

Bioactividad del aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides* colombiano

Bioactivity of essential oil from Colombian *Chenopodium ambrosioides*

Dra. Beatriz E. Jaramillo C,^I MSc. Edison Duarte R,^I MSc. Wilman Delgado^{II}

^I Universidad de Cartagena, Campus de Zaragocilla. Cartagena, Colombia.

^{II} Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia.

RESUMEN

Introducción: las plantas tienen mecanismos químicos de autoprotección para evitar ser atacadas por insectos, hongos, bacterias y virus. Las enfermedades producidas por estas plagas son controladas con plaguicidas, que presentan alta toxicidad; por esto, es necesario usar compuestos alternativos como aceites esenciales. Estas sustancias son fuentes botánicas potenciales que cumplen la misma función de los plaguicidas, con la ventaja de que presentan baja toxicidad para los mamíferos, alta volatilidad y toxicidad para los insectos y microorganismos que atacan los productos de cosecha almacenados, por ser volátiles su propiedad insecticida se conoce como fumigante. *Chenopodium ambrosioides* L.

(*Chenopodiaceae*) ha sido reportada por sus potentes propiedades antiparasitarias, incluida la actividad antiprotozoaria.

Objetivo: determinar la actividad fumigante, antifúngica y antioxidante del aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides* y su composición química volátil.

Métodos: el aceite esencial fue obtenido de hojas de *C. ambrosioides* por hidrodestilación, la composición química volátil se determinó mediante cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas. El ensayo de actividad fumigante del aceite esencial se realizó sobre *Sitophilus zeamais*. La actividad antifúngica sobre el hongo fitopatógeno *Fusarium oxysporum* f. sp.

Dianthi, y la capacidad antioxidante se efectuó mediante el ensayo de decoloración del radical DPPH.

Resultados: el compuesto mayoritario encontrado en aceite esencial de *C. ambrosioides* fue α -terpineno (60,29 %), seguido de *p*-cimeno (20,49 %), 4-careno (7,96 %) y *trans*-ascaridol (1,91 %). *C. ambrosioides* fue activo contra *Fusarium oxysporum* con un porcentaje de inhibición micelar de 97,3 % a 176,5 μ L de aceite esencial/litro de aire, leído a las 72 h; y un porcentaje de mortalidad contra

Sitophilus zeamais de 100 % a 500 μ L de aceite esencial/litro de aire, después de 24 h de exposición. El porcentaje de inhibición del radical DPPH \cdot fue de 84,89 %. **Conclusiones:** el aceite esencial de *C. ambrosioides* exhibió importante actividad fungicida contra *F. oxysporum* y fumigante contra *S. zeamais*, por lo cual podría reemplazar fungicidas e insecticidas sintéticos.

Palabras clave: *Chenopodium ambrosioides*, aceite esencial, antifúngicos, insecticidas, antioxidante.

ABSTRACT

Introduction: plants have developed self-protecting chemical mechanisms to avoid being attacked by insects, fungi, bacteria, and viruses. The diseases caused by these pests are controlled with pesticides of high toxicity, therefore, it is necessary to use alternative compounds like essential oils. Essential oils are potential botanical sources of compounds having the same function as the pesticides. However, they have some advantages over the latter such as low toxicity for mammal, high volatility and toxicity for pests and microorganisms which attack stored products. Its volatile insecticidal property made it to be known as fumigant. *Chenopodium ambrosioides* L. (Chenopodiaceae) has been reported for its potential antiparasitic properties, including antiprotozoal activity.

Objective: this study determine the fumigant, antifungal, and antioxidant activities of essential oils isolated from *Chenopodium ambrosioides* L. and their volatile chemical composition.

Methods: the essential oil (EO) was obtained from leaves of *C. ambrosioides* by hydrodistillation whereas the volatile chemical composition was determined by gas chromatography coupled with mass spectrometry detector (GC-MS). The fumigant activity assay of the essential oil was performed against *Sitophilus zeamais*. The antifungal activity on plant pathogenic fungus (*Fusarium oxysporum* f. sp. Dianthi) and the antioxidant potential were determined through the discoloration test of DPPH \cdot radical.

Results: the major component found in the essential oil from *C. ambrosioides* was α -terpinene (60.29 %), followed by *p*-cymene (20.49 %), 4-carene (7.96 %) and *trans*-ascaridol (1.91 %). *C. ambrosioides* was active against *Fusarium oxysporum*, with a mycelial inhibition of 97.3 % at 176.5 μ L EO/L air after 72 h of exposure; and a mortality rate against *Sitophilus zeamais* of 100% at 500 μ L of essential oil per air liter after 24 h of exposure. The inhibition percentage of DPPH \cdot radical was 84.89 %.

Conclusions: this study demonstrated that *C. ambrosioides* essential oil exhibits important fungicidal activity on *F. oxysporum* and fumigant on *S. zeamais*, which could become an alternative to synthetic fungicides and insecticides.

Key words: *Chenopodium ambrosioides*, essential oil, antifungal, insecticides, antioxidant.

INTRODUCCIÓN

Los aceites esenciales son sustancias naturales volátiles que se encuentran en gran variedad de plantas. Estos son mezclas de muchos compuestos. Los aceites esenciales (AE) están formados principalmente por isoprenoides, monoterpenos y sesquiterpenos, son los portadores del olor que se encuentran en las plantas aromáticas. Es bien sabido que los productos naturales derivados de plantas se utilizan mucho como componentes biológicamente activos.¹⁻³

Desde el punto de vista comercial, los aceites esenciales se utilizan en 4 formas primarias: en productos farmacéuticos, potenciadores del sabor en muchos productos alimenticios, olores en las fragancias, y como insecticidas. Numerosos aceites esenciales han mostrado efectos biocidas sobre bacterias, hongos, virus, protozoos, insectos y plantas.⁴

Chenopodium ambrosioides L. es una planta perteneciente a la familia Chenopodiaceae y conocida comúnmente como paico, hierba santa, hierba de Santa María, hierba hedionda, paico macho, paico oloroso, pichín y té de los jesuitas, es una planta aromática, perenne, más o menos pubescente, con el tallo usualmente postrado, crece en suelos húmedos y bajos, olor fuerte, con alrededor de 40 cm de altura; las hojas son oblongo-lanceoladas y serradas, de entre 4 cm de longitud y 1 cm de ancho, con pequeñas flores verdes en panículos terminales densos, cada uno con 5 sépalos; el cáliz persistente circunda al fruto, y las semillas son negras y no mayores que 0,8 mm de longitud.^{5,6}

La infusión de hojas y flores es utilizada como estomacal, carminativa, antihelmíntica y digestiva; en el Caribe y Centro América se emplea como tónico estomacal, carminativo y antihelmíntico por su acción paralizante y narcótica sobre ascárides, oxiuros y anquilostomas. Se ha comprobado que su extracto acuoso inhibe el crecimiento de *Staphylococcus aureus*; las hojas tienen actividad antiamebiana, antifúngica,^{7,8} antimalárica (*Plasmodium falciparum*, *P. vivax in vitro* y *P. berghei*, en ratones).⁹ El aceite posee actividad antibacteriana¹⁰, antihelmíntica (particularmente contra *Ascaris lumbricoides*), antifúngica,⁸ antileishmania,^{11,12} acaricida,¹³ entre otras.

Por lo tanto, el propósito de este estudio fue determinar la bioactividad del aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides* contra el *Sitophilus zeamais* y sobre el hongo fitopatógeno (*Fusarium oxysporum* f. sp. Dianthi). También determinar su capacidad antioxidante usando el ensayo de decoloración del radical DPPH.

MÉTODOS

Material vegetal: las partes aéreas de *Chenopodium ambrosioides* L. se recolectaron en el municipio de Mahates, departamento de Bolívar, Colombia. La identificación taxonómica se llevó a cabo en el Instituto de Biología de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la Universidad de Antioquia; los pliegos testigo de cada planta quedaron depositados como muestra permanente en el Herbario de la Universidad de Antioquia (HUA), *C. ambrosioides* (nombre común Paico) HUA 167358. La clasificación de las plantas se llevó a cabo por el doctor Francisco J. Roldán Palacios.

Hidrodestilación (HD): se hizo un equipo de destilación tipo Clevenger, según los procedimientos descritos por Jaramillo.^{14,15} Se usaron 500 g de hojas y tallos finamente picados, sumergidos en agua, la duración de la hidrodestilación resultó de 2 h. El aceite esencial se separó del agua por decantación y se secó con Na₂SO₄ anhidro. Una alícuota del aceite (30 µL) se diluyó en 1 mL de diclorometano para el análisis cromatográfico.

Análisis cromatográfico: se realizó en un GC Hewlett-Packard (HP) 5890A Series II, equipado con un puerto de inyección *split/splitless* (250 °C, relación de *split* 1:30) y un detector de ionización en llama (FID) (250 °C). Los espectros de masa se obtuvieron por impacto de electrones con energía de 70 eV, en un cromatógrafo de gases *Agilent Technologies* 6890 *Plus* acoplado a un detector selectivo de masas *Agilent Technologies* MSD 5973, equipado con un puerto de inyección *split/splitless* (250 °C, relación *split* de 1:30), un inyector automático *Agilent* 7863, un sistema de datos (HP *ChemStation* 1.05), incluidas las bases de datos NBS 75K, WILEY 138K y NIST 98. Se usó una columna capilar de sílice fundida, HP-5MS de 50 m x 0,25 mm de diámetro interior, con fase estacionaria de 5 %-fenil-poli(metilsiloxano) de 0,25 µm de grosor. El gas de arrastre fue helio (99,995 %, *Aga Fano, S.A.*), con una velocidad lineal de 35 cm.s⁻¹. La temperatura del horno fue programada de 40 °C (15 min) hasta 250 °C (15 min) @ 5 °C min⁻¹ de acuerdo con la metodología descrita.^{14,15} Para la identificación de los compuestos se usaron algunos terpenos estándar, analizados bajo las mismas condiciones instrumentales que las muestras, espectros de masas e índices de retención de *Kováts* de componentes, que se compararon con los reportados en la literatura.^{16,17}

Insectos: para los experimentos se utilizaron adultos de *Sitophilus zeamais* M. (*Coleóptera: Curculionidae*), los cuales se mantuvieron sobre un sustrato de granos de maíz. Los cultivos de insectos se mantuvieron en la oscuridad a 25 ± 1 °C y 70 ± 5 % de humedad relativa.

Actividad fumigante volátil

Toxicidad volátil: El aceite esencial se aplicó en dosis de 500, 350, 250, 150 y 50 µL de AE/L de aire sobre discos de papel de filtro de 2 cm. de diámetro colocados en el interior de un vial de cristal de 4 mL de volumen, colocado a su vez en el interior de otro vial de mayor tamaño (15 mL), tapado con tapón de rosca, junto con 10 insectos de *S. zeamais*. El control se realizó de la misma manera pero sin la aplicación de aceites esenciales.^{18,19} El ensayo se hizo bajo condiciones controladas de temperatura y humedad (25 ± 1 °C and 70 ± 5 % r.h.) y se efectuó por triplicado.

Con los resultados obtenidos se calculó el % de mortalidad para cada concentración de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\text{Mortalidad} = \frac{\% \text{ mortalidad tratadas} - \% \text{ mortalidad control}}{100 - \% \text{ mortalidad control}} \times 100$$

Actividad antifúngica in vitro: placas de PDA (potato dextrosa agar).

Montaje del ensayo: se esterilizó el material y el medio gelificado en cajas de *Petri*, se procedió de la manera siguiente:¹⁸

1. Se cortaron discos del micelio del hongo con ayuda de pitillos y se ubicaron en el centro de las cajas de *Petri*.
2. Los discos de papel filtro se colocaron a 2 cm del disco de micelio, para esto se tuvo en cuenta lo siguiente:
 - a) Para la dosis mayor correspondiente a 15 µL de aceite (176,5 µL AE/L aire) se ubicaron 3 papeles de filtro formando un triángulo. Se aplicaron 5 µL en cada disco.
 - b) Para las dosis de 10 µL de AE (117,7 µL AE/L aire) y 7 µL de AE (82,4 µL AE/L aire) se colocaron 2 papeles de filtro.
 -) Para las dosis de 2 µL (58,8 µL AE/L aire) y 5 µL de aceite (23,5 µL AE/L aire) se colocó solo 1 papel de filtro.
3. Se aplicó el aceite esencial sobre los papeles de filtro.
4. Para el control se dejó una caja de *Petri* con el micelio y los papeles de filtro pero no se aplicó ninguna sustancia sobre los papeles.
5. Las cajas se sellaron con Vinipel® y fueron incubadas por un período de 72 h a 27 ± 1 °C. El ensayo se realizó por triplicado.
6. Pasadas las 72 h se midió el diámetro del micelio, haciendo 2 medidas: una de arriba a abajo y otra de izquierda a derecha.
7. Para determinar el porcentaje de inhibición de crecimiento micelias se comparó el diámetro de crecimiento del control con los de los ejemplares tratados, empleando la fórmula siguiente:

$$\% \text{ ICM} = 100 [(100 \times dT)/dC]$$

ICM = inhibición de crecimiento micelias

dT = diámetro del tratamiento

dC = diámetro del control

Análisis estadístico: los datos se presentaron como la media \pm error estándar. La significación estadística se determinó por las pruebas de *Duncan* y *Tukey*. El análisis de varianza comprobó si los resultados obtenidos para los ensayos de actividad antifúngica e insecticidas eran estadísticamente diferentes. La significación estadística se fijó en $p < 0,05$.

Evaluación de la actividad antioxidante: la actividad antioxidante se evaluó como una medida de la capacidad de atrapar radicales, al hacer reaccionar el radical DPPH• (1,1-difenil-2-picril- hidracilo) con vitamina C (sustancia patrón) y los posibles agentes antioxidantes (aceite esencial). El procedimiento desarrollado se describe a continuación:²⁰

Se tomaron alícuotas (0,71, 0,57, 0,43, 0,28 y 0,14 mL) de una solución metanólica de DPPH• a 1,37 mM a las cuales se adicionó metanol, para obtener concentraciones de 0,25; 0,20; 0,15; 0,10 y 0,05 mM, respectivamente. La reacción se realizó empleando 3,9 mL de estas soluciones de DPPH• y adicionando 0,1 mL de aceites esenciales que se sometieron a un período de incubación en la

oscuridad durante 90 minutos, luego se leyó la absorbancia a 517 nm en un espectrofotómetro UV-VIS (ultravioleta visible). La actividad antioxidante se expresa como porcentaje de inhibición lo cual corresponde a la cantidad de radical DPPH• neutralizado por los aceites esenciales, de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\% \text{ I DPPH} = \left[\frac{\text{Abs}_0 - \text{Abs}_1}{\text{Abs}_0} \right] \times 100$$

RESULTADOS

Composición química volátil: el rendimiento de aceite esencial de *C. ambrosioides* obtenido por hidrodestilación fue de 0,4 %. En la tabla 1 se muestran los principales componentes hallados en el AE. Se identificaron 23 metabolitos secundarios en concentraciones superiores a 0,1 %. El compuesto mayoritario fue el α -terpineno (60,29 %), identificado por comparación de su espectro de masas con el del compuesto patrón. Además de *p*-cimeno (20,49 %), 4-careno (7,96 %), *trans*-ascaridol (1,91 %), carvacrol (1,64 %).

En la figura se muestra un perfil cromatográfico de metabolitos secundarios volátiles y semivolátiles del aceite esencial de *C. ambrosioides*. Ver identificación de los picos en la tabla 1.

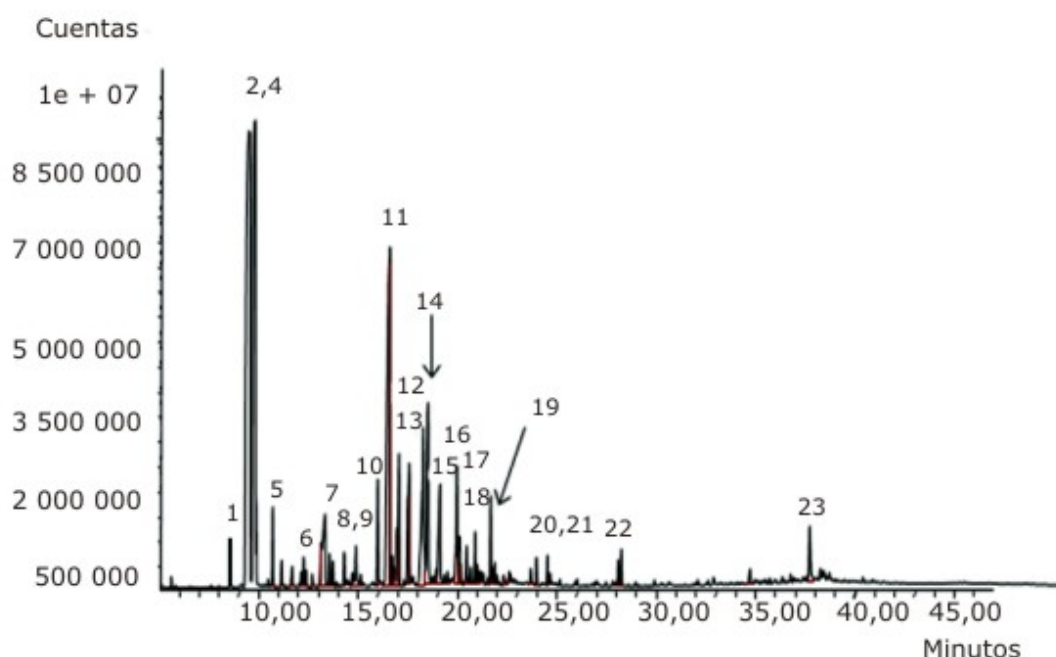


Fig. Cromatograma del aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides* obtenido por cromatografía de gases de alta resolución con detector de espectrometría de masas.

Tabla 1. Compuestos mayoritarios encontrados en el aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides* por cromatografía de gases de alta resolución con detector de espectrometría de masas

No. pico ^a	Compuesto	I _K HP-5 ^b	Área relativa del pico, % ^c		
1	β-Pineno	917	0,11	±	0,001
2	α-Terpineno	1017	60,29	±	0,208
3	o-Cimeno	1021	0,88	±	0,087
4	p-Cimeno	1029	20,49	±	0,002
5	Limoneno	1033	1,10	±	0,011
6	1,3,8-p-Mentatrieno	1111	0,13	±	0,003
7	p-Metilacetofenona	1178	0,16	±	0,001
8	p-Cimen-8-ol	1180	0,22	±	0,002
9	α-Terpineol	1188	0,10	±	0,001
10	o-Metil chavicol (estragol)	1196	0,25	±	0,010
11	(+)-4-Careno	1205	7,96	±	0,092
12	(E)-Carveol	1217	0,34	±	0,004
13	1,4-Peroxi-p-ment-2-eno.	1252	0,91	±	0,019
14	Timol	1290	1,02	±	0,022
15	Carvacrol	1292	1,64	±	0,002
16	Trans-Ascaridol	1305	1,91	±	0,029
17	p-Cimanol	1307	0,31	±	0,019
18	Eugenol	1350	0,90	±	0,022
19	E-Cariofileno	1423	0,19	±	0,008
20	α-Humuleno	1455	0,22	±	0,015
21	α-Patchuleno	1456	0,12	±	0,006
22	Óxido de cariofileno	1580	0,10	±	0,003
23	Trans-Fitol	1950	0,48	±	0,029

^a: número del pico en la figura 1; ^b: índices de Kováts determinados experimentalmente en columna HP-5;

^c: promedio de 3 extracciones ± ts/√n (n = 4, 95% confianza).

Actividad fumigante y antifúngica

El AE de *C. ambrosioides* mostró una mortalidad significativa (100 %) en dosis de 500 µL AE/L aire, después de 24 h de exposición contra el *Sitophilus zeamais*. Por otra parte, inhibió el crecimiento micelar del *Fusarium oxysporum* f. sp. Dianthi en 97,3 % en dosis de 117,7 µL AE/L aire, leído a 72 h de iniciado el ensayo, como se observa en la tabla 2.

Actividad antioxidante

Se realizó una comparación con el ácido ascórbico (sustancia antioxidante utilizada como referencia), cuyo porcentaje de inhibición frente al radical DPPH· fue de 96,5 %, frente a la del AE, el cual resultó de 85,0 % (tabla 2).

Tabla 2. Actividades fumigante, antifúngica y antioxidante del aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides*

Actividad fumigante sobre <i>Sitophilus zeamais</i> leído a las 24 h	
Dosis μ L aceite esencial/L aire	Mortalidad, % (<i>Sitophilus zeamais</i>)
500	100,0 \pm 0,1
Actividad fumigante sobre <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>dianthi</i> leído a las 72 h	
Dosis μ L aceite esencial/L aire	% inhibición de crecimiento micelial
176,5	97,3 \pm 2,7
Actividad antioxidante	
Sustancia	Inhibición del radical DPPH, %
Ácido ascórbico	96,5 \pm 1,20
Aceite esencial <i>Chenopodium ambrosioides</i>	85,0 \pm 1,05

DISCUSIÓN

Los principales compuestos encontrados en el aceite esencial de *C. ambrosioides* recolectado en el departamento de Bolívar, Colombia, son similares a los reportados por otros investigadores, *i.e.* en Cuba,¹¹ China,²¹ Nigeria,¹⁰ Brasil,²² India²³, Madagascar;²⁴ donde también encontraron como metabolitos mayoritarios α -terpineno, *p*-cimeno, careno y ascaridol. Mientras que en el AE de *C. ambrosioides* recolectado en Argentina,²⁵ Torres y otros encontraron compuestos mayoritarios diferentes como α -pineno, b-felandreno y limoneno. Los resultados respecto a la composición química de los aceites esenciales difieren en el tipo o proporción de los compuestos encontrados; esto puede ser debido a las condiciones geobotánicas del medio, al método de cultivo, a la técnica de extracción, el estado vegetativo de la especie utilizada, a la época de recolección, entre otras.¹⁰ Un estudio realizado con *C. ambrosioides* en Nigeria reveló al menos 7 quimiotipos diferentes en los aceites esenciales obtenidos: ascaridol, α -terpinene, α -pinene, *p*-cimeno, carvacrol, α -terpinil acetato y limoneno.¹⁰

El aceite esencial de *C. ambrosioides* presentó marcada actividad fumigante y antifúngica, esto puede ser atribuido a la presencia de α -terpineno o la mezcla de este compuesto con otros metabolitos que son tóxicos para el insecto y está presente en el AE, porque según varias investigaciones, este compuesto ha mostrado 100 % de mortalidad en insectos del género *Sitophilus* después de 12 h de exposición.²⁶⁻²⁹ En cuanto a la actividad antifúngica, Jardim y otros, sugirieron que esta actividad se debe a los ascaridoles presentes en los AE de *C. ambrosioides*.^{22,30}

La actividad antioxidante de los aceites esenciales de *C. ambrosioides* puede ser atribuida a diversas razones, como son: la presencia de compuestos fenólicos como el estragol, timol y carvacrol, que aunque están en pequeñas proporciones en el AE pueden ejercer una actividad antioxidante como captadores de radicales,^{31,32} y por los hidrocarburos de naturaleza monoterpénica o sesquiterpénica, que puedan actuar de forma similar al terpineno (Foti, 2003); es por esta razón que los aceites esenciales que no contienen compuestos fenólicos en su composición, pueden actuar como antioxidantes.³³

Todas estas investigaciones sugieren la posible explotación del aceite esencial de *C. ambrosioides* como fuente potencial vegetal en el control del biodeterioro por el ataque de hongos e insectos en productos alimenticios almacenados (poscosecha).

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad de Cartagena y su Grupo de Investigaciones Agroquímicas. Al Laboratorio de Productos Naturales Vegetales-Universidad Nacional de Colombia. A las doctoras Maritza Villalobos Becerra e Irina P. Tirado, al químico Francisco J. Roldán Palacios y a la máster Irina P. Martelo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Rossi D, Guerrini A, Maietti S, Bruni R, Paganetto G, Poli F, et al. Chemical fingerprinting and bioactivity of Amazonian Ecuador *Croton lechleri* Müll. Arg. (Euphorbiaceae) stem bark essential oil: A new functional food ingredient? Food Chemistry. 2011;126(3):837-48.
2. Yu JK, Lei JC, Zhan XQ, Yu HD, Tian DZ, Liao ZX, et al. Anticancer, antioxidant and antimicrobial activities of the essential oil of *Lycopus lucidus* Turcz. var. *hirtus* Regel. Food Chemistry. 2011;126(4):1593-8.
3. Chenga SS, Changa HT, Chang ST, Tsaib KH, Chenc WJ. Bioactivity of selected plant essential oils against the yellow fever mosquito *Aedes aegypti* larvae. Bioresource Technology. 2003;89(1):99-102.
4. Bakkali F, Averbeck S, Averbeck D, Idaomar M. Biological effects of essential oils A review. Food Chemical Toxicology. 2008;46(2):446-75.
5. Gadano AB, Gurni AA, Carballo MA. Argentine folk medicine: Genotoxic effects of Chenopodiaceae family. J Ethnopharmacol. 2006;103(3):246-51.
6. Jamali A, Kouhila M, Mohamed L, Jaouhari J, Idlimam A, Abdenouri N. Sorption isotherms of *Chenopodium ambrosioides* leaves at three temperatures. J Food Engineering. 2006;72(1):77-84.
7. Javaid A, Amin M. Antifungal activity of methanol and n-hexane extracts of three *Chenopodium* species against *Macrophomina phaseolina*. Natural Products Research. 2009;23(12):1120-7.
8. Prasad CS, Shukla R, Kumar A, Dubey NK. In vitro and in vivo antifungal activity of essential oils of *Cymbopogon martini* and *Chenopodium ambrosioides* and their synergism against dermatophytes. Mycoses. 2010;53(2):123-9.
9. Pollack Y, Segal R, Golenser J. The effect of ascaridole on the in vitro development of *Plasmodium falciparum*. Parasitology Research. 1990;76(7):570-2.
10. Owolabi MS. Volatile constituents and antibacterial screening of the essential oil of *Chenopodium ambrosioides* L. growing in Nigeria. Natural Product Communications. 2009;4(7):989-92
11. Monzote L, Nance MR, García M, Scull R, Setzer WN. Comparative chemical, cytotoxicity and antileishmanial properties of essential oils from *Chenopodium ambrosioides*. Natural Products Communications. 2011;6(2):281-6.

12. Monzote L, García M, Montalvo AM, Linares R, Scull R. Effect of oral treatment with the essential oil from *Chenopodium ambrosioides* against cutaneous leishmaniasis in BALB/c mice, caused by *Leishmania amazonensis*. *Forsch Komplementmed*. 2009;16(5):334-8.
13. Chiasson H, Bostanian NJ, Vincent C. Acaricidal properties of a *Chenopodium*-based botanical. *J Econ Entomol*. 2004;97(4):1373-7.
14. Jaramillo B, Stashenko, E, Martínez J. Composición química volátil de *Satureja brownei* (Sw.) Briq. colombiana y determinación de su actividad antioxidante. *Rev Cubana Plant Med*. 2010;15(1)52-63.
15. Jaramillo B, Duarte R, Martelo I. Composición química volátil del aceite esencial de *Eryngium foetidum* L colombiano y determinación de su actividad antioxidante. *Rev Cubana Plant Med*. 2011;16(2):140-50.
16. Adams RP. Identification of essential oil components by gas chromatography/mass spectrometry. Carol Stream (Illinois): Allured Publishing Corporation; 1995. p. 469.
17. Davies NW. Gas chromatography retention indices of monoterpenes and sesquiterpenes on methyl silicone and carbowax 20M phases. *J Chromatography A*. 1990;503:1-24.
18. Prieto J, Patiño O, Delgado W, Moreno J, Cuca L. Chemical composition, insecticidal, and antifungal activities of fruit essential oils of three Colombian *Zanthoxylum* species. *Chilean J Agricultural Research*. 2011;71(1):73-82.
19. Pitasawat B, Champakaew D, Choochote W, Jitpakdi A, Chaithon U, Kanjanapothi D. Aromatic plant-derived essential oil: An alternative larvicide for mosquito control. *Fitoterapia*. 2007;78:205-10.
20. Re R, Pellegrini N, Proteggente A. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical-cation decolorization assay. *Free Radical Biology Medical*. 1999;26:1231-7.
21. Chu SS, Feng Hu J, Liu ZL. Composition of essential oil of Chinese *Chenopodium ambrosioides* and insecticidal activity against maize weevil, *Sitophilus zeamais*. *Pest Manag Sci*. 2011;67(6):714-8.
22. Jardim CM, Jham GN, Dhingra OD, Freire MM. Composition and antifungal activity of the essential oil of the Brazilian *Chenopodium ambrosioides* L. *J Chemistry Ecology*. 2008;34(9):1213-8.
23. Singh H, Batish D, Kohli R, Mittal S, Yadav S. Chemical composition of essential oil from leaves of *Chenopodium ambrosioides* from Chandigarh, India. *Chemistry Natural Compounds*. 2008;44(3):378-9.
24. Cavalli JF, Tomi F, Bernardini AF, Casanova J. Combined analysis of the essential oil of *Chenopodium ambrosioides* by GC, GC-MS and ¹³C-NMR spectroscopy: quantitative determination of ascaridole, a heat-sensitive compound. *J Phytochemical Analysis*. 2004;15(5):275-9.

25. Torres M, Ricciardi G, Agrelo De Nassiff A, Ricciardi A, Bandoni A. Examen del contenido en ascaridol de aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides* L. (Paico). FACENA. 2003;19:27-32.
26. Kordali S, Cakir A, Ozer H, Cakmakci R, Kesdek M, Mete E. Antifungal, phytotoxic and insecticidal properties of essential oil isolated from Turkish *Origanum acutidens* and its three components, carvacol, thymol and p-cymene. Bioresource Technology. 2008;99:8788-95.
27. Lee SO, Choi GJ, Jang KS, Lim HK, Cho KY, Kim JC. Antifungal activity of five plant essential oils as fumigant against postharvest and soilborne plant pathogenic fungi. Plant Pathology Journal. 2007;23:97-102.
28. Lee BH, Choi WS, Lee SE, Park BS. Fumigant toxicity of essential oils and their constituents compounds towards the rice weevil, *Sitophilus oryzae* (L.) Crop Protection. 2001;20:317-20.
29. Cloyd RA, Chiasson H. Activity of an essential oil derived from *Chenopodium ambrosioides* on greenhouse insect pests. J Economic Entomology. 2007;100(2):459-66.
30. Kumar R, Mishra AK, Dubey NK, Tripathi YB. Evaluation of *Chenopodium ambrosioides* oil as a potential source of antifungal, antiaflatoxigenic and antioxidant activity. International J Food Microbiology. 2007;115(2):159-64.
31. Bettaieb I, Bourgou S, Wannes WA, Hamrouni I, Limam F, Marzouk B. Essential oils, phenolics, and antioxidant activities of different parts of cumin (*Cuminum cyminum* L.). J Agricultural Food Chemistry. 2010;58(19):10410-8.
32. Dambolena JS, Zunino MP, Lucini EI, Olmedo R, Banchio E, Bima PJ, et al. Total phenolic content, radical scavenging properties and essential oil composition of *Origanum* species from different populations. J Agricultural Food Chemistry. 2010;58(2):1115-20.
33. Foti M, Ingold K. Mechanism of inhibition of lipid peroxidation by α -terpinene, an unusual and potentially useful hydrocarbon antioxidant. J Agricultural Food Chemistry. 2003;51(9):2758-65.

Recibido: 7 de junio de 2011.

Aprobado: 20 de octubre de 2011.

Beatriz E. Jaramillo. Programa de Química, Campus de Zaragocilla, Universidad de Cartagena. Colombia. Telefax: 57-5-6698180. Correo electrónico: beatrizjaramillo@yahoo.com