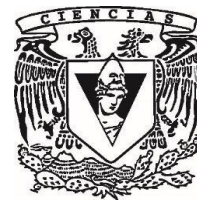




UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO



FACULTAD DE CIENCIAS

DESARROLLO DE PLANTAS DE TOMILLO (*Thymus vulgaris* L.) EN EL SUELO Y CULTIVO HIDROPÓNICO PARA EVALUAR LA PRODUCCIÓN DE METABOLITOS SECUNDARIOS.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIÓLOGO

P R E S E N T A:

IXTLILTON MIGUEL OLIVEROS MORÁN

DIRECTOR DE TESIS:

DRA. HELIA REYNA OSUNA



Universidad Nacional
Autónoma de México



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.

Agradecimientos Institucionales

Quiero hacer mención especial a la máxima casa de estudios, la Universidad Nacional Autónoma de México que me formó como estudiante y persona.

A la Facultad de Ciencias, en donde formé y confirmé la pasión por la ciencia y la biología.

Al laboratorio Estructura de Fisiología de plantas que me abrió sus puertas y me permitió realizar mi investigación.

A mi tutora, la Dra. Helia Reyna Osuna Fernández por todo su apoyo total en la realización de todo mi experimento.

A la Dra. Eva Aguirre Hernández del Laboratorio de productos naturales de la Facultad de Ciencias, por apoyarme en la parte Fitoquímica, ya que sin su apoyo no habría terminado este trabajo.

Al M. en C. José Manuel Hernández Solís del Laboratorio de análisis ambiental de la Facultad de Ciencias por su apoyo técnico de análisis del suelo.

A la M. en C. Laura Patricia Olguín Santos del invernadero de la Facultad de Ciencias por brindarme un espacio para la aclimatación de las plantas.

A la M. en C. María Eugenia Muñiz Díaz de León del Taller de Plantas II de la Facultad de Ciencias, por el espacio para el montaje de mi experimento.

A mis sinodales:

A la Dra. Silvia Laura Guzmán Gutiérrez, M. en C. Lucia Yoscelina Centeno Betanzos y a la Q.A. Verónica Muñoz Ocotero por su apoyo en las correcciones de este trabajo.

Al taller de carpintería de la Facultad de Ciencias que fueron de gran ayuda para construir la base del muro hidropónico de mi experimento.

A todos los maestros de la Facultad de Ciencias que me formaron y me guiaron para ser lo que hoy soy. Los llevaré y recordaré con mucho cariño y admiración.

Personales

Josué 1:9 Gracias padre celestial.

A la Dra. Helia Reyna Osuna Fernández que además de ser mi asesora fue una gran mentora, tiene mi respeto y admiración. Sin duda fue un gran apoyo para terminar este trabajo. Usted es mi madre académica.

A la abuela Sara Ana Velázquez y a mi tía Adriana Oliveros Muchas gracias por todo el apoyo. Lo logramos a pesar de todo, gracias por nunca soltarme.

A mis abuelos Mateo y Guadalupe por enseñarme sus valores, el amor a la vida, a la tierra y demostrar que a pesar de las circunstancias todo se puede lograr con trabajo, amor y esfuerzo.

A mis padres Clara y Miguel que son pilares en mi vida. Que son los amores más grandes que tengo y que si no fuera por su apoyo y sacrificio nunca habría soñado este logro. Esto es por ustedes.

A mis hermanos Lenin, Berenice y Mitzi que sin su apoyo no hubiese terminado mis estudios. Gracias por su amor y su tiempo.

A Omar por ser otro hermano, por su cariño a su manera y su amistad.

A mis sobrinos Yareli, Mateo y Yaetzi, por darme esas palabras de aliento y poder ser un ejemplo para ustedes. Nunca dejen de soñar y creer en ustedes.

A Alberto que has sido como un padre, un amigo y que todos tus consejos los he tomado de la mejor manera y me han servido para ser la mejor versión de mí y no errar tanto en el camino.

A Eunice mi compañera de vida. Gracias por nunca soltarme, darme tanto amor y alentarme a seguir luchando todos los días para cumplir mis objetivos. Gracias por permitirme volar contigo y amarte tanto.

A mis amigos Ricardo y Emilio por su apoyo y amistad por tantos años, los quiero tanto.

A mis amigos de la facultad Manuel, Alejandro, Alarcón, Cesar, Carlos, Tania, Pablo, Andrés Y Frida por compartir esta etapa que guardaré en el corazón para siempre.

Contenido

Resumen	6
Plantas medicinales	7
Agricultura	8
Cultivo de plantas medicinales y aromáticas	9
Uso de suelos en México	11
Calidad del suelo y su desarrollo	12
Indicadores de calidad del suelo	12
Estructura del Suelo	15
Hidroponía	16
Historia	17
VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LA HIDROPONIA	18
Ventajas	18
Desventajas	18
Historia de la hidroponía en México	18
Nutrición	19
Comparación de los cultivos con y sin suelo	21
Sistemas más usados	22
Sistema flotante	22
Elementos del Sistema	22
Sistema NFT (NUTRIENT FLOWTECHNIC)	23
Elementos del sistema	23
Cultivos en hidroponía	24
Tomillo	25
Clasificación	26
Descripción	27
Distribución	27
Propagación	27
Floración y cosecha	28

Metabolitos secundarios identificados en tomillo	28
Investigaciones realizadas	32
Hidroponía	33
Justificación	34
Objetivos	34
General	34
Particulares	34
Hipótesis	34
Método	35
Preparación del terreno	35
Análisis de suelo	37
Sistema Hidropónico	39
Obtención de Plantas	40
Plantas del Muro	41
Plantas de suelo	42
Indicadores	43
Temperatura	43
Humedad relativa	44
Intensidad lumínica	44
Tamaño de la planta	44
pH	44
Conductividad eléctrica	44
Riego	44
Secado	45
Obtención de extractos	45
Preparación del material para laboratorio	46
Resultados	48
Análisis de suelo	48
Establecimiento	50
Crecimiento	51
Floración	54

Discusión	67
Conclusiones	73
Anexo	74
Bibliografía	78

Resumen

A lo largo de la historia, la búsqueda de productos de gran calidad en el campo, así como la concientización de la degradación del suelo y la reducción de zonas de cultivo poco a poco ha llevado a la humanidad a innovar en sus técnicas de cultivo y optimizar los recursos que tiene disponibles, una de esas técnicas es la del cultivo en agua (hidroponía) a través del suministro de soluciones nutritivas, principalmente para el cultivo de plantas comestibles.

Una de estas plantas es el tomillo (*Thymus vulgaris L.*), que, por su tamaño, ciclo de vida, cualidades aromáticas y propiedades medicinales la hacen un candidato ideal para la propagación en medios hidropónicos. En este trabajo se cultivó el tomillo en dos sistemas: tierra y en hidroponía con el fin de comparar el desarrollo de las plantas, el rendimiento de extractos no polares de la parte aérea para identificar dos componentes del aceite esencial; timol y carvacrol, en un lapso de 6 meses (diciembre 2019 a junio 2020) en la Facultad de Ciencias, UNAM.

Las plantas desarrolladas en suelo presentaron mayor tamaño y biomasa (g) en comparación con de las plantas en hidroponía. Respecto a los metabolitos secundarios, en las cromatoplasmas se observó la presencia de timol y carvacrol en plantas de ambos sistemas de cultivo, con una mayor intensidad y nitidez en las cromatoplasmas de plantas desarrolladas en suelo. El mayor rendimiento lo obtuvieron las plantas de suelo a lo largo de los seis meses evaluados, con el máximo valor en la época de floración donde el 50% de las plantas presentaron flores en el mes de mayo. El método hidropónico mostró un mayor rendimiento en el mes de marzo, pero las plantas en el sistema hidropónico no sobrevivieron a partir

del mes de marzo. El método tradicional mostró ser el más práctico, funcional y barato para la propagación del tomillo. Es un método más estable y fácil de controlar. Esta investigación contribuye a reflexionar en la importancia del suelo, los cuidados que requiere y las técnicas de cultivo desde la semilla hasta la venta final del producto para el consumidor.

Plantas medicinales

Las plantas medicinales son usadas por millones de personas en todo el mundo, no solo son utilizadas por poblaciones rurales con escaso acceso a la medicina moderna sino también por las personas que habitan las grandes ciudades (Lins-Brandão et al., 2006).

No hay duda en que las propiedades curativas del reino vegetal son sumamente útiles y benéficas ya que poseen propiedades medicinales, nutritivas y cosméticas que ayudan al cuerpo humano. Las plantas tienen gran importancia en los tratamientos terapéuticos actuales, no solo en el ámbito naturista sino también en los de la farmacopea oficial (Chessi, 2016).

La medicina tradicional ha ido ganando popularidad siendo una forma mucho más sana de promover la salud. El hombre siempre ha tratado de encontrar su curación en los recursos que la naturaleza le ofrece, obteniendo de ellos la energía necesaria para solucionar sus desequilibrios (Melgarejo et al., 2008).

Sin dudarlo México es uno de los países con mayor número de plantas registradas en el mundo, debido a su relieve, fisiografía y climas, que hacen un nicho propicio para el desarrollo de las plantas y su diversificación (Espinosa et al., 2008). De acuerdo con (G. Alanís-Flores, C. G. Velazco-Macías, R. Foroughbakhch, 2004), México representa entre el 10 y 12% de la riqueza mundial florística con un aproximado de 30.000 especies registradas, de las cuales 4,500 especies tienen algún uso medicinal. En el mundo se tiene un registro aproximado de 28,000 plantas con algún uso medicinal, México se encuentra en el segundo lugar en el mundo de plantas medicinales por detrás de China con 5,000 registros de plantas medicinales (Muñetón, 2009).

Agricultura

Uno de los acontecimientos más importantes a nivel mundial, que marca un antes y un después en la historia fue la manera de cómo obtenían recursos los primeros asentamientos humanos, de obtenerlo a través de la caza y recolección de plantas, a producir sus propios alimentos. Estos primeros cultivos se desarrollaron mediante sistemas rudimentarios y transmisión de conocimientos. Se adoptaron nuevas formas de cultivo mediante la adaptación y adopción de innovaciones tecnológicas en varias áreas del mundo (Hernández, 1988).

La agricultura, se define como “labranza o cultivo de la tierra, con el objeto de producir productos para la alimentación del ser humano y de los animales, o puede servir de materia prima para la industria. Existen otros campos en la agricultura que son importantes mencionar por sus aportaciones y su área de estudio y su gestión al trabajar la tierra:

- Silvicultura: El cultivo del bosque o la selva para la obtención de recursos, madereros, alimenticios o ambientales a corto, mediano o largo plazo, que se fundamenta en un manejo forestal (Díaz, 2017).
- Horticultura: Es la ciencia que estudia la producción, aprovechamiento y mejoramiento de frutas, hortalizas y plantas ornamentales, engloba desde pequeños huertos hasta invernaderos. La horticultura está fuertemente influenciada por los factores climáticos y su rápida producción (Hortisana, 2008) .
- Praticultura: Es una rama de la botánica aplicada que estudia los prados y pastizales junto con su utilización por el ganado (Montserrat, 1958).

Los grandes cultivos tienen como objeto producir aquellos vegetales que tengan una mayor importancia económica (López, 2000).

Los primeros grupos humanos arribaron a Mesoamérica hace aproximadamente 11,600 años y se establecieron en los sistemas lacustres de Chapala-Zacoalco-Sayula, Valle de México y Valle de Puebla. La actividad predominante para la época era la caza de mamíferos marinos. Hacia los años 10,600 antes del presente,

nuevos grupos con adaptaciones tecnológicas para recolectar plantas y cazar venado arribaron procedentes del suroeste y las grandes planicies de lo que ahora es Estados Unidos de América. Los datos biológicos, ecológicos, genéticos y evolutivos señalan al occidente de México como el centro de domesticación inicial del complejo de especies característico de la agricultura mesoamericana (Zizumbo y Colunga, 2008).

Existen dos tipos de agricultura por su forma de abasto de agua; la de temporal, que es la técnica que se relaciona con las lluvias de temporada y permite sembrar una vez al año. Y el otro tipo de agricultura es la de riego, que cuenta con sistemas de riego artificial. Este tipo de sistemas permiten la siembra al menos dos veces por año. De la superficie del país dedicada a la agricultura el 25% se cultiva bajo condiciones de riego, de este el 10% cuentan con un sistema tecnificado; la mayoría utiliza sistemas tradicionales de temporal (INEGI, 2020).

La clasificación del tipo de instalación dependerá mucho de las condiciones que se quieran controlar. De las estructuras que más se utilizan en la actualidad se utilizan son:

Invernadero: estructuras herméticamente cerradas con materiales transparentes, con diversas alturas para la proliferación de cualquier especie.

Microtúnel: se trata de una hilera de arcos en donde se tiende una malla que protege los cultivos.

Macrotúnel: son túneles altos, generalmente contruidos con arcos de bambú, PVC o hierro que son cubiertas con una o más mallas de tipo invernadero (Servicio Nacional de Sanidad, 2016).

Cultivo de plantas medicinales y aromáticas

En México, de acuerdo con la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), se han registrado más de 4,000 especies con atributos medicinales, que representan el 15% de la flora total del país (Sembrandovida, 2020).

Para el 2012 el SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera) indicaba que la planta del tomillo era una de las ocho plantas más cultivadas para uso medicinal en México (*cuadro 1*). Es un cultivo que en su mayor extensión se encuentra en Baja California Sur y equivale al 0.0000015% del territorio mexicano.

Para el cultivo de plantas medicinales son prioritarias una buena gestión y un cuidado intensivo. Las condiciones de cultivo están en función de la calidad de las materias vegetales requeridas, si no existe dato científico sobre su cultivo, deben aplicarse métodos tradicionales o desarrollarse mediante un método de investigación. Deben aplicarse, en los casos apropiados, las técnicas de la agricultura de conservación, sobre todo las que contribuyen a aumentar el contenido de materia orgánica y la conservación de la humedad del suelo. La agricultura de conservación también engloba los sistemas (Organización Mundial de la Salud, 2003).

Cuadro 1. Principales hierbas aromáticas cultivadas en México (modificada de Crespo, 2013).

Principales hierbas aromáticas cultivadas con manejo orgánico en México

Cultivo	Estado productor	Superficie sembrada (ha)	Rendimiento (*ton x ha)	Valor de producción por tonelada (pesos)
Albahaca	Baja California	3.05	3.59	20,593
Albahaca	Baja California Sur	2.65	6.34	18,156
Cebollín	Baja California Sur	4	3	27,579
Menta	Baja California	1	1.9	30,000
Romero	Baja California Sur	3	1.85	21,317
Salvia	Baja California Sur	3.5	4	27,878
Tarragón	Baja California Sur	3	2.77	30,783
Tomillo	Baja California Sur	3	5.67	19,7532

El tomillo está presente en la agricultura protegida. La agricultura protegida es aquella que se lleva a cabo bajo condiciones favorables para el crecimiento de

las plantas, donde el productor puede controlar diversos factores del medio ambiente, garantizando la disposición de frutas y verduras durante todo el año. Las entidades federativas que cuentan con algún cultivo de tomillo son: Querétaro, Guerrero, Distrito Federal, Aguascalientes y Baja California. Siendo estos últimos los de mayor extensión en el país. A partir del 2016 en México se creó el concepto de “Farmacias vivientes” lugares donde se cultivan diversas plantas medicinales alcanzando alrededor de 150 especies distintas, a través del apoyo de la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR) quien brinda asesorías y capacitaciones a las comunidades para conocer el cuidado de plantas, su origen y propiedades. Existen alrededor de 19 de estos centros repartidos en Jalisco, Chiapas, Michoacán, Chihuahua, Durango, Colima, Veracruz, Aguascalientes, Querétaro, Tabasco, Baja California, Puebla, Estado de México y Zacatecas (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2016).

Existen aún retos para el futuro en cuanto se refiere al cultivo de plantas medicinales, uno de ellos es la calidad del material vegetal ya que muchos de los productos no cumplen con los estándares de calidad e higiene mínimos para su comercialización (Castro *et al.*, 2013).

Uso de suelos en México

El territorio mexicano cuenta con aproximadamente 198 millones de hectáreas, de las cuales 145 millones (73.2%) se dedican a la actividad agropecuaria y cerca de 30 millones de hectáreas (20.7%) son tierras de cultivo (FAO, 2019).

El suelo se define como la capa superficial de materia mineral y orgánica, no consolidada que sirve como medio natural para el crecimiento de plantas y que ha sido sujeto de los efectos de factores que le dieron origen como son el clima, topografía, biota, material parental y tiempo. Debido a la interacción de dichos factores difieren en sus propiedades físicas, químicas, biológicas y morfológicas, (SEMARNAT, 2017).

Calidad del suelo y su desarrollo

El término calidad del suelo se empezó a acotar al reconocer las funciones del suelo de las cuales se destacan: (1) promover la productividad del sistema sin perder sus propiedades físicas, químicas y biológicas; (2) atenuar contaminantes ambientales y patógenos y (3) favorecer la salud de plantas, animales y humanos (Doran y Parkin, 1994). La calidad del suelo puede ser definida por la variedad de propiedades y procesos que en él pasan, los cuales pueden ser particularmente ligados a través del uso de la tierra. Los indicadores de la calidad del suelo reflejan la importancia de las funciones del suelo (Franzlubbers y Haney, 2006).

Diferentes definiciones han sido acuñadas respecto a la calidad del suelo, dependiendo el área de estudio y tema de interés en el cual se hace referencia al tema:

- La capacidad del suelo de producir cultivos nutritivos y seguros de manera sostenible a largo plazo y para mejorar la salud humana y animal sin perjudicar la base natural de recursos o el ambiente, (Parr *et al.*, 1992).
- La capacidad del suelo de funcionar, (Karlen *et al.*, 1997).

El estudio del suelo no ha recibido la importancia necesaria dentro de la sociedad como merece. La degradación es una gran preocupación para la sociedad y pone a prueba la subsistencia de la vida humana para el futuro. El estudio, la protección de este recurso y un manejo correcto no solo de las áreas de cultivo sino además forestales se hace necesario y de vital importancia para el futuro de la humanidad (Bautista-Cruz *et al.*, 2004).

Indicadores de calidad del suelo

Los indicadores de la calidad del suelo son factores importantes que nos permiten saber la calidad del suelo y sus procesos (cuadro 2) (Tang *et al.*, 2019). Las propiedades del suelo pueden dividirse en tres categorías:

a) Propiedades o procesos **físicos**

b) Propiedades o procesos **químicos**

c) Propiedades o procesos **biológicos**

Todas estas características en conjunto dan como resultado un tipo de suelo específico, con características únicas para cada sitio (Franzlubbers y Haney, 2006). La identificación del suelo depende del objetivo que se desee estimar, se deben considerar los componentes en función del suelo, (Doran *et al.*, 1996).

Un indicador es una variable que resume o simplifica información relevante haciendo que un fenómeno o condición de interés se haga perceptible y que cuantifica, mide y comunica, en forma comprensible, información relevante (cuadro 2). Los indicadores deben ser preferiblemente variables cuantitativas, aunque pueden ser cualitativas o nominales o de rango u ordinales. Las principales funciones de los indicadores son: evaluar condiciones o tendencias, comparar transversalmente sitios o situaciones para evaluar metas y objetivos, proveer información preventiva temprana y anticipar condiciones y tendencias futuras. (Cantú *et al.*, 2007). Los principales indicadores de la calidad del suelo se resumen a continuación.

Cuadro 2. Identificadores de calidad de suelo más comunes Modificada de (Bautista-Cruz *et al.*, 2004).

<i>Propiedad</i>	<i>Relación con la condición y función del suelo</i>	<i>Valores o unidades relevantes ecológicamente; Comparaciones para evaluación</i>
<i>Físicas</i>		
<i>Textura</i>	Retención y transporte de agua y compuestos químicos; erosión del suelo	% de arena, limo y arcilla; pérdida del sitio o posición del paisaje

<i>Profundidad del suelo, suelo superficial y raíces</i>	Estima la productividad potencial y la erosión	cm o m
<i>Infiltración y densidad aparente</i>	Potencial de lavado; productividad y erosividad	minutos/2.5 cm de agua y g/cm ³
<i>Capacidad de retención de agua</i>	Relación con la retención de agua, transporte, y erosividad; humedad aprovechable, textura y materia orgánica	% (cm ³ /cm ³), cm de humedad aprovechable/30cm; intensidad de precipitación
<i>Químicas</i>		
<i>Materia orgánica (N y C total)</i>	Define la fertilidad del suelo; estabilidad; erosión	Kg de C o N por hectárea
<i>pH</i>	Define la actividad química y biológica	comparación entre los límites superiores e inferiores para la actividad vegetal y microbiana
<i>Conductividad eléctrica</i>	Define la actividad vegetal y microbiana	dSm ⁻¹ ; comparación entre los límites superiores e inferiores para la actividad vegetal y microbiana

<i>P, N, y K extractables</i>	Nutrientes disponibles para la planta, pérdida potencial de N; productividad de indicadores de la calidad ambiental.	Kg ha-1; niveles suficientes para el desarrollo de los cultivos
<i>Biológicas</i>		
<i>C y N de la biomasa microbiana</i>	Potencial microbiano catalítico y depósito para el C y N, cambios tempranos de los efectos del manejo sobre la materia orgánica	Kg de N o C ha-1 relativo al C y N total o CO2 producidos
<i>Respiración, contenido de humedad y temperatura</i>	Mide la actividad microbiana; estima la actividad de la biomasa	Kg de C ha-1 d-1 relativo a la actividad de la biomasa microbiana; pérdida de C contra entrada al reservorio total de C
<i>N potencialmente mineralizable</i>	Productividad del suelo y suministro potencial de N	Kg de N ha-1d-1 relativo al contenido de C y N total Indicadores

Estructura del Suelo

La estructura del suelo se define por la forma en que se agrupan las partículas individuales arena, limo y arcilla, dando origen a una textura única al suelo (*Fig. 1*). Cuando las partículas individuales se agrupan, toman el aspecto de partículas mayores llamándolos agregados. La estructura del suelo puede dar información sobre el tamaño de partícula y otra información indirecta sobre como fluye el agua

y entra el oxígeno en el suelo, provocando una mayor actividad dentro del suelo (FAO, 2006).

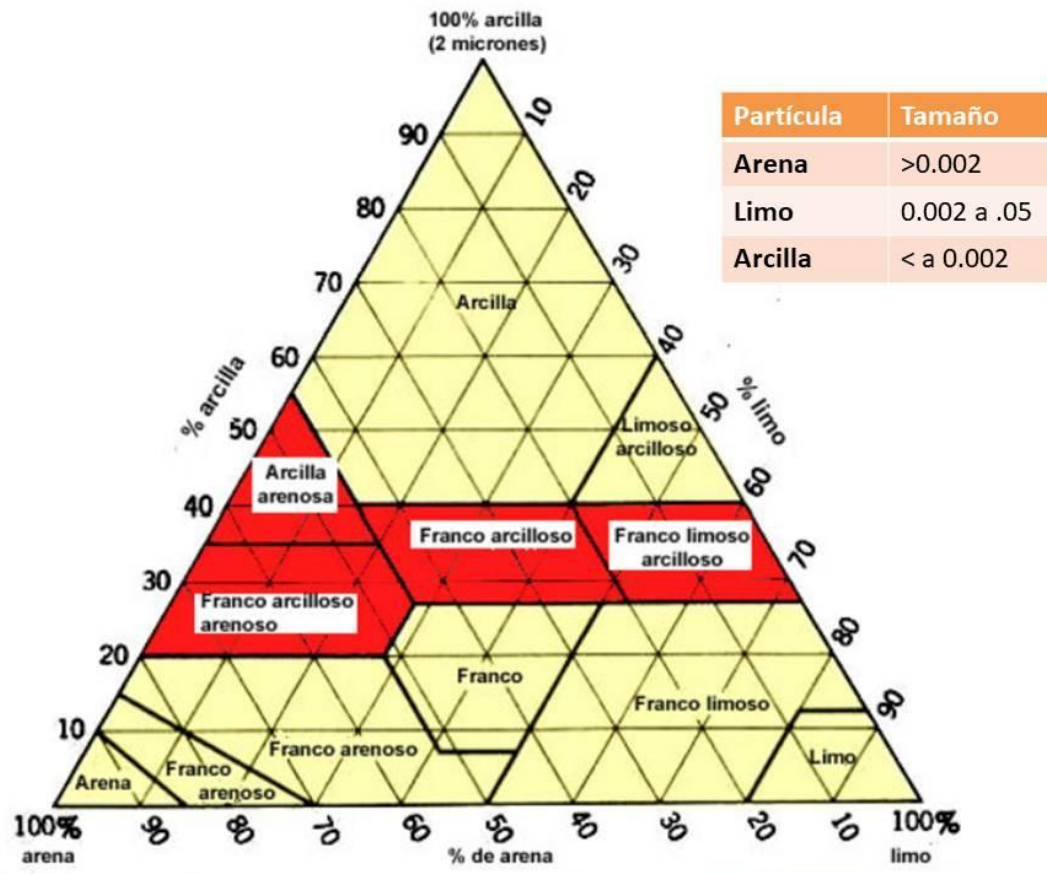


Figura 1. Esquema triangular de textura del suelo modificada y tomada de la (FAO, 2006).

Hidroponía

De acuerdo con Benton, (2014), la hidroponía se define como un sistema de producción, en el que las raíces de las plantas se riegan con una mezcla de elementos nutritivos esenciales disueltos en agua y en el que, en vez de suelo, se utilizan sustratos de material inerte. El término hidroponía deriva del griego “hydros” (agua) y “ponos” (labor o trabajo).

En la antigüedad, las personas se enfrentaron a desafíos con todo lo relacionado a la agricultura y la producción de alimentos, una de las primeras inquietudes era saber los mecanismos de como las plantas se desarrollaban. Consideraban al suelo como un material que, de alguna manera, proporcionaba las condiciones para que las plantas crecieran a partir de semillas. El hombre con el paso del tiempo logró entender las causas que provocaban las pérdidas de cosechas para así tratar de prevenirlas. Las civilizaciones antiguas más importantes se asentaron en lugares donde tuvieran un abastecimiento de abundante agua (Resh, 2015).

La hidroponía surge por la necesidad de incrementar la producción de alimentos de origen vegetal aunado a la restricción de tierras aptas para la producción agrícola, la escasez de agua o la mala calidad de ésta para usarla en la agricultura, fueron algunas de las causas que estimularon a diversos investigadores a buscar alternativas para el desarrollo de las plantas (Herrera, 1999).

Historia

Teophrasto realizó varios ensayos en nutrición vegetal en el siglo I, A.C. Jan van Helmont demostró que las plantas obtienen sustancias a partir del agua, en su modelo colocó un tallo de sauce de 5 libras y 200 libras de suelo, por 5 años lo regó y el tronco aumentó 160 libras. Su conclusión fue que las plantas obtienen del agua la sustancia para su crecimiento. John Woodward, cultivó plantas en agua con diversos tipos de suelo y encontró que el mayor crecimiento correspondía a la mayor cantidad de suelo, él concluyó que el crecimiento de las plantas era el resultado de ciertas sustancias en el agua obtenidas del suelo. Sanchs y Knop en 1860 demostraron que las plantas podían cultivarse sin un medio inerte y sólo bastaba con una solución acuosa que contuviese los minerales requeridos por la planta. En los años siguientes, diversos investigadores desarrollaron fórmulas básicas para el estudio de la nutrición vegetal. Tollens (1888), Tottingham (1914), Shive (1915), Hoagland (1919), Trelease (1933), Arnon (1938) y Robbins (1948). En los años treinta (1930), Gericke, utilizó los modelos de nutrición vegetal a una escala comercial denominando a este sistema de cultivo “hidroponics”, este tipo de cultivo

mostró su utilidad, proveyendo de alimento a las tropas que se encontraban en zonas incultivables. La hidroponía no sólo es un medio excelente para crecer plantas en los países que tengan poca tierra cultivable, sino aquellos que en poca superficie tengan una gran población y disminuir problemas de salud pública como el hambre y todas las enfermedades relacionadas (Resh, 2001).

Ventajas y desventajas de la hidroponía

Las ventajas y desventajas en el uso de los sistemas hidropónicos pueden resumirse en los siguientes aspectos (Gilsanz, 2007):

Ventajas

- Menor número de horas de trabajo y más livianas.
- No es necesaria la rotación de cultivos.
- No existe la competencia de nutrientes.
- Las raíces se desarrollan en mejores condiciones de crecimiento.
- Mínima pérdida de agua.
- Reducción en aplicación de Agroquímicos.
- El sistema se ajusta a áreas de producción no tradicionales.

Desventajas

- Costo inicial alto.
- Se requieren conocimientos de fisiología y nutrición.
- Desbalances nutricionales causan inmediato efecto en el cultivo.
- Se requiere agua de buena calidad.

Historia de la hidroponía en México

En México, los aztecas utilizaron este método de cultivo en las conocidas chinampas, estas poblaciones fueron orilladas por los vecinos más poderosos a asentarse en las orillas de zonas pantanosas del lago de Tenochtitlan, localizado en lo que hoy es la Ciudad de México. Desarrollaron nuevos métodos de cultivo de plantas en medios líquidos. Las chinampas eran balsas de caña que llenaban de

tierra del fondo del lago, la tierra que se extraía tenía una gran cantidad de materia orgánica y nutrientes, este método de cultivo permitía el desarrollo de una gran cantidad de verduras y flores (Beltrano y Giménez, 2015).

Los cultivos con mayor producción en este tipo horticultura protegida son: tomate (54%), pepino (16%), pimiento (15%) y la berenjena (10%), (INTAGRI, 2017). A nivel mundial se calcula que la derrama económica que deja la hidroponía es aproximadamente 821 millones de dólares, siendo los siguientes productos los de mayor producción (cuadro 3):

Cuadro 3. Los productos con mayor producción en cultivo hidropónico a nivel mundial. Tomada y modificada de (INTAGRI, 2017).

<i>Cultivo a nivel mundial en hidroponía</i>	
<i>Cultivo</i>	Hidroponía Ton/ha
<i>Arroz</i>	6
<i>Avena</i>	2.8
<i>Betabel</i>	30
<i>Col</i>	20
<i>Chícharo</i>	22
<i>Frijol</i>	50
<i>Jitomate</i>	200 a 700
<i>Lechuga</i>	23
<i>papa</i>	150
<i>pepino</i>	31 a 35
<i>soya</i>	1.75
<i>Trigo</i>	4.6

Nutrición

Las plantas toman del medio los nutrimentos que necesitan para su desarrollo. La interacción de las raíces con el suelo y su interacción con algunos microorganismos les facilitan la captura de algunos elementos de difícil acceso como el Nitrógeno y el Fósforo, (Taiz y Zeiger, 2010).

De los 92 elementos naturales que se conocen, solamente 60 de ellos han sido encontrados en diversas plantas, solo 12 se consideran esenciales (cuadro 4), no obstante, las plantas tienen la habilidad de poder seleccionar la cantidad de los diversos iones que absorben, esta habilidad puede variar según la especie (Resh, 2001).

Cuadro 4. Macro y micronutrientes que las plantas necesitan para su óptimo crecimiento, (Taiz y Zeiger, 2010).

Principales nutrientes en plantas

<i>Elemento</i>	<i>Categoría</i>	<i>Función</i>
<i>Nitrógeno (N)</i>	Macroelemento	Formación aminoácidos
<i>Fósforo (P)</i>	Macroelemento	Estructural y energética
<i>Potasio (K)</i>	Macroelemento	Metabolismo
<i>Calcio (Ca)</i>	Microelemento	Rigidez celular
<i>Magnesio (Mg)</i>	Microelemento	Metabolismo y energética
<i>Azufre (S)</i>	Microelemento	Síntesis de proteínas
<i>Cobre (Cu)</i>	Microelemento	Transporte de oxígeno
<i>Hierro (Fe)</i>	Microelemento	Estructural
<i>Zinc (Zn)</i>	Microelemento	Fijación de nitrógeno
<i>Cloro (Cl)</i>	Microelemento	Regulación celular
<i>Manganeso (Mn)</i>	Microelemento	Germinación semilla
<i>Boro (B)</i>	Microelemento	Fijación nitrógeno

Un elemento deberá cumplir con tres criterios para ser considerado esencial en el crecimiento de las plantas: 1) La planta no podrá completar su ciclo de vida en ausencia del elemento. 2) La acción del elemento debe ser específica y ningún otro elemento puede sustituirlo. 3) El elemento debe estar directamente implicado en la nutrición de la planta, ser un constituyente de un metabolito esencial o la acción de una enzima (Consultora/AgroEstrategias,1987).

El aspecto más importante de la hidroponía es la solución nutritiva, de ella depende la nutrición, calidad y cantidad de producción de las plantas. La solución nutritiva consiste en agua con oxígeno y los nutrimentos esenciales de forma iónica. Para que la solución nutritiva tenga disponibles los nutrimentos que contiene, debe ser una solución verdadera, todos los iones se deben encontrar disueltos (Herrera, 1999). La cantidad de nutrimentos que requieren las plantas depende de la especie, variedad, la etapa fenológica y las condiciones ambientales (Adams, 1994; Carpena *et al.*, 1988).

Comparación de los cultivos con y sin suelo

El gran incremento de las cosechas con el cultivo hidropónico respecto al suelo es producido por diversos factores (cuadro 5). En algunos casos el suelo puede carecer de nutrientes o tener una estructura pobre. La presencia de insectos o enfermedades en el suelo reduce considerablemente las producciones de forma natural (Resh, 2001).

Cuadro 5. Comparación de cultivos con y sin suelo. Tomada y modificada de (Gilsanz, 2007).

Análisis comparativo de cultivos tradicionales e hidropónicos

	Suelo	Hidropónicos
<i>Nutrición de planta</i>	Muy variable	Controlada, estable
	Difícil de controlar	Fácil de monitorear y corregir
<i>Espaciamiento</i>	Limitado a la fertilidad	Densidades mayores, mejor uso del espacio y luz
<i>Control de malezas</i>	Presencia de malezas	Prácticamente inexistentes
<i>Enfermedades y patógenos del suelo y nemátodos</i>	Enfermedades del suelo	No existen patógenos del suelo
<i>Agua</i>	Plantas sufren estrés	No existe estrés hídrico

Sistemas más usados

Sistema flotante

El sistema flotante es el más sencillo de realizar, de bajo costo y no demanda el uso de energía extra. Consta de un recipiente en donde se coloca la solución nutritiva y sobre ella flota una plancha de espuma que soporta las plantas. En este sistema es necesario realizar un cambio de solución semanalmente o al menos renovar parte de ella. Además, se requiere de la aireación del sistema por medio de agitación de la solución diariamente. Las desventajas de este sistema consisten en la necesidad de formulación frecuente de la solución nutritiva, la necesidad de airear el medio y prevenir la contaminación del soporte de espuma por algas que encuentran su fuente de alimento en la solución nutritiva, incentivadas por el acceso a la luz. Requiere además de un consumo importante de agua. En este sistema los cultivos que mejor se adaptan son aquellos de hoja como lechuga, espinaca y el de plantas aromáticas (Gilsanz, 2007).

Elementos del Sistema

Los elementos del sistema utilizado comprenden: un bastidor de madera de 15-20 cm de altura y un 1.10 m de ancho por el largo que se desee, de todos modos, el largo no puede ser excesivo ya que de realizarse sobre el suelo éste deberá estar muy bien nivelado.

Planchas de poliuretano de 2cm de grosor, de utilizar un grosor inferior se tendrá una menor durabilidad y se producirá un bandeo de la plancha debido al peso de las plantas. Esta plancha se agujereará simétricamente produciendo una abertura de 2 x 2 cm. por los que se introducirán las plántulas.

Esponja de polyfoam de baja densidad, 2 cm de ancho para permitir el enraizamiento o fijación de la plántula. Además, es más barata que la de alta densidad, este elemento es descartable del sistema.

Lámina de plástico de doble capa (blanca y negra, similar a la usada para la producción de silos) (100-150 micrones).

Sistema NFT (Nutrient Flowtechnic)

El sistema se basa en el flujo permanente de una pequeña cantidad de solución a través de caños en los que los que el cultivo toma para su nutrición (*Fig. 2*). En general el sistema está catalogado como de elevado costo, requiere del suministro de un volumen de agua constante, y para ello se gasta energía en el bombeo. El sistema consta de caños de distribución, un tanque de almacenamiento de la solución, tanques de formulación y una bomba que contemple las necesidades del sistema. Las desventajas de este son el uso de energía, el costo, la necesidad de contemplar el efecto de la temperatura sobre el nivel del Oxígeno en el sistema de distribución. Requiere de formulación y chequeo frecuente del pH y salinidad de la solución (Gilsanz, 2007).

Elementos del sistema

Tanque: Para almacenar y colectar la solución, el tamaño del tanque, el tamaño estará determinado para la cantidad de plantas y el tamaño del sistema.

Caños o canales para el cultivo: Generalmente en este sistema las plantas pueden ser colocadas en estos caños o canales donde corre la solución nutritiva.

Bomba impulsora en el reciclaje de la solución: existen dos tipos principales aquellas que son sumergibles y las que no.

Red de Distribución y cañería colectora: se refiere a los implementos necesarios para acercar la solución nutritiva a los caños o canales para el cultivo.



Figura 2. Esquema sistema NFT. (Gilsanz, 2007).

Cultivos en hidroponía

Existe una amplia gama de plantas utilizadas en el cultivo hidropónico, en especial las que tienen un alto valor en el mercado y son fáciles de propagar. La producción y rendimiento de los cultivos dependerá de las condiciones en las que se desarrolle y la habilidad del técnico que lo supervise. El cuadro 6 muestra algunos ejemplos de los cultivos más usados en los dos tipos de técnicas.

Cuadro 6. Rendimientos de distintos tipos de plantas con aprovechamiento comercial obtenidos en dos técnicas de cultivo (Guzmán, 2004).

Cultivo	En tierra (Kg/ha)	Hidroponía (Kg/ha)
<i>Pepino</i>	7847	31390
<i>Lechuga</i>	10089	23542
<i>Tomate</i>	19772	617000
<i>Calabaza</i>	14574	20179
<i>Papa</i>	19000	173000
<i>Arroz</i>	1121	5605

Trigo	672	4596
chícharo	2470	22244
Frijol	12300	51000
Soya	680	1737

Se han realizado algunos experimentos en la propagación de plantas medicinales en sistemas hidropónicos, del cual se destaca en su mayoría el uso de partes aéreas, flores y raíces para el aprovechamiento de los metabolitos secundarios (Yoshimatsu, 2012). Para la familia Lamiaceae, Balashova *et al.*, (2020) por sus propiedades olorosas y curativas investigaron la síntesis de metabolitos secundarios en sistemas hidropónicos en diferentes especies. Destacan que el crecimiento con soluciones hidropónicas cambia el tamaño, biomasa y rendimiento de aceites esenciales. Las especies fueron: *Monarda fistulosa* L., *Monarda citriodora* Cerv. ex Lag y *Melissa officinalis* L. Otro trabajo similar fue realizado por (Bisognin, 2007) en el cual se trabajó con *Mentha arvensis* L. fo. *piperascens* Holmes, *Mentha x gracilis* Sole y *Mentha x piperita* var. *Citrata*.

Tomillo

El tomillo (*Fig. 3*) pertenece a la familia Lamiaceae. Esta familia cuenta con alrededor de 236 géneros y 7,173 especies, presenta una distribución subcosmopolita y muy diversa en zonas templadas particularmente en el mediterráneo y la región de Asia Central (cuadro 7). En México se encuentra ampliamente distribuida a lo largo de las zonas montañosas, principalmente en el eje neovolcánico transversal. Esta familia tiene importancia económica en todo el mundo, ya que muchas de sus especies se utilizan como condimentos, para obtener aceites esenciales y/o para ornamentales (Martínez-Gordillo *et al.*, 2013).



Figura 3. Planta de tomillo_ *Thymus vulgaris* L. tomada por Miguel Oliveros, 2020.

Clasificación

Cuadro 7. Clasificación *Thymus vulgaris* L. (Tropicos, 2019).

<i>Clase</i>	<i>Equisetopsida</i>
<i>Subclase</i>	Magnoliidae
<i>Superorden</i>	Asteraceae
<i>Orden</i>	Lamiales
<i>Familia</i>	Lamiaceae
<i>Género</i>	<i>Thymus</i>

Especie | *Thymus vulgaris*
L.

Descripción

El tomillo es un arbusto aromático perenne de 20–30 cm de altura, con tallos ascendentes, cuadrangulares, lignificados, de color café grisáceo a café púrpuro, los cuales tienen hojas oblongo-lanceoladas a ovado-lanceoladas de color verde grisáceo que son pubescentes en el envés. Las flores tienen un cáliz pubescente con una corola bilobada rosácea o blancuzca, las cuales nacen en verticilastros. El fruto consiste en cuatro núculas ovoides de color café (Cristians *et al.*, 2015).

Distribución

El tomillo es una planta originaria de la región mediterránea occidental, es planta propia de terrenos áridos y poco fértiles, pudiendo atribuirle el calificativo de planta colonizadora por su presencia, a veces casi única, en lugares desprovistos prácticamente de otro tipo de vegetación. Crece en matorrales secos, suelos rocosos bien drenados y soleados, hasta una altura cercana a los 2500msnm. Se cultiva en casi todos los países como una planta aromática culinaria (Alonso, 2007; Torrente Sánchez, 1985).

Propagación

Se multiplica a partir de las semillas sembradas a comienzos de abril; estas semillas tardan de 2 a 4 semanas en germinar (Rovetto *et al.*, 2009). Para la reproducción por semillas se hacen almacigueras y se realizan trasplantes a principios de primavera, la reproducción por división de matas o esquejes es realizada en verano. La plantación definitiva se hace en líneas separadas entre sí de 60x45 cm, (Ministerio de Desarrollo Sostenible Viceministerio de Recursos Naturales y Medio Ambiente Dirección General de Biodiversidad, 2003).

El peso medio de 1000 semillas es de 0.265 g y su capacidad germinativa es del 90% en 16 días de obscuridad y a una temperatura de 20 °C. Por esquejes solo se considera si está en periodo de actividad vegetativa. El enraizamiento se produce

a los dos meses y los esquejes se ponen preferentemente a principios de primavera (Infoagro Systems, 2019).

Floración y cosecha

Florece de marzo a junio, durante toda la primavera. Los tallos en flor se pueden recolectar durante todo el verano, en días secos y soleados. Arrancar las hojas de los tallos secos; puntualizando que nunca debemos arrancar toda la planta y dejando en cada mata una parte de sus flores para garantizar la reproducción (Rovetto *et al.*, 2009).

Usos medicinales

Los primeros registros del uso de esta planta se remontan a medio oriente, en las regiones centrales mediterráneas, poco a poco se fue distribuyendo a muchas partes del mundo donde la planta ha sabido adaptarse a las condiciones del suelo y ambientales. Es espasmolítico debido a la propiedad de su aceite esencial, principalmente dada por las propiedades farmacológicas del timol y carvacrol, antitusígeno; antiséptico; antibacteriano, antifúngico, antivírico, antihelmíntico (Torrente-Sánchez, 1985).

Tiene propiedades digestivas, estimula el apetito. cicatrizante, expectorante, mucolítico, astringente suave, diaforético, tonificante, vulnerario, alivia laringitis, gastritis, diarrea, urinarios, hepáticos. Contra ataques de tos, trastornos de garganta e infecciones bucales (antiséptico); regulariza y alivia trastornos menstruales, se lo emplea contra la sarna y los piojos, es repelente de insectos (Rovetto *et al.*, 2009).

Metabolitos secundarios identificados en tomillo

En su composición química destacan el aceite esencial y los flavonoides. El aceite esencial está compuesto principalmente monoterpenos, como timol, carvacrol, p-cimeno, gamma-terpineno, limoneno, borneol y linalol (Marqués, 2016). Es de consideración que la composición del aceite esencial es variable según la época y lugar de la cosecha. El tomillo también sintetiza triterpenos (ácido ursólico y oleanólico), también contiene flavonoides, como luteolina, apigenina, naringenina,

eriodictol, cirsilineol, salvigenina, cirsimaritina, timonina y timusina ; Mokhtarzadeh *et al.*, 2018).

Otros componentes también destacables son los ácidos fenólicos derivados del ácido cinámico, saponinas, taninos y serpilina (cuadro 8) (López, 2006).

Cuadro 8. Compuestos volátiles de *Thymus vulgaris* modificada de (Mokhtarzadeh *et al.*, 2018).

Compuesto	RRI	MD 1 (%)	MD 2 (%)
<i>α</i> – Pineno	1032	2.3	1.7
<i>α</i> – Tujeno	1035	2.8	2.3
Canfeno	1076	2.4	2.1
Mirceno	1174	2.4	2.0
<i>α</i> – Terpineno	1188	2.8	2.3
<i>γ</i> – Terpineno	1255	14.4	16.7
<i>p</i> - Cimeno	1280	11.9	13.9
Alcanfor	1532	1.4	1.0
Linalol	1553	3.6	3.2
Acetato de bornilo	1591	1.0	0.7
Éter metílico timol	1604	1.0	0.9
<i>β</i> – Cariofileno	1612	4.1	4.9
Éter metílico de carvacrol	1614	4.0	4.0
Borneo	1719	2.5	2.3
Acetato de timol	1867	4.6	3.3
Timol	2198	35.0	36.3
Carvacrol	2239	2.5	0.7
<i>Total</i>		98.7	98.3

RRI: Índices de retención relativos calculados contra n-alcanos

%: Calculado a partir de datos GC/FID (Por sus siglas en inglés cromatografía de Gases/Detector de iones por flama).

MD: Microdestilación

Se ha reportado que el tomillo tiene presente aproximadamente 17 compuestos distintos, (cuadro 8) siendo el timol, *γ*-terpineno, *p*-cimeno y carvacrol los de mayor abundancia y los más usados para experimentos con aceites esenciales (Courty *et al.*, 2014; Marqués, 2016; Martínez, 2008; Mokhtarzadeh *et al.*, 2018) (Fig. 4).

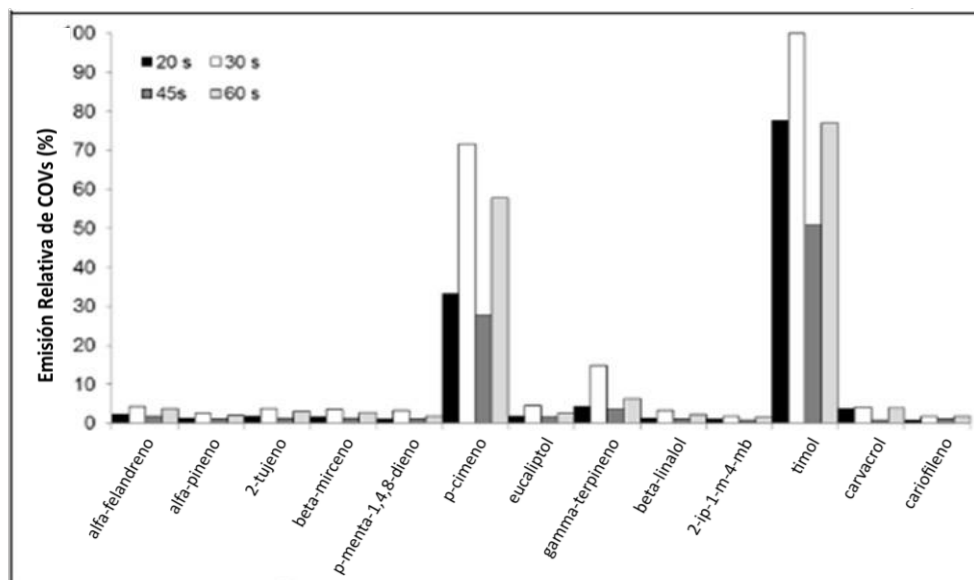


Figura 4. Determinación de las emisiones de combustión de material vegetal en diferentes tiempos de exposición de *Thymus vulgaris*. Emisiones de combustión de material vegetal leídas a través de pirómetro a 180° C a diferentes tiempos de exposición. VCO'S: compuestos orgánicos volátiles. (Courty *et al.*, 2014).

Para la planta de tomillo el timol y carvacrol son los compuestos que se encuentran en mayor proporción y los que en mayor contribuyen a su olor y sabor (Fig. 5). (Ávalos y Elena, 2009).

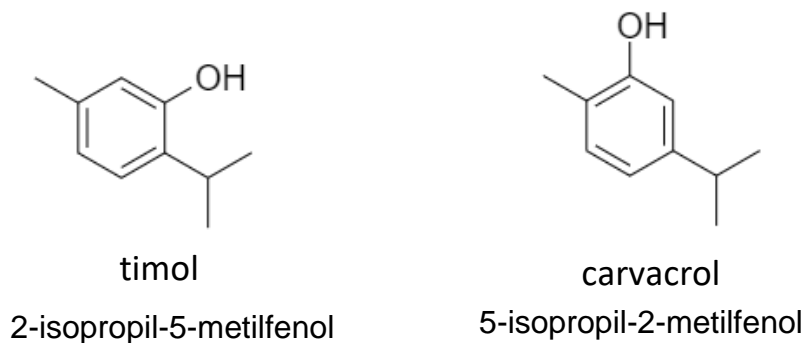


Figura 5. Compuestos terpénicos más abundantes en la planta de tomillo, timol y carvacrol.

La variación en la composición de los aceites y los porcentajes de cada componente dependen de las condiciones ambientales de la planta, por lo tanto pueden existir diferentes quimiotipos. El quimiotipo en años recientes ha sido ampliamente estudiado el polimorfismo del género *Thymus*. Horváth *et al.*, (2011), estudió diferentes quimiotipos de tomillo cultivado en Hungría (*Thymus vulgaris* L., *Thymus x citriodorus* (Pers.) Schreb, *Thymus x citriodorus* "archer's gold") y menciona la variación de la proporción de los aceites en las plantas, destacando tres compuestos: el carvacrol, timol y geraniol (cuadro 9) (Horváth *et al.*, 2011).

Cuadro 9. Composición de aceites de diferentes quimiotipos de tomillo cultivados, modificada de Horváth *et al.*, 2011.

**Porcentaje de la composición de aceites en tres cultivos de tomillo
(*Thymus vulgaris* L., *T. x citriodorus* (Pers.) Schreb., *T. citriodorus*
"archer's gold")**

Compuesto	RI	I	%	II	%	III	%
		F _T		F _G		F _C	
<i>α</i> -pineno	939	0.38	0.7	0.45	0.2	0.37	0.1
canfeno	954	0.38	0.2	0.48	0.4	0.4	0.2
<i>β</i> -pineno	979	0.41	0.1	0.5	0.3	0.42	0.1

<i>limoneno</i>	1029	0.44	0.1	0.54	0.3	0.46	0.2
<i>1,8-cineol</i>	1031	0.44	0.3	0.58	2.9	0.48	7.5
<i>p-cimeno</i>	1025	0.47	32.2	0.58	4.5	0.48	21.1
<i>Y-terpineno</i>	1060	0.49	1.3	0.6	3.7	0.5	2.9
<i>cis-linalool oxido</i>	1087	0.49	0.9	0.62	1.4	0.52	1.5
<i>inalool</i>	1097	0.52	1.9	0.76	0.7	0.64	0.5
<i>borneol</i>	1169	0.54	1.6	0.93	1.7	0.79	2.1
<i>nerol</i>	1230	0.66	-	0.97	1.9	-	-
<i>neral</i>	1238	0.8	-	0.99	7.1	-	-
<i>geraniol</i>	1253	-	-	1	39.2	-	-
<i>granial</i>	1267	-	-	1.03	9.2	-	-
<i>acetato de geranilo</i>	1381	-	-	1.11	2.4	-	-
<i>β-cariofileno</i>	1466	0.95	0.7	-	-	0.93	3.5
<i>timol</i>	1290	1	45.6	1.17	0.4	0.98	-
<i>carvacrol</i>	1299	1.03	4.6	1.19	15.4	1	43.5
<i>cariofilenol</i>	1572	1.21	1.7	1.4	0.7	1.18	1.5

I= *T. vulgaris* II:*T.citriodoros* III: *T. citriodoros*,% porcentaje de ocurrencia de los compuestos en los aceites. RI= índice de retención en DB-5, FT= factor de retención relativa en timol, FG= factor de retención relativo en geraniol FC= factor de retención relativa en carvacrol.

Investigaciones realizadas

El tomillo y el estudio de sus propiedades medicinales han sido ampliamente investigadas en diferentes campos de estudio, usando la planta o sus aceites esenciales (López, 2006; Pellecuer y Pasado, 1995; Rovetto *et al.*, 2009). Se destaca la morfología de la planta, su composición (timol y carvacrol) y sus usos potenciales en la elaboración de diferentes productos destinados a la salud y efectos adversos que puede llegar a tener. Respecto a la propagación *in vitro* se ha evaluado como se encuentran los compuestos de la planta en estas condiciones, así como la capacidad de la planta en crecer y desarrollarse desde un cayo vegetal hasta formar clones de la misma en diferentes medios de cultivo y tratamientos (Irum *et al.*, 2017; Mokhtarzadeh *et al.*, 2018; Ozudogru *et al.*, 2011).

El tomillo presenta actividad antibacteriana evitando el crecimiento de los géneros de bacterias *Acidovorax*, *Microbacterium*, *Dyella* y *Sphingomona*, en la propagación de cultivo de *Robinia pseudoacacia*, además se ha reportado el efecto que tiene el

tomillo en las bacterias gramnegativas, ya que desintegra la membrana externa, liberando los lipopolisacáridos y aumentando la permeabilidad de la membrana citoplasmática (Boine *et al.*, 2008; Dülger y Albuz, 2020; Rosas y López, 2011). También se ha reportado del tomillo su actividad insecticida en la búsqueda de nuevos tratamientos en contra del complejo *Anopheles gambiae* (Deletre *et al.*, 2015; Park *et al.*, 2017; Rozman *et al.*, 2007); antifúngica tanto en plantas como en células humanas (Lizcano-González, 2007; Mohammadi *et al.*, 2019; Takam *et al.*, 2019; Vinciguerra *et al.*, 2019) y como bioremediador en lugares degradados por la industria minera (Parra *et al.*, 2014).

Hidroponía

Para lo que corresponde a la parte de hidroponía, Donegá *et al.*, 2014, reportan el uso de la planta en la germinación del tomillo en sistema hidropónico. Se evaluaron bandejas de poliestireno expandido con diferente número de cavidades (128, 200 y 288) y diferentes tipos de sustratos (fibra de coco y corteza de pino) en la producción de plantas de tomillo en un sistema hidropónico. La concentración de la solución nutritiva fue del 50 % /L. Pasados 40 días se pesó materia orgánica húmeda, materia orgánica seca de partes aéreas y raíces. El mejor tratamiento que mejor desarrolla las plántulas de tomillo es el de 128 cavidades con el sustrato de fibra de coco. Guerrero *et al.*, 2011, evaluaron dos concentraciones de solución nutritiva Steiner (S1: 100 % y S2: 50 %) y tres densidades poblacionales, D1, D2 y D3 (14, 28 y 71 plantas·m² respectivamente) Los valores más altos para altura de planta se presentaron con S1 D2, S1 D2 y S2 D1; para el diámetro del tallo con S1 D2 y S1 D3 y no se hubo diferencia estadística entre los tratamientos para peso fresco y seco, aunque el mayor número de hojas se presentó con S1 D2 y S2 D1. La mayor área foliar sólo se alcanzó con S1 D2. En el análisis de los aceites se identificaron cuatro componentes (ρ -cimeno, α -terpineno, carvacrol y timol), de los cuales el más abundante fue timol con 23.331 %. El uso S1 D2 (100%, 28 plantas por m²) fue el mejor tratamiento donde se obtuvo el crecimiento óptimo de tomillo en todas las variables.

Justificación

Existe una creciente demanda de tomillo en nuestro país por sus cualidades medicinales y gastronómicas por lo cual es un área de oportunidad para optimizar. Por otra parte, la erosión de suelos del campo mexicano y el crecimiento de la población ha llevado a la necesidad de implementar técnicas que optimice el cultivo de plantas útiles, con el fin de cumplir la demanda de un producto. Por lo que el cultivo hidropónico puede ser una alternativa para satisfacer esta demanda de tomillo en nuestro país.

Objetivos

General

- Comparar el material vegetal de cultivo de tomillo bajo el desarrollo en hidroponía y suelo e identificar al carvacrol y timol dentro de su composición.

Particulares

- Analizar las características fisicoquímicas del suelo donde se desarrollen las plantas de tomillo.
- Comparar el desarrollo de las plantas de tomillo desarrolladas en cultivo en suelo e hidropónico.
- Cuantificar el rendimiento de los extractos de hexano e identificar el carvacrol y timol de plantas de tomillo obtenidas por cultivo hidropónico y suelo.

Hipótesis

El desarrollo de las plantas de tomillo en el sistema hidropónico tendrá propiedades y características similares a las plantas del sistema tradicional de cultivo en suelo.

Método

Preparación del terreno

El terreno se ubicó en la Facultad de Ciencias de la UNAM, en el jardín del taller de Plantas. La parcela era un rectángulo de 2.10m x 2.15m. El suelo de la parcela se encontraba en un estado compactado. Se realizó una remoción de suelo, comenzando los trabajos el 2 de mayo del 2018, se cavó a aproximadamente 20cm de profundidad, con el fin de preparar el suelo para el trasplante de las plantas (*Fig. 6*). Se colocaron los siguientes sustratos:

- 2 costal de grava gruesa
- 2 costal de grava fina
- 2 costal de tierra negra
- 1 materia orgánica (tierra de hoja)
- 1 costal de Agrolita



Figura 6. Remoción del suelo del sitio. A) suelo antes de remoción de la hierba y capa de suelo. B) Parcela después de haber retirado el suelo.

La grava gruesa fue el primer sustrato que se colocó en el sitio, la grava evita que tengamos un exceso de agua que pueda llegar a podrir las raíces y ayudar al intercambio de gases. La tierra negra se agrega para aportar los nutrientes que

hacen falta en la parcela. La materia orgánica consistía en hojarasca y tallos, con el fin de aportar nutrientes para aumentar la actividad microbiana en el suelo y la agrolita para mejorar la aireación y retención de agua. Los materiales se revolvieron de forma homogénea en el sitio (*Fig. 7*). La parcela se mantuvo sin plantas durante 3 meses antes del trasplante.



Figura 7. Mezcla de sustratos.

Se realizaron constantes deshierbes en la zona, ya que una vez que se remueve la tierra es potencialmente útil para la germinación del banco de semillas del suelo. La parcela es muy propensa a que la hierba de al rededor se desarrolle. Se utilizó solo una pala de jardinería para los deshierbes, la maleza superó los 25 cm de altura. Corresponden a las fechas del 27 de junio del 2018 y el 10 de octubre del 2018 (*Fig. 8*). Los demás deshierbes se realizaron periódicamente cuando la planta no superaba los 5 cm.



Figura 8. Remoción de maleza en la parcela. A) maleza. B) deshierbe de la parcela.

Análisis de suelo

La toma de las muestras en la parcela se realizó el 10 de octubre del 2018. Consistió en una muestra compuesta, obteniendo muestras de varios puntos del área y colocándolos en una misma bolsa de colecta. Se marcaron 10 puntos y se extrajeron dos muestras de 0-5cm y 5-10cm (*Fig. 9*).



Figura 9. Toma de muestras de suelo. Las X representan los puntos de colecta.

Las muestras fueron llevadas a la estufa en donde estuvieron 72 horas. Esto con el fin de quitarles mayor porcentaje de humedad.

El análisis de suelo se llevó a cabo en el laboratorio de análisis ambiental de la Facultad de Ciencias de la UNAM, bajo la supervisión del M. en C. Manuel Hernández. Las muestras secas, fueron pasadas por un tamiz <2mm con el fin de homogenizar toda la muestra y quitarle el mayor porcentaje de materia orgánica y rocas de mayor tamaño (*Fig. 10*). Posteriormente se realizaron las siguientes pruebas siguiendo los métodos establecidos en la norma NOM-021-RECNAT-2000 para análisis de suelo.

- Nitratos, Na^+ K^+ , P^+ , Ca^+ , Mg^+ . Carbonatos
- pH
- Conductividad eléctrica
- Textura



Figura 10. Procesamiento de las muestras de suelo. Secado, molido tamizado y posteriormente almacenado para las pruebas en laboratorio.

Las pruebas de determinación de los cationes intercambiables del suelo se llevaron a cabo a través de la medición de absorbancia o transminancia medida de la combustión de las muestras en un flamómetro acoplado con un espectrofotómetro de absorción atómica.

Sistema Hidropónico

El sistema que se implementó para este trabajo fue NFT (Nutrient Flow Technique) (Armenta, 2017). Se utilizaron los siguientes materiales: (cuadro 10).

Cuadro 10. Materiales para armar el muro hidropónico.

Materiales para el muro	
<i>Bastidor de madera de 2x2 m</i>	1 pieza
<i>Tubo de PVC de 2 m de 4"</i>	5 piezas
<i>Tubo de PVC de ½" de 34 cm</i>	5 piezas
<i>Tapa de PVC para tubo de 4"</i>	10 piezas
<i>Pegamento para PVC</i>	1 pieza
<i>Contendor de agua de 100L</i>	1 pieza
<i>Bomba sumergible</i>	1 pieza
<i>Timer</i>	1 pieza
<i>Manguera para jardín de ½"</i>	6 m
<i>Adaptador macho para manguera</i>	1 pieza

Se construyó un bastidor en el taller de carpintería de la Facultad de Ciencias de la UNAM. El bastidor medía 2x2m en el cual se colocaron 5 tubos para este sistema (*Fig. 11*) con capacidad para el desarrollo de 40 plantas. Los tubos de PVC se mandaron al taller de mecánica de la Facultad de Ciencias de la UNAM y se les hizo las perforaciones para las macetas. Tanto el bastidor como los tubos fueron sujetos con alambre recocido a una de las rejas del jardín del taller de plantas de la Facultad de Ciencias de la UNAM. El muro se encontraba a 2 metros de la parcela.

La caída de los tubos de PVC según Resh, (2001), debe tener una inclinación de 1cm por cada metro de longitud del tubo. Es por eso por lo que se fijaron los tubos de manera que bajaran 2cm de extremo a extremo, esto se realizó con un metro y un inclinómetro.



Figura 11. Colocación de bastidor y tubos de PVC.

Obtención de Plantas

En el mes de noviembre del 2019 se compró un lote de plantas de tamaño aproximado de 16 cm, con el fin de tener material para introducirlo a la parcela y al

muro. Fueron 47 plantas que se compraron en San Luis Tlaxiátemalco, Xochimilco. CDMX, en donde las plantas son producidas en Chinampas. Se utilizaron 47 plantas 23 para la parcela y 24 para muro.

Plantas del Muro

Las plantas se llevaron al invernadero de la Facultad de Ciencias, en el cual pasaron aproximadamente dos semanas. Una vez pasadas esas dos semanas se hizo el cambio de sustrato por agrolita, en el cual se midió el tamaño de la parte aérea de la planta, con el fin de poder medir su desarrollo en el sistema. Pasaron otras dos semanas antes de su establecimiento en el muro Hidropónico. Se les agregó una mecha de tela absorbente con el fin de que el agua con solución llegara al interior de la maceta por capilaridad (*Fig. 12*).

La solución nutritiva se compró en el taller de hidrociencias, Facultad de Ciencias, UNAM (cuadro 11), se ajustó a 2.1g/L sugerida por lo que se agregaron 168g x 100L y se ajustó a un intervalo de 5.5 a 7.0 de pH con ácido fosfórico al 10 % y una conductividad eléctrica al 1.46 S/cm.

Cuadro 11. Solución de Hidrociencias, desarrollada en Atlamehualco. Basada en solución hidrosol de la marca Peters

Compuesto	Nombre	Contenido
$MgSO_4$	Sulfato de magnesio	125 g
KNO_3	Permanganato de potasio	112.5 g
KH_2PO_4	Fosfato monopotásico	55 g
<i>Stem</i>		30 g
Ácido cítrico		20 g
<i>EDDHA-Fe</i>	Agente quelante	2.5 g
$Ca(NO_3)_2$	Nitrato de calcio	250 g

La solución nutritiva se colocó en una caja de 100 L oscura, conectada a una bomba sumergible de la marca aquasub® de 0.5 caballos, con capacidad de subir 3 metros y una salida de 2000 L/h. Se le instaló un timmer, de la marca tecnolite® con intervalos de programación de cada 30 minutos.



Figura 12. Proceso de cambio de sustrato para plantas en sistema hidropónico. Cambio de sustrato por agrolita, medición de su parte aérea de las plantas y adición de la mecha que permite subir el agua al interior de la maceta.

Plantas de suelo

Las plantas fueron trasplantadas a macetas que contenían tierra de la parcela, el uso de las macetas fue con la intención de reducir el tamaño de extensión de las

raíces de las plantas similar a las de las plantas para el muro. Se desmalezó constantemente y se le colocó una malla antigranizo de 5mm (Fig. 13).



Figura 13. Montaje del sistema hidropónico y del suelo. A) Sistema hidropónico. Montaje de tubos, tanque de almacenamiento y plantas. B) Sistema tradicional de cultivo, malla antigranizo, soporte y plantas.

Indicadores

Temperatura

Para medir la temperatura se colocó un sensor de la marca HOBO[®] MX2301A Interl Temp RH, programado para tomar los parámetros cada 6 horas.

Humedad relativa

Para medir la humedad relativa se colocó un sensor de la marca HOBO® MX2301A Interl Temp RH, programado para tomar los parámetros cada 6 horas.

Intensidad lumínica

Se instaló un sensor de la marca Producto: HOBO® MX2202 Underwater Temp/Light para medir la intensidad lumínica. Se programó para tomar los parámetros cada 6 horas.

Tamaño de la planta

Se tomó la altura de las plantas con flexómetro, la medida que se registró en donde se concentraban la mayor parte de los tallos de la planta. Las medidas fueron tomadas cada mes durante seis meses y se promediaron las alturas.

pH

Para las plantas del muro, se determinó el pH con un pHmetro de campo Groline pH tester de la marca HANNA®. Para las plantas del suelo cada mes se tomó una muestra del suelo y se midió el pH.

Conductividad eléctrica

Se midió con el kit de campo Gro line EC/TDS tester de la marca HANNA®. Esta medida fue tomada solo en la solución del muro, cada tercer día con el fin de conocer la concentración salina.

Riego

Se registraron todas las veces que se regó la parcela y un aproximado de cuánta agua se le agregó tanto a las plantas del muro como a las de la parcela a lo largo de seis meses del experimento.

Muestreo y secado

Las muestras de plantas se obtuvieron de los meses de diciembre de 2019 a junio del 2020, los días 15 de cada mes de ambos métodos de cultivo. El requisito de la colecta fue que la altura de las plantas estuviera por arriba de 23 cm de altura. Una vez cosechadas a las plantas se le retiraba todo el sustrato contenido en sus raíces.

Las muestras se secaron a temperatura ambiente en el Laboratorio de Estructura y Fisiología de plantas de la Facultad de Ciencias de la UNAM, se les colocó papel periódico para absorber la humedad (*Fig. 14*).



Figura 14. Material vegetal colectado de los sistemas de muro y de suelo, secándose en papel periódico a temperatura ambiente.

Obtención de extractos

El análisis fitoquímico se llevó a cabo en el Laboratorio de Productos Naturales de la Facultad de Ciencias, UNAM con la asesoría de la Dra. Eva Aguirre Hernández. La parte aérea seca de cada muestra de tomillo fue triturada finamente y colocada en viales de vidrio, a los cuales se les adicionó hexano. Después de 48 horas, los macerados fueron filtrados a través de papel filtro (Whatmann) y se eliminó el

disolvente por medio de un rotaevaporador (Büchi bath B-490). Se realizaron tres extracciones sucesivas de 24 horas cada una. Una vez secos, los extractos se pesaron y se calculó su rendimiento (*Fig. 15*).



Figura 15. Procesamiento de material vegetal de tomillo para la realización del análisis fitoquímico: A) peso de las muestras. C) filtrados de las muestras. B y D) extractos secos de diferentes muestras de tomillo, B) corresponde a las muestras del sistema hidropónico y D) Muestras del sistema tradicional de cultivo en suelo.

Identificación de timol y carvacrol por cromatografía en capa fina en los extractos de tomillo

De cada uno de los extractos se pesaron 3 mg y se disolvieron en 0.5 mL de hexano, de igual manera se procedió con los estándares de timol y carvacrol, adquiridos en Sigma-Aldrich® y proporcionados por el Dr. Sol Cristians Niizawa, del laboratorio de Control de calidad de aceites esenciales del Instituto de Biología de la UNAM.

Para la identificación del timol y carvacrol en los extractos de tomillo se emplearon dos placas cromatográficas de sílica gel (Merck) de 10 x 10 cm, en la primera de ellas se aplicaron las muestras cultivadas por hidroponía y en la segunda, las cultivadas en suelo. Posteriormente, cada placa fue colocada en una cámara de cromatografía con una fase móvil de hexano-acetato de etilo (8:2). Las placas fueron asperjadas con el reactivo de anisaldehído y calentadas a 100°C (Wagner y Blatt, 1996).

La Figura 16 presenta un resumen del método general que se llevó a cabo en la presente investigación, dividida en cuatro partes y sus respectivos pasos a seguir.

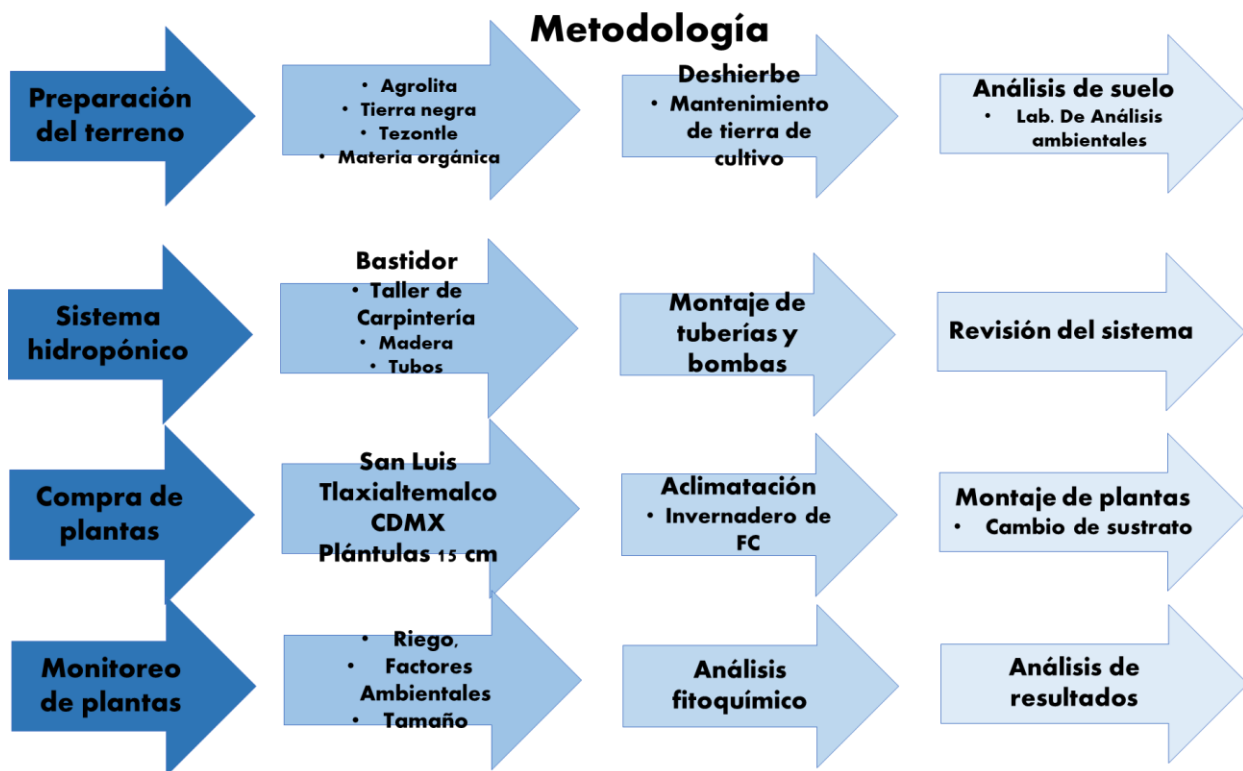


Figura 16. Método general.

Resultados

Análisis de suelo

Los resultados del suelo se compararon con la NOM-021-RECNAT-2000. El suelo presentó una textura Franco arcillo arenosa, que es una textura ideal para el cultivo de plantas. El pH fue moderadamente ácido con una conductividad de 231.95 microsiemens en promedio lo cual significa que tiene una salinidad muy baja. Para los Nitratos, en promedio presentaron 22.8 mg/kg, lo cual nos muestra que tiene un nivel medio. Para el Fósforo, Magnesio, Sodio, Calcio y Potasio los iones intercambiables dieron como resultado niveles altos (cuadro 12).

Cuadro 12. Análisis de suelo de la parcela experimental comparado con (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2002)

<i>Prueba</i>	<i>Profundidad (cm)</i>	<i>Resultado</i>	<i>Definición</i>
<i>Textura</i>	0-5	Franco arcillo arenosa	Buena
	5-10	Franco arcillosa	
<i>pH</i>	0-5	5.99	Moderadamente ácido
	5-10	5.84	ácido
<i>Conductividad μS</i>	0-5	143.9 μ S	Efectos despreciables de salinidad
	5-10	320 μ S	
<i>Nitratos (NO_3)</i>	0-5	17.55 mg/kg	Medio
	5-10	28.14 mg/kg	
<i>Fósforo (P^+)</i>	0-5	43.34 mg/kg	Alto
	5-10	37.74 mg/kg	
<i>Magnesio (Mg^+)</i>	0-5	397.5 mg/kg	Alto
	5-10	522.5 mg/kg	
<i>Calcio (Ca^+)</i>	0-5	2507.5 mg/kg	Alto
	5-10	4117.5 mg/kg	
<i>Sodio (Na^+)</i>	0-5	3682.9 mg/kg	Alto
	5-10	3811.5 mg/kg	

<i>Potasio (K⁺)</i>	0-5	3898.75 mg/kg	Alto
	5-10	4850.94 mg/kg	

Cuadro 13. Condiciones del riego en el muro hidropónico.

Condiciones de muro hidropónico

<i>Riego</i>	30 minutos
<i>Concentración caja de 100 L</i>	2.1g x L
<i>pH</i>	5.6 a 7.0
<i>S/cm.</i>	1.46 S/cm.

Tamaño de la planta

Antes de iniciar los muestreos, se midieron las plantas en ambos sistemas de cultivo. Las plantas del suelo fueron ligeramente más grandes que las del muro (16.21 cm en promedio y 16.17 cm respectivamente) (cuadro 14). No hubo diferencias significativas en el tamaño inicial de las plantas de ambos sistemas de cultivo (prueba t, $p = 0.58$, $\alpha = 0.05$).

Cuadro 14. Altura inicial de las plantas.

<i>Tamaño plantas Muro</i>		<i>Tamaño plantas suelo</i>	
<i>Código</i>	Altura inicial (cm)	<i>Código</i>	Altura inicial (cm)
<i>M-1</i>	25	S-1	16
<i>M-2</i>	16	S-2	18
<i>M-3</i>	18	S-3	17
<i>M-4</i>	16	S-4	14
<i>M-5</i>	16	S-5	15
<i>M-6</i>	18	S-6	17
<i>M-7</i>	15	S-7	18
<i>M-8</i>	9	S-8	16

M-9	20	S-9	12
M-10	18	S-10	9
M-11	16	S-11	16
M-12	16	S-12	17
M-13	11	S-13	17
M-14	13	S-14	20
M-15	12	S-15	17
M-16	17	S-16	18
M-17	17	S-17	13
M-18	16	S-18	14
M-19	15	S-19	16
M-20	15	S-20	17
M-21	16	S-21	20
M-22	19	S-22	23
M-23	17	S-23	15
M-24	17	S-24	14
Promedio	16.17±0.63	Promedio	16.21±0.58

Establecimiento

Diciembre 2019-Enero 2020

A inicios de diciembre se realizó el establecimiento las plantas, se destinaron 47 plantas para este experimento 23 para suelo y 24 para muro hidropónico.

Las plantas en estos meses se mantuvieron sanas, sin plagas, color verde oscuro y tallos erectos de color café. En el mes de enero tuvimos lluvias atípicas con granizo, por lo cual se colocó una malla antigranizo de 5mm y en el muro un techo de policarbonato con filtro UV y un plástico cristal en el fondo para protección (Fig.17).

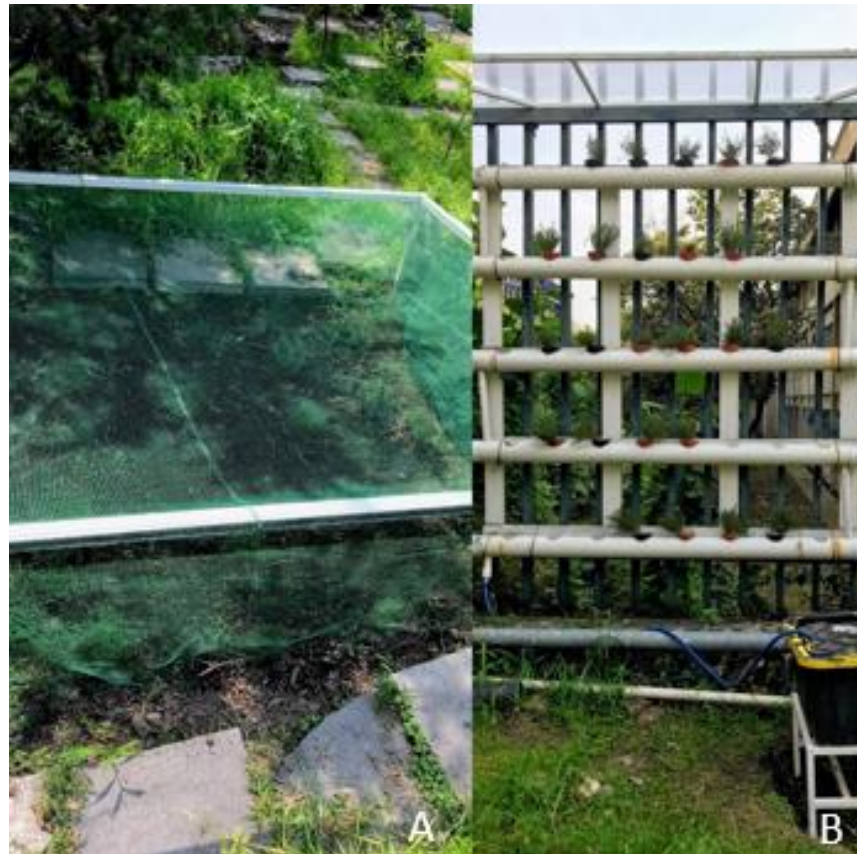


Figura 17. Establecimiento e inicio de los sistemas experimentales, diciembre. A) sistema del suelo, plantas establecidas, se puede apreciar la malla antigranizo para proteger de las lluvias atemporales. B) plantas del muro hidropónico, se puede apreciar el techo protector con filtro UV para protegerlas del granizo.

Crecimiento

Febrero-Marzo

En esta etapa tuvimos un aumento en la temperatura. Las plantas del suelo comenzaron a presentar una mayor deshidratación, mientras que en las del sistema hidropónico no presentaron ningún síntoma en sus hojas, pero si hubo mayor evaporación en el contenedor de la solución nutritiva.

A mediados de marzo tuvimos una modificación en el tipo de muestreo y riego, debido al cierre de la UNAM por la emergencia sanitaria del SARS COVID-19 (Fig. 18) la cual hizo que el monitoreo de las plantas fuera semanal y se regaba con la cantidad proporcional a la semana. Las plantas aumentaron de tamaño y se les colocaron unos tutores de plástico para que la planta pudiese apoyarse en él (Fig. 19).



Figura 18. Sistema de riego previo al cierre de actividades por contingencia de SARS COVID-19. A) Sistema de riego para las plantas del suelo, riego con cubetas y unas botellas llenas con agua para riego por goteo. B) cisterna del sistema hidropónico, con la solución nutritiva ya incluida.



Figura 19. Plantas de los dos métodos de siembra para el mes de marzo. A) plantas del suelo. B) plantas del muro hidropónico.

A finales de marzo en el sistema hidropónico tuvimos un problema debido al cierre de la UNAM por la emergencia sanitaria del SARS COVID-19 que terminó por secar a las plantas del sistema hidropónico y posterior muerte de las plantas (*Fig. 20*). Se debió a falta de riego ya que este sistema funciona con electricidad y muy probablemente en toda la semana no hubo electricidad, ya que los tubos por su interior se veían secos, aunque la cisterna estaba completamente llena como se dejó en el muestreo anterior. Después de este suceso solo sobrevivieron 2 plantas de todo el sistema en el muro.



Figura 20. Sistema hidropónico para el mes de marzo. A) Sistema hidropónico, se puede apreciar las plantas secas. B) Tubo lleno de agua, en el interior se puede apreciar la presencia de agua, es una foto tomada antes del 23 de marzo. C) Tubo después de la semana sin riego, el tubo se encontraba seco en su interior, señal de la falta de riego esa semana.

Floración

Abril, mayo y junio 2020.

Según la literatura de los manuales consultados, (Castro et al., 2013; Cristians et al., 2015; Torrente Sánchez, 1985) estos meses son en donde la planta tiene mayor actividad, en cuanto a la floración, crecimiento y cantidad de biomasa. En nuestro

experimento fue de la misma forma. Sin embargo, se tuvo floración en el suelo y no en el sistema hidropónico (*Fig. 21*).

En este lapso las temperaturas fueron altas (*Fig. 23*) la temperatura promedio para abril fue de 21.09° c y la humedad relativa promedio fue de 48.11%, El 13 de abril del 2020 se registró la primera floración en la parcela.

El mes de mayo fue el de mayor floración ya que aproximadamente la mitad de las plantas que estaban en el suelo presentaron floración. En el mes de junio la floración disminuyó (*Fig. 21*) y para el 16 de junio del 2020 ya no hubo floración en ningún sistema (*Fig. 22*).



Figura 21. Plantas de los dos métodos de siembra en el mes de mayo. A) planta del suelo con presencia de floración, se destaca la tonalidad rosa de las flores del

tomillo. B) planta del muro hidropónico, se puede apreciar que la planta se secó en los tallos inferiores.



Figura 22. Plantas de los métodos de siembra para el mes de junio del 2020. Se destaca la coloración de las hojas. A) Planta del muro. Se muestran las hojas de un color verde limón y unos tallos con coloración café. B) planta del suelo, coloración verde oscuro. Se aprecia la presencia de floración de color blanca en algunos de sus tallos.

Condiciones ambientales

Temperatura. Considerando los meses de diciembre del 2019 a junio del 2020, la temperatura más baja se registró en el mes de enero con 5°C y máxima de 28°C, con una temperatura promedio de 14° C. Posteriormente, la temperatura fue incrementando con el paso de los meses manteniendo una temperatura promedio de 22°C (Fig. 23).

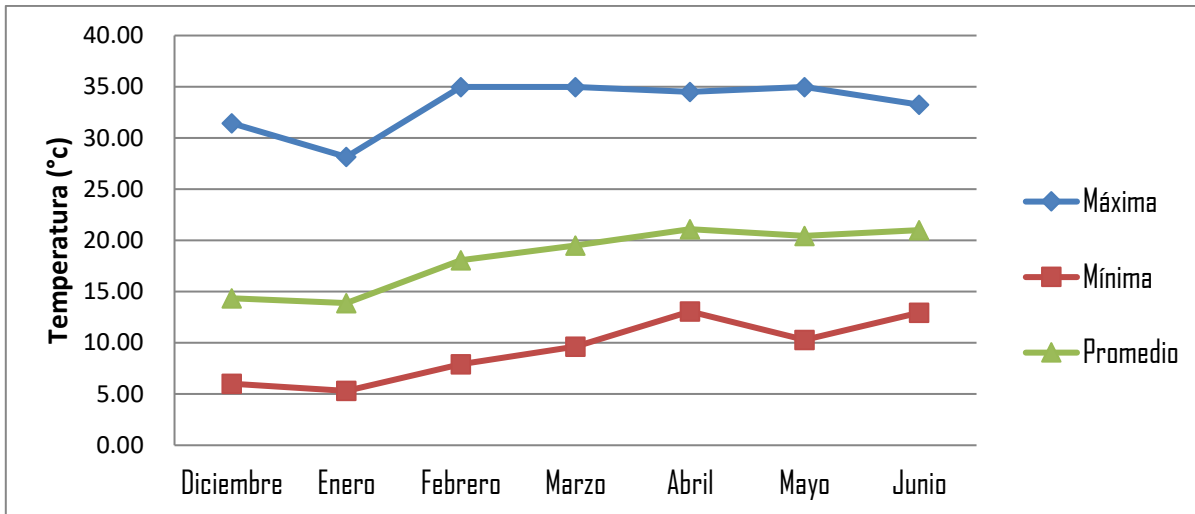


Figura 23. Temperatura registrada en grados centígrados (°C) en todos los meses de muestreo.

Humedad relativa. La humedad relativa promedio (%) fue del 60% con una tendencia a disminuir al pasar de los meses. El mes con menos humedad relativa fue el mes de marzo, con un promedio del 45% (Fig. 24).

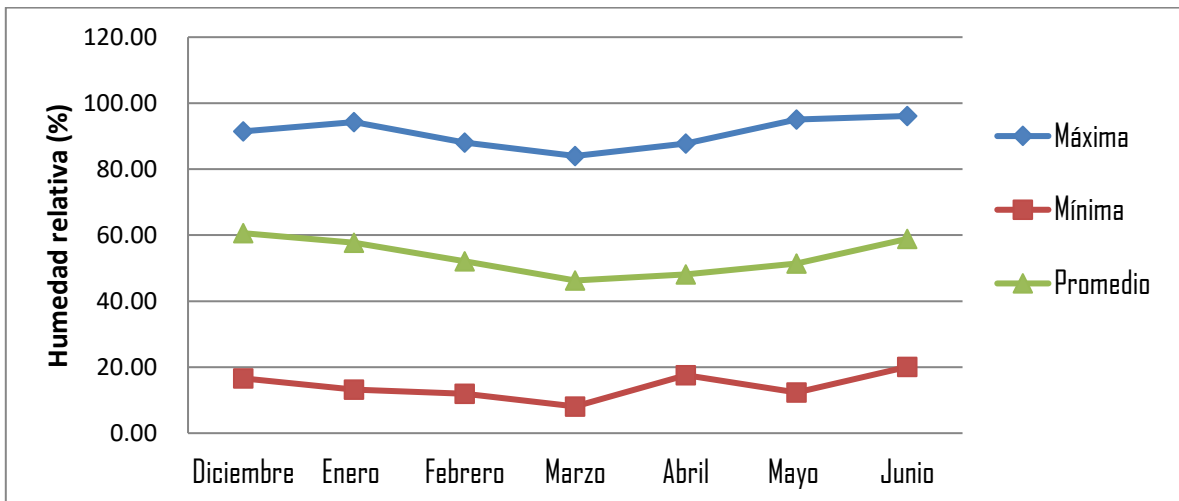


Figura 24. Humedad relativa (%) en los meses de muestreo.

Intensidad luminosa. La intensidad lumínica máxima se presentó en el mes de diciembre con 47,000 lux. Conforme pasaron los meses esta intensidad fue

disminuyendo hasta estabilizarse en un promedio de 15,000 luxes desde febrero hasta el mes de junio (Fig. 25).

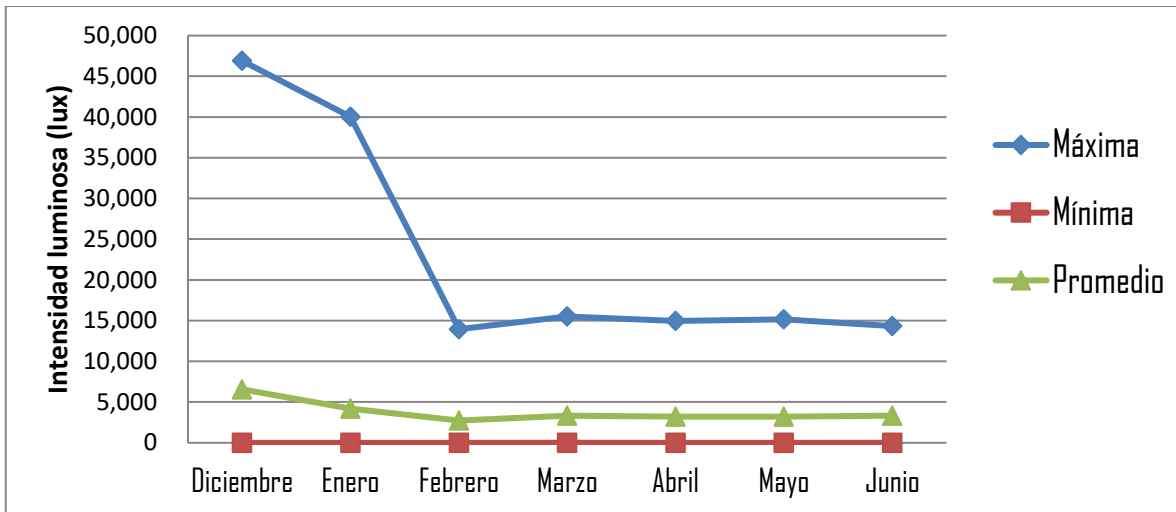


Figura 25. Intensidad luminosa registrada en luxes (lux), en todos los meses de muestreo.

pH. Se puede apreciar que el pH del suelo se presentó en un rango de 7.1 a 7.4 y se mantuvo de forma más estable respecto al pH del muro que presentó una mayor variación, con un rango de pH de 6.5 a 7.2. En la parcela el pH fue más constante y se mantuvo estable a comparación de la solución del muro (Fig. 26).

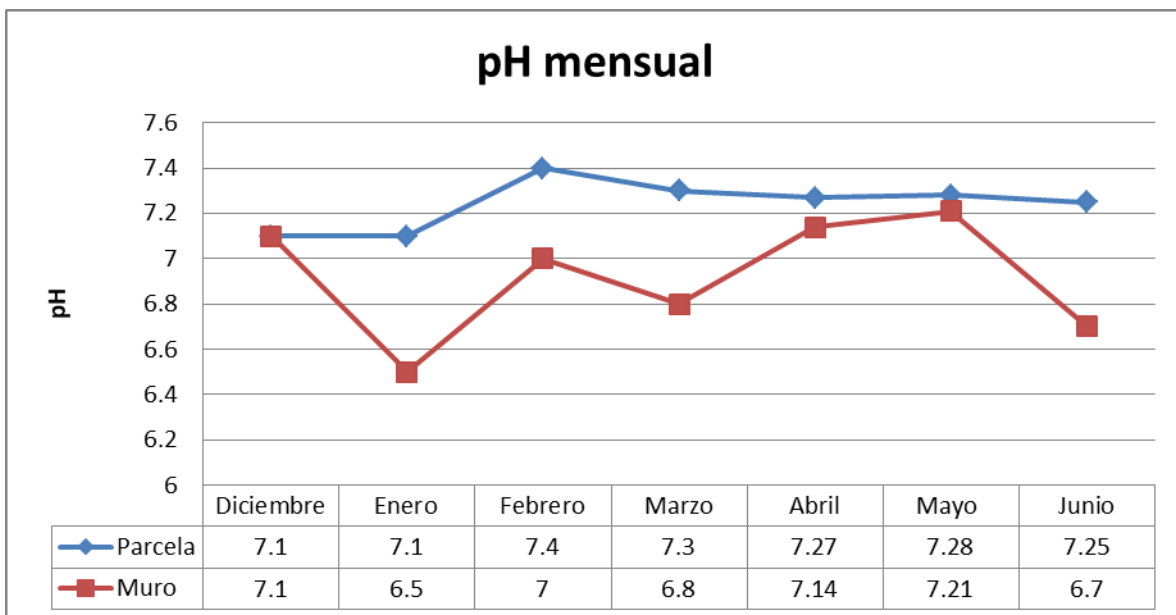


Figura 26. Potencial de Hidrogeno (pH) registrado a lo largo de los meses del muestreo, el pH del muro (azul) fue tomado de la cisterna del sistema hidropónico y el del suelo (rojo) fue tomado de muestras del suelo. pH si hay diferencias significativas valor-P = 0.011 con alfa =0.05.

Altura (cm). El registro de la altura inició en diciembre de 2019 con una altura promedio de 16 cm en las plantas de ambos métodos de cultivo. En los meses de enero y febrero, las alturas se mantuvieron en el mismo promedio (aproximadamente 18cm), y fue hasta el mes de marzo cuando el promedio de las plantas del suelo comenzó a incrementar hasta el mes de junio, con el inicio de la floración en el mes de abril, si hubo una diferencia significativa entre tamaño de las plantas desarrolladas en el suelo respecto a las del muro ($p= 0.0213$, $\alpha= 0.05$). El crecimiento de las plantas desarrolladas en el muro hidropónico se mantuvo por debajo del crecimiento de las plantas del suelo durante marzo a junio La caída en el promedio de altura de las plantas del muro fue debido al estrés hídrico que sufrió el muro por la falta de electricidad (*Fig. 27*). A si mismo existe una diferencia significativa en el tamaño de las plantas a lo largo de los meses siendo significativamente mayor las del suelo respecto a las del muro a partir del mes de marzo ($p= 0.0007$, $\alpha =0.05$).

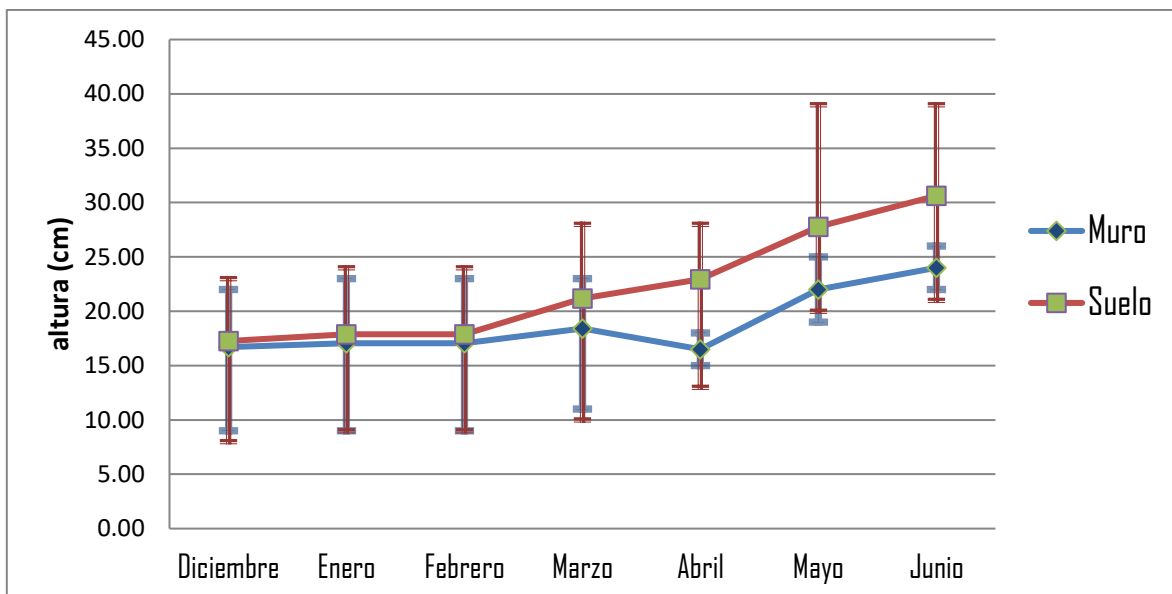


Figura 27. Altura de las plantas de tomillo registradas a lo largo de los meses de muestreo en ambos sistemas de cultivo.

Biomasa. Los datos de biomasa fueron similares a los de crecimiento en altura (*Fig. 28*). De diciembre del 2019 a marzo del 2020, se puede apreciar un incremento en biomasa para las plantas desarrolladas en el muro a partir de febrero y marzo, con un aproximado de 13g y 14g respectivamente. En abril del 2020 se puede apreciar una caída en la producción de biomasa en las plantas del muro respecto al suelo por la problemática de falta de electricidad que afectó el riego. La biomasa máxima alcanzada en promedio de las plantas desarrolladas en suelo fue en el mes de junio con 37 g en promedio (*Fig. 28*).

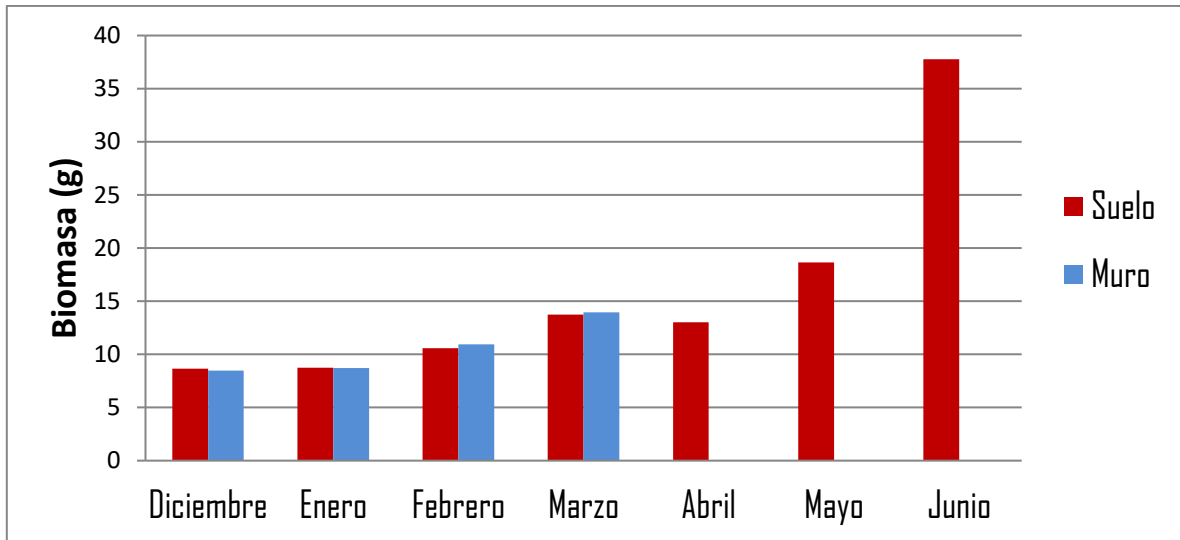


Figura 28. Biomasa registrada en las plantas desarrolladas en los dos sistemas de cultivo.

Floración. La floración en las plantas desarrolladas en el suelo inició en abril hasta el mes de junio del 2020. El mes con mayor floración fue mayo, donde la mitad del lote presentó floración. Para el mes de junio comenzó a disminuir el número de plantas que presentaban flor (*Fig. 29*).

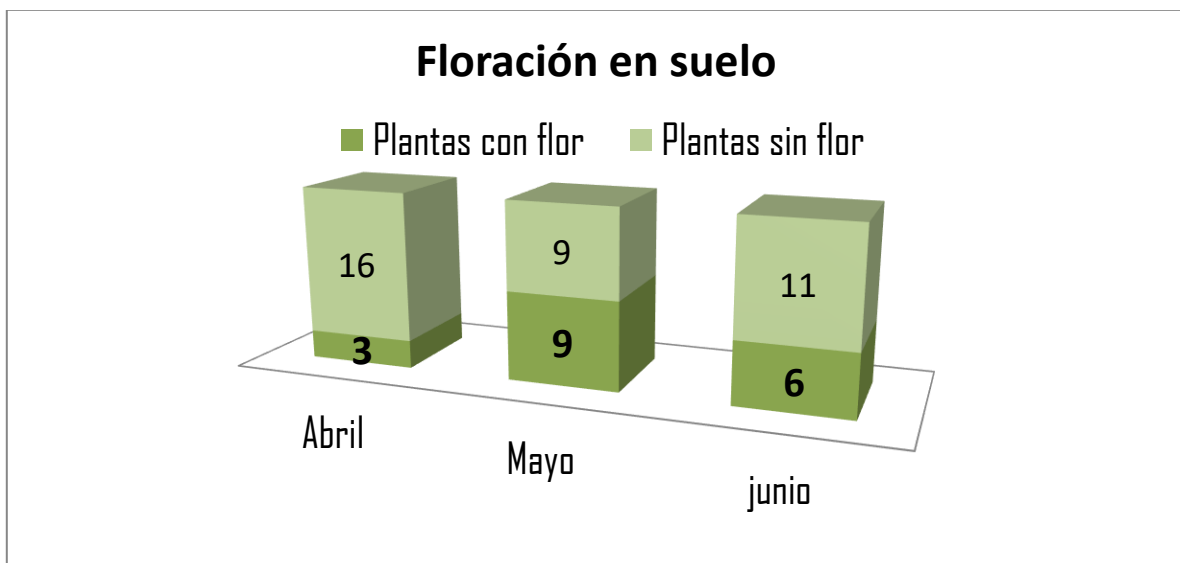


Figura 29. Floración de plantas desarrolladas en el suelo.

Riego. Se realizó un conteo de toda el agua utilizada a lo largo del experimento (Fig. 30). En el sistema tradicional de siembra en el suelo se utilizaron a lo largo del experimento 1,998L de agua, sin contar el agua de la lluvia. El agua utilizada en el sistema hidropónico fue casi la cuarta parte menos de lo que se usó en el suelo con 586L.

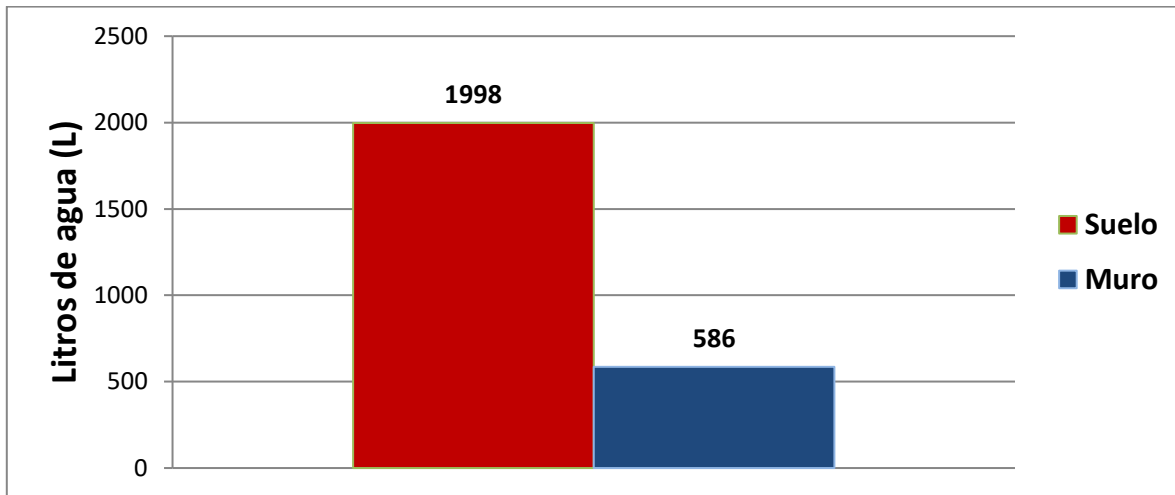


Figura 30. Cantidad de agua consumida en todo el experimento, el gráfico incluye el riego manual para los dos métodos de siembra.

Análisis fitoquímico

Rendimiento de los extractos de hexano de tomillo.

El rendimiento de los extractos obtenidos de las plantas en ambos sistemas de cultivo, en los meses de diciembre y enero, aunque son los meses en donde el rendimiento tiene sus registros más bajos, fueron muy semejantes (cuadro 15, Fig. 29). Para el mes de marzo se observó un evidente incremento en el rendimiento de las plantas del muro, pero debido al problema de electricidad que afectó el riego y desarrollo de las plantas, el rendimiento disminuyó en los meses subsiguientes. En las plantas desarrolladas en el suelo el rendimiento incrementó a lo largo de los meses evaluados con un máximo de 0.2186g en el mes de junio (Fig. 31). No hubo diferencias significativas en el rendimiento de los extractos de las plantas en ambos sistemas de cultivo ($p = 0.074$, $\alpha=0.05$).

Cuadro 15. Extractos de hexano.

<i>Muestra</i>	<i>Mes de colecta</i>	<i>Parte aérea de muestras de tomillo (g)</i>	<i>Extractos de hexano (mg)</i>	<i>(%)</i>
<i>CULTIVO HIDROPÓNICO</i>	Diciembre	5.84	50.0	0.85
	Enero	5.95	50.0	0.83
	Febrero	5.12	73.8	1.44
	Marzo	4.77	123.6	2.58
	Abril	-	-	-
	Mayo	-	-	-
	Junio	-	-	-
<i>CULTIVO DE SUELO</i>	Diciembre	5.42	50.0	0.92
	Enero	5.54	50.0	0.90
	Febrero	5.81	67.9	1.16
	Marzo	7.37	66.2	0.89
	Abril	6.67	113.2	1.69
	Mayo	15.49	210.0	1.35
	Junio	19.53	218.6	1.11

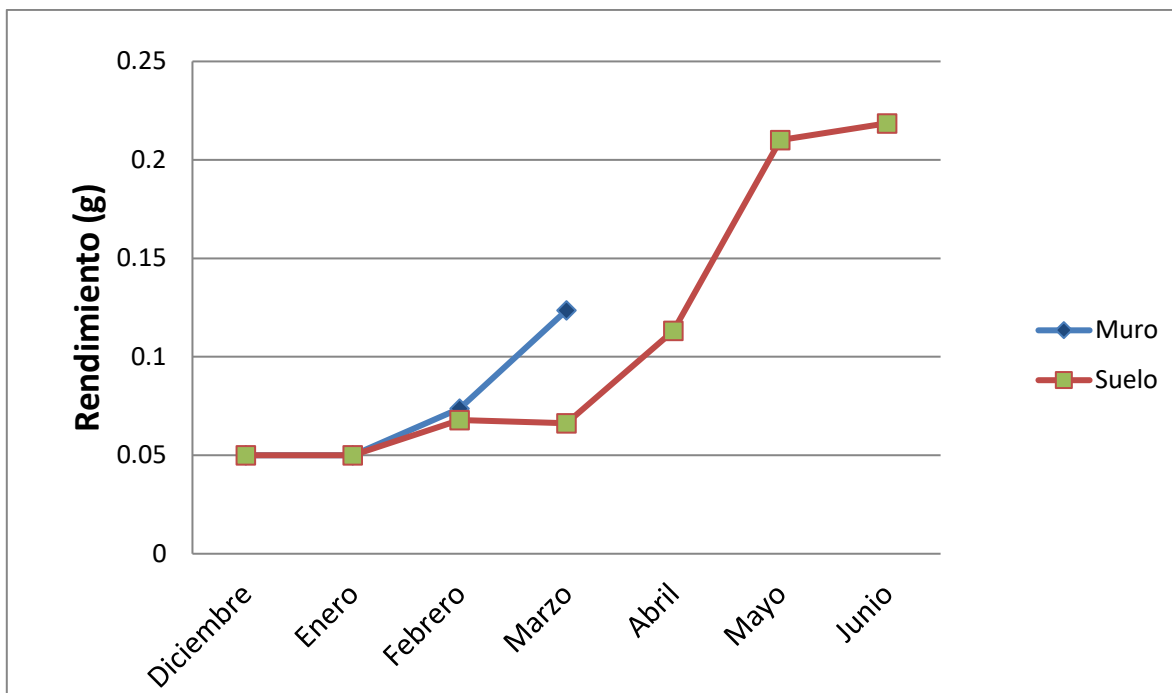


Figura 31. Rendimiento de los extractos de las muestras de plantas de cada mes a lo largo de todo el muestreo.

Análisis Fitoquímico

En la placa cromatográfica de las plantas desarrolladas en el suelo se puede apreciar ciertas diferencias en los perfiles químicos, sobre todo en la muestra de diciembre, donde se observa el menor número de manchas. Por otro lado, en la muestra de junio se aprecian más manchas y algunas con mayor intensidad. Las muestras de los diferentes meses presentaron dos manchas que coincide con los R_f de los estándares timol ($R_f = 0.51$) y carvacrol ($R_f = 0.56$) a excepción de la muestra de diciembre, en la cual no se detectó la presencia de ambos compuestos mediante esta técnica cromatográfica. Existiendo la posibilidad que dichos metabolitos se encuentren en bajas concentraciones, detectables solamente por medio de métodos analíticos (Figura 32).

Los resultados obtenidos por CCF de los extractos de hexano de las plantas desarrolladas en muro durante el periodo de diciembre a marzo (Figura 33) indican

la presencia de timol y carvacrol, a excepción de la muestra de diciembre. También se observa que los perfiles químicos exhiben diferencias en cuanto al número e intensidad de manchas en las muestras analizadas.

En la cromatoplaqa obtenida con el extracto hexánico de las plantas desarrolladas en el suelo (Fig.32), se observa que los CS permanecieron constantes a lo largo de todos los meses muestreados. timol (T) y carvacrol (C) están presentes en todas las muestras del experimento. Se observan bandas intensas que corresponden a otros compuestos, a lo largo de los meses

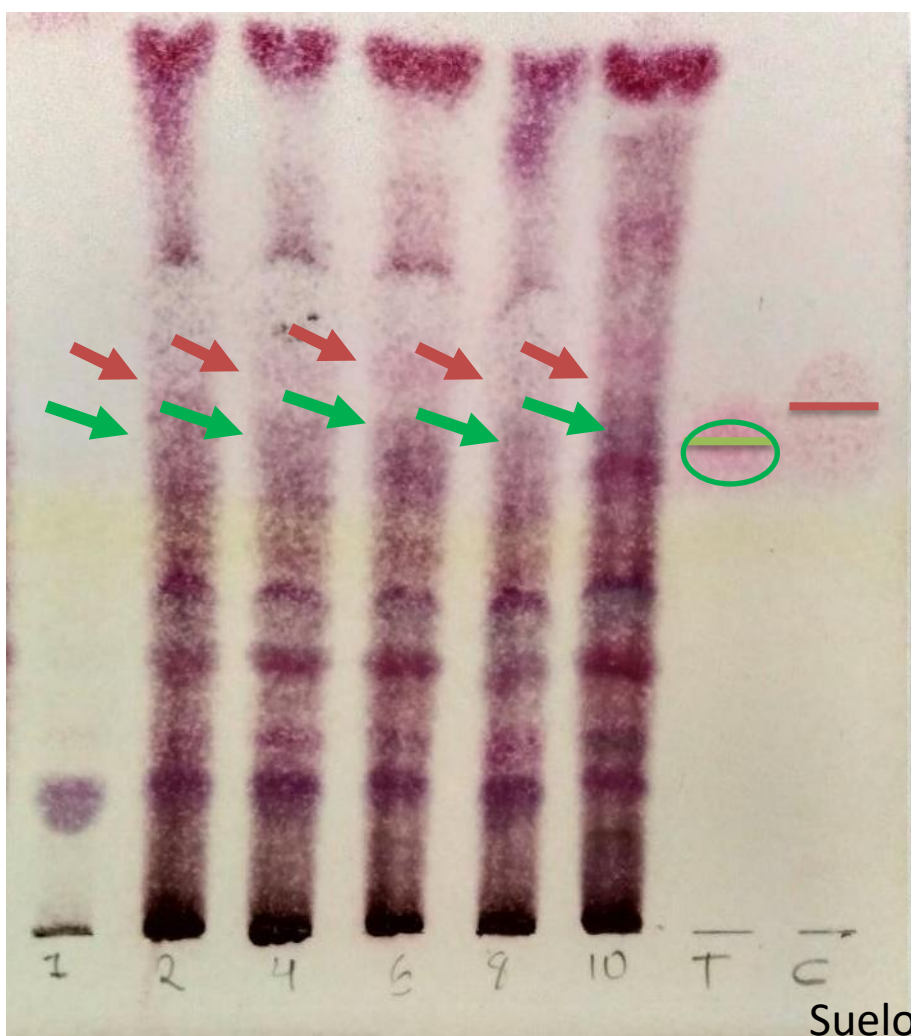


Figura 32 Identificación de timol y carvacrol en extractos de hexano de *Thymus vulgaris* cultivado en suelo. suelo: 1= diciembre, 2=febrero, 4=marzo, 6=abril 8= mayo 10=junio T= timol y C= carvacrol. Revelador anisaldehído.

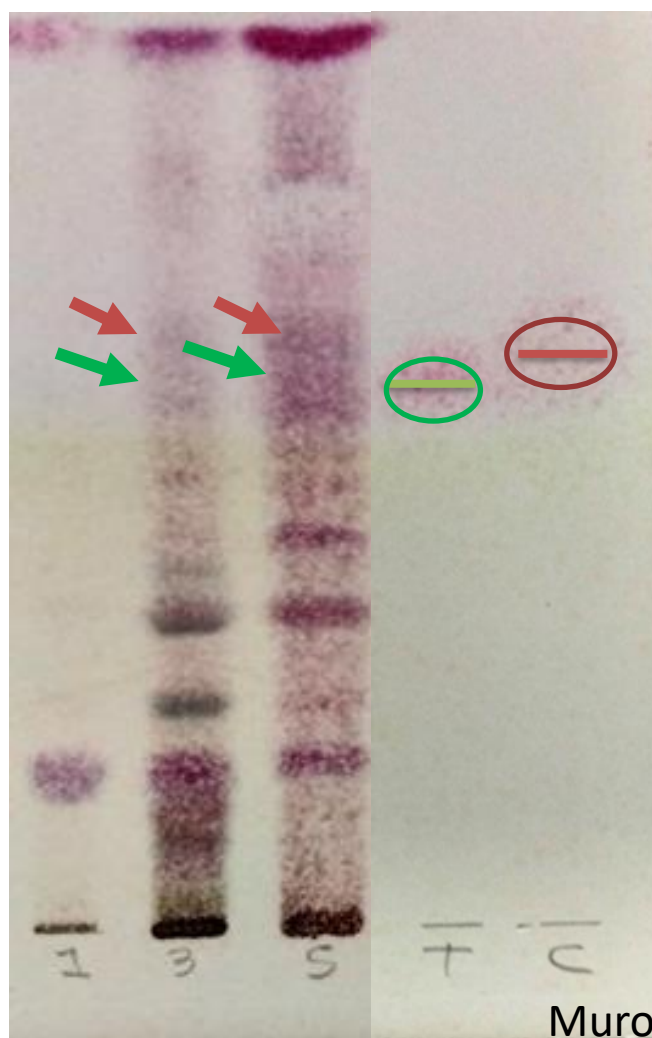


Figura 33 Identificación de timol y carvacrol en extractos de hexano de *Thymus vulgaris* cultivado en Sistema Hidroponico. 1= diciembre, 3= febrero, 5= marzo. T= timol y C= carvacrol. Revelador anisaldehído.

Las bandas de la placa correspondiente a las plantas desarrolladas en el muro hidropónico presentaron el mismo patrón que el de las plantas desarrolladas en suelo (Fig. 33), con la presencia de timol y carvacrol. Sin embargo, la intensidad de las bandas disminuyó con el paso del tiempo.

Discusión

La preparación del suelo en la parcela consistió en el barbecho, control manual de malezas y adición de sustratos para mejorar sus propiedades fisicoquímicas. El barbecho es una de las técnicas que agricultores de todo el mundo utilizan para aflojar la tierra durante los ciclos de siembra (López, 2007); una tierra floja y suelta permite a las plantas tener un mejor desarrollo del sistema radical, un mejor intercambio gaseoso en la raíz permite la filtración de agua y una correcta obtención de nutrientes (Eshel y Beeckman, 2013). El suelo franco arcilloso es el idóneo para la propagación de plantas, tiene proporción similar de partículas de arcilla, limo y arena (Ghisolfi, 2011). Si bien no podemos controlar totalmente la aparición de malezas, un deshierbe es necesario ya que la sombra o la competencia de estas especies puede afectar el desarrollo de las plantas en el suelo (Salazar, 2016). La adición de abonos naturales para espacios pequeños podría ser la solución para devolver la fertilidad a los suelos. El uso de abonos de origen animal o compostas podrían ser una alternativa adecuada para generar nutrientes en un tiempo relativamente corto puesto que generar 1 cm de suelo se forma en 100 años (Carretero, 2011).

Preparar la tierra, con elementos de nutrición y soporte de distintos tamaños mejoran la estructura, mejoran la infiltración de agua, llenan los espacios de aire y promueven la fácil interacción de la planta con el suelo, una capa de 10 cm de suelo es suficiente para la propagación de plantas de tomillo. Agregar abonos de asimilación lenta como abonos o lombricomposta podría aportar y apoyar para el enriquecimiento de algún nutriente faltante en el suelo. El uso de sustratos inertes ayuda a abrir el tamaño del poro y mejoran la filtración de agua y el intercambio gaseoso del suelo.

En este estudio, los resultados del análisis de suelo nos arrojaron que se llegó a la textura franco arcillo arenosa deseada al inicio del experimento (en los primeros 5 cm) y franco arcillo arenosa (de 5 a 10 cm de profundidad). Diez centímetros de suelo podrían ser suficientes para el desarrollo de sistemas radicales de inicio, pasando los 10 cm se quedan los túneles y galerías antiguos que otras

plantas han dejado en ciclos pasados (Morte & Varma, 2014; Salazar, 2016). Las labores llevadas a cabo en el suelo de la parcela desde la preparación preliminar a la siembra permitieron un adecuado desarrollo de las plantas de tomillo tanto en su masa radicular como en la parte aérea (Fig. 27).

El pH es fundamental para una correcta obtención de nutrientes puesto que de este depende la disponibilidad de los nutrientes en la solución acuosa que se forma cuando el agua se filtra por el suelo. El pH controla la mayor parte de las interacciones que suceden en el suelo, en especial la de las raíces. Los nutrientes esenciales para el óptimo crecimiento de las plantas en forma de iones quedan disponibles (Ramos, 2003). La conductividad eléctrica determina la cantidad de iones disponibles para las raíces de las plantas. Debe de contener sales en forma de iones para que se haga un intercambio catiónico donde los niveles deben permanecer entre 200 y 500 μS para tener un buen intercambio catiónico (Juárez Sanz *et al.*, 2006). En el suelo de nuestra parcela se mantuvo una conductividad y pH adecuados a lo largo del experimento (*cuadro 13*).

Los nutrientes son indispensables para el correcto crecimiento de las plantas. En la parcela que preparamos los principales macronutrientes (N, P, K, Mg y Ca) se encontraron en una concentración adecuada (*cuadro 13*). A mayor profundidad mayor concentración de nutrientes (Sánchez, 2005). Una de las diferencias importantes en cuanto al pH en ambos sistemas fue que el pH en el suelo se mantuvo más estable a diferencia del sistema hidropónico. El suelo tiene una función de buffer que impide los cambios bruscos de pH, a diferencia del sistema hidropónico, donde al no encontrarse en un ambiente cerrado y tener contacto con el medio ambiente, muchos factores pueden afectarlo como el polvo, insectos u hojarasca (Bennardi *et al.*, 2018).

Las condiciones ambientales influyen en el desarrollo de las plantas, la temperatura, tipo de luz y humedad son condiciones que generan en la planta cambios y señales que desencadenan mecanismos a lo largo de toda la vida de una planta. Conocer la fenología trae grandes ventajas puesto que si se conoce la época en la que ocurren dichos cambios y la respuesta de las plantas a lo largo de su ciclo

de vida, se puede aprovechar mejor los recursos que cada planta ofrece (Zárate *et al.*, 2006). El tamaño de las plantas de tomillo dependerá de los recursos que tenga a su disposición, es respuesta a qué tan bien se ha adaptado la planta a su entorno. El tomillo es una planta de día largo, con floración de abril a junio; el pico de floración se presentó en mayo, en respuesta a condiciones de temperaturas mínima de 13°C y máxima de 35° C, humedad ambiental del 60% y una intensidad luminosa de 15,000 lux (*Fig. 23, Fig. 24, Fig. 25 y Fig.29*).

Comparando el sistema de cultivo en suelo respecto a los cultivos hidropónicos, estos son sistemas que permiten aprovechar los espacios limitados para producir plantas en un tiempo muy corto ya que le otorgan todos los nutrientes que la planta necesita y se los otorgan de una forma asimilable en una solución acuosa.

El armado del sistema hidropónico tiene algunas características interesantes de analizar, el costo inicial del material de este tipo de sistemas es elevado a comparación de los métodos tradicionales. Sin embargo, como se mencionó presenta grandes ventajas como la no competencia por nutrientes, las raíces se desarrollan en mejores condiciones de crecimiento, mínima pérdida de agua, reducción en aplicación de Agroquímicos, no es necesaria la rotación de cultivos y un menor número de horas de trabajo y más livianas (Gilsanz, 2007; Guzmán, 2004).

Dentro de estas ventajas, en este estudio resultó evidente el ahorro de agua en el sistema hidropónico (*Fig. 31*), lo cual es un punto muy favorable de esta técnica considerando la problemática de agua para riego a nivel mundial y en particular en nuestro país (Becerra Pérez *et al.*, 2006).

El constante monitoreo de las soluciones nutritivas utilizadas en hidroponía es de vital importancia puesto que las características de esta serán definidas de acuerdo con el tipo de cultivo que en él se desarrolle y las demandas nutricionales que se requieran. Los sistemas NFT son sistemas que aprovechan excelente las paredes, son muy angostos, utilizan la gravedad y las pendientes que se les da a

los tubos para la afluencia de la solución nutritiva recomendado para cultivos pequeños.

Las cisternas de este tipo de sistemas deben de estar muy bien cerrados y aislados de la luz, ya que tienden a generarse algas dentro del tanque, por lo que se recomienda utilizar algún control algal dentro del sistema si se encuentra al aire libre debido a que pueden entrar al sistema lluvia que puede alterar el pH de la solución o basura que puede tapar la bomba o los ductos por donde fluye el agua. Si ese fuera el caso se recomienda utilizar un filtro para remover toda esta materia orgánica.

Otro problema que nos pueden causar las algas es que consumen el oxígeno disuelto en el agua y al momento de su descomposición generan un ambiente para la proliferación de bacterias y hongos que podrían enfermar las raíces de las plantas, un producto antialgas podría ser un buen aliado para controlarlos. La aplicación de Cloro resulta ser el método más económico y funcional, en forma de Hipoclorito de Sodio, se debe tener consideración de la dilución que se utilice ya que el Hipoclorito de Sodio es un agente oxidante que evita que algas y bacterias oxiden la glucosa (Fertilab, 2015).

Uno de los requerimientos más esenciales para este tipo de sistemas es la energía eléctrica, es necesaria la bomba de agua y el timer para que corra el agua, sin este elemento la automatización es casi nula y los riegos son manuales desaprovechando completamente el sistema. En nuestro caso, el problema de que las plantas del muro se quedaran sin solución nutritiva cuando inició la pandemia por Covid afectó severamente el desarrollo de estas plantas y no fue posible hacer la comparación a lo largo de todo el experimento. Sin embargo, antes de que esto ocurriera, se observó que de los meses de diciembre a marzo el desarrollo de las plantas en el muro hidropónico fue favorable por lo que podría ser una buena opción de cultivo en las ciudades para no depender tanto del cultivo en suelo que además de proveer plantas también tiene otros beneficios, por ejemplo; estéticos, reducen la radiación solar y purifican el aire (Cortés Sosa, 2019).

De acuerdo con (Guerrero et al., 2011), las plantas hidropónicas de tomillo obtuvieron un crecimiento mayor que las establecidas en el suelo hasta el mes de marzo. El mayor crecimiento en altura en este trabajo se registró en el mes de marzo para ambos sistemas y para el mes de abril las plantas del suelo fueron las que predominaron. Probablemente un sustrato con una mayor capacidad de retención de agua hubiese ayudado a mantenerlas en la etapa de falta de riego por falta de electricidad.

El tomillo tiene la propiedad de ser una planta colonizadora, es capaz de soportar altas temperaturas y resistir estrés hídrico alto, falta establecer un protocolo pregerminativo y de establecimiento de esta especie, ya que las plantas obtenidas del mercado de San Luis Tlaxialtemalco las propagan por esqueje. El uso de plantas con raíces bien desarrolladas facilitó el establecimiento de las plantas en ambos sistemas de cultivo. El tomillo tiene una facilidad de hacer esquejes cuando los tallos por el peso se acuestan y tocan el suelo (Torrente Sánchez, 1985).

La altura y biomasa incrementaron de manera similar en ambos sistemas de cultivo de diciembre a marzo (*Fig. 27, Fig. 28*). La biomasa es la cantidad de follaje o parte aérea que puede desarrollar una planta gracias a la fotosíntesis, la energía se almacena en los tejidos de la planta, almacenando los compuestos sintetizados en los diferentes procesos que la planta tiene en su metabolismo (Iñesta & García, 2002) En el mes de junio fue donde las plantas del suelo se vieron mejor desarrolladas con mayor altura y una abundancia de hojas superior a las del sistema hidropónico (*Fig. 27, Fig. 28*). Posiblemente se hubiera mantenido la tendencia de incrementar la altura, biomasa y el rendimiento de los extractos de las plantas desarrolladas en el muro como ocurrió en las plantas del suelo o quizá superarlo al contar con la solución nutritiva completa, pero no fue posible evaluar si hubo diferencias en este aspecto entre ambos sistemas de cultivo.

Para el cultivo de plantas medicinales más que la biomasa, lo que importa es la producción de los metabolitos secundarios de interés. La extracción del material

biológico resultó efectiva, muchos autores reportan el uso de disolventes no polares para la extracción de terpenos (Isidore *et al.*, 2021). El timol y carvacrol, son moléculas terpenoides solubles en disolventes no polares como el hexano. Este proceso dio como resultado una cera de color amarilla y mientras los meses transcurrieron se fue tornando más oscura, este material se usó para las muestras diluidas para la placa cromatográfica (*Fig. 16*).

De los extractos con hexano (*cuadro 11*), se obtuvieron valores similares en los primeros meses, de diciembre a marzo, fueron concentraciones bajas y poco a poco se fue aumentando la cantidad que se obtuvo de las plantas. En el mes de marzo se puede apreciar que el rendimiento es mayor en el sistema hidropónico (*Fig. 29*). Sin embargo, la comparación de las muestras no puede ser posible por la diferencia en el tipo de muestreo que se hizo por el fallo a partir del mes de abril por la falta de riego.

En el cultivo de plantas medicinales es importante la producción de los metabolitos secundarios de interés. Muchos autores reportan el uso de disolventes no polares para la extracción de terpenos (Isidore *et al.*, 2021). El timol y carvacrol, son moléculas terpénicas solubles en solventes no polares, por ello en este trabajo se utilizó el hexano.

Se pueden visualizar de forma cualitativa los componentes del aceite esencial del tomillo a través de la técnica de cromatografía de capa fina, se aprecia que no se presentó alguna diferencia significativa en las muestras del suelo y el muro. A lo largo de los meses se biosintetizaron el timol y carvacrol, a excepción de la muestra de diciembre, posiblemente por el estrés al cual las plantas estuvieron expuestas por el cambio de sustrato del cual venían del lugar de compra, así como por las condiciones ambientales de la temporada invernal (Jordán *et al.*, 2006; Raffo *et al.*, 2023).

La producción de metabolitos secundarios, están dados por la interacción de la planta con las condiciones ambientales, factores bióticos y abióticos, competencia y comunicación con otras plantas. El tipo y concentración de metabolitos que se

producen depende de la especie, órgano, fenología, nutrición y requerimientos de agua, única para cada planta (Ortiz-Mendoza et al., 2023).

Conclusiones

- Las plantas de tomillo que mejor se desarrollaron fueron las del suelo, más resistentes y de mayor tamaño a comparación de las plantas del muro hidropónico. En los primeros 4 meses presentaron valores similares en cuanto a tamaño, biomasa y rendimiento
- La preparación del suelo es importante siempre para el establecimiento de un nuevo cultivo.
- En el mes de marzo el sistema hidropónico mostró un mejor rendimiento a comparación de las plantas del suelo.
- En el mes de mayo se presentó la mayor floración, en condiciones de día largo e incremento de temperatura.
- Las plantas de hidroponía son muy propensas al estrés hídrico, se requiere monitoreo constante para evitar fallas en el sistema, tanto de agua como de energía.

Anexo

I. Determinación de la textura del suelo utilizado en el sistema suelo.

Textura por el método de Bouyoucos (modificado)

Textura	%	%	%	Clasificación
	Arcilla	Limos	Arenas	
<i>mi5</i>	26.4	25.8	47.8	Franco arcillo arenosa
<i>mi10</i>	32.3	29.9	37.8	Franco arcillosa

II. Proporción de nitratos del sistema suelo.

Nitratos en extractos de suelo por nitratación del ácido salicílico

NO_3	mg/Kg
0-5	18.30
0-5'	16.80
5-10'	27.79
5-10"	28.49
L.D.	0.07

III. pH y conductividad de las muestras del suelo.

pH y conductividad

Muestra	Peso (g)	Agua	pH	Conductividad μS	conductividad Promedio	pH promedio
<i>M15</i>	5.0065	12.5027	5.95	135	143.9	5.995
<i>M25</i>	5.0425	12.7201	6.04	153		
<i>M110</i>	5.004	12.6621	5.84	332	320	5.84

M210	5.0408	12.5274	5.84	308		
MP1	5.0012	12.5496	5.53	153	154.35	5.535
MP2	5.0073	12.5267	5.54	156		
B1		12.5495	7.2	6	5.85	7
B2		12.5192	6.8	6		

IV. Proporciones del fósforo en las muestras del suelo.

Fósforo

Muestra	Peso(g)	concentración (mg/L)	mgP/Kg	Promedio
M15	1.067	6.00	39.36	43.3490928
M25	0.9908	6.70	47.34	
M110	1.0488	5.50	36.71	37.7439491
M210	1.0289	5.70	38.78	
MP1	1.0657	2.80	18.39	19.3988896
MP2	0.9948	2.90	20.41	
B1	-	-0.3	-	
B2	-	0	-	

V. Proporciones del magnesio en las muestras del suelo.

Determinación de magnesio (Mg)

muestra	Peso (g)	Dilución	Concentración (mg/L)	mg/Kg	Promedio
Mi51	2	200	0.09	450	397.5
Mi52	2	200	0.069	345	
Mi101	2	200	0.1	500	522.5

Mi102	2	200	0.109	545	
P1	2	200	0.095	475	417.5
P2	2	200	0.072	360	
B1		200	-0.005		
B2		200	-0.005		

VI. Proporción del calcio en las muestras del suelo.

Determinación de calcio (Ca)

<i>Muestra</i>	<i>Peso (g)</i>	<i>Dilución</i>	<i>Concentración (mg/ml)</i>	<i>mg/Kg</i>	<i>Promedio</i>
Mi51	2	200	0.612	3060	
Mi52	2	200	0.391	1955	2507.5
Mi101	2	200	0.813	4065	
Mi102	2	200	0.834	4170	4117.5
P1	2	200	0.546	2730	
P2	2	200	0.292	1460	2095.0
B1	0	200	-0.258		
B2	0	200	-0.266		

VII. Solución de Hidrociencias, desarrollada en Atlamehualco. Basada en solución hidrosol de la marca Peters.

<i>Compuesto</i>	<i>Nombre</i>	<i>contenido</i>
MgsO ₄	Sulfato de magnesio	125 g
KNO ₄	Permanganato de potasio	112.5 g
KH ₂ PO ₄	Fosfato monopotásico	55 g
Stem		30 g

<i>Ácido cítrico</i>		20 g
<i>EDDHA-Fe</i>	Agente quelante	2.5 g
<i>Ca(NO₃)₂</i>	Nitrato de calcio	250 g

Bibliografía

- Adams, P. (1994). Nutrition of greenhouse vegetables in NFT and Hydroponic system. *Acta Hort.*, 361, 245–257.
- Alanís G., Velazco C., Foroughbakhch R., Valdez V., Alvarado M. 2004. Diversidad florística de Nuevo León: especies en categoría de riesgo. *Ciencia UANL* 7: 209 - 218
- Alonso, J. (2007). Tratado de fitofármacos y nutracéuticos (Corpus, Ed.). Pág. 1144.
- Armenta, G. (2017). Titulación por experiencia profesional “centro de hidroponía en el ISSSTE” Facultad de Ciencias, UNAM. Pag. 50.
- Ávalos, A., & Elena, G. (2009). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (Biología). Serie Fisiología Vegetal*, 2(3), 119–145.
- Balashova I., Bepalko, L., Molchanova, A., Pinchuk, E., & Maschenko, N. (2020). Plant of *Lamiaceae* family for cultivation at the vertical hydroponic installation. *Ovoši Rossii*, 4, 72–75. <https://doi.org/10.18619/2072-9146-2020-4-72-75>
- Bautista Cruz, A., Etchevers Barra, J., del Castillo, R. & Gutiérrez, C. (2004). La calidad del suelo y sus indicadores. *Revista Científica y Técnica de Ecología y Medio Ambiente*, 8.
- Becerra, M., Santamaría, J., & Piña, C. (2006). Gestión y Política Pública. Vol. XV, núm. 1. Pág. 111-143.
- Beltrano, J., & Gimenez, D. (2015). Cultivo en hidroponía. Libros de Càtedra, 1(978-950-34-1258–9), Pag.181.
- Bennardi, D., Díaz, A. Millan, G., Juan, L. Pellegrini, A., & Vázquez & Vázquez M. (2018). Evaluación de la capacidad buffer de suelos ácidos de la región pampeana. 36(1), 30–38.
- Benton Jones Jr., J. (2014). Complete guide for growing plants hydroponically. In 2014 (1st Edition). CRC Press. Pág. 208. <https://doi.org/10.1201/b16482>.
- Bernier, V. (1999) *análisis de suelo metodología e interpretación* [en línea]. Osorno: Serie Actas - Instituto de Investigaciones Agropecuarias. no. 2. Pág. 12.
- Bisognin, T. (2007). Produtividade, teor e composição do óleo essencial de espécies de *Mentha* L. (*Lamiaceae*) cultivadas em hidroponia com variação de potássio. In productivity, content and essential oil composition of *Mentha* L. Species (*Lamiaceae*) cultivated under hydropony with potassium variation.

Boine, B., Naujoks, G., & Stauber, T. (2008). Investigations on influencing plant-associated bacteria in tissue cultures of black locust (*Robinia pseudoacacia* L.). *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 94(2), 219–223. <https://doi.org/10.1007/s11240-008-9395-8>

Cantú, M., Becker, A., Bedano, J. & Schiavo, H. (2007). Soil quality evaluation using indicators and indices. *Ciencia Del Suelo*, 25(2), Pág. 173–178.

Carpena, O., Rodríguez, A. M., & Sarro, M. J. (1988). Nutrient uptake by two cultivars of tomato plants. *Plant Soil*, 105, Pág. 294–296.

Carretero, F. (2011). Mantenimiento y mejora de elementos vegetales (UF0021). IC Editorial. Pág. 224.

Castro, D., Díaz, J., & Serna, R. (2013). Cultivo y producción de plantas aromáticas y medicinales (D. Castro, Ed.). Fondo Editorial Universidad Católica de Oriente.

Chessi, E. (2016). Guía esencial de las hierbas. Plantas medicinales. (IBERLIBRO, Ed.; EDITORS S.). IMPULS 45 Gráfica.

Consultora/AgroEstrategias. (1987). Nutrición Mineral de las plantas. *Maipu*, 3, 1–4.

Cortés Sosa, K. A. (2019). *Análisis del comportamiento térmico, beneficios y costos, de dos tipos de techos verdes en sistema modular, en Poza Rica, Veracruz.*

Courty, L., Chetehouna, K., Lemée, L., Fernandez-Pello, C., & Garo, J. P. (2014). Biogenic volatile organic compounds emissions at high temperatures of common plants from Mediterranean regions affected by forest fires. *Journal of Fire Sciences*, 32(5), Pág459–479. <https://doi.org/10.1177/0734904114536128>

Crespo, C. E. (2013). Hierbas aromáticas y medicinales en México: tradición e innovación herbs and medicinal plants in México: tradition & innovation Artículo de Revisión. *Revista Bio Ciencias Julio*, 2(3), 119–129.

Cristians, S., Madariaga, A., & Mendoza, K. (2015). Catálogo de plantas medicinales selectas cultivadas en la ciudad de México enfocado al control de calidad. (J. M. Castañeda & A. Madariaga, Eds.; Graph Heri). Graph Heritage.

Deletre, E., Chandre, F., Williams, L., Duménil, C., Menut, C., & Martin, T. (2015). Electrophysiological and behavioral characterization of bioactive compounds of the *Thymus vulgaris*, *Cymbopogon winterianus*, *Cuminum cyminum* and *Cinnamomum zeylanicum* essential oils against *Anopheles*

gambiae and prospects for their use as bednet treatments. *Parasites and Vectors*, 8(1), Pág. 1–15. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0934-y>

Díaz, J. C. H. (2017). La Silvicultura en México en el contexto de la cadena productiva forestal. In *Isima-Ujed* (Issue October).

Donegá, M., Ferezini, G., Mello, S., Minami, K., & Silva, S. R. (2014). Recipientes e substratos na produção de mudas e no cultivo hidropônico de tomilho (*Thymus vulgaris* L.). *Revista Brasileira de Plantas Medicináveis*, 16(2), Pág. 271–274. <https://doi.org/10.1590/S1516-05722014000200016>

Doran, J., & Parkin, B. (1994). Defining Soil Quality for a Sustainable Environment. Soil Science Society of America. Pág. 244.

Doran, J., Sarrantonio, M., & Liebig, M. (1996). Soil health and sustainability advances in agronomy. *Academic Press*, 56.

Dülger, D., & Albuz, Ö. (2020). Antimicrobial effects of *thymus vulgaris*, *cinnamomum zeylanicum* and *zingiber officinale* essential oils on *salmonella enterica* serovar enteritidis infections. *Kafkas Universitesi Veteriner Fakültesi Dergisi*, 26(3), Pág. 413–417. <https://doi.org/10.9775/kvfd.2019.23456>

Eshel, A., & Beeckman, T. (2013). *Plant roots: the hidden half*. (Fourth edi). Taylor and Francis.

Espinosa, D., Ocegueda, S., & Llorente, J. (2008). Primera Parte: La perspectiva biogeográfica y ecosistémica. *Capital Natural de México, Vol. I: Conocimiento Actual de La Biodiversidad.*, Pág. 33–65.

FAO. (2006). 6. Textura del suelo. http://www.fao.org/tempref/FI/CDrom/FAO_Training/FAO_Training/General/x6706s/x6706s06.htm

FAO. (2019). Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura: México en una mirada | FAO en México | Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. <http://www.fao.org/mexico/fao-en-mexico/mexico-en-una-mirada/es/>

Fertilab. (2015). El Problema de Algas en los Sistemas de Riego por Goteo. <https://www.fertilab.com.mx/Sitio/notas/El-Problema-de-Algas-en-los-Sistemas-de-Riego-por-Goteo.pdf>

Franzlubbers, a. J., & Haney, R. L. (2006). Assessing soil quality in organic agriculture. *critical Issue Report:Soil Quality*, Pág. 1–17.
G. Alanís-Flores, C. G. Velazco-Macías, R. Foroughbakhch, Valdez. V. & Alvarado, M. (2004). Diversidad florística de Nuevo León: especies en categoría de Riesgo. *Ciencia UANL*, 7(2), Pág. 209–218.

Ghisolfi, E. (2011). Contenidos de materia orgánica: relación con la fertilidad del suelo en siembra directa. Eduvim.

Gilsanz, J. C. (2007) Hidroponia. In Hidroponia. Ed. INIA. Pag 32.

Guerrero, A., Ruiz, L., Rodríguez, M., Nieves., Soto, M., & Castillo. (2011). Efecto del cultivo hidróponico de tomillo (*Thymus vulgaris* L) en la calidad y rendimiento del aceite esencial. Revista Chapingo Serie Horticultura, 17(2), Pág. 141–149.

Guzmán, G. (2004). hidroponía en casa una actividad familiar. Ministerio de Agricultura y Ganadería, 1(Hidroponía), 25.

Hernández Xolocotzi, Efraín. (1988). La agricultura tradicional en México. Comercio Exterior, 38(8), 673–678.

Hernández-Díaz, M., Chailloux-Laffita, M. (2001). La nutrición mineral y la biofertilización. TEMAS de Ciencia y Tecnología, 5(13), Pág 11–27.

Herrera, A. L. (1999). Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. Terra Latinoamericana, 17(3), Pág. 221–229.

Hortisana. (2008). Horticultura sana y sustentable en los Andes Centrales. Centro Internacional de la Papa (M. Luisa, Ed.; p. 61).

Horváth, G., Szabó, L. G., Héthelyi, É., Lemberkovics, É., Horváth, G., & Szabó, L. G. (2011). Essential Oil Composition of Three Cultivated *Thymus Chemotypes* from Hungary Essential Oil Composition of Three Cultivated *Thymus Chemotypes* from Hungary. 2905.
<https://doi.org/10.1080/10412905.2006.9699101>

INEGI. (2020). Cuéntame de México. Agricultura.
<http://cuentame.inegi.org.mx/economia/primarias/agri/default.aspx?tema=E#>.

Infoagro Systems. (2019). El cultivo del tomillo.
<https://www.infoagro.com/aromaticas/tomillo.htm>

INTAGRI. (2017). La Industria de los Cultivos Hidropónicos. artículos técnicos de INTAGRI, 31(Horticultura Protegida), Pág 1–4.

Iñesta, J., & García, P. (2002). BIOMASA El recorrido de la energía (S. A. E.i.S.E. Domènech, Ed.; Comunidad). Comunidad de Madrid.

Irum, S., Khan, F. A., Erum, S., Nouroz, F., Muhammad, A., & Kanwal, S. (2017). Invitro propagation of selected medicinal plants species. Asian Journal of

Agriculture and Rural Development, 7(2), Pág 40–47.
<https://doi.org/10.18488/journal.1005/2017.7.2/1005.2.40.47>

Isidore, E., Karim, H., & Ioannou, I. (2021). Extraction of Phenolic compounds and terpenes from *Cannabis sativa* L . By-Products: From Conventional to Intensified Processes .

Jordán, M. J., Martínez, R. M., Goodner, K. L., Baldwin, E. A., & Sotomayor, J. A. (2006). Seasonal variation of *Thymus hyemalis* Lange and Spanish *Thymus vulgaris* L. essential oils composition. *Industrial Crops and Products*, 24(3), 253–263. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2006.06.011>

Juárez Sanz, M., Sánchez Andreu, J., & Sánchez Sánchez, A. (2006). Química del suelo y medio ambiente. DIGITALIA.

Karlen, D., Mausbach, MJ, Doran, J., Cline, R., Harris, R., & Schuman, G. (1997). Soil quality: A concept, definition, and framework for evaluation. *Soil Science Society of America*, 61, Pág. 4–10.

Lins-Brandão, M., Assis, F., Melo, R., & Dias(2006). Complementary/Alternative Medicine in Latin America: Use of Herbal Remedies among a Brazilian Metropolitan Area Population. *Journal of Complementary and Integrative Medicine*, 3(1), 12. <https://doi.org/10.2202/1553-3840.1025>

Lizcano González, M. C. (2007). Evaluación de la actividad antifúngica del extracto de tomillo (*Thymus vulgaris*) contra *Botrytis cinerea*, *Fusarium oxysporum* y *Sclerotinia sclerotiorum*. 71.

LÓPEZ LUENGO, T. (2006). Tomillo Propiedades farmacológicas e indicaciones terapéuticas. 25(1), Pág. 74–77.

López, A. (2000). Gran diccionario enciclopédico Universal (Club Inter).

López, Yesenia. (2007). Análisis Comparativo del Sistema de Agricultura Orgánica Vs el Sistema de Agricultura Biotecnológica (OGM), el Caso Específico del Maíz (*Zea Mays*) en México [Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro División De Ciencias Socioeconómicas].
<https://doi.org/10.23943/9781400889877>

Martínez-Gordillo, M., Fragoso-Martínez, I., García-Peña, M. D. R., & Montiel, O. (2013). Géneros de *Lamiaceae* de México, diversidad y endemismo. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 84(1), 30–86. <https://doi.org/10.7550/rmb.30158>

Melgarejo, N., Álvarez, G., & Alonso, Antonio. (2008). plantas medicinales, guía para su uso en la atención primaria de salud (Corpus, Issue February 2019).

Ministerio de Desarrollo Sostenible Viceministerio de Recursos Naturales y Medio Ambiente Dirección General de Biodiversidad. (2003). Producción, aprovechamiento y uso de especies aromáticas y medicinales. Descripción y uso de doce especies aromáticas y medicinales (Ministerio). 2003.

Mohammadi, M., Shahisaraee, S. A., Tavajjohi, A., Pournoori, N., Muhammadnejad, S., Mohammadi, S. R., Poursalehi, R., & Hamid Delavari, H. (2019). Green synthesis of silver nanoparticles using *Zingiber officinale* and *Thymus vulgaris* extracts: Characterisation, cell cytotoxicity, and its antifungal activity against *Candida albicans* in comparison to fluconazole. IET Nanobiotechnology, 13(2), Pág.114–119. <https://doi.org/10.1049/iet-nbt.2018.5146>

Mokhtarzadeh, S., Demirci, B., Khawar, K. M., & Kirimer, N. (2018). Determination of Volatile Components in *Thymus vulgaris* L. under in vitro Conditions. Journal of Essential Oil-Bearing Plants, 21(1), Pág. 277–281. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2017.1418437>

Montserrat, P. (1958). Boletín Agropecuario horizontes de la practicultura moderna. Obra Social Agrícola, 38, Pág. 116.

Morte, A., & Varma, A. (2014). Root engineering: basic and applied concepts. Springer.

Muñeton, P. (2009). Plantas medicinales: un complemento vital para la salud de los mexicanos. Revista Digital Universitaria, 10(9). Pág. 2–9. <http://www.revista.unam.mx/vol.10/num9/art58/int58.htm>

Organización Mundial de la Salud. (2003). Directrices de la OMS sobre buenas prácticas agrícolas y de recolección (BPAR) de plantas medicinales. 87.

Ortiz-Mendoza, N., San Miguel-Chávez, R., Martínez-Gordillo, M. J., Basurto-Peña, F. A., Palma-Tenango, M., & Aguirre-Hernández, E. (2023). Variation in Terpenoid and Flavonoid Content in Different Samples of *Salvia semiatrata* Collected from Oaxaca, Mexico, and Its Effects on Antinociceptive Activity. Metabolites, 13(7). <https://doi.org/10.3390/metabo13070866>

Ozudogru, E., Kaya, E., Kirdok, E., & Issever-Ozturk, S. (2011). In vitro propagation from young and mature explants of thyme (*Thymus vulgaris* and *T. longicaulis*) resulting in genetically stable shoots. In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant, 47(2), Pág 309–320. <https://doi.org/10.1007/s11627-011-9347-6>

Park, J., Jeon, Y., Lee, C., Chung, N., & Lee, H. (2017). Insecticidal toxicities of carvacrol and thymol derived from *Thymus vulgaris* Lin. against *Pochazia*

shantungensis Chou & Lu., newly recorded pest. Scientific Reports, 7(April 2016), Pág1–8. <https://doi.org/10.1038/srep40902>

Parr, J., Papendick, R., Hornick, S., & Meyer, R. (1992). Soil quality: Attributes and relationship to alternative and sustainable agriculture. *American Journal of Alternative Agriculture*, 7. Pág 5–11.

Parra, A., Zornoza, R., Conesa, E., Gómez-López, M. D., & Faz, A. (2014). Seedling emergence, growth and trace elements tolerance and accumulation by *Lamiaceae* species in a mine soil. *Chemosphere*, 113, Pág.132–140. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2014.04.090>

Pellecuer, J., & Pasado, E. L. (1995). Aromaterapia y toxicidad de los aceites esenciales. *Natura Medicatrix*, 37–38, Pág. 36–40.

Raffo, A., Sapienza, F. U., Astolfi, R., Lombardi, G., Frascchetti, C., Božović, M., Artini, M., Papa, R., Trecca, M., Fiorentino, S., Vecchiarelli, V., Papalini, C., Selan, L., & Ragno, R. (2023). Effect of Different Soil Treatments on Production and Chemical Composition of Essential Oils Extracted from *Foeniculum vulgare* Mill., *Origanum vulgare* L. and *Thymus vulgaris* L. *Plants*, 12(15). <https://doi.org/10.3390/plants12152835>

Ramos, F. (2003). *Nutrición Vegetal*.

Resh, H. M. (2001). Cultivos hidropónicos “nuevas técnicas de producción” (Mundi – pr).

Resh, H. M. (2015). Hydroponics for the home grower. In *Hydroponics for the home grower*. <https://doi.org/10.1201/b18069>

Rosas, A., & López, A. (2011). Actividad Antimicrobiana de Aceite Esencial de Tomillo. In *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos* (Vol. 5, Pág. 41–50).

Rovetto, G., Moreno, N., Bolívar, Calvo, S., & Suárez, G. (2009). Aplicaciones medicinales del tomillo. *Ucebol*, Pág. 16–20.

Rozman, V., Kalinovic, I., & Korunic, Z. (2007). Toxicity of naturally occurring compounds of *Lamiaceae* and *Lauraceae* to three stored-product insects. *Journal of Stored Products Research*, 43(4), Pág. 349–355. <https://doi.org/10.1016/j.jspr.2006.09.001>

Salazar, J. (2016). Aprovechamiento de recursos y manejo de suelo ecológico: UF0208. IC Editorial.

Sánchez, L. (2005). La alimentación mineral de las plantas. In *Instituto De Recursos Naturales y Agrobiología*.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2002). NOM-021-SEMARNAT-2000. 85. <https://biblioteca.semarnat.gob.mx/janium/Documentos/Ciga/libros2009/DO2280n.pdf>

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2016, August 22). ¿Sabes qué son las farmacias vivientes? | Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales | Gobierno | gov.mx. <https://www.gob.mx/semarnat/articulos/farmacias-vivientes?idiom=es>

SEMARNAT. (2017). La degradación de suelos en México. Informe de La Situación Del Medio Ambiente En México. Compendio de Estadísticas Ambientales. Indicadores Clave y de Desempeño Ambiental, 23, 119–154. <https://doi.org/978-607-8246-61-8>

Sembrando vida. (2020). Plantas medicinales: Nuestro patrimonio | Sembrando vida | Gobierno | gov.mx. <https://www.gob.mx/bienestar/sembrando vida/articulos/plantas-medicinales-nuestro-patrimonio>

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (2012). 8 Plantas aromáticas más cultivadas en México. <https://www.gob.mx/siap>

Servicio Nacional de Sanidad, I. y C. A. (2016). La aplicación de sistemas de protección garantiza la disposición de frutas y verduras todo el año | Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria | Gobierno | gov.mx. 14 de Diciembre de 2016. <https://www.gob.mx/senasica/articulos/conoce-que-es-la-agricultura-prottegida?idiom=es>

Taiz, Lincoln., & Zeiger, Eduardo. (2010). Plant physiology. Sinauer Associates Inc. Publishers.

Takam, G., Tatsinkou, F., Mbah, J., Bate, P., & Ngemenya, M. N. (2019). Morphological and PCR characterisation of fungi isolated from tomato postharvest, and potential control of fruit spoilage by antifungal plant extracts. *International Food Research Journal*, 26(1), Pág. 123–131.

Tang, L., Hayashi, K., Ohigashi, K., Shimura, M., & Kohyama, K. (2019). Developing characterization factors to quantify management impacts on soil quality of paddy fields within life cycle assessment. *Journal of Cleaner Production*, 238, 117890. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2019.117890>

Torrente Sánchez, Francisco. (1985). El Tomillo: aprovechamiento y cultivo. 1–20. http://cataleg.upc.edu/record=b1285855~S1*cat

Torrente Sánchez, Francisco. (1985). El Tomillo: aprovechamiento y cultivo. 1–20.

Tropicos, (2019). Tropicos | Name - *Thymus vulgaris* L.
<https://www.tropicos.org/Name/17600443>

Vinciguerra, V., Rojas, F., Tedesco, V., Giusiano, G., & Angiolella, L. (2019). Chemical characterization and antifungal activity of *Origanum vulgare*, *Thymus vulgaris* essential oils and carvacrol against *Malassezia furfur*. *Natural Product Research*, 33(22), 3273–3277. <https://doi.org/10.1080/14786419.2018.1468325>

Wagner, H., & Bladt, S. (1996). *Plant Drug Analysis*. Springer Berlin Heidelberg.
<https://doi.org/10.1007/978-3-642-00574-9>

Yoshimatsu, K. (2012). Innovative cultivation: Hydroponics of medicinal plants in the closed-type cultivation facilities. *Journal of Traditional Medicines VO* - 29, 1, 30.

Zárate, R., Amasifuen, C., & Flores, M. (2006). Floración y Fructificación de plantas leñosas en bosques de arena blanca y de suelo arcilloso en la Amazonía Peruana Flowering and fruiting of woody plants in white-sand and clay forests in Peruvian Amazonia. 13(1), 95–102.

Zizumbo, Daniel., & Colunga, Patricia. (2008). El origen de la agricultura, la domesticación de plantas y el establecimiento de corredores biológico-culturales en Mesoamérica. *Revista de Geografía Agrícola*, 41, Pág. 85–113.