



UNIVERSIDAD JUÁREZ AUTÓNOMA DE TABASCO
División Académica de Ciencias Biológicas
“Estudio en la duda. Acción en la fe”



**“RESPUESTA DEGRADACIÓN DE ETILENBISDITOCARBAMATO
POR EFECTO DE PLANTAS Y MICROORGANISMOS”**

Trabajo recepcional, en la modalidad de:

Tesis

Para obtener el título en:

Licenciatura en Ingeniería Ambiental

Presenta:

Iván Arturo Cruz Velázquez

Directora:

Dra. Verónica Isidra Domínguez Rodríguez



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



PRECURSOR DE LA REVOLUCIÓN MEXICANA

**DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
DIRECCIÓN**

Villahermosa, Tab., a 24 de Noviembre de 2022

ASUNTO: Autorización de Modalidad de Titulación

**C. LIC. MARIBEL VALENCIA THOMPSON
JEFE DEL DEPTO. DE CERTIFICACIÓN Y TITULACION
DIRECCIÓN DE SERVICIOS ESCOLARES
PRESENTE**

Por este conducto y de acuerdo a la solicitud correspondiente por parte del interesado, informo a usted, que en base al reglamento de titulación vigente en esta Universidad, ésta Dirección a mi cargo, autoriza al **C. IVÁN ARTURO CRUZ VELÁZQUEZ** egresado de la Lic. en **ING. AMBIENTAL** de la División Académica de **CIENCIAS BIOLÓGICAS** la opción de titularse bajo la modalidad de Tesis denominado: **"RESPUESTA DEGRADACIÓN DE ETILENBISDITOCARBAMATO POR EFECTO DE PLANTAS Y MICROORGANISMOS"**.

Sin otro particular, aprovecho la ocasión para saludarle afectuosamente.

A T E N T A M E N T E


**DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR DE LA DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**U.J.A.T.
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



DIRECCIÓN

C.c.p.- Expediente Alumno de la División Académica
C.c.p.- Interesado



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



**DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
DIRECCIÓN**

NOVIEMBRE 24 DE 2022

**C. IVÁN ARTURO CRUZ VELÁZQUEZ
PAS. DE LA LIC. EN ING. AMBIENTAL
PRESENTE**

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: **"RESPUESTA DEGRADACIÓN DE ETILENBISDITOCARBAMATO POR EFECTO DE PLANTAS Y MICROORGANISMOS"**, asesorado por la Dra. Verónica Isidra Domínguez Rodríguez sobre el cual sustentará su Examen Profesional, cuyo jurado está integrado por el M. en C. Eduardo Javier Moguel Ordoñez, M. en C. Deysi del Carmen Marín García, Dra. Verónica Isidra Domínguez Rodríguez, M.I.P.A. Augusto Escobar Márquez y M. en C. Marco Antonio Hernández Cobián.

**ATENTAMENTE
ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE**

**DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR**

**U.J.A.T.
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



DIRECCIÓN

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



KM. 0.5 CARR. VILLAHERMOSA-CÁRDENAS ENTRONQUE A BOSQUES DE SALOYA
Tel. (993) 358-1500 Ext. 6400 y 6401, 337-9611, 337-9706, Fax (993) 354-4308 y 358-1579

Usar papel reciclado economiza energía, evita contaminación y despilfarro de agua y ayuda a conservar los bosques

www.ujat.mx

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 de Licenciatura denominado: **“RESPUESTA DEGRADACIÓN DE ETILENBISDITOCARBAMATO POR EFECTO DE PLANTAS Y MICROORGANISMOS”**, 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 24 de Noviembre de Dos Mil Veintidós.

AUTORIZO

Arturo Velazquez

IVÁN ARTURO CRUZ VELÁZQUEZ



Enero 16 de 2023
No. 0003

MIPA. Araceli Guadalupe Pérez Gómez
Coordinadora de Docencia
División académica de ciencias biológicas

Por medio del presente correo y en atención a su solicitud, envío el resultado que arrojó el programa iThenticate a:

TIPO DE DOCUMENTO	TESIS
TÍTULO	RESPUESTA DEGRADACIÓN DE ETILENBISDITIOCARBAMATO POR EFECTO DE PLANTAS Y MICROORGANISMOS EN CAMAS BIOLÓGICAS
AUTOR	Iván Arturo Cruz Velázquez

Criterios de Evaluación de similitud:

- Incluir citas
- Excluir Bibliografía
- Excluir fuentes pequeñas (o palabras)
- Limitar el tamaño de la coincidencia a 13 palabras

RESULTADO DE SIMILITUD	9 %
	18,583 palabras, 63 coincidencias y 46 fuentes

Se anexa informe de resumen de la evaluación.

Sin más por el momento, agradezco de antemano la atención a la presente y le envío un cordial saludo.

MISA. ELIZABETH MAGAÑA VILLEGAS

Nombre y firma del Evaluador

DEDICATORIA

“Nuestra mayor gloria no está en no caer nunca, sino en levantarnos cada vez que caemos.”

El Caballero de la noche

A mi madre Martina quien gracias a su esfuerzo y su amor me han formado en responsabilidad, valores y conocimiento sin los cuales no hubiera llegado a concluir esta etapa de mi vida adulta. Toda la vida estaré agradecido por estar en mi camino y guiarme para ser una buena persona todos los días. Te amo mamá.

A mi pareja Lizbeth quien fue parte fundamental, quien gracias a su ayuda ha sido de suma importancia estando en mi lado en los momentos más sombríos. Siempre me decías que lo podría lograr y que estarías para mí en cualquier momento. Te amo mi amor.

A mi hermana Ana Laura que me ha apoyado lo suficiente y dando sus consejos como la buena hermana mayor que es. A pesar de nuestras diferencias siempre he podido contar con tu apoyo y tu comprensión. Te amo hermana.

Para mi familia Velázquez Alejandro en especial a mis tías Isabel, Addy, Guadalupe, Blanca quienes han sido pilar en mi crecimiento como persona y han cuidado de mi dándome todo su apoyo cuando lo he necesitado.

A mi familia, amigos y profesores los cuales han sido parte importante en esta bella etapa, los cuales me han brindado su apoyo y compañía.

Para mis abuelos Guillermo y Francisca que a cada rato me preguntaban cómo iba en la licenciatura, muchas gracias por su amor. A pesar de ya no estar con nosotros abuela espero que te encuentres orgullosa de mí y que nos podamos ver en la otra vida.

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Verónica Isidra Domínguez Rodríguez y al Dr. Randy Howard Adams Schroeder que me recibieron en el laboratorio y me brindaron su confianza, apoyo e impartieron su conocimiento de los cuales fueron fundamentales para la realización de mi tesis. También gracias por incluirme en un ambiente de trabajo familiar con los demás compañeros que fueron parte del laboratorio.

A la profesora Liliana, que sin su ayuda este trabajo hubiera sido más difícil de lo que fue. Gracias por su ayuda en los análisis cuando lo necesitaba, su conocimiento y apoyo. Clave importante en la realización de esta tesis.

A mis compañeros de laboratorio Emmanuel, Jessica, Fabiola, Michel, Marianita, Saul, los compadres Francisco y Gerónimo, Cristel y demás integrantes del laboratorio que apoyaron en la investigación haciendo los largos días del laboratorio más divertidos con las ocurrencias y el apoyo.

A mis jurados, el maestro Eduardo Javier Moguel Ordoñez, la maestra Deysi del Carmen Marín García, la Dra. Verónica Isidra Domínguez Rodríguez, el maestro Marco Antonio Hernández Cobián y el maestro Augusto Escobar Márquez por dedicar su tiempo en la revisión de este proyecto brindando su conocimiento, opiniones y sugerencias para la obtención de buenos resultados.

A mis amigos y compañeros Emmanuel, Rodrigo, Erika, José Manuel, Mariela, Anita, Keyla, María Guadalupe, Marco Antonio, Javier, Jessica por haber formado parte de mi vida gracias a su amistad, compañía y hermandad. Los quiero demasiado y los llevare por siempre en mi corazón.

A todos mis amigos, familia, compañeros y profesores que fueron parte importante durante mi etapa de estudiante y que me ofrecieron la mano. Gracias por ser parte del camino.

ÍNDICE

1. Introducción.....	9
2. Antecedentes.....	10
3. Justificación.....	12
4. Marco Teórico.....	13
4.1 Plaguicida.....	13
4.2 Clasificación de los Plaguicidas.....	14
4.3 Mancozeb.....	15
4.4 Cama Biológica.....	16
4.5 Biomezcla.....	16
4.6 Suelo fluvisol.....	16
4.7 Pizonte de plátano.....	16
4.8 Cachaza de caña.....	17
4.9 Cubierta vegetal.....	17
4.10 Factores que afectan el crecimiento y la calidad de los pastos.....	17
4.10.1 Radiación Solar.....	17
4.10.2 Temperatura.....	18
4.10.3 Precipitación.....	19
4.11 Pasto mulato II.....	19
4.12 Pasto chontalpo.....	20
5. Hipótesis.....	21
6. Objetivos.....	21
6.1 General.....	21
6.2 Específicos.....	21
7. Metodología.....	22
7.1 Área de trabajo.....	23
7.1.1 Diseño de unidades experimentales.....	23
7.1.2 Colecta de sustratos y suelo.....	26
7.1.3 Construcción de las unidades experimentales.....	27
7.1.4 Preparación de la biomezcla.....	28

7.1.5	Preparación de las unidades experimentales	28
7.1.6	Siembra de los pastos	29
7.2	Caracterización del suelo y los sustratos	30
7.3	Contaminación de las unidades	31
7.4	Muestreo y preparación de las muestras	32
7.5	Monitoreo de unidades experimentales.....	33
7.6	Análisis físicos.....	34
7.6.1	Humedad	34
7.6.2	Textura.....	34
7.7	Análisis químicos.....	35
7.7.1	pH.....	35
7.7.2	Conductividad eléctrica.....	36
7.7.3	Determinación de materia orgánica y Carbono Orgánico Total	37
7.7.4	Capacidad de Intercambio Catiónico	38
7.7.5	Nitrógeno amoniacal.....	39
7.7.6	Determinación de Etilentiourea.....	40
7.8	Análisis microbiológicos	42
7.8.1	Actividad respiratoria	42
7.8.2	Actividad respiratoria inducida por sustrato.....	43
7.8.3	Biomasa microbiana	43
7.9	Análisis agronómico	44
7.9.1	Medición de biomasa	44
8.	Resultados y Discusión	45
8.1	Caracterización del suelo y sustratos de la biomezcla	45
8.2	Evaluación de las unidades experimentales	47
8.2.1	Humedad	47
8.2.2	Potencial Hidrógeno	49
8.2.3	Conductividad eléctrica.....	50
8.2.4	Nitrógeno Total	51
8.2.5	Materia Orgánica	53
8.2.6	Carbono Orgánico Total	54

8.2.7	Relación Carbono/Nitrógeno.....	55
8.2.8	Capacidad de Intercambio Catiónico	57
8.2.9	Biomasa de los pastos.....	59
8.2.10	Efectos de la presencia de vegetación contra la biomasa, actividad microbiana y EBDC.....	61
8.2.11	La eficiencia de las raíces de los pastos para la degradación del EBDC. 65	
8.2.12	Correlación de la biomasa y actividad microbiana vs EBDC.	66
8.2.13	Efectos del Mancozeb en la actividad y la biomasa microbiana	66
9.	CONCLUSIONES	69
10.	Referencias	71

INDICE DE FIGURAS

Figura 1	Diagrama de metodología.....	22
Figura 2	Área de trabajo, UJAT, División Académica de Ciencias Biológicas.....	23
Figura 3	Diseño y distribución de las unidades experimentales.....	25
Figura 4	Diagrama de recolección de sustratos y suelo.....	26
Figura 5	Colecta de muestras a) Colecta del suelo fluvisol, b) Colecta de la cachaza de caña, c) Colecta del pizonte de plátano y d) Sustratos colectados.....	27
Figura 6	Colecta de muestras a) Colecta del suelo fluvisol, b) Colecta de la cachaza de caña, c) Colecta del pizonte de plátano y d) Sustratos colectados.....	28
Figura 7	Preparación de las unidades experimentales a) Preparación de los recipientes, b) Llenado de los recipientes con la biomezcla, c) Acomodando las unidades experimentales y d) Unidades experimentales acomodadas de manera aleatoria.....	29
Figura 8	Siembra de los pastos Mulato II y Chontalpo, a) Siembra del pasto, b) Semillas esparcidas por el método del voleo manualmente, c) Crecimiento del pasto en la biomezcla.	30
Figura 9	a) Recolección de Biomezcla, b) Análisis de biomezcla en laboratorio...	31
Figura 10	Proceso de contaminación de unidades a) Pesado del Mancozeb, b) Preparación del Mancozeb, c) Medición de volúmenes, d) Contaminación.	32
Figura 11	Nomenclatura de las muestras.....	33
Figura 12	Textura de suelo a) Preparación del suelo y b) blanco y muestra para medir.	35
Figura 13	Medición de pH, a) Adición de agua destilada, b) Midiendo el pH mediante el multiparámetro.....	36

Figura 14 Conductividad eléctrica a) Adición del agua destilada, b) Medición de una muestra de biocama y c) Valores obtenidos con el multiparámetro.	36
Figura 15 Materia orgánica por calcinación, a) Identificación de los crisoles, b) Muestras en la mufla, c) Mufla a temperatura de calcinación, d) Muestras calcinadas dentro del desecador.....	38
Figura 16 Capacidad de Intercambio Catiónico a) Lavado de las muestras con la solución, b) Filtrado de las muestras, c) Titulación y d) Resultado de la titulación del vire de la muestra a color azul.....	39
Figura 17 Nitrógeno Amoniacal.	40
Figura 18 Determinación de Etilentiourea a) Pasando a baño maría las muestras, b) Las muestras en el ultrasónico, c) Muestras decantadas en tubos falcón y d) Medición de las muestras en el espectrofotómetro UV.	41
Figura 19 Respiración microbiana a) Incubación de las muestras. b) Titulación y c) Vire de rosado a blanco de la muestra.....	42
Figura 20 Medición de biomasa a) Corte de los pastos, b) Almacenamientos en bolsas de polietileno, c) Unidades experimentales después del corte y d) Pastos en charola para secar.....	44
Figura 21 Porcentaje de Humedad en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.	48
Figura 22 Potencial de hidrógeno en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.	49
Figura 23 Conductividad eléctrica en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.	51
Figura 24 Nitrógeno total en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.	52
Figura 25 Materia Orgánica en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.	54
Figura 26 Carbono orgánico total en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.....	55
Figura 27 Relación Carbono/Nitrógeno en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.	57
Figura 28 Capacidad de intercambio catiónico en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.	58
Figura 29 Biomasa del pasto, donde MT y BT son del pasto mulato II, mientras que MC y BC son del pasto Chontalpo.	60
Figura 30 Respuesta en la respiración microbiana (A), biomasa microbiana (B) y concentración de Etilentiourea en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.....	64

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Clasificación de los plaguicidas por toxicidad.....	14
Tabla 2 GHS Clasificación de plaguicidas.....	15
Tabla 3 Temperatura óptima, mínima y máxima (°C) en las hojas para el desarrollo de la fotosíntesis en un grupo de gramíneas y leguminosas tropicales.....	18
Tabla 4 Combinaciones de la biomezcla con las diferentes plantas con sus respectivas réplicas de cada una de las unidades experimentales	24
Tabla 5 Análisis de caracterización de sustratos y suelo	30
Tabla 6 Cronograma de evaluaciones.....	33
Tabla 7 Caracterización del suelo	45
Tabla 8 Caracterización química del suelo y sustratos utilizados en el experimento.	45
Tabla 9 Resumen general de resultados.....	68

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.

1. Introducción

Desde años atrás, para incrementar la producción agrícola se han utilizado plaguicidas organoclorados, organofosforados, piretroides y carbamatos como una alternativa para combatir las plagas y enfermedades que se presentan en los cultivos. Aunque los plaguicidas son razonablemente eficaces, con el tiempo se produce una resistencia en las plagas, por lo que en ocasiones se utiliza hasta mil veces la cantidad que es recomendada. Muchos de estos plaguicidas mantienen una resistencia en la degradación química y biológica; por lo que se mantienen en el ambiente, así como en los productos alimenticios, por lo que podrían ser perjudiciales para la salud humana (Molina Lagos, 2010; Musarurwa et al., 2019).

De acuerdo con la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), el consumo total de plaguicidas en el continente americano durante el año 2017 fue de 1.32 millones de toneladas, es decir, el consumo de plaguicidas tuvo un incremento del 6.2 % en los últimos 10 años (Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database (FAOSTAT), 2017).

Gran variedad de plaguicidas son empleados para controlar las enfermedades fúngicas de una variedad de cultivos, como es el caso de carbamatos que han sido utilizados por más de 50 años. Siendo uno de estos el etilenbisditiocarbamato (EBDC) o Mancozeb (Elsharkawy et al., 2019). Tan solo en plantaciones de plátanos el Mancozeb es empleado para combatir la Sigatoka Negra. Solamente en México la producción de plátano de acuerdo a las cifras del año 2018 fue de 2.35 millones de toneladas siendo los principales productores de esta fruta los estados de Jalisco, Michoacán, Colima, Veracruz, Chiapas y Tabasco, siendo este último el mayor productor a nivel nacional (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), 2018).

Sin embargo, el Mancozeb tiene una inestabilidad en el agua y se degrada con presencia de luz, calor y humedad, dando como productos principales etilentiourea (ETU) y sulfuro de etilenbis (EBIS) (López-Fernández et al., 2016). Se ha

demostrado que el ETU en pruebas experimentales en ratones pueden generar afectaciones al ADN, riñón, pulmón y bazo, así como tumores en la tiroides (Ríos et al., 2016). El Mancozeb ha sido clasificado como grupo 3 por la Agencia Internacional para la Investigación del Cáncer (IARC), existen pruebas de Carcinogenicidad en animales (Lemes et al., 2014).

Para poder controlar o degradar contaminantes orgánicos e inorgánicos se han aplicado tecnologías de remediación fisicoquímicas y biológicas, estas últimas de interés por ser más amigables con el ambiente y tener un costo menor. Por ejemplo, en Suecia se desarrollaron las camas biológicas que es un sistema bioprofiláctico con la capacidad para retener y degradar los plaguicidas que eviten que lleguen al suelo, construidas con materiales relativamente económicos (Vareli et al., 2018). La matriz de la cama biológica o biomezcla interactúa química y físicamente con los plaguicidas, ocasionando un cambio en la estructura o la degradación completa de estos productos químicos (Cooper et al., 2016).

La biomezcla de la cama biológica es el componente más importante y estudiado, pues es el causante de la degradación exitosa de los plaguicidas debido principalmente a la actividad microbiana (Góngora-Echeverría et al., 2018). Debido a la alta prioridad que se le tiene a la biomezcla esta investigación se va a enfocar en los beneficios que nos puede brindar el uso de la capa vegetal, otro componente de la cama biológica para hacer más eficiente la degradación de plaguicidas por efecto de la actividad microbiana.

2. Antecedentes

La rizósfera formada en el suelo por la interacción de las raíces de las plantas y los microorganismos contribuye en la detoxificación de compuestos orgánicos xenobióticos debido a que favorece el aumento de la masa y la actividad microbiana. Esto ha generado diversos estudios de investigación aplicados en la tecnología llamada fitorremediación. Sin embargo, en las camas biológicas no ha sido totalmente abordada la relación de la rizósfera con la biomezcla.

Al respecto Cooper et al. (2016) evaluaron la efectividad de una cama biológica para el tratamiento de aguas residuales contaminadas por 15 plaguicidas usados regularmente en una finca comercial, en concentraciones mayores a 100 µg/l. La biomezcla estuvo compuesta por composta sin turba, paja de trigo/cebada picada y tierra vegetal local, sembrando en la superficie una capa de hierba. Los resultados demostraron que la cama biológica eliminó entre el 68-98 % de los 15 plaguicidas de manera individual, teniendo una reducción de las concentraciones totales de plaguicidas en un 91.6 %.

Diez et al. (2018) desarrollaron un sistema de biopurificación basado en la capacidad de adsorción y degradación de una mezcla biológica para degradar una mezcla de plaguicidas (atrazina, clorpirifos, iprodiona; 50 mg kg⁻¹ cada uno) en aplicaciones repetidas. La biomezcla estuvo compuesta de una capa superficial de Andisol, turba comercial y paja de trigo en una proporción 1:1:2 en volumen respectivamente, en donde la biomezcla fue instalada en tanques de 1 m³ con y sin cubierta vegetal. Los resultados demuestran que la disipación de plaguicidas fue mayor en los tanques con cobertura vegetal (> 95%) y disminuyó la vida media de los plaguicidas. Por el contrario, la disipación de plaguicidas disminuyó en el tanque sin cubierta vegetal.

En otro estudio Campos et al. (2017) evaluaron la bioaumentación y biodegradación asistida por rizósfera para mejorar la capacidad de disipación de plaguicidas en camas biológicas. Tomaron como plaguicida modelo el Iprodione y se elaboró una biomezcla compuesta de andisol, paja de trigo y turba comercial en proporciones volumétricas de 25:50:25. Se sembró en algunas unidades experimentales hierba de centeno desinfectada y se inoculó una cepa de *Arthrobacter* capaz de degradar el Iprodione. Los resultados mostraron que la bioaumentación aceleró la disipación del plaguicida e incluso con el tratamiento de la rizósfera asistida fue superior en comparación con el control que no fue inoculado y tampoco asistido por la rizósfera.

En el estudio, realizado por Delgado-Romero et al. (2017), evaluaron camas biológicas compuestas de suelo, poda de aceitunas y torta húmeda de molino

comparándola con vermicomposta. Además, se evaluó la eficiencia sembrando hierba de la pradera como cobertura. Se comparó la eficiencia de degradación para cinco plaguicidas. Se logró una alta degradación de los plaguicidas (del 51 % - 100%) en las diferentes camas biológicas sin pasto, a excepción del oxifluorteno, siendo la biocama vermicompostada la más eficiente; pero también las biocamas con capa de hierba mejoraron las actividades de deshidrogenada y difenol oxidasa. Concluyeron que los exudados de las raíces apoyaron el crecimiento y la actividad microbiana que en consecuencia modificó la cinética de disipación de los plaguicidas y mitigó sus efectos.

En el estado se han realizado evaluaciones de camas biológicas en campo, tal es el caso de Hernández-Cervantes (2017) para evaluar la degradación del plaguicida Mancozeb y su metabolito Etilentiourea utilizando una biomezcla compuesta de suelo aluvial, pizote de plátano, cachaza de caña y sembrando pasto estrella, dentro de una plantación plátano en Cunduacán, Tabasco. Durante un periodo de 7 meses, de acuerdo a los datos obtenidos la cama biológica tiene la capacidad de depurar el efecto toxico del ETU a partir del tercer mes de su funcionamiento y logra disipar el metabolito durante todo el periodo de su evaluación con una concentración por debajo de 5 mg/L en sus tres niveles de fondo.

3. Justificación

Es un hecho que las camas biológicas están siendo empleadas para el control y la degradación de los derrames puntuales de plaguicidas, e incluso ya se han implementado en el estado de Tabasco para el control del Mancozeb. Como parte de la construcción de una cama biológica se recomienda colocar una capa vegetal para regular la humedad y revelar los derrames puntuales de los plaguicidas.

Debido a que se considera que la degradación depende principalmente de las características de la biomezcla, se ha hecho más hincapié en generar información sobre el potencial de la degradación que provee la biomezcla utilizando distintos tipos de sustratos orgánicos. Por lo que se le ha dado poca importancia a los

beneficios que pueda brindar la cubierta vegetal, la que en la práctica tiene un mantenimiento escaso lo que ocasiona que desaparezca o incluso no sea tomada en cuenta a la hora de instalar una cama biológica.

En otras aplicaciones para la degradación y control de contaminantes, como es el caso de la Fitorremediación, aprovechan los beneficios de las plantas para remover, absorber, acumular, metabolizar, volatilizar o estabilizar contaminantes como; hidrocarburos aromáticos policíclicos, dioxinas, plaguicidas (herbicidas, funguicidas e insecticidas) y metales pesados (Delgadillo-López et al., 2011). Entonces, seleccionando adecuadamente una capa vegetal tomando criterios como el tiempo de crecimiento, la profundidad de la raíz, adaptación al clima de la región, tiempo de vida y resistencia, se podrían obtener beneficios positivos en la eficiencia de la tecnología de camas biológicas para el control y degradación de los plaguicidas.

Por lo tanto, esta investigación evalúa los efectos de la capa vegetal en biocamas a escala piloto utilizando dos especies diferentes de pastos, determinando las interacciones con los microorganismos presentes en la biomezcla, y por consiguiente poder reducir los tiempos de residencia del plaguicida y obtener mejor eficiencia de degradación.

4. Marco Teórico

4.1 Plaguicida

El Código Internacional de Conducta para la Distribución y Utilización de Plaguicidas en el artículo 2do menciona que un plaguicida es cualquier sustancia o mezcla de sustancias destinadas a prevenir, eliminar o controlar cualquier plaga, incluyendo los vectores de enfermedades humanas o de los animales, las especies no deseadas de plantas y animales que causan perjuicio o que interfieren de cualquier otra forma en la producción, elaboración, almacenamiento, transporte o comercialización de alimentos, productos agrícolas, madera y productos de madera o alimentos para animales, o que pueden administrarse a los animales para combatir insectos, arácnidos u otras plagas en o sobre sus cuerpos. Los plaguicidas

llegan a ser de naturaleza química en donde existen alrededor de 1000 principios activos con los cuales se producen 30 000 formulados, pero también son biológicos que tienen 195 principios activos y con ellos se fabrican hasta 780 productos diferentes (Fao, 1996; Puerto Rodríguez et al., 2014).

4.2 Clasificación de los Plaguicidas

Los plaguicidas son clasificados de acuerdo a varios criterios tales como toxicidad (Tabla 1), organismo plaga que matan y función del plaguicida, composición química (Tabla 3), modo de acción, formulaciones y fuentes de origen. La Organización Mundial de la Salud (OMS) recomendó la toxicidad para la clasificación de los plaguicidas y el Sistema Mundial Armonizado revisado (GHS) (Akashe et al., 2018; Díez Jerez et al., 2013).

Tabla 1 Clasificación de los plaguicidas por toxicidad

Clasificación de la OMS		LD50 para ratas (mg/kg de peso corporal)		Ejemplos
		Oral	Dérmico	
Ia	Extremadamente peligroso	<5	<50	Paration, Dieldrin
Ib	Muy peligroso	5-50	50-200	Eldrin, Dicloros
II	Moderadamente peligroso	50-2000	200-2000	DDT, Clordamo
III	Ligeramente peligroso	Over 2000	Over 2000	Malation
IV	Es poco probable que presente algún peligro	5000 or higher		Carbamatos, Ciclopotrin

Tabla 2 GHS Clasificación de plaguicidas

Categoría GHS	Criterios de Clasificación (mg/Kg de peso corporal)			
	Oral		Dérmico	
	LD50 (mg/Kg de peso corporal)	Indicación de peligro	LD50 (mg/Kg de peso corporal)	Indicación de peligro
Categoría 1	< 5	Mortal si se ingiere	< 50	Mortal en contacto con la piel
Categoría 2	5-50	Mortal si se ingiere	50 – 200	Mortal en contacto con la piel
Categoría 3	50-300	Tóxico si se ingiere	200 – 1000	Tóxico en contacto con la piel
Categoría 4	300-2000	Nocivo si se ingiere	1000 – 2000	Dañino en contacto con la piel
Categoría 5	2000 – 5000	Puede ser dañino	2000 – 5000	Puede ser dañino

4.3 Mancozeb

Mancozeb es un polímero complejo del etilenbisditiocarbamato (EBDC) compuesto de 20 % de manganeso, 2.55% de zinc y 77.5% de fungicida. Es comercializado como polvo, polvo mojable, en solución que presenta un amplio espectro antifúngico frente a hongos endoparásitos causantes de enfermedades foliares en cereales, manzano, cítricos, plantas hortícolas y ornamentales. Para su aplicación es necesario ser mezclado con agua donde mantiene una vida media activa de uno a siete días todo en base a las condiciones climáticas (Bayoumi et al., 2002; David Pinilla-Monsalve et al., 2014).

4.4 Cama Biológica

La biocama o cama biológica es un sistema biológico efectivo para minimizar la contaminación ambiental por manipulación de plaguicidas, esta tecnología se basa en el potencial de adsorción y degradación de biomezclas orgánicas, su diseño consiste en una excavación en el suelo en donde se coloca una capa de arcilla impermeable en la parte inferior, una biomezcla compuesta de paja, turba y suelo y una capa de superficie vegetal. Esta tecnología es una alternativa de bajo costo que proporciona una matriz para absorber los plaguicidas y facilitar su degradación dentro de la biomezcla (Diez, 2010; Ortiz-Hernández et al., 2013).

4.5 Biomezcla

El componente más importante de las camas biológicas es la biomezcla que de acuerdo a su composición permite retener y posteriormente la degradación de diferentes tipos de plaguicidas y sus metabolitos a través de la producción de enzimas extracelulares gracias a los microorganismos que se desarrollan dentro de la biomezcla (Diez Jerez et al., 2013; Diez et al., 2015).

4.6 Suelo fluvisol

Son suelos formados por sedimentos fluviales y lacustres que reciben material fresco a intervalos regulares o los han recibido en el pasado reciente. Son un tipo de suelo muy fértiles apropiados para la agricultura intensiva (Palma-López et al., 2017).

4.7 Pizonte de plátano

El pizonte es la fracción de la planta de banano que soporta el conjunto de bananos y está constituido por fibras lignocelulósicas, con una característica semileñosa y su composición varía dependiendo del origen del material. El pizonte tiene una composición del 20 a 22% de la materia seca, principalmente en forma de almidón, cuando maduran el almidón se convierte en azúcares simples como: sacarosa, fructosa y glucosa (Mendoza-Vélez & Vera-Loor, 2019; Turrado et al., 2009).

4.8 Cachaza de caña

La cachaza de caña tiene una coloración café oscura y está compuesta de sacarosa, fosfato de calcio, fibras de caña y algunos coloides. Es rica en componentes indispensables para el desarrollo del metabolismo microbiano y en fuentes asimilables de carbono, calcio, nitrógeno y materia orgánica. La cachaza contiene alto contenido de materia orgánica y presenta potencial acondicionador de suelos gracias a los altos contenidos de humus y masa microbiana (Castro et al., 2021; Orlando-Zuñiga et al., 2011).

4.9 Cubierta vegetal

Es una capa de césped cuya función principal es la de aumentar la eficiencia de la cama biológica, manteniendo los plaguicidas en la parte superior y así poder controlar la lixiviación principalmente del contaminante que presentan mayor movilidad, manteniendo la humedad de la biomezcla y permitiendo una mayor degradación a nivel de la raíz (Diez Jerez et al., 2013).

4.10 Factores que afectan el crecimiento y la calidad de los pastos

Los pastos poseen características fisiológicas y morfológicas el cual le brindan una adaptación para su crecimiento y calidad. Sin embargo, estos experimentan modificaciones morfológicas, en el rendimiento y calidad cuando se presentan cambios en las condiciones climáticas (del Pozo Rodríguez, P. 2011).

4.10.1 Radiación Solar

Los pastos requieren de energía solar para usar el carbono atmosférico mediante el proceso de fotosíntesis ya que es la principal fuerza impulsora que establece el límite superior en productividad, pero la temperatura y la lluvia son parte importante como moduladores en la determinación de la proporción de la productividad, una alta radiación solar y una adecuada heliofanía tendrá mejor rendimiento. Hay pastos con capacidades para adaptarse tanto en climas soleado y secos, como a clima húmedo y brumoso (León et al., 2018; Nelson & Moser, 1994).

La radiación solar también mantiene una influencia en otros procesos metabólicos del pasto que influyen en su composición química, ya sea por cambios en la intensidad de la luz. Un aumento de la intensidad solar, facilita los procesos de síntesis y acumulación de carbohidratos solubles, mostrando una conducta inversa con el resto de los constituyentes solubles y estructurales, siempre que otros factores no sean limitantes (Del Pozo Rodríguez, 2011).

4.10.2 Temperatura

La materia prima para el crecimiento, y el desarrollo de los pastos se relaciona con el equilibrio entre la fotosíntesis y la respiración que van de la mano con el aumento de la temperatura, en las gramíneas tropicales el óptimo térmico se encuentra alrededor de 35-39 °C y en las leguminosas entre los 30-35 °C (Tabla 3). En los trópicos, la temperatura rara vez afecta la actividad de los pastos, siempre y cuando no se presenten problemas de sequía, pero también niveles altos de temperaturas por arriba de la óptima afectan la reducción de su crecimiento, debido al decrecimiento de la actividad fotosintética por inactivación enzimática y a un incremento de la demanda respiratoria (Del Pozo Rodríguez, 2011; Lascano, 1991; Pollock, 1990).

Tabla 3 Temperatura óptima, mínima y máxima (°C) en las hojas para el desarrollo de la fotosíntesis en un grupo de gramíneas y leguminosas tropicales.

	Óptima	Mínima	Máxima
Gramíneas tropicales C4			
<i>Brachiaria ruziziensis</i>	38	9	56
<i>Cenchrus ciliaris</i>	39	6	61
<i>Cynodon dactylon</i>	35	-	-
<i>Panicum máximum</i>	38	10	58
<i>Pennisetum purpureum</i>	37	7	59
<i>Sorghum alnum</i>	40	5	52
<i>Sorghum spp.</i>	35	-	-

Leguminosas tropicales C3

<i>Neonotonia wigthii</i>	31	5	50
<i>Macroptilium antropurpureum</i>	30	6	50

4.10.3 Precipitación

El volumen de agua y caída por parte de las precipitaciones y su dispersión durante todo el año producen efectos notables en el desarrollo y la calidad de los pastos, debido a la estrecha relación con los factores bioquímicos y fisiológicos que regulan estos procesos. Tanto el exceso como el déficit de precipitaciones provocarían estrés en estos cultivos. En el primero provocaría anoxia en las raíces, afectando su respiración aeróbica, absorción de minerales y agua, reducción en el crecimiento de los tallos y aumento en la proporción de las hojas. Mientras que el estrés por sequía afectaría el comportamiento fisiológico y morfológico de las plantas, por lo tanto, disminuiría la concentración de la pared celular en las hojas y tallos de los forrajes (Pirela, 2005).

4.11 Pasto mulato II

El pasto mulato II (*Brachiaria* híbrido CIAT 36087) es el resultado de tres generaciones de cruzamiento y selección obtenido por el Proyecto de Forrajes Tropicales del CIAT, a partir de cruces entre *B. ruzizensis*, clon 44-6, tetraploide sexual y *B. decumbens* cv. *Basilisk*, tetraploide apomíctico. El Mulato II es un híbrido tetraploide ($2n = 4x = 36$ cromosomas), perenne, de crecimiento semirecto que alcanza una altura de hasta 1 m., sus tallos son cilíndricos, pubescentes y vigorosos, algunos con hábito semidecumbente capaces de enraizar cuando entran en estrecho contacto con el suelo. Tiene un amplio rango de adaptación y crece de manera aceptable desde el nivel del mar hasta 1800 msnm. en condiciones de trópico húmedo con altas precipitaciones, y en condiciones subhúmedas con 5 a 6 meses secos y precipitaciones anuales mayores que 700 mm y tienen una tolerancia

a la sombra moderada. El pasto es de buena adaptación a suelos ácidos infértiles, bien drenados, aunque tolera suelos con deficiente drenaje (Argel et al., 2007).

4.12 Pasto chontalpo

El pasto chontalpo (*Brachiaria decumbens Stapf*) es una gramínea perenne proveniente del este de África tropical, de crecimiento semirecto que cubre densamente el suelo con una altura de 60 a 100 centímetros aproximadamente. Sus hojas mantienen una tonalidad verde brillante en forma de lanza y densamente cubiertas por pilosidad de 15 a 25 centímetros de largo por 0.8 a 2 centímetros de ancho. Mantiene un alto rango de adaptación desde los suelos fértiles hasta los pH ácidos de baja fertilidad; no obstante, no toleran condiciones de un mal drenaje por lo que suelos que mantengan mucha humedad son poco aptos para esta gramínea. En regiones con precipitación alta se establece mediante semilla y también por material vegetativo (Enríquez-Quiroz et al., 2011).

5. Hipótesis

El favorecer la interacción de las plantas con los microorganismos permitirá tener una mejor eficiencia en la degradación de plaguicidas en camas biológicas.

6. Objetivos

6.1 General

Evaluar los efectos de plantas y microorganismos en la degradación del plaguicida Etilenbisditiocarbamato.

6.2 Específicos

- Comparar los efectos del tipo y presencia de vegetación contra la biomasa, actividad microbiana y EBDC.
- Describir si la profundidad de las raíces vegetales mejora la eficiencia para la degradación del EBDC en camas biológicas.
- Determinar si existe correlación entre biomasa y actividad microbiana contra la degradación del EBDC.
- Identificar posibles efectos del plaguicida en la respuesta de actividad microbiana y la biomasa.

7. Metodología

Los objetivos establecidos se alcanzaron siguiendo la metodología presentada en el siguiente diagrama (Figura 1).

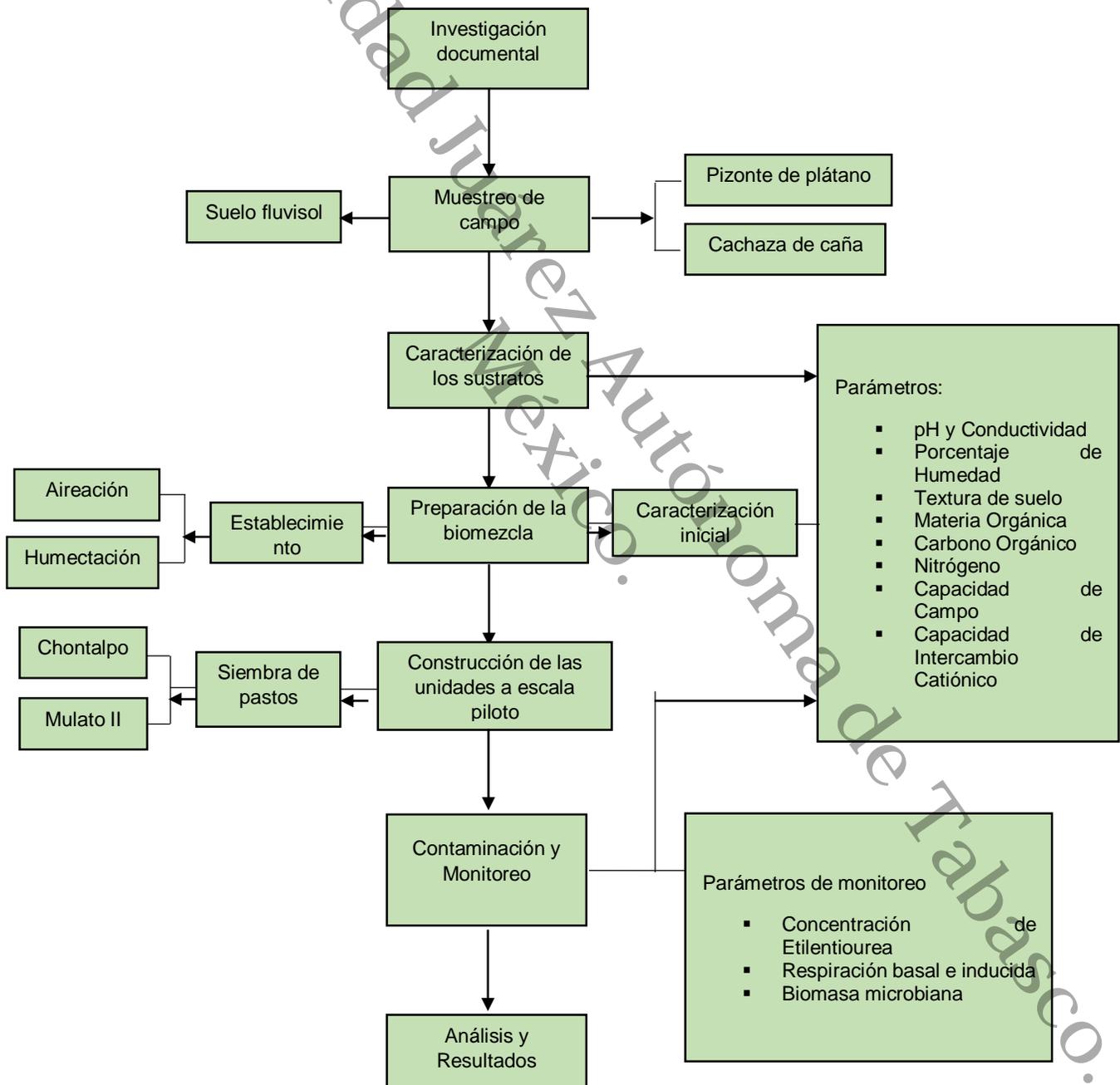


Figura 1 Diagrama de metodología

7.1 Área de trabajo

Para la instalación y construcción de las unidades experimentales se estableció un área de trabajo dentro de las instalaciones de la División Académica de Ciencias Biológicas (DACBiol) ubicada en la Carretera Villahermosa-Cárdenas Km. 0.5 S/N, Ranchería Emiliano Zapata, 86150 Villahermosa, Tabasco. (17.990029, -92.973269) (Figura 2).



Figura 2 Área de trabajo, UJAT, División Académica de Ciencias Biológicas

7.1.1 Diseño de unidades experimentales

Las pruebas experimentales a escala piloto fueron realizadas en contenedores de plástico con una profundidad aproximada de 30 cm y 26 cm de diámetro, con el propósito de simular una cama biológica, tomando en cuenta las condiciones climáticas del Estado de Tabasco, clima cálido húmedo con abundantes lluvias en verano. La biomezcla estuvo compuesta de pizonte de plátano, cachaza de caña y suelo fluvisol en las proporciones 50:25:25 v/v. En la superficie fueron sembradas las plantas: pasto chontalpo (*Brachiaria decumbens*) y pasto mulato II (*Brachiaria Híbrido*). En la tabla 4 se muestra las combinaciones de las plantas con respecto a la biomezcla (Tabla 4).

Tabla 4 Combinaciones de la biomezcla con las diferentes plantas con sus respectivas réplicas de cada una de las unidades experimentales

Id	Biomezcla	Unidades experimentales		Plaguicida
		Pinzote de plátano + cachaza de caña + Fluvisol	Pasto Chontalpa	
MC1	X	X		X
MC2	X	X		X
MC3	X	X		X
MT1	X		X	X
MT2	X		X	X
MT3	X		X	X
MB1	X			X
MB2	X			X
MB3	X			X
BC1	X	X		
BC2	X	X		
BC3	X	X		
BT1	X		X	
BT2	X		X	
BT3	X		X	
BS1	X			
BS2	X			
BS3	X			

MC: Mancozeb con Chontalpo, MT: Mancozeb con Mulato II, MB: Mancozeb y biomezcla, BC: Biomezcla con Chontalpo, BT: Biomezcla con Mulato II y BS: Biomezcla sin Mancozeb.

Se estableció un diseño experimental completamente aleatorizado con un total de 18 unidades experimentales con 3 repeticiones por cada variante de pasto, sin pasto y unidades de control, en donde fueron colocadas de manera aleatoria, así como se muestra en la Figura 3. Las unidades experimentales fueron contaminadas a una concentración de 800 mg/L del funguicida Mancozeb en intervalos de 14 días durante un periodo de 3 meses. Se realizaron muestreos cada dos semanas, tomando muestras en el nivel superficial y de fondo para su análisis y evaluación. Se evaluaron los parámetros físicos, químicos y microbiológicos de la biomezcla contaminada con el plaguicida y sus testigos, además del monitoreo de la concentración del Etilentiourea (ETU), la respuesta de los pastos y sus efectos sobre la biomezcla (Figura 3).

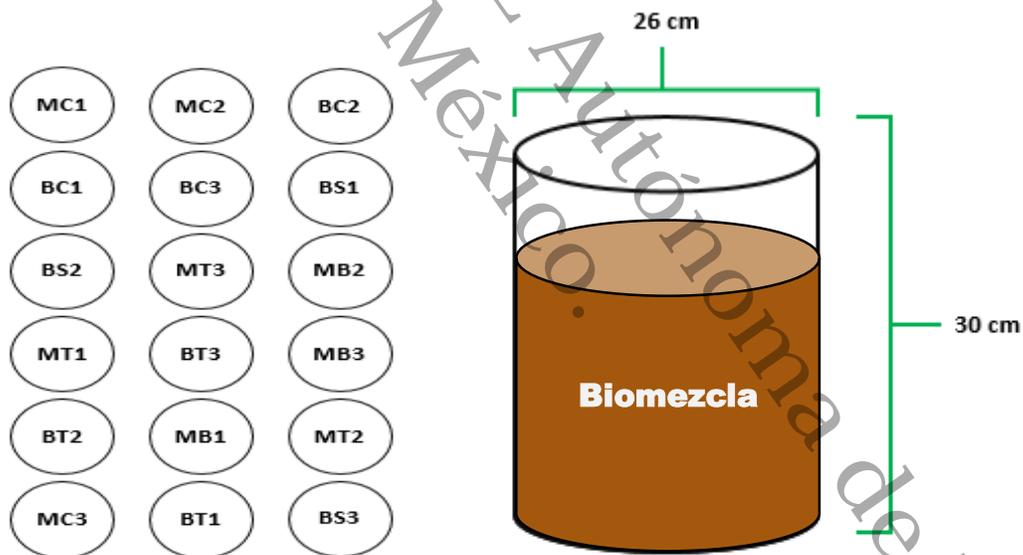


Figura 3 Diseño y distribución de las unidades experimentales.

7.1.2 Colecta de sustratos y suelo

Los sustratos y suelo que fueron seleccionados para la elaboración de la biomezcla fueron provenientes del Estado de Tabasco. La recolección de los sustratos se realizó de acuerdo a un plan de muestreo realizado previamente (Figura 4).

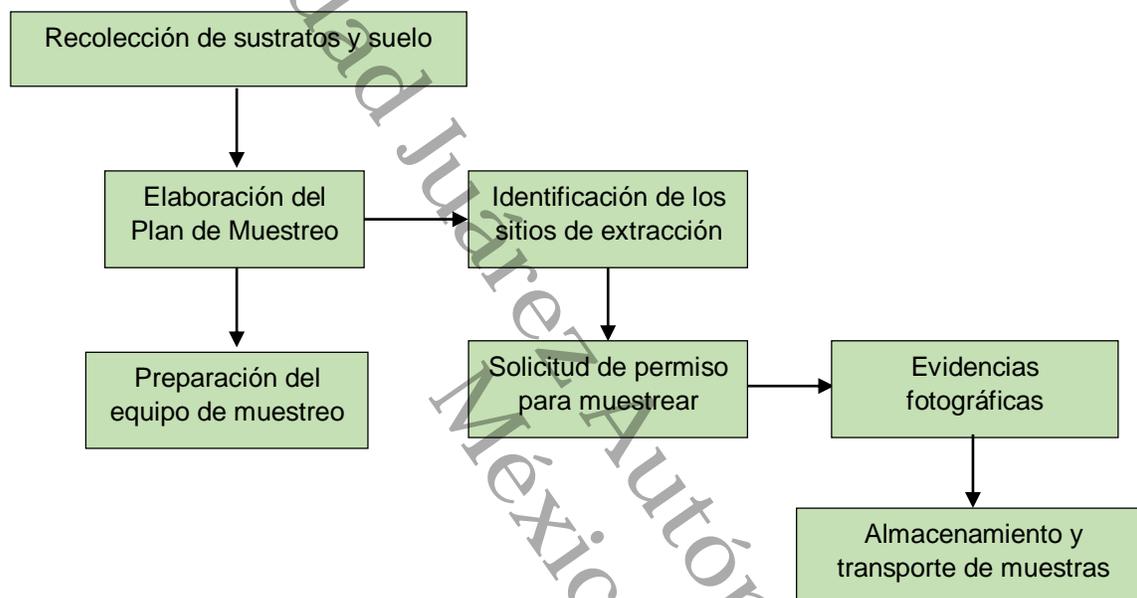


Figura 4 Diagrama de recolección de sustratos y suelo.

Se realizó la visita a la ranchería Miahuatlán segunda sección en el municipio de Cunduacán, Tabasco (18.020447 - 93.297897), donde se obtuvo pizonte de plátano proveniente de una finca platanera con una extensión de 1.4 ha ubicada en la zona y a su vez se colectó el suelo Fluvisol. La cachaza de caña se extrajo a las afueras del municipio de Cárdenas, Tabasco provenientes de los desechos del ingenio Santa Rosalía, Cárdenas, Tabasco (Figura 5).



Figura 5 Colecta de muestras a) Colecta del suelo fluvisol, b) Colecta de la cachaza de caña, c) Colecta del pizonte de plátano y d) Sustratos colectados.

7.1.3 Construcción de las unidades experimentales

Se utilizaron 18 unidades experimentales a partir de contenedores de plástico con capacidad de 14 L, las unidades que serían contaminadas fueron perforadas en un tamaño de 1 cm de circunferencia con el propósito de obtener los lixiviados generados durante la contaminación. Las unidades fueron marcadas con un ID de acuerdo a su tratamiento correspondiente. Al finalizar se colocó una lona a una altura de 1.5 m simulando una cama biológica en campo, para evitar anegamiento por lluvias, para evitar afectar su funcionamiento.

7.1.4 Preparación de la biomezcla

Para la preparación de la biomezcla se realizó en una proporción de 25% de suelo Fluvisol, 25% cachaza de caña y 50 % de pizonte de plátano (v/v). Los sustratos fueron triturados, mezclados y aireados utilizando una pala con el fin de producir una mezcla homogénea (Figura 6).



Figura 6 Colecta de muestras a) Colecta del suelo fluvisol, b) Colecta de la cachaza de caña, c) Colecta del pizonte de plátano y d) Sustratos colectados.

La biomezcla fue dejada en un periodo de establecimiento durante 45 días, cubierta con una lona para conservar la humedad, durante este periodo fue aireada y humectada manteniendo una humedad del 50 % utilizando una jardinera dos veces por semana.

7.1.5 Preparación de las unidades experimentales

Los recipientes fueron llenados con la biomezcla hasta la capacidad de 11 litros (Figura 7), distribuyéndolos en una matriz de 3 x 6 de manera aleatoria en donde fueron ubicadas en el área de trabajo que fue seleccionado en las inmediaciones del edificio H en un espacio de 8 m².



a)



b)



c)



d)

Figura 7 Preparación de las unidades experimentales a) Preparación de los recipientes, b) Llenado de los recipientes con la biomezcla, c) Acomodando las unidades experimentales y d) Unidades experimentales acomodadas de manera aleatoria.

7.1.6 Siembra de los pastos

Los pastos seleccionados fueron sembrados por el método del voleo, de acuerdo a León et al. (2018), consiste en esparcir de manera uniforme sobre la zona de forma manual, y es utilizado cuando se dispone de buena humedad, así como también de una gran cantidad de material. Las semillas fueron esparcidas dentro de las unidades experimentales cubriendo toda su área superficial y fueron cubiertas con la misma biomezcla a una altura de 2 cm para su germinación y también para evitar la pérdida de las semillas por aves o insectos (Figura 8).

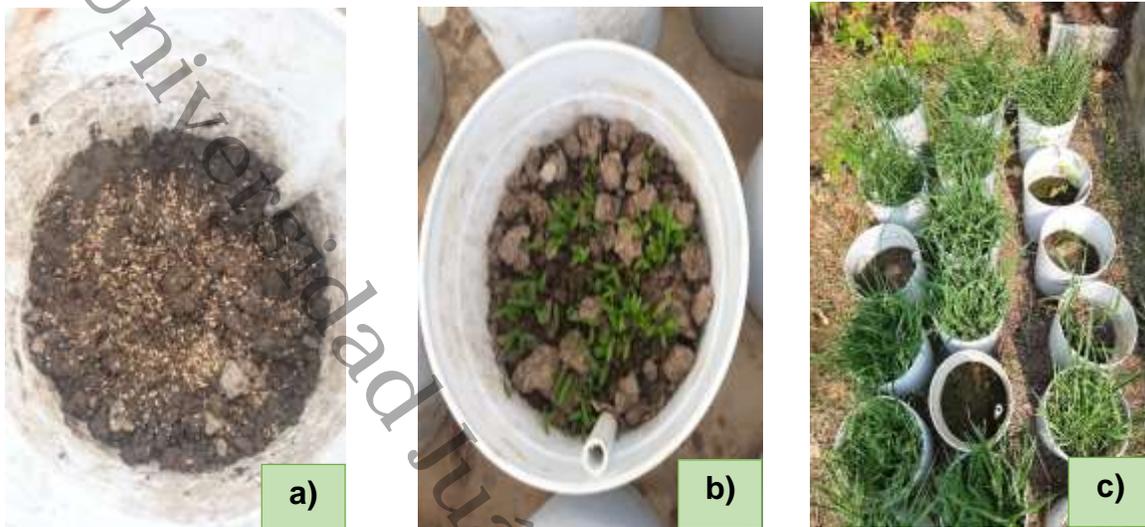


Figura 8 Siembra de los pastos Mulato II y Chontalpo, a) Siembra del pasto, b) Semillas esparcidas por el método del voleo manualmente, c) Crecimiento del pasto en la biomezcla.

7.2 Caracterización del suelo y los sustratos

De los sustratos colectados fueron tomadas muestras con sus réplicas correspondientes para hacer la caracterización, siguiendo los métodos establecidos en la NOM-021-RECNAT-2000 (Tabla 5) y (Figura 9).

Tabla 5 Análisis de caracterización de sustratos y suelo

Análisis de laboratorio	Suelo fluvisol	Pizonte de plátano	Cachaza de caña
Textura	+		
Capacidad de campo	+		
pH	+	+	+
Conductividad eléctrica	+	+	+
% Humedad	+	+	+
Nitrógeno total	+	+	+
Materia orgánica	+	+	+
Carbono orgánico total	+	+	+
Capacidad de intercambio catiónico	+	+	+



Figura 9 a) Recolección de Biomezcla, b) Análisis de biomezcla en laboratorio.

7.3 Contaminación de las unidades

Se midió el peso total y muestras de humedad de cada unidad establecida junto con la capacidad de campo de la biomezcla al 80% en donde se obtuvo el volumen necesario para realizar la solución de Mancozeb (800 mg/L). La preparación de la solución y la aplicación se realizó siguiendo las medidas preventivas utilizando un equipo de protección personal. Las unidades fueron contaminadas de manera individual utilizando una probeta de 1 L, esparciendo la solución de manera que abarcara toda la superficie de unidad experimental, en el caso de las unidades de control se utilizó como solución agua potable usando el volumen determinado por cada unidad. La contaminación se inició el día 7 de junio del 2021 y se fue aplicando cada 15 días durante un periodo de 3 meses hasta su finalización para el día 30 de agosto del 2021 (Figura 10).



a)



b)



c)



d)

Figura 10 Proceso de contaminación de unidades a) Pesado del Mancozeb, b) Preparación del Mancozeb, c) Medición de volúmenes, d) Contaminación.

7.4 Muestreo y preparación de las muestras

El muestreo se realizó cada quince días posteriores a cada contaminación, a excepción de la primera contaminación el muestreo se realizó a los dos días para observar el comportamiento del contaminante durante las 48 horas en la biocama. La toma de muestras se hizo tomando de referencia a la NOM-021-SEMARNAT-2000. Primero se obtuvo el lixiviado generado de la biocama y guardándolo en un frasco de vidrio, para las muestras solidas se utilizó un tubo de 30 cm de largo y 3 cm de diámetro para tomar de dos profundidades: superior e inferior; usando el equipo de protección personal. Las muestras fueron almacenadas en bolsas de polietileno y guardadas en una nevera e identificadas para su análisis con las nomenclaturas (Figura 11).

MT:	Mancozeb con pasto mulato II
MC:	Mancozeb con pasto chontalpo
BT:	Biomezcla con pasto mulato II
BC:	Biomezcla con pasto chontalpo
MB:	Mancozeb con pura biomezcla
BS:	Biomezcla sin pasto
S:	Superior
I:	Inferior

Figura 11 Nomenclatura de las muestras.

Las muestras recolectadas fueron almacenadas en un refrigerador para los análisis biológicos y de monitoreo. Para los análisis físicos y químicos fueron secadas al horno (Riossa E0102 CME) a una temperatura aproximada de 60 °C durante 24 horas.

7.5 Monitoreo de unidades experimentales

Las pruebas biológicas, la humedad y la determinación de la concentración de Etilentiourea se realizaron de manera quincenal, mientras que los parámetros físicos y químicos se realizaron mensualmente, como se muestra en el cronograma (Tabla 6).

Tabla 6 Cronograma de evaluaciones

Análisis	P 1 07/06/2021	P 2 21/06/2021	P 3 05/07/2021	P 4 19/07/2021	P 5 02/08/2021	P 6 16/08/2021	P 7 30/09/2021
Físicos			+		+		+
Químicos			+		+		+
Biológicos	+	+	+	+	+	+	+

7.6 Análisis físicos

Los análisis físicos se realizaron cada mes durante un periodo de 3 meses. Con la intención de identificar las variaciones respecto a la actividad física que se desarrolla en las unidades experimentales, por lo que se realizaron pruebas de humedad y textura.

7.6.1 Humedad

Se midió la humedad de la muestra utilizando una termobalanza MB35 OHAUS, obteniendo una relación entre el peso inicial de la muestra y el peso después de elevar su temperatura a 100°C. La pérdida del peso se interpretó como contenido de humedad (Mettler-Toledo, n.d.; Nollet, L., M., 1996).

7.6.2 Textura

Se determinó aplicando el procedimiento de Bouyoucos de acuerdo a lo establecido en la NOM-021-RECNAT-2000, donde se eliminó la agregación debida a la materia orgánica y la floculación debida a los cationes de calcio y magnesio. Se pesaron 60 g de la muestra y se oxidaron utilizando peróxido de hidrógeno para eliminar materiales cementantes y materia orgánica de la muestra. Se puso a secar durante 24 horas a una temperatura de 60°C y posteriormente se pesaron 50 g de la muestra en donde se agregó 10 ml de hexametáfosfato de sodio y se dejó reposar 15 minutos, para luego mezclar durante cinco minutos, al final se vertió en una probeta de 1000 ml y se aforó para finalmente ser medida mediante densímetro de Bouyoucos (Figura 12) (SEMARNAT, 2002).



Figura 12 Textura de suelo a) Preparación del suelo y b) blanco y muestra para medir.

7.7 Análisis químicos

Los análisis químicos se realizaron cada mes durante un periodo de 3 tres meses. Con la intención de identificar las variaciones respecto a la actividad química que se desarrolla en las unidades experimentales, por lo que se realizaron pruebas de pH, conductividad eléctrica, materia orgánica, carbono orgánico total, capacidad de intercambio catiónico, nitrógeno total.

7.7.1 pH

Se basa en la determinación de la actividad del ion H^+ mediante el uso de un electrodo cuya membrana es sensitiva. En el caso de los suelos el pH se mide potenciométricamente en la suspensión sobrenadante de una mezcla de relación suelo: agua 1:2.5. Se pesaron 10 g de muestra en matraces Erlenmeyer y se le adicionaron 50 ml de agua desionizada, posteriormente se colocaron las muestras en el agitador durante una hora a 130 rpm (Figura 13). Pasado el tiempo se filtró la muestra en vasos de precipitado y se usó el multiparámetro (Modelo HI 98195) para medir el pH (Muñoz-Iñiestra et al., 2000; SEMARNAT, 2002).



Figura 13 Medición de pH, a) Adición de agua destilada, b) Midiendo el pH mediante el multiparámetro.

7.7.2 Conductividad eléctrica

La conductividad eléctrica es una expresión de la capacidad de una solución acuosa para transportar una corriente eléctrica, las soluciones salinas tienen la propiedad de conducir electricidad. Se pesó 10 g de muestra y se adicionaron 50 ml de agua desionizada, se dejó en un agitador durante una hora a 130 rpm, posteriormente la muestra fue filtrada y se empleó el multiparámetro (Modelo HI 98195) para la lectura (Figura 14) (Porta et al., 2013; SEMARNAT, 2002).



Figura 14 Conductividad eléctrica a) Adición del agua destilada, b) Medición de una muestra de biocama y c) Valores obtenidos con el multiparámetro.

7.7.3 Determinación de materia orgánica y Carbono Orgánico Total

La materia orgánica (MO) se encuentra en los suelos formando parte de tres tipos de compuestos: formas muy condensadas de composiciones próximas al carbono elemental (carbón vegetal, grafito, carbón de hulla) y residuos de plantas, animales y microorganismos alterados y resistentes; mientras que el carbono orgánico total es un indicador del efecto de diferentes sistemas productivos sobre la fracción orgánica del suelo. Esto se determinó mediante el procedimiento establecido por (Dean, 1974), que por ignición las muestras son llevadas a temperaturas de 550 °C dentro de una mufla (Dean, 1974; Jackson, 1976; la Manna et al., 2007; Martínez, E., 2008).

Se identificaron los crisoles y se llevaron al horno durante una hora a 105°C para quitarles el exceso de humedad, se dejaron reposar durante 30 minutos en el desecador hasta obtener el peso constante de los crisoles. Se pesaron cinco g de la muestra seca en los crisoles y se introdujeron en la mufla durante una hora a 550°C, luego se llevaron los crisoles al horno a 105°C durante 25 minutos y pasado ese lapso se dejó enfriar dentro de un desecador durante 25 minutos para luego ser pesados los crisoles con la muestra calcinada hasta obtener un peso constante (Figura 15).

Para la determinación del carbono orgánico de la muestra se realizó una división del porcentaje obtenido de materia orgánica sobre un factor de corrección conocido, para obtener el porcentaje de carbono orgánico.

$$\text{Ec. 1) } \% MO = 1 - \frac{P1 - P2}{m} * 100$$

$$\text{Ec. 2) } \% COT = \%MO/1.724$$

Donde: %MO = Porcentaje de materia orgánica,
P1 = Peso muestra húmeda en crisol,
P2 = Peso muestra seco en crisol,
m = Peso de muestra húmeda
%COT = Porcentaje de carbono orgánico total

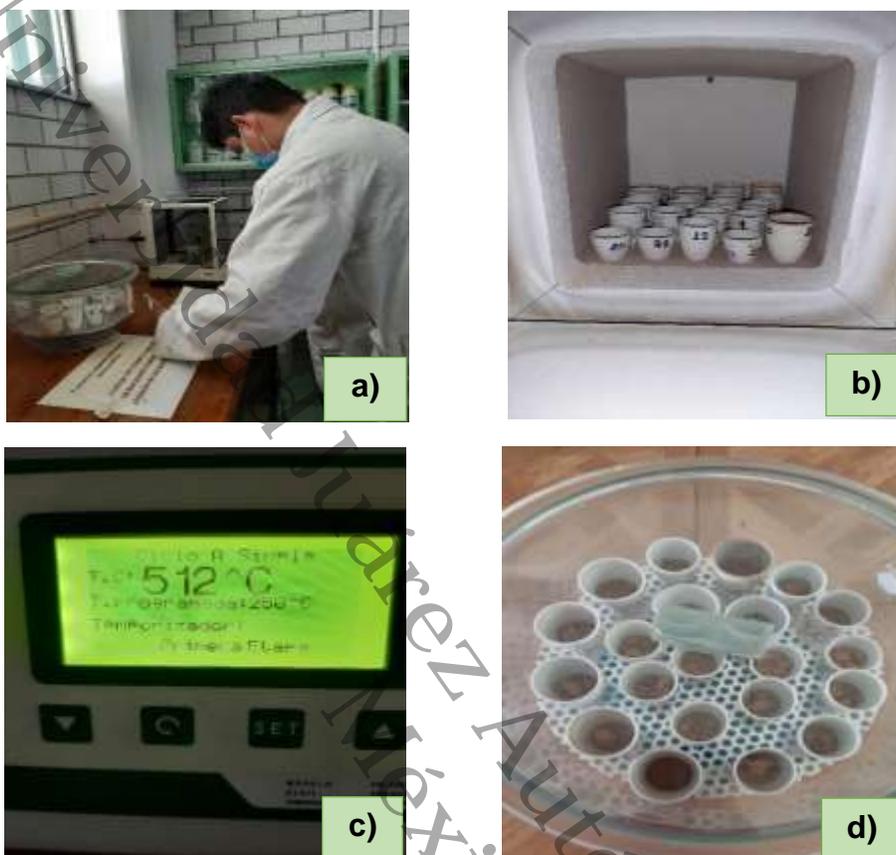


Figura 15 Materia orgánica por calcinación, a) Identificación de los crisoles, b) Muestras en la mufla, c) Mufla a temperatura de calcinación, d) Muestras calcinadas dentro del desecador.

7.7.4 Capacidad de Intercambio Catiónico

La capacidad de intercambio catiónico es medida el desplazamiento controlado de cationes conocidos, usando la regla química de la acción de las masas y el principio establecido en la serie de desplazamientos de cargas donde los cationes de mayor carga pueden reemplazar a los de menor carga. Se pesaron 7.5 g de suelo y se colocaron dentro de un embudo con papel filtro. Se agregaron 10 ml de cloruro de calcio 2 N repitiéndolo cinco veces hasta completar los 50 ml, posteriormente se adicionaron 10 ml de alcohol etílico concentrado, hasta completar los 50 ml y una vez filtrado por completo el embudo con la muestra se trasladó en un frasco limpio para agregar 50 ml de cloruro de sodio 2N (Figura 16) .Lo filtrado se guardó para ser aforado a 50 ml en un matraz Erlenmeyer, posteriormente se agregaron 10 ml de solución buffer con un pH de 10 luego se adicionaron cinco gotas de solución de

cianuro de potasio, cinco gotas de clorhidrato de hidroxilamina y cinco gotas de solución indicadora de negro de eriocromo para finalmente titular con EDTA (versenato) hasta obtener un vire de purpura azul (Muñoz-Iniestra et al., 2000; Schollenberger, C.J & Simon, 1945).



Figura 16 Capacidad de Intercambio Catiónico a) Lavado de las muestras con la solución, b) Filtrado de las muestras, c) Titulación y d) Resultado de la titulación del vire de la muestra a color azul.

7.7.5 Nitrógeno amoniacal

El nitrógeno puede llegar al suelo gracias a los aportes de materia orgánica y a la fijación bacteriana a partir del aire. Dentro del suelo, las plantas, animales y microorganismos lo aprovechan de manera en que se incorporan en sus tejidos. Cuando estos organismos mueren, el nitrógeno regresa al suelo completando el ciclo del nitrógeno (Fernández Linares, 2006). Se pesó 1 g de muestra en vasos de

centrífuga y se agregaron 20 ml de agua desionizada, se agitaron durante un minuto y luego se centrifugaron a 2000 rpm durante 10 minutos. El sobrenadante se filtró en vasos de precipitado con un papel Whatman No. 42. El filtrado fue aforado a 100 ml se utilizó un espectrofotómetro DR-2800, como blanco se usó un extracto de aproximadamente de 20 ml y 25 ml de la muestra filtrada para su medición en donde se le agregaron tres gotas de estabilizador mineral, tres gotas de agente dispersante y 1 ml de reactivo Nessler, se agitó durante un minuto y posteriormente se midió en el equipo a una longitud de onda de 440 nm (Figura 17) (HACH Company, 2000).



Figura 17 Nitrógeno Amoniaco a) Calibración del equipo para su medición y b) Preparando la muestra para su medición.

7.7.6 Determinación de Etilentiourea

Método espectrofotométrico para la determinación de Etilentiourea en aguas contaminadas. se ocupa agua desionizada como disolvente, se lleva a cabo a partir de la máxima absorción con un espectro UV, dado que las moléculas tienen una gran capacidad para adsorber radiaciones entre ellas radiaciones. Dentro del espectro se define como el rango de longitudes de ondas de 195 a 400 nm, siendo esta una región de energía alta. La presencia de ETU se ve claramente reflejada en absorbancias a 220 y 232 nm generándose un mayor pico a 232 nm. Este método fue validado por la linealidad en el intervalo de 0.01 a 18 mg/L ($R^2=0.999$) con un

límite de detección de 0.06 mg/L, un límite de cuantificación de 0.1 mg/L y una recuperación de 106.4 % (Domínguez-Rodríguez, 2015).

El método se llevó a cabo pesando 1.5 g de muestra reciente en vasos de centrifuga en donde se le adicionaron 20 ml de agua desionizada, para ser agitada durante dos minutos en el multiagitador. Se colocó en baño María durante 8 minutos para ser posteriormente colocado en el ultrasónico durante 15 minutos y posteriormente se centrifugó durante 10 minutos; repitiendo el procedimiento utilizando el residuo hasta obtener 40 ml. Del sobrenadante de la muestra se tomaron 5 ml y se aforaron a 10 ml y del aforado se tomó 1 ml para ser aforado a 10 ml. Del último aforado se tomó solución para realizar la lectura en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 232 nm, utilizando como blanco agua desionizada estableciéndolo como el valor cero (Figura 18).

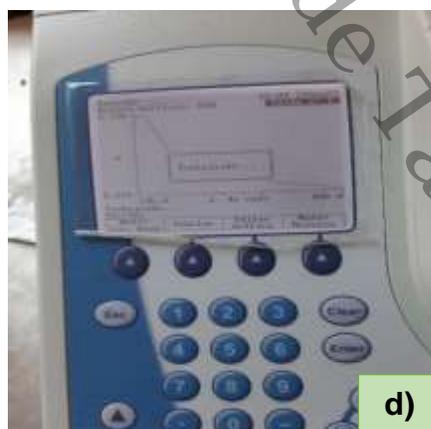
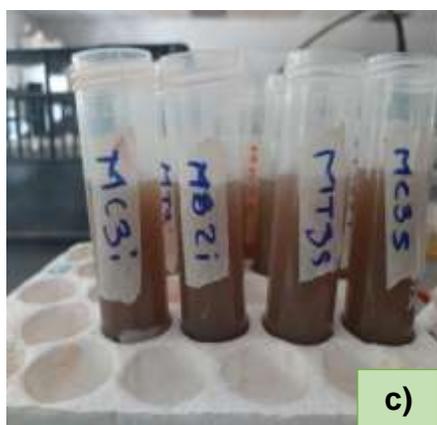


Figura 18 Determinación de Etilentiurea a) Pasando a baño maría las muestras, b) Las muestras en el ultrasónico, c) Muestras decantadas en tubos falcón y d) Medición de las muestras en el espectrofotómetro UV.

7.8 Análisis microbiológicos

Los análisis microbiológicos se realizarán cada 15 días durante un periodo de tres meses. Con la intención de identificar las variaciones respecto a la actividad biológica que se desarrolla en las unidades experimentales, por lo que se realizaron pruebas de respirometría y biomasa microbiana.

7.8.1 Actividad respiratoria

La actividad respiratoria es una capacidad para medir el carbono potencialmente mineralizable en el medio (suelo) y refleja la actividad global o energía gastada por el pool microbiano, dando un aproximado de la actividad descomponedora de los microorganismos, así mismo se encuentra correlacionada positivamente con el contenido en materia orgánica y con frecuencia con la biomasa microbiana y su actividad (Paz Ferreiro, 2006). Se pesaron 50 g de muestra en un frasco hermético con capacidad de 100 ml, en donde en el fondo del frasco se colocó una trampa álcali de KOH 0.5 N, para ser sellado completamente con cinta parafilm y fue puesto en incubación a temperatura ambiente durante 24 horas. Pasado el tiempo de incubación se retiraron las trampas álcali y se tituló con HCl 0.5 N, hasta observar una neutralidad pasando de color rosa a transparente (Figura 19).

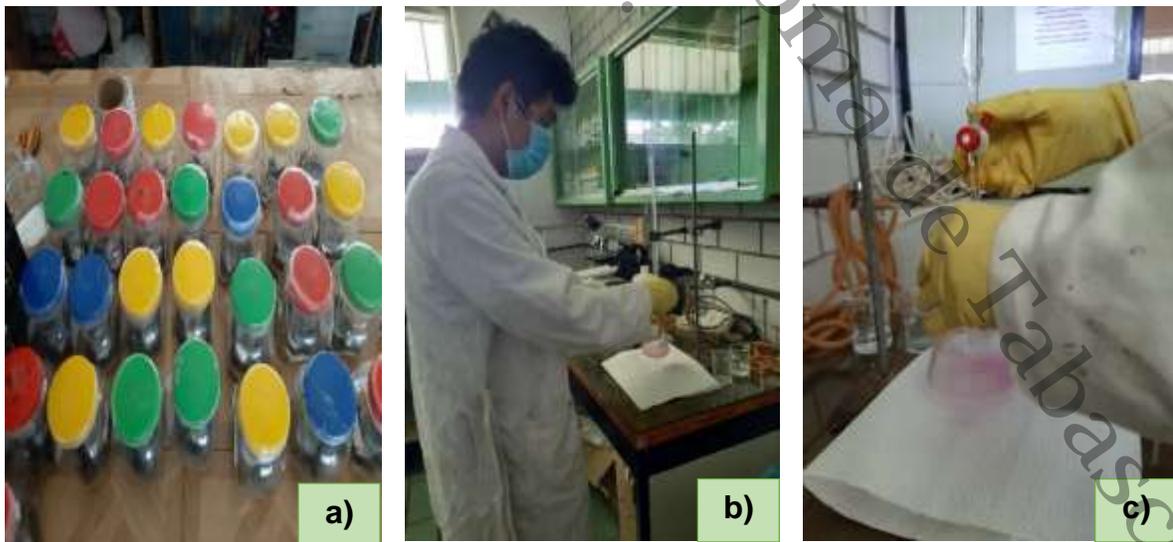


Figura 19 Respiración microbiana a) Incubación de las muestras. b) Titulación y c) Vire de rosado a blanco de la muestra.

7.8.2 Actividad respiratoria inducida por sustrato

Este método es rápido y simple que tiene en cuenta solamente fracción metabólicamente activa de la biomasa microbiana, a partir de medidas del cambio inicial en la velocidad de respiración del suelo como consecuencia de la adición de un sustrato fácilmente degradable. Aunque su único inconveniente con este método indirecto es que solamente permite cuantificar la biomasa microbiana, sin entrar en los detalles de su composición (Paz Ferreiro, 2006). Se añadió 50 g de muestra en un frasco hermético con capacidad de 100 ml, en donde en el fondo del frasco se colocó una trampa álcali de KOH 0.5 N y se le agregaron 2.5 ml de glucosa al 8% a la muestra, se selló con cinta parafilm y fue puesto en incubación a temperatura ambiente durante seis horas. Pasadas las seis horas se retiraron las trampas álcali y se titularon con HCl 0.5 N (Paolini Gómez, 2018).

7.8.3 Biomasa microbiana

La biomasa microbiana del suelo se define como el componente microbiano vivo del suelo (Sparling, 1985), y se encuentra principalmente compuesta por bacterias y hongos, aunque también forman parte la microfauna del suelo y las algas. Es una fuente lábil o un almacén inmediato para el carbono, nitrógeno, fósforo y azufre, de manera que regula la transformación de la materia orgánica (Paz Ferreiro, 2006).

La biomasa microbiana se determinó por el método de respiración inducida por sustrato (Paolini Gómez, 2018) por lo tanto, el dato de ml de HCl obtenido por la respirometría inducida fue usado para calcular la biomasa microbiana a través de la ecuación.

$$Ec. 3) Cmic = 30 (BL - SA) \frac{k * 22 * 100}{1.8295 * SW * h}$$

Donde Cmic = Carbono en la biomasa microbiana; 30 = constante (mg Cmic h/ml C O₂); BL = A la media de blancos realizados (ml HCL); SA = Gasto de HCl por muestra (ml HCl); k = concentración de HCl en la solución; 22 factor (1 ml 1M Cl

correspondiente a 22 °C (mg/ml); SW = Peso de la muestra de suelo (g de suelo seco); y h = Número de horas incubadas.

7.9 Análisis agronómico

7.9.1 Medición de biomasa

Los pastos fueron colectados utilizando tijeras de jardín tres días previos a la contaminación, después fueron colocados en bolsas medianas de polietileno (previamente pesadas) y se obtuvo el peso húmedo de la muestra. Luego los pastos colectados fueron colocados en charolas para ponerlos a secar en un horno a una temperatura entre 60 y 70 °C por un periodo de 18 a 24 horas (Figura 20). Transcurrido el lapso de tiempo se registró el peso seco que se calculará por diferencia de peso (Adams et al., 2015).



Figura 20 Medición de biomasa a) Corte de los pastos, b) Almacenamientos en bolsas de polietileno, c) Unidades experimentales después del corte y d) Pastos en charola para secar.

8. Resultados y Discusión

8.1 Caracterización del suelo y sustratos de la biomezcla

Se realizó el análisis textural del suelo usado para la elaboración de la biomezcla.

Tabla 7 Caracterización del suelo

Suelo	% Arena	% Arcilla	% Limo	Clasificación
Aluvial	16.26	55.6	28.14	Arcilloso

De acuerdo a estudios realizados anteriormente por Hernández-Cervantes (2017) y (Ruiz-Camacho, 2021) el suelo colectado se clasifica como fluvial eútrico, este tipo de suelo se distribuye en los municipios de Cárdenas, Cunduacán y Comalcalco en las zonas paralelas de ríos y arroyos (Córdova-Ballona, 2010). Principalmente usados para plantaciones comerciales de plátano (*Musa spp.*) y cacao (*Theobroma cacao L.*). (Mares et al., 2006). Se observó que el material mineral de las partículas del suelo son las arcillas 55.6 % clasificándolo como arcilloso, un suelo colectado de la zona de la ranchería Miahuatlán utilizado para camas biológicas en trabajos anteriores.

El medir las características iniciales de los sustratos y del suelo es un factor importante para poder conocer el comportamiento de la biomezcla en sus inicios previos antes del periodo de exposición al plaguicida. Los resultados de los análisis físicos y químicos se presentan en la Tabla 8.

Tabla 8 Caracterización química del suelo y sustratos utilizados en el experimento.

	Suelo	Sustratos		Biocama (Balcázar-López, 2019; Hernández-Cervantes, 2017)
	Aluvial	Pizote de plátano	Cachaza de caña	
pH	6.47	10.33	5.82	7.49
CE (dS/m)	0.11	24.03	7.21	1.22
CIC (cmol/kg)	74.06	93.17	94.06	29.34

MO (%)		8.13	67.71	38.40	12.63
COT (%)		4.72	39.27	22.28	7.33
Nitrógeno (%)	Total	0.45	1.76	0.38	0.13
C: N		13.75	26.67	58.99	54.58

El pH del suelo utilizado es catalogado como moderadamente ácido de acuerdo a los mencionado a la NOM-021-RECNAT-2000, donde el suelo aluvial tiene un pH de 6.47. En cuanto a los sustratos el pizote de plátano mantiene un pH de 10.33 categorizado como fuertemente alcalino, la cachaza de caña es moderadamente ácida con un pH de 5.82. L. Bárbaro et al. (2019) recomienda mantener en los sustratos un pH ligeramente ácido, para que los nutrientes se encuentren disponibles para los microorganismos la biomezcla generada por estos sustratos tiene un pH igual a 7.49. El pH es un influyente en el crecimiento de los microorganismos, el rango óptimo para las bacterias va de 6.0 hasta 8.5, mientras que los hongos pueden crecer en medios de 8.5 de pH y tienen la capacidad, así como algunas bacterias, de alterar el pH de un medio no amortiguado por los productos que generan durante su crecimiento (Cervantes-Martínez et al., 2017).

La conductividad del suelo aluvial se caracteriza con niveles de salinidad realmente despreciables siendo de 0.11 dS/cm. La cachaza de caña presenta una conductividad 7.21 dS/cm considerado como salino, mientras que el pizote de plátano presenta la mayor conductividad con 24.03 dS/cm que la categoriza como muy fuertemente salino. Por su parte Barbaro et al. (2014) recomienda que la CE de un sustrato sea menor a 1 dS/cm (1+5 v/v) en suelo la salinidad puede afectar el desarrollo microbiológico; mayor conductividad eléctrica genera una menor producción de biomasa microbiana, también son afectados los niveles de carbono orgánico cuando la salinidad aumenta (Egamberdieva et al, 2010).

La materia orgánica (MO) del suelo fue de 8.13%, la cachaza de caña 38.40% y el pizote de plátano 67.71% considerado este el más alto, por lo que aporta mayor

cantidad MO para la biomezcla, estos contenidos son bastante adecuados para generar condiciones de degradación en la biomezcla.

El Nitrógeno total en el suelo es de 0.45%, mientras que para la cachaza de caña se mantiene en 0.38% y para el pizote de plátano se observó un 1.76%, el contenido óptimo de Nitrógeno total como menciona Román et al. (2013) para compostas es del 1% a 3%, pero también un contenido bajo de Nitrógeno para un material orgánico proporcionaría una relación C:N alta ya que indicaría una mineralización más lenta para los sustratos (Hernández et al., 2009a).

La capacidad de intercambio catiónico en el suelo fluvisol fue de 74.06 cmol/Kg esto puede ser debido a la presencia de la materia orgánica y a su vez por el tipo de arcillas presentes por lo que menciona INTAGRI (2015) la arcilla en suelos tiene una capacidad en CIC de 10-150 cmol/Kg, mientras que la materia orgánica se encuentra entre 200-400 cmol/Kg y para los sustratos; la cachaza de caña mantuvo un CIC de 94.06 cmol/Kg y el pizote de plátano de 93.17 el cual puede ser por el alto contenido de materia orgánica degradable que le aportara a la biomezcla.

8.2 Evaluación de las unidades experimentales

8.2.1 Humedad

Durante el periodo de evaluación la mayoría de las unidades estuvieron en un rango de 20-30%, a excepción de las biomezclas donde fue sembrando pasto mulato II contaminado y sin contaminar (MTS, MTI y BTS), así como también donde fue sembrado pasto chontalpo pero solo en las unidades contaminadas (MCS) mantuvieron una humedad por debajo del 20% durante los primeros 15 días de evaluación, por lo tanto estas unidades requerían riego de alivio para controlar la humedad, porque el pasto sembrado necesita mayor cantidad de agua. Durante los siguientes meses la humedad de las unidades mantiene un aumento por arriba del 25% sin superar el 30%, de acuerdo a Ruíz-Camacho (2021) niveles por debajo de 30% pueden presentar baja actividad microbiana y poca movilidad del plaguicida. Sin embargo, trabajos anteriores de acuerdo Hernández-Cervantes (2017) y Balcázar-López (2019) en la zona sugieren porcentajes de humedad entre el 40%

al 60%, aunque es importante tener en cuenta las condiciones ambientales que se presentaron durante el periodo de evaluación.

A pesar de que los niveles de humedad estuvieron por debajo del recomendado, se encontró actividad microbiana y por lo tanto biomasa microbiana, esta última por debajo de lo reportado por (Ruiz-Camacho, 2021) con una humedad alrededor del 30% presenta buenos niveles de actividad y biomasa microbiana.

Cabe mencionar que la humedad no tiene una influencia directa sobre la degradación del ETU ya que de acuerdo a la investigación Córdova Méndez et al., (2013) en una biomezcla de rastrojo de maíz y suelo local concluye que la humedad no es un factor significativo en la disipación de los plaguicidas utilizados, pero si un indicador de actividad biológica en una biocama (Figura 21).

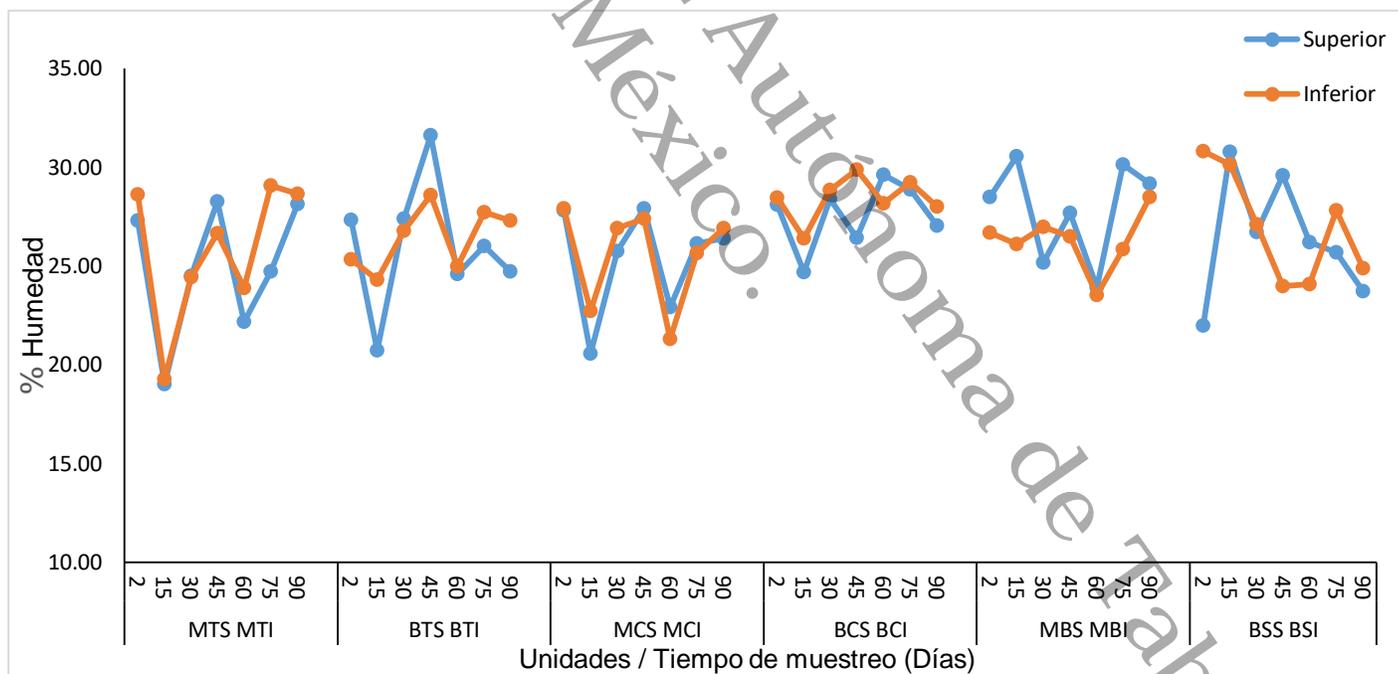


Figura 21 Porcentaje de Humedad en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.

8.2.2 Potencial Hidrógeno

El cambio del pH constantemente puede llegar a tener efectos en la vida microbiana que se encuentren en el suelo. En las biomezclas a los dos días de la primera contaminación se presentó un pH para todas las unidades de 7.3-7.5, pero durante los meses posteriores el pH empezó a tener una tendencia a descender levemente, en el último mes mantuvieron un pH cercano a la neutralidad.

Román et al., (2013) establecen que la mayor actividad microbiana se llega a producir a pH 6 y 7.5, pero en cambio para la actividad fúngica se encuentra establecida en un rango de 5.5-8.0, lo cual favorece a la degradación de los plaguicidas por medio de los microorganismos puesto que Neina (2019), sugiere que en rangos de pH entre 6.5 y 8.0 son considerados óptimos para la degradación de estos. Por lo tanto, se puede apreciar que en las unidades la degradación del ETU es causado por la presencia de la actividad bacteriana y fúngica, por los rangos de pH en las biomezclas. Cabe destacar que aún con la incorporación del Mancozeb a las biomezclas, no tuvo ningún efecto en el cambio del pH de sus respectivos testigos se mantuvo en el intervalo de sus correspondiente s contaminados, es decir

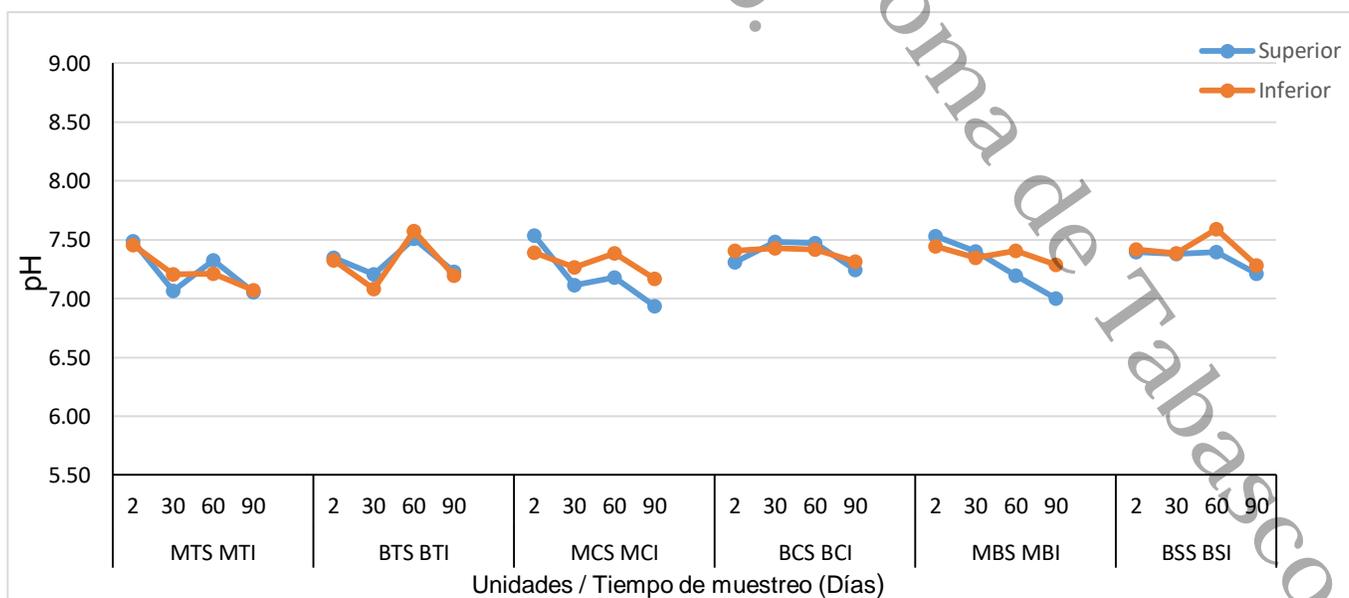


Figura 22 Potencial de hidrógeno en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.

que el cambio del pH se deberá más a la degradación de los sustratos que se encuentran en la biomezcla (Figura 22).

8.2.3 Conductividad eléctrica

En referente a los dos días de contaminación y el primer mes la CE aumenta considerablemente llegando a tener 0.80 dS/m donde a partir de cada contaminación la CE aumento durante todo el periodo de evaluación siendo MTS el que obtuvo el valor de 1.20 dS/m para el final de la evaluación, como se puede observar en la gráfica hubo una mayor presencia de CE en la parte superficial en relación con la profundidad, esto puede deberse a una mayor retención del Mancozeb en la superficie (Figura 23).

Así mismo se puede observar que la adición del plaguicida aumentó levemente la conductividad eléctrica, puesto que los testigos mantuvieron una CE por debajo de 0.8 dS/m, por lo tanto, los bajos niveles de salinidad se descarta cualquier efecto nocivo que pueda causar sobre los microorganismos dentro de la biomezcla.

De acuerdo a Barbaro et al., (2014) , recomienda mantener una conductividad eléctrica de 1 dS/m para evitar efectos de fitotoxicidad en las plantas y se puede descartar efectos que lleguen a tener en relación a los pastos plantados en las biocamas contaminadas. También el aumento de la CE puede generar una disminución de la biomasa microbiana, cambio en la estructura de la comunidad microbiana y una reducción de la respiración del suelo en más del 50%, con niveles alrededor de 5 dS/m, sin embargo, en nuestras unidades los niveles de salinidad, se mantienen durante toda la evaluación en la categoría de ligeramente salinos (Rietz & Haynes, 2003; Yan et al., 2015).

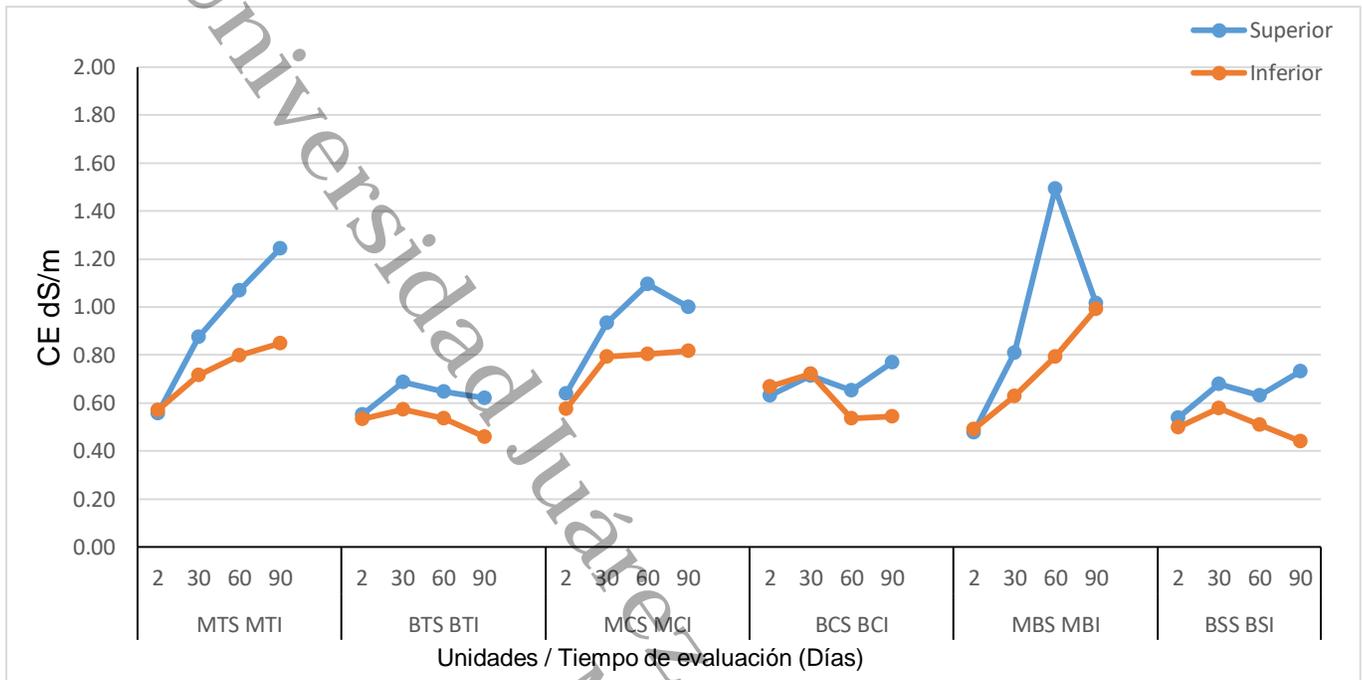


Figura 23 Conductividad eléctrica en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.

8.2.4 Nitrógeno Total

Los valores de nitrógeno total en todo el periodo de evaluación tanto en los niveles superior e inferior se mantuvieron por debajo del 0.1 %, de acuerdo a la NOM-021-RECNAT son considerados como niveles muy bajos de nitrógeno, pero a partir del mes de agosto se llega a presentar en la gráfica (Figura 24) una caída en la concentración del nitrógeno en las biomezclas, siendo la parte inferior en donde se encuentra menor Nitrógeno total. Esto puede ser debido a que de acuerdo a Román et al., (2013) cuando los microorganismos consumen el carbono presente en la biomezcla llegan a incrementar rápidamente el consumo del nitrógeno presente en la biomezcla lo cual provocaría su disminución de esta. Hernández-Cervantes (2017) menciona que cuando los niveles de nitrógeno se encuentran por debajo del 1% su bajo contenido permitirá el crecimiento de hongos y enzimas lignolíticas capaces para la degradación del Mancozeb, teniendo valores iniciales de nitrógeno total en su biomezcla de 0.336 %. La presencia limitada de nitrógeno en nuestros

resultados generaría una disminución para el desarrollo de los microorganismos, el cual afectaría la descomposición del plaguicida en las unidades contaminadas pero se ha demostrado que a pesar de estos niveles de nitrógeno se encuentra actividad microbiana en las camas biológicas capaces de degradar el plaguicida teniendo un comportamiento parecido como el de Balcázar-López (2019) ya que a pesar de tener valores del 0.1% de nitrógeno total en su biomezcla mantuvo una buena operación en la degradación del plaguicida durante 10 meses.

El proceso de mineralización del nitrógeno ocasionado por los microorganismos en las biomezclas ayuda al crecimiento de los pastos ya que de acuerdo a Neina (2019) las plantas absorben el nitrógeno en tres formas principales: amonio, nitrato y nitrógeno molecular, por lo tanto, este nitrógeno inorgánico puede ser empleado por los pastos utilizados para mejorar la degradación del plaguicida.

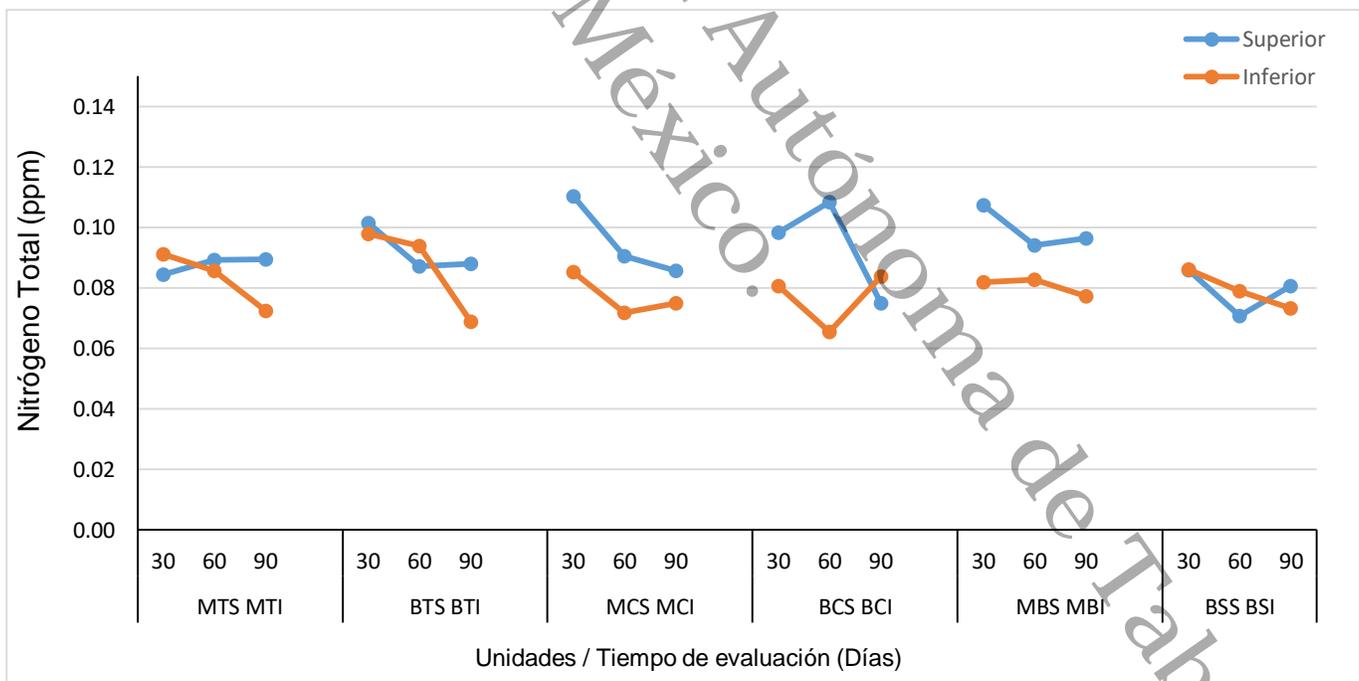


Figura 24 Nitrógeno total en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.

8.2.5 Materia Orgánica

Los valores de materia orgánica durante el periodo de evaluación presentaron para las unidades sin cubierta vegetal contaminadas y sus testigos (MBS, MBSI y BSS, BSI) un ligero aumento del porcentaje de materia orgánica con respecto a los valores obtenidos en la caracterización, ya que de acuerdo a Cabrera-Capitán (2007) menciona que para sustratos el tiempo de mineralización es de tres años debido a su alto valor de C/N 150 esto reside en su naturaleza de lignina. Por otra parte se presentó un elevado aumento de MO para las unidades contaminadas y testigos que contienen una capa vegetal en su superficie, en un rango aproximado de 13.90 % siendo el de mayor rango MTI con 16.88 % para el último mes de evaluación, el aumento considerado de materia orgánica para estas unidades puede ser causado por las plantas ya que Cabrera-Capitán (2007) menciona que la parte aérea (hojas) y raíces de las plantas son una fuente externa de materia orgánica restaurando la que es descompuesta a lo largo del tiempo, por lo que debería causar el aumento considerado de MO para MTI ya que el pasto para el final de la evaluación se encontraba en buenas condiciones y sus raíces son más profundas en comparación del pasto chontalpo. A pesar de que MTI (pasto mulato II) para el final de mes presentó el valor alto de MO para el último muestreo, se observa en la gráfica que las unidades con pasto chontalpo presentaron mejores indicios de MO para la parte superior e inferior, lo cual podría aportar mejores condiciones para la actividad microbiana en estas unidades.

Como se puede observar en la gráfica (Figura 25) los valores se mantuvieron dentro del rango del 12% durante los tres meses de evaluación, esto indica que la MO no se encuentra degradada completamente o está llegando a un estado de degradación pasiva; aquella MO que incluye los compuestos químicos complejos que son difícilmente descompuestos y no son físicamente disponibles a los microorganismos (Meléndez, 2003). Esto coincide con los resultados de Balcázar-López, (2019) en donde la MO presenta tendencia estable durante los meses de evaluación de las camas biológicas. De acuerdo a Julca-Otiniano et al. (2006), la

MO facilita los mecanismos de absorción de sustancias peligrosas como los plaguicidas, puesto la aplicación de enmiendas orgánicas incrementa la degradación de fumigantes lo cual sería un factor influyente para la degradación del Mancozeb en las unidades experimentales.

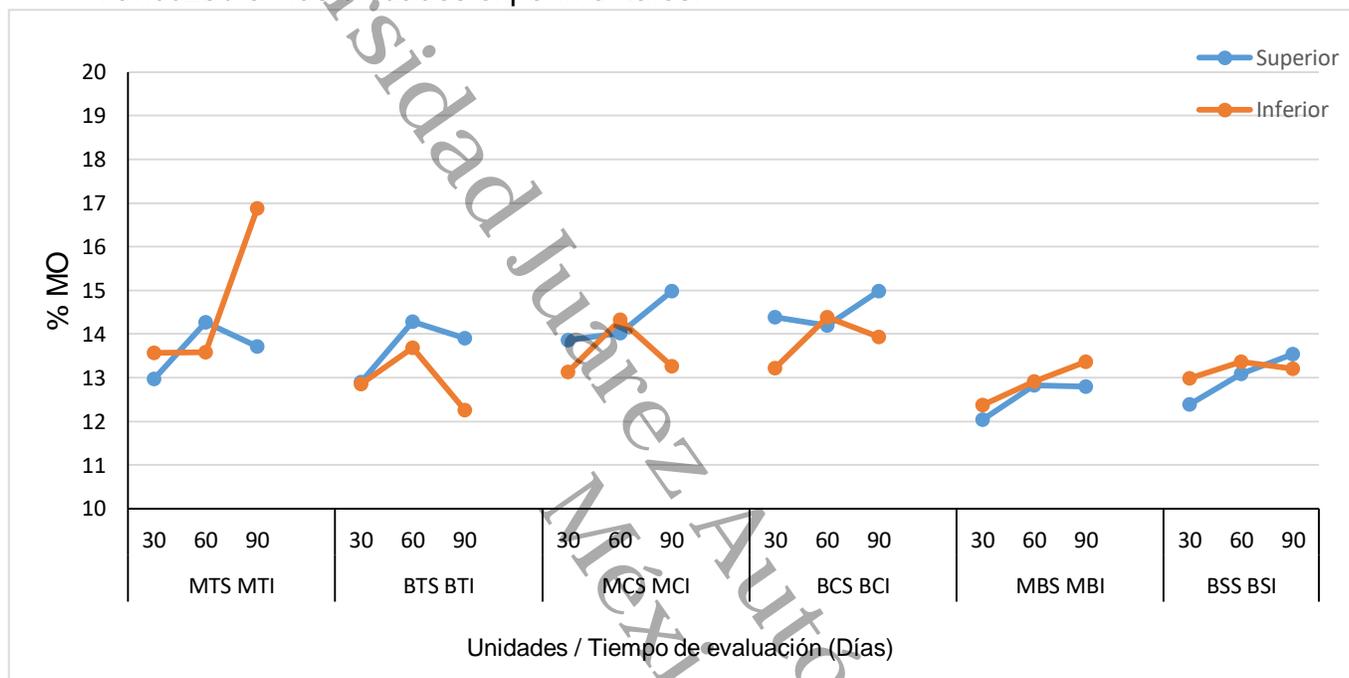


Figura 25 Materia Orgánica en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.

8.2.6 Carbono Orgánico Total

Se presentó un ligero incremento del 2.1% de las unidades contaminadas y sus testigos sin cubierta vegetal (MBS, MBSI y BSS, BSI) con respecto al valor inicial de la biomezcla antes de iniciar las pruebas, esto va relacionado también con los valores de Materia Orgánica los cuales se pueden observar que siguen la tendencia en todos los meses de evaluación. Mientras tanto para las unidades con capa vegetal tanto contaminadas y sin contaminar presentaron un aumento del 9.99 % del COT en relación al valor inicial de la biomezcla, este aumento es considerado ya que al contener capas vegetales influyen al aumento del carbono orgánico Castillo-Pacheco et al. (2016) determina que se presentan mayores niveles de Carbono en suelos con cobertura vegetales con respecto a suelos desnudos.

En los tratamientos no se muestra algún cambio del carbono orgánico en relación con las unidades sin contaminar por lo que se puede establecer que el plaguicida no produce efectos en la alteración del COT. En la gráfica (Figura 26) se puede observar un aumento considerable de COT para MTI para el tercer mes ya que el pasto mulato II se mantenía en buenas condiciones y sus raíces profundas, sin embargo, las unidades con pasto Chontalpo mantienen una buena tendencia similar con las demás unidades con mulato II, sin embargo, para las unidades sin cubierta vegetal se puede ver representado en la gráfica que contienen los valores bajos durante los tres meses de evaluación, esto debido a como se ha comentado que coberturas vegetales presentan mejores resultado de carbono orgánico y esto viene relacionado con la MO para las mismas unidades (MBS, MBI, BSS y BSI).

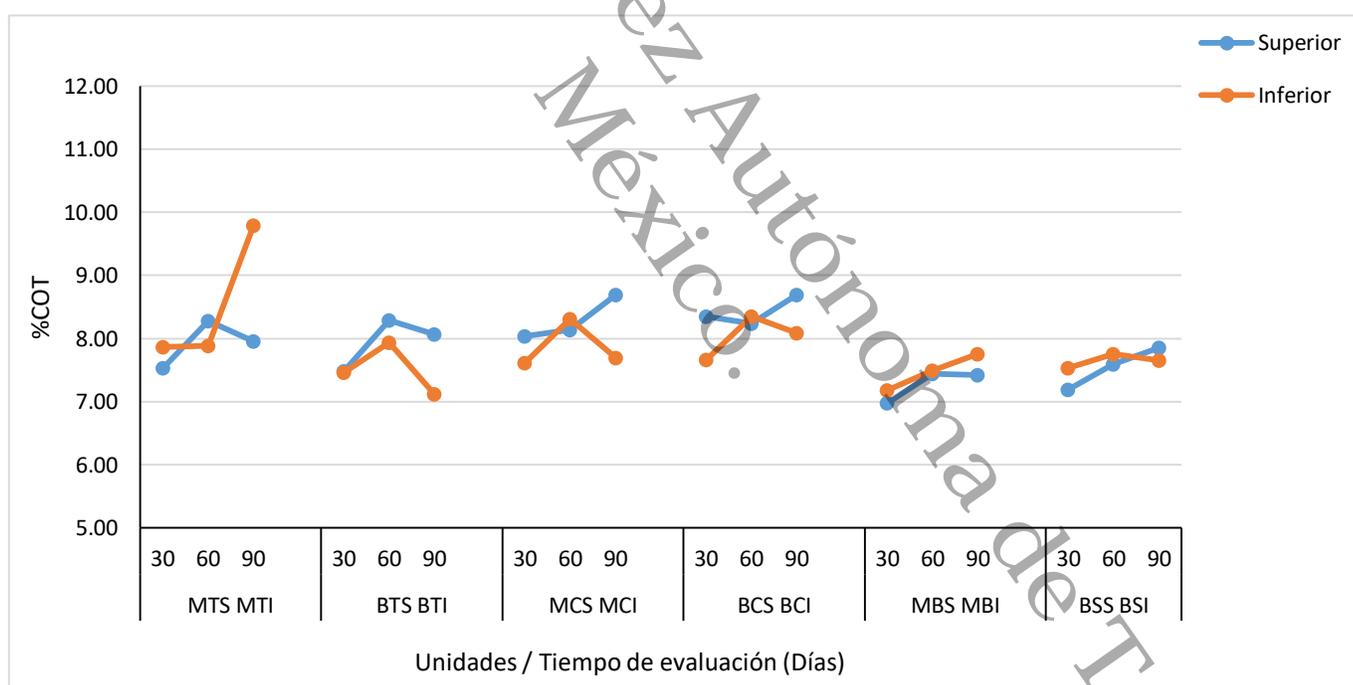


Figura 26 Carbono orgánico total en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.

8.2.7 Relación Carbono/Nitrógeno

Los valores de la relación/carbono en la parte superior e inferior, presentan diferencias como se puede observar en la gráfica siendo MBS y MBI los más

representativos, y elevados con respecto a los valores que muestra Balcázar-López (2019) ya que se asemeja al mismo periodo de vida útil en el que se evaluó.

Durante el mes de agosto se alcanza la relación $C/N > 100$ para casi todas las unidades siendo la más alta MTI, se considera que la cantidad de Carbono aumenta mientras que el nitrógeno total disminuye, es por eso que las poblaciones microbianas se van reduciendo. Gamarra et al. (2018) menciona cuando la relación C/N es de 10 a 14 la proliferación de microorganismos descomponedores se ve favorecida ya que cuentan con suficiente carbono como fuente de energía y nitrógeno para sintetizar sus proteínas.

Mientras una parte del C/N sigue aumentando en algunas unidades para el último mes de evaluación también se observa que en otras unidades MTS, BTS, MCS, BCI, MBS y BSS siendo MBS el que mantiene la menor C/N ; esto debido a que si la relación C/N es elevada los microorganismos tienen la capacidad de oxidar el exceso de carbono, lo cual es necesaria la aparición sucesiva de diversas especies microbianas, al morir estos microorganismos el contenido en su biomasa se recicla y la relación C/N disminuye (Bueno Márquez et al., 2008). Este efecto no tiene relación con la adición del plaguicida ya que hay testigos que presentan el mismo comportamiento, esto por las condiciones fisiológicas que se encuentran estas unidades.

El alto contenido de C/N mostrado en los resultados pueden considerarse normales ya que el periodo de vida de la biomezcla se encuentra en su etapa adulta y se ve asemejada con los resultados de Balcázar-López (2019), mientras que en trabajos anteriores cuando las camas biológicas se encuentran en sus primeros meses se muestra niveles de C/N bajos y como tienden aumentar con el paso de los meses (Figura 27).

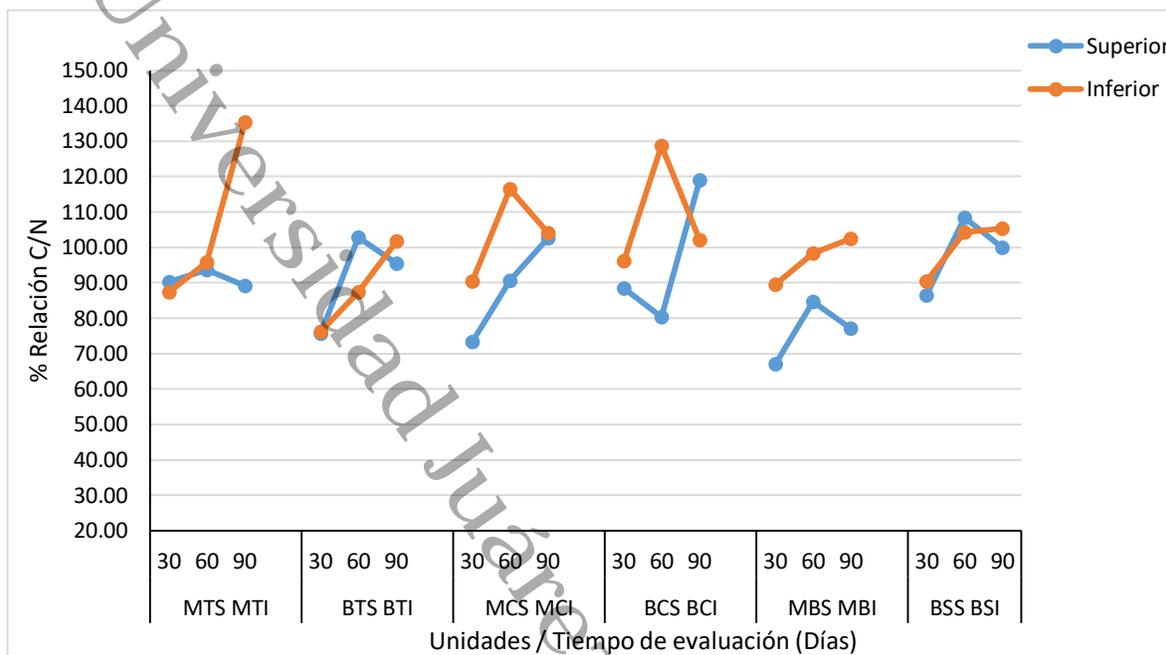


Figura 27 Relación Carbono/Nitrógeno en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.

8.2.8 Capacidad de Intercambio Catiónico

La Capacidad de Intercambio Catiónico mantiene una estrecha relación para determinar el grado de madurez de la materia orgánica en el suelo, así como también para residuos vegetales, pero en compostas determina que el valor mínimo necesario para asegurar la madurez es de 60 cmol/Kg y cuando mantiene una relación de C/N < 12 (Iglesias Jiménez & Perez Garcia, 1989).

Durante el inicio de la evaluación se presentaron valores de 30 cmol/Kg para las unidades MCS, BCI, MBS y MBI dando a entender que la materia orgánica degradable se va reduciendo más rápidamente ya que para las unidades MTS, MTI, BTS y MC1 mantienen un CIC de 19.07, 20.30, 21.62, 26.85 cmol/Kg esto es debido a la capa vegetal que sigue proporcionando MO a través de las plantas, sin embargo a partir del segundo y tercer mes, en todas las unidades el CIC se eleva por encima de 35 cmol/Kg esto puede ser ocasionado debido a la reduciendo en la biomasa del pasto por lo que deja de aportar materia orgánica degradable a las biomezclas que lo contienen, comparándose a los mismos valores de las unidades sin cubierta vegetal.

Aun así, en las unidades la biomezcla no llega totalmente a un estado de madurez ya que el CIC está por debajo de lo que establece Iglesias Jim & Perez Garcia (1989) para compostas, así como también menciona la Enciclopedia Cubana (EcuRed, 2011) que para residuos orgánicos mantienen un CIC cercano a 40 cmol/Kg y durante el proceso del compostaje tiende alcanzar niveles de 70 cmol/Kg debido a la desaparición de la materia orgánica fácilmente degradable.

El hecho de que las unidades aun no hayan alcanzado un estado de madurez de acuerdo a los resultados de CIC, nos da a entender que nuestra cama biológica aún no ha terminado su vida útil como demuestra Balcázar-López (2019) con un CIC de 70 cmol/Kg establece que su cama biológica ha llegado a vida útil. También cabe recalcar que no se presenta algún efecto en la adición del Mancozeb para las unidades contaminadas por lo tanto se puede descartar alguna relación con el plaguicida (Figura 28).

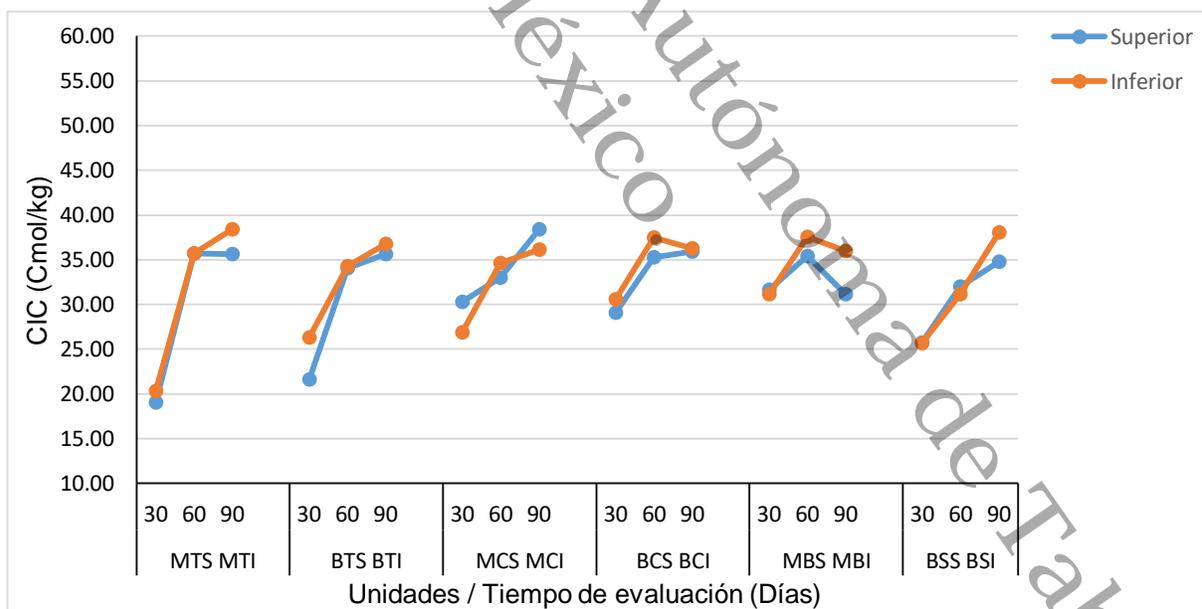


Figura 28 Capacidad de intercambio catiónico en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.

8.2.9 Biomasa de los pastos

En los periodos de evaluación podemos observar que las unidades que contenían pasto mulato II presentaron una mejor respuesta de acuerdo a su biomasa obtenida, ya que durante los primeros quince días de evaluación tuvieron resultados por arriba de 8 g siendo los más altos BT1 y MT2 con valores de 21 g y 17.3 g dando por hecho que la aplicación del plaguicida continuamente mantuvo un efecto insignificante para estos aunque para el día 45 su biomasa se va reduciendo hasta que en el segundo mes obtiene una mejor respuesta con resultados por encima de 5 g y así mismo para el último mes a excepción de MT3 y BT3.

Sin embargo, las unidades con pasto chontalpo presentaron buenos resultados durante los primeros 15 días, aunque solamente fueron para MC3 y BC3 con 14.7 g y 14.8 g, pero estos se redujeron por debajo de 4 g a excepción de MC3 que mantuvo buenos valores de biomasa entre un rango de 5-10 g durante todo el periodo de monitoreo. Esto pudo haber sucedido más que nada por el posicionamiento de las unidades experimentales ya que algunas obtenían más radiación solar que otras de acuerdo al posicionamiento del Sol durante el transcurso del día.

Otro factor que pudo haber afectado drásticamente la reducción del pasto chontalpo, pero también del mulato II es por la reducción del nitrógeno ya que de acuerdo a Hernández et al., (2009) demuestra de acuerdo a sus sustratos evaluados obtuvo mejores pesos de albahaca proporcionada fue el que tuvo mayor concentración de N total con un valor del 1.98 % mientras el sustrato que mantuvo la menor concentración de N total fue de 0.97 % presentó los pesos más bajos de albahaca. y como se puede observar el nitrógeno total de las biomezclas se encontraban por debajo del 0.101 % y la deficiencia afectaría el crecimiento de los pastos (Figura 31).

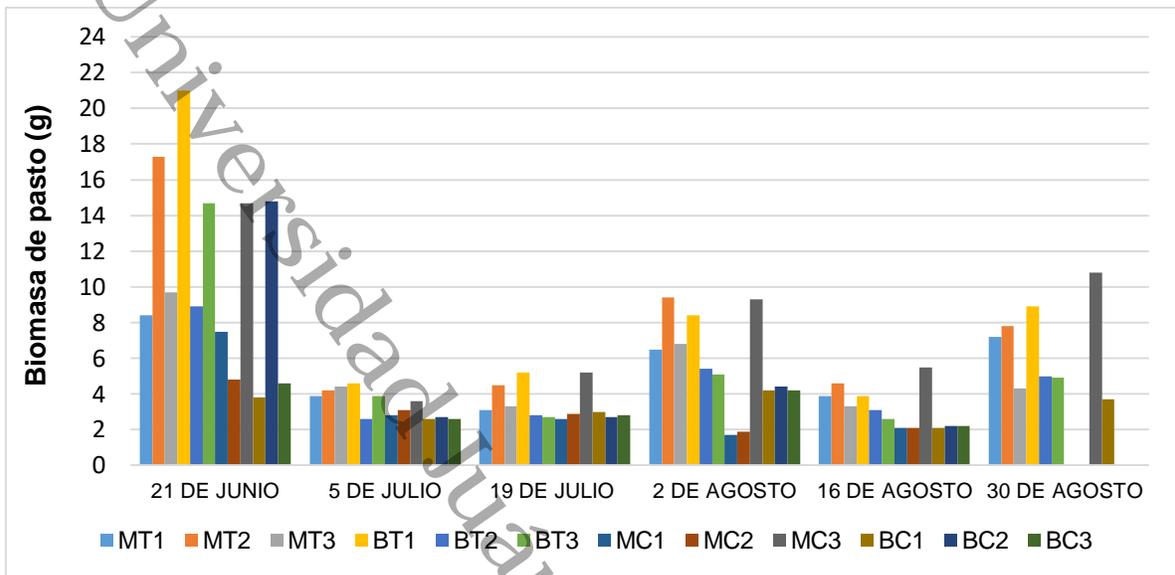


Figura 29 Biomasa del pasto, donde MT y BT son del pasto mulato II, mientras que MC y BC son del pasto Chontalpo.

8.2.10 Efectos de la presencia de vegetación contra la biomasa, actividad microbiana y EBDC.

El contenido de materia orgánica así como la relación C:N va relacionado con la actividad microbiana ya que en biomezclas es mucho mayor con respecto a suelos debido al gran aporte de materia orgánica por parte sustratos, ya que Ruiz-Camacho (2021) demuestra que en suelos genera una respiración microbiana menor con respecto a sus camas biológicas evaluadas.

Durante los tres meses de evaluación, las biomezclas con pasto y sin pasto presentaron diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$) entre ellas. De manera inicial se puede observar en la Figura 30 (A), durante el primer mes las biomezclas con pastos mantienen una mejor respuesta en la respiración microbiana a diferencia que las unidades sin cubierta vegetal, a pesar que en las biomezclas con pasto la respiración va creciendo con el paso de los meses. Siendo las unidades con pasto chontalpo inferior y superior durante los primeros 30 días con mejor respiración microbiana pero durante el último mes las unidades con pasto mulato II son las que mejor mantienen una buena producción de CO_2 a causa de la profundidad de sus raíces, teniendo en cuenta que el pasto Mulato II tiene mejor repuesta durante el último mes, este aumento de CO_2 para estas unidades puede ser causado por los pastos y sus raíces puesto que Toledo et al. (2020) menciona que la respiración en suelo se representa de dos maneras; una originaria por medio del catabolismo de raíces vivas y microbios vinculados a la rizósfera y la otra a partir de los demás microorganismos que se encuentran en el medio al descomponer la materia orgánica, por lo tanto esto puede ser representado en las unidades con biomezcla que al contener raíces aportan respiración a los microorganismos ya que de acuerdo a Delgado (2000) observa que a medida que los microorganismos se alejan de la rizosfera disminuye la actividad microbiana estimada por desprendimiento de CO_2 por lo cual puede ser la causa en que las unidades con pasto chontalpo la producción de CO_2 sea menor a las del mulato II.

Mientras que en la biomasa microbiana evaluada a los dos días de haber iniciado la contaminación mantuvo valores por debajo de 40 mg/Kg siendo las unidades con pasto chontalpo la que obtuvo mejores valores, debido a como establece Ruiz-Camacho (2021) que la aplicación constante de plaguicidas genera una tolerancia en los microorganismos presentes en las biomezclas y de acuerdo a las características físicas de las biomezclas llegan a permitir una recuperación de la biomasa, ya que durante los días 15 y 30 se presencia un aumento en la biomasa siendo más representativas las unidades MCS, MCI y en segundo lugar las unidades MTS y MTI con sus respectivos testigos siendo las unidades sin cubierta vegetal las que tienen una peor respuesta en la biomasa, dando a entender que el uso de los pastos así como en la actividad microbiana también ayuda en la producción de biomasa microbiana.

Aunque durante el día 45 hasta el fin del monitoreo de las biocamas la biomasa microbiana se va reduciendo constantemente por debajo de 60 mg/Kg, siendo las más afectadas las unidades MBS, MBI y sus testigos durante el segundo mes y el último de evaluación, el cual puede ser originado a que la continua aplicación del Mancozeb puede generar un efecto inhibitorio sobre la biomasa microbiana ya que en trabajos realizados por Rodríguez et al. (2009) en aplicaciones altas del herbicida Fluaxifop en suelos produce un efecto inhibitorio sobre los microorganismos durante los primeros 15 días de evaluación pero pasando el tiempo estos llegan a generar una tolerancia, pero en las biomezclas aquí evaluadas también otra causa puede ser la humedad, ya que como se ha mencionado anteriormente y como trabajos de Hernández-Cervantes (2017) y Balcázar-López (2019) han demostrado que una humedad por arriba del 30% mantienen una buena actividad microbiana en las biomezclas de pizonte de plátano (Figura 30 B). Estadísticamente se encontraron diferencias estadísticas ($p < 0.05$) entre las unidades con pasto y sin cubierta vegetal tanto contaminadas y sin Mancozeb.

También el ETU presentó una baja degradación a los dos días posterior a la contaminación debido a que los microorganismos no estaban totalmente adaptados

al fungicida, algo sucedido también para el desarrollo de la biomasa microbiana ya que se encontraban concentraciones de 40 mg/kg para casi todas las unidades, aunque así mismo pudo haber sido por el periodo en donde las unidades estuvieron en un tiempo en condiciones anoxia causado por la contingencia sanitaria del COVID.

Durante los primeros 30 días se puede observar en la Figura 30 (C) se presentó una reducción del 100 % de concentración de ETU para todas las unidades con las dos variantes de pastos y sin pasto, esto causado por la actividad microbiana la cual se ve reflejada en la respiración y biomasa microbiana mencionado anteriormente. En otros trabajos de camas biológicas Delgado-Romero et al. (2017) demuestra que en sus biocamas con cubierta vegetal tienen una disipación más rápida en los primeros cinco cm del Dimethoate que en una biocama sin cubierta con una diferencia de 20 días, Hernández-Cervantes (2017) reporta que la degradación del ETU es mucho mejor en los primeros 15 cm de la biomezcla, donde el límite 1mg/L no se ve superado, esto podría responder el motivo de que en las unidades con mancozeb con pastos en la parte inferior se encuentran presencia de ETU.

Durante el segundo mes de monitoreo se presenta niveles de concentración de ETU para las unidades MCS, MTS y MTI siendo el pasto chontalpo el más efectivo para la disipación del ETU. En el último mes la concentración de ETU se elevó para todas las unidades incluyendo las que no contienen cubierta vegetal. De las unidades en donde se encontraron concentraciones de ETU elevadas siempre fue de la parte inferior de las biomezclas lo cual pudo ser influenciado por los procesos de absorción y adsorción del cual mantuvo una lenta degradación del ETU (Hernández-Cervantes, 2017).

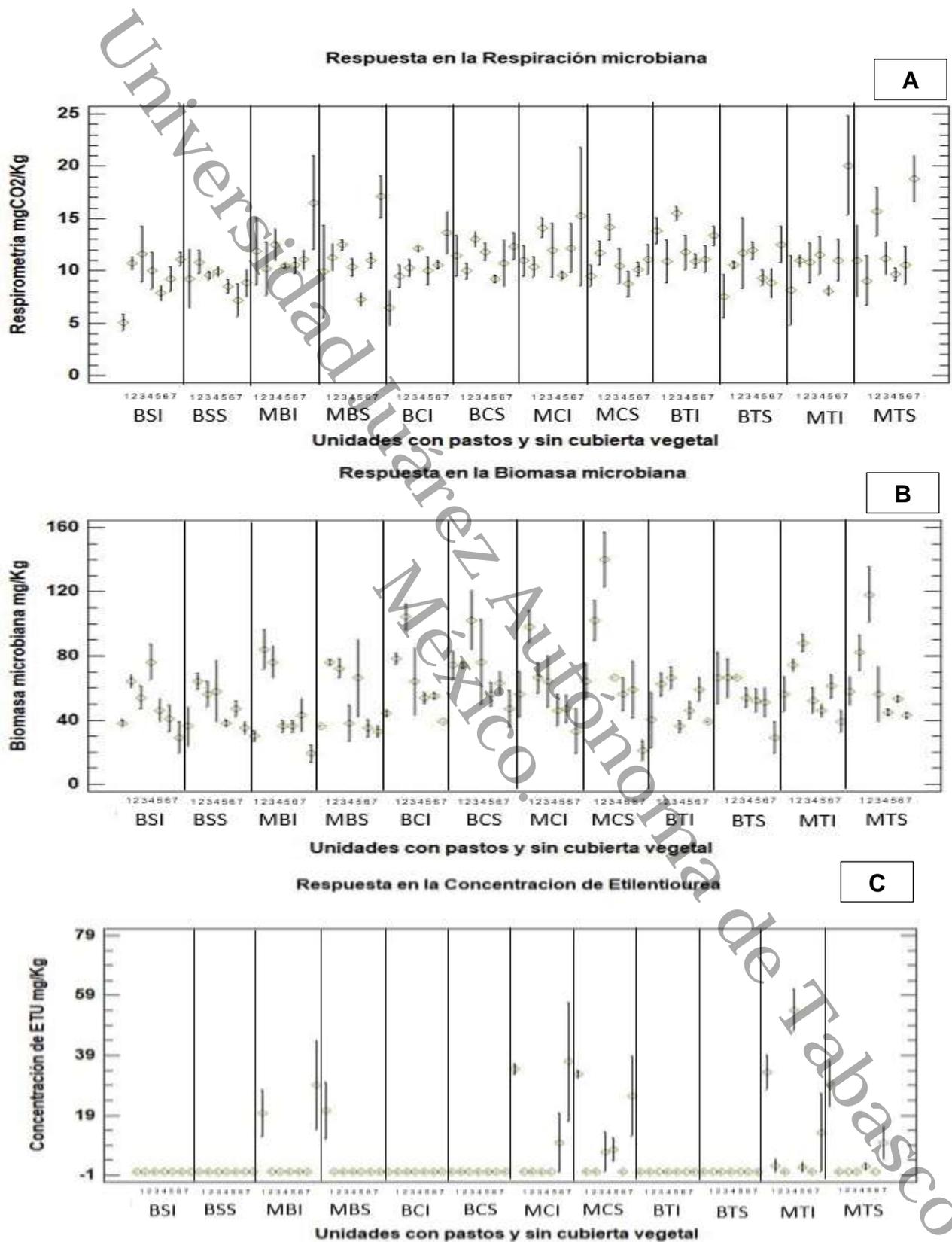


Figura 30 Respuesta en la respiración microbiana (A), biomasa microbiana (B) y concentración de Etilentiourea en biomezclas con dos diferentes tipos de pasto y sin pasto contaminadas con Mancozeb y sus respectivos testigos.

8.2.11 La eficiencia de las raíces de los pastos para la degradación del EBDC.

Durante la primera mitad de la evaluación se observó una buena respuesta para la degradación del plaguicida en los dos pastos, pero como fue mencionado anteriormente a la mitad de la evaluación el pasto mulato II presenta concentraciones por arriba del límite permisible. A pesar de tener sus raíces profundas el mulato II demuestra ser capaz de tener una mejor respuesta en la disipación del plaguicida en relación con las unidades sin cubierta vegetal pero no a largo plazo, ya que el chontalpo demuestra una mejor efectividad para la disipación, Joner & Leyval (2003) mencionan que el alcance y la intensidad de la degradación que se logre tendrá relación por la proporción de microorganismos que se encuentren en la raíz y el sustrato, aunque se demostró que las unidades con mulato II fueron las que tuvieron una mejor respuesta a la actividad microbiana, materia orgánica y carbono orgánico total debido a su cantidad de raíces, sin embargo no mantuvo el mismo efecto en la presencia de biomasa microbiana puesto que el chontalpo obtuvo una mejor correlación ($r = -0.34$) de esta lo cual mantuvieron mayor influencia para aportar como almacén para aportar materia orgánica al sustrato y en la degradación de los plaguicidas.

A pesar de que los pastos aportan a la biomezcla en la degradación del ETU, se observó que durante los tres meses las unidades con pastos fueron las que mantuvieron niveles de concentración de ETU siendo el más afectado el mulato II a comparación de las unidades con biomezcla. Esto puede ser causa de que las plantas requieren nutrientes para su crecimiento afectando la capacidad de degradación del ETU en las camas biológicas, aunque también puede ser por el tiempo de vida útil, ya que en estudios presentado por Hernández-Cervantes (2017) y Ruiz-Camacho (2021) demuestran que la degradación del ETU es mayor a partir del cuarto mes de vida de la biomezcla lo cual el uso de pastos podría acelerar una tasa alta de degradación del metabolito para biomezclas nuevas, ya que Balcázar-López (2019) presenta que a partir del octavo mes los niveles de concentraciones van aumentando por arriba de 8 mg/L hasta el catorceavo mes donde la

concentración aumenta, tiempo en el que nuestras biomezclas se encuentran durante todo el periodo de contaminación (Figura 32).

8.2.12 Correlación de la biomasa y actividad microbiana vs EBDC.

Se realizó el análisis de correlación de Pearson, donde se realizaron las asociaciones de la biomasa y la actividad microbiana contra la degradación del EBDC para los tratamientos para indicar que tan fuerte es la correlaciones con estas variables.

La actividad microbiana presenta una correlación negativa contra la degradación del EBDC para el pasto mulato II ($r = -0.17$), para el chontalpo ($r = -0.15$) y sin cubierta vegetal ($r = -0.04$), siendo el pasto mulato II en donde la respiración microbiana aumenta mientras que el EBDC va descendiendo de manera proporcional, demostrando la mayor presencia de comunidad microbiana en comparación de los otros dos tratamientos y así como también mayor producción de CO₂ en estas unidades. Mientras que en la biomasa microbiana presenta un cambio en la correlación negativa para el pasto mulato II ($r = -0.27$), para el chontalpo ($r = -0.34$) y sin cubierta vegetal ($r = -0.39$) siendo el más representativo el pasto sin cubierta vegetal. Estos valores negativos nos dan a entender, donde a mayor biomasa microbiana menor será la concentración de EBDC en las unidades demostrando la capacidad de las unidades con pasto chontalpo tiene mejor influencia en la biomasa microbiana para la degradación del plaguicida en relación con las unidades con mulato II. En los dos casos para los tratamientos se mantiene una correlación negativa, es decir que tanto la biomasa y la actividad microbiana están en cambios constante en relación con el EBDC.

8.2.13 Efectos del Mancozeb en la actividad y la biomasa microbiana

Los plaguicidas pueden tener algún efecto adverso en los microorganismos, en el caso de las biomezclas la adición del plaguicida no provoca algún efecto adverso para la actividad microbiana ya que en relación a sus testigos estos presentan un aumento en la respiración microbiana tanto en la parte superior e inferior en los tres tratamientos debido a que Rodríguez et al. (2009) mencionan que es producto de

una mayor actividad biológica dado que los microorganismos pueden estar degradando los plaguicidas presentes en las camas biológicas, por lo cual se puede decir que las biocamas funcionan ya que la reducción del metabolito por los procesos microbianos la cual hay mayor producción de CO₂ en las unidades contaminadas cuando las concentraciones se van reduciendo. Mientras que en la biomasa microbiana a pesar de que no provoca un efecto adverso se mencionó anteriormente que llega a producir un efecto de inhibición durante un corto periodo de tiempo e incluso en estas unidades afectadas la biomasa microbiana fue mayor en relación con sus testigos a excepción de los últimos días de evaluación, Ruiz-Camacho (2021) menciona que en sus unidades presentaron menor presencia de biomasa y actividad microbiana respecto a sus testigos pero que la actividad y biomasa lo cual podría deberse a un periodo de adaptabilidad de los microorganismos con la biomezcla y el fungicida ya que evalúa durante los primeros 4 meses de vida de sus biomezclas, mientras que en nuestra evaluación nuestra biomezcla tiene mayor periodo de vida útil. Si más bien el plaguicida no afecta en las comunidades microbianas, otro efecto que pudo mantener una afectación en la reducción de estas comunidades al principio y al final del periodo de contaminación es la humedad, debido a que Toledo et al. (2020) demuestra que en suelos con bajos niveles de humedad provocaría una disminución de la biomasa microbiana y la diversidad de los microorganismos el cual fue un problema en las unidades durante todo el periodo de evaluación manteniendo una humedad en los tratamientos por debajo del 30 %, aunque presenta buena actividad microbiana se va reduciendo en el último mes de evaluación.

Tabla 9 Resumen general de resultados

	Chontalpo	Mulato II
Humedad	Mantuvo una mejor humedad en las biomezclas de 26.72% aunque debajo de la humedad óptima en biocamas.	Tuvo una humedad menor de 25.78% con una diferencia del 1%, causado por sus raíces profundas
pH	No afecta en el pH en donde toda la evaluación mantiene en promedio un pH neutro 7.32	No tiene alguna interferencia en el pH manteniendo un pH promedio de 7.27
CE	Presenta una similitud en los niveles de CE con respecto al mulato II	A pesar de tener una similitud, este presenta una CE más elevada en el último mes.
Nitrógeno total	Mantuvo una mejor presencia de nitrógeno en la parte superior de las biocamas con este pasto.	Mantiene una mejor disponibilidad de nitrógeno en la parte inferior de las biocamas con este pasto.
Materia Orgánica	En la parte superior mantiene más presencia de MO e incluso teniendo una similitud con su testigo	Mantiene mejor presencia de MO en la parte inferior de las biocamas con este pasto, y tiene una similitud con su testigo en la parte superior
Carbono orgánico total	Mantiene una mejor respuesta en el carbono disponible dentro de las unidades tanto contaminar y sin contaminar.	A pesar de tener una mejor respuesta en biomasa de los pastos en el contenido de carbono se encuentra por debajo de las biocamas con pasto chontalpo.
C:N	Hay una relación C:N menor en las unidades contaminadas.	La relación C:N en las unidades contaminadas es elevada en consideración de las no contaminadas, hay más presencia de Carbono en estas.
CIC	Mantiene un elevado CIC las biocamas con este pasto en la parte inferior tanto para las contaminadas y testigos, mantiene una materia orgánica más mineralizada.	El pasto mulato II favorece en que las unidades mantengan un CIC menor aportando materia orgánica a la biomezcla por parte de los pastos.
Respiración microbiana	Tiene una respiración menor con respecto a las unidades con pasto mulato II pero similar a las unidades sin cubierta vegetal.	Favorece una mejor respiración microbiana tanto para las unidades contaminadas y sin contaminar.
Biomasa microbiana	Mantiene una mejor respuesta en los niveles de biomasa microbiana.	Los niveles de biomasa microbiana están por debajo de las unidades con chontalpo.

9. CONCLUSIONES

El uso de vegetación en la biomezcla de pizote de plátano promovió la capacidad de los microorganismos a la degradación del EBDC que solamente utilizar la biomezcla sin cubierta vegetal.

Los pastos Chontalpo y Mulato II tuvieron desempeños similares en la biomezcla durante el experimento en parámetros fisicoquímicos como es el caso del pH manteniendo un nivel neutro en las unidades de prueba o una mejor respuesta en la conductividad eléctrica, sin embargo, en la parte microbiana hubo muchas diferencias en la que la actividad microbiana fue mayor para las biomezclas con el mulato II debido a sus raíces profundas o una mayor producción de biomasa microbiana con las biomezclas con pasto chontalpo.

La respiración microbiana y la biomasa microbiana tuvieron correlaciones negativas en contra del EBDC, por lo que el aumento de estos parámetros nos demuestra que las concentraciones del EBDC va descendiendo.

Mientras que las aplicaciones quincenales del Mancozeb no tuvo efectos adversos en los dos tipos de pastos, sino más bien su disminución fue debido a la intensidad de la radiación solar que algunos pastos recibieron o mucha sombra, requerimiento de más agua y nutrientes como es el caso del Nitrógeno total ya que en los resultados este parámetro fue mucho menor en las biomezclas con pastos.

La degradación del Etilentiourea se vio más favorecida con las biomezclas con chontalpo teniendo disipaciones del 100% durante la mitad del experimento y presentando menores concentraciones de este metabolito en relación del mulato II, aunque la pura biomezcla mantuvo mejor respuesta en degradación, pero estas pruebas fueron realizadas en la etapa final de la vida útil de la biomezcla por cuestiones de la contingencia del COVID-19 que causo el retraso del trabajo, por lo que en próximos trabajos relacionados se debería tomar en consideración evaluar durante los primeros meses de la biomezcla e incluso utilizando otro tipo de

sustratos que ya han sido evaluados como es el caso de las biomezclas de astilla de pino con suelo fluvisol y suelo férrico.

Mejorar la capacidad de las camas biológicas para la disipación de los plaguicidas utilizando vegetación en este caso pasto de forrajes, es importante para tener más opciones y tomar decisiones a la hora de implementar la tecnología a campo y evaluar su funcionamiento.

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.

10. Referencias

- Adams, R. H., Álvarez-Ovando, G., & Castañón N, N. (2015). Efecto de la concentración de hidrocarburos sobre la producción del pasto (*Brachiaria humidicola*) en Texistepec, Veracruz. *Phyton*, 84(1), 222–232.
- Akashé, M. M., Pawade, U. v., & Nikam, A. v. (2018). CLASSIFICATION OF PESTICIDES: A REVIEW. *International Journal of Research in Ayurveda and Pharmacy*, 9(4), 144–150. <https://doi.org/10.7897/2277-4343.094131>
- Argel, P. J., Miles, J. W., Guiot, J. D., Cuadrado, H., & Lascano, C. E. (2007). *Cultivar Mulato II (Brachiaria híbrido CIAT 36087): gramínea de alta calidad y producción forrajera, resistente a salivazo y adaptada a suelos tropicales ácidos bien drenados*. CIAT.
- Balcázar-López, M. (2019). *Vida útil de biomezcla con raquis de plátano en Camas Biológicas*. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
- Barbaro, L. A., Karlanian, M. A., & Mata, D. A. (2014). *Importancia del pH y la Conductividad Eléctrica (CE) en los sustratos para plantas*. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA).
- Bárbaro, L., Karlanian, M., Rizzo, P., & Riera, N. (2019). Caracterización de diferentes compost para su uso como componente de sustratos. *Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences*, 35(2), 126–136.
- Bayoumi, A. E., Ordóñez, C., Pérez Pertejo, Y., Balaña Fouce, R., & Ordóñez, D. (2002). Citotoxicidad del fungicida mancozeb en cultivos de CHO-K1. *Rev. Toxicología*, 19, 29–34.
- Bueno Márquez, P., Díaz Blanco, M. J., & Cabrera Capitán, F. (2008). *Factores que afectan al proceso de Compostaje*.
- Cabrera-Capitán, F. (2007). *MATERIA ORGÁNICA DEL SUELO: PAPEL DE LAS ENMIENDAS ORGÁNICAS*. <https://digital.csic.es/bitstream/10261/28751/3/Materia%20org%C3%A1nica.pdf>
- Campos, M., Perruchon, C., Karas, P.A., Karaasilis, D., Diez, M.C & Karpouzas, D. G. (2017). Bioaugmentation and rhizosphere-assisted biodegradation as strategies for optimization of the dissipation capacity of biobeds. *Journal of Environmental Management*, 187, 103–110. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2016.11.031>

- Castillo-Pacheco, L. A., Bojórquez-Serrano, J. I., Hernández-Jiménez, A., & García-Paredes, D. (2016). CONTENIDOS DE CARBONO ORGÁNICO EN SUELOS BAJO DIFERENTES COBERTURAS VEGETALES Y DE CULTIVO. *Cultivos Tropicales*, 37(3), 72–78. <https://doi.org/10.13140/RG.2.1.2035.4805>
- Castro, V. I., Rodríguez, D. C., & Vega-Posada, C. A. (2021). Bioprecipitación Inducida con Cachaza de Caña de Azúcar como Mecanismo Potenciador para El Mejoramiento Estructural de Bloques de Tierra Comprimida. *Revista EIA*, 18(35), 1–20. <https://doi.org/10.24050/reia>.
- Cervantes-Martínez, J., Oribuela-Equibua, R., & Rutiaga-Quñones, J. G. (2017). Acerca del Desarrollo y Control de Microorganismos en la Fabricación de Papel. *Conciencia Tecnológica*. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?>
- Cooper, R. J., Fitt, P., Hiscock, K. M., Lovett, A. A., Gumm, L., Dugdale, S. J., Rambohul, J., Williamson, A., Noble, L., Beamish, J., & Hovesen, P. (2016). Assessing the effectiveness of a three-stage on-farm biobed in treating pesticide contaminated wastewater. *Journal of Environmental Management*, 181, 874–882. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2016.06.047>
- Córdova Méndez, E. A., Góngora Echeverría, V. R., Giácoman Vallejos, G., Quintal Franco, C., & Ponce Caballero, C. (2013). INFLUENCIA DE LA HUMEDAD Y TEMPERATURA EN LA DISIPACIÓN DE CINCO PLAGUICIDAS. <http://www.amica.com.mx/issn/Tabasco/AMI-202.pdf>
- Córdova-Ballona, G. (2010). *Mineralización de nitrógeno de diferentes abonos orgánicos* [Institución de enseñanza e investigación en ciencias agrícolas campus Tabasco]. http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/10521/100/1/C%C3%B3rdova_Ballona_G_MC_Producci%C3%B3n%20Agroalimentaria%20Tr%C3%B3pico_2010.pdf
- Dean, W. E. (1974). Determination of carbonate and organic matter in calcareous sediments and sedimentary rocks by loss on ignition; comparison with other methods. *Journal of Sedimentary Research*, 44(1), 242–248.
- del Pozo Rodríguez, P. P. (2011). BASES ECOFISIOLÓGICAS PARA EL MANEJO DE LOS PASTOS TROPICALES. In *PASTOS: Vol. XXXII* (Issue 2).
- del Puerto Rodríguez, A. M., Suárez Tamayo, S., & Palacio Estrada, D. E. (2014). Efectos de los plaguicidas sobre el ambiente y salud. *Revista Cubana de Higiene y Epidemiología*, 52, 372–387. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=223240764010>
- Delgadillo-López, A. E., González-Ramírez, C. A., Prieto-García, F., Villagómez-Ibarra, J. R., & Acevedo-Sandoval, O. (2011). Phytoremediation: An alternative

- to eliminate pollution. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 14(2), 597–612.
- Delgado-Romero, L., Nogales, R., & Romero, E. (2017). Biodegradation of high doses of commercial pesticide products in pilot-scale biobeds using olive-oil agroindustry wastes. *Journal of Environmental Management*, 204, 160–169. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2017.08.032>
- Diez Jerez, M. C., Palma Cifuentes, G., Altamirano Quijada, C., Briceño Muñoz, G., Calderón Ramírez, C., Díaz Sánchez, J., Rubilar Araneda, O., & Tortella Fuentes, G. (2013). *MANUAL DE CONSTRUCCIÓN Y OPERACIÓN DE LECHOS BIOLÓGICOS*. www.lechosbiologicos.cl
- Diez, M. C. (2010). BIOLOGICAL ASPECTS INVOLVED IN THE DEGRADATION OF ORGANIC POLLUTANTS. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 10(3), 244–267. www.sag.cl
- Diez, M. C., Leiva, B., & Gallardo, F. (2018). Novel insights in biopurification system for dissipation of a pesticide mixture in repeated applications. *Environmental Science and Pollution Research*, 25(22), 21440–21450. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-0130-z>
- Diez, M. C., Schalchli, H., Elgueta, S., Salgado, E., Millahueque, N., Rubilar, O., Tortella, G. R., & Briceño, G. (2015). Rhizosphere effect on pesticide degradation in biobeds under different hydraulic loads. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 15(2), 410–421.
- Domínguez-Rodríguez, V. I. (2015). *Método Espectrofotométrico libre de desulfuró de carbono como alternativa ecológicamente amigable para la determinación de Etilentiourea en aguas superficiales*. Colegio de Posgraduados, Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas. H. Cárdenas, Tabasco, México.
- Egamberdieva, D., Renella, G., Wirth, S., & Islam, R. (2010). Secondary salinity effects on soil microbial biomass. *Biology and Fertility of Soils*, 46(5), 445–449. <https://doi.org/10.1007/s00374-010-0452-1>
- Elsharkawy, E. E., El-Nasser, M. A., & Bakheet, A. A. (2019). Mancozeb impaired male fertility in rabbits with trials of glutathione detoxification. *Regulatory Toxicology and Pharmacology*, 105(March), 86–98. <https://doi.org/10.1016/j.yrtph.2019.04.012>
- Enciclopedia Cubana (EcuRed). (2011). *Compostaje*. https://www.ecured.cu/Compostaje#Capacidad_de_intercambio_cati.C3.B3nic_o_.28CIC.29

- Enríquez-Quiroz, J. F., Meléndez-Nava, F., Bolaños-Aguilar, E. D., & Esqueda-Esquivel, V. A. (2011). Producción y manejo de forrajes tropicales. In *INIFAP* (Primera Edición). INIFAP.
- Fao. (1996). *Eliminación de grandes cantidades de plaguicidas en desuso en los países en desarrollo*.
- Fernández Linares, L. C. (2006). *Manual de técnicas de análisis de suelos*. Instituto Mexicano del Petróleo, Secretaría de Medio Ambiente Recursos Naturales y El Instituto Nacional de Ecología.
- Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database (FAOSTAT). (2017). *Plaguicidas Uso*. 2019. <http://www.fao.org/faostat/es/#data/RP/visualize>
- Gamarra Lezcano, C. C., Díaz Lezcano, M. I., Vera de Ortíz, M., Galeano, M. D. P., & Cabrera Cardús, A. J. N. (2018). Relación carbono-nitrógeno en suelos de sistemas silvopastoriles del Chaco paraguayo. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9(46). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v9i46.134>
- Góngora-Echeverría, V. R., Quintal-Franco, C., Arena-Ortiz, M. L., Giacomán-Vallejos, G., & Ponce-Caballero, C. (2018). Identification of microbial species present in a pesticide dissipation process in biobed systems using typical substrates from southeastern Mexico as a biomixture at a laboratory scale. *Science of the Total Environment*, 628–629, 528–538. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.02.082>
- HACH Company. (2000). *Manual de análisis de agua*.
- Hernández, S., Pérez, J., Masaguer, A., & Eymar, E. (2009a). *Caracterización físico-química de residuos orgánicos compostados, evaluación de su potencial nutritivo y aprovechamiento agrícola*. 165–171.
- Hernández, S., Pérez, J., Masaguer, A., & Eymar, E. (2009b). Caracterización físico-química de residuos orgánicos compostados, evaluación de su potencial nutritivo y aprovechamiento agrícola. *Jornadas Del Grupo de Fertilización de La SECH*, 165–171. <http://www.sech.info/ACTAS/Acta%20n%C2%BA%2056.%20III%20Jornadas%20del%20Grupo%20de%20Fertilizaci%C3%B3n/Sesi%C3%B3n%203.%20Flor%20cortada%20y%20planta%20ornamental/Caracterizaci%C3%B3n%20f%C3%ADmica%20de%20residuos%20org%C3%A1nicos%20compostados,%20evaluaci%C3%B3n%20de%20su%20potencial%20nutritivo%20y%20aprovechamiento%20agr%C3%ADcola.pdf>

- Hernández-Cervantes, E. (2017). *Efectividad de camas biológicas para reducción de Etilentiourea en aguas residuales a escala de campo*. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
- Iglesias Jiménez, E., & Perez Garcia, V. (1989). Evaluation of City Refuse Compost Maturity: A Review. *Biological Wastes*, 27, 115–142.
- INTAGRI. (2015). *La Capacidad de Intercambio Catiónico del Suelo*. <https://www.intagri.com/articulos/suelos/la-capacidad-de-intercambio-cationico-del-suelo>
- Jackson, M. L. (1976). *Análisis químico de suelos* (Omega, p. 662).
- Joner, E. J., & Leyval, C. (2003). Phytoremediation of organic pollutants using mycorrhizal plants: a new aspect of rhizosphere interactions. *Agronomie, EDP Sciences*, 23, 495–502. <https://doi.org/10.1051/agro:2003021i>
- Julca-Otiniano, A., Meneses-Florián, L., Blas-Sevillano, R., & Bello-Amez, S. (2006). LA MATERIA ORGÁNICA, IMPORTANCIA Y EXPERIENCIAS DE SU USO EN LA AGRICULTURA. 24, 49–61. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.4067/S0718-34292006000100009>
- la Manna, L., Buduba, C., Alonso, V., Davel, M., Puentes, C., & Irisarri, J. (2007). Comparación de métodos analíticos para la determinación de materia orgánica en suelos de la región andino-patagónica: efectos de la vegetación y el tipo de suelo. *Ciencias Del Suelo*, 25(2), 179–188.
- Lascano, C. E. (1991). *Establecimiento y renovación de pasturas: conceptos, experiencias y enfoque de la investigación* (C. E. Lascano, Ed.; Vol. 178).
- Lemes, V. R. R., Martins-Júnior, H. A., de Souza, S. V. C., & Colacioppo, S. (2014). Ethylenethiourea in fruits: Optimization and in-house validation of a method by liquid chromatography tandem mass spectrometry, occurrence and dietary exposure assessment. *Food Control*, 42, 321–328. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2014.01.015>
- León, R., Bonifaz, N., & Gutiérrez, F. (2018). *Pastos y forrajes del Ecuador: siembra y producción de pasturas*.
- López-Fernández, O., Yáñez, R., Rial-Otero, R., & Simal-Gándara, J. (2016). Kinetic modelling of mancozeb hydrolysis and photolysis to ethylenethiourea and other by-products in water. *Water Research*, 102, 561–571. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2016.07.006>
- Mares, F. M., Jasso Mata, J., Palma-López, D. J., Salgado García, S., & González Hernández, V. A. (2006). DINÁMICA DE MATERIA ORGÁNICA, P y K EN

SUELOS DE SISTEMAS AGROFORESTALES “CEDRO-PLÁTANO” EN TABASCO, MÉXICO. *Artículo Científico Rev. Fitotec. Mex*, 29(3), 223–230. <https://www.redalyc.org/pdf/610/61029306.pdf>

Martínez, E., F. J. P. & A. E. (2008). Carbono orgánico y propiedades del suelo. *Revista de La Ciencia Del Suelo y Nutricion Vegetal*, 8(1), 68–96. <https://doi.org/10.4067/S0718-27912008000100006>

Meléndez, G. (2003). *Residuos Orgánicos y Materia Orgánica del suelo*.

Mettler-Toledo. (n.d.). *Determinación de la humedad mediante el analizador halógeno de humedad*. https://www.mt.com/dam/P5/labtec/05_Moisture_Analyzer/00_Family/05_Documents/01_Broschures/Guide_To_Moisture_Analysis_ES.pdf

Mendoza-Vélez, C. J., & Vera-Loor, J. E. (2019). Aprovechamiento de pizonte de banano (*Musa Paradisiaca*) para la obtención de papel. *Revista Científica y Arbitrada Del Observatorio Territorial, Artes y Arquitectura: FINIBUS*, 2(4).

Molina Lagos, L. (2010). Plaguicidas y salud humana. *Cuad. Méd. Soc.*, 50(1666–5171), 241–248.

Mora-Delgado, J. R. (2000). CONTRIBUCIONES DEL COMPOST AL MEJORAMIENTO DE LA FERTILIDAD DEL SUELO. *Revista Luna Azul*. http://lunazul.ucaldas.edu.co/index2.php?option=com_content&task=view&id=202&I...

Muñoz-Iniestra, D. J., Mendoza-Cantú, A., López-Galindo, F., Soler-Aburto, A., & Hernández-Moreno, M. M. (2000). *Manual de métodos de análisis de suelos*.

Musarurwa, H., Chimuka, L., Pakade, V. E., & Tavengwa, N. T. (2019). Recent developments and applications of QuEChERS based techniques on food samples during pesticide analysis. *Journal of Food Composition and Analysis*, 84(September), 103314. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2019.103314>

Neina, D. (2019). The Role of Soil pH in Plant Nutrition and Soil Remediation. *Applied and Environmental Soil Science*. <https://doi.org/10.1155/2019/5794869>

Nelson, C. J., & Moser, L. E. (1994). *PLANT FACTORS AFFECTING FORAGE QUALITY*.

Nollet, L., M., L. (1996). *Handbook of food analysis* (Segunda Ed). M. Dekker.

Orlando-Zuñiga, E., Ramiro-Cuero, G., & Julián-Andres, O. (2011). Estimulación con campo electromagnético variable de microorganismos benéficos aplicados a la cachaza para mejorar su uso como biofertilizante. *Biotecnología En El Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 9, 150–158.

- Ortiz-Hernández, L., Sánchez-Salinas, E., Castrejón-Godínez, M. L., González-Dantan, E., & Popoca-Ursino, E. C. (2013). MECHANISMS AND STRATEGIES FOR PESTICIDE BIODEGRADATION: OPPORTUNITY FOR WASTE, SOILS AND WATER CLEANING. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 29, 85–104. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=37028958005>
- Palma-López, D. J., Zavala-Cruz, J., Bautista-Zuñiga, F., Morales-Garduza, M. A., López-Castañeda, A., Shirma-Torres, E. D., Sánchez-Hernández, R., Peña-Peña, A. J., & Tinal-Ortiz, S. (2017). *CLASIFICACIÓN Y CARTOGRAFÍA DE SUELOS DEL ESTADO DE CAMPECHE, MÉXICO* (Vol. 10).
- Paolini Gomez, J. E. (2018). Actividad microbiológica y biomasa microbiana en suelos cafetaleros de los Andes venezolanos. *Revista Terra Latinoamericana*, 36(1), 13. <https://doi.org/10.28940/terra.v36i1.257>
- Paz Ferreiro, J. (2006). *Propiedades bioquímicas de suelos de prado de Galicia*. Universidad Santiago de Compostela.
- Pinilla-Monsalve, G. D., Manrique-Hernández, E. F., Caballero-Carvajal, A. J., Gómez-Rodríguez, E., Marín-Hernández, L. R., Portilla-Portilla, Á., Sierra-Avendaño, J. A., Prieto-Serrano, H. J., Oviedo-Pastrana, D. F., & Gamboa-Tolosa, N. (2014). Neurotoxicología de plaguicidas prevalentes en la región Andina Colombiana. *Medicas UIS*, 27, 57–67.
- Pirela, M. F. (2005). Valor nutritivo de los pastos tropicales. In C. González-Stagnaro & E. Soto-Belloso (Eds.), *Manual de Ganadería Doble Propósito* (Astro Data, pp. 176–182). <https://www.researchgate.net/publication/329197437>
- Pollock, C. J. (1990). The response of plants to temperature change. *Journal of Agricultural Science*, 115, 1–5.
- Porta, J., Lopez-Acevedo, M., & Poch, R. M. (2013). Edafología: uso y protección de suelos. In *Edafología* (Mundi-Pren).
- Rietz, D. N., & Haynes, R. J. (2003). Effects of irrigation-induced salinity and sodicity on soil microbial activity. *Soil Biology and Biochemistry*, 35(6), 845–854. [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(03\)00125-1](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(03)00125-1)
- Ríos, F. T., Wierna, N. R., Ruggeri, M. A., & Bovi Mitre, M. G. (2016). Determinación de etilentiourea en acelgas tratadas con Zineb: Efecto del calor húmedo por ebullición. *Acta Toxicológica Argentina*, 24(3), 180–186.
- Rodríguez, N., Coronado, H., Torres, D., & Zamora, F. (2009). Cambios en la biomasa microbiana, respiración basal y germinación de cebolla (*Allium cepa* L.) luego de la aplicación de los herbicidas Oxifluorfen, Fluaxifop y

- Pendimentalin en un entisol del estado Falcón. *Revista UDO Agrícola*, 579–589.
- Román, Pilar., Martínez, M. M., & Pantoja, Alberto. (2013). *Manual de compostaje del agricultor. Experiencias en América Latina*. FAO.
- Ruiz-Camacho, J. E. (2021). *Biomasa y actividad microbiana en biomezclas de suelo férrico y aluvial contaminadas con Etilenbisditiocarbamato*. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
- Schollenberger, C. J., & Simon, R. H. (1945). Determination of Exchange Capacity and Exchangable Bases in Soil-Ammonium Acetate Method. *Soil Science*, 59, 13–24.
- SEMARNAT. (2002). *NOM-021-SEMARNAT-2000 QUE ESTABLECE LAS ESPECIFICACIONES DE FERTILIDAD, SALINIDAD Y CLASIFICACIÓN DE SUELOS, ESTUDIO, MUESTREO Y ANÁLISIS*.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2018). *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola*. 2019. <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>
- Sparling, G. P. (1985). *The Soil Biomass*. 223–262.
- Toledo, G., Gargaglione, V., Peri, P. L., & Toledo, S. (2020). Biomasa y respiración microbiana: Respuesta ante cambios en la humedad del suelo en la Estepa Magallánica Seca de Santa Cruz, Argentina. *Informes Científicos Técnicos - UNPA*, 12(3), 151–165. <https://doi.org/10.22305/ict-unpa.v12.n3.746>
- Turrado, J., Saucedo, A. R., Sanjuán, R., & Sulbaran, B. (2009). PINZOTE de Musa balbisiana y Musa acuminata como fuente de fibras para papel. *Informacion Tecnologica*, 20(4), 117–122. <https://doi.org/10.1612/inf.tecnol.4065it.08>
- Vareli, C. S., Pizzutti, I. R., Gebler, L., Cardoso, C. D., Gai, D. S. H., & Fontana, M. E. Z. (2018). Analytical method validation to evaluate dithiocarbamates degradation in biobeds in South of Brazil. *Talanta*, 184(March), 202–209. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2018.03.009>
- Yan, N., Marschner, P., Cao, W., Zuo, C., & Qin, W. (2015). Influence of salinity and water content on soil microorganisms. *International Soil and Water Conservation Research*, 3(4), 316–323. <https://doi.org/10.1016/j.iswcr.2015.11.003>