



UNIVERSIDAD JUÁREZ AUTÓNOMA DE TABASCO
División Académica de Ciencias Biológicas



“VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS”

Trabajo recepcional, en la modalidad de:

Tesis

Para obtener el título en:

Licenciatura en Ingeniería Ambiental

Presenta:

Mariana Balcázar López

Directores:

Dra. Verónica Isidra Domínguez Rodríguez
Dr. Randy Adams Schroeder

Villahermosa, Tabasco, México

Marzo, 2019

Vida Útil De Biomezcla Con Raquis De Plátano En Camas Biológicas

Por Mariana Balcazar Lopez

CANTIDAD DE PALABRAS 19817

HORA DE ENTREGA

01-JUL-2025 01:16P. M.

NÚMERO DE IDENTIFICACIÓN DEL TRABAJO

117018271

Vida Útil De Biomezcla Con Raquis De Plátano En Camas Biológicas

INFORME DE ORIGINALIDAD

7%

ÍNDICE DE SIMILITUD

FUENTES PRIMARIAS

| | | |
|---|--|--------------------|
| 1 | www.scribd.com Internet | 118 palabras — 1% |
| 2 | www.coursehero.com Internet | 111 palabras — 1% |
| 3 | www.cd25a.uc.pt Internet | 95 palabras — 1% |
| 4 | www.fao.org Internet | 79 palabras — < 1% |
| 5 | hdl.handle.net Internet | 72 palabras — < 1% |
| 6 | medicatedweeks.ddns.us Internet | 72 palabras — < 1% |
| 7 | repositorio.unal.edu.co Internet | 58 palabras — < 1% |
| 8 | paperity.org Internet | 56 palabras — < 1% |
| 9 | colposdigital.colpos.mx:8080 Internet | 52 palabras — < 1% |

| | | |
|----|--|--------------------|
| 10 | digital.csic.es Internet | 44 palabras — < 1% |
| 11 | repositorio.unsm.edu.pe Internet | 38 palabras — < 1% |
| 12 | www.pic.int Internet | 38 palabras — < 1% |
| 13 | bibliotecavirtual.unl.edu.ar:8080 Internet | 34 palabras — < 1% |
| 14 | repositorio.upse.edu.ec Internet | 30 palabras — < 1% |
| 15 | biblioteca.itson.mx Internet | 29 palabras — < 1% |
| 16 | repositorio.chapingo.edu.mx Internet | 24 palabras — < 1% |
| 17 | repository.uaeh.edu.mx Internet | 24 palabras — < 1% |
| 18 | www.stps.gob.mx Internet | 23 palabras — < 1% |
| 19 | repositorio.unimagdalena.edu.co Internet | 20 palabras — < 1% |
| 20 | www.scielo.org.mx Internet | 20 palabras — < 1% |
| 21 | colombia.justia.com Internet | 19 palabras — < 1% |

docplayer.es

22 Internet 19 palabras — < 1%

23 prezi.com
Internet 18 palabras — < 1%

24 www.informea.org
Internet 18 palabras — < 1%

EXCLUIR CITAS

ACTIVADO

EXCLUIR FUENTES

DESACTIVADO

EXCLUIR BIBLIOGRAFÍA

ACTIVADO

EXCLUIR COINCIDENCIAS < 18 PALABRAS

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



**DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
DIRECCION**

MARZO 11 DE 2019

**C. MARIANA BALCÁZAR LÓPEZ
PAS. DE LA LIC. EN ING. AMBIENTAL
P R E S E N T E**

En virtud de haber cumplido con lo establecido en los Arts. 80 al 85 del Cap. III del Reglamento de titulación de esta Universidad, tengo a bien comunicarle que se le autoriza la impresión de su Trabajo Recepcional, en la Modalidad de Tesis denominado: **"VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS"**, asesorado por la Dra. Verónica Isidra Domínguez Rodríguez y Dr. Randy Adams Schroeder y sobre el cual sustentará su Examen Profesional, cuyo jurado está integrado por la Dra. Liliana Pampillón González, M. en C. Carlos Alberto Torres Balcázar, M. en C. Eduardo Javier Moguel Ordoñez, M. en C. Marco Antonio Hernández Cobián y MIPA. Augusto Escobar Márquez.

**A T E N T A M E N T E
ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE**

**M. EN C. ROSA MARTHA PADRON LOPEZ
DIRECTORA**

UJAT
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



C.c.p.- Expediente del Alumno.
Archivo.

CARTA AUTORIZACIÓN

El que suscribe, autoriza por medio del presente escrito a la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco para que utilice tanto física como digitalmente el Trabajo Recepcional en la modalidad de Tesis denominado: **“VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS”**, de la cual soy autor y titular de los Derechos de Autor.

La finalidad del uso por parte de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco el Trabajo Recepcional antes mencionada, será única y exclusivamente para difusión, educación y sin fines de lucro; autorización que se hace de manera enunciativa más no limitativa para subirla a la Red Abierta de Bibliotecas Digitales (RABID) y a cualquier otra red académica con las que la Universidad tenga relación institucional.

Por lo antes manifestado, libero a la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco de cualquier reclamación legal que pudiera ejercer respecto al uso y manipulación de la tesis mencionada y para los fines estipulados en éste documento.

Se firma la presente autorización en la ciudad de Villahermosa, Tabasco el Día 11 de Marzo de 2019

AUTORIZO



MARIANA BALCÁZAR LÓPEZ

Dedicatoria

A mis dos presentes amores a mi niña hermosa Wendy de Dios Balcázar, que me ha acompañado desde el inicio de mi carrera, porque mi Dios padre me dio la gran bendición de ser madre el mismo año en que inicié mi carrera, y al dueño de este corazón sincero, Alejandro de Dios de la Cruz, que ha estado conmigo en las buenas y en las malas, apoyándome incondicionalmente y a veces se desesperaba y me preguntaba cuando iba salir de la universidad, pero mira amor mío valió la pena este tiempo.

A mi hermana Diana Balcázar López, quien mejor que nadie sabe el esfuerzo y sacrificio que uno hace para alcanzar las metas deseadas, y a mi hermano Alfredo Balcázar López, quien junto a mí ha sufrido tantas cosas pero Dios padre es tan bueno que nos ha dado tantas bendiciones en nuestro caminar por la vida. A mí cuñada Cristell que se ha portado como una hermana para mí.

A mi madre Roselina López Gómez, que nunca me dejó desamparada durante todo este caminar. Madre mía esta es la recompensa de tanto sacrificio juntas y gracias por ser más que abuela para mi hija, eres también su madre. A mi abuela conchita y mi tía Asunción, quienes a su lado crecí con buenos ejemplos, gracias por esas regañadas que me daban y ese cariño incondicional porque parte de lo que soy se lo debo a ustedes.

A mis cuñados por apoyarme siempre principalmente, a Silvia y Cesar E. de Dios de la cruz, por el apoyo que nos han brindado todo este tiempo y por ser los primeros que salen ante cualquier circunstancia.

A todas esas personitas que más que una crítica eran consejos lo que me daban, a mis amigas y a toda persona que siempre vió en mí una amiga, gracias por todo.

SI TUS SUEÑOS NO TE DAN MIEDO ENTONCES, NO SON
SUFICIENTEMENTE GRANDES

Ellen Johnson

Agradecimientos

A mis asesores, la Dra. Verónica I. Domínguez Rodríguez y al Dr. Randy Howard Adams Schroeder, por esa confianza que me tuvieron desde que entre al laboratorio de remediación y por permitirme ser parte de una gran familia y un magnífico equipo de trabajo, mis más grandes respetos y admiración como personas y profesionistas.

A mis jurados a la Dra. Pampillón, al maestro Balcázar, al maestro Moguel y al maestro Cobián, por dedicar parte de su tiempo en la revisión de este proyecto, agradeciéndoles las correcciones pertinentes para mejorarlo.

A la maestra Liliana Hernández Acosta, por ser más que una guía, para mí una gran amiga, gracias por tanto conocimiento compartido, y que ante cualquier duda siempre está ahí. A la contadora Norma, por tantos consejos para guiarnos a ser lo correcto. Ustedes son un gran pilar en el laboratorio.

A mi amiga incondicional, la ingeniero Fany, te quiero mucho gracias por tu amistad y gracias a tu familia por la confianza que me tuvieron al abrirme las puertas de su casa, al maestro Paulo, por sacarme de duda cada que la tuve y por su amistad incondicional durante todo este tiempo y a Fide, siempre te he considerado como un hermano, y te agradezco muchísimo porque me has apoyado durante mi proyecto y me has motivado siempre a seguir adelante.

A las damitas del laboratorio; a Martha Aurora, que aunque te regañen nunca pierdes esa sonrisa que te identifica, a Anahí por tu carisma y sinceridad, a Evelin por demostrarme tu amistad desde que iniciaste tu residencia.

A los caballeros; al doctor Gilberto, por su amabilidad y gran conocimiento que comparte. Al maestro Gero, por alegrar su área de trabajo y motivar a cada uno de los que trabajan en el laboratorio. Al maestro Paco, por su gran profesionalismo y corregirnos siempre para mejorar nuestro proyecto en curso. Al maestro Saúl, por ser una gran persona y que a pesar de la dificultad que ha tenido en su proyecto, lo ha sabido manejar y sacar adelante. Al doctor Salas y Fabian, por compartirnos sus proyectos y el apoyo incondicional cada que los necesité, gracias chicos son grandes personitas, a Pascui que nunca dice “no” y siempre está ahí para cada uno de sus compañeros y al más recién llegado al Dr. Eduardo, que frente a su gran profesionalismo aprenderemos de su experiencia para mejorar nuestros proyectos.

CONTENIDO

| | |
|--|----|
| 1. RESUMEN..... | 1 |
| 2. INTRODUCCIÓN..... | 2 |
| 3. JUSTIFICACIÓN | 5 |
| 4. MARCO TEÓRICO | 6 |
| 4.1. Plaguicida..... | 6 |
| 4.2. Clasificación de los plaguicidas..... | 6 |
| 4.3. Procesos que se llevan a cabo en la degradación de los plaguicidas..... | 8 |
| 4.3.1. Adsorción | 9 |
| 4.3.2. Biodegradación | 9 |
| 4.3.3. Fotodegradación | 10 |
| 4.3.4. Hidrólisis | 10 |
| 5. ANTECEDENTES | 11 |
| 5.1. Etapas de la biomezcla fuera y dentro de la cama biológica | 12 |
| 6. MARCO LEGAL | 16 |
| 6.1. Gestión de los plaguicidas en México | 16 |
| 6.2. Gestión internacional de los plaguicidas | 17 |
| 7. CAMAS BIOLÓGICAS | 19 |
| 7.1. Componentes de una cama biológica..... | 19 |
| 7.2. Importancia de los parámetros evaluados en una cama biológica..... | 21 |
| 7.2.1. Materia Orgánica | 21 |
| 7.2.2. Carbono..... | 21 |
| 7.2.3. Nitrógeno..... | 22 |
| 7.2.4. Relación Carbono/Nitrógeno..... | 22 |
| 7.2.5. Respiración Microbiana | 22 |
| 7.2.6. Humedad..... | 23 |
| 7.2.7. pH | 23 |
| 7.2.8. Toxicidad..... | 24 |
| 7.2.9. Enriquecimiento microbiano..... | 24 |
| 8. OBJETIVOS..... | 25 |
| 8.1. Objetivo general | 25 |
| 8.2. Objetivos particulares..... | 25 |
| 9. METODOLOGÍA | 26 |

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

| | | |
|-----------------|---|----|
| 9.1. | Área de estudio | 27 |
| 9.2. | Monitoreo en campo | 28 |
| 9.3. | Evaluación de la biomezcla | 30 |
| 9.3.1. | Etilentiourea (ETU) | 30 |
| 9.3.2. | Humedad | 32 |
| 9.3.3. | Potencial de Hidrógeno | 33 |
| 9.3.4. | Conductividad eléctrica (CE) | 34 |
| 9.3.5. | Producción de CO₂ | 34 |
| 9.3.6. | Nitrógeno amoniacal | 35 |
| 9.3.7. | Enriquecimiento microbiano | 36 |
| 9.3.8. | Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC) | 37 |
| 9.3.9. | Materia Orgánica (MO) | 38 |
| 9.3.10. | Toxicidad Aguda | 39 |
| 9.3.11. | Evaluación de resultados | 40 |
| 10. | RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 41 |
| 10.1. | Características iniciales para la evaluación de la biomezcla en la cama biológica. | 41 |
| 10.2. | Análisis de la biomezcla con respecto al tiempo | 43 |
| 10.2.1. | Humedad | 43 |
| 10.2.2. | Materia orgánica | 44 |
| 10.2.3. | Carbono orgánico total | 45 |
| 10.2.4. | Nitrógeno total | 46 |
| 10.2.5. | Relación Carbono/Nitrógeno | 47 |
| 10.2.6. | pH | 48 |
| 10.2.7. | Conductividad Eléctrica | 50 |
| 10.2.8. | Capacidad de Intercambio Catiónico | 51 |
| 10.2.9. | Respiración Microbiana | 52 |
| 10.2.10. | Enriquecimiento microbiano | 53 |
| 10.2.11. | Concentración de ETU | 54 |
| 10.2.12. | Espectros de ETU en la región UV | 56 |
| 10.2.13. | Toxicidad | 57 |
| 10.3. | Características finales de la biomezcla en la cama biológica | 58 |
| 10.4. | Variables óptimos para clasificar una biomezcla como estabilizada | 60 |

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

| | | |
|-----|--------------------------------|----|
| 11. | Conclusión | 63 |
| 12. | Recomendaciones | 64 |
| 13. | Literatura citada | 65 |
| 14. | Anexos | 74 |

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.

INDICE DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1. Clasificación de los plaguicidas (elaboración propia). | 7 |
| Figura 2. Adsorción del plaguicida en la biomezcla (elaboración propia)..... | 9 |
| Figura 3. Biodegradación de plaguicidas (elaboración propia)..... | 10 |
| Figura 4. Etapas de la biomezcla en la cama biológica (elaboración propia). | 12 |
| Figura 5. Diseño de la cama biológica (elaboración propia)..... | 13 |
| Figura 6. Uso de la cama biológica en campo (elaboración propia). | 14 |
| Figura 7. Sustratos utilizados en la biomezcla. | 14 |
| Figura 8. Metodología..... | 26 |
| Figura 9. Ubicación de la cama biológica en el sitio de estudio. | 27 |
| Figura 10. Proceso de muestreo. | 29 |
| Figura 11. Preparación de las muestras para procesarlas. | 29 |
| Figura 12. Metodología para la determinación de ETU..... | 31 |
| Figura 13. Determinación de ETU en el espectrofotómetro. | 32 |
| Figura 14. Medición de la humedad de la biomezcla..... | 32 |
| Figura 15. Medición del pH de las muestras..... | 33 |
| Figura 16. Medición de la conductividad eléctrica de las muestras..... | 34 |
| Figura 17. Respiración microbiana. | 35 |
| Figura 18. Determinación de nitrógeno amoniacal. | 36 |
| Figura 19. Medición de enriquecimiento microbiano..... | 37 |
| Figura 20. Determinación del CIC de las muestras..... | 38 |
| Figura 21. Determinación de la materia orgánica presente en la biomezcla..... | 38 |
| Figura 22. Toxicidad aguda con lombrices por contacto con papel filtro..... | 39 |
| Figura 23. Humedad en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad..... | 44 |
| Figura 24. Materia orgánica de la biomezcla por mes y por nivel de profundidad..... | 45 |
| Figura 25. Carbono orgánico disponible en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad.... | 46 |
| Figura 26. Nitrógeno disponible en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad. | 47 |
| Figura 27. Relación Carbono/Nitrógeno en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad.... | 48 |
| Figura 28. Evolución del pH en la biomezcla. | 49 |
| Figura 29. Conductividad eléctrica en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad. | 50 |
| Figura 30. Capacidad de intercambio catiónico en la biomezcla..... | 51 |
| Figura 31. Producción de CO ₂ en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad. | 53 |
| Figura 32. Enriquecimiento microbiano en la biomezcla. | 54 |
| Figura 33. Concentración de ETU en la biomezcla por nivel de profundidad y las fumigaciones aplicadas en cada mes. | 55 |
| Figura 34. Identificación de ETU mediante un barrido espectral en toda la región UV..... | 56 |
| Figura 35. Toxicidad de la biomezcla por nivel de profundidad..... | 57 |

INDICE DE CUADROS

| | |
|--|----|
| Cuadro 1. Variables iniciales que se midieron en la biomezcla..... | 42 |
| Cuadro 2. Variables finales que se midieron en la biomezcla..... | 59 |
| Cuadro 3. Variables que permitieron determinar la vida útil de la biomezcla en la cama biológica. | 60 |

ANEXO

| | |
|---|----|
| Anexo 1. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de humedad de la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad..... | 74 |
| Anexo 2. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de materia orgánica de la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad..... | 75 |
| Anexo 3. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias del contenido de carbono orgánico en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad..... | 75 |
| Anexo 4. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias del contenido de nitrógeno total en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad..... | 75 |
| Anexo 5. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de la relación carbono/nitrógeno en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad..... | 75 |
| Anexo 6. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias del pH en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad..... | 75 |
| Anexo 7. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de la conductividad eléctrica en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad..... | 75 |
| Anexo 8. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de la respiración en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad..... | 75 |
| Anexo 9. Prueba de caja y bigotes para determinar las posibles diferencias de la concentración de ETU en la biomezcla con respecto al tiempo y entre los niveles de profundidad..... | 75 |

1. RESUMEN

Del 40 al 90 % de la contaminación por plaguicidas proviene de fuentes puntuales principalmente durante el llenado y lavado del equipo de aplicación. Se ha comprobado la efectividad en campo de una cama biológica instalada en una zona platanera en el estado de Tabasco para la reducción de plaguicidas, se evaluó en una primera etapa con una duración de seis meses. En este proyecto se llevó a cabo una segunda etapa de evaluación con una duración de nueve meses, con el objetivo de determinar el tiempo de vida útil de la cama biológica con una biomezcla a base de raquis de plátano, cachaza de caña y suelo (Fluvisol) en una proporción de 50:25:25 % v/v. Los procesos que se vieron involucrados en la biomezcla fueron la adsorción del plaguicida y su degradación por medio de la actividad microbiana. Las variables que permitieron determinar el tiempo de vida útil de la biomezcla fueron: la estabilización del pH a partir del sexto mes, la tendencia de la concentración de ETU a incrementar en los últimos dos meses, la capacidad de intercambio catiónico (CIC) encontrado al final de la evaluación (66.8 cmol(+)kg⁻¹), valor aceptable para clasificar a la biomezcla como estabilizada y la tendencia a la estabilización de la materia orgánica durante la evaluación, encontrando un valor final de 10.4 %, siendo este valor más bajo que el que presenta el suelo en la caracterización inicial. Concluyendo con base a las respuestas de las variables que permitieron determinar el máximo rendimiento de la biomezcla se estima una duración de un año.

Palabras claves: cama biológica, biomezcla, plaguicidas, adsorción, degradación, ETU y vida útil.

2. INTRODUCCIÓN

El plátano o banano se ha posicionado en la actualidad como el cuarto cultivo alimentario más importante del mundo después del arroz, el trigo y el maíz (Arias *et al.*, 2004). Su producción genera una gran fuente de empleos en numerosos países en desarrollo. México se encuentra entre los 13 principales países latinoamericanos exportadores de plátano. En el 2010 México exportó 176,152 toneladas de plátano, participando con el 1.1% de las exportaciones mundiales (Secretaría de Economía, 2012).

Tabasco es considerado como el segundo productor de plátano en el país contribuyendo con el 24.9 % de la producción a nivel nacional que, junto con Chiapas, Veracruz, Jalisco y Colima participan con el 84.6 % de la producción en nuestro país (SAGARPA, 2017).

La humedad que se presenta en el estado de Tabasco provoca que las plantaciones de plátano sufran enfermedades como la Sigatoka, causada por tres patógenos muy relacionados como; el hongo *Mycosphaerella fijensis*: Sigatoka negra, *Mycosphaerella musicola*: Sigatoka amarilla y Moko o Marchitez bacterial (*Pseudomonas solanacearum*) en la cual las plantaciones se ven afectadas por el hongo *Mycosphaerella fijensis*. La sigatoka negra es el más agresivo, afectando primero el área foliar de la planta hasta llegar al fruto: es decir se reduce el área foliar y por lo tanto la planta pierde vigor, presentando frutos poco desarrollados, acelerando la transformación de carbohidratos a azúcares, ocasionando madurez prematura, perdiendo su valor comercial y en ocasiones muy severas reduciendo un 80% del rendimiento (Guerrero, 2010). Para combatir esta enfermedad se opta por la utilización de agroquímicos, con la intención de mejorar y aumentar la productividad de los cultivos. En México, se producen 2,730,089 toneladas de agroquímicos (INEGI, 2014).

Tabasco en 1995 implementó programas de control de Sigatoka negra utilizando algunos fungicidas como el Mancozeb o clorotalonil en mezcla con agua (Orozco, *et al.*, 2013). El Mancozeb (etilenbisditiocarbamato de zinc y manganeso) es un fungicida utilizado en varios cultivos frutales. Este agroquímico al entrar en contacto con el ambiente sufre transformaciones y surgen metabolitos que pueden ser más tóxicos que el ingrediente

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

activo, en este caso el etilentiourea (ETU), con características cancerígenas, teratogénicas y mutagénicas (Domínguez *et al.*, 2009).

Una mala manipulación de los plaguicidas ocasiona que ocurran excesos de derrames de aguas contaminadas con estos agroquímicos que provocan la contaminación de suelos, aguas superficiales y subterráneas, lo cual puede ocasionar efectos adversos a los seres vivos. Del 40 al 90 % de la contaminación por plaguicidas proviene de fuentes puntuales como por ejemplo en el llenado del equipo de aplicación o el manejo posterior de los residuos (FAO, 2016).

Algunos investigadores han evaluado tecnologías que ayuden a evitar o controlar estas contaminaciones de aguas residuales por plaguicidas. Una tecnología es la cama biológica, la cual se ha estudiado bajo diferentes denominaciones como; biofilters, biomassbed, phytobac, biodep, biofiltro y sistemas de biopurificación (Castillo, 2014).

Las primeras camas biológicas o también conocidas como biobeds, fueron desarrolladas en Suecia a principios de la década de los 1990, como una respuesta para minimizar la contaminación puntual por plaguicidas. Junto con otras buenas prácticas agrícolas, educación y la adopción de medidas regulatorias, las camas biológicas han contribuido a disminuir significativamente el nivel de plaguicidas en aguas superficiales y subterráneas (FAO, 2016). Se ha comprobado la efectividad en campo de las camas biológicas para minimizar la contaminación puntual por plaguicidas. Es una tecnología práctica, fácil de construir, viable y económica debido a que su biomezcla puede prepararse con los materiales locales disponibles, es flexible puesto que sus dimensiones pueden adaptarse al tamaño de la superficie que se requiera para el proceso de aplicación, a la vez que se toma en cuenta el volumen generado, contribuye a las buenas prácticas agrícolas y contribuye a la formación de una conciencia ambiental.

La cama biológica tradicional es construida a través de la excavación de un agujero de 60 cm de profundidad con una capa de 10 cm de arcilla al fondo del sistema que actúa como capa impermeable. La biomezcla con la que es rellena está compuesta por una proporción en volumen de: paja (50%) la cual estimula la actividad de los hongos lignolíticos y la formación de enzimas degradadoras de lignina, suelo (25%) el cual tiene una gran capacidad de retención a la vez que es fuente de microorganismos y turba

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

(25%) esta retiene los agroquímicos y mantiene la humedad en el sistema. Por último se coloca una capa de pasto en la superficie de la cama biológica la cual ayuda a mantener la humedad y sirve como indicador de derrames debido a que al tener contacto con agroquímicos que son tóxicos estos la dañan y la eliminan (Castillo *et al.*, 2008). La biomezcla en su conjunto es la que ayuda a estimular el metabolismo de los microorganismos que finalmente son los encargados de llevar a cabo la mayor degradación de los plaguicidas.

De acuerdo con Castillo *et al.*, (2008) el tiempo de vida de una cama biológica en Suecia es de 6 a 8 años. Pasando ese tiempo se recomienda que la biomezcla sea removida y sometida a un proceso de post-compostaje durante un año. Lo anterior para evitar que el material removido contenga alguna cantidad de plaguicida debido a su persistencia.

3. JUSTIFICACIÓN

Desde sus primeros años las camas biológicas fueron implementadas para tratar aguas residuales contaminadas con plaguicidas por efecto de derrames puntuales en zonas de cultivos. Además estas fueron evaluadas para comprobar la reducción de los agroquímicos. Gracias a la capacidad que tiene la biomezcla para absorber, retener y degradar estos tipos de compuestos, se evita la contaminación de suelos, cuerpos de aguas: subterráneas y superficiales. Hasta el 2016, en México no existía la implementación a escala real de esta tecnología a pesar de ser uno de los países en el mundo que más agroquímicos consume y produce.

Para este mismo año, en Tabasco se instaló la primera cama biológica en un campo de cultivo de plátano en la Ranchería Miahuatlán 2da Sección, Cunduacán, Tabasco, la cual está ubicada entre las coordenadas 18° 1' 13.60" latitud Norte y 93° 17' 49.20" longitud Oeste. En esta primera etapa se evaluó la reducción de plaguicidas en aguas contaminadas por Mancozeb y Etilentiourea en una zona platanera. Es la primera cama biológica propuesta en México implementada en campo para evaluar la degradación de plaguicidas provenientes de mezclas sobrantes de la aplicación de Mancozeb, a partir de las investigaciones realizadas por Domínguez-Rodríguez (2015) para determinar la efectividad de diferentes sustratos a escala invernadero.

La presente investigación involucra una segunda etapa la cual considera evaluar el tiempo de vida útil de una biomezcla compuesta por: raquis de plátano, cachaza de caña y suelo como sustrato (50 %, 25 % y 25 % v/v), dentro de una cama biológica; buscando conocer en qué tiempo el usuario deberá cambiar la biomezcla gastada, reemplazándolo por una nueva. La evaluación se realizó con pruebas (físicas, químicas y biológicas), usando métodos normados y estandarizados, tomando como máxima referencia los resultados de las concentraciones de ETU obtenidas por el método espectrofotométrico establecido por Domínguez *et al.*, (2015), realizando barridos espectrales entre los 190 a 400 nm (región UV), para cada muestra.

4. MARCO TEÓRICO

4.1. Plaguicida

De acuerdo al Artículo 2 del Código Internacional de Conducta para la Distribución y Utilización de Plaguicidas de la Food and Agriculture Organization (FAO) de las Naciones Unidas, un plaguicida es cualquier sustancia o mezcla de ellas que son destinados a repeler, destruir o controlar cualquier tipo de plaga, incluyendo los vectores de enfermedades humanas o de los animales, las plagas molestas, las especies de plantas o animales indeseables, que causan problemas o en dado caso que interfieran de cualquier otra forma en la producción, formación, almacenamiento, transporte o comercialización de alimentos, productos de la agricultura, madera y sus derivados o alimentos para animales o que se les puedan administrar para combatir insectos arácnidos u otras plagas que les causen daño corporal (FAO, 2006).

4.2. Clasificación de los plaguicidas

Del total de las personas que trabajan en el mundo, más del 30 % se dedican a la agricultura, pero el porcentaje puede variar mucho según la región, por lo cual el porcentaje de agroquímicos que se utiliza para los cultivos también varía (Weinberg, 2009). Los plaguicidas han ayudado en el rendimiento de la producción de los cultivos pero a su vez estos productos han tenido un efecto negativo en la salud humana y el ambiente. Los agricultores han utilizado productos químicos, naturales o sintéticos para el control de las plagas en los cultivos. A continuación se muestra la clasificación de los plaguicidas en función de sus características principales como; los organismos que controlan, por su concentración, su modo de acción, su uso, de acuerdo a su grupo o familia química, por su persistencia y su toxicidad (Figura 1).

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

CLASIFICACIÓN DE LOS PLAGUICIDAS

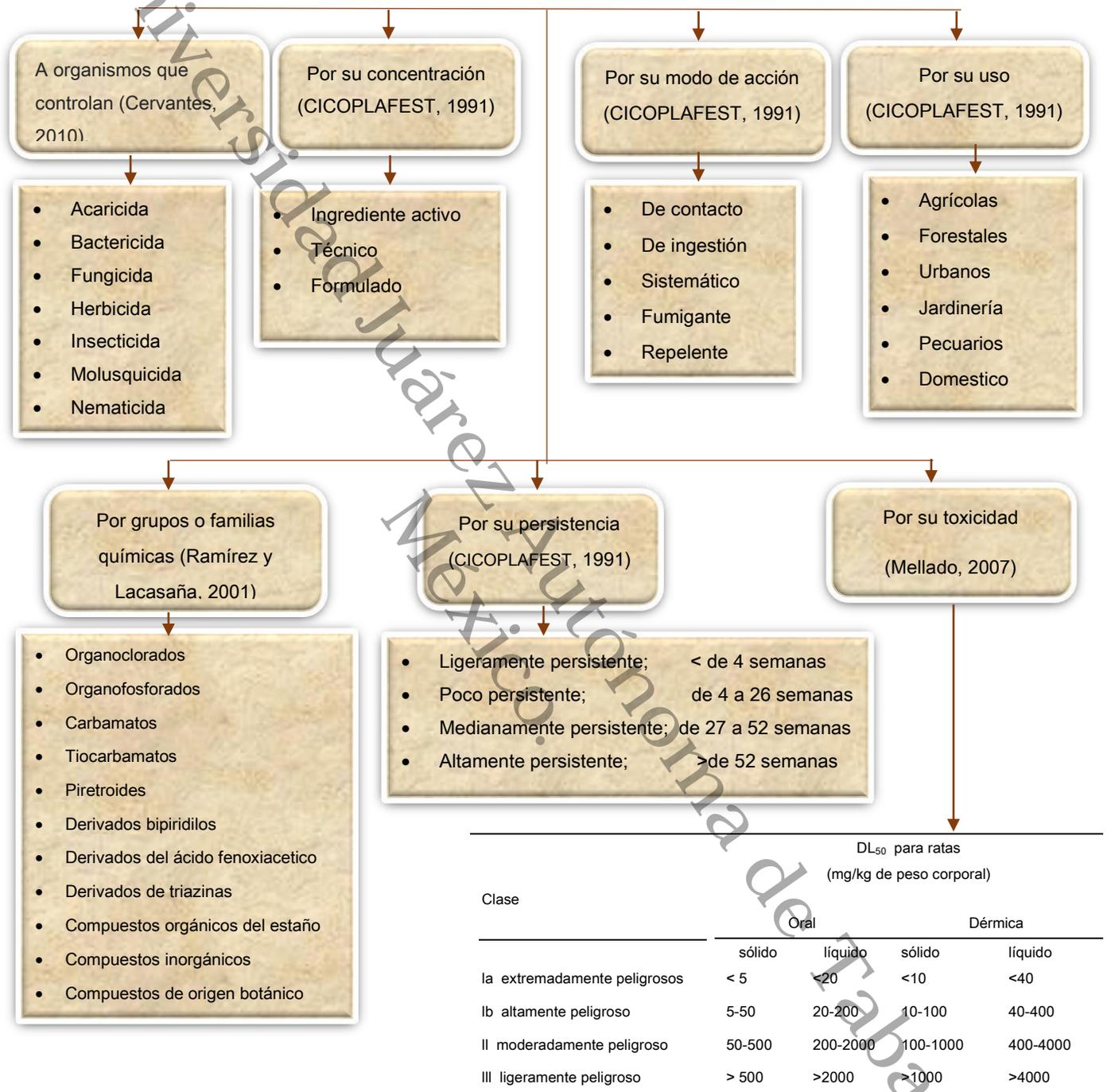


Figura 1. Clasificación de los plaguicidas (elaboración propia).

Mancozeb

El etilenbisditiocarbamato de manganeso conocido comúnmente como Mancozeb (ingrediente activo), es un fungicida orgánico que se degrada rápidamente en el suelo, sedimentos y agua, se mineraliza en CO₂, se degrada rápidamente por hidrólisis, oxidación, fotólisis y metabolismo teniendo un tiempo de vida media en el ambiente de horas a días. Los productos secundarios después de la descomposición del Mancozeb son identificados como EBIS, ETU, EDA y EU (Virasoro, 2014).

4.3. Procesos que se llevan a cabo en la degradación de los plaguicidas

Cuando se integra un plaguicida en los cultivos permite conocer dos características muy importantes, su efectividad para controlar la plaga que está afectando al cultivo y la degradación del plaguicida, es decir, el tiempo de permanencia del ingrediente activo del plaguicida en el fruto o planta a la que se le adiciona. Pero de igual forma el plaguicida no solo es retenido en la planta o fruto, sino que también es retenido indirectamente en el suelo.

La persistencia del plaguicida o el mayor tiempo que permanece en la planta, es cuando está en temporada de brote o floración lo que significa que los plaguicidas se aplican con menor frecuencia (Alister y Kogan, 2009).

La degradación de los etilenbisditiocarbamatos como; Mancozeb, Maneb, Zineb y Metiram, se lleva a cabo por diferentes procesos, como la hidrólisis, fotólisis o degradación microbiana, teniendo como productos de degradación el Etilentiourea (ETU), etilenurea (EU), sulfuro de etilenbisotiocianato y CO₂ (Melgar, 2006).

4.3.1. Adsorción

Los procesos de adsorción determinan el destino de los plaguicidas en el ambiente. El contenido de humedad en el suelo condiciona la adsorción ya que puede afectar la solubilidad del plaguicida y el comportamiento de los constituyentes del suelo en la retención de los compuestos orgánicos, es decir, si el suelo presenta poca humedad la adsorción aumenta (Figura 2). De igual forma la adsorción disminuye al incrementar la temperatura (Sopeña, 2002).

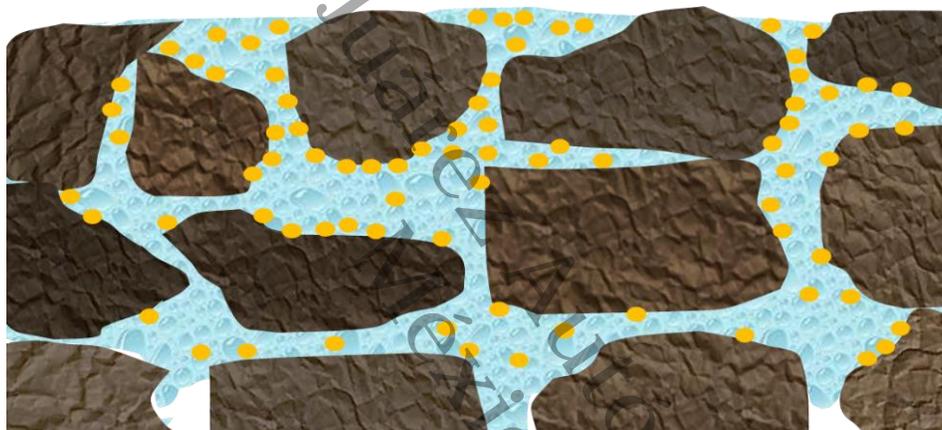


Figura 2. Adsorción del plaguicida en la biomezcla (elaboración propia).

4.3.2. Biodegradación

En el suelo existe una gran variedad de microorganismos como bacterias y hongos capaces de degradar sustancias tóxicas. La mineralización o biodegradación completa de una molécula orgánica es siempre una consecuencia de la actividad microbiana la cual les proporciona la energía y el carbono necesario para sintetizar sus componentes celulares; al mismo tiempo que asimilan el carbono y obtienen energía, su masa aumenta (Figura 3) (Martínez, 2007). El proceso de biodegradación puede ocurrir bajo dos condiciones ya sea de forma aeróbica o anaeróbica, esto va a depender del aceptor final de electrones utilizado por los microorganismos (Narváez *et al.*, 2012).

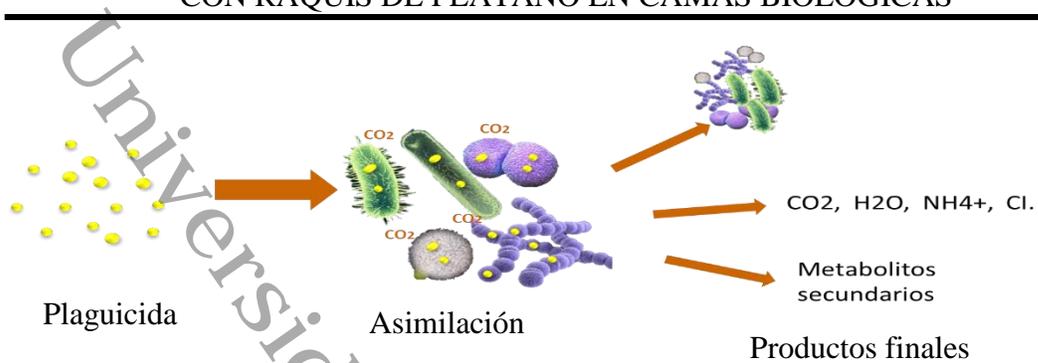


Figura 3. Biodegradación de plaguicidas (elaboración propia).

4.3.3. Fotodegradación

Se lleva a cabo a través de las rupturas de enlaces químicos en presencia de la radiación ultravioleta. Las fuentes de luz y el grado de intensidad regulan el grado de descomposición y depende de la latitud, momento del día y estación. Con este último se podría decir que puede haber mayor degradación en verano que en invierno, ya que en verano la intensidad de la luz del sol es mayor. Sin embargo, un alto contenido de materia orgánica puede atenuar la luz UV en los cuerpos de agua y limitar así la eficiencia de los procesos fotolíticos (Narváez *et al.*, 2012).

4.3.4. Hidrólisis

La hidrólisis es la descomposición de los compuestos orgánicos complejos en otros más sencillos mediante la reacción del agua, con ruptura de enlaces y depende estrechamente del pH, ya que es un factor que determina la vida media de muchas sustancias hidrolizables. Los ácidos y bases actúan como catalizadores cuando activan grupos funcionales para un ataque de nucleófilos y de electrófilos del medio (Narváez *et al.*, 2012).

5. ANTECEDENTES

Se ha tomado más importancia a los efectos negativos que tienen los plaguicidas sobre el ambiente y la salud humana, es por ello que investigadores en diferentes países han evaluado e implementado tecnologías para prevenir contaminaciones como derrames de agroquímicos, entre estas tecnologías están las camas biológicas que junto con otras buenas prácticas agrícolas y la adopción de medidas regulatorias, han contribuido en la disminución de la concentración de los plaguicidas en suelos, aguas superficiales y subterráneas (FAO, 2016).

En Guatemala se hizo un estudio a escala laboratorio de la eficiencia de las camas biológicas para la degradación de los fungicidas: Clorotalonil, Tebuconazol o Folicur, Captan y Benomyl. Se prepararon camas biológicas en las cuales se utilizaron tierra y hoja de caña para la biomezcla y se evaluó la actividad biológica mediante la producción de bióxido de carbono como un indicador de la degradación de la materia orgánica por procesos biológicos. De los cuatro fungicidas que se evaluaron solo se obtuvieron resultados concretos, del Clorotalonil con una degradación del 100 % en 6 días de evaluación después de su aspersión y del Tebuconazol el cual tuvo una disminución del 70 % en 40 días (Gil, 2011).

Domínguez-Rodríguez (2015) evaluó la tecnología de biocamas a nivel invernadero probando tres sustratos (punta de caña, raquis de plátano y astillas de eucalipto; mezclas del 30, 50 y 70 % en volumen cada uno), agregando cachaza y suelo (Fluvisol), para el tratamiento de aguas residuales contaminadas con Mancozeb y ETU. Obtuvo los mejores resultados en los tratamientos que contenían las mezclas de punta de caña al 30 % la cual presentó mayor reducción de ETU, pizote de plátano al 50 % presentando toxicidad nula y astilla de eucalipto al 70 % el cual, tampoco presentó toxicidad al final del tratamiento. Todos estos resultados fueron sustentados con base a los parámetros que se analizaron al inicio, durante y al final del tratamiento: pH, toxicidad, CIC, COT, temperatura, capacidad de campo, Nitrógeno Total, relación C/N y concentración de ETU.

5.1. Etapas de la biomezcla fuera y dentro de la cama biológica

En la figura 4, se muestran las etapas de la biomezcla, desde que inicia su mineralización dentro de la cama biológica, hasta su revalorización para ser reincorporada al suelo.



Figura 4. Etapas de la biomezcla en la cama biológica (elaboración propia).

En el año 2016 se instaló la primera cama biológica en el estado de Tabasco en una zona platanera, en el mes de marzo de ese mismo año se inició la primera etapa, evaluando su funcionamiento, la cual fue monitoreada por Hernández-Cervantes (2017), con el objetivo de evaluar la efectividad del sistema, en la reducción de la concentración de

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

plaguicidas presentes en mezclas de fumigación agrícola provenientes del uso de Mancozeb.

Las dimensiones propuestas para la construcción de la cama biológica fueron: 250 cm de largo, 130 cm de ancho y 60 cm de profundidad, con una inclinación de 10 %, estas dimensiones fueron establecidas de acuerdo al área que ocupan los trabajadores en todo el proceso para la preparación de la mezcla, el llenado del equipo de aspersión y el lavado de los equipos después de la fumigación.

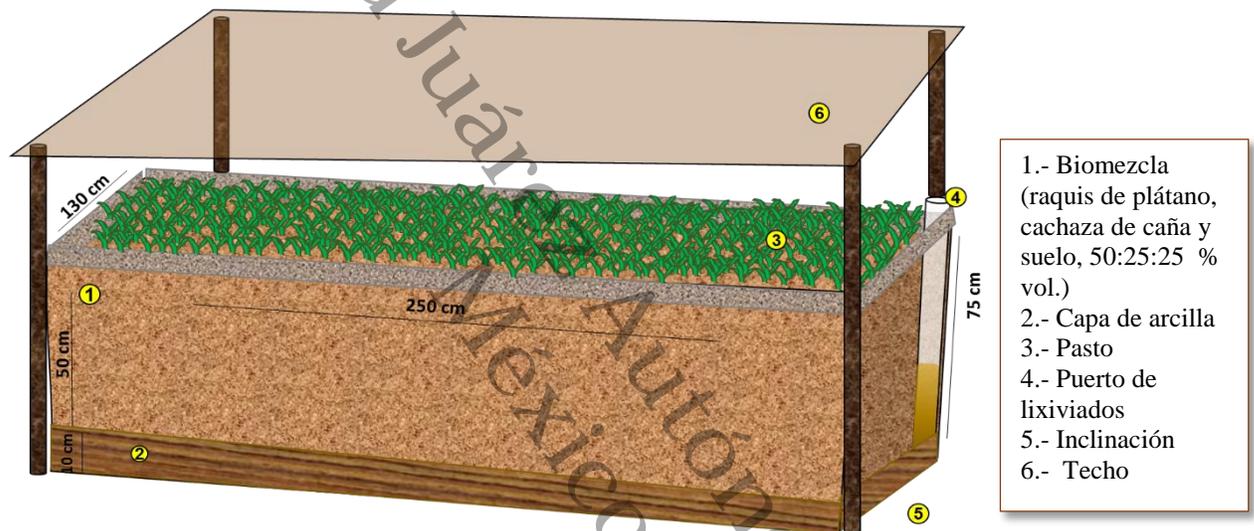
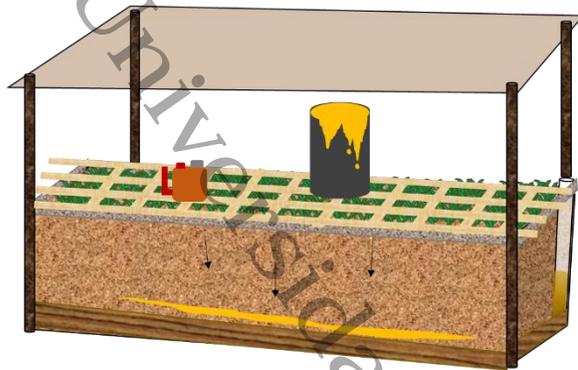


Figura 5. Diseño de la cama biológica (elaboración propia).

En la parte superficial de la cama biológica se lleva a cabo la preparación de la mezcla del agroquímico para la fumigación en los plantíos de plátano, el cual se prepara en un contenedor metálico agregando 2.5 kg del fungicida “Mancozeb”, seguidamente se adicionan 300 mL de adherente y 200 litros de agua, posteriormente llenan las mochilas aspersoras con la mezcla.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS



Diseño de utilización.



Bajo condiciones ambientales.

Figura 6. Uso de la cama biológica en campo (elaboración propia).

Los sustratos propuestos fueron evaluados previamente por Domínguez-Rodríguez (2015) y con el fin de aprovechar los residuos que son generados en el mismo sitio, la biomezcla fue preparada a base de raquis de plátano o también llamado pinzote o pizonte de plátano, el cual forma parte de la planta y es el que sostiene el racimo del fruto, cachaza de caña, debido a que contiene alto contenido de materia orgánica, una alta relación carbono/nitrógeno y sirve como acondicionador de suelos, ya que aporta grandes cantidades de humus y masa microbiana y suelo nativo (Fluvisol) ya que es el más abundante en la agricultura tabasqueña, estos sustratos se utilizaron en una proporción de; 50 %, 25 % y 25 % en v/v, respectivamente.



Raquis de plátano



Suelo (Fluvisol)



Cachaza de caña

Figura 7. Sustratos utilizados en la biomezcla.

Hernández-Cervantes (2017) monitoreó la cama biológica durante seis meses, evaluando la biomezcla mediante variables como: pH, producción de CO₂, CIC, CE, COT, nitrógeno total, concentración de ETU y toxicidad, de los cuales encontró resultados que

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

permitieron demostrar la efectividad para la reducción de plaguicidas, debido a que la biomezcla mantuvo las condiciones óptimas para una actividad microbiana efectiva, la cual se le atribuye la principal fuente de degradación del plaguicida y resultando la biomezcla no tóxica al final de la evaluación. Dado a que la cama biológica se mantuvo activa de manera efectiva hasta el sexto mes de evaluación, se prosiguió a evaluar la biomezcla en una segunda etapa, para conocer el tiempo en que el material ha llegado a su máximo rendimiento en la reducción del ETU y con ello establecer el tiempo de vida útil de la biomezcla.

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.

6. MARCO LEGAL

6.1. Gestión de los plaguicidas en México

La Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas (CICOPLAFEST), publicó en el año de 1978 el catálogo oficial de plaguicidas, que contiene los productos registrados y autorizados, sus características principales, las indicaciones para su uso y los riesgos que implican en su manejo. Por otra parte también se nombran los plaguicidas prohibidos para su importación, fabricación, formulación, comercialización y uso en México (CICOPLAFEST, 1991).

En la fracción IV del artículo 134 de la Ley General del Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente, se hace mención que para prevenir y controlar la contaminación del suelo, se debe considerar que la utilización de plaguicidas, fertilizantes y sustancias tóxicas debe ser compatible con el equilibrio ecológico y considerar sus efectos sobre la salud humana a fin de prevenir los daños que pudieran ocasionar (LGEEPA, 2012).

El ingrediente activo de cada plaguicida actúa sobre un organismo en específico, si algún plaguicida es aplicado en algún área que no corresponde solo provoca que contamine más al ambiente, y que no cumpla con su objetivo respecto a la enfermedad o plaga que se está combatiendo, dado que puede ser resistente al plaguicida, por ello se debe verificar bien que enfermedad se va a combatir y que plaguicida es el adecuado, puesto que también se puede usar un plaguicida mucho más tóxico que el que realmente se necesita. Para ello la Norma Oficial Mexicana NOM-232-SSA1-2009, establece los requisitos del envasado, embalaje y etiquetado de productos orden técnico y para uso agrícola, forestal, pecuario, jardinería, urbano, industrial y doméstico. Con el fin de disminuir los riesgos a la salud de los trabajadores que son expuestos en sus horas laborables y de la población en general, a si también durante su almacenamiento, transporte, manejo y aplicación.

La Norma Oficial Mexicana NOM-045-SSA1-1993, establece las indicaciones y características que deben estar presentes en las etiquetas de los plaguicidas para uso agrícola, forestal, pecuario, de jardinería, urbano e industrial.

6.2. Gestión internacional de los plaguicidas

El aumento de grandes cantidades de plaguicidas en el mundo y el aumento de daños al ambiente y la salud, incluyendo muertes causadas por los plaguicidas, tuvieron como motivo el surgimiento de legislaciones para el control y uso adecuado de éstos, debido a que la preocupación a nivel nacional e internacional era alarmante.

En el año de 1985 la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), adoptó el Código Internacional de Conducta para la Distribución y Uso de Plaguicidas (Código Internacional). El Código estableció normas de conducta de carácter voluntario para todas las entidades públicas y privadas que intervienen en la distribución y utilización de plaguicidas o tienen relación con las mismas, encaminado a conseguir una mayor seguridad alimentaria y, al mismo tiempo, proteger la salud humana y el ambiente (FAO, 2006).

El Enfoque Estratégico para la Gestión de Productos Químicos a Nivel Internacional (SAICM), es una política, estrategia y plan global de acción internacional que se adoptó en el 2006, ocupándose de la utilización de los productos químicos agrícolas e industriales. Su objetivo ha sido lograr la gestión racional de los productos químicos a lo largo de su ciclo de vida, de manera que para el 2020, los productos químicos se produzcan de manera que tienda a la minimización de sus efectos adversos más importantes para la salud humana y el ambiente. Para lograr este objetivo general, establecieron objetivos subsidiarios ordenados en cinco rubros; reducción de riesgos, conocimiento e información, gobernabilidad, desarrollo de capacidades y cooperación técnica (Weinberg J., 2009).

Existen tratados internacionales jurídicamente vinculantes que identifican los plaguicidas que pueden ser considerados Plaguicidas Altamente Peligrosos (PAP) como:

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

El Convenio de Estocolmo sobre Contaminantes Orgánicos Persistentes (COP), entró en vigor el 17 de mayo del 2004, su objetivo es proteger la salud humana y el ambiente de los contaminantes orgánicos persistentes. En el artículo 3 de este convenio se exige que cada gobierno prohíba y adopte medidas jurídicas y administrativas que sean necesarias para eliminar, la producción, utilización, importación y exportación de los productos químicos como: Aldrina, Clordano, Dieldrina, Heptacloro, Lindano, Mirex y pentaclorobenceno (Convenio de Estocolmo, 2009).

El Convenio de Rotterdam sobre Consentimiento Fundamentado Previo (PIV), entró en vigor el 24 de febrero del 2004. Su objetivo principal es impulsar la responsabilidad compartida y los esfuerzos conjuntos de los gobiernos en el comercio internacional de ciertos productos químicos peligrosos, a fin de preservar la salud humana y el ambiente frente a posibles daños y ayudar a la utilización ambientalmente racional de esos productos (Secretaría del Convenio de Rotterdam, 2004).

7. CAMAS BIOLÓGICAS

Una cama biológica o también conocida como Biobed, es una construcción sencilla, la cual requiere una mínima inversión y está diseñada para retener, acumular y degradar plaguicidas. Originalmente las camas biológicas se construyen a través de una excavación de 60 cm de profundidad, al fondo es colocado una capa de arcilla bien compactada la cual previene la infiltración del plaguicida y su dispersión en el suelo, una biomezcla con una proporción en volumen de: 50 % de paja, 25 % de suelo y 25 % de turba y una capa de pasto en la superficie para distribuir los plaguicidas derramados y regular la humedad la cual también es un indicador de la eficiencia de esta tecnología (Hidalgo *et al.*, 2015).

7.1. Componentes de una cama biológica

Esta tecnología se desarrolló para erradicar la contaminación de las aguas por derrames puntuales de plaguicidas, las cuales son utilizadas por los agricultores para combatir las plagas que afectan a los cultivos y así mejorar la producción de sus cosechas. Varios investigadores dan a conocer la función de cada componente en el interior de la cama biológica y los beneficios en lo que contribuye su eficiencia, los cuales se describen a continuación:

Arcilla: se coloca en el fondo de la cama biológica y sirve como capa impermeable para evitar el flujo de agua hacia abajo y así mantener retenido más tiempo los plaguicidas en el interior del sistema (Castillo, 2014).

Pasto: su objetivo es ayudar a mantener la humedad adecuada en la biomezcla, además de producir exudados radicales que podrían ayudar apoyar los procesos metabólicos y sirve como indicador de derrames de plaguicidas (Castillo, 2014).

Biomezcla sueca:

Suelo: tiene gran capacidad para retener agroquímicos y provee microorganismos degradadores de plaguicidas (Stutzin *et al.*, 2015).

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Turba: retiene plaguicidas y es un componente fundamental para mantener la humedad en el sistema, además de reducir el pH de la biomezcla ayudando así a los hongos y sus enzimas en la degradación de los plaguicidas (Cortés, 2012).

Paja: en ella se efectúa la mayor parte de la actividad microbiana ayudando el desarrollo del hongo de pudrición blanca y enzimas degradadoras de lignina las cuales degradan distintos plaguicidas (Cortés, 2012).

Biomezcla evaluada para biocama en unidad agrícola en Tabasco:

Raquis: el raquis, pizonte o también denominado tallo floral, forma parte de la planta del banano o plátano y es el que sostiene al racimo del fruto y está constituida principalmente por fibrillas de celulosa el cual aporta resistencia estructural, hemicelulosa y lignina. El raquis contiene entre 5 a 8 % de fibra, con una longitud de fibra aproximada de 2.86 mm (Mora *et al.*, 2015).

Cachaza de caña: está constituida por una mezcla de fibra de caña, sacarosa, coloides, coagulados, incluyendo la cera, fosfato de calcio y partículas de suelo. Además contiene alto contenido de materia orgánica, una alta relación carbono/nitrógeno y sirve como acondicionador de suelos, debido a que aporta grandes cantidades de humus y masa microbiana. Se ha encontrado que la cachaza mantiene un pH alcalino por lo tanto aumenta el pH de un suelo ácido, también mejora las propiedades físicas del suelo, ayudando a mejorar la infiltración y la distribución de la humedad en el perfil del suelo (Zúñiga *et al.*, 2011).

Suelo (Fluvisol): el suelo Fluvisol es el más abundantes en la agricultura de Tabasco y se encuentran en los márgenes de los ríos, debido a que su origen es a partir de los sedimentos fluviales (Palomeque, 2010).

7.2. Importancia de los parámetros evaluados en una cama biológica.

7.2.1. Materia Orgánica

La materia orgánica del suelo presenta diferentes grados de descomposición y se distingue en diferentes fracciones como lábiles (compuestas de hidratos de carbono, ligninas, proteínas, taninos, ácidos grasos), las cuales son fáciles de digerir para los microorganismos del suelo, resultando en respiración de carbono y una estancia en el suelo más corta, o fracciones húmicas (ácidos fúlvicos, ácidos húmicos y huminas), (FAO, 2016).

La descomposición de la materia orgánica transformada y del material muerto va afectando las propiedades del suelo, incrementando la agregación del suelo y la estabilidad de los agregados. Además, aumenta la capacidad de intercambio catiónico y aporta nutrientes como el nitrógeno y fósforo durante una descomposición lenta (Guerrero *et al.*, 2012).

Una fracción pequeña de la materia orgánica del suelo está constituida por carbohidratos, aminoácidos, ácidos alifáticos, proteínas, grasas, etc., y en su gran mayoría están formadas por sustancias húmicas, que contienen un alto peso molecular y las cuales han sido divididas en grupos de acuerdo a su solubilidad en soluciones ácidas y básicas concentradas: ácidos húmicos, ácidos fúlvicos y huminas (Meléndez y Soto, 2003).

7.2.2. Carbono

El carbono en el suelo puede encontrarse de forma orgánica e inorgánica. El carbono orgánico mejora las propiedades físicas del suelo, tiene una gran capacidad de intercambio catiónico, retiene la humedad y contribuye a la estabilidad de suelos arcillosos al ayudar a aglutinar las partículas para formar agregados (FAO, 2019).

7.2.3. Nitrógeno

Cuando los restos vegetales y de animales son incorporados al suelo sufren numerosos procesos de transformación, en su mayoría de carácter biológico. Más del 95 % del nitrógeno se encuentra en la materia orgánica, y su dinámica en ella es el resultado de múltiples e importantes procesos, donde la biomasa microbiana se ve involucrada a través de los procesos de fijación del nitrógeno (Meléndez y Soto, 2003).

7.2.4. Relación Carbono/Nitrógeno

Una relación carbono nitrógeno menor a 25 favorece la mineralización, cuando esta relación está entre 30 a 50 favorece la inmovilización y cuando es mayor a 50 y un gran contenido de lípidos y ligninas, origina humus poco evolucionado (Sanclemente, 2012). Cuando se encuentran relaciones C/N muy altas en el suelo hacen que la materia orgánica del suelo se descomponga lentamente y relaciones C/N muy bajas provocan ausencia de nitrógeno por no tener estructura de carbono que retenga el nitrógeno (Meléndez y Soto, 2003).

7.2.5. Respiración Microbiana

La descomposición de la materia orgánica es un proceso ecosistemático mediado por organismos heterótrofos que utilizan al material orgánico muerto como hábitat, fuente de carbono y energía. El CO₂ se produce a través del metabolismo de los microorganismos y de las raíces de las plantas, siendo la descomposición microbiana de compuestos orgánicos el proceso más importante que lo genera. Los microorganismos están en continua respiración lo cual es un buen indicativo de la velocidad del crecimiento

microbiano. Los factores que pudieran afectar este crecimiento en el suelo también lo pueden hacer en la respiración en el mismo nivel (Guerrero *et al*, 2012).

7.2.6. Humedad

El agua es un regulador importante en las actividades físicas, químicas y biológicas en el suelo. La humedad ayuda a favorecer la disociación de los materiales y una buena actividad de los microorganismos (Meléndez y Soto, 2003). Román y colaboradores (2013) mencionan que la humedad óptima para que haya buena actividad microbiana está en un rango de 45 a 60 % de humedad en el sustrato, debido a que por debajo de este rango disminuye la actividad microbiana y por encima se saturan los poros por exceso de agua e interfieren en el transporte de oxígeno en la biomezcla.

7.2.7. pH

El pH es una propiedad química del suelo el cual toma un papel importante en los seres vivos. Cuando un pH es muy bajo, (< 5) disminuye la actividad de los microorganismos, y, por tanto, disminuye también la degradación de la materia orgánica; un pH > 8.5 también altera de forma negativa estos procesos debido a que se acumulan sales y sodio en niveles tóxicos (Sanclemente, 2012).

7.2.8. Toxicidad

La toxicidad es la capacidad de una sustancia de causar efectos dañinos a un ser vivo. La mayoría de las sustancias químicas poseen toxicidad, que al entrar en contacto con el ambiente pueden persistir por un largo periodo de tiempo.

Los bioensayos son experimentos que se realizan bajo condiciones controladas de laboratorio con el propósito de evaluar la toxicidad de compuestos químicos y consisten en la exposición de un grupo de organismos vivos, a concentraciones de algún tipo de contaminante por un tiempo determinado, además de mantener un grupo de control o blanco, es decir muestras sin contaminar. Después de cada determinado tiempo se registran los efectos observados en el organismo de prueba. Dichas observaciones nos permiten conocer el grado de toxicidad de la muestra evaluada.

7.2.9. Enriquecimiento microbiano

Los microorganismos sirven como indicador del estado general del suelo, dado que una buena actividad microbiana es reflejo de condiciones físicas y químicas óptimas para el desarrollo de los procesos metabólicos de los microorganismos (bacterias, hongos, algas y actinomicetos) que actúan sobre sustratos orgánicos y cultivos asociados y constituyen un marcador biológico potencialmente útil para evaluar las perturbaciones que puedan presentarse (Ramos y Zúñiga, 2008).

Las bacterias juegan un papel importante en el suelo, participan en la nitrificación, desnitrificación, mineralización y fijación del nitrógeno (FAO, 2016).

8. OBJETIVOS

8.1. Objetivo general

Determinar el tiempo de vida útil de una biomezcla a base de raquis de plátano, cachaza de caña y suelo nativo del sitio en camas biológicas.

8.2. Objetivos particulares

- I. Evaluar las características de la biomezcla con respecto al tiempo, mediante las mediciones de humedad, pH, CIC, CE, CO₂, materia orgánica, nitrógeno, ETU, enriquecimiento microbiano y toxicidad.
- II. Identificar las variables indicadoras de la vida útil de la biomezcla en la cama biológica.
- III. Conocer el tiempo de vida útil de la biomezcla.

9. METODOLOGÍA

Para cumplir con los objetivos establecidos en el presente trabajo se efectuó la siguiente metodología.

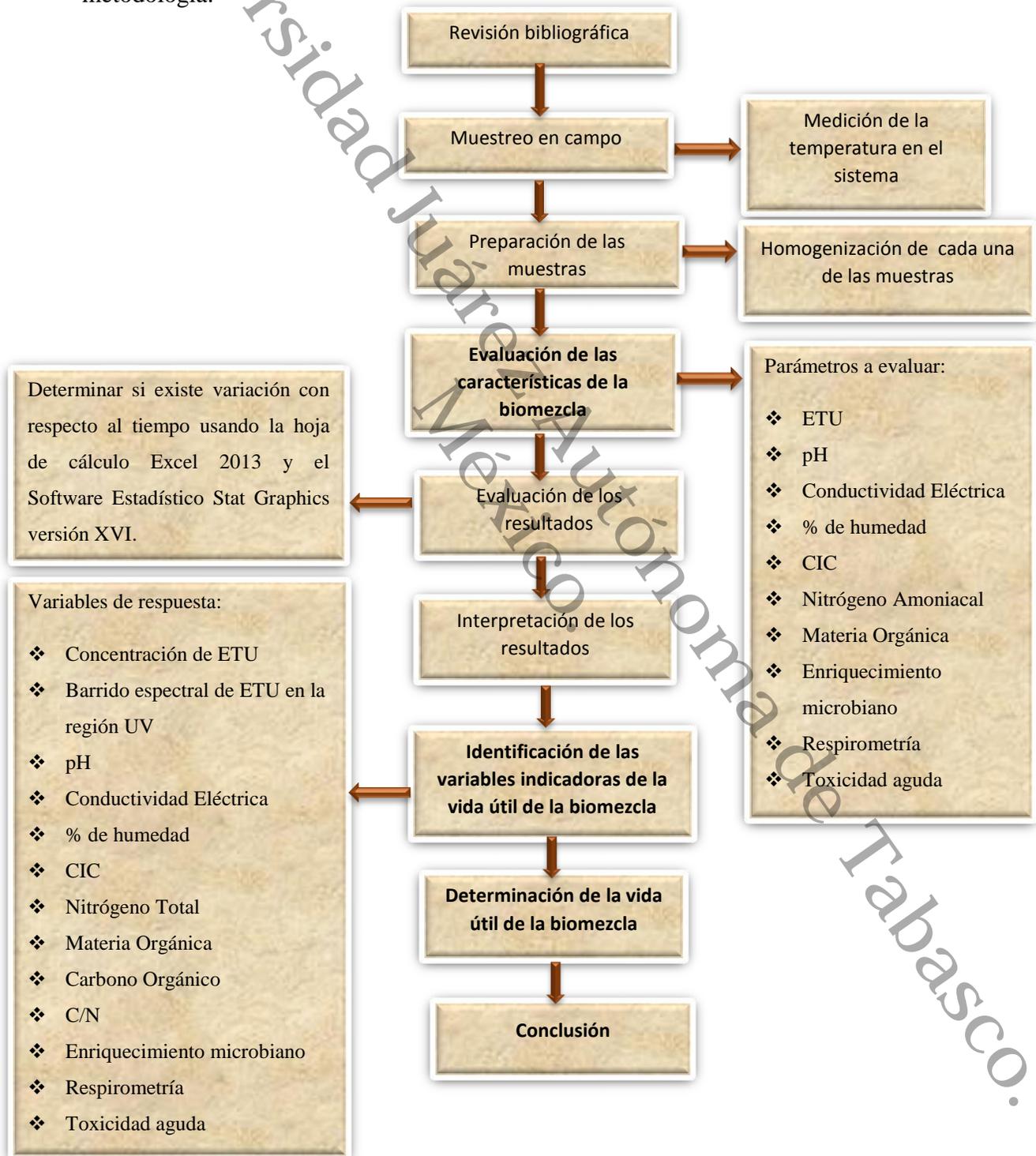


Figura 8. Metodología.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

9.1. Área de estudio

El área de estudio donde se encuentra situada la cama biológica, es en la Ranchería Miahuatlán 2da Sección en el municipio de Cunduacán Tabasco, en las coordenadas $18^{\circ} 1' 13.60''$ latitud Norte y $93^{\circ} 17' 49.20''$ longitud Oeste con una extensión de 1.4 hectáreas de cultivo de plátano (Figura 9).



Figura 9. Ubicación de la cama biológica en el sitio de estudio.

9.2. Monitoreo en campo

La cama biológica inició con una biomezcla compuesta por raquis de plátano, cachaza de caña y suelo en una proporción de; 50 %, 25 % y 25 % en volumen respectivamente, la biomezcla crea las condiciones óptimas para el crecimiento microbiano encargado de la degradación de plaguicidas. Al sistema entra un aporte constante de agua residual contaminado con Mancozeb, que bajo distintos procesos de degradación surgen nuevos metabolitos como el ETU. Después de seis meses funcionando bajo condiciones ambientales de manera efectiva en la reducción de ETU, se continuó con el monitoreo hasta determinar la vida útil del sustrato de prueba.

Antes del muestreo del sistema se verificó el calendario de aplicación que los agricultores utilizaban para registrar los días de fumigación, el cual estaba ubicado en el almacén, esto con el objetivo de llevar un control.

Se llevó a cabo un muestreo mensual de la biomezcla de la cama biológica, en tres diferente puntos (donde se concentraban más los derrames) con tres pseudorélicas a diferentes profundidades.

Para llevar a cabo el muestreo se levantaba la tarima que cubría la superficie de la cama biológica, posteriormente se seleccionaron tres puntos en los cuales había más aportación de la mezcla de fumigación, luego se introducía el nucleador de doble caña de 52 cm de largo con avance por martillo y se procedía a la extracción de cada muestra. El material extraído era colocado en una charola plana del núcleo colectado, se obtenían muestras de superficie, intermedio y fondo de las mismas longitudes, en cada muestra extraída se determinó la temperatura. Después de la extracción de la biomezcla se colectó una muestra de lixiviado.

Las muestras se colocaban en frascos de vidrios previamente etiquetados, colocados en bolsas negras para seguidamente conservarlas en una nevera con hielo y ser trasladadas al Laboratorio de Remediación, ubicado en la División Académica de Ciencias Biológicas, para sus análisis de seguimiento. Los espacios que quedaban vacíos en la cama biológica eran rellenados con raquis de plátano que se encontraban en el mismo sitio, con la intención de conservar su estructura.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS



Figura 10. Proceso de muestreo.

Preparación de las muestras en el laboratorio

Antes de ejecutar los análisis, se organizaron las muestras, se homogenizaron y se midió la humedad con el fin de tener como referencia la primera humedad para comenzar a analizar los siguientes parámetros.

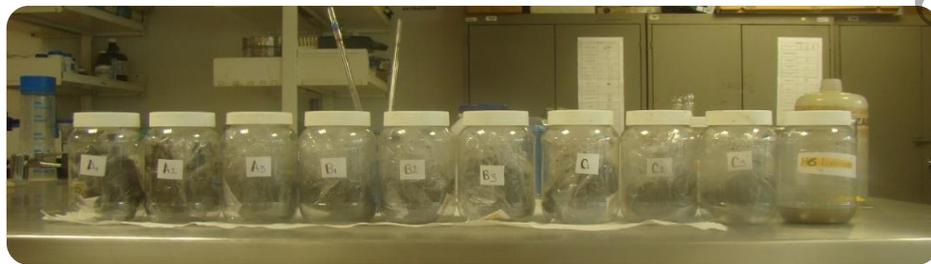


Figura 11. Preparación de las muestras para procesarlas.

9.3. Evaluación de la biomezcla

La evaluación de la biomezcla se hizo mediante los parámetros físicos, químicos y biológicos como: humedad, CE, carbono orgánico, concentración de ETU, pH, humedad, CIC, nitrógeno, materia orgánica, respiración microbiana, crecimiento microbiano y toxicidad.

9.3.1. Etilentiourea (ETU)

La concentración de ETU se obtuvo a través del método espectrofotómetro UV para la determinación de ETU en aguas residuales. Las lecturas de absorbancias que se registraron para determinar dicha concentración, fue a 232 nm, dado que a esta longitud de onda se muestra la mayor absorción de éste analito en la región UV (Domínguez *et al.*, 2015), además se realizó un barrido de absorbancias en todo el rango UV (en un rango de 190 a 400 nm) para cada una de las muestras, determinando las posibles variaciones de éste analito con respecto al tiempo.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

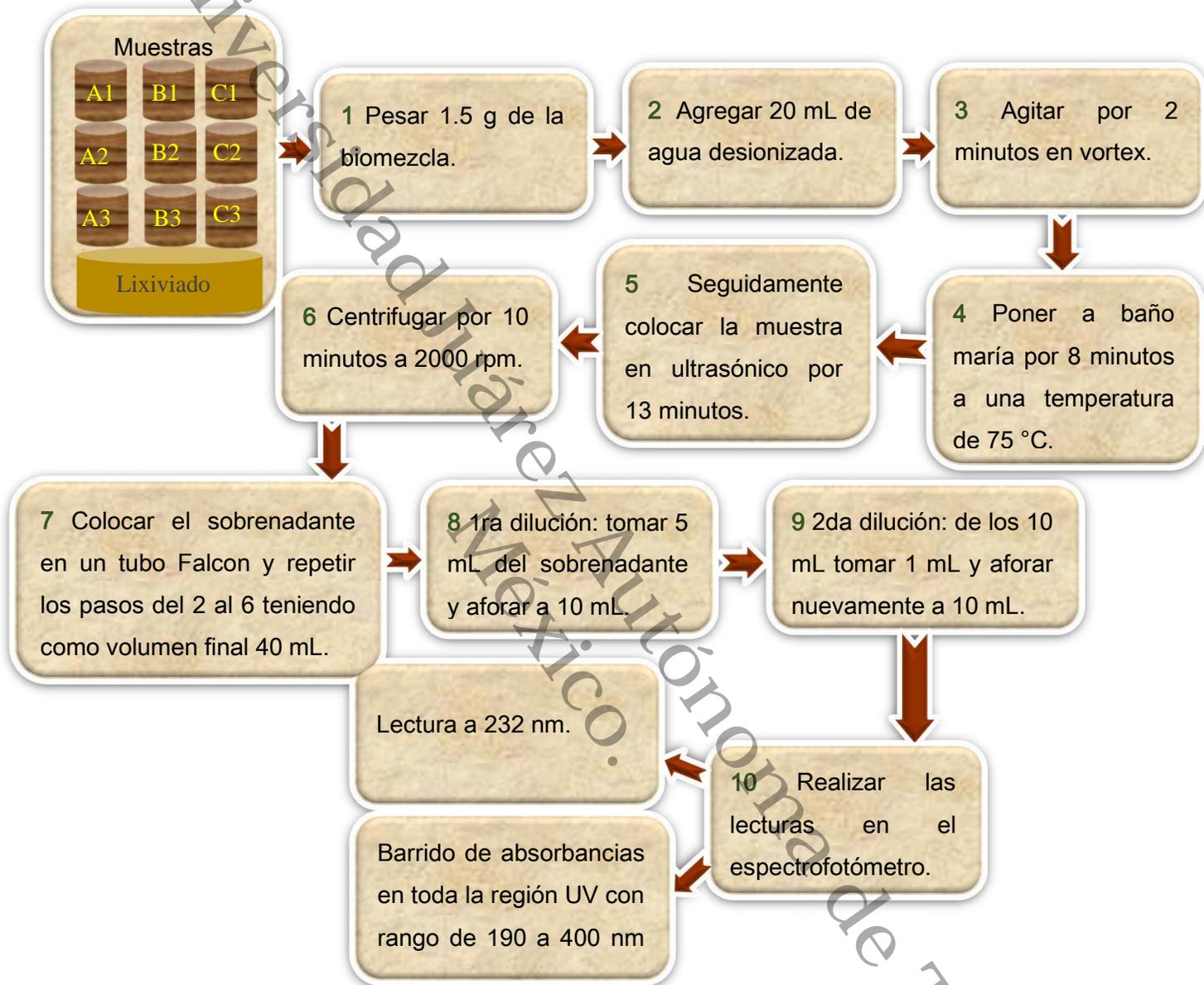


Figura 12. Metodología para la determinación de ETU.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

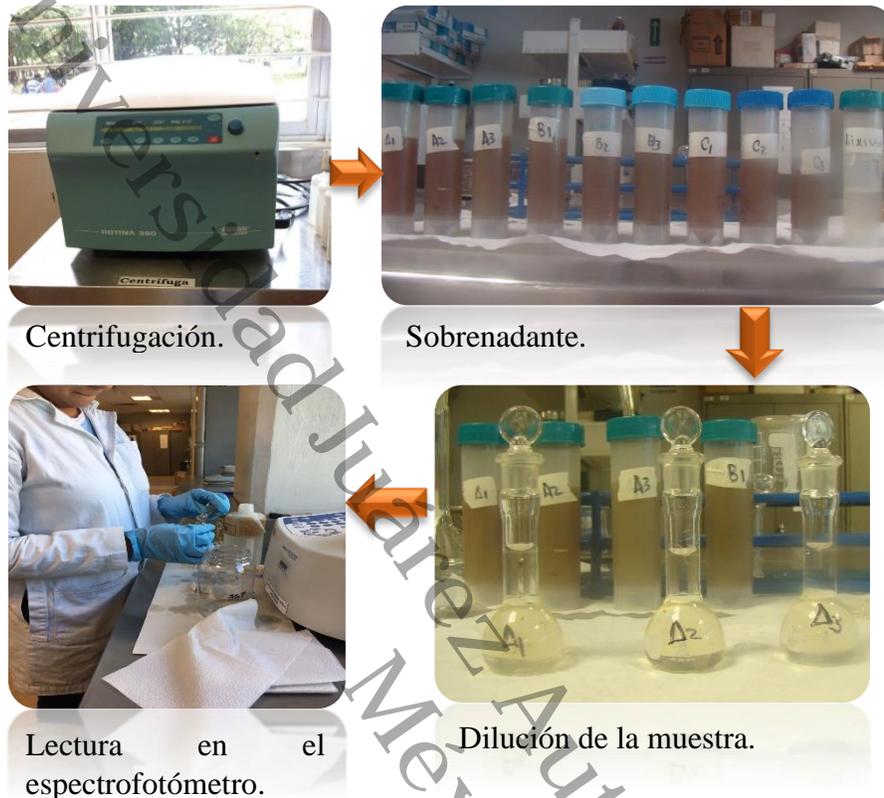


Figura 13. Determinación de ETU en el espectrofotómetro.

9.3.2. Humedad

La humedad se midió en una termobalanza OHAUS MB35, colocando 0.5 g de muestra en una charola ubicada dentro del equipo, se registra el porcentaje de humedad proporcionada.



Figura 14. Medición de la humedad de la biomezcla.

9.3.3. Potencial de Hidrógeno

Este parámetro se determinó a través del método AS-02 de la NOM-021-SEMARNAT-2003, el cual describe la medición del pH a través de un potenciómetro en la suspensión sobrenadante de una mezcla de relación suelo: agua, 1:2, el principio de este método se basa en la determinación de la actividad del ion H^+ mediante el uso de un electrodo cuya membrana es sensitiva al H^+ .

Manteniendo la misma relación suelo-agua se comenzó pesando 20 g de muestra en tubos Falcon se le adicionaron 50 mL de agua desionizada, posteriormente se colocaron en un agitador orbital por una hora, después se dejaron reposar por 30 minutos en un lugar estático. Pasado el tiempo de reposo se introdujo el potenciómetro previamente calibrado, en el sobrenadante de cada muestra y se tomó la lectura del pH.



Preparación de las muestras y calibración del equipo.



Medición del pH.

Figura 15. Medición del pH de las muestras.

9.3.4. Conductividad eléctrica (CE)

Siguiendo el método potenciométrico establecida por la NOM-021-SEMARNAT-2003, y manteniendo la relación suelo-agua 1:5, se pesó 20 g de muestra y se agregó 100 mL de agua desionizada, posteriormente se dejó en un agitador magnético durante una hora, luego se dejó reposar durante 30 minutos y se midió la conductividad eléctrica de cada muestra.



Preparación de las muestras y calibración del equipo.

Figura 16. Medición de la conductividad eléctrica de las muestras.

9.3.5. Producción de CO₂

Los parámetros microbiológicos son muy importantes para determinar la presencia de microorganismos, en este caso se determinó la respiración microbiana a través de la producción del CO₂ durante la incubación del suelo en un sistema cerrado. El CO₂ es atrapado en una solución de NaOH o KOH el cual es utilizado como trampa alcalina. Se calcula la cantidad de CO₂ producido considerando el volumen de HCl gastado en la titulación con la trampa alcalina para formar carbonato de sodio (Na₂CO₃) (Ocaña, 2010).



Figura 17. Respiración microbiana.

9.3.6. Nitrógeno amoniacal

Se determinó el nitrógeno amoniacal a través del Método 8038, Método Nessler, indicado para aguas, aguas residuales y aguas de mar (Hach Company, 2000). Se pesó 1 g de muestra seca en frasco de centrifuga, se adicionó 20 mL de agua desionizada, se agitó en vortex durante un minuto, se puso a peso constante para centrifugarlo a 2000 rpm durante 10 minutos, luego se filtró con papel whatman n° 42, el filtrado se aforó a 100 mL. Para la lectura en equipo Hach se utilizó como blanco el filtrado sin reactivo, se llenó la celda de cuarzo que se encuentra en el equipo y se leyó a cero. Posteriormente se tomó 20 mL de la muestra y se colocó en un vaso precipitado, se le agregó tres gotas del estabilizador mineral, el cual forma complejos con la dureza en la muestra y se agitó ligeramente. Se adicionó tres gotas del agente de dispersión polivinílico ayudando a la formación del color y se le adicionó 1 mL del reactivo Nessler y se agitó durante un

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

minuto formando así un color amarillento proporcional a la concentración de amoniaco. Por último se agregaron 10 mL de la muestra con reactivo a otra celda de cuarzo y se introdujo al equipo midiendo a una longitud de onda de 440 nm.



Extracción y aforado de muestras.



Lectura en el equipo Hach.

Figura 18. Determinación de nitrógeno amoniacal.

9.3.7. Enriquecimiento microbiano

Este método fue utilizado para determinar el crecimiento de microorganismos en la biomezcla y se basa principalmente en la relación directa que existe entre el número total de microorganismos y la turbidez que presenta. En la determinación de la turbidez de la suspensión celular mediante la espectrofotometría, el resultado es expresada en unidades de absorbancias (Arnáiz *et al.*, 2000).

Se inició preparando el fertilizante Floren 20-30-10 libre en sodio y cloruros y rico en N, P₂O₅, K₂O, B, Fe, Zn, Mg y Cu, que se utilizó como medio nutriente para los microorganismos. Posteriormente, se pesó 2 g de muestra en tubo Falcon, se adicionó 20 mL de agua desionizada y se agitó durante un minuto en el equipo vortex, luego se dejó decantar durante ocho horas. Del sobrenadante se tomaron 2 mL y se inoculó con 100 mL del fertilizante ya preparado, se dejó agitando a 80 rpm durante 30 minutos. Pasado ese tiempo se hizo la primera lectura en unidades de absorbancias en el equipo Hach, en el cual se determinó la presencia de bacterias a 540 nm y hongos a 640 nm. Después de la primera lectura se hicieron otras subsecuentes lecturas cada 24 h durante tres días.



Agitación de las muestras.



Lectura en el equipo Hach.

Figura 19. Medición de enriquecimiento microbiano.

9.3.8. Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC)

Un catión adsorbido en el suelo y la liberación después de uno o más cationes retenidos en él, se denomina intercambio de cationes y es afectado por factores como la naturaleza de cada catión y su concentración además del pH y la temperatura de la solución del suelo (Muñoz *et al.*, 2013).

La CIC se determinó por el método desarrollado por Schollenberger y Simón (1945) y se midió por medio del desplazamiento controlado de cationes conocidos, utilizando la regla química de acción de masas y el principio establecido en la serie de desplazamiento de cargas, donde los cationes que tienen menor carga pueden ser reemplazados por los de mayor carga (Muñoz *et al.*, 2013).

Conforme a lo establecido en el método se comenzó pesando 5 g de la biomezcla (seca y tamizada) en un embudo con papel filtro Whatman n° 50, se le adicionó 50 mL de cloruro de calcio de 10 mL cada vez, 50 mL de alcohol etílico 10 mL por vez, se desechó ambos filtrados, en un matraz limpio se hizo un tercer filtrado con 50 mL de cloruro de sodio de 10 mL por vez y se aforó a 50 mL con la misma solución. Al filtrado de la biomezcla con cloruro de sodio se le agregaron 10 mL de solución buffer pH 10, cinco gotas de cianuro de potasio, cinco gotas de solución de clorhidrato de hidroxilamina,

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

cinco gotas de solución indicadora de negro de eriocromo y posteriormente se tituló con EDTA cambiando de un color purpura a azul.



Adición de Cloruro de sodio.



Lavado en la biomezcla.

Figura 20. Determinación del CIC de las muestras.

9.3.9. Materia Orgánica (MO)

La materia orgánica se determinó a través del método de pérdida de peso por ignición el cual se basa en determinar el peso que pierde una muestra de suelo al someterla a 450 °C en horno-mufla por 24 horas, logrando una completa oxidación de la MO, determinando la cantidad total del suelo (NOM-021-SEMARNAT-2003).

Se identificaron los crisoles y se llevaron a la estufa durante una hora a 105 °C para quitarles el exceso de humedad, se dejaron reposar durante 30 minutos en el desecador, teniendo el peso constante se registró el primer peso de los crisoles sin muestra, después se agregaron 5 g de muestra seca a cada crisol y se introdujeron a la mufla durante dos horas a 550 °C, luego se metieron al horno nuevamente a 105 °C, pasado ese tiempo se dejaron enfriar dentro de un desecador, se pesaron los crisoles con muestras ya calcinadas y se calculó la materia orgánica por diferencia de peso.



Muestra en los crisoles.



Muestras dentro de la mufla.

Figura 21. Determinación de la materia orgánica presente en la biomezcla.

9.3.10. Toxicidad Aguda

Se realizaron bioensayos de toxicidad aguda con lombrices de tierra *Eisenia foetida* de acuerdo a lo establecido por la OECD (1984). Es un método de contacto con papel filtro y consiste en la exposición de las lombrices a sustancias de prueba sobre un papel filtro húmedo, para identificar la toxicidad de la sustancia de prueba siempre teniendo como referencia un testigo.

Para la prueba se hicieron 10 réplicas por muestra y se prepararon las lombrices de tierra *Eisenia foetida* con un rango de peso de 300 mg a 600 mg, se dejaron defecar durante tres horas, se utilizaron frascos del mismo tamaño y se forraron para evitar el contacto de las lombrices con la luz, a cada vial se le colocó un papel filtro con un área aproximada de 19.63 cm².

A los testigos se les adicionaron 1750 µL de agua desionizada por vial, posteriormente se introdujo una lombriz a cada vial y se taparon para la permanencia de las lombrices en el recipiente y la vez protegerlas de la luz. Para las muestra de prueba se le adicionaron 1250 µL de agua desionizada y 500 µL de muestra contaminada, de igual forma se introdujo una lombriz por cada vial y se taparon. Las observaciones se realizaron a las 24, 48 y 72 horas, observando respuestas como: el movimiento, respuesta al estímulo, presencia de líquido celómico, color y en dado caso, mortandad de la lombriz, así como la humedad del papel filtro.



Preparación de los materiales.



Respuestas en los organismos de prueba en contacto con el plaguicida.

Figura 22. Toxicidad aguda con lombrices por contacto con papel filtro.

9.3.11. Evaluación de resultados

Los resultados obtenidos se evaluaron mediante la hoja de cálculo Excel 2013 para estimar correlaciones con respecto al tiempo de las variables y el Software Estadístico Stat Graphics versión XVI, para determinar las posibles diferencias mediante un análisis no paramétrico (Kruskal-Wallis) y la prueba de caja y bigotes para identificar entre que periodos se presentaron las diferencias.

México.

10. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

10.1. Características iniciales para la evaluación de la biomezcla en la cama biológica.

En el cuadro 1, se presentan los resultados iniciales de cada una de las variables medidas en la biomezcla y su comportamiento en cada nivel de profundidad. Una de las variables principales que se debe conocer para una buena actividad microbiana es la humedad y para que esto suceda, se necesita de 45 a 60 % de humedad en la biomezcla, debido a que si se mantiene por debajo de este rango puede disminuir la actividad de los microorganismos (Román *et al.*, 2013), se observó que al inicio de la evaluación hubo más retención de agua en la parte superficial de la cama biológica presentando un porcentaje de 45.8 % de humedad, ayudando a que la biomezcla mantuviera las condiciones óptimas para el crecimiento de microorganismos, mientras que en los niveles intermedio y fondo estuvieron por debajo del rango óptimo. El pH se mantuvo cercano a la neutralidad en los tres niveles de profundidad, el cual se considera una condición óptima para el desarrollo de los microorganismos principalmente bacterias y hongos (Román *et al.*, 2013). La conductividad eléctrica de los tres niveles de profundidad presentaron valores por debajo de $1 \text{ ds} \cdot \text{m}^{-1}$ considerando a la biomezcla con efectos despreciables de salinidad (NOM-021-SEMARNAT-2003). El porcentaje de materia orgánica fue mayor en la parte superficial y en menor cantidad en la parte intermedia, probablemente se debe a que en la parte intermedia de la biomezcla hubo mayor actividad microbiana por lo tanto hubo mayor degradación de la materia orgánica. Acuerdo a la NOM-021-SEMARNAT-2003 los valores de nitrógeno son bajos en los tres niveles de profundidad. La respiración se mantuvo más elevada en la parte superficial e intermedio esto puede deberse al suministro de oxígeno aportado por las raíces del pasto ya que la humedad en el sistema fue más adecuada en estos dos niveles permitiendo una buena actividad microbiana.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Cuadro 1. Variables iniciales que se midieron en la biomezcla.

| Análisis | Unidad | Superficie | Intermedio | Fondo | Diferencias $P < 0.05$ |
|-----------------|------------------------------|-------------|------------|------------|---------------------------|
| | | \bar{x} | \bar{x} | \bar{x} | |
| Humedad | % | 45.8±6.8 | 39.3±4.4 | 27.4±1.5 | F * S, I |
| pH | | 6.54± 0.43 | 6.7±0.68 | 6.7 ± 0.25 | X |
| CE | ds.m ⁻¹ | 0.35±0.22 | 0.17±0.06 | 0.13±0.06 | X |
| COT | % | 7.4 ± 0.17 | 6.9 ± 1.3 | 6.9± 1.6 | F * S |
| MO | % | 12.7 ± 0.29 | 11.8± 2.2 | 11.9 ± 2.8 | X |
| Nitrógeno Total | % | 0.12±0.05 | 0.12±0.03 | 0.09±0.03 | X |
| Respirometría | mgCO ₂ /(kg.h) | 24.4 ± 8.99 | 31.2± 4.7 | 18.5 ± 8.3 | X |

Nota: X: grupos homogéneos
*: indica una diferencia significativa
S: nivel de superficie
I: nivel intermedio
F: nivel de fondo

10.2. Análisis de la biomezcla con respecto al tiempo

10.2.1. Humedad

La humedad es muy importante para el transporte de los nutrientes y los elementos energéticos a través de la membrana celular de los microorganismos. Los valores de humedad que se obtuvieron en la biomezcla presentaron estabilidad, la cual puede atribuirse a que, al tener 15 meses de funcionamiento, por efecto de los procesos de degradación-mineralización las partículas del sustrato son más pequeñas, lo que otorga mayor homogeneidad a la biomezcla y más estabilidad de la humedad.

Los valores de humedad en el nivel superficial e intermedio se mantuvieron por encima del 35 % durante los primeros siete meses de evaluación, mientras que en el nivel de fondo se mantuvo por debajo de este valor, lo que podría indicar más actividad microbiana en los primeros dos niveles, aunque cabe mencionar que Hernández-Cervantes (2017), encontró actividad de microorganismos a una humedad por debajo del 30 %. En los últimos dos meses de evaluación comienza una fase de estabilización de la humedad en los tres niveles de profundidad manteniéndose por debajo del 35 % (Figura 23) lo que podría provocar una disminución de la actividad microbiana.

Al evaluar la diferencia de humedad de cada nivel de la biomezcla con respecto al tiempo, usando la prueba de Kruskal-Wallis, no se encontró diferencia significativa ($P > 0.05$). Usando la misma prueba se evaluó la diferencia de humedad entre los tres niveles de profundidad y se encontró que la humedad en los dos primeros niveles es mayor al nivel de fondo ($P < 0.05$). Mediante la prueba de caja y bigotes (Anexo 1), podemos observar gráficamente el comportamiento de esta variable.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

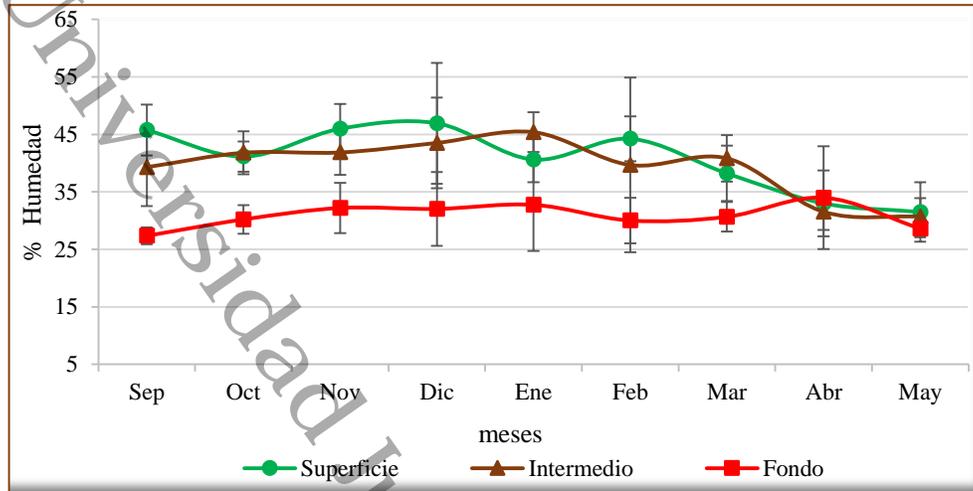


Figura 23. Humedad en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad.

10.2.2. Materia orgánica

En la descomposición de la materia orgánica total participan microorganismos capaces de transformar los residuos orgánicos simples a unos más resistentes.

La biomezcla presentó una reducción de 0.2 a 0.4 % de materia orgánica por mes de evaluación. Con esto se observó que la mineralización de la materia orgánica encontrada en este presente estudio fue más estable, debido a que Hernández-Cervantes (2017), evaluando la misma biomezcla durante un periodo de seis meses encontró inicialmente un contenido del 26 % de materia orgánica y a los seis meses de evaluación este contenido se redujo a 12 %. Al final de esta segunda etapa de evaluación se encontró un promedio del contenido de materia orgánica de 10.4 %, valor que está por debajo a lo encontrado en el suelo en una caracterización inicial, indicando así que la biomezcla está tomando las características originales de un suelo. Con base a lo anterior se concluye que la materia orgánica está llegando a su máximo grado de descomposición, por lo tanto presenta más estabilidad.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Evaluando el comportamiento de esta variable en cada nivel de profundidad durante esta segunda evaluación, se tiene que existe una diferencia estadísticamente significativa ($P < 0.05$) del primer mes de evaluación con respecto al último (Anexo 2). Las tres profundidades de la biomezcla se presentaron como grupos homogéneos, sin presentar diferencias significativas entre un nivel y otro ($P > 0.05$) (Figura, 24).

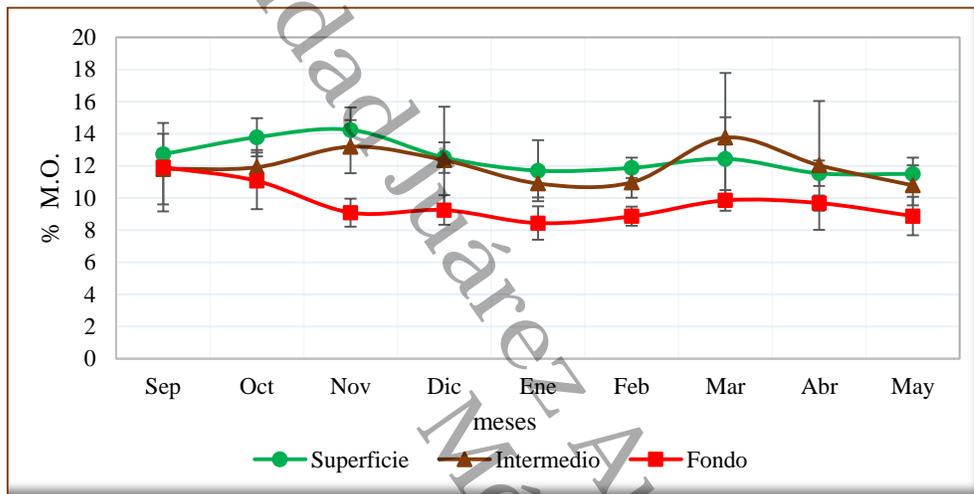


Figura 24. Materia orgánica de la biomezcla por mes y por nivel de profundidad.

10.2.3. Carbono orgánico total

Los datos de carbono orgánico total indican que aún hay carbono disponible en la biomezcla que pudiera ser aprovechado por los microorganismos. Esto se robustece con los valores encontrados de materia orgánica, lo cual se puede observar que siguen la misma tendencia en todos los meses de evaluación. Aplicando el método estadístico Kruskal-Wallis, podemos observar que existe una diferencia estadísticamente significativa entre el primer y el último mes de evaluación ($P < 0.05$), mientras que entre niveles no se presentó diferencia ($P > 0.05$), prueba de caja y bigotes (Anexo 3).

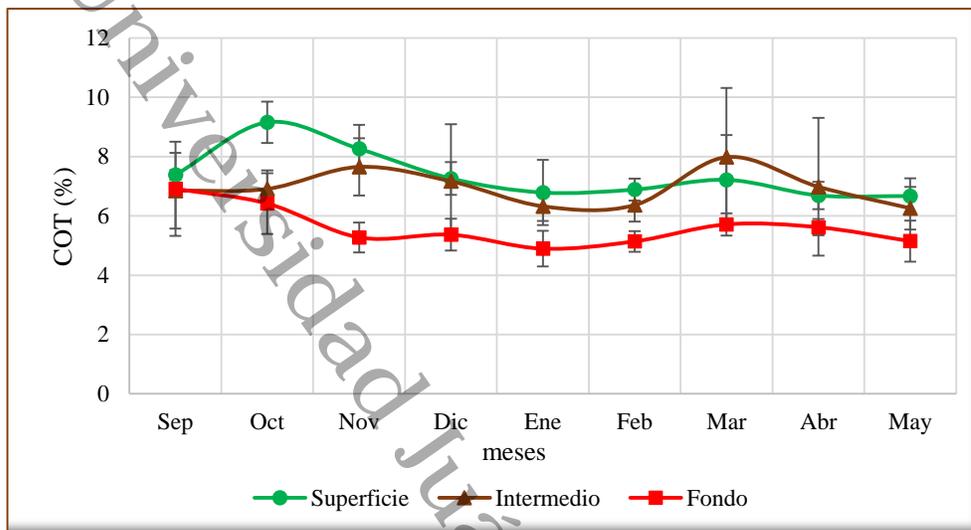


Figura 25. Carbono orgánico disponible en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad.

10.2.4. Nitrógeno total

Los valores de nitrógeno que presentó la biomezcla en los tres niveles de profundidad durante toda la evaluación se mantuvieron por debajo de 0,3 % considerado este valor como un bajo contenido de nitrógeno (NOM-021-SEMARNAT-2003), sin presentar diferencias entre niveles, ni entre los meses evaluados ($P > 0.05$), (Anexo 4). En el mes de marzo hubo una pequeña disminución en los tres niveles (Figura 26), probablemente en el mes anterior hubo mayor asimilación de este nutriente por los microorganismos lo que se reflejó en el mes siguiente ya que de acuerdo con Román *et al.*, (2015), cuando los microorganismos consumen el carbono que se encuentra en el material, rápidamente incrementa el consumo de nitrógeno y aunado a que la biomezcla tenía bajo contenido de nitrógeno provocó a un más su decadencia. Uno de los factores que pudo afectar la mineralización del nitrógeno es la humedad, lo anterior teniendo en cuenta que Hernández-Cervantes (2017) en una primera etapa (de cero a seis meses), encontró valores de nitrógeno por encima del 0.3 % en condiciones de buena humedad en la biomezcla encontrando aumento de la biomasa microbiana.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

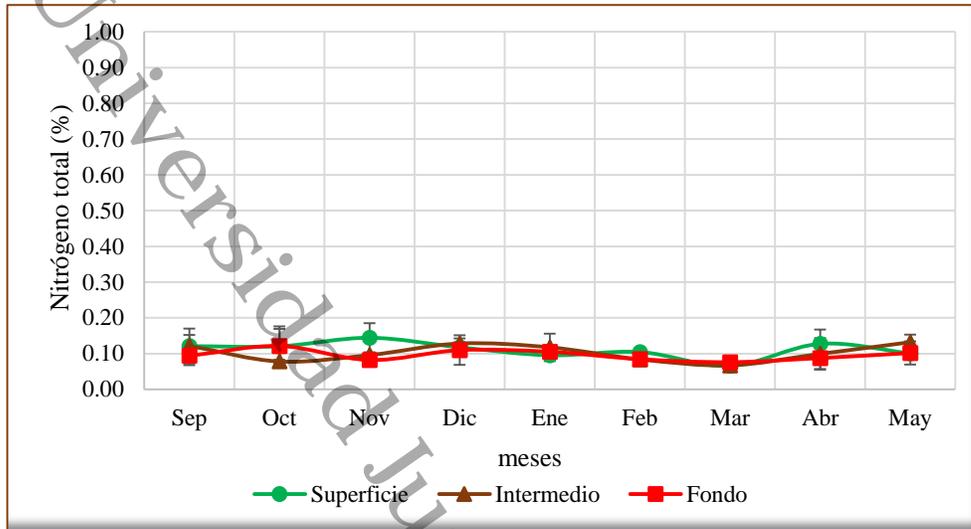


Figura 26. Nitrógeno disponible en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad.

10.2.5. Relación Carbono/Nitrógeno

La relación C/N que presentaron los tres niveles de profundidad de la biomezcla durante esta evaluación (del mes siete al mes 15) puede considerarse elevada, en relación a la primera etapa de evaluación (del mes cero al mes seis), siendo los niveles superficial e intermedio los más altos, pudiendo afectar la velocidad en la degradación de la materia orgánica. En la Figura 27 se puede observar que en el mes de marzo, se alcanzó la relación ($C/N > 100$) más alta en estos dos niveles y si los comparamos con el porcentaje de carbono y nitrógeno disponible podemos observar que ciertamente en el mes de marzo hubo más disponibilidad de carbono mientras que el contenido de nitrógeno fue más bajo en ese mismo mes.

Los microorganismos utilizan el carbono como fuente de energía y el nitrógeno como el elemento constituyente de la sustancia celular. Cuando hay una alta relación C/N durante el proceso de degradación indica un alto contenido de carbono en la biomezcla y el tiempo de degradación puede alargarse (Córdova, 2006), tal y como se observó en la

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

velocidad de degradación de la materia orgánica, la cual fue más estable durante esta evaluación. Cuando las reservas de nitrógeno son consumidas por los microorganismos puede haber pérdida de microorganismos ya que no hay suficiente nitrógeno para su síntesis (Córdova, 2006). Al evaluar la diferencia de C/N con respecto al tiempo y entre los niveles de profundidad, no se encontró diferencia significativa ($P > 0.05$). En el anexo 5 podemos observar el comportamiento de esta variable a través de la prueba de caja y bigotes.

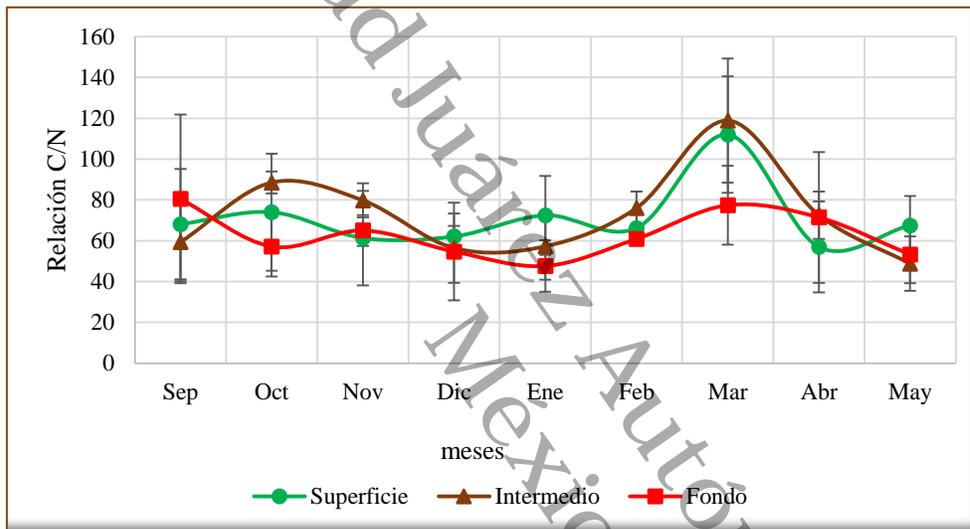


Figura 27. Relación Carbono/Nitrógeno en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad.

10.2.6. pH

En la biomezcla ocurren procesos de degradación por distintos mecanismos uno de ellos es la degradación microbiana, cuya presencia está definida por el pH, debido a que cada microorganismo actúa a diferente pH, como en el caso de las bacterias actúan más en pH alcalino mientras que los hongos en pH más ácido.

De acuerdo a la NOM-021-SEMARNAT-2003, del mes de enero al mes de mayo el pH que predominó en el nivel superior e intermedio fue medianamente alcalino, mientras

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

que en el nivel de fondo se mantuvo más cerca a la neutralidad en los mismos meses. A estas condiciones de pH se consideran óptimas para una buena actividad microbiana debido a que a un pH de 6 a 7,5 se presenta un mayor crecimiento bacteriano, mientras que la mayor actividad fúngica se da a un pH de 5,5 a 8, quedando un rango ideal de 5,8 a 7,2 (Román *et al.*, 2013).

Los cambios de pH durante el proceso de degradación, se deben principalmente a los cambios constantes en la composición química del sustrato y está influenciado por tres fases, en la primera fase se da una reducción del pH, en la segunda fase es el incremento del pH ya que es donde ocurre la máxima actividad por parte de los microorganismos presentes en la biomezcla, liberándose el ion amonio y la última fase es la estabilización (Oliva *et al.*, 2006), esta última fase se da a partir del mes de enero en el nivel superior, mientras que en los niveles intermedio y fondo ocurre a partir del mes de marzo, aunque cabe mencionar que en el último mes de evaluación de la biomezcla hubo una disminución en el nivel de fondo y un aumento en el nivel intermedio (Figura 28). Aplicando el análisis no paramétrico (Kruskal-Wallis) se comprobó que hubo una diferencia estadísticamente significativa entre el mes de septiembre y el mes de mayo ($P < 0.05$). A través de esta misma prueba se evaluó la diferencia entre niveles, los cuales no presentaron diferencias ($P > 0.05$), a través de la prueba de caja y bigotes podemos observar estas diferencias (anexo 6). Comprobándose así los cambios de pH que ocurren en la degradación-mineralización de la biomezcla en la cama biológica y su estabilidad como dato de referencia para determinar su tiempo de efectividad para la degradación de plaguicidas.

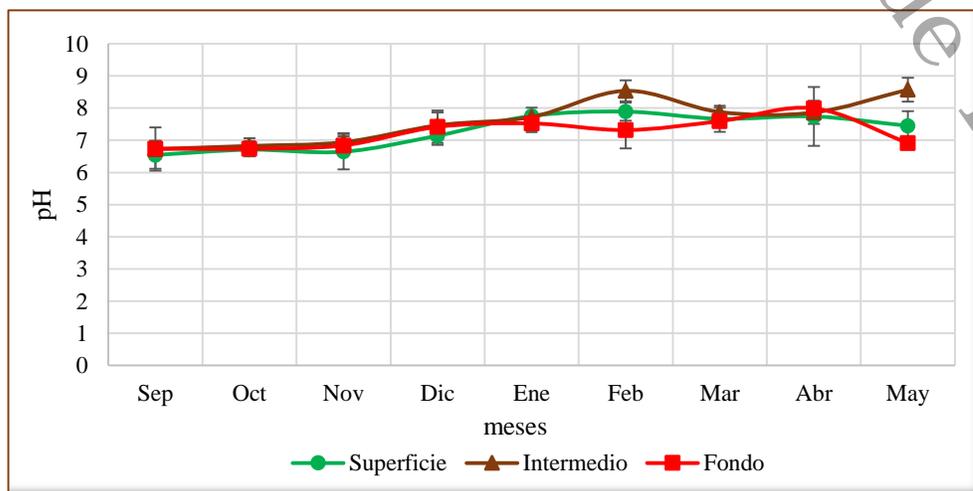


Figura 28. Evolución del pH en la biomezcla.

10.2.7. Conductividad Eléctrica

Los tres niveles de profundidad de la biomezcla siguieron un comportamiento similar respecto a la concentración de la conductividad eléctrica en todos los meses de evaluación sin presentar diferencias entre profundidades (Kruskal-Wallis $P > 0.05$). Mientras que al evaluar la diferencia de la conductividad eléctrica entre meses, se encontró que el mes de septiembre es mayor al mes de mayo ($P < 0.05$) (Figura 29), de manera gráfica podemos observar las diferencias mediante la prueba de caja y bigotes (Anexo 7).

En general la conductividad eléctrica que presentó la biomezcla en toda la etapa de evaluación se mantuvo con valores por debajo de 4 ds.m^{-1} , considerando efectos despreciables de salinidad, descartando algún riesgo para los organismos en la biomezcla (NOM-021-SEMARNAT-2003).

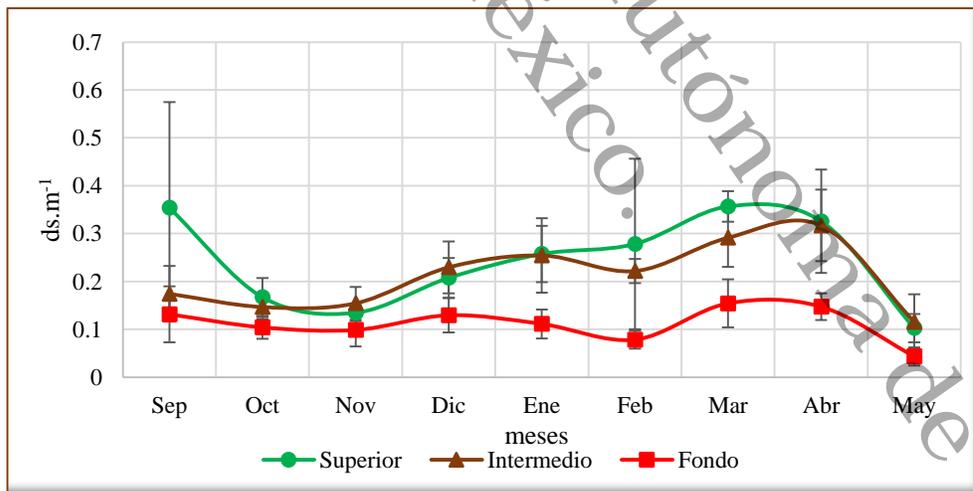


Figura 29. Conductividad eléctrica en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad.

10.2.8. Capacidad de Intercambio Catiónico

La determinación de la capacidad de intercambio catiónico es útil para estimar el grado de madurez de la materia orgánica (residuos vegetales), esta variable aumenta progresivamente de 40 cmol (+) kg⁻¹ (al inicio de la degradación) a 80 cmol (+) kg⁻¹ (al final de la degradación), del cual se utiliza un valor mínimo necesario para asegurar una madurez aceptable de 60 cmol (+) kg⁻¹ (Iglesias y Pérez, 1988). De igual manera la enciclopedia cubana (EcuRed, 2018) menciona que los residuos orgánicos tienen una CIC variada que inicialmente se encuentran cercanos a los 40 cmol (+) kg⁻¹ y al final del proceso estos valores crecen hasta alcanzar niveles de 70-80 cmol (+) kg⁻¹, esto debido a la disminución de la materia orgánica fácilmente degradable y al aumento de la materia orgánica más humificada.

Conforme a la información encontrada podríamos decir que la biomezcla pudo haber terminado su vida útil en la cama biológica, debido a que el valor de la capacidad de intercambio catiónico que se encontró al final de la evaluación fue de 66.8 cmol (+) kg⁻¹, valor superior a lo mencionado por Iglesias y Pérez (1988) y cercano a lo referido por la enciclopedia cubana (EcuRed, 2018) (Figura 30).

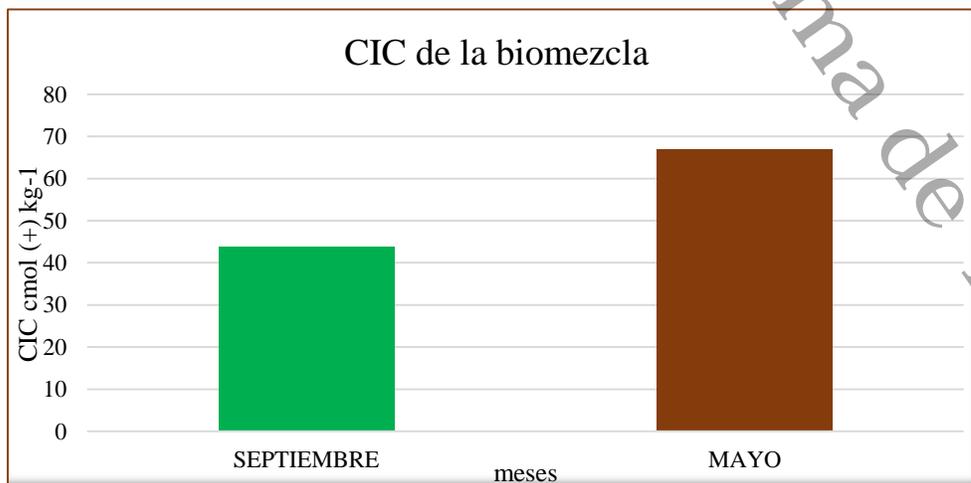


Figura 30. Capacidad de intercambio catiónico en la biomezcla.

10.2.9. Respiración Microbiana

Los microorganismos están en continua respiración, la cual es medida a través del desprendimiento de CO₂ siendo este, un indicador confiable de la tasa de crecimiento. Los factores que afectan el crecimiento de los microorganismos también influyen en su respiración en el mismo grado, es decir que si disminuye la cantidad de la biomasa microbiana también disminuye su respiración (Guerrero *et al.*, 2012).

Los tres niveles de profundidad de la biomezcla siguieron el mismo comportamiento en cuanto a la respiración microbiana, sin presentar diferencias estadísticamente significativas entre niveles (Kruskal-Wallis $P > 0.05$) (Anexo 8). En los meses de septiembre y febrero hubo un incremento de CO₂ indicando buena actividad microbiana en la biomezcla y donde también podría haber un incremento en la degradación de ETU (Figura 31).

En general podríamos decir que la respiración que se encontró en la biomezcla alcanzó una producción máxima de 30.8 mg(CO₂)/kg*h en el mes de septiembre en el nivel intermedio y en el mes de febrero en nivel superficial, y una producción mínima de 4.8 mg(CO₂)/kg*h en mes de mayo en el nivel de fondo, estando en la mayoría de los meses por debajo de 20 mg(CO₂)/kg*h. Estos valores encontrados fueron menores a lo reportados por Hernández-Cervantes (2017), donde evaluó la misma biomezcla durante los primeros seis meses, reportando valores de CO₂ por encima de los 60 mg(CO₂)/kg*h.

Una de las variables que pudo intervenir en la respiración es la humedad debido a que se mantuvo en el límite de los valores óptimos para una buena actividad microbiana. Encontrando así una estrecha relación entre estas dos variables ya que la humedad más baja se encontró en el nivel de fondo, así como también la menor producción de CO₂ en el mismo nivel. Además recordando lo anterior, de que en el último mes de evaluación en el nivel de fondo alcanzó un valor de 4.8 mg(CO₂)/kg*h, valor cercano para clasificar a la biomezcla como estabilizada (Sullivan y miller, 2005, citado por Iglesias-Jiménez 2009). Hubo una diferencia significativa entre los meses evaluados (Kruskal-Wallis $P < 0.05$), prueba de caja y bigotes (Anexo 8).

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

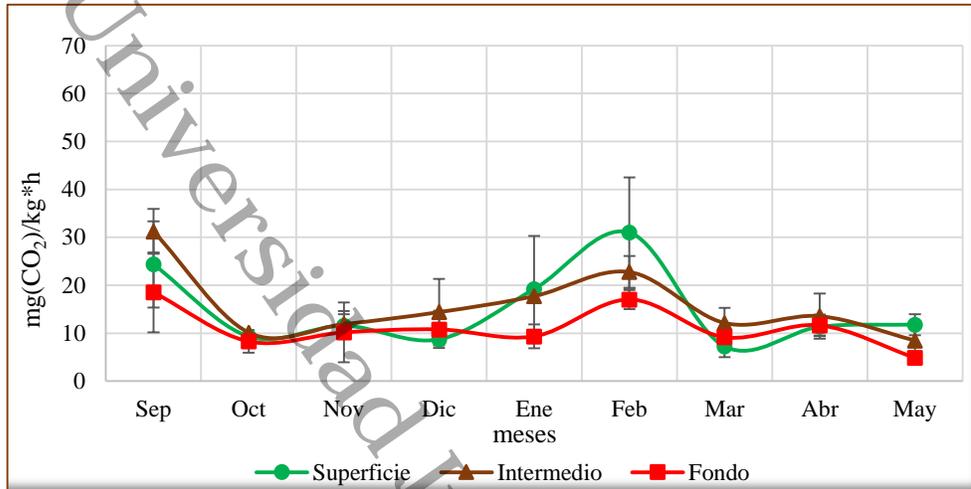


Figura 31. Producción de CO₂ en la biomezcla por mes y por nivel de profundidad.

10.2.10. Enriquecimiento microbiano

En la Figura 32, podemos observar que en el primer mes de evaluación hubo más crecimiento de bacterias y hongos en el nivel intermedio que en los niveles de superficie y fondo. En cuanto a los lixiviados hubo más crecimiento de hongos y bacterias en el mes de octubre. En general estos valores fueron más bajos que los reportados por Hernández-Cervantes (2017) (en una primera etapa de cero a seis meses). El poco crecimiento de los microorganismos se puede reflejar en su baja actividad, debido a que la respiración también fue menor en esta etapa de evaluación. Dicha variable pudo verse afectada por la baja humedad que presentó la biomezcla en los niveles intermedio y fondo ya que estuvieron por debajo de 45 % de humedad durante la evaluación (Román *et al.*, 2013).

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

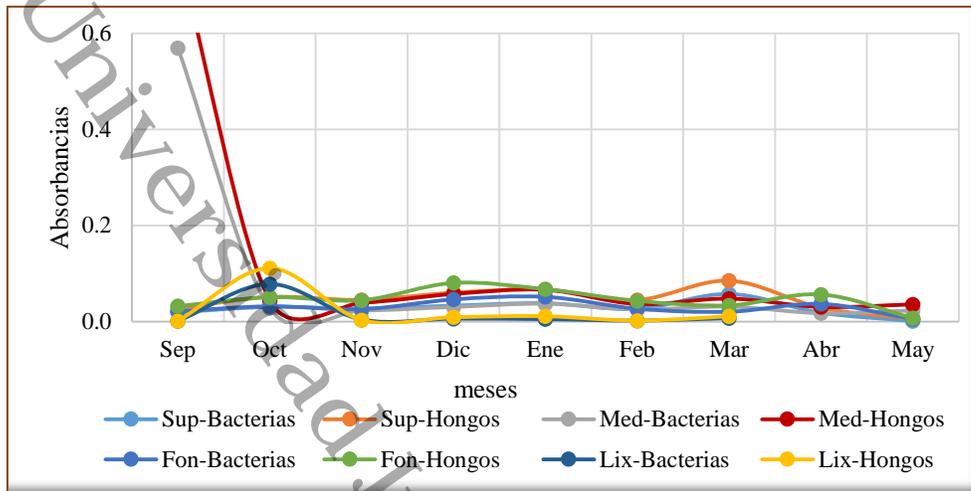


Figura 32. Enriquecimiento microbiano en la biomezcla.

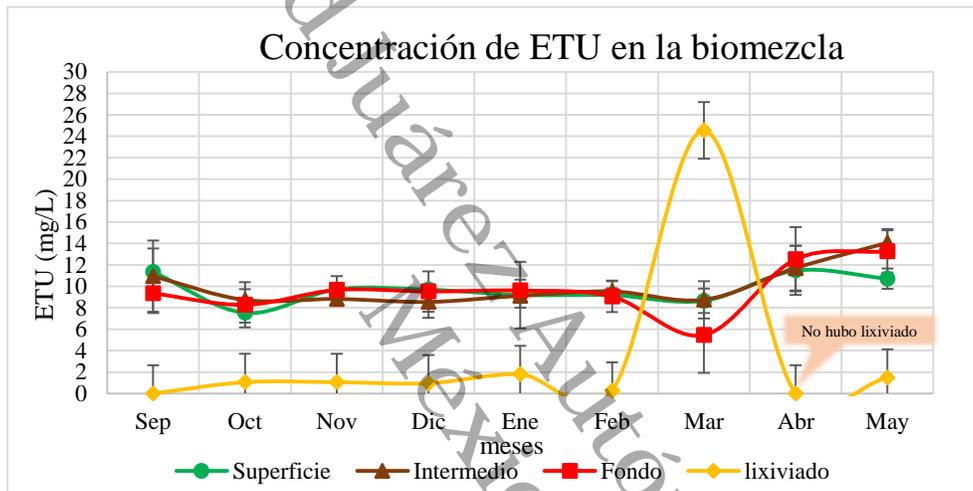
10.2.11. Concentración de ETU

La concentración de ETU fue cercano a 10 mgL^{-1} en la mayoría de los meses, por encima del límite aceptable el cual es de 1 mgL^{-1} esto, de acuerdo con la WHO citado por Domínguez-Rodríguez (2015), donde sugiere que a esta concentración de ETU no existe efectos negativos a los organismos acuáticos.

La retención de ETU en la biomezcla pudo ser influenciada por los procesos de sorción, debido a que en la descomposición de la materia orgánica del suelo o sustrato aumenta la capacidad de intercambio catiónico (Guerrero *et al.*, 2012) facilitando la adsorción de plaguicidas. Sopena (2002) también menciona que la humedad condiciona la adsorción ya que puede afectar la solubilidad del plaguicida, es decir si se presenta poca humedad en el sistema la adsorción aumenta y disminuye al aumentar la humedad. En los meses de octubre y marzo se presentó una disminución de ETU en las tres profundidades de la biomezcla siendo en el fondo la concentración más baja, esto, causado por la actividad microbiana la cual se ve reflejada en su respiración mostrado anteriormente, llevándose de esta manera la desorción del plaguicida a través de la solución del suelo y la cual migró verticalmente concentrándose en el lixiviado.

**VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS**

Un dato importante es la tendencia de ETU a incrementar en los tres niveles de profundidad de la biomezcla a partir del mes de abril, lo que nos indica que este se empieza a acumular en el sistema determinando así la efectividad de la biomezcla en la degradación del plaguicida. El mes de septiembre con respecto al mes de mayo y el comportamiento en los tres niveles de profundidad no presentaron diferencia estadísticamente significativa (Kruskal-Wallis $P > 0.05$) (Figura 33), en el anexo 9 se puede observar el comportamiento de esta variable mediante la prueba de caja y bigotes.



| Meses de fumigación | | | | | | | | | |
|---------------------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------------------------------|
| Sep-2017 | Oct-2017 | Nov-2017 | Dic-2017 | Ene-2018 | Feb-2019 | Mar-2018 | Abr-2018 | May-2018 | Meses de evaluación |
| 3 | 2 | 3 | 3 | 1 | 1 | 3 | 2 | 1 | Fumigación del plaguicida al mes |

Figura 33. Concentración de ETU en la biomezcla por nivel de profundidad y las fumigaciones aplicadas en cada mes.

10.2.12. Espectros de ETU en la región UV

Un espectro es obtenido cuando la absorción de luz es medida en función de una frecuencia o longitud. La absorbancia de un soluto depende linealmente de la concentración, por lo cual la espectrofotometría de absorción es ideal para hacer mediciones cuantitativas (Arenas y López 2004).

Apegándose al método analítico para la determinación de ETU establecido por Domínguez *et al.*, (2015), se determinó la presencia de este metabolito del Mancozeb a través de barridos de absorción en toda la región UV, el cual nos indicó la presencia de ETU en la biomezcla. En la Figura 34 se puede observar que las absorbancias de los lixiviados están por debajo de las absorbancias de la biomezcla, indicando así bajas concentraciones con excepción del lixiviado extraído en el mes siete donde la absorción fue más alta y que comparándolo con la concentración de ETU calculada, fue el mes donde el lixiviado tuvo mayor concentración. El incremento del ETU en este mes, es una pauta más para identificar la reducción de la capacidad de degradación en el sistema, al ver la tendencia de incrementar la concentración de ETU en el octavo y noveno mes.

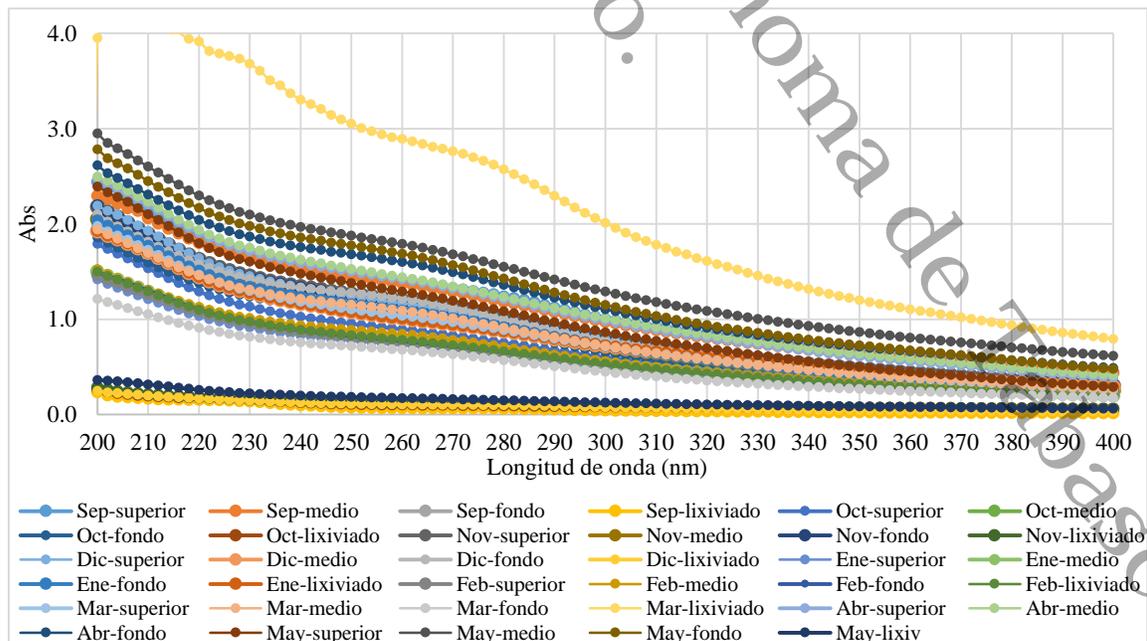


Figura 34. Identificación de ETU mediante un barrido espectral en toda la región UV.

10.2.13. Toxicidad

La toxicidad de la biomezcla se determinó por contacto directo en el cual se usaron organismos vivos y al final se reportó su mortandad.

En esta segunda etapa de evaluación (de siete a 15 meses), la biomezcla presentó más toxicidad en los tres niveles de profundidad reflejándose más en los meses de octubre, diciembre, febrero, marzo y mayo (Figura 35). El lixiviado por su parte solo presentó toxicidad en el segundo mes de evaluación, una observación muy importante que se hizo en los muestreos es que los agricultores a veces preparan la mezcla del agroquímico cerca del puerto del lixiviado y al ver un derrame el agroquímico puede migrar hacia el fondo en un tiempo más corto sin dar lugar a los procesos de degradación. En general estos datos permiten visualizar como la biomezcla a pesar de su capacidad de retención, está reduciendo su capacidad de degradación al ver como incrementa la toxicidad en los diferentes niveles durante esta segunda etapa de evaluación. Además de que otros agroquímicos pudieron participar en el aumento de la toxicidad de la biomezcla, debido a que se llegó a encontrar envases de otros fungicidas alrededor de la cama biológica.

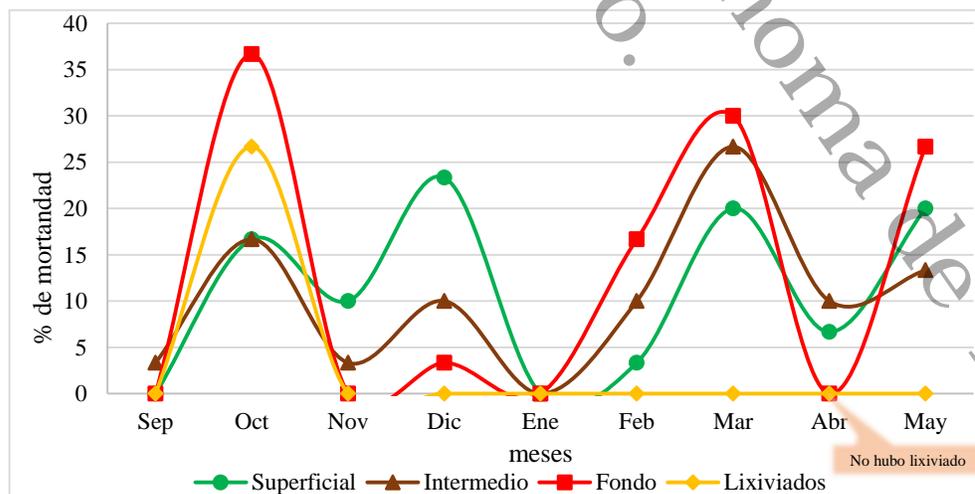


Figura 35. Toxicidad de la biomezcla por nivel de profundidad.

10.3. Características finales de la biomezcla en la cama biológica

Con respecto a los porcentajes de humedad encontrados en la biomezcla al final de la evaluación, estos fueron menores que al inicio siendo el nivel de fondo con menos contenido de humedad afectando así la actividad de los microorganismos, esto aunado a que también la respiración más baja se presentó en el nivel de fondo (Cuadro 2). El pH que presentaron los tres niveles de profundidad en la biomezcla fueron mayores que los encontrados al inicio de la evaluación, siendo más alcalino en la parte intermedia y neutro en la parte superficial y fondo. Los valores de la conductividad eléctrica siguen siendo menores a $1 \text{ ds} \cdot \text{m}^{-1}$, considerándose que estos valores no representan condiciones de salinidad y por lo tanto no se consideran un riesgo (NOM-021-SEMARNAT-2002). El valor promedio de materia orgánica encontrado entre los tres niveles de la biomezcla es de 10.4 %, valor que está por debajo a lo reportado por Hernández-Cervantes (2017) en la caracterización inicial del suelo (Fluvisol) con un valor de 11.29 % de materia orgánica. La producción de CO_2 fue disminuyendo conforme a la profundidad de la biomezcla, esta variable pudo verse afectada por la disminución de la humedad, la materia orgánica y el bajo contenido de nitrógeno, debido a que estas variables también determinan la presencia de microorganismos en la biomezcla, el valor encontrado en el nivel de fondo fue de $4 \text{ mg}(\text{CO}_2)/\text{kg} \cdot \text{h}$, considerado para clasificar a la biomezcla como estabilizada (Sullivan y miller, 2005, citado por Iglesias-Jiménez, 2009).

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Cuadro 2. Variables finales que se midieron en la biomezcla.

| Análisis | unidad | Superficie | Intermedio | Fondo | Diferencia |
|-----------------|---------------------------------|------------|------------|------------|------------|
| | | \bar{x} | \bar{x} | \bar{x} | $P < 0.05$ |
| Humedad | % | 31.5±3.2 | 30.7±5.2 | 28.6±1.5 | X |
| pH | | 7.5±0.46 | 8.6±0.37 | 6.9±0.19 | X |
| CE | ds.m ⁻¹ | 0.10±0.03 | 0.12±0.06 | 0.04±0.02 | X |
| COT | % | 6.7 ± 0.59 | 6.3 ± 0.72 | 5.15± 0.69 | F * S |
| MO | % | 11.5± 1.0 | 10.8± 1.3 | 8.9± 0.19 | F * S |
| Nitrógeno total | % | 0.10±0.02 | 0.13±0.02 | 0.10±0.03 | X |
| Respirometría | mg(CO ₂) /(kg.h) | 11.8±2.2 | 8.5±2.7 | 4.9±0.6 | F * S |

Nota: X: grupos homogéneos
*: indica una diferencia significativa
S: nivel de superficie
I: nivel intermedio
F: nivel de fondo

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

10.4. Variables óptimas para clasificar una biomezcla como estabilizada.

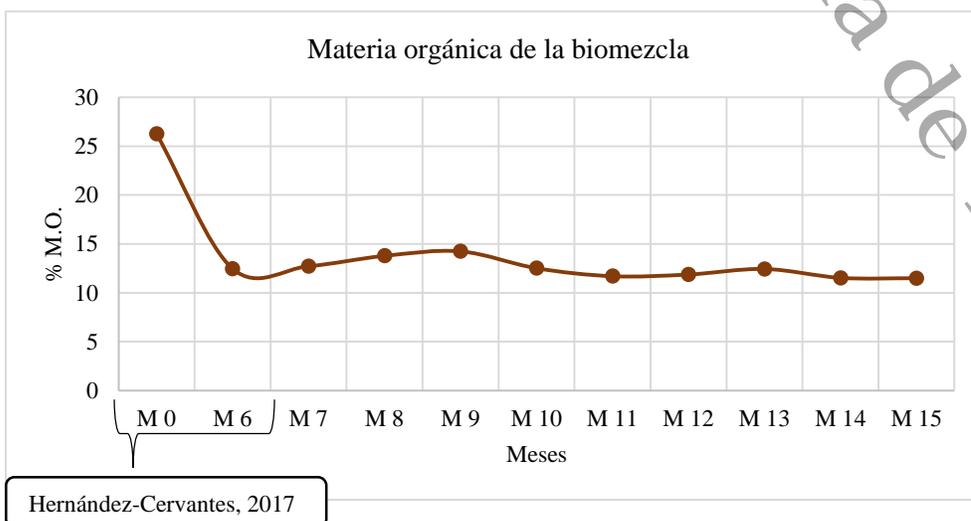
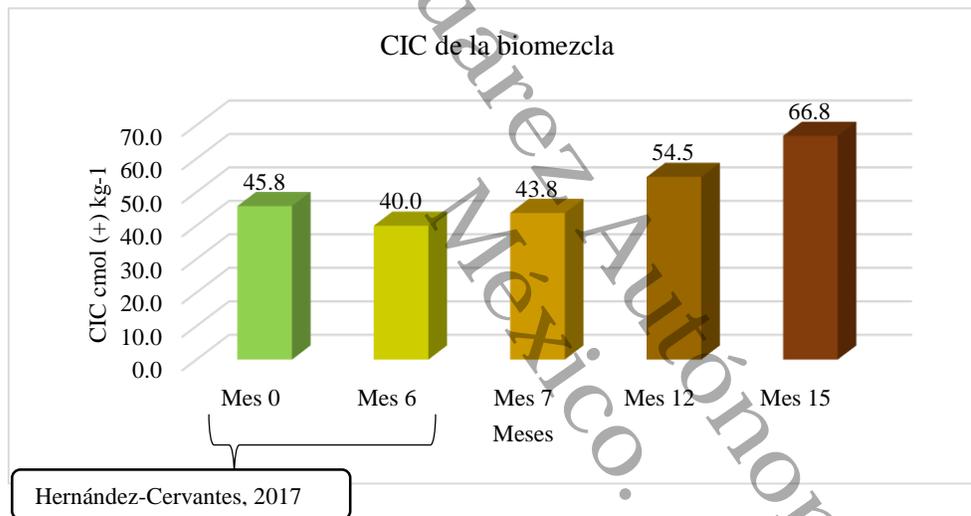
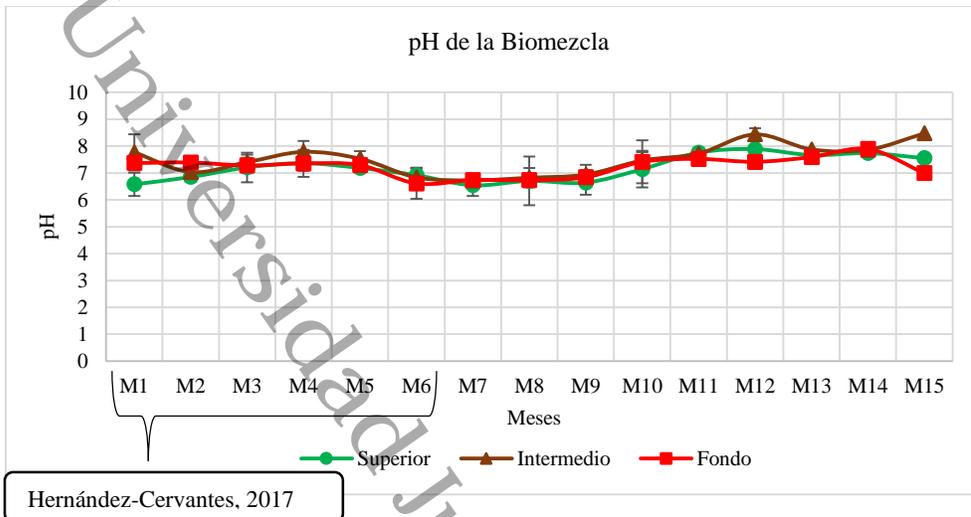
En el siguiente cuadro se muestran las variables más confiables para determinar el tiempo de vida útil de la biomezcla compuesta por raquis de plátano, cachaza de caña y suelo (Fluvisol) en una cama biológica. Con los datos obtenidos del mes cero, 12vo y 15vo mes de evaluación de la cama biológica, se puede asegurar el cambio de biomezcla cada 12 meses, teniendo al año todavía condiciones favorables para la siguiente etapa que es el proceso de detoxificación de la biomezcla en el exterior del sistema.

Cuadro 3. Variables que permitieron determinar la vida útil de la biomezcla en la cama biológica.

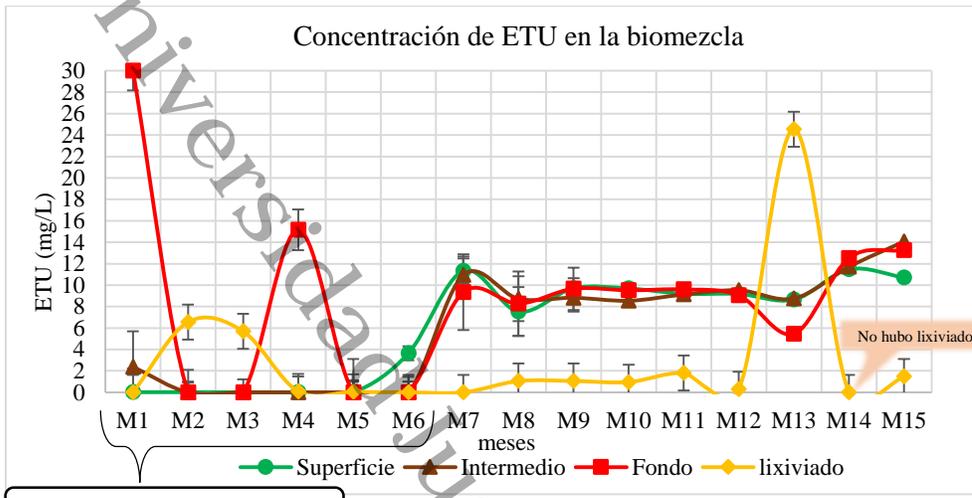
| Variable | Mes 0 | Mes 12 | Mes 15 | Condiciones óptimas para biomezcla ya estabilizada. |
|------------------------------------|-------|--------|--------|---|
| pH | 8.6 | 7.8 | 7.6 | Cercano a la neutralidad (Román et al., 2013) |
| CIC $\text{cmol}(+)\text{kg}^{-1}$ | 45.83 | 54.6 | 66.8 | 60-80 (Iglesias y Pérez, 1988) |
| MO % | 26.25 | 10.6 | 10.4 | 11 (Hernández-cervantes, 2017) |
| ETU mgL^{-1} | 10.8 | 9.2 | 12.6 | Aumentó en los últimos dos meses. |

Nota: el valor de ETU se registró a partir del primer mes de funcionamiento de la biomezcla en la cama biológica.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS



VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
 CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS



Hernández-Cervantes, 2017

11. Conclusión

Las variables medidas en la cama biológica presentaron diferencias estadísticamente significativas, indicando los cambios en los procesos de degradación del plaguicida y la mineralización de la biomezcla.

Los procesos que se vieron involucrados en la biomezcla fueron; a) la adsorción del plaguicida en la biomezcla favorecido por la humedad y la capacidad de intercambio catiónico y b) la degradación del plaguicida por medio de la actividad microbiana medido a través de la respiración.

Las variables que permitieron determinar el tiempo de vida útil de la biomezcla a partir de los cambios que se observaron en el transcurso de los nueve meses de evaluación fue;

- la estabilización del pH a valores cercanos a la neutralidad a partir del mes de febrero,
- la tendencia de la concentración de ETU a incrementarse en los últimos dos meses indicando la acumulación del plaguicida en la biomezcla,
- encontrando en la biomezcla porcentaje de materia orgánica por debajo del suelo limpio en la caracterización inicial que se realizó en la primera etapa y
- el valor de la capacidad de intercambio catiónico (CIC) en la biomezcla encontrado al final de la evaluación de $66.8 \text{ cmol}(+)\text{kg}^{-1}$, valores aceptables para clasificar a la biomezcla como estabilizada.

En esta segunda etapa de evaluación se determinó el tiempo de vida útil de la biomezcla en la cama biológica efectuando un monitoreo de nueve meses (15 meses en total de las dos etapas). Con base a las respuestas de las variables que permitieron determinar el máximo rendimiento de la biomezcla se estima una duración de quince meses. De manera conservadora se sugiere el cambio de esta biomezcla a los 12 meses, para continuar con el proceso de post-compostaje ya en el exterior de la biocama.

Para la biomezcla en camas biológicas compuesta por cachaza de caña, raquis de plátano y suelo (Fluvisol) expuesta a condiciones ambientales en campo en el estado de Tabasco se determina una vida útil de un año.

12. Recomendaciones

Se recomienda que cuando la biomezcla haya llegado al final de su vida útil, se extraiga de la cama biológica y se someta a un proceso de post-compostaje adicionándole residuos orgánicos para reactivar la biomasa microbiana que permitan detoxificar completamente la biomezcla gastada.

Si se utilizan otros sustratos nuevos como biomezcla para incorporarla al sistema y son diferentes a los propuestos en esta evaluación, se recomienda evaluar su eficiencia y su vida útil, debido a que no todos los sustratos tienen la misma composición química y eso puede afectar o favorecer la eficiencia y maduración de la biomezcla reduciendo o alargando su vida útil en campo.

13. Literatura citada

Alistar, H., C., y Kogan, A., M., (2009). Curvas de degradación de plaguicidas en productos vegetales. Centro de Investigación Agrícola y Ambiental (CIAA).

Arenas, S., I., y López, S., J., L., (2004). Espectrofotometría de Absorción. (Tesis de Maestría). Universidad Autónoma de México. Cuernavaca Morelos México.

Arias, P., Dankers, C., Liu, P., y Pilkauskas, P. (2004). La economía mundial del banano. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma 2004.

Arnáiz, C., Isac, L., y Lebrato, J., (2000). Determinación de la biomasa en procesos biológicos. Tecnología del agua, (205) 46.

Castillo, M., del P. (2014). Pasado, Presente y Futuro de las Biobeds. JTI – Swedish Institute of Agricultural and Environmental Engineering. Guatemala, Centro América.

Castillo, M., P., Torstensson, L., y Stenström, J., (2008). Camas Biológicas- Biotecnología para la prevención del medio ambiente en la contaminación por pesticidas. JTI-Instituto Sueco de Ingeniería Agrícola y Ambiental, Uppsala Suecia.

Cervantes, M., R. (2010). Plaguicidas en Bolivia: sus implicaciones en la salud, agricultura y medio ambiente. *REDESMA* 4(1), 1-12.

Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas (CICOPLAFEST) (1991). Catálogo Oficial de Plaguicidas, México Distrito Federal, marzo 1991.

Córdova, Quenaya, L., F. (2006). Propuesta para mejorar el proceso de compostaje de los residuos orgánicos, generados en la actividad minera, empleando microorganismos eficientes (Tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Agustín Arequipa, Perú.

Cortés, M., C., R. (2012). Alternativas de tratamiento de aguas residuales con plaguicidas provenientes de actividades agrícolas (tesis de pregrado). Universidad Industrial de Santander, Facultad de Ingeniería físicoquímica Bucaramanga.

Domínguez, M., C., Peñuela, G., y Flórez, M., T. (2009). Método analítico para la determinación de Etilentiourea (ETU) subproducto del Mancozeb en un Andisol del oriente Antioqueño. *Revista facultad de ingeniería*, (49), 42-49.

Domínguez, R., V.I. (2015). Biocamas para el tratamiento de aguas contaminadas con fungicidas en la zona platanera de Teapa, Tabasco (Tesis doctoral). Instituto de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas, Cárdenas Tabasco.

Domínguez, R., V.I., Guerrero, A., Adams, R., Miranda, E., Obrador, J., J., Zavala, y Vaquera, H., (2015). Eco-friendly Spectrophotometric Method as Alternative for Carbon Disulfidefree Determination of Ethilenethiourea in Surface Water. *Journal is Indexed in SCOPUS and Chemical Abstracts*. 19(5) 1-72.

Enciclopedia Cubana (EcuRedh) (2018). Compostaje. Recuperado de: <https://www.ecured.cu/Compostaje>.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

- Gil, A.** (2011). Evaluación de la degradación de fungicidas en camas biológicas. Guatemala. Universidad del Valle de Guatemala.
- Guerrero M.** (2010). Guía técnica del cultivo del plátano. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal “Enrique Álvarez Córdova”. El Salvador.
- Guerrero, Ortiz, P., L., Quintero, Lizaola, R., Espinoza, Hernández, V., Benedicto, Valdez, G., S., y Sánchez, Colín, M., J.** (2012). Respiración de CO₂ como indicador de la calidad microbiana en abonos orgánicos de *Lupinus*. *Terra Latinoamericana*, 30 (4), 355-362.
- Hach Company** (2000). Manual de Análisis de Agua. Loveland, Colorado, EE. UU.
- Hernández, C., E.** (2017). Efectividad de camas biológicas para reducción de Etilentiourea en aguas residuales a escala de campo. (Tesis de pregrado). Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Villahermosa, Tabasco, México.
- Hidalgo, Barrantes, D., Calvo, Barboza, O., y Loria, Bolaños, R.** (2015). Sistemas de saneamiento básico rural con tecnologías limpias, un enfoque innovador y seguro para la población trabajadora en fincas: la experiencia con recolectores en la Zona de los Santos Costa Rica. *SALTRA* (13) 28-30.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI).** (2014). Encuesta Nacional Agropecuaria. Recuperado el 21 de septiembre del 2018 en <http://www3.inegi.org.mx/sistemas/sisept/default.aspx?t=mamb351&s=est&c=35669>.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Iglesias J., E., y Pérez G., y V. (1988). Evaluation of City Refuse Compost Maturity: A Review. *Biological Wastes*, 27(1989), 115-142.

Iglesias-Jiménez E. (2009). Aspectos físico-químicos, bioquímicos y microbiológicos del proceso de compostaje. Evaluación de la calidad. Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología de Salamanca. Salamanca.

LGEEPA (2012). Ley General del Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente, 6 de junio del 2012.

Martínez-Pérez., M., A. (2007). Diseño de una prueba de biodegradabilidad anoxicas de compuestos orgánicos en medio líquido. Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería Centro de Investigaciones Química. Pachuca Hidalgo.

Mellado, M., V. (2007). Determinación de plaguicidas organoclorados por cromatografía de gases, en agua subterránea del municipio de Guasave, Sinaloa. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Coahuila. México. 150 p.

Melgar V., C., E. (2006). Contenido de Etilentiourea (ETU), primer metabolito del fungicida Mancozeb, en los sedimentos y aguas de los drenes en la zona platanera de Teapa, Tabasco (Tesis de maestría). El Colegio de la Frontera Sur (ECOSUR), Villahermosa, Tabasco.

Méndez, G., y Soto, G. (2003). Taller de abonos orgánicos. Sabanilla. Universidad Costa Rica.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Mora, C., J., Esquivel, M., Durán, M., y Zamora, R., (2015). Obtención y evaluación de mezclas de polipropileno con fibras de raquis de banano (Mussa AAA). *Revista Iberoamericana de polímeros*, 16(2), 91-111.

Muñoz, D., Soler, A., López, F., y Hernández M., (2013). Edafología. Manual de métodos de análisis de suelos. Facultad de estudios superiores Iztacala, México, DF.

Narváez, V., J., F., Palacio, B., J., A., y Molina, P., F., J. (2012). Persistencia de plaguicidas en el ambiente y su ecotoxicidad: una revisión de procesos de degradación natural. *Gestión y Ambiente*, 15(3), 27-38.

NOM-021-SEMARNAT/SS-2003. Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudios, muestreo y análisis. Diario Oficial de la Federación, 31 de marzo 2002, México, D.F.

Ocaña, Landero, C., G. (2010). Manual de prácticas de laboratorios de “Remediación Biológica” (Tesis de pregrado). Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Tabasco México.

OECD. (1984). OECD Guideline for Testing of Chemicals, No. 207, Earthworm Acute Toxicity. OECD, París France.

Oliva, C., Oswaldo, B., M., y Diana, V., M., M. (2006). Efecto del pH sobre el crecimiento de microorganismos durante la etapa de maduración en pilas estáticas de compost. Corporación Universitaria Lasallista. *Producción + limpia*, 1(2), 1-12.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO)

(2006). Código Internacional de Conducta para la Distribución y Utilización de Plaguicidas. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Roma, 2006.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO)

(2016). Biobed, una tecnología para mitigar la contaminación puntual por plaguicidas. Suecia. JIT-Instituto Sueco de Ingeniería Agrícola y Ambiental.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO)

(2016). Propiedades químicas del suelo. Recuperado de: <http://www.fao.org/soils-portal/soil-survey/clasificacion-de-suelos/sistemas-numericos/propiedades-quimicas/es/>.

Orozco, Santos, M., García, Mariscal, K., Manzano, Sánchez, G., Guzmán, González, G., Martínez, Bolaños, L., Beltrán, García, M., Garrido, Ramírez, E., Torres, Amezcua, M., A., y Canto, Canche, B. (2013). La Sigatoka Negra y su Manejo Integrado en Banano. 1ra ed. Centro de Investigación Regional Pacífico Centro. Tecomán Colima México.

Palomeque, Martínez, M., I. (2010). Caracterización de la vegetación y uso del suelo del Rio Grijalva en el municipio de Centro, Tabasco. (Tesis de Maestría). Instituto de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas. Cárdenas, Tabasco.

Ramírez, J., A., y Lacasaña, M. (2001). Plaguicidas: clasificación, uso, toxicología y medición de la exposición. *Arch Prev Riesgos Labor*, 1(2), 67-75.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Ramos, E., y Zúñiga, D. (2008). Efecto de la humedad, la temperatura y el pH del suelo en la actividad microbiana a nivel de laboratorio. *Ecología Aplicada*, 7(1,2), 123-130.

Roman, P., Martínez, M., M., Pantoja A. (2013). Manual de compostaje del agricultor. Organización de la Naciones Unidas para la Alimentación y la agricultura. Santiago de Chile 2013.

Secretaría del Convenio de Estocolmo (2009). Convenio de Estocolmo sobre Contaminantes Orgánicos Persistentes (COP). Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente (PNUMA). Suecia.

Secretaría del Convenio de Rotterdam (2004). Guía para las autoridades nacionales designadas sobre el funcionamiento del Convenio de Rotterdam. Roma-Ginebra, 2004.

Secretaría de Economía (2012). Monografía del Sector Plátano en México: situación actual y oportunidades de mercado. Dirección General de Industrias Básicas, febrero 2012.

Secretaría de Salud (SSA1) (1995). Norma Oficial Mexicana NOM-045-SSA1-1993, Plaguicidas. Productos para uso agrícola, forestal, pecuario, de jardinería, urbano e industrial, México, distrito Federal, Recuperado el 21 de septiembre del 2018 en <http://www.salud.gob.mx/unidades/cdi/nom/045ssa13.html>.

Secretaría de Salud (SSA1) (2010). Norma Oficial Mexicana NOM-232-SSA1-2009, Que establece los requisitos del envase, embalaje y etiquetado de productos grado técnico y para uso agrícola, forestal, pecuario, jardinería, urbano, industrial y doméstico. Diario Oficial de la Federación, 13 de abril del 2010, Ciudad de México.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Sanclemente, Reyes, O., E., (2012). *Materia Orgánica del Suelo*. Sede Palmira. Universidad Nacional de Colombia.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo, Rural Pesca y Alimentación (SAGARPA) (2013). Decreto por el que se aprueba el Programa Sectorial de Desarrollo Agropecuario, Pesquero y Alimentario 2013-2018. Diario oficial, viernes 13 de Diciembre del 2013.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo, Rural Pesca y Alimentación (SAGARPA) (2017). Producción de plátano aumenta 7 % durante el 2016. Chilpancingo Guerrero.

Sopeña, Vázquez, F. (2002). Adsorción-Desorción de norflurazón en suelo con diferentes características fisicoquímicas. Sevilla. Consejo Superior de Investigaciones Científicas Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología de Sevilla.

Stuzin, V., Gómez, V., G., Barrera, G., y Herrera, M. (2015). Boletín de Agricultura Familiar. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, (14), 1-42.

Virasoro V. (2014). Hoja de datos de seguridad Mancozeb 75 Helm. Provincia de Buenos Aires. República Argentina.

Weinberg, J. (2009). Guía para las ONG sobre los plaguicidas peligrosos y el SAICM. International Pops Elimination Network., Europa.

Zúñiga, E., O., Cuero, G., R. y Peña, O., J., A. (2011). Estimulación con campo electromagnético variable de microorganismos benéficos aplicados a la cachaza.

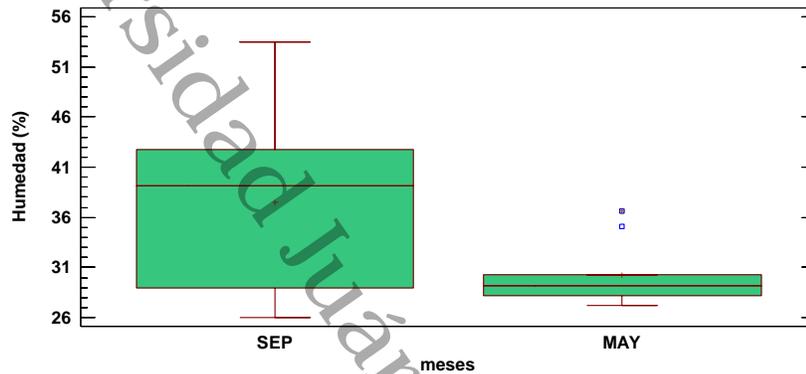
VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA
CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

para mejorar su uso como biofertilizante. *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 9(2), 150-158.

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.

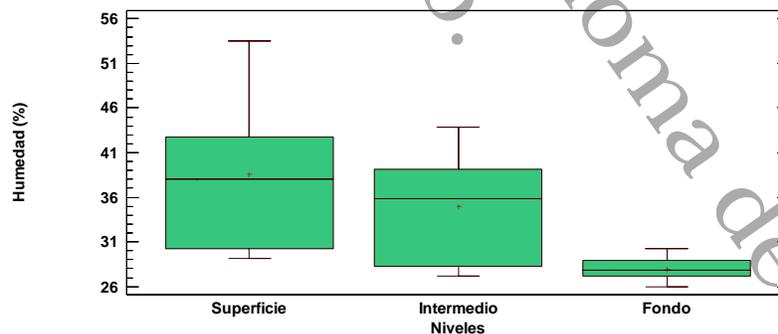
14. Anexos

Anexo 1. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de humedad de la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad.



Evaluando la humedad en la biomezcla con respecto al tiempo mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre el primer y último mes de monitoreo con un nivel del 95.0 % de confianza.

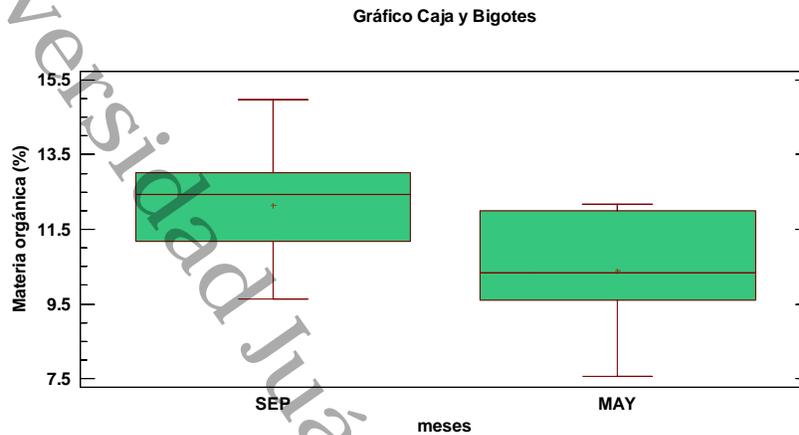
Gráfico Caja y Bigotes



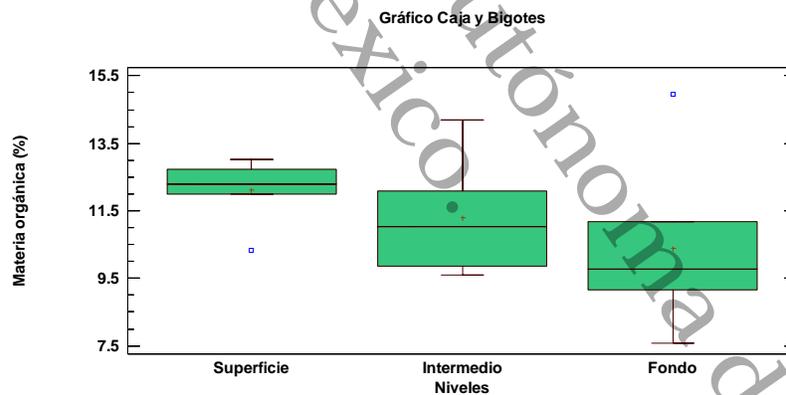
Evaluando la humedad en cada nivel de profundidad de la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es menor que 0.05, hay una diferencia estadísticamente significativa entre el nivel de fondo con respecto a los niveles de superficie e intermedio con un nivel del 95.0 % de confianza.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Anexo 2. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de materia orgánica de la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad.



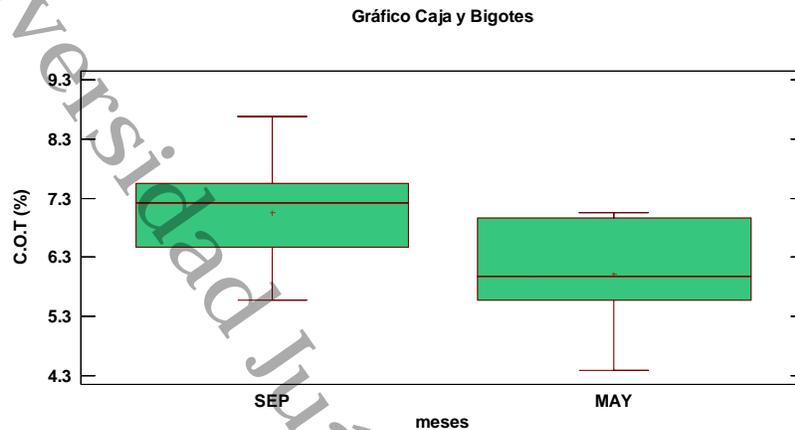
Evaluando el contenido de materia orgánica en la biomezcla con respecto al tiempo mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es menor que 0.05, existe una diferencia estadísticamente significativa entre el mes de septiembre y el mes de mayo con un nivel del 95.0 % de confianza.



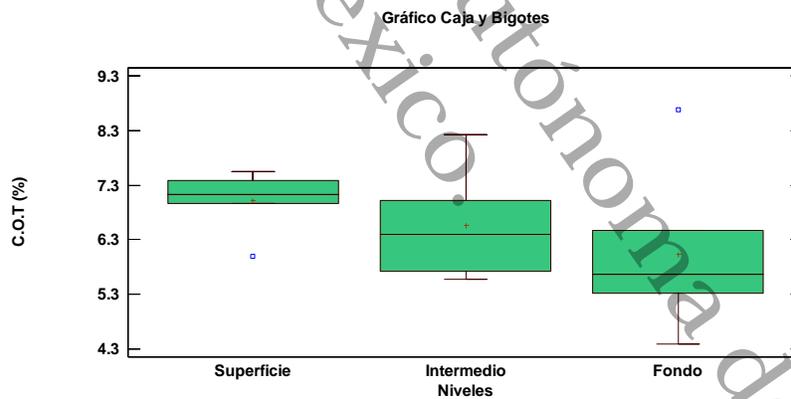
Evaluando el contenido de materia orgánica en cada nivel de la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre los niveles de profundidad con un nivel del 95.0 % de confianza.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Anexo 3. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias del contenido de carbono orgánico en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad.



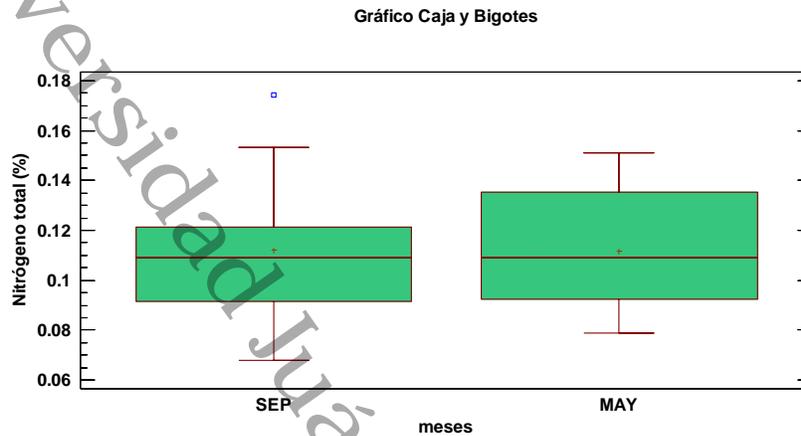
Evaluando el contenido de Carbono Orgánico en la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es menor que 0.05, si existe una diferencia estadísticamente significativa entre el mes de septiembre y el mes de mayo con un nivel del 95.0 % de confianza.



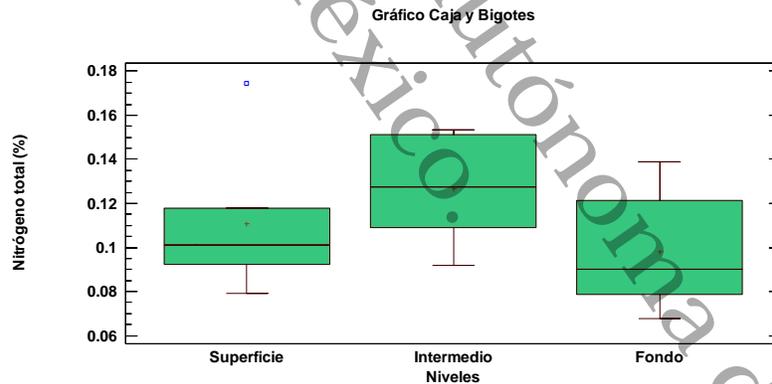
Evaluando el contenido de carbono orgánico en cada nivel de profundidad de la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre cada nivel de profundidad con un nivel del 95.0 % de confianza.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Anexo 4. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias del contenido de nitrógeno total en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad.



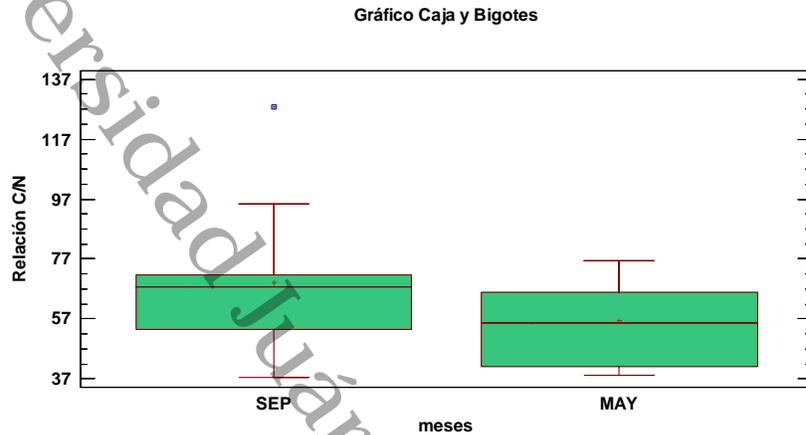
Evaluando el contenido de nitrógeno total en la biomezcla con respecto al tiempo mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, puesto que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre el mes de septiembre y el mes de mayo con un nivel del 95.0 % de confianza.



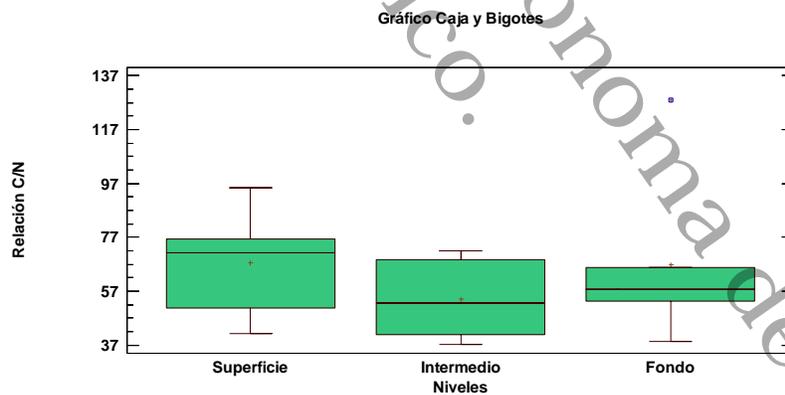
Evaluando el contenido de nitrógeno total en cada nivel de profundidad de la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre cada nivel de profundidad con un nivel del 95.0 % de confianza.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Anexo 5. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de la relación carbono/nitrógeno en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad.



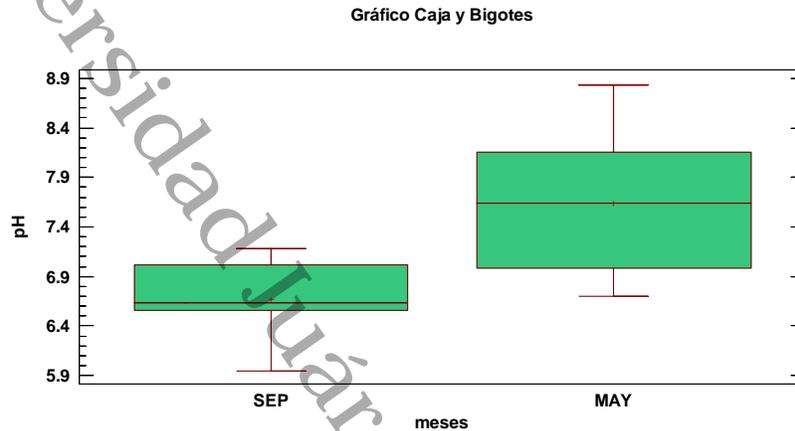
Evaluando la relación carbono/nitrógeno de la biomezcla con respecto al tiempo mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre el mes de septiembre y el mes de mayo con un nivel del 95.0 % de confianza.



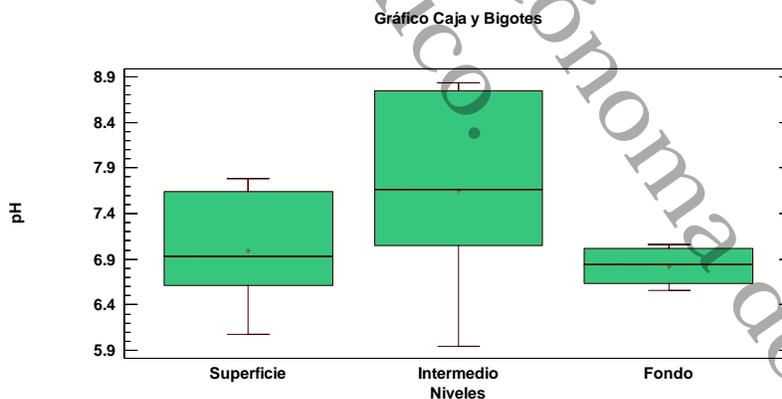
Evaluando la relación carbono/nitrógeno en cada nivel de profundidad de la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre los niveles de profundidad con un nivel del 95.0 % de confianza.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Anexo 6. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias del pH en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad.



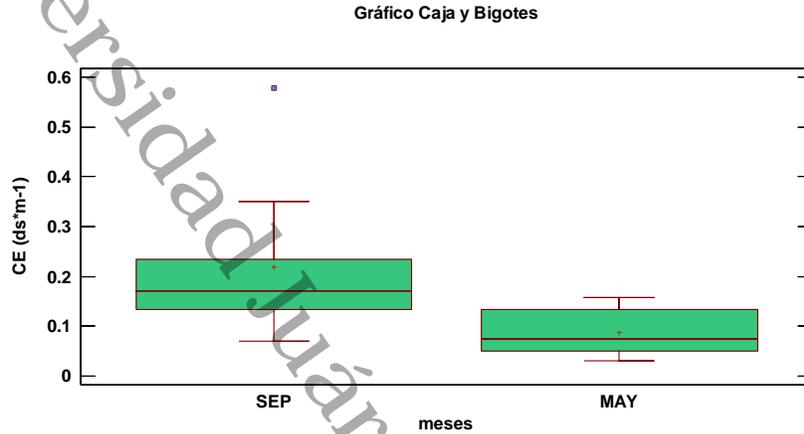
Evaluando el pH de la biomezcla con respecto al tiempo mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es menor que 0.05, existe una diferencia estadísticamente significativa entre el mes de septiembre con respecto al mes de mayo con un nivel del 95.0 % de confianza.



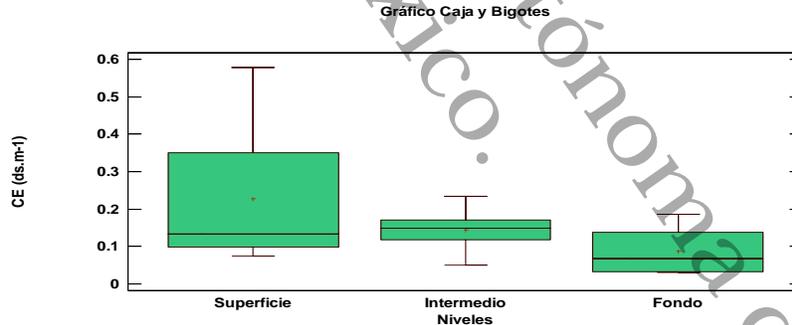
Evaluando el pH en cada nivel de profundidad de la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre los niveles de profundidad con un nivel del 95.0 % de confianza.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Anexo 7. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de la conductividad eléctrica en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad.



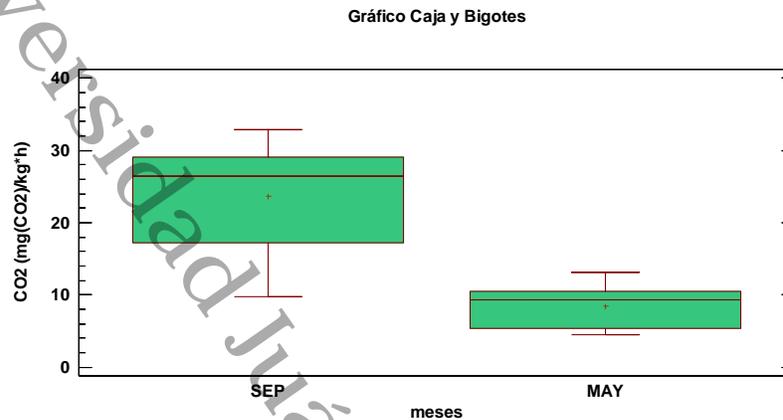
Evaluando la CE de la biomezcla con respecto al tiempo mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es menor que 0.05, existe una diferencia estadísticamente significativa entre el mes de septiembre con respecto al mes de mayo con un nivel del 95.0 % de confianza.



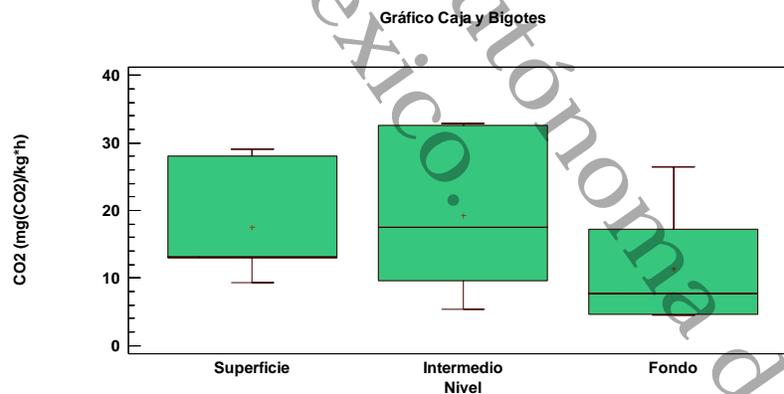
Evaluando la CE en los niveles de profundidad de la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre profundidades con un nivel del 95.0 % de confianza.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Anexo 8. Prueba de caja y bigotes para evaluar las diferencias de la respiración en la biomezcla con respecto al tiempo y por nivel de profundidad.



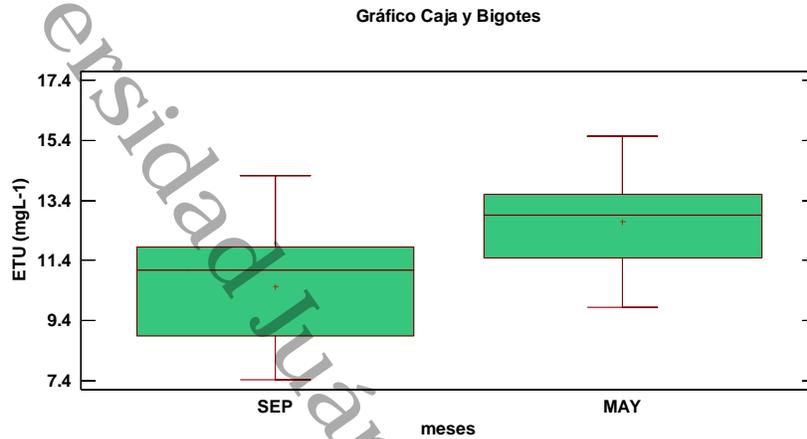
Evaluando la respiración en la biomezcla con respecto al tiempo mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es menor que 0.05, existe una diferencia estadísticamente significativa entre el mes de septiembre con respecto al mes de mayo con un nivel del 95.0 % de confianza.



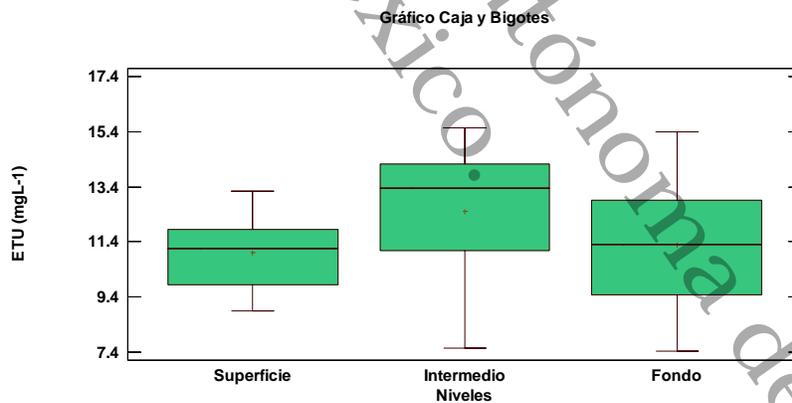
Evaluando la respiración en cada nivel de profundidad de la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre los niveles de profundidad con un nivel del 95.0 % de confianza.

VIDA ÚTIL DE BIOMEZCLA CON RAQUIS DE PLÁTANO EN CAMAS BIOLÓGICAS

Anexo 9. Prueba de caja y bigotes para determinar las posibles diferencias de la concentración de ETU en la biomezcla con respecto al tiempo y entre los niveles de profundidad.



Evaluando la concentración de ETU en la biomezcla con respecto al tiempo mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre el mes de septiembre y el mes de mayo con un nivel del 95.0 % de confianza.



Evaluando la concentración de ETU en cada nivel de la biomezcla mediante el análisis no paramétrico Kruskal-Wallis, dado que el valor-P es mayor o igual que 0.05, no existe una diferencia estadísticamente significativa entre cada nivel de profundidad con un nivel del 95.0 % de confianza.