveolens* (*Burseraceae*) y su actividad biológica. *Rev. Brasileña Farmacogn.* 15(4):283-6.
- Rodríguez, M.; Muñiz, O.; Calero, B.; Montero, A.; Martínez, F.; Limeres, T.; Orphee, M. y M. de Aguilar, A. 2012. Contenido de metales pesados en abonos orgánicos, sustratos y plantas cultivadas en organopónicos. Ministerio de Educación Superior. Cuba. *Cultivos Tropicales*, vol. 33, no. 2, p. 5-12.
- Ryan, M. y Law, B. 2005. Interpreting, measuring, and modeling soil respiration. *Biogeochemistry* 73: 3-27.
- Salamanca, R. 1999. *Suelos y Fertilizantes*. Ediciones USTA. Colombia.
- Salas, M. y Zaragocín, R. 2006. Extracción, caracterización físico química y determinación de componentes del aceite esencial de frutos de palo santo (*Bursera graveolens*) de tres lugares diferentes de la provincia de Loja: El Empalme, La Ceiba y Yaraco.
- Santos, V. y Linardi V. 2001. Phenol degradation by yeasts isolated from industrial effluents. *J. Gen. Appl. Microbiol.*, 47: 213-22.
- Schinner, F.; Öhlinger, R.; Kandeler, E. y Margesin, R. 1996. *Methods in soil biology*. Springer. Germany. p. 93 - 95.
- Schuldt, M. 2006. *Lombricultura. Teoría y práctica*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.
- Sherman-Huntoon, R. 2000. Latest developments in mid to large escale vermicomposting. *BioCycle* 41: 51-54.
- Smith, R. y Smith, T. 2005. *Ecología*. 4ta. Edición. Editorial Pearson. España.
- Suquilanda, M. 2006. *Agricultura Orgánica*. Editorial Fundagro. Ecuador.
- Tiquia, S. 2000. Evaluating phytotoxicity of pig manure from the pig on litter system. p: 625-647. In: *Proceedings of the International Composting Symposium*, P.R. Warman & B.R. Taylor, Ed., CBA Press Inc., Truro, NS.
- Torri, S. y Lavado, R. 2008. Dynamics of Cd, Cu and Pb added to soil through different kinds of sewage sludge. *Journal of Waste Management* 28: 831-842.
- Trinidad Santos, A. 1987. *El uso de abonos orgánicos en la producción agrícola*. Serie Cuadernos de Edafología 10. Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados, Chapingo, México.
- Trumbore, S. 2006. Carbon respired by terrestrial ecosystems - recent progress and challenges. *Global Change Biology* 12: 141-153.
- UPM (Universidad Politécnica de Madrid). 2006. *Cuaderno de prácticas de Edafología*. 40p.
- Ulle, J.; Fernández, F. y Rendina, A. 2004. Evaluación analítica del vermicompost de estiércoles y residuos de cereales y su efecto como fertilizante orgánico en el cultivo de lechugas mantecosas. *Horticultura Brasileira* 22(2): 434.

- Varnero, M.; Orellana, R.; Rojas, C. y Santibañes, C. 2006. Evaluación de especies sensibles a metabolitos fitotóxicos mediante bioensayos de germinación. El Medioambiente en Iberoamérica: Visión desde la Física y la Química en los albores del Siglo XXI. Editor Juan F. Gallardo Lancho. Sociedad Iberoamericana de Física y Química Ambiental. Badajoz, España. Tomo III, 363-369.
- Vásquez, E. y Dávila, D. 2008. Efecto de diferentes inoculantes sobre la actividad microbiana en la rizósfera del cultivo de pallar (*phaseolus lunatus* var. *sieva*) en condiciones de campo. Departamento Académico de Biología, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima – Perú. Ecología Aplicada, Vol. 7, Núm. 1-2, pp. 131-139.
- Velasco-Velasco, J.; Figueroa-Sandoval, B.; Ferrera-Cerrato, R.; Trinidad-Santos, A. y Gallegos-Sánchez, J. 2004. CO₂ y dinámica de poblaciones microbianas en composta de estiércol y paja con aireación. Universidad Autónoma Chapingo – México. *TERRA Latinoamericana*, Vol. 22, Núm. 3, pp. 307-316.
- Wong, M.; Cheung, K. y Lan, C. 1992. Factors related to the diversity and distribution of soil fauna on Gin Drinkers Bay landfill. *Waste Manage. Res.*, 10: 423-434.
- Ye, Z.; Yang, Z.; Chan, G. y Wong, M. 2001. Growth response of *Sesbania rostrata* and *Sesbania cannabina* to sludge-amended lead/zinc mine tailings, A greenhouse study. *Environ. International*, 26: 449-455.
- Yukama, Ch. e Iwabuchi, H. 2003. Terpenoids in Volatile Oil from *Bursera graveolens*. *J Oleo Sci.* 52(9):483-9.
- Yukawa, Ch.; Imayoshi, Y.; Iwabuchi, H.; Komemushi, S. y Sawabw, A. 2006. Chemical composition of three extracts of *Bursera graveolens*. *Flavour Fragrance J.* 21(2):234-8.
- Zubillaga, M. y Lavado, R. 2002. Heavy metal content in lettuce plants grown in biosolids compost. 2001. *Compost Science & Utilization* 10 (4): 363-367.
- Zubillaga, M.; Civeira, G.; Rimski-Korsakov, H. y Lavado, R. 2004. Las pérdidas de amoníaco durante el compostaje de biosólidos y su posible impacto ambiental. *Ingeniería Sanitaria y Ambiental*, 77: 88-90.
- Zubillaga, M.; Rimski-Korsakov, H.; Travería, G. y Lavado, R. 2005. Ammonia volatilization from different organic amendments during storage and after land application. *Agrochimica* 49 (5-6) 169-174.
- Zubillaga, M. y Lavado, R. 2008. Accumulation and movement of four potentially toxic elements in soils throughout five years, during and after biosolid application. *American Journal of Environmental Sciences* 4(6): 576-582.
- Zubillaga, M.; Branzini, A. y Lavado, R. 2008. Problemas de Fitotoxicidad en Compost. *Revista Pilquen • Sección Agronomía*, Año X, Nº 9. Facultad de Agronomía – Universidad de Buenos Aires.

- Zucconi, F.; Forte, M.; Mónaco, A. y De Bertoldi, M. 1981. Evaluating toxicity of in nature compost. *Biocycle*. 22: 54-57.
- Zucconi, F.; Forte, M.; Mónaco, A. y De Bertoldi, M. 1985. Phytotoxins during the stabilization of organic matter. p. 73-86. In: J. Gasser (Ed.) *Composting of agricultural and other wastes*. Elsevier Applied Science Publishing. London, England.

X. ANEXOS

10.1. RESPIRACIÓN MICROBIANA

En la tabla 9 y figura 24 se puede observar el promedio de ml de ácido clorhídrico gastados durante el experimento por cada uno de los tratamientos, control y blanco en los 56 días en que se tomaron datos. Estos valores sirvieron posteriormente para determinar los niveles de respiración microbiana.

Tabla 9. Promedio de ml HCl de los tres tratamientos, control y blanco

Tratamientos	Día 7	Día 14	Día 21	Día 28	Día 35	Día 42	Día 49	Día 56
T1	23,2	21,6	21	21,4	20,9	20,3	20,4	20,1
T2	23,7	21,6	17,7	20,4	18,3	18	17,9	19,3
T3	23	21,6	20,5	20,2	18,8	18,7	20	19
Control	24,4	24,3	22,9	23,6	23,4	23,3	23,7	23,5
Blanco	25,1	25,9	26,1	25,6	26,3	26,6	26,4	26,8

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

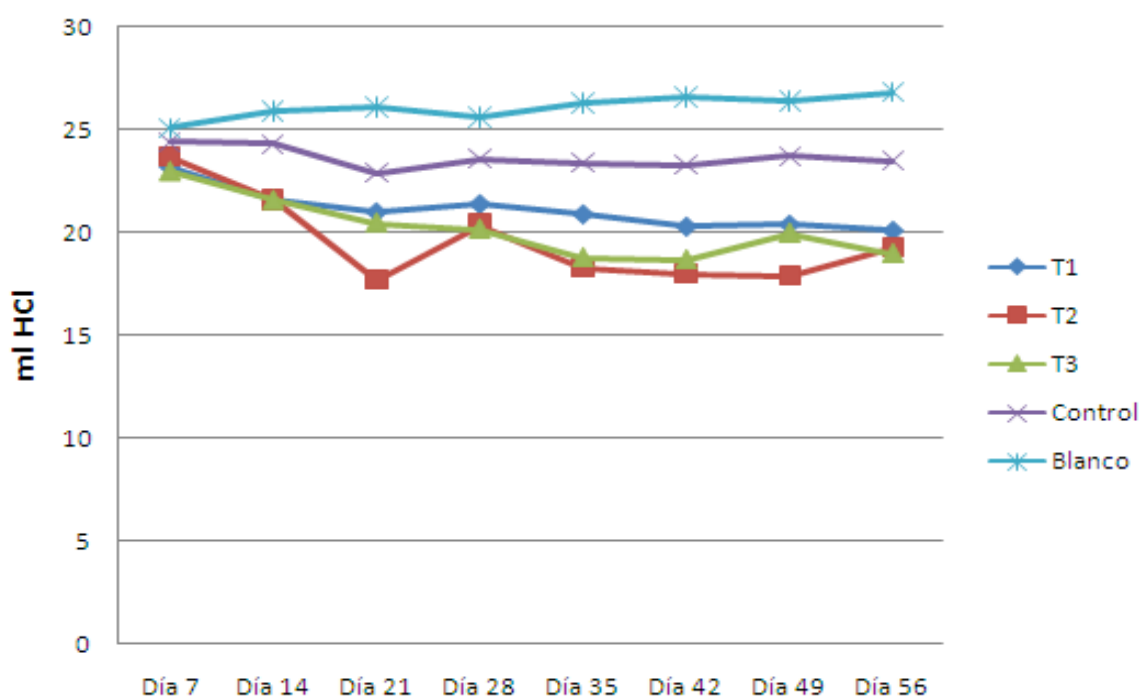


Figura 24. Promedio de ml HCl de los tres tratamientos, control y blanco

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

En la tabla 10 se muestran los valores finales de respiración microbiana de los tratamientos y el control expresados en la figura 20.

Tabla 10. Resultados de los tres tratamientos y el control en $\mu\text{g CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ suelo d}^{-1}$

Tratamientos	Día 7	Día 14	Día 21	Día 28	Día 35	Día 42	Día 49	Día 56
T1	119,24	135,14	106,86	66	67,88	66	53,88	52,64
T2	88	135,14	175,30	81,71	100,57	90,09	76,33	58,93
T3	132	135,14	117,33	84,86	94,28	82,76	57,47	61,28
Control	44	50,28	66,35	31,43	36,46	34,57	24,24	25,93

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

10.2. FITOTOXICIDAD DE LOS ABONOS ESTUDIADOS

En las tablas 11, 12, 13 y 14 se observa los parámetros utilizados en los 28 días de realizado el proceso, que sirvieron para determinar el grado de fitotoxicidad de los abonos.

Tabla 11. Día 7

Parámetros	T1	T2	T3	Control
Geminación (%)	100	100	81,25	87,5
Longitud de raíces (cm)	1,68	1,69	1,61	1,5
PGR	114,28	114,28	92,85	100
CRR	112	112,67	107,33	100
IG	127,99	128,76	99,66	100

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

Tabla 12. Día 14

Parámetros	T1	T2	T3	Control
Geminación (%)	100	81,25	75	81,25
Longitud de raíces (cm)	2,49	1,96	1,93	1,92
PGR	123,07	100	92,3	100
CRR	129,69	102,08	100,52	100
IG	159,61	102,08	92,78	100

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

Tabla 13. Día 21

Parámetros	T1	T2	T3	Control
Geminación (%)	100	81,25	93,75	87,5
Longitud de raíces (cm)	3,05	2,37	2,82	2,56
PGR	114,28	92,85	107,14	100
CRR	119,24	92,58	110,16	100
IG	136,47	85,96	118,03	100

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

Tabla 14. Día 28

Parámetros	T1	T2	T3	Control
Geminación (%)	87,5	81,25	93,75	87,5
Longitud de raíces (cm)	3,13	2,8	3,05	3,12
PGR	100	92,85	107,14	100
CRR	100,32	89,74	97,76	100
IG	100,32	83,32	104,74	100

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

En la tabla 15 se muestran los resultados del IG en cada uno de los días en que se tomaron los datos y se exponen en la figura 22.

Tabla 15. IG de los tres tratamientos y el control en %

Tratamientos	Día 7	Día 14	Día 21	Día 28
T1	124,56	159,61	136,47	100,32
T2	137,45	102,08	85,96	83,32
T3	122,10	92,78	118,03	104,74
Control	100	100	100	100

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

10.2.1. Germinación

La tabla 16 y figura 25 muestran el porcentaje de germinación por tratamiento aplicado. El T1 obtuvo los mejores resultados alcanzando el 100% en tres de los cuatro días en que se realizó la toma de datos.

Tabla 16. Germinación (%)

Tratamientos	Día 7	Día 14	Día 21	Día 28
T1	100	100	100	87,5
T2	100	81,25	81,25	81,25
T3	81,25	75	93,75	93,75
Control	87,5	81,25	87,5	87,5

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

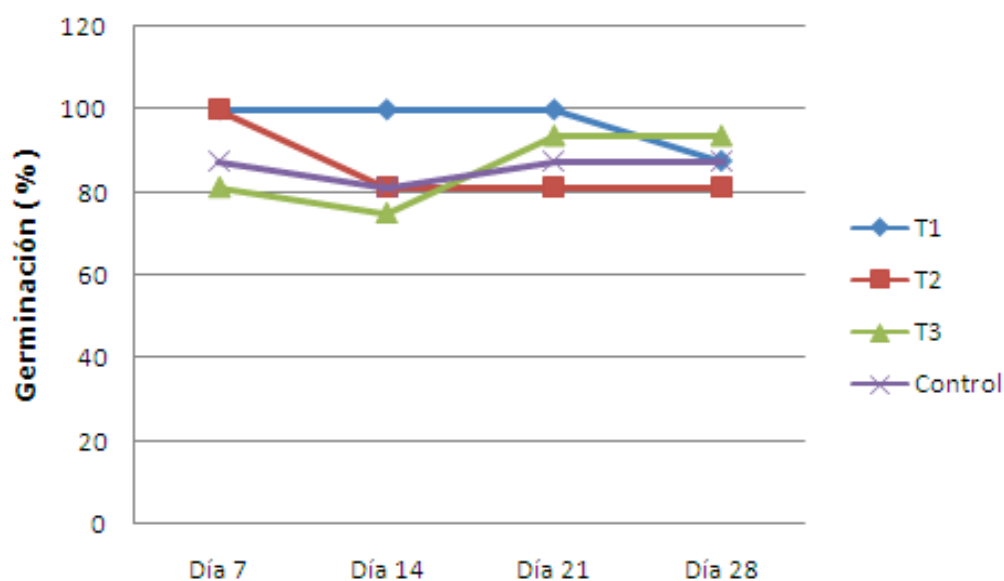


Figura 25. Germinación de semillas
Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

10.2.2. Longitud de Raíces

En la tabla 17 y figura 26 se observan los valores obtenidos en la longitud de las raíces. Como se ve en cada uno de los tratamientos y el control el crecimiento es progresivo, es decir a medida que pasaban los días la longitud radicular aumentaba. Con ello se corrobora que los extractos aplicados de los abonos utilizados en el presente estudio no afectaron al crecimiento de las raíces. El mejor resultado fue logrado por el T1 en el día 28 con 3,13 cm.

Tabla 17. Longitud de Raíces (cm)

Tratamientos	Día 7	Día 14	Día 21	Día 28
T1	1,68	2,49	3,05	3,13
T2	1,69	1,96	2,37	2,8
T3	1,61	1,93	2,82	3,05
Control	1,5	1,92	2,56	3,12

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

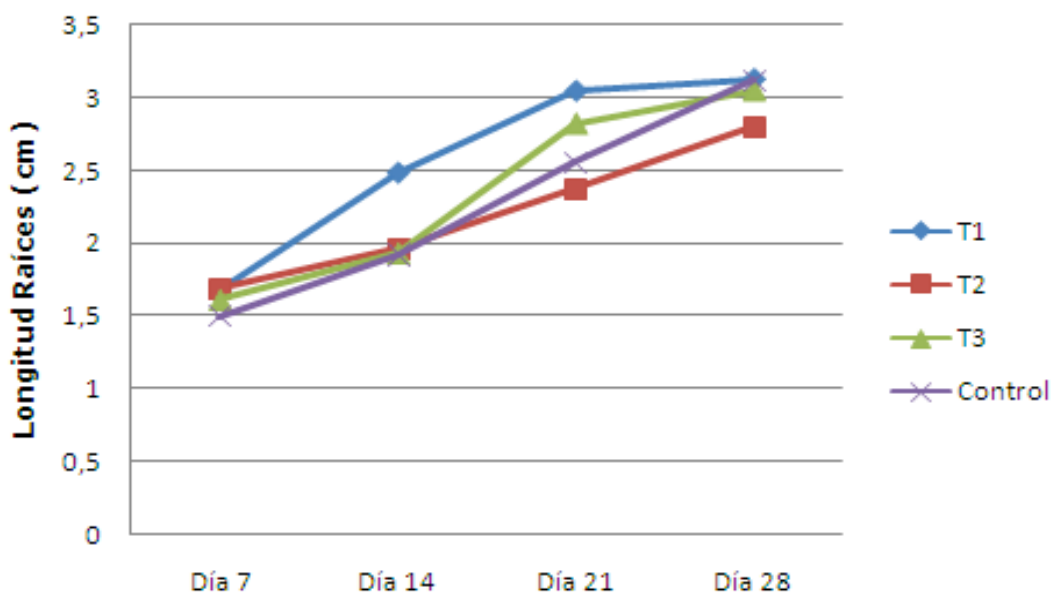


Figura 26. Longitud de raíces
Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

10.2.3. Porcentaje de Germinación Relativo (PGR)

Como se puede ver, en la tabla 18 y figura 27 se indican los resultados del PGR, donde se observa que todos los tratamientos y el control están por encima del 80%. El T1 obtuvo el mayor PGR con 123,08% consiguiendo este valor en el día 14.

Tabla 18. Porcentaje de Germinación Relativo (PGR)

Tratamientos	Día 7	Día 14	Día 21	Día 28
T1	114,29	123,08	114,29	100
T2	114,29	100	92,86	92,86
T3	92,86	92,3	107,14	107,14
Control	100	100	100	100

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

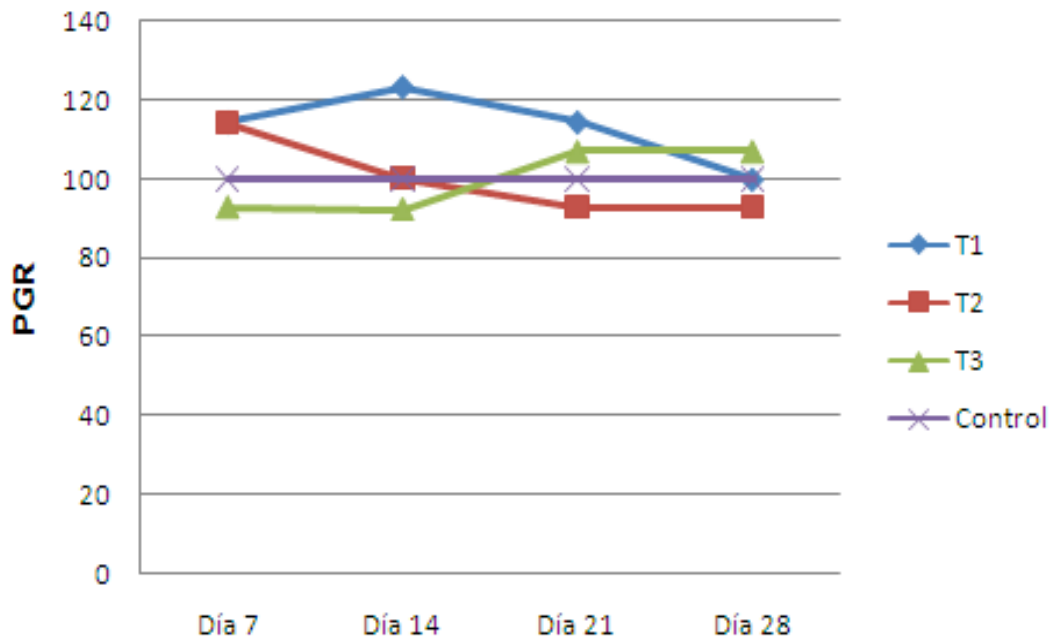


Figura 27. Porcentaje de Germinación Relativo (PGR)
Fuente: Gustavo Jiménez, 2013

10.2.4. Crecimiento de Radícula Relativo (CRR)

La tabla 19 y figura 28 recogen los resultados logrados en el CRR. En todos los tratamientos los porcentajes son buenos, pudiéndose decir que los extractos de los abonos estudiados son de buena calidad. El mejor resultado lo obtuvo el T1 con 129,69%, alcanzando este porcentaje en el día 14.

Tabla 19. Crecimiento de Radícula Relativo (CRR)

Tratamientos	Día 7	Día 14	Día 21	Día 28
T1	112	129,69	119,24	100,32
T2	112,67	102,08	92,58	89,74
T3	107,33	100,52	110,16	97,76
Control	100	100	100	100

Fuente: Gustavo Jiménez, 2013.

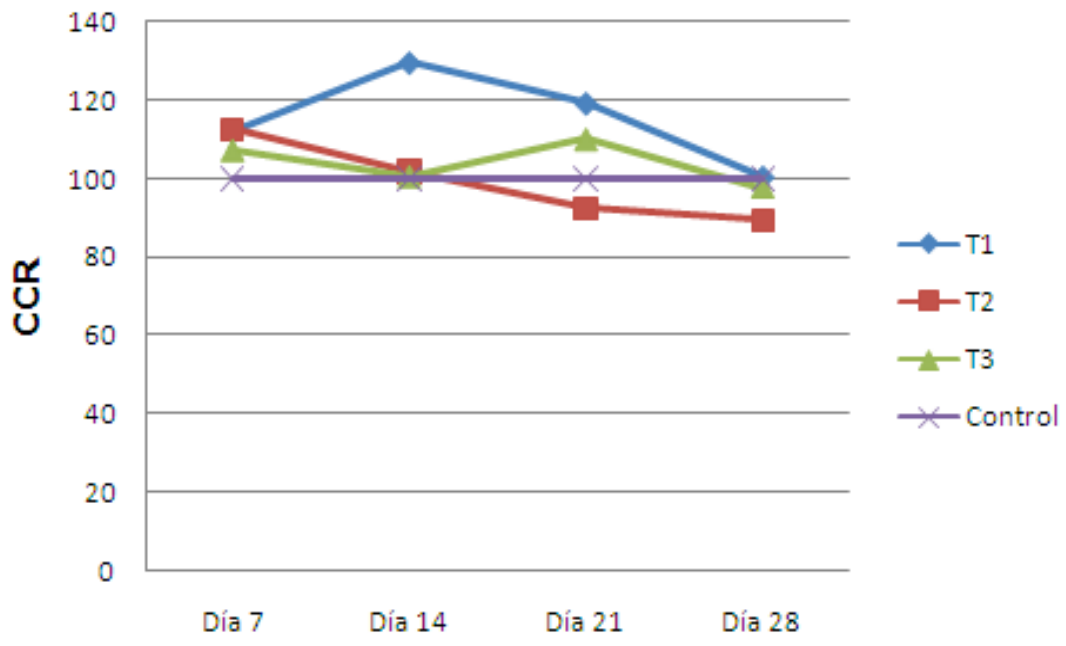


Figura 28. Crecimiento de Radícula Relativo (CRR)
 Fuente: Gustavo Jiménez, 2013