



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL



UNIDAD PROFESIONAL INTERDISCIPLINARIA DE BIOTECNOLOGÍA

TESIS

Presentada para obtener el grado de

MAESTRA EN CIENCIAS EN BIOPROCESOS

por

Rosa María Contreras Cisneros

Ingeniera Bioquímica Industrial

EFFECTO DE LOS RESIDUOS ORGÁNICOS BIOSECADOS EN LA GERMINACIÓN Y
CRECIMIENTO DE LECHUGA (*Lactuca sativa*)

Dirigida por

Dr. Fabián Robles Martínez

Dra. Ana Belem Piña Guzmán

Ciudad de México, 29 de Junio de 2016



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

En la Ciudad de México siendo las 12:00 horas del día 29 del mes de Junio del 2016 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de la Tesis, designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de la UPIBI para examinar la tesis titulada:
Efecto de los residuos orgánicos biosecados en la germinación y crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa*)

Presentada por la alumna:

Contreras
Apellido paterno

Cisneros
Apellido materno

Rosa María
Nombre(s)

Con registro:

B	1	4	0	1	7	0
---	---	---	---	---	---	---

aspirante de:

Maestría en Ciencias en Bioprocesos

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **APROBAR LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA

Directores de tesis

Dr. Fabián Robles Martínez

Dra. Ana Belém Piña Guzmán

Dr. Ramón Villanueva Arce

Dra. Marina Olivia Franco Hernández

M. en C. Margarita Beltrán Villavicencio



PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES
INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
UNIDAD PROFESIONAL
INTERDISCIPLINARIA DE BIOTECNOLOGÍA
SECCIÓN DE ESTUDIOS DE
POSGRADO E INVESTIGACIÓN

Dr. Ramón Villanueva Arce

DECLARACIÓN DE ORIGINALIDAD

Yo declaro que esta tesis, así como los resultados en ella reportados, son producto de mi trabajo y que hasta donde yo sé no contiene material previamente publicado o escrito por otra persona, ni tampoco contiene material que haya sido utilizado para obtener algún grado o diploma en alguna otra institución educativa, excepto donde se reconoce como tal. Declaro igualmente que hago justo reconocimiento en la tesis a las personas que contribuyeron con su trabajo y finalmente, declaro que esta tesis es producto de mi propio trabajo con el apoyo permitido de terceros en cuanto a la concepción del proyecto, al estilo de la presentación o a la expresión escrita




Rosa María Contreras Cisneros

Vo. Bo.



Dr. Fabián Robles Martínez



Dra. Ana Belem Piña Guzmán

Instituto Politécnico Nacional

Presente

Bajo protesta de decir verdad el que suscribe Contreras Cisneros Rosa María (se anexa copia simple de identificación oficial), manifiesto ser autora y titular de los derechos morales y patrimoniales de la obra titulada "Efecto de los residuos orgánicos biosecados en la germinación y crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa*)", en adelante "La Tesis" y de cual se adjunta copia, por lo que por medio del presente y con fundamento en el artículo 27 fracción II, inciso b) de la Ley Federal del Derecho de Autor, otorgo al Instituto Politécnico Nacional, en adelante El IPN, autorización no exclusiva para comunicar y exhibir públicamente total o parcialmente en medios digitales (publicación en línea de la Tesis en el repositorio institucional) "La Tesis" por un período de 5 años contado a partir de la fecha de la presente autorización, dicho periodo se renovara automáticamente en caso de no dar aviso expreso a "El IPN" de su terminación.

En virtud de lo anterior, "El IPN" deberá reconocer en todo momento mi calidad de autor de "La Tesis".

Adicionalmente, y en mi calidad de autor y titular de los derechos morales y patrimoniales de "La Tesis", manifiesto que la misma es original y que la presente autorización no contraviene ninguna otorgada por el suscrito respecto de "La Tesis", por lo que deslindo de toda responsabilidad a El IPN en caso de que el contenido de "La Tesis" o la autorización concedida afecte o viole derechos autorales, industriales, secretos industriales, convenios o contratos de confidencialidad o en general cualquier derecho de propiedad intelectual de terceros y asumo las consecuencias legales y económicas de cualquier demanda o reclamación que puedan derivarse del caso.

Ciudad México, a 29 de Junio de 2016

Atentamente



I.B.I. Rosa María Contreras Cisneros

Resumen

El biosecado es un proceso aerobio cuya finalidad es la eliminación de agua de los RSO aprovechando el calor metabólico generado por los microorganismos al degradar la materia orgánica. Este bioproceso ha sido aplicado en el tratamiento de los residuos sólidos urbanos previo a su incineración, ya que el material biosecado (MB) resultante tiene un alto poder calorífico. El presente proyecto propone el uso del MB como un mejorador de suelos que pueda competir con la composta (CO). Primeramente, se realizaron y monitorearon los bioprocesos de compostaje y biosecado, con el fin de obtener los sustratos a comparar (CO y MB), partiendo de mezclas con la misma composición de origen (56% cáscara de naranja, 24.9% mulch y 19.1% pasto). Posteriormente, utilizando un diseño experimental unifactorial completamente al azar, a partir de los sustratos obtenidos se formularon 6 tratamientos (mezclas del MB con suelo en tres diferentes proporciones; suelo + 30% CO como control positivo; suelo al 100% como control negativo y suelo + solución nutritiva). Para evaluar el potencial del MB como mejorador de suelo se monitoreó, durante 90 días, el crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa* L. var. *Buttercrunch*) en las mezclas preparadas, a través del monitoreo de parámetros tales como largo ancho, número de hojas, nutrientes (%C,%N,%P) y clorofila. Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) y el método de Tukey para realizar las comparaciones entre los tratamientos. El análisis estadístico de los resultados indica que los tratamientos conteniendo MB muestran una diferencia estadísticamente significativa con respecto al tratamiento control negativo (suelo), lo cual sugiere que el MB puede ser utilizado como un mejorador de suelos.

Abstract

Bio-drying is an aerobic process, its aim is removing water from organic solid waste (OSW), taking advantage of the metabolic heat generated by microorganisms which degrade organic matter. Such bioprocess has been applied in the treatment of municipal solid waste before their incineration, since the resulting bio-dried material (BM) has a high calorific power. This project proposes the use of BM as a soil improver that can compete with the compost (CO). Firstly, both bioprocesses (composting and bio-drying) were performed and monitored in order to obtain the substrates to compare (CO and BM), and started from mixtures with the same source composition (56 % orange peel, 24.9 % mulch, and 19.1 % grass). Later, by applying a single-factor completely randomized experimental design, six treatments were formulated from the obtained materials (mixtures of BM with soil in 3 different proportions; soil + 30 % CO as positive control; soil 100 % as negative control and soil + nourishing solution). To evaluate the potential of the MB as soil improver, the growth of lettuce (*Lactuca sativa* L. var. buttercrunch) in the prepared mixtures was monitored, during 90 days. Parameters like width, length, and number of leaves, nutrients (%C, %N, %P) and chlorophyll, were determined. An analysis of variance (ANOVA) and the Tukey's method were performed to make comparisons between treatments. The statistical analysis of the results indicates that the treatments containing BM showed a significant difference, compared to the soil (negative control), suggesting that the BM can be used as a soil improver.

Agradecimientos

No solo este trabajo, sino todo lo que representa (esfuerzo, tiempo, amor por el arte, etc.) se lo quiero dedicar a mi familia, principalmente a mi mamá, por siempre apoyarme en todo lo que me propongo, ser mi ejemplo de vida y ayudarme SIEMPRE a cumplir mis sueños. Sin ti, todo habría sido más difícil, ¡Gracias mamá!

A mis asesores y profesores en UPIBI (Dra. Belém Piña Guzmán, Dr. Fabián Robles Martínez, Dra. Marina Olivia Franco por su paciencia y al Dr. Ramón Villanueva Arce), al Dr. Elías Jaime Matadamas Ortíz (Universidad de Chapingo) experto en cultivo de hortalizas, por resolver mis dudas y finalmente a la Maestra Margarita Beltrán Villavicencio (UAM-A) por el tiempo prestado.

A los Directores Generales de la empresa Jrunamex S.A. de C.V. (Teresa Contreras Castillo y Mario Roberto Rebolledo Cortés) y a Virginia Soriano, por la atención y por haber facilitado los residuos de cáscara de naranja empleados en el presente proyecto.

Al biólogo Rogelio Bailón Morales (encargado) y al personal de la planta de composta de IPN-Zacatenco por dejarme trabajar con ellos y aprender a llevar a cabo las pilas, además de facilitarme el mulch para la elaboración de las mismas.

Y por último y no menos importante, a mi novio Luis Ángel y a mi amigo Israel Rodríguez Meléndez. ¡Gracias por tu amistad y por tu ayuda en todo este proceso!

Contenido

Índice de Figuras.....	iii
Índice de Tablas.....	iv
Índice de Gráficos.....	v
1. Introducción.....	1
2. HIPÓTESIS.....	2
3.1.1. Objetivos específicos.....	2
4. JUSTIFICACIÓN.....	3
5. Marco Teórico.....	4
5.1. Biosecado.....	4
5.1.1. Control del proceso.....	4
5.2. Compostaje.....	6
5.3. Plantas y crecimiento en general.....	6
5.3.1. Estructura de las plantas vasculares.....	7
5.3.2. Condiciones de crecimiento de <i>Lactuca sativa L.</i>	9
5.4. Composición del suelo.....	9
5.4.1. Características físicas del suelo.....	11
5.4.2. Características químicas del suelo.....	12
5.4.3. Propiedades biológicas.....	15
5.5. Toxicidad en plantas.....	17
5.5.1. Importancia de los estudios toxicológicos.....	18
6. METODOLOGÍA.....	20
6.1. Estrategia experimental.....	20
6.2. Elaboración de las pilas de biosecado y compostaje.....	21
6.2.1. Dimensiones de la pila.....	21
6.2.2. Monitoreo de las pilas y condiciones ambientales.....	23
6.3. Características del suelo.....	24
6.4. Ensayo de toxicidad.....	25
6.5. Siembra de semillas en almacigo.....	25
6.5.1. Porcentaje de germinación.....	25
6.5.2. Conductividad eléctrica.....	25
6.6. Trasplante en macetas.....	26
6.6.2. Capacidad de campo (CC).....	27
6.6.3. Punto de marchitamiento permanente (PMP).....	27
6.7. Análisis foliar.....	28
7. Resultados y discusión.....	29
7.1. Compostaje.....	29
7.1.1. Formación de la pila de compostaje.....	29
7.1.2. Monitoreo de la pila de compostaje.....	29
7.2. Biosecado.....	30
7.2.1. Formación de las pilas de Biosecado.....	30

7.2.2.	Monitoreo de las pilas de biosecado.	31
7.2.3.	Condiciones ambientales	31
7.3.	Reducción de volumen y masa de las pilas de biosecado y compostaje.....	40
7.4.	Pruebas de crecimiento de plantas	41
7.4.1.	Análisis fisicoquímicos de los sustratos	41
7.4.2.	Ensayos de Toxicidad	46
7.4.3.	Monitoreo en el crecimiento de plantas.....	49
7.4.4.	Análisis de las lechugas	50
7.5.	Efecto del MB en el crecimiento de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L. var. <i>buttercrunch</i>) y su relación con los ensayos toxicológicos del MB en la germinación.	58
8.	Conclusiones.....	61
9.	Recomendaciones	63
9.1.	Recomendaciones para los procesos	63
9.2.	Recomendaciones para el monitoreo y crecimiento de plantas de lechuga.	63
10.	Referencias.....	65
11.	ANEXOS	71

Índice de Figuras

Figura 1. Representación del sistema radical (1) y sistema de tallo (2) de una planta.....	8
Figura 2. Sistema vascular (Campbell et al., 2001)	9
Figura 3. Fases del suelo (Jordán, 2005).....	10
Figura 4. Disponibilidad de nutrientes en función del pH.	13
Figura 5. Representación de la atracción eléctrica entre el suelo y los cationes de H ⁺ , Ca ²⁺ , K ⁺ y Mg ²⁺	14
Figura 6. Intercambio cationico entre la raíz y el suelo.	14
Figura 7. Proceso de degradación del material orgánico y formación de nitratos (Navarro & Navarro, 2003).	16
Figura 8. Estrategia experimental	20
Figura 9. Dimensiones de la pila.	22
Figura 10. Zonas de monitoreo de temperatura en las 2 pilas de biosecado(P1 y P2).	23
Figura 11. Escala de colores para plantas de Lactuca sativa L. var. buttercrunch	28
Figura 12. Zonas de monitoreo para la humedad del material y la humedad relativa de la pila de biosecado.....	35
Figura 13. Cobertizo adaptado en UPIBI-IPN.	48
Figura 14. Coloración púrpura en la hoja 1 de una repetición del tratamiento con solución nutritiva. (SN-4) (Semana 3 después del trasplante).....	55
Figura 15. Hongos encontrados en los tratamientos con MB. a)Hongo encontrado en una repetición del tratamiento biosecado 30%. (B30-2) (Semana 5 después del trasplante). b)Hongo encontrado en una repetición del tratamiento biosecado 10%. (B10-4) (Semana 4 después del trasplante). c)Hongo encontrado en una repetición del tratamiento biosecado 10%. (B10-9) (Semana 4 después del trasplante).	57

Índice de Tablas

Tabla 1. Criterios de evaluación de un suelo con respecto a su pH.	13
Tabla 2. Interpretación de conductividad eléctrica en el suelo.....	15
Tabla 3. Composición de las pilas de biosecado y compostaje	21
Tabla 4. Monitoreo de las pilas de compostaje y biosecado.....	23
Tabla 5. Análisis fisicoquímicos a las muestras según su origen	24
Tabla 6. Mezclas de MB, CO y suelo a evaluar como sustrato para el crecimiento de plántulas.	26
Tabla 7. Monitoreo durante el crecimiento de plantas	27
Tabla 8. Parámetros a determinar en el análisis foliar	28
Tabla 9. Volumen de las pilas de biosecado y compostaje al inicio y al final del proceso (BS). 40	
Tabla 10. Masa de las pilas de biosecado y composta al inicio y al final del proceso (BS).....	41
Tabla 11. Promedio de los análisis fisicoquímicos realizados a los sustratos.	43
Tabla 12. CC y PMP para cada tratamiento.....	47

Índice de Gráficos

Gráfico 1. Variación de temperatura, pH y humedad durante el proceso de compostaje.....	30
Gráfico 2. Radiación solar durante el proceso de biosecado registrado a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas.	32
Gráfico 3. Temperatura ambiente registrada a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas. ..	32
Gráfico 4. Humedad relativa registrada en la estación de monitoreo Xalostoc. Las mediciones realizadas son de las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas.....	33
Gráfico 5. Temperatura en el centro y en la superficie de P1. Las mediciones fueron registradas a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas.....	34
Gráfico 6. Temperatura en el centro y en la superficie de P2. Las mediciones fueron registradas a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas.....	35
Gráfico 7. Humedad del material y humedad relativa de la pila en el centro y superficie de P1.	38
Gráfico 8. Humedad del material y Humedad relativa de la pila en el centro y superficie de P2.	38
Gráfico 9. pH en el centro y superficie de P1 y P2.....	39
Gráfico 10. Ancho, Largo y Número de hojas (# de hojas) determinados en cada tratamiento. Las letras diferentes indican diferencia significativa entre los tratamientos ($P \leq 0.05$) ($n=10$). .	49
Gráfico 11. Peso seco obtenido en cada tratamiento.	51
Gráfico 12. %C en las hojas de los tratamientos	52
Gráfico 13. %N en las hojas de los tratamientos comparados con los reportados por Casas & Casas (1999)	53
Gráfico 14. %P en las hojas de los tratamientos comparados con los reportados por Casas & Casas (1999)	54
Gráfico 15. Concentración de clorofila a, b y total en los tratamientos B-10, B-20, B-30 y C-30 comparados con los reportados por Da Silva et al., (2007).	56
Gráfico 16. Porcentaje de elongación radicular (%ER) en el extracto de MB y CO. Los cuadros rojos muestran hormesis (fenómeno donde a bajas concentraciones, las semillas tienen un efecto benéfico), ya que el 100% de la elongación radicular corresponde al testigo (crecidas en agua destilada).	59
Gráfico 17. Porcentaje de germinación (%G) en el extracto de MB y CO.	60

ACRONIMOS

B: Boro

B-10: Tratamiento de 10% de material biosecado y 90% suelo

B-20: Tratamiento de 20% de material biosecado y 80% suelo

B-30: Tratamiento de 30% de material biosecado y 70% suelo

CC: Capacidad de campo

Ca⁺⁺: Calcio

CE: Conductividad eléctrica

CIC: Capacidad de intercambio catiónico

CO: Composta

CRA: Capacidad de retención de agua

Cu: Cobre

C/N: Relación carbono nitrógeno

C-30: Tratamiento de 30% de composta y 70% suelo

FAO: Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

Fe: Hierro

IER: Índice de elongación radicular normalizado

IG: Índice de germinación

IGN: Índice de germinación normalizado

K⁺: Potasio.

MB: Material biosecado

Mg⁺⁺: Magnesio

Mn: Manganeseo

Mo: Molibdeno

M.O.: Materia orgánica

NH₄⁺: Amonio

NO₃⁻: Nitratos

P1: Pila 1 de biosecado

P2: Pila 2 de biosecado

PC: Pila de composta

PMP: Punto de marchitamiento permanente

PO₄⁻³: Fosfatos

RME: Residuos de manejo especial.

RSO: Residuos sólidos orgánicos

RSU: Residuos sólidos urbanos

SEDEMA: Secretaría de Medio Ambiente

SEMARNAT: Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales

SN: Tratamiento de 100% suelo regado con solución nutritiva para hortalizas.

SUE: Tratamiento de 100% suelo

Zn⁺: Zinc

%C: Por ciento de carbono

%ER: Por ciento de elongación radicular

%G: Por ciento de germinación

%N: Por ciento de nitrógeno

%P: Por ciento de fósforo

1. INTRODUCCIÓN

Actualmente México enfrenta grandes retos en el manejo de residuos de manejo especial (RME), cuya generación ha crecido en las últimas décadas. Los problemas ligados al mal manejo de los RME, ha llevado a proponer tecnologías de tratamiento alternas para crear productos de valor agregado. Bioprocesos como el compostaje y biosecado, han sido utilizados como una forma de tratamiento de residuos sólidos orgánicos (RSO).

La propuesta del presente proyecto es utilizar el material biosecado (MB) como mejorador de suelos, pues es bien sabido que debido a las labores agrícolas intensivas, hay una disminución constante de la M.O. en la mayoría de los suelos agrícolas, lo cual ha incrementado la necesidad de empleo de fertilizantes agrícolas para restituir al suelo los nutrientes perdidos. Una alternativa para dar solución a este problema podría ser la aplicación del MB, contribuyendo así a la valorización de un residuo de manejo especial y al mejoramiento de suelos empobrecidos, para la producción de productos agrícolas.

En una primera etapa se realizaron los bioprocesos para obtener los sustratos empleados en la segunda etapa. Tanto el compostaje como el biosecado se llevaron a cabo en el interior de un túnel tipo invernadero y durante los procesos se monitorearon condiciones ambientales (radiación solar, temperatura y humedad relativa) y de proceso (pH, temperatura, humedad relativa y gravimétrica de las pilas). Los materiales utilizados para obtener la CO y MB fueron cáscaras de naranja, mulch y pasto, en las mismas proporciones.

En la segunda etapa, para evaluar el efecto del MB en la lechuga, se realizaron proporciones de este sustrato con suelo y se comparó con un sustrato control positivo en el crecimiento (suelo con CO) y un control negativo (suelo). El efecto del MB se determinó a través del monitoreo de parámetros durante 90 días (largo, ancho y número de hojas) y finalmente se realizó un análisis foliar (porcentaje de C, N y P y clorofila).

Diferentes trabajos han reportado que aplicar materia orgánica al suelo sin un adecuado grado de mineralización, o aplicar materia orgánica fresca, puede generar un efecto fitotóxico en la planta, mediante la generación de amoníaco y ácidos de cadena corta. Tal efecto podría esperarse al aplicar MB al suelo, debido a que los residuos orgánicos solo están deshidratados y parcialmente degradados. Por eso fue necesario realizar un ensayo de toxicidad aguda utilizando a la lechuga como sujeto de estudio. Sin embargo los resultados de este trabajo permiten rechazar dicho supuesto y demostrar que un material mejorador de suelos puede no limitarse a sustratos con alto grado de mineralización, como es el caso de la composta.

2. HIPÓTESIS

La aplicación del material biosecado no es perjudicial a la germinación y crecimiento de *Lactuca sativa L. var. buttercrunch*

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de los residuos orgánicos biosecados en la germinación de semillas y crecimiento de *Lactuca sativa L. var. buttercrunch*

3.1.1. Objetivos específicos

- Realizar el proceso de biosecado con residuos agroindustriales y agrícolas.
- Evaluar la degradación de material orgánico en el proceso de biosecado.
- Evaluar el efecto del material biosecado en la germinación y crecimiento de *Lactuca sativa L. var. buttercrunch* utilizando composta como control positivo.

4. JUSTIFICACIÓN

En la actualidad, México enfrenta grandes retos en el manejo de los RME y de los residuos sólidos urbanos (RSU). Conforme a lo estipulado por la NOM-161-SEMARNAT-2011, gran parte de los residuos que se generan en los procesos industriales, actividades comerciales y de servicios, residuos derivados del consumo, operación y mantenimiento de las demás áreas que forman parte de las instalaciones industriales, comerciales y de servicios, como oficinas, comedores, sanitarios y mantenimiento, por sus características se consideran RSU, pero por sus volúmenes de generación superiores a 10 toneladas por año, se consideran RME.

Los RSO generados en procesos agrícolas y agroindustriales son considerados RME. La enorme cantidad generada diariamente en México y la escasez de sitios de disposición final, han llevado a proponer tecnologías de manejo alternas que permitan crear productos de valor agregado a partir de residuos. Actualmente, se han propuesto diversas alternativas de manejo sustentable de RSO, tendientes a disminuir su depósito en rellenos sanitarios y aminorar así los problemas graves de contaminación que ocasionan mediante la generación de emanaciones (biogás y lixiviados) resultantes de su biodegradación. Entre las tecnologías más novedosas se encuentra el biosecado, un proceso aerobio cuya finalidad es la eliminación de agua aprovechando el calor metabólico de los microorganismos durante la biodegradación de los RSO. Este bioproceso comparte algunas ventajas del compostaje pero en comparación con él ofrece una reducción importante en el tiempo de proceso.

El material seco por el proceso de biosecado es un residuo estabilizado susceptible de ser aprovechado energéticamente utilizándolo como combustible renovable; sin embargo, su potencial de valorización es muy amplio y se pretende proponer su uso como abono orgánico en suelos, con fines de fertilización y reciclaje de los nutrientes y la materia orgánica, para la generación de productos agrícolas.

La agricultura como un sector orientado al mercado, ofrece oportunidades de inversión ya que la FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura) propone un incremento de 1.5% anual en la producción agrícola de productos básicos para la década del 2013 -2022. Este dato es menor al obtenido en la década anterior, lo que se traduce en oportunidades de negocio debido a que la demanda será mayor a la oferta. La necesidad de productos agrícolas es directamente proporcional al aumento de la población por lo que el uso del material biosecado como mejorador de suelos será innovador puesto que el tiempo de obtención del material biosecado es 50% menor en comparación al proceso de compostaje.

5. MARCO TEÓRICO

5.1. Biosecado

El biosecado es un bioproceso que consiste en la reducción de humedad de los residuos aprovechando el calor metabólico generado en las reacciones exotérmicas microbianas y el paso de aire a través de la pila de residuos. Mediante el biosecado, se lleva a cabo una degradación aerobia parcial de la materia orgánica (M.O.) procesada.

El metabolismo microbiano en el proceso de biosecado es similar al del proceso de compostaje, sin embargo, el primer proceso tiene como objetivo la eliminación de agua de los residuos biológicos con alto contenido de humedad, utilizando el calor generado durante la degradación aerobia de sustancias orgánicas. El secado ocurre gracias a la energía liberada en las reacciones exotérmicas, evaporando la mayor parte de la humedad de los residuos con la conversión más baja de carbono orgánico, mientras que el compostaje busca obtener la mayor conversión de carbono orgánico mediante la estabilización y madurez de los materiales compostados (He *et al.*, 2010, Bilgin & Tulun, 2015).

Los microorganismos que participan en el proceso de biosecado son mesofílicos y termofílicos. Debido a la presencia de agua, carbono orgánico y sustancias nitrogenadas, la fracción biodegradable entra fácilmente a fermentación tanto aerobia como anaerobia. (Colomer *et al.*, 2011)

5.1.1. Control del proceso

El proceso de biosecado es altamente dependiente de parámetros como la aireación, la temperatura y la humedad inicial. Estos factores deben por lo tanto controlarse a lo largo del proceso a fin de mantener una óptima actividad microbiana para obtener un material estabilizado y parcialmente biodegradado con el menor contenido de humedad.

- a) **Humedad:** el agua es un elemento esencial para todos los seres vivos porque participa en varias reacciones metabólicas celulares, y en cualquier sistema viviente actúa como un solvente y portador de nutrientes, ioniza los macronutrientes y micronutrientes y permite que la materia orgánica sea fácilmente biodegradable.

Sin embargo, para el proceso de biosecado es necesario tener un control de humedad en la pila, ya que con un elevado contenido de agua, se disminuye la transferencia de oxígeno necesario para la descomposición aeróbica, esto sucede debido a que existe una lenta difusión de oxígeno en la película líquida que rodea los microorganismos. A su vez,

la humedad favorece la proliferación de microorganismos que participan en la degradación de la M.O. El contenido de humedad óptimo para el desarrollo de la actividad microbiana es de 50-70%, (Yang *et al.*, 2014). Por otro lado, si la humedad es muy baja, la actividad microbiana se verá mermada, generando un rendimiento de biosecado bajo. La pila de biosecado es porosa, es decir, contiene espacios vacíos ocupados por aire o agua (Villegas & Huiliñir, 2014).

- b) **Temperatura:** la temperatura es un parámetro determinante del biosecado. Durante este proceso, no solo influye la temperatura del ambiente exterior a la pila de M.O., la actividad metabólica de los consorcios microbianos al interior hace que la temperatura aumente. A causa de las altas temperaturas alcanzadas en el interior de los residuos (50-60°C), es posible eliminar microorganismos patógenos, por lo que este proceso aerobio es un eficaz sistema de estabilización, desodorización e higienización del material orgánico (Colomer *et al.*, 2011).
- c) **Aireación:** no obstante que el metabolismo aerobio es el principal causante de la remoción de agua en forma de vapor debido a las altas temperaturas alcanzadas, una adecuada aireación optimiza el proceso (Zhang *et al.*, 2008). Un control de parámetros operacionales de aireación como velocidad y dirección del flujo de aire así como la temperatura, resultan en una eficiencia alta de biosecado (Adani *et al.*, 2002, Sugni *et al.*, 2005). El flujo de aire forzado a través de la pila de M.O. es necesario para eliminar el agua de la matriz y arrastrar la humedad ambiental hacia el exterior, además de proporcionar oxígeno a los microorganismos aerobios y realizar la distribución del calor en la pila (Herrera *et al.*, 2011, Velis *et al.*, 2009).

El biosecado de residuos agroindustriales o agrícolas en pilas de residuos podría representar una buena opción de tratamiento, en el caso particular donde se busque reducir de manera significativa el volumen y masa de los residuos para ahorrar costos en el transporte a su disposición final (Robles-Martínez *et al.*, 2013), o como método de estabilización de material biodegradable para obtener un producto útil como combustible (Herrera *et al.*, 2011), la recuperación de energía a partir de materiales de desecho contribuye a la preservación de los recursos naturales, para reducir emisiones, tales como metano y dióxido de carbono (Bilgin & Tulun, 2015). Hasta la fecha, el material estabilizado obtenido como resultado del proceso de biosecado, ha sido utilizado con fines energéticos.

5.2. Compostaje

El compostaje es un proceso aerobio cuya finalidad es la degradación y estabilización de la M.O., resultado de la actividad microbiana. Al igual que durante en biosecado, en el compostaje deben controlarse los parámetros como la humedad (en este caso, entre 50% y 70%) para favorecer la actividad microbiana, la aireación y la temperatura. La temperatura alcanzada en el compostaje se encuentra entre 50 y 65°C durante la fase de actividad de los microorganismos termofílicos, lo cual ayuda a eliminar microorganismos fitopatógenos que puedan afectar el crecimiento de las plantas. Hoitink *et al.*, (1976) afirma que durante la fase termofílica (alcanzando los 60°C) del compostaje de corteza de árboles, se lleva a cabo la eliminación de hongos fitopatógenos tales como *Phytophthora cinnamoni*, *Pythium irregulare*, *Rhizoctonia solani* y *Botrytis cinérea*.

Para valorar la madurez de la composta, Román *et al.*, (2013) describen el uso de la relación C/N, pH y contenido de M.O. y N, entre otros. Iglesias-Jimenez *et al.*, (2008), describen la capacidad de intercambio catiónico como índice de madurez, asegurando que las compostas con 60 cmol/kg pueden considerarse maduras. Sin embargo, la más utilizada es la relación C/N, situando a las compostas maduras en valores de 10 (Román *et al.*, 2013).

Es bien conocido que el proceso de compostaje ha sido utilizado para generar un mejorador de suelos, debido a que la CO aporta nutrientes a las plantas, incrementa la retención de agua, reduce la erosión, incrementa la aireación del suelo, en suelos arcillosos se reduce la compactibilidad de los suelos, incrementando la penetración radicular. En comparación con el proceso de biosecado, el proceso de compostaje presenta la desventaja de llevarse a cabo en un tiempo más prolongado, pues tiene una duración aproximada entre 90 y 180 días, mientras que el biosecado puede durar solo 50 días. Es por esto que el MB podría ser una alternativa como mejorador de suelos. A continuación se describe de forma general los requerimientos básicos de las plantas para su desarrollo.

5.3. Plantas y crecimiento en general

Las plantas son organismos vivos que nacen, crecen, se reproducen y mueren; su desarrollo vegetativo está clasificado en 4 etapas, germinación, crecimiento, floración y/o reproducción y muerte. Independientemente de su clasificación vegetativa, todas las plantas necesitan crecer y desarrollar tejidos de forma óptima, por lo cual, la mayoría de las plantas obtienen del suelo los nutrientes necesarios para su óptimo desarrollo. Además, factores como el clima y suelo también afectan su desarrollo, por lo que es necesario conocer las características y propiedades del suelo en el que crece una planta.

Las variables que se evalúan del suelo y que constituyen elementos de la calidad de un suelo están ligadas a sus propiedades físicas, químicas y microbiológicas. La proporción de los componentes de un suelo determina sus propiedades físicas o mecánicas. Las propiedades físicas del suelo incluyen: textura, estructura, profundidad efectiva, conductividad hidráulica, aireación, compactación, permeabilidad y capacidad de retener agua. Las propiedades químicas incluyen fertilidad natural, intercambio catiónico, pH, contenido de M.O., contenido de micronutrientes y macronutrientes. Las propiedades microbiológicas incluyen actividad de microorganismos fijadores de nitrógeno, simbióticos o de vida libre, y de los microorganismos que se encargan de la degradación de residuos orgánicos que también participan en la mineralización de nutrientes presentes en estos residuos, tales como el azufre, nitrógeno, fósforo y algunos micronutrientes como cobalto, hierro y zinc (Kass, 1998).

Los **macronutrientes** son elementos esenciales que necesita la planta en grandes cantidades para su desarrollo, estos pueden ser adquiridos por medio del agua y aire y por medio del suelo; del agua y aire, las plantas obtienen carbono (C), oxígeno (O) e hidrógeno (H). El nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), magnesio (Mg), calcio (Ca) y azufre (S), los obtiene la planta de la solución del suelo, siendo esta última una mezcla de minerales.

Los **micronutrientes** son elementos esenciales que necesita la planta en pequeñas cantidades para su desarrollo y son adquiridos del suelo: hierro (Fe), manganeso (Mn), cobre (Cu), zinc (Zn), molibdeno (Mo), boro (B) y cloro (Cl).

Las plantas pueden responder de tres maneras diferentes en función del contenido de nutrientes esenciales: el **contenido óptimo** de nutrientes se presenta si estos se encuentran en adecuadas concentraciones en el suelo y son biodisponibles, así las plantas pueden absorberlos sin problemas; cuando un elemento esencial tiene una concentración menor en el suelo con respecto a su contenido óptimo normal, se habla de una **deficiencia** de nutrientes; y si la concentración de un elemento en el suelo es excesivamente alto, se puede presentar **toxicidad**, provocando daños en la raíz y follaje de las plantas.

5.3.1. Estructura de las plantas vasculares

Las plantas tienen la capacidad de extraer agua y minerales del suelo, absorber la luz y tomar el dióxido de carbono (CO₂) del aire para realizar la fotosíntesis. Las raíces subterráneas y los tallos aéreos de una planta terrestre llevan a cabo funciones vitales y ni la raíz ni el tallo pueden sobrevivir de manera independiente. La raíz, al no tener cloroplastos y vivir en la oscuridad, moriría sin el azúcar y otros nutrientes orgánicos transportados desde las hojas fotosintéticas en

el sistema del tallo, mientras que el tallo y hojas dependen del sistema radical anclado en el suelo para la absorción de nutrientes como lo muestra la Figura 1.

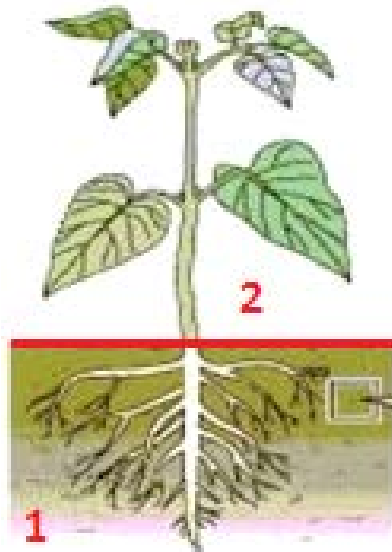


Figura 1. Representación del sistema radical (1) y sistema de tallo (2) de una planta.

El sistema radical de la planta realiza la absorción y transporte de minerales y agua, así como el almacenamiento de estos. El sistema de tallo de una planta se forma por tallos y hojas, en el que los tallos sirven de soporte a las hojas.

Las raíces, tallos y hojas están formadas por tres sistemas de tejidos: la epidermis, el sistema tisular vascular y el sistema tisular fundamental. La epidermis de la planta cubre y protege las hojas, los tallos y raíces jóvenes. El sistema tisular vascular está formado por el xilema y el floema: el primero se encarga del transporte de agua y minerales disueltos desde la raíz a las hojas, mientras que el segundo se encarga del transporte de azúcares de las hojas o tejidos de almacenamiento a otras partes de la planta. El sistema tisular fundamental forma la masa de la planta joven, llenando los espacios entre la epidermis y el sistema tisular vascular como se muestra en la Figura 2.

Las células de la raíz bombean de forma activa los iones inorgánicos hacia el xilema, ahí se van acumulando y el agua tiende a entrar mediante capilaridad. Esta característica depende de la tensión superficial y esta a su vez de las propiedades de cohesión y adhesión que presenta el agua. En la transpiración (pérdida de agua en las hojas), la planta puede jalar la savia del xilema hacia arriba debido a estas dos propiedades (Campbell *et al.*, 2001).

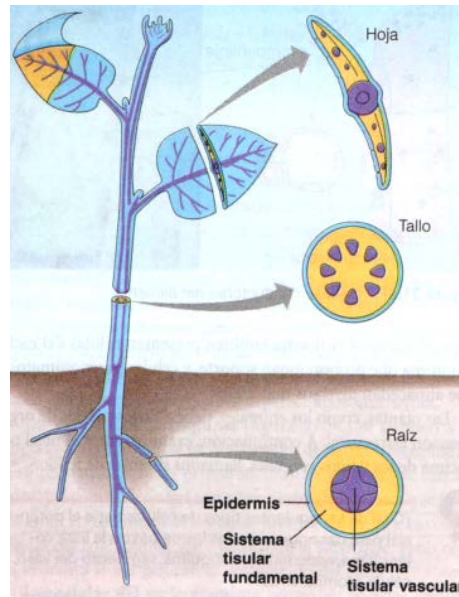


Figura 2. Sistema vascular (Campbell et al., 2001)

5.3.2. Condiciones de crecimiento de *Lactuca sativa* L.

La lechuga es una hortaliza anual que forma parte de la familia Asteraceae de la especie *Lactuca sativa* L., dentro de la cual hay diferentes variedades como longifolia, capitata, crispada, entre otras.

Debido a su origen, esta hortaliza es típica de climas suaves. La temperatura media óptima para el desarrollo de la parte aérea de la lechuga, está entre 15 y 18°C, con máximas de 21 a 24°C y mínimas de 7°C según Vallejo & Estrada (2004). Las semillas de lechuga son sensibles a altas temperaturas (superior a 25°C), induciéndolas a un estado de latencia, el cual se define por la incapacidad de una semilla intacta y viable de germinar bajo condiciones de temperatura, humedad y concentración de gases que serían adecuadas para la germinación. Se considera que la latencia es una adaptación que contribuye a la supervivencia del individuo, debido a que restringe la germinación cuando los factores ambientales son desfavorables para el desarrollo de la plántula (Varela & Arana, 2011).

5.4. Composición del suelo

De acuerdo a la FAO, el suelo es una capa delgada que se ha formado muy lentamente, a través de los siglos, con la desintegración de las rocas superficiales por la acción del agua, los cambios de temperatura y el viento. Está compuesto por minerales, materia orgánica, diminutos organismos vegetales y animales, aire y agua. Las plantas y animales que crecen y mueren

dentro y sobre el suelo son descompuestos por los microorganismos, transformados en materia orgánica y mezclados con el suelo.

Como lo muestra la Figura 3, el suelo es un sistema compuesto de 3 fases:

- Fase sólida (agregados minerales y orgánicos). Cuantitativamente en un suelo normal, la fracción mineral representa un 45% y la M.O. representa un 5% del volumen del suelo.
- Fase líquida (agua de la solución del suelo). Si consideramos que el espacio poroso del suelo es de 50% del volumen total y que la mitad de ese espacio está ocupado por agua, entonces, el contenido de agua aproximada es de 25%, por el lugar que ocupa en los espacios porosos del suelo.
- Fase gaseosa (atmósfera del suelo). La fracción de aire aproximada es de 25% contenida en espacio poroso (Hernández-Gil 2005).

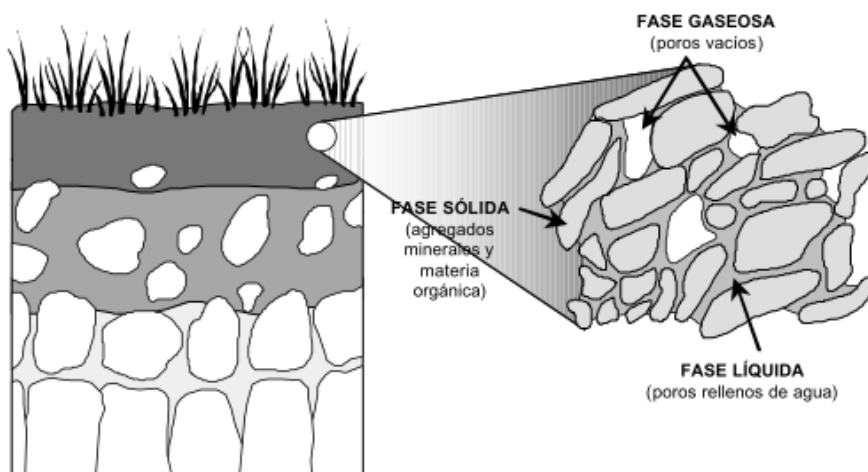


Figura 3. Fases del suelo (Jordán, 2005).

Todas las fases y sustancias que forman el suelo son importantes por sí mismas, pero el equilibrio adecuado entre los diferentes constituyentes es fundamental para la buena salud de un suelo, a fin de que pueda cumplir con la función de soporte para el desarrollo de plantas.

La M.O. y los microorganismos del suelo aportan y liberan los nutrientes y unen las partículas minerales entre sí, creándose las condiciones para que las plantas respiren, absorban agua y nutrientes y desarrollen sus raíces. Además, la presencia de humus, que es una forma estable de materia orgánica, favorece la retención de agua y nutrientes y ayuda a prevenir la erosión. Así, el manejo sostenible del suelo debe estimular la actividad de los microorganismos, manteniendo o aportando una cantidad adecuada de M.O.

5.4.1. Características físicas del suelo

Son características que no alteran la composición química del suelo. Mediante los procesos físicos las partículas minerales del material pasan al suelo con diferentes tamaños, pero con la misma naturaleza química. Las propiedades físicas del suelo determinan cuan disponibles son los nutrientes a las plantas. Los suelos contienen una combinación de arena, roca, cieno, arcilla, aire y materia orgánica, los cuales influyen en su capacidad para retener nutrientes y agua.

5.4.1.1. Estructura del suelo

Las partículas texturales del suelo como arena, limo y arcilla se asocian para formar agregados. La estructura del suelo afecta directamente la aireación, el movimiento del agua en el suelo, la conducción térmica, el crecimiento radicular y la resistencia a la erosión. El agua es el componente elemental que afecta la estructura del suelo con mayor importancia debido a la solución y precipitación de minerales y sus efectos en el crecimiento de las plantas (FAO, 2015). Se puede mejorar la calidad física de un suelo mediante maniobras como la nivelación, la remoción para aflojarlo o bien añadiendo M.O. (p. ej. abono o estiércol). La adición de M.O. puede aumentar la cantidad de agua que suelos arenosos pueden absorber o aguantar y pueden mejorar el drenaje de los suelos de arcilla.

5.4.1.2. Textura del suelo

La textura del suelo se refiere a la proporción de componentes inorgánicos de diferentes formas y tamaños como arena, limo y arcilla. La textura es una propiedad importante ya que influye como factor de fertilidad y en la habilidad de retener agua, aireación, drenaje, contenido de M.O. y otras propiedades.

Los suelos arcillosos son muy activos desde el punto de vista químico, poseen la capacidad de agregación entre sí, de modo que los suelos arcillosos poseen una estructura más desarrollada que los suelos arenosos o limosos, también esta clase de suelos presenta una elevada capacidad de retención de agua.

5.4.1.3. Capacidad de retención de agua (CRA)

El agua es un elemento esencial para todos los seres vivos porque participa en varias reacciones metabólicas celulares, actúa como un solvente y portador de nutrientes desde el suelo hasta las plantas y dentro de ellas. Además, ioniza los macro y micronutrientes que las plantas toman del suelo, y permite que la materia orgánica sea fácilmente biodegradable.

El suelo constituye la principal reserva de agua para el crecimiento de las plantas y es el almacenamiento regulador del ciclo hidrológico a nivel del cultivo. Existen distintas clases de agua en el suelo con relación a la disponibilidad por las plantas.

El contenido de agua en el suelo puede ser benéfico, pero en algunos casos también perjudicial. El exceso de agua en los suelos favorece la lixiviación de sales y de algunos otros compuestos; por lo tanto, el agua es un regulador importante de las actividades físicas, químicas y biológicas en el suelo. El agua, cuando se infiltra en el suelo, tiende a ocupar el espacio poroso de éste. La constitución y la dimensión del espacio poroso están determinadas por la textura, la estructura, el contenido de M.O. y la densidad aparente, siendo los suelos arenosos aquellos que tienen una gran proporción de macroporos y los arcillosos microporos. A medida que los poros del suelo son más grandes, la fuerza que ejercerán las partículas y agregados será menor. Por el contrario, los poros capilares que se forman por agregación de partículas de arcilla, retendrán con mayor fuerza el agua.

5.4.2. Características químicas del suelo

Algunas de las propiedades químicas del suelo son, pH, capacidad de intercambio catiónico y conductividad eléctrica.

5.4.2.1. pH

El pH es una propiedad química del suelo que tiene un efecto importante en el desarrollo de los seres vivos, su lectura se refiere a la concentración de iones hidrógeno activos (H^+) que se da en la interfase líquida del suelo, por la interacción de los componentes sólidos y líquidos. La concentración de iones hidrógeno es fundamental en los procesos físicos, químicos y biológicos del suelo. Tres son las condiciones posibles del pH en el suelo: la acidez, la neutralidad y la alcalinidad, en la Tabla 1 se muestran los criterios de evaluación del suelo según la NOM-021-RECNAT 2000.

La absorción de nutrientes por medio de las raíces depende del pH del suelo, como lo muestra la Figura 4. También es el indicador principal en la disponibilidad de nutrientes, e influye en la solubilidad de contaminantes inorgánicos presentes en el suelo.

Tabla 1. Criterios de evaluación de un suelo con respecto a su pH.

Categoría	Valor de pH
Fuertemente ácido	<5.0
Moderadamente ácido	5.1 - 6.5
Neutro	6.6 - 7.3
Medianamente alcalino	7.4 - 8.5
Fuertemente alcalino	> 8.5

Fuente: (NOM-021-RECNAT-2000)

En suelos con pH ácidos, los iones hidrógeno (H^+) reemplazan a los iones calcio (Ca^{2+}), potasio(K^+) y magnesio (Mg^{2+}), favoreciendo el lavado de nutrientes como se muestra en la Figura 5. En suelos con pH neutro o básicos, los iones de Ca^{2+} , K^+ y Mg^{2+} , sustituyen a los iones hidrógeno (H^+), estos son atraídos por las cargas negativas que tienen las partículas de arcilla en el suelo; así, los iones retenidos en el suelo, no se pierden fácilmente por lavado o lixiviación y proporcionan una reserva de nutrientes para las raíces de las plantas (Taiz & Zeiger, 2007).

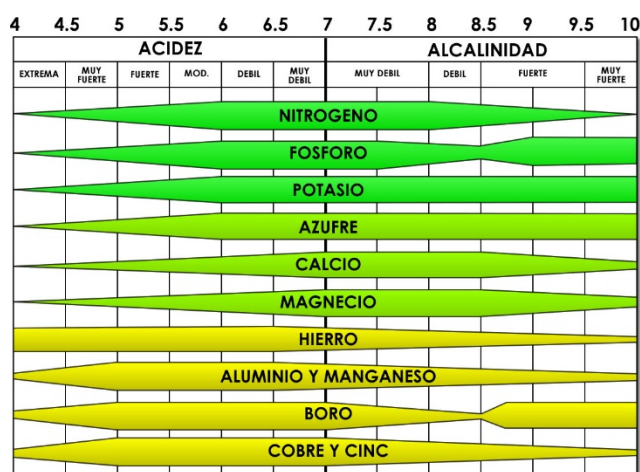


Figura 4. Disponibilidad de nutrientes en función del pH.



Figura 5. Representación de la atracción eléctrica entre el suelo y los cationes de H^+ , Ca^{2+} , K^+ y Mg^{2+} .

5.4.2.2. Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

Para que la raíz de una planta absorba los cationes dispuestos en el suelo, es necesario un intercambio catiónico; este es el mecanismo mediante el cual, los pelos radicales toman iones con carga positiva (cationes). Esto se lleva a cabo debido a que la raíz libera iones H^+ al suelo, los cuales a su vez desplazan a los cationes situados en el suelo (Ca^{2+} , K^+ y Mg^{2+}) y así son absorbidos por los pelos radicales (Campbell *et al.*, 2001) como se muestra en la Figura 6. El nivel de CIC indica la habilidad de suelos a retener cationes y por lo tanto, de la cantidad de nutrientes disponibles para las plantas. Un suelo con baja CIC indica baja habilidad de retener nutrientes, y es del tipo arenoso o pobre en M.O.

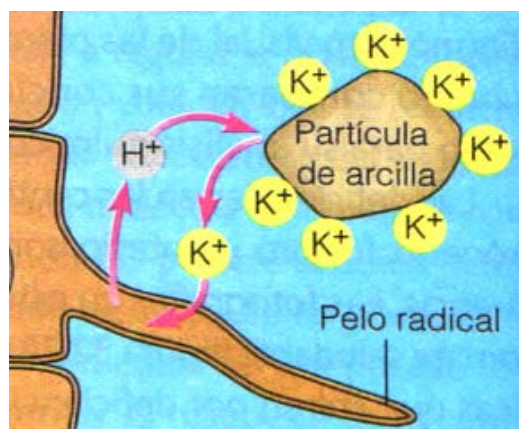


Figura 6. Intercambio catiónico entre la raíz y el suelo.
Fuente: (Campbell *et al.*, 2001)

5.4.2.3. Conductividad eléctrica (CE)

Se refiere a la capacidad de una solución acuosa para transportar una corriente eléctrica, esta capacidad se encuentra muy relacionada con el tipo y valencia de los iones presentes, también de su concentración y temperatura. El análisis de la CE en suelos se hace para establecer si las sales solubles se encuentran en cantidades suficientes como para afectar la germinación normal de las semillas, el crecimiento de las plantas o la absorción de agua por parte de las mismas, en la Tabla 2 se muestra la interpretación de los valores de conductividad eléctrica.

Tabla 2. Interpretación de conductividad eléctrica en el suelo.

CE dS m ⁻¹ a 25°C	Efectos
< 1.0	Efectos despreciables de salinidad
1.1 – 2.0	Muy ligeramente salino
2.1 – 4.0	Moderadamente salino
4.1 – 8.0	Suelo salino
8.1 – 16.0	Fuertemente salino
>16.0	Muy fuertemente salino

Fuente: NOM-021-RECNAT-2000.

5.4.3. Propiedades biológicas

Las propiedades biológicas del suelo involucran a los microorganismos responsables de la mineralización de la M.O.

5.4.3.1. Mineralización del suelo

La M.O. del suelo puede asemejarse a un conjunto de sustancias carbonadas transformadas por la biomasa microbiana a distinta velocidad (Jordán, 2005); primero la M.O. es fragmentada y posteriormente se mezcla con los minerales del suelo, favoreciendo el proceso de degradación. El proceso de mineralización del suelo ocurre en dos etapas:

1. Mineralización primaria: es una serie de reacciones bioquímicas que actúan sobre los compuestos orgánicos que hay en el suelo, como resultado de la descomposición y biodegradación de la M.O. Este proceso consta de una fase inicial de proliferación microbiana y posteriormente de una fase de humificación.
 - 1.1. Proliferación microbiana: al comenzar la degradación a partir de M.O. fácil de descomponer, la relación C/N, así como el número de microorganismos,

aumentan, ya que en el suelo ellos encuentran nutrientes de fácil asimilación. Como resultado de la actividad metabólica microbiana, son liberados al suelo sales minerales, CO_2 , H_2O y calor metabólico. Si los restos orgánicos son pobres en nitrógeno, los microorganismos utilizan el que se encuentra disponible en el suelo, ocasionando una disminución en los niveles de nitrógeno en el mismo.

- 1.2. Descenso de la población microbiana: cuando se lleva a cabo la degradación de M.O., la relación C/N decrece, puesto que el carbono se pierde en CO_2 y el nitrógeno se conserva (Navarro & Navarro, 2003), durante esta fase se liberan al medio sustancias orgánicas y minerales originadas tanto por la degradación de la M.O. fresca, como por la muerte de los microorganismos del suelo, como lo muestra la Figura 7

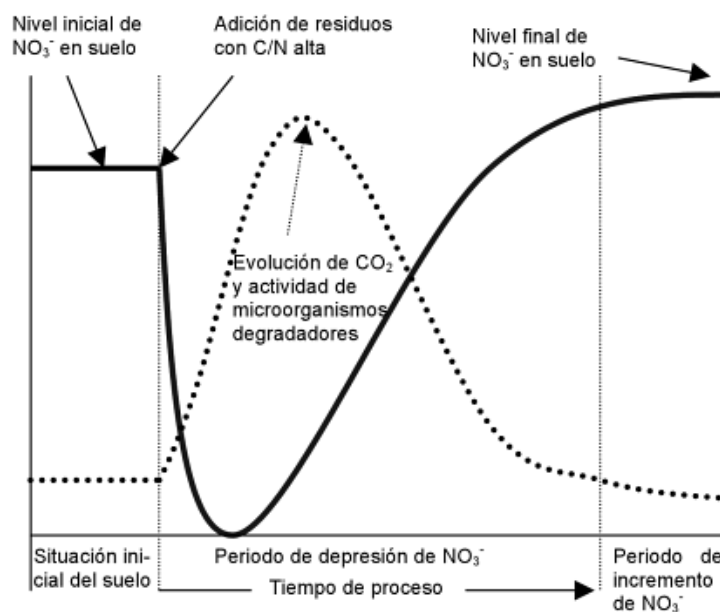


Figura 7. Proceso de degradación del material orgánico y formación de nitratos (Navarro & Navarro, 2003).

2. Humificación: ésta fase inicia después de la fase de proliferación microbiana y continúa a medida que disminuye la población de microorganismos y la actividad que éstos generan decrece debido a la falta de carbono. En ese momento las bacterias nitrificantes actúan de modo que se vuelve a estabilizar el nivel inicial de nitratos en el suelo. El humus también sufre proceso de mineralización, pero de una forma más lenta debido a la estabilidad de las sustancias que lo componen (Jordán, 2005).

5.5. Toxicidad en plantas

En ocasiones los daños en las plantas o en la germinación se han reportado después de la aplicación del abono; emplear abono sin un adecuado grado de madurez, puede provocar efectos negativos en las plantas debido a la presencia de metabolitos intermediarios fitotóxicos (Zucconi *et al.*, 1985). Los compuestos fitotóxicos de un material orgánico se deben a elevadas concentraciones de amonio, amoniaco, metales pesados y sales. Además, la generación de los ácidos alifáticos de cadena corta (ácidos grasos de bajo peso molecular y ácidos grasos volátiles) tales como el ácido acético y varios compuestos fenólicos durante la descomposición activa de los compuestos orgánicos, también pueden inhibir la germinación de semillas, el crecimiento de raíces y el rendimiento de los cultivos (Varnero *et al.*, 2007). El empleo de abonos sin un adecuado grado de madurez tiene un efecto más sobresaliente sobre el nitrógeno asimilable del suelo, lo cual puede dar lugar a graves deficiencias de este mineral en la planta. Esto ocurre debido a un abono inmaduro, por exceso de M.O. y una proporción elevada de C/N, la cual ocasiona un aumento de la población microbiana presente, produciéndose una fuerte competencia por el nitrógeno asimilable entre los microorganismos y la planta.

Por otro lado, la rápida descomposición del abono inmaduro provoca un rápido descenso de la concentración de O₂ en la raíz y del potencial de óxido reducción llevando al sistema a condiciones reductoras y de anaerobiosis en la zona inmediata a la raíz de la planta. Además de un descenso en la velocidad de nitrificación y pérdidas de nitrógeno por desnitrificación, las condiciones anóxicas y el descenso del pH debido a la producción de ácido carbónico da lugar a un incremento del grado de biodisponibilidad de los metales pesados potencialmente fitotóxicos (Iglesias-Jiménez & Álvarez, 1993).

Las toxinas provenientes de la degradación de la M.O. en el suelo, son producidas solo en ciertas etapas de descomposición y tienden a ser rápidamente inactivadas, además, la sensibilidad de la planta a las toxinas, es transitoria, pues una vez que la raíz de la planta entra en contacto con la M.O. y no ocurre un efecto tóxico inmediato, la planta se sobrepone y tiene la capacidad de crecer en suelos ricos en M.O. (Zucconi & Bertoldi, 1981). Es común que bajo condiciones inhibitorias, las plantas disminuyan su velocidad de crecimiento, aunque también pueden desarrollar resistencia, por ejemplo, se ha reportado que cuando se aumenta la temperatura, la velocidad de crecimiento se incrementa.

Durante el primer encuentro de la raíz con un suelo enriquecido con abono inmaduro puede ocurrir un crecimiento lento de la planta o defoliación, compitiendo por el oxígeno o causando fitotoxicidad debido a la insuficiente biodegradación de materia orgánica (Wu *et al.*, 2000). Estos acontecimientos se asocian mediante una relación dosis respuesta causado por el sustrato

utilizado en el suelo. La dosis respuesta es la relación entre la dosis de exposición del agente tóxico y la proporción de individuos dentro de un grupo determinado que presentan un efecto específico de magnitud definida; es la relación entre la dosis de exposición del sustrato y la proporción de plantas dentro de un grupo definido que presentan lesiones en la raíz. Otro de los problemas del uso de composta inmadura es que ésta puede contener microorganismos patógenos como *Salmonella spp.* y *Escherichia coli* (Román *et al.*, 2013). Beuchat, (2006) afirma que *Clostridium perfringens*, *Listeria monocytogenes*, *Bacillus cereus* y *Cryptosporidium parvum* son otros de los microorganismos que pueden estar en la composta y que pueden llegar al hombre mediante el consumo de alimentos agrícolas.

5.5.1. Importancia de los estudios toxicológicos

La toxicología estudia los efectos adversos resultantes de las interacciones entre las sustancias químicas y los organismos vivos. Según el concepto actual, un tóxico es cualquier agente ya sea físico o químico, que produce un efecto nocivo sobre el organismo vivo tanto animal como vegetal. Para la determinación experimental de la toxicidad de sustancias químicas se aplican diversas metodologías que, dependiendo de las necesidades particulares, emplean diversas especies como modelos experimentales.

La importancia de los estudios toxicológicos con semillas radica en que se pueden evaluar los efectos fitotóxicos de compuestos puros o de mezclas complejas en el proceso de germinación de las semillas y en el desarrollo de las plántulas durante los primeros días de crecimiento. Como puntos finales para la evaluación de los efectos fitotóxicos, se determina la inhibición en la germinación y la inhibición en la elongación de la radícula y del hipocotilo.

Durante el período de germinación y los primeros días de desarrollo de la plántula ocurren numerosos procesos fisiológicos en los que la presencia de una sustancia tóxica puede interferir alterando la supervivencia y el desarrollo normal de la planta, siendo por lo tanto una etapa de gran sensibilidad frente a factores externos. Además, muchas de las reacciones y procesos involucrados son generales para la gran mayoría de las semillas, por lo que la respuesta de esta especie y los datos obtenidos a partir de la aplicación de esta prueba son, en gran medida, representativos de los efectos en semillas o plántulas vasculares.

El éxito o aptitud de una plántula para establecerse en un ambiente determinado es de gran importancia para garantizar la supervivencia de la especie. El desarrollo de la radícula y del hipocotilo, constituyen indicadores representativos cuya evaluación es importante para

determinar la capacidad de establecimiento y desarrollo de la planta. De acuerdo con Zucconi *et al.*, (1981), a través de pruebas de germinación se puede evaluar el efecto de la adición de material biosecado a suelos agrícolas, pues estos ensayos son indicadores confiables de la madurez del material biosecado para ser aplicado al suelo.

Las semillas de lechuga (*Lactuca sativa L.*) son particularmente sensibles para estos bioensayos (Sobrero & Ronco, 2004). *L. sativa* es una especie indicadora del efecto de compuestos tóxicos y una buena acumuladora de metales pesados en sus tejidos (Schmidt, 1997). Esta especie es de fácil y rápida germinación, por lo que es posible desarrollar la prueba en pocos días. A diferencia de la prueba tradicional de germinación de semillas, la evaluación del efecto en la elongación de la radícula y del hipocotilo de las plántulas permite ponderar el efecto tóxico de compuestos solubles presentes en niveles de concentración tan bajos que no son suficientes para inhibir la germinación, pero que sin embargo pueden retardar o inhibir completamente los procesos de elongación de la radícula o del hipocotilo, dependiendo ello del modo y sitio de acción del compuesto. De esta manera, la inhibición en la elongación de la radícula e hipocotilo constituyen indicadores sensibles para la evaluación de efectos biológicos en vegetales, aportando información complementaria a la proporcionada al estudiar el efecto en la germinación. En el caso de las semillas, la prueba de conductividad eléctrica evalúa indirectamente el grado de estructuración de las membranas celulares, mediante la determinación de la cantidad de iones lixiviados en la solución de imbibición; los iones lixiviados son inversamente proporcionales a la integridad de las membranas celulares (Soto & Valiengo, 2011); la pérdida de la misma y la subsecuente pérdida de solutos citoplasmáticos con propiedades electrolíticas son indicativas del rápido deterioro de las semillas (Vitoria & Méndez, 2007). Una mayor conductividad eléctrica, representa mayor presencia de iones en el agua y por lo tanto la semilla tiene menor posibilidad de crecimiento de plantas (Pérez & Pita, 2000).

6. METODOLOGÍA

6.1. Estrategia experimental

Para cumplir con los objetivos de este trabajo, la estrategia experimental se planteó en dos etapas (Figura 8): la primera que tuvo como objetivo producir la CO y el MB mediante el monitoreo de ambos bioprocesos y la segunda tuvo como finalidad evaluar el efecto del MB en el crecimiento de plantas utilizando a la CO como control positivo (C+) y al suelo como control negativo (C-).

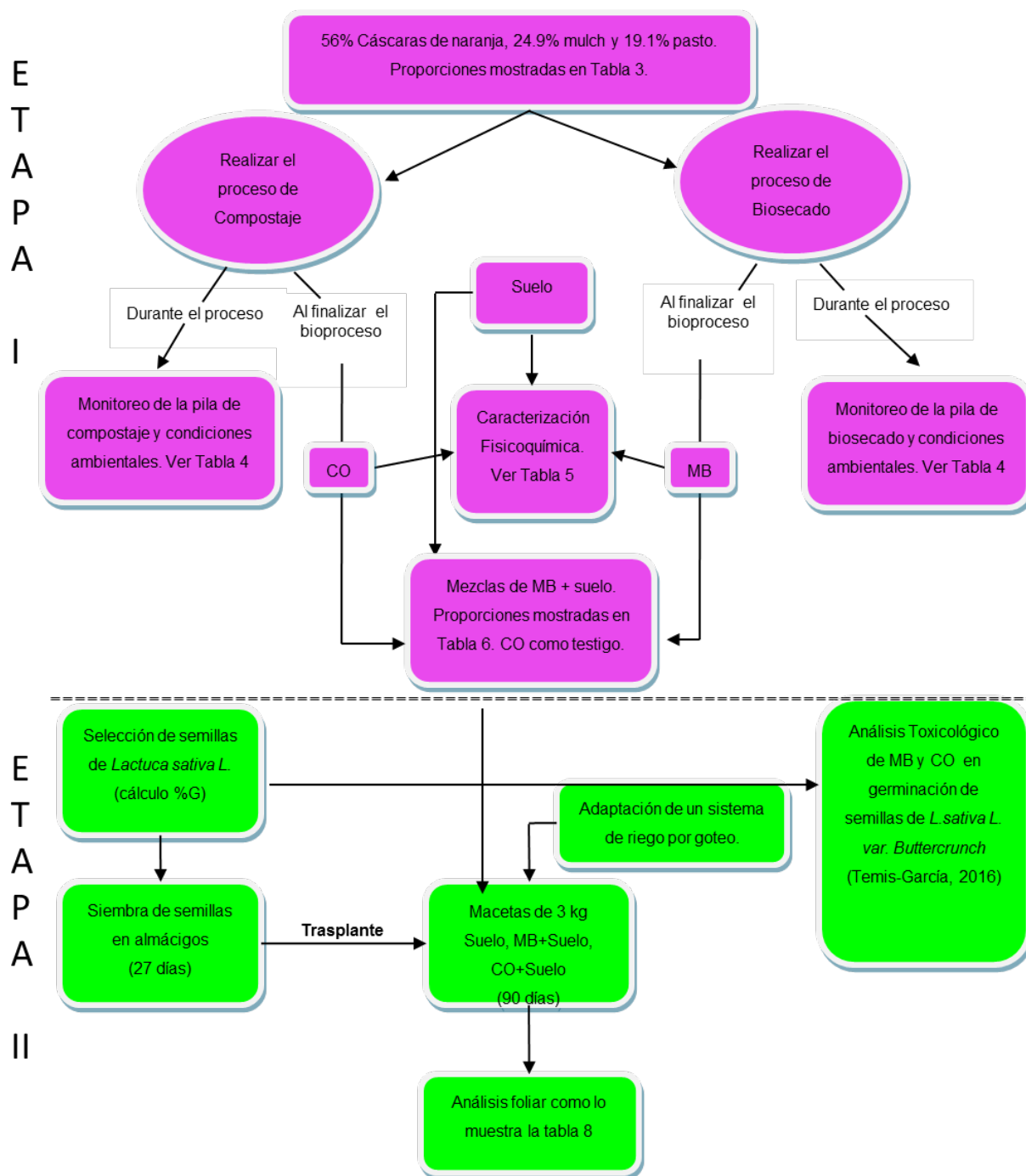


Figura 8. Estrategia experimental

6.2. Elaboración de las pilas de biosecado y compostaje

En la primera etapa, se formaron tres pilas en total, dos correspondientes al proceso de biosecado y una al proceso de compostaje, con el fin de obtener el MB y la CO a utilizar como sustratos para el crecimiento de las plantas, como se detallará más adelante. Los bioprocesos de compostaje y biosecado se llevaron a cabo dentro de un túnel tipo invernadero en las instalaciones de la UPIBI-IPN. Las pilas para ambos procesos se conformaron utilizando residuos orgánicos agrícolas compuestos por pasto, hojas, cáscaras de naranja y mulch (madera triturada) como agente estructurante en la proporción que muestra la Tabla 3. Las cáscaras de naranja fueron obtenidas de una planta productora de jugos ubicada en la Colonia San Pedro Zacatenco (Del. Gustavo A. Madero, CDMX).

Es importante mencionar que tanto el proceso de biosecado como el compostaje se realizaron utilizando los mismos materiales y las mismas proporciones de éstos, con la finalidad de poder establecer una comparación tanto de los dos procesos como de sus productos (CO y MB). Las proporciones propuestas en la Tabla 3 se establecieron con base en el trabajo previo realizado por Díaz-Megchún (2014), lo cual permitió comparar los resultados obtenidos en el presente trabajo con los obtenidos por el autor mencionado.

Tabla 3. Composición de las pilas de biosecado y compostaje

Residuos	Masa (kg)	Composición (%)
Cáscara de naranja	200	56
Pasto	68.3	19.1
Mulch	88.9	24.9
TOTAL	357.2	100

6.2.1. Dimensiones de la pila

De la misma forma y basado en las dimensiones propuestas por Díaz-Megchún (2014), se tomó como referencia la altura de entre 70 y 90 cm en las tres pilas. Con respecto a lo largo y ancho de las pilas, varió entre 190 y 180 cm y entre 140 y 135 cm respectivamente. Conforme avanzaba el proceso las dimensiones se redujeron con el fin de mantener constante la altura de la pila entre 70 y 90 cm.

Al finalizar ambos bioprocesos, se cuantificó la reducción de volumen y masa de las pilas de biosecado y de compostaje como lo indican las ecuaciones 2 y 3 respectivamente. Para calcular la reducción de volumen se calculó primero el volumen inicial y el final como lo señala la ecuación 1.

$$V = \frac{h}{3} [A + a + \sqrt{A * a}]$$

Ec. 1

Donde:

V= volumen (m³)

h= altura de la pila (m)

A= área inferior de la pila (m²)

a= área superior de la pila (m²)

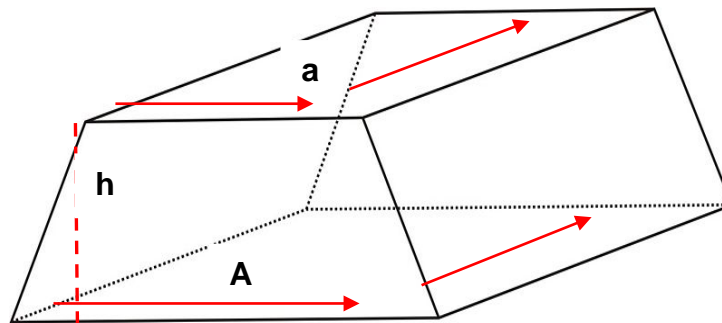


Figura 9. Dimensiones de la pila.

$$\% \text{ Reducción de volumen} = \frac{(V_i - V_f) * 100}{V_i}$$

Ec. 2

Donde:

V_i = volumen inicial de la pila (m³)

V_f = volumen final de la pila (m³)

$$\% \text{ Reducción de masa} = \frac{(m_i - m_f) * 100}{m_i}$$

Ec. 3

Donde:

m_i = masa inicial de la pila (kg)

m_f = masa final de la pila (kg)

6.2.2. Monitoreo de las pilas y condiciones ambientales

Durante el proceso de biosecado y compostaje se realizó el monitoreo de las pilas y de las condiciones ambientales conforme lo establecido en la Tabla 4

Tabla 4. Monitoreo de las pilas de compostaje y biosecado

Parámetros	Compostaje	Biosecado
Humedad de la pila	Cada semana	Lunes , Miércoles y Viernes
pH	Cada semana	Cada semana
Temperatura ambiente y del invernadero	Diario a las 10:00 am	A las 8:00, 10:00, 12:00, 14:00, 16:00 y 18:00 horas
Temperatura del centro de la pila y la superficie	Diario a las 10:00 am	A las 8:00, 10:00, 12:00, 14:00, 16:00 y 18:00 horas
Humedad relativa	X	A las 8:00, 10:00, 12:00, 14:00, 16:00 y 18:00 horas
Radiación solar	X	A las 8:00, 10:00, 12:00, 14:00, 16:00 y 18:00 horas
Humedad relativa de la pila de biosecado	X	Lunes, miércoles y viernes.

En el caso del monitoreo de la temperatura de las pilas de biosecado, se instalaron termopares en las dos pilas, en cinco puntos diferentes como lo muestra la Figura 10 (puntos rojos). La determinación del pH y humedad se determinó con muestras tomadas del centro y la superficie de la pila durante todo el bioproceso.



Figura 10. Zonas de monitoreo de temperatura en las 2 pilas de biosecado(P1 y P2).

Cada semana se llevó a cabo el volteo de todas las pilas, en el caso de la pila de compostaje también se agregó agua cuidando que la humedad se mantuviera en el rango entre 50-70% en la pila para que los microorganismos continuaran degradando la M.O. En el caso de las dos pilas de biosecado solo se llevó a cabo el volteo de la pila cada semana con la finalidad de favorecer la transferencia de oxígeno y la transferencia de vapor de agua hacia la atmósfera a lo largo de toda la pila.

6.3. Características del suelo

El suelo utilizado para el crecimiento de las plantas de lechuga se caracterizó fisicoquímicamente conforme lo muestra la Tabla 5. Se realizaron 4 repeticiones por análisis.

Tabla 5. Análisis fisicoquímicos a las muestras según su origen

Parámetros	Suelo	Mulch /Cáscara de naranja /Pasto	Composta (CO)	Material Biosecado (MB)	Referencia
Humedad	X	X	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
CRA	X	-	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
CIC	X	-	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
CE	X	-	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
NO ₃ ⁻ y NH ₄ ⁺	X	-	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
%N	X	X	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
P-PO ₄ ⁻³	X	-	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
K ⁺ , Mg ⁺⁺ , Ca ⁺⁺ , Zn ⁺ , Bo ⁺ , Mn, Fe, Cu	X	-	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
pH	X	X	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
C.O. y M.O.	X	X	X	X	NOM-021-RECNAT-2000
Textura	X	-	-	-	NOM-021-RECNAT-2000
Pérdida de masa	-	-	X	X	

CRA: capacidad de retención de agua, CIC: capacidad de intercambio catiónico, CE: conductividad eléctrica, NO₃⁻ y NH₄⁺: nitratos y amonio, C.O.= carbono orgánico, M.O.: materia orgánica, P-PO₄⁻³: fósforo en forma de fosfatos.

6.4. Ensayo de toxicidad

Temis-García (2016) evaluó la toxicidad del MB y CO (obtenidos en el presente proyecto) en la germinación de semillas de lechuga (*Lactuca sativa L. var buttercrunch*). La evaluación se hizo a concentraciones de 2.5 g, 8.5 g y 25 g de material procesado, en 50 ml de agua destilada, según la metodología propuesta por Montemurro *et al.*, (2015). Se utilizó agua destilada como control negativo y se evaluó la concentración de CO y MB necesaria para inhibir la germinación del 50% de las semillas (CI_{50}) y se ponderó la toxicidad en la germinación y en la elongación radicular de los sustratos conforme a lo propuesto por Bagur-Gonzalez *et al.* (2011).

6.5. Siembra de semillas en almácigo

Previo al crecimiento de las semillas de lechuga en semilleros, se realizó la determinación del porcentaje de germinación y la conductividad eléctrica.

6.5.1. Porcentaje de germinación

Las pruebas de germinación se realizaron para saber si la selección del lote es viable, ambas pruebas se realizaron por triplicado. Si una semilla viable no presenta dormición, germinará cuando se encuentre en condiciones adecuadas de humedad, luz y temperatura, *Lactuca sativa L. var buttercrunch* es una especie fotoblástica negativa, por lo tanto es necesario mantener condiciones de oscuridad durante su germinación.

Primeramente, del lote adquirido de semillas se hizo una selección de aquellas que tuvieran tamaño intermedio y homogéneo, para posteriormente colocar sobre un papel filtro humedecido con 5 mL de agua destilada dentro de cajas Petri. Finalmente, las cajas con las semillas se incubaron $22^{\circ}\text{C} \pm 2$ (Sobrero & Ronco, 2004).

6.5.2. Conductividad eléctrica

La prueba de la conductividad eléctrica ha sido propuesta como un ensayo para evaluar el vigor de las semillas, considerando que semillas con bajo vigor generalmente presentan menor capacidad de restauración de la integridad de las membranas celulares.

La prueba consistió en colocar 25 semillas en 75 mL de agua destilada, dejándolas reposar durante 24 horas (h) a 25°C , una vez transcurrido el tiempo, se realizó la lectura de la conductividad eléctrica en el agua. Se realizaron 3 repeticiones. Una vez comprobado que el porcentaje de germinación fuera mayor al 80%, las semillas se hicieron crecer en semilleros durante 27 días utilizando agrolita estéril como sustrato, basándonos en el hecho de que la semilla por si misma tiene los nutrientes necesarios para crecer en un medio con condiciones

adecuadas de temperatura, humedad y luz. Una vez agotados los nutrientes en la semilla y ya que se formó la plántula, se procedió a realizar el trasplante de las mismas en los sustratos.

6.6. Trasplante en macetas.

Se utilizó un diseño experimental unifactorial completamente al azar con 6 tratamientos (Tabla 6), donde solo hubo variación en la composición de sustrato. Se utilizó como control positivo al suelo con 30% de CO y como control negativo se utilizó suelo al 100%. Adicionalmente, se añadió un tratamiento que consistió en suelo regado con un fertilizante comercial (solución nutritiva para hortalizas de Hydroenvironment S.A. de C.V.) que fue considerado también como control positivo, para poder comparar el efecto del MB en las plantas. Se realizaron 10 repeticiones por cada tratamiento, dejando crecer las plantas por 90 días en macetas de 3 kg.

Tabla 6. Mezclas de MB, CO y suelo a evaluar como sustrato para el crecimiento de plántulas.

Tratamiento	Suelo (%)	MB (%)	CO (%)
SN Fertilizante comercial (Solución nutritiva)	100	0	0
B-10	90	10	0
B-20	80	20	0
B-30	70	30	0
CO-30 (Control positivo)	70	0	30
SUE (Control negativo)	100	0	0

El tratamiento SN (suelo 100% con fertilizante comercial) fue regado con una solución nutritiva a una concentración de 1.525 g/L de fertilizante para hortalizas (marca HydroEnvironment S.A. de C.V.). Cabe mencionar que esta es la concentración sugerida en la ficha técnica. La composición nutrimental de la solución nutritiva se muestra en los anexos de este documento.

Para saber la cantidad de agua de riego a utilizar en cada tratamiento, se determinó la Capacidad de campo (CC) y el Punto de marchitamiento permanente (PMP)

6.6.2. Capacidad de Campo (CC)

Es el porcentaje de humedad cuando el suelo puede retener la máxima cantidad de agua capilar, esto es, el agua que se encuentra retenida en los microporos del suelo una vez que el agua gravitacional o agua libre se ha evacuado. A estos niveles de humedad, el agua es aprovechada por las plantas puesto que no está retenida con mucha fuerza en los poros del suelo. Es recomendable mantener la humedad de los sustratos a capacidad de campo para asegurar la absorción del agua por las plantas, es importante no rebasarlo puesto que se puede generar el ahogamiento de la planta, debido a que no habrá paso de oxígeno a la raíz. La CC se determinó midiendo la humedad de los sustratos 72 h después de haberlos saturado con agua.

6.6.3. Punto de marchitamiento permanente (PMP)

Es el porcentaje de humedad del suelo cuando toda el agua capilar se ha agotado y el agua remanente se encuentra retenida a altas presiones por los microporos del suelo. A estos niveles de humedad, el agua es inalcanzable por las plantas, lo que ocasiona un marchitamiento irreversible. El cálculo del PMP lo muestra la ecuación 4, propuesta por Silva *et al.* (1988).

$$\%H \text{ PMP} = (\%H \text{ CC} * 0.74) - 5$$

Ec.4

Mientras se llevaba a cabo el crecimiento de las plantas, se realizó un monitoreo, cuyos parámetros se enlistan en la Tabla 7

Para realizar la medición del color de las hojas se propuso una escala de colores en el programa PhotoScape v3.6.2 como lo muestra la Figura 11.

Tabla 7. Monitoreo durante el crecimiento de plantas

Parámetros	Monitoreo	Equipo de medición
Humedad ambiental	2 veces por semana (08:00h, 12:00h, 16:00h)	Termohigrómetro
Temperatura ambiente	2 veces por semana (08:00h, 12:00h, 16:00h)	Termopar
Largo y ancho de las hojas de la planta	1 vez por semana	Vernier
Color de las hojas	1 vez por semana	Escala de colores
Radiación solar	2 veces por semana	Medidor de radiación solar

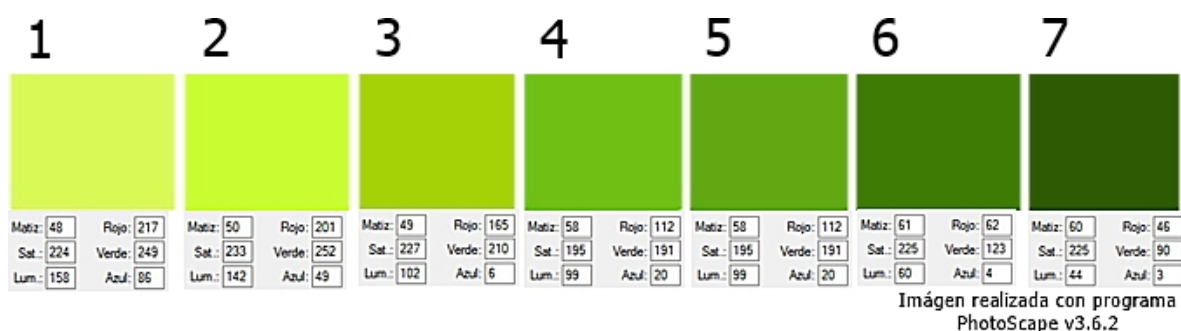


Figura 11. Escala de colores para plantas de *Lactuca sativa* L. var. *buttercrunch*

6.7. Análisis foliar

Una vez finalizados los 90 días de crecimiento de las plántulas en los sustratos, se realizó el análisis foliar, que consistió en determinar los parámetros que muestra la Tabla 8

Tabla 8. Parámetros a determinar en el análisis foliar

Parámetro	Técnica	Referencia	Modificaciones
Clorofila a y b	Extracción de clorofila de un gramo de lechuga en acetona al 80%. Determinación de absorbancia a 645nm (clorofila a) y 663nm (clorofila b), según Lichtenthaler (1987).		
% Humedad	Gravimétrica	NOM-021-RECNAT-2000	X
Peso seco	Secado en estufa con flujo de aire durante 24 hr a 60°C		X
% N total	MicroKjeldahl	NOM-021-RECNAT-2000	X
Fósforo	Colorimétrica	NOM-021-RECNAT-2000	Se tomó 1 ml de muestra digerida para metales.
C orgánico	Titulométrica	NOM-021-RECNAT-2000	Tamaño de muestra de 0.03 g

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Compostaje

A continuación se detallará la formación y monitoreo de la pila de compostaje.

7.1.1. Formación de la pila de compostaje

Con la finalidad de obtener uno de los materiales de partida (composta) para este estudio, el proceso de compostaje comenzó el 6 de mayo del 2015 a las 09:00 am. La composición de la pila a compostear y cantidad de los materiales empleados se realizó conforme a lo mostrado en la Tabla 3. Previo a la elaboración de la pila de compostaje, se realizaron los análisis fisicoquímicos a los materiales empleados (cáscaras de naranja, pasto y mulch). La Tabla 11 muestra los resultados de la caracterización fisicoquímica de las pilas.

Las dimensiones de la pila (forma: pirámide regular truncada) inicialmente fueron 181 cm de largo * 130 cm de ancho * 97 cm de altura y al final del proceso se observó una disminución del volumen de la pila, alcanzándose dimensiones de 130 cm de largo * 104 cm de ancho * 38 cm de alto. El volteo de la pila fue llevado a cabo cada 7 días a las 09:00 a.m., con la finalidad de airear la pila de composta y favorecer la transferencia de oxígeno a lo largo de toda la pila pues, por ser el compostaje un proceso biológico aerobio, la presencia de oxígeno es esencial para que se lleve a cabo adecuadamente.

7.1.2. Monitoreo de la pila de compostaje

El monitoreo de la temperatura de la pila de compostaje se realizó durante todo el proceso, observándose que la fase termofílica se alcanzó 8 horas después de haber iniciado el proceso, teniendo una duración de 50 días como lo muestra el Gráfico 1. La mayor temperatura alcanzada fue de 72°C al iniciar la tercer semana, después del segundo volteo. Al finalizar la fase termofílica, comenzó la fase de maduración de la pila, donde la temperatura comenzó a bajar hasta mantenerse constante en 30°C.

Debido a que el proceso de compostaje es un proceso cuya finalidad es la degradación de la M.O., la humedad de la pila se mantuvo entre 40% y 75% (Gráfico 1), para asegurar que los microorganismos no se vieran limitados durante la degradación de M.O. por ausencia de agua. Además, se cuidó de no exceder la humedad recomendada (60%) para evitar que los poros de la pila se llenaran de agua, lo que puede generar condiciones de anaerobiosis y malos olores.

Con respecto al pH, se observó que durante los primeros 7 días este parámetro disminuyó de un valor de 3.9 a 3.6. Esto es debido a que en esta etapa del proceso los microorganismos están degradando la materia orgánica en ácidos orgánicos, pero 50 días después se observó un

aumento de 4.5 a 8.5, que se puede atribuir a la pérdida de ácidos orgánicos y formación de amoníaco procedente de la degradación de las proteínas (Sánchez-Monedero *et al.*, 2001). Finalmente, durante la etapa de maduración del proceso, el pH finalizó en 7.6. La importancia de verificar que la etapa de maduración se ha llevado completamente es para asegurar que hay ausencia de compuestos fitotóxicos que puedan afectar a las plantas o los niveles de nitrógeno del suelo. Para ello, Temis-García (2016), realizó un ensayo de toxicidad de los sustratos empleados, en la germinación de semillas de lechuga (*Lactuca sativa L. var. buttercrunch*).

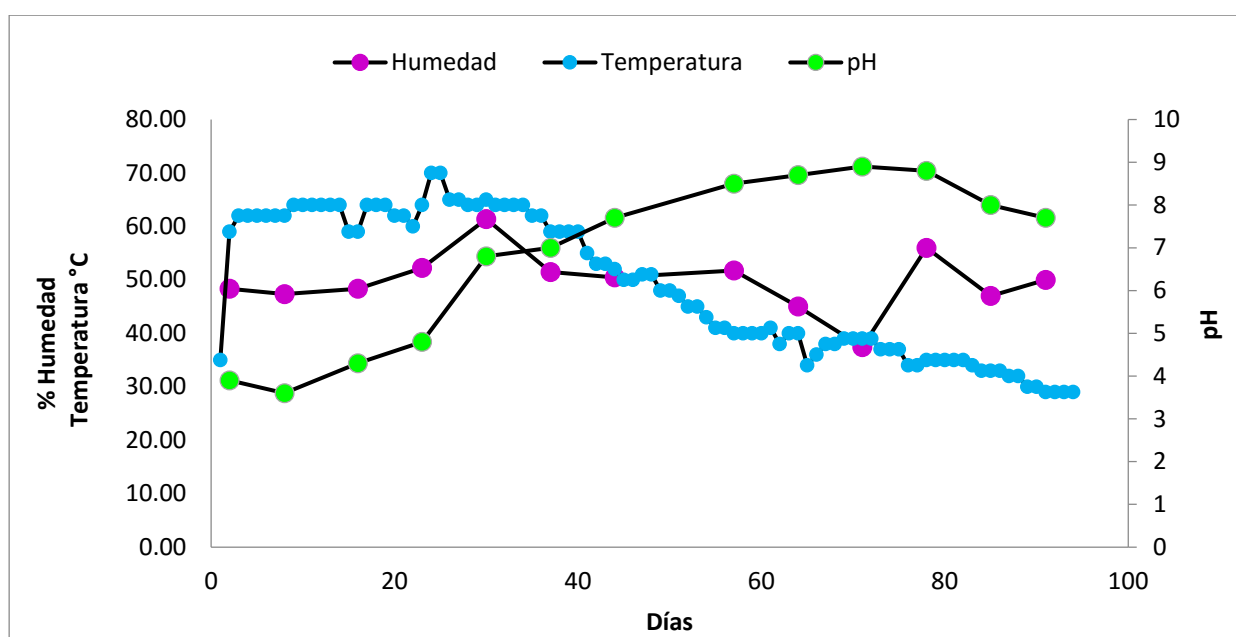


Gráfico 1. Variación de temperatura, pH y humedad durante el proceso de compostaje.

7.2. Biosecado

A continuación se detallará la formación y monitoreo de la pila de biosecado.

7.2.1. Formación de las pilas de Biosecado

Se llevaron a cabo dos pilas de biosecado comenzándolas el 23 de Julio del 2015 a las 10:00 am. Se formaron 4 capas de residuos conteniendo cada una los materiales frescos en el siguiente orden Mulch-Pasto-Naranja, depositando la cáscara de naranja en el centro de la pila para favorecer la actividad microbiana. Las medidas iniciales de la pila 1 (P1) fueron de 183 cm de largo* 135 cm de ancho * 94 cm de altura, de la pila 2 (P2), las dimensiones fueron de 180 cm de largo* 135 cm de ancho * 93 cm de altura. Tanto el largo y ancho de ambas pilas se redujeron conforme avanzaba el proceso, manteniendo una altura de la pila no menor a 65 cm.

La estructura geométrica de la P1 fue piramidal truncada, esto indica que la superficie superior de P1 fue menor con respecto a P2, que guardó una proporción más trapezoidal que P1 en el momento de la formación de las pilas. Se realizó el volteo de las pilas cada semana a las 9:00 am, comenzando con la P1 y posteriormente la P2, cabe señalar que la proporción piramidal de P1 fue corregida en el primer volteo.

7.2.2. Monitoreo de las pilas de biosecado.

Una vez formadas las pilas de biosecado, se llevó a cabo el monitoreo durante el proceso como lo indica la Tabla 4.

7.2.3. Condiciones ambientales

El monitoreo de las condiciones ambientales tanto dentro como fuera del invernadero fue registrado durante el proceso, ya que las variaciones de las condiciones climáticas pueden influir en la reproducibilidad del proceso.

7.2.3.1. Radiación solar, temperatura ambiente y humedad relativa

Se realizó el monitoreo de la radiación solar dentro y fuera del invernadero durante el proceso de biosecado utilizando un medidor de radiación solar modelo SOLARC (Mac Solar, Alemania), el registro fue realizado de lunes a viernes a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas como lo muestra el Gráfico 2. La máxima radiación registrada fue a las 12:00 horas obteniendo valores entre 900 y 1200 W/m² fuera del invernadero, y entre 600 y 800 W/m² dentro del mismo.

Tanto la humedad relativa como la temperatura ambiente se midieron dentro y fuera del invernadero en el mismo horario en que fue registrada la radiación solar. Para medir la humedad relativa se utilizó un termohigrómetro marca EXTECH y para medir las temperaturas del exterior e interior del invernadero se colocaron termopares del equipo, el cual cuenta con el software Opto22 . Las máximas temperaturas fueron registradas a las 14:00 horas con temperaturas entre 40°C y 50°C dentro del invernadero y entre 28°C y 33°C en el exterior, las menores temperaturas fueron registradas en las mañanas a las 08:00 horas teniendo una variación de ± 3 °C entre ambas temperaturas como lo muestra el Gráfico 3.

La humedad relativa fue tomada del sitio de monitoreo atmosférico cercano a UPIBI "Xalostoc", debido a que los primeros días del proceso se registró una falla en el termohigrómetro empleado para medir la humedad relativa tanto del exterior como del invernadero. Después se decidió cambiar el equipo por un termohigrómetro digital marca VWR de Control Company se

compararon las humedades registradas por este equipo en UPIBI con 3 estaciones de monitoreo atmosférico (Xalostoc, FES Acatlán y Tlalnepantla). Es por eso que solo se presenta la humedad relativa del exterior que se muestra en el Gráfico 4. Las humedades relativas más altas se registraron a las 08:00 horas siendo de entre 90-70%; por el contrario, las humedades más bajas (40-20%) fueron registradas a las 14:00 horas.

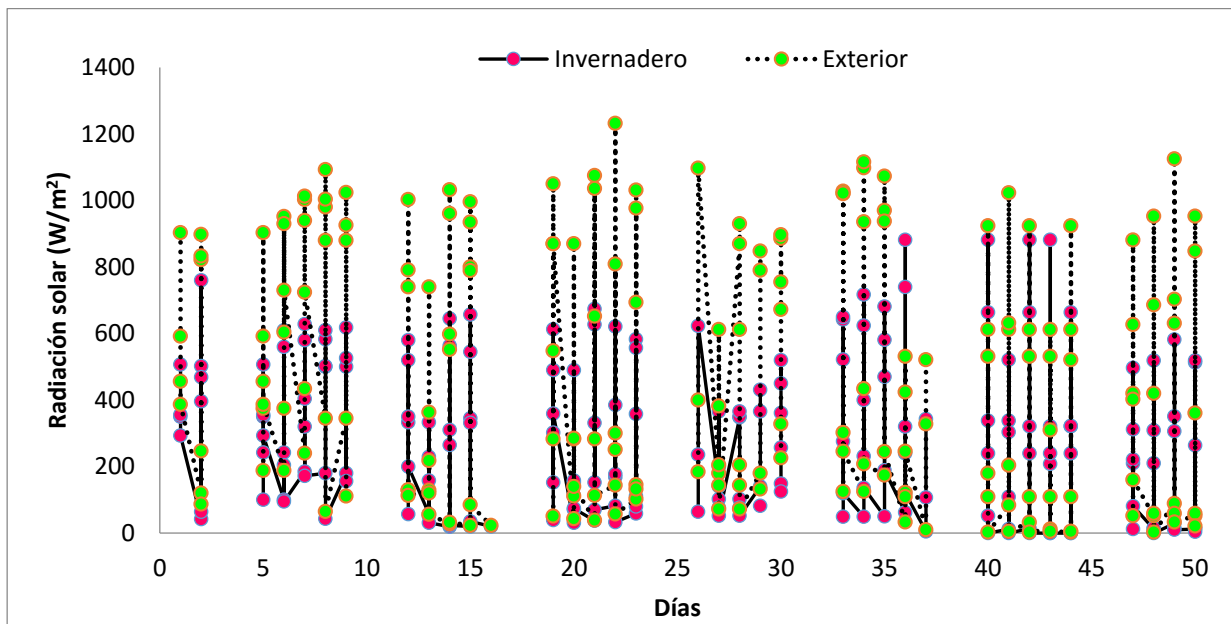


Gráfico 2. Radiación solar durante el proceso de biosecado registrado a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas.

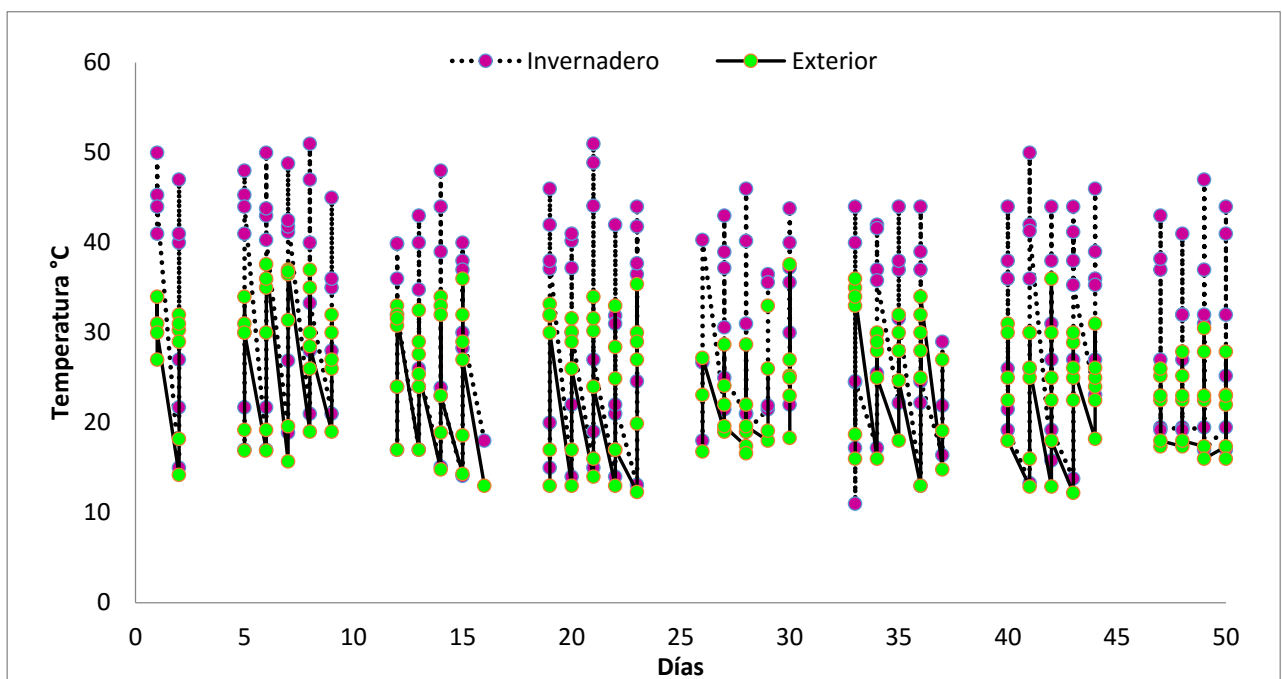


Gráfico 3. Temperatura ambiente registrada a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas.

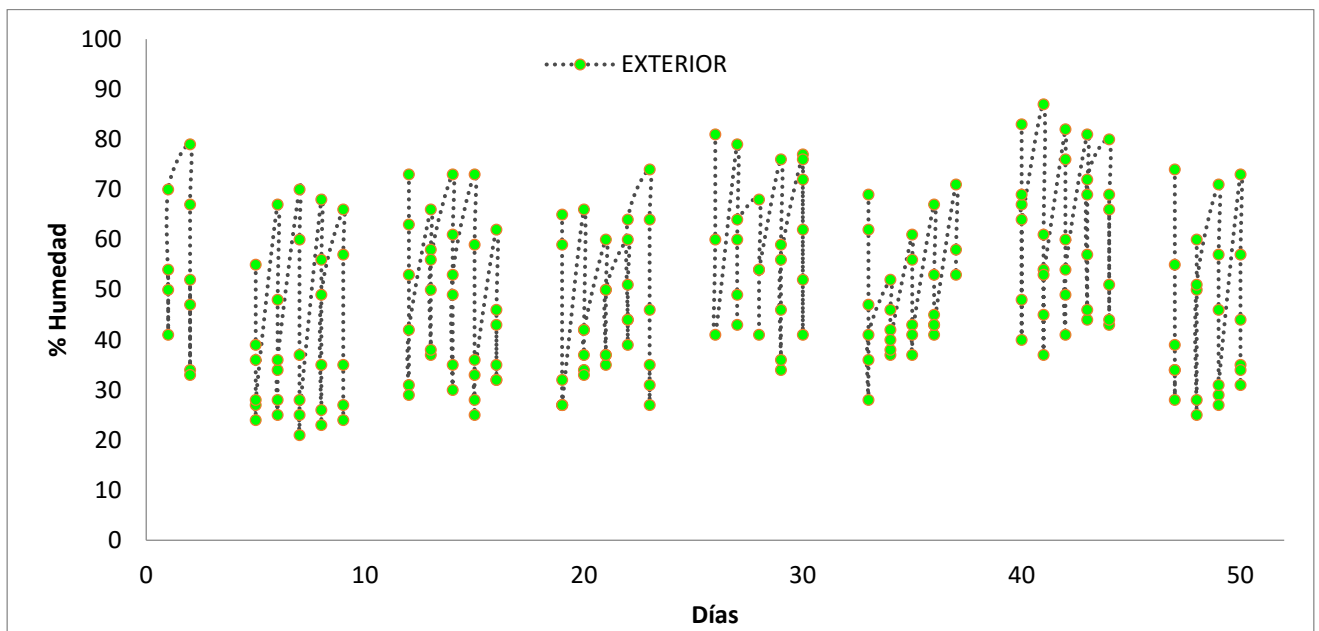


Gráfico 4. Humedad relativa registrada en la estación de monitoreo Xalostoc. Las mediciones realizadas son de las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas.

7.2.3.2. Temperatura de las pilas de biosecado

Para medir la temperatura, se colocaron 5 termopares en cada pila de biosecado como lo indica la Figura 10. Los resultados de este monitoreo se presentan en los Gráfico 5 y Gráfico 6 (temperaturas para P1 y P2, respectivamente).

La P1 alcanzó la fase termofílica (mayor a 40°C) a las 12 h del proceso, a diferencia de la P2, la cual la alcanzó 4 h después de haber realizado ambas pilas. Esto se puede atribuir a la geometría de éstas al momento de formarlas, pues como ya se mencionó anteriormente, la pila P2 tuvo una geometría más proporcional que la P1, la cual tenía una geometría más piramidal. Se cree que en P2 se guardaba el calor en el centro de la pila debido a que su superficie superior fue mayor con respecto a P1, lo cual explica que esta última haya llegado a la fase termofílica 12 h después que P2; sin embargo, a las 48 h del proceso, las temperaturas en el centro y la superficie tuvieron variaciones de $\pm 2^{\circ}\text{C}$ entre P1 y P2.

La máxima temperatura fue registrada en el día 16 del proceso, siendo de 71°C y 69°C para P1 y P2 respectivamente. En su estudio, Díaz-Megchún, (2014) trabajó con pilas de biosecado con las mismas proporciones de residuos pero con variación en la frecuencia de volteo, ya que él realizó el volteo cada 6 y cada 10 días y reporta como temperaturas máximas 72°C y 70°C, respectivamente. En ambas gráficas podemos observar como después de los volteos que se

realizaron cada semana, había un aumento de temperatura de hasta 30°C en la pila, coincidiendo con lo reportado anteriormente por Díaz-Megchún (2014). Lo anterior se atribuye a la transferencia de oxígeno y la homogenización de la temperatura a lo largo de la pila, eliminando y a su vez favoreciendo la salida del vapor de agua en la pila de manera homogénea. La fase termofílica continuó hasta la semana 5 del proceso y terminó el día 32 en la pila P1 y el día 35 en la P2. A partir del último volteo, llevado a cabo el día 43, se dio por finalizado el bioproceso debido a que en ambas pilas las temperaturas del centro y de la superficie tenían poca variación.

Estos resultados coinciden con lo reportado por Díaz-Megchún (2014), donde el fin de la fase termofílica ocurrió entre los días 28 y 35. Se realizó una prueba de T-student (Diferencia para comparar muestras pareadas) para comparar la temperatura en el centro y en la superficie de ambas pilas. La prueba muestra que, con un 95% de confiabilidad, tanto en P1 como en P2 hay diferencia significativa entre la temperatura del centro con respecto a la de la superficie. Sin embargo, también muestra que no hay diferencia significativa entre las temperaturas del centro para P1 y P2, ni para las temperaturas de la superficie en la P1 y P2.

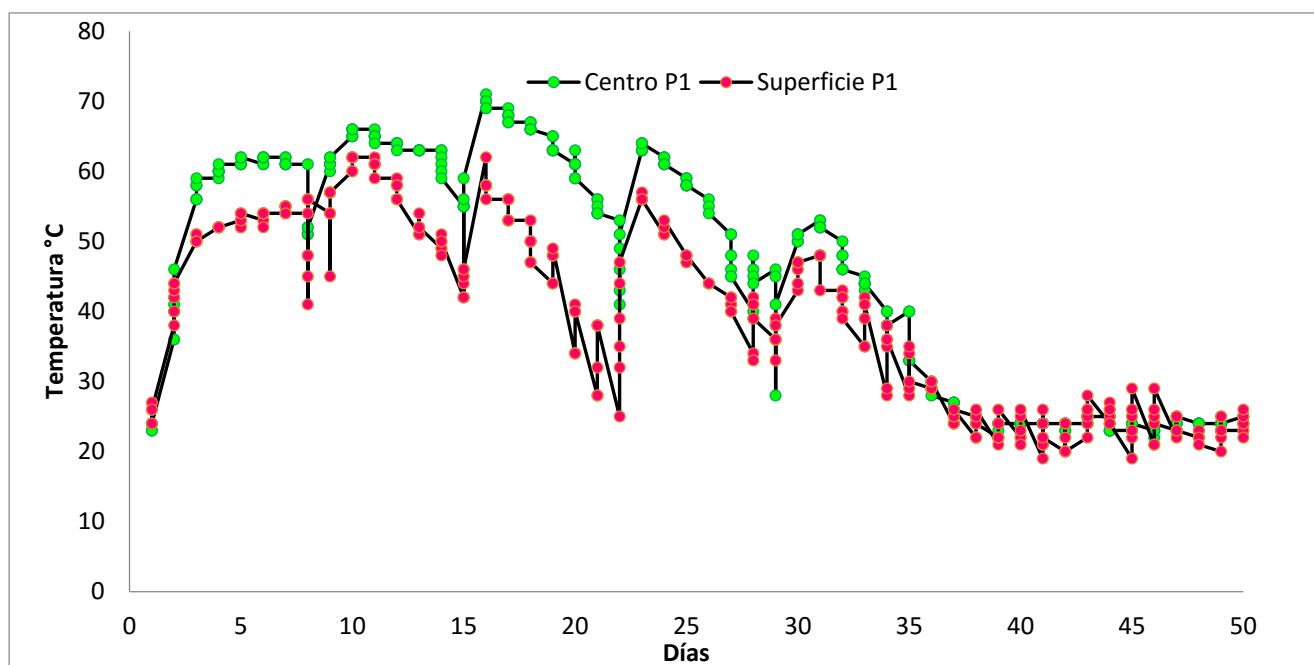


Gráfico 5. Temperatura en el centro y en la superficie de P1. Las mediciones fueron registradas a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas.

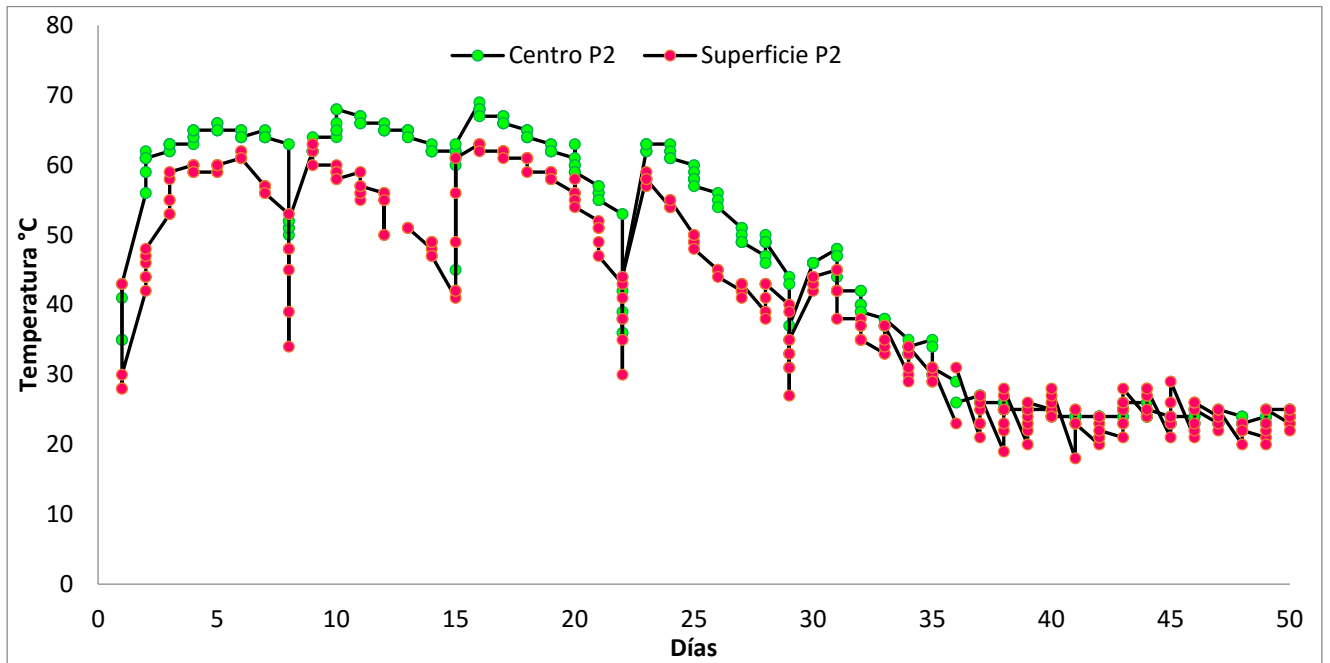


Gráfico 6. Temperatura en el centro y en la superficie de P2. Las mediciones fueron registradas a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 horas.

7.2.3.3. Humedad del material de las pilas de biosecado

Se realizó el monitoreo de la humedad del material durante el proceso de biosecado en el centro y en la superficie de la pila por método gravimétrico en las zonas que muestra la Figura 12.

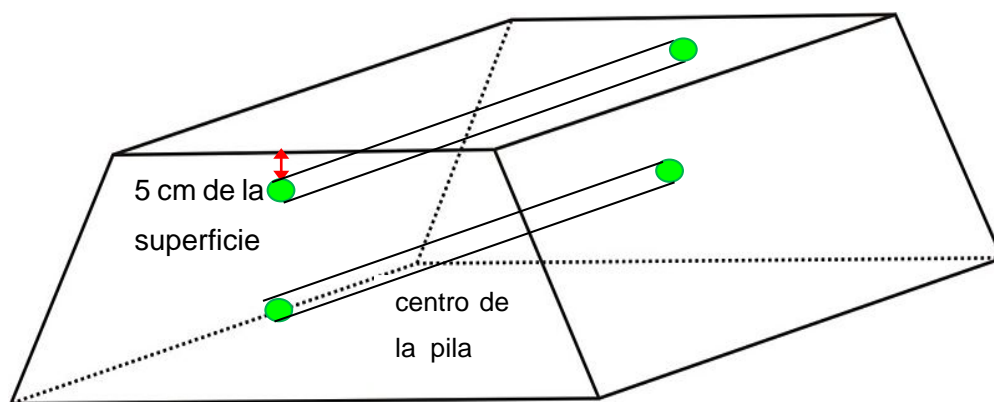


Figura 12. Zonas de monitoreo para la humedad del material y la humedad relativa de la pila de biosecado.

Se realizó una prueba T-student (Diferencia para comparar muestras pareadas) para comparar la humedad del material en el centro y en la superficie de ambas pilas de biosecado, la prueba muestra que, con un 95% de confiabilidad, la humedad del material en el centro es significativamente diferente a la humedad de la superficie en ambas pilas, pero no muestra diferencia significativa al evaluar las humedades del centro para P1 y P2, ni para las humedades de la superficie para P1 y P2.

La humedad inicial fue de 84% y 82% para P1 y P2, respectivamente, finalizando en el día 50 con 7% de humedad en la superficie y 11% en el centro de P1 y de 6.9% en la superficie y 10.9% en el centro para P2. Yang *et al.*, (2014) reportaron que la humedad inicial óptima en el proceso de biosecado debe mantenerse entre 50% y 70%, pues humedades iniciales más altas o más bajas, retardan la degradación y, por consecuencia, se obtienen bajas temperaturas máximas. Comparando con los resultados obtenidos por Díaz-Megchún (2014), cuyas humedades iniciales estaban entre 73% y 64%, este autor obtuvo la máxima temperatura entre el día 5 y día 10 del proceso.

Al día siguiente del primer volteo, se registraron disminuciones respectivas de la humedad de la superficie y centro de 40% y 56% para P1 y de 58% y 66% para P2. Tanto en las humedades del centro como en las humedades de la superficie registradas para P1 y P2, se observó un aumento al día 14 (día del segundo volteo), excepto en la humedad de la superficie en P1, disminuyendo de 67% a 47%.

El día 37 la humedad de la superficie de ambas pilas aumentó de 14% a 19% para P1 y 13% a 20% para P2. La humedad del centro de la pila aumentó a partir del día 37 de 15% a 20% y 25% para P1 y de 20% a 21% y 23% para P2 como lo muestran los Gráfico 7 y Gráfico 8, respectivamente.

7.2.3.4. Humedad relativa del espacio poroso de la pila de biosecado

El monitoreo de la humedad relativa en el centro y superficie de la pila de biosecado se realizó con la ayuda de un termohigrómetro, en las zonas que muestra la Figura 12. Este parámetro fue registrado los mismos días en que se realizó el muestreo para el monitoreo de la humedad del material a las 17:00 horas; cabe mencionar que a esa hora la humedad relativa del medio ambiente en los meses Julio-Septiembre se ubica aproximadamente entre 30% y 45%.

La humedad relativa medida al interior de las pilas indica la humedad de la fase gaseosa del centro y superficie de ambas pilas. Al inicio del proceso, la humedad relativa registrada para la superficie y el centro fue de 88%(P1) y 97%(P2) respectivamente. Se aplicó la prueba de T-student para comparar la humedad relativa en el centro y en la superficie de ambas pilas. La prueba muestra que a un 95% de confiabilidad, la humedad del centro es significativamente diferente a la humedad de la superficie en ambas pilas, pero no muestra diferencia significativa al evaluar las humedades del centro para P1 y P2, ni para las humedades de la superficie para P1 y P2.

La actividad microbiana está ligada directamente al aumento de temperatura a causa del calor metabólico generado por los microorganismos al degradar la materia orgánica; sin embargo, analizando de manera conjunta la humedad del material y humedad relativa de las pilas de biosecado, con la temperatura de las pilas, se puede observar que en el día 25 del proceso, la humedad del material estaba aproximadamente en 30% en el centro y superficie tanto para P1 como para P2, lo cual sugiere una disminución de la actividad microbiana, ya que la humedad óptima para que los microorganismos degraden la materia orgánica es entre 50% y 70% (Yang *et al.*, 2014), y si se tiene una humedad menor a 45%, disminuye la actividad microbiana (Román *et al.*, 2013).

Sin embargo, al observar la temperatura de las dos pilas de biosecado al día 25 del proceso, se registraron temperaturas mayores a 50°C para el centro de ambas pilas y entre 45°C y 50°C para la superficie de las mismas, estas temperaturas indican que hay actividad microbiana a pesar de que la humedad del material es baja. Aunado a esto, la humedad relativa en P1 y P2 al día 25 estaba entre 80% y 90% para el centro y superficie respectivamente, lo cual explica la intensa actividad metabólica en las pilas, ya que los microorganismos toman el agua del vapor que hay en los poros de la pila para continuar degradando la M.O. y por consiguiente generando el calor metabólico responsable de las temperaturas altas.

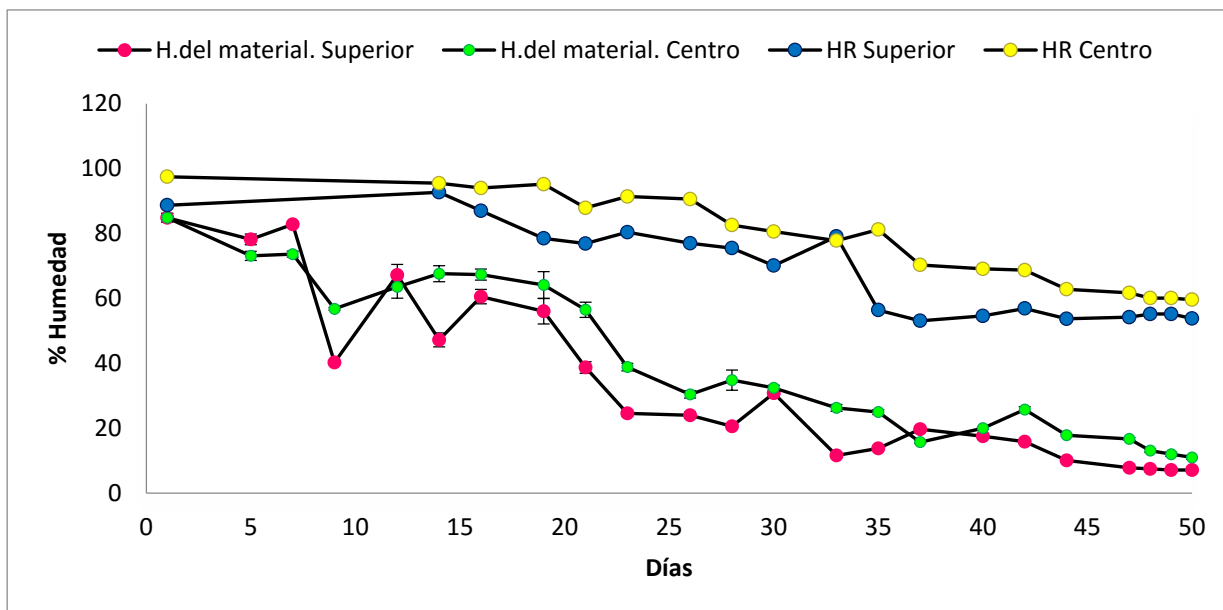


Gráfico 7. Humedad del material y humedad relativa de la pila en el centro y superficie de P1.

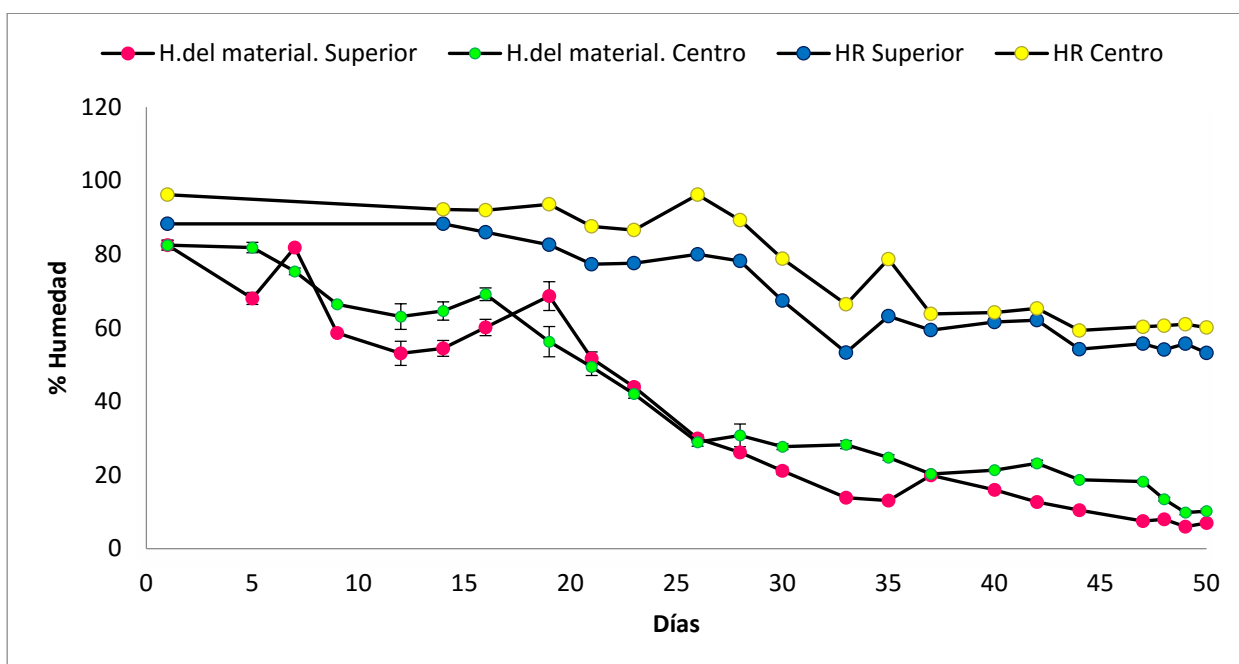


Gráfico 8. Humedad del material y Humedad relativa de la pila en el centro y superficie de P2.

Como se ha mencionado anteriormente, el proceso de biosecado busca la eliminación de agua a partir del calor metabólico generado por los microorganismos al degradar la M.O. Por lo cual, los aumentos de humedad se pueden atribuir a la condensación del vapor de agua tanto en el techo del invernadero por las mañanas, que caen y se incorporan a la superficie de las pilas, como dentro de la misma pila, ya que se tiene un gradiente de temperatura a lo largo de las mismas. Entonces cuando el vapor entra en contacto con un medio que presenta una

temperatura menor, se condensa, generando agua, que a su vez se reincorpora a la pila, ocasionando un aumento de humedad. También se debe a que, como el proceso de biosecado es un proceso aerobio, con el vapor de agua encontrado en los poros de las pilas, los microorganismos son capaces de llevar a cabo la oxidación de la materia orgánica dando como productos CO₂ y agua.

7.2.3.5. pH

De la misma manera, se realizó el monitoreo del pH en el centro y en la superficie de ambas pilas, cuyos resultados se muestran en el Gráfico 9. Al inicio del bioproceso se comenzó con un pH de 3.9 y al final este parámetro se situó en un pH cercano a 8 en ambas pilas. Del mismo modo que para los demás parámetros, se determinó T-student para comparar el pH en el centro y en la superficie de ambas pilas, la prueba muestra que con 0.05% de significancia, el pH del centro no es significativamente diferente al pH de la superficie en ambas pilas, tampoco muestra diferencia significativa al evaluar el pH del centro para P1 y P2, ni el de la superficie de P1 y P2. Al día 10 de proceso se registró un aumento de pH a 6.6, así como en el proceso de compostaje, este aumento de pH se puede atribuir a la formación de amoníaco cuando se degradan las proteínas y compuestos nitrogenados, estos resultados son similares a lo reportado por Díaz-Megchún (2014), quien obtuvo un pH final de 8.5. En comparación con el pH registrado durante el proceso de compostaje, en este último bioproceso no se registró el aumento brusco sino hasta el día 30, reportando un pH de 7, mientras que en el biosecado el pH finaliza cercano a 8.5.

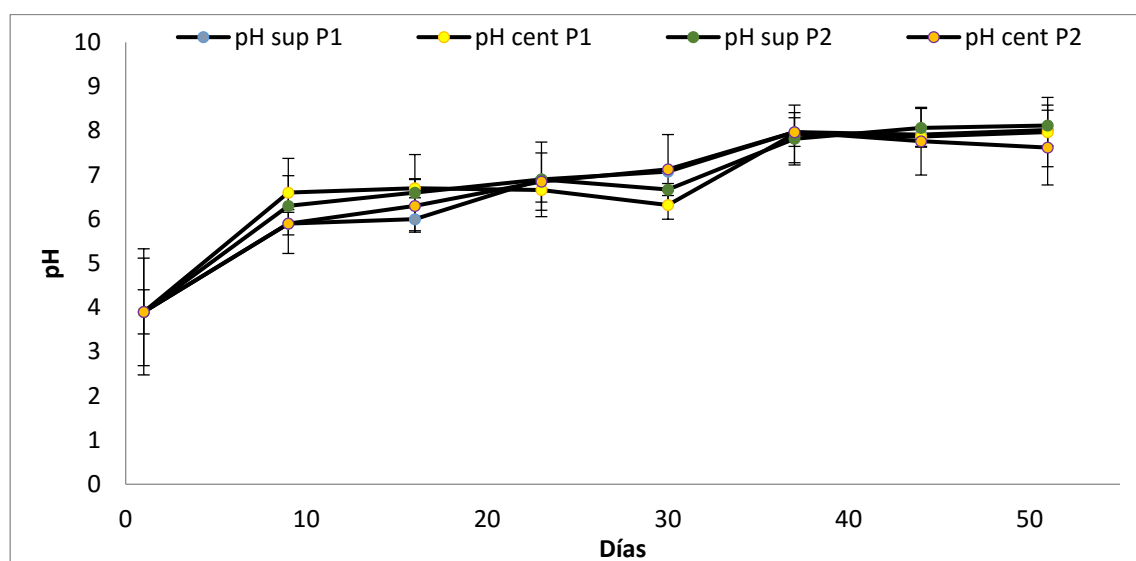


Gráfico 9. pH en el centro y superficie de P1 y P2

7.3. Reducción de volumen y masa de las pilas de biosecado y compostaje

En ambos bioprocesos (compostaje y biosecado) se determinó el peso y volumen inicial y final para conocer el porcentaje de reducción de ambos parámetros (Tabla 9 y 10). En la Tabla 9 se muestra el volumen de las pilas de biosecado (P1 y P2) y de composta (PC) al inicio y al final del proceso en base seca (BS).

La reducción de volumen fue similar en las 3 pilas, aunque el volumen final de la PC fue ligeramente menor que P1 y P2, representando 74.3% y 73.8% y 72.3% respectivamente. Con respecto a la reducción de masa, la Tabla 10 muestra que la reducción de masa en la PC al final del proceso fue mayor que para las pilas de biosecado, obteniéndose un 77.5% de reducción de masa en la PC, seguido de P2 con 72.95% y P1 con 71.5% de reducción.

La mayor reducción de masa y de volumen de la PC se puede atribuir a que, como el compostaje es un proceso de degradación de materia orgánica, la mineralización del material impacta directamente en la reducción de masa y, como consecuencia, de volumen de las pilas al finalizar el proceso. Con respecto a las dos pilas de biosecado, P1 tuvo una reducción de volumen ligeramente mayor con respecto a P2, lo cual podría estar relacionado con una degradación desigual de M.O. en ambas pilas, ya que al no contar con algún molde para agrupar el MB a una geometría específica, pudo propiciar que se haya compactado más una pila con respecto a la otra, afectando el proceso de biosecado.

Tabla 9. Volumen de las pilas de biosecado y compostaje al inicio y al final del proceso (BS)

	P1 Biosecado		P2 Biosecado		PC Composta	
	Volumen (m ³)	Volumen (%)	Volumen (m ³)	Volumen (%)	Volumen (m ³)	Volumen (%)
Inicial	1.18	100	1.14	100	1.16	100
Final	0.30	26.2	0.31	27.7	0.30	25.7
Reducción de volumen (%)	73.8		72.3		74.3	

Tabla 10. Masa de las pilas de biosecado y composta al inicio y al final del proceso (BS)

	P1 Biosecado		P2 Biosecado		P1 Composta	
	Masa (kg)	Masa (%)	Masa (kg)	Masa (%)	Masa (kg)	Masa (%)
Inicial	357	100	357	100	357	100
Final	101.6	28.5	96.6	27.05	80.5	22.5
Reducción de masa (%)	71.5		72.95		77.5	

7.4. Pruebas de crecimiento de plantas

Se llevó a cabo la caracterización de los sustratos, para posteriormente finalizar con las pruebas en el crecimiento de las plantas, mediante el monitoreo de parámetros y determinación de los nutrientes en las hojas (%N %P %C), peso seco, concentración de clorofila.

7.4.1. Análisis fisicoquímicos de los sustratos

Con la finalidad de caracterizar los materiales empleados en los ensayos de crecimiento de lechuga, se realizaron análisis fisicoquímicos tanto de la composta y el material biosecado, como de los otros materiales que fueron utilizados como sustratos (suelo, cáscara de naranja, pasto y mulch), para establecer las condiciones iniciales de los mismos y estimar los aportes de nutrientes que cada uno pueda realizar para favorecer el crecimiento de las plantas. La Tabla 11 muestra de los resultados de los análisis fisicoquímicos realizados.

Los parámetros medidos en el suelo fueron comparados conforme a la NOM-021-RECNAT-2000, que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y su análisis. Y la NADF-020-AMBT-2011 para el material biosecado (MB) y composta (CO), que establece los requerimientos mínimos para la producción de composta a partir de la fracción orgánica de los RSU, agrícolas, pecuarios y forestales, así como las especificaciones mínimas de calidad de la composta producida y/o distribuida en el Distrito Federal (actualmente Ciudad de México).

El suelo utilizado es un suelo franco, por lo que tiene una capacidad de retención de agua alta al igual que el porcentaje de materia orgánica, estos dos parámetros están relacionados debido a

que la materia orgánica puede retener un peso de agua igual a 20 veces su propio peso (Shaxon & Barber, 2005).

Por el valor tan bajo de CE, se determinó que el suelo utilizado es un suelo no salino. Tiene capacidad media de intercambio catiónico, además, es alto en el porcentaje total de nitrógeno y carbono. Con respecto a M.O. mineralizada, es alto en amonio y fósforo en forma de fosfatos, pero bajo en nitratos. El proceso de amonificación consiste en la oxidación del amoniaco producido previamente al degradar proteínas y compuestos nitrogenados en amonio, éste una vez producido en el suelo, puede ser asimilado por las plantas o fijado por las partículas de arcilla en el suelo, lo cual evita pérdidas por lixiviación, pero también puede ser consumido por microorganismos o puede ser oxidado a nitrato. Esta oxidación requiere presencia de oxígeno y de bacterias nitrificantes. Los iones nitrato no se mantienen en el suelo y puede ser lavado, debido a la carga negativa que posee. Esto reduce la fertilidad del suelo y la contaminación de nitratos en aguas superficiales. Mengel y Kirkby (1987), mencionan que para que se lleve a cabo el proceso de nitrificación, es necesario que el suelo tenga suficiente disponibilidad de humedad y oxígeno, un pH neutral (entre 5.5 y 7.5), temperatura mayor a 20°C y que haya presencia de bacterias nitrificantes.

El origen inicial del suelo adquirido para el proyecto es desconocido, sin embargo la acumulación de amonio se puede justificar por las condiciones del pH del mismo (pH 5.3). Con respecto a los metales en forma de nutrientes, se puede decir que la cantidad de potasio (K^+) en el suelo es alta (NOM-021-RECNAT-2000), el Mn, B, Cu, Fe y Zn^+ se encuentran dentro de los valores promedio reportados por Kabata-Pendias, (2011).

Tabla 11. Promedio de los análisis fisicoquímicos realizados a los sustratos.

Parámetro	Suelo	Material Biosecado	Composta	Cáscara de naranja	Pasto	Mulch
Humedad (%)	12.1±0.22	9±0.03	10±0.012	69±0.038	83.4±0.16	10±0.006
CRA (g de agua/ g de sustrato)	81.6±1.49	201.2±3.04	183.2±2.39	X	x	X
CIC	15.63±	16.76±	23.49±	X	x	X
CE (dS/m)	0.0075±0.87	0.26±0.624	0.67±0.012	X	x	x
NO ₃ ⁻ (mg de N-NO ₃ ⁻ / kg de sustrato seco)	1.07±0.14	3.9±0.19	7.7±0.17	X	x	X
NH ₄ ⁺ (mg de N-NH ₄ ⁺ / kg de sustrato seco)	176.4±21.0	14645.3±66.2	15074.3±111.02	X	x	x
%N	0.16±0.2	1.26±0.03	2.01±0.11	0.75±0.17	0.5±0.098	0.38±0.14
Fósforo (mg de P-PO ₄ ³⁻ / kg de sustrato seco)	36.1±1.85	64.9±1.61	73.0±6.9	x	x	X
pH	5.3±0.06	8.0±0.04	7.6±0.01	4.32±0.08	8.02±0.1	7.29±0.03
%C.O.	5.86±0.05	28.06±0.71	13.01±3.2	54.35±0.7	49.79±2.9	55.02±1.8
C/N	36.64	22.23	10.75	72.46	99.58	144.78
M.O. (%)	10.10±0.05	48.38±1.2	22.42±3.2	93.69±2.5	85.83±0.8	94.85±4.2
K ⁺ (mg de K/ kg de sustrato seco)	1023±6.65	8223.6±190	11913.3±180	x	x	X
Ca ⁺⁺ (mg de Ca/ kg de sustrato seco)	2583.55±230	18052.52±684.2	19502.52±209.9	x	x	X

Mg ⁺⁺ (mg de Mg/ kg de sustrato seco)	1609.68±196.6	2715.74±236.2	4004.24±85.4	X	x	x
Mn (mg de Mn/ kg de sustrato seco)	606.34±33.7	133.97±8.2	106.59±2.0	x	x	X
B (mg de B/ kg de sustrato seco)	55.78±13.9	75.88±13.78	95.31±5.23	X	x	x
Zn ⁺ (mg de Zn/ kg de sustrato seco)	94.85±7.4	71.48±16.04	97.31±9.85	x	x	X
Cu (mg de Cu/ kg de sustrato seco)	34.45±34.4	32.64±9.4	30.16±2.7	X	x	x
Mo (mg de Mo/ kg de sustrato seco)	8.18±4.63	12.78±3.81	8.8±0.550	x	x	X
Fe (mg de Fe/ kg de sustrato seco)	13778±46.02	3829±32.8	2579±92.8	X	x	x
Textura	Franco	X	X	x	x	x

CRA: Capacidad de retención de agua, CIC: Capacidad de intercambio catiónico, CE: Conductividad eléctrica, NO₃⁻ y NH₄⁺: Nitratos y amonio, C.O.= Carbono orgánico, M.O.: Materia orgánica, P-PO₄³⁻: Fósforo en forma de fosfatos.

En relación a la CO empleada, se puede observar que el producto obtenido del proceso de compostaje tiene elevada capacidad de retención de agua debido al contenido de M.O., además de tener una alta CE, esto se atribuye a la mineralización de la materia orgánica, hecho que produce un aumento en la concentración de nutrientes, como lo reporta Sánchez-Monedero *et al.*, (2001).

La CO obtenida se puede clasificar como “Composta tipo A” (sustrato recomendado en viveros y sustituto de tierra para maceta) según la NADF-020-AMBT-2011, debido a que está dentro de los parámetros de CE, % M.O., %N y C/N, sin embargo en función del pH que presenta, se clasifica como “Composta tipo B” (Sustrato empleado en agricultura ecológica y reforestación). Con base en la misma norma, el MB podría ser utilizado en paisaje, áreas verdes, urbanas y reforestación, ya que los parámetros de CE, C/N y pH están dentro de los rangos establecidos por la norma; sin embargo no cumple en cuanto al %M.O. Tanto el MB como la CO están dentro de los límites permisibles de elementos traza (Zn y Cu).

Para comparar los parámetros medidos al MB y a la CO, se realizó un análisis de varianza (ANOVA) con 95% de confiabilidad. El análisis mostró que sí hay diferencia significativa en las características del MB y CO para los parámetros CRA, K, CIC, CE, %N, %C y %M.O., NO_3^- y NH_4^+ , pero no hay diferencia significativa en la cantidad de P encontrado en ambos sustratos. Con respecto a las diferencias encontradas en los parámetros de %N, NO_3^- y NH_4^+ entre el MB y la CO, se deben a que en esta última se alcanzó mayor mineralización de la materia orgánica, debido al rango de humedad en que se llevó a cabo el proceso de compostaje, como se mencionó anteriormente. Yang *et al.* (2014), aseguran que los microorganismos degradan la M.O. en un rango de humedad de 50%-70% (misma que se mantuvo durante el proceso de compostaje). Lo anterior explica que el %C y %M.O. encontrados en la CO hayan sido menores que los encontrados en el MB.

Como ya se mencionó anteriormente, el proceso de biosecado finaliza con la deshidratación de la pila de residuos. Diversos autores, entre ellos Femenia (2007), han demostrado que el secado de frutas y vegetales empleando altas temperaturas puede ocasionar cambios irreversibles en el tejido de los mismos, afectando en la CRA, textura, porosidad, color, densidad y aumentando la dureza del alimento (Krokida & Maroulis, 2001). Esto puede ocurrir debido a que estas propiedades dependen de las estructuras químicas de los polisacáridos de la planta, que son sensibles a las altas temperaturas, en que se llevan a cabo los procesos de secado (Femenia *et al.*, 2000; Garau *et al.*, 2007). Se ha demostrado que al aumentar la temperatura de secado, los alimentos tienden a absorber más agua; sin embargo, no pueden retenerla (alta capacidad de rehidratación y baja capacidad de retención de agua). La diferencia de CRA encontrada entre los sustratos se puede atribuir a la heterogeneidad del MB, ya que, como se mencionó

anteriormente, el secado a altas temperaturas generó el endurecimiento de las cáscaras de naranja, dificultando su trituración, motivo por el cual se tomó la parte mas granular como muestra de MB para determinar dicho parámetro.

7.4.2. Ensayos de Toxicidad

Previo a realizar los ensayos de toxicidad se realizó la selección de la semilla.

7.4.2.1. Selección de la semilla

Para realizar la selección de la semilla se determinó como prueba de viabilidad el porcentaje de germinación y como prueba de vigor la conductividad eléctrica, obteniendo 83.75% y 14.31 μ siemens/cm respectivamente, lo cual indicó que las semillas podían ser utilizadas para el bioensayo. Los resultados obtenidos en la prueba de vigor fueron comparados con los obtenidos por Vitoria & Mendez-Natera, (2007).

7.4.2.2. Germinación de semillas de *Lactuca sativa L.* var *buttercrunch*.

El 18 de Octubre de 2015 comenzó la prueba de germinación de semillas de *Lactuca sativa L.* var. *buttercrunch* en semilleros con agrolita estéril como soporte. La germinación de las semillas se llevó a cabo en un cuarto con temperatura entre 14°C y 23°C y humedades entre 84% y 41%, colocando los semilleros a 50 cm de distancia de una lámpara de halógeno. El riego se llevó a cabo manualmente adicionando 10 ml de agua los lunes, miércoles y viernes. Los primeros 8 días del proceso se dejó encendida la lámpara todo el día, pero durante el resto de los días se encendía de 09:00 h a 18:00 h. 27 días posteriores a la siembra y una vez que las plántulas tenían 3 hojas verdaderas, se realizó el trasplante a las mezclas de sustratos que se establecen en la Tabla 6

7.4.2.3. Capacidad de campo (CC) y punto de marchitamiento permanente (PMP).

Dado que el requerimiento de agua es diferente para cada sustrato, debido a que tienen diferentes propiedades fisicoquímicas (materia orgánica mineralizada, CRA, entre otras.), para estimar la cantidad aproximada de agua que necesitaba cada tratamiento, se determinaron dos constantes de humedad: la Capacidad de campo (CC) y el Punto de marchitamiento permanente (PMP) para cada tratamiento. Se determinó la CC para cada tratamiento con la finalidad de obtener un indicador para el riego de los mismos. Los resultados obtenidos se muestran en la Tabla 12

Tabla 12. CC y PMP para cada tratamiento.

Tratamiento	CC (%)	PMP (%)
SUE Y SN	26	14
B-10	74	50
B-20	70	48
B-30	73	49
CO-30	75	51

La CC obtenida para el suelo, sabiendo que su textura es franca, entra dentro de lo reportado por Israelsen & Hansen, (1979), lo cual puede ser un indicador de que el suelo tiene suficiente M.O. que favorece la retención de agua, lo cual es afirmado por la caracterización fisicoquímica mostrada en la Tabla 11. Cabe mencionar que Shaxon & Barber (2005) afirman que el concepto de CC se aplica únicamente a suelos bien estructurados donde el drenaje del exceso de agua es relativamente rápido; si el drenaje ocurre en suelos pobremente estructurados, por lo general continuará durante varias semanas y este tipo de suelos de estructura tan pobre raramente tiene una CC claramente definida.

Con base en las constantes de humedad, para cada tratamiento se establecieron tres riegos (12:00 horas, 15:00 horas y 18:00 horas) ajustando el flujo de los goteros, con la finalidad de abastecer el agua necesaria para mantener cada repetición de cada tratamiento al 80% de la CC. De esta forma se garantizó que cada tratamiento recibiera la cantidad de agua necesaria para que ésta pudiera ser asimilada por la planta de forma correcta, así como de mantener la humedad cercana a la CC. Esto también permitió evitar el exceso de agua en cada maceta, que hubieran podido ocasionar ahogamientos que impidan el paso de oxígeno a la raíz, inhibiendo el crecimiento y la asimilación de nutrientes.

7.4.2.4. Crecimiento de plántulas

Los diferentes sustratos empleados para el trasplante y crecimiento de las lechugas, se formularon conforme a lo señalado en la Tabla 6. Se inició con el trasplante de las plántulas de los semilleros con agrolita, a las macetas con 3 kg de las mezclas mencionadas anteriormente.

Una vez trasplantadas las plántulas a las macetas, éstas se colocaron de forma aleatoria en un cajón de madera donde se adaptó previamente un sistema de riego por goteo y se colocó en un cobertizo acondicionado con malla sombra al 35%. La malla sombra se puso en los costados con la finalidad de permitir aireación y el paso de la luz solar a las plantas, también para evitar el paso de aves y fauna nociva que pudieran afectar el crecimiento de las lechugas. El techo fue acondicionado con plástico para invernadero 30% sombra con el fin de evitar el paso del agua de lluvia a las macetas, ya que esto modificaría la cantidad de agua que se le suministró a cada tratamiento. La Figura 13 muestra el cobertizo adaptado.

Se utilizó un diseño factorial con los 6 tratamientos que muestra la Tabla 6, teniendo como unidad experimental una maceta con 3kg de sustrato y una plántula de *Lactuca sativa* L. var. *buttercrunch*. El proceso de crecimiento de plantas fue llevado a cabo del 11 de noviembre del 2015 al 18 de febrero del 2016. La humedad relativa (medida con el termohigrómetro marca VWR de Control Company) que hubo durante el proceso fue entre 92% y 21%, con una temperatura mínima de 7°C y una máxima de 33°C.



Figura 13. Cobertizo adaptado en UPIBI-IPN.

7.4.3. Monitoreo en el crecimiento de plantas

7.4.3.1. Monitoreo de ancho largo y número de hojas.

Se realizó el monitoreo del ancho, largo y número de hojas a las 60 plantas, durante los 90 días de crecimiento en los sustratos. Se seleccionaron 3 hojas de cada planta (cuidando que no fuera ni la más vieja ni la más nueva) y se registró el ancho, largo y número de hojas dos veces por semana. Tanto el ancho como el largo de las hojas fueron medidos con un Vernier. Los resultados finales obtenidos en cada tratamiento se muestran en el Gráfico 10.

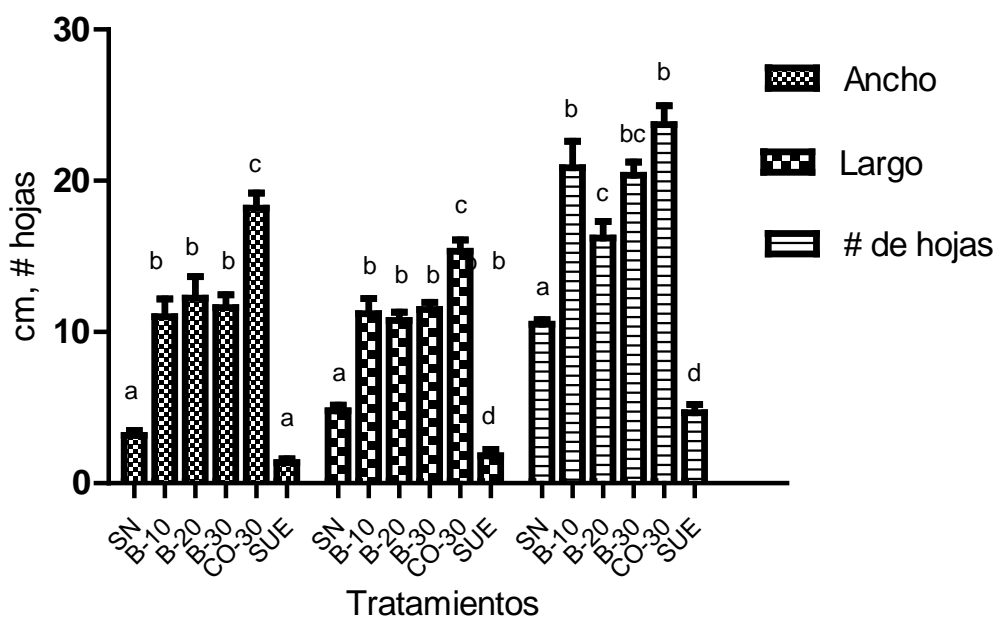


Gráfico 10. Ancho, largo y número de hojas (# de hojas) determinados en cada tratamiento. Las letras diferentes indican diferencia significativa entre los tratamientos ($P \leq 0.05$) ($n=10$).

El tratamiento de CO-30 se estableció como control positivo en el crecimiento, mientras que el control negativo fue el tratamiento SUE. Se realizó el análisis de varianza con 95% de confianza para determinar si hay variación entre los tratamientos, posteriormente se realizó a prueba de Tukey que permite hacer comparaciones múltiples para saber cuáles tratamientos eran diferentes entre sí.

El análisis estadístico muestra que para el ancho y largo de las hojas, todos los tratamientos son significativamente diferentes al tratamiento CO-30, con respecto al número de hojas, solo los tratamientos SN, B-20 y SUE son significativamente diferentes al tratamiento CO-30. Entonces los tratamientos B-10 y B-30 influyen de manera similar al control positivo (CO-30) en el número

de hojas. Al realizar la comparación contra el tratamiento de SUE (control negativo), se muestra diferencia significativa en el ancho, largo y número de hojas para todos los tratamientos excepto para el ancho del tratamiento con SN. Entonces el tratamiento SN influye de manera similar al control negativo (SUE). Esto demuestra que los tratamientos B-10, B-20 Y B-30 muestran un efecto positivo a las características propias del suelo empleado en el presente proyecto.

Al comparar entre sí los tres tratamientos con MB (B-10, B-20 Y B-30), se muestra que estadísticamente no hay diferencia significativa para ancho y largo de las hojas no hay diferencia significativa entre los tres tratamientos con MB (B-10, B-20 y B-30), sin embargo, al evaluar el número de hojas, se observa diferencia significativa entre los tratamientos B-20 y B-10.

7.4.4. Análisis de las lechugas

Transcurridos los 90 días de crecimiento en los tratamientos, se realizó la medición del peso seco y nutrientes.

7.4.4.1. Peso seco

Una vez cosechadas las lechugas, se cortó la raíz de cada una y se lavó para posteriormente pesarlas y finalmente se colocaron 24 h a 60°C en un horno de temperatura controlada marca Blue M. Electric, Mod: OV-520C-3 con número de serie: OV3-80319 para determinar el peso seco. Este parámetro indica la cantidad neta de tejido en cada planta, el Gráfico 11 muestra el peso seco promedio de los tratamientos.

El análisis estadístico muestra que, en comparación con el control positivo (CO-30), todos los valores de peso seco obtenidos en los demás tratamientos son significativamente diferentes. Por otro lado, se demuestra que todos los tratamientos, excepto el SN, son diferentes al control negativo (SUE). Esto implica que el utilizar MB como sustrato, favorece el desarrollo de tejido en las plantas de lechuga.

Al comparar solo los tres tratamientos con MB (B-10, B-20 y B-30), no se muestra diferencia significativa entre ellos, en relación al peso seco.

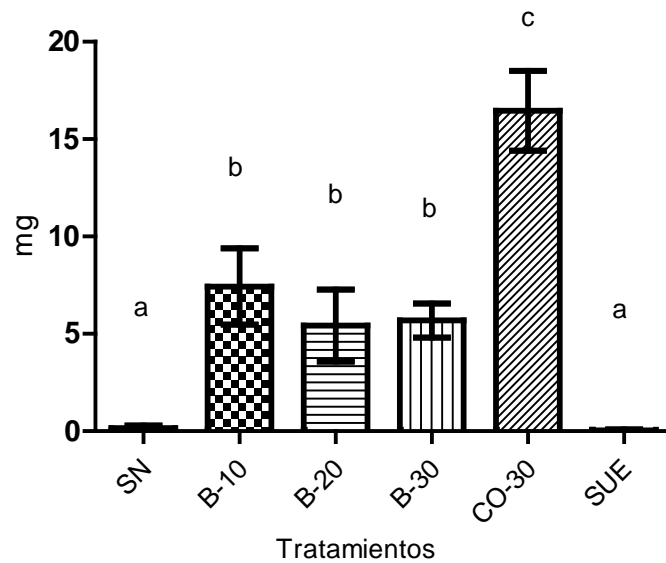


Gráfico 11. Peso seco obtenido en cada tratamiento. Las letras diferentes indican diferencia significativa entre los tratamientos ($P \leq 0.05$) ($n=10$).

7.4.4.2. Nutrientes

El análisis foliar permite verificar si el estado nutricional de las plantas es adecuado, o identificar la existencia de problemas nutricionales. Estos pueden ser detectados en primera instancia de forma visible y luego confirmados mediante el dato del análisis de planta (Barbazán, 1998). Se evaluó si había diferencia estadística en el %N, %P y %C de todos los tratamientos mediante análisis de varianza y método de Tukey con 5% de significancia, posteriormente se compararon los niveles obtenidos con un estándar para plantas de lechuga proporcionado por Casas & Casas (1999).

a) Carbono

El carbono constituye entre el 40-45% del peso seco de la planta (Barbazán, 1998), este nutriente es obtenido por las plantas a través del aire y es fijado mediante la fotosíntesis. El Gráfico 12 muestra el %C encontrado en las hojas de los tratamientos, el análisis de varianza demostró que no se encuentran diferencias significativas en el %C encontrado en las hojas de todos los tratamientos. Al observar los valores obtenidos, se puede asegurar que el %C en las hojas de todos los tratamientos están dentro del rango reportado por Barbazán (1998), afirmando que el carbono constituye entre el 40% y 45% del peso seco de la planta.

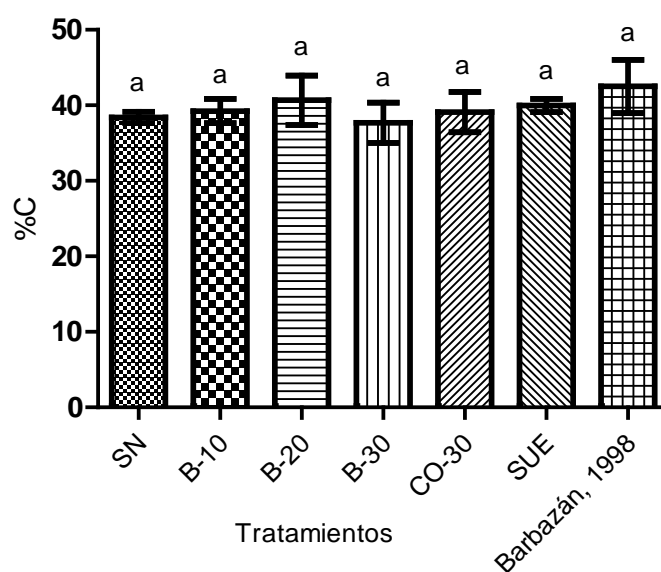


Gráfico 12. %C en las hojas de los tratamientos. Las letras diferentes indican diferencia significativa entre los tratamientos ($P \leq 0.05$) ($n=10$).

b) Nitrógeno

Casas & Casas (1999) afirman que los niveles normales de nitrógeno en las hojas de lechuga están situados entre 2.5% y 5%. El Gráfico 13 muestra el %N en los tratamientos y el valor de referencia propuesto por dicho autor. El exceso de nitrógeno está relacionado con la succulencia de la planta, es decir, bajo desarrollo del tejido vegetal y alta cantidad de agua en la planta, aunado a un crecimiento excesivo (Taiz & Zeiger, 2007). La carencia de nitrógeno muestra una coloración amarillo verdosa en las hojas (Casas & Casas, 1999), lo cual, según el análisis cualitativo de color que se realizó empleando la escala propuesta en la Figura 11, representaría el número 1. Cabe mencionar que en el presente proyecto no se encontraron plantas con esa característica en ningún tratamiento.

La prueba de Tukey aplicada a los tratamientos muestra que no hay diferencia significativa entre el %N del estándar reportado por Casas & Casas (1999) y los valores encontrados para los tratamientos SUE, B-10, B-20, B-30 y C-30, pero si la hay con respecto al tratamiento SN.

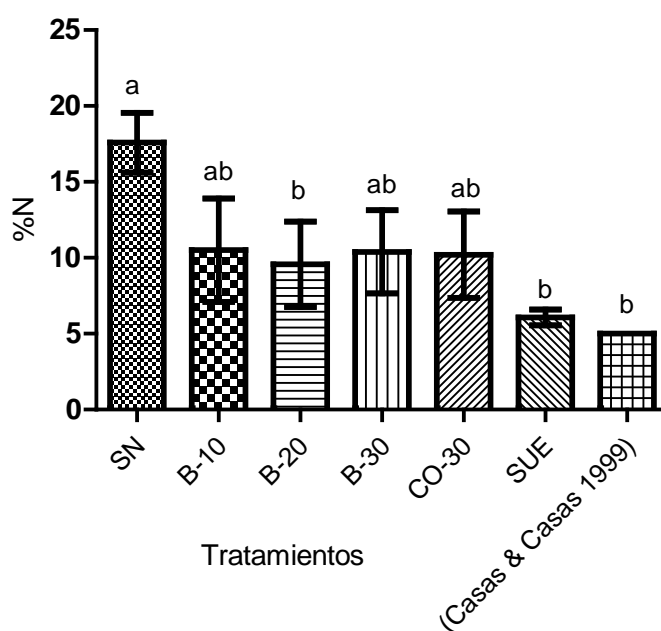


Gráfico 13. %N en las hojas de los tratamientos comparados con los reportados por Casas & Casas (1999) . Las letras diferentes indican diferencia significativa entre los tratamientos ($P \leq 0.05$) ($n=10$).

Esta diferencia se puede atribuir a una posible acumulación del nutriente en el suelo, debido a que las macetas contaban con un drenaje más bajo que en campo. En el punto 6.6 de la metodología, se explica la concentración de solución nutritiva empleada en el riego, en los anexos se muestra la ficha técnica de la solución nutritiva utilizada en el presente proyecto. Diariamente se adicionaron 0.044 mg de N distribuidos en los tres riegos, debido al bajo drenaje que se tenía en las macetas, pudo haber ocurrido una acumulación del nutriente en el sustrato, mismo que las plantas asimilaban manifestando síntomas de exceso de nitrógeno.

Román *et al.* (2013) sugieren que el empleo de abonos con alto contenido de M.O. y una proporción elevada de C/N, ocasiona un aumento de la población microbiana presente, generando una fuerte competencia por el nitrógeno asimilable entre los microorganismos que degradan la M.O. y la planta. Es importante mencionar, que en nuestro estudio, el contenido de N en las hojas de las plantas de los tratamientos con MB no fue deficiente, a pesar de que este sustrato tuvo un alto contenido de M.O. Esto lleva a suponer que la velocidad de degradación en la M.O. fresca es mayor que en el MB, ya que éste ha sido deshidratado a temperaturas superiores a 70°C, modificando las características estructurales del material, por lo que la competencia de los microorganismos por el nitrógeno no resulta una amenaza para la planta.

c) Fósforo

En el Gráfico 14 se ilustra el % P encontrado en los tratamientos. En comparación con la cantidad propuesta por Casas & Casas, (1999) la cantidad de fósforo encontrado en todos los tratamientos son significativamente diferentes, lo cual demuestra carencia de fósforo, siendo el tratamiento de SN el más bajo en %P. La carencia de fósforo se puede manifestar con una coloración verde oscuro en las hojas con bordes color violeta o castaño. De acuerdo a la escala propuesta (Figura 11), solo una planta del tratamiento de SN, mostró una hoja con coloración violeta como lo muestra la Figura 14. Cabe mencionar que esta coloración se presentó de la semana 3 a la semana 7, volviendo posteriormente a tener una coloración 3 como se muestra en la escala propuesta en la metodología.

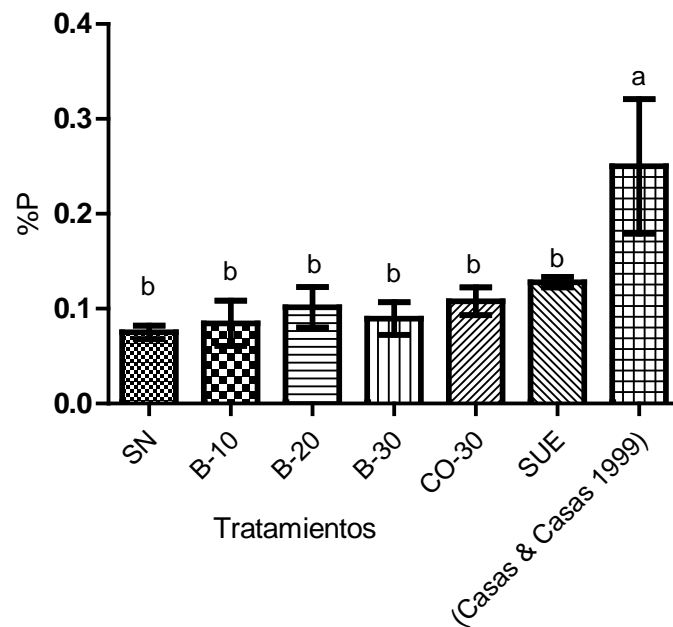


Gráfico 14. %P en las hojas de los tratamientos comparados con los reportados por Casas & Casas (1999). Las letras diferentes indican diferencia significativa entre los tratamientos ($P \leq 0.05$) ($n=10$).

Un factor sumamente importante en la disponibilidad de los nutrientes es el pH del suelo, el P es un nutriente sensible a cambios del mismo, teniendo como óptimo entre 6 y 7 aunque, aún en este intervalo, el aprovechamiento del nutriente es bajo. En suelos ácidos, el P contenido en forma de iones fosfato, precipita en presencia de hierro, manganeso y aluminio, quedando de forma no disponible en las plantas. En suelos alcalinos, la precipitación de los fosfatos ocurre en presencia de calcio (Reyes, 1996). Es por eso que a pesar de que, tanto en el suelo como en el MB y CO hay alta cantidad de P, en los tratamientos no se encuentra de forma disponible para las plantas.



Figura 14. Coloración púrpura en la hoja 1 de una repetición del tratamiento con solución nutritiva. (SN-4) (Semana 3 después del trasplante).

El poco crecimiento de las plantas en el tratamiento con SN, se puede atribuir a la acumulación de nutrientes en el suelo, y el bajo drenaje en las macetas, esta acumulación originó un aumento en la conductividad eléctrica del suelo, generando alta salinidad. Un exceso de salinidad en la solución del suelo dificulta la absorción de agua por las raíces de las plantas, de modo que en algunos casos, en esas condiciones, sólo prosperan las especies resistentes (Iglesias-Jiménez *et al.*, 2008). La FAO señala que la salinización puede ocurrir cuando se lleva a cabo un riego inapropiado sin tomar en consideración el drenaje del suelo y la lixiviación de las sales, mismas que pueden acumularse naturalmente, siendo los cationes de Na^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} y K^+ y aniones Cl^- , SO_4^{2-} y CO_3^{2-} los más frecuentes.

d) Clorofila

La determinación de clorofila puede servir como un indicador del nivel de estrés en las plantas cuando hay limitaciones de luz en los cultivos (Cambrón *et al.*, 2011), también es un indicador de color, este a su vez se toma como un valor de calidad sensorial y valor nutricional (Brotons *et al.*, 2013). La clorofila a, constituye aproximadamente el 75% de toda la clorofila en las plantas verdes, su principal función es de convertir la energía luminosa en energía química, proceso que ocurre en los cloroplastos (Da Silva *et al.*, 2007). En el presente proyecto también se realizó la determinación de clorofila a y b presente en las hojas conforme a lo mencionado en la Tabla 8. Solo se midió clorofila en los tratamientos de B-10, B-20, B-30 y C-30, ya que de los tratamientos de SUE y SN no alcanzó la muestra obtenida. El Gráfico 15 muestra la concentración de clorofila

a, b y total de cada tratamiento comparado con la concentración reportada por Da Silva *et al.*, (2007).

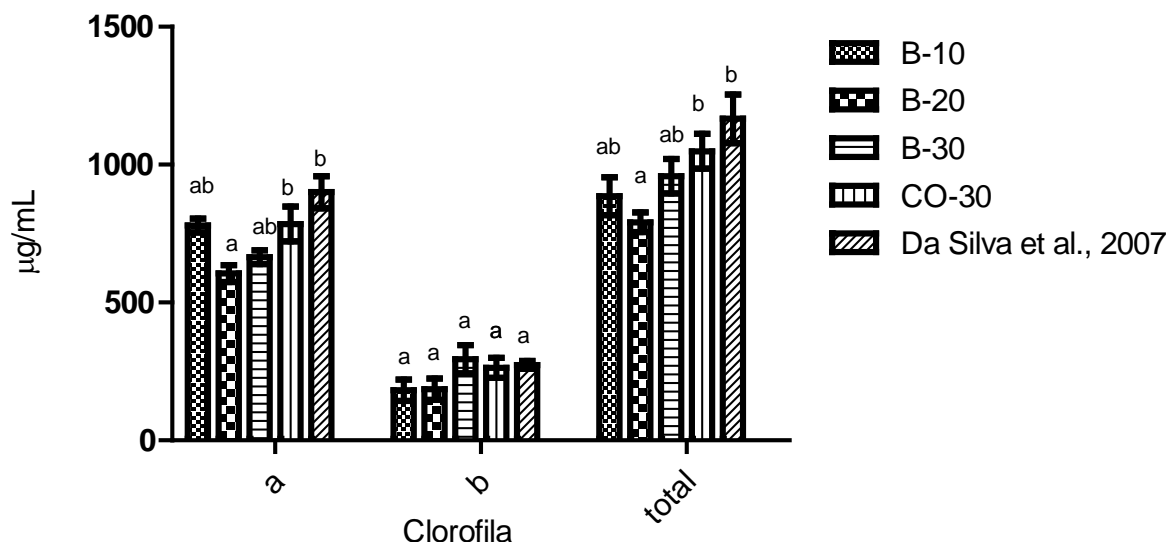


Gráfico 15. Concentración de clorofila a, b y total en los tratamientos B-10, B-20, B-30 y C-30 comparados con los reportados por Da Silva *et al.*, (2007). Las letras diferentes indican diferencia significativa entre los tratamientos ($P \leq 0.05$) ($n=10$).

El análisis de varianza muestra que no hay diferencia significativa en la concentración de clorofila b entre la referencia reportada por Silva *et al.* (2007) y los tratamientos B-10, B-20, B-30 y C-30. Sin embargo, sí se encontró diferencia significativa en la concentración de clorofila a y clorofila total entre la referencia reportada por Silva *et al.* (2007) y el tratamiento B-20; éste último tratamiento también muestra diferencia significativa con el tratamiento de CO-30 para la concentración de clorofila a y clorofila total.

Al igual que para el %C, %N, %P, peso seco, tampoco fue encontrada diferencia estadísticamente significativa entre los tres tratamientos con MB (B-10, B-20 y B-30) en relación a las clorofilas (a, b y total). Lo anterior indica que es posible utilizar MB a una concentración de 10% con suelo y tendrá los mismos efectos que utilizar MB a una concentración de 30% con suelo. Es importante señalar que a pesar de que el MB cuenta con alta cantidad de M.O., no se observó defoliación o crecimiento lento de la planta, como lo reportan Wu *et al.* (2000), mostrando un crecimiento mayor al obtenido en el suelo.

Por el contrario, se refuerza lo reportado por Zucconi & Bertoldi, (1981), quienes aseguran que una vez que la raíz de la planta entra en contacto con la M.O. y no ocurre un efecto tóxico

inmediato, la planta se sobrepone y tiene la capacidad de crecer en suelos ricos en M.O. En el caso del MB, es posible que la generación de metabolitos fitotóxicos sea menor que en la M.O fresca, por lo cual, el contenido de M.O. en el MB no representa una amenaza para la planta.

Adicionalmente, se observó la presencia de algunos hongos en los sustratos con MB al 10% y al 30%, que crecieron sobre los residuos lignocelulósicos que conformaban el MB. Los hongos encontrados son basidiomicetos del género *Coprinus* como lo muestran la Figura 15.

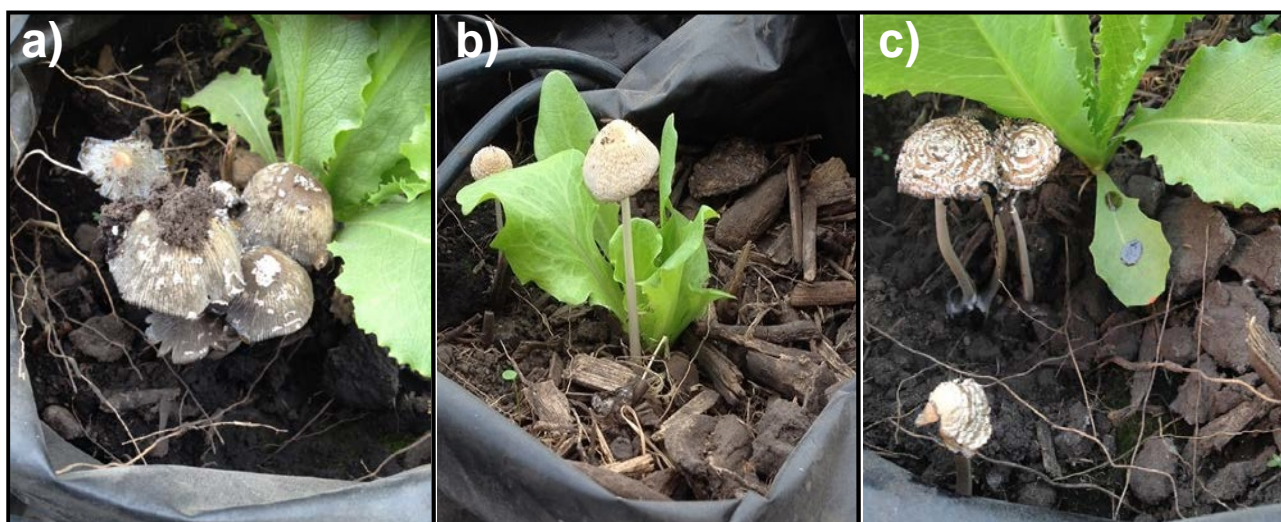


Figura 15. Hongos encontrados en los tratamientos con MB. a) Hongo encontrado en una repetición del tratamiento biosecado 30%. (B30-2) (Semana 5 después del trasplante). b) Hongo encontrado en una repetición del tratamiento biosecado 10%. (B10-4) (Semana 4 después del trasplante). c) Hongo encontrado en una repetición del tratamiento biosecado 10%. (B10-9) (Semana 4 después del trasplante).

Hoitink *et al.*, (1976) afirma que durante la fase termofílica, se lleva a cabo la eliminación de hongos tales como *Phytophthora cinnamoni*, *Pythium irregulare*, *Rhizoctonia solani* y *Botrytis cinérea* en el compostaje de corteza de árboles cuando el proceso alcanza los 60°C. Ylimaki *et al.*, (1983) y Wijnen *et al.*, (1989) demostraron la inactivación de *Botrytis cinérea* y *Botrytis alli*, respectivamente, cuando el proceso alcanza temperaturas entre 70°C y 73°C. En el presente proyecto, tanto el proceso de compostaje como el de biosecado llegaron a una temperatura máxima de 72°C y 73°C respectivamente, lo cual sugiere la eliminación de los fitopatógenos mencionados anteriormente.

7.5. Efecto del MB en el crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa* L. var. *buttercrunch*) y su relación con los ensayos toxicológicos del MB en la germinación.

Con base en lo que se ha mencionado a lo largo del escrito, el MB puede ser utilizado como un mejorador de suelos, ya que las lechugas crecidas en los sustratos conteniendo este material, presentan mejores características a las desarrolladas en el tratamiento con suelo (SUE) e incluso en el tratamiento con fertilizante (SN). Adicionalmente, Temis-García (2016) realizó ensayos en los que evaluó la toxicidad de extractos acuosos de los sustratos (CO y MB) en la germinación de semillas de lechuga, con cuyos resultados podemos comparar los derivados del presente estudio. Es importante señalar que tanto los sustratos como las semillas de lechuga utilizados en ambos estudios fueron de los mismos lotes.

En el estudio realizado por Temis-García (2016) se encontró que, con base en la CI_{50} (concentración a la que se inhibe la germinación del 50% de las semillas empleadas en el bioensayo), el MB resultó incluso menos tóxico que la CO, pues la CI_{50} de la CO fue de 73 g/L, mientras que la CI_{50} para el MB fue de 286.7 g/L. Es decir, las semillas soportan mayor concentración de extracto de material biosecado que de composta en la germinación. Esto puede ser explicado por la alta concentración de nutrientes que presenta la CO, pues de acuerdo a lo encontrado en el presente trabajo hay una diferencia estadísticamente significativa en la concentración de nutrientes de la CO y del MB, siendo más alta en la CO (Tabla 11).

Los resultados de ambos estudios son relevantes pues los obtenidos en el bioensayo de toxicidad en la germinación sirven para establecer el nivel de toxicidad del MB comparativamente con el de la CO y determinar que, si la utilización de la CO como mejorador de suelo y enmienda orgánica, ha sido una práctica usual en México, lo será también la aplicación de MB con los mismos fines, dada su menor toxicidad. En otras palabras, el hecho de que la CO sea más tóxica que el MB para la germinación, habla de la seguridad del uso del MB como posible mejorador de suelos.

Por otro lado, al calcular los índices de germinación normalizada (IGN) y los índices de elongación radicular normalizada (IER) a partir de los porcentajes de germinación (%G) y de elongación radicular respectivamente (%ER), permite compararlos con la escala propuesta por Bagur-González *et al.*, (2011). Temis-García (2016) encontró que a concentraciones bajas (50 g/L y 170g/L) de CO, se presentan características horméticas en la radícula. Esto es, en lugar de un efecto tóxico, se presenta un efecto benéfico en el crecimiento radicular. En el Gráfico 16 se muestra el %ER de ambos sustratos.

Al aplicar el extracto del MB a las semillas, no se observaron efectos horméticos ni en la germinación ni en el crecimiento radicular (Gráfico 16 y 17). Sin embargo, al comparar el %IG establecido por la NADF-020-AMBT-2011 para clasificar a las compostas (Tipo A, B y C), se muestra como el MB tanto a concentraciones de 50 g/L como de 170 g/L, está dentro del rango propuesto por la norma para compostas Tipo C (Gráfico 17). Del mismo modo, de acuerdo al %IG a 50 g/L de CO se encuentra dentro de la clasificación para compostas (Tipo A), mostrando un índice de germinación del 85%. Sin embargo, al aumentar la concentración a 170 g/L, el %IG de la CO sale del rango establecido por la norma para cualquier tipo de compostas.

A concentraciones altas (500mg/L) del extracto de CO, la magnitud del índice de elongación radicular (IER) corresponde a una toxicidad muy alta (mostrando 0% de germinación y crecimiento radicular) mientras que el extracto de MB a todas las concentraciones empleadas, incluso a concentraciones de 500 mg/L sigue teniendo una toxicidad moderada de acuerdo a la escala de Bagur-Gonzalez *et al.*, (2011).

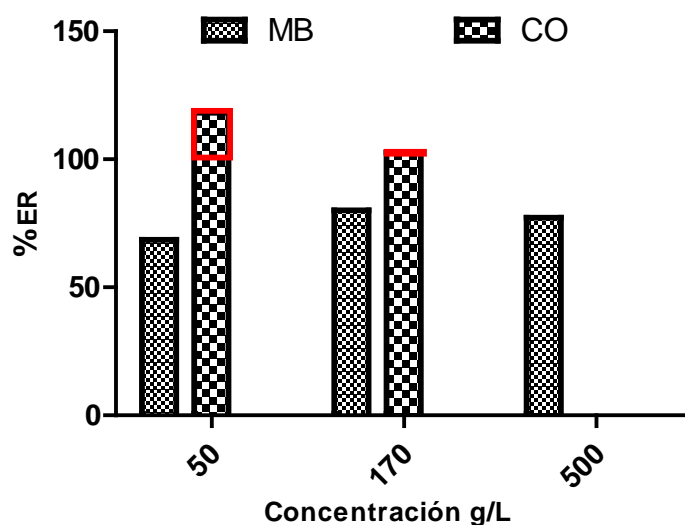


Gráfico 16. Porcentaje de elongación radicular (%ER) en el extracto de MB y CO. Los cuadros rojos muestran hormesis (fenómeno donde a bajas concentraciones, las semillas tienen un efecto benéfico), ya que el 100% de la elongación radicular corresponde al testigo (crecidas en agua destilada).

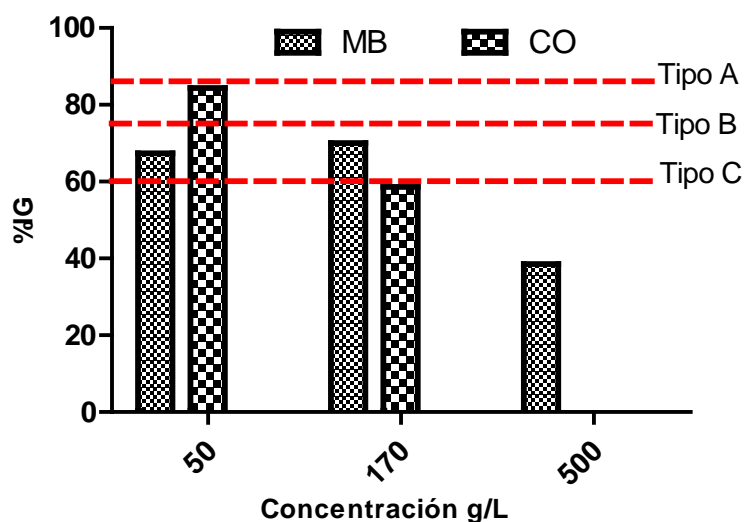


Gráfico 17. Índice de germinación (%IG) en el extracto de MB y CO.

Con base en los resultados obtenidos en el MB, se observa que una vez que la semilla ha logrado la germinación, la planta parece adaptarse al medio en el que crece y su crecimiento depende más de otros factores como el pH, humedad y contenido de nutrientes en el sustrato en el que se desarrolla.

Así, la adición de MB al suelo parece actuar positivamente mejorando sus características y haciéndolas favorables para el crecimiento de las plantas de lechuga. Además, de acuerdo a la NADF-020-AMBT-2011, el MB podría ser considerado como “Composta tipo C” mostrando que puede ser utilizado en paisaje, áreas verdes, urbanas y reforestación, sin embargo, con base en los resultados del presente trabajo, se propone el uso del MB en jardines y macetas, debido a que presentó un efecto mejorador de suelos adicionalmente a su aprovechamiento energético ya mencionado anteriormente.

8. CONCLUSIONES

Como conclusiones en los procesos se tienen:

1. El proceso de biosecado se llevó a cabo en casi la mitad del tiempo que el proceso de compostaje. Ambos son procesos que cuentan con una fase termofílica la cual ayuda a la eliminación de patógenos.
2. La degradación de la M.O. en el MB fue significativamente menor que en la CO ya que hubo diferencia en la concentración de %N, NH_3^- , NH_4^+ , mismos que aportan beneficios en el crecimiento de lechugas; sin embargo, en la germinación, la CO (a concentración de 73 g/L), resulta ser tóxica debido a la mayor cantidad de nutrientes biodisponibles que tiene en comparación con el MB.
3. La CO resultante del proceso es una "Composta tipo A" (sustrato recomendado en viveros y sustituto de tierra para maceta) según la NADF-020-AMBT-2011, debido a que está dentro de los parámetros de %IG, CE, % M.O. y C/N. El MB también fue clasificado para fines de comparación, mostrando que puede ser utilizado en paisaje, áreas verdes, urbanas y reforestación (Composta tipo C), ya que está dentro de los parámetros de %IG, CE, C/N, pH sin embargo no cumple con el %M.O sugerido por la norma.

Como conclusiones en el crecimiento de las plantas, se tienen:

4. El tratamiento SN influye de manera similar que el control negativo (SUE) en cuanto al largo y número de hojas, peso seco, %C y %P. Esto demuestra que todos los tratamientos con MB (B-10, B-20 y B-30) muestran un efecto positivo como mejorador de las características del suelo.
5. Los tratamientos con B-10 y B-30 aportan los mismos beneficios que el control positivo (CO-30) en cuanto al # de hojas, y muestran el mismo contenido de nutrientes (%C, %P y %N) y clorofilas (a, b y total).
6. No se encontraron diferencias significativas en el ancho y largo de las hojas, peso seco, concentración de nutrientes en las hojas (%C, %N y %P) y concentración de clorofilas (a, b y total), pero sí en el número de hojas de los tratamientos B-10 y B-30 con respecto al tratamiento B-20. Por lo tanto es posible utilizar el MB a una proporción de 10% o 30% y se obtendrán los mismos resultados.

En resumen, en el presente proyecto no se observaron signos de toxicidad en las plantas de lechuga crecidas en los tratamientos con MB (B-10, B-20 y B-30), de hecho, se observaron características similares a un sustrato ampliamente utilizado como enmienda orgánica (CO), favoreciendo las características del suelo. Eso permite aceptar la hipótesis planteada en el proyecto, asegurando que el MB no representa un problema al aplicarlo al suelo, a pesar de que tiene una elevada cantidad de M.O.

9. RECOMENDACIONES

9.1. Recomendaciones para los procesos

1. En las pilas de biosecado y compostaje, al estar monitoreando con los termopares conectados al Opto 22, con la finalidad no tener variación en la colocación de estos después de haber realizado un volteo, se sugiere mandar a hacer una especie de molde ajustable (con tubos y malla). Del mismo modo este molde será de mucha ayuda en el momento de la formación de la pila, tanto al principio del proceso, como en el momento de realizar el volteo, así se asegura una geometría proporcional y no piramidal. Como se mencionó, la geometría de la pila puede influir en la eficiencia del proceso de biosecado, ya que el aumento de temperatura está directamente relacionado con la reducción de humedad de las pilas.
2. Durante el monitoreo de la humedad del sólido, se recomienda el uso de una termobalanza para obtener una menor cantidad de muestra, de la misma forma, el uso de una bayoneta o muestreador en tubo que permita realizar el muestreo desde la parte superior de la pila y no de los lados con mayor superficie, ya que al estar muestreando con la mano, favorece la deformación de la pila y se dificulta tapar los orificios que quedan después del muestreo.
3. Para que el MB tenga menor tamaño de partícula, se recomienda cortar las cáscaras de naranja en 4 partes (o triturarlas), ya que, como se mencionó anteriormente, el secado a altas temperaturas genera el endurecimiento de la cascara de naranja, esto dificulta la homogeneidad de la muestra tomada tanto para el monitoreo de humedad, como para los análisis fisicoquímicos.

9.2. Recomendaciones para el monitoreo y crecimiento de plantas de lechuga.

1. Que el cobertizo no esté cerca del túnel tipo invernadero, ya que eso genera que la temperatura del cobertizo aumente, recordemos que la lechuga soporta como máximo una temperatura de 30°C, las altas temperaturas favorecen la generación de semillas y no el crecimiento de las lechugas.
2. Para poder establecer un balance en los nutrientes asimilados por las plantas, lavados durante el riego y acumulados en el sustrato, se recomienda separar el lixiviado generado en cada tratamiento y analizar nutrientes para evaluar su posible uso como té de

composta u otro fertilizante. Así mismo, también se recomienda realizar un monitoreo del pH y CE con un medidor portátil que permita registrar los valores sin necesidad de una toma de muestra a los sustratos para evitar reducir la cantidad de los mismos. La medición se recomienda en cada tratamiento de MB y SN para determinar los cambios de pH y CE.

3. Controlar la ubicación de las proporciones de CO y MB en la maceta. La cantidad de suelo es mayor que la cantidad de sustrato que se utilizó en los tratamientos (10%, 20% y 30%), como éste no forma agregados, se dispersa fácilmente, entonces al intentar mezclar las proporciones del MB y CO, el suelo siempre quedaba hasta abajo. La ubicación del MB puede influir negativamente, ya que éste, al entrar en contacto con el agua, los microorganismos comienzan a degradar la M.O., lo que ocasiona un aumento en la proporción C/N, esto genera una competencia entre los microorganismos y la planta por el nitrógeno biodisponible; y una distribución uniforme del sustrato, mejora las características físicas del suelo.
4. Obtener un muestreo de los microorganismos adheridos alrededor del MB cuando éste se encuentra húmedo, con base en eso determinar si los microorganismos encontrados son fitotóxicos.

10. REFERENCIAS

- Adani, F., Baido D., Calcaterra, E. y Genevini, P. L. (2002). The influence of biomass temperature on biostabilization-biodrying of municipal solid waste. *Bioresourse Technology* 83 pp.173–179.
- Bagur-Gonzalez, M., Estepa-Molina, C., Martín-Peinado, F. & Morales-Ruano, S. (2011). Toxicity assesment using *Lactuca sativa* L. bioassay of the metal(loid)s As, Cu, Mn, Zn and Pb in soluble-in-water-saturated soil extracts from an abandoned mining site. *J. Soil. Sediment.* 11, 281-289 pp.
- Barbazán, M. (1998). Análisis de plantas y síntomas visuales de deficiencia de nutrientes. Facultad de Agronomía. Universidad de la República, Montevideo Uruguay. 27 pp.
- Benavides, A (1998) El azufre en las plantas. Departamento de Horticultura, Saltillo México 7 pp.
- Beuchat L. (2006). Vectors and conditions for preharvest contamination of fruits and vegetables with pathogens capable of causing enteric diseases. *British Food Journal.* 138, 38-53 pp.
- Bilgin, M & Tulun S. (2015) Biodrying for municipal solid waste: volume and weight reduction. *Environmental Technology.* 36. pp 1691-1697.
- Brotons, J. M., Manera, J., Conesa, A., & Porras, I. (2013). A fuzzy approach to the loss of green color in lemon (*Citrus lemon* L. Burns. f.) rind during ripening. *Computers and Electronics in Agriculture*, 222-232 pp.
- Burns, J., Fraser, P., & Bramley, P. M. (2003). Identification and quantification of carotenoids, tocophenols and chlorophylls in commonly consumed fruits and vegetable. *Science Direct*, 939-947 pp.
- Cambrón, V., España, M., Sanchez, N., Saenz-Romero, C., Vargas –Hernández, J. & Herrerías-Diego, Y. (2011). *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente.* 17(2), 253-260 pp.
- Campbell, N.A., Mitchell, L.G. & Reece, J.B. (2001). *Biología conceptos y relaciones.* Pearson Educación, México, 896pp.
- Casas, A. & Casas, E. (1999). Análisis de suelo-agua-planta y su aplicación en la nutrición de cultivos hortícolas en la zona peninsular Edit. Caja rural de Almería. 2da Edición. 249 pp.
- Celis, J., Sandoval, M., Zagal, E. & 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. *R.C.Suelo Nutr. Veg.* 3 pp.13-25
- Colomer, F., Herrera, L., Gallardo, A., Bovea, M. & Robles, F. (2011). El biosecado como proceso biológico para minimizar la humedad de residuos de jardinería. XV Congreso Internacional de Ingeniería de Proyectos.

Da Silva, J., das Graças, M., Saavedra, J., Fumi, F. & Kluge, R. (2007). Métodos de determinação de clorofila em alface e cebolinha minimamente processadas. *Rev. Iber. Tecnología Postcosecha* Vol 8(2) 53-59 pp.

Díaz-Megchún, J. (2014). Análisis del proceso térmico durante el biosecado de residuos sólidos orgánicos. Tesis de maestría. Unidad Profesional Interdisciplinaria de Biotecnología-IPN. México.

Femenia, A. (2007). High-value co-products from plant foods: cosmetics and pharmaceuticals. En: *Handbook of waste management and co-product recovery in food processing*. Cambridge (England): Woodhead Publishing, 1, 470- 501 pp.

Femenia, A., Bestard, M.J., San Juan, N., Rosello, C. & Mulet, A. (2000). Effect of rehydration temperature on the cell wall components of broccoli (*Brassica oleracea* L. *italica*) plant tissues. *Journal of Food Engineering*, 46(3), 157–163 pp.

Fernández, L., Rojas, N., Roldán, T., Ramírez, M., Zegarra, H., Hernández, R., Reyes, R., Hernández, D. & Arce, J. (2006) Manual de técnicas de análisis de suelos aplicadas a la remediación de sitios contaminados. Instituto Mexicano del Petróleo, Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales, Instituto Nacional de Ecología. México, D.F.180pp.

Food and Agriculture Organization. (2015). <http://www.fao.org/soils-portal/en/> (cons. Enero, 2015)

Garau, M, Simal, S., Roselló, C. & Femenia, A. (2007). Effect of air-drying temperature on physico-chemical properties of dietary fiber and antioxidant capacity of orange (*Citrus aurantium* v. *Canoneta*) by-products. *Food Chemistry*, 104(3). 1014–1024 pp.

Haq, T., Ali, T. A. & Begum, R. (2014) Seed germination bioassay using maize seeds for phytotoxicity evaluation of different composted materials. *Pakistan Journal of Botany*. 46, 539-549 pp

Harrison, J. & Lowe, R. (1987). Wind dispersal in conidia of *Botrytis* spp. Pathogenic to *Vicia faba*. *Plant Pathology*. 36, 967 pp.

He, P., Tang, J., Zhang, D., Zeng, Y. & Shao, L. (2010). Release of volatile organic compounds during bio-drying of municipal solid waste. *Journal of environmental sciences*. 22, 752-759.

Hernández-Gil, R. <http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/ecofisiologia/> (pub. Abril 2005, cons. Diciembre 2014)

Herrera, L., Colomer, F.J., Robles, F., Gallardo, A. & Alberola, C. (2011) Secado de residuos de jardinería en reactor mediante procesos biológicos.

Hoitink, H.A., Herr, L.J. & Schmitthenner, A.F. (1976). Survival of some plant-pathogens during composting of hardwood tree bark. *Phytopathology*, 66. 1369-1372 pp.

Iglesias-Jiménez, E. (2001). Nitrogen availability from mature urban compost determined by the ¹⁵N isotope dilution method. *Biol. Fertil. Soils*, 33, 409-412 pp.

Iglesias-Jiménez, E. & Álvarez C.E. (1993). Apparent availability of nitrogen in composted municipal refuse. *Biol. Fertil. Soils*, 16, 313-318 pp.

Iglesias-Jiménez E., Barral-Sailva M. & Marhuenda-Egea F. (2008). Indicadores de la estabilidad y madurez del compost. In: Moreno-Casco and Moral-Herrero, 2008. *Compostaje*. Ediciones. Mundi-Prensa. Madrid.

Israelsen, O. & Hansen, V. (1979) *Principios y Aplicaciones del Riego*. Editorial Reverté. España. 354 pp.

Jordán, A. (2005) *Manual de Edafología*. Departamento de Cristalografía, Mineralogía y Química Agrícola de la Universidad de Sevilla. Sevilla España, 143pp.

Kabata-Pendias, A. (2011). *Trace elements in soils and plants*. CRC Press. 4th Edition. United States of America. 532 pp.

Kass C.L. (1998) *Fertilidad en suelos*. Euned, Colombia, 272 pp.

Krokida, M.K. & Maroulis, Z.B (2001). Structural properties of dehydrated products during rehydration, *International Journal of Food Science and Technology*, 36 (5), 529-538 pp.

Liang, C., Das, K.C. & McClendon, R.W. (2003). The influence of temperature and moisture contents regimes on the aerobic microbial activity of biosolids composting blend. *Bioresource Technology*. 86, 131-137 pp.

Lichtenthaler, H.K. (1987) Chlorophyll and carotenoids: Pigments of Photosynthetic biomembranes. *Methods Enzymol.* 148 350-382 pp.

Madigan, T., Martinko, J. & Parker, J. (2004) *Brock: Biología de los Microorganismos*. Pearson Educación, S.A., Madrid, 1090 pp.

Malavolta, E. & Vitti G.C. (1997) *Avaliação do estado nutricional das plantas: princípios e aplicações*. POTAFOS, 2da Edición, Brasil. 319pp.

McKean, S.J. (1993) *Manual de Análisis de Suelos y Tejido vegetal*. Centro Internacional de Agricultura Tropical. 103 pp.

Mengel, K. & Kirkby, E.A. (1987) *Principles of Plant nutrition*. 4th Edition. International Potash Institute, IPI, Bern, Switzerland. 685 pp.

Montemurro, F., Ciaccia, C., Leogrande, R., Ceglie, F. & Diacono, M. (2015). Suitability of different organic amendments from agro-industrial wastes in organic lettuce crops. *Nutr. Cycl Agroecosyst*, 102, 243-252 pp.

Navarro, S. & Navarro, G. (2003). *Química Agrícola: El suelo y los elementos esenciales para la vida*. Mundi-Prensa, España, 487pp.

Nguyen, P., Kuruparan, P. & Visvanathan, C. (2007). Anaerobic digestion of municipal solid waste as a treatment prior to landfill. *Bioresource Technology*. 98, 380-387 pp.

Nicot, P., Mermier, M., Vaissiere B. & Lagier, J., (1996). Differential spore production by *Botrytis cinerea* on agar medium and plant tissue under near-ultraviolet light-absorbing polyethylenefilm. *Plant Disease*, 80, 555 pp.

Norma Ambiental para el Distrito Federal NADF-020-AMBT-2011. Requerimientos mínimos para la producción de composta a partir de la fracción orgánica de los residuos sólidos urbanos, agrícolas, pecuarios y forestales, así como las especificaciones mínimas de calidad de la composta producida y/o distribuida en el Distrito Federal.

Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000 Especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis (Diario Oficial de la Federación 23 de abril del 2003).

Norma Mexicana NMX-AA-079-SCFI-2001 Análisis de aguas- Determinación de nitratos en aguas naturales, potable, residuales y residuales tratadas

Norma Oficial Mexicana NOM-161-SEMARNAT-2011 que establece los criterios para clasificar a los Residuos de Manejo Especial y determinar cuáles están sujetos a Plan de Manejo; el listado de los mismos, el procedimiento para La inclusión o exclusión a dicho listado; así como los elementos y procedimientos para la formulación de los planes de manejo.

Norma Mexicana NMX-AA-91-1987 Calidad del Suelo-Terminología

Pérez, F. & Pita, J.M. (2000). Viabilidad, vigor, longevidad y conservación de semillas. *Hojas Divulgadoras*. 2112, 16 pp.

Reyes, I. (1996). Fundamentos teórico-prácticos de temas selectos de la ciencia del suelo. Parte I. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. 257 pp.

Robles-Martínez, F., Gerardo-Nieto O., Piña-Guzmán A.B., Montiel-Frausto, L., Colomer-Mendoza, J. F. & Orozco-Álvarez C. (2013). Obtención de un combustible alternativo a partir de biosecado de residuos hortofrutícolas. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*. 29, 79-88.

Román, P., Martínez, M. & Pantoja, A. (2013). Manual del compostaje del agricultor. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). Santiago de Chile. 108 pp.

Sánchez-Monedero, M. A., Roig, A., Paredes, C. & Bernal M.P. (2001). Nitrogen transformation during organic waste composting by the Rutgers system and its effects on pH, CE and maturity of the composting mixtures. *Biores. Technol.*, 78, 301-308 pp.

Schmidt, J.P. (1997). Understanding phytotoxicity thresholds for trace elements in land-applied sewage sludge. *Journal of Environmental Quality* 26 pp. 4-10.

Schwanse, E. (2014). La basura: un reto y una oportunidad para la Zona Metropolitana de la Ciudad de México. *Interdisciplina*. 2, 219-231.

Secretaría de Medio Ambiente del gobierno del Distrito Federal (2013). <http://www.sedema.df.gob.mx/sedema/index.php/temas-ambientales/programas-generales/residuos-solidos> (Pub.2013; consultado en Diciembre de 2014)

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2012). http://app1.semarnat.gob.mx/dgeia/informe_12/pdf/Cap7_residuos.pdf (Pub.2012; cons. Dic. 2014)

Sobrero, M. & Ronco, A. (2004). Ensayos toxicológicos y métodos de evaluación de calidad de aguas. In: *Ensayo de Toxicidad aguda con semillas de lechuga Lactuca sativa L.* Editorial G.Castillo 202 pp

Shaxon, F., & Barber, R. (2005). Optimización de la humedad del suelo para la producción vegetal. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). *Boletín de suelos de la FAO*, 79, 110 pp.

Silva, A., Ponce de León, J., García, F. & Durán, A. (1988). "Aspectos Metodológicos en la determinación de la capacidad de retener agua en los suelos del Uruguay". Facultad de Agronomía *Boletín de Investigación* N° 10, Montevideo, Uruguay.

Soto, J.L. & Valiengo S. (2011). Prueba de la conductividad eléctrica en la evaluación fisiológica de la calidad de semillas de *Zeyheria tuberculosa*. *Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal*.32, 197-202 pp.

Stevenson, J. (1994) *Humus Chemistry: Genesis, Composition, Reactions*. John Wiley & Sons, Canadá, 496 pp.

Sugni, M., Calcaterra, E. & Adani, F. (2005). Biostabilization-biodrying of municipal solid waste by inverting airflow. *Bioresource Technology*. 96, 1331-1337pp.

Taiz, L. & Zeiger, E. (2007) *Fisiología Vegetal*. Universitat Jaume. I., España, 1338 pp.

Temis-García, Y.J. (2016). Ensayos de toxicidad aguda del material biosecado, composta y materia orgánica fresca en semillas de *Lactuca sativa L.* Unidad Profesional Interdisciplinaria de Biotecnología, Instituto Politécnico Nacional.

Topp G. C. 1993. Soil water content. In: *soil sampling and methods of analysis*. Martin R. Carter. Canadian Society of Soil Science. Lewis Publishers, Canada, 541-557 pp.

Vallejo, F.A. & Estrada, E.I. (2004). Producción de hortalizas de clima cálido. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias. 143 pp.

Varela, S. & Arana, V. (2011) Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos. *Sistemas forestales Integrados*.3, 3-10 pp.

Varnero, M.T., Rojas, C. & Orellana, R. (2007). Indices de fitotoxicidad en residuos orgánicos durante el compostaje. R.C. Suelo Nutr. Veg. 7, 28-37 pp.

Vela, G., López, B. & Rodríguez, M. Niveles de carbono orgánico total en el Suelo de Conservación del Distrito Federal, centro de México. (2012). Investigaciones Geográficas. 77, 18-30 pp.

Velis, C.A., Longhurst, P.J., Drew, G.H. & R. Smith, S.J.T. (2009) Biodrying for mechanical-biological treatment of wastes: a review of process science and engineering. Bioresource Technology 100, 2747-2761.

Villegas, M. & Huiliñir, C. (2014), Biodrying of sewage sludge: Kinetics of volatile solids degradation under different initial moisture contents and air-flow rates. Bioresource Technology. 174, 33-44 pp.

Vitoria, H. & Méndez, J.R. (2007). Relación de la calidad fisiológica de semillas de maíz con pH y conductividad eléctrica. Facultad de Ciencias Agrarias- UNCuyo. 2, 91-102 pp.

Wijnen, A.P., Volker, D. & Bollen, G.J., (1983). De lotgevallen van pathogene schimmels in een composthoop. Gewasbescherming 14, 5.

Wu, L., Ma, L. Q. & Martinez, G. A. (2000) Comparison of Methods for Evaluating Stability and Maturity of Biosolids Compost. Journal of environmental Quality. 29, 424-429 pp.

Yang, B., Zhang, L. & Jahng, D. (2014) Importance of Initial Moisture Content and Bulking Agent for Biodrying Sewage Sludge. Drying Thecnology. 32, 135-144

Ylimaki, A., Toivainen, A., Kallio, H., & Tikanmaki, E., (1983). Survival of some plants pathogens during industrial-scale composting of waste from food processing plant. Ann. Agric. Fenn., 22. 77-85 pp.

Zhang, D., He, P., Shao, L., Jin, T. & Han, J. (2008) Biodrying of municipal solid waste with high water content by combined hydrolytic-aerobic technology. Journal of environmental sciences. 20, 1534-1540.

Zucconi, F. & Bertoldi M. (1981) Evaluating toxicity of Immadure Compost. Biocycle. 22 , 54-57pp.

Zucconi, F., Monaco, A., Forte, M. & Bertoldi M. (1985) Phytotoxins during the stabilization of organic matter. Composting of agricultural and other wastes. Elsevier Applied Science Publishers, London, 73-80 pp.

11. ANEXOS

1. Ficha técnica de la agrolita
2. Composición nutrimental de la solución para hortalizas



Caracterización Física y Química de Agrolita®.

Para la caracterización de las propiedades físicas y químicas de Agrolita® se realizaron diferentes estudios en el laboratorio de la planta de Dicalite de México S.A. de C.V. Producto producido bajo la NMX-C-259-1986, NMX-C-260-1986 y NMX-C-261-1986.

Distribución granulométrica:		Propiedades Físicas:	
Tamaño de partícula	Agrolita®	Propiedad	Agrolita®
< 4.6 mm	0.5%	Densidad real (g/cm ³)	0.35
3.6 - 4.6 mm	1.3%	Densidad aparente (g/cm ³)	0.12 - 0.23
2.3 - 3.6 mm	9%	Espacio poroso (% vol)	34 - 65 %
1.5 - 2.3 mm	81%	Propiedades Químicas:	
>1.5 mm	8.5%	ph	6.5 - 7.5

Características particulares:	
Característica	Descripción
Durabilidad	3 - 5 años
Presentación	Saco de papel multicapas 100 Lt
Rendimiento por charola de germinación	40 - 50 charolas
Estado físico-químico	Estéril e inerte

Composición química:		
Elemento	Oxido	Porcentaje
Silice	SiO ₂	75.30 %
Aluminio	Al ₂ O ₃	13.92 %
Hierro	Fe ₂ O ₃	0.51 %
Sodio	Na ₂ O	4.98 %
Potasio	K ₂ O	4.58 %
Calcio	CaO	0.62 %
Otros		0.09 %

Ficha de Seguridad de Agrolita®	
Nombre genérico	Perlita expandida
Color y olor	Bianco e inodoro
Forma	Granular
Origen del material	Mineral
Daños por fuego o explosión natural	Ninguno
Combustibilidad	Incombustible
Contacto con los ojos	Lavarse con abundante agua
Contacto con la piel	Sin riesgo
Absorción de la piel	Sin riesgo
Ingestión	Sin riesgo
Riesgo de segregación en almacén	Ninguno
Toxicidad	No tóxico

Nota:

La información descrita en el presente se proporciona libre de cargo y se basa en análisis edafológicos, así como en bibliografía relacionada con el tema. Esta información esta destinada como una recomendación en el uso agrícola del producto, eximiendo responsabilidad sobre el uso final que se le de al producto.

Los materiales que se utilizan son de origen natural (minerales o vegetales), por lo cual son biodegradables y aptos para cultivos orgánicos.

“Lea la etiqueta antes de usar el producto”

PRECAUCIONES Y ADVERTENCIAS DE USO:

Este producto debe ser usado conforme a las instrucciones de la etiqueta. Evite inhalar los vapores de la mezcla, puede causar irritación en la nariz, garganta y piel.

Ten presente que el contacto de cualquier solución nutritiva con cualquier metal o sustancia puede alterar la composición de la solución nutritiva y por ende, afectar a tus plantas, por lo que es importante utilizar siempre herramientas y contenedores de plásticos.

La solución nutritiva una vez disuelta en agua, debe de estar protegida del sol y no debe de permanecer embasada por un periodo mayor a 3 meses, ya que perderá su capacidad nutritiva.

Evita intercambiar la solución nutritiva con plantas que ya estén utilizando otra solución nutritiva, ya que no todas las plantas toleran este cambio.

La “Solución Nutritiva Hydro Environment” es de origen orgánico; sin embargo se debe de evitar su ingestión.

PRIMEROS AUXILIOS.

En caso de causar irritación en la piel, lave con agua y jabón durante 5 minutos. Si se produce contacto con los ojos, enjuague con abundante agua corriente al menos 15 minutos. En caso de ingestión provoque el vómito. En caso de intoxicación lleve al paciente con el médico y muestre el producto.



“Por que todo cultivo es fácil”.

Polvo para preparar Solución Nutritiva (Fertilizante) para Hortalizas

Garantía de composición.

•Nitrógeno total (N)	10.00%
•Fósforo asimilable (P ₂ O ₅).....	8.00%
•Potasio asimilable (K ₂ O).....	18.00%
•Azufre (S).....	2.50%
•Magnesio (Mg).....	1.80%
•Calcio (Ca)	5.90%
•Hierro (Fe)	0.10%
•Boro (B)	0.002%
•Zinc (Zn).....	0.010%
•Cobre (Cu)	0.0002%
•Manganeso (Mn).....	0.002%

Producto hecho en México.
Contenido neto 1.5 kg.

Lote:
SH0213

Fecha de envasado:
07-10-15

Caducidad:
Dos años después de su envasado.

MODO DE EMPLEO:

1. Abre con unas tijeras la parte superior de la bolsa que contiene la composición Nutritiva Hydro Environment.
2. Retira el vasito incluido dentro de la bolsa y llénalo hasta la marca con el contenido de la bolsa.
3. Vacía el contenido del vasito en un recipiente de plástico que contenga 20 litros de agua.
4. Después agita el agua con un utensilio de madera o plástico por unos 30 segundos o hasta que este disuelto.
5. Introduce el vasito en la bolsa. Dobra la bolsa y sella con cinta adhesiva. Mantén tu bolsa en un lugar fresco y seco para evitar que se humedezca y pierda su capacidad nutritiva.

ALMACENAMIENTO:

Para alargar la vida del producto, este debe de permanecer dentro de su empaque original y mantenerse cerrado.

RECOMENDACIONES DE CULTIVO:

Especies enfocadas a la producción de Forraje Verde Hidropónico.

Este producto es para uso agrícola.

¿Necesitas ayuda con tu cultivo hidropónico?

Envíanos un e-mail a:

atencion.hydro@gmail.com

Síguenos en nuestras redes sociales

@Hydroenv

Hydro Environment

hydroenv.com.mx

Comercializadora Hydro Environment S.A. de C.V.
Av. Toltecas 41. Col. San Javier. Tlalnepantla, Estado de México. C.P. 54030
LADA sin costo: 01800 00 49376
D.F. y Área Metropolitana: 5565-1153 / 5384-1931 / 5390-0874