

UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS

FACULTAD DE INGENIERÍA

PROGRAMA EDUCATIVO DE INGENIERÍA AMBIENTAL

TESIS PROFESIONAL

“INFLUENCIA DE LA VERMICOMPOSTA EN LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE ÁRBOLES MADERABLES DE CEDRO ROJO (*Cedrela odorata*), PLANTAS ORNAMENTALES (*Pachypodium lamerei*) Y HORTALIZAS (*Zea mays*)”

PRESENTA:

FAVIO DAVID AMORES HERNÁNDEZ

DIRECTOR:

DR. JUAN ANTONIO VILLANUEVA HERNÁNDEZ

CODIRECTORA:

DRA. CAROLINA ORANTES GARCÍA

ASESOR:

DR. RUBÉN ANTONIO MORENO MORENO

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, Marzo 2023





UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS
SECRETARÍA GENERAL
DIRECCIÓN DE SERVICIOS ESCOLARES
DEPARTAMENTO DE CERTIFICACIÓN ESCOLAR
AUTORIZACIÓN DE IMPRESIÓN

Lugar: Tuxtla Gutiérrez, Chiapas.
Fecha: 07 de Septiembre de 2023.

C. **FAVIO DAVID AMORES HERNÁNDEZ**

Pasante del Programa Educativo de: INGENIERÍA AMBIENTAL

Realizado el análisis y revisión correspondiente a su trabajo recepcional denominado:
INFLUENCIA DE LA VERMICOMPOSTA EN LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE ÁRBOLES MADERABLES DE
CEDRO ROJO (*Cedrela Odorata*), PLANTAS ORNAMENTALES (*Pachypodium Lamerei*) y hortalizas (*Zea Mays*).

En la modalidad de: TESIS PROFESIONAL

Nos permitimos hacer de su conocimiento que esta Comisión Revisora considera que dicho documento reúne los requisitos y méritos necesarios para que proceda a la impresión correspondiente, y de esta manera se encuentre en condiciones de proceder con el trámite que le permita sustentar su Examen Profesional.

ATENTAMENTE

Revisores

DRA. CAROLINA ORANTES GARCÍA

DR. RUBÉN ANTONIO MORENO MORENO

DR. JUAN ANTONIO VILLANUEVA HERNÁNDEZ

Firmas:

Ccp. Expediente



Pág. 1 de 1
Revisión 4

“INFLUENCIA DE LA VERMICOMPOSTA EN LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE ÁRBOLES MADERABLES DE CEDRO ROJO (*Cedrela odorata*), PLANTAS ORNAMENTALES (*Pachypodium lamerei*) Y HORTALIZAS (*Zea mays*)”

DEDICATORIA

Dedicado especialmente con amor a mi madre Rosaura Hernández Hernández, gracias por confiar en mí, apoyarme y enseñarme el valor de la educación.

Dedicado a mi padre David que me enseñó a trabajar. A mi hermano Carlos y a mi hermana Mara por su cariño incondicional.

Dedicado sin duda a mi tío Roberto y mi tía Alondra que me aconsejaron y ayudaron como a un hijo.

A ti. Gracias por ayudarme y darme tu amor.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a los maestros y administrativos de ingeniería ambiental que siempre buscaron nuestro bienestar y nuestra mejor educación.

A todos mis compañeros que siempre estuvimos unidos para salir adelante.

Con especial agradecimiento al Dr. Antonio Villanueva, a la Dra. Carolina Orantes y al Dr. Rubén Moreno que con sus conocimientos pude desarrollar este trabajo.

ÍNDICE DE CONTENIDO

RESUMEN	9
INTRODUCCIÓN	11
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	13
OBJETIVOS	15
GENERAL	15
ESPECÍFICOS.....	15
MARCO TEÓRICO.....	16
DESFORESTACIÓN EN CHIAPAS	16
TRÁFICO DE PLANTAS EN CHIAPAS.....	17
SUELOS DE USO AGRÍCOLA EN CHIAPAS.....	18
SUELO	20
TIPOS DE SUELOS.....	21
FERTILIZACIÓN DEL SUELO	22
FINALIDAD DE LA FERTILIZACIÓN	22
FERTILIZANTES BIOLÓGICOS	23
PROPIEDADES DE LOS ABONOS ORGÁNICOS	23
BENEFICIOS QUE ATRIBUYE LA MATERIA ORGÁNICA AL SUELO	25
NUTRIENTES NECESARIOS PARA EL CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS	26
VERMICULTURA.....	28
ELEMENTOS BÁSICOS PARA EL DESARROLLO DE LA VERMICULTURA.....	29
TIPOS DE LOMBRICES	30
PRINCIPALES FACTORES A CONSIDERAR PARA TRABAJAR CON LOMBRICES.....	30
ÁCIDO HÚMICO.....	31
COMPOSICIÓN DEL HUMUS	32
BENEFICIOS DE LA UTILIZACIÓN DEL ÁCIDO HÚMICO EN LAS PLANTAS	32
PLANTACIONES FORESTALES	35
IMPORTANCIA DE LAS PLANTACIONES FORESTALES	35
CEDRO ROJO (CEDRELA ODORATA)	36
PALMA DE MADAGASCAR (<i>PACHYPODIUM LAMEREI</i>)	37
MAÍZ (<i>ZEA MAYS L.</i>)	39
SUSTRATO.....	40

CARACTERÍSTICAS FÍSICAS	41
CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS.....	41
CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS.....	41
<u>METODOLOGÍA</u>	<u>42</u>
OBTENCIÓN DE CEPA DE LOMBRIZ ROJA CALIFORNIANA	42
INOCULACIÓN DE CEPA DE LOMBRIZ	43
OBTENCIÓN DE SEMILLAS	46
PRUEBAS DE GERMINACIÓN GENERAL	47
OBTENCIÓN DEL VERICOMPOST	48
PREPARACIÓN Y LLENADO DE LAS CHAROLAS DE GERMINACIÓN	49
RIEGO Y CUIDADOS EN LA GERMINACIÓN	52
ANÁLISIS DE VARIANZA (ANOVA)	53
COEFICIENTE DE VELOCIDAD DE GERMINACIÓN (VG).....	54
VARIABLES EVALUADAS.....	54
<u>RESULTADOS</u>	<u>56</u>
COEFICIENTE DE VELOCIDAD DE GERMINACIÓN DE SEMILLAS.....	59
ANÁLISIS ANOVA PARA GERMINACIÓN DE PLANTAS.....	61
MÉTODO DE TUKEY.....	63
NÚMERO DE HOJAS POR PLANTAS	64
CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE RAÍCES.....	67
<u>CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</u>	<u>69</u>
<u>ANEXOS</u>	<u>71</u>
<u>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</u>	<u>73</u>

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Deforestación en Chiapas	16
Figura 2. Avance de deforestación.....	17
Figura 3. Fluctuación de la superficie cosechada y producción de maíz en Chiapas.....	19
Figura 4. Porcentaje de la superficie municipal de la agricultura	20
Figura 5. Suelo con gran carga de materia orgánica	21
Figura 6. Nutrición natural del suelo	25
Figura 7. Composición elemental promedio de los nutrientes en el suelo.....	26
Figura 8. Lombricultivo, vista frontal y superficial.....	29
Figura 9. Lombriz roja californiana (<i>Eisenia Foetida</i>).....	30
Figura 10. Vermicompost utilizado.....	33
Figura 11. Vermicompost en descomposición	34
Figura 12. Planta de cedro rojo (<i>Cedrela odorata</i>)	36
Figura 13. Planta de Madagascar (<i>Pachypodium lamerei</i>).....	38
Figura 14. Planta de maíz.....	39
Figura 15. Extracción de cepa de lombriz.....	43
Figura 16. Cepa de lombriz	43
Figura 17. Colocación de la cepa	44
Figura 18. Riego del lombricomposteo.....	45
Figura 19. Semillas de Cedro utilizadas.....	46
Figura 20. Semillas de maíz (<i>Zea mays</i>) utilizadas en el estudio.....	46
Figura 21. Semillas de <i>Pachypodium lamerei</i> utilizadas en el estudio	47
Figura 22. Prueba de germinación.....	47
Figura 23. Vermicompost crudo	48
Figura 24. Secado de vermicompost.....	49
Figura 25. Vermicompost cernido.....	49
Figura 26. Charola de germinación	50
Figura 27. Báscula truper para pesar sustratos	50
Figura 28. Llenado de charolas con los sustratos	51

Figura 29. Lenado de semillas.....	51
Figura 30. Charola regada.....	52
Figura 31. Principio de germinación de plántula.....	53
Figura 32. Gráfico de líneas de germinación de <i>Cedrela odorata</i>	57
Figura 33. Gráfico de líneas de germinación de <i>Pachypodium lamerei</i>	58
Figura 34. Gráfico de líneas de germinación de <i>Zea mays</i>	58
Figura 35. Gráfica de barra de coeficientes de germinación de <i>Cedrela odorata</i> en los sustratos.....	59
Figura 36. Gráfica de barra de coeficientes de germinación de <i>Pachypodium lamerei</i> en los sustratos	60
Figura 37. Gráfica de barra de coeficientes de germinación de <i>Zea Mays</i> en los sustratos.....	60
Figura 38. Gráfica de número de hojas por sustratos	65
Figura 39. Crecimiento de raíces en plántulas	67
Figura 40. Desarrollo radicular en sustrato 1 y 2	68
Figura 41. Variación de número de germinación por tipo de sustrato	69

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Sustratos (Personal)	54
Tabla 2 Porcentajes de germinación por día (Propia).....	56
Tabla 3. Variables de sustratos y germinación (Propia).....	61
Tabla 4 Desarrollo de datos para análisis de varianza (Propia)	61
Tabla 5 Tabla ANOVA (Propia).....	62
Tabla 6 desarrollo de datos (Propia).....	63
Tabla 7 Decisiones (Propia).....	64
Tabla 8 Datos base para obtención de promedios (Propia).....	65
Tabla 9 Resultados de variación de hojas por método de Tukey (Propia)	66
Tabla 11 Cuantiles de distribución de Turkey (Larson 2008).....	72

RESUMEN

Los bosques forman una parte fundamental para la vida en la tierra, pero la deforestación y los cambios de uso de suelo están acabando con estos lo cual ocasiona pérdida de biodiversidad y ha llevado a algunos árboles a ir desapareciendo como el cedro rojo (*Cedrela odorata*). Por otro lado, la extracción de plantas y el tráfico ilegal de flora han ocasionado pérdida nativa de plantas lo que las ha llevado al punto de extinguirlas casi por completo como es el caso de la planta de Madagascar (*Pachypodium lamerei*). Otro punto es la pérdida cultural de algunas especies como el maíz criollo (*Zea mays*) que ha sido desplazado por especies transgénicas lo que ha ocasionado que estos tipos de maíz hayan ido desapareciendo. Para esto se han llevado a cabo programas de reforestación y recuperación de especies, además que también han sido normadas en México por la SEMARNAT o incluso a nivel internacional por el CITES o la UICN. Para iniciar cualquier plan de reforestación o recuperación se debe iniciar con la germinación de estas plantas y hoy en día hay muchos debates sobre cuál es el mejor sustrato para germinar las plantas ya que puede haber sustratos que requieran más carga económica siendo así poco factible. En este estudio se hicieron pruebas de germinación y seguimiento de desarrollo fisiológico hasta antes de su paso a vivero. Para buscar el mejor sustrato se optó usar el vermicompost el cual no requiere más que una cepa de lombriz roja californiana (*Eisenia fétida*) y su alimentación con excretas de ganado bovino, el vermicompost se colocó en charolas de germinación a diferentes porcentajes (0%, 10%, 40%, 70% y 100%) siendo el porcentaje restante tierra común (Molisol) de la zona. Después de su germinación se analizaron factores como crecimiento de raíces, tamaño de la planta y número de hojas. En la germinación las charolas se mantuvieron a parámetros iguales de humedad, luz, y pH. Los resultados fueron muy notorios ya que los porcentajes de germinación aumentaron conforme aumentaba el porcentaje de vermicompost, así como los parámetros de altura y crecimiento de raíces. Después de un análisis estadístico (ANOVA) se decidió optar por el sustrato de 70% vermicompost y 30% tierra ya que a pesar que obtuvo 10% menos porcentaje de germinación que el sustrato de 100% vermicompost fue igual en crecimiento de hojas, pero el crecimiento de raíces fue mejor en el sustrato con 70% de vermicompost ya que presentaba raíces más gruesas y mejor distribuidas, lo que juega un papel muy importante en el momento de trasplante y se asocia con un buen crecimiento y producción de frutos. Gracias a este estudio se pudo concluir con el mejor porcentaje de vermicompost en sustrato para germinación y crecimiento inicial de plantas, hoy en día los planes de reforestación elaborados por la Secretaría de Medio Ambiente e Historia Natural (SEMAHN) presentan porcentajes de germinación de entre un 40% y 60%, sin embargo con la utilización de sustrato de vermicompost se obtuvo

germinación de hasta el 90%, lo que significa que estos planes pueden ser optimizados hasta un 30% o 40% más sin ocasionar un costo significativo.

Palabras claves: Pérdida de biodiversidad, sustrato, germinación, vermicompost, reforestación, raíces, número de hojas.

INTRODUCCIÓN

El consumo mundial de madera se reparte entre las necesidades energéticas de leña y carbón vegetal (más del 50%), la madera de aserrío, postes, apeas y construcción (20 %) y la dedicada a la industria de la celulosa y el papel (27 %). Las previsiones mundiales para el consumo de madera en el año 2000 superan los 4 000 millones de m³, lo que supone un déficit de 1 000 millones. En el mundo hay un déficit tanto de madera como de energía, lo que convierte a la producción forestal en un objetivo prioritario (Guevara, 2004).

La deforestación en los bosques tropicales montanos en los Altos de Chiapas es uno de los problemas ambientales más importantes, con serias consecuencias económicas y sociales que tiene nuestro país. Los bosques tropicales albergan el 70% de las especies de animales y plantas del mundo, influyen en el clima local y regional, regulan el caudal de los ríos y proveen una amplia gama de productos maderables y no maderables, es por eso por lo que es muy importante tener una técnica optima en la reforestación que nos pueda proporcionar plantas que posean un desarrollo sobresaliente y que puedan ser utilizadas en estas prácticas. La pérdida de estos bosques se debe principalmente, en países en vías de desarrollo, al círculo vicioso del crecimiento poblacional y la pobreza persistente (Cayuela, 2006).

En Chiapas la deforestación ha ido incrementando con el paso de los años, y es una lástima, ya que este es un estado con una gran diversidad ecológica debido a los climas que lo componen, por lo que es necesaria la utilización de plantas fuertes y bien desarrolladas en su primera etapa de desarrollo en las técnicas de reforestación para que sean trasplantados con un estado óptimo. Lo que se pretende con esta investigación es determinar una combinación de sustrato entre tierra y vermicompost para que cada árbol se pueda fortalecer y desarrollar desde el principio para que estos sean utilizados en los programas de reforestación en las zonas degradadas del estado de Chiapas (Reuter y Mosig, 2010).

Reconociendo las problemáticas que atañen a la vida silvestre en nuestro país, incluida la de su tráfico ilegal, el marco legal de México se ha ampliado en temas de materia ambiental con reglamentos, normas, acuerdos internacionales, planes nacionales y disposiciones gubernamentales, que promueven la protección y el uso sostenible de los recursos naturales. La **Ley General de Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente (LGEEPA)**, publicada en 1988, define el marco para la gestión, uso y aprovechamiento sustentable de la fauna y flora silvestre en México. De manera complementaria la Ley General de Vida Silvestre aborda directamente el tema de vida silvestre, regulando aspectos sobre su conservación y aprovechamiento sustentable (Reuter y Mosig, 2010). En México se tienen identificadas

2,606 especies de plantas y animales de especies silvestres en riesgo de extinción. La **NOM-059-SEMARNAT-2010** enlista a las especies que se encuentran Probablemente extintas en el medio silvestre, En peligro de extinción, Amenazadas y Sujetas a protección especial; dicho listado permite considerar estrategias puntuales para la conservación y protección de estas especies, sus poblaciones y su hábitat (SEMARNAT, 2000).

El tráfico ilegal de vida silvestre es una problemática de gran complejidad que pone en riesgo no sólo a la flora y fauna de nuestro país y del mundo, sino también a la seguridad nacional e internacional, así como al desarrollo social y económico. Influenciada por diversos factores culturales, sociales y económicos, la erradicación de esta actividad representa un reto para México. Reconocer sus repercusiones ambientales, sociales y económicas es el primer paso en la lucha contra su erradicación, ya que su naturaleza exige un enfoque sistémico e integral (SEMARNAT, 2000).

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La deforestación extensiva es la principal amenaza para la biodiversidad del bosque, y está en diferentes periodos y en distintas partes del planeta, tiene como denominador común la progresiva disminución de la superficie. La extensión de la deforestación tiene un estrecho vínculo en cuanto al uso del suelo y este determina el grado de transformación y el tiempo de aprovechamiento, esto se puede dar por diferentes causas, tales como el crecimiento poblacional incontrolado, el comercio de recursos maderables y el uso que se le pueda dar al suelo tales como la agricultura (Cayuela, 2006).

Los plaguicidas y herbicidas destruyen directamente muchos insectos y plantas no deseadas, y reducen la disponibilidad de alimentos para animales más grandes. Por tanto, la pérdida de biodiversidad no se limita a la fase de preparación de la tierra en el desarrollo agrícola, sino que continúa mucho después. Casi un 100% de los cultivos agrícolas reciben algún tipo de químico para el crecimiento o cuidado de estos (FAO, 2014).

A menudo el “IPCC para la diversidad biológica”, la Plataforma Intergubernamental Científico-Normativa sobre Diversidad Biológica y Servicios de los Ecosistemas (IPBES) presentó un informe según el cual aproximadamente 1 millón de especies de animales y plantas (25%) están en peligro de extinción, de las cuales muchas se extinguirán en una década, impulsada por el crecimiento de la población, la urbanización y la mayor demanda de alimentos y recursos (IPBES, 2019).

La Selva Lacandona, ubicada al Este de Chiapas, es el centro de más alta biodiversidad en el trópico, no sólo de México, sino de la América Septentrional (De la Maza, 1997). Una hectárea de selva chiapaneca puede albergar 160 especies de plantas vasculares y hasta 7 mil árboles; y en un sólo árbol pueden existir 70 especies diferentes de orquídeas, cientos de especies de escarabajos, hormigas y otros insectos (Riechers, 2004). Una parte importante de este ecosistema está protegido actualmente por la Reserva de la Biósfera de Montes Azules, sin embargo, el resto se encuentra sujeto a fuertes presiones dentro de las que se encuentra la defaunación provocada por el tráfico ilegal de vida silvestre. (SEMARNAT, 2000)

En la zona tropical húmeda de los estados de Veracruz, Tabasco, Oaxaca y Chiapas, el 13% de la superficie ha sido convertida en terrenos de cultivo y 19% en potreros. La reducción neta de esta transformación es de 13 millones de ha, es decir, una disminución de 68% de la superficie original (Toledo *et al.*, 1989).

La Ley General de Cambio Climático de México publicada en 2012, asume el objetivo de reducir para el año 2020 un 30% de las emisiones nacionales de gases de efecto invernadero (GEI) con respecto a la línea base, así como un 50% de reducción de emisiones en el 2050 en relación con las emitidas en el año 2000. Para alcanzar estas metas definidas a nivel nacional es necesario disminuir los niveles de deforestación y degradación actuales (Toledo *et al.*, 1989).

OBJETIVOS

General

- ✚ Determinar la influencia de la vermicomposta en la germinación, enraizamiento y crecimiento de plantas forestales, ornamentales y hortalizas.

Específicos

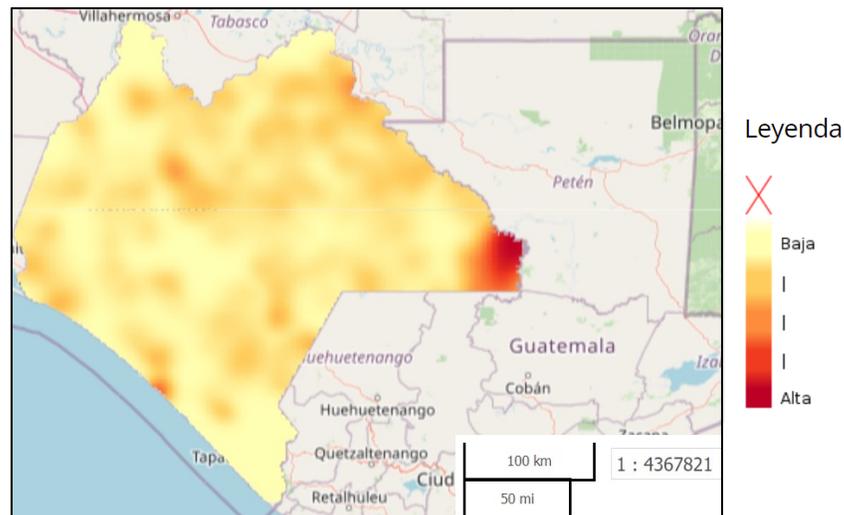
- ✚ Aplicar la vermicomposta de la lombriz *Eisenia foetida (roja californiana)* en sustratos a 0, 10, 40, 70 y 100%.
- ✚ Evaluar los cambios fisiológicos de las plantas tales como: porcentaje de germinación, crecimiento de raíces y número de hojas.
- ✚ Determinar el mejor sustrato para germinación de plantas.

MARCO TEÓRICO

Deforestación en Chiapas

En el estado de Chiapas, donde las emisiones procedentes del sector uso del suelo, cambio de uso del suelo y silvicultura, suponen casi el 60 % del total, el diseño e implementación de acciones relacionadas con el mecanismo REDD+ (Reducción de emisiones por deforestación y degradación forestal, más la conservación de bosques, el incremento de los almacenes de carbono en los bosques y al manejo forestal sustentable) supone un área de oportunidad (PACCCH, 2012) Como se puede observar en la figura 1 Chiapas está sujeto a una deforestación desde baja hasta alta.

Figura 1. Deforestación en Chiapas



Fuente: SEMAHN, 2020.

Los esfuerzos actuales en el estado se han canalizado en la actualización de leyes e instrumentos de planeación para impulsar políticas que aborden la problemática del cambio climático, en general y, preparen al estado para la implementación del sistema nacional REDD+, en particular. Este mecanismo operará en las escalas nacional-estatal-local (PACCCH, 2012).

La CONAFOR (Comisión Nacional Forestal) ha implementado una de las acciones tempranas REDD+ en Chiapas y la participación del estado en la Iniciativa de Reducción de Emisiones del Banco Mundial, apoyada a través del Fondo de Carbono, que es el mecanismo del Fondo Cooperativo para el Carbono

de los Bosques (FCPF, por sus siglas en inglés) del Banco Mundial, para pilotear iniciativas de pagos por resultados (Gaia, 2013).

Figura 2. Avance de deforestación



Fuente: SEMAHN-SAGyP, 2010.

En la figura 2 se puede observar que las regiones de la Depresión Central, Sierra Madre de Chiapas, Altos y la zona de Marqués de Comillas concentran las áreas con mayor deforestación en el estado según el modelo de deforestación elaborado por (SEMAHN-SAGyP, 2010).

Tráfico de plantas en chiapas

La diversidad biológica representa la riqueza natural de nuestro planeta y constituye un recurso de gran importancia para el bienestar social y económico de la humanidad y de las generaciones futuras. México es un país único ya que alberga una diversidad biológica excepcional, representa apenas el 1% de la superficie terrestre y en ella resguarda al 10% de la diversidad biológica del mundo (Sarukhán, et al., 2012).

De acuerdo con la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), México es uno de los 17 países megadiversos del mundo. En cuanto al número de especies ocupa el segundo lugar en reptiles, el tercero en mamíferos, el quinto en plantas y anfibios y el octavo en aves. Muchas de estas especies habitan únicamente en el territorio nacional, por lo cual se catalogan como endémicas, siendo sumamente valiosas en términos de biodiversidad (SEMARNAT, 2000).

Si bien Chiapas tiene el mayor número de especies de aves (694) y mamíferos (206) en el país; es también uno de los estados donde se presenta un alto índice de saqueo de flora y fauna, como lo demuestran los constantes operativos y decomisos que se realizan en diversos municipios (CITES, 2001).

La complacencia de las autoridades municipales, federales y estatales; aunado a la demanda de mercado, propicia este tráfico ilegal de vida silvestre con serias consecuencias para la biodiversidad del estado. El tráfico ilegal de flora y fauna silvestres tiene un efecto negativo en el ambiente, ya que su extracción del medio natural disminuye sus poblaciones, así como la base y la recombinación genética, provoca la producción de individuos menos resistentes a los cambios en el entorno y, sobre todo, la pérdida de la diversidad genética, por lo que estas actividades se tienen que combatir de manera frontal (CITES, 2001).

La **NOM 059 SEMARNAT-2010** es una Norma mexicana que tiene el objetivo de identificar las especies o poblaciones de flora y fauna silvestres en riesgo en nuestro país para la atención y protección correspondiente, mediante la integración de las listas correspondientes. Nos menciona que aquella persona que trafique capture, posea, transporte, acopie, introduzca al país o extraiga de esta alguna especie de flora y fauna será puesto bajo sanciones de 1 hasta 9 años de prisión (SEMARNAT, 2010).

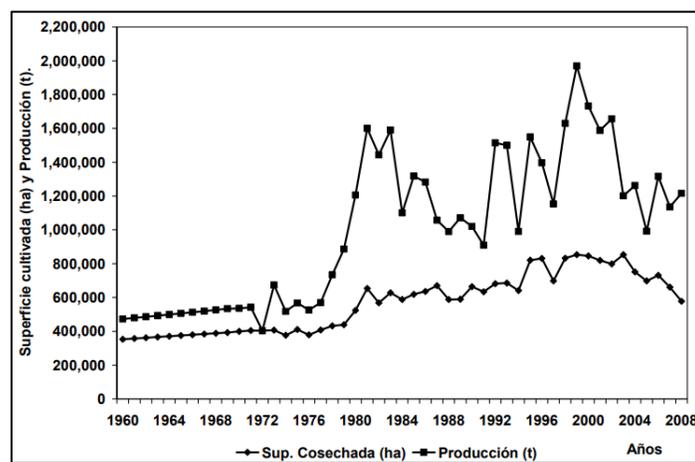
La *Cedrela odorata* es una especie neotropical, protegida por CITES y la UICN. Desde 2011, en México se considera como especie sujeta a protección especial (Pr, **NOM-059-Semarnat-2010**) (SEMARNAT, 2010). La Palma de Madagascar (*Pachypodium lamerei*), se enlista en el apéndice II de la Convención sobre el Comercio Internacional de especies amenazadas de fauna y flora silvestres (CITES, 2001).

Suelos de uso agrícola en chiapas

Chiapas tiene una extensión de 7 421 100 hectáreas que corresponde a 3.8% del territorio mexicano. De esta superficie, 1 millón 400 mil hectáreas son aptas para la agricultura (14.5% de la entidad), en las que anualmente son afectadas 50 000 ha de suelos por procesos erosivos. Esta problemática está asociada a una disminución de la productividad de la tierra, provocada por la degradación de esta. En el año 2005, la población total era de 4 293 459 habitantes, siendo solo 36% (1 545 645.2 habitantes) la población económicamente activa (PEA); de ésta, 98% (1 514 732.2 hab.) está ocupada, de los cuales 42% se encuentran en el sector primario. En el estado existen 300 mil maiceros en 18 mil comunidades de

todos los municipios; en total se estima que 4.0 millones de chiapanecos consumen maíz diariamente. 92% de los productores son de autoconsumo, principalmente indígenas que poseen 2.5 ha y producen 1.2 t ha. En este contexto, en México dio inicio el fomento del uso de fertilizantes químicos durante los últimos 40 años. Entre 1960 y 2002, el ritmo de crecimiento del consumo de fertilizantes químicos en la agricultura mexicana fue de 796%, pero debido a los altos costos de producción su consumo ha ido disminuyendo (Muñoz, 2006).

Figura 3. Fluctuación de la superficie cosechada y producción de maíz en Chiapas



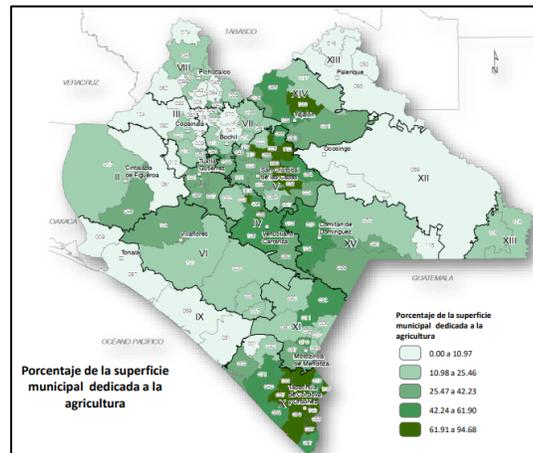
Fuente: Muñoz 2006.

En la región Frailesca, en el estado de Chiapas, hay un declive en la producción agrícola como se observa en la figura 3, todo esto debido a prácticas agrícolas tradicionales y malas prácticas de manejo, tales como: La labranza de suelos, la remoción de residuos por medio de pastoreo o quema, el no restituir los nutrientes extraídos y por el uso desmedido de fertilizantes, herbicidas y plaguicidas que afectan la biología del suelo (Muñoz, 2006).

Las consecuencias de las malas prácticas empeoran al considerar la textura franco-arenosa de los suelos, el cambio climático, los periodos extendidos de estiaje, las sequías cada vez más intensas y las fuertes precipitaciones durante la temporada de lluvias (Muñoz, 2006).

Como consecuencia, el suelo presenta compactación, acidificación, pérdida de la capacidad de almacenamiento de nutrientes y humedad, además de la pérdida casi total de materia orgánica, lo que afecta la productividad y rentabilidad por hectárea (Muñoz, 2006). En la figura 4 se puede observar la superficie utilizada en la agricultura, la cual está gastada debido al mal manejo.

Figura 4. Porcentaje de la superficie municipal de la agricultura



Fuente: CEIEG, 2018.

Suelo

La mejor respuesta al uso de fertilizantes se obtiene si el suelo tiene un nivel elevado de fertilidad. Los principales factores determinantes de la fertilidad del suelo son: la materia orgánica (incluyendo la biomasa microbiana) que se observa en suelos negros como se observa en la figura 5, la textura, la estructura, la profundidad, el contenido de los nutrientes, la capacidad de almacenamiento (capacidad de adsorción), la reacción del suelo y la ausencia de los elementos tóxicos (por ejemplo: aluminio libre) (Donahue. L 1987).

Figura 5. Suelo con gran carga de materia orgánica



Fuente: Propia.

El suelo está compuesto por una fase sólida (minerales, materia orgánica y organismos); una líquida (agua) y una gaseosa (aire). Los componentes del suelo determinan en gran medida sus propiedades, de ahí que los nutrientes que contiene el suelo son indispensables para la producción de un producto agrícola. El suelo contiene los macronutrientes y los micronutrientes esenciales para las plantas. Los macroelementos constituyen el 99% de la materia seca de los vegetales y los que se encuentran representados son: carbono (C), oxígeno (O), hidrógeno (H), nitrógeno (N), fósforo (P), calcio (Ca), potasio (K) y magnesio (Mg). En cambio, los micronutrientes representan una pequeña parte de la materia seca vegetal: hierro (Fe), manganeso (Mn), cobre (Cu), zinc (Zn), boro (B), molibdeno (Mo), cobalto (Co) y cloro (Cl) (Guerrero, 2000).

Tipos de suelos

Una propiedad importante del suelo agrícola es su textura, que es la proporción de partículas de arcillas, limos y arenas que un sustrato tenga. De acuerdo con su textura, los suelos agrícolas adquieren distintas características y pueden clasificarse en:

✚ Suelos arenosos

Presentan una baja retención de humedad y nutrientes y por lo tanto una baja fertilidad. En este tipo de suelo es necesario aplicar frecuentemente materiales orgánicos y nutrientes inorgánicos (Graetz *et al.* 2005).

✚ Suelos francos y franco-arenosos

Poseen buena penetración y retienen bien el agua y los nutrientes. Su fertilidad natural va de media a alta. Se pierde un poco de agua y nutrientes por lixiviación. Los mejores suelos agrícolas quedan dentro de este rango (Graetz *et al.* 2005).

✚ Suelos franco-arcillosos y arcillosos

Tienen una baja percolación, una alta retención de nutrientes, pero también de grandes cantidades de humedad. Carecen de porosidad y contienen poco aire (Graetz *et al.* 2005).

Fertilización del suelo

El uso de agroquímicos, tanto para la eliminación y control de plagas con el uso de plaguicidas, así como para la aportación de nutrientes al suelo mediante el uso de fertilizantes comerciales, tienen efectos tanto beneficiosos como dañinos para la salud y el medio ambiente, según (Arroyave, 2009) esto se debe a la gran persistencia que presentan los agroquímicos, lo que favorece su incorporación al agua y al suelo generando con esto la contaminación de los medios, y el cual por este medio llega a los animales y vegetales comestibles, logrando con esto una bioacumulación en los distintos niveles de la cadena trófica, lo que representa alto riesgo para la salud humana y el medio ambiente (Arroyave, 2009).

Las personas que se encargan de aplicar y utilizar las sustancias en campo son personas que no están capacitadas técnicamente para hacer uso correcto de dichas sustancias, por lo que éstas son usadas únicamente con conocimientos empíricos de los agricultores (Arroyave, 2009).

Finalidad de la fertilización

La fertilización tiene por finalidad, mantener o aumentar la fertilidad del suelo, para lo cual hay que suministrar productos que aportan elementos nutritivos y/o favorezcan la capacidad del suelo de retener temporalmente esos elementos. Se suele llamar fertilización a la aportación de productos que suministran elementos nutritivos disponibles para las plantas en un plazo más o menos corto (Graetz *et al.*, 1992).

Para que la fertilidad de un suelo se mantenga, la salida de elementos nutritivos fuera del sistema tiene que ser compensada por las aportaciones desde fuera del sistema. En la agricultura, la restitución de elementos nutritivos al suelo se hace casi exclusivamente con la aportación de abonos químicos (Graetz *et al.*, 1992).

En condiciones de baja fertilidad natural, el suelo no proporciona nutrientes suficientes para lograr un rendimiento satisfactorio de los cultivos. Por lo tanto, es necesario suplementar las deficiencias de nutrientes propios del suelo por medio de un suministro de fertilizantes químicos (Graetz *et al.*, 1992).

Fertilizantes biológicos

Los fertilizantes biológicos son los que se obtienen de la degradación y mineralización de materiales orgánicos (estiércoles, desechos de cocina, pastos Incorporados al suelo en estado verde, etc.) que se utilizan en suelos agrícolas con el propósito de activar e incrementar la actividad microbiana de la tierra, el abono es rico en materia orgánica, energía y microorganismos, pero bajo en elementos inorgánicos (Cambridge, 1996).

El uso de fertilizantes orgánicos, en cualquier tipo de cultivo, es cada vez más frecuente en nuestro medio por dos razones: el abono que se produce es de mayor calidad y costo bajo, con relación a los fertilizantes químicos que se consiguen en el mercado (Cambridge, 1996).

Existen dos tipos de abonos orgánicos, líquidos de uso directo y abonos sólidos que deben ser disueltos en agua, mezclados con la tierra o pueden ser aplicados directamente. Los terrenos cultivados sufren la pérdida de gran cantidad de nutrientes, lo que agota la materia orgánica del suelo; por esta razón se debe proceder permanentemente a restituir los nutrientes perdidos; abonos orgánicos como el estiércol animal u otro tipo de materia de medio son importantes (Cambridge, 1996).

Propiedades de los abonos orgánicos

El contenido de nutrientes en los abonos orgánicos está en función de las concentraciones de éstos en los residuos utilizados. Estos productos básicamente actúan en el suelo sobre tres propiedades que son físicas, químicas y biológicas ayudando así a la auto fertilización como se observa en la figura 6 (Cambridge, 1996).

Propiedades físicas

En las propiedades físicas de los abonos orgánicos, por su color oscuro absorbe más las radiaciones solares, por lo que el suelo adquiere más temperatura permitiéndole absorber con mayor facilidad los nutrientes. También mejora la estructura y textura del suelo haciéndole más ligero a los suelos arcillosos y más compactos a los arenosos. Igualmente permite mejorar la permeabilidad del suelo ya que influye en el drenaje y aireación de éste. Aumenta la retención de agua en el suelo cuando llueve y contribuye a minorar el uso de agua para riego por la mayor absorción del terreno; además, disminuye la erosión ya sea por efectos del agua o del viento (Cambridge, 1996).

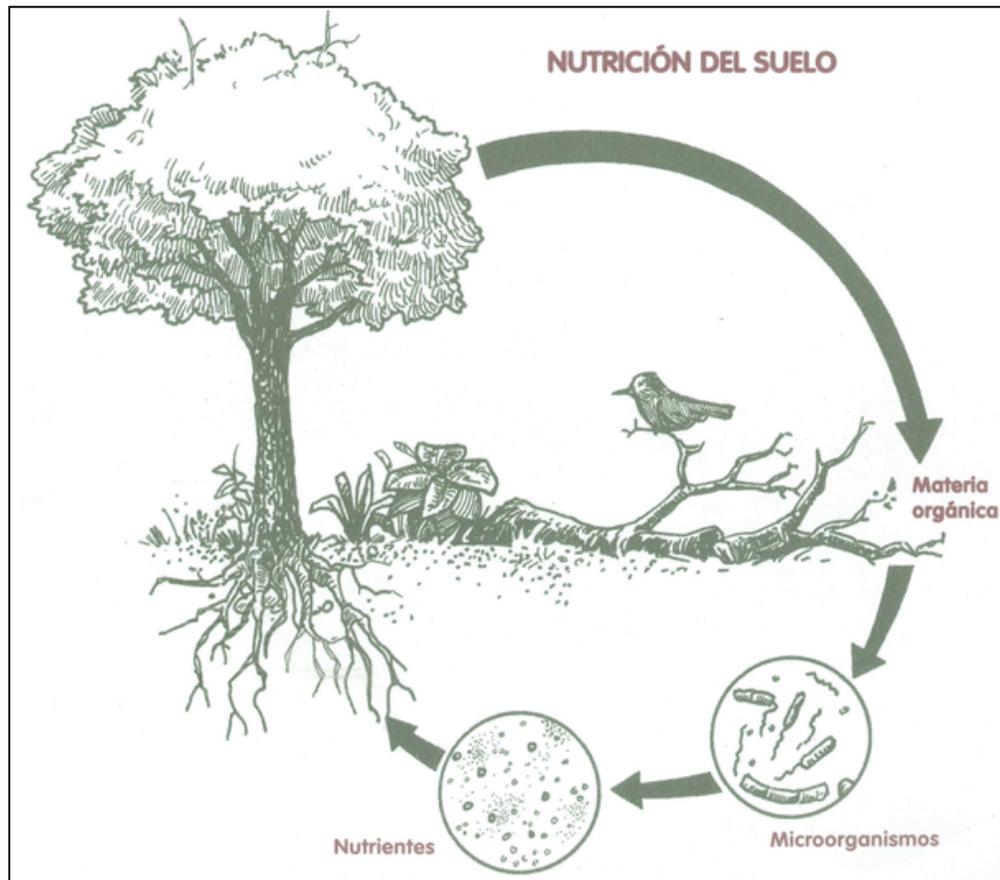
Propiedades químicas

En las propiedades químicas aumentan el poder de absorción del suelo y reducen las oscilaciones de pH de este, lo que permite mejorar la capacidad de intercambio catiónico del suelo, con lo que se aumenta la fertilidad (Cambridge, 1996).

Propiedades biológicas

En las propiedades biológicas favorecen la aireación y oxigenación del suelo, por lo que hay mayor actividad radicular y mayor actividad de los microorganismos aerobios. Asimismo, producen sustancias inhibitoras y activadoras de crecimiento, incrementan considerablemente el desarrollo de microorganismos benéficos, tanto para degradar la materia orgánica del suelo como para favorecer el desarrollo del cultivo (Cambridge, 1996).

Figura 6. Nutrición natural del suelo



Fuente: FAO, 2002.

Beneficios que atribuye la materia orgánica al suelo

- ✚ Contribuye a que las partículas minerales individuales del suelo formen agregados estables, mejorando así la estructura del suelo y facilitando su laboreo.
- ✚ Favorece una buena porosidad, mejorando así la aireación y la penetración del agua.
- ✚ Aumenta la capacidad de retener agua.
- ✚ Por las razones anteriores, disminuye los riesgos de erosión.
- ✚ Proporciona partículas de tamaño coloidal con carga negativa, que tiene alta capacidad de retener e intercambiar cationes nutritivos.
- ✚ Actúa como agente amortiguador al disminuir la tendencia a un cambio brusco del pH del suelo cuando se aplican sustancias de reacción ácida o alcalina.

- ✚ Hace posible la formación de complejos órgano-metálicos, estabilizando así micronutrientes del suelo que de otro modo no serían aprovechables.
- ✚ Es una fuente de elementos nutritivos, que son aprovechables por las plantas después que la materia orgánica ha sido descompuesta por los microorganismos (Restrepo, J. 1996).

Nutrientes necesarios para el crecimiento de las plantas

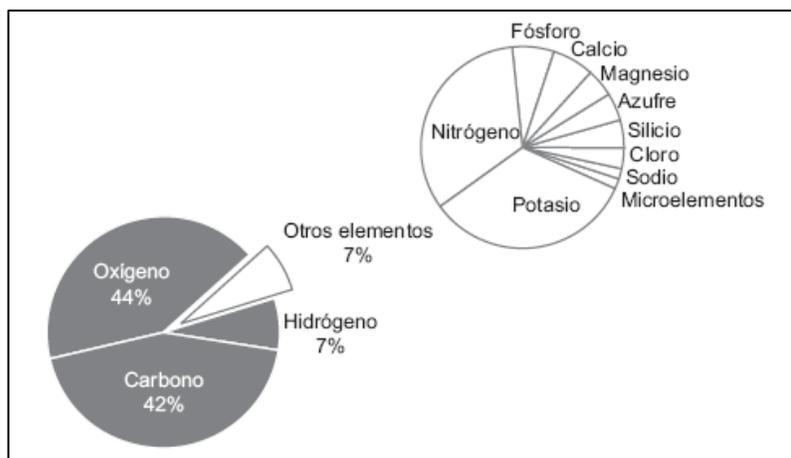
Dieciséis elementos son esenciales para el crecimiento de una gran mayoría de plantas y éstos provienen del aire y del suelo circundante. En el suelo, el medio de transporte es la solución del suelo (FAO, 2002).

Los elementos siguientes son derivados:

- a) Del aire: carbono (C) como CO₂ (dióxido de carbono).
- b) Del agua: hidrógeno (H) y oxígeno (O) como H₂O (agua).
- c) Del suelo, el fertilizante y abono animal: nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg), azufre (S), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn), cobre (Cu), boro (B), molibdeno (Mo) y cloro (Cl) (FAO, 2002).

Estos nutrientes y sus porcentuales promedios en la sustancia seca de la planta son mostrados en la figura 7.

Figura 7. Composición elemental promedio de los nutrientes en el suelo



Fuente: FAO, 2002.

Dentro del grupo de los macronutrientes, necesarios para el crecimiento de las plantas en grandes cantidades, son los nutrientes primarios que son; nitrógeno, fósforo y potasio (FAO, 2002).

El Nitrógeno (N)

Es el motor del crecimiento de la planta. Suple de uno a cuatro por ciento del extracto seco de la planta. Es absorbido del suelo bajo forma de nitrato (NO_3^-) o de amonio (NH_4^+). Un buen suministro de nitrógeno para la planta es importante también por la absorción de los otros nutrientes (FAO, 2002).

El Fósforo (P)

Suple de 0,1 a 0,4 por ciento del extracto seco de la planta, juega un papel importante en la transferencia de energía. Por eso es esencial para la fotosíntesis y para otros procesos químico-fisiológicos (FAO, 2002).

El Potasio (K)

Suple del uno al cuatro por ciento del extracto seco de la planta, tiene muchas funciones. El K mejora el régimen hídrico de la planta y aumenta su tolerancia a la sequía, heladas y salinidad. Las plantas bien provistas con K sufren menos de enfermedades (FAO, 2002).

Los nutrientes secundarios son magnesio, azufre y calcio. Las plantas también los absorben en cantidades considerables (FAO, 2002).

El Magnesio (Mg)

Es el constituyente central de la clorofila, el pigmento verde de las hojas que funciona como un aceptador de la energía provista por el sol; por ello, del 15 al 20 por ciento del magnesio contenido en la planta se encuentra en las partes verdes. (FAO, 2002).

El Azufre (S)

En la mayoría de las plantas suple del 0,2 al 0,3 (0,05 a 0,5) por ciento del extracto seco. Por ello, es tan importante en el crecimiento de la planta como el fósforo y el magnesio; pero su función es a menudo subestimada (FAO, 2002).

El Calcio (Ca)

Aunque la mayoría de los suelos contienen suficiente disponibilidad de Ca para las plantas, la deficiencia puede darse en los suelos tropicales muy pobres en Ca. El objetivo de la aplicación de Ca es usualmente el del encalado, es decir reducir la acidez del suelo (FAO, 2002).

Los micronutrientes o microelementos son el hierro (Fe), el manganeso (Mn), el zinc (Zn), el cobre (Cu), el molibdeno (Mo), el cloro (Cl) y el boro (B). Ellos son parte de sustancias claves en el crecimiento de la planta, siendo comparables con las vitaminas en la nutrición humana. Son absorbidos en cantidades minúsculas, su rango de provisión óptima es muy pequeño (FAO, 2002).

Algunos microelementos pueden ser tóxicos para las plantas a niveles sólo algo más elevados que lo normal. En la mayoría de los casos esto ocurre cuando el pH es de bajo a muy bajo. La toxicidad del aluminio y del manganeso es la más frecuente, en relación directa con suelos ácidos. Es importante notar que todos los nutrientes, ya sean necesarios en pequeñas o grandes cantidades, cumplen una función específica en el crecimiento de la planta y en la producción alimentaria, y que un nutriente no puede ser sustituido por otro (FAO, 2002).

Vermicultura

Una de las alternativas de manejo que permiten mejorar las características microbiológicas de los desechos orgánicos es la lombricultura o vermicultura, actividad que inicia su desarrollo en los Estados Unidos a finales de la década de los años cuarenta y principios de los cincuenta. En América latina se inicia su desarrollo a principios de 1980; también es bien conocido el desarrollo alcanzado en países como Suiza, Holanda, España, Cuba, Japón, Canadá y Colombia entre otros y más recientemente en México (Ferruzi, 1994).

Con esta alternativa, se obtienen el ácido húmico y el humus de lombriz; que son los desechos de la digestión de la lombriz roja californiana (*Eisenia foetida*), quien transforma los residuos orgánicos en un abono orgánico de excelente calidad. Este puede ser usado como acondicionador del suelo, pues permite una rápida asimilación de nutrientes por parte de las plantas, mejora la estructura del suelo, aumenta la aireación, disminuye la compactación, incrementa la actividad microbiana y previene el desarrollo de organismos patógenos (Ferruzi, 1994).

En la figura 8 se muestra un lombricultivo, que son las camas o lechos en los cuales las lombrices son inoculadas para iniciar su trabajo en la transformación de los desechos.

Figura 8. Lombricultivo, vista frontal y superficial



Fuente: Propia

Elementos básicos para el desarrollo de la Vermicultura

1. Agua

El agua debe de estar limpia y libre de contaminantes, además de estar cerca del lugar donde se va a establecer el proyecto. La cantidad de agua requerida es mínima siempre y cuando se realicen los riegos con estricto control (Ferruzi, 1994).

2. Desechos

De preferencia deben producirse dentro del sistema productivo; la compra de desechos encarece costos y su uso, en un momento dado, puede llegar a no ser rentable (Ferruzi, 1994).

3. Espacio de Terreno

El espacio está en función de la cantidad de desechos, de los objetivos del productor y de su capital, por lo que es muy variable (Ferruzi, 1994).

4. Lombrices

Para dedicarse a la lombricultura se requiere de lombrices especializadas que reúnan ciertos requisitos; las lombrices nativas no pueden utilizarse debido a que su comportamiento es muy diferente (Ferruzi, 1994).

Tipos de Lombrices

Se estima que hay en el planeta más de 8500 especies de lombrices, entre las cuales la más conocida es la lombriz de tierra (*Lumbricus terrestris*); sin embargo, para el manejo de desechos orgánicos se utilizan lombrices especiales, que reúnan ciertos requisitos tales como alta voracidad, alta capacidad reproductiva, fáciles de trabajar y con capacidad para adaptarse a condiciones adversas, desde los 0 hasta los 3000 msnm. Las especies más utilizadas en la lombricultura y que reúnen los requisitos anteriormente citados son *Eisenia foetida* (lombriz roja de California) que se muestra en la figura 9 y *Eisenia andrei* (coqueta roja), especies utilizadas en el 80% de los criaderos a nivel mundial. Se habla de otras especies que pueden sobrevivir con altas concentraciones de desechos, sin embargo, presentan cierta preferencia hacia algunos desechos; ellas son: *Lumbricus rubellus* y *Eudrillus eugeniae* (Ferruzi, 1994).

Figura 9. Lombriz roja californiana (*Eisenia Foetida*)



Fuente: Propia.

Principales factores a considerar para trabajar con lombrices

✚ Temperatura

La temperatura ideal para el buen desarrollo de la lombriz es de 25°C; en condiciones controladas, esta es fácil de mantener, sin embargo, cuando se trabaja al aire libre se debe de tener un buen control, alcanzarla y mantenerla (Ferruzi, 1994).

✚ Acidez o pH

Al igual que la temperatura el pH es sumamente importante; lo ideal es que se encuentre entre 6.5 y 7.5, un pH básico o ácido puede ocasionar serios problemas a la lombriz y llegar a ocasionar su muerte. El método más eficiente para medir el pH es utilizando la misma lombriz, ella indicará si el material listo para poder vivir en él (Ferruzi, 1994).

✚ Humedad

Como se mencionó, la lombriz necesita de mucha humedad, ésta es requerida para que pueda moverse dentro de los desechos y facilitar la fragmentación de estos, así como para su respiración. La humedad recomendada es del orden de 75 a 80 % (Ferruzi, 1994).

✚ Relación Carbono/Nitrógeno (C/N)

Esta relación es básica para obtener el proceso de transformación en un tiempo corto; depende del balance entre el carbono y el nitrógeno. Se recomienda que inicialmente sea de 25-30 para terminar entre 14 y 20 (Ferruzi, 1994).

Ácido húmico

Las sustancias húmicas (SH) se componen de ácidos húmicos (AH), ácidos fúlvicos (AF) y huminas residuales (HR), definidas como macromoléculas orgánicas, con una estructura química compleja, distinta y estable que provienen de la degradación de plantas y animales, por la actividad enzimática de microorganismos y metamorfismo orgánico (Schnitzer, 1978). el término humus, se utilizó en la antigüedad para hacer referencia a la totalidad del suelo, posteriormente se ha empleado como sinónimo de MO, mientras que en la actualidad y como ya se ha mencionado, hace referencia a una fracción de dicha MO que engloba a un grupo de sustancias, son la fracción orgánica del suelo más importante por su actividad en procesos físicos, químicos y biológicos en el suelo (Maccarthy, 2001).

Una alternativa para hacer más eficiente los nutrimentos a los cultivos consiste en la combinación con compuestos inorgánicos, la aplicación de ácidos húmicos (AH) como una enmienda orgánica del suelo en combinación con otros materiales, resulta en un aumento significativo en el crecimiento de la planta y rendimiento de los cultivos, mediante la mejora de las propiedades hidrofísicas y disponibilidad de nutrimentos de los suelos. Los complejos orgánico-minerales permiten a las plantas superar los efectos adversos de la salinidad del suelo, mejora la agregación, aireación, permeabilidad, capacidad de retención

de agua, absorción de micronutrientes y la disminución de la absorción de algunos elementos tóxicos (Rostrán, 2006).

Algunos reportes sobre ácidos húmicos han indicado un incremento en la permeabilidad de las membranas de las plantas, estimulando la absorción de nutrientes. Muchos investigadores han observado un efecto positivo en el crecimiento de varios grupos de microorganismos. Hay evidencia también que parte de las materias húmicas contienen poblaciones grandes de Actinomicetos (microorganismos que tienen en común propiedades de hongos y también de bacterias) que pueden degradar una amplia gama de sustancias inclusive de celulosas, humicelulosa, proteínas y ligninas (Bellepart, 1996).

Los fertilizantes húmicos activan los procesos bioquímicos en plantas (respiración, fotosíntesis y el contenido de clorofila) e incrementa la calidad y rendimiento de muchas cosechas (Rostrán, 2006).

Composición del Humus

Los ácidos fúlvicos son solubles en condiciones alcalinas y ácidas a diferencia de las huminas que son insolubles. La clasificación de las tres fracciones no representa tres tipos distintos de moléculas orgánicas, esto es debido al hecho de que las sustancias húmicas contienen diversos tipos de grupos funcionales cuyas capacidades de agrupamiento de metal varían considerablemente, pues suelen incluir un esqueleto de moléculas aromáticas alquilo con grupos funcionales, como ácidos carboxílicos, hidroxilo fenólico y grupos quinona unidos a ellos (Cespedes et al., 1991).

Las huminas Constituyen la parte no soluble, y por tanto no extraíble de las sustancias húmicas. Esta fracción del humus es de mayor peso molecular, es decir, más polimerizada (Bellapart, 1996).

Beneficios de la utilización del ácido húmico en las plantas

- ✚ Incrementa el rendimiento de la cosecha
- ✚ Incrementa la permeabilidad de las membranas
- ✚ Incrementa la absorción de nutrientes
- ✚ Aumenta el crecimiento de organismos del suelo
- ✚ Estimula los procesos bioquímicos en las plantas
- ✚ Estimula el desarrollo de las raíces

- ✚ Aumenta la utilización de fosfato
- ✚ Tiene capacidad alta de cambio de base
- ✚ Estimula el crecimiento (Elizarrarás *et al.*, 2009).

El vermicompost es un abono orgánico (Figura 10) estabilizado de color oscuro como se observa en la figura 15, rico en nutrientes y de baja densidad aparente, el cual puede aplicarse al suelo para mejorar sus características químicas, físicas y biológicas. Mejora los rendimientos y sanidad de los cultivos, sin causar riesgos al medio ambiente. Este producto se obtiene a partir del proceso de vermicompostaje en condiciones aeróbicas, en el cual se reciclan los restos de materia orgánica con la participación de diversos microorganismos y de lombrices que se alimentan de ellos y los transforman mediante su proceso digestivo en sus deyecciones (heces), las cuales luego serán el humus de lombriz. En definitiva, en dicho proceso y mediante las acciones e interacciones de diversos microorganismos aeróbicos y de lombrices, se produce la mineralización y estabilización de la materia orgánica (Mikolic, 2018).

Figura 10. Vermicompost utilizado



Fuente: Propia.

La fertilidad del suelo es la capacidad de éste de sustentar la vida vegetal, la que a su vez depende de la disponibilidad de nutrientes para las plantas, de la capacidad de retención de agua, de la existencia de un espacio físico para el crecimiento de raíces y movimiento de gases, y de la ausencia de procesos de destrucción (Restrepo, 1996).

La fertilidad natural de un suelo está determinada en gran parte por la presencia de materia orgánica (humus) en éste la materia orgánica del suelo es el conjunto de residuos vegetales y animales de todas las clases (Figura 11), más o menos descompuestos y transformados por la acción de los microorganismos.

Los principales microorganismos que se encuentran son bacterias, hongos y algas. Bajo la acción de estos microorganismos los residuos se van descomponiendo y transformando más o menos lentamente en compuestos orgánicos variados (Restrepo, 1996).

Figura 11. Vermicompost en descomposición



Fuente: Propia.

Plantaciones forestales

“Las plantas son las encargadas de formar y mantener el hábitat para todos los seres vivos terrestres, son la base de la cadena alimenticia” (Jalota *et al.*, 2000).

Importancia de las plantaciones forestales

Aunque las estimaciones varían, la superficie total de plantaciones forestales en el mundo alcanza entre 120 y 140 millones de hectáreas. Lo que es menos dudoso es el aumento de las nuevas plantaciones tanto en los países templados como en los tropicales. Especialmente en los trópicos la tasa actual de plantación es de 2 a 3 millones de hectáreas anuales, es el doble de la registrada en los años 60's y 70's. La finalidad de estas plantaciones es sobre todo para la producción industrial o para uso doméstico como postes de construcción, leña y forraje (FAO, 1993).

La decisión de elegir que especie se va a plantar es del productor, que por lo general elegirá la especie que le deje mayores ganancias; las exóticas o introducidas, ya que en el país no hay programas que apoyen con incentivos económicos las plantaciones de especies nativas, debido a la falta de investigación suficiente que pueda dar un soporte para desarrollar un sistema de aprovechamiento forestal (Jalota *et al.*, 2000). Por otra parte, el establecer plantaciones con especies nativas es de vital importancia, pero no se ha realizado suficiente investigación y se conoce muy poco sobre ellas. Por lo tanto, al realizar plantaciones con especies nativas se contribuirá a que no desaparezcan, y en consecuencia se crea la necesidad de su estudio para su buen aprovechamiento forestal (White y Martin, 2002). Las principales ventajas que presentan las especies nativas son que permiten la conservación de especies, disminuye la degradación de los suelos y permiten la conservación de nichos ecológicos (Kellison, 2000). Las especies introducidas pueden producir beneficios en menos de 7 años, incrementar la producción de productos forestales a corto plazo, lo que permite la disminución en la fuga de divisas y el amortiguamiento en la tala inmoderada (Kellison, 1999). El uso de especies introducidas ofrece en la mayoría de los casos ventaja contra otras especies nativas, comprándolas en velocidad de crecimiento y turnos de aprovechamiento más cortos, que son fundamentales para desarrollar proyectos forestales financieramente viables (White y Martin, 2002).

La selección de las especies a utilizar en una plantación forestal comercial debe ser acorde con las características agroecológicas del área a plantar y con los productos que se espera obtener (Binkley, 2000).

Cedro rojo (*Cedrela odorata*)

Cedrela odorata L. (cedro rojo), es una especie arbórea caducifolia como se observa en la figura 12 de la familia Meliaceae, comúnmente conocida como cedro rojo en México, nativa de la región tropical de América, con distribución natural desde 26°N en México hasta 28°S en el Norte de Argentina. Alcanza alturas de 20 a 35 m, con diámetros normales de 0.60 m a 1.7 m, su mayor desarrollo es en zonas con una temperatura media anual de 22 a 32 °C, precipitaciones anuales de 2500 a 4000 mm, con una estación seca de 2 a 4 meses de duración y elevaciones desde el nivel del mar hasta 1200 m (INIFAP, 2023).

Figura 12. Planta de cedro rojo (*Cedrela odorata*)



Fuente: Propia.

En México se encuentra en la vertiente del Golfo desde el sur de Tamaulipas y sureste de San Luis Potosí hasta la Península de Yucatán y en la vertiente del Pacífico desde Sinaloa hasta Guerrero, también se encuentra en la depresión central y la costa de Chiapas, principalmente en las selvas altas, selvas medianas y bosque mesófilo.

La madera de esta especie se considera como preciosa y de alto valor comercial debido a su color, aroma y alta resistencia al ataque de hongos e insectos, por lo cual es muy demandada para la obtención de chapa, fabricación de muebles finos, artículos torneados, esculturas, cajas y envolturas para puros,

instrumentos musicales y construcción de embarcaciones. Esto ha causado una explotación excesiva de cedro y ocasionando la disminución y fragmentación de las poblaciones naturales. Por ello, se encuentra como especie “sujeta a protección especial” en Norma Oficial Mexicana 059 y en el Apéndice III de la CITES (INIFAP, 2023).

Condiciones para establecer plantaciones forestales comerciales de cedro rojo:

Suelos: Requiere suelos profundos, fértiles, bien drenados y aireados, con buena fertilidad, especialmente en fósforo, potasio y calcio.

Textura: Variada, desde ligera a pesada.

pH: Acido a neutro (5-7)

Drenaje: Libre, no tolera encharcamientos o altos niveles de aluminio, hierro y zinc (INIFAP, 2023).

Factores limitantes: Aunque la sobrevivencia en plantaciones es alta, el crecimiento suele estar limitado por el barrenador *Hypsipyra grandella* (Zeller) que produce fustes torcidos. El insecto ataca el tallo principal, afectando el crecimiento en altura y causando bifurcaciones. Esto limita su uso en plantaciones puras.

Método de plantación: De acuerdo con la calidad y dureza del terreno se recomienda el sistema de cepa común (40 x 40 x 40 cm).

Densidad de plantación. Para la producción de madera para aserrío se utiliza el sistema de plantación de marco real, con un espaciamiento entre plantas de 3.0 x 3.0 m, obteniendo una densidad de plantación de 1,100 árboles/ha. Con la finalidad de mecanizar las operaciones de control de maleza, fertilización y en su caso, control fitosanitario se han utilizado diferentes espaciamientos (4.0 x 2.3 m; 3.6 x 2.5 m), pero cuidando cumplir con la densidad de 1,100 plantas/ha.

Rendimiento. Esta especie se maneja con turnos de aprovechamiento de 20 a 25 años, con un incremento medio anual de 15 m³ /ha/año en sitios óptimos (INIFAP, 2023).

Palma de madagascar (*Pachypodium lamerei*)

Pachypodium lamerei es una especie del género *Pachypodium* endémica de la isla de Madagascar. Es conocida comúnmente como "palma de Madagascar", a pesar de no ser una palmera en absoluto (Universidad de Málaga, 2021).

Figura 13. Planta de Madagascar (*Pachypodium lamerei*)



Fuente: Propia.

Planta suculenta con tronco espinoso de hasta 8 m de altura, desarrollando hojas de color verde oscuro que llegan a medir 40 cm o más. El tallo se ensancha en la base, con forma fusiforme. Por encima de la conexión de la hoja al tallo nacen tres espinas en disposición triangular. Sus flores son blancas, de unos 8 cm, con cogollo amarillo y perfumadas, que nacen desde un tallo floral que la planta emite desde los extremos de sus ramas como se observa en la figura 13. En ocasiones las ramas ramifican después de una floración. Son plantas adaptadas a clima cálido, pero en ocasiones pueden soportar frío en seco, aunque las heladas pueden dañar su ápice y provocar peligrosas pudriciones. Necesitan suelos bien drenados (Universidad de Málaga, 2021).

Nombre científico: *Pachypodium lamerei* Drake

Nombre común: Palma de Madagascar

Familia: Apocynaceae

Orden: Gentianales

Subclase o clase: Asteridae

Sector: Astéridas (Universidad de Málaga, 2021)

Maíz (*Zea mays* L.)

Nombre común: Maíz

Nombre científico: *Zea mays*

Familia: Gramíneas

Género: *Zea*

El maíz y sus parientes silvestres los teocintles, se clasifican dentro del género *Zea* perteneciente a la familia Gramínea o Poaceae, que incluye también importantes cultivos agrícolas como el trigo, arroz, avena, sorgo, cebada y caña de azúcar. En base a las características de la espiga o inflorescencia masculina, el género *Zea* se ha dividido en secciones exuberantes y anuales (Doebley & Iltis, 1980).

Figura 14. Planta de maíz



Fuente: Propia.

La planta del maíz es de porte robusto de fácil desarrollo y de producción anual. El tallo es simple erecto, de elevada longitud pudiendo alcanzar los 4 metros de altura, es robusto y sin ramificaciones. Por su aspecto recuerda al de una caña, no presenta entrenudos y si una médula esponjosa si se realiza un corte transversal. El maíz es de inflorescencia monoica con inflorescencia masculina y femenina apartada dentro de la misma planta (Kato, 2009).

Siempre que una inflorescencia masculina presenta una panícula (vulgarmente denominada espigón o penacho) de color amarillo que plantea una cantidad muy elevada de polen en el orden de 20 a 25 millones de granos de polen. En cada flor que compone la panícula presentándose tres estambres donde se desarrolla el polen. En cambio, la inflorescencia femenina marca un menor contenido en granos de polen, todo alrededor de los 800 o 1000 granos y se forma en unos espacios vegetativos denominados estructurados que se disponen en forma lateral (Kato, 2009).

Las hojas son largas, de gran tamaño, lanceoladas, alternas, paralelinervias. Se encuentran abrazadas al tallo y por el haz presenta vellosidades. Los extremos de las hojas son muy afilados y cortantes como se observa en la figura 14 (Kato, 2009).

Las raíces son fasciculadas y su misión es la de portar un perfecto anclaje a la planta. En algunos casos, sobresalen unos nudos de las raíces a nivel del suelo y suelen ocurrir en aquellas raíces secundarias o adventicias. Siempre que las semillas se siembran hasta la aparición de los primeros brotes, transcurre un tiempo de 8 a 10 días, donde se ve muy reflejado el continuo y rápido crecimiento de la plántula (Kato, 2009).

Sustrato

El término “sustrato”, que se aplica en la producción viverística, se refiere a todo material sólido diferente del suelo que puede ser natural o sintético, mineral u orgánico y que, colocado en contenedor, de forma pura o mezclado, permite el anclaje de las plantas a través de su sistema radicular; el sustrato puede intervenir o no en el proceso de nutrición de la planta allí ubicada. Esto último, clasifica a los sustratos en químicamente inertes (perlita, lana de roca, roca volcánica, etc.) y químicamente activos (turbas, corteza de pino, etc.). En el caso de los materiales químicamente inertes, éstos actúan únicamente como soporte de la planta, mientras que en los restantes intervienen además en procesos de adsorción y fijación de nutrimentos (Cabrera, 1995).

El sustrato utilizado en envases con volúmenes pequeños en la producción de planta forestal debe presentar características físicas y químicas que permitan el crecimiento adecuado de las plantas (Cabrera, 1995). Dichas características incluyen pH ligeramente ácido, baja fertilidad inherente, libre de plagas y enfermedades además de presentar valores mínimos en la porosidad total de 70%, porosidad de aireación de 10% y porosidad de retención de agua de 55% (Landis et al., 1990 y, Cabrera, 1999).

Las características de los sustratos pueden ser:

Características Físicas

Estas vienen determinadas por la estructura interna de las partículas, su granulometría y el tipo de empaquetamiento. Algunas de las más destacadas son:

- Densidad real y aparente
- Distribución granulométrica
- Porosidad y aireación
- Retención de agua
- Permeabilidad
- Distribución de tamaños de poros
- Estabilidad estructural

(Sáez, 1999)

Características Químicas

Estas propiedades vienen definidas por la composición elemental de los materiales; éstas caracterizan las transferencias de materia entre el sustrato y la solución de este. Entre las características químicas de los sustratos destacan:

- Capacidad de intercambio catiónico
- pH
- Capacidad tampón
- Contenido de nutrimentos
- Relación C/N

(Sáez, 1999)

Características Biológicas

Se refiere a propiedades dadas por los materiales orgánicos, cuando éstos no son de síntesis son inestables termodinámicamente y, por lo tanto, susceptibles de degradación mediante reacciones químicas de hidrólisis, o bien, por la acción de microorganismos. Entre las características biológicas destacan:

- Contenido de materia orgánica

- Estado y velocidad de descomposición

(Sáez, 1999).

METODOLOGÍA

Este proyecto se realizó utilizando una metodología de tipo cuantitativa, el diseño de estas constituye el método experimental común de la mayoría de las disciplinas científicas. El objetivo de una investigación cuantitativa es adquirir conocimientos fundamentales y la elección del modelo más adecuado que nos permita conocer la realidad de una manera más imparcial, ya que se recogen y analizan los datos a través de los conceptos y variables medibles. En ocasiones, a estos experimentos se los denomina ciencia verdadera, ya que emplean medios matemáticos y estadísticos tradicionales para medir los resultados de manera concluyente (Neill, 2018).

Según Landeau (2007) y Cruz, Olivares, & González (2014) la investigación cuantitativa pretende establecer el grado de asociación o correlación entre variables, la generalización y objetivación de los resultados por medio de una muestra permite realizar inferencias causales a una población que explican por qué sucede o no determinado hecho o fenómeno.

Caballero (2014) señala que en las investigaciones cuantitativas predomina la cantidad y su manejo estadístico matemático y los informantes tienen un valor igual.

Obtención de cepa de lombriz roja californiana

Esta cepa de lombriz fue obtenida como donación por parte de la Secretaría de Medio Ambiente e Historia Natural la cual cuenta con una colonia de estas en el ZOOMAT de Tuxtla Gutiérrez, Chiapas como una opción para tratar las excretas de los conejos y cuyos (figura 15 y 16) que son criados ahí para la alimentación de los animales carnívoros.

Figura 15. Extracción de cepa de lombriz



Fuente: Propia.

Figura 16. Cepa de lombriz



Fuente: Propia.

Inoculación de cepa de lombriz

La cepa de lombriz debe de inocularse en un lugar que tenga las condiciones adecuadas como humedad, porosidad y suficiente cantidad de alimento para poder subsistir. Estas empiezan su proceso de biotransformación aproximadamente a las 2 semanas después de su inoculación.

Estas fueron colocadas en un recipiente de metal circular de 80cm de diámetro y 50cm de profundidad el cual se llenó con un 20% de tierra y 80% de estiércol de ganado vacuno precompostado, se le hizo un agujero de 5mm para el drenaje del lixiviado y se colocó a una inclinación de 30° para un buen drenaje.

Luego de preparar el lugar y recipiente se humedeció el lugar y el frasco en donde estaba contenida la cepa para luego colocar la cepa en el recipiente definitivo (Figura 17), cubrir con 5cm de estiércol precompostado y volver a humedecer.

Figura 17. Colocación de la cepa



Fuente: Propia.

Esta cepa debe humedecerse diariamente con aproximadamente 3L de agua y con hasta 6L en temporada de temperaturas altas (Figura 18).

Figura 18. Riego del lombricomposteo



Fuente: Propia.

Obtención de semillas

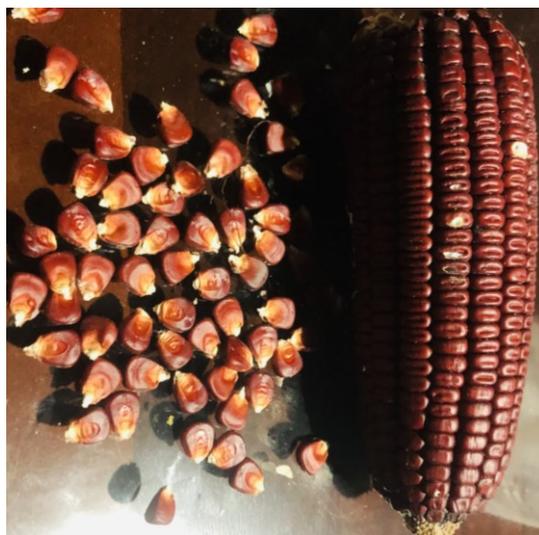
Las semillas utilizadas fueron de *Pachypodium lamerei* (Palma de madagascar) (Fig. 21), *Cedrela Odorata* (Cedro rojo) (Fig. 19) y *Zea mays* (Maíz) (Fig. 20) las cuales fueron obtenidas de plantas de la zona en la temporada de producción de semillas entre marzo y abril del 2022. En el caso del *Pachypodium lamerei* las semillas fueron obtenidas de una planta propia ya que son endémicas de la isla de Madagascar. Las semillas seleccionadas fueron las que tenían buena apariencia, color y tamaño para evitar semillas enfermas o mal polinizadas y tener un buen crecimiento.

Figura 19. Semillas de Cedro utilizadas



Fuente: Propia.

Figura 20. Semillas de maíz (*Zea mays*) utilizadas en el estudio



Fuente: Propia.

Figura 21. Semillas de *Pachypodium lamerei* utilizadas en el estudio



Fuente: Propia.

Pruebas de germinación general

El objetivo del ensayo de germinación es determinar el potencial máximo de crecimiento en un lote de semillas para siembra. consiste en colocar semillas en un sustrato húmedo, en condiciones controladas de temperatura, humedad y luz para que germinen y alcancen un nivel de desarrollo. De esta manera, se puede evaluar las estructuras esenciales de la planta, y determinar si son aptas para continuar con su crecimiento normal (SNICS, 2017).

Se hicieron dos pruebas de germinación de semillas (Figura 21), 10 semillas por cada tipo de especie y se regó cada 2 días por 10 días para obtener los porcentajes de germinación, el sustrato que se utilizó fue tierra negra.

Figura 22. Prueba de germinación



Fuente: Propia.

Para la palma de Madagascar se obtuvo una germinación de 70%, para el maíz se obtuvo 95% y para el cedro 65%. Estas pruebas de germinación se hacen para que al momento de hacer la germinación en charolas se pueda tener un margen de error de las semillas que van a germinar. La dormición es un estado fisiológico por el cual las semillas no son capaces de germinar aun cuando las condiciones ambientales sean favorables. Las causas de la dormición pueden radicar en las cubiertas seminales o en el embrión. En el primer caso, la dormición se manifiesta solamente en la semilla intacta mientras que el embrión aislado es capaz de germinar. La semilla es durmiente porque los tejidos que rodean al embrión ejercen una restricción que éste no puede superar (Besnier F. 1989).

Los estudios realizados en diferentes especies destacan que un mayor tamaño de la semilla incrementa las posibilidades de supervivencia de la plántula. Este hecho se relaciona con la mayor cantidad de compuestos de reserva presentes en las semillas de mayor tamaño. lo que asegura una mayor disponibilidad de energía durante la germinación y el establecimiento de la plántula. Ello es de especial importancia en circunstancia ambientales adversas, como son las condiciones de escasa luminosidad, en las que la producción de compuestos orgánicos mediante la fotosíntesis es poco eficaz (Besnier F. 1989).

Obtención del vermicompost

Los pasos para la obtención del vermicompost se hicieron con la Norma Mexicana (**NMX-FF-109-SCFI-2007; SEC, 2008**) “Humus de lombriz (lombricomposta) especificaciones y métodos de prueba”, establece las pruebas analíticas y las clasificaciones de los grados de calidad de la lombricomposta.

1. Extracción del Vermicompost crudo (fig. 23)

Figura 23. Vermicompost crudo



Fuente: Propia.

2. Secado por tres días a sol directo (fig. 24)

Figura 24. Secado de vermicompost



Fuente: Propia.

3. Cernido del vermicompost seco con una malla de 0.5 cm (fig. 25)

Figura 25. Vermicompost cernido



Fuente: Propia.

Preparación y llenado de las charolas de germinación

Las charolas de germinación que se utilizaron fueron compradas en la CONAGRO, estas están hechas de Polietileno expandido (Unicel), cuentan con 200 cavidades con forma de pirámide trunca para facilitar la extracción de la plántula y tienen un volumen aproximado a 5 cm³. Se observa en la Figura 25.

1. Charolas de germinación utilizadas (Fig. 25)

Figura 26. Charola de germinación



Fuente: Propia.

2. Para pesar los sustratos y tener los porcentajes adecuados se utilizó una báscula marca truper (Fig. 27).

Figura 27. Báscula truper para pesar sustratos



Fuente: Propia.

3. Lavar las charolas con agua con 1 gota de cloro por litro de agua para matar hongos u otros microorganismos.
4. Secar y llenar 10 líneas de las charolas con tierra para sacar un peso y volumen aproximado para sacar los porcentajes de vermicompost y tierra de monte.
5. El primer sustrato fue de 100% compost de lombriz, el cual se utilizaron 240 gr para llenar 10 cavidades de la charola de germinación.
6. El segundo sustrato fue de un 70% de compost y 30% de tierra de monte, el peso fue aproximado a 250 gr para llenar 10 cavidades de la charola de germinación.

7. El tercer sustrato utilizado fue de un 40% de compost y 60% de tierra de monte, se utilizaron aproximadamente 260 gr de este sustrato para llenar 10 cavidades de la charola de germinación.
8. El cuarto sustrato está compuesto por 10% de compost y 90% de tierra de monte, se utilizaron 275 gr aproximados para llenar 10 cavidades de la charola de germinación.
9. El ultimo sustrato fue 100% tierra de monte y se utilizaron 280 gr de este sustrato para llenar 10 cavidades (Figura 28).

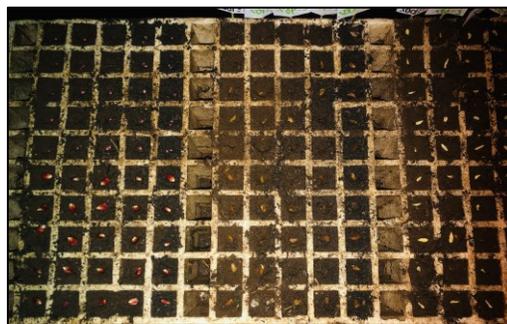
Figura 28. Llenado de charolas con los sustratos



Fuente: Propia.

10. Realizar agujeros en cada cavidad para introducir la semilla
11. Introducir semillas (Fig. 29)

Figura 29. Lenado de semillas



Fuente: Propia.

12. Tapar las cavidades y regar con abundante agua de forma ligera para no sacar la tierra y evitar bolsas de aire que pudran la semilla (Figura 30).

Figura 30. Charola regada



Fuente: Propia.

En el experimento se utilizaron diferentes porcentajes en los sustratos, En matemáticas y estadística, se llama porcentaje a la expresión de una cantidad determinada como una fracción de cien (100) partes iguales.

Los porcentajes son sumamente útiles para expresar proporciones y comparar unas fracciones con otras (Mendenhall W. 2010). Por esta razón se utilizaron estos porcentajes, para poder evaluar las diferencias entre cada uno y poder compararlas para poder llegar a un sustrato específico con un porcentaje de vermicompost y tierra ideales para la germinación de las plantas.

La charola de germinación se dividió en 3 partes como se puede ver en la Ilustración 28, la cual la parte 1 fue para la germinación de la palmera de madagascar y la parte 2 para el cedro rojo, cada parte compuesta por 5 filas de 10 cavidades, cada fila está llena de cada tipo de sustrato; en la parte 3 de la charola se sembró maíz.

Riego y cuidados en la germinación

La charola con semillas se mantuvo bajo una malla sombre al 80% para tener suficiente calor y así ayudar a la germinación, la temperatura promedio en el lugar fue de 30° durante el día y el riego se hizo cada 2 días con 1.5 litros de agua.

Figura 31. Principio de germinación de plántula



Fuente: Propia.

La Germinación de las plantas empezó a los 5 días, siendo los sustratos con la mayor cantidad de vermicompost los que empezaron la germinación como se observa en la figura 30.

Análisis de varianza (ANOVA)

Este método es una fórmula estadística que se utiliza para comparar las varianzas entre las medias (o el promedio) de diferentes grupos (Larson. 2008).

El Análisis de la Varianza (Anova) es una técnica estadística muy poderosa para el estudio del efecto de uno o más factores sobre la media de una variable. (Como veremos, la técnica puede generalizarse para estudiar también los posibles efectos de los factores sobre la varianza de la variable) (Romero, 1987).

La idea básica del Anova consiste en descomponer la variabilidad total observada en unos datos en una serie de términos, asociados a los efectos de cada factor estudiado y a sus posibles interacciones, más una parte residual con la que después se compararán las primeras (Romero, 1987).

Del razonamiento desarrollado en la Autoevaluación se deduce que una forma aproximada, pero extremadamente sencilla y poderosa, de estudiar los posibles efectos sobre la varianza del factor estudiado, consiste en llevar a cabo un Anova usando como datos a analizar los cuadrados de los residuos obtenidos en el Anova realizado para estudiar sus efectos sobre la media (Romero, 1987).

Coefficiente de velocidad de germinación (Vg)

De acuerdo con Rodríguez et al. (2008)., se define como la integración de los tiempos de germinación de cada semilla y se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$Tg = \frac{\sum(NixDi)}{\sum Ni}$$

Ni = Número de semillas germinadas el día Di.

Di = Días transcurridos desde la siembra.

La velocidad de germinación corresponde al inverso del tiempo medio de germinación multiplicado por 100.

M.L. Buendía-Valverde et al. a la rápida germinación, respectivamente (Sánchez et al. 2015). Asimismo, es importante considerar que el CVG es el recíproco del tiempo promedio de germinación (Ranal y García 2006), por tanto, es independiente del porcentaje de germinación final (Kader 2005).

Variables evaluadas

El diseño que se utilizó es uno de tipo experimental con 3 bloques de 5x10 para cada tipo de semilla, evaluándose 5 tipos de sustratos (Tabla 1) con una repetición.

Tabla 1.- Sustratos

SUSTRATO	%HUMUS	%TIERRA
1	100	0
2	90	10
3	60	40
4	30	70
5	0	100

Fuente: propia

Los datos de cada unidad experimental fueron tomados cada cinco días, durante un mes, esto para observar los cambios significativos en la primera etapa de desarrollo de las plantas; las variables de repuesta fueron:

- ✚ Número de semillas germinadas, esto se hizo con cada bloque dándole 15 días para su germinación total y haciendo un riego cada 2 días.
- ✚ Altura (cm), dato tomado con ayuda de una regla de 30 cm, se media desde la superficie del sustrato hasta la punta de la planta después de 7 días de su germinación.
- ✚ Numero de hojas: Estas se realizaron a una semana de su germinación sin tomar en cuenta sus hojas falsas, este chequeo se hizo 3 veces cada 1 semana.
- ✚ Crecimiento y desarrollo de raíces: El crecimiento de raíces después de su germinación es elemental pero el cambio está en el desarrollo de éstas, para hacer el análisis de esta se hizo una sola vez después de 3 semanas de su germinación.

RESULTADOS

El porcentaje de germinación de las semillas mostró variaciones por efecto del sustrato a partir del día 5 después de la siembra, observándose el mayor porcentaje de semillas germinadas cuando se usó el sustrato 1 (100% vermicompost) y el sustrato 2 (70% vermicompost con 30% tierra).

Cuando se hizo el análisis por día se encontró que no hubo germinación en ninguno de los sustratos durante el día 1, 2, 3 y 4 para ninguna de las semillas, pero para el día 5 el sustrato 1 (100% vermicompost) tuvo el más alto porcentaje de germinación (60% Maíz, 50% Madagascar y 40% en Cedro), seguido del sustrato 2 (70% vermicompost y 30% tierra, estos fueron iguales en número de germinaciones del *Zea mays*, *Cedrela odorata* y *Pachypodium lamerei* pero mostraron diferencia de germinación en los días transcurridos. Los porcentajes de germinación por planta, sustrato y días se puede observar en la tabla 2.

Tabla 2.- Porcentajes de germinación por día

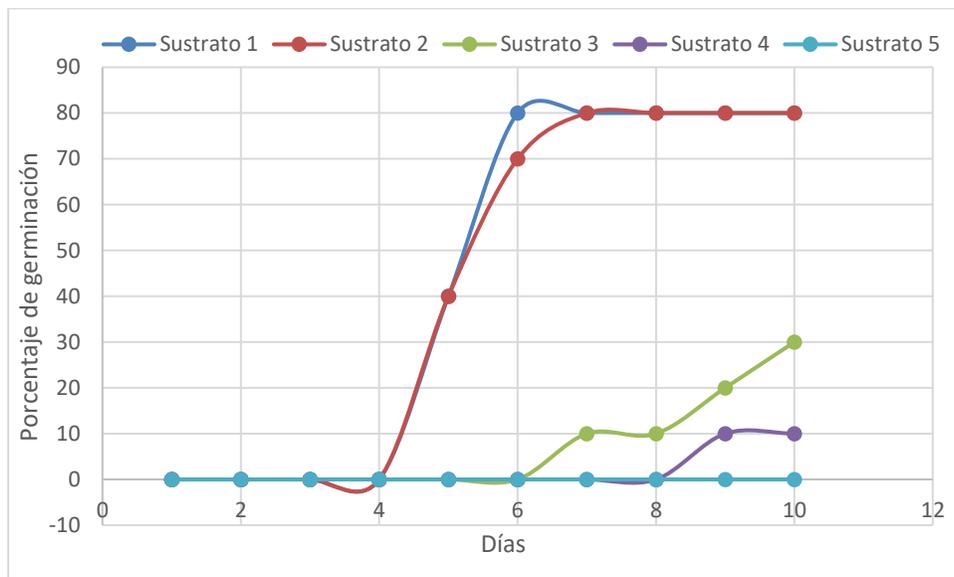
<i>Cedrela odorata</i> (Porcentaje de germinación por día)										
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10
Sustrato 1	0	0	0	0	40	80	80	80	80	80
Sustrato 2	0	0	0	0	40	70	80	80	80	80
Sustrato 3	0	0	0	0	0	0	10	10	20	30
Sustrato 4	0	0	0	0	0	0	0	0	10	10
Sustrato 5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pachypodium lamerei</i> (Porcentaje de germinación por día)										
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10
Sustrato 1	0	0	0	0	50	50	80	90	90	90
Sustrato 2	0	0	0	0	50	70	90	90	90	90
Sustrato 3	0	0	0	0	10	20	20	30	40	50
Sustrato 4	0	0	0	0	10	10	20	30	30	30
Sustrato 5	0	0	0	0	10	20	20	20	30	30
<i>Zea Mays</i> (Porcentaje de germinación por día)										
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10
Sustrato 1	0	0	0	0	60	80	100	100	100	100
Sustrato 2	0	0	0	0	60	80	90	90	90	90
Sustrato 3	0	0	0	0	40	70	80	90	90	90

Sustrato 4	0	0	0	0	20	40	50	60	60	60
Sustrato 5	0	0	0	0	20	20	30	40	50	50

Fuente: propia

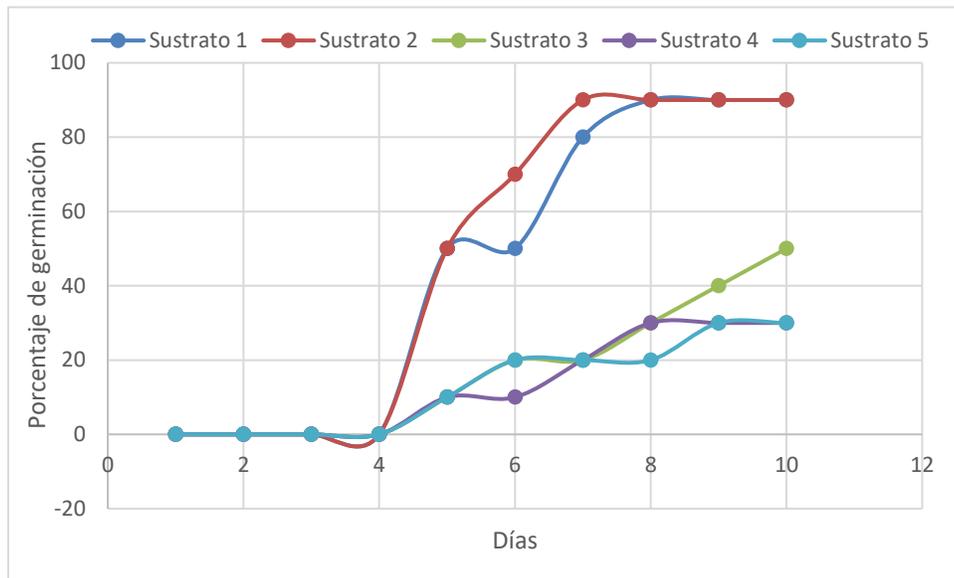
Los porcentajes de germinación por día del sustrato 3 (50% vermicompost y 50% tierra), sustrato 4 (30% vermicompost y 70% tierra) y sustrato 5 (100% tierra) se ven representados en las figuras 32, 33 y 34; los gráficos de líneas nos demuestran que el sustrato 1 y 2 son los que muestran mayor porcentaje de germinación.

Figura 32. Gráfico de líneas de germinación de *Cedrela odorata*



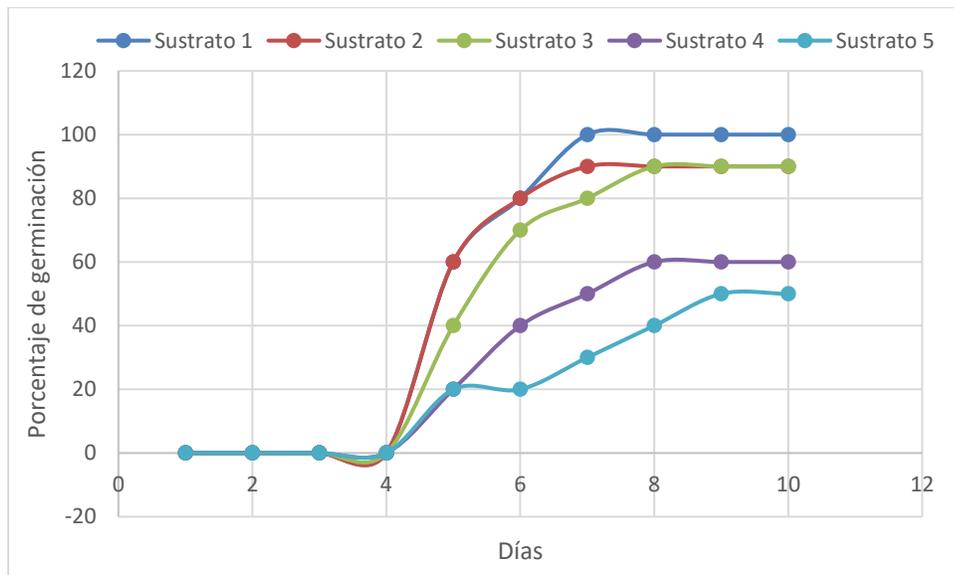
Fuente: Propia

Figura 33. Gráfico de líneas de germinación de *Pachypodium lamerei*



Fuente: Propia

Figura 34. Gráfico de líneas de germinación de *Zea mays*



Fuente: Propia

La germinación mayor de cedro fue del 80% siendo iguales en el sustrato 1 y 2, lo cual significa casi un 100% de germinación tomando en cuenta las pruebas de germinación general, ya que algunas semillas tienen un mal embrión o están adormitadas. INB (2017) menciona en su estudio que La germinación

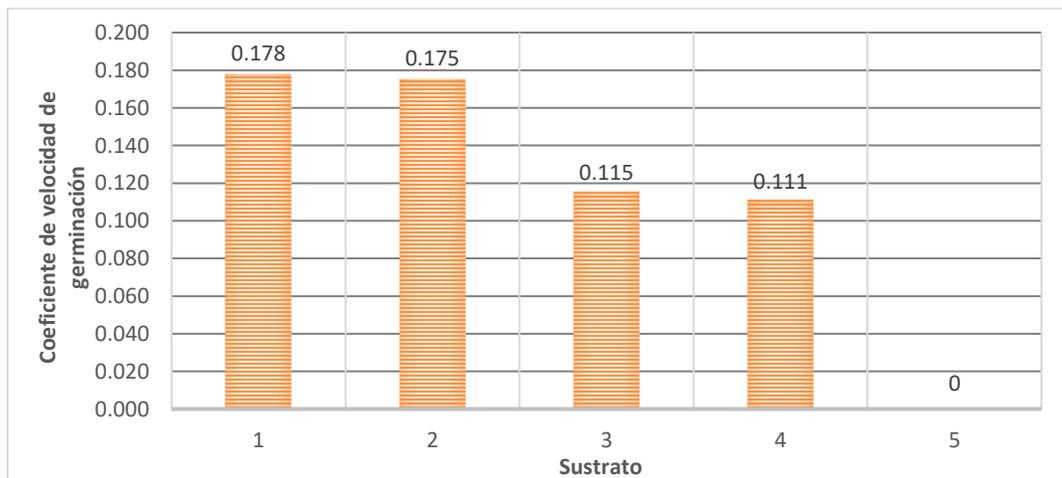
con semilla fresca de cedro es normalmente del 70%. Un ensayo determinó que tanto el porcentaje de germinación como el valor germinativo de semillas de cedro tienden a aumentar con una combinación de temperatura de 24°C, exposición a la luz por 24 horas y sustrato de aserrín. Las semillas almacenadas en bolsas de polietileno a 5 °C de temperatura y 7% de contenido de humedad (CH), mantienen un porcentaje de germinación de 50 a 60% (INB, 2017).

Por otro lado, Martiñon A (2014) menciona que los sustratos 100% composta y 50% composta + 50% tierra de monte, presentaron mayor porcentaje de germinación y menos días a emergencia. Según Mendoza *et al.*, (2012) observó que la germinación de semillas de caléndula y pensamiento en dos vermicompostas diferentes V1 y V2 alcanzaron valores del 90%. Por otro lado, la germinación fue baja en el compost puro (185 y 36%).

Coefficiente de velocidad de germinación de semillas

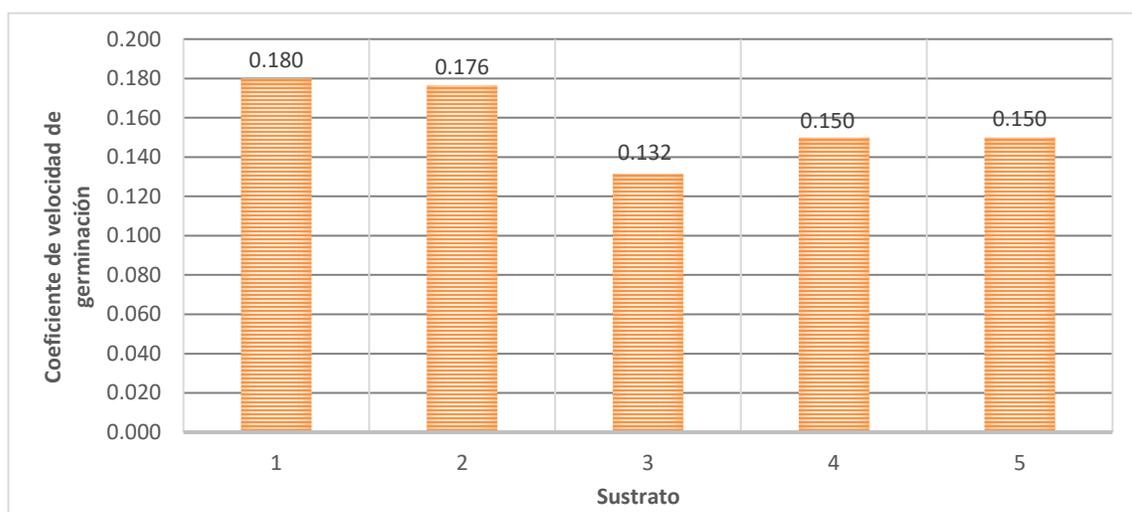
La velocidad de emergencia es de suma importancia, dado que define el tiempo de establecimiento en campo de las plántulas provenientes de semilleros o viveros. El CVG es un indicador que permite definir si la germinación de una semilla es lenta o rápida. El CVG varía de 0 a 1, valores que corresponden a la no germinación, si este valor es más cercano a 1 su germinación es más rápida (Sobrevilla-Solis et al. 2013).

Figura 35. Gráfica de barra de coeficientes de germinación de *Cedrela odorata* en los sustratos



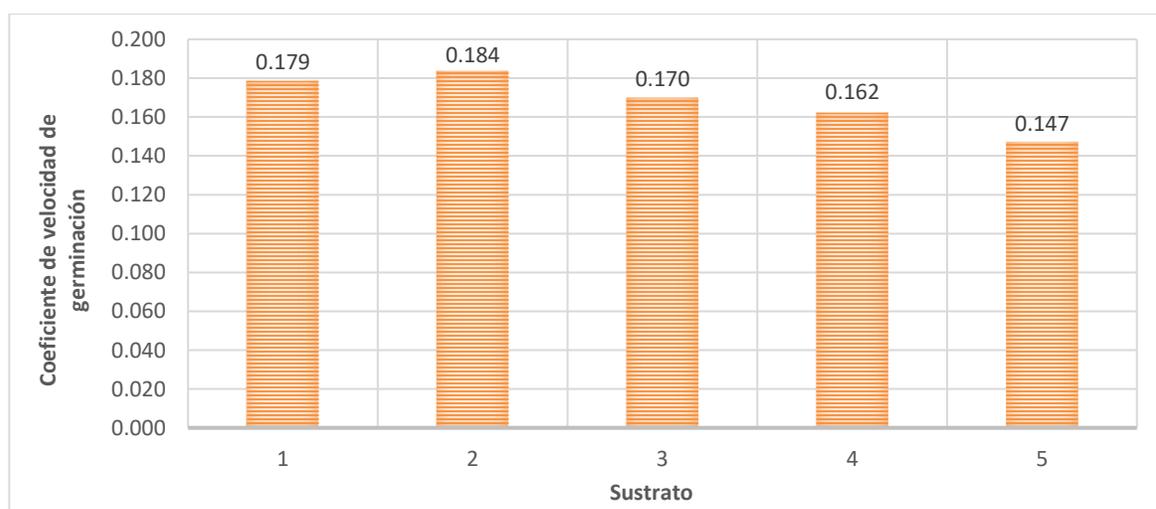
Fuente: Propia

Figura 36. Gráfica de barra de coeficientes de germinación de *Pachypodium lamerei* en los sustratos



Fuente: Propia

Figura 37. Gráfica de barra de coeficientes de germinación de *Zea Mays* en los sustratos



Fuente: Propia

Como se observa en las figuras 35, 36 y 37 los coeficientes de velocidad de germinación favorecieron en gran manera al sustrato 1 y 2 con valores muy cercanos, los cuales reflejan una germinación rápida y estable sin variaciones o espacios entre días de germinación. Según Parraguirre (1983) en la utilización de un sustrato de tierra negra y tierra roja en proporción de 1:1 la germinación de cedro ocurrió a partir del día 11 y su germinación total terminó hasta el día 30.

Por otro lado, los estudios de Martínez J. (2010) en el que se utilizó un sustrato de peat-moss para la germinación de híbridos de maíz, obtuvieron índices de germinación de 7.4 en 25 semillas, estos índices estuvieron consistentemente asociados a buenos niveles de porcentaje de germinación o emergencia, peso seco y longitud de parte aérea de la plántula.

Análisis ANOVA para germinación de plantas

Los datos se capturaron en una hoja de Excel, para realizar el análisis de varianza ANOVA desde Excel. de igual forma se realizaron gráficas para poder notar con mayor facilidad los cambios que tuvieron las plantas a lo largo del estudio y para determinar con mayor facilidad cual fue el sustrato en el que se obtuvieron cambios más sobresalientes.

En la tabla 3 podemos ver las variables que fueron analizadas con el método de varianza anova, siendo los sustratos las variables independientes.

Tabla 3.- Variables de sustratos y germinación

SEMILLAS	SUSTRATOS				
	1	2	3	4	5
CEDRO	8	8	3	1	0
PALMA	9	9	5	3	3
MAIZ	10	9	9	6	5

Fuente: propia

En la tabla 4 se desarrollaron las fórmulas para empezar a obtener los datos de sumas, medias, sumas de cuadrados etc. para obtener un error.

Tabla 4.- Desarrollo de datos para análisis de varianza

Variables	SUSTRATOS				
	1	2	3	4	5
suma	27	26	17	10	8
media	9	8.66666667	5.66666667	3.33333333	2.66666667
sum. Total	88				
ni	3	3	3	3	3

N		15		k = 5	
SC trat	103.066667				
SC total	149.733333				
SC error	46.6666667				

*Suma: Suma de columnas

*Media: Promedio de la suma entre el número de variables

*Sum: Total: Suma de todos los datos de la tabla de variables

*ni: Cantidad de elementos de cada grupo de variables

*N: Total de elementos de todas las muestras

*K: Es igual al número de grupos en comparación

*SC trat: Suma de cuadrados del tratamiento

*SC total: Suma de cuadrados del total

*SC error: Suma de cuadrados del error

Fuente: propia

Como desarrollo de los datos finales del análisis ANOVA pudimos obtener los siguientes datos (Tabla 3). El valor crítico es el límite entre el rango de aceptación y el rango de rechazo, F estaría de lado derecho del valor crítico ya que es mayor, esto quiere decir que existe diferencia entre la cantidad de germinación de las plantas conforme el cambio de sustratos. Sin embargo, no se sabe cuales son las medias o los números de germinación promedio estadísticamente diferentes.

Tabla 5.- Tabla ANOVA

TABLA ANOVA				
fuelle de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	F
entre las muestras	103.066667	4	25.7666667	5.52142857
dentro de las muestras	46.6666667	10	4.66666667	
total	149.733333	14		
(Vc) $F_{\alpha, k-1, N-k} =$	3.47804969			
p-valor=	0.01306135			

*F: Cociente de dos varianzas de cuadrado medio

*Vc: Valor crítico de F teórica

*p-valor: probabilidad de valor semejante en mismas condiciones

Fuente: propia

En la tabla 5 se puede observar el desarrollo de datos anova por fuente de variación entre las muestras y dentro de las muestras, obteniendo F . Se obtuvo también el valor crítico de F teórica el cual se utilizará más adelante con método de tukey junto con el p-valor el cual la teoría nos indica que entre menor sea este habrá mayor confiabilidad en el estudio de varianzas. Se puede concluir entonces que al ser mayor F que Vc que es el valor crítico de F teórica se debe rechazar la hipótesis nula ya que existe diferencias en los porcentajes de germinación. Se sabe que existen diferencias pero no se sabe que medias o cuáles son los porcentajes de germinación promedios que son estadísticamente diferentes. Según López B. (2018) los datos de F encontrados en la germinación de plantas de *Pinus ayacahuite var. veitchii* en sustratos de tierra de monte, compost y vermicompost fueron de 5.08 con una $p= 0.009$ siendo similar a los datos obtenidos en este estudio lo que significa que se encontraron diferencias significativas en las varianzas.

Método de tukey

Ya que no se tenían los promedios estadísticos diferentes de germinación se realizó el método tukey, este sirve para crear intervalos de confianza para todas las diferencias en parejas entre las medias de los niveles de los factores mientras controla la tasa de error por familia en un nivel especificado (Larson. 2008).

Tabla 6.- desarrollo de datos

Variable	Resultado
k=	5
N-k=	10
CME=	4.66666667
ni=	5
$q_{\alpha}(k, N-k)=$	4.65
$T_{\alpha}=$	4.49232679

En la tabla 6 se desarrollaron los datos principales para el método Tukey, estos datos fueron obtenidos del método anova para obtener T_{α} .

*K: Número de sustratos

*N-k: Número total de elementos menos k

*CME: Cuadrado medio del error

*ni: Cantidad de elementos por grupo

* q_{α} : Dato de tabla de cuantiles de distribución de Tukey

Fuente:propia

Para la obtención de $q\alpha$ se recurrió al anexo 1 en donde se establecen los cuantiles de distribución de Tukey, para ubicar este dato se tomaron k como columnas y N-k como filas, siendo el valor 4.65.

Tabla 7.- Decisiones

Diferencia poblacional	Diferencia muestral	Desición
$\mu A - \mu B$	0.33333333	No significativa
$\mu A - \mu C$	3.33333333	No significativa
$\mu A - \mu D$	5.66666667	Significativa
$\mu A - \mu E$	6.33333333	Significativa
$\mu B - \mu C$	3	No significativa
$\mu B - \mu D$	5.33333333	Significativa
$\mu B - \mu E$	6	Significativa
$\mu C - \mu D$	2.33333333	No significativa
$\mu C - \mu E$	3	No significativa
$\mu D - \mu E$	0.66666667	No significativa

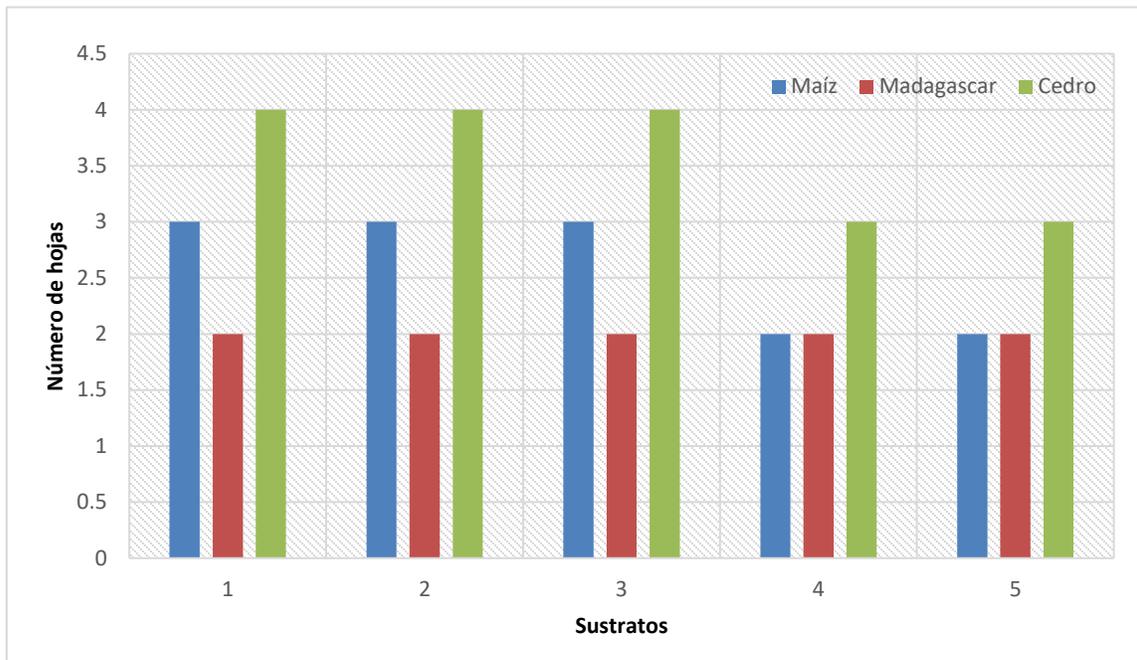
Fuente: propia

En la tabla 7 se realizaron los promedios de los sustratos utilizando el valor absoluto de esto, en este caso la muestra es significativa cuando esta es mayor al valor de $T\alpha$ y no significativa cuando no rebasa estos valores. Por lo tanto, los métodos que son diferentes según el método de Tukey son los A-D, A-E y B-D. Según Torres J. (2018) al utilizar diferentes sustratos de arena, pollinaza, cascarilla de arroz y tierra de hormiga para germinar *Cedrela odorata* consiguió germinaciones máximas de 64% y mínimas de 25% que al realizar su análisis de varianza y el método de Tukey encontró que son significativas para cambios de germinación. Aunque no existen muchos estudios de germinación de *Cedrela odorata* y *Pachypodium lamerei* en sustratos de vermicompost se obtuvieron porcentajes mayores de 80% y 90%.

Número de hojas por plantas

Respecto al número de hojas, no existió diferencias significativas como se observa en la figura 38 ya que el tiempo para ver verdaderos cambios en follaje según (Bidwell, 2004) es después de 6 meses o un año.

Figura 38. Gráfica de número de hojas por sustratos



Fuente: propia

En la tabla 8 se presentan los resultados para sacar los promedios de cada variable y poder obtener las diferencias estadísticas entre el número hojas

Tabla 8.- Datos base para obtención de promedios

Variable	Resultado
k=	5
N-k=	10
CME=	0.73333333
ni=	5
$q_{\alpha}(k, N-k)$ =	4.65
T_{α} =	1.78081442

Fuente: propia

En la tabla 9 se puede observar las decisiones en cambios de variación de hojas utilizando el método Tukey, en este caso ninguna fue significativa.

Tabla 9.- Resultados de variación de hojas por método de Tukey

Diferencia poblacional	Diferencia muestral	Decisión
$\mu A - \mu B$	0	No significativa
$\mu A - \mu C$	0	No significativa
$\mu A - \mu D$	0.66666667	No significativa
$\mu A - \mu E$	0.66666667	No significativa
$\mu B - \mu C$	0	No significativa
$\mu B - \mu D$	0.66666667	No significativa
$\mu B - \mu E$	0.66666667	No significativa
$\mu C - \mu D$	0.66666667	No significativa
$\mu C - \mu E$	0.66666667	No significativa
$\mu D - \mu E$	0	No significativa

Fuente: propia

El humus orgánico está formado en su mayoría por materia orgánica descompuesta por microorganismos, la cual le aporta a dicho sustrato un alto contenido de carbono orgánico que contribuye a que las partículas minerales individuales del suelo formen agregados estables optimizando así su estructura y brindándole características importantes tales como; una buena porosidad, mejorando la aireación, la penetración y retención del agua, la disminución de presentar un cambio brusco de pH en el suelo y el incremento de partículas que tienen la alta capacidad de retener e intercambiar cationes nutritivos que son aprovechables por las plantas, dichas características satisfacen los requerimientos de las plántulas para realizar las funciones metabólicas, contribuyendo con ello a mantener las hojas (Restrepo, 1996).

Crecimiento y desarrollo de raíces

Según (Zoolezi, 2017) la formación de raíces es la variable que limita la producción de acodos y plantas en una germinación de casi cualquier tipo de plantas; la cantidad, tipo, y forma de las raíces son comparables con la calidad del producto y sobrevivencia de la planta. Los resultados obtenidos en la formación de raíces en la germinación fueron después de 1 mes de riego y cuidado como se observa en la figura 39.

Figura 39. Crecimiento de raíces en plántulas



Fuente: propia

En la medida en que se facilite el incremento de la longitud radicular o su extensión por unidad de volumen de suelo, es lógico pensar que la capacidad de absorción radicular se incrementará, reduciendo, a su vez, el riesgo de estrés hídrico o de carencia de nutrientes; La absorción de agua no viene determinada únicamente por el valor absoluto de la longitud radicular en el suelo, sino cómo se distribuyen las raíces, es decir, la fracción que esa longitud radicular a distintas profundidades representa respecto a la longitud total, por lo que la profundidad de enraizamiento y la distribución radicular condicionan el potencial de utilización del agua en el suelo (Gardner,1991).

Las plantas que presentaron un sistema radicular más largo y mejor distribuido fueron las del sustrato 1 (100% compost) y 2 (70% compost y 30% tierra) como se puede ver en la figura 40.

Figura 40. Desarrollo radicular en sustrato 1 y 2



Fuente: propia

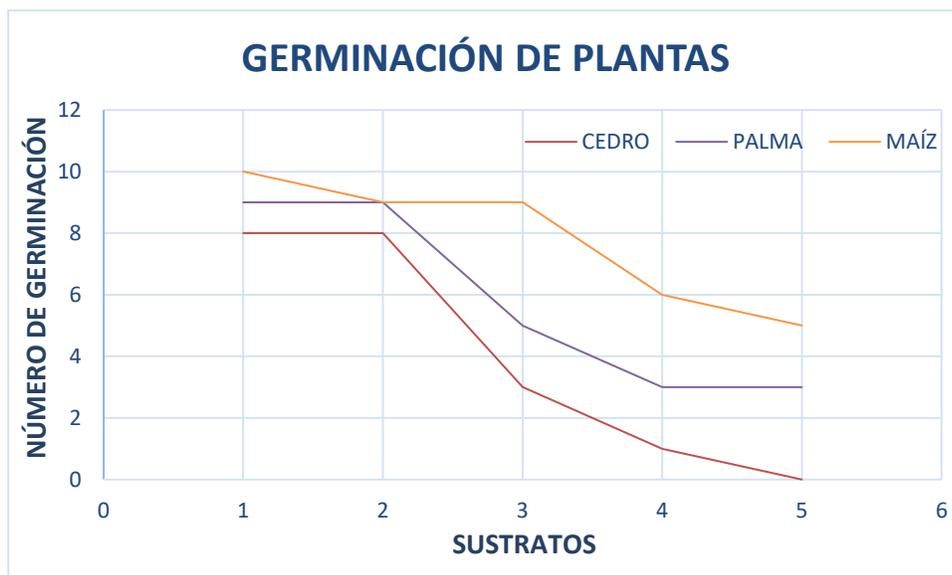
Como podemos observar se tiene un desarrollo más largo de raíces y con más vellosidades en el sustrato 1, pero sus raíces son más delgadas, el tamaño de su raíz principal fue de 8cm y contaba con 5 raíces principales. Por otro lado, en el sustrato dos la raíz principal alcanzó una longitud de 6cm y presentó 5 raíces principales, pero con las diferencias de que estas fueron casi el doble de gruesas que las del sustrato 1.

Según las plantas que se han enraizado no producen raíces nuevas fácilmente y, a menudo, se quedan atrofiadas si estas son demasiado largas y pueden llegar a sufrir daños si son muy delgadas. El shock del trasplante también puede hacer que las plantas se atrofien y permanezcan pequeñas durante la temporada de crecimiento (Zoolezi, 2017).

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

De acuerdo con los resultados obtenidos, El mejor sustrato que se puede utilizar en la germinación de plantas ya sean maderables, ornamentales y hortalizas es el sustrato número dos, es decir el sustrato que contó con 70% de vermicompost y 30% de tierra de monte ya que fue el segundo mayor de plantas germinadas como se puede ver en la figura 41, a pesar de que no obtuvo el porcentaje más alto de germinación hubo un mejor desarrollo de raíces, según (Zoolezi. 2017) se quedan atrofiadas si estas son demasiado largas y pueden llegar a sufrir daños si son muy delgadas. También tuvo mejor crecimiento de hojas al tener una mejor coloración lo que indica que no existen deficiencias nutricionales en la planta.

Figura 41. Variación de número de germinación por tipo de sustrato



Fuente: propia

Por otro lado, el peor sustrato fue el sustrato número 5, este fue el que estuvo hecho de 100% tierra de monte, se llegó a esta conclusión ya que en este se obtuvo el menor porcentaje de germinación y un mal desarrollo radicular.

Este estudio se hizo con la finalidad de tener un mayor rendimiento en planes de reforestación para la etapa de germinación ya que actualmente estos planes llevados a cabo por la Secretaría de Medio Ambiente e Historia Natural (SEMAHN) presentan una germinación entre el 50% y 60% de

germinación y con el estudio actual se puede aumentar entre un 80 y 90% la cantidad de plantas germinadas para el aumento y optimización de los planes de reforestación.

Este estudio es solo la parte de germinación y desarrollo de un mes de la planta, la cual mostró muy buenos resultados con el sustrato 2 utilizado, pero se recomienda realizar un estudio después de pasar la planta a suelo definitivo para obtener el porcentaje de pegue de plantas y su rendimiento.

Después de su siembra en suelo definitivo se pueden esperar buenos resultados ya que este sustrato tiene un alto contenido en materia orgánica, microorganismos y minerales lo cual ayuda a un buen crecimiento general de la planta, retiene mucha agua para épocas de estiaje y la planta puede aprovechar en su crecimiento estos minerales.

Se sugiere realizar estudios de costos para determinar cuál de los sustratos incluyendo los comerciales podría ser más convenientes desde el punto de vista económico para la producción de plántulas, sin embargo, la mayoría de sustratos ronda los 8 dólares siendo esto un gasto, que al contrario del vermicompost que no requiere gastos económicos.

Por último, se recomienda realizar estudios similares con otras variedades de plantas ya sean maderables, ornamentales u hortalizas para validar los resultados obtenidos y ver si existen resultados negativos en algunas especies.

ANEXOS

ANEXO 1. Fórmula para análisis ANOVA 1

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	F
Entre las muestras	$SC_{Trat} = \sum_{i=1}^k n_i (\bar{x}_i - \bar{x}_{..})^2$	$k - 1$	$CM_{Trat} = \frac{SC_{Trat}}{k - 1}$	$F = \frac{CM_{Trat}}{CM_{Error}}$
Dentro de las muestras	$SC_{Error} = \sum_{i=1}^k \sum_{j=1}^{n_i} (x_{ij} - \bar{x}_i)^2$	$N - k$	$CM_{Error} = \frac{SC_{Error}}{N - k}$	
Total	$SC_{Total} = \sum_{i=1}^k \sum_{j=1}^{n_i} (x_{ij} - \bar{x}_{..})^2$	$N - 1$		

Fuente: (Larson. 2008)

ANEXO 2. Fórmula para análisis ANOVA 2

$$SC_{Trat} = \sum_{i=1}^k \frac{1}{n_i} x_i^2 - \frac{x_{..}^2}{N}$$

$$SC_{Error} = SC_T - SC_{Trat}$$

$$SC_T = \sum_{i=1}^k \sum_{j=1}^{n_i} x_{ij}^2 - \frac{x_{..}^2}{N}$$

Fuente: (Larson 2008)

ANEXO 3. Fórmula de promedios

$$T_\alpha = q_\alpha (k, N - k) \sqrt{CM_E / n_i}$$

Fuente: (Larson 2008)

ANEXO 4. Cuantiles de distribución de Turkey

TABLA 8: Cuantiles de la distribución de Tukey $q(n, m)$

$\alpha = 0.05$	n													
m	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
2	6.08	8.33	9.80	10.88	11.73	12.43	13.03	13.54	13.99	14.40	14.76	15.09	15.39	15.67
3	4.50	5.91	6.82	7.50	8.04	8.48	8.85	9.18	9.46	9.72	9.95	10.15	10.35	10.52
4	3.93	5.04	5.76	6.29	6.71	7.05	7.35	7.60	7.83	8.03	8.21	8.37	8.52	8.66
5	3.64	4.60	5.22	5.67	6.03	6.33	6.58	6.80	6.99	7.17	7.32	7.47	7.60	7.72
6	3.46	4.34	4.90	5.30	5.63	5.90	6.12	6.32	6.49	6.65	6.79	6.92	7.03	7.14
7	3.34	4.16	4.68	5.06	5.36	5.61	5.82	6.00	6.16	6.30	6.43	6.55	6.66	6.76
8	3.26	4.04	4.53	4.89	5.17	5.40	5.60	5.77	5.92	6.05	6.18	6.29	6.39	6.48
9	3.20	3.95	4.41	4.76	5.02	5.24	5.43	5.59	5.74	5.87	5.98	6.09	6.19	6.28
10	3.15	3.88	4.33	4.65	4.91	5.12	5.30	5.46	5.60	5.72	5.83	5.93	6.03	6.11
11	3.11	3.82	4.26	4.57	4.82	5.03	5.20	5.35	5.49	5.61	5.71	5.81	5.90	5.98
12	3.08	3.77	4.20	4.51	4.75	4.95	5.12	5.27	5.39	5.51	5.61	5.71	5.80	5.88
13	3.06	3.73	4.15	4.45	4.69	4.88	5.05	5.19	5.32	5.43	5.53	5.63	5.71	5.79
14	3.03	3.70	4.11	4.41	4.64	4.83	4.99	5.13	5.25	5.36	5.46	5.55	5.64	5.71
15	3.01	3.67	4.08	4.37	4.59	4.78	4.94	5.08	5.20	5.31	5.40	5.49	5.57	5.65
16	3.00	3.65	4.05	4.33	4.56	4.74	4.90	5.03	5.15	5.26	5.35	5.44	5.52	5.59
17	2.98	3.63	4.02	4.30	4.52	4.70	4.86	4.99	5.11	5.21	5.31	5.39	5.47	5.54
18	2.97	3.61	4.00	4.28	4.49	4.67	4.82	4.96	5.07	5.17	5.27	5.35	5.43	5.50
19	2.96	3.59	3.98	4.25	4.47	4.65	4.79	4.92	5.04	5.14	5.23	5.31	5.39	5.46
20	2.95	3.58	3.96	4.23	4.45	4.62	4.77	4.90	5.01	5.11	5.20	5.28	5.36	5.43
21	2.94	3.56	3.94	4.21	4.42	4.60	4.74	4.87	4.98	5.08	5.17	5.25	5.33	5.40
22	2.93	3.55	3.93	4.20	4.41	4.58	4.72	4.85	4.96	5.06	5.14	5.23	5.30	5.37
23	2.93	3.54	3.91	4.18	4.39	4.56	4.70	4.83	4.94	5.03	5.12	5.20	5.27	5.34
24	2.92	3.53	3.90	4.17	4.37	4.54	4.68	4.81	4.92	5.01	5.10	5.18	5.25	5.32
25	2.91	3.52	3.89	4.15	4.36	4.53	4.67	4.79	4.90	4.99	5.08	5.16	5.23	5.30
26	2.91	3.51	3.88	4.14	4.35	4.51	4.65	4.77	4.88	4.98	5.06	5.14	5.21	5.28
27	2.90	3.51	3.87	4.13	4.33	4.50	4.64	4.76	4.86	4.96	5.04	5.12	5.19	5.26
28	2.90	3.50	3.86	4.12	4.32	4.49	4.62	4.74	4.85	4.94	5.03	5.11	5.18	5.24
29	2.89	3.49	3.85	4.11	4.31	4.47	4.61	4.73	4.84	4.93	5.01	5.09	5.16	5.23
30	2.89	3.49	3.85	4.10	4.30	4.46	4.60	4.72	4.82	4.92	5.00	5.08	5.15	5.21
31	2.88	3.48	3.84	4.09	4.29	4.45	4.59	4.71	4.81	4.90	4.99	5.06	5.13	5.20
32	2.88	3.48	3.83	4.09	4.28	4.45	4.58	4.70	4.80	4.89	4.98	5.05	5.12	5.18
33	2.88	3.47	3.83	4.08	4.28	4.44	4.57	4.69	4.79	4.88	4.97	5.04	5.11	5.17
34	2.87	3.47	3.82	4.07	4.27	4.43	4.56	4.68	4.78	4.87	4.96	5.03	5.10	5.16
35	2.87	3.46	3.81	4.07	4.26	4.42	4.56	4.67	4.77	4.86	4.95	5.02	5.09	5.15
36	2.87	3.46	3.81	4.06	4.25	4.41	4.55	4.66	4.76	4.85	4.94	5.01	5.08	5.14
37	2.87	3.45	3.80	4.05	4.25	4.41	4.54	4.66	4.76	4.85	4.93	5.00	5.07	5.13
38	2.86	3.45	3.80	4.05	4.24	4.40	4.53	4.65	4.75	4.84	4.92	4.99	5.06	5.12
39	2.86	3.45	3.79	4.04	4.24	4.39	4.53	4.64	4.74	4.83	4.91	4.98	5.05	5.11
40	2.86	3.44	3.79	4.04	4.23	4.39	4.52	4.63	4.73	4.82	4.90	4.98	5.04	5.11
41	2.86	3.44	3.79	4.03	4.23	4.38	4.51	4.63	4.73	4.82	4.90	4.97	5.04	5.10
42	2.85	3.44	3.78	4.03	4.22	4.38	4.51	4.62	4.72	4.81	4.89	4.96	5.03	5.09
43	2.85	3.43	3.78	4.03	4.22	4.37	4.50	4.62	4.72	4.80	4.88	4.96	5.02	5.08
44	2.85	3.43	3.78	4.02	4.21	4.37	4.50	4.61	4.71	4.80	4.88	4.95	5.02	5.08
45	2.85	3.43	3.77	4.02	4.21	4.36	4.49	4.61	4.70	4.79	4.87	4.94	5.01	5.07
46	2.85	3.42	3.77	4.01	4.20	4.36	4.49	4.60	4.70	4.79	4.87	4.94	5.00	5.06
47	2.85	3.42	3.77	4.01	4.20	4.36	4.48	4.60	4.69	4.78	4.86	4.93	5.00	5.06
48	2.84	3.42	3.76	4.01	4.20	4.35	4.48	4.59	4.69	4.78	4.86	4.93	4.99	5.05
49	2.84	3.42	3.76	4.00	4.19	4.35	4.48	4.59	4.69	4.77	4.85	4.92	4.99	5.05
50	2.84	3.42	3.76	4.00	4.19	4.34	4.47	4.58	4.68	4.77	4.85	4.92	4.98	5.04

Fuente: (Larson 2008)

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. **Arroyave, S. & Restrepo, F.** (2009). *ANÁLISIS DE LA CONTAMINACIÓN DEL SUELO: REVISIÓN DE LA NORMATIVA Y POSIBILIDADES DE REGULACIÓN ECONÓMICA*. Semestre Económico - Universidad de Medellín. Colombia
2. **Bellapart, C.** (1996). *Nueva Agricultura Biológica en Equilibrio con la Agricultura Química*. Ediciones Mundi –Prensa, Barcelona, España. 298p
3. **Besnier, F.** (1989). *Semillas. Biología y Tecnología*. Ed. Mundi-Prensa. España, Madrid. 637 p.
4. **Binkley, C.** (2000). “*Forestry in the Next Millennium: Challenges and Opportunities for the USDA Forest Service,*” forthcoming in *A Vision for the Forest Service. Resources for the Future*. Washington, D.C. 54 p.
5. **Bollo, E.** (1999). *Lombricultura, una Alternativa de Reciclaje*. Ediciones Mundi – Prensa, Barcelona, España. 150p.
6. **Caballero, A.** (2014). *Metodología integral innovadora para planes y tesis*. México, D.F.: Cengage Learning.

7. **Cambridge** (1996). *El suelo, los abonos y la fertilización de los cultivos*. Ediciones Mundi-Prensa. p. 401. Bilbao, España.
8. **Cayuela, L.** (2006). *Deforestación y fragmentación de bosques tropicales montanos en los Altos de Chiapas, México*. Efectos sobre la diversidad de árboles Ecosistemas.
9. **Comité Estatal de Información Estadística y Geográfica.** (2018). *El cambio del uso del suelo en Chiapas*. Gobierno del estado de Chiapas. Tuxtla Gutierrez, Chiapas, México.
https://www.ceieg.chiapas.gob.mx/productos/files/SPAF/El_Cambio_del_Uso_del_Suelo_en_Chiapas.pdf
10. **Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres.** (2001). – *Rapport annuel Année 2001, CITES- Organe de Gestion CITES de Madagascar, Antananarivo*.
11. **Cspedes & Martinez, J.** (1991). *Horticultura y Materia Orgánica*. Horticultura 66: 42-50.
12. **De la maza, J. Carabias, J. & Cadena, R.** (2015). *Conservación y desarrollo sustentable en la Selva Lacandona. 25 años de actividades y experiencias*. Offset Rebován, S.A. de C.V. México, Natura y Ecosistemas Mexicanos. ISBN 978-607-97102-0-0
13. **Donahue L. & Shickluna, J.** (1987). *Introducción a los suelos y al crecimiento de las plantas*. Editorial Prentice Hispanoamericana. México. 624 p.

14. **Elizarrarás, S. et al.** (2009). *La aplicación de ácidos húmicos sobre características productivas de Clitoria ternatea L. en la región Centro-Occidente de México.*
15. **FAO,** (1993). *Montes: estadísticas ahora para mañana.* Roma, Italia 52 p.
16. **FAO,** (2002). *Los fertilizantes y su uso.* FAO, Roma, 1965. Cuarta edición, revisada, FAO e IFA. Roma, 2002
17. **Ferruzi, C.** (1994). *Manual de lombricultura.* Ediciones Mundí Prensa. Madrid, España.
18. **Gaia.** (2013). *Visión REDD+ Estado de Chiapas. Construcción de una visión colectiva para la implementación de la estrategia REDD+ en el estado de Chiapas: Causas de deforestación y degradación de los bosques, puntos para la acción.* Informe final preparado para el Gobierno del Estado.
19. **Guerrero, G.** (2000). *El suelo, los abonos y la fertilización de los cultivos.* Editorial Mundi-Prensa. España. Pp. 32-40.
20. **Guevera, S. et al.,** (2004). *La deforestación.* Los Tuxtlas. El Paisaje de la Sierra. Instituto de Ecología A. C. and European Union, Xalapa, México.
21. **Graetz, H.** (1992). *Suelos y Fertilización* (2 ed.). México: Trillas: SEP
22. **Instituto Nacional de Bosques.** (2017). *Cedro Cedrela odorata;* paquete tecnológico forestal. Guatemala, INAB.

23. **Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias.** 23 de febrero de 2023.
24. **Jalota, et al.,** (2000). *Under-storey vegetation of Forest Plantations in N-W India – An Ecological Economic Assessment.* Journal of Tropical Medicinal Plants, 115-124 p.
25. **KATO, T. MAPES, L. MERA, J. SERRATOS, R.** (2009). *Origen y diversificación del maíz: una revisión analítica.* Universidad Nacional Autónoma de México, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. 116 pp. México, D.F.
26. **Kellison, R. C.** (1999). *Forestry trends in the new millenium.* In: Proceedings 26th Annual Tree Improvement Conference, Athens, Georgia, USA, 5pp.
27. **Landeau, R.** (2007). *Elaboración de trabajos de investigación.* Caracas: Editorial Alfa.
28. **Landis, T.** (1990). *Containers: Types and Functions.* The Container Tree Nursery Manual. 2. Agric. Handbook. (pp. 1- 40). Washington, DC: USDA, Forest Service.
29. **López, B. Gálvez, P. Calleja, B. Méndez, J. & Rios, J.** (2018). *Sustratos orgánicos en la germinación y crecimiento de Pinus ayacahuite var. veitchii.* (Roetzl) Shaw en vivero. *Revista Mexicana De Ciencias Forestales*, 9(49). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v9i49.156>
30. **Martínez, J. Virgen, J. Peña, M. & Santiago, A.** (2010). *Índice de velocidad de emergencia en líneas de maíz.* *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 1(3), 289-304. Recuperado en 24 de agosto de 2023, de

http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342010000300002&lng=es&tlng=es.

31. **Martiñón, A. & Aragón, A.** (2014). *Evaluación de sustratos y genotipos en la germinación de *Jatropha* con potencial comestible (*Jatropha* spp.)*. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 5(7), 1179-1192. Recuperado en 24 de agosto de 2023, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342014000700004&lng=es&tlng=es.

32. **Mendenhall, W. et. Al.** (2010). *Introducción a la probabilidad y estadística*. Tercera edición. CENGAGE learning. Universidad de la Salle. Morelia, México.

33. **Mendoza D. et al.,** (2012). *Uso de vermicomposts y compost de residuos agrícolas como sustratos para la producción de planta ornamental*. Departamento de producción vegetal. Instituto Agroforestal Mediterráneo, Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España.

34. **Mikolic, C. Ruffinelli, S.** (2018). *MANUAL DE VERMICOMPOSTAJE CÓMO RECICLAR NUESTROS RESIDUOS ORGÁNICOS*. Departamento de Desarrollo Ambiental de la Intendencia de Montevideo. Montevideo, Paraguay. <https://montevideo.gub.uy/sites/default/files/biblioteca/imvermicompostajeinterior.pdf>

35. **Muñoz, R. M.** (2006). *Informe de Evaluación Nacional*. Subprograma de Investigación y Transferencia de Tecnología. Alianza para el Campo, 2005. FAO-SAGARPA.

36. **McCarthy.** (2001). *The principles of humic substances*. *Soil science*, 166, 738-731 pag

37. **Neill, D. y Cortez, L.** (2018). *Procesos y Fundamentos de la Investigación Científica*. Editorial UTMACH. UNIVERSIDAD TÉCNICA DE MACHALA. Machala, Ecuador.
38. **Organización Mundial de la Salud Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.** (2014). *Código Internacional de Conducta para la Gestión de Plaguicidas*. Roma, Italia. ISBN 978-92-5-308548-4 (edición impresa)
39. **PACCCH.** (2012). Programa de Acción Ante el Cambio Climático del Estado de Chiapas. 2012. Fecha de consulta: 02 de Junio del 2015. Disponible en: <http://www.cambioclimaticochiapas.org/portal/descargas/paccch/paccch.pdf>
40. **Parraguirre, C. & Camacho, F.** (1983). *Velocidad de germinación de veintiún especies forestales tropicales*. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Campo experimental forestal. San Felipe, Bacalar, Quintana Roo, México.
41. **Restrepo, J.** (1996). *Abonos orgánicos fermentados*. Experiencias de Agricultores de Centroamérica y Brasil.
42. **Reuter A. Mosing P.** (2010). *Comercio y aprovechamiento de especies silvestres en México: observaciones sobre la gestión, tendencias y retos relacionados*. Junio. Documento informativo para uso de las autoridades mexicanas y británicas.

43. **Riechers, P.** (2004). *Análisis mastofaunístico de la Zona Sujeta a Conservación Ecológica Laguna Bélgica, Chiapas, México Anales del Instituto de Biología. Serie Zoología*, vol. 75, núm. 2, julio-diciembre, pp. 363-382 Universidad Nacional Autónoma de México Distrito Federal, México.
44. **Romero, R. Zúnica, L.** (1987). "Un modelo para el estudio de efectos sobre la dispersión en ausencia de replicaciones". *Revista ESTADISTICA ESPAÑOLA*. INE. Sept.-Dic.
45. **Rostrán, J.** (2006). *Manual para la producción de abonos orgánicos: Lombriabono*. UNANLeón.
46. **Sarukhán, J. Carabias, P. & Koleff, T.** (2012). *Capital natural de México: Acciones estratégicas para su valoración, preservación y recuperación*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México.
47. **Sáez, P. & Narciso, J.** (1999). *Utilización de sustratos en viveros*. Terra Latinoamericana, vol. 17, núm. 3, julio-septiembre, pp. 231-235 Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. Chapingo, México.
48. **Secretaría de Medio Ambiente e Historia Natural.** (2020). *Presentación de Mapa de Resiliencia Ante el Cambio Climático (MARACC) y sus Herramientas*. <https://maracc.chiapas.gob.mx/>.
49. **Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.** (2000). *PROGRAMA DE MANEJO RESERVA DE LA BIOSFERA MONTES AZULES MÉXICO*. 1a edición: mayo de 2000. Instituto Nacional de Ecología Av. Revolución 1425, Col. Tlacopac, México, D.F

50. **Schnitzer, M.** (1978). *Humic Substances in the environment*. New York. 155 pag.
51. **Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (SNICS).** (2017). *¿Cómo se realiza un ensayo de germinación?* Gobierno de México.
<https://www.gob.mx/snics/articulos/como-se-realiza-un-ensayo-de-germinacion?idiom=es>
52. **Toledo, V. et al,** (1989). *La producción rural en México: alternativas ecológicas*. Colección Medio Ambiente. Núm. 6. México. Fundación Universo XXI. México.
53. **Toledo, V. y Ordóñez, M.** (1998). *El panorama de la biodiversidad de México: una revisión de los hábitats terrestres*. En: Ramamoorthy, T.P., R. Bye, A. Lot y J. Fa (eds) *Diversidad Biológica de México*. Instituto de Biología, UNAM. México.
54. **Torres, J. Medina, H. & Martínez, M.** (2018). *Germinación y crecimiento inicial de Cedrela odorata L. (Sapindales: Meliaceae), empleando semillas silvestres en el departamento del Chocó, Colombia*. *Rev. Biodivers. Neotrop.* ISSN 2027-8918. DOI: <http://dx.doi.org/10.18636/bioneotropical.v8i1.741>
55. **Universidad de Málaga.** (2021). *Planta de Madagascar Pachipodyum lamerei*. <https://jardinbotanico.uma.es/jb-24-09/>. Universidad de Málaga, Jardín botánico, Málaga, España.
56. **White, A. & Martin, A.** (2002). *Who owns the world need planted forest?* *Forest tenure and public forests in transition*. *Forest trends*. 30 pp.

57. **Zoolezi, M.** (2017). *Manual de producción de Cebolla*. Cap.3. Crecimiento y desarrollo radicular de diferentes cultivares de cebolla. Santiago, Chile.