

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MEXICO



FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

ZARAGOZA

**Cultivo orgánico de tres especies medicinales
nativas del Valle de México: *Asclepias curassavica*
L., *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling y
Agave tuberosa (L.) Thiede & Egli**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

PRESENTA

Beltrán Juárez Jorge Giovanni

DIRECTORA DE TESIS

Dra. María Socorro Orozco Almanza

UNIDAD DE INVESTIGACIÓN EN ECOLOGÍA VEGETAL

**INVESTIGACIÓN REALIZADA CON FINANCIAMIENTO DE LA
DGAPA MEDIANTE EL PROYECTO PAPIME PE 204823**

Ciudad de México, enero de 2024





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Dedicatoria

A Dios por no soltarme de su mano y guiar mis pasos a lo largo de mi vida permitiéndome lograr un sueño más, poniendo en mi camino a todos mis seres queridos los cuales han sido mi soporte y fortaleza durante este camino.

A mis papás Jorge Beltrán Pérez y Jacqueline Juárez Barragán por estar siempre a mi lado, por los valores que me transmitieron a lo largo de mi vida, por la paciencia que me tuvieron, por el esfuerzo que hicieron por darme educación, comida y un hogar. Porque me enseñaron a nunca rendirme ante cualquier adversidad y porque me han demostrado su amor incondicional durante toda mi vida.

A mi novia María Carolina Ayehualtencatl Monroy por ser siempre mi apoyo en este camino, mi impulso para lograr mis metas, porque me ha enseñado a ser mejor persona cada día y por demostrarme su amor a través del tiempo.

A mi hermana Brenda Odeth Beltrán Juárez por su cariño y brindarme su apoyo desinteresado, por los momentos agradables que hemos compartido.

A mis sobrinas Nataly, Alex y Sofía con el fin de mostrarles un buen ejemplo que con fe, perseverancia y disciplina se logran los sueños.

Agradecimientos

A mi alma mater la Universidad Nacional Autónoma de México y a la Facultad de Estudios Superiores por brindarme las herramientas y conocimientos necesarios para formarme profesionalmente, además de ser una segunda casa en la cual conocí buenos amigos y excelentes profesores.

A mi directora de tesis la Dra. María Socorro Orozco Almanza por permitirme ser parte del vivero Chimalxochipan y realizar mi laboratorio de 7mo y 8vo semestre, mi servicio social y mi tesis adquiriendo los conocimientos teóricos y prácticos que me compartió. Por la paciencia, guía y motivación brindada.

A mis amigos Rosalinda Ayehualtencatl y Erick López por su apoyo y motivación que fueron muy importantes para mí en esta etapa, al brindarme sus palabras de aliento en momentos difíciles y mostrarme que puedo contar con ellos en cualquier situación.

A los profesores María de Jesús Rojas y Roberto Ramos González por sus conocimientos y experiencias compartidas dentro del vivero, y hacerlo un lugar muy agradable para trabajar.

A mis sinodales el Dr. Arcadio Monroy Ata, el Dr. Gerardo Cruz Flores, el M. en C. Eduardo Chimal Sánchez y la Dra. María Magdalena Ayala Hernández por sus observaciones y conocimientos académicos de los cuales aprendí bastante y fueron inspiración para continuar.

Al profesor Faustino López Barrera por ser un excelente profesor y un admirable ser humano además de brindarme su apoyo y mantener su confianza en mí.

Índice

I Resumen.....	1
II <u>Introducción</u>	2
III Marco teórico.....	4
3.1 Las plantas medicinales en México.....	4
3.2 Códice de la Cruz – Badiano.....	5
3.3 <i>Asclepias curassavica</i> L. (Venenillo).....	5
3.3.1 Nombre común.....	5
3.3.2 Descripción botánica.....	6
3.3.3 Origen y Distribución.....	6
3.3.4 Tipo de vegetación y suelo.....	7
3.3.5 Usos.....	7
3.4 <i>Agastache mexicana</i> (Kunth) Lint & Epling (Toronjil morado).....	8
3.4.1 Nombre común.....	8
3.4.2 Descripción botánica.....	8
3.4.3 Origen y Distribución.....	8
3.4.4 Tipo de vegetación y suelo.....	9
3.4.5 Usos.....	9
3.5 <i>Agave tuberosa</i> (L.) Thiede & Egli (Nardo).....	10
3.5.1 Nombre común.....	10
3.5.2 Descripción botánica.....	10
3.5.3 Origen y Distribución.....	11
3.5.4 Tipo de vegetación y suelo.....	11
3.5.5 Usos.....	11
3.6 Propagación.....	11
3.6.1 Viabilidad.....	12
3.6.2 Tratamientos pre-germinativos.....	12

3.6.2.1 Osmoacondicionamiento.....	12
3.6.3 Germinación.....	13
3.7 Agricultura orgánica.....	13
3.7.1 Abonos orgánicos.....	14
3.7.1.1 Bocashi.....	15
IV Pregunta de investigación.....	15
V Hipótesis.....	16
VI Justificación.....	16
VII Objetivos.....	17
7.1 Objetivo general.....	17
7.2 Objetivos específicos.....	17
VIII Método.....	18
8.1 Propagación sexual de <i>Asclepias curassavica</i> L.....	18
8.1.1 Germoplasma.....	18
8.1.2 Germinación de semillas y obtención de plántulas.....	18
8.1.3 Crecimiento post emergente.....	19
8.1.3.1 Primer Trasplante.....	20
8.1.3.2 Segundo trasplante.....	20
8.1.3.3 Variables morfológicas.....	21
Altura.....	21
Cobertura.....	21
Diámetro del tallo principal.....	21
Tiempo medio de floración.....	22
Número de frutos y semillas por fruto.....	22
Biomasa peso fresco y seco.....	22
Índice de Dickson.....	22
8.1.3.4 Variables edáficas.....	23

8.1.3.4.1	Conductividad eléctrica (CE).....	23
8.1.3.5.2	pH.....	23
8.1.3.5	Variables microclimáticas.....	24
8.1.3.5.1	Temperatura.....	24
8.1.3.6	Actividades culturales durante el crecimiento de las plantas.....	24
8.1.3.6.1	Riego.....	24
8.1.3.6.2	Biofertilización.....	24
8.1.3.6.3	Plagas y control ecológico.....	24
8.2	Propagación sexual de <i>Agastache mexicana</i> (Kunth) Lint & Epling.....	25
8.2.1	Germoplasma.....	25
8.2.2	Tratamientos pre germinativos.....	25
8.2.3	Germinación y emergencia.....	25
8.2.4	Crecimiento post emergente.....	27
8.2.4.1	Variables morfológicas.....	27
	Altura.....	28
	Cobertura.....	28
	Diámetro del tallo principal.....	28
	Tiempo medio de floración.....	28
	Biomasa seca de vástago y raíz.....	28
	Índice de Dickson.....	28
8.2.4.2	Variables edáficas.....	28
8.2.4.2.1	Conductividad eléctrica.....	28
8.2.4.2.2	pH.....	29
8.2.4.3	Variables microclimáticas.....	29
8.2.4.3.1	Temperatura.....	29
8.2.4.4	Cuidados culturales.....	30
8.2.4.4.1	Riego.....	30

8.2.4.4.2 Biofertilización.....	30
8.2.4.4.3 Plagas y su control.....	30
8.3 Propagación asexual de <i>Agave tuberosa</i> (L.).....	31
8.3.1 Bulbos.....	31
8.3.2 Siembra.....	31
8.3.3 Variables morfológicas.....	31
Altura de tallo floral.....	32
Diámetro de tallo floral.....	32
Tiempo medio de floración.....	32
Duración de floración.....	32
Numero de flores.....	32
8.3.4 Variables edáficas.....	32
8.3.4.1 Conductividad eléctrica.....	32
8.3.4.2 pH.....	32
8.3.5 Variables microclimáticas.....	32
8.3.5.1 Temperatura.....	33
8.3.6 Cuidados culturales.....	33
8.3.6.1 Riego.....	33
8.3.6.2 Biofertilización.....	33
8.3.6.3 Plagas y su control.....	33
8.4 Análisis estadístico.....	34
IX Resultados.....	34
9.1. Composición nutrimental de la tierra de monte y los sustratos utilizados.....	34
9.1.1 Composición nutrimental de la tierra de monte (<i>A. curassavica</i> y <i>A. mexicana</i>).....	35
9.1.2 Composición nutrimental del sustrato tratamiento 1	

(A. <i>curassavica</i>).....	35
9.1.3 Composición nutrimental del sustrato tratamiento 1 (A. <i>mexicana</i>).....	36
9.1.4 Composición nutrimental del sustrato tratamiento 2 (A. <i>mexicana</i>).....	37
9.1.5 Composición nutrimental del sustrato testigo (A. <i>tuberosa</i>).....	38
9.1.6 Composición nutrimental del sustrato tratamiento 1 (A. <i>tuberosa</i>).....	39
9.1.7 Composición nutrimental del sustrato tratamiento 2 (A. <i>tuberosa</i>).....	39
9.2 A. <i>curassavica</i>	40
9.2.2 Propagación sexual.....	40
9.2.2.1 Porcentaje de germinación.....	40
9.2.2.2 Germinación acumulada.....	41
9.2.2.3 Tiempo medio de germinación.....	42
9.2.3 Variables morfológicas.....	43
9.2.3.1 Altura.....	43
9.2.3.2 Cobertura.....	44
9.2.3.3 Diámetro de tallo.....	44
9.2.3.4 Tiempo promedio a floración.....	45
9.2.3.5 Número promedio de inflorescencias/planta.....	46
9.2.3.6 Número promedio de frutos/planta y numero promedio de semillas/fruto.....	46
9.2.3.7 Biomasa.....	47
9.2.3.8 Índice de Dickson.....	47
9.2.3 Variables químicas.....	48
9.2.3.1 Conductividad eléctrica y pH.....	48
9.2.4. Costos de producción de plantas de venenillo.....	48
9.2.4.1 Cultivo de venenillo en tierra de monte.....	48
9.2.4.2 Cultivo de venenillo en tierra de monte/vermiculita/bocashi.....	49
9.3 <i>Agastache mexicana</i>	50
9.3.1 Propagación sexual.....	50

9.3.1.1 Germinación diaria.....	50
9.3.1.2 Germinación acumulada.....	50
9.3.1.3 Tiempo medio de germinación.....	51
9.3.1.5 Emergencia acumulada.....	52
9.3.1.6 Tiempo medio de emergencia.....	53
9.3.2 Variables morfológicas.....	53
9.3.2.1 Altura.....	53
9.3.2.2 Cobertura.....	54
9.3.2.3 Diámetro de tallo.....	55
9.3.2.4 Tiempo medio a floración.....	56
9.3.2.5 Biomasa seca de vástago y raíz.....	57
9.3.2.6 Índice de Dickson.....	58
9.3.3 Variables químicas.....	58
9.3.3.1 Conductividad eléctrica y pH.....	58
9.3.4 Costos de producción de plantas de toronjil morado.....	59
9.3.4.1 Cultivo de toronjil morado en tierra de monte.....	59
9.3.4.2 Cultivo de toronjil morado en tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10.....	59
9.3.4.3 Cultivo de toronjil morado en tierra de monte/tezontle/bocashi 60:20:20.....	60
9.4 <i>Agave tuberosa</i> (L.) Thiede & Egli.....	61
9.4.1 Variables morfológicas.....	61
9.4.1.1 Altura de la vara floral de nardo.....	61
9.4.1.2 Diámetro de vara floral.....	62
9.4.1.3 Tiempo medio del surgimiento de la vara floral.....	62
9.4.1.4 Tiempo medio de floración.....	63
9.4.1.5 Numero de flores.....	64

8.4.2 Variables químicas.....	65
8.4.2.1 Conductividad eléctrica y pH.....	65
8.4.3 Costos de producción de plantas.....	65
8.4.3.1 Cultivo de nardo en tierra de monte/turba 3:1 en peso.....	65
8.4.3.2 Cultivo de nardo en tierra de monte/vermiculita/bocashi 70:20:10.....	66
8.4.3.3 Cultivo de nardo en tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10.....	67
X Discusión.....	67
10.1 Calidad de tierra de monte y sustratos.....	67
10.1.1 Calidad de tierra de monte (testigo de <i>A. curassavica</i> y <i>A. mexicana</i>).....	67
10.1.2 Calidad de sustrato (tratamiento 1) tierra de monte/vermiculita/bocashi 70:20:10 (<i>A. curassavica</i>).....	69
10.1.3 Calidad de sustrato (tratamiento 1) tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10 (<i>A. mexicana</i>).....	69
10.1.4 Calidad de sustrato (tratamiento 2) tierra de monte/tezontle/bocashi 60:20:20 (<i>A. mexicana</i>).....	71
10.1.5 Calidad de sustrato (testigo) tierra de monte/turba 75:25 (<i>A. tuberosa</i>).....	71
10.1.6 Calidad de sustrato (tratamiento 1) tierra de monte/vermiculita/bocashi 70:20:10 (<i>A. tuberosa</i>).....	72
10.1.7 Calidad de sustrato (tratamiento 2) tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10 (<i>A. tuberosa</i>).....	73
10.2 Venenillo.....	73
10.2.1 Germinación de venenillo.....	73
10.2.2 Variables morfológicas de plantas de venenillo.....	74
10.2.2.1 Altura, cobertura y diámetro de tallo.....	74
10.2.2.2 Días a floración y número de inflorescencias.....	75
10.2.2.3 Número de frutos por planta y número de semillas por fruto.....	76
10.2.2.4 Biomasa e Índice de Dickson.....	77
10.3 Toronjil morado.....	77

10.3.1 Germinación y emergencia de toronjil.....	77
10.3.2 Altura, cobertura y diámetro de tallo en toronjil morado.....	78
10.3.3 Tiempo promedio a floración.....	79
10.3.4 Biomasa e Índice de Dickson.....	79
10.4 <i>A. tuberosa</i>	80
10.4.1 Altura y diámetro de vara floral de nardo.....	80
10.4.2 Tiempo promedio de brote de tallo floral, tiempo promedio en floración.....	80
10.4.3 Numero de flores en nardo.....	80
XI Conclusiones.....	81
11.1 <i>Asclepias curassavica</i>	81
11.2 <i>Agastache mexicana</i>	82
11.3 <i>Agave tuberosa</i>	82
XII Referencias.....	83

Índice de figuras

Figura 1. <i>Asclepias curassavica</i>	5
Figura 2. <i>Agastache mexicana</i>	8
Figura 3. <i>Agave tuberosa</i>	10
Figura 4. Semillas de <i>Asclepias curassavica</i> L. en fruto.....	18
Figura 5. Germinación en cajas Petri de semillas de venenillo.....	19
Figura 6. Plantas de <i>Asclepias curassavica</i> L. 30 días después del primer trasplante, izquierda: testigo, derecha; Tratamiento.....	20
Figura 7. Plantas de venenillo al final del segundo trasplante.....	21
Figura 8. Plantas del tratamiento uno de <i>Asclepias curassavica</i> L. cosechadas para su peso en fresco.....	22
Figura 9. Sustrato con agua destilada para realizar CE en el tratamiento testigo.....	23

Figura 10. Semillas de toronjil en imbibición de tratamientos durante 48 horas.....	25
Figura 11. Germinación de semillas de toronjil en cajas Petri.....	26
Figura 12. Emergencia de semillas de toronjil en charola de 72 cavidades.....	26
Figura 13. Medición de altura con cinta métrica en toronjil morado.....	27
Figura 14. Sustrato del tratamiento uno preparado con agua destilada para la toma de pH.....	29
Figura 15. Unidades experimentales de nardo: testigo-izquierda; T1-centro; T2-derecha.....	31
Figura 16. Germinación diaria de semillas con diferentes tratamientos pre germinativos.....	41
Figura 17. Germinación acumulada de semillas con diferentes tratamientos pre germinativos.....	42
Figura 18. Altura promedio de plantas de venenillo por tratamiento en relación al tiempo.....	43
Figura 19. Cobertura promedio de plantas de venenillo por tratamiento en relación al tiempo.....	44
Figura 20. Diámetro del tallo promedio de plantas de venenillo por tratamiento en relación al tiempo.....	45
Figura 21. Tiempo promedio en días para llegar a floración de las plantas de Venenillo.....	46
Figura 22. Índice de Dickson para el testigo y tratamiento (n=5).....	48
Figura 23. Germinación diaria de semillas de toronjil morado con diversos tratamientos pre germinativos (n=20).....	50
Figura 24. Germinación acumulada de semillas de toronjil morado con diversos tratamientos pre germinativos (n=60).....	51
Figura 25. Emergencia acumulada de semillas de toronjil morado con diversos tratamientos pre germinativos (n=108).....	52

Figura 26. Altura promedio de plantas de toronjil morado por tratamiento en relación al tiempo.....	54
Figura 27. Cobertura promedio de plantas de toronjil morado por tratamiento en relación al tiempo.....	55
Figura 28. Diámetro de tallo promedio de plantas de toronjil morado por tratamiento en relación al tiempo.....	56
Figura 29. Tiempo promedio en alcanzar la floración en plantas de toronjil morado por tratamiento.....	57
Figura 30. Tiempo promedio en alcanzar la floración en plantas de toronjil morado por tratamiento.....	58
Figura 31. Altura promedio de la vara floral en plantas de nardo por tratamiento.....	61
Figura 32. Diámetro promedio de vara floral en plantas de nardo por tratamiento.....	62
Figura 33. Tiempo promedio del surgimiento de la vara floral en plantas de nardo por tratamiento.....	63
Figura 34. Tiempo promedio en floración de plantas de nardo por tratamiento.....	64
Figura 35. Tiempo promedio en floración de plantas de nardo por tratamiento.....	65

Índice de cuadros

Cuadro 1. Composición nutrimental de la tierra de monte.....	35
Cuadro 2. Composición nutrimental de sustrato T1 en <i>A. curassavica</i>	36
Cuadro 3. Composición nutrimental de sustrato T1 en <i>A. mexicana</i>	37
Cuadro 4. Composición nutrimental de sustrato T2 en <i>A. mexicana</i>	38
Cuadro 5. Composición nutrimental de sustrato testigo en <i>A. tuberosa</i>	39
Cuadro 6. Composición nutrimental del tratamiento 1 en <i>A. tuberosa</i>	39
Cuadro 7. Composición nutrimental del tratamiento 2 en <i>A. tuberosa</i>	40
Cuadro 8. Tiempo promedio de germinación en semillas de venenillo con diversos tratamientos pre germinativos.....	42
Cuadro 9. Atributos de la biomasa en plantas de <i>A. curassavica</i>	47
Cuadro 10. Costos de producción para sustrato testigo de venenillo.....	49
Cuadro 11. Costo de producción para el tratamiento con vermiculita y bocashi.....	49
Cuadro 12. Tiempo promedio de germinación de semillas de toronjil morado tratadas con tres tratamientos pre germinativos diferentes.....	51
Cuadro 13. Tiempo promedio de emergencia en semillas de toronjil morado tratadas con tres tratamientos pre germinativos diferentes.....	53
Cuadro 14. Biomasa fresca y seca de plantas de toronjil morado en tratamientos con diferentes dosis de bocashi.....	57
Cuadro 15. Costo de producción para tierra de monte en toronjil morado.....	59
Cuadro 16. Costo de producción con tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10.....	59
Cuadro 17. Costo de producción del tratamiento en tierra de monte/tezontle/ bocashi 60:20:20.....	60
Cuadro 18. Costo de producción en tierra de monte/turba 3:1.....	66
Cuadro 19. Costo de producción en tierra de monte/vermiculita/bocashi 70:20:10.....	66
Cuadro 20. Costo de producción de nardo en tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10.....	67

I Resumen

Actualmente la herbolaria es una práctica fundamental en todo el mundo para la atención primaria de la salud humana. Se estima que aproximadamente 80% de la población usa esta alternativa medicinal al ser viable y económica para las comunidades. En México existen más de 5000 especies de plantas que se utilizan en remedios naturales, de las cuales una cantidad significativa son especies nativas del Valle de México, de estas no hay o es escasa la información sobre su cultivo y propagación, por lo que el objetivo de este trabajo fue propagar tres plantas nativas del Valle de México: venenillo (*Asclepias curassavica*), toronjil morado (*Agastache mexicana*) y nardo (*Agave tuberosa*) mediante la agricultura orgánica. El venenillo y toronjil morado se propagaron por semilla mientras que el nardo se propagó asexualmente por bulbo, el venenillo se cultivó en un sustrato de 70% tierra de monte (tm)/20% vermiculita/10% bocashi (boc), el toronjil morado se cultivó en dos sustratos a diferentes dosis de abono bocashi (70% tm/ 20% tezontle/ 10% boc y 60% tm/ 20% tezontle/ 20% bocashi), el nardo se cultivó en (70% Tm/ 20% vermiculita/ 10% boc y 70% tm/ 20% tezontle/ 10% boc). Como unidades experimentales se utilizaron bolsas negras de vivero con una capacidad de 2 kg, las cuales se colocaron al azar en una parcela dentro de un invernadero en el vivero Chimalxochipan de la FES Zaragoza (UNAM) durante los meses de junio de 2022 a marzo de 2023. Las variables que se evaluaron quincenalmente fueron: altura, cobertura, diámetro de tallo, número de frutos, número de semillas por fruto, días a floración, biomasa e índice de Dickson. Los resultados obtenidos mostraron que venenillo puede propagarse exitosamente por semilla con 100% de germinación al embeber las semillas en agua destilada o en KNO₃ [0.1%] durante 48 horas. El toronjil morado se puede propagar por semillas en almácigo sin ningún tratamiento pregerminativo, sin embargo, su porcentaje de germinación fue del 40%. El sustrato tratamiento permitió un mejor desarrollo en venenillo mejorando la altura, cobertura y diámetro de tallo de las plantas. El toronjil creció mejor en un sustrato con el tratamiento 70% tm/ 20% tezontle/ 10% boc. El nardo se propagó exitosamente por bulbos y no se presentaron diferencias estadísticas significativas entre sustratos, en relación con las variables: altura de tallo floral, diámetro de tallo floral, número de flores, tiempo promedio a floración y tiempo en floración. Las tres especies presentaron una supervivencia alta hasta alcanzar la madurez. Por lo anterior se concluye que se generaron los protocolos de propagación para las tres especies, venenillo y toronjil por propagación sexual y nardo por propagación asexual.

II. Introducción

La herbolaria (medicina tradicional) actualmente es un conocimiento fundamental para la salud humana (Escamilla y Moreno, 2015); esta se define por la OMS “como la suma total de conocimientos, habilidades y practicas basados en teorías, creencias y experiencias provenientes de diferentes culturas, que se utilizan para el para el diagnóstico, prevención y supresión de trastornos físicos, mentales y sociales” (Mejía et al, 2017; Riveros, 2018), además es importante y con frecuencia subestimada de los servicios de salud, a pesar de esto, actualmente cerca del 80% de la población cubre con las plantas medicinales las necesidades de atención primaria de salud (Akerele, 1993, Tácuna *et al.*, 2020), además las plantas medicinales son un recurso biótico que constituye una alternativa viable y económica para las comunidades rurales y urbanas (Ocampo y Valverde, 2000).

En México, el uso de plantas medicinales a través de la medicina tradicional es ancestral (Guzmán *et al.*, 2017), remontándonos a la época prehispánica en el siglo XVI (1552) cuando se elaboró el primer libro de plantas curativas de América llamado el código de la Cruz – Badiano (Bye y Linares, 2013), en el cual se encuentran las plantas utilizadas en este trabajo; desde entonces las plantas y árboles son la base para el desarrollo de la medicina moderna y en algunas zonas rurales e indígenas, son el único recurso medicinal del que disponen debido a la falta de instituciones médicas y recursos monetarios para la adquisición de medicina moderna (Escamilla y Moreno, 2015).

Los remedios medicinales con plantas se usan tradicionalmente en una gran variedad de presentaciones y dosis (Guzmán *et al.*, 2017). Este conocimiento médico tradicional se transmite y conserva mediante tradición oral y escrita: y son los etnobotánicos y médicos tradicionales los principales recopiladores de dicho conocimiento (Fernández *et al.*, 2008).

Los avances científicos alcanzados a partir de la segunda mitad del siglo pasado confirmaron la vigencia sobre el valor que tiene la tierra para la supervivencia del hombre y la conservación de los recursos naturales, por lo que resulta importante tener en cuenta el conocimiento empírico generado y acumulado por las poblaciones en cuanto al manejo y uso de las plantas medicinales (Cueto, 2010).

La propagación de plantas ha sido una parte fundamental en la historia de la humanidad, esta involucra la aplicación de principios y conceptos biológicos enfocados a la multiplicación de plantas útiles de un genotipo específico (Osuna *et al.*, 2016). Esta consiste en efectuar su multiplicación básicamente a través de dos métodos de reproducción: a) sexual, el cual mediante un determinado potencial genético permite al germoplasma adaptarse a condiciones ambientales particulares asegurando a través de su variabilidad genética la supervivencia de la especie por medio de semillas; y b) asexual (vegetativa), el cual comprende un conjunto de prácticas (vía injerto, estaca, acodo, división, etc.) mediante las cuales a partir de un fragmento vegetal separado de la planta madre, se regenera una planta entera idéntica genéticamente a la planta de la cual se extrajo (Barbat, 2006; Hartman y Kester, 1997).

Actualmente, el uso desmedido de insumos químicos en la agricultura convencional ha provocado pérdida de la biodiversidad, contaminación de suelos y cuerpos de agua, además de provocar cambios notables en la salud de los individuos. Todos estos efectos pueden disminuir al practicar una agricultura orgánica, la cual “ se define como aquellos sistemas holísticos de producción que promueven y mejoran la salud del agroecosistema, incluyendo la biodiversidad, los ciclos biológicos y la actividad biológica del suelo, prefiere el uso de prácticas de manejo dentro de la finca al uso de insumos externos a la finca, toma en cuenta las condiciones regionales que requieren de sistemas adaptados a las condiciones locales, lo que se logra al utilizar en lo posible métodos culturales, biológicos y mecánicos en oposición a materiales sintéticos para satisfacer cualquier función específica dentro del sistema” (García *et al.*, 2010). La aplicación de este tipo de agricultura en plantas con propiedades medicinales es una opción para obtener plantas libres de plaguicidas y fertilizantes químicos, los cuales tienen efectos adversos en la salud humana y el medio ambiente.

A nivel mundial, la gran demanda de plantas medicinales es suplida en su gran mayoría por cosechas casi exclusivamente extractivas y sólo existen contados casos donde son cultivadas (Ashworth *et al.*, 2017), esto pone en riesgo a las poblaciones de estas especies. Por ello, es importante conocer los procesos y métodos para propagar una especie medicinal; sin embargo, son pocos los trabajos sobre reproducción de plantas nativas de uso

medicinal por vía orgánica, ejemplo de ello es *Asclepias curassavica* L. (venenillo) sobre la cual existe muy poca información respecto a su propagación, para *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling (toronjil morado) la información sobre su reproducción es escasa y se enfoca principalmente en reproducción asexual y sobre *Agave tuberosa* (L.) Thiede & Egli (nardo) la información sobre su propagación básicamente se enfoca en el uso de productos químicos como fertilizantes y plaguicidas, sobre todo para obtener floraciones de calidad ya que esta es apreciada en la industria de perfumería y como flor de corte. Debido a esto el presente trabajo tiene como objetivo cultivar plantas medicinales nativas del Valle de México como lo son *venenillo*, toronjil morado y nardo mediante la agricultura orgánica y aplicando técnicas agroecológicas. Dichas especies mencionadas pertenecen al códice de la Cruz – Badiano, documento realizado con conocimiento herbolario de indígenas y elaborado en el nuevo mundo (Bye y Linares, 2013).

III. Marco teórico

3.1 Las plantas medicinales en México

En México la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), ha registrado más de cuatro mil especies de plantas con atributos medicinales, estas representan el 15% del total de la flora del país, y solo el 5% cuentan con análisis farmacológicos. De ese universo, 250 especies se comercializan de manera cotidiana, 85% son extraídas del medio silvestre sin planes de manejo sustentable, y 80% de la población mexicana ha hecho uso de ella (Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales [SEMARNAT], 2021).

El uso tradicional y doméstico de plantas medicinales genera un efecto mínimo sobre la estabilidad de las poblaciones naturales. Sin embargo, cuando las poblaciones locales dirigen su energía y esfuerzos hacia la comercialización de las plantas en el mercado local, regional o internacional, esta situación cambia. Estos mercados tienen altas exigencias en cuanto a cantidades, lo cual se agrava más dependiendo de la especie y del órgano que se comercialice. Si el recurso, además, se canaliza hacia un mercado especulativo, que se aprovecha del consumismo masivo sin importar la existencia o bien la falta de

comprobación científica sobre el estado de su conservación, la amenaza o peligro de extinción de estas especies medicinales es mayor (Ocampo y Valverde, 2000).

3.2 Códice de la Cruz – Badiano

También llamado “*Libellus de Medicinalibus Indorum Herbis*”, en español “Un libro sobre las hierbas medicinales de los indios”, es el primer escrito en América que habla sobre plantas curativas; este documenta la primera exploración de la naturaleza mexicana y el encuentro entre los remedios autóctonos mesoamericanos con la medicina europea (Afanador, 2011).

Elaborado por Martín de la Cruz en el Colegio de Santa Cruz en Tlatelolco, médico indígena que se ocupaba de los estudiantes enfermos en el colegio de Santa Cruz. Este hombre sin educación institucional, pero con gran experiencia, dictó ejemplos de las enfermedades y sus remedios desde la perspectiva indígena. Juan Badiano fue el hombre quien colaboró con de la Cruz en la traducción de la información al latín y quien ajustó la organización y la terminología para que éste fuera entendido por los lectores españoles. Hoy el *Libellus* es la base para entender el papel de las plantas medicinales mexicanas entre las culturas del pasado, así como en la sociedad contemporánea (Bye y Linares, 2013). El Códice de la Cruz – Badiano o *Libellus de Medicinalibus Indorum Herbis* incluye 185 especies de plantas y entre ellas se encuentran las siguientes.

3.3 *Asclepias curassavica* L. (Venenillo)

3.3.1 Nombre común

Venenillo y Quiebra muelas (Tabasco), hierba María y burladora (Michoacán), cancecillo, chilillo, hontalpa, flor de culebra (Oaxaca), cochinita y cajón de gato (Guanajuato y Querétaro), plato y taza, pedo de culebra (Veracruz), pelo de gato, ponchilhuits, ponchishui (Veracruz y Yucatán), ponchixius (Yucatán), ponchihuiche, señorita, tepuy (Nayarit y Jalisco), sintescochit (Hidalgo), soldaditos (Puebla),



Figura 1. *Asclepias curassavica*

veintiunilla (Guanajuato y Querétaro), veneno rojo (Guerrero), víbora (Chiapas) (Toro y Briones, 1995; Fernández *et al.*, 2008; Comisión Nacional de Biodiversidad [CONABIO], 2009; Biblioteca Digital de la Medicina Tradicional Mexicana [BDMTM],2009). .

3.3.2 Descripción botánica

Hierba erecta, 0.3–1 m de alto. **Tallos** glabros. **Hojas** opuestas, pecioladas; peciolo de 1-2 cm de largo, glabros; láminas 7.5 – 18 cm de largo, 1-3 cm de ancho, elípticas o lanceoladas, base obtusa o decurrente, ápice agudo o acuminado, membranáceas, haz y envés puberulentos a glabros. **Inflorescencias** umbeliformes (corimbo), terminales; pedúnculos 2.5-5 cm de largo, puberulentos; brácteas lineares, puberulentas; pedicelos 1-2 cm de largo, puberulentos. **Flores** bisexuales con simetría radial; color rojo escarlata o anaranjadas, rara vez amarillas; cáliz lobulado, lóbulos (5 sépalos) 3 mm de largo, 1 mm de ancho, ovado-lanceolados, ápice agudo, glabros adaxialmente, puberulentos abaxialmente; corola rotada-reflexa, lóbulos (5 pétalos) 7.5 mm de largo, 3.2 mm de ancho, elípticos, ápice obtuso, glabros adaxial y abaxialmente, tubo 0.5 mm de largo, enseguida se encuentran 5 lóbulos ahuecados como “copas” (llamados capuchones), cada uno presenta un pequeño “cuerno” (llamado cornículo), los capuchones con sus respectivos cornículos constituyen lo que se llama la corona: capuchones 3.5-4. Mm de largo, incurvado-estipitados, ápice redondeado, cornículos basales, aciculares, incurvados sobre la cabeza del estilo; los 5 estambres se encuentran muy modificados, sus filamentos anchos y aplanados cubren casi por completo al gineceo dejando solo las 5 ranuras (llamados riel guía) que quedan entre ellos. Los **frutos** son folículos 5 - 7 cm de largo, 1.5 - 2 de ancho, angostamente fusiformes, glabrescentes y erectos sobre pedicelos erectos, secos y se abren por la sutura ventral; **semillas** marrón, coronadas con un penacho largo, blanco y sedoso. Planta provista de látex blanco (Juárez-Jaimes y Lozada, 2003; Heike, 2009; Mas y Lugo-Torres, 2013).

3.3.3 Origen y Distribución

Originaria del continente americano, se distribuye ampliamente desde el sur de Estados Unidos hasta Sudamérica

3.3.4 Tipo de vegetación y suelo

Se puede observar en terrenos baldíos, orilla de caminos y riachuelos, asociada a diversos tipos de vegetación como, Bosque Tropical Caducifolio, Subcaducifolio, Subperennifolio y Perennifolio, Matorral Xerófilo, Pastizal Inducido, Bosque Mesófilo de Montaña, de Encino, Pino y Mixto de Encino-Pino (Cervantes-Meza, 2018; Hernandez-Ramírez, 2013).

Crece en diversos tipos de ambientes modificados, con clara preferencia por suelos arcillosos y húmedos (De Egea-Elsam *et al.*, 2018). Prefiere sustratos ácidos o ligeramente alcalinos (Sanz-Elorza *et al.*, 2004).

3.3.5 Usos

Asclepias curassavica cuenta con una gran variedad de usos medicinales, Fernández *et al.*, (2008) mencionan su uso como purgante, dermatológica y analgésica. Además de aliviar afecciones respiratorias (catarro, gripe, neumonía) ya que tiene propiedades estornutatorias, febrífugas y expectorantes. También se le atribuyen propiedades eméticas, anti viperina, antiinflamatoria y vermífuga.

Por su parte Méndez *et al.*, (2016) mencionan que *Asclepias curassavica* se utiliza para afecciones como; bilis (las hojas hervidas se consumen oralmente), fuegos bucales (la resina se aplica con un algodón o se disuelve en agua para hacer buches), granos (las hojas se hierven con sal para aplicarse en baños), llagas (los frutos machacados se colocan directamente en la llagas), pústulas (las hojas machacadas se aplican directamente en la pústula), quistes en el cuerpo (la planta completa se muele y se coloca en la parte del cuerpo donde está el quiste) y quistes vaginales (se hierva toda la planta y se dan lavados vaginales).

Vera ku (2019) menciona que posee “propiedades terapéuticas como emoliente y emética (vomitivo) y en los infartos del bazo, en la erisipela o inflamación colorante de la piel, y en las almorranas”. Para los casos de erisipela, se recomienda moler 25 o 30 hojas para formar una pasta con un poco de agua salada, y se aplica en la parte inflamada tres o cuatro veces al día, repitiéndose uno o dos días más

3.4 *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling (Toronjil morado)

3.4.1 Nombre común

Toronjil morado, toronjil de casa, toronjil de monte, toronjil rojo; Puebla: pinkil (tepehua), tama, toroji, toronji (otomí) (Biblioteca Digital de la Medicina Tradicional Mexicana [BDMTM], 2009).

3.4.2 Descripción botánica

Hierba perenne aromática de 40-150 cm de altura con **tallo** erguido, tetragonal y pubescente, la base y la parte intermedia son de color purpura. **Hojas** (4,4 a 6,3 cm de largo y 2,1 a 2,5 cm de ancho)

simples opuestas lanceoladas, con peciolo (1 cm), base obtusa, ápice acuminado y borde dentado, numerosos tricomas. Venación acródroma de posición basal con un desarrollo imperfecto. Posee **flores** de color rojizo morado en grupos dispuestos en espigas terminales, su cáliz es zigomorfo tubuloso, morado-rojizo, corola zigomorfa gamopétala es tubulosa y labiada rosada a purpura; cuatro estambres; filamentos glabros; estigma bífido, lóbulos estigmáticos iguales; con tricomas en el ápice (Archundía-Garduño, 2005; Comisión Nacional Forestal [CONAFOR], 2010; Hernández, 2017).



Figura 2. *Agastache mexicana*

3.4.3 Origen y Distribución

Planta nativa de México. Se distribuye en Guanajuato, Chihuahua, Morelos, Tlaxcala, Hidalgo, Zacatecas, Jalisco, Michoacán, Puebla, Querétaro, Estado de México y Veracruz. La especie se concentra en el eje volcánico del centro de México entre el nivel del mar hasta 780 msnm y desde 1600 hasta 3900 msnm.

3.4.4 Tipo de vegetación y suelo

Se asocia a diferentes tipos de vegetación como bosques tropicales caducifolios, bosques de coníferas, bosque de encinos o pino y mixtos; zonas montañosas de clima templado o frío (Palma-Tenango *et al.*, 2021; Rendón- Alonso, 2014; CONAFOR, 2010).

El toronjil crece en suelos de tipo migajón-arenoso, migajón arcillo-arenoso y franco, este último siendo el mejor suelo para el desarrollo de la mayoría de las plantas. Prefiere suelos ácidos o neutros con un pH de 5.0 a 7.0 y moderadamente fértiles en la parte superficial (Chávez, 1986). Una opción de sustrato puede ser una parte de arena por una parte de tierra de monte, con pequeñas cantidades de composta que no tengan contacto con la raíz (Cruz-Hernández, 2014).

3.4.5 Usos

Chávez (1986) menciona que esta planta se usa como “remedio para heridas, psora, purulencia agusanada, siriassis (quemadura en niños), úlceras mitiga el dolor, fiebre, evacuación de tumores, parálisis, disenterías y otras enfermedades ocasionadas por el frío”. En Temoaya, Estado de México, se utiliza para el tratamiento de dolor de estómago, aire, tos, bilis, enfriamiento, vomito. Respecto al modo de preparación, el toronjil puede ser hervido hasta que el agua pinte, con o sin azúcar, sólo o mezclado con otras plantas (Santilla *et al.*, 2008).

También se usa frecuentemente para tratar el espanto (México, Hidalgo, Michoacán, Morelos y Puebla). El cocimiento de esta planta junto con flores de otras plantas se utiliza para bañar al enfermo o basta tomar por las mañanas un té preparado con toronjil rojo (*Agastache mexicana*) y Santo Domingo (*Hedeoma piperita*). En el tratamiento de enfermedades de los nervios que se adquieren cuando se reciben impresiones fuertes la planta se prepara combinada con los toronjiles blanco y azul. Otros curanderos recomiendan darlos junto con canela (*Cinnamomum zeylanicum*), manita (*Chiranthodendron pentadactylon*) y tila (*Tilia mexicana*). También se usa en alteraciones cardiovasculares como dolor de corazón y cuando se tapan las venas. Se refiere útil en casos de regla retrasada, en alferecía morada o amarilla, cuando hay tos, insomnio, diabetes y venteados (BDMTM, 2009).

Fernández y Erasto (2021); Guevara-Arvizu (2018), mencionan que “se emplea como sedante, relajante, en alteraciones cardiovasculares, usos místicos (espanto, mal de ojo, empacho) e insomnio. Su preparación consta de dos ramas de 20 cm, en un litro de agua hervida durante 1 minuto. Si el malestar es muy intenso se toma una taza (un cuarto de litro) del té cada 4 horas. En caso contrario, se toman 2 tazas (medio litro de agua) del té al día, una por la mañana y otra por la noche durante 15 días. Frotar la maceración de la planta en alcohol en nuca, tórax, y músculos de ser necesario”.

3.5 *Agave tuberosa* (L.) Thiede & Egli (Nardo)

3.5.1 Nombre común

Nardo, vara de San José (Pando, 2018).

3.5.2 Descripción botánica

Planta geófita herbácea y perenne, **hojas** sésiles, carnosas, alargadas, basales lineares y estrechas. Presentan, en general, color verde claro, y miden de 30-60 cm de longitud y 1 – 3,5 cm de ancho. Las hojas basales son color verde brillante y lanceolado, de 30-45 cm de largo y presentan de ocho a 12 hojas caulinares reducidas. El **tallo** floral es erecto (50-



Figura 3. *Agave tuberosa*

100 cm de altura) presenta en el extremo una espiga de flor, tiene color verde brillante, es redondo y su base es compacta. Se caracteriza por presentar hojas pequeñas de color verde claro. Los tallos aéreos pueden alcanzar una altura de hasta 180 cm (40). La **inflorescencia** es una espiga, mide entre 30-60 cm de longitud; **flores** blancas con ligeros tonos rosados, muy aromáticas y de aspecto céreo, pequeñas de 3-6 cm de largo, sésiles con los segmentos extendidos y el tubo curvo, aparecen en parejas y emergen de una bráctea, se presentan en forma de zigzag y abren de la base al ápice, de 8 – 20, las flores basales son de mayor tamaño, y van decreciendo conforme se acercan al ápice; hermafroditas y regulares, el perigonio corolino tiene forma de embudo, con tubo largo y curvado cerca de la base, dividido en seis lacinias. Los estambres son inclusos y soldados en la parte central del tubo perigónico. El ovario es tricarpelar y trilocular con tres estigmas libres en el ápice, es

ínfero, presenta seis tépalos que brotan de la zona superior del ovario. El **fruto** es una cápsula loculicida, provista de tres valvas generalmente contiene un alto número de **semillas** endospermicas, de forma deltoide o semicircular y aplanadas. Estudios anatómicos y micro morfológicos demuestran que las mismas carecen de almidón y presentan exotesta con reticulación primaria y secundaria, endotesta y embrión linear cilíndrico rodeado del endosperma oleoso. La coloración negra de las semillas se atribuye a la presencia de fitomelanos en la epidermis (Pando, 2018).

3.5.3 Origen y Distribución

Planta endémica de México que alcanza mayor crecimiento a altitudes de 1500 – 2000 msnm (Calvo, 2017).

3.5.4 Tipo de vegetación y suelo

Esta especie se encuentra principalmente en bosques de coníferas y bosque de pino-encino, también se le encuentra en pastizales y raramente en bosques tropicales secos (Calvo, 2017).

3.5.5 Usos

Principalmente como flor de corte y en la industria de la perfumería. Medicinalmente como antibacteriana y antimicótica.

3.6 Propagación

La propagación de plantas ha sido una actividad fundamental de la humanidad desde el inicio de la civilización. La agricultura se originó hace unos 10 000 años, cuando los antiguos pueblos comenzaron a plantar y cultivar ciertos tipos de plantas que llenaban sus necesidades. A medida que avanzaba la civilización la gente añadió a esa diversidad no solo plantas alimenticias, sino otras que proporcionaban fibras, medicinas, oportunidades recreativas y belleza. De esa gran diversidad y variación ha sido posible seleccionar plantas con particularidades útiles para el bienestar del ser humano.

La propagación de plantas implica el control de dos tipos diferentes de desarrollo del ciclo biológico: sexual ya asexual. La reproducción sexual implica la unión de células sexuales

masculinas y femeninas, la formación de semillas y la creación de una población de plántulas con genotipos nuevos y diferentes. En contraste la reproducción asexual es aquella en que cada una de las células de la plantas contiene todos los genes necesarios para el crecimiento y desarrollo, por lo que los genes son replicados en las células hijas, técnicas de esta propagación son los injertos, estacas, acodos, separación y división (Hartmann y Kester, 1997).

3.6.1 Viabilidad

La viabilidad es la medida del porcentaje de semillas vivas en un periodo de tiempo en el cual estas conservan la capacidad de germinar y producir plantas en condiciones adecuadas. Para determinar la viabilidad existen varios métodos entre ellos están la prueba de germinación sobre papel, la siembra en almacigo y la siembra directa (Doria, 2010; Pérez *et al.*, 2013).

3.6.2 Tratamientos pre-germinativos

La latencia, dormancia o letargo, es un estado natural que se genera en las semillas durante sus procesos evolutivos y que sirve como mecanismo de supervivencia o adaptación frente a ciertas condiciones ambientales o de sitio que se dan en la naturaleza (Rendón *et al.*, 2012).

3.6.2.1 Osmoacondicionamiento

Se utiliza en pre-siembra para lograr hidratación controlada de la semilla y accionar el metabolismo pre germinativo, sin llegar a la germinación. Luego del proceso, las semillas se lavan y se secan hasta el nivel de humedad original, posteriormente son sembradas o almacenadas. La técnica de osmo-acondicionamiento, se ha utilizado principalmente en semillas de hortalizas y flores con el objetivo de mejorar la velocidad de germinación, uniformizar la emergencia de las plántulas en semilleros y generar altos porcentajes de germinación (Pinillo, 2016).

3.6.3 Germinación

Dentro de las primeras etapas del desarrollo de una planta se encuentra la germinación de la semilla, la cual es parte de la reproducción sexual. Esta etapa se considera como un proceso mediante el cual un embrión se transforma en una plántula que comenzara a desarrollar procesos metabólicos y morfogenéticos para su sobrevivencia.

La germinación es el proceso de reactivación de la maquinaria metabólica de la semilla en la cual se producen una serie de procesos y cambios estructurales como lo son la elongación del embrión y la ruptura de la testa seguida de la emergencia de la radícula y de la plúmula, conducentes a la producción de una plántula.

El proceso de germinación requiere de tres condiciones fundamentales:

- a) La semilla debe ser viable (el embrión debe estar vivo)
- b) La semilla no debe estar en letargo ni el embrión quiescente
- c) La semilla debe tener las condiciones ambientales apropiadas para su germinación (Hartmann y Kester, 1997).

3.7 Agricultura orgánica

La agricultura orgánica fue practicada por nuestros ancestros y mantenida por los pequeños productores, logrando un equilibrio con su medio a través del uso sustentable de los recursos (Ormeño y Ovalle, 2007). La agricultura orgánica es aquella que promueve la protección de los suelos y los cultivos a través de prácticas tales como el reciclado de nutrientes y de materia orgánica (usando compost y coberturas de suelo), las rotaciones de cultivo y el no uso de pesticidas y fertilizantes sintéticos (Cáceres, 2003).

La agricultura orgánica no implica solo fertilizar con abonos orgánicos, sino conlleva un cambio de conciencia, por lo que se rige por cuatro principios básicos; 1) maximizar los recursos, 2) buscar independencia de insumos externos, 3) provocar el menor impacto posible al medio ambiente y 4) no poner en riesgo la salud del productor y consumidor (Félix *et al.*, 2008).

3.7.1 Abonos orgánicos

El abono orgánico es un material producido por la descomposición natural de la materia orgánica debido al accionar de microorganismos presentes en el medio, los cuales digieren los materiales, transformándolos en otros benéficos aportando nutrimentos al suelo y a las plantas que crecen en él. Este proceso controlado y acelerado de descomposición de los residuos, puede ser aeróbico o anaerobio, dando lugar a un producto estable de alto valor como mejorador del suelo (Ramos y Terry, 2014).

Los abonos orgánicos se han usado desde tiempos remotos y su influencia sobre la fertilidad de los suelos se ha demostrado, sin embargo, su composición química, el aporte de nutrimentos a los cultivos y su efecto en el suelo varían según su procedencia, edad, manejo y contenido de humedad (López *et al*, 2001). Además, se debe estandarizar la producción para que la calidad de los mismos se mantenga en el tiempo. Existen diversos abonos orgánicos tanto líquidos como sólidos, como el té de estiércol, té de compost, humus de lombriz líquido, compost, bocashi y vermicompost (Ormeño y Ovalle, 2007).

La aplicación de materia orgánica humificada al suelo ejerce distintas reacciones en éste:

- a) mejora la estructura del suelo al facilitar la formación de agregados estables lo que beneficia la permeabilidad de éstos, aumenta la fuerza de cohesión a suelos arenosos y la disminuye en suelos arcillosos
- b) medra la retención de humedad del suelo y la capacidad de retención de agua
- c) estimula el desarrollo de plantas
- d) mejora y regula la velocidad de infiltración del agua, disminuyendo la erosión producida por el escurrimiento superficial
- e) eleva la capacidad tampón de los suelos
- f) contribuye a disminuir los riesgos carenciales y favorece la disponibilidad de algunos micronutrientes (Fe, Cu y Zn) para la planta debido a su acción quelante

g) el humus aporta elementos minerales en bajas cantidades, y es una importante fuente de carbono para los microorganismos del suelo (Félix *et al.*, 2008).

3.7.1.1 Bocashi

Un ejemplo de abono orgánico es el bocashi, el cual ha sido utilizado como abono por los agricultores japoneses desde hace ya muchos años. Bocashi significa “materia orgánica fermentada” en japonés. Este abono se deja descomponer en un proceso aeróbico de materiales de origen animal o vegetal. Su uso activa y aumenta la cantidad de microorganismos en el suelo, así como mejora sus características físicas y supe a las plantas con nutrimentos. Este abono orgánico se puede elaborar con materiales locales, por lo que se pueden hacer variaciones de acuerdo a la materia prima disponible en la región (Ramos y Terry, 2014).

Los componentes y su constitución son aspectos básicos en la elaboración, ya que de ellos dependerá la velocidad de descomposición o tasa de mineralización gobernada por la actividad microbiológica y la posterior disponibilidad de nutrimentos. Los principales componentes de los sustratos orgánicos son suelo, estiércol de ganado, ceniza, cal, melaza, residuos vegetales, levaduras, carbón y agua (Ramos y Terry, 2014).

IV. Preguntas de investigación

¿Las tres especies de plantas medicinales *A. curassavica*, *A. mexicana* y *A. tuberosa* se pueden propagar mediante la agricultura orgánica bajo las condiciones ambientales de la región oriente de la Ciudad de México?

¿Las semillas de *Asclepias curassavica* L. y *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling necesitarán algún tratamiento pregerminativo para una mayor germinación?

¿La emergencia en *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling se beneficia al aplicar algún tratamiento pregerminativo en la simiente?

¿*Asclepias curassavica* se desarrollará de mejor manera en un sustrato poroso y abonado?

¿Una dosis menor de abono orgánico bocashi favorecerá el desarrollo y crecimiento de *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling?

¿Los bulbos de *Agave tuberosa* (L.) Thiede & Egli tendrán un adecuado desarrollo floral al ocupar un sustrato compuesto por un material filtrante y abono orgánico?

V. Hipótesis

***Asclepias curassavica* L.**

La propagación sexual de *Asclepias curassavica* L. será favorecida por el uso de KNO₃ y estratificación en frío.

El desarrollo post emergente de *Asclepias curassavica* L. mejorará al trasplantarse a un sustrato con abono orgánico y un material filtrante.

***Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling**

La propagación de *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling será favorecida por los tratamientos pre germinativos aplicados con agua de coco y agua destilada en la semilla.

Un porcentaje menor de abono orgánico (bocashi) beneficiará el desarrollo post emergente de *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling

***Agave tuberosa* (L.) Thiede & Egli**

La propagación asexual de *Agave tuberosa* L. estará beneficiada por la presencia de abono orgánico bocashi y un material filtrante en el sustrato.

VI. Justificación

México cuenta con una gran diversidad de plantas con propiedades medicinales y la información sobre el uso y aplicación de estas es abundante, sin embargo, el conocimiento y procedimiento para su cultivo y propagación es escaso para muchas especies medicinales

nativas del Valle de México y para algunas no existe tal información, es por ello que es necesario conocer la biología de estas especies, así como sus métodos de propagación y cultivar con el fin de generar planes de manejo para su producción. Además, el uso descontrolado de insumos químicos en la agricultura industrial repercute en el medio ambiente mediante la contaminación de suelos y aguas teniendo un efecto en la calidad de las plantas medicinales y al mismo tiempo perjudicando la salud y calidad de vida del ser humano. Por lo que es importante propagar plantas de manera orgánica con el fin de conservar suelos sanos y al mismo tiempo nutrir las plantas para su desarrollo y no afectar la salud del ser humano.

VII. Objetivos

7.1 Objetivo general

Cultivar orgánicamente especies medicinales nativas del Valle de México mediante reproducción sexual: *Asclepias curassavica* L. y *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling y asexual: *Agave tuberosa* (L.) Thiede & Egli.

7.2 Objetivos específicos

Propagar por semilla *Asclepias curassavica* y *Agastache mexicana*

Evaluar el efecto de seis tratamientos pre germinativos en la germinación de *Asclepias curassavica*.

Evaluar el efecto de tres tratamientos pregerminativos en la germinación y emergencia de *Agastache mexicana*.

Determinar el efecto de dos dosis de bocashi en el desarrollo de *Agastache mexicana*.

Propagar por vía orgánica el bulbo *Agave tuberosa*.

Evaluar el efecto de dos sustratos diferentes en la floración de *Agave tuberosa*.

Proponer un sustrato en el cual las tres especies medicinales se desarrollen exitosamente durante su ciclo de vida.

VIII. Método

El estudio se llevó a cabo de junio de 2022 a junio de 2023 en las instalaciones del vivero Chimalxochipan, localizado en el Campo II de la FES Zaragoza, de la UNAM, en la alcaldía Iztapalapa, de la Ciudad de México.

8.1 Propagación sexual de *Asclepias curassavica* L.

8.1.1 Germoplasma

Las semillas de venenillo se obtuvieron de una población de plantas cultivadas en el Vivero Chimalxochipan, en noviembre de 2021(Fig. 1). Las semillas se limpiaron manualmente retirando el vilano (corona de filamentos) que poseen para su dispersión.



Figura 4. Semillas de *Asclepias curassavica* L. en fruto.

8.1.2 Germinación de semillas y obtención de plántulas

Las semillas se dividieron en siete lotes de 60 semillas, el primer lote se remojo en agua destilada (T1), el segundo en H₂O₂ 3.5% (T2), el tercero y cuarto en KNO₃ [0.1%] (T3) y KNO₃ [1%] (T4) durante 48 horas, el lote número cinco se remojo en agua de grifo (T5) durante 24 horas, al lote número seis se le aplicó estratificación en frío (T6) para lo cual se colocaron las semillas dentro de pequeñas bolsas de tela con arena de río, posteriormente se introdujeron dentro de un refrigerador durante 100 días a temperatura de 5°C, y por último el lote siete (Testigo). Se utilizaron un total de 420 semillas de venenillo (*A. curassavica*).

Los ensayos de germinación se realizaron bajo las condiciones ambientales del vivero (luz y temperatura ambiente). Para lo cual se utilizaron 21 cajas Petri de 9 cm de diámetro. Las semillas se dividieron en tres repeticiones de 20 semillas/repetición. Las cajas se prepararon, colocando en su base interior papel filtro grueso humedecido con agua destilada (Fig. 2).

Se registraron cada 48 horas los siguientes parámetros germinativos (Gonzales y Orozco, 1996):

- **Porcentaje de germinación**

Este se calculó mediante la fórmula:

$$\% \text{ Germinación} = \frac{N^{\circ} \text{ semillas germinadas}}{N^{\circ} \text{ semillas sembradas}} * 100$$

- **Germinación acumulada**

Se determina como la sumatoria del porcentaje de germinación diario al día de conteo, es decir la forma en que se incrementa la germinación, y su tiempo de inicio

$$\text{germinacion acumulada \%} = \Sigma \frac{ni1 + ni2 + ni3 + ni \dots}{n1 + n2 + n3 + nt \dots} * 100$$

- **Tiempo promedio de germinación**

Resistencia a la germinación o inverso del coeficiente de velocidad. Es una medida del tiempo promedio de germinación que necesitan las semillas para germinar.

$$T = \frac{\Sigma(niti)}{\Sigma ni}$$

Donde T= tiempo promedio de germinación, ti= número de días después de la siembra, n;= número de semillas germinadas el día i. (Gonzales y Orozco, 1996).

8.1.3 Crecimiento post emergente



Figura 5. Germinación en cajas Petri de semillas de venenillo.

Se seleccionaron 30 plántulas sanas las cuales se trasplantaron a las unidades experimentales con diferentes sustratos.

8.1.3.1 Primer trasplante

Se realizó tres días después de que la última semilla germinó, para ello se utilizaron bolsas de polietileno color negro de 17 x 7.5 cm calibre 400 con capacidad para 500g, donde se evaluaron dos tratamientos: 1) testigo el cual constó solo de tierra de monte 100% y 2) tratamiento uno compuesto por tierra de monte (70%), vermiculita (20%) y bocashi (10%). El diseño experimental constó de 15 repeticiones por tratamiento. Una vez realizado el trasplante, las unidades experimentales se mantuvieron a luz y temperatura de invernadero en charolas de plástico para llevar a cabo riego por capilaridad (Fig. 3). Se tomaron temperaturas mínimas y máximas ambientales cada dos días para posteriormente obtener un promedio.



Figura 6. Plantas de *Asclepias curassavica* L. 30 días después del primer trasplante, izquierda: testigo, derecha; Tratamiento.

8.1.3.2 Segundo trasplante

El segundo trasplante se llevó a cabo 60 días después del primer trasplante debido a que las raíces de esta planta crecen rápidamente, se utilizaron bolsas de polietileno de mayor tamaño (23 * 30 cm), calibre 400 con capacidad para 2 kg. Se colocaron dentro de invernadero a temperatura ambiente promedio (Fig. 4). A cada planta en la base de su tallo principal, se le colocó un aro de cartón para controlar los efectos del gusano minador, y simultáneamente se preparó un purín de ortiga para evitar plagas como pulgón negro y amarillo (Raymond y Zamora, 2012).



Figura 7. Plantas de venenillo al final del segundo trasplante.

8.1.3.3 Variables morfológicas

Las variables de respuesta que se evaluaron durante el crecimiento post emergente y con una periodicidad quincenal fueron:

Altura. Con la ayuda de una cinta métrica se midió la altura de cada planta desde la superficie del suelo hasta el ápice del tallo principal.

Cobertura. Se tomó la medida del diámetro de la cobertura de la copa de cada planta en cruz obteniendo un promedio de estos dos diámetros obteniendo el radio y se calculó la cobertura con base al área de la base de un cilindro.

$$\text{Área de la base} = \pi \times r^2$$

Diámetro del tallo principal. Se midió el diámetro del tallo principal de la planta a 5 cm por encima de la superficie del suelo con la ayuda de un vernier digital a partir de la cuarta quincena, esto debido a lo delgado del tallo durante las primeras fases del crecimiento.

Tiempo medio de floración. El tiempo medio de floración se considerará cuando el 50% de la población de cada tratamiento esté en floración, se cuantifico por días.

Número de frutos y semillas por fruto. Se contaron los frutos por planta y el número de semillas por fruto eligiendo al azar tres frutos por planta para obtener un promedio por tratamiento.

Biomasa peso fresco y seco. Una vez que las plantas alcanzaron la floración se determinó su peso fresco y seco, para ello se cosecharon cinco plantas del testigo y del tratamiento, y antes de secarlas se les evaluó altura, cobertura y diámetro de tallo principal. Se pesaron en fresco y seco tallo, hojas, flores y raíz con ayuda de una báscula digital para cocina gramera electrónica, y cada una de estas partes se colocó en bolsas de papel estraza para secar las plantas en horno a 60°C para su posterior peso en seco (Fig. 5).



Figura 8. Plantas del tratamiento uno de *Asclepias curassavica* L. cosechadas para su peso en fresco.

Índice de Dickson. Se determinó mediante el peso seco total de la planta (g) y la suma de la esbeltez y la relación raíz/vástago (Birchler *et al.*, 1998):

$$IDC = \frac{\text{Peso seco de la planta (g)}}{\left[\left(\frac{\text{altura}}{\text{diámetro}} \right) + \left(\frac{\text{Pesos seco de la parte aérea}}{\text{Pesos seco de la raíz}} \right) \right]}$$

8.1.3.4 Variables edáficas

8.1.3.4.1 Conductividad eléctrica (CE)

Para obtener la conductividad eléctrica se eligieron cinco plantas al azar de cada tratamiento, de las cuales se tomaron 100 g de sustrato; este se depositó en vasos desechables de 8 onzas. Después se le agregó agua destilada a cada muestra de sustrato en proporción 5:1 respectivamente (Fig. 6), se agitó cada muestra durante dos minutos y se procedió a filtrar con la ayuda de papel filtro de cafetera, del filtrado se tomó una muestra (gota) de la solución y se introdujo en un medidor de CE Horiba ($\mu\text{S}/\text{cm}$). La CE se midió durante la floración.



Figura 9. Sustrato con agua destilada para realizar CE en el tratamiento testigo.

8.1.3.4.2 pH

El pH se obtuvo tomando una muestra de suelo de 8 plantas diferentes del tratamiento y 8 del testigo, éstas se colocaron en vasos de plástico y se les agregó agua destilada en proporción de 2:1 posteriormente se agitó la muestra durante un minuto y se dejó reposar por cinco minutos para después con la ayuda de un potenciómetro tomar la lectura de pH de cada muestra. El pH se midió al momento de la floración-fructificación.

8.1.3.5 Variables microclimáticas

8.1.3.5.1 Temperatura

La temperatura se midió con la ayuda de un termómetro de máximas y mínimas obteniendo una temperatura promedio cada dos días hasta el final del experimento.

8.1.3.6 Actividades culturales durante el crecimiento de las plantas

8.1.3.6.1 Riego

El riego dentro de invernadero se realizó dos veces por semana ya que es una planta que requiere de suficiente humedad, sin embargo, se debe esperar a que el sustrato se seque por completo para evitar la presencia de hojas amarillentas por exceso de agua.

8.1.3.6.2 Biofertilización

No existe información sobre el uso de biofertilizantes en esta planta. Para este experimento se realizaron dos aplicaciones de abono orgánico bocashi, una durante el primer trasplante y la segunda 1 mes después del segundo trasplante. Colocando 50 gramos en la primera aplicación y 100 gramos en la segunda aplicación.

8.1.3.6.3 Plagas y control ecológico

Uno de los principales organismos potencialmente plaga de esta especie es el pulgón amarillo, que se alimentan de tallos, hojas e incluso de frutos, puede deberse a condiciones ambientales poco adecuadas como la cantidad de luz o humedad, sin embargo, estas pueden tener un control biológico a partir de enemigos naturales como las mariquitas y las arañas (Hernández-Ramírez, 2013). Dentro del vivero se observó constantemente para detectar la presencia de pulgón amarillo o negro, minador y orugas de mariposa monarca, para combatir a tiempo mediante plaguicidas naturales.

También esta planta medicinal es atacada por el virus del mosaico del pepino, que produce un moteado característico en las hojas (Sanz-Elorza *et al*, 2004). Se observaron las hojas y al notar hojas manchadas se retiraron para evitar la presencia de virus u hongos.

8.2 Propagación sexual de *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling

8.2.1 Germoplasma

Las semillas utilizadas para este experimento se obtuvieron del vivero Chimalxochipan colectadas en junio de 2019 de plantas cultivadas dentro del vivero.

8.2.2 Tratamientos pre germinativos

Se aplicaron tres tratamientos pre germinativos en semillas de toronjil morado:

Agua de coco. Sumergiendo las semillas en 30 ml de agua de coco en un frasco de vidrio de 100 mL.

Agua destilada. Se colocaron las semillas dentro de un frasco de vidrio (100 ml) y se le agregaron 30 ml de agua destilada.

KNO₃ 1%. Se agregaron 30 ml de la solución en un frasco de 100 ml y posteriormente se introdujeron las semillas al mismo (Fig. 7).



Figura 10. Semillas de toronjil en imbibición de tratamientos durante 48 horas.

Se utilizaron un total de 432 semillas de toronjil morado las cuales se dividieron en cuatro lotes de 108 semillas, tres para los tratamientos y uno para el testigo para el caso de la emergencia, para la germinación en cajas Petri se utilizaron 80 semillas divididas en 4 lotes de 20 semillas.

8.2.3 Germinación y emergencia

Terminado el tiempo de imbibición en los tratamientos pre germinativos se enjuagaron las semillas a chorro de agua durante cinco minutos posteriormente se dejaron secar y se

colocaron en cajas Petri previamente preparadas con papel filtro grueso humedecido con agua destilada, esto para llevar a cabo la germinación a luz y temperatura ambiente (Fig. 8).

Para el caso de la emergencia se utilizaron charolas de germinación de 72 cavidades utilizando 36 cavidades para cada tratamiento. Se empleó un sustrato compuesto por 80% tierra de monte, 10% de turba y 10% de bocashi para llenar las celdas. Se colocaron tres semillas por cavidad y se mantuvo el almacigo dentro de un invernadero a luz y temperatura ambiente (Fig. 9).



Figura 11. Germinación de semillas de toronjil en cajas Petri.



Figura 12. Emergencia de semillas de toronjil en charola de 72

Los parámetros germinativos que se evaluarán son:

- **Porcentaje de germinación y emergencia**

el cual se obtiene mediante la fórmula:

$$\% \text{ germinación} = \frac{N^{\circ} \text{ semillas emergidas}}{N^{\circ} \text{ semillas sembradas}} * 100$$

- **Germinación y emergencia acumulada**

Ésta se obtiene mediante la observación de intervalos de tiempo que muestran la máxima capacidad de germinación y el tiempo (días) en que se alcanza, además de la forma en que se incrementa la germinación

$$\% \text{ germinacion acumulada} = \Sigma \frac{ni1 + ni2 + ni3 + ni \dots}{n1 + n2 + n3 + nt \dots} * 100$$

- **Tiempo promedio de emergencia**

Resistencia a la germinación o inverso del coeficiente de velocidad. Es una medida del tiempo promedio de germinación que necesitan las semillas para germinar.

$$T = \frac{\Sigma(niti)}{\Sigma ni}$$

Donde T= tiempo promedio de germinación, ti= número de días después de la siembra, n;= número de semillas germinadas el día i.

(Gonzales y Orozco, 1996).

8.2.4 Crecimiento post emergente

Se prepararon los sustratos que se compararon para el desarrollo y crecimiento de la planta, para el caso del testigo el sustrato se compuso de 80% tierra de monte - 20% tezontle, para el tratamiento uno se utilizó un sustrato compuesto por 70% tierra de monte - 20% tezontle - 10% bocashi y por último para el tratamiento dos el sustrato se componía de 60% tierra de monte - 20% tezontle - 20% bocashi. Preparados los sustratos se procedió a rellenar bolsas de polipropileno de 13 x 25 cm en las cuales se trasplantaron 45 plántulas de toronjil morado seleccionadas de la charola de emergencia, dividiéndose en tres repeticiones de 15 unidades experimentales para cada tratamiento.



Figura 13. Medición de altura con cinta métrica en toronjil morado.

8.2.4.1. Variables morfológicas

Las variables post emergentes que se evaluaron por periodos quincenales fueron:

Altura. Con la ayuda de una cinta métrica se tomaron medidas de la altura de cada planta desde la superficie del suelo hasta le ápice del tallo principal (Fig. 10).

Cobertura. Se registraron las medidas del diámetro de la cobertura de la copa de cada planta en cruz obteniendo un promedio de estos dos diámetros para obtener el radio y así se calculó la cobertura con base al área de la base de un cilindro.

$$\text{Área de la base} = \pi \times r^2$$

Diámetro del tallo principal. Se midió el diámetro del tallo principal de la planta a 5 cm por encima de la superficie del suelo con la ayuda de un vernier digital a partir de la cuarta quincena, esto debido a lo delgado del tallo durante las primeras fases del crecimiento.

Tiempo medio de floración. . El tiempo medio de floración en días se consideró cuando el 50% de la población de cada tratamiento esté en floración.

Biomasa seca de vástago y raíz. Al momento de la floración se procedió a seleccionar cinco plantas al azar de cada tratamiento estas se seccionaron en tallo, hojas, flores y raíces y con la ayuda de una báscula gramera de cocina se pesaron cada uno de los órganos en fresco, estos se colocaron en bolsas de papel estraza y se introdujeron dentro del horno a 60°C durante tres días.

Índice de Dickson. Se determinó mediante el peso seco total de la planta (g), y la suma de la esbeltez y la relación raíz/vástago (Birchler et al., 1998):

$$IDC = \frac{\text{Peso seco de la planta (g)}}{\left[\left(\frac{\text{altura}}{\text{diámetro}} \right) + \left(\frac{\text{Pesos seco de la parte aérea}}{\text{Pesos seco de la raíz}} \right) \right]}$$

8.2.4.2 Variables edáficas

8.2.4.2.1 Conductividad eléctrica

Para obtener la conductividad eléctrica se eligieron cinco plantas al azar de cada tratamiento, de las cuales se tomaron 100 g de sustrato, este se depositará en vasos desechables de 8 onzas. Después se le agregará agua destilada a cada muestra de sustrato en

proporción 5:1 respectivamente, se agitará cada muestra durante dos minutos y se procederá a filtrar con la ayuda de papel filtro de cafetera, del filtrado se tomará una muestra (gota) de la solución y se introducirá en un medidor de CE Horiba ($\mu\text{S}/\text{cm}$). La toma de esta variable se realizó durante la floración.

8.2.4.2.2 pH

Se tomaron 5 muestras de sustrato (100 gramos) de los diferentes tratamientos posteriormente se colocaron dentro de vasos desechables colocando agua destilada en proporción de 2 partes de agua por una de sustrato, se agitaron por un minuto y se dejaron reposar por 5 minutos para posteriormente tomar la medición de pH con la ayuda de un potenciómetro, esta lectura se realizó durante la floración (Fig. 11).



Figura 14. Sustrato del tratamiento uno preparado con agua destilada para la medición de pH.

8.2.4.3 Variables microclimáticas

8.2.4.3.1 Temperatura

La temperatura se midió con la ayuda de un termómetro de máximas y mínimas con un periodo de dos días para cada toma obteniendo un promedio de las temperaturas.

8.2.4.4 Cuidados culturales

8.2.4.4.1 Riego

El riego a nivel de invernadero se realizó dos veces por semana.

8.2.4.4.2 Biofertilización

La fertilización se debe realizar antes de la siembra con la preparación del suelo y después de la siembra añadiendo de 400gr a 1kg de composta por m² o de 2 a 3 kg de estiércol por m² (Cruz-Hernández, 2014). Dentro del invernadero la fertilización se llevó a cabo durante el trasplante.

8.2.4.4.3 Plagas y su control

El toronjil es atacado por la araña roja (*Olygonychus stickneyi*), estos ácaros al picar y chupar la savia de la planta provocan decoloración, deformación y caída prematura de las hojas, las cuales presentan áreas de color blanquecino y polvoso. Las altas temperaturas y baja humedad favorecen el desarrollo de estos organismos potencialmente plaga (Chávez, 1986).

Chávez (1986) menciona que la cigarrita o chicharrita afecta al succionar la savia por el envés de las hojas lo que provoca una clorosis, quemaduras y enrollamiento de las hojas y enanismo en las plantas afectadas.

En el caso de pulgones e insectos chupadores se utiliza infusión de ruda y hojas de salvia (200 g de hojas en 1 L de agua). Contra enfermedades producidas por hongos se aplica con atomizador una infusión de manzanilla (25 g de flores en 1L de agua) (Cruz-Hernandez, 2014). En este experimento no se notó la presencia de ninguna plaga aun así se aplicó a todos los tratamientos purín de ortiga como preventivo.

8.3 Propagación asexual de *Agave tuberosa* (L.)

8.3.1 Bulbos

Los bulbos de esta especie se obtuvieron del mercado de flores de la central de abastos ubicado en la alcaldía Iztapalapa de la Ciudad de México. Una vez obtenidos se almacenaron en papel periódico a temperatura ambiente durante 20 días.

8.3.2 Siembra

Para llevar a cabo la siembra de los bulbos, se utilizaron bolsas de polietileno de 13 x 25 cm, se plantaron 10 bulbos por cada tratamiento. Se prepararon los sustratos: 1) testigo - compuesto por tierra de monte y turba en proporciones 3:1 de acuerdo a Silva *et al*, (2021); 2) tratamiento uno (T1) - el sustrato fue una mezcla de 70% tierra de monte, 20% vermiculita y 10% bocashi y 3) el tratamiento dos (T2) sustrato compuesto por 60% tierra de monte, 30% tezontle y 10% bocashi. Ya preparados los sustratos se procedió a rellenar las bolsas y se sembrar los bulbos a 5 cm de profundidad (Fig. 12).



Figura 15. Unidades experimentales de nardo: testigo-izquierda; T1-centro; T2-derecha.

8.3.3 Variables morfológicas

Altura de tallo floral. Con la ayuda de un flexómetro se midió la altura del tallo floral hasta que abrió la última flor.

Diámetro de tallo floral. Se tomó la medida del diámetro de tallo floral a cinco centímetros de altura de la base con la ayuda de un vernier digital.

Tiempo medio de floración. Se contabilizó en días el tiempo medio en que apareció el tallo floral, se consideró cuando el 50% de la población de cada tratamiento mostro el tallo floral.

Duración de floración. Tiempo promedio en días a partir de que abrió la primera flor hasta que la última flor se marchito.

Numero de flores. Se realizó un conteo de flores en la espiga floral de cada planta.

8.3.4 Variables edáficas

Conductividad eléctrica

Para obtener la conductividad eléctrica se eligieron cinco plantas al azar de cada tratamiento, de las cuales se tomaron 100 g de sustrato, este se depositó en vasos desechables de 8 onzas. Después se le agregaron agua destilada a cada muestra de sustrato en proporción 5:1 respectivamente, se agito cada muestra durante dos minutos y se procedió a filtrar con la ayuda de papel filtro de cafetera, del filtrado se tomó una muestra (gota) de la solución y se introdujo en un medidor de CE Horiba ($\mu\text{S}/\text{cm}$). Las muestras se midieron durante la floración.

pH

Se tomaron 100 gramos de sustrato de 5 individuos diferentes de cada tratamiento posteriormente este se mezcló con agua destilada en proporción 1:2, se agito durante un minuto la mezcla y posteriormente se dejó reposar para enseguida tomar la lectura de pH con la ayuda de un potenciómetro.

8.3.5 Variables microclimáticas

8.3.5.1 Temperatura

La temperatura se registró con la ayuda de un termómetro de máximas y mínimas con un periodo de dos días para cada toma obteniendo un promedio de las temperaturas.

8.3.6 Cuidados culturales

8.3.6.1 Riego

El riego del cultivo de *A. tuberosa* debe ser moderado durante todo el año, en verano y durante la floración se recomienda sea más abundante por los requerimientos hídricos de la especie, que además se caracteriza por tener un crecimiento lento. El riego por aspersión favorece el desarrollo de la plantación, ya que evita la compactación del suelo. (González, 2016). En el invernadero el riego se realizó una vez por semana durante invierno y dos veces por semana durante primavera.

8.3.6.2 Biofertilización

Se recomienda un abono rico en potasio (Pando, 2018), ya que la denominada fase de engrosamiento del bulbo requiere de este macronutriente, debido a que facilita el adecuado desarrollo del mismo (González, 2016). En este experimento se realizó un abono 1 mes después de la siembra de 100 gramos de bocashi y 1 mes después se agregaron 5 gramos de roca fosfórica y 15 gramos de roca potásica.

8.3.6.3 Plagas y su control

Esta especie es afectada intensamente por varios patógenos, que influyen de manera negativa en su desarrollo y limitan tanto su belleza como los índices de producción, por ello es necesario intensificar los cuidados para evitar los daños que puedan ocasionar diferentes plagas, con énfasis los trips o araña roja.

Insectos como los pulgones (*Aphis* sp.), tanto el verde como el negro provocan enrollamiento y deformación en las hojas, ya que parasitan el envés, además afectan la inflorescencia. Por su parte, el trips (*Frankliniella occidentalis*) provoca daños muy

severos, tanto en estado de larva como adulto, es capaz de volar con facilidad, afecta el tallo floral, la inflorescencia y las flores, atacando durante cualquier época del año.

La araña roja (*Tetranychus* spp.), ataca principalmente el dobléz de la hoja, provocando que las hojas afectadas pierdan vigor y adquieran una tonalidad que va desde blanco-amarillento a rojizo, además esta plaga ataca a la espiga floral. Este artrópodo se favorece por periodos prolongados de sequía o suministro insuficiente de agua, asociado a las altas temperaturas. En el caso de la mosca blanca (*Trialeurodes vaporarorium* (West.)), ataca a las plántulas al aire libre, afecta el envés de las hojas, lo que provoca el debilitamiento de la planta (González, 2016). En el invernadero no se notó la presencia de ningún organismo potencialmente plaga, sin embargo, una vez que se colocaron al aire libre se comenzó a observar la presencia de pulgón negro, el cual se combatió con infusión de ajo y cebolla.

8.4 Análisis estadístico

A las variables de porcentaje de germinación en la propagación sexual de *Asclepias curassavica* y *Agastache mexicana* se les realizó una conversión a los datos al arco seno al no cumplir los supuestos de normalidad posteriormente los resultados se analizaron mediante un ANOVA completamente al azar con tres repeticiones. Las medias se compararon por Tukey ($p \leq 0.05$).

Las variables del crecimiento postemergente (altura, cobertura, diámetro de tallo, días a floración, número de frutos, número inflorescencias, número de semillas y tiempo de floración, biomasa fresca y seca índice de Dickson) de las tres especies, se analizaron por un ANOVA al azar con 15 repeticiones para venenillo y toronjil morado y con 10 repeticiones para nardo. Las medias se compararon por Tukey ($p \leq 0.05$). Los análisis estadísticos se llevaron a cabo con el programa NCSS 2020 versión 4.0.

IX Resultados

9.1. Composición nutrimental de la tierra de monte y los sustratos utilizados

La tierra de monte y los sustratos fueron analizados en el Departamento de Suelos de la Universidad Autónoma de Chapingo.

9.1.1 Composición nutrimental de la tierra de monte (*A. curassavica* y *A. mexicana*)

La composición nutrimental de la tierra de monte se considera de calidad media de acuerdo con la NOM-021-SEMARNAT-2000 (Cuadro 1).

Cuadro 1. Composición nutrimental de la tierra de monte

Parámetros	Resultado	Unidades
pH	6.40	---
C.E.	1.34	dS m ⁻¹
M.O.	10.09	%
N. Inorgánico	36.8	mg kg ⁻¹
P	12.64	mg kg ⁻¹
K	2290	mg kg ⁻¹
Ca	1735	mg kg ⁻¹
Mg	306	mg kg ⁻¹
Fe	75.34	mg kg ⁻¹
Cu	1.72	mg kg ⁻¹
Zn	14.64	mg kg ⁻¹
Mn	5.69	mg kg ⁻¹
B	1.34	mg kg ⁻¹
Dens. Apar.	1.03	g cm ⁻³
Textura	Franco-arenoso	---
Arena	52.8	%
Limo	33.3	%
Arcilla	8.5	%

9.1.2 Composición nutrimental de sustrato tratamiento uno en *A. curassavica*

La composición nutrimental del tratamiento uno se clasifica como calidad media de acuerdo con la NOM-021-SEMARNAT-2000 (Cuadro 2).

Cuadro 2. Composición nutrimental de sustrato tratamiento uno en *A. curassavica*

Parámetros	Resultado	Unidades
pH	6.57	---
C.E.	0.59	dS m ⁻¹
M.O.	9.55	%
N. Inorgánico	0.61	%
P	0.15	%
K	0.24	%
Ca	27.50	mg kg ⁻¹
Mg	894.25	mg kg ⁻¹
Na	0.17	%
C.I.C.	32.2	cmol ₍₊₎ Kg ⁻¹
Fe	1.97	%
Cu	38.75	mg kg ⁻¹
Zn	349.00	mg kg ⁻¹
Mn	210.00	mg kg ⁻¹
B	33.82	mg kg ⁻¹
Dens. Apar.	0.90	g cm ⁻³
C/N	17.0	---

9.1.3 Composición nutrimental del sustrato tratamiento 1 en *A. mexicana*

El tratamiento uno presenta una composición nutrimental de calidad media de acuerdo con la NOM-021-SEMARNAT-2000 (Cuadro 3).

Cuadro 3. Composición nutrimental de sustrato T1 en *A. mexicana*

Parámetros	Resultado	Unidades
pH	6.59	---
C.E.	0.11	dS m ⁻¹
M.O.	9.28	%
N. Inorgánico	0.61	%
P	0.16	%
K	0.12	%
Ca	9.50	mg kg ⁻¹
Mg	646.50	mg kg ⁻¹
Na	0.15	%
C.I.C.	21.3	cmol ₍₊₎ Kg ⁻¹
Fe	1.98	%
Cu	29.00	mg kg ⁻¹
Zn	379.25	mg kg ⁻¹
Mn	205.50	mg kg ⁻¹
B	107.87	mg kg ⁻¹
Dens. Apar.	0.99	g cm ⁻³
C/N	14.6	---

9.1.4 Composición nutrimental del sustrato tratamiento 2 en *A. mexicana*

El sustrato utilizado como tratamiento dos del toronjil morado presenta una calidad media comparando los datos con la NOM-021-SEMARNAT-2000 (Cuadro 4).

Cuadro 4. Composición nutrimental de sustrato tratamiento dos en *A. mexicana*

Parámetros	Resultado	Unidades
pH	7.21	---
C.E.	2.21	dS m ⁻¹
M.O.	8.40	%
N. Inorgánico	0.35	%
P	196.8	mg kg ⁻¹
K	0.61	%
Ca	0.57	%
Mg	0.23	%
Na	0.35	%
C.I.C.	41.2	cmol ₍₊₎ Kg ⁻¹
Fe	0.56	%
Cu	57.50	mg kg ⁻¹
Zn	106.75	mg kg ⁻¹
Mn	234.00	mg kg ⁻¹
B	64.22	mg kg ⁻¹
Dens. Apar.	0.88	g cm ⁻³
C/N	36.4	---

9.1.5 Composición nutrimental del sustrato testigo (*A. tuberosa*)

La composición nutrimental del sustrato testigo se considera de media a alta basado en la NOM-021-SEMARNAT-2000 (Cuadro 5).

Cuadro 5. Composición nutrimental de sustrato testigo en *A. tuberosa*

Parámetros	Resultado	Unidades
pH	4.39	---
C.E.	0.06	dS m ⁻¹
M.O.	11.09	%
N. Inorgánico	89.3	mg kg ⁻¹
P	14.88	mg kg ⁻¹
K	166	mg kg ⁻¹
C/N	20.3	---

9.1.6 Composición nutrimental del sustrato tratamiento 1 en *A. tuberosa*

El sustrato utilizado como tratamiento uno posee una calidad media de acuerdo con lo obtenido en el análisis y comparado con la NOM-021-SEMARNAT-2000

Cuadro 6. Composición nutrimental del tratamiento 1 en *A. tuberosa*

Parámetros	Resultado	Unidades
pH	5.53	---
C.E.	0.89	dS m ⁻¹
M.O.	10.09	%
N. Inorgánico	31.5	mg kg ⁻¹
P	15.85	mg kg ⁻¹
K	2780	mg kg ⁻¹
C/N	11.0	---

9.1.7 Composición nutrimental del sustrato tratamiento 2 (*A. tuberosa*)

La calidad del sustrato aplicado como tratamiento dos es media de acuerdo a la NOM-021-SEMARNAT-2000 (Cuadro 7).

Cuadro 7. Composición nutrimental del tratamiento 2 en *A. tuberosa*

Parámetros	Resultado	Unidades
pH	6.15	---
C.E.	1.72	dS m ⁻¹
M.O.	6.72	%
N. Inorgánico	35.0	mg kg ⁻¹
P	12.95	mg kg ⁻¹
K	3600	mg kg ⁻¹
C/N	10.4	---

9.2 *A. curassavica*

9.2.2 Propagación sexual

9.2.2.1 Porcentaje de germinación

Las semillas tratadas con agua destilada y KNO₃ [0.1%] alcanzaron el 100% de germinación, debajo de estas se colocaron los tratamientos de H₂O₂ 3.5% y KNO₃ [1%] con 98% y 90% respectivamente, y los valores del porcentaje de germinación más bajos se obtuvieron en el testigo (68%), agua de grifo (67%) y estratificación (50%) (Fig. 13).

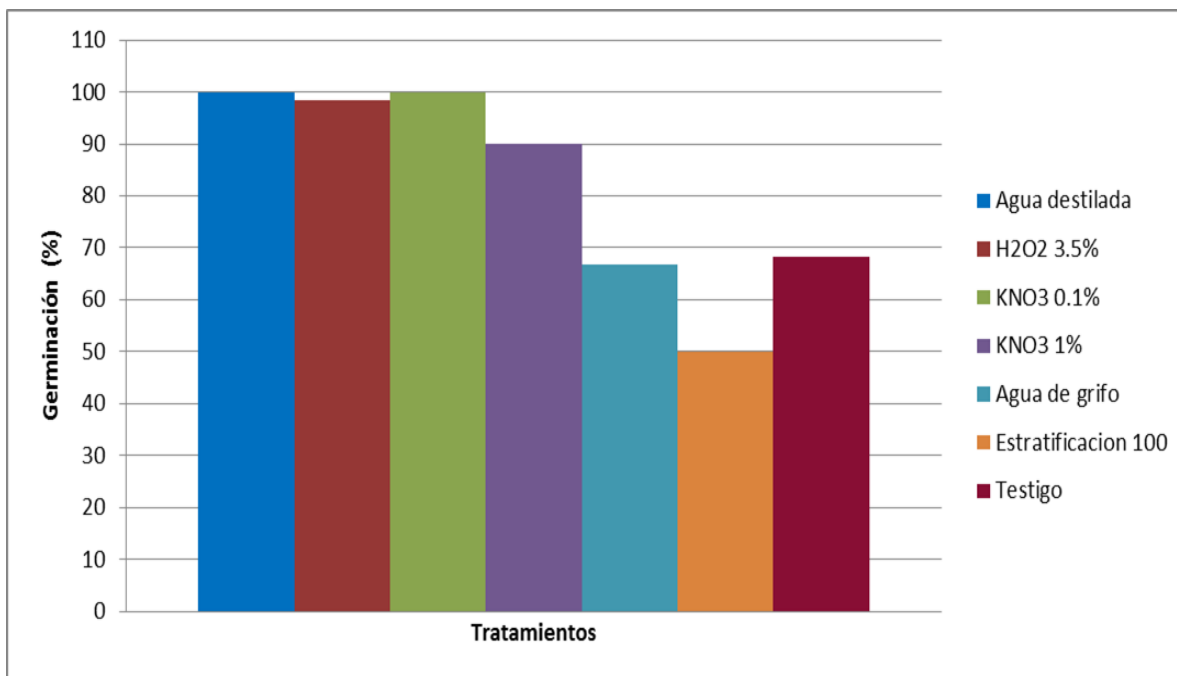
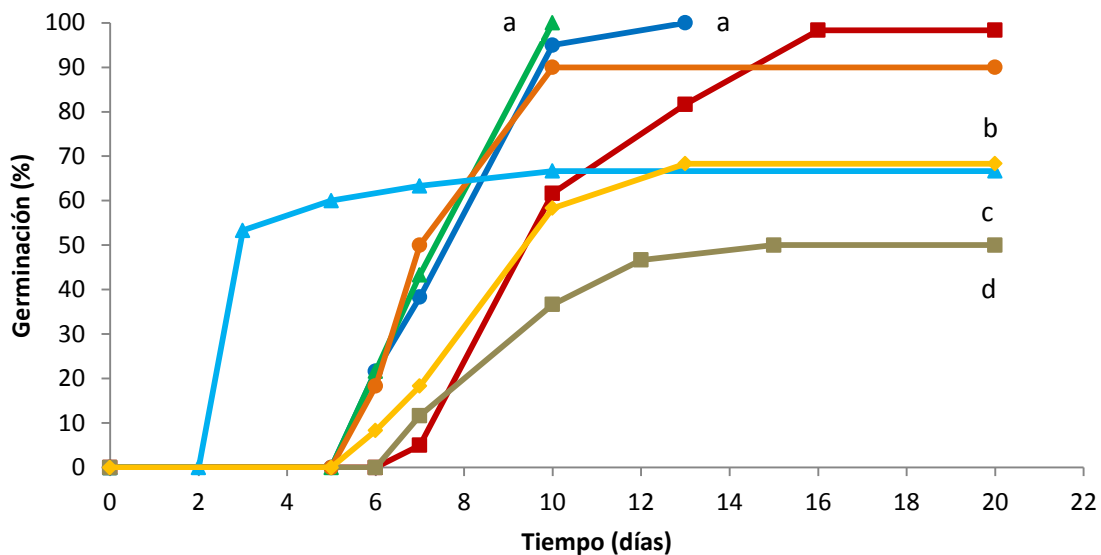


Figura 16. Porcentaje de germinación de semillas con diferentes tratamientos pregerminativos

9.2.2.2 Germinación acumulada

La germinación acumulada muestra que las semillas del tratamiento cinco fueron las primeras en germinar, pero estas solo lograron el 67% de germinación mientras que el KNO_3 logro su mayor porcentaje de germinación acumulada al día 10 y el agua destilada al día 13 ambos con el 100% de germinación (Fig. 14).



Testigo ; Agua destilada T1; H₂O₂ T2; KNO₃ 0.1% T3;
 KNO₃ 1% T4; Agua de grifo T5; Estratificación T6

Figura 17. Germinación acumulada de semillas con diferentes tratamientos pregerminativos

9.2.2.3 Tiempo medio de germinación

Este indica el tiempo promedio en que germinan las semillas de venenillo. Las semillas embebidas en agua de grifo durante 24 horas germinaron más rápido sin embargo este solo logro el 67 % de germinación, las semillas con mejor tiempo promedio de germinación y que lograron el 100% de germinación fueron las tratadas con agua destilada y KNO₃ [0.1%] en comparación a los demás tratamientos (Cuadro 8).

Cuadro 8. Tiempo promedio de germinación en semillas de venenillo con diversos tratamientos pregerminativos

Tratamiento	Σ (niti)	Σ ni	TMG
Testigo	390	41	9.51
Tratamiento 1	527	60	8.78

Tratamiento 2	677	59	11.47
Tratamiento 3	509	60	8.48
Tratamiento 4	439	54	8.13
Tratamiento 5	150	40	3.75
Tratamiento 6	301	30	10.03

* $\Sigma (niti)$ (sumatoria del número de semillas germinadas por día x número de días después de la siembra); Σni (sumatoria del total de semillas germinadas); TMG (tiempo medio de germinación)

9.2.3 Variables morfológicas

9.2.3.1 Altura

La altura presenta una diferencias significativas ($P \leq 0.05$) entre el tratamiento y el testigo, con un incremento en altura del 30% del tratamiento respecto del testigo (Fig. 15).

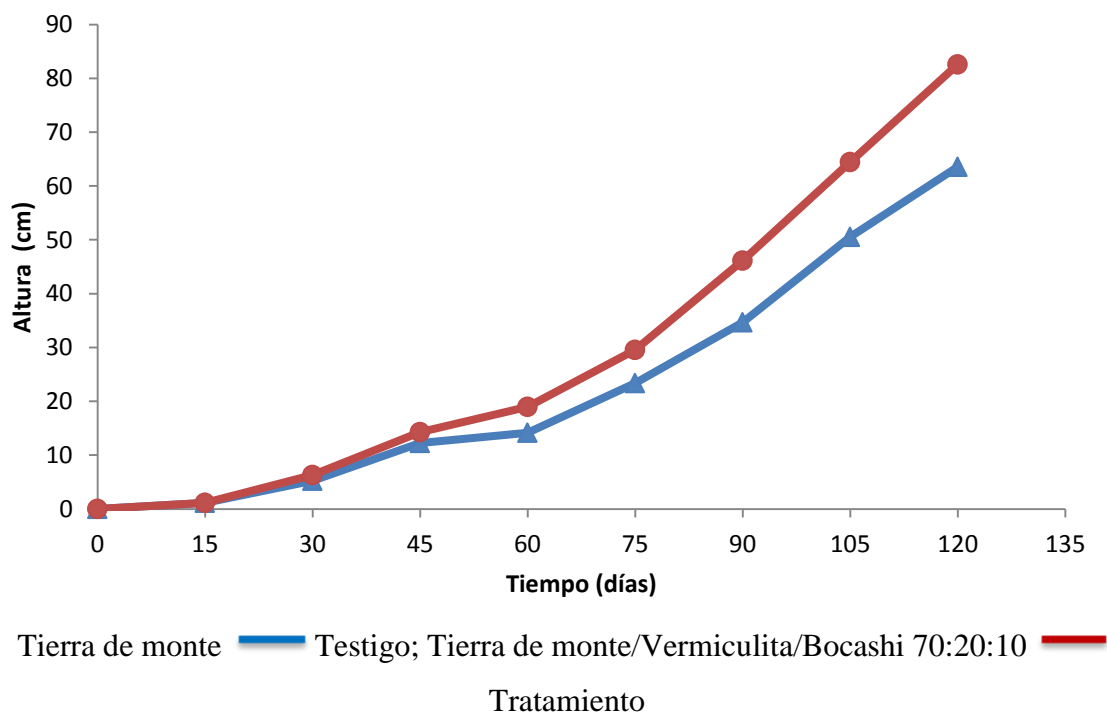


Figura 18. Altura promedio de plantas de venenillo por tratamiento en relación al tiempo (n=15)

9.2.3.2 Cobertura

El tratamiento muestra diferencias significativas ($P \leq 0.05$) con el testigo, observándose un incremento del 39% en la cobertura en relación al testigo (Fig. 16).

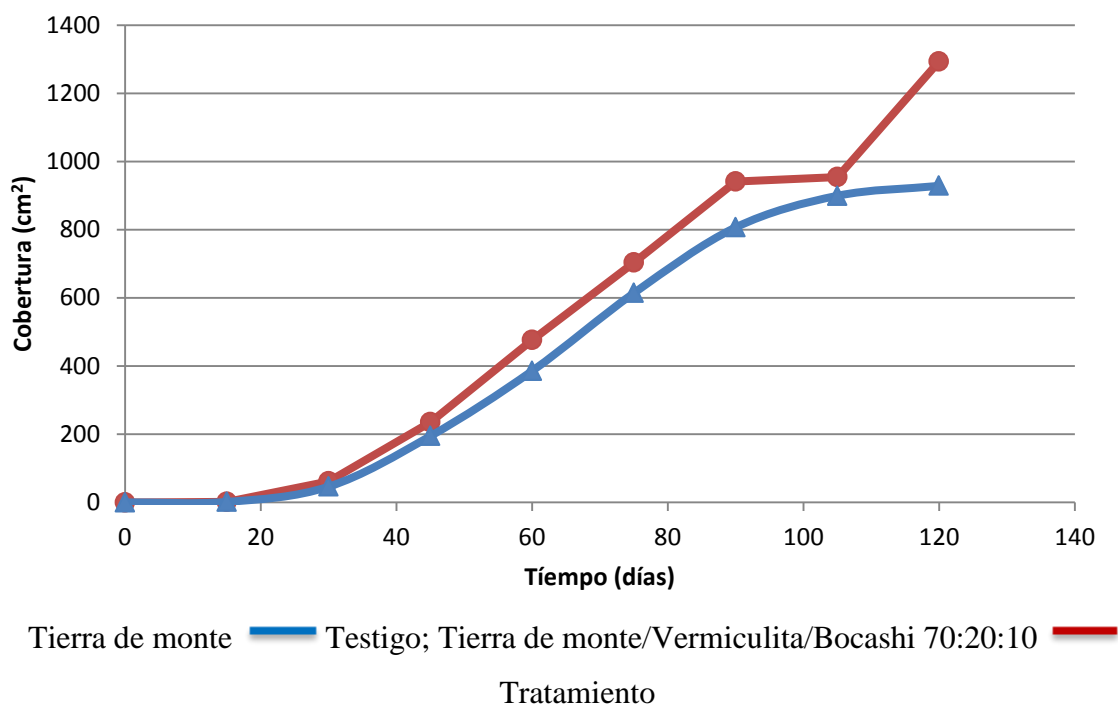


Figura 19. Cobertura promedio de plantas de venenillo por tratamiento en relación al tiempo (n=15)

9.2.3.3 Diámetro de tallo

El diámetro de tallo también presentó diferencias estadísticas ($P \leq 0.05$) entre el tratamiento y el testigo, se manifiesta un aumento del 11% en la cobertura del tratamiento en relación al testigo (Fig. 17).

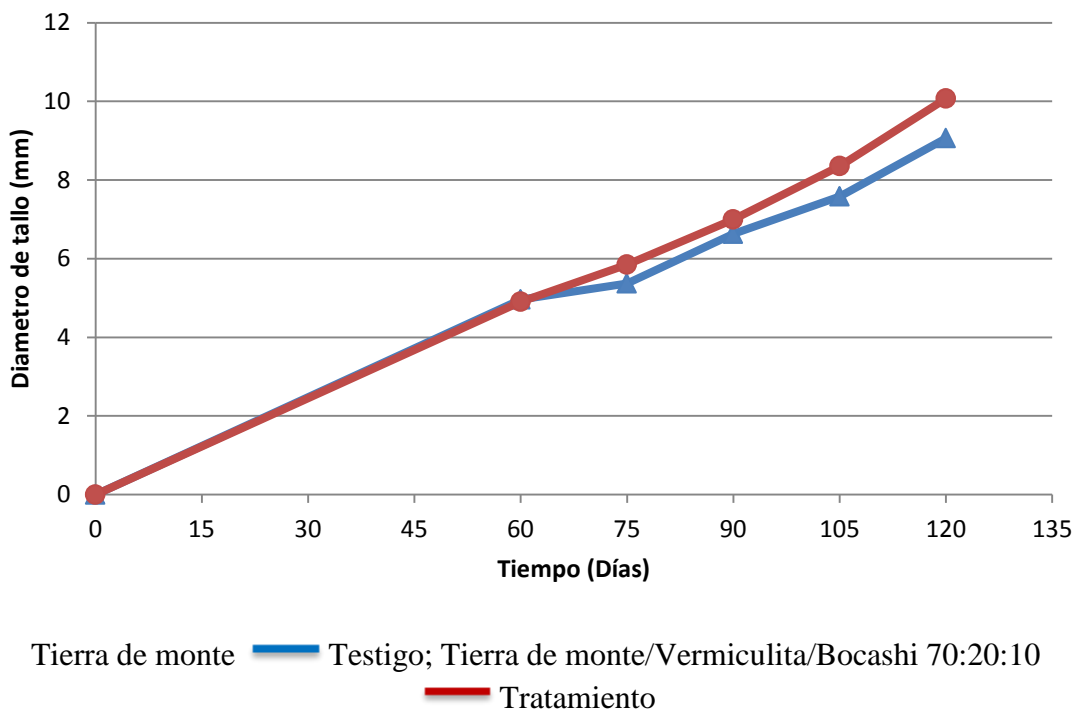


Figura 20. Diámetro del tallo promedio de plantas de venenillo por tratamiento en relación al tiempo (n=15)

9.2.3.4 Tiempo promedio a floración

En el tiempo medio para alcanzar la floración hay diferencias significativas ($P \leq 0.05$) entre el tratamiento y el testigo con una diferencia de ocho días, tardando más días el testigo en florecer (Fig. 18).

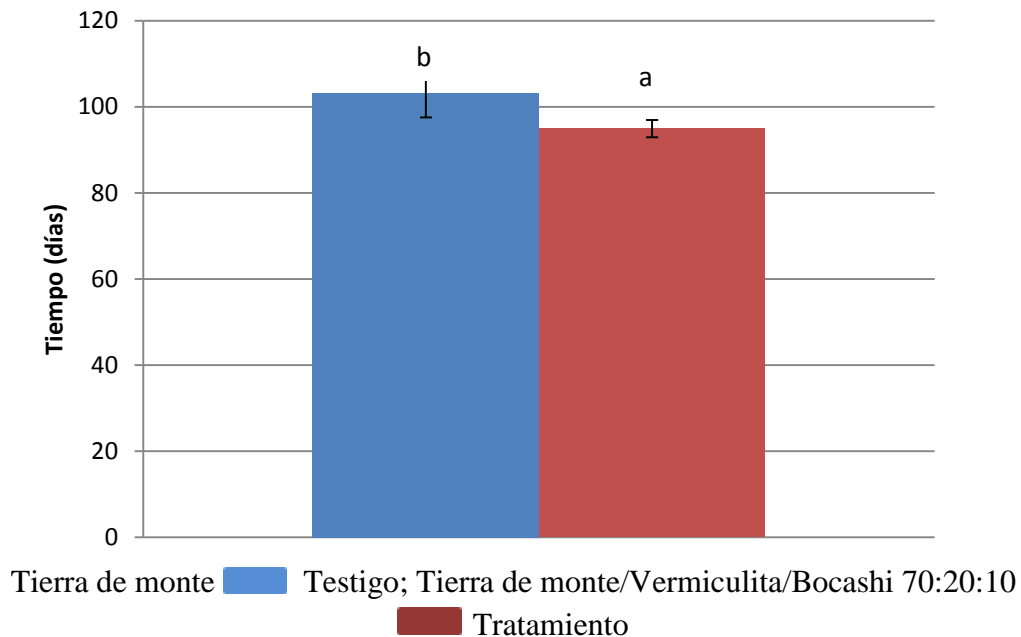


Figura 21. Tiempo promedio en días para llegar a floración de las plantas de venenillo (n=15)

9.2.3.5 Número promedio de inflorescencias/planta

Las inflorescencias promedio en el testigo fueron de tres por planta mientras que para el tratamiento se obtuvieron cinco presentándose diferencias significativas ($P < 0.05$).

9.2.3.6 Número promedio de frutos/planta y número promedio de semillas/fruto

El número promedio de frutos por planta en el testigo fue de 17 por encima de este el tratamiento obtuvo 27 frutos promedio por planta, estadísticamente no se presentan diferencias significativas sin embargo hay una diferencia de 10 frutos de entre el testigo y el tratamiento lo cual aumenta la producción de semillas. El número promedio de semillas por fruto tampoco presentó diferencias significativas ($P > 0.05$) entre el testigo (90 semillas) y el tratamiento (93 semillas).

9.2.3.7 Biomasa

La biomasa no presento diferencias significativas ($P>0.05$) entre el tratamiento y el testigo (Cuadro9)

Cuadro 9. Atributos de la biomasa en plantas de *A. curassavica*

Tratamiento	BFV (g)	BSV (g)	BFR (g)	BSR (g)	Biomasa fresca total (g)	Biomasa seca total (g)	Biomasa total (g)
Testigo	87.4	21.4	52.2	18.6	139.6	40	179.6
T1	99.2	27.4	62.6	20	161.8	47.4	209.2

*Testigo (Tierra de monte); T1 (Tierra de monte, vermiculita, bocashi 70:20:10); BFV (Biomasa fresca del vástago); BSV (Biomasa seca del vástago); BFR (Biomasa fresca de la raíz); BSR (Biomasa seca de la raíz)

9.2.3.8 Índice de Dickson

Se presentaron diferencias significativas ($P<0.05$). El tratamiento obtuvo el valor más alto, mientras que el testigo mostro un valor menor (Fig. 19).

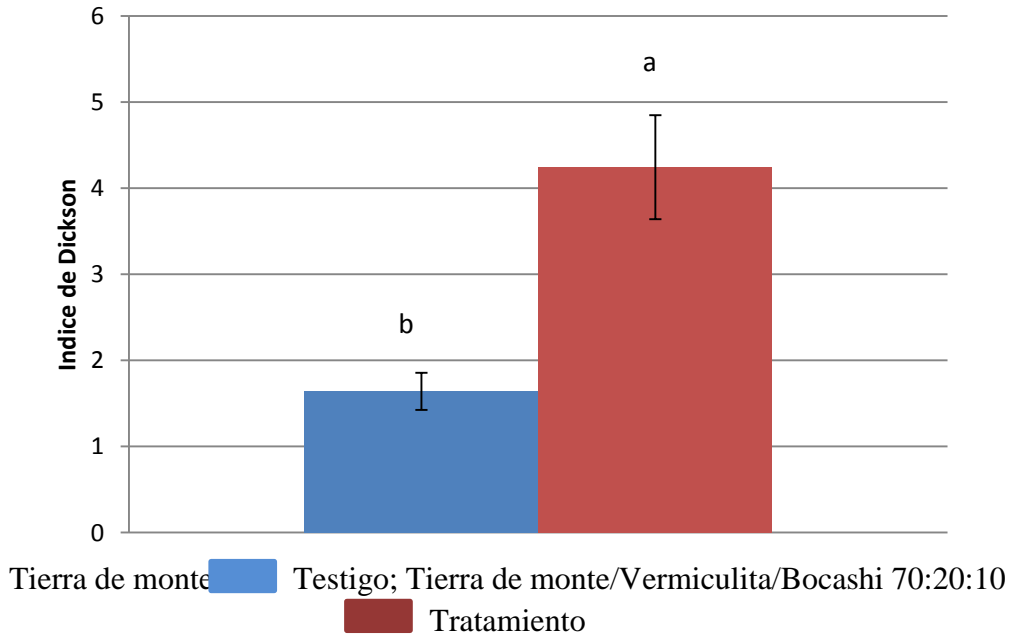


Figura 22. Índice de Dickson para el testigo y tratamiento (n=5)

9.2.3 Variables químicas

9.2.3.1 Conductividad eléctrica y pH

El pH promedio en el testigo fue de 8.34 mientras que para el tratamiento fue de 8.28. La conductividad eléctrica (CE) promedio en el tratamiento fue de 0.285 dS m⁻¹ un poco superior a la obtenida por el testigo la cual fue de 0.121 dS m⁻¹.

9.2.4. Costos de producción de plantas de venenillo

9.2.4.1 Cultivo de venenillo en tierra de monte

Producir 15 plantas de venenillo con tierra de monte tiene un costo de \$855.1 pesos (Cuadro 10). El costo de producción es para plantas de 105 días con altura promedio de 60 cm. El costo para producir una planta de *A. curassavica* es de \$57. El precio en el mercado de una planta de venenillo es de \$15.

Cuadro 10. Costos de producción para sustrato testigo de venenillo.

Insumos	Cantidad	Precio unitario (\$)	Costo total (\$)
Tierra de monte	30	1.33	40
(Kg)			
Bolsas (pza)	15	1.90	28.5
Semillas (pza)	15	0.7	10.5
Mano de obra (hrs)	30	25.87	776.1
Total			855.1
Costo por unidad			57.0

9.2.4.2 Cultivo de venenillo en tierra de monte/vermiculita/bocashi

La producción de 15 plantas de venenillo con este tratamiento tiene un costo de \$965.34 pesos (Cuadro 11). Estas plantas tienen 105 días de vida con una altura promedio de 80 cm. El costo para producir una planta bajo este tratamiento es de \$64.35.

Cuadro 11. Costo de producción para el tratamiento con vermiculita y bocashi

Insumos	Cantidad	Precio unitario (\$)	Precio total (\$)
Tierra de monte	21	1.33	27.93
(Kg)			
Vermiculita (L)	6	7.26	43.56
Bocashi (Kg)	5.250	15	78.75
Bolsas (pza)	15	1.90	28.5
Semillas (pza)	15	0.7	10.5
Mano de obra (hrs)	30	25.87	776.1
Total			965.34
Costo por unidad			64.35

9.3 *Agastache mexicana*

9.3.1 Propagación sexual

9.3.1.1 Germinación diaria

El mayor porcentaje (10-12%) de semillas germinadas se observó entre los días 4 y 8 posteriormente la germinación descendió hasta no presentarse ninguna semilla germinada (Fig. 20).

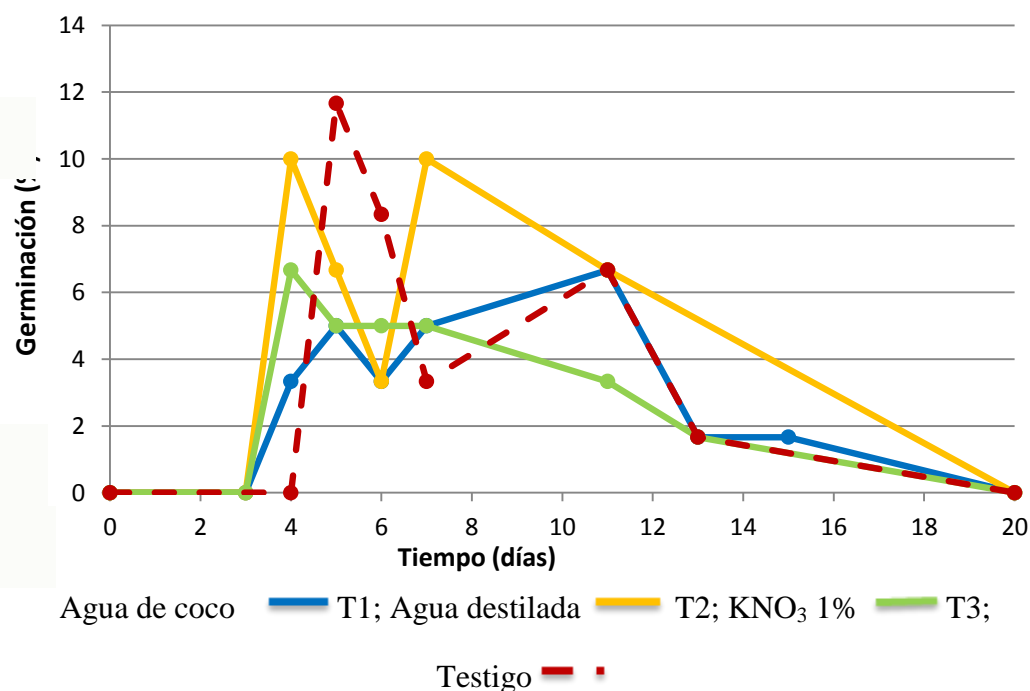


Figura 23. Germinación diaria de semillas de toronjil morado con diversos tratamientos pregerminativos (n=20)

9.3.1.2 Germinación acumulada

La germinación total de semillas de toronjil morado es muy baja para todos los tratamientos estando por debajo del 70%. El porcentaje de germinación más alto fue para el tratamiento con agua destilada (37%) el cual es significativo estadísticamente ($P < 0.05$) sobre los tratamientos de agua de coco y KNO_3 [1%] que germinaron con 27%. El testigo con 32% no muestra diferencia con el tratamiento de agua destilada (Fig. 21).

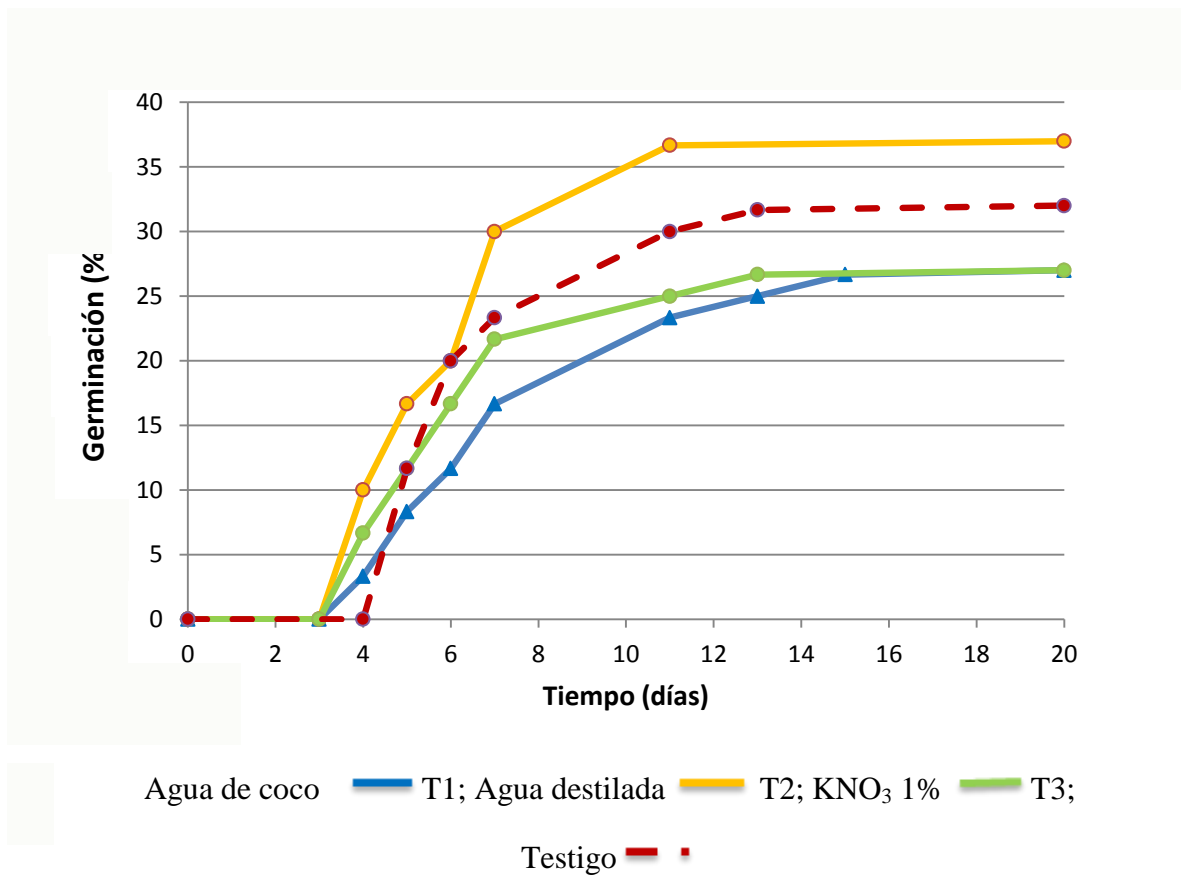


Figura 24. Germinación acumulada de semillas de toronjil morado con diversos tratamientos pregerminativos (n=60)

9.3.1.3 Tiempo medio de germinación

El tiempo promedio más rápido en que germinan las semillas de toronjil morado fue para las semillas tratadas con agua destilada obteniendo un tiempo promedio de germinación de 6 días (Cuadro 12).

Cuadro 12. Tiempo promedio de germinación de semillas de toronjil morado tratadas con tres tratamientos pregerminativos diferentes.

Tratamiento	$\Sigma (niti)$	Σni	TMG
Testigo	136	19	7
Tratamiento 1	128	16	8

Tratamiento 2	142	22	6
Tratamiento 3	105	16	7

9.3.1.5 Emergencia acumulada

El testigo presentó una mayor emergencia (41%) en comparación con los otros tratamientos, siendo el porcentaje más bajo el KNO₃ [1%] con 15% de emergencia (Fig. 22).

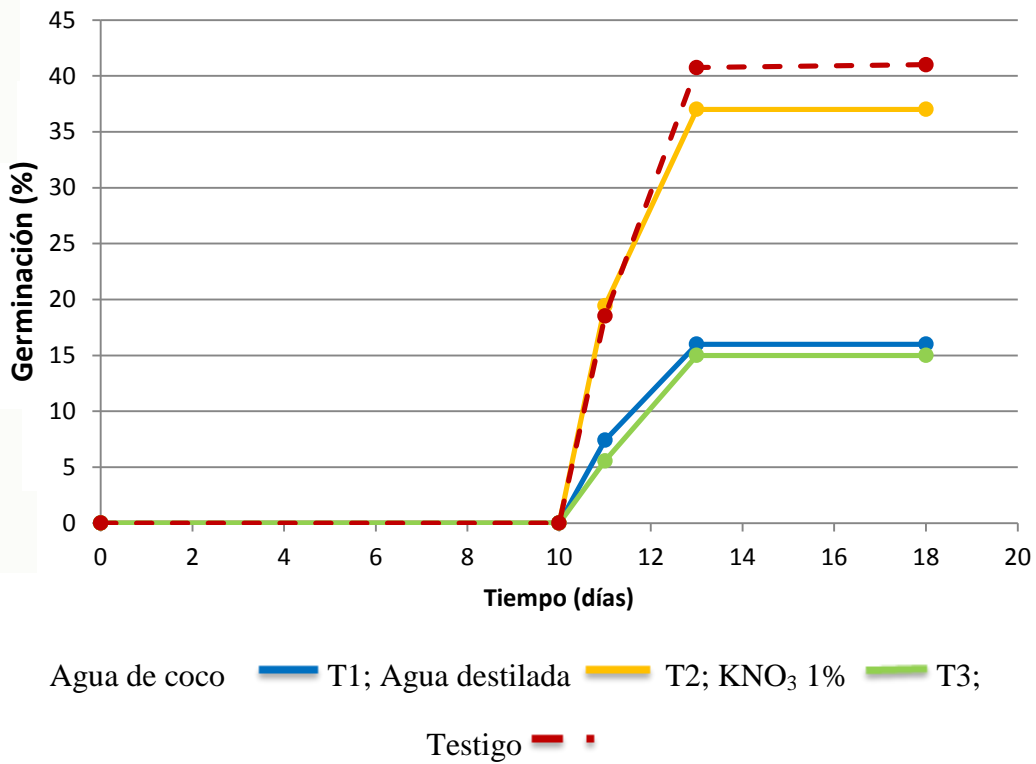


Figura 25. Emergencia acumulada de semillas de toronjil morado con diversos tratamientos pregerminativos (n=108)

9.3.1.6 Tiempo medio de emergencia

El tiempo promedio de emergencia con menores días fue para las semillas tratadas con agua de coco, sin embargo, este alcanzo un porcentaje menor (17%) de emergencia en comparación con el testigo el cual tiene un tiempo promedio de germinación más alto pero este alcanza mayor porcentaje de emergencia (41%) (Cuadro 13).

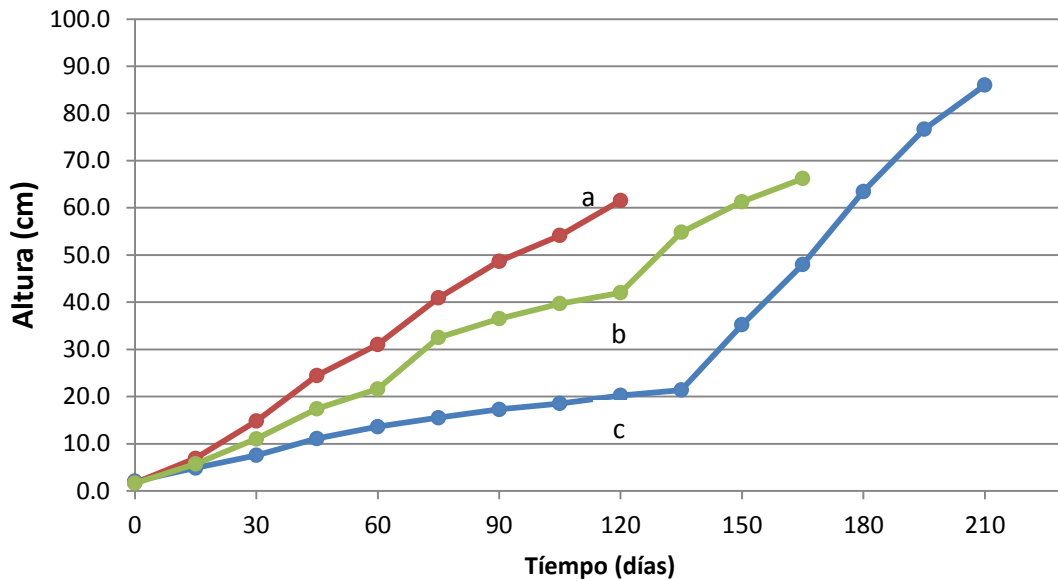
Cuadro 13. Tiempo promedio de emergencia en semillas de toronjil morado tratadas con tres tratamientos pregerminativos diferentes.

Tratamiento	$\Sigma (niti)$	Σni	TMG
Testigo	220	20	11
Tratamiento 1	130	18	7
Tratamiento 2	231	21	11
Tratamiento 3	196	16	12

9.3.2 Variables morfológicas

9.3.2.1 Altura

La altura obtenida por el T1 (62 cm) presenta diferencias significativas ($P < 0.05$) sobre el testigo (20 cm) y el T2 (43 cm) (Fig. 23). La altura del testigo al llegar a la floración alcanzo 86 cm en promedio mayor a la del T1 pero para llegar a esa altura el testigo requirió aproximadamente del doble de tiempo que el T1 y más de 40 días que el T2.

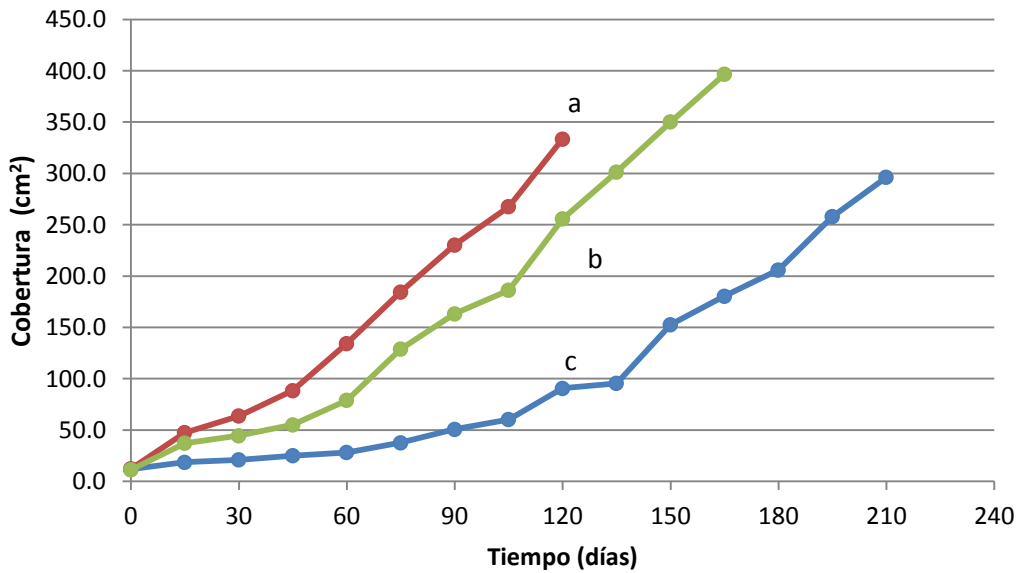


Tierra de monte/Tezontle 80:20 — Testigo; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 70:20:10 — T1; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 60:20:20 — T2

Figura 26. Altura promedio de plantas de toronjil morado por tratamiento en relación al tiempo.

9.3.2.2 Cobertura

La cobertura presenta diferencias significativas ($P < 0.05$) del T1 y T2 sobre el testigo ya que el primero obtiene mayor cobertura con 333.6 cm^2 , el segundo muestra en promedio 255.8 cm^2 y muy por debajo se encuentra el testigo con 90.8 cm^2 (Fig. 24). Entre el T1 y T2 no existe diferencia estadística.

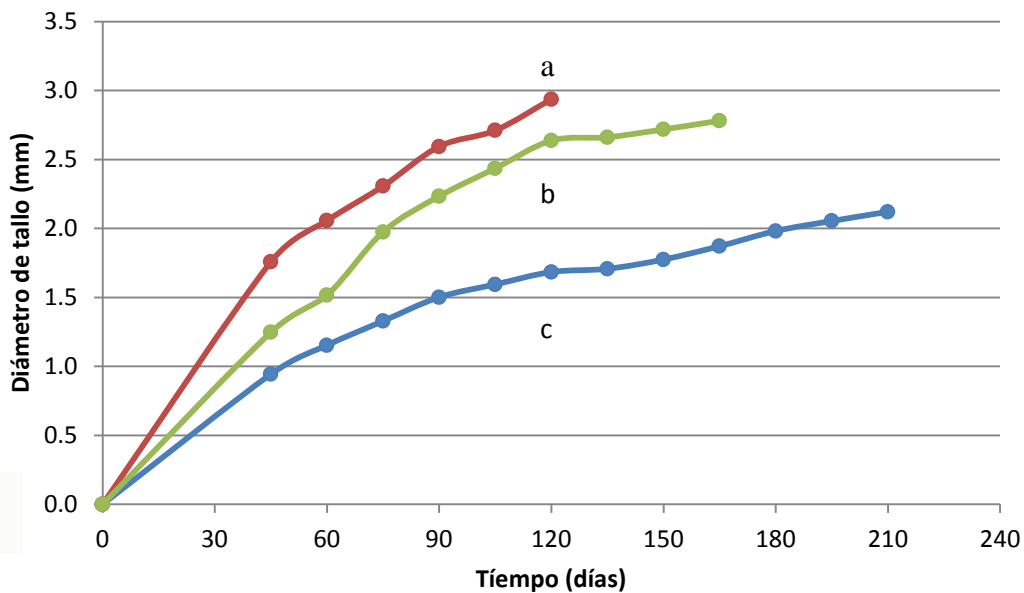


Tierra de monte/Tezontle 80:20 — Testigo; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 70:20:10 — T1; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 60:20:20 — T2

Figura 27. Cobertura promedio de plantas de toronjil morado por tratamiento en relación al tiempo.

9.3.2.3 Diámetro de tallo

No existe diferencia significativa entre el T1 y T2 pero si existe diferencia estadística ($P < 0.05$) de estos tratamientos y el testigo. El diámetro de tallo principal de mayor grosor lo obtuvo el T1 con 2.94 mm, en segundo lugar el T2 con 2.64 mm y el testigo presentó un diámetro de 1.68 mm (Fig. 25).



Tierra de monte/Tezontle 80:20 — Testigo; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 70:20:10 — T1; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 60:20:20 — T2

Figura 28. Diámetro de tallo promedio de plantas de toronjil morado por tratamiento en relación al tiempo.

9.3.2.4 Tiempo medio a floración

El tiempo promedio para alcanzar la floración presenta diferencia significativa ($P < 0.05$) entre el tratamiento 1 y el tratamiento 2, también hay una diferencia estadística significativa entre el tratamiento 1 (89 días) y el testigo (242 días) (Fig. 26).

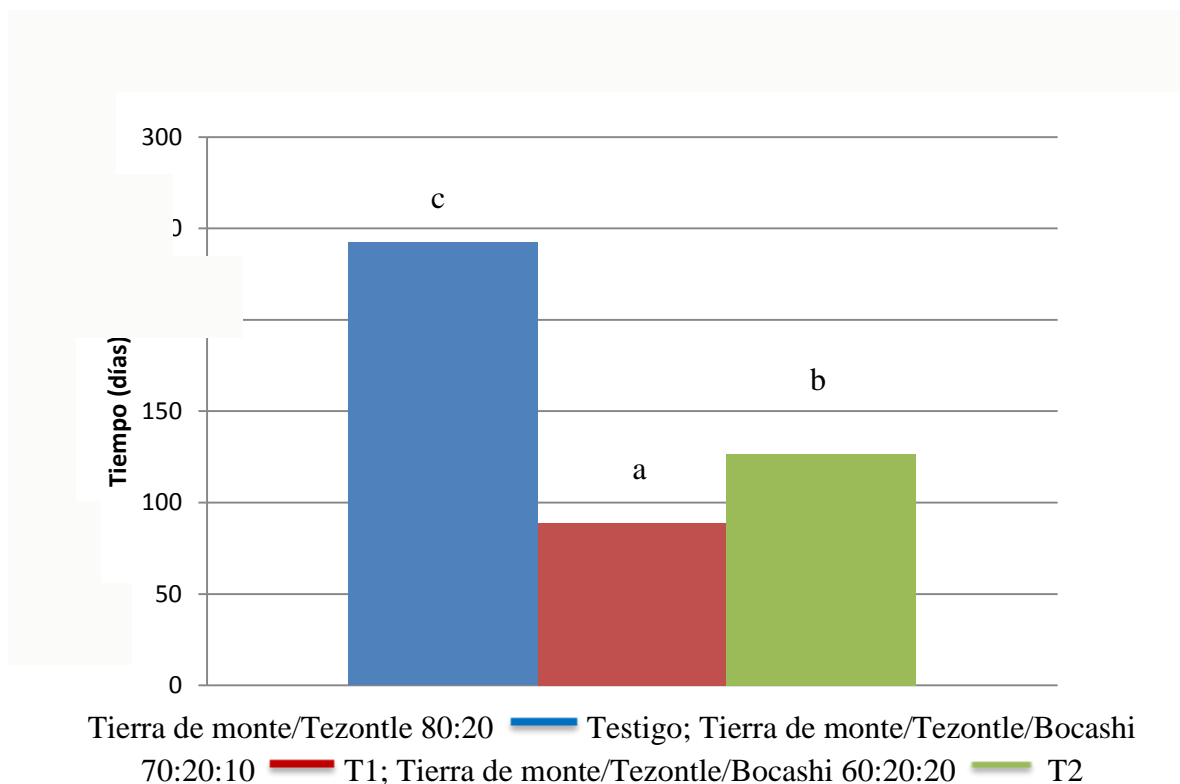


Figura 29. Tiempo promedio en alcanzar la floración en plantas de toronjil morado por tratamiento.

9.3.2.5 Biomasa seca de vástago y raíz

La biomasa no presentó diferencias significativas ($P > 0.05$) entre los tratamientos aplicados (Cuadro 14).

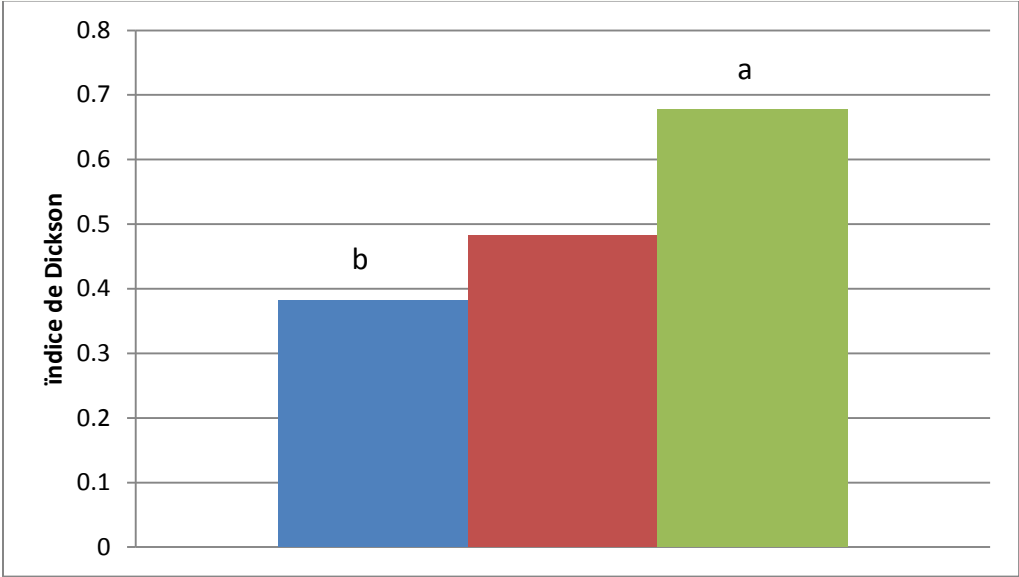
Cuadro 14. Biomasa fresca y seca de plantas de toronjil morado en tratamientos con diferentes dosis de bocashi.

Tratamiento	BFV (g)	BSV (g)	BFR (g)	BSR (g)	Biomasa	Biomasa	Biomasa
					fresca total (g)	seca total (g)	total (g)
Testigo	28.64	12.61	21.15	4.53	44.98	18.92	63.90
T1	26.58	7.17	19.8	4.53	46.38	11.69	58.08

T2	42.90	12.23	19.90	10.08	62.8	22.31	85.11
----	-------	-------	-------	-------	------	-------	-------

9.3.2.6 Índice de Dickson

Se presentó diferencia significativa ($P < 0.05$) entre el tratamiento dos y el testigo, siendo el primero mayor, seguido del tratamiento uno y por último el testigo (Fig. 27)



Tierra de monte/Tezontle 80:20 — Testigo; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 70:20:10 — T1; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 60:20:20 — T2

Figura 30. Tiempo promedio en alcanzar la floración en plantas de toronjil morado por tratamiento.

9.3.3 Variables químicas

9.3.3.1 Conductividad eléctrica y pH

Las lecturas de pH arrojaron un promedio de 7.28 para el testigo, 7.25 en el T1 y el T2 obtuvo un pH promedio de 7.9. La CE promedio en el testigo fue de 0.47 dS m^{-1} para el T1 de 0.98 dS m^{-1} y el T2 0.54 dS m^{-1} .

9.3.4 Costos de producción de plantas de toronjil morado

9.3.4.1 Cultivo de toronjil morado en tierra de monte

Producir 15 plantas de toronjil morado en tierra de monte tiene un costo de \$949.6 (Cuadro 15). Este costo de producción es para plantas de 210 días con altura promedio de 85 cm. El costo para producir una planta de toronjil morado con este tratamiento es de \$63.30. El costo en el mercado es de \$20 para plantas de 20 cm y sin floración.

Cuadro 15. Costo de producción para tierra de monte en toronjil morado

Insumos	Cantidad	Precio unitario (\$)	Costo total (\$)
Tierra de monte (kg)	30	1.33	40
Bolsas (pza)	15	1.90	28.5
Semillas (pza)	15	7	105
Mano de obra (h)	30	25.87	776.1
Total			949.6
Costo por unidad			63.30

9.3.4.2 Cultivo de toronjil morado en tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10

La producción de 15 plantas de *A. mexicana* con este tratamiento tiene un costo de \$1030.5 (Cuadro 16). El costo de producción por unidad de planta es de \$68.7 para plantas de 120 días con altura promedio de 60 cm en floración.

Cuadro 16. Costo de producción con tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10

Insumos	Cantidad	Precio unitario (\$)	Costo total (\$)
Tierra de monte (kg)	21	1.33	27.9
Tezontle (kg)	6	8	48
Bocashi (kg)	3	15	45
Bolsas (pza)	15	1.90	28.5
Semillas (pza)	15	7	105
Mano de obra (h)	30	25.87	776.1
Total			1030.5
Costo por unidad			68.7

9.3.4.3 Cultivo de toronjil morado en tierra de monte/tezontle/bocashi 60:20:20

Para producir 15 plantas de toronjil morado con este tratamiento tiene un costo de \$1070.5 (Cuadro 17). El costo de producción por planta es de \$71.43 para obtener plantas con altura promedio de 65 cm y de 165 días.

Cuadro 17. Costo de producción del tratamiento en tierra de monte/tezontle/bocashi 60:20:20

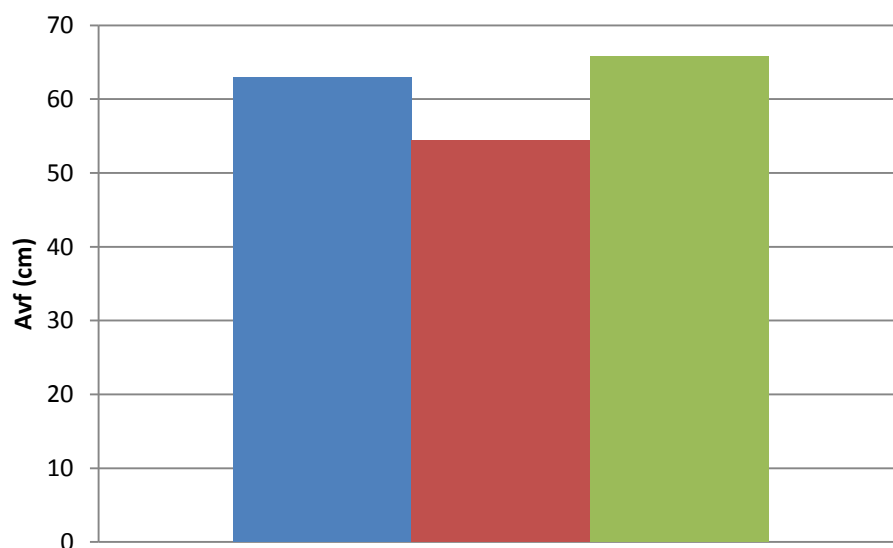
Insumos	Cantidad	Precio unitario (\$)	Costo total (\$)
Tierra de monte (kg)	18	1.33	23.9
Tezontle	6	8	48
Bocashi (g)	6	15	90
Bolsas (pza)	15	1.90	28.5
Semillas (pza)	15	7	105
Mano de obra (h)	30	25.87	776.1
Total			1071.5
Costo por unidad			71.43

9.4 *Agave tuberosa* (L.) Thiede & Egli

9.4.1 Variables morfológicas

9.4.1.1 Altura de la vara floral de nardo

La altura de las varas florares no presentaron diferencias estadísticas ($P>0.05$). El T2 obtuvo la mayor altura de las varas florales con 65.7 cm y el T1 fue el de menor altura con 54.4 cm (Fig. 28).



Tierra de monte/Turba 3:1 — Testigo; Tierra de monte/Vermiculita/Bocashi 70:20:10 — T1; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 70:20:10 — T2

Figura 31. Altura promedio de la vara floral en plantas de nardo por tratamiento.

9.4.1.2 Diámetro de vara floral

No se presentan diferencias significativas ($P>0.05$) en el diámetro de la vara floral, sin embargo, el T2 es quien obtuvo el diámetro más ancho con 5.6 mm, mientras que el valor más bajo fue para el T1 con 4 mm (Fig. 29).

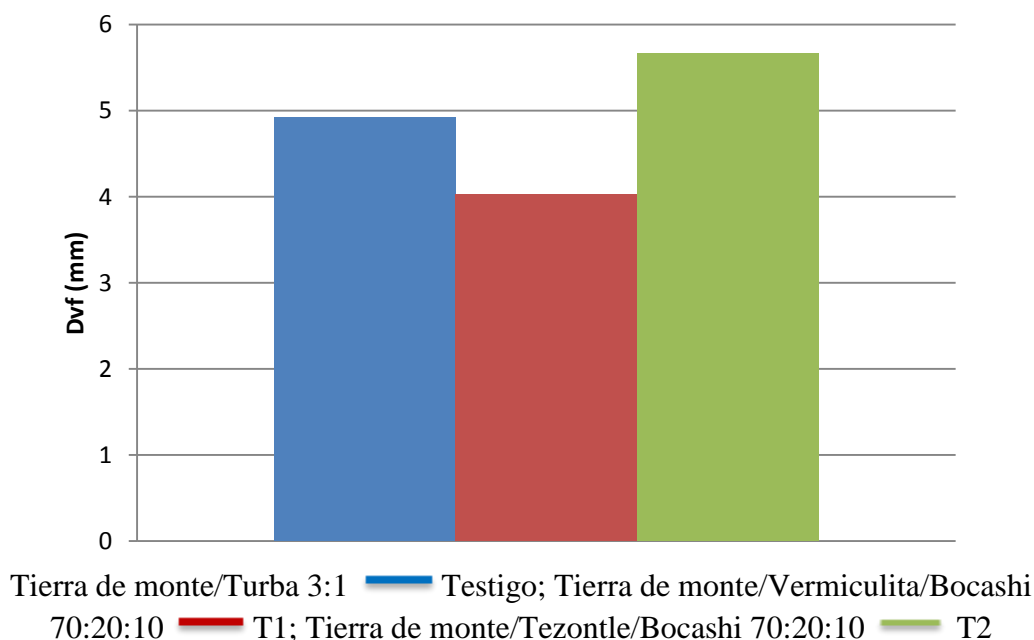


Figura 32. Diámetro promedio de vara floral en plantas de nardo por tratamiento.

9.4.1.3 Tiempo medio del surgimiento de la vara floral

El tiempo promedio en que se comenzó a observar la vara floral no mostro diferencias significativas ($P>0.05$), sin embargo, el T1 comenzó la floración en menos tiempo (134 días) en comparación con el testigo el cual requiere de 171 días para iniciar la floración (Fig. 30).

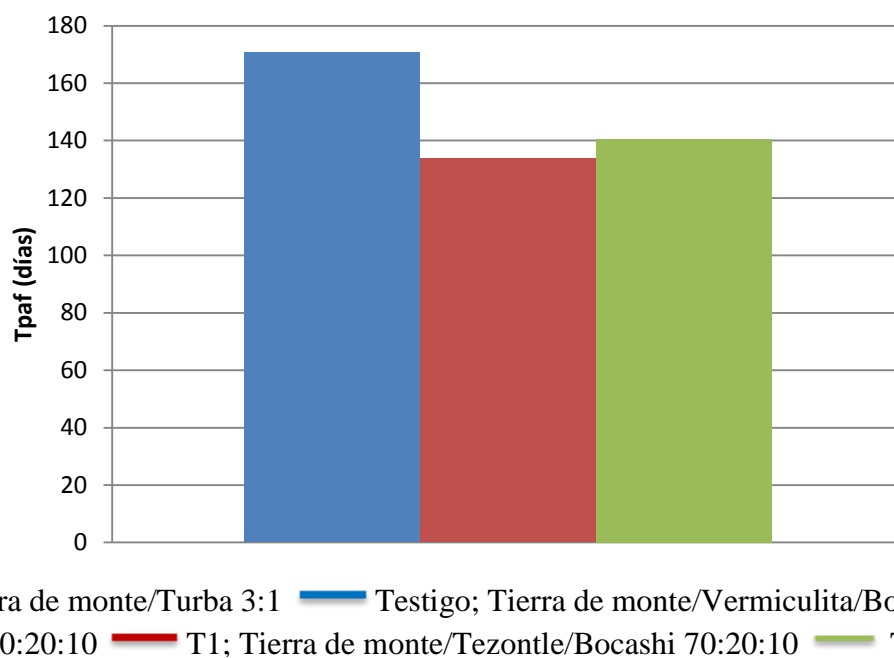
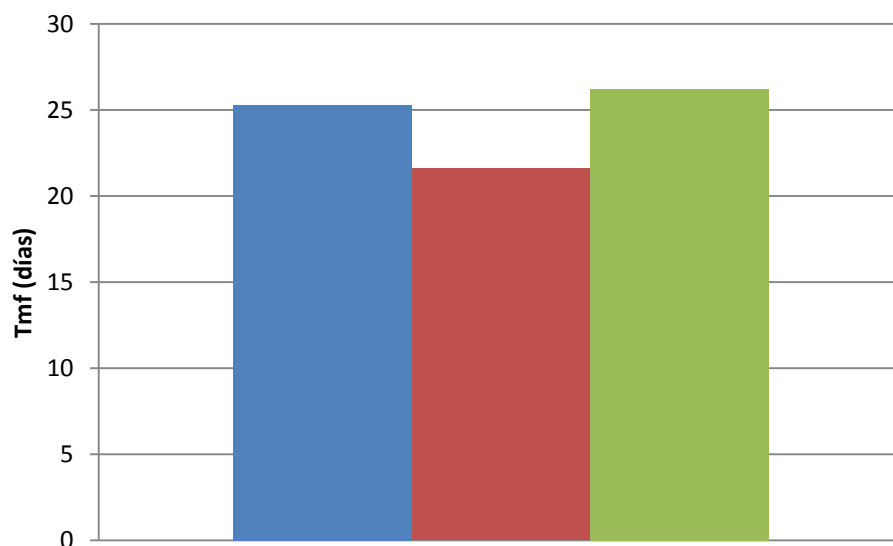


Figura 33. Tiempo promedio del surgimiento de la vara floral en plantas de nardo por tratamiento.

9.4.1.4 Tiempo medio de floración

El tiempo promedio de floración no exhibió diferencias significativas ($P > 0.05$) entre tratamientos, no obstante, el T2 mostro una floración más duradera (26 días) con una diferencia de 4 días para el T1 (22 días) quien obtuvo la menor tiempo con flores abiertas (Fig. 31).

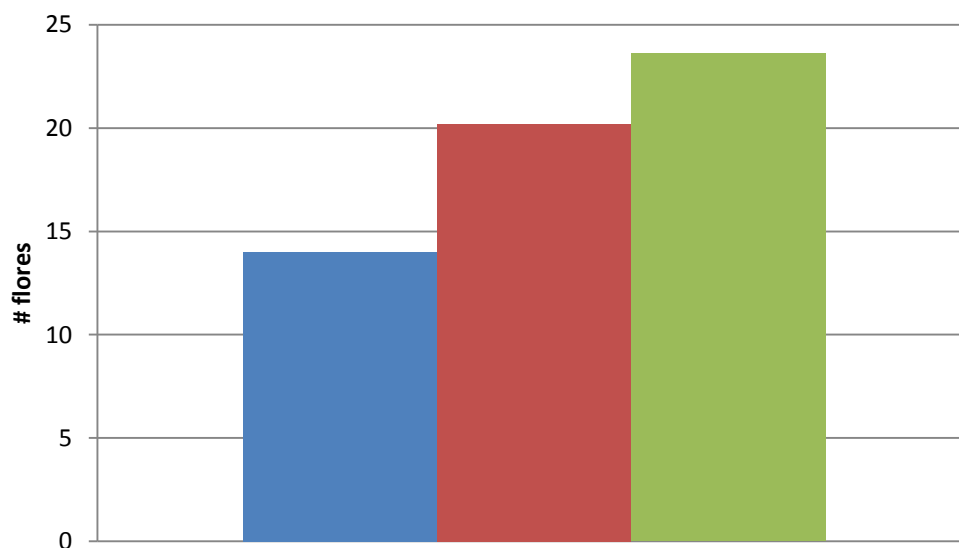


Tierra de monte/Turba 3:1 — Testigo; Tierra de monte/Vermiculita/Bocashi 70:20:10 — T1; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 70:20:10 — T2

Figura 34. Tiempo promedio en floración de plantas de nardo por tratamiento.

9.4.1.5 Numero de flores

El número de flores por tratamiento no mostro diferencias significativas ($P > 0.05$), pero cabe señalar que el T2 obtuvo la mayor cantidad de flores con 24, por su parte el testigo mostro 14 flores promedio por planta siendo el menor en esta variable (Fig. 32).



Tierra de monte/Turba 3:1 — Testigo; Tierra de monte/Vermiculita/Bocashi 70:20:10 — T1; Tierra de monte/Tezontle/Bocashi 70:20:10 — T2

Figura 35. Tiempo promedio en floración de plantas de nardo por tratamiento.

9.4.2 Variables químicas

9.4.2.1 Conductividad eléctrica y pH

Las lecturas de pH mostraron un promedio de 7.52 para el testigo, 7.79 en el T1 y por su parte el T2 obtuvo un pH promedio de 8.03. La CE promedio en el testigo fue de 0.28 dS m⁻¹ para el T1 de 0.29 dS m⁻¹ y el T2 0.27 dS m⁻¹.

9.4.3 Costos de producción de plantas

9.4.3.1 Cultivo de nardo en tierra de monte/turba 3:1 en peso

Producir 8 plantas de nardo con este tierra de monte y turba (3:1) tiene un costo de \$900.08 (Cuadro 18). El costo de producción es para plantas con altura promedio de 62.9 de la vara floral y de 171 días. Producir una planta con este tratamiento tiene un costo de producción de \$90.

Cuadro 18. Costo de producción en tierra de monte/turba 3:1.

Insumos	Cantidad	Precio unitario (\$)	Costo total (\$)
Tierra de monte (kg)	22.5	1.33	29.9
Turba (kg)	7.5	30	225
Bolsas (pza)	15	1.90	28.5
Bulbos (pza)	10	10	100
Mano de obra (h)	20	25.87	517.4
Total			900.8
Costo por unidad			90.08

9.4.3.2 Cultivo de nardo en tierra de monte/vermiculita/bocashi 70:20:10

La producción de 6 plantas de nardo con este tratamiento tiene un costo de \$723.54 (Cuadro 19). Esta producción es para plantas con alturas promedio de la vara floral de 54 cm y de 134 días. El costo para producir una planta de nardo es de \$72.35.

Cuadro 19. Costo de producción en tierra de monte/vermiculita/bocashi 70:20:10.

Insumos	Cantidad	Precio unitario (\$)	Costo total (\$)
Tierra de monte (kg)	14	1.33	18.6
Vermiculita (kg)	4	7.26	29.04
Bocashi (kg)	2	15	30
Bolsas (pza)	15	1.90	28.5
Bulbos (pza)	10	10	100
Mano de obra (h)	20	25.87	517.4
Total			723.54
Costo por unidad			72.35

9.4.3.3 Cultivo de nardo en tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10

Producir 8 plantas de nardo con tierra de monte/tezontle/ bocashi en proporciones de 70:20:10 tiene un costo de \$726.5 (Cuadro 20). El costo de producción es para plantas que dan floraciones promedio de 65 cm de altura y de 141 días. La producción por unidad con este tratamiento es de \$72.65.

Cuadro 20. Costo de producción de nardo en tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10.

Insumos	Cantidad	Precio unitario (\$)	Costo total (\$)
Tierra de monte	14	1.33	18.6
(kg)			
Tezontle (kg)	4	8	32
Bocashi (kg)	2	15	30
Bolsas (pza)	15	1.90	28.5
Bulbos (pza)	10	10	100
Mano de obra (h)	20	25.87	517.4
Total			726.5
Costo por unidad			72.65

X Discusión

10.1 Calidad de tierra de monte y sustratos

Los parámetros obtenidos se compararon con lo indicado en la NOM-021-RECNAT-2000.

10.1.1 Calidad de tierra de monte (testigo de *A. curassavica* y *A. mexicana*)

El pH obtenido para la tierra de monte fue de 6.40, esta se clasifica como un suelo moderadamente ácido. Osorio (2012) menciona que un pH entre 6 y 6.5 presenta una adecuada condición para la disponibilidad de nutrientes en las plantas. La conductividad

eléctrica fue de 1.34 dS/m^{-1} lo cual indica que este suelo presenta una ligera salinidad sin embargo esta no afecta por lo cual la planta tendrá nutrientes disponibles para su desarrollo y crecimiento dado que los niveles de salinidad son imperceptibles. En un suelo salino las sales modifican el potencial osmótico del agua en el suelo, se inhibe el crecimiento al aumentar la concentración de algunos iones (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , Na^+ , H^+ , Al^{3+} , Fe^{3+} , entre otros) que afectan la fisiología de la planta (Soriano, 2018).

La materia orgánica presento un valor de 10.09% lo cual refleja una calidad media para la tierra de monte. La materia orgánica del suelo contiene cerca del 5% de N total, además contiene otros elementos esenciales para las plantas, tales como fósforo, magnesio, calcio, azufre y micronutrientes, en la degradación de esta la humificación y la mineralización son fases que mejoran las propiedades del suelo repercutiendo en la nutrición de las plantas (Julca *et al.*, 2006).

La tierra de monte presenta N inorgánico de calidad media con 36.8 mg Kg^{-1} , el P con 12.64 se clasifica como una calidad baja de la disponibilidad de este elemento lo cual se reflejó al final del experimento ya que se reduce el tamaño y el vigor de la planta, además de retrasar la maduración de los frutos (Fuentes, 1992). . Por su parte el K con 2290 mg Kg^{-1} presenta una alta disponibilidad este macronutriente es indispensable para el metabolismo de los carbohidratos o formación y transformación del almidón, además de la promoción del crecimiento de los tejidos meristemáticos (Tisdale y Nelson, 1988).

Posee una densidad aparente arcillosa (1.03 g/cm^3), Delgado *et al.*, (2008) menciona que la mayor proporción de nutrimentos y agua es adquirida por las plantas a través del sistema radical, el cual normalmente es alterado por propiedades, características naturales del suelo o por condiciones de mal manejo, esto se reflejó en una disminución de biomasa radical al final del experimento.

La relación C/N fue alta con 36.4 la cual se traduce en una lenta inmovilización del N ya que al haber altos contenidos de C la acción de los microorganismos continua y estos requieren N para su desarrollo por lo que lo toma del suelo y baja la disponibilidad de este macronutriente para las plantas (Méndez *et al.*, 2018)

10.1.2 Calidad de sustrato (tratamiento 1) tierra de monte/vermiculita/bocashi 70:20:10 (*A. curassavica*)

El sustrato tratamiento obtuvo un pH de 6.57 por lo cual se clasifica como un sustrato moderadamente ácido. Torres *et al* (s.f.) mencionan que todos los nutrientes se encuentran disponibles en un rango de pH de 5.4 a 6.2, pero resaltan el hecho de que cada especie de planta tiene un rango óptimo de pH.

Se obtuvo un porcentaje de 9.55% de MO determinando una calidad media del sustrato en este parámetro. La materia orgánica además de mejorar las propiedades físicas del suelo también ayudan a incrementar la capacidad de intercambio catiónico lo cual es benéfico para la nutrición vegetal (Trinidad-Santos, 2016). El N total fue de 0.61% el cual está en un valor muy alto de los porcentajes mencionados en la NOM-021-RECNAT-2000. (>0.25% muy alto) este nutrientes es indispensable en el desarrollo de la planta, Corrales *et al*, (2015) mencionan que un buen suministro de nitrógeno a la planta trae consigo un aumento de su tasa fotosintética, incrementando el crecimiento de los cultivos ya que toda la materia seca producida por la planta depende totalmente de este proceso. El fósforo y potasio se encuentran en cantidades altas favoreciendo el desarrollo de las raíces, estimulando el crecimiento y desarrollo con lo cual las plantas se hacen más resistentes a las heladas, ataques de insectos y a las enfermedades (Fuentes, 1992).

La capacidad de intercambio catiónico es alta con 32.2 lo cual representa una buena fertilidad ya que cuantos más sitios de intercambio, mayor será la capacidad de almacenaje de cationes y mayor su disponibilidad para las plantas (Bueno y Fernández, 2019).

La densidad aparente fue de 0.90 g/cm³ manteniendo el rango para clasificarse como un sustrato orgánico de acuerdo a la normatividad mexicana.

Se recomienda utilizar este sustrato para *A. curassavica* ya que fue en donde tuvo un mejor crecimiento y desarrollo de las plantas.

10.1.3 Calidad de sustrato (tratamiento 1) tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10 (*A. mexicana*)

El pH de este sustrato fue de 6.59 considerándose un sustrato moderadamente ácido. Ginés y Mariscal (2002) mencionan que el rango de pH de 6-7 proporciona mejores condiciones de asimilabilidad de nutrientes en las plantas. La conductividad eléctrica es de 0.11 lo cual significa que hay niveles de salinidad despreciables por lo que no afecta la disposición de nutrientes disponibles para las plantas.

Presenta 9.28% de MO clasificándose como un porcentaje medio de disponibilidad de esta. Cruz *et al.*, (2010) mencionan que las características de los sustratos para el cultivo de plantas cambian en el tiempo, y por lo general las propiedades físicas del mismo tienden a reducirse, por lo que hay que procurar que dichas características sean al inicio lo más altas o lo más cercano a lo considerado como ideal. Sin embargo, para este caso no es necesario aportar más materia orgánica ya que una dosis más elevada de bocashi perjudicó la sobrevivencia y el crecimiento de toronjil morado.

Los macronutrientes se presentaron en niveles altos: N 0.61%, P 0.16% y K 0.12% lo cual beneficia el crecimiento y desarrollo de las plantas. Cordero (2021) menciona que la principal función del nitrógeno en las plantas es el desarrollo del tallo, crecimiento de follaje y formación de frutos; el fósforo a su vez tiene una acción directa sobre el desarrollo radicular y la formación de semillas, además tiene un papel importante en el metabolismo de las plantas ya que forma parte del ATP, ADP y AMP. El potasio se relaciona con la mantención de la condición hídrica dentro de la planta y contribuye a aumentar la tolerancia o resistencia de la planta a enfermedades o plagas (Hirzel, 2004).

La CIC obtenida fue media con $21.3 \text{ cmol}^{(+)} \text{ Kg}^{-1}$. Andrade *et al.* (2020) mencionan que los valores medios de CIC son adecuados ya que generan terrenos productivos al retener o intercambiar nutrientes adecuadamente.

La relación C/N que se obtuvo es de 14.6. Gamarra *et al.*, (2018) mencionan que la relación C/N de bacterias y hongos del suelo es menor a 15, lo que implica que con valores bajos de C/N los microorganismos serán más eficientes en la descomposición de la materia orgánica.

Este sustrato es el recomendable para un buen crecimiento y desarrollo de *A. mexicana* al adelantar la floración y tener un crecimiento más rápido.

10.1.4 Calidad de sustrato (tratamiento 2) tierra de monte/tezontle/bocashi 60:20:20 (A. mexicana)

El sustrato presenta pH de 7.21 por lo que se considera un sustrato neutro, de acuerdo con Osorio (2012) un pH cercano a la neutralidad o ligeramente alcalino disminuye la presencia de micronutrientes como Mn, Zn, Cu, Fe y B, además baja la disponibilidad de P debido a la alta disponibilidad de Ca y Mg.

La CE obtenida es de 2.21 dS m⁻¹ por lo cual se considera un sustrato moderadamente salino, esto se puede deber a las altas concentraciones de Ca y Mg que presento el sustrato o al aporte de bocashi en mayor proporción que se le aplico. Cepeda *et al.* (2014) reportan que materiales con conductividad eléctricas mayores a 2 mS/cm pueden tener un efecto negativo sobre cultivos, ya que inhibe el desarrollo de la planta como resultado de la acumulación de iones de magnesio, calcio, sodio y cloro. Berrio y Panzza (2006) mencionan que en bocashi es normal encontrar conductividad eléctrica elevada, reportando conductividades eléctricas de hasta 22.8 dS/m.

La materia orgánica contenida en el sustrato fue de 8.40% clasificándose como un porcentaje medio. Fuentes (1992) menciona que la materia orgánica desempeña dos funciones importantes: mejora y conserva la estructura del suelo y aumenta la fertilidad del suelo esto debido a que el humus y la arcilla del suelo retienen algunos elementos nutritivos y los ponen poco a poco a disposición de las plantas.

10.1.5 Calidad de sustrato (testigo) tierra de monte/turba 75:25 (A. tuberosa)

Sustrato fuertemente ácido ya que presenta un pH de 4.39, esto puede deberse por toxicidad de Al o Mn provocando alta deficiencia de P, S, Mo y bases intercambiables, sin embargo, también se esperan altas cantidades de micronutrientes según Osorio (2012). Mota *et al.*, (2016) mencionan que la MO presenta una gran cantidad de grupos carboxilos, lo que resulta en una alta densidad de sitios desionizados y una liberación de H⁺ en consecuencia hay una disminución del pH, para este sustrato se observó mayor cantidad de MO en comparación con los sustratos tratamiento y esto se puede deber a la cantidad de turba que se utilizó para formar el sustrato.

Se presenta una CE de 0.06 dS/m^{-1} lo que se traduce en efectos despreciables de salinidad de acuerdo con la NOM-021-RECNAT-2000. Contiene 11.09% de MO clasificándose en un rango alto de materia orgánica.

En cuanto a los macronutrientes se exhibe en un rango muy alto de N inorgánico con 89.3 mg Kg^{-1} , el P con 14.88 mg kg^{-1} es de calidad baja sin embargo está en un rango cercano a alcanzar la calidad media de este elemento y el K con 166 mg kg^{-1} presenta una calidad media. En general se presenta una clase media de disponibilidad de macronutrientes en este sustrato.

La relación de C/N fue de 20.3 la cual se considera de media a alta, ya que como menciona Fuentes (1994) una relación C/N mayor a 15 suministra mucha energía y poco nitrógeno.

10.1.6 Calidad de sustrato (tratamiento 1) tierra de monte/vermiculita/bocashi 70:20:10 (*A. tuberosa*)

El pH obtenido en este sustrato fue de 5.53 lo cual lo clasifica como moderadamente ácido, de acuerdo con Osorio (2012) hay alta disponibilidad de P, S Mo y bases. La CE que exhibió fue de 0.89 dS m^{-1} considerándose un sustrato con efectos despreciables de salinidad de acuerdo con la NOM-021-RECNAT-2000. Cremona y Enríquez (2020) mencionan que un suelo con sales tiene menor proporción del agua fácilmente disponible, ya que las sales de algún modo retienen el agua en la matriz del suelo y no permiten que las plantas la absorban. La MO presente se clasificó como media por tener un valor de 10.09 %.

Se obtuvieron 31.5 mg kg^{-1} de N inorgánico clasificándose en una calidad media para este macronutriente, 15.85 mg kg^{-1} de P con un rango medio y 2780 mg kg^{-1} de K con alta disponibilidad de este elemento. Los macronutrientes en general se presentan en cantidades adecuadas para que las plantas tengan un buen desarrollo.

Se presentó una relación de C/N de 11.0 adecuada, de acuerdo a Mota *et al*, (2016) quienes consideran que un índice de la relación C/N entre 10 y 12 es normal respecto a la liberación de nitrógeno y significa que existe un balance de inmovilización/mineralización del nitrógeno.

10.1.7 Calidad de sustrato (tratamiento 2) tierra de monte/tezontle/bocashi 70:20:10 (A. tuberosa)

Se presenta un pH de 6.15 y se considera un sustrato moderadamente ácido. Santos y Ríos (2016) mencionan que un rango de 5.5 a 6.5 de pH es el óptimo en sustratos para obtener una adecuada disponibilidad de nutrientes para las plantas. La CE obtenida fue de 1.72 dS m⁻¹ por lo que es un sustrato ligeramente salino de acuerdo con Cremona y Enríquez (2020) que mencionan que un rango de CE de 1-2 se considera levemente salino.

La MO fue de calidad media en el sustrato con 6.72% esta es importante ya que favorece la estructura del suelo, fomenta la presencia de organismos benéficos en los cultivos, amortigua el pH y aumenta la disponibilidad de nutrientes en el suelo (Román *et al.*, 2013).

El N inorgánico con un valor de 35.0 mg kg⁻¹ se reporta como medio, el P mostro una calidad baja con 12.95 mg kg⁻¹ y para el K se encuentra en altas concentraciones con 3600 mg Kg⁻¹ todo lo anterior de acuerdo a la NOM-021-RECNAT-2000. Escobar *et al.*, (2012) mencionan que el fosforo es fundamental en los procesos de multiplicación celular y contribuye de forma insustituible a la formación de tejidos vegetales.

La relación C/N fue de 10.4 lo cual es adecuado para una descomposición de la materia orgánica más rápida. Gamarra *et al.*, (2018) mencionan que valores entre 10 y 14 de la relación C/N corresponden a una mineralización y ruptura de tejidos rápida, ya que la actividad microbiana se estimula, hay nutrientes suficientes para los microorganismos y para los vegetales.

A pesar de no existir diferencias entre tratamientos, se recomienda el uso de este al mejorar variables como altura de la vara floral y días en floración.

10.2 Venenillo

10.2.1 Germinación de venenillo

Las semillas de venenillo obtuvieron mayor porcentaje de germinación al ser tratadas (imbibición) en agua destilada (T1) y KNO₃ [0.1%] (T3) obteniendo ambos tratamientos el 100% de semillas germinadas, seguidos de estos se ubicaron los tratamientos H₂O₂ con

98% (T2) Y KNO_3 [1%] con el 90% (T4), los porcentajes menores fueron para los tratamientos testigo (68%), agua de grifo (67%) y estratificación en frío (50%), esto significa que al aplicar los tratamientos pregerminativos 1 y 3 en las semillas de venenillo favorece la germinación alcanzando el 100% de esta, en comparación con el testigo que solo obtuvo el 68% de germinación. Esto se asemeja a lo obtenido por Pérez *et al.*, (2016) quienes obtuvieron altos porcentajes de germinación en semillas de jitomate comercial al tratarlas en imbibición con agua destilada, mencionando que el aumento en la germinación mediante la imbibición se debe a un incremento importante en la intensidad de la actividad metabólica, siendo la respiración la primera actividad en ser detectada en minutos y por ende se acelera el proceso de germinación y emergencia de las plántulas. Sánchez *et al.* (2001) mencionan que los métodos de imbibición parcial en agua han demostrado ser eficientes no solo para incrementar, acelerar y uniformar la germinación sino también para sincronizar e incrementar el establecimiento y los rendimientos de los cultivos.

González *et al.*, (2018), obtuvieron mayor porcentaje de germinación (80%) en semillas *Dianthus barbatus* L. cv. 'Purple' con pequeñas dosis de KNO_3 (250 mg L^{-1}) esto se asemeja a lo obtenido en este experimento donde la concentración menor de KNO_3 (0.1%) alcanza el 100% de germinación mientras que la [1%] solo obtuvo 90% de semillas germinadas. La acción del nitrato de potasio sobre la germinación se debe a una reducción del potencial hídrico de la solución lo que permite un control del nivel de imbibición de las semillas, contribuyendo a la mejora de la germinación en la semilla (Días *et al.*, 2012). También Marcos (2005), afirma que el KNO_3 estimula la germinación activando la vía alternativa de las pentosas fosfato, aportando oxígeno adicional al proceso de germinación.

Por otra parte lo obtenido en este trabajo contrasta con López *et al.*, (2017) quienes mencionan que utilizando la estratificación en frío en semillas de *Asclepias* se obtienen mayores porcentajes de germinación en comparación con el uso de KNO_3 .

10.2.2 Variables morfológicas de plantas de venenillo

10.2.2.1 Altura, cobertura y diámetro de tallo

La altura promedio de las plantas en el sustrato tratamiento fue de 88.5 cm la cual fue superior a la obtenida en el testigo (68 cm) una diferencia de aproximadamente 21 cm, de

igual manera la cobertura de las plantas fue mayor en el tratamiento (1293 cm²) en comparación con el testigo (995 cm²) y para el caso del diámetro de tallo se presentó la misma situación siendo el tratamiento mayor al testigo con una diferencia de 1 mm. Estas variables presentaron diferencias estadísticas significativas (P<0.05) entre el tratamiento y el testigo siendo el primero en el cual se observaron plantas con mejoras en las variables antes mencionadas, lo cual se relaciona con la presencia del abono orgánico bocashi y el material inorgánico filtrante vermiculita, el primero aportando los nutrientes necesarios para un buen crecimiento y desarrollo de la plantas y el segundo permitiendo un desarrollo eficaz de la raíz al poseer una buena aeración y un espacio poroso adecuado.

Boudet *et al.* (2015) obtuvieron diferencias significativas en la altura de pimiento (*Capsicum annuum* L.) al aplicar diferentes dosis de bocashi concluyendo que la incorporación de abono orgánico tipo bocashi influye sobre las variables morfológicas y productivas del cultivo. Condori (2022) obtuvo diferencias significativas entre el tratamiento con bocashi y el testigo en el diámetro de tallo en plantas de cacao, mencionando que el desarrollo del tallo puede atribuirse a las proporciones de nitrógeno que promueve un crecimiento rápido con mayor desarrollo en hojas y tallos. Mendevil-Lugo *et al.*, (2020) mencionan que la fertilización orgánica contribuye a mejorar las condiciones fisicoquímicas y orgánicas del suelo, y en la planta favorece la elongación celular del tejido meristemático y radicular, lo que contribuye a que la planta tenga un mejor desarrollo.

Jerez (2007) logro obtener mayor desarrollo en altura y biomasa total al utilizar vermiculita y corteza de pino en proporciones 1:1 como sustrato en la producción de plantas de *Eucalyptus globulus* (Labill) mencionando que esto se debe a las condiciones óptimas que otorga la vermiculita en el sustrato como lo es una adecuada distribución de poros traduciéndose en una alta retención de humedad, buena oxigenación de las raíces y una alta capacidad de intercambio catiónico lo cual permite tener una buena condición nutritiva del cultivo, además de que la vermiculita posee potasio y magnesio los cuales son liberados lentamente y aprovechados por la planta.

10.2.2.2 Tiempo medio a floración y número de inflorescencias

El tiempo para llegar a la floración obtuvo diferencias significativas alcanzando en menor tiempo la floración las plantas del tratamiento con 95 días, por su parte el testigo requirió de 103 días para iniciar la floración. El inicio de la floración se presentó entre los meses de septiembre/octubre y finalizando en noviembre.

Cantero *et al* (2015) aportaron lombriabono en plantas de berenjena (*Solanum melongena* L.) logrando adelantar la floración en aproximadamente 10 días con lo cual la cosecha de frutos se puede obtener en menos tiempo, esto se debe a que los sustratos manejados por principios agroecológicos presentan incrementos de la entomofauna, mayor actividad biológica, aumento de los niveles de materia orgánica, de la fertilidad del suelo y por ende de la productividad del cultivo reflejándose en sus fenofases (Altieri y Nicholls, 2003).

Para el número de inflorescencias se observó un promedio de tres de estas en el testigo mientras que para el tratamiento se observaron cinco, presentándose diferencias significativas entre los tratamientos. Esto concuerda por lo obtenido por Méndez (2015) quien al aportar composta (abono orgánico) en plantas de caléndula incremento la producción de inflorescencias en comparación con el testigo esto debido a una mayor presencia de elementos como N y K los cuales son importantes en la fenofase floración de las plantas.

10.2.2.3 Número de frutos por planta y número de semillas por fruto

Para las variables de numero de fruto por planta y semillas por fruto no se presentaron diferencias significativas ($P>0.05$) pero se observó un número mayor de frutos en el tratamiento con 27 frutos en promedio a diferencia del testigo que obtuvo 17 frutos en promedio , lo cual se traduce en una producción mayor de semillas en el tratamiento ya que los frutos contienen grandes cantidades de semillas (80 – 100), quizá estadísticamente no existió diferencia pero en materia prima si se puede denotar una mejora en la cantidad de semillas por planta. Mota *et al.* (2019) encontraron diferencias estadísticas significativas en el número de frutos al aplicar abono orgánico bocashi en plantas de *Moringa oleifera* Lam. Aunque no se encontraron diferencias estadísticas en este experimento si se nota una influencia del abono bocashi en la producción de frutos por planta.

10.2.2.4 Biomasa e índice de Dickson

La biomasa no presenta diferencias significativas ($P>0.05$) entre el tratamiento testigo y el tratamiento 1. Cabe señalar que, aunque no hay diferencia estadística, el tratamiento 1 pesa aproximadamente 22 gramos más que el testigo en el peso fresco total y cerca de 8 gramos más en el peso seco total.

El índice de Dickson si presento diferencias significativas ($P<0.05$) entre el testigo y el tratamiento, este índice combina parámetros morfológicos de longitud y peso por lo cual hay una relación entre la altura y peso con la calidad de la planta. Rueda *et al* (2012) trabajan con los intervalos de calidad siguientes: baja <0.2 ; media $0.2-0.4$; alta >0.5 . Para este experimento las plantas que se obtuvieron son de buena calidad en ambos tratamientos, sin embargo, al comparar ambos el tratamiento 1 es superior (4.24) en la calidad de las plantas en comparación de las plantas del testigo (1.64).

10.3 Toronjil morado

10.3.1 Germinación y emergencia de toronjil

El tratamiento pre germinativo que presenta diferencia significativa ($P<0.05$) fue el T2 con 37 % de semillas germinadas sobre los T1 y T3 que alcanzaron solo el 27% de germinación, el testigo con 32% se ubica por debajo del T1 sin diferencia estadística. En la emergencia el testigo fue quien presento mayor porcentaje de emergencia con el 40% continuando el agua destilada con el 37% y por debajo de estos el agua de coco (17%) y KNO_3 1% (15%). El tratamiento con agua destilada (T2) mejora ligeramente la germinación de las semillas de *A. mexicana* esto es similar a lo obtenido por Latsague *et al.* (2010), quienes obtuvieron mayor porcentaje de germinación (71%) al aplicar agua destilada por 24 hrs a semillas de pitra (*Myrceugenia exsucca*).

Cabe resaltar que aunque mejoro la germinación en semillas de toronjil morado al aplicar agua destilada este porcentaje aún está por debajo por lo propuesto por Rao *et al.* (2007) quienes mencionan que en general, el porcentaje de germinación no debe ser inferior al 85% en las especies cultivadas ni inferior a 75% en las especies silvestres. Por otra parte, lo

obtenido en este experimento concuerda por lo dicho por Chávez (1986) “la viabilidad de toronjil morado es baja provocando una disminución en sus hábitats naturales”.

La baja viabilidad de la semilla puede deberse a una latencia presente en la semilla Rao et al, (2007) mencionan que la ausencia de germinación de las semillas se debe, entre otras causas, a la latencia o muerte del embrión, por su parte Doria (2010) menciona algunas de las causas de la latencia son: inmadurez del embrión, restricciones mecánicas para el desarrollo del embrión, impermeabilidad de las cubiertas seminales al agua y oxígeno, presencia de sustancias inhibidoras en diferentes tejidos de la semilla o requerimientos especiales de luz y temperatura.

Otra causa de la baja viabilidad puede ser el tiempo de conservación de la semilla ya que la germinación de semillas decrece con el tiempo, por ejemplo, Pérez *et al.* (2013) obtuvieron bajos porcentajes de germinación en semillas de arroz tratadas a diversos tiempos de almacenamiento con 75% de germinación (12 años) y 98% (0 años). Las semillas utilizadas en esta investigación fueron colectadas en el año 2019 y almacenadas durante 3 años tiempo que pudo afectar la calidad de la semilla y provocar los bajos porcentajes de germinación y emergencia.

Los días de emergencia hasta la última semilla fue de 13 días mientras que para la prueba de germinación sobre papel fue de 15 días hasta germinar la última semilla, esto es importante ya que la siembra en almácigo puede ser un mejor método para propagar esta especie ya que hay menos daño a la raíz en comparación con la germinación además de una pequeña diferencia de días en germinar.

10.3.2 Altura, cobertura y diámetro de tallo en toronjil morado

La altura mayor se obtuvo en el T1 con 62 cm en promedio seguido del T2 con 43 cm y por último el testigo con 20 cm. La cobertura foliar y el diámetro de tallo principal presentaron el mismo orden por lo que en las tres variables el T1 sobresalió por encima del T2 y aún más sobre el testigo lo que representa un efecto positivo del bocashi en el desarrollo de las plantas de toronjil morado en el T1 y T2 esto es parecido a lo que obtuvieron Girón *et al.*

(2018) al utilizar composta + bocashi en plantas de calabacín, espinaca y remolacha provocando mayor desarrollo fisiológico en las variables de altura, diámetro de cobertura foliar, número de frutos, largo y diámetro de fruto.

Sarmiento (2019) obtuvo diferencias estadísticas en la altura de fresa (*Fragaria x ananassa* Duch) cv. Selva al aplicar bocashi 8 t/ha + microorganismos eficientes 1 l/t sobre los otros tratamientos mencionando que los abonos orgánicos favorecen la formación de una estructura estable de agregados en el suelo debido a la asociación de las arcillas con la materia orgánica la cual incrementa la capacidad de retención de agua ya que puede absorber de tres a cinco veces más de su propio peso.

10.3.3 Tiempo promedio a floración

El tiempo promedio a floración presento diferencias significativas de los tratamientos 1 y 2, sobre el testigo, al alcanzar los primeros la floración en menor tiempo con (89 y 114 días) respectivamente mientras que el testigo requiere de 187 días para comenzar con la floración. Esto se debe al aporte de bocashi que presentan los sustratos de los T1 y T2, el cual permite tener mayor disponibilidad de los nutrientes requeridos para la floración. Cabe señalar que entre los tratamientos 1 y 2 también existe diferencia estadística siendo el T1 el mejor sustrato para obtener una floración más temprana. Ramos y Terry (2014) mencionan que los abonos orgánicos tienen altos contenidos de nitrógeno mineral y cantidades significativas de otros elementos nutritivos para las plantas aumentando el potasio disponible, el calcio y magnesio que son importantes en la floración.

10.3.4 Biomasa e Índice de Dickson

La biomasa fresca y seca no presentó diferencias significativas ($P > 0.05$) entre los tratamientos y el testigo, aunque es bueno mencionar que ligeramente el T2 es mejor que el T1 y el testigo en la biomasa seca con 15 gramos aproximadamente más de peso.

En el caso del índice de Dickson se presentó diferencia estadística ($P < 0.05$) entre el T2 y el testigo siendo el T2 en el que se producen plantas de mayor calidad (0.68) en comparación

con el testigo que produce plantas de calidad media (0.38) esto de acuerdo con Rueda *et al* (2012).

10.4 A. *tuberosa*

10.4.1 Altura y diámetro de vara floral de nardo

Las variables de altura y diámetro de la vara floral no presentaron diferencias significativas ($P > 0.05$) entre los tratamientos, aun así, cabe señalar que en el T2 se observó un ligero aumento en la altura del tallo floral (65.7 cm) y diámetro del tallo floral (5.6 mm) en comparación con el testigo y el T1 que obtuvieron respectivamente (62.9 cm – 4.9 mm) y (54.4 cm – 4 mm). Se exhibió que no hay un efecto notable del abono orgánico bocashi y del material filtrante sobre las varas florales, sin embargo, López y López (2012) menciona que el usar abonos orgánicos para la elaboración de sustratos en sustitución de materiales no renovables (turba) permite un uso sostenido de los recursos naturales como la generación mínima de impacto ambiental. Además, Gayosso *et al.* (2016) mencionan que las reservas de turba son limitadas, el costo es alto y la explotación no sostiene la producción lo que puede impactar en el medio ambiente.

10.4.2 Tiempo promedio de brote de tallo floral, tiempo promedio en floración

El tiempo promedio de brote de vara floral y tiempo en floración no presentaron diferencias estadísticas ($P > 0.05$) a pesar de ello se puede observar un adelanto del surgimiento del tallo floral en el T1 con 134 días una diferencia de 37 días en comparación del testigo que requiere de 171 días. Esta diferencia de días se puede deber al aporte de bocashi y vermiculita en el T1 ya que la vermiculita permite una buena oxigenación y desarrollo de raíces y el bocashi es un abono orgánico que como mencionan Gayosso *et al.* (2016) las aportaciones de abonos orgánicos como sustratos favorecen la presencia de nutrientes de absorción fácil por la planta, regulan el crecimiento vegetal, aportan microorganismos que facilitan la absorción de nutrientes, además de ser el medio para el crecimiento de organismos controladores de patógenos para las plantas.

10.4.3 Numero de flores en nardo

El número de flores por tallo floral se exhibió ligeramente mejor en el T2 con 24 flores promedio en comparación con el testigo que solo obtuvo 14 flores promedio, aunque estadísticamente no hay diferencia se puede deducir que la aportación de bocashi en el T2 mejor la cantidad de flores presentes por planta esto se puede deber al aporte de nutrientes que existe al aplicar algún abono orgánico, además de que este mejora las propiedades del suelo lo que permite una mejor CIC la cual es indispensable para la disponibilidad de nutrientes en el sustrato. Castillo (2021) aplicó tres diferentes dosis de bocashi en plantas de pitahaya (*Hylocereus* spp.), obteniendo que el T2 de dosis media de bocashi obtuvo mayor número de flores (207) en comparación con el testigo al cual no se le aplicó bocashi obteniendo 97 flores en promedio. Y aunque no hay diferencia estadística en el experimento realizado, si se observa una influencia del abono orgánico bocashi en la cantidad de flores que produce el T2 y el T1.

XI Conclusiones

11.1 *Asclepias curassavica* L.

- Las semillas germinan en un 100% al remojar en agua destilada durante 48 horas. Por lo que la propagación sexual es viable.
- *Asclepias curassavica* presenta un 93% de supervivencia después del trasplante
- El mejor sustrato para el crecimiento (altura, cobertura y diámetro de tallo), desarrollo (Tiempo promedio a floración, número promedio de inflorescencias/planta, número promedio de frutos/planta y número promedio de semillas/fruto) y rendimiento en peso seco y húmedo fue el compuesto por tierra de monte/vermiculita/bocashi en proporciones 70/20/10.
- Los atributos óptimos para el cultivo orgánico de esta especie son pH-6.57, CE-0.59 dS m⁻¹, riego 2 veces por semana y un abonado durante trasplante y 50 gramos dos meses después de trasplante.
- La especie alcanza la madurez con el sustrato óptimo en un tiempo de 105 días
- Las principales plagas que atacan a la especie son: minador, pulgón amarillo y larvas de mariposa monarca las cuales se controlan con aros de cartón para el caso de minador, jabón biodegradable en pulgón y retirando manualmente las larvas de mariposa.

- El costo de producción de las plantas desarrolladas en el sustrato tratamiento es de \$64.35

11.2 *Agastache mexicana* (Kunth) Lint & Epling

- Las semillas germinan en un 40 % sin ningún tratamiento pregerminativo. Su reproducción sexual no es viable al poseer bajo porcentaje de germinación. Se sugiere se siga investigando sobre diversos tratamientos pre germinativos para mejorar, uniformizar y acelerar la germinación o emergencia según sea el caso.
- *Agastache mexicana* presenta una supervivencia de 100 % con el tratamiento uno después del trasplante.
- El mejor sustrato para el crecimiento (altura, cobertura y diámetro de tallo), desarrollo (Tiempo promedio a floración) y rendimiento en peso seco y húmedo fue el compuesto por tierra de monte/tezontle/bocashi en proporciones 70/20/10.
- Los atributos óptimos para el cultivo orgánico de esta especie son pH-6.59, CE-0.11 dS m⁻¹, riego 2 veces por semana y abono durante trasplante.
- La especie alcanza la madurez con el sustrato óptimo en un tiempo de 120 días
- Las principales plagas que atacan a la especie son pulgón negro el cual se controla con purín de ortiga.
- El costo de producción de las plantas más desarrolladas en sus variables morfológicas con el tratamiento uno es de \$68.7

11.3 *Agave tuberosa* (L.)

- Los sustratos utilizados no mostraron beneficios en la floración de nardo, pero es bueno resaltar que aunque no hubo diferencias estadísticas se recomienda utilizar un sustrato compuesto por tierra de monte/tezontle/ bocashi en proporciones 70:20:10 ya que el tezontle es un material más económico que la turba y que impacta en menor grado al medio ambiente.
- Los bulbos emergen en un 100% sin la aplicación de ningún tratamiento.
- *Agave tuberosa* presenta un 100% de supervivencia después de la siembra.

- Las principales plagas que atacan a la especie son pulgón negro el cual se controla con purín de ortiga.
- El costo de producción de las plantas donde se observó una mejora con el tratamiento dos es de \$72.65

XII Referencias

Afanador Lach, M. J. (2011). Nombrar y representar: escritura y naturaleza en el Códice de la Cruz-Badiano, 1552. *Fronteras de la Historia*, 16(1), 13-41.

Akerele, O. (1993). Las plantas medicinales: un tesoro que no debemos desperdiciar. Foro Mundial de la Salud Vol. 14.

Alboresi, A., Gestin, C., Leydecker, M., Bedu, M., Meyer, C. & Truong, H. (2005). Nitrate, a signal relieving seed dormancy in *Arabidopsis*. *Plant Cell and Environment*. 28: 200-512.

Alemán, Reinaldo. (2005). Bocashi, una alternativa para la nutrición de la habichuela (*Vigna unguiculata* L. Walp sub-sp *sesquipedalis* L.), variedad Cantón 1 en huertos populares. *Centro Agrícola*, 32, 71-76.

Altieri, M. y Nicholls, C. (2003). Manejo de la fertilidad del suelo y plagas de insectos: armonización del suelo y la salud vegetal en agroecosistemas. *Investigación de suelos y labranza*. 72:203 - 211.

Andrade Muñoz, L. B., Gualavisi Cachiguango, O. M., Farinango Guzmán, W. A., Guzmán-Aguirre, F. V., & Tutiyo Coyago, Á. R. (2020). Zonificación del pH, capacidad de intercambio catiónico, conductividad eléctrica y materia orgánica en la parroquia Cangahua, provincia Pichincha. *Pro Sciences: Revista de Producción, Ciencias e Investigación*, 4(35), 47-56.

Archundia Garduño, E. (2005). Plantas medicinales de valles altos del Estado de México. Gobierno del Estado de México, Secretaria de Desarrollo Agropecuario.

Ashworth, L., Camina, J. & Funes, G. (2017). *Dormición física en Lepechinia floribunda (Lamiaceae): Un arbusto nativo de interés medicinal*. Bol. Soc. Argent. Bot., 52, (4), 689-696.

Berrio Bello, J. E. & Panzza Martínez, R. D. (2006). Caracterización y evaluación físico-química de tres tipos de abonos orgánicos tipo Bocashi utilizando diferentes clases de sustratos en la comunidad de San Rafael municipio de Ovejas departamento de Sucre. [Tesis de ingeniería, Universidad de Sucre] Repositorio Institucional Universidad de Sucre

Biblioteca digital de la medicina tradicional mexicana (2009). UNIVERSIDAD Nacional Autónoma de México.

Boudet Antomarchi, A., Chinchilla Calderón, V. E., Boicet Fabré, T. & González Gomez, G. (2015). *Efectos de diferentes dosis de abono orgánico tipo bocashi en indicadores morfológicos y productivos del cultivo de pimiento (Capsicum annuum L.) var. California Wonder*. Centro agrícola, 42, (4), 5-9.

Bueno Buelvas, R. & Fernández Lizarazo, J. C. (2019). "La capacidad de intercambio catiónico del suelo: una bóveda de nutrición clave en la producción de alimentos," *Ámbito Investigativo*: 1 (2).

Bye, R. & Linares, E. (2013). *Códice de la Cruz-Badiano: Medicina prehispánica*. Arqueología mexicana, 50.

Cantero, J., Espitia, L., Cardona, C., Vergara, C., & Araméndiz, H. (2015). Efectos del compost y lombriabono sobre el crecimiento y rendimiento de berenjena Solanum melongena L. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 32(2), 56-67.

Cáceres, D. (2003). Agricultura orgánica versus agricultura industrial. Su relación con la diversificación productiva y la seguridad alimentaria. *Agroalimentaria*. 16 (16).

Calvo Irabien, L. M. (2017). Aromas de México para el mundo, el caso del nardo: *Polianthes tuberosa*. Centro de Investigación Científica de Yucatán (CICY).

Castillo Lastra, M. J. (2021). Efecto del bocashi en el cultivo de pitahaya (*Hylocereus* spp.) para el incremento de la productividad, cantón mocache – los ríos. [Tesis de ingeniería, Universidad Agraria del Ecuador]

Cepeda A, Valdez L, Castillo A, Ruiz N. (2018). Respuestas de lechuga a la conductividad eléctrica con riego superficial y subirrigación. *Revista Mexicana De Ciencias Agrícolas*, 5 (7).

Cervantes Meza, C. O. (2018). Sinopsis del género *Asclepias* (Asclepiadoideae, Apocynaceae) de Hidalgo, México. [Tesis Licenciatura, Universidad Autónoma del estado de Hidalgo].

Chávez C, C. Y. (1986). Propagación vegetativa de toronjil morado (*Agastache mexicana* HBK Lint & Epling) y toronjil blanco (*Agastache* sp) por esquejes de tallo, bajo condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura. UNAM. Facultad de ciencias.

Comisión nacional forestal (2010). Plantas medicinales de la Farmacia Viviente del Cefofor: usos terapéuticos tradicionales y dosificación.

Corrales-González, M., Rada, F. & Jaimez, R. (2015). Efecto del nitrógeno en los parámetros fotosintéticos y de producción del cultivo de la gerbera (*Gerbera jamesonii* H. Bolus ex Hook. f.). *Acta Agronómica*. 65 (3) 2016, 255-260.

Cremona, M. V., & Enríquez, A. S. (2020). Algunas propiedades del suelo que condicionan su comportamiento: El pH y la conductividad eléctrica.

Cruz Crespo, E., Sandoval Villa, M., Volke Haller, V., Ordaz Chaparro, V., Tirado Torres, J. L., & Sánchez Escudero, J. (2010). Generación de mezclas de sustratos mediante un programa de optimización utilizando variables físicas y químicas. *Terra Latinoamericana*, 28(3), 219-229.

Cruz-Hernandez, A. S. (2014). Manual para el manejo sustentable de plantas medicinales y elaboración de productos derivados. Instituto Nacional de Desarrollo Social.

Cueto Orozco, M. P. (2010). Plantas medicinales en el estado de Coahuila. [Tesis de ingeniería. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro]. Repositorio digital Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro

De Egea Elsam, J., Mereles, F. & Céspedes, G. (2018). Malezas comunes del Paraguay; Manual de identificación. 1ra edición.

Delgado, R., Castro, L., Cabrera de Bisbal, E., Mújica, M. de J., Caniche, S., Navarro, L., & Noguera, I. (2008). Relación entre propiedades físicas del suelo y algunas características del sistema radical del maíz, cultivado en un suelo fluventic haplustoll de textura franco-arenosa de Maracay, Venezuela. *Agronomía Tropical*, 58(3), 245-255.

Dias, M., Zanúncio, C., Dias De Souza, N., Da Conceição, P. & Cazelli, S. (2012). Resposta fisiológica de sementes de mamão submetidas ao condicionamento osmótico. *Revista Caatinga*. 25 (4), 82-87.

Doria, J. 2010. *Generalidades sobre las semillas: su producción, conservación y almacenamiento*. *Cultivos Tropicales*, 31, (1) ,74 - 85.

Escamilla Pérez, B. E. & Moreno Casasola. P. (2015). Plantas medicinales de La Matamba y El Piñonal, municipio de Jamapa, Veracruz. Instituto de Ecología.

Escobar, F., Sánchez Ponce, J. & Azero A., M. (2012). Evaluación del proceso de compostaje con diferentes tipos de mezclas basadas en la relación C/N y la adición de preparados biodinámicos en la Granja Modelo Pairumani. *Acta Nova*, 5(3),

Félix - Herrán, J. A., Sañudo – Torres, R. R., Rojo – Martínez, G. E., Martínez – Ruiz, R. & Olalde – Portugal, V. (2008). *Importancia de los abonos orgánicos*. *Ra Ximhai*. 4. (1). 57-67.

Fernández Brewer, M. A., Juárez Jaimes, V. & Cortes Zarraga, L. (2008). *Usos de las especies del género Asclepias L. (Apocynaceae, Asclepiadoideae), información del Herbario Nacional de México, MEXU*. Polibotánica. (25). 155-171.

Fernández Martínez, M. L. & Erasto Gutiérrez, J. F. (2021). *Tlayeyecolpahtli: Medicina experimentada*. Instituto Nacional de los Pueblos Indígenas.

Fuentes Y. 1994. *El suelo y los fertilizantes*. 4º edición. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Instituto Nacional de Reforma y Desarrollo Agrario. Madrid, España. 327 pp.

Gamarra Lezcano, C. C., Díaz Lezcano, M. I., Vera de Ortíz, M., Galeano, M. D. P., & Cabrera Cardús, A. J. N. (2018). Relación carbono-nitrógeno en suelos de sistemas silvopastoriles del Chaco paraguayo. *Revista mexicana de ciencias forestales*, 9(46), 4-26.

García Hernández, J. L., Salazar Sosa, E., Orona Castillo, I., Fortis Hernandez, M. y Trejo Escareño, H. I. (Eds). (2010). *Agricultura orgánica. Tercera parte*. CONACYT.

Gayosso-Rodríguez, S., Borges-Gómez, L., Villanueva-Couoh, E., Estrada-Botello, M. A., & Garruña-Hernández, R. (2016). Sustratos para producción de flores. *Agrociencia*, 50(5), 617-631.

Girón- Carrillo, C.E., Martínez –Olmedo, C.E.F., Monterroza -Domínguez M.P., Aguirre -Castro, C.A., .Hernández -Juárez, M de J. & Lara- Ascencio, F. (2018). *Influencia de la aplicación de bocashi y lombriabono en el rendimiento de calabacín (Cucurbita pepo L.), espinaca (Spinacia oleracea L.), lechuga (Lactuca sativa L.) y remolacha (Beta vulgaris L.), bajo el método de cultivo biointensivo, San Ignacio, Chalatenango, El Salvador*. *Revista Agrociencia*, 1, (3), 28-40.

González Vega, M. E. (2016). *Polianthes tuberosa L.: Revisión de sus aspectos filogenéticos, morfológicos y de cultivo*. *Cultivos tropicales*, 37(3), 120-136.

Hirzel C, J. (2004). Fertilización del cultivo. Boletín de trigo

Jerez, Z. D. P. M. (2007). Comparación del sustrato de fibra de coco con los sustratos de corteza de pino compostada, perlita y vermiculita en la producción de plantas de *Eucalyptus globulus* (Labill). [Monografía]. Valdivia (CHL): Facultad de Ciencias Forestales- Universidad Austral de Chile.

Julca-Otiniano, A., Meneses-Florián, L., Blas-Sevillano, R., & Bello-Amez, S. (2006). La materia orgánica, importancia y experiencia de su uso en la agricultura. *Idesia* (Arica), 24(1), 49-61.

Ginés, I. & Mariscal Sancho, I. D. L. (2002). Incidencia de los fertilizantes sobre el pH del suelo.

González-Zertuche, L. & Orozco-Segovia, A. (1996). *Métodos de análisis de datos en la germinación de semillas, un ejemplo: Manfreda brachystachya*. Bol. Soc. Bol. México, 58,15-30.

Guevara-Arvizu, D. (2018). Propuesta de establecimiento de una farmacia viviente de plantas silvestres en puerto de palmas, Victoria, Guanajuato. [Tesis de ingeniería. Universidad Autónoma de Chapingo].

Gupta, M.P., Santana, A. I. & Espinosa, A. (S.f.). Plantas medicinales de Panamá

Guzmán Maldonado, S. H., Díaz Huacuz, R. S. & González Chavira, M. M. (2017). Plantas medicinales: La realidad de una tradición ancestral. Instituto nacional investigaciones forestales, agrícolas y pecuarias.

Hartman, H.T y Kester, D.E. (1997). Propagación de plantas. Principios y prácticas. Editorial continental. México.

Heike Vibrans (ed.) (2009). Malezas de México. Acta botánica de México. CONABIO

Hernandez J, L. E. (2017). El uso de Productos Forestales No Maderables como alternativa productiva sustentable en la microcuenca “El Charco”, Guanajuato. [Tesis de maestría, Universidad Autónoma de Querétaro].

Hernández-Ramírez, P. (2013). Actividad antioxidante de *Asclepias curassavica* L., en un modelo de cáncer. [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México. Fes Zaragoza]

Juárez-Jaimes, V. y Lozada, L- (2003). *Asclepiadaceae*. Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. Fascículo 37. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F.

Latsague Vidal, M., Sáez Delgado, P., & Coronado Ancaten, L. (2010). Tratamientos pregerminativos para *Myrceugenia exsucca* (Myrtaceae). *Bosque (Valdivia)*, 31(3), 243-246.

López Elías, J., Jiménez León, J., Huez López, M. A., Dávila Loreto, J. A., Ávila Machado, E. y Robles Zepeda, R. E. (2017). Germinación de semillas de *Asclepias Subulata* en condiciones de casa sombra utilizando ácido giberélico. *European Scientific Journal*. 13. (15).

López, L. N., & López, F. A. (2012). Uso de un sustrato alternativo a la turba para la producción viverística de plantas hortícolas y aromáticas. *Recursos rurales: revista oficial do Instituto de Biodiversidade Agraria e Desenvolvimento Rural (IBADER)*, (8), 31-37.

López Martínez., J. D., Díaz Estrada, A., Martínez Rubin, E. & Valdez Cepeda, R. D. (2001). *Abonos orgánicos y su efecto en propiedades físicas y químicas del suelo y rendimiento en maíz*. *Terra Latinoamericana*.19 (4). 293-299.

Marcos Filho, J. (2005). *Fisiología de semillas de plantas cultivadas*. Fealq, 2005. 495 p.

Mas, E. G. & Lugo Torres, M. L. (2013). Malezas comunes en Puerto Rico e Islas Vírgenes Americanas. United States Department of Agriculture, Servicio de Conservación de Recursos Naturales, Área del Caribe.

Méndez Guzmán, Y. C., Orozco Almanza, M. S., & Cano Flores, A. E. (2016). Evaluación del efecto de tres abonos orgánicos en el rendimiento de flores de caléndula officinalis l.

Méndez-González et al. 2016. Guía de la colección de plantas medicinales del Banco de Germoplasma. CICY. Mérida, Yucatán, México, 120 p.

Méndez-Matías, A., Robles, C., Ruiz-Vega, J., & Castañeda-Hidalgo, E. (2018). Compostaje de residuos agroindustriales inoculados con hongos lignocelulósicos y modificación de la relación C/N. Revista mexicana de ciencias agrícolas, 9(2), 271-280.

Mendivil-Lugo, C., Nava-Pérez, E., Armenta-Bojórquez, A. D., Ruelas-Ayala, R. D., & Félix-Herrán, J. A. (2020). *Elaboración de un abono orgánico tipo bocashi y su evaluación en la germinación y crecimiento del rábano*. Biotecnia, 22(1), 17-23.

Meraz G., G y Bonilla Beas, R. (2000). Análisis y tratamientos pregerminativos en semillas de Pinus arizonica Engelm. y Pinus durangensis Mart. Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente 6, (1), 15-20.

Merino-Valdés, M., Andrés-Meza, P., Leyva-Ovalle, O. R., López-Sánchez, H., Murguía-González, J., Núñez-Pastrana, R., & Luis, J. (2018). *Influencia de tratamientos pregerminativos en semillas de chile manzano (Capsicum pubescens Ruiz & Pav.)*. Acta agronómica, 67(4), 531-537

Mota, H, I. F., Valdés, R, O. A., Sol, Q, G. & Perez, V, A. (2019). Respuesta al bocashi y a la lombricomposta de *Moringa oleifera* Lam. después de la poda. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, 1, (2), 289-299.

Ocampo Sánchez R. A. & Valverde, R. (2000). Manual de cultivo y conservación de plantas medicinales. Tramil Centroamérica.

Ormeño D., M. A. & Ovalle, A. (2007). *Preparación y aplicación de abonos orgánicos*. INIA Divulga 10.

Osorio, N. W. (2012). pH del suelo y disponibilidad de nutrientes. *Manejo integral del suelo y nutrición vegetal*. 1(4), 1-4.

Osuna Fernández, H.R, Osuna Fernández, A. M. & Fierro Alvares, A. (2016). Manual de propagación de plantas superiores. Universidad Nacional Autónoma de México, Universidad Autónoma Metropolitana.

Palma-Tenango, M., Sánchez-Fernández, R.E. & Soto-Hernández, M. (2021). Un enfoque sistemático para la investigación de *Agastache mexicana*: *Biología, Agronomía, Fotoquímica y Bioactividad*. *Moleculas*.26. (3751).

Pando Carreño, J. L. (2018). Efecto de distintos niveles de sombra sobre la producción y calidad de flores de nardos (*Polianthes tuberosa* L.).

Pérez Mendoza, C., Carrillo Castañeda, G., Vidal Lezama, E. & Ortiz García, E. (2016). Efecto de la imbibición en la calidad fisiológica de semillas de jitomate. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 7, (7), 1765-1773

Pinillo, H. (2016). Evaluación del efecto de algunos osmocondicionadores en la germinación, emergencia y primeras etapas fenológicas del Perejil (*Petroselinum crispum*) [Proyecto aplicado, Universidad Nacional Abierta y a Distancia UNAD]. Repositorio Institucional UNAD.

Ramos AgüeroI, D. & Terry Alfonso, E. (2014). *Generalidades de los abonos orgánicos: Importancia del Bocashi como alternativa nutricional para suelos y plantas*. *Cultivos tropicales*. 35 (4).

Rao, N. K., Hanson, J., Dulloo, M. E., Ghosh, K., Nowell, D., & Larinde, M. (2007). Manual para el manejo de semillas en bancos de germoplasma. *Manuales para bancos de germoplasma*.

Raymond Pineda, A. N. & Zamora Mejía, C. G. (2021). Obtención de purín de ortiga (*Urtica urens*) por maceración para el desarrollo de biofertilizante, biocida y fungicida para aplicación en cultivos hortícolas, en la ciudad de Guayaquil. [Tesis de Ingeniería, Universidad de Guayaquil]. Repositorio Institucional - Universidad de Guayaquil.

Rendón Sánchez, Jorge A., Montejo Valdés, Laura A. & Pernús Álvarez Mayté. (2012). Germinación de nuestras semillas: factor de éxito en la restauración ecológica. ¿Tendremos desarrollo socioeconómico sin conservación de la biodiversidad?

Rendón-Alonso, L. (2014). Control de calidad de la planta medicinal Agastache mexicana (Kunth.) Lint. & Epling. Conocida popularmente como toronjil morado. [Tesis Licenciatura, FES Cuautitlán, UNAM]

Riveros Castro, R. (2018). *Diseño y formulación de propagación de plantas medicinales y aromáticas*. [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional de Educación-Enrique Guzmán y Valle-Alma Mater del Magisterio Nacional]. Repositorio Institucional – Universidad Nacional de Educación- Enrique Guzmán y Valle-Alma Mater del Magisterio Nacional.

Rueda, S.A., Benavides, S.J. de D., Prieto-Ruiz, A., Sáenz, R.J.T., Orozco-Gutiérrez, G. y Molina, C. A. (2012). Calidad de planta producida en los viveros forestales de Jalisco. Rev. Mex. Cien. For. 3(14).

Sánchez, Jorge A., Orta, R. & Muñoz, B. C. (2001). *Tratamientos pregerminativos de hidratación-deshidratación de las semillas y sus efectos en plantas de interés agrícola*. Agronomía Costarricense, 25, (1), 67-91.

Santillán-Ramírez, M. A., López-Villafranco, M. E., Aguilar-Rodríguez S. & Aguilar-Contreras, A. (2008). Revista mexicana de biodiversidad. 79.

Santos, C., B. y Ríos, M., D. (2016). Calculo de soluciones nutritivas: En suelo y sin suelo. Ied. Servicio de Agricultura y Desarrollo Rural. Cabildo Insular de Tenerife

Sanz-Elorza M., Dana-Sánchez E. L. y Sobrino-Vesperinas E. (2004). Atlas de las plantas alóctonas invasoras en España. Dirección General para la Biodiversidad. Madrid, 384 pp.

Sarmiento, S, G. J., Amézquita, A, M. A. & Mena Chacon, L. M. (2019). Uso de bocashi y microorganismos eficaces como alternativa ecológica en el cultivo de fresa en zonas áridas. *Scientia Agropecuaria*, 10, (1), 55 – 61.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales [SEMARNAT]. (2021). Plantas medicinales de México. La botica más surtida del país, enriquecida con la sabiduría de pueblos y comunidades indígenas.

Soriano Soto, M. (2018). Conductividad eléctrica del suelo.

Soto-Mora, E. S., Hernández-Vázquez, M., Luna-Zendejas, H. S., Ortiz-Ortiz, E., & García-Gallegos, E. (2016). Evaluación del contenido de materia orgánica en suelos agrícolas y su relación carbono/nitrógeno. *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 3(5), 98-102.

Tácuna-Calderón, Ana, Moncada-Mapelli, Enrique, Lens-Sardón, Luis, Huaccho-Rojas, Juan, Gamarra-Castillo, Fabricio, & Salazar-Granara, Alberto. (2020). Estrategias de la Organización Mundial de la Salud en Medicina Tradicional y Reconocimiento de Sistemas de Medicina Tradicional. *Revista del Cuerpo Médico Hospital Nacional Almanzor Aguinaga Asenjo*, 13(1), 101-102.

Torres, A. P., Camberato, D., Lopez, R. G. y Mickelbart, M. (S.f.). Medición de pH y conductividad eléctrica en sustratos. Purdue University. <https://www.extension.purdue.edu/extmedia/ho/ho-237-sw.pdf>

Trinidad-Santos, A. (2016). Importancia de la materia orgánica en el suelo. *Agro productividad*, 9(8).

Vera Ku, B. M. (2019). Infografía: *Asclepias curassavica* L. CICY