



Universidad Nacional Autónoma de México

Facultad de Estudios Superiores Iztacala

Establecimiento del cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (*Teloxys ambrosioides* Weber).

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE BIÓLOGO

PRESENTA:

Huidobro Medina Erik Saúl

Director de tesis:

M. en C. José Martínez Aguilar



Los Reyes Iztacala, Edo. México, 2013.



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.

A todos los académicos, por su asesoría, sus consejos y todas sus observaciones las cuales fueron muy importantes para la realización de este trabajo.

A mi director de tesis el M. en C. José Martínez Aguilar por el apoyo, el esfuerzo y la fe que tuvo en mi para la realización de esta tesis. Estoy y estaré siempre muy agradecido con usted.

A las Dras. Ana y Silvia, por permitirme trabajar en sus laboratorios, por asesorarme, por su paciencia, por su buen humor, por sus consejos para mejorar la tesis y por todo el conocimiento que me compartieron. Por todo esto les agradezco bastante.

Al M. en C. Ángel Duran por su gran apoyo en la parte estadística del proyecto y por los consejos para mejorar el trabajo.

A la Biol. Irma por asesorarme en el laboratorio y por sus correcciones que enriquecieron la tesis.

A los amigos del T.E.L.E, armando “el Inge”, Enrique, Eloísa, Pao, Marco, Marcos, Abeja, Manuel, la extinta Miri “Mirapoda” y a todos los demás que no eran del T.E.L.E pero que se pasaban a visitar, les agradezco por las buenas y largas pláticas que tuvimos y también por los buenos momentos que pasamos.

Y por último pero no menos importante a mi primo Rod, por prestarme el ordenador donde se ensablo y realizó la mayor parte de este trabajo.

Dedicatoria.

Dedico esta tesis a mis padres Gloria América Medina Hurtado y Dagoberto Huidobro Almaraz por estar con migo y tener el tiempo completo de educarme y formarme durante mi infancia y hasta hoy.

A mi madre, por enseñarme valores que realmente importan, por guiarme y apoyarme en mis decisiones, por estar con migo, por luchar por nuestra familia, y por ensayarme que nuca te rendirás.

A mi padre, por ensayarme que se puede pensar por uno mí mismo, por la gran cantidad de conocimientos y saberes musicales, visuales, filosóficos y deportivos que introdujiste en mí, por darme la oportunidad de acceder a un mundo diferente al de la mediocridad diaria.

A toda la familia, Gisel "Gyffi", Ricardo "----", Rodrigo "Rod" y Fernando "Frensh-Frances" por el largo tiempo que hemos pasado juntos, por los grandes y buenos momentos de fiesta y no fiesta, por escucharme y por apoyarme de igual forma en mis decisiones.

A Beti por los largos y buenos tiempos que pasamos durante la carrera y fuera de ella, en los cuales disfrute de tu compañía, por aconsejarme y por apoyarme.

A los amigos cercanos de la carrera (los nuevos y los viejos), Fabi, Marbe, Oscar, Rebeca "fokius" David, Héctor Stentor, Lalo Loya, Enriquez "kike", El Rastudo, el richie, Fabian, por los festines que disfrutamos casi cada semana, por el intercambio de ideas tan bueno y todos los consejos.



Índice general.

Resumen	- 1 -
Introducción	- 3 -
Descripción botánica de epazote (<i>Teloxys ambrosioides</i> Weber).....	- 6 -
Antecedentes	- 8 -
Objetivos	- 11 -
Material y Métodos	- 12 -
Establecimiento del cultivo.....	- 12 -
Parámetros morfofisiológicos.....	- 13 -
Extracción del aceite esencial.....	- 14 -
Determinación de la composición química del aceite esencial.....	- 14 -
Obtención del extracto hexánico de la parte aérea.....	- 14 -
Evaluación de la actividad biológica de los extractos hexánicos.....	- 15 -
Estudio anatómico del tallo de <i>T. ambrosioides</i>	- 16 -
Análisis estadístico.....	- 17 -
Resultados y Discusión	- 18 -
Establecimiento del cultivo y altura.....	- 18 -
Parámetros morfofisiológicos.....	- 22 -
Biomasa y área foliar.....	- 22 -
Clorofila a, b y carotenoides.....	- 25 -
Elucidación de la composición química del aceite esencial.....	- 27 -
Evaluación de la actividad biológica en nemátodos fitoparásitos.....	- 33 -
Descripción anatómica del tallo de <i>T. ambrosioides</i>	- 37 -
Conclusiones	- 43 -
Bibliografía	- 45 -



Anexos	54
Apéndice 1	54
Solución nutritiva “Hidro- FESI”	54
Apéndice 2	55
Extracción de pigmentos usando acetona al 80% y cuantificación espectrofotométrica utilizando las ecuaciones Mackinney, (1941) y de Wettstein, (1957).	55
Apéndice 3	57
Método de arrastre de vapor.	57
Apéndice 4	58
Embudo de Baermann.....	58
Apéndice 5	59
Resultados de análisis descriptivo de biomasa, pigmentos y área foliar.	59
Apéndice 6	61
Análisis de varianza de biomasa, pigmentos y área foliar.	61
Apéndice 7	63
Análisis descriptivo de crecimiento.....	63
Apéndice 8	67
Análisis de varianza de crecimiento.	67
Apéndice 9	68
Análisis descriptivo de la evaluación nemátocida.	68
Apéndice 10.	69
Análisis de varianza de evaluación nemátocida e intervalos de confianza.	69
Apéndice 11.	70
Análisis del cromatograma y espectrometría de masas de cultivo hidropónico.....	70
Apéndice 12.	73
Análisis del cromatograma y espectrometría de masas de cultivo en suelo.	73



Índice de figuras.

Figura 1. Planta de <i>Teloxys ambrosioides</i> (epazote).....	- 6 -
Figura 2. Ejemplar herborizado de <i>T. ambrosioides</i>	- 18 -
Figura 3. Comparación cualitativa de epazote cultivada en hidroponía y suelo.....	- 19 -
Figura 4. Floración y fructificación de una planta cultivada en hidroponía.....	- 19 -
Figura 5. Cromatograma del aceite esencial de <i>T. ambrosioides</i> cultivada en suelo....	- 27 -
Figura 6. Cromatograma del aceite esencial de <i>T. ambrosioides</i> en hidroponía.....	- 28 -
Figura 7. Nemátodo fitoparásito de la familia Longidoridae.....	- 33 -
Figura 8. Vista trasversal de tallo de <i>T. ambrosioides</i>	- 38 -
Figura 9. Vista trasversal de tallo de <i>T. ambrosioides</i>	- 40 -



Índice de tablas.

Tabla 1. Datos generales del ejemplar herborizado. - 18 -

Tabla 2. Composición química del aceite esencial de *T. ambrosioides* (Hidropónica y suelo)..... - 29 -

Tabla 3. Clasificación taxonómica del nemátodo utilizado en las pruebas biocidas. - 33 -

Tabla 4. Comparación de los caracteres anatómicos cuantitativos entre los tallos crecidos en suelo e hidroponía. - 41 -



Índice de gráficas.

Gráfica 1. Desarrollo de las plantas de <i>T. ambrosioides</i>	- 21 -
Gráfica 2. Comparación de los pesos en gramos de biomasa de tallo, hojas y raíz evaluados en el cultivo hidropónico y cultivo de suelo de <i>T.ambrosioides</i>	- 22 -
Gráfica 3. Comparación del área foliar evaluada en los cultivos hidropónicos y de suelo de <i>T. ambrosioides</i>	- 23 -
Gráfica 4. Comparación de la concentración de los pigmentos evaluados (clorofila a, b y carotenoides en mg/l) en el cultivo hidropónico y cultivo en suelo.	- 25 -
Gráfica 5. Nemátodos muertos en los diferentes tratamientos.	- 34 -



Resumen.

Los cultivos hidropónicos se han definido como el crecimiento de plantas sin el uso de suelo. En la actualidad se tiene muy poca información acerca de la utilización de esta técnica en plantas medicinales y aromáticas, por lo que es necesario realizar más estudios de este tipo sobre el comportamiento morfofisiológico, fitoquímico y anatómico de dichas plantas. En la última década ha surgido interés acerca de las características adaptativas que pueden presentar las plantas crecidas en cultivos hidropónicos, así como la obtención de compuestos útiles para el control de parásitos y plagas de cultivo que sean amigables con el ambiente. Una especie muy común, útil en la medicina tradicional y en la gastronomía mexicana es el epazote (*Teloxys ambrosioides* Weber), planta a la que se le han atribuido propiedades biocidas. El presente estudio tuvo como objetivo establecer las condiciones para realizar un cultivo hidropónico de *T. ambrosioides*, y comparar posibles diferencias morfofisiológicas, anatómicas, químicas y actividad biológica en nemátodos fitoparásitos, con plantas de la misma especie cultivadas en forma tradicional.

Los parámetros morfofisiológicos evaluados fueron: biomasa acumulada en raíz, tallo y hojas; asimismo se cuantificaron los pigmentos (clorofila a, b y carotenoides) por espectrofotometría; igualmente se evaluó el área foliar y altura. Se determinó la composición química del aceite esencial de la parte aérea de las plantas por cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas y se realizó una prueba biocida con el extracto hexánico de la planta aplicado a nemátodos fitoparásitos (Longidoridae). Finalmente se realizaron cortes transversales del tallo de plantas de los dos cultivos en etapa de fructificación, utilizando un micrótopo de deslizamiento para observar diferencias anatómicas.

Existieron diferencias significativas entre los dos cultivos en todos los parámetros morfofisiológicos evaluados, excepto en la biomasa del tallo. El cultivo hidropónico presentó los valores más altos. Se determinaron dos compuestos en el aceite esencial de las plantas hidropónicas y siete en las plantas cultivadas en suelo, dichos metabolitos presentaron diferencias en su concentración; la mayoría de las sustancias encontradas en ambos tratamientos fueron monoterpenos y sesquiterpenos.



Establecimiento del cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (Teloxys ambrosioides)

El extracto hexánico del cultivo hidropónico presentó una mayor actividad nematocida que el extracto de las plantas de suelo. De igual modo, se observaron diferencias anatómicas entre los tallos de los dos cultivos, las plantas hidropónicas mostraron tendencia a desarrollar más medula y cilindro vascular, así como mayor diámetro en el lumen de los vasos del xilema.

Debido a las diferencias que presentaron las plantas hidropónicas comparadas con las de cultivo tradicional se concluyó que la técnica de cultivo hidropónico presenta grandes ventajas y es una buena alternativa para la producción y obtención de compuestos útiles para el control de patógenos.



Introducción.

El cultivo de organismos vegetales es una actividad que se ha realizado desde que el hombre se tornó sedentario, a través del tiempo en dicha actividad se han creado nuevos métodos para aumentar el rendimiento de los cultivos y así poder obtener cosechas más abundantes y de mejor calidad. Una de estas técnicas es la hidroponía que se basa en la producción de plantas con soluciones nutritivas que contienen los elementos necesarios (macro y micronutrientes) y sustratos inertes, en lugar de utilizar el suelo fértil como fuente de nutrientes (Vargas, 2008). A finales de la década de los treinta, el doctor William F. Gericke de la Universidad de California denominó a esta técnica “Hidroponics” (trabajo en agua) y extendió sus trabajos en nutrición a cosechas realizadas para aplicaciones comerciales a gran escala (Barbado, 2005).

La práctica de los cultivos hidropónicos se inició con el desarrollo de la industria de los invernaderos. Esto surgió como una necesidad de sustituir los cultivos en grandes extensiones de suelo, para evitar problemas de fertilidad y enfermedades en él. Por esta razón algunos investigadores evaluaron el uso potencial de esta técnica para remplazar al método convencional (Resh, 2001).

Algunas de las ventajas principales de la hidroponía son: que elimina la realización del laboreo del suelo y rotación de cultivos, permite incrementar la producción hasta en un 15 a 20%, frente a un mismo cultivo en suelo ya que es posible mantener una densidad de organismos más elevada en la misma área (Pinto *et al.*, 2000; Uribarri, 2003), además existe un control más eficiente de plagas y enfermedades; del mismo modo la técnica permite mantener condiciones controladas de nutrición pudiendo tener un rendimiento similar entre cada cosecha (Penningsfeld, 1983).

Actualmente se sabe que cuando plantas de una misma especie se desarrollan en medios diferentes tienden a presentar características adaptativas que las diferencia entre sí como por ejemplo: altura, biomasa y composición química, entre otras (Valverde *et al.*, 2005).



Los cultivos hidropónicos se consideran un medio en donde las plantas pueden alcanzar un desarrollo óptimo debido a las características que la técnica brinda en comparación con las plantas que se desarrollan en suelo, donde existen algunas limitaciones (Gilzans, 2007).

Existen diversos trabajos donde se han empleado los cultivos hidropónicos para evaluar la producción de hortalizas, forraje, plantas ornamentales y floricultura, entre otros (Vargas-Rodríguez, 2008; Ortiz *et al.*, 2009); pero el cultivo de plantas medicinales y aromáticas, así como las características que éstas pueden presentar desarrollándose bajo condiciones de hidroponía, es un campo poco explotado por la ciencia. Es por eso que este tipo de trabajos, pueden contribuir al conocimiento y entendimiento de las relaciones morfofisiológicas, anatómicas y fitoquímicas en plantas de importancia para el hombre.

En la última década los estudios sobre cultivos hidropónicos con plantas medicinales han llamado la atención de algunos investigadores (Hernández, 2008). Actualmente existen algunos trabajos donde se han reportado diferencias muy interesantes entre la forma de desarrollo y la composición química de estas plantas (Guerrero-Lagunez *et al.*, 2011) (y de algunas no pertenecientes al grupo de las medicinales y aromáticas) bajo condiciones hidropónicas comparándolas con plantas de cultivo tradicional (Lautner *et al.*, 2007).

La importancia de realizar estudios con plantas medicinales/aromáticas radica en el uso tan extendido que se tiene de éstas actualmente (Barquero, 2007), haciendo énfasis en algunas plantas que son muy comunes en el consumo diario como lo es el Epazote (*Teloxys ambrosioides* Weber). Se ha reportado que esta planta se ha utilizado por mucho tiempo de manera tradicional por varias poblaciones nativas del continente americano (Nascimento *et al.*, 2006); y en la actualidad el estudio de esta especie se centra principalmente en las sustancias que ejercen un efecto beneficioso y útil (medicinal, insecticida, repelente etc.) al ser humano (Cosme-Pérez, 2008). Además, debido a que es una planta muy importante para la herbolaria mexicana y para diversos países, se han realizado trabajos sobre su anatomía (Beato *et al.*, 1984; Lara y Márquez, 1996).

Dada la amplia distribución de *T. ambrosioides* en regiones del planeta, la OMS considera a esta especie como una de las plantas medicinales más utilizadas en todo el mundo.



Aproximadamente un 80% de la población africana, 40% de la población asiática y latinoamericana la aprovechan (OMS, 2002). El uso mundial de esta planta está fundamentado principalmente por la actividad biológica y farmacológica que se le ha atribuido (Jaramillo *et al.*, 2012).

T. ambrosioides es usada principalmente como antihelmíntico, pues en el aceite esencial que esta planta produce se encuentra el ascaridol, principal compuesto de la actividad antihelmíntica/nematicida (Gómez, 2008). También se emplea como repelente de insectos, antimicrobiana (protozoos, hongos bacterias), como abortiva, sedante (analgésica), anti-inflamatoria y para el tratamiento de úlceras cutáneas, por mencionar algunos (Leao de Matos, 2011).

Lo anterior demuestra la importancia de realizar estudios sobre la planta de epazote en ambientes hidropónicos. En la presente investigación se determinaron las condiciones requeridas para su cultivo en hidroponía, se evaluaron sus características morfo-fisiológicas; también se determinó la composición química del aceite esencial; se evaluó la actividad nematicida del extracto hexánico de la planta, asimismo se realizó un estudio sobre las características anatómicas del tallo. Todo lo anterior se comparó con las características que presentan las plantas cultivadas de forma tradicional (en suelo).

Descripción botánica de *Teloxys ambrosioides* Weber (Epazote)

Epazote o Epazotl (del náhuatl = hierba olorosa). Es una hierba que dura todo el año de hasta 1 m de altura. Los tallos son erguidos y pueden ser simples o ramificados. Las hojas de esta planta son aromáticas con bordes de curvas anchas e irregulares de color verde o púrpura y en forma de lanza. Tiene flores pequeñas, verdes, creciendo en racimos delgados, con semillas negras y pequeñas (Biblioteca Digital de la Medicina Tradicional Mexicana, 2009).



Figura 1. Planta de *Teloxys ambrosioides* (epazote)

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Caryophyllales
Familia:	Amaranthaceae
Subfamilia:	Chenopodioideae
Género:	<i>Teloxys</i>
Especie:	<i>Teloxys ambrosioides</i> Weber.



T. ambrosioides es originaria de América, y está adaptada a distintos hábitats de clima cálido, semi-cálido, semi-seco y templado desde el nivel del mar a 3900 msnm. Silvestre o cultivada, crece en terrenos de cultivo abandonados o a las orillas de caminos; asociada a bosques tropicales caducifolio, sub-caducifolio y perennifolio; así como a bosques espinosos, mesófilos de montaña, de encino, de pino, mixto de encino-pino, bosque de junípero y pastizal de zona templada (Lara y Márquez, 1996).

T. ambrosioides se distribuye por todo el México desde el norte hasta el sur (Villaseñor, 1998). Dada su adaptabilidad dicha planta se ha distribuido en gran parte del planeta encontrándola en el continente africano y en climas templados del mediterráneo hasta Europa central (Leao de Matos, 2011).



Antecedentes.

Gómez (2008) realizó una revisión bibliográfica de las características morfológicas y farmacológicas de la planta de epazote (*Teloxys ambrosioides*). En dicho trabajo resalta la importancia de esta planta (por su principio activo el ascaridol) en la medicina tradicional usada como antihelmíntica, y antiprotozoaria.

Hernández (2008) elaboró un estudio para comparar la composición química y la actividad antibacteriana y anti-fúngica de *T. erecta* L. cultivada en hidroponía y en cultivo tradicional. Es ese trabajo se reportó que en la planta hidropónica se obtuvieron siete compuestos químicos y en suelo ocho. Los extractos presentaron actividad antibacteriana contra bacterias Gram positivas y negativas. Concluyéndose que la técnica hidropónica resulta una buena alternativa para obtención de metabolitos secundarios.

Guerrero-Lagunes *et al* (2011) evaluaron el rendimiento y calidad del aceite esencial de tomillo (*Thymus vulgaris* L) cultivado en invernadero bajo un sistema hidropónico abierto. Ellos evaluaron tres densidades de siembra (D1-14, D2-28 y D3-71 plantas m²) con 2 concentraciones de solución nutritiva Steiner (S1: 100% y S2:50%). 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 %. Se concluyó que el uso de la hidroponía permite cultivar la especie con alta densidad de siembra y obtener un producto de alta calidad, recomendando S1 D2 como el mejor tratamiento para obtener el crecimiento óptimo de tomillo en todas las variables.

Torres *et al* (2003) realizaron un estudio donde compararon la composición química de la planta de epazote colectada en dos provincias diferentes de Argentina. Las plantas recolectadas en la provincia "Corrientes" mostraron una diferencia en el contenido de ascaridol (10 % del total del aceite esencial), a diferencia de la otra provincia. Con lo que se concluye que el ambiente donde crece la planta repercute en la composición química de su aceite esencial.



Quevedo *et al* (2010) evaluaron seis extractos acuosos y seis etanólicos de hojas de *Anacardium occidentale*, *Calotropis procera*, *Chenopodium ambrosioides*, *Coffea arabica*, *Eryngium foetidum* y *Ruta graveolens* para el control de juveniles de segundo estadio de *Meloidogyne enterolobii*. El extracto etanólico de *C. ambrosioides* indujo el 100% de mortalidad en todas las concentraciones y desde el menor tiempo de exposición (24 h). Los extractos acuosos de *C. arabica* y *C. ambrosioides* en 100% de concentración, indujeron 100% de mortalidad en *M. enterolobii*. *A. occidentale* y *R. graveolens* a una concentración de 100% (48 y 72 h) y *C. ambrosioides* a una concentración de 100% (24 h), lograron porcentajes de mortalidad que oscilaron entre 51.25 y 87.5% respectivamente. La actividad nematocida demostrada por *C. ambrosioides*, *C. arabica* y *A. occidentale*, sobre el nemátodo fue positiva.

Vegas *et al.* (2010) evaluaron *in vitro* la actividad ovicida de los extractos etanólicos de hojas de algodón de seda (*Calotropis procera*) y parte aérea de epazote (*Chenopodium ambrosioides*) y extractos acuosos de la parte aérea de tomate (*Lycopersicon esculentum*) y epazote sobre la eclosión de los huevos del nemátodo agallador *M. enterolobii*. Con los extractos etanólicos de algodón de seda, un tiempo de exposición de 72 hrs y una concentración de 0.1%, solamente 6.4 % de los huevos eclosionó. Con el extracto etanólico de epazote los porcentajes mínimos de eclosión fueron de 16.0% (24 hrs), 18.8 % (12 hrs) y 20.2 % (72 hrs), todos alcanzados con una concentración de 0.1%. Para los extractos acuosos de tomate y epazote la eclosión mínima fue de 10.2 % y 5.8 % a las 72 hrs, respectivamente, con una concentración de 32 %. Lo que colocó al epazote como el principal ovicida.

Álvarez *et al* (2011) realizaron un estudio para evaluar el efecto antiparasitario del extracto de epazote (*Teloxys ambrosioides*) en gallos de pelea (*Gallus domesticus*). Administraron 0.1 ml por cada Kg de gallo de extracto de Epazote, 0.5ml/Kg de un medicamento comercial a base de Levamisol/ivermectina y 0.5ml de agua por ave como control. Se recolectaron muestras de materia fecal. Se identificaron diferentes especies de *Ascaridias spp*, *Heterakis gallinarum*, *Eimeria sp*, huevos y larvas de *Trichostrongylus*. Posterior a la administración del tratamiento con el extracto se encontraron huevos de *Ascaridiagalli*, *Heterakis gallinarum*, *Eimeria sp*, y al suministrar la última dosis sólo se identificaron huevos de *Ascaridiagalli* y *Eimeria sp*, lo que corroboró un efecto antiparasitario.



Jiménez (2011) efectuó un estudio morfoanatómico de dos especies de epazote (*Teloxys ambrosioides* y *T. graveolens*) para contribuir con la Farmacopea Herbolaria de los Estados Unidos Mexicanos (FHEUM). Reporto que la forma y el margen de las hojas son los caracteres más evidentes para diferenciar a estas dos especies, así como tricomas, presencia/ausencia de la banda perivascular de fibras y los haces perimedulares en el tallo. Mientras que en la hoja el número de cordones vasculares en la vena media muestran los caracteres más sobresalientes para diferenciarlas.



Objetivos.

Objetivo general.

- Establecer el cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (*Teloxys ambrosioides*)

Objetivos particulares.

- Determinar las condiciones del cultivo de epazote (*Teloxys ambrosioides*) en hidroponía.
- Determinar parámetros morfofisiológicos (clorofila y carotenos, altura, índice de área foliar, biomasa) de epazote (*Teloxys ambrosioides*) cultivado en hidroponía y en suelo.
- Determinar la composición química del aceite esencial de la parte aérea de la planta de epazote (*Teloxys ambrosioides*) cultivada en hidroponía y suelo.
- Evaluar la actividad biológica del extracto hexánico de la parte aérea de la planta de epazote (*Teloxys ambrosioides*) en nemátodos fitoparásitos.
- Determinar las diferencias anatómicas del tallo de la planta de epazote (*Teloxys ambrosioides*) durante la fase de fructificación crecidas en cultivo hidropónico y en suelo.



Material y Métodos.

El presente trabajo se realizó en el laboratorio de biología experimental en las instalaciones del Taller de equipo de laboratorio y enseñanza (T.E.L.E) y en el jardín botánico (JABIZ), de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala (FESI). Fueron utilizadas 60 plantas de epazote (*Teloxys ambrosioides*) previamente germinadas. La unidad experimental consto de un tubo de PVC (de 90 cm de largo y 10 cm de diámetro) con 10 plantas y se realizaron 2 repeticiones, dando la suma de 30 plantas en cultivo hidropónico. El mismo modelo se ocupó para el grupo testigo, lo que dio un total de 60 plantas cultivadas.

Un ejemplar de la planta de epazote (*Teloxys ambrosioides*) fue depositado en el Herbario de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala (IZTA) para su identificación taxonómica y así obtener el número de registro del ejemplar botánico.

Establecimiento del cultivo.

El cultivo de epazote hidropónico se estableció bajo condiciones de invernadero en el jardín botánico de la FES Iztacala durante el periodo Enero 2013-Abril 2013. Las semillas fueron germinadas en almacigueros y se trasplantaron cuando presentaron su segundo par de hojas (alrededor de 30 días). El sistema hidropónico que se utilizó fue en agregados. El sustrato utilizado fue mezcla de agrolita-grava (90:10) esterilizados previamente. En tanto la solución nutritiva preparada fue la formula "Hidro-FESI" con un pH de entre 5.8 y 6.2, y una conductividad aproximada de 2400 mS (Apéndice 1). Dicha solución no fue recirculada para evitar cambios en su composición química y el grupo testigo fue regado con agua corriente. Los riegos se realizaron cada tercer día por subirrigación. Las condiciones de temperatura y humedad se mantuvieron constantes dentro del invernadero oscilando entre los 18 y 26 °C y una humedad relativa aproximada de entre 60 y 75%. Las observaciones en el desarrollo de las plantas se registraron durante el tiempo de cultivo que fue de 12 semanas desde el trasplante hasta su fructificación.



Parámetros morfofisiológicos.

Cuantificación de clorofila a, b y carotenoides.

La clorofila y carotenoides se cuantificaron con el método propuesto por Rodes y Collazo, (2006) utilizando acetona al 80% y empleando las ecuaciones de Mackinney, (1941) y Wettstein, (1957) (Apéndice 2). Las hojas requeridas para esta prueba se tomaron al azar de 6 plantas hidropónicas, lo mismo para las plantas en suelo. La absorbancia de los pigmentos fue medida con un espectrofotómetro (Turnes Spectrophotometer st-850).

Altura

Para el índice de crecimiento se realizaron mediciones semanales de cada una de las 30 plantas de cultivo hidropónico y de suelo, desde el trasplante de las plántulas hasta su corte, esto tomo un tiempo de 12 semanas. La altura máxima se midió desde la base del tallo hasta la yema de crecimiento.

Biomasa e Índice de área foliar.

La biomasa de los cultivos se obtuvo por la técnica de diferencia de pesos (peso seco = biomasa). Para esto se tomaron al azar 6 plantas de cultivo hidropónico, posteriormente se cortaron y se dividieron en tres partes: raíz-tallo-hojas. Se calculó el peso de cada una de las partes en una balanza digital (Symmetry modelo cole parmer EC400) enseguida de haber sido cortadas, a continuación se colocaron en una mufla a 60°C durante 24 horas aproximadamente. Posteriormente, las plantas se retiraron de la mufla y se procedió a medir el peso de cada parte de la planta en seco. Se realizó el mismo procedimiento para el grupo de plantas en suelo. El criterio utilizado para procesar las plantas fue cuando ya hubiesen cumplido un tiempo de 84 días (3 meses) en cultivo.

Para el índice de área foliar se cortaron dos centímetros cuadrados de una hoja del cultivo de epazote, y se pesaron en la balanza digital mencionada anteriormente; Finalmente el valor obtenido fue de 0.05g. Una vez que se obtuvo el peso del área conocida ($cm^2 = 0.05g$), se extrapolo este dato a cada una de las medidas de pesos totales de hojas frescas obtenidos en la medición de biomasa.



Extracción del aceite esencial.

La extracción del aceite esencial se realizó en el laboratorio de Fitoquímica de la Unidad de Biotecnología y Prototipos (UBIPRO) de la FESI. La extracción del aceite esencial de la planta de epazote se realizó por el método de arrastre de vapor (Domínguez, 1973) (Apéndice 3). Se utilizaron 500g de la parte aérea de la planta. El criterio tomado en cuenta para la extracción del aceite fue que las plantas tuvieran un tiempo de 12 semanas en cultivo.

Determinación de la composición química del aceite esencial.

La determinación de la composición química del aceite esencial se realizó en el laboratorio de Biogeoquímica de la UBIPRO. Se tomaron 2µl de aceite esencial de epazote obtenidos previamente y se diluyeron en 500 µl de hexano grado HPLC. Posteriormente se inyectó la dilución en un cromatógrafo de gases (Agilent Technologies modelo 62630A) acoplado a un espectrómetro de masas (Agilent Technologies modelo 5975C).

Los nombres comunes de los compuestos fueron determinados con la base de datos electrónica NCBI PubChem Compound. Cabe mencionar que solo los compuestos con un porcentaje de confiabilidad mayor al 80% fueron tomados en cuenta.

Obtención del extracto hexánico de la parte aérea.

Para la obtención del extracto se requirió de 100g de la parte aérea de la planta. Dichos tejidos se colocaron en matraces de 2 litros, se taparon y se dejaron macerar con hexano durante 5 días. Posteriormente se filtró el extracto para eliminar los tejidos. Finalmente se procedió a destilar el hexano en un rotavapor (W. Büchi) El extracto se colocó en vasos de precipitado de 50ml cubiertos con papel aluminio, y se mantuvo en refrigeración hasta su utilización.



Evaluación de la actividad biológica de los extractos hexánicos.

Los nemátodos se obtuvieron de suelo fértil del jardín botánico (JABIZ) de la FESI y se aislaron por la técnica de embudo de Baermann (Apéndice 4). Posteriormente, fueron identificados hasta familia con las claves de Jara modificadas por Torres y Zeron, (1994).

Para la evaluación el efecto biocida de los extractos hexánicos se realizaron los siguientes tratamientos:

Extracto hexánico de epazote hidropónico al 0.5%(TH); extracto hexánico de epazote de suelo al 0.5%(TS); agua destilada como control negativo (TA); y Carbofuran (nematicida comercial) como control positivo al 0.1%(TC). En todos los tratamientos se ocupó agua destilada como disolvente.

Fue utilizada una caja de cultivo de 12.5 x 8.5 con 24 pozos. La unidad experimental consto de un pozo con 300 µl de tratamiento (TH, TS, TA, TC) y 5 nemátodos; se realizaron 4 repeticiones por tratamiento.

Se tomaron 3 tiempos de exposición de los nemátodos a los tratamientos. A las 2, 6 y 24 horas de exposición al tratamiento se contó el número de organismos muertos. El criterio utilizado para considerar muerto al organismo fue que al ser estimulado con un pescador de nemátodos no presentara movimiento. Después de haber transcurrido 24 horas los nemátodos muertos fueron extraídos de los pozos de tratamiento y se colocaron en otros pozos limpios con agua destilada durante una hora para corroborar su muerte.



Estudio anatómico del tallo de *T. ambrosioides*.

Para tener una aproximación de los posibles cambios anatómicos en los tallos en función del sustrato, se estudiaron individuos en la fase de fructificación de cada cultivo (hidropónico y suelo). Se cortaron secciones de aproximadamente 4 cm de la base del tallo y se fijaron en solución F.A.A. (Formaldehído-ácido acético glacial-alcohol etílico-agua). Posteriormente, las muestras se colocaron en solución G.A.A. (glicerina, alcohol, agua, en proporciones 1:2:3) para ablandarlas. Se obtuvieron cortes de 20 μm de grosor en sentido transversal y longitudinal, empleando un micrótopo de deslizamiento. Estos cortes se tiñeron con safranina-verde rápido y se montaron con resina sintética (Aguilar-Rodríguez, 1998).

El diámetro tangencial del lumen de 25 vasos, así como el número de vasos y su agrupación se calculó en cinco cuadrantes de 1 mm^2 . Lo anterior y las descripciones anatómicas se realizaron siguiendo las recomendaciones de la Asociación Internacional de Anatomistas de la Madera (IAWA, 1989).

Las observaciones y mediciones se realizaron en un microscopio óptico (Carl Zeiss a 10x, 20x y 40x) y con el analizador de imágenes NIS-Elements BR 2.33. (Nikon Corporation, 1991-2006).

Los porcentajes de las diferentes zonas anatómicas del tallo en corte transversal: córtex, cilindro vascular y médula se obtuvieron empleando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de } Z = \frac{Dz * 100}{DTT} * 2$$

Dónde:

% de Z = porcentaje de zona.

Dz = amplitud de la zona (córtex, cilindro vascular, médula) en μm .

DTT= diámetro total del tallo en μm .

Solo para el caso del cilindro vascular y el córtex se multiplica por 2 ya que al medir el diámetro del tallo, estas secciones aparecen dos veces.



Análisis estadístico.

El diseño experimental fue al azar. Para cada variable (biomasa de raíz, tallo, hoja, clorofila a, b, carotenoides, crecimiento, actividad biocida) se realizó un análisis estadístico descriptivo (media, desviación estándar, mediana, mínimo y máximo valor) tanto para hidroponía como para suelo. Las representaciones de los resultados fueron mostrados en graficas de diagrama de caja. También se realizaron análisis de varianza (ANOVA) de un factor para cada variable y uno factorial para la evaluación del efecto nematicida el cual sirvió para determinar la existencia de diferencias significativas entre el cultivo hidropónico y el cultivo de suelo; asimismo, se realizó la prueba de Tukey para conocer el tratamiento más efectivo. Todos los análisis estadísticos se obtuvieron con el paquete estadístico Minitab versión 16.

Resultados y Discusión.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo pueden ser observados en las siguientes tablas, gráficas y figuras.

Establecimiento del cultivo y altura.

En el cuadro 1 y figura 2 se muestra los datos de la planta y el ejemplar herborizado respectivamente:

Tabla 1. Datos generales del ejemplar herborizado.

Familia.	Chenopodiaceae
Nombre científico.	<i>Teloxys ambrosioides</i> Weber
Nombre común.	Epazote
Número de registro.	IZTA 2188

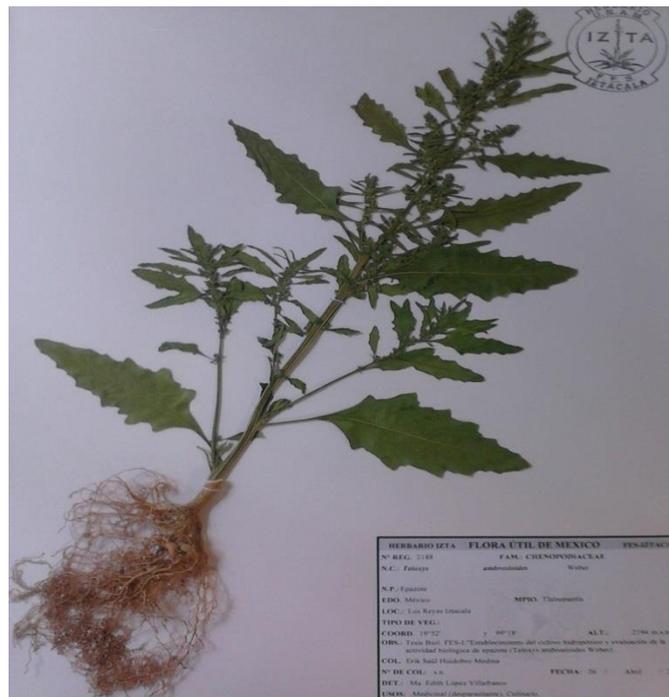


Figura 2 .Ejemplar herborizado de *T. ambrosioides* determinado en el herbario IZTA.

El cultivo hidropónico de epazote se logró establecer con las condiciones mencionadas. Las diferencias morfológicas pueden ser observadas en la figura 3 y 4:

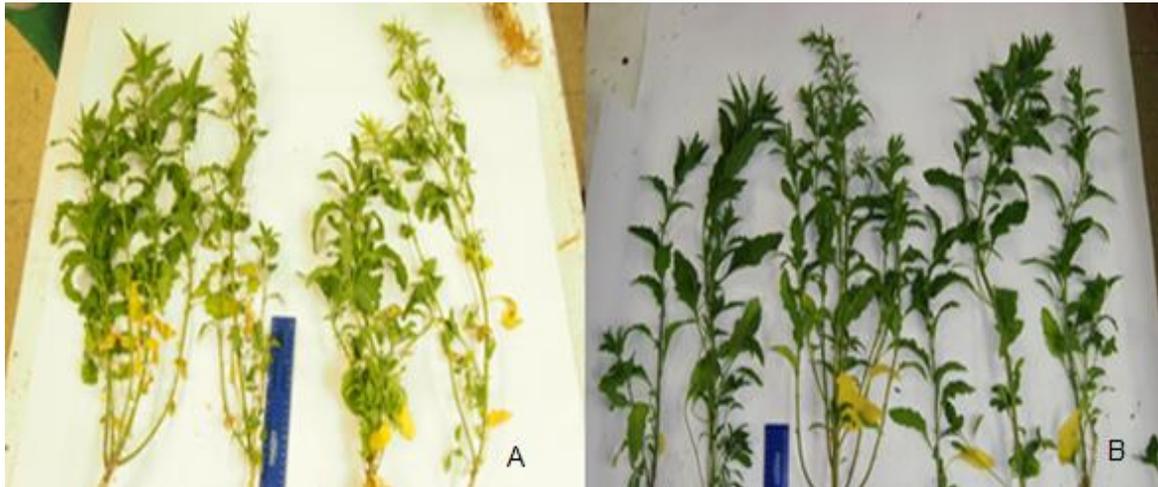


Figura 3. Comparación cualitativa de epazote cultivada en hidroponía (A) y en suelo (B), se observa una altura similar entre plantas hidropónicas y de suelo.



Figura 3. Floración y fructificación de una planta cultivada en hidroponía (A) y una en suelo (B), se aprecia una mayor cantidad de flores y frutos en la planta hidropónica.



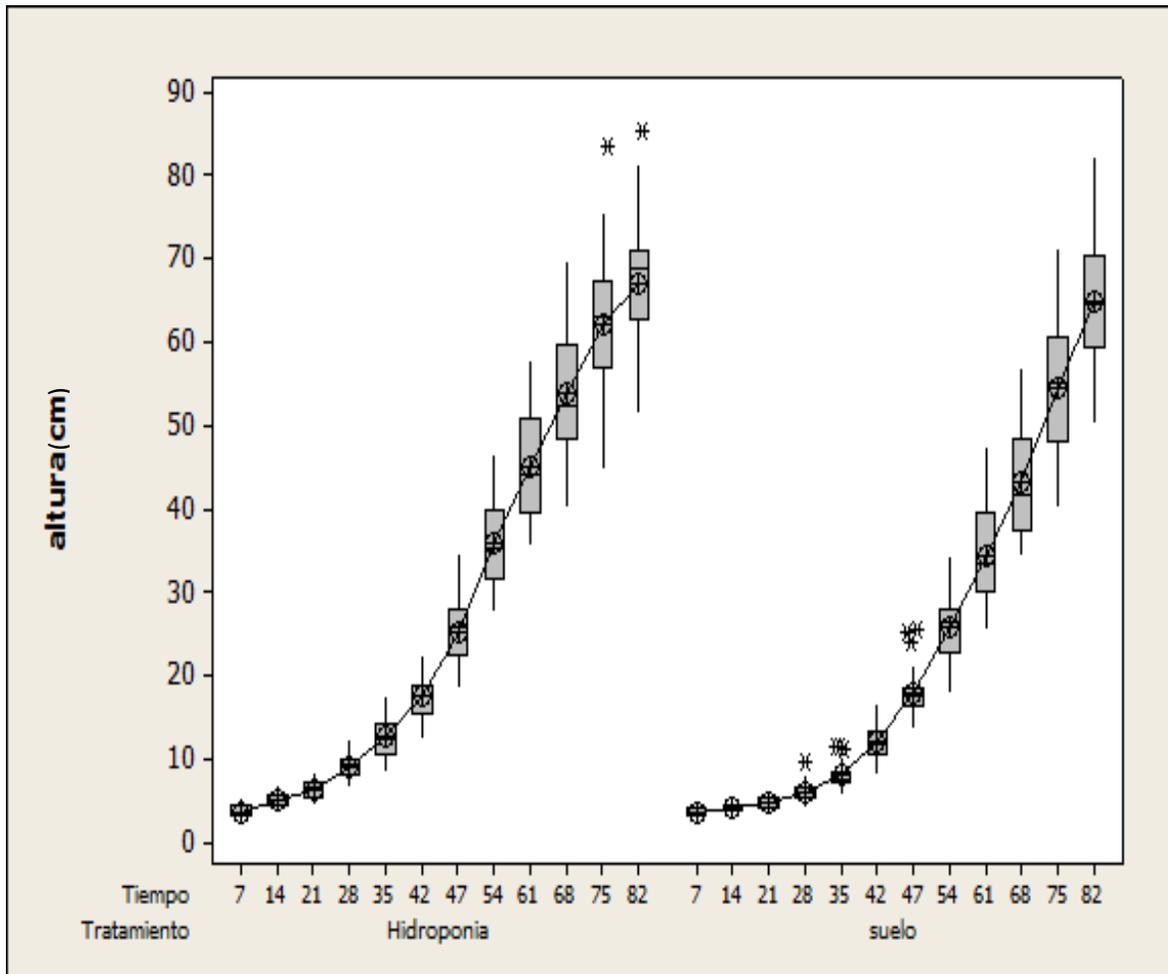
De acuerdo a características cualitativas (Figura 3 y 4) se observó un buen desarrollo en raíz, follaje, floración y fructificación comparado con las plantas cultivadas en suelo. Cabe mencionar que la planta cultivada en hidroponía presentó la fase de floración y fructificación tres semanas antes que la planta cultivada en suelo, completando su ciclo en cuatro meses desde su germinación hasta fructificación, que en condiciones naturales va de seis a siete meses aproximadamente (Vibranz, 2009).

Dado el aumento en la velocidad de crecimiento y disminución en el tiempo de cosecha en los cultivos hidropónicos (Uribarri, 2003), es posible obtener tres cosechas de esta planta por año, que permitiría el aprovechamiento de sus metabolitos secundarios a nivel industrial.

Asimismo, durante los tres meses que duro el cultivo en el presente trabajo, no se reportaron agentes patógenos que afectaran a las plantas, siendo esta una de las ventajas aportadas por la técnica de cultivo hidropónico (Gilzans, 2007).

Sobre el desarrollo de la planta de epazote, se sabe que presenta una gran adaptabilidad a diferentes ambientes, desde bosques húmedos hasta pastizales, presentando mayor tamaño cuando se encuentra a la orilla de cuerpos de agua ricos en materia orgánica, esto explica su amplia distribución en el mundo (Villaseñor, 1998; Leao de Matos, 2011). Dichas características de adaptabilidad de la planta, además del aumento en la velocidad de crecimiento por la alta disponibilidad de nutrientes, la gran cantidad de agua que aportan los cultivos hidropónicos (FOCIR, 2005) y la buena oxigenación en las raíces de las plantas, mejoran el metabolismo y el equilibrio hormonal, lo que puede incrementar la tasa fotosintética y la absorción de nutrimentos, dando como resultado plantas más productivas y más resistentes (Pinto *et al.*, 2000). Lo anterior pudo ser observado en las plantas cultivadas en hidroponía.

En la gráfica 1 se observa que las plantas hidropónicas se adaptaron más rápido y presentaron un crecimiento más alto de la base del tallo a la yema de renuevo después de la segunda semana de haber sido trasplantada. Además el análisis de varianza ($F=224.16$ $P=0.000$) reveló que existió diferencia significativa entre el tamaño de las plantas de los dos cultivos, siendo las hidropónicas las que alcanzaron una mayor altura (Apéndice 7).



Gráfica 1. Desarrollo de las plantas de *T. ambrosioides* a lo largo de 12 semanas.

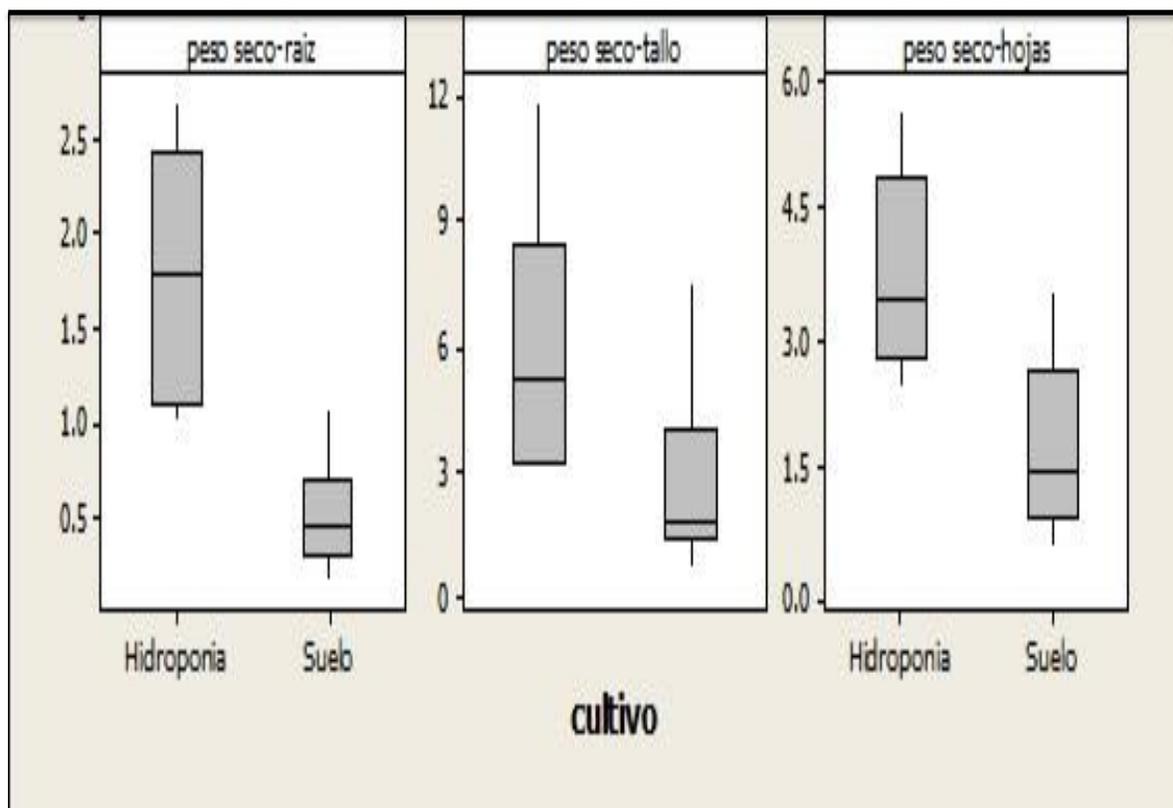
Al comparar el presente trabajos con otros similares como el de Hernández (2008), se encontró que los resultados concordaron con los de dicho autor. El realizó un cultivo de *T. erecta* (cempasúchil) bajo condiciones de invernadero en hidroponía y suelo. Reportó una mayor altura en la planta cultivada en hidroponía, además de una considerable reducción del tiempo de cultivo de dicha planta a comparación de la cultivada en suelo.

La tendencia del aumento en crecimiento de la planta de epazote también se presenta en los resultados de área foliar y biomasa que se explican enseguida.

Parámetros morfofisiológicos.

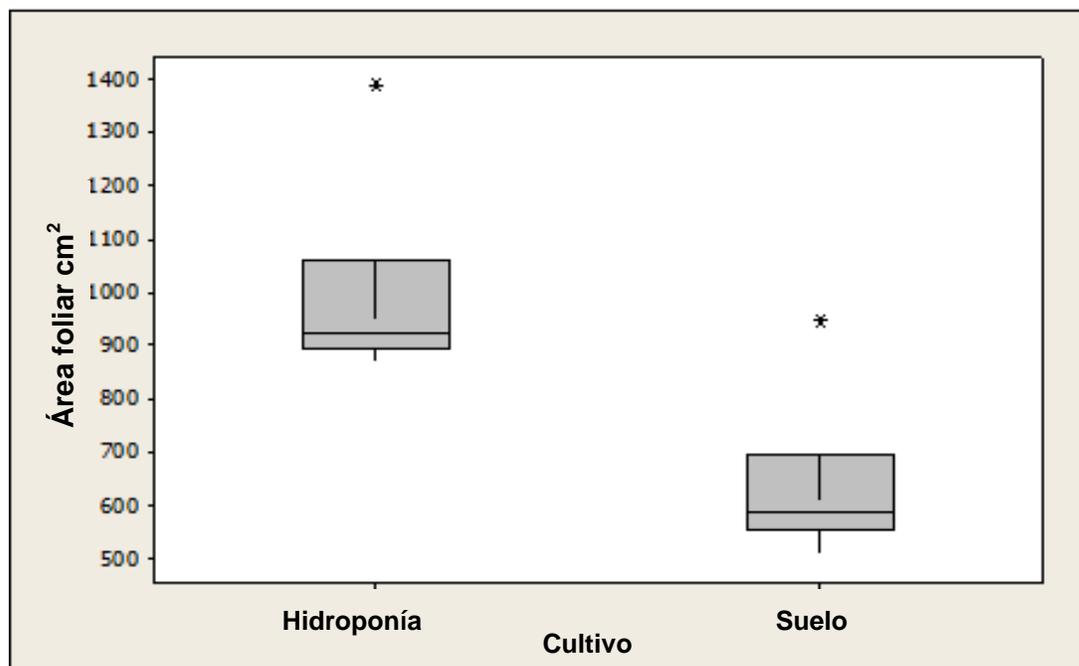
Biomasa y área foliar.

En la gráfica 2 es posible observar que el cultivo hidropónico alcanzó mayores valores en biomasa; de acuerdo a los análisis de varianza ($F=18.50$ $P=0.002$) se obtuvo que en raíz existen diferencias significativas entre los dos cultivos, alcanzando mayores valores las plantas hidropónicas.



Gráfica 2. Comparación de los pesos en gramos de biomasa de tallo, hojas y raíz evaluados en el cultivo hidropónico y cultivo de suelo de *T. ambrosioides*.

Según Gilzans (2007) las raíces de plantas en medios artificiales con gran cantidad de agua (cultivo hidropónico) adquieren su mejor desarrollo sin impedimentos físicos ni nutricionales, comparados con los sistemas tradicionales donde se suscitan problemas de compactación, baja infiltración y condiciones de anaerobiosis entre otras. Esto se corrobora al obtener un desarrollo superior de raíz en el cultivo hidropónico de epazote donde la media de biomasa obtenida para esta fue de 1.807g mientras que la media del peso para el cultivo en suelo fue de 0.552g (Apéndice 5).



Gráfica 3. Comparación del área foliar evaluada en los cultivos hidropónicos y de suelo de *T. ambrosioides*.

El análisis de varianza para la biomasa de hojas (Gráfica 2) mostró que existen diferencias significativas entre la biomasa del cultivo hidropónico y de suelo ($F=9.41$ $P=0.012$) presentado mayor valor el cultivo hidropónico. Uribarri (2003) menciona que en los cultivos hidropónicos existe una gran facilidad de absorción de nutrientes lo que evita la pérdida de energía, permitiendo aprovecharla en la formación de tejidos vegetales. Lo mencionado anteriormente también se observó en los resultados de área foliar (Gráfica 3) donde se encontraron diferencias significativas ($F=12.18$ $P=0.006$) presentando mayor área foliar en la plantas cultivadas en hidroponía con una media de 992.5 cm^2 mientras que en suelo fue de 633.7 cm^2 .

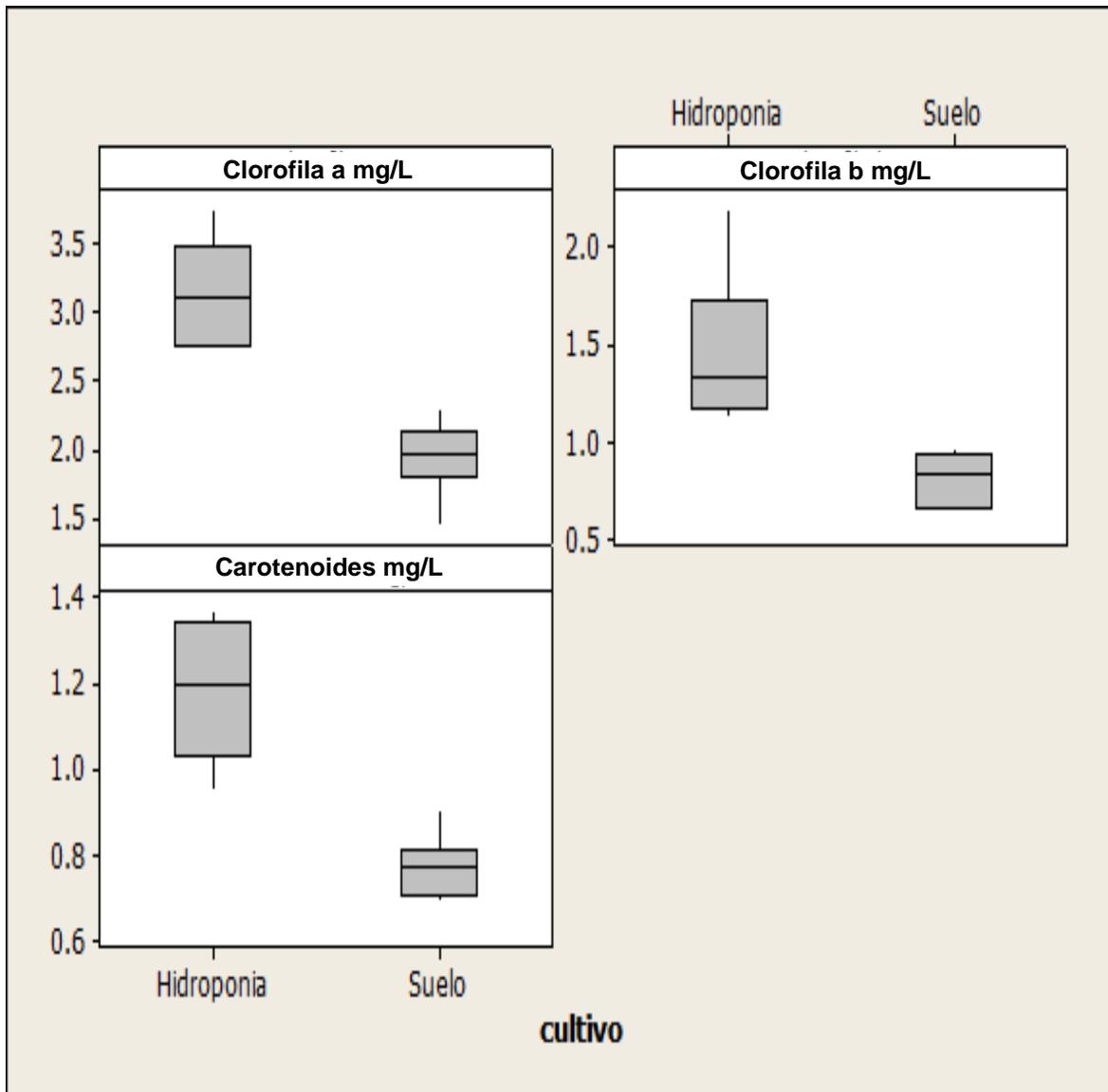


Aunque se ha reportado que el aporte de nutrimentos es un factor que influye significativamente sobre el peso fresco y seco de la planta (Gibeaut, 1997; Flores-Mendiola *et al.*, 2012), en la presente investigación y de acuerdo al análisis de varianza ($F=3.68$ $P=0.084$), se observó que no existieron diferencias significativas entre la biomasa del tallo (Gráfica 2) de los dos cultivos lo que indica que el cultivo hidropónico no influyó en el aumento de la biomasa seca del tallo de epazote. No obstante existe una gran cantidad de trabajos como los de Gallegos *et al* (2001), Baldomero (2007), Maldonado (2009) y Valle (2010), donde se ha reportado que la técnica hidropónica tiene un potencial elevado para aumentar la biomasa de hojas, raíz, tallo, flores y frutos. Según la solución nutritiva empleada y las condiciones ambientales dentro o fuera de invernadero es posible obtener resultados diferentes.

Cabe mencionar que los autores antes citados trabajaron con diferentes especies vegetales, esto demuestra que los cultivos hidropónicos son una buena alternativa para producción a gran escala de biomasa vegetal; dada la ventaja de que es posible obtener rendimientos similares en cada cosecha gracias a que las condiciones nutricionales y algunas ambientales pueden estar siempre controladas.

Clorofila a, b y carotenoides.

En la gráfica 4 se observa la diferencia entre los pigmentos evaluados en las plantas cultivadas en hidroponía y suelo.



Gráfica 4. Comparación de la concentración de los pigmentos evaluados (clorofila a, b y carotenoides en mg/l) en el cultivo hidropónico y cultivo en suelo de *T. ambrosioides*.



Las plantas hidropónicas obtuvieron mayores valores en las concentraciones de todos los pigmentos. De acuerdo a los análisis de varianza se obtuvo que existieron diferencias significativas en la concentración de clorofila *a* ($F=35.63$ $P=0.000$), clorofila *b* ($F=14.37$ $P=0.004$) y carotenoides ($F=31.52$ $P=0.000$) entre los dos cultivos, siendo las plantas hidropónicas las que presentaron las concentraciones más altas: clorofila *a* 3.142 mg/l, clorofila *b* 1.462 mg/l y carotenoides 1.186 mg/l (Apéndice 5 y 6).

Algunos autores como Gallegos *et al* (2001) y Bailón *et al* (2007) reportaron resultados similares a los obtenidos en la presente investigación al evaluar pigmentos fotosintéticos en otras especies vegetales; concluyeron que las conductividades elevadas y concentraciones altas de Mg y Fe en la solución nutritiva tienen un efecto positivo sobre la concentración de pigmentos fotosintéticos.

Malca (2001), menciona que la elevada conductividad eléctrica de la solución nutritiva hidropónica, por la gran cantidad de sales minerales disueltas, promueve la formación de pigmentos como las clorofilas y los carotenoides aumentando la coloración de las hojas; a señalan que la salinidad alta en la solución nutritiva influye directamente en la síntesis de los pigmentos carotenoides. Del mismo modo, se ha reportado que el N es un elemento importante en la síntesis de pigmentos, ya que forma parte de la estructura molecular de la clorofila; igualmente el Fe es un elemento imprescindible en la síntesis de los pigmentos pues es necesario para la formación de enzimas que interviene en la síntesis de las moléculas de clorofila *a*, *b* y carotenoides (Romera y Díaz de la Guardia, 1991; Larcher, 1995). Finalmente, el Mg tiene la función de activar a dichas enzimas. Los elementos antes mencionados se encuentran constantemente disponibles y en cantidades considerables en la solución nutritiva que se aplica a las plantas hidropónicas (Fernández y García, 1982), lo que probablemente impacto directamente en la concentración de este tipo de compuestos en las plantas hidropónicas. Deficiencias en de estos elementos provocan disminución en la pigmentación de las plantas (Bailón *et al.*, 2007).

Elucidación de la composición química del aceite esencial.

En los cromatogramas de los aceites esenciales de *Telexys ambrosioides* cultivada en suelo (Fig. 5) y en hidroponía (Fig. 6), se observan diferentes picos, los cuales por su tiempo de retención y por sus patrones de fragmentación indican la presencia de 17 compuestos en la planta hidropónica y 22 en la planta de suelo (Apéndice 11 y 12). De acuerdo al criterio mencionado anteriormente los compuestos que cumplieron con el porcentaje requerido de confianza (dos para el cultivo hidropónico y siete para el cultivo de suelo) se muestran en la tabla 2:

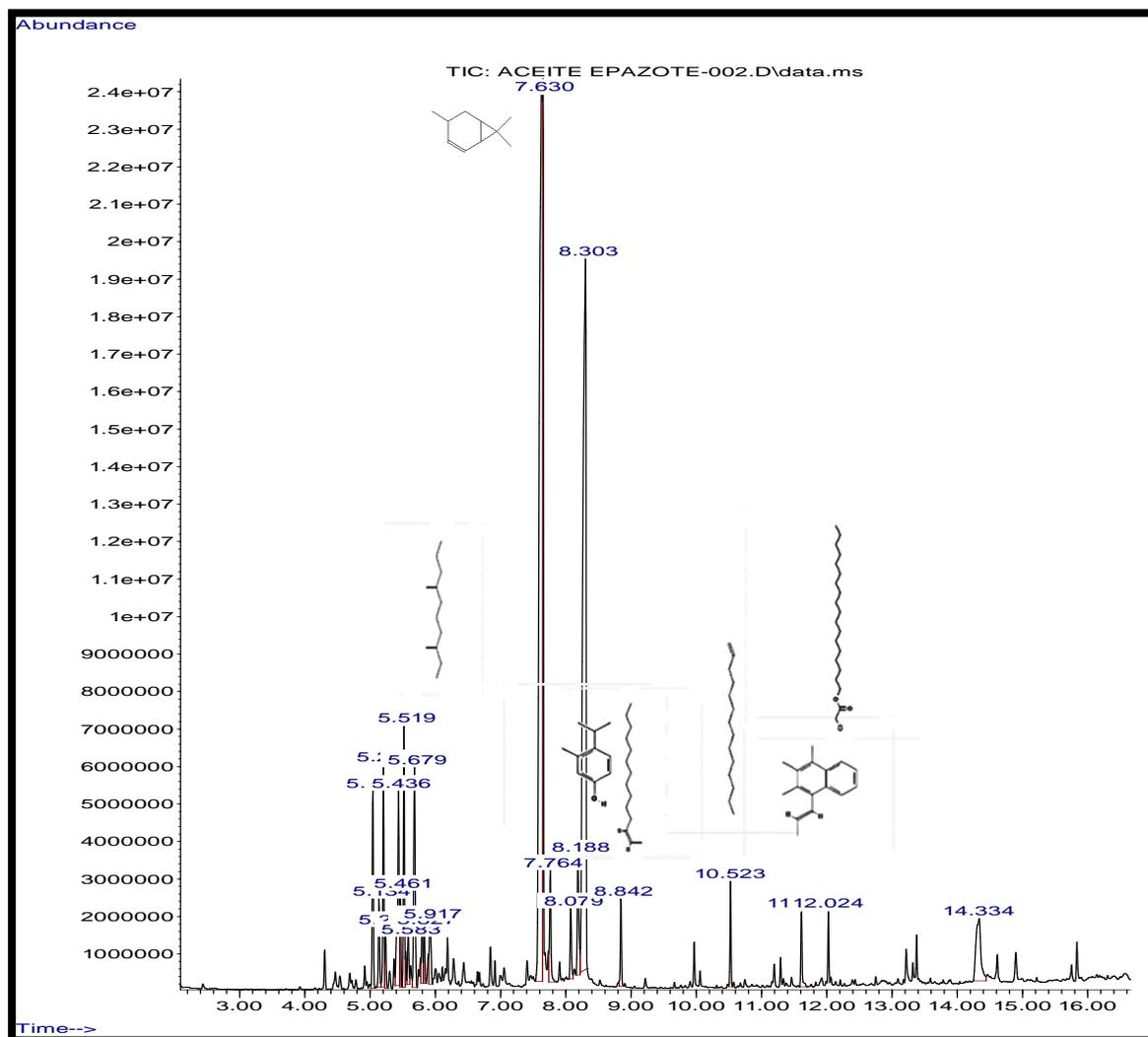


Figura 4. Cromatograma del aceite esencial de *T. ambrosioides* cultivada en suelo.

Tabla 2. Composición química del aceite esencial de *T. ambrosioides* (Hidropónica y suelo).

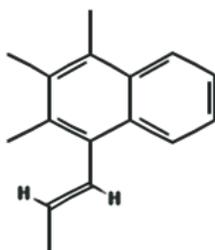
Nombre	Estructura química	Hidroponía (%)	Suelo (%)
4-careno		40.776	35.123
p-Timol		0.881	1.185
3,7-dimetil-decano		---	0.968
Cis-2-Tetradeceno		---	1.208

α -Tetradeceno



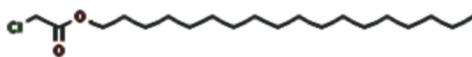
1.283

1,2,3-trimetil-4-propenil-, (E)-
Naftaleno



1.231

Ácido
Cloroacético



0.866

Simbología (---) ausente.



Los compuestos identificados principalmente en el cultivo hidropónico pertenecen a los monoterpenos, mientras que en el cultivo en suelo los compuestos identificados pertenecen al grupo de los monoterpenos y sesquiterpenos.

En la tabla 2 Se observa que los compuesto terpénicos de *T. ambrosioides* cultivada en hidroponía fueron: 4-careno (40.76%) y el p-timol (0.881%); mientras que en la planta cultivada en suelo fueron: 4-careno (35.123%), p-timol (1.185%). Los dos compuestos identificados en el cultivo hidropónico fueron encontrados también en la planta cultivada en suelo pero con diferentes porcentajes.

Otros compuestos como: Decano, 3,7-dimetil-, Cis-2-Tetradeceno, α -Tetradeceno, Naftaleno, 1, 2, 3-trimetil-4-propenil-, (E)- y Ácido cloroacético solo se presentaron para las plantas de cultivo en suelo.

Al comparar los resultados de este trabajo con los de otras investigaciones realizadas por autores como: Gómez (2008); Owolabi (2009); Chu *et al* (2011) y Jaramillo *et al* (2012), se observó que existieron metabolitos secundarios similares como el 4-careno, p-timol; de igual forma estos compuestos fueron reportados como metabolitos mayoritarios en la composición química del aceite esencial de *T. ambrosioides*, sin embargo algunos de los metabolitos encontrados en la planta en suelo no fueron reportados en los trabajos mencionados. Cabe señalar que estos trabajos y algunos otros relacionados han sido realizados en diferentes países del continente americano como: Chile, Argentina, Brasil y Colombia. También existen algunos otros reportados para China, Nigeria e India.

Torres *et al* (2003) menciona que la composición química del aceite esencial de *T. ambrosioides* varía de acuerdo a la ubicación geográfica, altitud, intensidad lumínica etc.; Asimismo la composición química del aceite puede variar considerablemente de acuerdo al tipo de suelo y forma de cultivo. Lichtenthaler (1998) señala que las diferencias en la composición química del aceite esencial de una misma planta que se desarrolla bajo disímiles condiciones, se deben principalmente a los diferentes estresores que clasifica en: bióticos (bacterias, virus, hongos, insectos, etc.) y abióticos (luz, disponibilidad de agua, disponibilidad de nutrientes, etc.). Estos factores ambientales son diferentes en todos los países antes mencionados.



Debido a la escasa información que existe en cuanto a composición química del aceite esencial de *T. ambrosioides* cultivada bajo condiciones hidropónicas es difícil cotejar su composición con la de otra planta hidropónica, pero se observó que al compararla con la planta control (planta en suelo) existieron diferencias muy importantes en cuanto a la composición química y porcentaje de cada compuesto, lo que hace que la técnica de cultivo hidropónico sea una buena alternativa para la obtención de metabolitos secundarios (Guerrero-Lagunez, 2011).

Resulta importante mencionar que algunos de los compuestos determinados en *T. ambrosioides* obtenidos en este trabajo poseen actividades biológicas como: fungicida, antihelmíntica, insecticida, bactericida entre otras, como indica Monzote *et al.*, 2004 y Jardim *et al.*, 2008. Gracias a la técnica de cultivo hidropónico es posible inducir la síntesis de algunos compuestos de interés medicinal o aromático al modificar la concentración de algunos nutrientes en la solución; se ha reportado que las cantidades altas de nitrógeno en la solución hidropónica tiene un efecto positivo sobre la concentración de metabolitos secundarios de algunas plantas. Del mismo modo, se sabe que contenidos altos de fosfato y potasio disminuyen el rendimiento de los aceites, pero las concentraciones bajas de fosfato en la solución, aumenta la acumulación de metabolitos secundarios (Yan *et al.*, 2004; Maldonado, 2009).

Lo anterior demuestra la importancia de los compuestos encontrados en el aceite esencial de *T. ambrosioides* y la necesidad de realizar cultivos hidropónicos bajo condiciones de invernadero, en particular si se requiere de algún metabolito secundario específico.

Evaluación de actividad biológica del extracto hexánico en nemátodos fitoparásitos.

En la figura 7 muestras el nemátodo que fue utilizado en las pruebas biocidas. En la tabla 3 se muestra su clasificación taxonómica hasta familia:

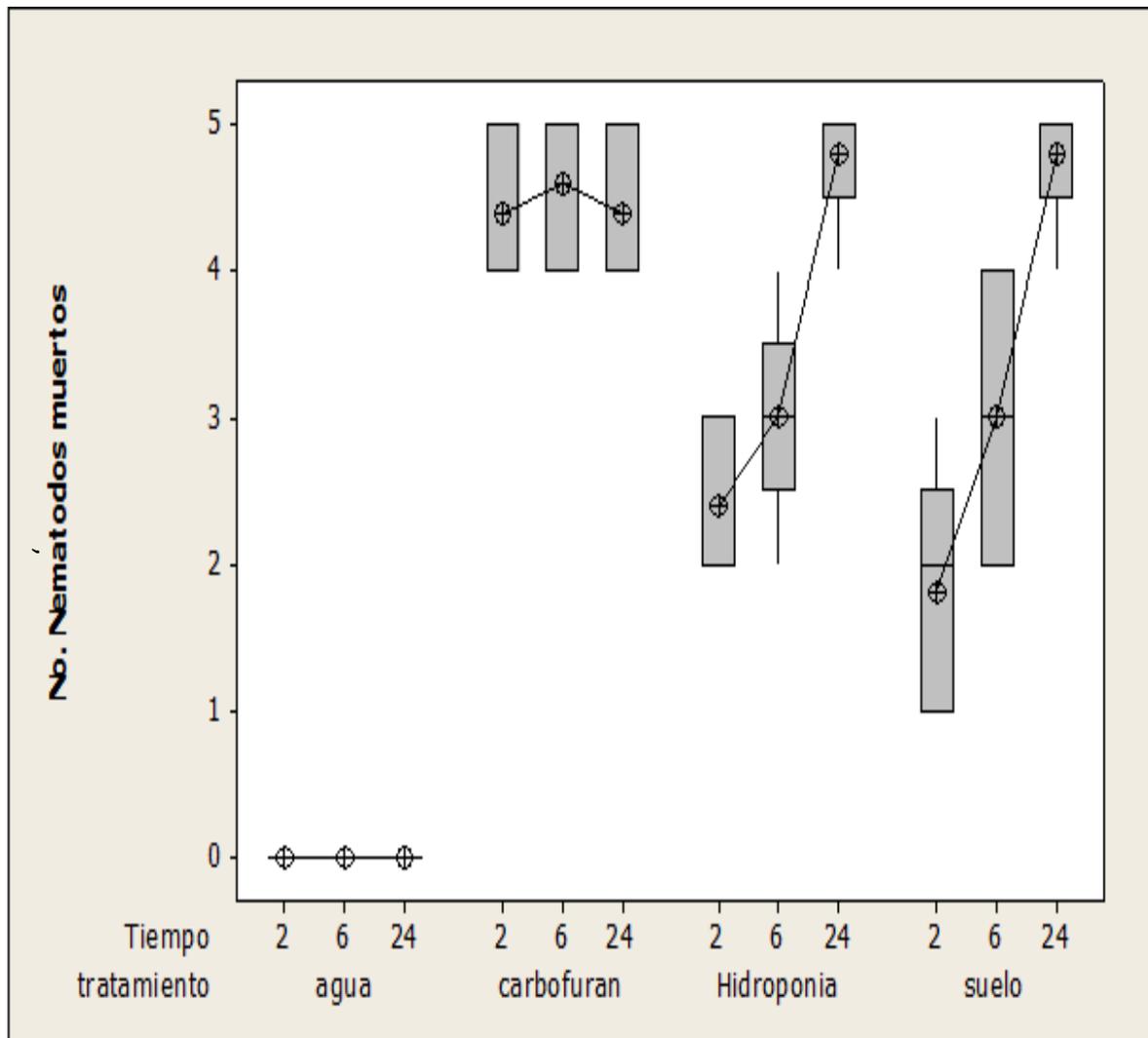
Tabla 3. Clasificación taxonómica del nemátodo utilizado en las pruebas biocidas.

Phylum	Clase	Orden	Familia
Nemátoda	Sercernentea	Dorylaimida	Longidoridae



Figura 6. Nemátodo fitoparásito de la familia Longidoridae.

En la gráfica 5 se observan los resultados entre los cuatro tratamientos aplicados y sus diferentes tiempos de exposición; se aprecia que el tratamiento con agua (control negativo) no presentó ningún efecto sobre la mortalidad de los nemátodos; el tratamiento de carbofuran (control positivo) obtuvo la mayor mortalidad en un tiempo muy corto (desde las primeras dos horas de exposición); y finalmente los tratamientos con extractos hexánicos de plantas cultivadas en suelo e hidroponía obtuvieron resultados similares, en estos se obtuvo una mortalidad alta casi alcanzando el 100% de mortalidad a las 24hrs de exposición.



Gráfica 5. Nemátodos muertos en los diferentes tratamientos y tiempos de exposición.



De acuerdo a los resultados del análisis de varianza y de los intervalos de confianza (Apéndice 9 y 10), se observó que todos los tratamientos aplicados presentaron diferencias significativas, siendo el carbofuran (control positivo) el más efectivo seguido del extracto hexánico de plantas hidropónicas, el extracto hexánico de plantas cultivadas en suelo y finalmente el tratamiento con agua (control negativo) que no presentó actividad biocida.

Algunos trabajos como los de Quevedo *et al* (2010); Vegas *et al* (2010) y Álvarez *et al* (2011) demostraron la efectividad que tiene la planta de *T. ambrosioides* como nemátocida; dichos autores observaron mortalidades elevadas de nemátodos desde las primeras 24 horas de exposición a los diferentes extractos que aplicaron. Estos resultados concuerdan con los obtenidos en el presente trabajo ya que fue posible observar una mortalidad del 48% desde las primeras dos horas con el extracto de las plantas hidropónicas y del 36% con el extracto de las plantas cultivadas en suelo.

Jaramillo *et al.*, (2011) menciona que los compuestos a los que principalmente se les ha atribuido la actividad nematocida de *T. ambrosioides* son el cimeno y los ascaridoles. Por otro lado, Olivier *et al* (2006) mencionan que muchos de los compuestos encontrados en *T. ambrosioides* como: el limoneno, cimeno, terpineno, timol, ascaridol y otros más, han sido reportados con alguna actividad biocida (antifúngicos, antibacteriales, antihelmínticos e insecticidas) con una efectividad muy elevada.

Cabe mencionar que en el presente trabajo no fue posible determinar muchos de los compuestos mencionados anteriormente (a excepción del timol) en las plantas cultivadas en hidroponía y en suelo, pero esto no asegura que no estén presentes en la composición química de las plantas, pues los dos tratamientos presentaron actividad nematocida.

Debido a la escasa información que se tiene sobre la actividad biocida de la planta de *T. ambrosioides* cultivada en hidroponía es difícil cotejar los resultados con los de otras plantas hidropónicas, haciendo un poco complicado entender la mayor efectividad nematocida que obtuvo el extracto de *T. ambrosioides* hidropónica contra los nemátodos comparándolo con el extracto de las plantas cultivadas en suelo.



Dicha efectividad del extracto hidropónico frente al extracto de plantas en suelo, se le adjudica principalmente a las diferencias en la composición química y a las diferentes concentraciones de cada compuesto que fueron observadas en los cromatogramas de los dos tratamientos; así mismo es posible que algunos de los compuestos con actividad biocida estuviesen en mayor concentración en las plantas hidropónicas; pues esto se observó en algunos compuestos como el 4-careno donde las plantas hidropónicas obtuvieron 5.653% más concentración que las plantas cultivadas en suelo (Tabla 2). Del mismo modo es posible que existiera un efecto sinérgico entre algunos de los compuestos presentes en el extracto de las plantas hidropónicas, pues se sabe que este tipo de efectos se presentan de manera común en plantas medicinales (Muñoz *et al.*, 2004).

En investigaciones como la de Hernández (2008) se evaluó la actividad bactericida de extractos (etanólico, hexánico y un precipitado) obtenidos de plantas de *T. erecta* cultivadas en hidroponía y en suelo. Se menciona que las diferencias entre la efectividad bactericida de los extractos hidropónicos y de suelo puede deberse a la composición de algunos compuestos que no pudieron ser evaluados; del mismo modo se mencionan posibles efectos sinérgicos o antagónicos entre los compuestos de los diferentes extractos dando mayor o menor efectividad a éstos.

Por lo anterior, es necesario realizar más trabajos sobre la actividad biocida y la composición química del aceite esencial y extractos de *T. ambrosioides* cultivada bajo condiciones hidropónicas.



Descripción anatómica del tallo de *T. ambrosioides*

Suelo.

El tallo en vista transversal es de forma circular, con un diámetro total de 1.07 mm. Se diferencian las siguientes zonas: Epidermis, córtex (225 μm de amplitud, 6.64% del total del tallo), cilindro vascular (2775 μm de amplitud, 81.91% del total del tallo) y médula (775 μm de amplitud, 11.43% del total del tallo).

La epidermis es simple, con células de forma rectangular. El córtex está compuesto por una capa de 3-4 células de parénquima alargadas tangencialmente, son de gran tamaño y presentan paredes gruesas; por debajo se observan 2-3 estratos de células más pequeñas de parénquima, de forma redondeada. Algunas células en todo el córtex muestran cristales tipo arena que llenan todo el lumen celular (Fig. 8d). Bordeando al cilindro vascular existe una banda (banda perivascular) discontinua (Fig. 8a). Los tejidos de conducción muestran una variante cambial de tipo concéntrico donde se organizan alternadamente bandas de xilema y floema. Las bandas de xilema forman cilindros continuos, los elementos de vaso son principalmente solitarios, escasos agrupados en cadenas radiales hasta de tres vasos, con diámetro tangencial del lumen promedio de 44.6 μm . El floema se organiza en paquetes pequeños asociados con la parte externa de cada banda de xilema, están separados por parénquima conjuntivo (Fig.8c). Rodeando la zona periférica de la médula se distinguen haces vasculares de tipo colateral (Fig. 8b). La médula está formada por parénquima, las células aumentan de tamaño conforme se aproximan al centro (Fig. 8b).

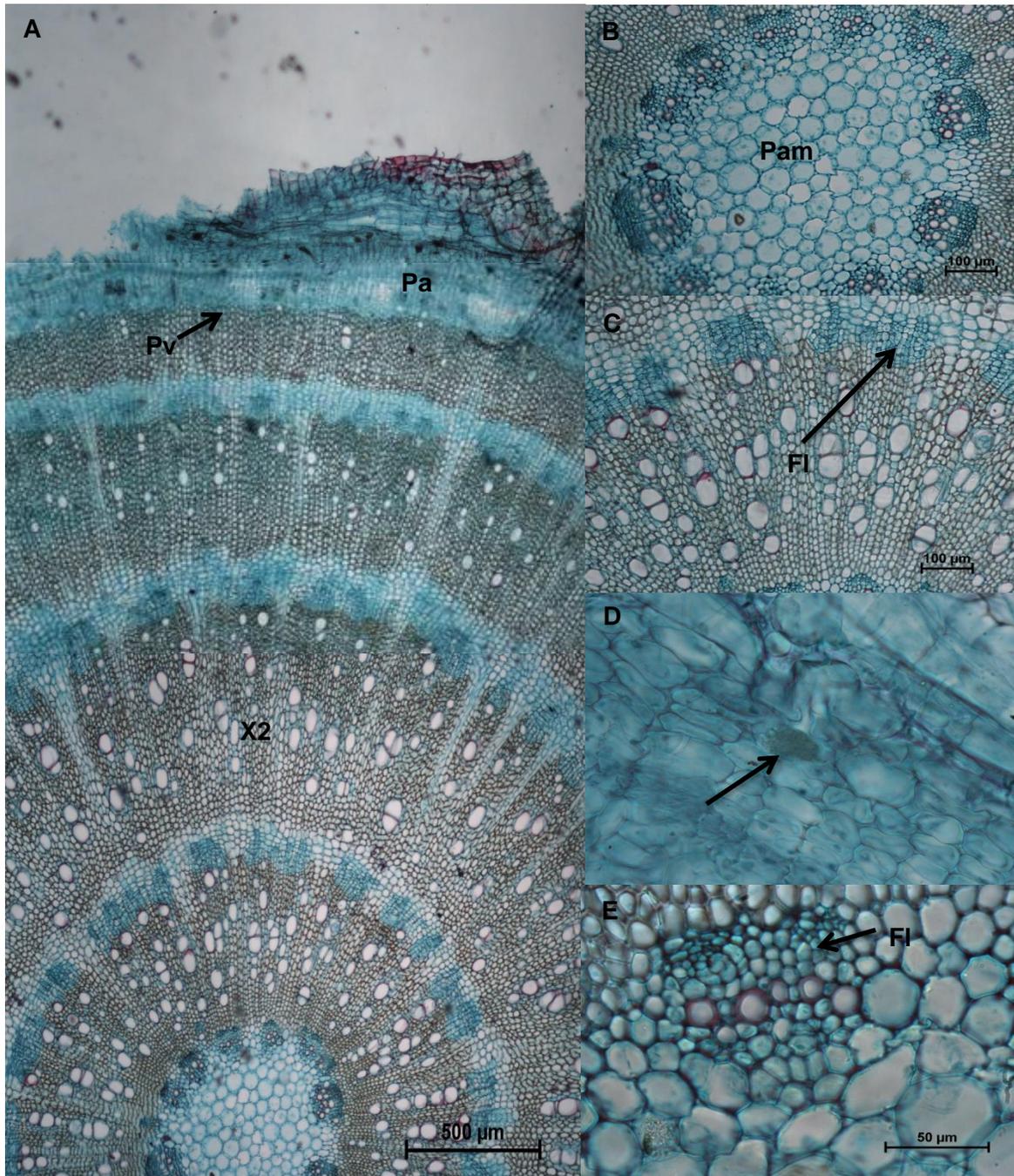


Figura 7. Vista transversal de tallo de *T. ambrosioides* cultivada en suelo. a. Vista transversal. b. haces vascular de tipo colateral rodeando la médula y primeros anillos de xilema y floema. c. Primer anillo xilema y floema. d. Contenido celular tipo arena. e. Detalle de un haz medular.

Pa= parénquima cortical; Pv= banda perivascular; X2= xilema secundario; FI= floema; Pam=Parénquima medular.



Hidroponía.

Algunas diferencias anatómicas en los tallos crecidos en hidroponía se observaron con respecto a los de suelo. El diámetro total es de 6.775 mm. En vista transversal se diferencian las mismas zonas descritas anteriormente médula (2750 μm de amplitud, 25.70% del total del tallo) cilindro vascular (3800 μm de amplitud, 71.02% del total del tallo) y córtex (180 μm de amplitud, 3.30% del total del tallo), pero además de la epidermis se distinguen células de felema por debajo de ella (Fig. 9a).

Las células de la epidermis se alargan más en sentido tangencial dando la impresión de rectángulos angostos. El córtex está bastante reducido y en algunas zonas no se presenta. Los cristales tipo arena además de presentarse en el córtex, se muestran en algunas células de felema (Fig. 9c). Bordeando al cilindro vascular existe una banda (banda perivascular) discontinua (Fig. 9b). Los tejidos de conducción se organizan de la manera ya descrita, pero existe diferencia en las dimensiones de los elementos de vaso, con un diámetro tangencial del lumen promedio de 49.96 μm . El floema y la médula presentan las mismas características que la planta de suelo (Fig. 9).



Figura 8. Vista trasversal de tallo de *T. ambrosioides* cultivada en hidroponía. a. vista transversal. b. Parénquima medular. c. Cristales tipo arena. d. Detalle de un haz medular. e. Hazes vasculares de tipo colateral.

Pa= parénquima; Pv= banda perivasculares; Fe= células de felema; X2= xilema secundario; FI= floema; Pam= parénquima medular.

Los caracteres cuantitativos evaluados en las plantas crecidas en suelo e hidroponía se muestran en la tabla 4:

Tabla 4. Comparación de los caracteres anatómicos cuantitativos entre los tallos crecidos en suelo e hidroponía.

Carácter	Suelo		Hidroponía	
	Media	Desvest	Media	Desvest
Córtex.	225µm	0.125	180 µm	0.047
Cilindro vascular.	2775µm	0.028	3800µm	0.141
Medula.	750µm	0.106	2750µm	0.353
Agrupación de vasos:				
Solitarios	26.2	7.78	28	3.34
Agrupados.	3	2.28	2.6	1.35
Diámetro de lumen.	44.6 µm	8.65	49.6 µm	8.42
Nº de vasos/mm ² .	33.4	3.61	35	3.63

Las características observadas en el tallo de *T. ambrosioides* coinciden con lo reportado por Beato *et al* (1984); Bonzani *et al* (2003) y Jiménez (2011) para esta especie. En los individuos crecidos en suelo e hidroponía se pudieron reconocer algunas diferencias anatómicas. Éstas se encuentran relacionadas principalmente con las dimensiones del tallo y los elementos de vaso. Se observaron diferentes proporciones en el volumen de la médula y del cilindro vascular (Tabla 4).

Se estimó una tendencia de las plantas hidropónicas a presentar una mayor acumulación de parénquima medular, xilema secundario, así como un súber incipiente. Presencia de posible súber en el tallo de *T. ambrosioides* ha sido reportado en algunas plantas silvestres (Beato *et al.*, 1984).



Con respecto a los vasos del xilema, solo se encontraron diferencias significativas en el diámetro de su lumen ($F=4.72$ $P=0.03$); Las plantas de cultivo hidropónico presentan mayor diámetro. Lo anterior sugiere que existe una tendencia a que las plantas hidropónicas desarrollen vasos más grandes, lo que se atribuye principalmente a una relación alométrica como reportó Terrazas y Cornejo (2004). En este trabajo se menciona que el tamaño de las células aumenta al mismo tiempo que el individuo crece, es decir, que existe una relación positiva entre tamaño de las células del tallo (fibras, vasos, etc.) y la altura del organismo. Esta relación fue observada en la presente investigación. Las plantas cultivadas en hidroponía obtuvieron significativamente mayor tamaño que las plantas de cultivo en suelo. Algunos autores también han reportado relación positiva entre el tamaño de los elementos traqueales del xilema y el tamaño del individuo en plantas de tallos suculentos y no suculentos (Baas *et al.*, 1973; Zhang *et al.*, 1992; Arias y Terrazas., 2001), de igual manera que lo observado para el diámetro de vasos en *T. ambrosioides*.

Otros caracteres de los vasos se relacionan con aspectos fisiológicos. Hameed *et al* (2010) y Figueroa *et al* (2011) mencionan que las dimensiones de los elementos de vaso (incluyendo el diámetro del lumen celular) pueden también estar relacionadas con los niveles de estrés que sufre el individuo; se ha observado que mientras exista una alta disponibilidad de nutrientes, (agua y una salinidad baja), es decir, condiciones óptimas de desarrollo, las dimensiones de los vasos (diámetro y longitud de elementos de vaso) tiende a aumentar. Por el contrario, si las plantas sufren algún tipo de estrés constante, las dimensiones de los vasos serán menores y la agrupación de estos, mayor. El número de vasos por mm^2 , no mostró diferencias ($F=0.39$ $P=0.54$) entre ambos tipos de cultivo. A diferencia de otros trabajos para el caso de *T. ambrosioides* no existieron diferencias en el número de vasos/ mm^2 . Otra explicación a la diferencia en diámetro de lumen de vasos se centra en las características que posee la técnica de cultivo hidropónico. La disponibilidad y fácil absorción de nutrientes, y oxigenación de la raíz, entre otras pudo haber favorecido el desarrollo de vasos con mayor diámetro (Herrera., 1999; Montero *et al.*, 2006).



Conclusiones.

- El cultivo hidropónico *T. ambrosioides* se estableció bajo condiciones de invernadero, siendo la solución nutritiva “Hidro-FESI” óptima para su crecimiento, pues se observó un buen desarrollo de las plantas.
- Las plantas cultivadas bajo la técnica hidropónica presentaron una adaptación más rápida después del trasplante y una mayor altura que las plantas cultivadas en suelo.
- Las plantas cultivadas en hidroponía mostraron una mayor biomasa en raíz y hojas que las plantas cultivadas en suelo. No se observaron diferencias significativas entre la biomasa de tallo de las plantas hidropónicas y las plantas de suelo.
- Las plantas de cultivo hidropónico obtuvieron una mayor área foliar en comparación con las plantas cultivadas en suelo.
- Existieron diferencias significativas entre la concentración de clorofila *a*, *b* y carotenoides entre las plantas de los dos cultivos, siendo las plantas hidropónicas las que presentaron mayor concentración en todos los pigmentos.
- Existió una diferencia en la composición de los aceites esenciales de los dos cultivos, encontrando 22 compuestos en las plantas cultivadas en suelo y 17 en las plantas cultivadas en hidropónica. No se lograron determinar todos los compuestos encontrados en el aceite esencial de los dos cultivos.
- Únicamente se determinaron dos compuestos para las plantas hidropónicas y siete para el cultivo de suelo. Asimismo se observó una diferencia en la concentración de todos los compuestos determinados en el aceite de las plantas de los dos cultivos.



- Existieron diferencias significativas entre la actividad nematocida de los extractos hexánicos de los dos cultivos, la prueba de Tukey demostró que el extracto hexánico de plantas hidropónicas fue más efectivo que el extracto hexánico de las plantas cultivadas en suelo.
- Existen diferencias entre el desarrollo anatómico de los dos cultivos, la planta hidropónica mostró un mayor desarrollo en tejido medular y cilindro vascular.
- Hubo diferencias significativas entre el diámetro de lumen de los vasos xilemáticos de los dos cultivos, presentándose los valores más grandes en los vasos de la planta hidropónica.
- No se observaron diferencias entre el número de vasos por milímetro cuadrado y la agrupación de los mismos.



Bibliografía.

- Aguilar-Rodríguez, S.1998. Técnicas de laboratorio para el estudio de las embriofitas. En: Tejero-diez, J. D. y M. P. Granillo V. (Eds). *Plantae*: introducción al estudio de plantas con embrión. 2da. UNAM. Pag. 247-272.
- Álvarez, C., Rodríguez, P., Carvajal, E. 2011. Efecto del extracto de paico (*Chenopodium ambrosioides*) en parásitos gastrointestinales de gallos de pelea (*Gallus domesticus*). <http://www.revistasjdc.com/main/index.php/ccient/article/view/86/82>. 13 de julio de 2013.
- Arboleda, R. F. J; Guzmán, P.O.A; Restrepo, H.J.F. 2010. Efecto *in vitro* de extractos de huigerrila (*Ricinus communis* LINNEO) sobre el nemátodo barrenador [*Radopholus similis* (COBB) THORNE]. Revista Agronomía. 18 (2): 25–36.
- Arias, S. y Terrazas, T. 2001. Variación en la anatomía de la madera de *Pachycereus pecten-aboriginum* (Cactaceae). Serie Botánica. 72 (2): 157-169.
- Bailón, H; Castillo, I; Pablo, M; Topiño, Y; Velásquez, M; La rosa, R. 2007. Respuesta fisiológica de *Raphanus sativus* L. frente a tres concentraciones de Mg^{+2} . Biologist. 5 (1):11-18.
- Baldomero, H. Z. N. 2007. Producción de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) hidropónico con sustratos, bajo invernadero. Tesis de Maestría. Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional. Instituto Politécnico Nacional. Oaxaca, México. Pp. 159
- Barbado, J. L. 2005. Hidroponía. Editorial Albatros Saci. Buenos aires, Argentina. Pp. 10-13



- Barquero, A. A. 2007. Plantas sanadoras: pasado presente y futuro. Universidad de Buenos Aires. Revista Química Viva. 2: 53-69
- Bass, P. 1973. The Wood anatomical range in Ilex (Aquifoliaceae) and its ecological and phylogenetic significance. Blumea 21: 193-258.
- Beato, A; Rodríguez, C; Parda, L; Aijón, J. 1984. Características histológicas del género *Chenopodium* L. Stvdia Botánica. 3: 287-293
- Bonzani, N.E; Barboza, G.E; Bugatti, M.A, Ariza, L. 2003. Morpho-histological studies in the aromatics species of *Chenopodium* form Argentina. Fitoterapia 74: 207-225.
- Borghuesi, E; Gonzales-Mirete, M.L; Escudero-Gilete, M.L; Melendez-Marinez, A.J; Malorgio, F; Heredia, F.J. 2010. Influencia del tipo de cultivo en el color y el contenido en pigmentos de diferentes variedades de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) IX Congreso Nacional del Color. Alicante, España.
- Chu, S.S; Feng Hu, J; Liu, Z.L. 2011. Composition of essential oil of Chinese *Chenopodium ambrosioides* and insecticidal activity against maize weevil, *Sitophilus zeamais*. Pest Manag Sci. 67(6):714-8
- Cosme-Pérez, I. 2008. El uso de las plantas medicinales. Universidad Veracruzana Intercultural. Revista intercultural. 23-26
- De la Jara, A.F; Torres, C.R; Zeron, B.F; Tovar, S.A. 1994. Manual de prácticas de nematología agrícola. 2da edición. Departamento de parasitología. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. Instituto Politécnico Nacional. México, D.F. Pp. 107
- Dominguez, A.X.1973. Métodos de investigación fitoquímica. Editorial Limusa. Mexico. 3-17, 229-239.pp.



- Fernández, J. y García, R. 1982. Edafología y Fertilización Agrícola. Editorial Aedo Barcelona. España. Pp. 116.
- Figueroa, M.E; Jiménez, A.M; Hernández, P; Gaillard de Benítez, C; Lorenz, G. 2011. Ecoanatomía de la madera de *Allenrolfea vaginata* (Griseb.) Kuntzen (Chenopodiaceae) en ambientes salinos de Santiago del Estero. *Ecología Austral* 21: 339-352.
- FOCIR. 2005. INFOCIR: Hidroponia, alto rendimiento en el cultivo de hortalizas. Boletín quincenal de inteligencia agroindustrial. N°.2. Vol. 1. La molina, Peru.
- Flores-Mendiola, G.R; Rodas-Gaitán, H; Rodríguez-Fuentes, H; Vidales-Contreras, J.A; Sánchez-Alejo, E; Aranda-Ruiz, J. 2012. Producción de biomasa seca y parámetros sensoriales de nopal verdura cultivado en forma hidropónica. *Revista Salud Pública y Nutrición. Edición Especial.* 4: 175-190.
- Gallegos, P.V; Navarro, C.R.M; Alcántara, V. E. 2001. Deficiencias nutritivas en plantas de una savia de tres especies del genero *Pinus sp.* en cultivo hidropónico. *Investigation. Agraria y Sistemas de Recursos Forestales.* Vol. 10 (1): 44-58
- Gibeaut, D.M; Hulett, J; Cramer, G.R; Seemann J.R. 1997. Maximal biomass of *Aradiopsis thaliana* using a simple, low-maintenance hydroponic method and favorable environmental conditions. *Plant Physol.* 115: 317-319.
- Gilzans, J. C. 2007. Hidroponia. Unidad de Comunicación y Transferencia de Tecnología. Montevideo, Uruguay.pp. 10-11.
- Gómez, C.J.R. 2008. Epazote (*Chenopodium ambrosioides*) revisión a sus características morfológicas, actividad farmacológica, y biogénesis de su principal principio activo, ascaridol. *Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas.* 7(1): 3-9.



- Guerrero-Lagunés, L.A; Ruiz-Posadas, L.M; Rodríguez-Mendoza, M.N; Soto-Hernández, M; Castillo-Morales, A. 2011. Efecto del cultivo hidropónico de tomillo (*Thymus vulgaris* L.) en la calidad y rendimiento del aceite esencial. Revista Chapingo Serie Horticultura. 17(2): 141-149.
- Hamed, M; Ashraf, M; Naz, N; Al-Qurainy, F. 2010. Anatomical adaptations of *Cynodon dactylon* (L.) Pers., from the salt range Pakistan, to salinity stress. I. root and stem anatomy. Pakistan Journal of Botany. 42 (1): 279-289.
- Hernández, N.G.A. 2008. Determinación y comparación de la composición química y la actividad antibacteriana y antifúngica de *Tagetes erecta* L. (Cempasúchil), cultivada en hidroponía y en condiciones silvestres. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. UNAM. Pp. 70
- Herrera, L. A. 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía .Terra vol.17 (3). 221-229
- Jaramillo, C.E.B; Duarte, R.E; Delgado, W. 2012. Bioactividad del aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides*. Revista Cubana de Plantas Medicinales.17 (1): 54-64.
- Jardim, C.M; Jham, G.N; Dhingra, O.D; Freire, M.M. 2008. Composition and antifungal activity of the essential oil of the Brazilian *Chenopodium ambrosioides* L. J Chemistry Ecology. 34(9):1213-8.
- Jiménez, N.S.M. 2011. Estudio morfoanatómico y uso de los epazotes (*Teloxys spp.* Chenopodiaceae): una contribución a la farmacopea herbolaria de los Estados Unidos Mexicanos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. UNAM.
- Larcher, W. 1995. Physiological Plant Ecology. 3rd Edition. Springer. Berlín. Pp. 506.



- Lara, O.F; Márquez, A.C. 1999. Plantas medicinales de México: Composición, usos y actividad biológica. Universidad Nacional Autónoma de México. Primera edición. México. Pp. 178
- Lautner, S; Ehling, B; Windeisen, E; Rennenberg, H; Matyssek, R; Fromm, J. 2007. Calcium nutrition has a significant influence on wood formation in poplar. *New Phytologist* 173: 743-752.
- Leao de Matos, J.A 2011. Potencial biológico de *Chenopodium ambrosioides* L. (Erva-de-Santa-María). Tesis de Maestría en Ciencias Farmacéuticas. Faculdade de Ciências da Saude. Universidad de Fernando Pessoa. Porto, Portugal.
- Lichtenthaler, H.K. 1998. Fluorescence imaging as a diagnostic tool for plant stress. *Trends Plant Sci.* 2: 316:320.
- López-Aguilar, R; Murillo-Amador, B; Rodríguez-Quezada; G. 2009. El forraje verde hidropónico (FVH): una alternativa de producción de alimento para el ganado en zonas áridas. *Interciencia* 34 (3).121-126
- Malca, G.O. 2001. Seminario de agronegocios: lechugas hidropónicas. Facultad de administración y contabilidad. Universidad del Pacífico. Santiago, Chile. www.up.edu.pe/carrera/administracion/siteassets/lists/jer.../11lechugh.pdf. Junio 2013.
- Maldonado, A.M.A. 2009. Cultivo hidropónico de *Salvia elegans* Vahl bajo diferentes concentraciones de nutrientes y su efecto antidepresivo. Tesis de Maestría. Centro de Desarrollo de Productos Bióticos. Instituto Politécnico Nacional. México. Pp. 74



- Montero, S.M; Singh, B.K; Taylor, R. 2006. Evaluación de seis estructuras de producción hidropónica diversificada en el trópico húmedo de Costa Rica. *Tierra Tropical*. 2 (1): 27-37.
- Monzote, F.L; Sariago, R.I; Montalvo, A.A.M; Garrido, L.N; Scull, L.R; Abreu, P.J. 2004. Propiedades antiprotozoarias de aceites esenciales extraídos de plantas cubanas. *Revista Cubana de Medicina Tropical*. 56(3): 230-3
- Muñoz, O; Montes, M; Wilkomirsky, T. 2004. *Plantas medicinales de uso en Chile química y farmacología*. Editorial Universitaria. Segunda edición. Santiago, Chile. Pp. 315
- Nascimento, F.P.F; Cruz, G.V.B; Pereira, P.V.S; Maciel, M.C.G; Silva L.A. Azevedo, A.P.S; Barroqueiro, E.S.B; Guerra, N.M. 2006. Ascitic and solid Ehrlich tumor inhibition by *Chenopodium ambrosioides* L. Treatment. *Life Sciences*. 78 (22): 2650-2653.
- Nikon Corporation. 1991-2006. NIS-Elements, Version 2.33.
- Organización Mundial de la Salud Ginebra. 2002. Estrategia de la OMS sobre medicina tradicional 2002–2005. WHO/EDM/TRM/. http://whqlibdoc.who.int/hq/2002/WHO_EDM_TRM_2002.1_spa.pdf. Septiembre 2013.
- Ortiz, C. J; Sánchez del Castillo, F; Mendoza, C. Ma. del C; Torres, G.A. 2009. Características deseables de plantas de pepino crecidas en invernadero e hidroponía en altas densidades de la población. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 32 (4): 289-294.
- Owolabi, M.S. 2009. Volatile constituents and antibacterial screening of the essential oil of *Chenopodium ambrosioides* L. growing in Nigeria. *Natural Product Communications*. 4 (7): 989-92



- Penningsfelf, F; Kurzman, P. 1983. Cultivos hidropónicos y en turba. Ediciones Mundi Prensa. Madrid, España. Pp. 310
- Pinto, J.M; Botrel, T. A. Machado, E. C; Feitosa Filho, J.C. 2000. The effect of CO₂ applied through irrigation. Acta Hortícola. 537: 267-272
- Quevedo, O; Crozzoli, R; Perichi, G. 2010. Uso de extractos acuosos y etanólicos de plantas para el control de *Meloidogyne enterolobii* (Nematoda: Tylenchida). Fitopatol. Venez. Vol. 23, Nº 2 : 45-53
- Resh, H.M. 2001. Cultivos hidropónicos, nuevas técnicas de producción. Ediciones Mundi-Prensa. Quinta edición. España. 558 pp.
- Rodes, G. R y Collazo, O.M. 2006. Manual de prácticas de fotosíntesis. Editorial Las prensas de las Ciencias. Universidad Autónoma de México. México, D.F. Pp. 160
- Romera, J; Díaz de la Guardia, M. 1991. La nutrición férrica de las plantas. universidad de córdoba. Pp. 120
- Terrazas, T. y Loza-Cornejo, S. 2003. Anatomía de la madera y alometría de veinte especies de *Stenocerus* (Cactaceae). Serie Botánica. 24(2): 195-2008.
- Torres, A.M., Ricciardi G A.I., Agrelo de Nassiff, A., Ricciardi A. I.A., Bandoni, A L. 2003. Examen del contenido en ascaridol del aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides* L. (paico). Facena. Vol. 19: 27-32
- Uribarri, A; Sanz de Galdeano, J; Sabada, S; Aguado, G; Del Castillo, J. 2003. Aspectos a considerar en una instalación de: cultivo hidropónico. Navarra Agraria:9-10
- Valverde, V.T; Meave del Castillo, A. J; Carabias L. J; Cano-Santana, Z. 2005. Ecología y medio ambiente. Editorial Pearson Educación. México. Pp. 230



- Vargas-Rodríguez, C.F. 2008. Comparación productiva de forraje verde hidropónico de maíz arroz y sorgo negro forrajero. Costa Rica. Agronomía Mesoamericana. 19(2): 233-240.
- Valle, M.J.C. 2010. Acumulación de biomasa, crecimiento y extracción nutrimental en pimiento morrón (*Capsicum annuum* L.). Tesis de Maestría. Instituto de Horticultura. Universidad Autónoma de Chapingo. México. Pp. 90
- Vegas, A. J., Crozzoli, R., Perichi, G. 2010. Efecto de extractos acuosos y etanólicos de diferentes plantas sobre la eclosión de los huevos de *Meloidogyne enterolobii* (Nematoda: Tylenchida). Fitopatología Venezolana. 23(2): 40-44
- Villaseñor R., J. L; Espinosa F.J.G. 1998. Catálogo de malezas de México. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F. Pp. 448
- Yan, X; Wu, S; Wang, Y; Shang, X; Dai, S. 2004. Soil nutrient factors related to salidroside production of *Rhodiola sachalinensis* distributed in Chang Bai Mountain. Environmental and Experimental Botany. 52: 267-276
- Zhang, S. Y; Baas, P; Zandee, M. 1992. Wood structure of the Rosaceae in the relation to ecological, hábitat and Phenology. International Association of Wood Anatomist Bulletin New Series 13: 307-349.
- <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/chenopodiaceae/chenopodiumambrosioides/fichas/ficha.htm>. Heike Vibranz. 16 de Julio del 2009. Malezas de México. 6 de julio del 2013.
- <http://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/> National Center for Biotechnology Information, U.S. National Library of Medicine 8600 Rockville Pike, BethesdaMD, 20894USA. Julio del 2013.



- <http://www.medicinatradicionalmexicana.unam.mx/>. Soledad Mata. 2009. Biblioteca digital de medicina tradicional. Junio del 2013.



Anexos.

Apéndice 1

Solución nutritiva “Hidro- FESI”

Composición de la solución.

Formula general.

Por cada 200 litros de riego:

Nitrato de calcio 246.9g

Sulfato de magnesio 100.0g

Sulfato ferroso 5.0g

N.P.K (24-8-16) 133.3g

Micronutrientes 3.0g

Inicio de floración

Nitrato de calcio 246.9g

Sulfato de magnesio 100.0g

Sulfato ferroso 5.0g

N.P.K (15-30-15) 133.3g

Micronutrientes 3.0g



Apéndice 2

Extracción de pigmentos usando acetona al 80% y cuantificación espectrofotométrica utilizando las ecuaciones Mackinney, (1941) y de Wettstein, (1957).

Extracción

Procedimiento.

1. Separe las hojas que se van a utilizar en el momento de iniciar.
2. Lave y seque las hojas a las cuales se les van a extraer los pigmentos.
3. Elimine las nervaduras más gruesas y :
 - Pese, en balanza analítica, 1g de cada muestra y córtelos en pequeños pedazos y/o:
 - Corte alrededor de 1g de discos de hoja, cada muestra de diámetro conocido con un horador, péselos y calcule su área por medio de la siguiente expresión:

$$A(\text{cm}^2) = n p \frac{d^2}{4}$$

Dónde: n: número de discos. p= 3.1416. d= diámetro de los discos.

4. Rotule 3 morteros. En cada uno coloque la respectiva muestra de tejido, adicione media cucharada de arena reactivo y un cuarto de cucharadita de carbonato de magnesio.
5. Triture hasta destruir completamente el tejido
6. Adicione pequeños volúmenes de acetona al 80% mientras continua la trituración.
7. Filtre cada extracto a través de papel filtro hacia matraces aforados de 50ml. Tener cuidado de que los residuos no caigan al papel filtro. Añada más acetona al residuo del mortero hasta extraer todos los pigmentos (el residuo debe parecer incoloro o amarillento). No excederse de más de 30 ml de acetona en la adición en la extracción.
8. Afore los matraces que contiene cada solución de pigmentos con acetona al 80%

Los siguientes paso debe hacerse lo más rápido posible (para proteger a los pigmentos de la foto oxidación envuelva en papel metálico y mantenga en lugar fresco y sombreado).



Cuantificación.

1. Utilice los extractos obtenidos anteriormente y dilúyalos si es necesario, generalmente hay que diluir 10 veces. De cada extracto tome 5 ml, transfíralos a matraces aforados 50 ml y afórelos con acetona 80%.
2. Ajuste el espectrofotómetro a cero de absorbancia utilizando acetona 80% como blanco.
3. Mida la absorbancia de los extractos diluidos a 663 nm, 645 nm y 440.5 nm
4. Utiliza las siguientes ecuaciones para conocer las concentraciones de clorofila *a* (*Ca*), *b* (*Cb*) y carotenoides (*Ccar*).

$$Ca (mg l^{-1}) = 12.7 (A_{663}) - 2.69 (A_{645})$$

$$Cb(mg l^{-1}) = 22.9 (A_{645}) - 4.68 (A_{663})$$

Dónde:

Ca = concentración de clorofila *a*

Cb = concentración de clorofila *b*

La sumatoria de clorofila *a* y clorofila *b*, dan como resultado clorofila total y se obtiene mediante la siguiente ecuación:

$$Ca + b (mg L^{-1}) = 20.2 (A_{645}) + 8.02 (A_{663})$$

La concentración carotenoides se obtiene mediante la siguiente ecuación:

$$Ccar (mg L^{-1}) = 4.695 (A_{440.5}) - 0.268 (C a + b)$$

Dónde:

Ccar = concentración de carotenoides.

5. Calcule el contenido de clorofila *a*, *b* y carotenoides en el tejido a partir de las siguientes expresiones:

- Tomando en cuenta el peso fresco

$$\% \text{ de pigmento} = C \cdot 5 \cdot 10^{-2} / P$$

Apéndice 3

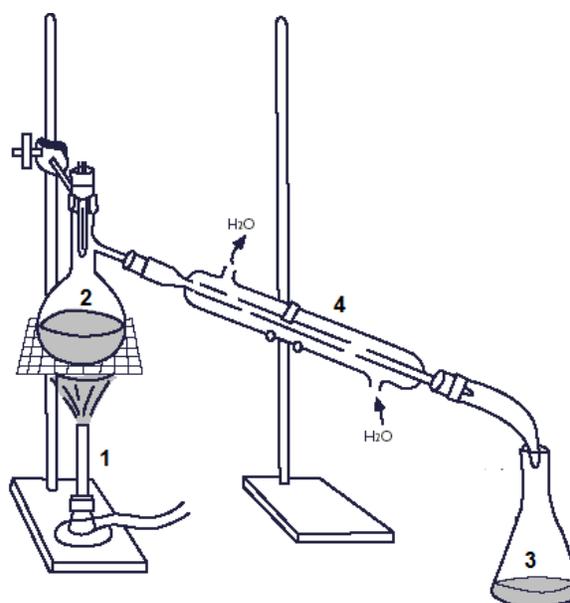
Método de arrastre de vapor.

Los aceites esenciales se obtienen por la técnica de arrastre de vapor a partir de materia vegetal fresca (Domínguez, 1973); el fundamento principal de esta técnica es que se aprovechan las características que poseen algunos compuestos de presentar bajas presiones de vapor, por tanto pueden ser arrastradas por sustancias que poseen presiones de vapor más altas.

En la siguiente imagen se muestra el equipo necesario para realizar la técnica:

Destilador por arrastre de vapor.

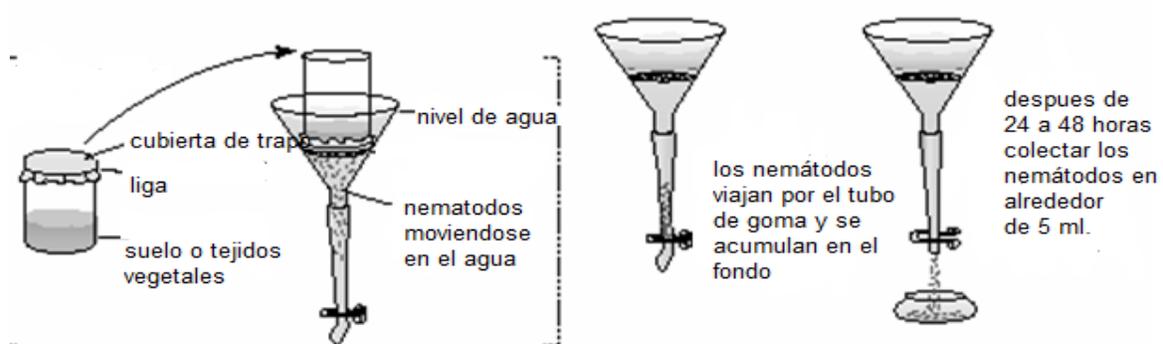
1. Parrilla o mechero
2. Matraz
3. Colector
4. Refrigerante.



Apéndice 4

Embudo de Baermann.

1. Realizar la colecta de sustrato o tejidos vegetales que puedan contener nemátodos.
2. Se coloca en un soporte universal un embudo con una manguera y unas pinzas de presión que permita mantener el agua. En el embudo se coloca una malla filtradora que servirá para evitar el paso a trozos de tejidos o rocas grandes dentro de la manguera.
3. Las muestras de suelo o tejidos vegetales se vierten en un vaso de precipitado posteriormente el vaso debe ser tapado con un trozo de tela o papel filtro para evitar que se salga su contenido.
4. El vaso se coloca sobre el embudo y se vierte agua dentro del embudo hasta que el nivel del agua supere el de la muestra dentro del vaso.
5. Los nemátodos se filtrarán hasta el fondo del tubo de goma.
6. Al cabo de 24 a 48 horas podrán ser colectados la mayoría de los nemátodos en 5 a 10ml de agua en una caja de Petri o tubos de ensaye.





Apéndice 5.

Resultados de análisis descriptivo de biomasa, pigmentos y are foliar.

Variable	cultivo	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median
peso seco-raiz	Hidroponia	6	0	1.807	0.660	1.030	1.120	1.790
	Suelo	6	0	0.522	0.315	0.180	0.307	0.465
peso seco-tallo	Hidroponia	6	0	6.02	3.32	3.14	3.22	5.26
	Suelo	6	0	2.79	2.45	0.78	1.42	1.87
peso seco-hojas	Hidroponia	6	0	3.792	1.198	2.490	2.835	3.505
	Suelo	6	0	1.775	1.076	0.630	0.953	1.500
área foliar cm2	Hidroponia	6	0	992.5	196.2	866.6	893.3	924.1
	Suelo	6	0	633.7	157.8	507.2	551.6	586.6
clorofila a mg/L	Hidroponia	6	0	3.142	0.401	2.725	2.757	3.109
	Suelo	6	0	1.944	0.284	1.437	1.790	1.969
clorofila b mg/L	Hidroponia	6	0	1.462	0.396	1.127	1.179	1.334
	Suelo	6	0	0.8149	0.1356	0.6494	0.6580	0.8393
carotenoides mg/L	Hidroponia	6	0	1.1861	0.1630	0.9538	1.0343	1.1983
	Suelo	6	0	0.7732	0.0766	0.6900	0.7032	0.7755
Variable	cultivo		Q3	Maximum				
peso seco-raiz	Hidroponia		2.455	2.710				



Establecimiento del cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (Teloxys ambrosioides)

Suelo	0.708	1.090		
peso seco-tallo	Hidroponia	8.44	11.90	
	Suelo	4.15	7.57	
peso seco-hojas	Hidroponia	4.870	5.710	
	Suelo	2.680	3.580	
área foliar cm ²	Hidroponia	1059.2	1388.0	
	Suelo	693.0	947.2	
clorofila a mg/L	Hidroponia	3.481	3.750	
	Suelo	2.136	2.297	
clorofila b mg/L	Hidroponia	1.734	2.203	
	Suelo	0.9378	0.9750	
carotenoides mg/L	Hidroponia	1.3419	1.3733	
	Suelo	0.8141	0.9074	



Apéndice 6.

Análisis de varianza de biomasa, pigmentos y are foliar.

Factor	Type	Levels	Values
cultivo	fixed	2	Hidroponia, Suelo

Analysis of Variance for peso seco-raiz, using Adjusted SS for Tests

Source	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
cultivo	1	4.9537	4.9537	4.9537	18.50	0.002
Error	10	2.6782	2.6782	0.2678		
Total	11	7.6319				

S = 0.517515 R-Sq = 64.91% R-Sq(adj) = 61.40%

Analysis of Variance for peso seco-tallo, using Adjusted SS for Tests

Source	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
cultivo	1	31.299	31.299	31.299	3.68	0.084
Error	10	85.104	85.104	8.510		
Total	11	116.402				

S = 2.91725 R-Sq = 26.89% R-Sq(adj) = 19.58%

Analysis of Variance for peso seco-hojas, using Adjusted SS for Tests

Source	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
cultivo	1	12.201	12.201	12.201	9.41	0.012
Error	10	12.971	12.971	1.297		
Total	11	25.171				

S = 1.13889 R-Sq = 48.47% R-Sq(adj) = 43.32%



Establecimiento del cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (*Teloxys ambrosioides*)

Analysis of Variance for área foliar cm², using Adjusted SS for Tests

Source	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
cultivo	1	386069	386069	386069	12.18	0.006
Error	10	316951	316951	31695		
Total	11	703019				

S = 178.031 R-Sq = 54.92% R-Sq(adj) = 50.41%

Analysis of Variance for clorofila a mg/L, using Adjusted SS for Tests

Source	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
cultivo	1	4.3061	4.3061	4.3061	35.63	0.000
Error	10	1.2085	1.2085	0.1209		
Total	11	5.5146				

S = 0.347641 R-Sq = 78.08% R-Sq(adj) = 75.89%

Analysis of Variance for clorofila b mg/L, using Adjusted SS for Tests

Source	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
cultivo	1	1.2565	1.2565	1.2565	14.37	0.004
Error	10	0.8745	0.8745	0.0875		
Total	11	2.1310				

S = 0.295726 R-Sq = 58.96% R-Sq(adj) = 54.86%

Analysis of Variance for carotenoides mg/L, using Adjusted SS for Tests

Source	DF	Seq SS	Adj SS	Adj MS	F	P
cultivo	1	0.51142	0.51142	0.51142	31.52	0.000
Error	10	0.16227	0.16227	0.01623		
Total	11	0.67369				

S = 0.127385 R-Sq = 75.91% R-Sq(adj) = 73.50%



Apéndice 7.

Análisis descriptivo de Crecimiento

Descriptive Statistics: altura cm

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	360	0	28.58	22.91	2.50	7.50	20.75	48.60
	suelo	360	0	23.31	20.94	2.40	5.33	15.35	38.90

Variable	Tratamiento	Maximum
altura cm	Hidroponia	85.40
	suelo	82.30

Descriptive Statistics: altura cm

Results for Tiempo = 7

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	3.593	0.729	2.500	3.075	3.450	4.300
	suelo	30	0	3.570	0.594	2.400	3.350	3.550	4.125

Variable	Tratamiento	Maximum
altura cm	Hidroponia	5.200
	suelo	4.700

Results for Tiempo = 14

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	5.053	0.898	3.500	4.450	4.900	5.575
	suelo	30	0	4.153	0.602	3.400	3.675	3.900	4.500

Variable	Tratamiento	Maximum
altura cm	Hidroponia	7.000
	suelo	5.600



Results for Tiempo = 21

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	6.360	1.097	4.500	5.475	6.450	7.325
	suelo	30	0	4.757	0.753	3.600	4.175	4.700	5.225
Variable	Tratamiento	Maximum							
altura cm	Hidroponia	8.300							
	suelo	6.300							

Results for Tiempo = 28

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	9.023	1.442	6.500	7.950	9.200	10.000
	suelo	30	0	6.103	1.109	4.200	5.450	6.000	6.550
Variable	Tratamiento	Maximum							
altura cm	Hidroponia	12.400							
	suelo	9.700							

Results for Tiempo = 35

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	12.600	2.279	8.500	10.575	12.350	14.275
	suelo	30	0	7.977	1.558	5.700	7.075	7.600	8.325
Variable	Tratamiento	Maximum							
altura cm	Hidroponia	17.600							
	suelo	11.400							

Results for Tiempo = 42

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	17.397	2.666	12.400	15.550	17.400	18.825
	suelo	30	0	12.200	2.113	8.100	10.650	11.700	13.175
Variable	Tratamiento	Maximum							
altura cm	Hidroponia	22.500							
	suelo	16.700							



Results for Tiempo = 47

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	25.283	3.882	18.500	22.400	25.750	27.825
	suelo	30	0	17.970	2.949	13.500	16.200	17.450	18.400
Variable	Tratamiento	Maximum							
altura cm	Hidroponia	34.600							
	suelo	25.400							

Results for Tiempo = 54

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	35.817	4.768	27.500	31.725	35.200	39.700
	suelo	30	0	25.930	4.046	17.800	22.600	26.350	27.950
Variable	Tratamiento	Maximum							
altura cm	Hidroponia	46.500							
	suelo	34.200							

Results for Tiempo = 61

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	45.07	6.54	35.40	39.63	44.00	50.93
	suelo	30	0	34.43	5.60	25.60	30.13	33.50	39.43
Variable	Tratamiento	Maximum							
altura cm	Hidroponia	57.90							
	suelo	47.50							

Results for Tiempo = 68

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	53.74	7.32	40.20	48.28	52.40	59.68
	suelo	30	0	43.21	6.40	34.30	37.43	41.70	48.23
Variable	Tratamiento	Maximum							
altura cm	Hidroponia	69.80							
	suelo	57.00							



Results for Tiempo = 75

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	62.02	8.53	44.60	56.80	62.95	67.20
	suelo	30	0	54.53	7.94	40.20	47.98	55.20	60.45

Variable Tratamiento Maximum

altura cm	Hidroponia	83.50
	suelo	71.20

Results for Tiempo = 82

Variable	Tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum	Q1	Median	Q3
altura cm	Hidroponia	30	0	67.05	8.18	51.40	62.63	68.80	70.78
	suelo	30	0	64.84	8.73	50.10	59.30	64.65	70.45

Variable Tratamiento Maximum

altura cm	Hidroponia	85.40
	suelo	82.30



Apéndice 8.

Análisis de varianza de crecimiento.

Two-way ANOVA: altura cm versus Tratamiento, Tiempo

Source	DF	SS	MS	F	P
Tratamiento	1	5013	5013.4	224.16	0.000
Tiempo	11	327890	29808.2	1332.78	0.000
Interaction	11	2434	221.3	9.90	0.000
Error	696	15566	22.4		
Total	719	350905			

S = 4.729 R-Sq = 95.56% R-Sq(adj) = 95.42%



Apéndice 9.

Análisis descriptivo de evaluación nemática.

Descriptive Statistics: No. Nemátodos muertos

Variable	tratamiento	N	N*	Mean	StDev	Minimum
No. Nematodos muertos	agua	15	0	0.000000	0.000000	0.000000
	carbofuran	15	0	4.467	0.516	4.000
	Hidroponia	15	0	3.400	1.183	2.000
	suelo	15	0	3.200	1.474	1.000

Variable	tratamiento	Q1	Median	Q3	Maximum
No. Nematodos muertos	agua	0.000000	0.000000	0.000000	0.000000
	carbofuran	4.000	4.000	5.000	5.000
	Hidroponia	2.000	3.000	5.000	5.000
	suelo	2.000	3.000	5.000	5.000

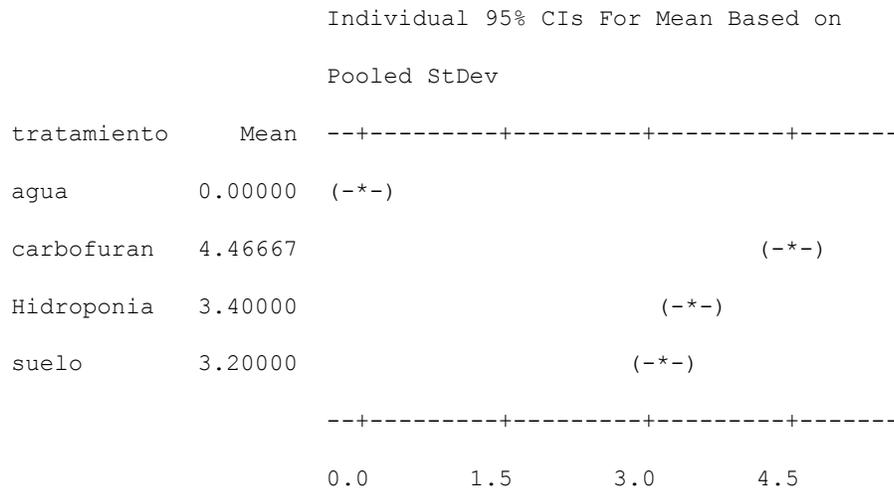


Apéndice 10.

Análisis de varianza de evaluación nemática e intervalos de confianza.

Source	DF	SS	MS	F	P
tratamiento	3	167.000	55.6667	175.79	0.000
Tiempo	2	18.633	9.3167	29.42	0.000
Interaction	6	19.900	3.3167	10.47	0.000
Error	48	15.200	0.3167		
Total	59	220.733			

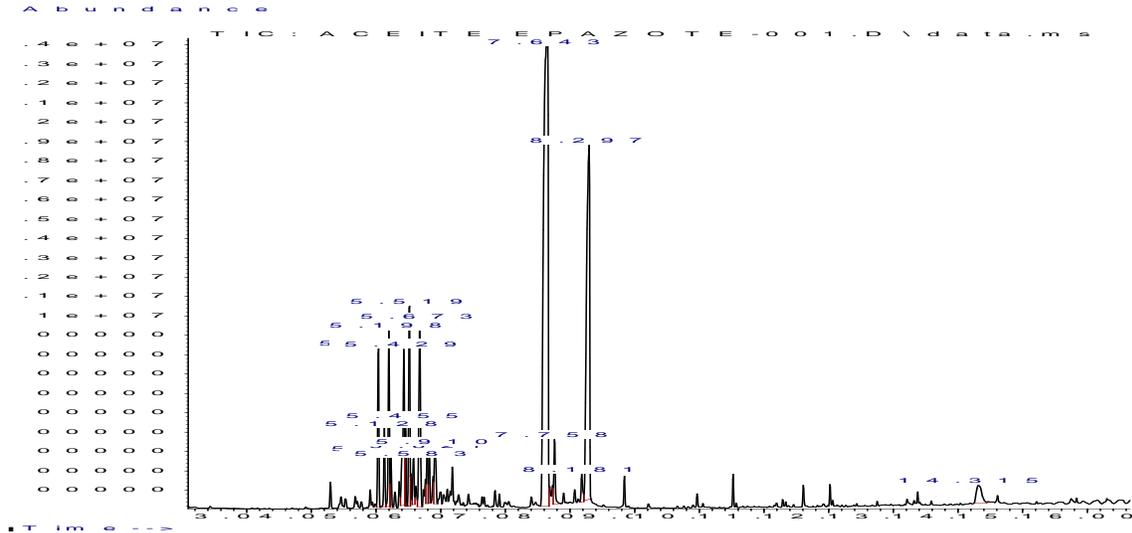
S = 0.5627 R-Sq = 93.11% R-Sq(adj) = 91.54%





Apéndice 11.

Análisis del cromatograma y espectrometría de masas de cultivo hidropónico.



Data Path : D:\1\DATA\PRUEBA\
 Data File : ACEITE EPAZOTE-001.D
 Acq On : 13 May 2013 18:58
 Operator :
 Sample : ACEITE HIDROPONIA
 Misc :
 ALS Vial : 1 Sample Multiplier: 1

Search Libraries: C:\Database\NIST08.L Minimum Quality: 0

Unknown Spectrum: Apex
 Integration Events: RTE Integrator - rteint.p

Pk#	RT	Area%	Library/ID	Ref#	CAS#	Qual
1	5.038	3.81	C:\Database\NIST08.L Decane, 2,2,8-trimethyl- Tetradecane, 2,2-dimethyl- Octane, 2,2,6-trimethyl-	47684 79901 27938	062238-01-1 059222-86-5 062016-28-8	72 72 64
2	5.128	1.76	C:\Database\NIST08.L Heptane, 2,2,4,6,6-pentamethyl- Hexane, 2,2,4-trimethyl- Octane, 2,2,6-trimethyl-	37513 12584 27938	013475-82-6 016747-26-5 062016-28-8	72 64 64
3	5.198	4.16	C:\Database\NIST08.L Nonane, 3-methyl-5-propyl- Pentadecane Sulfurous acid, hexyl 2-pentyl est er	47700 68973 86604	031081-18-2 000629-62-9 1000309-15-6	78 64 59
4	5.230	1.03	C:\Database\NIST08.L Sulfurous acid, butyl 2-ethylhexyl	97504	1000309-18-8	64



Establecimiento del cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (Teloxys ambrosioides)

	ester		
	Undecane, 2,6-dimethyl-	47668	017301-23-4 64
	Decane, 2,5,9-trimethyl-	47676	062108-22-9 59
5	5.429 5.59 C:\Database\NIST08.L		
	Heptane, 5-ethyl-2,2,3-trimethyl-	37516	062199-06-8 78
	Hexane, 2,2,5-trimethyl-	12586	003522-94-9 72
	Octane, 2,6-dimethyl-	18949	002051-30-1 72
6	5.455 1.33 C:\Database\NIST08.L		
	Decane, 2,2,6-trimethyl-	47686	062237-97-2 64
	Hexane, 2,2,4-trimethyl-	12585	016747-26-5 64
	Heptane, 2,2-dimethyl-	12569	001071-26-7 64
7	5.519 5.02 C:\Database\NIST08.L		
	Undecane, 2,9-dimethyl-	47651	017301-26-7 72
	Undecane, 3,6-dimethyl-	47653	017301-28-9 64
	Octane, 2,2,6-trimethyl-	27938	062016-28-8 53
8	5.583 1.25 C:\Database\NIST08.L		
	Carbonic acid, isobutyl octadecyl ester	182962	1000314-61-5 53
	Decane, 2,5,9-trimethyl-	47676	062108-22-9 35
	1-Hexene, 3,5,5-trimethyl-	11447	004316-65-8 27
9	5.673 5.39 C:\Database\NIST08.L		
	Undecane, 2,8-dimethyl-	47642	017301-25-6 72
	Decane, 3,7-dimethyl-	37493	017312-54-8 59
	Octane, 2,3,7-trimethyl-	27936	062016-34-6 50
10	5.789 1.46 C:\Database\NIST08.L		
	Decane, 4-methyl-	27926	002847-72-5 64
	Heptane, 3,3,5-trimethyl-	18968	007154-80-5 59
	Undecane, 3,3-dimethyl-	47663	017312-65-1 59
11	5.821 1.13 C:\Database\NIST08.L		
	Dodecane, 2,7,10-trimethyl-	68987	074645-98-0 53
	Hexane, 2,3,4-trimethyl-	12578	000921-47-1 52
	Nonane, 1-iodo-	101292	004282-42-2 52
12	5.910 1.90 C:\Database\NIST08.L		
	Decane, 3,3,5-trimethyl-	47690	062338-13-0 78
	Decane, 4-methyl-	27925	002847-72-5 59
	Sulfurous acid, hexyl 2-pentyl ester	86604	1000309-15-6 53
13	7.643 40.78 C:\Database\NIST08.L		
	(+)-4-Carene	15498	029050-33-7 91
	Cyclohexene, 1-methyl-4-(1-methylidene)-	15671	000586-62-9 91
	Bicyclo[4.1.0]hept-2-ene, 3,7,7-trimethyl-	15650	000554-61-0 91
14	7.758 1.72 C:\Database\NIST08.L		
	1,3-Diisopropyl cyclohexane	36024	007045-70-7 58
	3-Heptene, 2,2,3,5,6-pentamethyl-	36065	116164-06-8 50
	4-Nonene, 2,3,3-trimethyl-, (Z)-	36060	063830-68-2 47
15	8.181 0.88 C:\Database\NIST08.L		
	3-Methyl-4-isopropylphenol	23335	003228-02-2 93
	Phenol, 2-methyl-5-(1-methylethyl)	23405	000499-75-2 91



Establecimiento del cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (*Teloxys ambrosioides*)

Phenol, 2,3,5,6-tetramethyl- 23357 000527-35-5 87

- 16 8.297 20.87 C:\Database\NIST08.L
 - 1-Azabicyclo[2.2.2]octan-3-one 10733 003731-38-2 46
 - Methylphosphonic acid, mono-(2,2-dimethylcyclohexyl) ester 64400 1000273-47-2 43
 - 3-Decen-5-one, 2-methyl- 35846 032064-75-8 38

- 17 14.315 1.91 C:\Database\NIST08.L
 - Phytol 133805 000150-86-7 70
 - Citronellyl isobutyrate 79642 000097-89-2 64
 - 9-Octadecyne 98086 035365-59-4 64

Area Percent Report

Data Path : D:\1\DATA\PRUEBA\
 Data File : ACEITE EPAZOTE-001.D
 Acq On : 13 May 2013 18:58
 Operator :
 Sample : ACEITE HIDROPONIA
 Misc :
 ALS Vial : 1 Sample Multiplier: 1

Integration Parameters: rteint.p
 Integrator: RTE
 Smoothing : OFF Filtering: 5
 Sampling : 1 Min Area: 2 % of largest Peak
 Start Thrs: 0.2 Max Peaks: 100
 Stop Thrs : 0 Peak Location: TOP

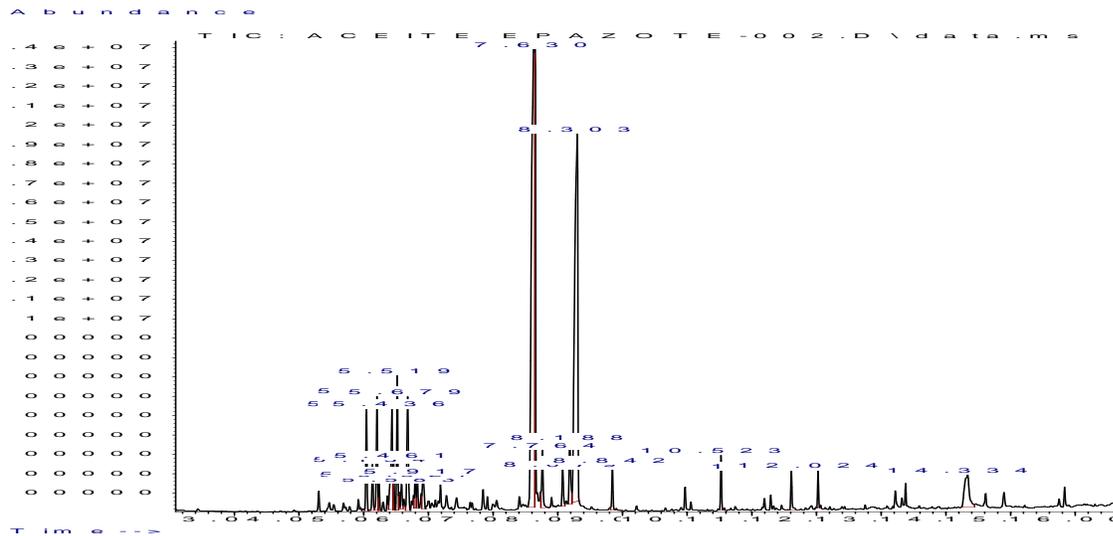
If leading or trailing edge < 100 prefer < Baseline drop else tangent >
 Peak separation: 5

peak #	R.T. min	first scan	max scan	last scan	PK TY	peak height	corr. area	corr. % max	% of total
1	5.038	455	460	464	rVB	8228453	11058591	9.35%	3.814%
2	5.128	468	474	478	rVV	4071733	5114943	4.33%	1.764%
3	5.198	478	485	488	rVV	9101058	12075526	10.21%	4.165%
4	5.230	488	490	495	rVB	2819683	2987063	2.53%	1.030%
5	5.429	513	521	524	rVV	8070569	16206059	13.71%	5.589%
6	5.455	524	525	529	rVB	4423938	3867029	3.27%	1.334%
7	5.519	529	535	537	rBV	10347218	14547496	12.30%	5.017%
8	5.583	541	545	548	rVV3	2382233	3626546	3.07%	1.251%
9	5.673	554	559	565	rVB2	9567320	15639266	13.23%	5.394%
10	5.789	574	577	580	rVV	2918684	4228982	3.58%	1.459%
11	5.821	580	582	586	rVV	2733518	3270261	2.77%	1.128%
12	5.910	593	596	602	rVB	2995634	5494635	4.65%	1.895%
13	7.643	849	866	871	rBV4	24165662	118227378	100.00%	40.776%
14	7.758	881	884	900	rVB	3334029	4992424	4.22%	1.722%
15	8.181	945	950	955	rBV	1424997	2553814	2.16%	0.881%
16	8.297	955	968	972	rVB	18264403	60524007	51.19%	20.874%
17	14.315	1895	1906	1926	rBV2	935300	5532515	4.68%	1.908%



Apéndice 12.

Análisis del cromatograma y espectrometría de masas de cultivo en suelo.



Library Search Report

Data Path : D:\1\DATA\PRUEBA\
 Data File : ACEITE EPAZOTE-002.D
 Acq On : 13 May 2013 19:47
 Operator :
 Sample : ACEITE
 Misc :
 ALS Vial : 1 Sample Multiplier: 1

Search Libraries: C:\Database\NIST08.L Minimum Quality: 0

Unknown Spectrum: Apex
 Integration Events: RTE Integrator - rteint.p

Pk#	RT	Area%	Library/ID	Ref#	CAS#	Qual
1	5.044	2.86	C:\Database\NIST08.L			
			Decane, 2,2-dimethyl-	37501	017302-37-3	78
			Decane, 2,2,9-trimethyl-	47688	062238-00-0	72
			Dodecane, 2,2,11,11-tetramethyl-	79907	127204-12-0	72
2	5.134	1.30	C:\Database\NIST08.L			
			Tetradecane, 2,2-dimethyl-	79901	059222-86-5	64
			Hexane, 2,2,4-trimethyl-	12584	016747-26-5	64
			Heptane, 2,2,4,6,6-pentamethyl-	37513	013475-82-6	64
3	5.205	3.14	C:\Database\NIST08.L			
			Nonane, 3-methyl-5-propyl-	47700	031081-18-2	78
			Heptadecane	90418	000629-78-7	64
			Octadecane	101147	000593-45-3	59



Establecimiento del cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (Teloxys ambrosioides)

- 4 5.237 0.75 C:\Database\NIST08.L
Nonane, 2,2,4,4,6,8,8-heptamethyl- 79909 004390-04-9 64
Undecane, 2,6-dimethyl- 47668 017301-23-4 64
Decane, 2,5,9-trimethyl- 47676 062108-22-9 59
- 5 5.436 4.01 C:\Database\NIST08.L
Heptane, 2,2-dimethyl- 12569 001071-26-7 59
Hexane, 2,2,3-trimethyl- 12587 016747-25-4 59
Pentane, 3-ethyl-2,2-dimethyl- 12612 016747-32-3 59
- 6 5.461 0.95 C:\Database\NIST08.L
Decane, 2,2,6-trimethyl- 47686 062237-97-2 64
Hexane, 2,2,4-trimethyl- 12585 016747-26-5 64
Octane, 2,2-dimethyl- 18951 015869-87-1 59
- 7 5.519 3.61 C:\Database\NIST08.L
Undecane, 3,6-dimethyl- 47653 017301-28-9 64
Heptane, 4-ethyl-2,2,6,6-tetramethyl- 47704 062108-31-0 59
yl-
Dodecane, 2,2,11,11-tetramethyl- 79907 127204-12-0 59
- 8 5.583 0.80 C:\Database\NIST08.L
Decane, 2,5,9-trimethyl- 47676 062108-22-9 53
Cyclopropane, 1-(2-methylbutyl)-1- 36082 064723-36-0 47
(1-methylpropyl)-
Decane, 3,8-dimethyl- 37504 017312-55-9 47
- 9 5.679 3.83 C:\Database\NIST08.L
Decane, 3,7-dimethyl- 37493 017312-54-8 59
Undecane, 3,8-dimethyl- 47656 017301-30-3 59
Dodecane, 2,7,10-trimethyl- 68987 074645-98-0 59
- 10 5.795 0.97 C:\Database\NIST08.L
Decane, 3,7-dimethyl- 37493 017312-54-8 83
Undecane, 3,3-dimethyl- 47663 017312-65-1 72
Decane, 3,3,8-trimethyl- 47692 062338-16-3 72
- 11 5.827 0.74 C:\Database\NIST08.L
Nonane, 1-iodo- 101292 004282-42-2 52
Nonane, 5-methyl-5-propyl- 47701 017312-75-3 50
Hexane, 2,3,4-trimethyl- 12578 000921-47-1 49
- 12 5.917 1.31 C:\Database\NIST08.L
Dodecane, 2,7,10-trimethyl- 68987 074645-98-0 72
Decane, 3,3,8-trimethyl- 47692 062338-16-3 72
Nonane, 2,6-dimethyl- 27929 017302-28-2 53
- 13 7.630 35.12 C:\Database\NIST08.L
(+)-4-Carene 15498 029050-33-7 91
Bicyclo[4.1.0]hept-2-ene, 3,7,7-trimethyl- 15650 000554-61-0 91
Bicyclo[4.1.0]hept-2-ene, 3,7,7-trimethyl- 15648 000554-61-0 91
imethyl-
- 14 7.764 1.90 C:\Database\NIST08.L
3-Heptene, 2,2,3,5,6-pentamethyl- 36065 116164-06-8 50
7-Oxabicyclo[4.1.0]heptan-2-one, 3-methyl-6-(1-methylethyl)- 35742 005729-99-7 50
4-Nonene, 2,3,3-trimethyl-, (Z)- 36060 063830-68-2 43
- 15 8.079 1.19 C:\Database\NIST08.L



Establecimiento del cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (Teloxys ambrosioides)

- Phenol, 2-methyl-5-(1-methylethyl) 23412 000499-75-2 94
Thymol 23286 000089-83-8 93
Phenol, 2-methyl-5-(1-methylethyl) 23411 000499-75-2 93
- 16 8.188 2.35 C:\Database\NIST08.L
Phenol, 2-methyl-5-(1-methylethyl) 23405 000499-75-2 94
3-Methyl-4-isopropylphenol 23335 003228-02-2 93
Phenol, 3-methyl-5-(1-methylethyl) 64732 002631-37-0 87
-, methylcarbamate
- 17 8.303 26.86 C:\Database\NIST08.L
1-Allyl-1-but-3-enyl-1-silacyclobu 34283 127597-51-7 47
tane
1,4-Benzenediol, 2-methoxy- 18107 000824-46-4 38
Oxalic acid, cyclohexylmethyl octy 135084 1000309-68-4 35
l ester
- 18 8.842 1.21 C:\Database\NIST08.L
2-Tetradecene, (E)- 56575 035953-53-8 98
5-Tetradecene, (E)- 56586 041446-66-6 93
Cyclododecane 35940 000294-62-2 91
- 19 10.523 1.28 C:\Database\NIST08.L
1-Tetradecene 56566 001120-36-1 95
Dichloroacetic acid, 4-hexadecyl e 172599 1000282-98-1 94
ster
9-Octadecene, (E)- 99559 007206-25-9 91
- 20 11.613 1.23 C:\Database\NIST08.L
Naphthalene, 1,2,3-trimethyl-4-pro 67276 026137-53-1 83
penyl-, (E)-
9-Anthracenamine, 9,10-dihydro- 55653 097825-91-7 58
2-(p-Tolylmethyl)-p-xylene 67254 000721-45-9 56
- 21 12.024 0.87 C:\Database\NIST08.L
Acetic acid, chloro-, octadecyl es 169290 005348-82-3 94
ter
1-Nonadecene 110437 018435-45-5 94
Dichloroacetic acid, tridecyl este 143926 1000280-48-3 93
- 22 14.334 3.71 C:\Database\NIST08.L
9-Octadecyne 98086 035365-59-4 78
6-Octen-1-ol, 3,7-dimethyl-, aceta 57818 000150-84-5 49
te
Bicyclo[3.1.1]heptane, 2,6,6-trime 16757 000473-55-2 46
thyl-

Area Percent Report

Data Path : D:\1\DATA\PRUEBA\
Data File : ACEITE EPAZOTE-002.D
Acq On : 13 May 2013 19:47
Operator :
Sample : ACEITE
Misc :
ALS Vial : 1 Sample Multiplier: 1

Integration Parameters: rteint.p
Integrator: RTE
Smoothing : OFF Filtering: 5
Sampling : 1 Min Area: 2 % of largest Peak
Start Thrs: 0.2 Max Peaks: 100



Establecimiento del cultivo hidropónico y evaluación de la actividad biológica de epazote (*Teloxys ambrosioides*)

Stop Thrs : 0

Peak Location: TOP

If leading or trailing edge < 100 prefer < Baseline drop else tangent >
Peak separation: 5

peak #	R.T. min	first scan	max scan	last scan	PK TY	peak height	corr. area	corr. % max	% of total
1	5.044	456	461	465	rVB	5261848	6755441	8.15%	2.863%
2	5.134	470	475	480	rVV	2379224	3076328	3.71%	1.304%
3	5.205	480	486	489	rVV	5932669	7415131	8.95%	3.143%
4	5.237	489	491	496	rVB	1633915	1768455	2.13%	0.750%
5	5.436	514	522	525	rVV	5200809	9453683	11.41%	4.007%
6	5.461	525	526	530	rVB	2575480	2251357	2.72%	0.954%
7	5.519	530	535	538	rBV	6978587	8510567	10.27%	3.607%
8	5.583	542	545	549	rVV3	1277763	1897352	2.29%	0.804%
9	5.679	555	560	566	rVB	5882004	9045753	10.92%	3.834%
10	5.795	575	578	581	rVV	1621316	2284142	2.76%	0.968%
11	5.827	581	583	587	rVB	1499852	1739369	2.10%	0.737%
12	5.917	594	597	603	rVB	1683114	3089481	3.73%	1.309%
13	7.630	849	864	866	rBV2	23790542	82869092	100.00%	35.123%
14	7.764	881	885	900	rVB	2981782	4484909	5.41%	1.901%
15	8.079	929	934	939	rBV	1885161	2796375	3.37%	1.185%
16	8.188	946	951	956	rBV	3199425	5550242	6.70%	2.352%
17	8.303	956	969	973	rVB	18960590	63381773	76.48%	26.863%
18	8.842	1049	1053	1060	rVB	2337699	2849888	3.44%	1.208%
19	10.523	1311	1315	1320	rVB	2820913	3026531	3.65%	1.283%
20	11.613	1480	1485	1499	rBV	2023524	2903663	3.50%	1.231%
21	12.024	1545	1549	1553	rVV	1932605	2044371	2.47%	0.866%
22	14.334	1895	1909	1926	rBV4	1666029	8748283	10.56%	3.708%

Sum of corrected areas: 235942186