

**ESTUDIO DEL EFECTO DEL SECADO DE PLANTAS DE
Cymbopogon sp. SOBRE EL RENDIMIENTO Y LA COMPOSICIÓN DE SUS
ACEITES ESENCIALES**

YUDY MARCELA DOMÍNGUEZ FUENTES

**UNIVERSIDAD INDUSTRIAL DE SANTANDER
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA DE QUÍMICA
BUCARAMANGA**

2012

**ESTUDIO DEL EFECTO DEL SECADO DE PLANTAS DE
Cymbopogon sp. SOBRE EL RENDIMIENTO Y LA COMPOSICIÓN DE SUS
ACEITES ESENCIALES**

YUDY MARCELA DOMÍNGUEZ FUENTES

Trabajo de grado presentado como requisito
parcial para optar al título de Química

Directores:

ELENA E. STASHENKO, Química, Ph.D.

JAIRO RENÉ MARTINEZ, Químico, Ph.D.

**UNIVERSIDAD INDUSTRIAL DE SANTANDER
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA DE QUÍMICA
BUCARAMANGA
2012**

DEDICATORIA

A las personas que amo con todo mi corazón: mis padres Mario e Ismenia y mi hermano, Jhon Freddy, son el motor de mi vida.

A Jorge, mi chiquilín por su apoyo incondicional y por motivarme siempre. “Puedes ser solamente una persona para el mundo, pero para mí tú eres el mundo”.

AGRADECIMIENTOS

A los doctores Elena Stashenko y Jairo René Martínez por la oportunidad que me brindaron de trabajar junto a ellos, por su entusiasmo y disposición para enseñar y por sus innumerables consejos.

A Camilo Durán por su orientación y asesoría durante el desarrollo de la investigación.

A mis compañeros del laboratorio Nathalie Gómez, Edwin Ramírez, Paola Pedraza, Gustavo Avellaneda, Néstor Marín por sus compañía y apoyo.

A mis amigos Deisy Rodríguez, Laura Castrillón, Mario Llinás y Mónica Cala por su valiosa amistad y por tantos momentos compartidos durante mis años de carrera.

Al Centro de Investigación de Excelencia CENIVAM, por prestarme sus instalaciones y equipos para el desarrollo de mi proyecto.

TABLA DE CONTENIDO

	pág.
INTRODUCCIÓN	21
1. MARCO TEÓRICO	24
1.1 METABOLITOS SECUNDARIOS	24
1.1.1 Principales tipos de metabolitos secundarios en las plantas	24
1.1.2 Funciones de los metabolitos secundarios en las plantas	24
1.2 ACEITES ESENCIALES	25
1.3 SECADO DEL MATERIAL VEGETAL	27
1.3.1 Objetivos del secado	27
1.3.2 Parámetros del secado	28
1.3.3 Variables del secado	29
1.3.4 Humedad	30
1.3.4.1 Base húmeda	30

1.3.5	Métodos de secado	31
1.3.5.1	Secado en campo	32
1.3.5.2	Secado al aire libre	32
1.3.5.3	Secado a la sombra	32
1.3.5.4	Secado con aire caliente	33
1.4	GÉNERO <i>Cymbopogon</i>	33
1.4.1	<i>Cymbopogon flexuosus</i>	35
1.4.2	<i>Cymbopogon martinii</i>	37
1.4.2.1	Geraniol	38
1.4.3	<i>Cymbopogon nardus</i>	40
1.5	LA RADIACIÓN DE MICROONDAS	41
1.6	CROMATOGRAFÍA DE GASES	44
1.6.1	Cromatografía de gases – espectrometría de masas	44
1.7	CIENCIOMETRÍA	46
1.7.1	Relación año – número de publicaciones	46

1.7.2	Relación revista – número de publicaciones	47
2.	METODOLOGÍA	49
2.1	SECADO DEL MATERIAL VEGETAL	49
2.2	DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE HUMEDAD	50
2.3	EXTRACCIÓN DE LOS ACEITES POR MWHD	51
2.4	ANÁLISIS CROMATOGRÁFICO	53
2.4.1	Análisis GC en columna polar	53
2.4.2	Análisis GC en columna apolar	54
2.4.3	Sistema de detección y adquisición de datos	55
2.4.4	Identificación	56
2.4.5	Cuantificación	57
2.4.5.1	Estandarización interna	57
3.	RESULTADOS	58
3.1	DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE HUMEDAD	58
3.2	SECADO DEL MATERIAL VEGETAL	58

3.2.1	Secado a la sombra	58
3.2.2	Secado con aire caliente	60
3.3.	ANÁLISIS COMPARATIVO DE LOS RENDIMIENTOS DE EXTRACCIÓN DE LOS AE OBTENIDOS MEDIANTE MWHB DE HOJAS Y TALLOS FRESCOS Y SECADOS A LA SOMBRA	62
3.4	ANÁLISIS DE LA COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LOS AE DE PLANTAS DEL GÉNERO <i>Cymbopogon</i>	64
3.4.1	<i>Cymbopogon flexuosus</i>	64
3.4.2	<i>Cymbopogon martinii</i>	66
3.4.3	<i>Cymbopogon nardus</i>	68
3.5	DISEÑO FACTORIAL 2 ²	71
3.5.1	Rendimiento de extracción de los AE	71
3.5.2	Evaluación de los parámetros de extracción de los AE de las tres especies del género <i>Cymbopogon</i>	72
3.5.3	Análisis de varianza	74
3.6	INFLUENCIA DEL MÉTODO DE SECADO SOBRE EL RENDIMIENTO Y LA COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LOS AE DEL GÉNERO <i>Cymbopogon</i>	76

3.6.1	<i>Cymbopogon flexuosus</i>	76
3.6.2	<i>Cymbopogon martinii</i>	77
3.6.3	<i>Cymbopogon nardus</i>	78
	CONCLUSIONES	80
	RECOMENDACIONES	81
	BIBLIOGRAFÍA	82

LISTA DE TABLAS

	pág.
Tabla 1. Principales compuestos presentes en el AE de <i>C. martinii</i> de diferentes orígenes.	37
Tabla 2. Principales compuestos presentes en el AE de la especie <i>C. nardus</i> de diferentes orígenes.	40
Tabla 3. Constantes dieléctricas y momento dipolar de algunos solventes.	43
Tabla 4. Niveles de los factores evaluados en el diseño experimental 2^2 para el secado de plantas del género <i>Cymbopogon</i> .	50
Tabla 5. Porcentaje de humedad de las plantas <i>C. flexuosus</i> , <i>C. martinii</i> y <i>C. nardus</i> .	58
Tabla 6. Rendimiento de los AE de <i>C. flexuosus</i> , <i>C. martinii</i> y <i>C. nardus</i> , extraídos por MWHD, del MV fresco y secado a la sombra.	62
Tabla 7. Cantidad relativa (%) e identificación de los principales compuestos de los AE de <i>C. flexuosus</i> , aislados por MWHD del MV fresco.	65
Tabla 8. Cantidad relativa (%) e identificación de los principales compuestos del aceite de <i>C. martinii</i> , aislados por MWHD del MV fresco.	68

Tabla 9. Cantidad relativa (%) e identificación de los principales compuestos de los aceites de <i>C. nardus</i> , aislados por MWHD del MV fresco.	70
Tabla 10. Rendimientos de extracción según el diseño factorial 2 ² , con dos niveles y tres réplicas en el centro, de las tres especies del género <i>Cymbopogon</i> , aislados por MWHD.	72
Tabla 11. Resultados obtenidos al aplicar el diseño factorial 2 ² , con dos niveles y tres réplicas en el centro. Datos del observable normalizados.	73
Tabla 12. Validación del diseño factorial 2 ² .	74
Tabla 13. Análisis de varianza (ANOVA) para la respuesta del diseño experimental implementado en el secado para <i>C. flexuosus</i> .	74
Tabla 14. Análisis de varianza (ANOVA) para la respuesta del diseño experimental implementado en el secado para <i>C. martinii</i> .	75
Tabla 15. Análisis de varianza (ANOVA) para la respuesta del diseño experimental implementado en el secado para <i>C. nardus</i> .	75
Tabla 16. Composición química y rendimiento del AE de las hojas de <i>C. flexuosus</i> usando diferentes métodos de secado.	77
Tabla 17. Composición química y rendimiento del AE de las hojas y tallos de <i>C. martinii</i> usando diferentes métodos de secado.	78
Tabla 18. Composición química y rendimiento del AE de las hojas y tallos de <i>C. martinii</i> usando diferentes métodos de secado.	79

LISTA DE FIGURAS

	pág.
Figura 1. Estructuras químicas de geraniol y nerol.	38
Figura 2. (A) Calentamiento convencional y (B) Calentamiento por microondas.	43
Figura 3. Bloques principales de un cromatógrafo de gases acoplado a un espectrómetro de masas.	45
Figura 4. Número de artículos científicos sobre aceites esenciales aislados de las plantas del género <i>Cymbopogon</i> . Período de observación 1992 - 2012. Base de datos: <i>Scopus</i> (Elsevier, B.V., 2009). Ecuación de búsqueda: <i>Article Title, abstract, keywords</i> ; palabras clave: <i>“Essential oil” AND “Cymbopogon”</i> . Fecha de consulta: 13 de septiembre de 2012.	47
Figura 5. Número de artículos científicos sobre aceites esenciales aislados de las plantas del género <i>Cymbopogon</i> . Período de observación 1992 - 2012. Base de datos: <i>Scopus</i> (Elsevier, B.V., 2009). Ecuación de búsqueda: <i>Article Title, abstract, keywords</i> ; palabras clave: <i>“Essential oil” AND “Cymbopogon”</i> . Fecha de consulta: 13 de septiembre de 2012.	48

Figura 6. Estufa de secado marca <i>Indumegas</i> (Bucaramanga, Colombia). Fuente: Fotografía tomada por la autora. Lugar: CENIVAM, UIS. Fecha: Marzo de 2012.	50
Figura 7. Proceso de secado del material vegetal a la sombra. Fuente: Fotografía tomada por la autora. Lugar: CENIVAM, UIS. Fecha: Febrero de 2012.	51
Figura 8. Montaje para la hidrodestilación asistida por la radiación de microondas (MWHHD). Fotografía tomada por la autora. Lugar: CENIVAM, UIS. Fecha: Febrero de 2012.	52
Figura 9. Cromatógrafo de gases <i>Agilent Technologies 6890N Network, Series GC</i> , acoplado a un detector selectivo de masas <i>Agilent Technologies 5975 Inert XL</i> . Fotografía tomada por la autora. Lugar: Laboratorio de Instrumentación Analítica CENIVAM, UIS. Fecha: Agosto de 2012.	54
Figura 10. Cromatógrafo de gases <i>Agilent Technologies 6890 Plus</i> , acoplado a un detector selectivo de masas <i>Agilent Technologies MSD 5975 Network</i> . Fotografía tomada la autora. Lugar: Laboratorio de Instrumentación Analítica CENIVAM, UIS. Fecha: Agosto de 2012.	55
Figura 11. Curva de secado a la sombra, a temperatura ambiente durante 15 días para <i>C. flexuosus</i> , <i>C. martinii</i> y <i>C. nardus</i> .	59
Figura 12. Curvas de secado de <i>C. flexuosus</i> , <i>C. martinii</i> , <i>C. nardus</i> : intervalos de temperatura entre 40 y 80° C.	61

- Figura 13.** Rendimiento de extracción de los AE de *C. flexuosus*, *C. martinii* y *C. nardus*, extraídos por MWHD, del MV fresco y secado a la sombra. 63
- Figura 14.** Perfil cromatográfico típico del aceite obtenido de hojas frescas de *C. flexuosus*. Columna DB-5 (60 m), *split* 1:30, MSD (EI, 70 eV). 64
- Figura 15.** Perfil cromatográfico típico del aceite obtenido de hojas frescas de *C. martinii*. Columna DB-5 (60 m), *split* 1:30, MSD (EI, 70 eV). 67
- Figura 16.** Estructura química de los principales componentes del aceite de *C. martinii*: **(A)** Geraniol, **(B)** Acetato de geranilo y **(C)** Linalool. 67
- Figura 17.** Perfil cromatográfico típico del aceite obtenido de hojas frescas de *C. nardus*. Columna DB-5 (60 m), *split* 1:30, MSD (EI, 70 eV). 69

LISTA DE ANEXOS

	pág.
Anexo A. VIII Congreso Internacional de Química, Ingeniería Química y Bioquímica, realizado en La Habana, Cuba, en octubre del 2012.	92
Anexo B. Costo de destilación del MV de <i>C. flexuosus</i> secado a la sombra.	93
Anexo C. Costo de destilación del MV de <i>C. martinii</i> secado a la sombra.	94
Anexo D. Costo de destilación del MV de <i>C. nardus</i> secado a la sombra.	95

ABREVIATURAS Y ACRÓNIMOS

AE	Aceite esencial o aceites esenciales.
ca.	<i>Circa</i> (aproximadamente).
CENIVAM	Centro Nacional de Investigaciones para la Agroindustrialización de Especies Vegetales Aromáticas Medicinales Tropicales.
e.g.	<i>Exempli Gratia</i> (Por ejemplo).
FID	<i>Flame Ionization Detector</i> (Detector de ionización en llama).
GC-MS	<i>Gas Chromatography/Mass Spectrometry</i> (Cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas).
h	Hora(s).
i.e.	<i>In Exempli</i> (o sea, es decir) – <i>Id ets</i> (Es decir, o sea).
IRL	Índice(s) de retención lineal(es).
Istd	<i>Internal Standard</i> (Estándar interno).
MV	Material vegetal
MWHD	<i>Microwave-Assisted Hydro-Distillation</i> (Hidrodestilación asistida por la radiación de microondas).
UIS	Universidad Industrial de Santander.

RESUMEN

TÍTULO

ESTUDIO DEL EFECTO DEL SECADO DE PLANTAS DE *CYMOPOGON* SP. SOBRE EL RENDIMIENTO Y LA COMPOSICIÓN DE ACEITES ESENCIALES OBTENIDOS*

AUTOR

Yudy Marcela Domínguez Fuentes**

PALABRAS CLAVES

Cymbopogon sp., aceite esencial, secado en horno, hidrodestilación asistida por la radiación de microondas (MWHD).

El género *Cymbopogon* comprende varias especies que son usadas en perfumería, cosméticos, en la industria farmacéutica y de alimentos. Existen factores que influyen sobre el rendimiento y la composición de un aceite esencial (AE), entre ellos el proceso de secado. El secado reduce el contenido de humedad en las plantas, lo que limita el crecimiento microbiano y detiene reacciones químicas y enzimáticas. El objetivo de la presente investigación consistió en evaluar el rendimiento y la composición química de los AE obtenidos mediante hidrodestilación asistida por la radiación de microondas (MWHD) de material vegetal (MV) fresco y seco de plantas de *C. flexuosus*, *C. martinii*, y *C. nardus*, sembradas en la zona de cultivos experimentales del CENIVAM, Bucaramanga, Colombia. Las plantas fueron sometidas a un proceso de secado a la sombra durante 13 días y secado en horno. Los metabolitos secundarios se identificaron por cromatografía de gases-espectrometría de masas (GC-MS). El rendimiento de los aceites obtenidos por MWHD de hojas frescas y secas para los diferentes tipos de plantas fueron respectivamente: *C. flexuosus* (0,50–0,89%), *C. martinii* (0,26–0,77%) y *C. nardus* (0,7–1,5%). Se evidenció mayor rendimiento de los AE obtenidos de hojas secas a la sombra. Los componentes principales presentes en los AE aislados de MV fresco y seco de *C. flexuosus* fueron: Geranial (42-49%) y neral (29-34%); en la planta *C. martinii* se identificaron: Geraniol (81–89%), y acetato de geranilo (8-9%); y para el *C. nardus* se determinaron: Citronelal (43,7-43%), citronelol (21-22%) y geraniol (9,7-9,5%).

* Trabajo de grado

** Facultad de Ciencias, Escuela de Química. Directores: Elena E. Stashenko, Ph.D y Jairo René Martínez, Ph.D.

ABSTRACT

TITTLE

STUDY OF THE EFFECT OF DRYING PLANT *CYMBOPOGON* SP. ON THE PERFORMANCE AND COMPOSITION OF ESSENTIAL OILS OBTAINED*

AUTHOR

YUDY MARCELA DOMÍNGUEZ FUENTES**

KEYWORDS

Cymbopogon sp., essential oil, oven drying, microwave assisted hydro-distillation (MWHHD).

The genus *Cymbopogon* comprises several species that are used in perfumery, cosmetics, pharmaceuticals and food. There are factors which influence the yield and composition of an essential oil (AE), including the drying process. The drying reduces the moisture content in plants, limiting stops microbial growth and chemical and enzymatic reactions. The aim of this investigation was to evaluate the performance and chemical composition of the AE obtained by hydrodistillation assisted by microwave radiation (MWHHD) plant material (MV) fresh and dry plants *C. flexuosus*, *C. martinii*, and *C. nardus*, planted in the experimental crops CENIVAM, Bucaramanga, Colombia. The plants were submitted to a drying in the shade during 13 days and drying in oven. The secondary metabolites were identified by gas chromatography-mass spectrometry (GC-MS). The yield of oil obtained by MWHHD of fresh and dried leaves for different types of plants were respectively: *C. flexuosus* (0,50–0,89%), *C. martinii* (0,26–0,77%) and *C. nardus* (0,7–1,5%). It showed higher performance of AE obtained from dry leaves in the shade. The main components present in the isolated AE fresh and dry MV *C. flexuosus* were: Geranial (42-49%) and neral (29-34%) in the plant *C. martinii* identified: Geraniol (81–89%), and geranyl acetate (8-9%), and for the *C. nardus* were determined: Citronellal (43,7-43%), citronellol (21-22%) and geraniol (9,7-9,5%).

* College thesis

** Science Faculty, School of Chemistry. Directed by Elena Stashenko, Ph.D and Jairo René Martínez, Ph.D.

INTRODUCCIÓN

A pesar de que Colombia posee una variedad de pisos térmicos, climas y una gran diversidad de plantas, el país aún no cuenta con un mercado consolidado de plantas aromáticas y medicinales destinadas a la obtención de aceites esenciales (AE), que se importan en su totalidad. En el mundo los mayores productores de AE son India, Filipina, China y algunos países de Europa. En América, se encuentran Brasil, Argentina y Uruguay.

Las plantas aromáticas son aquellas que pueden generar, por algún proceso fisicoquímico, un producto con un olor o un sabor determinado. De las plantas aromáticas se pueden obtener los AE, que son mezclas complejas de compuestos orgánicos volátiles, producto de su metabolismo secundario. Se emplean para la elaboración de saborizantes, aromatizantes, licores, perfumes, artículos de aseo, como materias primas para productos farmacéuticos, en la síntesis orgánica fina y, principalmente, en la industria de alimentos.

La cantidad y la composición del AE varían de una especie a otra y dentro de los mismos géneros de las plantas, están influenciadas por diversos factores. Entre ellos, hay factores externos como el clima, el suelo, la incidencia de plagas, enfermedades, malezas y las condiciones técnicas de cultivo, cosecha y manejo postcosecha. Entre los factores internos, que pueden incidir sobre la composición y cantidad del AE, están: las variedades o selecciones, la etapa de desarrollo de la planta, la edad de la planta y la parte vegetal que se utilice.

Dentro de los factores externos importantes se encuentra el proceso de secado. El secado es la etapa del tratamiento postcosecha, que consiste en reducir el contenido de humedad de las plantas, lo que limita el crecimiento microbiano y detiene reacciones químicas y enzimáticas. Además, disminuye el volumen y el peso del producto, lo que permite bajar costos de su almacenamiento y distribución. El método y las condiciones de secado son importantes, puesto que influyen sobre la conservación del producto y la efectividad de los principios activos y, por lo tanto, sobre su calidad.

En este trabajo principalmente se evaluaron el rendimiento y la composición de los AE de las plantas *Cymbopogon flexuosus*, *Cymbopogon martinii* y *Cymbopogon nardus*, en función de diferentes condiciones de secado de las plantas en horno (tiempo y temperatura), y su extracción por hidrodestilación asistida por la radiación de microondas (MWHHD).

Este trabajo colaborará con la investigación sobre los AE del Laboratorio de Cromatografía del Centro de Investigación en Biomoléculas, CIBIMOL, de la Universidad Industrial de Santander y del Centro Nacional de Investigaciones para la Agroindustrialización de Especies Vegetales Aromáticas Medicinales Tropicales, CENIVAM, cuyo objetivo es generar el conocimiento científico-técnico necesario para desarrollar en Colombia la agroindustria de AE, dirigida hacia la producción de bienes de alto valor agregado, para los mercados nacional y mundial.

Los conocimientos adquiridos en el presente proyecto de investigación serán de vital importancia para incentivar el desarrollo de la industria de AE del género *Cymbopogon* en Colombia, para poder constituir una alternativa de generación de empleo e ingresos para la comunidad rural, y un incentivo para el reemplazo de

los cultivos ilícitos, mediante la posibilidad de ofrecer, en los distintos mercados, un producto de calidad garantizado y valor agregado alto.

Los resultados parciales obtenidos de esta investigación se presentaron, bajo la modalidad de póster, en el VIII Congreso Internacional de Química, Ingeniería Química y Bioquímica, realizado en La Habana, Cuba, en octubre del 2012 (Véase **Anexo A**).

1. MARCO TEÓRICO

1.1 METABOLITOS SECUNDARIOS

Los metabolitos secundarios son moléculas de bajo y mediano peso molecular, generados en la planta por varias rutas biosintéticas y son importantes para su supervivencia; pertenecen a diferentes clases de sustancias químicas, *e.g.*, alcoholes, ácidos, ésteres, fenoles y terpenos, entre otros [1].

1.1.1 Principales tipos de metabolitos secundarios en las plantas. Existe gran cantidad de tipos de metabolitos secundarios en plantas, que se pueden clasificar según la presencia o no de nitrógeno en su composición. Los tres grupos de metabolitos secundarios más importantes en las plantas son los terpenoides (o isoprenoides), fenilpropanoides (o compuestos fenólicos) y los alcaloides. Los terpenoides derivan del isopentenildifosfato (IPP) y se conocen alrededor de 25.000 compuestos. Los alcaloides contienen uno o más átomos de nitrógeno y derivan principalmente de aminoácidos, de ellos, se conocen unos 12.000. Mientras que los fenilpropanoides provienen de las llamadas vías biosintéticas del mavelonato/acetato [2].

1.1.2 Funciones de los metabolitos secundarios en las plantas. Las plantas utilizan los metabolitos secundarios como agentes de señalización durante la interacción con patógenos. Tras la infección con un patógeno, algunas especies vegetales, tales como el tabaco, trigo, pepino y arroz, desarrollan una resistencia hacia estos patógenos. A esta resistencia, se la ha denominado resistencia sistémica adquirida, que puede transmitirse desde una parte a otra de la misma planta [3].

Además de su importancia para la defensa de la planta frente a microorganismos, los metabolitos secundarios también permiten atraer a microorganismos simbiotes. Así es el caso de los flavonoides, que producen las leguminosas para las bacterias fijadoras de nitrógeno. Además, actúan como remedios vegetales endógenos, exudaciones de tipo balsámico, que la planta segrega cuando está lesionada, experimenta un estrés o está infectada. Muchas de estas sustancias son repelentes de insectos, mientras que otras, al revés, los atraen. Diversas propiedades de los metabolitos de las plantas se han aprovechado en medicina popular para hacer remedios caseros, también en agricultura, como biorreguladores moleculares de diferente índole, *e.g.*, bioinsecticidas. Entre los metabolitos secundarios aislados de las plantas más importantes, se encuentran las sustancias conocidas con el nombre de aceite esencial, aceite volátil, aceite etéreo o esencia [1].

1.2 ACEITES ESENCIALES

Los aceites esenciales (AE) son mezclas complejas de componentes orgánicos volátiles obtenidos del metabolismo secundario de las plantas; están constituidos principalmente por hidrocarburos (terpenos y sesquiterpenos) y compuestos oxigenados (alcoholes, esterés, éteres, aldehídos, cetonas, lactonas, fenoles, y éteres fenólicos) [4]. Son líquidos, raramente coloreados, solubles en lípidos y solventes orgánicos e insolubles en agua, su densidad es menor que la del agua y se caracterizan por su fuerte olor [5].

El AE puede ser sintetizado por todos los órganos de la planta, a saber, las células oleíferas (jengibre, cúrcuma, vainilla), los canales secretorios (pino, artemisia, anís, angélica), las glándulas (cítricos, eucaliptos) o los tricomas (muchas plantas de las familias Labiadas, Asteráceas, Solanáceas, Geraniáceas) [1, 5].

En numerosos estudios se ha demostrado que los AE o sus componentes exhiben propiedades repelentes contra varios artrópodos hematófagos, algunos de ellos se utilizan como ingrediente en la elaboración de repelentes comerciales [6].

Además, los AE poseen propiedades farmacéuticas frente al tratamiento y prevención del cáncer, enfermedades cardiovasculares (arteriosclerosis y trombosis) y terapéuticas, actúan como un vehículo para facilitar la penetración transdérmica de muchas drogas de aplicación tópica. También, presentan propiedades antidiabéticas, antivirales, antioxidantes, son agentes antibacterianos, antifúngicos [1, 7].

Los AE tienen aplicaciones en diferentes sectores y ramas de la industria, principalmente, las industrias de alimentos, farmacéutica y de sabores y fragancias, productos de aseo y sector cosmético. Se usan como ingredientes en dentífricos, champús, cremas, aceites para masajes, perfumes y afines, como aromatizantes, en múltiples productos de aseo, de higiene personal, como desinfectantes o desodorantes. Se encuentran en una gran variedad de productos alimenticios, *e.g.*, salsas, confitería, bebidas alcohólicas, gaseosas. Además, se emplean como aromatizantes y enmascaradores de olores, como fijadores y principios activos; en la agricultura, como ingredientes en mezclas de biorreguladores, bioinsecticidas y como aleloquímicos [1].

La composición química de los AE está influenciada por diversos factores, entre ellos, el tipo de planta, variedad, híbrido, condiciones agroecológicas y lugar de cultivo, tratamiento postcosecha (*e.g.*, secado, picado, fermentado) y tipo y duración del proceso de extracción (*e.g.* ,hidrodestilación, arrastre con vapor y destilación con agua-vapor), entre otros parámetros [1].

1.3 SECADO DEL MATERIAL VEGETAL

Las plantas aromáticas pueden ser comercializadas frescas, enteras o cortadas; pero en la mayoría de los casos se someten a un proceso de secado, dado que esta operación representa una de las mejores alternativas de estabilización, conservación del material vegetal (MV) y la reducción de tiempo de destilación [8,9].

1.3.1 Objetivos del secado. Algunas de las principales razones por las cuales se realiza el proceso de secado de las plantas se describen a continuación:

- Inhibir la destrucción enzimática. La actividad enzimática puede alterar sustancialmente la calidad del MV por descomposición de sus componentes. El secado inhibe el proceso enzimático, pero no lo elimina; por lo tanto, al rehidratarse la planta, el proceso puede restablecerse.
- Estabilizar el color, olor, sabor, textura y la composición química. Uno de los procesos más críticos es el amarronamiento de las partes verdes y es provocado por la destrucción de la clorofila y numerosas reacciones de oxidación generadas por las fenol-oxidasas presentes en las plantas.
- Reducir fletes, costos de embalaje y almacenaje.
- Reducir tiempos y costos de destilación.

Para conservar las plantas, es indispensable reducir la actividad enzimática en ellas, para lo cual, se disminuye el contenido de agua hasta valores que corresponden a una humedad entre 5 y 14%, según cada caso. Normalmente, las plantas durante la cosecha presentan humedades superiores al 70%, por lo que es necesario encontrar medios eficientes de secado, que no perjudiquen la calidad

del MV, ni reduzcan el contenido de componentes volátiles presentes en el mismo [8,9].

1.3.2 Parámetros del secado. Los parámetros más importantes a tener en cuenta para optimizar un sistema de secado son:

- Tipo de producto: Las raíces y semillas tienen un mayor contenido de humedad (entre 50 y 75%), que las flores o frutas (entre 75 y 85%), y su estabilidad suele ser mucho mayor.
- Tamaño y cantidad del material vegetal: Cuando las partes del MV a secar son muy pequeñas, deben emplearse sistemas que otorguen una gran superficie de evaporación, y a su vez, el MV deberá dispersarse sobre una capa más fina, facilitando el secado de los estratos inferiores.
- Grado de homogeneidad: En algunas plantas los tallos gruesos, al quedar sobre la superficie, pueden obstaculizar el paso del aire de secado, retardando el proceso para las hojas e inflorescencias. En estos casos, es apropiado hacer un zarandeo del MV y secar las distintas partes por separado.
- Estabilidad de los principios activos: Cuando el MV posee una esencia muy volátil (e.g., eucalipto), el proceso se hace muy crítico, y para llegar a la humedad final requerida, vale la pena prolongar el proceso de secado, con aire menos caliente. La variación en la calidad de los AE obtenidos del MV seco, se debe, tal vez, a la descomposición de los terpenos oxigenados, originalmente presentes en la planta en forma de glicósidos [10].

- Influencia de la luz: Para la obtención de un buen producto es necesario trabajar con bajos niveles de luminosidad, para evitar el factor lumínico como generador de descomposiciones de sustancias fotosensibles.
- Higiene del secadero a utilizar: Evitar la contaminación cruzada, es decir, que las instalaciones de secado no sean utilizadas para el secado de diferentes MV.
- Costos de instalación: Será función de las dimensiones, de la tecnología elegida y de la infraestructura aprovechable.

1.3.3 Variables del secado. Las variables que regulan el proceso de secado son:

- Circulación del aire secante: Es común hacer que el aire caliente transite de abajo hacia arriba, por donde sale, aprovechando su menor densidad respecto al aire frío.
- Manejo del aire desecante: Puede dejarse que circule libremente o puede ser forzado y orientado con ventiladores.
- La toma de salida y entrada de aire caliente.
- Temperatura del aire de secado: Es un factor muy importante; se ha visto que al aumentar la temperatura del aire secante en unos 10°C, el tiempo de secado se reduce a la mitad, normalmente, la temperatura usada es menor de 50°C, por razones de estabilidad del producto [8,11].
- Flujo másico o caudal de aire secante.

- Ubicación del material a secar: Es importante estimar el espesor adecuado de la capa del MV y es conveniente también, separar las partes gruesas (raíces o tallos) de las finas (flores).
- Rotación del material a secar: El objetivo es transportar el material vegetal de una zona más húmeda a otra más seca, o a una zona más caliente.
- Tiempo de secado: Puede variar entre 8 y 20 días (dependiendo del MV) [8] y de 30 min a 16 h cuando se hace con aire forzado [8, 11].
- Humedad final: Valor que normalmente varía entre 8 y 15%.
- Humedad ambiente: Cuando se realizan procesos de secado en sombra.

1.3.4 Humedad

1.3.4.1 Base húmeda. Se define como la relación de la masa de la humedad y la masa del material húmedo (**Ecuación 1**). El material húmedo es igual a la suma del material seco y la humedad.

$$W_H = \frac{M_H}{M_H + M_s} = \frac{\text{kg de humedad}}{\text{kg de humedad} + \text{kg de material seco}} \quad \text{Ecuación 1}$$

Donde W_H es la base húmeda, M_H es la masa de la humedad y M_s es la masa del material seco. Su valor máximo no puede ser mayor de 1.

Cuando el MV se pone en contacto con una corriente de aire de humedad y temperatura constantes, y el tiempo de exposición es lo suficientemente largo para que alcance el equilibrio entre ambos, el MV alcanzará un contenido de humedad definido, que no cambiará por posterior exposición a esta corriente de aire. A este contenido de humedad, se le denomina contenido de humedad de equilibrio bajo condiciones especificadas. Cuando el MV contiene más humedad que la de equilibrio, se secará hasta alcanzar la humedad de equilibrio y viceversa [10]. La humedad de equilibrio de un sólido disminuye al aumentar la temperatura del aire [8].

Si el MV tiene un contenido de humedad igual o por encima de la menor concentración que está en equilibrio con el aire saturado, a esta humedad, se le llama agua ligada, debido a que ejerce una presión de vapor menor que la del agua líquida a la misma temperatura, es decir, el agua está "ligada" al material por fuerzas mecánicas o fisicoquímicas que impiden su evaporación [8].

La humedad libre es aquella contenida en el material y que está por encima del contenido de humedad de equilibrio y que puede extraerse por el proceso de secado [8].

Se denomina, como humedad no ligada, aquella cuya presión de vapor en el equilibrio es igual a la presión de vapor del agua pura a la misma temperatura. El material se comporta como un cuerpo húmedo y la cantidad de agua no ligada que posee no se ve afectada por el material [8].

1.3.5. Métodos de secado.

Los principales métodos de secado son:

1.3.5.1 Secado en campo. Es un proceso de oreado, es decir, se deja el material cortado en el lugar de cultivo por un tiempo, permitiendo que gran parte del agua contenida en sus tejidos se evapore.

1.3.5.2 Secado al aire libre. Consiste en esparcir el MV sobre bandejas perforadas o bolsas, pisos de cemento, encima de catres, a la intemperie y durante un tiempo determinado para cada especie. Es el sistema más sencillo y económico, pero es el menos sugerido por el deterioro que puede ocasionar la radiación solar.

Es importante no poner el MV en contacto directo con el suelo, pues de esta manera se permite la circulación del aire a través del MV y se evita, a la vez, su contaminación. Además, se debe tener cuidado de retirar el MV por el peligro de la condensación de agua durante la noche o la lluvia [8, 11].

1.3.5.3 Secado a la sombra. Se realiza a temperatura ambiente, pero bajo sombra o lugares cubiertos; este sistema actúa por convección del aire y lo ideal es aprovechar las corrientes naturales del viento en la región; de no ser así, se deben instalar ventiladores que faciliten la convección del aire. Es un proceso más lento que el anterior, pero el resultado es superior, pues no se presenta la descomposición de los productos debido a temperaturas no controladas o exceso de luminosidad.

No obstante, el principal inconveniente del secado natural y a la sombra es la imposibilidad de controlar las condiciones climáticas; e.g., si el momento de la cosecha ocurre en días de alta humedad, lluvia, baja temperatura, etc., no se obtendrá un buen secado y, por lo tanto, habrá una mala conservación del MV.

1.3.5.4 Secado con aire caliente. Es un método rápido e imprescindible si la humedad relativa es demasiado alta o la temperatura demasiado baja. Además, es muy práctico, puesto que se pueden manejar grandes volúmenes del MV en corto tiempo. Sin embargo, su principal inconveniente es su alto costo, debido al consumo de energía alto y los equipos requeridos.

Las alternativas, que se han planteado para la obtención de la energía necesaria para el calentamiento del aire de secado, van desde las más rústicas como calentar el aire entre una cobertura transparente y una negra, con ayuda de los rayos solares y luego orientar este aire con ventiladores hacia el material a secar, hasta el uso de células o paneles solares para la generación de la energía necesaria por los desecadores [8].

Cuando la cantidad del MV no es muy grande, suelen utilizarse los secadores de bandeja y compartimientos. En este tipo de secadores, el material se coloca sobre bandejas, éstas, a su vez, en carretillas móviles, mientras el aire, forzado por un ventilador, atraviesa un serpentín de calentamiento, y luego, se lo hace circular por las bandejas. Sin embargo, si la escala de producción lo permite, la calidad del producto así lo exige, se utilizan sistemas de secado con aire caliente totalmente automáticos, llamados túneles de secado [8, 12].

1.4 GÉNERO *Cymbopogon*

El nombre del género *Cymbopogon* (Familia Poaceae) fue introducido por Sprengel en 1815 y comprende aproximadamente 120 especies, que se encuentran distribuidas en las regiones tropicales y subtropicales del planeta [13].

Las plantas del género *Cymbopogon* son perennes, altas (hasta más de 1 m), de hojas estrechas y largas, que se caracterizan principalmente por la presencia de espinas de sílice alineadas en los bordes de las hojas. Las hojas tienen pelos

glandulares, por lo general, cada uno con una célula basal que es más ancha que la célula distal [13].

Taxonómicamente, las especies del género *Cymbopogon* se han dividido en tres especies, a saber: *Shoenantii*, *Rusae* y *Citrati*. Las hojas de las especies en "*Shoenantii*" son delgadas, en "*Rusae*", subcordadas y en "*Citrati*", lanceoladas. Algunas especies como *C. citratus*, no tienen flor, otras como *C. nardus* y *C. winterianus*, en ocasiones, tienen flores, y las formas poliploides de *C. flexuosus* y *C. colaratus* tienen flores, pero no semillas [14].

El género *Cymbopogon* es de gran interés debido a que sus aceites esenciales tienen valor comercial alto, se utilizan ampliamente en la industria de perfumes y en la medicina popular [15]. También, se emplean en las industrias farmacéutica, cosmética, de alimentos, sabores y agricultura [13]. Las plantas del género *Cymbopogon* se utilizaron para repeler mosquitos en la ciudad de Riberalta, Amazonas Boliviano [16]. Muchos extractos y AE aislados de estas plantas se han evaluado contra varias clases de artrópodos [6].

Algunas especies se cultivan comercialmente por su aceite, como *C. nardus*, conocido como "Citronela de Ceylon" y *C. winterianus* "Citronela de Java", que contienen citronelal, citronelol y geraniol; *C. martinii* var. *motia* tiene componente principal geraniol (entre 80 y 90%); mientras que en *C. flexuosus*, conocido como "hierba de limón", los componentes principales son citral y geraniol [17].

Debido a las propiedades medicinales que poseen las especies de *Cymbopogon*, este género es utilizado en la medicina popular para purificar la sangre, en el tratamiento del reumatismo, el cólera y la neuralgia. Se han reportado los usos de los AE como carminativos, estimulativos, antisépticos, sudoríficos. Las raíces y los tallos de estas especies son útiles como antídoto en el tratamiento de la mordedura de serpiente y picadura de escorpiones [17].

El contenido de AE del género *Cymbopogon* depende de factores genéticos, agronómicos y geoclimáticos [13].

Los AE de *Cymbopogon* se caracterizan por contener terpenos como citronelol, citral, citronelal, linalool, elemol, 1,8-cineol, limoneno, geraniol, β -cariofileno, metil heptanona, acetato de geranilo y formiato de geranilo [14].

Los compuestos geraniol, acetato de geranilo, citral (neral y geranial), citronelal, piperitona, eugenol, etc., se utilizan en la perfumería o como componentes de partida en la síntesis de otros compuestos, que se usan en la industria perfumística [13].

1.4.1 *Cymbopogon flexuosus*. Es una planta originaria del Este de la India y se encuentra distribuida en Etiopía, Guatemala, Indonesia, Japón, Madagascar, Seychelles, Sri Lanka y Tailandia, se conoce comúnmente como “limoncillo” [18]. El rendimiento del aceite extraído del MV de *C. flexuosus* varía entre 0,5 y 1,6% [14, 19].

El citral (mezcla de geranial y neral), componente mayoritario del aceite de *C. flexuosus*, es aislado y utilizado como saborizante, en cosméticos y perfumes. Además, se usa para la síntesis de iononas, sustancias aromáticas con fuerte olor a violetas y en la síntesis de la vitamina A [13].

El aceite de “limoncillo” posee propiedades carminativas, estimulantes y antiespasmódicas, se utiliza como saborizante en vinos, salsas y dulces y como repelente de mosquitos. También, se emplea para aliviar el dolor de cabeza y de muelas [18].

La infusión de las hojas se usa en Brasil como tratamiento para las afecciones nerviosas y gastrointestinales; en Cuba, contra la hipertensión y como antiinflamatorio [18].

Los componentes mayoritarios del AE cultivado en la India fueron *trans*-citral (61%) y α -sinensal (12,3%) [20]; y en Colombia, geranial (50,2%) y neral (28,7%) [21].

El AE de *C. flexuosus* y su componente, el sesquiterpeno isointermedeol, inhiben la proliferación de células de leucemia promielocítica humana (HL-60), después de 48 h de tratamiento a una concentración inhibitoria cincuenta (IC₅₀), de 30 y 20 μ g/mL, respectivamente [22].

En otro estudio, se evaluó la citotoxicidad *in vitro* del AE de “limoncillo” contra doce líneas celulares de cáncer humano. El AE presentó alta citotoxicidad contra células de cáncer de colon (502713) y de neuroblastoma (IMR-32) con un valor de IC₅₀ de 4,2 y 4,7 μ g/mL, respectivamente. El aceite inhibe el crecimiento de los tumores ascítico de Ehrlich y Sarcoma (S-180). Los resultados indican que el AE de *C. flexuosus* presenta características importantes para desempeñarse como un potencial agente anticancerígeno [15].

Se ha encontrado que el AE de *C. flexuosus* y su componente eugenol, presentan actividad antifúngica contra *Aspergillus flavus* y la producción de aflatoxinas. El AE inhibe el crecimiento de *A. flavus* y la producción de aflatoxinas B₁ de 1,3 y 1,0 μ L/mL, respectivamente. El eugenol mostró mayor inhibición que el AE, ya que exhibió mayor efecto antifúngico e inhibitorio frente a la producción de aflatoxinas de 0.3 a 0.1 μ L/mL, respectivamente [20].

El aceite de “limoncillo”, también ha mostrado efecto repelente frente a *Tribolium castaneum* Herbst (Coleoptera: Tenebrionidae), por lo que puede ser empleado

como ingrediente en la elaboración de repelentes comerciales para plagas de los productos almacenados [23].

1.4.2 *Cymbopogon martinii*. Es una planta originaria del Sur de Asia, su AE se conoce como aceite de “palmarrosa”. El rendimiento de extracción de esta especie varía entre 0,1 y 1,2% [19, 24, 25] y está influenciado por la cantidad de nitrógeno de fertilización, el uso de abonos orgánicos y por la irrigación [15, 19, 26].

Esta planta ha sido utilizada como antiséptico [24], diurético, repelente de mosquitos y roedores [27], en el tratamiento del reumatismo, para calmar dolores estomacales [28] y para acelerar el crecimiento del cabello [29].

Diversos estudios sobre *C. martinii* describen la composición química de su AE (Véase **Tabla 1**).

Tabla 1. Principales compuestos presentes en el AE de *C. martinii* de diferentes orígenes.

Origen	Composición química
Colombia	Geraniol (69,6%), acetato de geranilo (15,6%), geranial (4,6%), neral (3,0%), linalool (3,71%) [21].
Austria	Geraniol (79,3%), acetato de geranilo (6,2%), linalol (3,4%). [30].
Madagascar	Limoneno (1,5%), linalol (2,8%), acetato de geranilo (8,2%), geraniol (80%) [31].
India	Jaipur: geraniol (83,6%), acetato de geranilo (2,3%), geranial (1%), linalol (3,4%) [32]. Lucknow: geraniol (80,9%), acetato de geranilo (2,3%)[33].
Argentina	Terpinen-4-ol (29,1%), pineno (21,6%), limoneno (17,4%), geraniol (15,8%)[34].

Varios estudios han reportado las diferentes actividades biológicas que presenta el aceite de palmarrosa, tales como anti-*Candida* [24], antigenotóxica y antioxidante [35]. El AE de *C. martinii*, debido a su alto contenido de geraniol, ha demostrado actividad antimicrobiana contra células de *Saccharomyces cerevisiae* [25].

Kumaran y colaboradores [36] investigaron la actividad antihelmíntica *in vitro* del AE de *C. martinii* y su compuesto mayoritario geraniol contra el nematodo, *Caenorhabditis elegans*. Los resultados obtenidos demostraron que la ED₅₀ del geraniol fue de 66,7 µg/mL, principio activo responsable de la actividad antihelmíntica del aceite de palmarrosa. También se reportó actividad larvica frente a nematodos del género *Contraecum* sp. [37] y *Anisakis simplex* [38].

1.4.2.1 Geraniol. Es un alcohol monoterpénico acíclico con fórmula molecular C₁₀H₁₈O; una mezcla de dos isómeros *cis*-nerol y *trans*-geraniol (Véase **Figura 1**). Es de color amarillo pálido, insoluble en agua pero soluble en la mayoría de los compuestos orgánicos [38].

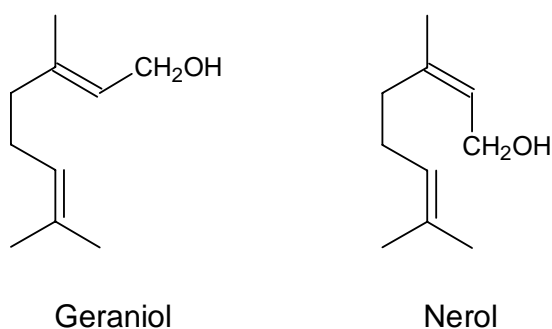


Figura 1. Estructuras químicas de geraniol y nerol.

Este alcohol monoterpénico se utiliza ampliamente como fragancia en perfumes, champús, jabones, detergentes y productos de limpieza, posee diferentes

propiedades farmacológicas y bioquímicas [38]. El nivel máximo de geraniol permitido como fragancia está definido por el Estándar IFRA (IFRA, 2007) [39].

El geraniol es un derivado del difosfato de geranilo (GPP), que se obtiene por vía de condensación cabeza-cola del isopentil difosfato (IPP) con el dimetilalil difosfato (DMAPP). El IPP, a su vez, se sintetiza por la ruta del acetato-mevalonato en el citoplasma o por la ruta del piruvato-triosenofosfato en el plastisol [33].

Friedman y colaboradores [40] evaluaron la actividad bactericida de 96 AE y 23 compuestos contra *Campylobacter jejuni*, *E. coli*, *Listeria monocytogenes* y *Salmonella entérica*, aislados de muestras clínicas y alimentos, por un ensayo en placas de microtitulación. El geraniol mostró mayor actividad frente a *E. coli* (valor de actividad bactericida de AB₅₀ de 0,15), *L. monocytogenes* (AB₅₀ de 0,28) y *S. entérica* (AB₅₀ de 0,15).

Choi y colaboradores [41] investigaron la actividad antioxidante *in vitro* de 34 AE de cítricos y sus componentes a través del método de captura de radicales libres que utiliza el radical 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH) y compararon la actividad con el antioxidante estándar, Trolox[®]. El geraniol mostró actividad antioxidante contra el radical DPPH (87,7%, 235,9 mg de Trolox[®]equiv/mL).

Otro estudio mostró que el geraniol [42], en estado gaseoso, presenta actividad antibacteriana contra patógenos del tracto digestivo, tales como, *Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae*, *S. pyogenes* y *Staphylococcus aureus*.

El geraniol exhibió actividad antitumoral *in vivo* e *in vitro* frente a células de leucemia murina, hepatoma y melanoma [39]. Además, el geraniol ha demostrado actividad quimioterapéutica en casos tales como el cáncer de páncreas y otros [43].

1.4.3 *Cymbopogon nardus*. La especie *C. nardus* es originaria de Sri Lanka, su aceite es conocido como “citronela”. El rendimiento de extracción de esta especie se encuentra comprendido entre 0,6 y 1,2% [44, 45].

En China, las hojas se emplean para el tratamiento del reumatismo, fiebre, parásitos intestinales, problemas digestivos y menstruales [46].

Diversos estudios sobre *C. nardus* describen la composición química de su AE (Véase **Tabla 2**).

Tabla 2. Principales compuestos presentes en el AE de la especie *Cymbopogon nardus* de diferentes orígenes.

Origen	Composición química
Colombia	Citronelal (45,7%), geraniol (20,4%), citronelol (9,9%), elemol (4,4%), germacreno-D-4-ol (3,0%), acetato de geranilo (2,6%) [21].
África	Congo: Citronelal (37,5%), geraniol (29,4%), acetato de citronelilo (4,4%), acetato de geranilo (1,7%), β -elemeno (1,5%), <i>trans</i> - β -cariofileno (2,5%), δ -cadineno (1,1%). Benín: Citronelal (41,3%), geraniol (23%), acetato de citronelilo (1,5%), acetato de geranilo (1,8%), α -farneseno (1,5%) y elemol (4,8%) [46].
India	Valenceno (36,9%), α - <i>trans</i> -bergamoteno (19,4%), δ -cadineno (9,3%), 1,8-cineol (6%), <i>trans</i> - β -cariofileno (5,8%), <i>trans</i> -nerolidol (3,4%), mirceno (2,9%), acetato de terpenilo (2,9%), β -selineno (2,1%) y <i>cis</i> -ocimeno (0,7%) [47].
Tailandia	Geraniol (35,7%), <i>trans</i> -citral (22,7%), <i>cis</i> -citral (14,2%), acetato de geranilo (9,7%), citronelal (5,8%) y citronelol (4,6%) [48].

El aceite de “citronela” ha mostrado actividad repelente sobre *Tribolium castaneum*, por lo que puede ser utilizado como ingrediente en la elaboración de

repelentes comerciales para insectos de almacenamiento [49]. También, el efecto repelente contra los mosquitos *Anopheles stephensi*, *Culex quinquefasciatus* y *Aedes aegypti*, con un tiempo de protección de 8 a 10 h durante la noche [50].

En un estudio realizado [48] se ha encontrado que el linalol y el citronelal, componentes del AE, fueron los responsables del efecto antifúngico frente a las especies *Aspergillus* sp., *Penicillium* sp. y *Eurotium* sp. El citronelal, uno de los componentes mayoritarios del aceite de *C. nardus*, ha demostrado actividad citotóxica *in vitro* sobre la línea celular HaCat [51].

Se ha evaluado la actividad antimicrobiana del aceite de citronela contra la cepa de hongos y de bacterias aisladas del cultivo *in vitro* de especies vegetales [52].

Oliveira y colaboradores [53] proponen que el AE de *C. nardus* es una alternativa industrial para desinfectar superficies de acero inoxidable contaminadas por *Listeria monocytogenes*. Además, se ha demostrado la actividad antimicrobiana del aceite *in vitro* contra *L. monocytogenes* [54].

Todo esto indica la importancia de las plantas del género *Cymbopogon*, su estudio químico y su actividad biológica.

1.5 LA RADIACIÓN DE MICROONDAS

Las microondas se utilizaron desde la Segunda Guerra Mundial tras el desarrollo del radar, y más adelante, su aplicación en el horno de microondas para uso doméstico [55].

Las microondas son ondas electromagnéticas no ionizantes cuyas frecuencias están en el intervalo de 30 GHz a 300 MHz y corresponden a longitudes de onda

de 1 cm a 1 m, se encuentran entre las ondas de radio y la radiación infrarroja [55].

Las ondas electromagnéticas se generan por un magnetrón. El magnetrón es un cilindro hueco encerrado en un imán con forma de herradura; en el centro del cilindro hay una barra que actúa como cátodo y las paredes del cilindro tienen la función de ánodo; cuando se calienta, el cátodo emite electrones, que viajan hacia el ánodo. El campo magnético obliga a los electrones a moverse en una trayectoria circular. Un tubo de salida dirige las ondas electromagnéticas a la zona de cocción del horno. Las aspas giratorias del ventilador homogeneizan la distribución de temperatura y por reflexión sobre su superficie hacen que las microondas lleguen a todas las partes del horno [56].

Debido a la naturaleza electromagnética, las microondas poseen campos eléctrico y magnético perpendiculares entre sí. La energía de esta radiación se transforma en calor a través de los mecanismos: (i) conducción iónica y (ii) rotación de dipolos, procesos que, por lo general, ocurren de forma simultánea. La conducción iónica se produce por la migración de los iones en disolución al aplicar un campo eléctrico. La rotación dipolar se origina por el alineamiento de los dipolos de las moléculas cuando se someten a un campo eléctrico. Esta oscilación provoca colisiones con las moléculas cercanas y, por lo tanto, la liberación de la energía térmica en el medio. Con una frecuencia de 2,45 GHz, este fenómeno ocurre $4,9 \times 10^9$ veces por segundo, lo cual hace que el calentamiento sea muy rápido. A diferencia del método de calentamiento por conducción, las microondas calientan la muestra al mismo tiempo (Véase **Figura 2**) [55, 57].

La capacidad de un disolvente para absorber energía de microondas y convertirla en calor depende del factor de disipación ($\tan\delta$) [57], el cual se define como la relación entre la pérdida dieléctrica, ϵ'' (eficiencia de convertir la energía de

microondas en calor) y su constante dieléctrica, ϵ' (medida de la capacidad de absorber la energía de microondas) [58].

Ecuación 2

Cuanto mayor sea la constante dieléctrica de un disolvente (Véase **Tabla 3**), más eficiente es el calentamiento.

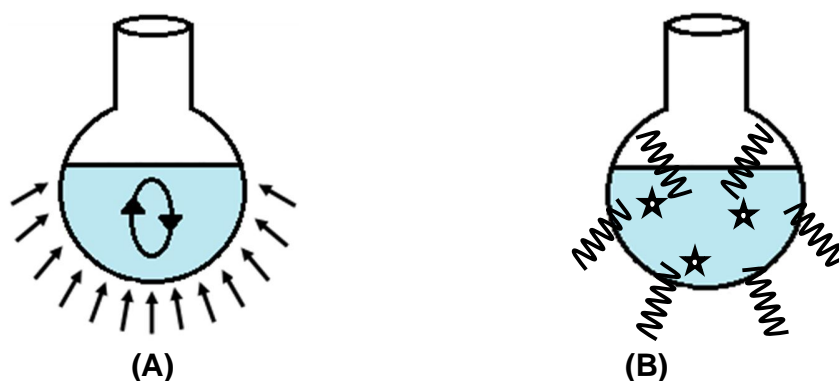


Figura 2. (A) Calentamiento convencional y (B) Calentamiento por microondas.

Tabla 3. Constantes dieléctricas y momento dipolar de algunos disolventes.

Solvente	Constante dieléctrica (20°C)	Momento dipolar (25°C) (Debye)
Hexano	1,89	<0,1
Tolueno	2,4	0,36
Diclorometano	8,9	1,14
Acetona	20,7	2,69
Etanol	24,3	1,69
Metanol	32,6	2,87
Agua	78,5	1,87

1.6 CROMATOGRAFÍA DE GASES

La cromatografía de gases es una técnica de separación donde la muestra se volatiliza antes de ingresar a la columna de separación; allí ocurre un fenómeno de repartición entre la fase móvil (gas inerte) y la fase estacionaria, constituida por un sólido o líquido soportado sobre las paredes de la columna [59]. La columna se encuentra dentro del horno, donde la temperatura se ajusta según los requerimientos del análisis. La temperatura de la columna que se programa, depende principalmente del punto de ebullición de los analitos en la muestra y del grado de separación requerido. Los analitos que eluyen de la columna pasan a un detector, que registra las diferentes sustancias y genera una señal proporcional a su cantidad [60, 61].

1.6.1 Cromatografía de gases – espectrometría de masas (GC-MS). La historia de la espectrometría de masas (MS) empieza en 1886, cuando Goldstein descubrió las especies cargadas positivamente; luego, en 1898, Wien observó que los iones cargados positivamente se deflexionaban en un campo magnético. Pero, como método, la espectrometría de masas surgió a partir de los trabajos realizados por J.J. Thomson; en 1913, Thomson y Aston demostraron experimentalmente la existencia de isótopos [62].

La MS es una herramienta analítica muy poderosa que tiene aplicaciones en diferentes ramas de la química, a saber: química ambiental y forense, síntesis orgánica, productos naturales y petroquímica, alimentos, control de calidad y procesos y productos [62].

La combinación de la cromatografía de gases y espectrometría de masas (GC-MS por sus siglas en inglés, *Gas Chromatography-Mass Spectrometry*) (Véase **Figura 3**) es una de las herramientas analíticas más funcionales; es uno de los métodos más eficientes para el estudio de la composición de los AE.

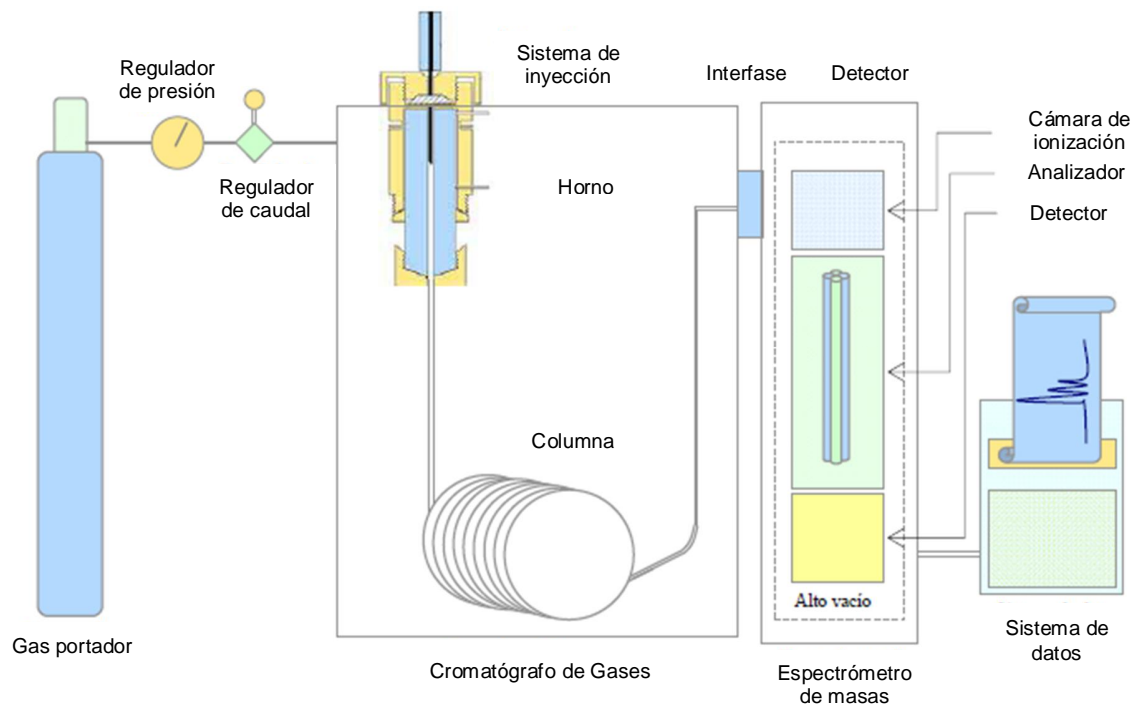


Figura 3. Bloques principales de un cromatógrafo de gases acoplado a un espectrómetro de masas.

La espectrometría de masas es un método adecuado para la identificación de compuestos; útil en el caso de los componentes del aceite esencial conformado por compuestos volátiles y de bajo peso molecular (< 300 Da). La esencia se inyecta directamente al cromatógrafo, sin ningún tratamiento previo, lo cual elimina posibles modificaciones en la composición de la muestra o en la estructura de sus constituyentes. En el cromatógrafo, los componentes de la esencia se separan, entran al espectrómetro de masas, que permite registrar el espectro de cada una de las sustancias separadas. Los constituyentes del aceite se identifican con base en patrones de su fragmentación, que se observan en los espectros de masas, obtenidos por impacto de electrones (EI, 70 eV) [63,64].

Los componentes del aceite pueden ser simultáneamente separados e identificados con base en sus tiempos de retención, índices de retención y los

patrones de fragmentación, los cuales son únicos para cada sustancia. El método GC-MS permite realizar en una sola operación, para una muestra del orden de 1 μL , un análisis cualitativo, junto con una indicación de las proporciones en las que se encuentran los componentes. Cuando se dispone de una sustancia patrón, la calibración del equipo permite un análisis cuantitativo de los componentes en la muestra [65].

1.7 CIENCIOMETRÍA

La cienciometría estudia los aspectos “cuantitativos” de la ciencia como disciplina o actividad económica, permite medir y analizar a través de las publicaciones científicas, el estado actual y la dinámica experimentada por un tema particular, en un período de tiempo dado, para direccionar y planificar las investigaciones, analizar tendencias y comparar resultados [66]. Particularmente, para esta investigación, se empleó la base de datos *Scopus* (Elsevier) consultada desde el año 1992 hasta el 13 de septiembre de 2012. La búsqueda en la base de datos se enfocó a las publicaciones en donde se escribieron las siguientes palabras clave: “Essential oils” y “*Cymbopogon*”.

1.7.1 Relación año – número de publicaciones. En la **Figura 4**, se puede observar el número creciente de publicaciones científicas sobre aceites esenciales aislados de las plantas del género *Cymbopogon*; la investigación abarca el período desde el año 1992 hasta septiembre del 2012. Durante los últimos 8 años, la intensidad de investigación sobre este tema ha aumentado: el mayor número de artículos científicos, 78, se registra en el año 2011, seguido del año 2009 y 2010 cuando aparecen 56 y 74 artículos, respectivamente. Este aumento se puede explicar en el sentido de nuevas aplicaciones de ingredientes naturales para su empleo en las industrias de alimentos, perfumes, cosméticos, productos de aseo, entre otras.

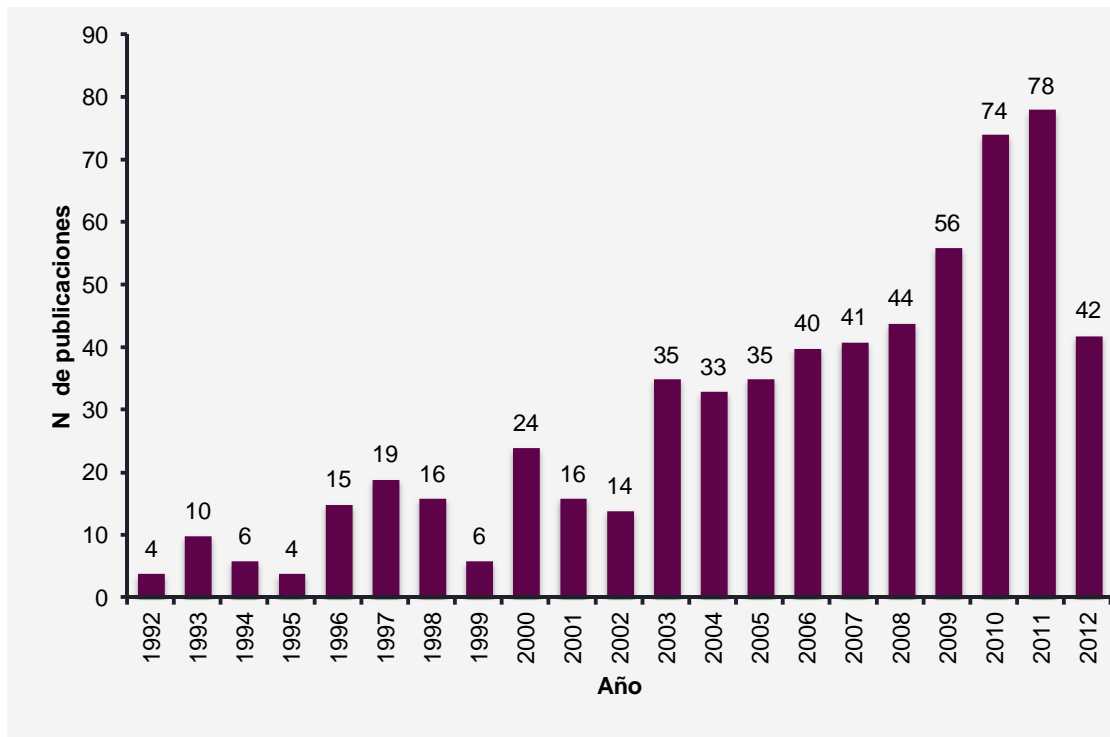


Figura 4. Número de artículos científicos sobre aceites esenciales aislados de las plantas del género *Cymbopogon*. Período de observación 1992 - 2012. Base de datos: *Scopus* (Elsevier, B.V., 2009). Ecuación de búsqueda: *Article Title, abstract, keywords*; palabras clave: “*Essential oil*” AND “*Cymbopogon*”. Fecha de consulta: 13 de septiembre de 2012.

1.7.2 Relación revista – número de publicaciones. En la **Figura 5**, aparece la estadística de publicaciones sobre aceites esenciales aislados de las plantas del género *Cymbopogon* en diferentes revistas durante los años 1992 – 2012; la revista especializada *Journal of Essential Oil Research*, editada por *Allured Publishing*, presenta mayor número de publicaciones científicas, seguida de *Flavour and Fragrance Journal* y *Revista Brasileira de Plantas Medicinails*.

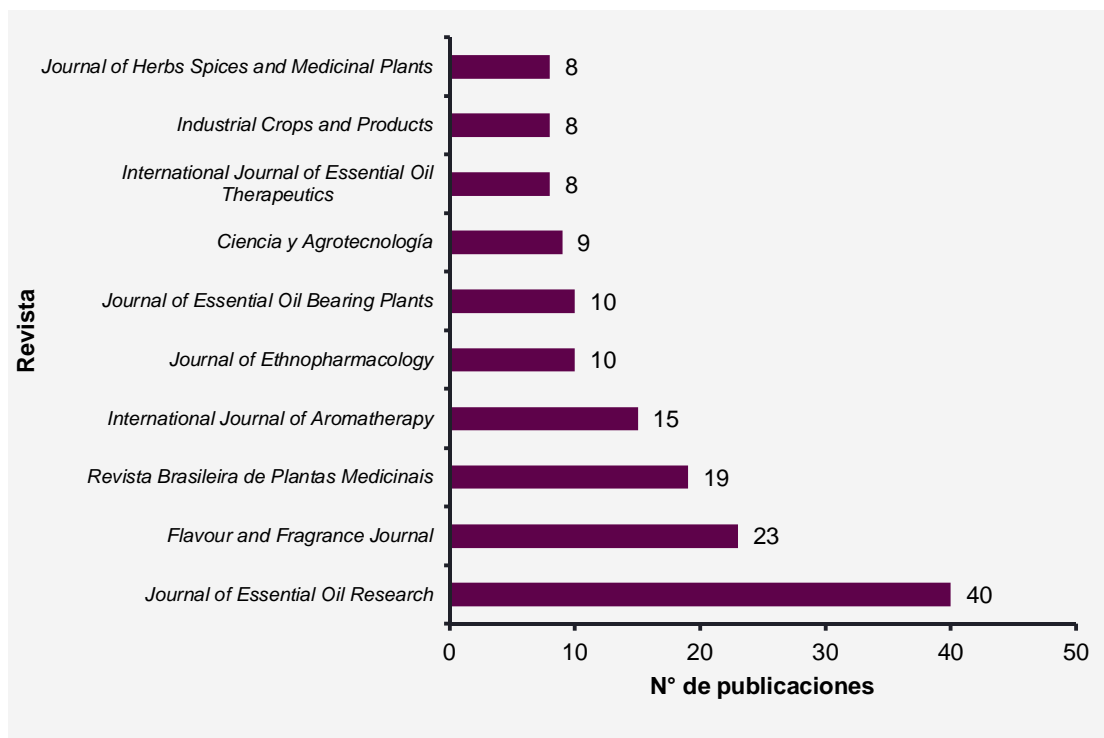


Figura 5. Número de artículos científicos sobre aceites esenciales aislados de las plantas del género *Cymbopogon*. Período de observación 1992 - 2012. Base de datos: *Scopus* (Elsevier, B.V., 2009). Ecuación de búsqueda: *Article Title, abstract, keywords*; palabras clave: “*Essential oil*” AND “*Cymbopogon*”. Fecha de consulta: 13 de septiembre de 2012.

2. METODOLOGÍA

2.1 SECADO DEL MATERIAL VEGETAL

Las plantas bajo estudio, *C. flexuosus*, *C. martinii* y *C. nardus*, se recolectaron en las parcelas experimentales del Centro Nacional de Investigaciones para la Agroindustrialización de Especies Vegetales Aromáticas y Medicinales Tropicales, Cenivam, ubicado en el campus principal de la Universidad Industrial de Santander, durante el período febrero a septiembre de 2012.

El MV fresco se cortó y se sometió a un proceso de secado en una estufa *Indumegas* (Bucaramanga, Colombia) (Véase **Figura 6**), en un intervalo de temperaturas entre 40 y 80 °C. Con el fin de graficar las curvas de desorción para dichas temperaturas, se tomaron aproximadamente 20 g de material de cada especie, se pesaron cada hora para las temperaturas de 40 y 50 °C y, cada media hora para el intervalo de 60 a 80 °C, hasta lograr un peso constante; el registro del peso se realizó por triplicado.

Para determinar el efecto del secado sobre las plantas, la composición y el rendimiento de los AE obtenidos, se evaluaron los factores de tiempo y temperatura, mediante un diseño factorial 2², con dos niveles y tres réplicas en el centro, para cada especie. Los niveles escogidos para cada factor se muestran en la **Tabla 4**.

Por otra parte, otro grupo de plantas del género *Cymbopogon* se sometieron a un proceso de secado a la sombra, a la temperatura ambiente (26°C). Para ello, el MV (100 g) fue atado manualmente y colgado en una cuerda (Véase **Figura 7**). Se dejó una distancia mínima (50 cm) entre ramillete y ramillete para favorecer la circulación de aire y evitar la proliferación de hongos y bacterias. La medición de la

humedad en el MV se realizó registrando el peso de las plantas, por un período de 15 días hasta que el peso del material fue constante.

Tabla 4. Niveles de los factores evaluados en el diseño experimental 2^2 para el secado de plantas del género *Cymbopogon*.

Factor	Unidades	Niveles		
		Bajo (-)	Medio	Alto (+)
Temperatura de secado	°C	40	55	70
Tiempo de secado	h	4	7	10



Figura 6. Estufa de secado marca *Indumegas* (Bucaramanga, Colombia). Fuente: Fotografía tomada por la autora. Lugar: CENIVAM, UIS. Fecha: Marzo de 2012.

2.2 DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE HUMEDAD

Para determinar el porcentaje de humedad de las plantas de *C. flexuosus*, *C. martinii* y *C. nardus*, se pesaron las hojas frescas (20 g) y luego se secaron en una

estufa (100°C), durante 24 h. La determinación del contenido de humedad se realizó por triplicado. El porcentaje de humedad se determinó con base en la **Ecuación 3:**



Figura 7. Proceso de secado del material vegetal a la sombra. Fuente: Fotografía tomada por la autora. Lugar: CENIVAM, UIS. Fecha: Febrero de 2012.

2.3 EXTRACCIÓN DE LOS ACEITES POR MWHD

La extracción de los metabolitos secundarios volátiles y semivolátiles de las tres especies, se realizó a partir de hojas frescas (ca. 200 g) y secas (ca. 100 g); se llevó a cabo en un equipo de destilación tipo *Clevenger*, con reservorio de destilación tipo *Dean-Stark* y calentamiento por radiación de microondas mediante un horno convencional *Samsung* (Kuala Lumpur, Malasia) con potencia de salida

de 1500 W y frecuencia de radiación de 2,45 GHz. Se adicionaron 300 y 350 mL de agua para la extracción de los metabolitos secundarios aislados de las hojas frescas y secas, respectivamente. El tiempo total de extracción fue de 45 min, dividido en 3 períodos (15 min), con intervalos entre ellos de 2 min (Véase **Figura 8**). La extracción del AE a partir de hojas frescas y secas se realizó por triplicado.



Figura 8. Montaje para la hidrodestilación asistida por la radiación de microondas (MWHD). Fotografía tomada por la autora. Lugar: CENIVAM, UIS. Fecha: Febrero de 2012.

Los AE obtenidos, se secaron con sulfato de sodio anhidro (Merck, Darmstadt, Alemania), para retirar la humedad residual. Los AE obtenidos se pesaron en una balanza METTLER TOLEDO PB 1502-S (Küsnacht, Suiza) para determinar los rendimientos de extracción. El rendimiento de la extracción se calculó mediante la **Ecuación 4**:

$$\text{Rendimiento, \%} = \frac{W_{\text{AE}}}{W_{\text{MV}}} \times 100$$

Ecuación 4

Donde:

W_{AE} : peso del aceite esencial (g).

W_{MV} : peso del material vegetal (g).

2.4 ANÁLISIS CROMATOGRÁFICO

Con el fin de realizar una caracterización química de los AE extraídos, se empleó la técnica de cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas (GC-MS). Se usaron dos columnas con fases estacionaras polar y apolar.

2.4.1 Análisis GC en columna polar. Para el análisis cromatográfico se empleó un equipo *Agilent Technologies 6890N Network, Series GC* (Palo Alto, CA, EE.UU.), acoplado a un detector selectivo de masas *Agilent Technologies 5975 Inert XL*, equipado con un puerto de inyección *split/splitless* (250°C, relación *split*, 50:1) e inyector automático *Agilent Technologies 7863B, Series Injector* (Véase **Figura 9**). La separación de los metabolitos presentes en los aceites se llevó a cabo en una columna de sílice fundida DB-WAX (*J & W Scientific*, Folsom, CA, EE.UU.), con fase estacionaria entrecruzada e inmovilizada de poli(etilenglicol) de 60 m x 0.25 mm, D.I. x 0.25 µm, d_r. Como gas de arrastre (fase móvil) se utilizó helio (*Linde Healthcare*, Colombia, 99,99%), con una presión de entrada en la cabeza de la columna de 20,15 psi y flujo constante de 1 mL/min. La temperatura del horno se programó de la siguiente manera: desde 45 °C (5 min) hasta 150 °C (3 min) @ 3 °C/min, y hasta 220 °C (5 min) @ 4 °C/min.



Figura 9. Cromatógrafo de gases *Agilent Technologies 6890N Network, Series GC*, acoplado a un detector selectivo de masas *Agilent Technologies 5975 Inert XL*. Fotografía tomada por la autora. Lugar: Laboratorio de Instrumentación Analítica CENIVAM, UIS. Fecha: Agosto de 2012.

2.4.2 Análisis GC en columna apolar. El análisis se desarrolló empleando un equipo *Agilent Technologies 6890 Plus* (Palo Alto, CA, EE.UU.) acoplado a un detector selectivo de masas *Agilent Technologies MSD 5975 Network*, equipado con puerto de inyección *split/splitless* (250°C, relación *split*, 1:30) e inyector automático *Agilent 7863* (Véase **Figura 10**).

Para separar los metabolitos secundarios volátiles, se empleó una columna capilar de sílice fundida DB-5MS (*J & W Scientific*, Folsom, CA, EE.UU.) de 60 m x 0.25 mm, D.I. x 0,25 µm, d_f , con fase estacionaria de 5%-fenil-poli(metilsiloxano). Como gas de arrastre se utilizó helio (*Linde Healthcare*, Colombia, 99,99%), con una presión de entrada en la cabeza de la columna de 16,47 psi, velocidad lineal de 26 cm/s y flujo constante de 1 mL/min. La temperatura del horno se programó desde 45 °C (5 min), luego se aumentó @ 4 °C/min hasta 150 °C (2 min), después

@ 5 °C/min hasta 250 °C (5 min) y, finalmente, @ 10 °C/min hasta 275 °C (15 min).



Figura 10. Cromatógrafo de gases *Agilent Technologies 6890 Plus*, acoplado a un detector selectivo de masas *Agilent Technologies MSD 5975 Network*. Fotografía tomada la autora. Lugar: Laboratorio de Instrumentación Analítica CENIVAM, UIS. Fecha: Agosto de 2012.

2.4.3 Sistema de detección y adquisición de datos. Los espectros de masas se obtuvieron por impacto de electrones (EI) de energía de 70 eV. Las temperaturas de la cámara de ionización y de la línea de transferencia se mantuvieron a 230 y 285 °C, respectivamente. Los espectros de masas y las corrientes iónicas totales (TIC, por sus siglas en inglés, *Total Ion Current*) se obtuvieron en un analizador cuadrupolar, por medio de barrido automático de frecuencia (*full scan*) a 4,75 *scan/s* en el rango de *m/z* 40-350. Los datos cromatográficos y espectrométricos, se adquirieron y procesaron por el sistema de datos *Hewlett-Packard MS ChemStation G17001DA* (Versión D 00.01.27, 2011)

2.4.4 Identificación. La identificación de los metabolitos secundarios volátiles y semivolátiles presentes en los AE se realizó con base en los índices de retención lineales (IRL), determinados experimentalmente para las fases estacionarias polar y apolar, y por comparación de los espectros de masas de cada componente con los reportados en las bases de datos disponibles NIST, Wiley y Adams.

Los IRL se calcularon teniendo en cuenta los tiempos de retención (t_R) de una serie homóloga de sustancias de referencia, hidrocarburos lineales desde C_8 hasta C_{25} , que se analizaron en cada uno de los cromatogramas obtenidos bajo los mismos parámetros operacionales que los AE. Para su cálculo se empleó la **Ecuación 5**, a saber [67]:

$$I_R = 100n + 100 \left[\frac{t_{RX} - t_{Rn}}{t_{RN} - t_{Rn}} \right] \quad \text{Ecuación 5}$$

Donde:

n : Número de átomos de carbono del n -alcano que eluye antes del analito de interés;

N : Número de átomos de carbono del n -alcano que eluye después del analito de interés;

t_{RX} : Tiempo de retención del analito de interés;

t_{Rn} : Tiempo de retención del hidrocarburo que eluye antes del analito de interés (min);

t_{RN} : Tiempo de retención del hidrocarburo que eluye después del analito de interés (min).

2.4.5 Cuantificación. Los metabolitos secundarios identificados en los AE de las especies del género *Cymbopogon* se cuantificaron con el método que se describe a continuación:

2.4.5.1 Estandarización interna. Se empleó *n*-tetradecano (*Merck, Reference Substance for Gas-Chromatography*), como estándar interno, el cual se adicionó a los AE durante la preparación de las muestras. Las áreas de los picos cromatográficos de cada uno de los componentes de los AE se compararon con el área reportada para el estándar interno, suponiendo para todos los componentes del AE los mismos factores de respuesta relativos.

3. RESULTADOS

3.1 DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE HUMEDAD.

Los resultados obtenidos en la determinación del porcentaje de humedad de las plantas *C. flexuosus*, *C. martinii* y *C. nardus* se muestran en la **Tabla 5**.

Tabla 5. Porcentaje de humedad de las plantas *C. flexuosus*, *C. martinii* y *C. nardus*.

Planta	Peso húmedo, g	Peso seco, g	Humedad, %
<i>C. flexuosus</i>	20,01 ± 0,03	4,29 ± 0,03	78,5 ± 0,13
<i>C. martinii</i>	20,02 ± 0,02	3,69 ± 0,02	81,55 ± 0,09
<i>C. nardus</i>	20,1 ± 0,12	20,00 ± 0,03	69,1 ± 0,1

3.2 SECADO DEL MATERIAL VEGETAL

En el tiempo de secado de un material influyen diversos factores, entre ellos, se pueden mencionar las características de las plantas, el órgano a secar y la altura de la capa del MV. Los factores de temperatura del ambiente y del horno y humedad relativa desempeñan un papel importante en el tiempo de secado.

3.2.1 Secado a la sombra. El porcentaje de agua presente en las plantas de *C. flexuosus*, *C. martinii* y *C. nardus* se calculó con base en las diferencias de peso entre el MV fresco y el MV seco.

En la **Figura 11** se ilustra el proceso de secado a la sombra, a temperatura ambiente, durante 15 días, para las tres plantas bajo estudio; se observa un comportamiento similar en cuanto a la pérdida de agua presente del MV de las

tres especies. Durante los primeros cuatro días, la humedad del MV disminuyó más rápido. Lo anterior se debe a que inicialmente la superficie de las hojas de las plantas está muy húmeda y sobre ellas hay una capa de agua, que está constituida por agua libre y, por lo tanto, no existe una resistencia a la transferencia de masa del vapor por parte del material. Además, se observó que a los 13 días para *C. flexuosus*, 11 días para *C. martinii* y *C. nardus*, el peso de las plantas empezó a ser constante, es decir, se alcanzó la humedad de equilibrio, definida como la humedad límite a la cual un material dado se puede secar, en condiciones específicas de temperatura y humedad del aire. Por esto, a partir de estos días se puede detener el proceso de secado. Resultados similares obtuvo García [68] con la planta *C. martinii*.

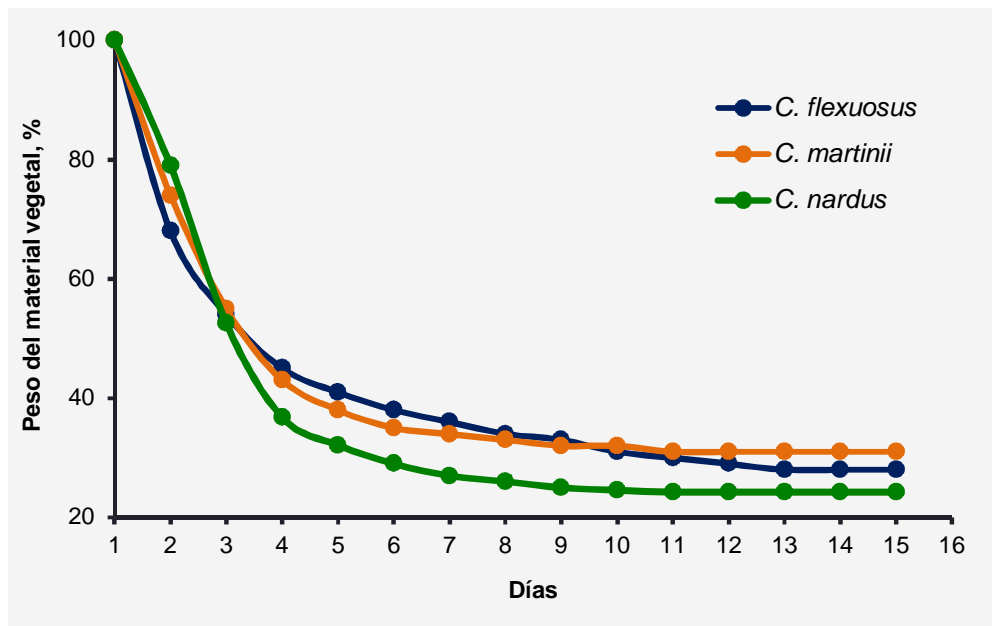
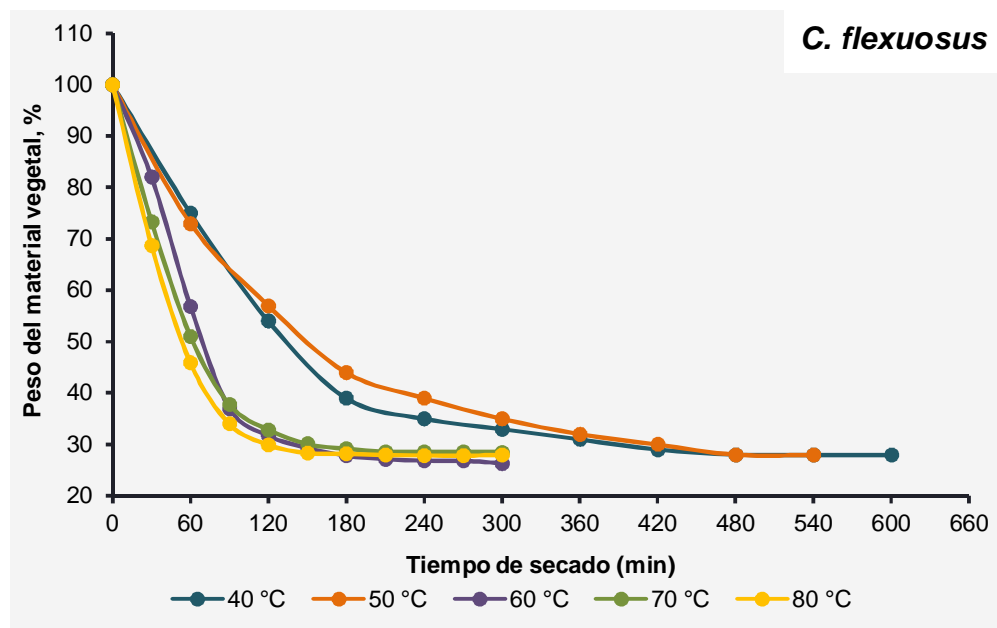


Figura 11. Curva de secado a la sombra, a temperatura ambiente durante 15 días para *C. flexuosus*, *C. martinii* y *C. nardus*.

3.2.2 Secado con aire caliente. La **Figura 12** muestra las curvas de secado con aire caliente de las tres especies del género *Cymbopogon*, en el rango de temperatura de 40 a 80 °C. La gráfica representa el cambio, a través del tiempo, del peso del material vegetal. Como se aprecia en la **Figura 12**, el peso de las plantas, después de 10 h, a una temperatura de 40 °C, aún no logra estabilizarse; en cambio, a una temperatura de 80 °C, luego de 2,5 h para *C. flexuosus*, 3 h para *C. martinii* y 3,5 h para *C. nardus*, se logra la humedad de equilibrio. Se observa el efecto de la temperatura sobre el proceso, ya que al aumentar la temperatura del aire el tiempo de secado disminuye. Esto se debe a que a mayor temperatura la evaporación del agua es más rápida. Los resultados aquí encontrados son similares a los descritos por Gómez [10] para dos quimiotipos de *Lippia alba* (Mill.).



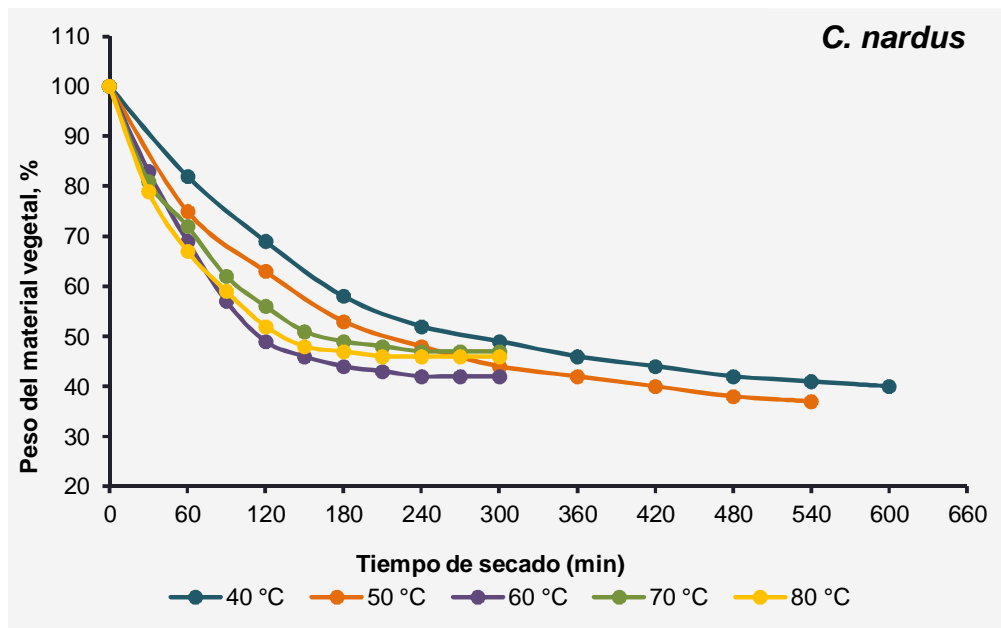
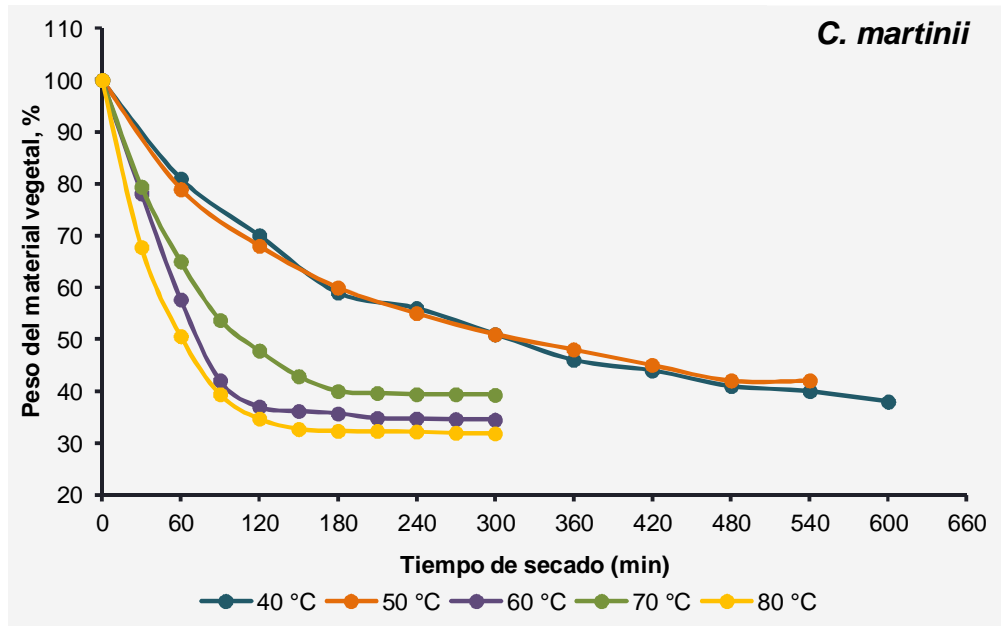


Figura 12. Curvas de secado de *C. flexuosus*, *C. martinii*, *C. nardus*: intervalos de temperatura entre 40 y 80° C.

3.3. ANÁLISIS COMPARATIVO DE LOS RENDIMIENTOS DE EXTRACCIÓN DE LOS AE OBTENIDOS MEDIANTE MWHD DE HOJAS Y TALLOS FRESCOS Y SECADOS A LA SOMBRA

En la **Tabla 6**, se registran los rendimientos de extracción de los AE obtenidos mediante MWHD de hojas y tallos, frescos y secados a la sombra, a temperatura ambiente, para cada especie.

Tabla 6. Rendimiento de los AE de *C. flexuosus*, *C. martinii* y *C. nardus*, extraídos por MWHD, del MV fresco y secado a la sombra.

Planta	Estado	Rendimiento, % (p/p)*
<i>C. flexuosus</i>	Fresco	0,50 ± 0,02
	Seco	0,89 ± 0,07
<i>C. martinii</i>	Fresco	0,26 ± 0,02
	Seco	0,77 ± 0,09
<i>C. nardus</i>	Fresco	0,66 ± 0,01
	Seco	1,52 ± 0,03

*Número de experimentos, n=3

En la **Figura 13** se puede resaltar que los rendimientos de AE más altos se obtuvieron del MV secado a la sombra, a temperatura ambiente, durante 15 días. Además, se observa que la planta *C. martinii* presenta el rendimiento más alto de extracción, cuando se somete al proceso de secado, en comparación con las otras dos especies.

Muchos estudios han reportado el rendimiento de extracción de los AE obtenidos de las plantas del género *Cymbopogon*. El trabajo realizado por Rodríguez y colaboradores [21] reporta que el rendimiento del aceite de hojas frescas obtenidas de plantas cultivadas en Bucaramanga, Santander, fue para *C.*

flexuosus, 0,46%; *C. martinii*, 1,20% y *C. nardus* 1,06%. García [68] reporta que el rendimiento de extracción de hojas secas de *C. martinii* a la sombra, durante 15 días fue 1,02%. El rendimiento del aceite de *C. nardus* obtenido de hojas frescas en Tailandia [48] fue 0,14%; en Togo [51], 1,3%; en Brasil [69], 2,27%.

La variación en el rendimiento de extracción del AE entre plantas de la misma especie puede atribuirse principalmente a diferencias en la época de cosecha, el clima, tipo de suelo y la humedad relativa del aire. Cuando las condiciones climáticas no favorecen el desarrollo vegetativo de la planta, se provoca un estado de estrés, que puede conducir a una variación en la producción de AE.

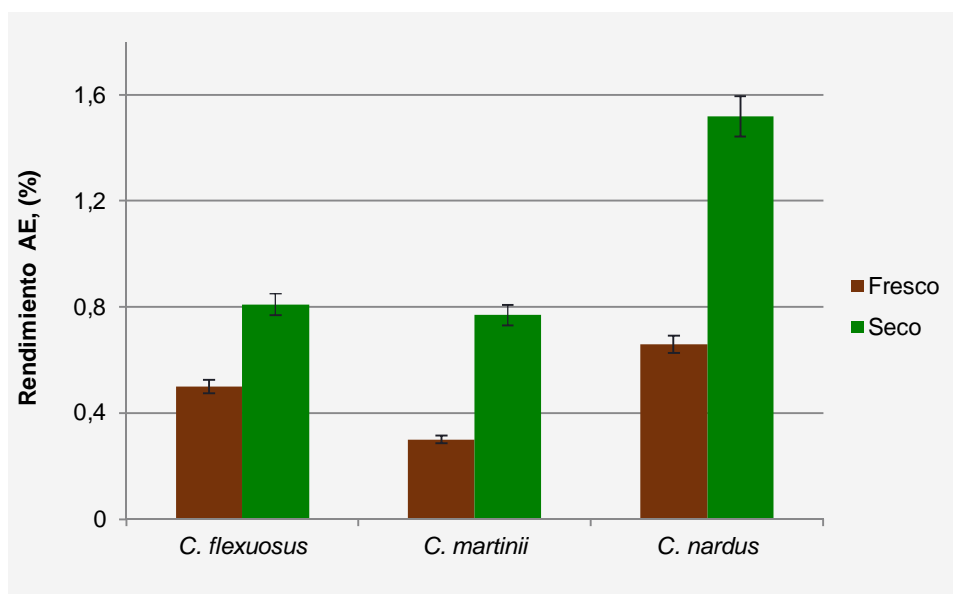


Figura 13. Rendimiento de extracción de los AE de *C. flexuosus*, *C. martinii* y *C. nardus*, extraídos por MWHD, del MV fresco y secado a la sombra.

3.4 ANÁLISIS DE LA COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LOS AE DE PLANTAS DEL GÉNERO *Cymbopogon*

3.4.1 *Cymbopogon flexuosus*. En la **Tabla 7** se registran los componentes principales del aceite que representan el 90,5% del total de los compuestos volátiles. El AE se compone principalmente de monoterpenos oxigenados (85,6%), sesquiterpenos (2,4%), hidrocarburos monoterpénicos (1,2%), sesquiterpenos oxigenados (0,7%), fenilpropanoides (0,1%) y compuestos oxigenados (0,5%).

El perfil cromatográfico típico de los metabolitos secundarios volátiles de la planta *C. flexuosus*, aislados por MWHD, de hojas frescas, se presenta en la **Figura 14**

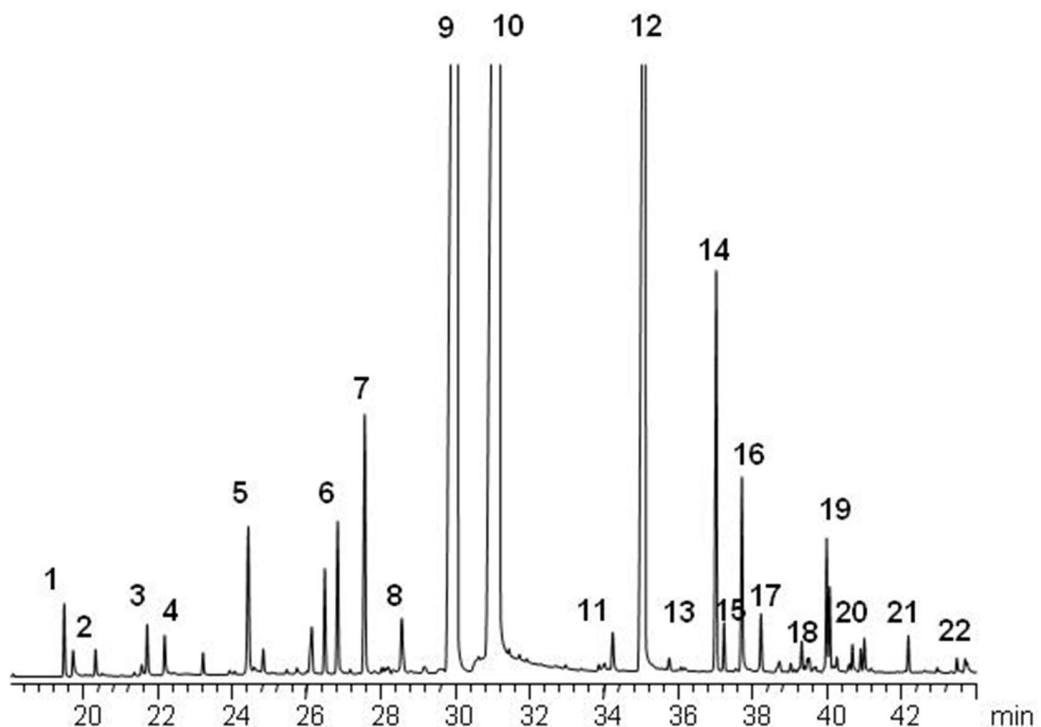


Figura 14. Perfil cromatográfico típico del aceite obtenido de hojas frescas de *C. flexuosus*. Columna DB-5 (60 m), *split* 1:30, MSD (EI, 70 eV).

Tabla 7. Cantidad relativa (%) e identificación de los compuestos principales del AE de *C. flexuosus*, aislado por MWHD del MV fresco.

No pico	Compuesto	Tipo	IRL*		Cantidad relativa, %
			DB-5	DB-WAX	
1	β -Mirceno	M	992	1156	0,29 \pm 0,04
2	Octanal	CO	1004	1207	0,12 \pm 0,02
3	<i>cis</i> - β -Ocimeno	M	1037	1238	0,13 \pm 0,03
4	<i>trans</i> - β -Ocimeno	M	1048	1257	0,10
5	Linalool	M	1102	1506	0,5 \pm 0,2
6	<i>cis</i> -Verbenol	MO	1163	1528	1,1 \pm 0,1
7	<i>cis</i> -Crisantenol	MO	1182	1591	1,5 \pm 0,1
8	Decanal	CO	1208	1624	0,3 \pm 0,1
9	Neral	MO	1247	1680	29 \pm 2
10	Geranial	MO	1280	1730	42 \pm 4
11	Eugenol	FP	1359	1707	0,11
12	Acetato de geranilo	MO	1382	1754	10 \pm 3
13	β -Elemeno	S	1399	1591	0,12
14	α - <i>trans</i> -Bergamoteno	S	1442	1590	1,3 \pm 0,4
15	<i>trans</i> -Isoeugenol	SO	1456	1603	0,1 \pm 0,1
16	α -Humuleno	S	1471	1672	0,36
17	γ -Amorfenol	S	1486	1691	0,15
18	β -Selineno	S	1504	1727	0,11
19	γ - <i>trans</i> -Bisaboleno	S	1536	1766	0,19
20	Elemol	SO	1560	2078	0,22
21	Óxido de cariofileno	SO	1600	2000	0,18
22	γ -Eudesmol	SO	1649	2182	0,2 \pm 0,1
	Hidrocarburos monoterpénicos	M			
	Monoterpenos oxigenados	MO			
	Hidrocarburos sesquiterpénicos	S			
	Sesquiterpenos oxigenados	SO			
	Otros compuestos oxigenados	CO			
	Fenilpropanoides	FP			

*Índices de retención lineales determinados experimentalmente.

El aceite de *C. flexuosus* contiene geranial (42,4%) y neral (28,9%) que son compuestos mayoritarios. Kumar y colaboradores [20] en la India encontraron como componentes mayoritarios, *trans*-citral (61%) y α -sinensal (12,3%). Rodríguez y colaboradores [21] estudiaron en Colombia la composición química del AE y encontraron como compuestos mayoritarios, geranial (50,2%) y neral (28,7%).

3.4.2 *Cymbopogon martinii*. La composición del AE, sus índices de retención lineales y cantidad relativa (%) de los constituyentes se presentan en la **Tabla 7**. El aceite de *C. martinii* es una mezcla compleja de varios componentes, principalmente, monoterpenos oxigenados y sesquiterpenos. Se identificaron 14 compuestos en concentración > 0,1% que representan el 99,7% del AE estudiado. Se observa, que en los compuestos identificados 88,8% corresponden a monoterpenos oxigenados; 8,8%, a hidrocarburos sesquiterpénicos; 1,9%, a hidrocarburos monoterpénicos; 0,1%, a un sesquiterpeno oxigenado y 0,05%, a otros compuestos oxigenados.

El geraniol (81,0%) fue el compuesto mayoritario seguido del acetato de geranilo (8,0%) y del linalool (2,7%). Estos compuestos también se encontraron en el AE extraído de *C. martinii* por Rodríguez y colaboradores [21], Randriamiharisoa y compañero [31] en Madagascar, y García [68], en Colombia.

En la **Figura 15**, se presenta el perfil cromatográfico típico de los metabolitos secundarios volátiles, obtenidos por MWHD de hojas y tallos frescos de *C. martinii*.

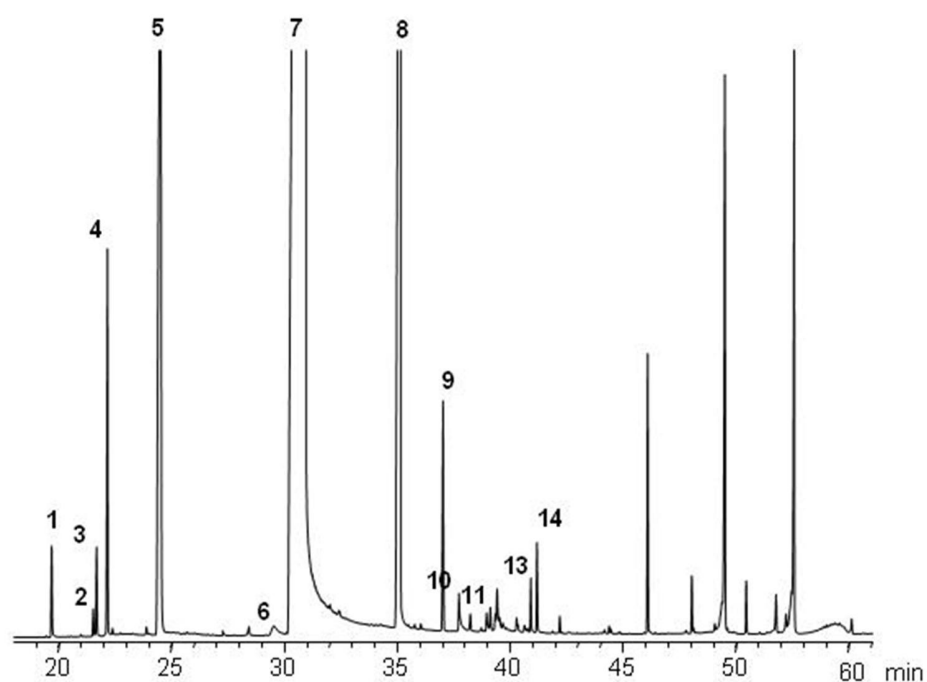


Figura 15. Perfil cromatográfico típico del aceite obtenido de hojas frescas de *C. martinii*. Columna DB-5 (60 m), *split* 1:30, MSD (EI, 70 eV).

Las estructuras de los compuestos principales presentes en el aceite de *C. martinii* aparecen en la **Figura 16**.

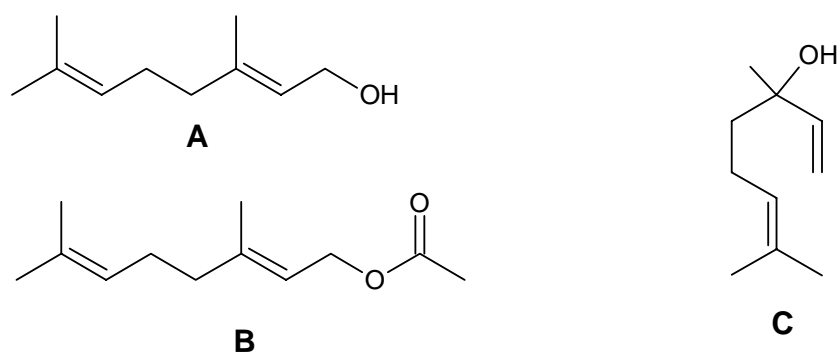


Figura 16. Estructura química de los principales componentes del aceite de *C. martinii*: **(A)** Geraniol, **(B)** Acetato de geraniol y **(C)** Linalool.

Tabla 8. Cantidad relativa (%) e identificación de los compuestos principales del aceite de *C. martinii*, aislado por MWHD del MV fresco.

No pico	Compuesto	Tipo	IRL*		Cantidad relativa, %
			DB-5	DB-WAX	
1	β -Mirceño	M	992	1156	0,34
2	Limoneno	M	1034	1206	0,07
3	<i>cis</i> - β -Ocimeno	M	1039	1228	0,26 \pm 0,04
4	<i>trans</i> - β -Ocimeno	M	1050	1250	1,19 \pm 0,08
5	Linalool	MO	1101	1506	2 \pm 2
6	Nerol	MO	1230	1757	0,10 \pm 0,01
7	Geraniol	MO	1263	1797	81,0 \pm 0,6
8	Acetato de geranilo	MO	1385	1754	8 \pm 3
9	<i>trans</i> - β -Cariofileno	S	1442	1617	0,7 \pm 0,3
10	<i>trans</i> - β -Farneseno	S	1461	1636	0,04
11	α -Humuleno	S	1476	1672	0,05 \pm 0,02
12	<i>cis,cis</i> - α -Farneseno	S	1504	1697	0,05 \pm 0,01
13	Butanoato de geranilo	CO	1563	1729	0,05
14	Isovalerato de geranilo	SO	1610	1925	0,11
	Hidrocarburos monoterpénicos	M			
	Monoterpenos oxigenados	MO			
	Hidrocarburos sesquiterpénicos	S			
	Sesquiterpenos oxigenados	SO			
	Otros compuestos oxigenados	CO			

*Índices de retención lineales determinados experimentalmente.

3.4.3 *Cymbopogon nardus*. Los componentes del aceite esencial de *C. nardus* se registran en la **Tabla 9**. El análisis de la composición química del aceite se realizó por GC-MS; se identificaron 22 componentes en concentraciones > 0.1%, lo cual comprende el 97,8% del total de los volátiles. El aceite contiene 8

monoterpenos oxigenados (81,6%), 7 sesquiterpenos (8,0%), 3 sesquiterpenos oxigenados (4,4%), 2 monoterpenos (2,4%), 1 fenilpropanoide (1,3%) y 1 compuesto oxigenado (0,1%). El citronelal (43,7%) fue el componente mayoritario identificado, seguido por geraniol (21,6%) y citronelol (9,7%). El acetato de citronelilo (2,2%) fue el monoterpenoide predominante, seguido por el sesquiterpeno germacreno-D (1,5%).

El perfil cromatográfico típico de los metabolitos secundarios volátiles de la planta *C. nardus*, aislados por MWHD, de hojas frescas se registra en la **Figura 17**.

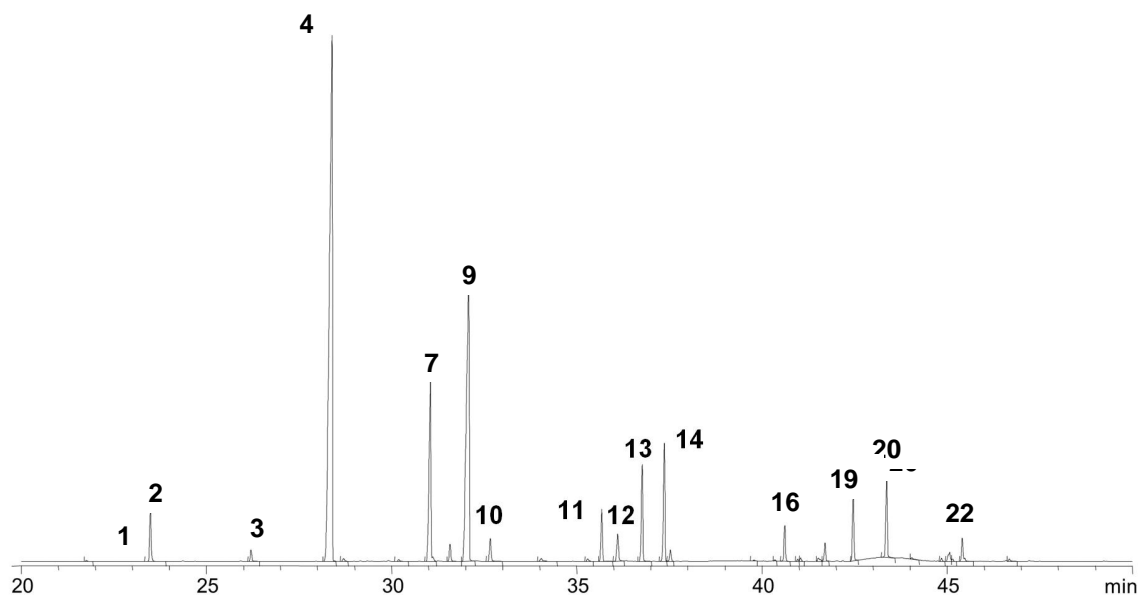


Figura 17. Perfil cromatográfico típico del aceite obtenido de hojas frescas de *C. nardus*. Columna DB-5 (60 m), *split* 1:30, MSD (EI, 70 eV).

Rodríguez y colaboradores [21] reportaron los compuestos principales: citronelal (45,7%), geraniol (20,4%) y citronelol (9,9%). Los componentes mayoritarios del aceite de *C. nardus* de Tailandia [48] fueron geraniol (35,7%), *trans*-citral (22,7%), *cis*-citral (14,2%), acetato de geranilo (9,7%), citronelal (5,8%) y citronelol (4,6%).

Los compuestos del aceite de *C. nardus* cultivado en Togo [51] y de Brasil [53] son citronelal (35,5% y 34,6%), geraniol (27,9% y 23,2%) y citronelol (10,7% y 12,1%), respectivamente. El aceite obtenido de plantas cultivadas en India [70] contiene geraniol (24,2%), γ -terpineol (9,2%), *cis*-sabineno hidratado (3,8%), β -mirceno (2,9%), borneol (2,5%), nerol (1,5%) y β -pineno (1,5%). Se observa que los principales componentes del aceite de *C. nardus* bajo estudio y sus cantidades relativas son similares a los reportados por Rodríguez y colaboradores [21], Koba y colaboradores [51] y Oliveira y colaboradores [53], pero su composición difiere al reportado por Nakahara y colaboradores [48] y Mahalwal y Ali [70].

Tabla 9. Cantidad relativa (%) e identificación de los principales compuestos del aceite esencial de *C. nardus*, aislados por MWHD del MV fresco.

No Pico	Compuesto	Tipo	IRL*		Cantidad relativa, %
			DB-5	DB-WAX	
1	β -Mirceno	M	989	1156	0,05
2	Limoneno	M	1033	1206	2,33 \pm 0,03
3	Linalool	MO	1101	1506	0,5 \pm 0,1
4	Citronelal	MO	1159	1465	43,7 \pm 0,02
5	Isopulegol	MO	1168	1574	0,17
6	Decanal	CO	1207	1328	0,10
7	Citronelol	MO	1229	1722	9,7 \pm 0,3
8	Neral	MO	1242	1680	0,75
9	Geraniol	MO	1255	1617	21 \pm 4
10	Geranial	MO	1271	1797	1,06
11	Acetato de citronelilo	S	1350	1645	2,18 \pm 0,04
12	Eugenol	FP	1358	1698	1,32
13	Acetato de geranilo	MO	1379	1754	4,02 \pm 0,01
14	β -Elemeno	S	1397	1591	0,5 \pm 0,2
15	α -Humuleno	S	1470	1672	0,06 \pm 0,02
16	Germacreno-D	S	1493	1712	1,47
17	α -Muuroleno	S	1507	1727	0,77 \pm 0,03
18	γ -Cadineno	S	1525	1766	0,1 \pm 0,1

Tabla 9. Continuación.

19	δ -Cadineno	S	1527	1792	3 \pm 4
20	Elemol	SO	1530	2078	3,69 \pm 0,04
21	γ -Eudesmol	SO	1646	2182	0,1 \pm 0,2
22	α -Eudesmol	SO	1672	2237	0,59 \pm 0,1
	Hidrocarburos monoterpénicos	M			
	Monoterpenos oxigenados	MO			
	Hidrocarburos sesquiterpénicos	S			
	Sesquiterpenos oxigenados	SO			
	Fenilpropanoides	FP			
	Otros compuestos oxigenados	CO			

*Índices de retención lineales determinados experimentalmente.

En los AE los componentes y sus concentraciones relativas no solo dependen de la especie de la planta. Existen diversos factores que pueden incidir sobre la composición química, los más importantes son: origen de la planta, parte de la planta utilizada, etapa de desarrollo vegetativo de la planta, condiciones climáticas, temperatura, fertilización del suelo, condiciones de destilación y almacenamiento del MV. Estos factores pueden explicar las diferencias observadas entre la composición química de los AE obtenidos de las plantas bajo estudio y la de los AE aislados de plantas de diferentes orígenes y descritos en otros trabajos ya publicados.

3.5 DISEÑO FACTORIAL 2²

3.5.1 Rendimiento de extracción de los AE. En la **Tabla 10** se presenta el rendimiento de extracción de los AE obtenidos por MWHD de las tres especies del género *Cymbopogon*, para cada uno de los experimentos.

Tabla 10. Rendimientos de extracción del diseño factorial 2^2 , con dos niveles y tres réplicas en el centro, de las tres especies del género *Cymbopogon*, aislados por MWHD.

Exp.	Secado		Rendimiento de extracción, % (p/p)		
	Temperatura, (°C)	Tiempo, (h)	<i>C. flexuosus</i>	<i>C. martinii</i>	<i>C. nardus</i>
1	40	4	0,34	0,33	0,84
2	70	4	0,57	0,37	1,41
3	40	10	0,26	0,34	0,87
4	70	10	0,83	1,03	1,53
5	55	7	0,80	0,55	1,48
6	55	7	0,73	0,52	1,49
7	55	7	0,78	0,56	1,41

3.5.2 Evaluación de los parámetros de extracción de los AE de las tres especies del género *Cymbopogon*. Los resultados obtenidos, al aplicar el diseño factorial 2^2 , con dos niveles y tres réplicas en el centro de las tres especies bajo estudio, para evaluar el rendimiento y composición química de los aceites, se presentan en la **Tabla 11**. El factor Respuesta se obtuvo de multiplicar el peso del AE obtenido en cada experimento por la sumatoria de las áreas cromatográficas de los componentes mayoritarios presentes en el AE de *C. flexuosus* (geranial y neral), *C. nardus* (citronelal, citronelol y geraniol) y *C. martinii* (geraniol y acetato de geraniol), calculados con base en la integración de sus respectivos picos cromatográficos.

Los datos del observable se normalizaron con base en la **Ecuación 6**; por lo tanto, se calculó fácilmente el modelo experimental:

$$N = \frac{X - \bar{X}}{X_{\text{máx}} - X_{\text{mín}}}$$

Ecuación 6

Donde:

X: Valor real de la variable a normalizar;

\bar{X} : Valor promedio de la variable a normalizar;

$X_{\text{máx}}$: Valor máximo del diseño de la variable a normalizar;

$X_{\text{mín}}$: Valor mínimo del diseño de la variable a normalizar.

Tabla 11. Resultados obtenidos al aplicar el diseño factorial 2^2 , con dos niveles y tres réplicas en el centro. Datos del observable normalizados.

Exp.	Secado		Respuesta $W_{AE} \times A_{CM}$		
	Temperatura, (°C)	Tiempo, (h)	<i>C. flexuosus</i>	<i>C. martinii</i>	<i>C. nardus</i>
1	40	4	-0,3492	-0,5501	-0,3690
2	70	4	0,1046	0,4499	0,1154
3	40	10	-0,1911	-0,0616	-0,1459
4	70	10	0,6508	0,3707	0,6310
5	55	7	-0,0271	-0,0576	-0,0731
6	55	7	0,0223	0,0352	-0,0921
7	55	7	-0,2103	-0,1865	-0,0663

Con las réplicas realizadas en el punto central del diseño factorial, se determinó la desviación estándar relativa. Estos valores se registran en la **Tabla 12**.

Tabla 12. Validación del diseño factorial 2².

Variable	<i>C. flexuosus</i>	<i>C. martinii</i>	<i>C. nardus</i>
Promedio*, área cromatográfica	5481	6085	16371
Desviación estándar	1299	1031	334
Varianza	1,69 × 10 ⁶	1,06 × 10 ⁶	1,11 × 10 ⁵

*n=3

3.5.3 Análisis de varianza. El análisis de varianza ANOVA (Tablas 13, 14 y 15) para el observable calculado, permitió evaluar estadísticamente las variables que tuvieron incidencia significativa, a saber: tiempo y temperatura de secado sobre el rendimiento de los aceites obtenidos de las plantas del género *Cymbopogon*.

Tabla 13. Análisis de varianza (ANOVA) para la respuesta del diseño experimental implementado en el secado para *C. flexuosus*.

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	F _o	Efecto
Temperatura	0,4197	1	0,4197	22,1	SI
Tiempo	0,1240	1	0,1240	6,52	NO
Temperatura x tiempo	0,0376	1	0,0376	1,98	NO
Total	0,5813	3			

El valor crítico del parámetro F para 1 y 2 grados de libertad con un nivel de probabilidad P = 0,05, fue de 10,20.

Tal como se observa en la **Tabla 13**, se concluye que solamente el efecto de la temperatura es significativo.

Tabla 14. Análisis de varianza (ANOVA) para la respuesta del diseño experimental implementado en el secado para *C. martinii*.

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	F _o	Efecto
Temperatura	0,5129	1	0,5129	69,1	SI
Tiempo	0,0419	1	0,0419	5,6	NO
Temperatura x tiempo	0,0806	1	0,0806	10,9	NO
Total	0,6354	3			

El valor crítico del parámetro F para 1 y 2 grados de libertad con un nivel de probabilidad $P = 0,05$, fue de 12,64.

Como se observa en la **Tabla 14**, se puede concluir que solamente el efecto de la temperatura es significativo.

Tabla 15. Análisis de varianza (ANOVA) para la respuesta del diseño experimental implementado en el secado para *C. nardus*.

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	F _o	Efecto
Temperatura	0,3977	1	0,3977	37,7	SI
Tiempo	0,1364	1	0,1364	12,9	NO
Temperatura x tiempo	0,0213	1	0,0213	2,03	NO
Total	0,5554	3	0,5554		

El valor crítico del parámetro F para 1 y 2 grados de libertad con un nivel de probabilidad $P = 0,05$, fue de 17,57.

Tal como se observa en la **Tabla 15**, se concluye que solamente el efecto de la temperatura es significativo.

El efecto temperatura es positivo, en todos los casos, esto sugiere que al aumentar la temperatura del nivel bajo 40 °C al nivel alto 70 °C se aumentará el rendimiento de extracción. El efecto tiempo y el de la interacción entre la temperatura y el tiempo de secado es pequeño en comparación con el efecto principal.

De acuerdo con lo observado y lo reportado por algunos autores, respecto a no exceder temperaturas de secado, las condiciones del experimento temperatura de secado, 55 °C, y tiempo de secado, 7 h, serían las mas indicadas.

Gómez [10] realizó un estudio con dos quimiotipos de *Lippia alba* (Mill.), el cual mostró que a medida que aumenta la temperatura de secado en el intervalo de 40 a 80 °C, se incrementaba el rendimiento de extracción.

3.6 INFLUENCIA DEL MÉTODO DE SECADO SOBRE EL RENDIMIENTO Y LA COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LOS AE DEL GÉNERO *Cymbopogon*

3.6.1 *Cymbopogon flexuosus*. Los componentes mayoritarios y el rendimiento de los AE obtenidos por los métodos de secado a la sombra, secado en el horno y de MV fresco se presentan en la **Tabla 16**.

Los métodos de secado tuvieron efecto sobre el rendimiento de extracción del AE de *C. flexuosus*. El MV secado a la sombra durante 15 días tuvo mayor rendimiento de extracción (0,89%) comparado con el MV secado en el horno a 40 °C. Generalmente, el secado de las plantas antes del proceso de destilación aumenta o reduce el rendimiento del aceite. En las hojas secadas en el horno a 40 °C disminuyó el rendimiento del aceite a 0,34%, mientras que el rendimiento del aceite del MV fresco fue 0,50%. Además, los métodos de secado no causaron variación significativa en la cantidad relativa de los componentes mayoritarios. Los compuestos neral y geranial no mostraron diferencias significativas respecto a la cantidad relativa, entre el MV fresco y secado a la sombra. El secado a la sombra de la planta *C. flexuosus* durante 15 días es el más adecuado porque se logra un buen rendimiento de extracción del AE, además, se tiene un menor gasto de energía y económicamente es un proyecto viable (Véase **Anexo B**).

Tabla 16. Composición química y rendimiento del AE de las hojas de *C. flexuosus* usando diferentes métodos de secado.

Compuesto	IRL	Cantidad relativa, %				
		Fresco	Secado a la sombra	Secado en horno, T (°C)		
				40	55	70
Neral	1247	29 ± 2	34 ± 3	31,3	28,8 ± 0,06	30,1
Geranial	1280	42 ± 4	49 ± 4	50,6	45 ± 1	47,3
Rendimiento (%)		0,50 ± 0,02	0,89 ± 0,07	0,34	0,77 ± 0,04	0,83

3.6.2 *Cymbopogon martinii*. En la **Tabla 17** se presentan los compuestos mayoritarios y el rendimiento de extracción de los AE obtenidos por los métodos de secado a la sombra, secado en el horno y del MV fresco.

Los resultados obtenidos mostraron que el rendimiento y la cantidad relativa de los compuestos de los aceites no se ven afectados por el método que se utiliza para eliminar la humedad del MV. En las hojas secadas en el horno a 40 °C durante 4 horas, se reduce el rendimiento de extracción del aceite a 0,34%, comparado con los rendimientos obtenidos a las temperaturas de 55 y 70 °C. Comparando los resultados obtenidos después de secar a la sombra y en el horno (a 40, 55 y 70°C), el secado a la sombra es el más indicado. Con el secado a la sombra, a temperatura ambiente, durante 15 días, el rendimiento de extracción del aceite y el contenido de geraniol es alto, además, con el secado en el horno el consumo de energía es alto. Con el secado a la sombra, se reduce más el costo energético y se generan más ingresos (Véase **Anexo C**).

Tabla 17. Composición química y rendimiento del AE de las hojas y tallos de *C. martinii* usando diferentes métodos de secado.

Compuesto	IRL	Cantidad relativa, %				
		Frescas	Secado a la sombra	Secado en horno, T °C		
				40	55	70
Geraniol	1263	81,0 ± 0,6	89 ± 4	84,3	89,1 ± 0,1	84,7
Acetato de geraniol	1385	8 ± 3	9 ± 4	8,8	5,2 ± 0,7	12
Rendimiento (%)		0,26 ± 0,2	0,77 ± 0,04	0,34	0,54 ± 0,02	0,8

3.6.3 *Cymbopogon nardus*. Los componentes mayoritarios y el rendimiento de los AE obtenidos por los métodos de secado a la sombra, secado en el horno y del MV fresco se presentan en la **Tabla 18**.

Los resultados muestran, que la cantidad relativa del citronelal no varía significativamente al aumentar la temperatura de secado de 40 a 70°C, lo mismo ocurre para citronelol y geraniol. Se observa, que el secado a la sombra, a

temperatura ambiente, no afectó significativamente la cantidad relativa de los componentes del aceite y se obtuvo mayor rendimiento de extracción del aceite, *i.e.*, 1,5%. Además, el rendimiento del aceite no mostró diferencias significativas entre el MV secado en el horno y el secado a temperatura ambiente. El secado a la sombra, a temperatura ambiente, de *C. nardus* es el más adecuado, porque se obtiene mayor rendimiento de extracción del aceite y la cantidad relativa de los compuestos no varía, además, se reduce el costo energético en la producción de AE (Véase **Anexo D**).

Tabla 18. Composición química y rendimiento del AE de las hojas y tallos de *C. martinii* usando diferentes métodos de secado.

Compuesto	IRL	Cantidad relativa, %				
		Frescas	Secado a la sombra	Secado en horno, T (°C)		
				40	55	70
Citronelal	1159	43,7 ± 0,02	43 ± 0,2	43,9	40 ± 1	41,7
Geraniol	1229	21 ± 4	22 ± 6	23,5	25 ± 3	23,8
Citronelol	1255	9,7 ± 0,3	9,5 ± 0,4	10,3	10 ± 2	10,1
Rendimiento (%)		0,66 ± 0,01	1,52 ± 0,3	0,87	1,46 ± 0,04	1,53

CONCLUSIONES

La composición química de los AE de las especies del género *Cymbopogon* se determinó con base en los criterios cromatográfico (t_R e I_R en columnas apolar y polar) y espectroscópico (espectros de masas, con EI de 70 eV). El aceite de *C. flexuosus* se caracteriza por la presencia de geranial (42,4%) y neral (28,9b%) en alta cantidad; los componentes mayoritarios del aceite de *C. martinii* son geraniol (81,0%) y acetato de geranilo (8,0%); el aceite de *C. nardus* contiene los compuestos mayoritarios: citronelal (43,7%), geraniol (21,6%) y citronelol (9,7%).

Los resultados alcanzados demostraron que el método de secado a la sombra, a temperatura ambiente, durante 15 días, es el método más adecuado, se obtiene buen rendimiento de extracción de AE, además, hay un ahorro energético considerable, disminuye los costos de inversión y genera más ingresos para el laboratorio. El proceso de secado en el horno es costoso por el equipo empleado.

Las plantas secadas en la estufa a 40, 55 y 70 °C, no presentaron un aumento significativo en la cantidad relativa de los componentes principales, a saber: neral, geranial, geraniol, acetato de geranilo, citronelal, citronelol y geraniol.

RECOMENDACIONES

- Se recomienda no usar temperaturas de secado superiores a 80 °C, que conducen a la pérdida de los metabolitos secundarios y la disminución del rendimiento de los AE.
- Se recomienda realizar la evaluación de los factores tiempo y temperatura de secado de las especies *C. flexuosus*, *C. nardus* y *C. martinii*, y las extracciones de sus AE a nivel industrial.
- Realizar un estudio económico, donde se tengan en cuenta los del mantenimiento del cultivo, la producción, comercialización y rendimiento neto, que pueda servir de referencia para futuros agricultores o asociaciones, interesados en la producción y comercialización de AE de alto valor agregado.

BIBLIOGRAFÍA

1. STASHENKO, E. ELENA. Aceites esenciales. Universidad Industrial de Santander. Bucaramanga, **2009**, 180 p.
2. Disponible en: http://www.psicostasia.com/nueva/psicostasia/?page_id=13.
Fecha de consulta: Agosto 28 de 2012.
3. GARCÍA, D.E. Los metabolitos secundarios de las especies vegetales. *Pastos y Forrajes*, **2004**, 27(1), p.p. 1-12.
4. GUENTHER, E. The essential oils, Vol. IV, Ed. Van Nostrand, New York, **1953**, p.p. 671-628.
5. BAKKALI, F.; AVERBECK, S.; AVERBECK, D.; and IDAOMAR, M. Biological effects of essential oils – A review. *Food Chem. Toxicol.*, **2008**, 46, p.p. 446-475.
6. NERIO, L.S.; OLIVERO, J.; and STASHENKO, E. Repellent activity of essential oils: A review. *Bioresource Technol.*, **2010**, 101, p.p. 372-378.
7. EDRIS, A.M. Pharmaceutical and therapeutic potentials of essential oils and their individual volatile constituents: a review. *Phytother. Res.*, **2007**, 21(4), p.p. 308-323.
8. BANDONI; Arnaldo (Ed). Los recursos vegetales aromáticos en Latinoamérica, su aprovechamiento industrial para la producción de aromas y sabores. 1ª Ed. La Plata, Argentina: Red de Editoriales Universitarias, **2000**, p.p. 29-39.
9. Boletín de plantas medicinales y aromáticas. Gobierno de Chile-Fundación para la innovación agraria. Santiago, Chile: **2003**, Boletín Trimestral N° 7.

- 10.** GÓMEZ, G.A. "Análisis de la composición química y de la actividad biológica de los aceites esenciales de 2 quimiotipos de *Lippia alba* (Mill.) N.E.Br. en función de las condiciones de extracción y secado de la planta". Bucaramanga: Universidad Industrial de Santander, Escuela de Química, Tesis de pregrado, **2007**, 179 p.
- 11.** VALENCIANO; H.P.; ACOSTA, D.L.L.L.; and FAVELO, G.J. Secador solar móvil de estructura metálica para plantas medicinales. *Rev. Cub. Plant. Med.*, **2002**, 7 (1), p.p. 23-26.
- 12.** Esquemas y equipos de desecación. [Sitio en internet]. Disponible en <http://www.herbotecnia.com.ar/poscosecha-secadoMaquinas.htm>. Acceso el 28 de octubre de 2010.
- 13.** AKHILA, A. Essential oil bearing grasses: The genus *Cymbopogon*. Ed. CRC Press, **2009**, 296 p.
- 14.** KHANUJA, S.P.S.; SHASANY, A.K.; PAWAR, A.; LAL, R.K.; DAROKAR, M.P.; NAQVI, A.A.; RAJKUMAR, S.; SUNDARESAN, V.; LAL, N; and KUMAR, S. Essential oil constituents and RAPD markers to establish species relationship in *Cymbopogon* Spreng. (Poaceae). *Biochem. Syst. Ecol.*, **2005**, 33, p.p. 171-186.
- 15.** SHARMA, P.R.; MONDHE, D.M.; MUTHIAH, S.; PAL, H.C.; SHAHI, A.K.; SAXENA, A.K.; and QAZI, G.N. Anticancer activity of an essential oil from *Cymbopogon flexuosus*. *Chem. Biol. Interact.*, **2009**, 179, p.p. 160-168.
- 16.** MOORE, S.J.; HILL, N.; RUÍZ, C.; and CAMERON, M.M. Field evaluation of traditionally used plant-based insect repellents and fumigants against the malaria vector *Anopheles darling* in Riberalta, Bolivian Amazon. *J. Med. Entomol.* **2007**, 44(4), p.p. 624-630.

17. HEIBA, H.I. and RIZK, A.M. Constituents of *Cymbopogon* species. *Qatar Univ. Sci. Bull.*, **1986**, 6, p.p. 53-75.
18. JAYASINGHE, P.; WARNASOORIYA, D.; and DISSANAYAKE, H. Lemongrass (*Cymbopogon citratus*). Ed. Medicinal and aromatic plant. **1999**, 51 p.
19. SINHG, S.; RAM, D.; SINGH, V.P.; and SHARMA S. Response of lemongrass (*Cymbopogon flexuosus*) under different levels of irrigation on deep sandy soils. *Irrig. Sci.*, **2000**, 20, p.p. 15-21.
20. KUMAR, A.; SHUKLA, R.; SINGH, P.; and DUBEY, N.K. Biodeterioration of some herbal raw materials by storage fungi and aflatoxin and assessment of *Cymbopogon flexuosus* essential oil and its components as antifungal. *Int. Biodeter. Biodegr.*, **2009**, 63, p.p. 712-716.
21. RODRÍGUEZ, R.; RUÍZ, C.; ARIAS, G.; CASTRO, H.; MARTÍNEZ, J.; y STASHENKO, E. Estudio comparativo de la composición de los aceites esenciales de cuatro especies del género *Cymbopogon* (Poaceae) cultivadas en Colombia. *BLACPMA*, **2012**, 11(1), p.p. 77-85.
22. KUMAR, A.; MALIK, F.; BHUSHAN, S.; SETHI, V.K.; SHAHI, A.K.; KAUR, J.; TANEJA, S.C.; QAZI, G.N.; SINGH, J. An essential oil and its major constituent isointermedeol induce apoptosis by increased expression of mitochondrial cytochrome c and apical death receptors in human leukaemia HL-60 cells. *Chem. Biol. Interact.*, **2008**, 171, p.p. 332-347.
23. CABALLERO, K.; OLIVERO, J.; and STASHENKO, E. Repellency and toxicity of essential oils from *Cymbopogon martinii*, *Cymbopogon flexuosus* and *Lippia organoides* cultivated in Colombia against *Tribolium castaneum*. *J. Stored Prod. Res.*, **2012**, 50, p.p. 62-65.

- 24.** TEIXEIRA, M.C.; FIGUEIRA, G.M.; SARTORATTO, A.; GARCÍA, V.L.; and DELARMELENA, C. Anti-*Candida* activity of Brazilian medicinal plants. *J. Ethnopharmacol.*, **2005**, 97, p.p. 305-311.
- 25.** PRASHAR, A.; HILI, P.; VENESS, R.G.; EVANS, CH.S. Antimicrobial action of palmarosa oil (*Cymbopogon martini*) on *Saccharomyces cerevisiae*. *Phytochemistry*, **2003**, 63, p.p. 569-575.
- 26.** RAO, B.R.R. Biomass and essential oil yields of rainfed palmarosa [*Cymbopogon martinii* (Roxb.) Wats. var. *motia* Burk.] supplied with different levels of organic manure and fertilizer nitrogen in semi-arid tropical climate. *Ind. Crops Prod.*, **2001**, 14, p.p. 171-178.
- 27.** KATEWA, S.S.; GURIA, B.D.; and JAIN A. Ethnomedicinal and obnoxious grasses of Rajasthan, India (Short communication). *J. Ethnopharmacol.*, **2001**, 76, p.p. 293-297.
- 28.** JAIN, A.; KATEWA, S.S.; GALAV, P.K.; and SHARMA, P. Medicinal plant diversity of Sitamata wildlife sanctuary, Rajasthan, India. *J. Ethnopharmacol.* **2005**, 102, p.p. 143-157.
- 29.** JAGTAP, S.D.; DEOKULE, S.S.; and BHOSLE, S.V. Some unique ethnomedicinal uses of plants used by the Korku tribe of Amravati district of Maharashtra, India. *J. Ethnopharmacol.* **2006**, 107 p.p. 463-469.
- 30.** JIROVETZ, L.; ELLER, G.; BUCHBAUER, G.; SCHMIDT, E.; DENKOVA, Z.; STOYANOVA, A.S.; and NIKOLOVA, R.; and GEISSLER, M.C. Chemical composition antimicrobial activities and odor descriptions of some essential oils with characteristic floral-rosy scent and of their principal aroma compounds. *Recent. Res. Devel. Agronomy and Horticulture*, **2006**, 2, p.p. 1-12.

- 31.** RANDRIAMIHARISOA, R.P.; and GAYDOU, E.M. Composition of Palmarosa (*Cymbopogon martinii*) essential oil from Madagascar. *J. Agric. Food Chem.*, **1987**, 35, p.p. 62-66.
- 32.** RAINA, V.K.; SRIVASTAVA, S.K.; AGGARWAL, K.K.; SYAMASUNDAR, K.V.; and KHANUJA, S.P.S. Essential oil composition of *Cymbopogon martinii* from different places in India. *Flavour Frag. J.*, **2003**, 18, p.p. 312-315.
- 33.** DUBEY, V.; BHALLA, R.; and LUTHRA. An esterase is involved in geraniol production during palmarosa inflorescence development. *Phytochemistry*, **2003**, 63, p.p. 257-264.
- 34.** FUSELLI, S.R.; GARCÍA DE LA ROSA, S.B.; EGUARAS, M.J. and FRITZ, R. *In vitro* antibacterial effect of exotic plants essential oils on the honeybee pathogen *Paenibacillus larvae*, causal agent of American foulbrood. *Span. J. Agric. Res.*, **2010**, 8(3), p.p. 651-657.
- 35.** SINHA, S.; BISWAS, D.; and MUKHERJEE, A. Antigenotoxic and antioxidant activities of palmarosa and citronella essential oils. *J. Ethnopharmacol.*, **2011**, 137 p.p. 1521-1527.
- 36.** KUMARAN, A.M.; SOUZA, P.D.; AGARWAL, A.; BOKKOLLA, R.M.; and BALASUBRAMANIAM, M. Geraniol, the putative anthelmintic principle of *Cymbopogon martinii*. *Phytother. Res.*, **2003**, 17(8), p.p. 953.
- 37.** BARROS, L.A.; YAMANAKA, A.R.; SILVA, L.E; VANZELER, M.L.A.; BARUM, D.T.; and BONALDO, J. *In vitro* larvicidal activity of geraniol and citronellal against *Contraecaecum* sp (Nematoda: Anisakidae). *Braz. J. Med. Biol. Res.*, **2009**, 42 (10), p.p. 918-920.

- 38.** CHEN, W.; and VILJOEN, A.M. Geraniol — A review of a commercially important fragrance material. *S. Afr. J. Bot.*, **2010**, 76, p.p. 643-651.
- 39.** LAPCZYNSKI, A.; BHATIA, S.P.; FOXENBERG, R.J.; LETIZIA, C.S.; and API, A.M. Fragrance material review on geraniol. *Food Chem. Toxicol.*, **2008**, 46, p.p. S160-S170.
- 40.** FRIEDMAN, M.; HENIKA, P.R.; and MANDRELL, R.E. Bactericidal activities of plant essential oils and some of their isolated constituents against *Campylobacter jejuni*, *Escherichia coli*, *Listeria monocytogenes*, and *Salmonella enterica*. *J. Food Protect.*, **2002**, 65 (10), p.p. 1545-1560.
- 41.** CHOI, H.S.; SONG, H.S.; UKEDA, H.; and SAWAMURA, M. Radical-scavenging activities of citrus essential oils and their components: detection using 1,1-diphenyl-2-2-picrylhydrazyl. *J. Agric. Food Chem.*, **2000**, 48, p.p. 4156-4161.
- 42.** INOUE, S.; TAKIZAWA, T.; and YAMAGUCHI, H. Antibacterial activity of essential oils and their major constituents against respiratory tract pathogens by gaseous contact. *J. Antimicrob. Chemoth.*, **2001**, 47, p.p. 565-573.
- 43.** BURKE, Y.D.; STARK, M.; ROACH, S.L.; SEN, S.E.; and CROWELL, P.L. Inhibition of pancreatic cancer growth by the dietary isoprenoids farnesol and geraniol. *Lipids*, **1997**, 32, p.p.151-156.
- 44.** BILLERBECK, V.G.; ROQUES, C.G.; BESSIÉRE, J.M.; FONVIEILLE, J.L.; and DARGENT, R. Effects of *Cymbopogon nardus* (L.) W. Watson essential oil on the growth and morphogenesis of *Aspergillus niger*. *Can. J. Microbiol.*, **2001**, 47, p.p.9-17.


45. KANKO, C.; SAWALIHO, B.E; KONE, S.; KOUKOUA, G.; N'GUESSAN, Y. T. Étude des propriétés physico-chimiques des huiles essentielles de *Lippia multiflora*, *Cymbopogon citratus*, *Cymbopogon nardus*, *Cymbopogon giganteus*. *C. R. Chimie.* **2004**, 7, p.p. 1039-1042.
46. ABENA, A.A.; GBENOU, J.D.; YAYI, E.; MOUDACHIROU, M.; ONGOKA, R.P.; OUAMBA, J.M.; and SILOU, T. Comparative chemical and analgesic properties of essential oils of *Cymbopogon nardus* (L) Rendle of Benin and Congo. *Afr. J. Trad. CAM*, **2007**, 4(2), p.p. 267-72.
47. HARJEET, S.; GUPTA, V.K.; RAO, M.M.; SANND, R.; and MANGAL, A.K. Evaluation of essential oil composition of *Cymbopogon* Spp. *Int. J. Pharma. Rec. Res.*, **2011**, 3(1), p.p. 40-43.
48. NAKAHARA, K.; ALZOREKY, N.S.; YOSHIHASHI; T.; NGUYEN, H.T.T.; and TRAKOONTIVAKORN, G. Chemical composition and antifungal activity of essential oil from *Cymbopogon nardus* (citronella grass). *JARQ*, **2003**, 37 (4), p.p. 249-252.
49. OLIVERO, J.; CABALLERO, K.; JARAMILLO, B.; STASHENKO, E. Actividad repelente de los aceites esenciales de *Lippia organoides*, *Citrus sinensis* y *Cymbopogon nardus* cultivadas en Colombia frente a *Tribolium castaneum*, Herbst. *Salud UIS*, **2009**, 41(3), p.p. 244-250.
50. TYAGI, B.K.; SHAHI, A.K.; and KAUL, B.L. Evaluation of repellent activities of *Cymbopogon* essential oils against mosquito vectors of Malaria, Filariasis and Dengue Fever in India. *Phytomedicine*, **1998**, 5(4), p.p. 324-329.

51. Koba, K.; Sanda, K.; Guyon, C.; Raynaud, C.; Chaumont, J.P.; and Nicod, L. *In vitro* cytotoxic activity of *Cymbopogon citratus* L. and *Cymbopogon nardus* L. essential oils from Togo. *Bangladesh J. Pharmacol.*, **2009**, 4, p.p. 29-34.
52. SÁNCHEZ, C.; CRUZ, M.; ALVARADO, Y.; PÉREZ, M.; MEDINILLA, M.; ACOSTA, M.; LEIVA, M.; y ROQUE, B. Evaluación del efecto del aceite esencial de *Cymbopogon nardus* para el control de microorganismos contaminantes del cultivo *in vitro* de plantas. *Bioteología Vegetal*, **2007**, 7 (3), p.p. 187-190.
53. OLIVEIRA, M.M.M.; BRUGNERA, D.F.; CARDOSO, M.d.G.; ALVES, E.; and PICOLLI, R.H. Disinfectant action of *Cymbopogon sp.* essential oils in different phases of biofilm formation by *Listeria monocytogenes* on stainless steel surface. *Food Control*, **2010**, 21(4), p.p. 549-553.
54. OUSSALAH, M.; CAILLET, S.; SAUCIER, L.; and LACROIX, M. Inhibitory effects of selected plant essential oils on the growth of four pathogenic bacteria: *E. coli*, O157:H7, *Salmonella typhimurium*, *Staphylococcus aureus* and *Listeria monocytogenes*. *Food Control*, **2007**, 18, p.p. 414-420.
55. KAUFMANN, B.; and CHRISTEN, P. Recent extraction techniques for natural products: Microwave-assisted extraction and pressurized solvent extraction. *Phytochem. Anal.*, **2002**, 13, p.p. 105-113.
56. CHANG, R. "Química". **1999**. McGraw-Hill, México, p.p. 382-383.
57. MANDAL, V.; MOHAN, Y.; and HEMALATHA, S. Microwave assisted extraction – An innovative and promising extraction tool for medicinal plant research. *Phcog. Rev.*, **2007**, 1 (1), p.p. 7-18.

- 58.** TSARKOVA, T. Desarrollo de la técnica de extracción de metabolitos secundarios de plantas aromáticas utilizando la radiación de microondas. Tesis de Grado, Escuela de Química, Universidad Industrial de Santander, **1997**, 159 p.
- 59.** SCHREIER, P. Chromatographic studies of biogenesis of plant volatiles, Chromatographic Methods, Sr. Alfred Hüthig Verlag, New York, **1984**.
- 60.** JENNINGS, W. Analytical Gas Chromatography. Academic Press: San Diego, **1987**, 259 p.
- 61.** POOLE, C.F.; and POOLE S.K. Chromatography Today. Elsevier: Amsterdam **1991**, 1026 p.
- 62.** STASHENKO, E.E.; y MARTÍNEZ, J.R. Aspectos prácticos de la ionización con electrones en la obtención de espectros de masas y su interpretación. *Scientia Chromatographica*, **2009**, 1(4), p.p. 19-36.
- 63.** McLAFFERTY, F. W. and TURECEK, F., Interpretation of mass spectra. California: University Science Books, **1993**, 374p.
- 64.** SANDRA, P.; BICCHI C., Capillary gas chromatography in essential oil analysis. Ed. Huethig Verlag: New York, **1987**, 435 p.
- 65.** SKOOG, D.; y LEARY J., Análisis instrumental. España: McGraw Hill, 1994, p.p. 491-527.
- 66.** ARAÚJO, J.; y ARENCIBIA, R. Informetría, bibliometría y ciencimetría: aspectos teórico-prácticos. 2002. (sitio en Internet). Disponible en: http://bvs.sld.cu/revistas/aci/vol10_4_02/aci040402.htm. Fecha de consulta: 1 de agosto de 2012.

- 67.** ADAMS, R.P. Identification of essential oil components by gas chromatography/quadrupole mass spectroscopy. Ed. Allured Publishing Corporation, Carol Stream, Illinois: **2004**, 469 p.
- 68.** GARCÍA, M. Estudio comparativo de los metabolitos secundarios volátiles del *Cymbopogon martinii* (Palmarrosa) obtenidos por diferentes técnicas de extracción. Bucaramanga: Universidad Industrial de Santander, Escuela de Química, Tesis de pregrado, **2010**, 62 p.
- 69.** OLIVEIRA, M.M.M.; BRUGNERA, D.F.; CARDOSO, M.G.; GUIMARAES, L.G.L.; PICCOLI, R.H. Yield, chemical composition and antilisterial activity of essential oils from *Cymbopogon species*. *Rev. Bras. Plantas Med.*, **2011**, 13(1), p.p. 8-16.
- 70.** MAHALWAL, V.; and ALI, M. Volatile constituents of *Cymbopogon nardus* (Linn.) Rendle. *Flavour Fragr. J.*, **2003**, 18, p.p. 73-76.
- 71.** DÍAZ, C.; PÉREZ, S.; and CABEZUDO, D. Effect of drying method on the volatiles in bay leaf (*Laurus nobilis* L.). *J. Agric. Food Chem.*, **2002**, 50, p.p. 4520-4524.
- 72.** JENNINGS, W. Analytical Gas Chromatography. 2^{da} Ed. Academic Press: San Diego, 1987, 259 p.

Anexo A. VIII Congreso Internacional de Química, Ingeniería Química y Bioquímica, realizado en La Habana, Cuba, en octubre del 2012.



Sociedad Cubana de
Química

QUIMICUBA'2012

**VIII CONGRESO INTERNACIONAL DE QUIMICA,
INGENIERIA QUIMICA Y BIOQUIMICA**

**8TH INTERNATIONAL CONGRESS ON CHEMISTRY,
CHEMICAL ENGINEERING AND BIOCHEMISTRY**

LA HABANA/HAVANA, CUBA, OCTUBRE/OCTOBER, 9-12, 2012
HOTEL MELIA HABANA

La Sociedad Cubana de Química (SCQ) y el Comité Organizador se complacen en reconocer a: Dominguez Y., Martinez J., Stashenko E.

por su participación en el VIII Congreso Internacional de Química, Ingeniería Química y Bioquímica de la SCQ, que se efectuó del 9 al 12 de octubre del 2012 en las instalaciones del Hotel Meliá-Habana, La Habana, Cuba, con el trabajo titulado:

A-P-116 Efecto del secado de plantas de *Cymbopogon* sp. sobre el rendimiento y la composición de aceites esenciales obtenidos.


Presentado en la temática:

- QUÍMICA: ENSEÑANZA E HISTORIA
- QUÍMICA: ORGÁNICA
- QUÍMICA: INORGÁNICA Y ANALÍTICA
- QUÍMICA: FÍSICA Y COMPUTACIONAL
- QUÍMICA: MATERIALES Y NANOCIENCIAS
- QUÍMICA: INDUSTRIAL, INGENIERÍA Y AMBIENTAL
- QUÍMICA: PRODUCTOS NATURALES, MEDICINAL y FARMACÉUTICA
- SIMPOSIO BIOQUÍMICA Y BIOLOGÍA MOLECULAR

En la condición de:

Delegado Conferencista Presentación Oral Póster

Participante Acompañante



Secretario Científico de la Temática
Sociedad Cubana de Química

Anexo B. Costo de destilación del MV de *C. flexuosus* secado a la sombra.

Especie	Plantas por ha	Peso x planta, kg	Cantidad de MV x cosecha, kg	Número de cosechas x año	Cantidad total de MV/ha/año, kg	Rendimiento del AE, %p/p	Cantidad de AE/ha/año, kg	Precio por kg de AE	Dinero recibido por año
<i>C. flexuosus</i> , fresco	60000	0,35	21000	5	105000	0,50	525	71.000	37.275.000
<i>C. flexuosus</i> , secado a la sombra	60000	0,09	5250	5	26250	0,89	234	71.000	16.587.375

		Costo por destilación	Costo total por destilación	Diferencia entre gastos y ventas
Cantidad de MV por destilación, kg	500			
Número de destilaciones de MV fresco	210	\$ 100.000	\$ 21.000.000	\$ 16.275.000
Número de destilaciones de MV seco a la sombra	52,5	\$ 100.000	\$ 5.250.000	\$ 11.337.375

Anexo C. Costo de destilación del MV de *C. martinii* secado a la sombra.

Especie	Plantas por ha	Peso x planta, kg	Cantidad de MV x cosecha, kg	Número de cosechas x año	Cantidad total de MV/ha/año, kg	Rendimiento del AE, %p/p	Cantidad de AE/ha/año, kg	Precio por kg de AE	Dinero recibido por año
<i>C. martinii</i> , fresco	60000	0,35	21000	5	105000	0,26	273	100.000	27.300.000
<i>C. martinii</i> , secado a la sombra	60000	0,09	5250	5	26250	0,77	202	100.000	20.212.500

		Costo por destilación	Costo total por destilación	Diferencia entre gastos y ventas
Cantidad de MV por destilación, kg	500			
Número de destilaciones de MV fresco	210	\$ 100.000	\$ 21.000.000	\$ 6.300.000
Número de destilaciones de MV seco a la sombra	52,5	\$ 100.000	\$ 5.250.000	\$ 14.962.500

Anexo D. Costo de destilación del MV de *C. nardus* secado a la sombra.

Especie	Plantas por ha	Peso x planta, kg	Cantidad de MV x cosecha, kg	Número de cosechas x año	Cantidad total de MV/ha/año, kg	Rendimiento del AE, %p/p	Cantidad de AE/ha/año, kg	Precio por kg de AE	Dinero recibido por año
<i>C. nardus</i> , fresco	60000	0,35	21000	5	105000	0,66	693	71.000	49.203.000
<i>C. nardus</i> , secado a la sombra	60000	0,09	5250	5	26250	1,52	399	71.000	28.329.000

		Costo por destilación	Costo total por destilación	Diferencia entre gastos y ventas
Cantidad de MV por destilación, kg	500			
Número de destilaciones de MV fresco	210	\$ 100.000	\$ 21.000.000	\$ 28.203.000
Número de destilaciones de MV seco a la sombra	52,5	\$ 100.000	\$ 5.250.000	\$ 23.079.000