

00381

18



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO

“CONTRIBUCION AL ESTUDIO DEL
GENERO *Annona* (ANNONACEAE),
ANALISIS FITOQUIMICO DE TRES
ESPECIES DEL ESTADO DE CHIAPAS”

2015 570

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADEMICO DE
DOCTORA EN CIENCIAS (BIOLOGIA)

P R E S E N T A
M. EN C. ALMA ROSA GONZALEZ ESQUINCA
DIRECTORA: DRA. MARIA CRISTINA PEREZ AMADOR
BARRON



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Mi más profundo agradecimiento a la Universidad Nacional Autónoma de México, por todo lo que ella ha significado en mi vida.

Reconozco la colaboración de aquellas personas que aportaron información, compañía y experiencia en el laboratorio así como valiosos comentarios sobre el manuscrito.

En particular, agradezco a la Dra. María Cristina Pérez Amador, por su confianza y paciencia y a Iván de la Cruz Chacón que compartió conmigo el entusiasmo, el trabajo y, a veces también, el desánimo en algo tan laborioso.

A los sinodales de este trabajo, los Doctores María Hilda Flores Olvera, Guillermo Laguna Hernández, Patricia Guevara Fefer, Federico Alfredo García Jiménez, Alicia Enriqueta Brechu Franco y Mariano Martínez Vázquez.

La ayuda en la determinación estructural de los compuestos del Dr. Mariano Martínez Vázquez y de la Q.F.B. Rosa Estrada Reyes.

Agradezco las enseñanzas de Montserrat Gispert Cruells, Nelly Diego y Matías Martínez Coronel y de Lorena Luna Cazáres, amiga y compañera de siempre.

La gentil ayuda de Paty, Tere, Gabi, Yanet, Sofi, Rosamía y Quique, alumnos que han participado, de distintas formas, en nuestra línea de investigación "Estudios químicos y biológicos de once especies de Annona del estado de Chiapas".

Finalmente agradezco el aliento de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas y el apoyo del Programa de Mejoramiento del Profesorado (PROMEP), de la Secretaría de Educación Pública.

CONTENIDO

I. INTRODUCCION	1
II. OBJETIVOS	3
III. ANTECEDENTES TAXONOMICOS	
La familia	5
El género	23
<i>Las especies estudiadas</i>	26
IV. ANTECEDENTES EVOLUTIVOS	29
V. ANTECEDENTES QUÍMICOS	
Aceites esenciales	36
Aceites fijos	38
Flavonoides	40
Alcaloides	41
Acetogeninas	48
VI. METODO	
Valoración de caracteres	57
Parte experimental	58
VII. RESULTADOS	67
VIII. DISCUSION	
Los alcaloides del Complejo Ranaleano	92
Los alcaloides en la familia Annonaceae	102
Las tres especies estudiadas	111
IX. CONCLUSION	137
X. REFERENCIAS	140
XI. ANEXOS	
1. Especies herborizadas de la familia Annonaceae en Chiapas	148
2. Clave para las secciones de <i>Annona</i>	151
3. Mapa de distribución de especies del género <i>Annona</i>	154
4. Alcaloides aporfínicos del Complejo Ranaleano	155
5. Acetogeninas de Annonaceae	202

6. Espectros	212
7. Índice de cuadros, figuras, diagramas y espectros	246

I. INTRODUCCION

Annonaceae es una familia antigua de plantas, ampliamente distribuida en regiones tropicales y subtropicales, lo que reduce su expansión territorial a estas zonas.

Comprende alrededor de 130 géneros y 2500 especies Hutchinson (1964); se ubica en la subclase Magnoliidae, orden Magnoliales.

Constantemente ha sido señalada la relación química en cuanto a producción de alcaloides benzilisoquinolínicos y aporfínicos en los órdenes de la subclase Magnoliidae Cronquist (1981); Waterman (1984). Los alcaloides aporfínicos se han identificado en muchas de las especies de la subclase y se encuentran ordenados en diversos grupos químicos, algunos de los cuales son más frecuentes que otros.

La búsqueda de alcaloides aporfínicos en la literatura respectiva, señala once grupos correspondientes a 818 menciones: benciltetrahidroisoquinolínicos; proaporfinas; aporfinas *sensu stricto*; aporfinas 4,7-oxo sustituidas; 7,7-dimetil aporfinas; 7-hidroxi-7-metil aporfinas; dehidroaporfinas; 4,5-dioxoaporfinas; aporfinas 4-oxo sustituidas; oxoaporfinas; tetrahidroprotoberberinas y fenantrenos, distribuidos en los órdenes: Magnoliales, Laurales, Nymphaeales, Ranunculales, Papaverales, Aristolochiales y Piperales.

Estos alcaloides, en la familia Annonaceae han sido muy estudiados, con énfasis en los aspectos químicos, encontrando a los aporfínicos, particularmente bien representados, con más de 13 alcaloides en algunas especies. La mayoría se han obtenido de raíces y tallos, órganos en los que abundan estos compuestos. Hasta ahora se tienen registros de 43 géneros y 138 especies.

De igual forma, se han reportado acetogeninas, características de esta familia y no encontradas, hasta ahora, en ninguna otra. Las acetogeninas de las Anonáceas (ACG), descritas por primera vez en 1982 por Jolard y col., son compuestos policetídicos con actividades antitumorales, citotóxicas, antiparasíticas, plaguicidas, antimicrobianas, antifúngicas e inmunosupresivas. Se han registrado, en la literatura especializada, 321 acetogeninas, en 9 géneros y 45 especies, de seis tipos principales: lineales o acetogeninas sin anillo tetrahidrofuranico (THF); con un anillo THF; con dos anillos THF, adyacentes o no; con tres anillos THF y ACG no clásicas, cuyo anillo es tetrahidropiránico. A su vez, el anillo lactónico puede estar insaturado,

sustituido o puede ser una cetolactona. Estos compuestos son de particular interés porque sus intermediarios de la biosíntesis se asemejan con los de organismos muy primitivos, lo que tiende a confirmar el arcaísmo de la familia.

Tal vez porque los datos referidos del número de especies analizadas, son limitados, y porque la mayoría de las investigaciones se han concentrado en el aislamiento de acetogeninas por su importancia farmacológica, todavía no se ha señalado su posible valor para establecer afinidades taxonómicas dentro de la familia.

Annonaceae forma parte de lo que se ha llamado Complejo Ranaleano, que se caracteriza por tener agrupadas a las familias con fenotipos más antiguos y cuya particularidad química consiste en ser el centro de producción de alcaloides bencilisoquinolínicos, Waterman (1984). Son varios los investigadores que indican la probable relación de estos compuestos con las clasificaciones botánicas. No obstante esto último, y de ser los alcaloides atractivos para propósitos taxonómicos, porque se detectan con facilidad y porque están caracterizados por una gran variedad de estructuras y complejidad biosintética, tan solo Cavé y col. (1987) han efectuado un estudio sistemático de estos compuestos utilizando los patrones de sustitución química para valorar su utilidad como fuente de evidencia taxonómica.

Se considera un grupo natural y su filogenia ha sido recientemente estudiada Doyle y Le Thomas (1996), por lo que con las reservas del caso, los datos de la literatura dan un apoyo para investigar si hay relaciones químicas entre los géneros en correspondencia con las clasificaciones y relaciones filogenéticas que se han propuesto.

Asimismo, ya que los aceites fijos y los aceites esenciales son compuestos abundantes en la familia (al menos los primeros guardan una relación con la producción de acetogeninas), resulta interesante aportar datos para incrementar el acervo que se tiene de estos compuestos y, con el tiempo, estimar su utilidad como indicadores de afinidad en la familia.

En el estado de Chiapas crecen varias especies no estudiadas desde todos estos aspectos químicos, por lo que con este trabajo se pretende aportar datos sobre tres de sus especies: *Annona lutescens*, *A. diversifolia* y *A. purpurea* y además,

contribuir al conocimiento de las relaciones químicas entre los géneros de la familia. Por ello, la investigación se dividió en dos capítulos.

El primero, referido al análisis de la información recabada de la literatura sobre alcaloides y acetogeninas, para ubicar a estos grupos dentro de la familia Annonaceae, lo cual llevó necesariamente a la consideración de familias cercanas.

El segundo capítulo fue el trabajo experimental efectuado con las tres especies. Aquí se buscó conocer la composición de aceites fijos, aceites esenciales, alcaloides y acetogeninas. A partir de esto, se procuró un acercamiento al conocimiento de las variaciones intra e inter específicas de aceites fijos y alcaloides.

En la búsqueda de la biosíntesis temprana de alcaloides se llevaron a cabo algunos ensayos de germinación y se señalaron las semejanzas químicas de las especies estudiadas.

II. OBJETIVOS

GENERAL

El presente estudio tiene como propósito establecer las afinidades químicas de *Annona diversifolia*, *A. lutescens* y *A. purpurea* y valorar la utilidad de alcaloides y acetogeninas como atributos de relación entre los géneros de la familia.

PARTICULARES

- Valorar la utilidad de alcaloides, como atributos de relación entre géneros de la familia Annonaceae.
- Aislar y caracterizar aceites fijos, aceites esenciales, alcaloides y acetogeninas en las tres especies señaladas.
- En las tres especies, determinar la presencia de alcaloides, durante la germinación.

III. ANTECEDENTES TAXONOMICOS

LA FAMILIA ANNONACEAE A. L. de Jussieu 1789.

Lawrence (1951) y Benson (1979) agrupan a la familia Annonaceae junto con otras familias de plantas primitivas en el orden Ranales por sus partes florales en espiral, el perianto diferenciado en cáliz y corola y el gineceo apocárpico y multicarpelar; en cambio Hutchinson (1964) las ubica como orden Annonales principalmente por la presencia de semillas con endospermo ruminado y Cronquist (1968) en el orden Magnoliales por ser plantas leñosas y poseer un perianto de tépalos o diferenciados en sépalos y pétalos.

La familia Annonaceae, dentro de las angiospermas primitivas (Magnoliidae) es la más grande y diversa, es una familia natural, tanto por su estructura anatómica como floral y por su hábitat y hábito (Hutchinson, 1964).

En su hábito son árboles, arbustos o enredaderas, existe un contraste en las especies de los dos hemisferios; en los trópicos del viejo mundo son, por lo general, enredaderas; se encuentran en selvas densas, mientras que en el continente americano son arbustos o árboles que crecen, en su mayoría, en zonas abiertas, pastosas (Hutchinson 1964). Ninguna de ellas es herbácea o anual. La familia en general está representada por especies confinadas a los trópicos y menos extensamente a regiones subtropicales.

En cuanto a su abundancia y distribución, Hutchinson (1964) menciona 122 géneros y 1,100 especies; Takhtajan (1969) indica 120 géneros y 2100 especies, de éstos, 51 géneros y 950 especies se distribuyen en Asia y Australasia; en África y Madagascar 40 géneros y 450 especies; en el Continente Americano 38 géneros y 740 especies. Cronquist (1981) señala 130 géneros y 2500 especies bien representadas tanto en el viejo como en el nuevo mundo y confinadas a las regiones tropicales.

Se conocen pocos casos de distribución intercontinental o afinidad, siendo *Xilopia* el único género común en los trópicos de ambos hemisferios; *Guatteria* se encuentra en América, con excepción de una especie en África occidental; *Anaxagorea* es común en el centro y noroeste de Suramérica e Indomalaya; otros

dos ejemplos de afinidad son *Uvaria* y *Artabotrys* entre Africa e Indomalaya (Hutchinson, 1964).

Los géneros con un mayor número de especies son: *Guatteria* Ruiz & Pav. (250 especies); *Uvaria* L. (175 especies); *Xylopia* L. (150 especies); *Polyalthia* Bl. (150 especies); *Goniothalamus* (Blume) Hook. F. & Thoms. (115 especies); *Artabotrys* R. Br. (100 especies); *Rollinia* St. Hil. (65 especies) y *Annona* L., con 120 especies, 110 de ellas en América tropical (Koek-Noormand y col., 1990; Raghavan en Leboeuf, 1982; Cronquist, 1968; Takhtajan, 1969; Hutchinson, 1964; Judd y col., 1999).

En el Herbario Nacional MEXU resguardado por la U. N. A. M. se encuentran representados 35 géneros para Mesoamérica, de los cuales sólo 9 se localizan en Chiapas (ANEXO 1).

La familia Annonaceae ha sido examinada por diversos autores (CUADRO 1). Desde su perspectiva taxonómica, las investigaciones no abarcan más de 150 años. A partir de 1817, en que Dunal presenta la primera monografía, que incluye 103 especies, basada en la característica de los frutos, alrededor de 30 autores han considerado la taxonomía de esta familia, la mayoría de ellos apoyados en los caracteres de las flores.

Otras disciplinas biológicas, tales como la ecología; la anatomía, en la que se incluyen ensayos sobre las hojas, flores, semillas y polen; la embriología y desarrollo de sistemas vasculares, y los estudios de cariotipos han aportan datos precisos que, como caracteres, son empleados en la taxonomía de la familia.

Al precisar a los autores referidos en el cuadro 1, y citados por las autoridades señaladas en el mismo, queda claro que sus contribuciones han permitido distinguir y delimitar a la familia; sin embargo, las aportaciones, como es natural, están acotadas por diferentes causas; algunos de ellos son de carácter local, o circunscritos a ciertas áreas geográficas, como los de Hooker y Thomson, 1855; Jovet-Ast, 1942; Sinclaire, 1955. Otros, como los de Le Thomas, 1983; Walker, 1971a, b ; Christmann, 1987, se refieren al análisis de pocos caracteres. Aunado a esto, el incremento del número de especies descubiertas ha marcado limitaciones taxonómicas a muchos de los

trabajos ya realizados. No obstante ello, son innegables los conocimientos que han ofrecido para el entendimiento de la familia.

CUADRO 1 TRABAJOS CITADOS POR DIVERSOS AUTORES SOBRE LA FAMILIA ANNONACEAE

AUTOR	AÑOS	TEMAS	REGIONES	CITAS
M. F. Dunal	1817	Monografía		1,4
C. L. Blume	1828	Clasificación	Java	1
A. P. De Candolle	(1824), 1832	Clasificación		1, 3
H. G. L. Reichenbach	1837	Clasificación		3
S. Endlicher	1839	Clasificación		3
K. F. P. Martinus	1841	Clasificación	Brasil	1
G. Bentham y J. D. Hooker	1862	Clasificación		1
J. D. Hooker y T. Thomson	1855, 1872	Clasificación	Indias Británicas	3, 4
J. G. Agardh	1858	Clasificación	Indias	3
G. Bentham	1860, 1862	Clasificación	África	1, 3, 4
H. Bailon	1868, 1887	Clasificación, estambres		1,3
K. Prantl	1888, 1891	Clasificación		3, 4
King	1893	Clasificación	Indias Británicas	1
Boerlage	1899	Clasificación		1
H. Beyer	1902	Anatomía	África	5
A Engler y L. Diels	1900, 1901	Monografía	África	1, 3, 4
W. E Safford	1911	<i>Annona</i> , clasificación	América tropical	1
J. Hutchinson	1923	Clasificación, filogenia		2
L. Diles	1906, 1925, 1932	Clasificación, filogenia	Madagascar	1, 2
R. E Fries	1919, 1930, 1931, 1934, 1939, 1955, 1959	Clasificación	América tropical	1, 2, 3, 4, 5
S Jovet-Ast	1942	Anatomía foliar	Indochina	5
J. J. Asana y R. D. Adatia	1947	Embriología		2
Bowden	1948	Cromosomas		1
E J H Corner	1949	Semillas		2, 5
R. Boutique	1951	Clasificación	Congo Belga	5
J Sinclair	1955	Revisión	Malaya, Singapur	1, 5
R. W. van der Wyk y J. E. Canright	1956	Anatomía		1, 2, 5
A. Cavaco y M. Keraudren	1958	Clasificación	Madagascar	5
J. E. Canright	1963	Polen	Tropical	2
J. A. R. Paiva	1966	Revisión	Angola	5
R. J. Patel	1971	Epidermis y estomas		5
B. Verdcourt	1971, 1986	Flora	África	5
J. W. Walker	1971, 1972, 1976	Polen, cromosomas		5
A. Le Thomas	1969, 1972, 1980, 1981, 1983, 1988	Flora, patología	Gabón	5
M. Leboeuf y col	1982	Química		5
P. J. M. Maas y col	1983, 1984	Claves de géneros	Neotropicales	5

AUTOR	AÑOS	TEMAS	REGIONES	CITAS
H. Okada y K. Ueda	1984	Citotaxonomía	Asia	5
M. Hesse	1984, 1985	Polen		5
H. Huber	1985	Flora	Ceilán	5
M. Waha	1985, 1988	Polen		5
T. Deroin	1985, 1988, 1989	Morfología de flores		5
E. P. Klucking E	1986	Veración, hojas		5
A. K. van Setten y J. Koek-Noorman	1986, 1992	Anatomía de hojas, frutos y semillas		5
M. Christmann	1987	Semillas		5
G. E. Schatz	1987	Sistemática y ecología	América Central	5
P. J. A. Keblor	1988	Sistemática		4
W. Morawetz	1988	Cariosistemática	Australia	5
S. H. Rogstad	1989	Polen y biosistemática		5
G. Gottsberg	1989	Polinización		5
G. E. Schatz y A. Le Thomas	1990, 1993	Sistemática	Madagascar, África	5
E. C. H. van Heusden	1992	Flores, clasificación		5
H. Steinecke	1993	Embriología, morfología, sistemática		5
J. A. Doyle y A. Le Thomas	1994, 1995	Análisis cladístico	África	5
A. Le Thomas y J. A. Doyle	1996	Relaciones geográficas	Malasia	5
H. Rainer	1996	Revisión de <i>Annona</i>		5
A. N. Rao y Y. C. Wee	1996	Esclereidas foliares		5

Hutchinson (1964) (1); Takhtajan (1969) (2); Koek-Noorman y col. (1990) (3); Heusden (1992) (4); Doyle y Le Thomas (1996) (5)

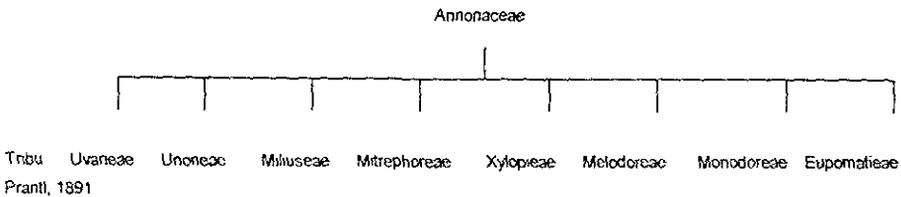
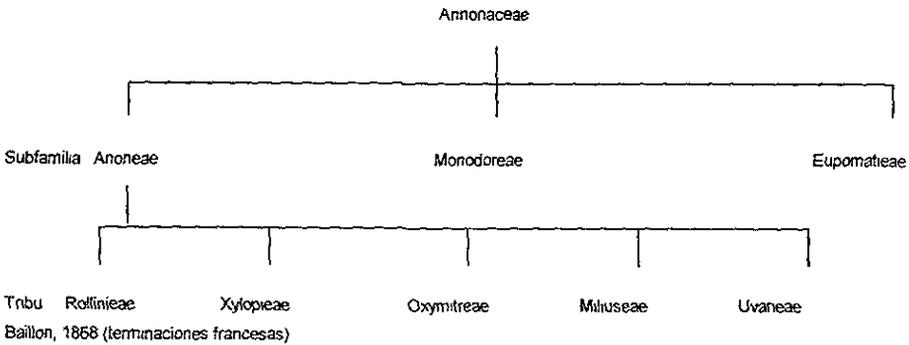
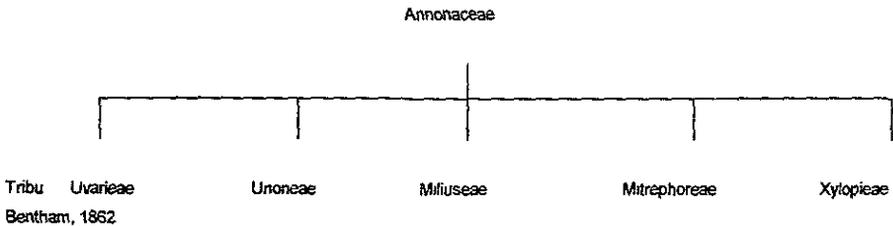
La primera vez que se dividió a la familia en tribus y subtribus fue en 1837 por Reichembach (Koek-Noorman y col., 1990) y los primeros en tomar en cuenta la morfología de la flor para sus clasificaciones fueron Hooker y Thomson en 1855, autores que se ocuparon de los géneros asiáticos (Koek-Noorman y col., 1990; Heusden, 1992).

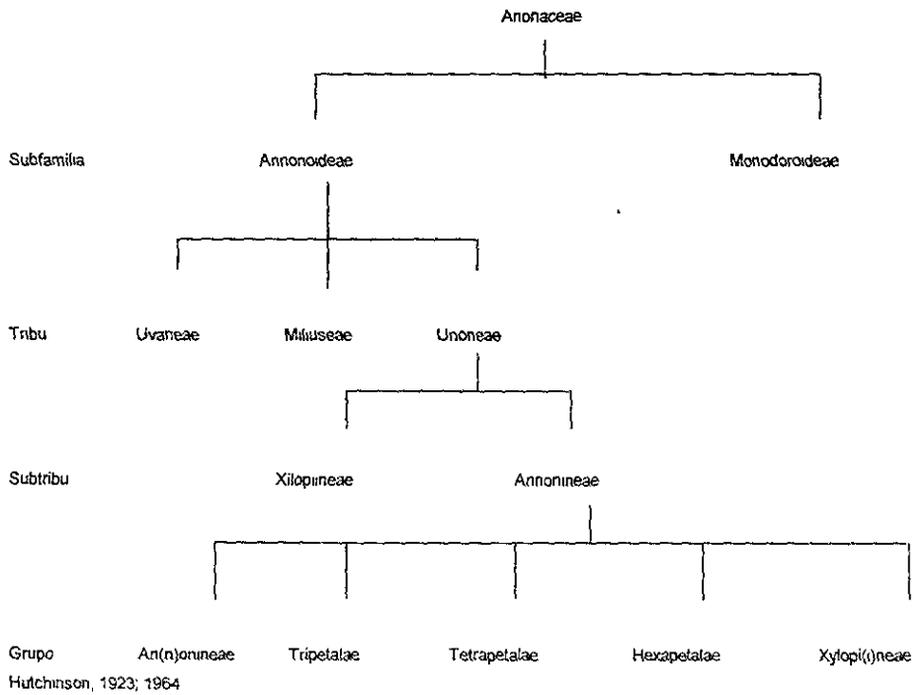
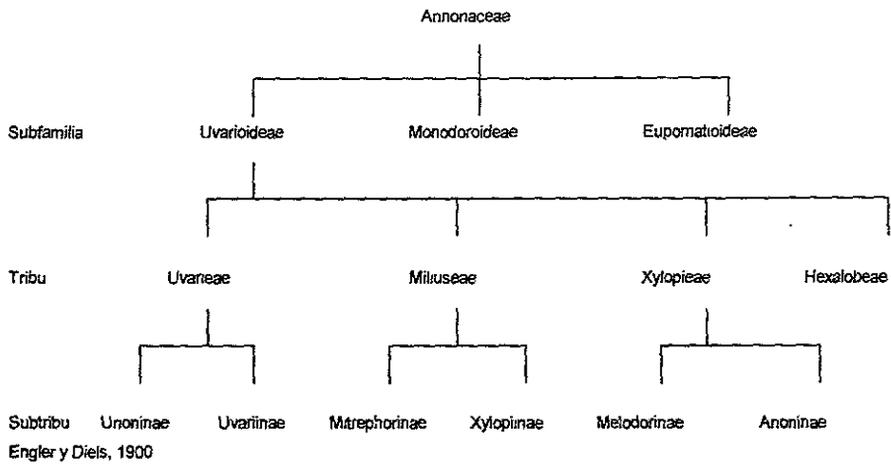
El trabajo de Bentham realizado en 1860 - 1862 se considera como la primera clasificación, al manejar la totalidad de la familia en ese entonces conocida, éste autor reconoció las mismas tribus propuestas por Hooker y Thomson en 1855, aunque a veces bajo diferentes nombres y con diferentes posiciones taxonómicas (Heusden, 1992).

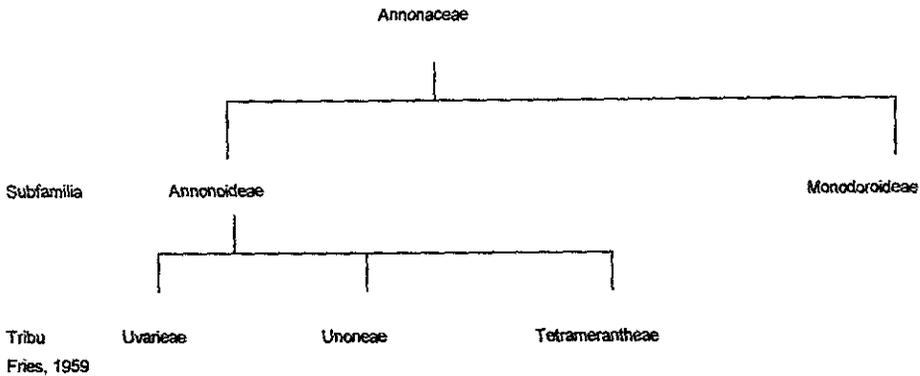
Las tribus que se conservan en todas las publicaciones subsiguientes son Uvarieae, Unonae, Mitrephorae, Xylopieae y Miliuseae, pero, como también señala Heusden (1992), pueden colocarse como tribus o subtribus.

Koek-Noorman y col. (1990) mencionan que los especialistas en la familia les dan más importancia a seis autores: Bentham (1862) cuyo trabajo derivó del de Hooker y Thomson (1855); Baillon (1868); Prantl (1891); Engler y Diels (1900); Hutchinson (1923, 1964) y Fries (1959). A continuación se esquematizan las diferencias de los sistemas propuestos por estos autores (FIGURA 1)

FIGURA 1 SUBFAMILIAS, TRIBUS Y GRUPOS DE LA FAMILIA ANNONACEAE EN SEIS SISTEMAS DE CLASIFICACION TAXONOMICA







Todas las clasificaciones por debajo del nivel de tribu o subtribu toman en cuenta, en mayor o menor medida, los siguientes caracteres (Koek-Noorman y col., 1990):

- Fusión de los carpelos
- Estivación de los pétalos
- Número de pétalos
- Diferenciación en el tamaño de los pétalos
- Fusión de los pétalos
- Tamaño del ápice del estambre (prolongación apical del conectivo)
- Placentación y número de óvulos por carpelo
- Posición de la inflorescencia
- Filotaxia
- Indumento

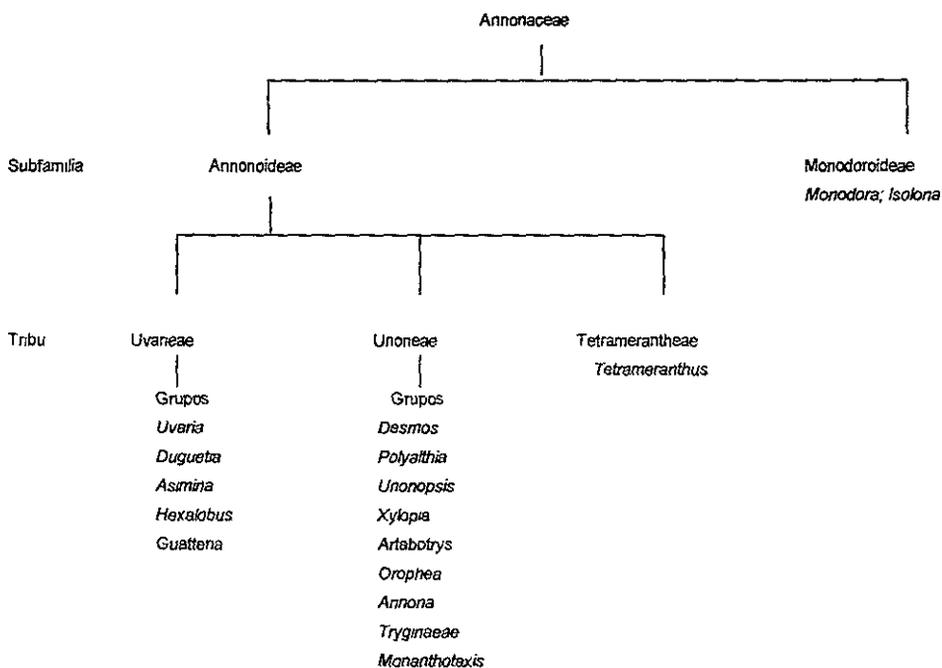
La familia ha sido constantemente ordenada y reordenada en tribus, subtribus y grupos por distintos estudiosos del tema, como se señaló con antelación, debido a la variación y conflictos entre los caracteres florales que por tradición se analizan.

La clasificación de la familia ha sido inestable, con poco acuerdo en las relaciones basales y en los grupos intrafamiliares. La más atendida y citada por los especialistas de la familia es la de Fries (1959) porque es más diversa, ya que introduce caracteres como la posición de la inflorescencia o el arreglo de las hojas. A este criterio tradicional, se han añadido otros caracteres, como la ausencia y presencia de brácteas, además de algunos caracteres florales nuevos, como la

estivación de los sépalos, el número de óvulos por carpelo y el arreglo de los pétalos en dos verticilos.

Fries (1959), citado por Koek-Noorman y col. (1990), divide a la familia en dos subfamilias: Annonoideae, por la presencia de carpelos libres y estigmas más o menos erectos y Monodoroideae, con sólo dos géneros, si los carpelos son connados (FIGURA 2).

FIGURA 2 SUBFAMILIAS Y TRIBUS DE LA FAMILIA ANNONACEAE, SEGUN FRIES (1959)



Por la disposición y tamaño de los pétalos, a la subfamilia Annonoideae, la considera compuesta por tres tribus, subdivididas en grupos informales que toman el nombre del género representativo, Uvarieae con cinco grupos (CUADRO 2), Unoneae, con nueve grupos (CUADRO 3) y Tetramerantheae con un sólo género.

CUADRO 2 GENEROS DE LA TRIBU UVARIEAE EN CINCO GRUPOS INFORMALES, SEGUN FRIES (1959)

<i>Uvaria</i>	<i>Duguetia</i>	<i>Asimina</i>	<i>Hexalobus</i>	<i>Guatteria</i>
<i>Anomanthus</i>	<i>Duckeanthus</i>	<i>Asimina</i>	<i>Asteranthe</i>	<i>Guatteria</i>
<i>Afroguatteria</i>	<i>Duguetia</i>	<i>Cleistopholis</i>	<i>Cleistochlamys</i>	<i>Guatterifolia</i>
<i>Desmopsis</i>	<i>Fusaea</i>	<i>Cyathostemma</i>	<i>Hexalobus</i>	<i>Guatteriopsis</i>
<i>Elpeia</i>	<i>Letestudoxa</i>	<i>Deeringothamnus</i>	<i>Lettowianthus</i>	<i>Heteropetalum</i>
<i>Elpeopis</i>	<i>Malmea</i>	<i>Enicosanthum</i>	<i>Ophrypetalum</i>	
<i>Mischogyne</i>	<i>Pachypodanthium</i>	<i>Ephedranthus</i>		
<i>Sapranthus</i>	<i>Geanthemum</i>	<i>Fitzalanía</i>		
<i>Stenanona</i>		<i>Oxandra</i>		
<i>Tetrapetalum</i>		<i>Pseudoxandra</i>		
<i>Toussaintia</i>		<i>Ruizodendron</i>		
<i>Uvaria</i>		<i>Sageraea</i>		
		<i>Stelechocarpus</i>		
		<i>Tridimens</i>		

CUADRO 3 GENEROS DE LA TRIBU UNONEAE EN NUEVE GRUPOS INFORMALES, SEGUN FRIES (1959)

<i>Desmos</i>	<i>Polyalthia</i>	<i>Unonopsis</i>	<i>Xylopia</i>	<i>Artabotrys</i>	<i>Orophea</i>
<i>Alphonsea</i>	<i>Cananga</i>	<i>Bocageopsis</i>	<i>Anaxagorea</i>	<i>Artabotrys</i>	<i>Atopostema</i>
<i>Dasoclema</i>	<i>Fenerivia</i>	<i>Dennettia</i>	<i>Ararocarpus</i>	<i>Cyathocalix</i>	<i>Exellia</i>
<i>Desmos</i>	<i>Kingstonia</i>	<i>Dielsiothamnus</i>	<i>Dasymaschalon</i>	<i>Disepalum</i>	<i>Gonothalamus</i> <i>Aberemoa</i>
<i>Meocarpidium</i>	<i>Meogyne</i>	<i>Neouvana</i>	<i>Diclinanona</i>	<i>Drepananthus</i>	<i>Mitrephora</i>
<i>Monocarpia</i>	<i>Mezzettia</i>	<i>Onychopetalum</i>	<i>Fissistigma</i>	<i>Enantia</i>	<i>Oreomitra</i>
<i>Rauwenhoffia</i>	<i>Miäusa</i>	<i>Polyceratocarpus</i>	<i>Melodorum</i>	<i>Marsypopetalum</i>	<i>Orophea</i>
	<i>Saccopetalum</i>	<i>Unonopsis</i>	<i>Mitrella</i>	<i>Neostenanthera</i>	<i>Potaklophus</i>
	<i>Papualthia</i>	<i>Uvariastrum</i>	<i>Kentia</i>	<i>Pseudartabotrys</i>	<i>Piatymitra</i>
	<i>Polyalthia</i>	<i>Uvariadendron</i>	<i>Pyramidanthe</i>		<i>Popowia</i>
	<i>Sphaerothalamus</i>		<i>Polyaulax</i>		<i>Pseuduvaria</i>
	<i>Sphaerocoryne</i>		<i>Pseudannona</i>		<i>Richella</i>
	<i>Woodella</i>		<i>Xylopia</i>		<i>Schefferomitra</i>
					<i>Trivalvata</i>

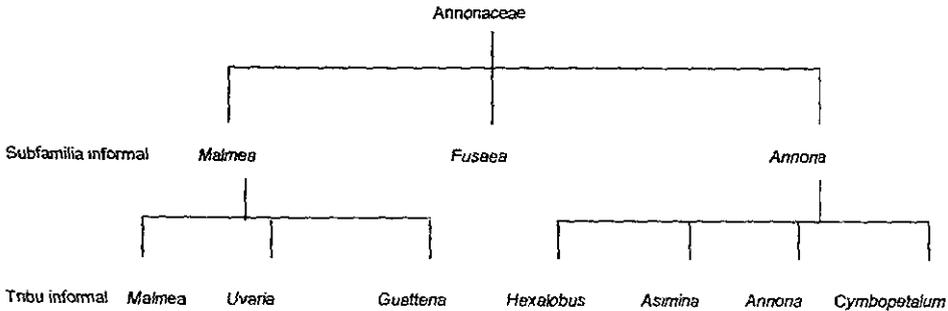
CUADRO 3 CONTINUACION ..

<i>Annona</i>	<i>Tryginæ</i>	<i>Monanthotaxis</i>
<i>Annona</i>	<i>Bocagea</i>	<i>Enneastemon</i>
<i>Anonidium</i>	<i>Cardiopetalum</i>	<i>Gilbertella</i>
<i>Ramondia</i>	<i>Cymbopetalum</i>	<i>Haplostichanthus</i>
<i>Rollinia</i>	<i>Froesiodendron</i>	<i>Monanthotaxis</i>
<i>Rollinopsis</i>	<i>Hornschuchia</i>	<i>Monocyclanthus</i>
	<i>Porcelia</i>	<i>Uvanopsis</i>
	<i>Tryginæa</i>	<i>Tetrasemma</i>
		<i>Thonnera</i>

Este mismo autor separa al género *Tetrameranthus*, colocado en la tribu *Tetramerantheae* por sí mismo, por el arreglo espiral de sus hojas y por sus flores tetrámeras; a la tribu *Uvarieae*, por la imbricación de los pétalos y a la tribu *Unoneae*, por sus pétalos valvados en varias series, así como por tener los pétalos externos tan largos o más largos que los internos y completamente distintos de los sépalos, y por la presencia ocasional de solo una serie de tres pétalos.

Recientemente se han propuesto otras clasificaciones, tomando en consideración diferentes caracteres; Doyle y Le Thomas (1996) citan los trabajos de Walker (1971a, 1971b, 1972) en los que se divide a las *Annonaceae* en función de los estudios microscópicos del polen, en tres subfamilias y siete tribus informales, (FIGURA 3), (CUADRO 4).

FIGURA 3 SUBFAMILIAS Y TRIBUS DE LA FAMILIA ANNONACEAE, SEGUN WALKER (1971a)



CUADRO 5 AGRUPACION INFORMAL DE LA FAMILIA ANNONACEAE, SEGUN HEUSDEN (1992)

Grupo	Géneros
<i>Annona</i>	<i>Annona, Anonidium, Raimondia, Rollinia</i>
<i>Crematosperma</i>	<i>Crematosperma, Ephedranthus, Malmea, Oxandra, Pseudephedranthus, Pseudoxandra, Ruizodendron.</i>
<i>Cymbopetalum</i>	<i>Bocagea, Cardopetalum, Cymbopetalum, Froesiodendron, Hornschuchia, Mkilua, Porcella, Trignynea.</i>
<i>Duguetia</i>	<i>Duguetia, Pachypodanthium</i>
<i>Frisodielsia</i>	<i>Artabotrys, Cyathocalyx, Dasoclema, Dasymaschalon, Desmos, Fissistigma, Frisodielsia, Mitrella, Monocarpia, Pyramidanthe, Schefferomitra, Sphaerocoryne.</i>
<i>Fusaea</i>	<i>Afroguatteria, Disepalum, Duckeanthus, Encosanthellum, Fusaea, Letestudoxa, Pseudartabotrys.</i>
<i>Guatteria</i>	<i>Guatteria, Guatterella, Guatteropsis, Heteropetalum.</i>
<i>Hexalobus</i>	<i>Asimina, Asteranthe, Deeringothamnus, Diclinanona, Hexalobus, Isolona, Monodora, Ophrypetalum, Toussaintia.</i>
<i>Meiogyne</i>	<i>Ancana, Chieniodendron, Guamia, Meiogyne, Oncodostima, Polyaulax.</i>
<i>Milusa</i>	<i>Marsypopetalum, Milusa, Phaeanthus.</i>
<i>Mitrephora</i>	<i>Fitzalania, Mezzettopsis, Mitrephora, Oreomitra, Orophea, Petaloklophus, Platymitra, Popowia, Pseuduvaria.</i>
<i>Monanthes</i>	<i>Atopostema, Exellia, Gilbertiella, Monanthes.</i>
<i>Polyalthia</i>	<i>Enicosanthum, Fenenia, Haplostichanthus, Papualthia, Polyalthia, Sphaerotheralamus, Trivalvaria, Woodiellantha.</i>
<i>Sageraea</i>	<i>Alphonsea, Phoenanthus, Sageraea, Stelechocarpus, Tndimeris</i>
<i>Sapranthus</i>	<i>Desmopsis, Reedrollinsia, Sapranthus, Stenanona</i>
<i>Unonopsis</i>	<i>Bocageosis, Onychopetalum, Unonopsis.</i>
<i>Uvaria</i>	<i>Anomianthus, Bakonga, Cyathostemma, Ellipeia, Elipeopsis, Rauwenhoffia, Tetrapetalum, Uvaria.</i>
<i>Uvarastrum</i>	<i>Demmetia, Dielsiothamnus, Meiocarpidium, Mischogyne, Monocyclanthus, Polyceratocarpus, Uvarastrum, Uvanodendron, Uvanopsis</i>
<i>Xylopia</i>	<i>Boutiquea, Cananga, Goniothalamus, Neostenanthera, Richella, Xylopia</i>
Otros géneros	<i>Ambavia, Anaxagorea, Cleistochlamys, Cleistopholis, Dendrokingstonia, Enanita, Greenwayodendron, Lettowanthus, Mezzettia, Neo-uvaria, Piptostigma, Tetrameranthus</i>

Las investigaciones citológicas, llevadas a cabo por Okada y Ueda (1984), Morawetz y Waha (1985), Morawetz (1986a, 1986b, 1988), Morawetz y Le Thomas (1988) en especial los del número básico de cromosomas, señalan a los nucleotipos como caracteres taxonómicos infragenéricos (Doyle y Le Thomas, 1996).

Con el fin de apoyar la posición filogenética de la familia Annonaceae, Deroin (1988, 1997) estudió los aspectos anatómicos y biológicos de las flores y el sistema vascular del gineceo.

Doyle y Le Thomas (1996), hicieron un análisis filogenético para determinar la evolución de los caracteres en la familia (referido en antecedentes evolutivos).

Bajo la dirección de Mass, desde 1983, en Utrecht, Holanda, un equipo de investigadores de institutos nacionales e internacionales, está trabajando sobre el proyecto sistemático de la familia Annonaceae, con el que se pretende realizar

investigación monográfica, análisis de caracteres y filogenia Chatrou (1999). Intervienen especialistas de diversas disciplinas, que aportan datos sobre la morfología de las flores, frutos y semillas; la anatomía de las hojas y la madera; el análisis del polen y de cariotipos, y la morfología de las inflorescencias.

Entre los avances se pueden señalar los estudios comparativos de Koek-Noorman y col. (1990) sobre el papel que han tenido los caracteres morfológicos en las distintas clasificaciones; los resultados de Heusden (1992) sobre la morfología, clasificación y evolución de las flores; los datos de campo sobre los tipos de flores de Morawetz (1988) y los análisis sobre las estructuras de los estambres y tipos de dehiscencia de Endress y Hufford (1989).

Los datos obtenidos sobre investigaciones de anonas africanas, hechos por Le Thomas y Lugardon (1976) y Le Thomas (1980/1981) revelan que el taxa monosulcado, que Walker (1971a) llamó microtectado tiene una estructura infratectal granular, la que consideran primitiva, basándose en la comparación con otras Magnoliidae y Gimnospermas.

Existen contribuciones acerca de la estructura de la exina de los géneros monosulcados granulares (*Anaxagorea*, *Malmea*) y columnares monosulcados afines, sobre taxa con exina reducida y polen disulcado (Hesse y col. 1985; Morawetz y Waha 1985; Waha (1985, 1988); Waha y Hesse 1988; Waha y Morawetz 1988).

Otros caracteres revelan o confirman muchos agrupamientos de nivel intermedio, entre éstos se encuentra la anatomía de las hojas de especies neotropicales, Setten y Koek-Noorman (1986), así como observaciones sobre la anatomía de semillas, que incluyen la distribución de las fibras e idioblastos en la cubierta seminal Christmann (1987). Los análisis sobre caracteres de frutos y semillas de Setten y Koek-Noorman (1992) con los que clasifican a la mayoría de las Annonaceae en 16 grupos fenéticos.

CARACTERES MORFOLOGICOS DE LA FAMILIA ANNONACEAE

La familia presenta una variedad de caracteres morfológicos que se toman en consideración para su clasificación, definición de relaciones entre los diferentes taxa

o incluso en análisis filogenéticos para establecer su posición y relación con otros grupos.

A continuación se describe la diversidad de caracteres reportados para la familia, basada en: Doyle y Le Thomas (1996); Heusden (1992); Koek-Noorman y col. (1990); Derooin (1988, 1997) y Gottsberger (1989).

- **Hábito y transición hoja – tallo**

En cuanto a su hábito pueden ser árboles, arbustos o lianas. El género *Letestudoxa* es un tipo de liana y ejemplos con especies lianoides son las plantas del género *Uvaria*.

Hojas simples, enteras, a veces cortamente pecioladas.

La filotaxia es dística (hojas en dos hileras) (1/2), al menos en las ramas horizontales, con la única excepción de *Tetrameranthus* que tiene filotaxia espiral.

Los perfiles pueden ser adaxiales o laterales.

Las pocas Annonaceae estudiadas son trilagunares, pudiendo usarse este carácter para establecer la monofilia y/o las relaciones externas de la familia.

La costilla media puede ser cóncava o aplanada en el lado adaxial o convexa.

- **Arquitectura de las hojas**

Nervadura primaria pinnada; las nervaduras secundarias derechas o recurvadas, moderadamente o fuertemente curvadas. Nervaduras terciarias reticuladas, frecuentemente con venas intersecundarias, parcialmente percurrentes (alrededor del margen), algunas intersecundarias, fuertemente percurrentes sin intersecundarias.

- **Anatomía de las hojas**

Tricomas ausentes o simples, estrellados o peltados. Esclereidas, astroesclereidas u osteoesclereidas. Con o sin cristales epidérmicos; con o sin drusas, solitarias, rómbicas, etc. Células con aceite en parénquima esponjoso, en parénquima en empalizada o en ambos. Los cristales epidérmicos junto con las esclereidas no son constantes en los individuos de un género.

Hay varios tipos de cristales epidérmicos, la distinción mas clara se hace entre cristales solitarios (usualmente rómbicos) y drusas o no cristales

Las células de aceite o idioblastos se pueden encontrar en el parénquima esponjoso (por lo general, en la frontera entre las dos capas) y en el parénquima empalizada o también de forma frecuente en ambas capas.

- **Anatomía del tallo**

Médula normal o septada, con perforaciones de vaso escalariformes o simples; la densidad de los vasos puede ser baja, media o alta ($< 10 / \text{mm}^2$; $10 - 40 / \text{mm}^2$ o $> 40 / \text{mm}^2$); los rayos pueden ser delgados, gruesos o más gruesos ($< 100 \mu\text{m}$).

Parénquima difuso o paratraqueal o apotraqueal; floema normal o estratificado.

- **Inflorescencias**

Inflorescencias determinadas, cimas, a veces reducidas a una flor simple terminal o axilar.

La posición de la inflorescencia puede ser terminal (opuesta a la hoja, supra axilar, extraxilar) o axilar. El carácter aunque variable a un nivel de tribu, es muy constante en los grupos de Fries (1937), sólo en pocos géneros se hallan ambos estados de caracteres, tales como *Anaxagorea*.

Las flores pueden estar solitarias o hallarse en cimas con pocas o muchas flores. Puede haber o no articulación del pedicelo, ser sub basal, basal o distal. Con o sin bractéolas, 1-3 por flor o más de 3.

- **Distribución de sexos**

En general, las flores son bisexuales, pero también las hay unisexuales; en la mayoría de los géneros unisexuales, las flores masculinas se encuentran al lado de flores bisexuales, estos géneros probablemente son androdioicos y sus las flores bisexuales tienen un gran número de carpelos y un pequeño número de estambres.

- **Yema**

La forma de las yemas florales cerradas varía: de elipsoide vía esferoide a transversalmente elipsoide; de sublanceolado a ovoide deprimido y de sublanceolado triangular a ovoide deltoide; casi siempre las formas de las yemas son características de los géneros. Las ovoides son las más comunes. La forma de las yemas florales está principalmente definida por los pétalos.

- **Cáliz**

Frecuentemente aparecen tres sépalos, aunque también hay géneros con 2 o con 4. Los sépalos pueden ser basales, libres o calíprado (más fusionados rasgándose en la antesis).

La estivación puede ser valvada, reduplicada-valvada o imbricada; la estivación en la yema es imbricada o valvada; los sépalos son pequeños o grandes, encerrando los pétalos hasta que están cerca de la apertura, los márgenes de los sépalos pueden tener o no alas. La mayoría de los géneros tienen sépalos valvados; los sépalos reduplicado-valvados son comunes en géneros con yemas florales medianas o grandes; se encuentran especies con sépalos reduplicado-valvados y valvados; los imbricados están presentes en una minoría.

- **Corola**

En la mayor parte de los géneros los pétalos están libres, aunque a veces son connados.

La corola puede tener de 1, 2 o más ciclos o estar ausente o ser intergradual; la estivación es valvada o imbricada (en las Annonaceae se refiere al traslape de los márgenes laterales en las yemas, muchas veces sólo los márgenes superiores se ven traslapados, en *Annona* hay especies con pétalos interiores imbricados). El número más frecuente de pétalos es 6 (aunque varía de 2 a 12) en dos verticilos de 3, habiendo ocurrencia incidental de flores tetrámeras en especies, por lo común en flores trímeras. Los pétalos libres o fusionados al menos en la base. Tanto los pétalos internos como los externos pueden reducirse o estar ausentes. Los pétalos externos valvados, más o menos iguales o desiguales, aplanados, raras veces con apéndice; los pétalos internos valvados frecuentemente con apéndice, plegados y gruesos; los internos menores que los externos o ausentes. Para estudios sistemáticos se considera la forma de los pétalos como ovada o alargada. Pétalos en la antesis extendiéndose o curvándose sobre otras partes florales, con posición basal cóncava con frecuencia connivente.

- **Estambres**

La mayoría de las Annonaceae tienen más de 12 estambres, con arreglo espiral (o más o menos), estrechamente empaquetados, aunque en los géneros con menor

número de estambres se encuentran como verticilos, imbricados u horizontalmente arreglados. En general son oblongos llegando a oblanceoloides, con un filamento muy corto, dos tecas lineares y una prolongación apical del conectivo como escudo. El largo varía de 0.4 a 7 mm, en la mayoría de los géneros los estambres son menores a 2 mm, esporádicamente se observan puntos glandulares en los estambres.

Los estambres son de color blanco, crema, amarillo-naranja, naranja, rojo, rojo-café o púrpura; en muchas flores el color del conectivo contrasta con el de los pétalos y estigmas.

Las tecas pueden ser mono o biesporangiadas, la teca extrosa es la más común aunque también se encuentran tecas latrorsas e introrsas.

Las anteras por lo general están protegidas por una prolongación del conectivo engrosada, lo que da variación en la forma y textura del ápice de los estambres, de discos ligeramente cóncavos a una estructura semiglobosa. El ápice es usualmente una característica del género con forma de lengua o umbonada. Puede o no haber prolongación apical.

En pocos géneros los estambres internos o externos se modifican en estaminodios y pueden o no estar presentes; el filamento se presenta como laminar (angostado pero con una extensión del conectivo parecida a una lengua); peltado truncado (casquete que cubre las anteras) o peltado apiculado. Las anteras normales o loculadas en la madurez.

- **Polen**

El polen es simple (mónada) o compuesto (tétradas, poliade). Tiene una exina proximal normal o reducida; posee o no una apertura, ésta puede ser sulcada o sulculada.

El tamaño del polen varía de pequeño < de 45 μm a grande > de 90 μm . La forma es elongada como bote o globosa; el tectum imperforado o con pequeñas perforaciones; verrucado; retículo perforado. Con o sin estípulas; estructura infratectal granular, intermedia o columnar; la base del infratectum indiferenciada o con gránulos fusionados. Puede o no tener foliaciones de la nexina, y ser discontinuas, múltiples, continuas, frecuentemente torcidas.

- **Receptáculo**

La porción del receptáculo que soporta a los estambres es plana o cónica; globosa o cortamente cilíndrica o alargada. El ápice del receptáculo (la porción que soporta a los carpelos) alargado, plano o convexo o cóncavo.

En la parte baja del receptáculo, la forma está correlacionada con la orientación de los estambres, globosa con estambres radiados, variando desde horizontales a plegados debajo o verticales encima y cónico con estambres más o menos en constante ángulo oblicuo.

- **Carpelos**

El número de carpelos varía de uno a numerosos. La mayoría de los géneros tienen de 6 a 20 carpelos.

La forma del estigma varía tanto entre los géneros como dentro de éstos, puede ser elipsoide, esferoide, cilíndrico, obcónico, discoide, bilobado, plano, con estigma doble. El estigma es sésil, capitado (base fuertemente constreñida) o con un estilo más o menos alargado. El estilo, en la mayoría de los géneros está ausente o es muy corto; en ocasiones es difícil distinguir la barrera entre el estilo y el estigma; a veces el estigma es reemplazado por un margen ciliado.

El estigma presenta con frecuencia una secreción mucilaginoso que causa que los estigmas en las flores maduras estén pegados. El término *compitum* se usa para tal masa viscosa de estigmas, cuando el *compitum* está presente, el polen de un estigma puede germinar y fertilizar los óvulos de más de un carpelo, lo que tal vez explicaría el desarrollo de todos los óvulos a semillas en frutos del género *Annona*. De uno a numerosos óvulos, la mayoría de los géneros con menos de 10.

La placentación es lateral o basal, en algunos géneros se encuentran los dos tipos de placentación. La placentación lateral se da en la mayoría de los géneros, los óvulos en una fila o en dos; la placentación en dos series es más común cuando hay un gran número de óvulos y pueden estar en dos líneas paralelas o alternas; en géneros con pocos óvulos se da la placentación en una serie. En la mayoría de los géneros con placentación lateral los óvulos están insertados horizontalmente; una placentación basal se encuentra en carpelos con 1 o rara vez 2 óvulos por carpelo; son frecuentes los óvulos subasales.

- **Frutos**

Los frutos son apocárpicos, pseudosincárpicos (al menos basalmente) o parasincárpicos.

El anillo basal en frutos pseudosincárpicos puede estar ausente, formado por el receptáculo o por los carpelos; la articulación del estípite es basal o apical.

El fruto indehisciente o ventral o dorsalmente dehiscente. La pared del fruto es gruesa (> 1 mm, por lo general leñosa o coriácea) o delgada (< 1mm, jugosa).

- **Semillas**

Presentan una calaza normal o pericalazal; un rafe con un canal mas o menos pronunciado o plano, una costilla mas o menos pronunciada. El tapón micropilar es pequeño o grande o puede no tener.

Endospermo de consistencia normal o vidriosa; con o sin células de aceite en el endospermo. La superficie de la semilla lisa o con bajas esculturas o tuberculada. El arilo puede estar ausente, ser rudimentario o bilobulado, poseer o no sarcotesta; presenta dos o tres integumentos.

Puede haber idioblastos en la cubierta seminal, en el integumento interno, en el integumento externo o en la nucela. Las fibras de la mesotesta pueden ser longitudinales, cruzadas o transversas o estar ausentes. Las ruminaciones son gruesas, en platos o espigas irregulares, espiniformes o lameliformes.

- **Citología**

El número de cromosomas es de $n = 7$, $n = 8$ y $n = 9$

Núcleo procromosomal con condensaciones de cromosomas proximales o distantes; centrómero en su mayor parte (sub) metacéntrico, acrocéntrico o telocéntrico. La distribución del tamaño de los cromosomas continua o bimodal.

Acerca del nombre . . .

Annona se deriva de "anon" una voz india de las Antillas Mayores (Standley y Steyermark, 1946). Este nombre, según Valdés Bernal (1991), es referido por Las Casas y Fernández de Oviedo como vocablo Arauco insular (lengua de los aborígenes de Cuba); señala también que Macías en 1885 fue el primer autor en asignarle un origen no indoamericano:

Annona, ae: víveres, bastimento o provisión de comestibles por un año, término sacado de *Annus, í*, originario del griego *omnos, ou*, año.

Anón y anona: Voces castellanas: anón es el nombre de una variedad de bacalao del mar del norte que se pesca anualmente por febrero o marzo, y anona significa provisión de víveres; el origen de estas voces es latino... de allí dieron los españoles el nombre de anón y anona a la guanábana que sólo se da una vez al año (Macías y Calcaño, 1950:345, en Valdés Bernal, 1991).

Otros autores refieren un origen del nombre haitiano, taino, indo antillano, arauco insular o del caribe (Valdés Bernal, 1991).

El GENERO *Annona* L. (1753)

El género *Annona* fue descrito por primera vez por Linneo en 1753 y la especie tipo es *Annona muricata* L. de la América tropical.

Las plantas de este género son árboles o arbustos, con pubescencia simple o con pelos estrellados, flores usualmente perfectas, solitarias o en inflorescencias con pocas flores, terminales, opuestas a las hojas, y más o menos pegadas a las ramas y de apariencia internodal; 3 sépalos pequeños y valvados; 6 pétalos libres o connados en la base, biseriados, los internos, a veces rudimentarios o ausentes, los exteriores carnosos, valvados, completamente cóncavos o solo en la base, conniventes o algo patentes, los interiores inbricados o valvados; estambres numerosos, extrosos, el conectivo forma un disco dilatado, truncado, pocas veces atenuado-apiculado o semiorbicular; carpelos numerosos, frecuentemente connados, los óvulos solitarios, basales y erectos; fruto carnoso, con carpelos concretos.

Fries (1937) divide al género *Annona* en 17 secciones (CUADRO 6) atendiendo al número y tamaño de los pétalos, la estivación de los pétalos internos; la corola coripétala o simpétala; el tipo de flor; la disposición del conectivo; la fusión de los carpelos; la forma de los pétalos en el botón; el tamaño, forma, grosor y posición de las hojas; sus fosas y nervaduras en las hojas y el tipo de exocarpo (ANEXO 2).

CUADRO 6 SECCIONES DE *Annona*, SEGUN FRIES (1937)

SECCIÓN	ESPECIES
<i>Eu - Anona</i> Saff	<i>A. muricata</i> , <i>A. nitida</i> , <i>A. foetida</i> , <i>A. montana</i> , <i>A. densicoma</i> , <i>A. coriacea</i> , <i>A. atabapensis</i> , <i>A. gardneri</i> , <i>A. aurantiaca</i> , <i>A. pygmaeae</i>
<i>Macranta</i> R. E. Fr. nov. Sect.	<i>A. monticola</i> , <i>A. excellens</i>
<i>Ulocarpus</i> Saff.	<i>A. purpurea</i> , <i>A. crassifolia</i>
<i>Campicola</i> R. E. Fr. nov. Sect.	<i>A. dioica</i> , <i>A. campestris</i>
<i>Psammogenia</i> Saff.	<i>A. salzmanni</i> , <i>A. impressivena</i>
<i>Pheloxylon</i> Saff.	<i>A. glabra</i>
<i>Helogenia</i> Saff.	<i>A. crotonifolia</i> , <i>A. paludosa</i> , <i>A. tomentosa</i> , <i>A. burchellii</i> , <i>A. malmeana</i> , <i>A. caioophylla</i>
<i>Gamopetalum</i> Saff.	<i>A. spinescens</i> , <i>A. puniceifolia</i> , <i>A. nutans</i> , <i>A. vepretorum</i> , <i>A. cornifolia</i> , <i>A. paraguayensis</i> , <i>A. glaucophylla</i>
<i>Oligantha</i> R. E. Fr. Nov. Sect	<i>A. cacans</i> , <i>A. amambayensis</i> , <i>A. duckei</i> , <i>A. manabiensis</i> , <i>A. symphyocarpa</i> , <i>A. amazonica</i> , <i>A. humilis</i>
<i>Attractanthus</i> Saff.	<i>A. acutiflora</i> , <i>A. haematantha</i> , <i>A. ambotay</i> , <i>A. saffordiana</i> , <i>A. hayesi</i>
<i>Pianona</i> Saff.	<i>A. angustifolia</i> , <i>A. paraensis</i> , <i>A. ionophylla</i> , <i>A. holoserica</i> , <i>A. sericea</i> , <i>A. trinitensis</i> , <i>A. spraguei</i> , <i>A. cercocarpa</i> , <i>A. ulei</i> , <i>A. fahnii</i> , <i>A. scandens</i> , <i>A. longipes</i> , <i>A. sanctae-crucis</i> , <i>A. macrocalyx</i> , <i>A. echinata</i> , <i>A. billbergii</i> , <i>A. jamaicensis</i> , <i>A. hypoglauca</i> , <i>A. tessmannii</i> , <i>A. iquitensis</i> , <i>A. acuminata</i>
<i>Atta</i> Mart	<i>A. squamosa</i> , <i>A. reticulata</i> , <i>A. micrantha</i> , <i>A. lutescens</i> , <i>A. frutescens</i> , <i>A. longiflora</i> , <i>A. urbaniana</i> , <i>A. praetermissa</i> , <i>A. cherimolia</i> , <i>A. acutifolia</i> , <i>A. cubensis</i> , <i>A. palmeri</i>
<i>Chelonocarpus</i> Saff.	<i>A. scleroderma</i> , <i>A. testudinea</i> , <i>A. liebmanniana</i> , <i>A. pittieri</i>
<i>Ilama</i> Saff	<i>A. diversifolia</i> , <i>A. macrophyllata</i>
<i>Saxigena</i> Saff.	<i>A. bulbata</i> , <i>A. crassivena</i>
<i>Anonula</i> Saff	<i>A. oblongifolia</i> , <i>A. sclerophylla</i> , <i>A. ekmanii</i> , <i>A. elliptica</i> , <i>A. havanensis</i> , <i>A. cascarioides</i> , <i>A. gracilis</i> , <i>A. salicifolia</i> , <i>A. haitiensis</i>
<i>Anonella</i> Baill.	<i>A. globiflora</i> , <i>A. bicolor</i> , <i>A. domingensis</i> , <i>A. dumetorum</i> , <i>A. rosei</i>

En este estudio, Fries (1937) consideró 99 especies; no incluyó a 63 especies americanas, que se describieron después de su muerte.

De acuerdo con este autor las tres especies tratadas en este trabajo se ubican en tres secciones diferentes: *Ulocarpus* (*A. purpurea*); *Atta* (*A. lutescens*); *Ilama* (*Ilama*) (*A. diversifolia*).

La sección *Ulocarpus* se distingue por las flores de 6 pétalos exteriores no imbricados, el tamaño muy parecido de los pétalos internos y externos, la posición imbricada de los pétalos internos en el botón; las flores hermafroditas; las hojas sin fosas en el envés y las flores con envoltura de brácteas grandes.

La sección *Atta* tiene flores de 3 pétalos, las láminas del círculo interno están ausentes o son rudimentarias; el conectivo del saco polínico está en forma de escudo, extendido sobre el ápice de las anteras; el botón floral mas o menos

longitudinal con tres bordes; las hojas inferiores del brote no son redondas y rodean al tallo, la cáscara del fruto es delgada, lisa o con aréolas más o menos elevadas, separadas por depresiones excavadas.

En la sección *llama* las especies tienen flores de 3 pétalos, las hojas del círculo interno están ausentes o son rudimentarias; el conectivo del saco polínico presenta forma de escudo, extendido sobre el ápice de las anteras; el botón floral se extiende longitudinalmente más o menos con tres bordes; las hojas inferiores del brote son redondas y rodean el tallo, la cáscara del fruto es gruesa.

La distribución del género *Annona* en América puede observarse en el mapa elaborado con datos de Fries (1937), que considera 99 especies y 17 secciones (ANEXO 3).

El género *Annona* en Chiapas está representado al menos por 13 especies, según los datos de ejemplares herborizados de los herbarios MEXU (Herbario Nacional) y CHIP del Instituto de Historia Natural del estado de Chiapas (ANEXO 1).

DESCRIPCION DE LAS ESPECIES ESTUDIADAS

***Annona lutescens* Saff., Contr. U.S. Natl. Herb. 18 (1) 41 fig. 50,51 a-b, 52a, pl. 23. 1914.**

Tipo: Guatemala, Alta Verapaz cerca de Cahabon, O.F. Cook 93 (Holotipo: US – 850044)

Árbol pequeño, las ramas fulvo-seríceas, transformándose a glabras; peciolo de 8 - 12 mm de largo; hojas membranosas, ovadas a elípticas u obovadas, 7 - 14 cm de largo, 3.5 - 7.5 cm de ancho, ligeramente acuminadas a obtusas, redondeadas o subagudas en la base, cuando jóvenes seríceas pero pronto glabras, con solo unos pocos pelos persistentes en el envés a lo largo de las nervaduras; inflorescencias opuestas a las hojas o implantadas desde la mitad de un internudo, varias flores, pedicelos de 12 a 18 mm de largo, seríceos; sépalos triangulares, 2 - 3 mm de largo; pétalos linear-oblongos, obtusos, puberulentos por fuera, 1.5 - 2 cm de largo, los pétalos interiores rudimentarios; fruto globoso-ovoide, liso, amarillo, 8 - 9 cm de diámetro o de largo, aréolas escasamente perceptibles (Standley y Steyermark, 1946).

Distribución: México (Chiapas), Guatemala y Cuba (Fries, 1937).

En Chiapas, se ha recolectado en los municipios de Acacoyagua, La Concordia, Chicoasén, Tuxtla Gutiérrez y Cintalapa (ANEXO 1).

***Annona diversifolia* Saff., Science 33: 471. 1911.**

Tipo: México, Colima Palmer 60 (Holotipo: US)

Árbol pequeño, de ramas glaucas, completamente glabras; hojas pecioladas, de 8 - 18 mm de largo, 4 - 6 cm de ancho, redondeadas o subagudadas en el ápice, agudas o redondeadas en la base, glabras en el envés; las hojas inferiores a los brotes florales orbiculares y cordado-ceñidas, 2 - 4 cm de largo; flores solitarias, pedicelos adelgazados, glabros, recurvados o péndulos, 3 - 5 cm de largo, bracteolados por debajo de la mitad; sépalos redondeados a triangulares, ferrugíneo-pilosos por fuera, 2 - 3 mm de largo; pétalos exteriores linear-oblongos, obtusos, pubescentes por fuera, 2.5 cm de largo, cerca de 6 mm de ancho en la base, los pétalos internos

rudimentarios; frutos ampliamente ovoides, tomentosos, generalmente 13 - 15 cm de largo y 12 - 15 cm de ancho, cubierto con protuberancias ligeramente redondeadas; semillas oblongo-ovoides de 2 cm de largo, por 1 cm de ancho (Standley y Steyermark, 1946).

Distribución: Sur de México en la costa del Pacífico; Guatemala en Chiquimula, Jutiapa y Chimaltenango y El Salvador (Standley y Steyermark, 1946). Fries (1937) también la reporta en Colima (México) y El Salvador.

En Chiapas, se ha recolectado en los municipios de Tuxtla Gutiérrez, Chiapa de Corzo y Chicoasén (ANEXO 1).

***Annona purpurea* Moc. & Sessé ex Dunal, Monogr. Anonac. 64, t. 2. 1817**

Tipo: Sessé & Mociño Icon. Pl. (Holotipo: HU)

***Annona manirote* Kunth, Nov. Gen. Sp. 5 : 59. 1821**

Tipo: Provincia de la Nueva Guayana, Angostura, Humboldt & Bonpland s.n.

***Annona involucreta* Baill. Adansonia 8 : 265. 1867-1868**

Tipo: no localizado

***Annona Prestoei* Hemsl, Hooker's Icon. Pl., ser. 4, 6: t. 2519 -20. 1888**

Tipo: no localizado

Árbol de 10 m o más, con copas anchas y extendidas, las ramas jóvenes densamente ferrugíneas-tomentosas; hojas deciduas, membranosas con pedicelos de 3 - 5 mm de largo, de ovadas a elíptico ovadas, en su mayor parte de 12 a 30 cm de largo y de 6 -14 cm de ancho, ápice acuminado, redondeadas en la base, verdes y glabras por el haz y pálidas a moreno velludo aún con la edad, por el envés; flores extraaxilares, solitarias, subsésiles; sépalos triangular-ovados, acuminados, 1 - 2 cm de largo, pétalos exteriores valvados, gruesos y rígidos, ovado-lanceolados, cuando mucho de 5 cm de largo y 2 cm de ancho, ferrugíneos-seríceos en el exterior, los pétalos internos imbricados, delgados, elíptico-oblongos, redondeados en el ápice, 2.5 cm de largo, 1.5 cm de ancho; fruto subgloboso, de 10 a 12 cm de diámetro o de largo, cubierto con un tomento semejante a fieltro y con pelos piramidales puntiagudos muy numerosos; semillas ovoides, castañas, 3 cm longitud (Standley y Steyermark, 1946).

Distribución: Honduras Británica; Costa Rica; Panamá (zona del canal e isla de Barro Colorado); Venezuela (Bolívar, Caracas, Dos Caminos, Orinoco y Trinidad); México (Tlatatla, Córdoba y La Antigua en Veracruz y en Yucatán) Fries (1937). Guatemala (Izabal, Chiquimula, Juteapa, Santa Rosa, Retalhuleu y San Marcos) (Standley y Steyermark, 1946).

En Chiapas, se ha recolectado en los municipios de Tuxtla Gutiérrez, San Fernando y Cintalapa (ANEXO 1).

IV. ANTECEDENTES EVOLUTIVOS

Hutchinson (1964), Takhtajan (1969) y Cronquist (1981, 1988) señalan a la familia Annonaceae como una familia arcaica de Angiospermas (Magnoliophyta).

Dentro de las dicotiledóneas (Magnoliopsida, Magnoliatae) se ubican en la subclase Magnoliidae (Takhtajan, 1969).

Más o menos la mitad de las especies de la subclase (5600), se incluyen en el orden Magnoliales, recientemente reducido a 6 familias y llamado Complejo Magnoliales, con 2840 especies (Judd y col., 1999).

Se considera que forman el complejo basal del que se derivan las otras Angiospermas, aunque Judd y col. (1999) y Doyle y Le Thomas (1994) señalan, con base en las secuencias de *rbcL*, las secuencias de ARNr/ADN, la morfología y la evidencia combinada de ARNr y morfología, que las Magnoliales no son un grupo basal dentro de las Angiospermas, sino un grupo hermano.

Constituyen casi todo el Complejo Ranaleano y junto con otras pocas familias, son claramente la subclase más primitiva de las Magnoliatae y de las Angiospermas en general.

La familia Annonaceae, tiene un alto grado de especialización y una gran diversidad de géneros.

El primer análisis cladístico de Annonaceae, efectuado por Doyle y Le Thomas (1994) para probar las ideas de la evolución del polen, combinó once caracteres del polen y 68 caracteres macro y micromorfológicos usando grupos externos de Magnoliales.

Con base en sus resultados, estos autores, agruparon a las especies de la familia en: Xylopioides, Annonoides, Uvarioides, Malmeloides, Miliusoides, Ambavioides, Piptostigmoides, Pseudosincárpicos y *Anaxagorea* (CUADRO 7)

Estos autores confirman las ideas de Walker (1971a) y Le Thomas (1980/1981) sobre la evolución del polen, señalando que el género Asiático–Americano *Anaxagorea*, con polen monosulcado granular, es basal (por ejemplo, el grupo hermano de otras Annonaceae), seguido por cuatro pequeños géneros con polen similar (*Cleistopholis*, *Greenwayodendron*, *Ambavia* y *Tetrameranthus*); los

Ambavioides, con polen granular, también basales forman un clado y / o serie parafilética.

Los grupos con tétradas originaron dos líneas mayores: los Xylopioides (parte de la subfamilia *Fusaea* de Walker) con estructura granular y los Annonoides (subfamilia de *Annona* de Walker) que son columnares e intermedios. Los Xylopioides están ligadas con las Uvarioides porque tienen un polen inaperturado granular; las annonoides con *Artabotrys* que tiene granos simples columnares con surco reducido.

El género *Poliaalthia* palinológicamente diverso, se encontró polifilético con miembros dispersos entre otros taxa con polen similar.

Otra tendencia de desviación a polen monusulado columnar es en los Malmeloides (Tribu *Malmea* de Walker); se piensa en orígenes múltiples de polen di o zonasurcado y origen independiente de esculturas erizadas en el grupo *Monanthotaxis* y en *Pachypodanthium*.

Muchos de los grupos reconocidos por Setten y Koek-Noorman (1992), basados en los caracteres de las frutos y las semillas están asociados a los árboles obtenidos por Doyle y Le Thomas (1994), pero pocos a los grupos hechos con las características florales de Heusden (1992).

Comparando los resultados cladísticos con la distribución geográfica, Doyle y Le Thomas (1996), argumentan que la resquebradura basal de *Anaxagorea* (el único taxa con distribución Asiática–Americana) y el resto de la familia (en que las líneas básicas son Africa y/o Sudamérica) refleja una desviación dentro de las líneas Laurasiana y septentrional de Gondwana, seguido por una dispersión Terciaria de algunas más recientes en Asia y Australia.

En un reporte dedicado a las implicaciones de la palinología en las relaciones de las Annonaceae de Africa, Doyle y Le Thomas (1995) añadieron los géneros africanos *Afroguatteria* y *Mkilua* e hicieron ligeras modificaciones con información más reciente.

El cambio más importante fue que los grupos con tétradas Annonoide y Xylopioide y los Uvarioides inaperturados formaron un clado. Esto fue resultado de la adición de *Afroguatteria* que causó un cambio en el grupo erizado *Monanthotaxis*

fuera de la base de la línea Xylopiode y dentro de los Uvaroides, ligado con *Uvaria* vía *Afroguatteria*, de tal forma que las tétradas se volvieron básicas dentro de la línea de los Xylopioides.

El grupo de *Annona* y otros Annonoides con tétradas columnares forman un grupo parafilético basal relacionado con los Xylopioides y los Uvarioides.

Doyle y Le Thomas (1996) argumentan el valor de los datos palinológicos como los más importantes en la base de la familia, la posición de *Anaxagorea* cambia cuando se elimina este carácter sustituyéndose por los Annonoides con tétradas columnares. Sus índices de consistencia CI (medida inversa de homoplasia) implican que los caracteres del polen, los frutos y semillas son menos homoplásicos que los caracteres vegetativos de las flores y de las inflorescencias.

Los análisis moleculares, aunque difieren en los genes estudiados, Zuilien (1996) apoyan al polen como carácter importante para determinar la base de la familia, ellos confirman la posición basal de *Anaxagorea* y la conclusión de que *Artabotrys* y el grupo con tétradas y granos inaperturados simples forman un clado.

Las conclusiones de Doyle y Le Thomas (1996) sobre la filogenia de Annonaceae, basándose en el análisis de 79 caracteres morfológicos, muestran que la línea basal es *Anaxagorea* seguida por los Ambavioides.

Los clados mas grandes y otras relaciones clave se mantienen intactas: Piptostigmoides, Miliusoides, Xylopioides y Pseudosincarpos, la asociación de *Artabotrys* y el grupo que incluye a *Monodora*, *Isolona* y *Hexalobus*.

La mayoría de los grupos son monofiléticos en unos análisis y en otros no, por ejemplo los Malmeoides, Annonoides, e inaperturados, cuando no son monofiléticos son parafiléticos, mas que polifiléticos. Una excepción es la formada por los Uvaroides que se dividió en dos clados separados. Muchas de las inestabilidades son debidas al brinco de un limitado número de taxa inseguramente colocados (*Annickia*, *Guatteria*, *Sapranthus*, *Ancana*, *Toussaintia*, *Artabotrys*).

CUADRO 7 GRUPOS RECONOCIDOS POR DOYLE Y LE THOMAS (1994)

Anaxagorea	<p>Retiene varios estados encontrados en otras Magnoliales, pero perdidos en otras Annonaceae: placa ventral de tejido vascular en la vena central; estaminoides internos (equivocadamente primitivo cuando el grupo hermano es Magnoliaceae o Magnoliaceae con Myrticaceae), estambres laminares, idioblastos en el integumento interno y frutos dehiscentes (en algunas distribuciones).</p>
Ambavioides	<p><i>Ambavia</i>, <i>Tetrameranthus</i>, <i>Cleistopholis</i>, <i>Greenwayodendron</i> están ligados con los grupos más altos por un arco simple de tejido vascular de la vena central; pérdida de estaminoides internos; estambres que están angostados pero que tienen una extensión del conectivo en forma de lengüeta y la pérdida de idioblastos en la cubierta seminal. En análisis previos de los mismos autores, los 4 géneros formaban un clado en algunos árboles y eran parafiléticos en otros; en este grupo solo se consideran como un clado a <i>Ambavia</i>, <i>Tetrameranthus</i>, <i>Cleistopholis</i> unidos por la presencia de un tapón micopilar grande y cromosomas n=7. <i>Greenwayodendron</i> retiene estambres prolongados y un estigma sésil, se une con las remanentes Annonaceae por monocarpas estipitados, fibras de mesotesta transversas y ruminaciones del endospermo espiniformes; estos caracteres dominan rasgos que se comparten con los ambavioides (dos óvulos laterales, semillas tuberculadas). Se reconoce como Ambavioides a <i>Ambavia</i>, <i>Tetrameranthus</i>, <i>Cleistopholis</i>, <i>Tetrameranthus</i> y <i>Cleistopholis</i> por tener venación terciaria intermedia y un regreso a pétalos imbricados.</p> <p>La siguiente rama sobre <i>Greenwayodendron</i> es <i>Polyalthia stuhlmannii</i> que difiere de otras del grupo <i>Polyalthia</i> y se asemeja a <i>Greenwayodendron</i> en que retiene el polen monosulcado granular. De tal forma que <i>Polyalthia stuhlmannii</i> ya no la colocan en el grupo de los Malmeoides, porque se asemeja más a grupos bajos por su venación terciaria reticulada, aunque se liga con los grupos altos por sus flores solitarias, sépalos valvados, estambres peltado-truncados, receptáculo globoso-cilíndrico y estigma capitado. Estos avances establecen que el patrón floral es basal en la mayoría de las Annonaceae y este arreglo implica que todas las Anonáceas superiores derivan de un ancestro tipo <i>Polyalthia</i> con flores pequeñas y extendidas de pétalos valvados.</p>
Malmeoides	<p>Forman un clado roto hacia arriba con <i>Annickia</i> (= <i>Enantia</i>) asociado con <i>Artabotrys</i> y los inaperturados y con los piptostigmoides alojados dentro de los remanentes "Malmeoides" en algunos árboles. En este análisis los Malmeoides aparecen como un grupo monofilético nuevo, unidos por la presencia de células de sílice en la epidermis y los rasgos característicos del polen: tectum reticulado, capa infratectal columnar y foliación externa engrosada. <i>Annickia</i> puede asociarse con <i>Ephedranthus</i>, <i>Malmea</i> y <i>Pseudoxandra</i> con base en los cristales epidérmicos rómbicos o interpolado entre <i>Guatteria</i> y <i>Unonopsis</i>, además del grupo <i>Polyalthia</i> columnar-sulcado, en el caso de que estos 4 taxa estén unidos por una compleja histología de la vena central y fibras de mesotesta cruzadas. El grupo columnar-sulcado <i>Polyalthia</i> está conectado con <i>Unonopsis</i> por un incremento en el número de cromosomas n=9. <i>Ephedranthus</i>, <i>Malmea</i> y <i>Pseudoxandra</i> están ligados por la presencia de sépalos y pétalos imbricados (es equivoco cuando <i>Annickia</i> se localiza arriba de <i>Pseudoxandra</i> que también tiene pétalos imbricados) <i>Malmea</i> y <i>Pseudoxandra</i> están enlazados por una venación terciaria reticulada y secundana recta. Los Malmeoides están también asociados a un clado llamado Piptostigmoide, constituido por <i>Piptostigma</i>, <i>Polyceratocarpus</i> y <i>Sapranthus</i>, por la presencia de osteosclereidas, polen de tamaño medio y un endospermo tipo vidrio. Los Piptostigmoides se caracterizan por: venación terciaria percurrente, monocarpas secundariamente sésiles y una pared del fruto gruesa. <i>Polyceratocarpus</i> y <i>Sapranthus</i> están unidos por venas secundanas curvadas y la gran densidad de vasos.</p>
Milusoides	<p>Clado que consiste en dos grupos de <i>Polyalthia</i>, <i>Milusa</i> y <i>Ancana</i>, unidos por cristales epidérmicos rómbicos, tectum verrucado, una desviación de estructura infratectal granular a intermedia y un incremento de n=9. El grupo basal es <i>Milusa</i> por sus pétalos cortos o <i>Polyalthia longiflora</i> por la retención de un sulcus vestigial, los otros taxa están relacionados por un polen disulcado. <i>Ancana</i> y el grupo disulcado <i>Polyalthia</i> están unidos por la estructura infratectal columnar y el grosor de la foliación externa.</p>
	<p><i>Artabotrys</i> y los taxa con el polen en tétradas inaperturadas y granos simples forman un clado llamado Inaperturado o clado inaperturado, unidos además por las foliaciones múltiples, el tapón microopilar grande y las</p>

fibras de mesotesta cruzadas, esto es muy diferente a los resultados de su primer análisis (1994) en los que estos grupos formaban dos líneas adyacentes mucho más bajas en el árbol, justo arriba de los ambavioides.

Las relaciones del clado inaperturado producen los siguientes cambios. En el análisis en que los Annonoides formaban un grupo parafilético basal de dos líneas, una con *Annona* y la otra de los taxa remanentes implicaba que todos los Inaperturados derivaban de un ancestro con tétradas columnares. Ahora *Annona* es colocado con otros taxa de tétradas columnares, de manera que los Annonoides forman otra vez un grupo monofilético. Los Uvarioides estaban divididos en dos clados bien separados, uno con *Uvaria*, *Afroguatteria* y *Monanthotaxis* que formaban en su mayoría el clado liana, ahora se restringe el término Uvarioides a los unidos por un hábito de lianas, con alta densidad de vasos, células de aceite en el endospermo e idioblastos en la nucela. Los uvarioides que mantienen granos de polen simples son un grupo hermano de las remanentes inaperturadas, que están unidos por el polen en tétradas de tamaño medio con exina proximal reducida. El otro clado es el Pseudosincarpo unido con la liana africana *Toussaintia* (previamente asociada con el clado de las lianas, con base en su hábito, estigma sésil y numerosos óvulos) por sus sépalos grandes, pétalos imbricados y arilo rudimentario. El clado *Toussaintia* - pseudosincarpo está unido con los Xylopioides por su estigma elongado.

Los cambios de relaciones en los grupos internos están correlacionados con este grupo como un clado inaperturado por el polen globoso con múltiples foliaciones y ambos se unieron con *Annickia*. No obstante ello *Annickia* se ha vuelto a colocar dentro de los Malmeoides, mientras que *Artabotrys* se coloca dentro de los Annonoides. El grupo hermano de los inaperturados son los Miliusoides por la forma de bote de su polen globoso y por las ruminaciones del endospermo de espiniformes a lameliformes.

Inaperturados

Dentro de la mayoría de los grupos de Inaperturados, los cambios en la topología y en los caracteres son menores; Los Xylopioides están unidos por pétalos elongados con una base cóncava, estambres peltados apiculados, gránulos infratectales basales fusionados y pérdida de foliaciones de nexina. *Cananga* y *Xylopia* están unidos por su baja densidad de vasos, cimas, ápice del receptáculo cóncavo y arilo bilobado. Los pseudosincarpas están unidos por un óvulo basal, pseudosincarpia y pared gruesa del fruto. Los taxa arriba de *Fusaea* están unidos por el polen secundariamente simple, exina proximal normal y tectum verrucado, *Duguetia* y *Pachypodanthium* por la venación terciaria secundariamente reticulada, tricomas estrellados-peltados, receptáculo globoso cilíndrico, y anillo basal de carpelos estériles en el fruto. En los Uvarioides, *Monanthotaxis* es más basal que *Uvaria* y *Afroguatteria* actúa como unión entre los dos teniendo polen pequeño unido a *Monanthotaxis* (una simplesiomorfia) y pétalos imbricados (una sinapomorfia con *Uvaria*). *Uvaria* perdió la reducción de la exina, espinas tectales y otras autapomorfias de *Monanthotaxis* (venas secundariamente curvadas, terciarias percurrentes, rayos anchos).

Los grandes cambios se ven dentro de los Annonoides. Este grupo se une por la presencia de idioblastos del parénquima en palizada, tectum reticulado, infraestructura infratectal columnar- estados que son básicos en el clado inaperturado y homólogos con *Annickia*-. las relaciones parecen desestabilizarse por $n = 8$ de *Asimina* y el estigma de *Annona* es más bien capitado o elongado que lo acerca al grupo predominantemente capitado y sustituye el carácter de tipo floral. *Artabotrys* está unido con *Annona* por sus pétalos basalmente cóncavos, pero con *Uvariastrum*, *Hexalobus* y con los géneros parasincarpios *monodora* e *Isoloma* por el número de carpelos reducidos. *Asimina* está unido con *Mkikua* y el grupo de *Cymbopetalum* por el polen grande, tapón micropilar reducido, arilo bilobado, pero con *Uvanopsis* y *Uvanodendron* por las inflorescencias axilares, tapón micropilar reducido y los tres están unidos con *Annona* por los perfiles laterales y el receptáculo globoso cilíndrico. La línea dominante del grupo *Cymbopetalum* es el grupo hermano de otros Annonoides; estados primitivos que soportan su posición son la ausencia de idioblastos en la cubierta seminal, la pared del fruto delgada y rayos estrechos. *Mkikua* y el grupo de *Cymbopetalum* están unidos por venas terciarias secundariamente reticuladas, anteras localizadas, dehiscencia dorsal del fruto y arilo bilobado. *Uvariastrum*, *Hexalobus* y los parasincarpios siempre forman un clado unidos por inflorescencias axilares y células de aceite en el endospermo, *Hexalobus* puede estar unido con los parasincarpios, basados en la fusión de pétalos, o con *Uvariastrum* por los sépalos grandes. *Uvariastrum*, *Hexalobus* y los parasincarpios asociados con *Uvanopsis* y *Uvanodendron* en varios arreglos.

Los mismos autores señalan la falta de estudios mas detallados de ciertos caracteres como la madera, la posición del profilo, y la necesidad de elaborar estudios menos locales.

Finalmente, las diferentes ubicaciones resultan de evidencias insuficientes debidas a la limitación de los registros fósiles y de los criterios, que derivan de incluirse especies de transición en las familias y de las relaciones que éstas tienen con otros órdenes.

V. ANTECEDENTES QUIMICOS

Se ha estudiado con detalle a la familia y se han aislado metabolitos de diversa índole química, entre los que se citan los siguientes: alcaloides de varios grupos, aceites esenciales, poliacetilenos, galactomananos, flavonas, terpenos, flavinas, glucósidos cianogenéticos y heterociclos de nitrógeno no alcaloidales.

Aceites esenciales y terpenos.

Los aceites esenciales son una mezcla de compuestos, normalmente asociados a los terpenos, aunque muchos de éstos no están estructuralmente relacionados con los terpenos, por lo que el término aceite esencial debe, según Nicholas (1973), emplearse para describir el aroma de la planta.

Entre los compuestos no terpenoides de las plantas se encuentran los ácidos y alcoholes alifáticos libres, ésteres, aldehídos y cetonas alifáticos y fenoles.

Los compuestos más abundantes y diversos desde el punto de vista estructural son los isoprenoides o terpenoides; algunos de los más pequeños y volátiles (C_{10} y C_{15} , monoterpenos y sesquiterpenos, respectivamente), son constituyentes de los aceites esenciales.

En las células vegetales la biosíntesis terpenoide se realiza en el citoplasma-retículo endoplásmico, el mitoplasma y el plastoplasma. El geranil pirofosfato es el precursor directo de los monoterpenos, los que con frecuencia son volátiles y componentes importantes de los aceites esenciales. Se acumulan por lo general en tricomas, cavidades secretoras, idioblastos y canales resinosos (Piñol y Palazón, 1993).

Algunas especies de la familia Annonaceae son aromáticas debido a la presencia de aceites esenciales y sus constituyentes son también, por lo común monoterpenos, sesquiterpenos o compuestos aromáticos.

Son pocos los análisis de aceites esenciales realizados en especies de esta familia; Leboeuf y col. (1982) mencionan el aislamiento de estos compuestos de hojas de *A. muricata* y *A. senegalensis* y de los frutos de *Xylopia longifolia* y *X. striata*, así como la presencia de un aceite esencial agradable, picante y fragante de los frutos secos de *X. aethiopica* y *X. brasiliensis*; *X. aethiopica* produce, además,

pineno y eucaliptol. El metil salicilato se ha identificado en *Hexalobus crispiflorus* (Gildemeister y Hoffman, 1956).

Las semillas de *A. squamosa* contienen en el aceite esencial gama pineno y cariofileno, mientras que en la cubierta de la fruta predominan el α y β pineno, limoneno, β farneseno, trans-ocineno y en las hojas α pineno, cariofileno y un sesquiterpeno (Leboeuf y col., 1982).

De las raíces y tallos de *A. squamosa* se han aislado, los monoterpenos: alcanfor, borneol y un monoterpeno oxigenado no identificado. Leboeuf y col. (1982); también de éstos mismos órganos se obtuvieron α pineno, β cariofileno y sesquiterpenos bicíclicos (Gildemeister y Hoffman, 1956).

De las hojas de *A. senegalensis* se ha obtenido una mezcla de sesquiterpenos no identificados, pero con propiedades larvicidas. De raíces de *A. squamosa* el β cariofileno (Leboeuf y col. 1982).

De *Monodora myristica* se han aislado: ℓ limoneno, fenandreno, miristicol y cíneol; de *M. grandiflora* p -cimol, ℓ fenandreno, y canfeno (Gildemeister y Hoffman, 1956).

Dennetia tripetala tiene en sus frutos y semillas un sabor y una fragancia que son una mezcla de sesquiterpenos, el principio fragante es el β fenilnitroetano, que está relacionado con la fenilalanina, precursor de compuestos nitrogenados (Leboeuf y col., 1982).

Los fenilpropanos se han aislado de *Uvariadendron connivens*, Waterman (1986) y los azulenos de *Polyalthia longifolia* (Leboeuf y col., 1982).

Los aceites mas estudiados, por su importancia en la industria del perfume, son los de *Cananga odorata*, de ella se obtienen mas de 30 constituyentes, entre los que se incluyen: $d - \alpha$ pineno, ℓ linalol y geraniol, alcohol bencílico, cresol, eugenol, isoeugenol, p -cresol, metil-éster de p -cresol, metil-éster de eugenol, safrol e isosafrol, p -cresil acetato, acetato de bencilo, bezoato y salicilato de metilo, bencil benzoato, metil antranilato, ácidos fórmico, acético, valérico, benzoico y salicílico (Guenther, 1952; Gildemeister y Hoffman, 1956).

En la corteza de raíces de *Uvaria chamae* se encontraron los siguientes compuestos: monoterpeno c -bencilado (*chamanena*), éter dimetil timoquinol, bencil

benzoato, o-metoximetil benzoato, o-metoxibencil éter y éter di-o-metoxibencil (Lasswell y Hufford, 1977).

Aceites fijos

Los lípidos se han clasificado de diferentes maneras. La clasificación que se considera más satisfactoria es la que se basa en la estructura de sus esqueletos. Los lípidos complejos se caracterizan porque contienen ácidos grasos, entre los que están acilglicéridos, fosfoglicéridos, esfingolípidos y ceras, cuya diferencia radica en la estructura de los esqueletos a los que se hallan unidos (Lehninger, 1978).

Los ésteres de los ácidos grasos y del alcohol glicerina se llaman acilglicéridos; cuando los tres grupos de la glicerina se hallan esterificados se conocen como triacilglicéridos y estos constituyen la familia más abundante de lípidos y son los principales componentes de los lípidos de reserva en los vegetales; los diacilglicéridos y los monoglicéridos son menos frecuentes.

Los triacilglicéridos pueden estar compuestos de una sola clase de ácido graso o de dos o tres diferentes.

Los ácidos grasos, se encuentran en cantidades muy grandes como componentes fundamentales de los lípidos complejos, en las células y en los tejidos; sin esterificar o en estado libre, aparecen solamente en trazas y son algo tóxicos.

Se han aislado unas 100 clases diferentes de ácidos grasos procedentes de diversos lípidos de animales, vegetales y microorganismos (Lehninger, 1978). Los más frecuentes en la naturaleza son los que tienen un número par de átomos de carbono y dentro de estos los que tienen de 12 a 18 átomos de carbono, con menor frecuencia se encuentran hasta con 22 átomos de carbono; algunos de ellos como el palmítico y el oleico se denominan "esenciales" Lehninger (1978), porque solamente se producen en el reino vegetal y son indispensables para el metabolismo de los otros seres vivos. De hecho, casi la totalidad de los otros ácidos derivan de carboxilaciones del ácido palmítico (C16) y del ácido oleico (C 18:1 ^Δ⁹)

En el reino vegetal, los ácidos grasos insaturados más frecuentes son el oleico y el linoleico (C18:2 ^Δ^{9, 12}); entre los ácidos grasos saturados, destacan por su abundancia el palmítico y el esteárico (C18).

Los aceites y grasas se distribuyen en las plantas preferentemente en las semillas y algunos frutos; su acumulación es rara en raíces, tallos y hojas. En las semillas oleaginosas constituyen el material de reserva que normalmente se ubica en el endospermo; en estas y otros tipos de semillas también se localizan en los cotiledones o en el eje embrionario.

Estos compuestos se almacenan en cientos de miles de oleosomas que se encuentran en el citoplasma, y que se originan a partir del retículo endoplásmico y de los plastidios.

Su biosíntesis se lleva a cabo en los cloroplastos. Salisbury y Ross (1994), señalan que las grasas acumuladas en semillas y frutos no se transportan desde las hojas, sino que se sintetizan *in situ* a partir de sacarosa y otros azúcares translocados; otro argumento a favor de la síntesis *in situ* es la poca solubilidad que estos compuestos tienen en agua y por lo tanto de difícil movimiento por el xilema y el floema; no obstante pudiesen transportarse por arrastre del floema.

Para transformar los carbohidratos en grasas y lípidos, se requieren productos de diferentes rutas metabólicas de la planta; por ejemplo el glicerol proviene de la reducción del fosfato de hidroxiacetona que se produce en la glicólisis; los ácidos grasos se construyen a partir de la AcetilCoA en los cloroplastos y en los plastidios de semillas y raíces. En semillas la esterificación se lleva a cabo en el retículo endoplásmico y puede ser que se transporten de regreso a los proplastidios para la formación de oleosomas.

Aunque las semillas de las Annonaceae tienen una gran cantidad de aceites como material de reserva, tampoco son muchos los reportes encontrados en la literatura científica.

Se han aislado aceites y ácidos grasos de frutos y semillas de *Annona cherimolia*, *A. muricata*, *A. reticulata*, *A. squamosa*, *Asimina triloba*, *Denettia tripetala*, *Xylopia aethiopica*, *X. brasiliensis*, *X. longifolia* Leboeuf y col. (1982), Awan y col. (1980); de semillas de *A. diversifolia*, *A. lutescens* y *A. purpurea* Pérez Amador y col. (1997) y de hojas de *A. muricata* y *A. senegalensis* (Leboeuf y col., 1982; Hegnauer, 1966).

Los ácidos grasos obtenidos de estas especies son aceites semi-secos, en los que predominan, en proporciones variables, los ácidos oleico y linoleico y entre los saturados el mirístico, palmítico, esteárico y araquídico. Otros ácidos insaturados que se encuentran en pequeñas proporciones son el palmitoleico y el linolénico (Leboeuf y col., 1982).

Se han reportado glicéridos con uno o más ácidos grasos de pesos moleculares elevados, de varias especies de *Annona*, especialmente de *A. reticulata* Leboeuf y col. (1982) y de *A. diversifolia*, *A. lutescens* y *A. purpurea* (Pérez Amador y col., 1997).

Flavonoides

Constituyen uno de los grupos más característicos y extensos de compuestos secundarios de las plantas superiores, y se encuentran normalmente en las vacuolas Smith (1976). Muchos de ellos proporcionan a las plantas colores que atraen a los insectos para efectuar la polinización, algunos son antioxidantes, inactivantes de centros activos de numerosas enzimas, disuasorios nutritivos, fungitoxinas o intervienen en la fijación del nitrógeno. Su estructura química se basa en el anillo del flavano sustituido (FIGURA 4)

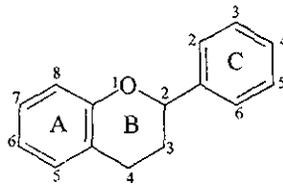


FIGURA 4 FLAVANO

El anillo A es casi siempre de fluoroglusinol (un derivado trihidroxilado), mientras que el anillo B puede presentar diversas modificaciones. Ambos anillos están unidos por una cadena de tres átomos de carbono que suelen cerrarse formando el ciclo del pirano.

Las diferencias entre los distintos grupos de flavonoides se presentan en la estructura básica (tipo de compuesto, grado de hidroxilación, metilación y/o isopentenil sustitución), el grado de polimerización (monómero, dímero y oligómero) y el tipo de conjugación (glucósidos, ésteres malónicos, ésteres sulfato) (Piñol y Palazón, 1993).

Son escasos los flavonoides que se han aislado de Annonaceae, pero una característica de la mayoría de los flavonoides simples aislados de esta familia es la ausencia de sustitución del anillo B derivado de la fenilalanina (Waterman, 1986).

De la corteza y las semillas de *Monanthotaxis (Popowia) cauliflora* se han obtenido flavonas, flavononas y chalconas tipificadas por la trimetil éter baicaleina y por la 2',3',4',6'- tetrametoxichalcona.

Flavonoides simples se han aislado de especies africanas entre las que se incluyen *Uvaria angolensis*, *U. chamae*, la chamametina es el ejemplo típico (Waterman, 1984).

Se ha obtenido quercitina de hojas de *Annona glabra*, *A. senegalensis* y *Asimina triloba*; también de las hojas de esta última especie la quercitina (quercitina 3-ramnosido), rutina (quercitina-3-ramnoglucósido) y nicotiflorina (Kaempferol-3-ramnoglucósido).

Un flavonol acilado no identificado de las hojas de *Cananga latifolia*. El pachipodol (quercitina 3,7,3' eter trimetilico) se obtuvo del tallo de *Pachypodanthium confine* (Leboeuf y col., 1982).

Alcaloides

Los alcaloides son una clase heterogénea de productos naturales y en consecuencia es difícil englobarlos en una definición. La mejor aproximación, quizá sea la de Hughes y Genest (1973) que los define como compuestos de origen vegetal, básicos, heterocíclicos con nitrógeno y que además tienen una actividad fisiológica marcada en animales.

Los alcaloides son química y biológicamente muy diversos. Constituyen el grupo de sustancias vegetales secundarias mas representativo, numeroso y diverso. Experimentan con frecuencia un metabolismo activo y su vida media es muy variable.

Se cree que la importancia para la planta radica en que son reservorios de nitrógeno para la misma y que a la vez pueden actuar como sustancias alelopáticas o como disuasorios alimentarios.

Existen agrupaciones de alcaloides acordes con su estructura y biosíntesis; ligados a un número limitado de aminoácidos precursores.

Aunque los diferentes alcaloides se originan por rutas biosintéticas diversas, a partir de una amina formada por descarboxilación de un aminoácido, la formación de la estructura N heterocíclica principal, se da por reacciones de ciclación comunes: bases de Schiff, reacción de Mannich y formación de lactamas, principalmente (Azcon-Bieto y Talón, 2000)

Los grupos más representativos de alcaloides son los derivados de la ornitina y lisina (pirrolidinas, piperidinas, piridinas, indolizinas, quinolizidinas y tropanos); de los aminoácidos aromáticos fenilalanina y tirosina (isoquinolínicos); del aminoácido triptofano y una parte derivada del ácido mevalónico; del ácido nicotínico (piridinas); de la histidina (imidazoles) y algunos mas de origen diverso.

La biosíntesis tiene lugar en células de determinados tejidos u órganos del vegetal, que pueden variar en las diversas plantas.

En este trabajo se analizan únicamente alcaloides del tipo isoquinolínico (alcaloides que contienen el grupo isoquinolina o que proceden de tales precursores), en particular los aporfínicos.

El aminoácido L tirosina es el material de partida para la biosíntesis de alcaloides bencilisoquinolínicos, la tirosina se hidroxila para producir 3,4-dihidroxifenilalanina, esta a su vez se descarboxila originando la dopamina o DOPA, también se puede interconvertir en 3,4-dihidroxifenilpiruvato.

Tanto la dopamina como la 3,4-dihidroxifenilpiruvato llevan a la formación del 3,4-dihidroxifenilacetaldehído, el cual por condensación con otra dopamina produce una base de Schiff, que a su vez se condensa en la (s)-norlaudanosina que se considera el precursor de todos los alcaloides benciltetrahydroisoquinolínicos.

A partir de los 1- bencilterahydroisoquinolinas se producen las aporfinas o las protoberberinas, por dos rutas de ciclación distintas (Waterman, 1999; Azcon-Bieto y Talón, 1993).

Los alcaloides bencilisoquinolínicos, en particular las aporfinas *sensu lato*, de estructuras muy diversas, se encuentran, con escasas excepciones, distribuidos en plantas consideradas como primitivas, incluyendo los órdenes Magnoliales, Laurales, Nymphaeales, Piperales, Papaveraceales, Aristolochiales y Ranunculales (ANEXO 4).

Pueden subdividirse en varios tipos estructurales, según el tipo y número de anillos, las insaturaciones y los patrones de sustitución del N o de los carbonos.

Los grupos reconocidos son bencilisoquinolínicas, proaporfinas, aporfinas *sensu lato* (aporfinas *sensu stricto*; aporfinas 4,7-oxosustituidas; 7,7-dimetilaporfinas; 7-hidroxi-7-metilaporfinas y dehidroaporfinas), oxoaporfinas, protoberberinas y fenantrenos.

Todas las referencias de los siguientes grupos de alcaloides se obtuvieron de: Guinaudeau y col. (1975, 1979); Leboeuf y col. (1982); Cavé y col. (1987); Guinaudeau y col. (1988a, 1988b) y Fang-Rong y col. (2000). Los datos están sistematizados en el ANEXO 4.

Bencilisoquinolínicos

Grupo de alcaloides caracterizados por la presencia de un anillo isoquinolínico y otro bencilico (FIGURA 5).

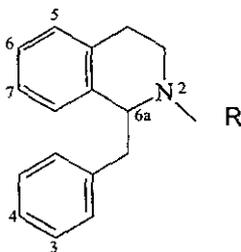


FIGURA 5 ANILLO BENCILISOQUINOLINICO

Se han aislado catorce compuestos benciltetrahydroisoquinolínicos de algunas especies de *Annona*, *Enanthia*, *Monodora* y *Xylopi*a.

El género del que se han aislado mas compuestos es *Annona* y el alcaloide mas frecuente es la reticulina, que también se encuentra en *Xylopi*a

Proaporfinas

Son alcaloides bencilisoquinolínicos (FIGURA 6) que se presume son precursores biogénéticos de ciertas aporfinas Hughes y Genest (1973). No obstante su relación biogénética, de la familia Annonaceae solamente se ha aislado cinco proaporfinas, en cinco géneros: *Annona*, *Isolona*, *Monodora*, *Uvaria* y *Xylopia*.

Entre ellos la pronuciferina y la stepharina.

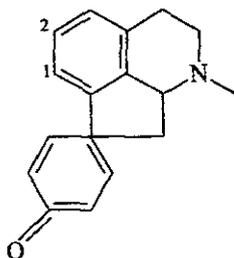


FIGURA 6 ESTRUCTURA DEL NUCLEO PROAPORFINICO

Aporfinas *sensu stricto*

Las verdaderas aporfinas son bases terciarias que tienen un grupo N-metilo, con patrones de sustitución de oxígeno solo en el anillo A o en los anillos A y D. Las aporfinas *sensu stricto* incluyen todos los niveles de sustitución del nitrógeno: noraporfinas (N con H), aporfinas (N con CH₃), aporfinas N óxido (N con O y CH₃), noraporfinas N aciladas naturales (N con C, O y CH₃) y aporfinas cuaternarias.

Un dato relevante es que ninguno de los alcaloides aporfínicos está sustituido en el anillo B (Leboeuf y col., 1982), a pesar de que estas especies sintetizan noraporfinas, aporfinas y aporfinas cuaternarias (FIGURA 7)

Al parecer, no hay alcaloides 8 sustituidos.

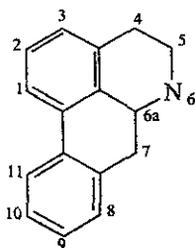


FIGURA 7 NUCLEO APORFINICO

Hasta el momento se han buscado alcaloides en 138 especies de Annonaceae, encontrando 90 aporfinas *sensu stricto* en 89 especies de la familia, de los géneros *Alphonsea*, *Anaxagorea*, *Annona*, *Artabotrys*, *Asimina*, *Cananga*, *Cardiopetalum*, *Cymbopetalum*, *Desmos*, *Disepalum*, *Duguetia*, *Enantia*, *Fissistigma*, *Goniathalamus*, *Guatteria*, *Isolona*, *Meiogyne*, *Melodorum*, *Mitrella*, *Monanthotaxis*, *Monocyclanthus*, *Monodora*, *Neostenanthera*, *Oncodostigma*, *Oxandra*, *Oxymira*, *Polyalthia*, *Popowia*, *Pseuduvaria*, *Rollinia*, *Schefferomitra*, *Trivalvaria*, *Unonopsis*, *Uvaria* y *Xylopia*.

Los géneros con un mayor número de alcaloides de este tipo son *Guatteria* (41 alcaloides), *Xylopia* (24 alcaloides), *Annona* (23 alcaloides) y *Polyalthia* (14 alcaloides).

Los alcaloides más frecuentes son: la anonaína (21 géneros y 41 especies), la asimilobina (20 géneros y 30 especies), la norruciferina (3 géneros y 21 especies), la isoboldina (10 géneros y 19 especies), la anolobina (8 géneros y 13 especies) y la xylopina (5 géneros y 14 especies).

Aporfinas 4 o 7 sustituidas o aporfinas alcoholicas

Se caracterizan por tener un hidroxilo en la posición 7 o 4; se han aislado 37 de 22 géneros y 83 especies. Los géneros con mayor diversidad son *Duguetia* (15 alcaloides) y *Polyalthia* (14 alcaloides).

El alcaloide más frecuente es la norushinsusina encontrado en 12 géneros y 17 especies.

7,7-dimetilaporfinas

Estos alcaloides tienen dos metilos en la posición 7 y en la familia Annonacea solo se han aislado 3 del género *Guatteria* en 3 especies.

7-hidroxi-7-metil aporfinas

El C₇ tiene un grupo OH y un grupo CH₃, se han aislado 5 compuestos de 4 especies de *Guatteria*.

Al parecer el grupo CH₃ en esta posición solo se encuentra en la familia Annonaceae.

Dehidroaporfinas

Presentan un doble enlace en la posición 6, 7. Se han aislado 14 moléculas de los géneros *Guatteria*, *Phaeanthus* y *Xylopia*. La mayor diversidad se encuentra en *Guatteria* con 11 tipos de moléculas en 5 especies.

Con excepción de la duguespiziana que se ha reportado en dos especies, ningún otro compuesto se ha aislado en más de una especie.

Aporfinas 4-oxo-sustituidas

Sustitución oxo en el C₄ del anillo B. Un solo compuesto de *Popowia pisocarpa*.

4,5-dioxoaporfinas

Sustitución oxo en el C₄ y C₅ del anillo B. Compuestos aislados de 6 géneros y 7 especies. En *Annona* y *Oncodostigma* se ha encontrado norcepharadiona A, así como en *Guatteria* y *Oxymitra* norcepharadiona B.

Oxoaporfinas

Con un sustituyente oxo en el C₇ y un esqueleto aporfínico totalmente aromático.

Desde el punto de vista estructural estas oxoaporfinas (FIGURA 8) rara vez están sustituidas en las posiciones 3, 9, 10 y 11 Leboeuf y col. (1982); se han aislado 24 tipos de 33 géneros de anonáceas.

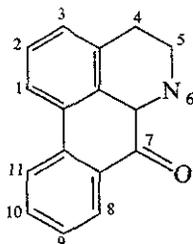


FIGURA 8 OXOAPORFINA

Los géneros con mayor diversidad son *Guatteria* (12 alcaloides), *Annona* (8 alcaloides) y *Polyalthia* (8 alcaloides).

Las moléculas encontradas en un mayor número de especies son la liriodenina (28 géneros y 66 especies), la liscamina (13 géneros y 20 especies), la O-metilmoschatolina (11 géneros y 18 especies) y la lanuginosina u oxoxylopina (8 géneros y 17 especies).

Fenantrenos

También llamadas aporfinas abiertas (FIGURA 9), cuyos N₆ y C₆ se han fusionado para dar un grupo fenantreno con una cadena lateral de etilamina, el N tiene uno o dos sustituyentes metilo; de este grupo se han aislado 23 moléculas, en 14 géneros. Los géneros con mayor número de moléculas son *Monocyclus* y *Enanthia*.

Entre las moléculas más frecuentes se encuentran la argentinina (9 géneros y 10 especies) la atherosperminina (7 géneros y 9 especies).

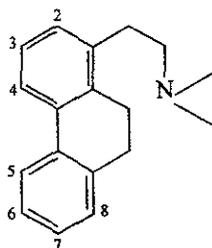


FIGURA 9 DERIVADO DEL FENANTRENO

Tetrahidroprotoberberinas

Se ha aislado 13 tetrahidroprotoberberinas de 8 géneros la familia. *Pachypodanthium* es el género con mayo número de moléculas.

La discretamina (2 géneros y 3 especies) y la Xilopina (2 géneros y 3 especies), son los compuestos mas distribuidos (FIGURA 10)

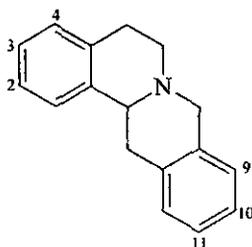


FIGURA 10 PROTOBERBERINAS

Acetogeninas

Las acetogeninas están consideradas dentro del grupo de los policétidos. Junto con los ácidos grasos, son los principales compuestos originados a partir de la AcetilCoA.

Los policétidos de cadena lineal son ácidos que contienen unidades $(-CH_2-CO)_n$ o $(CH_3-CH_2-CO)_n$ las cuales forman cadenas policetometilénicas del tipo $(-CH_2-CO)_n$, conocidos como cetopolímeros.

Su disposición estructural se caracteriza por una alternancia de átomos de carbono con y sin oxígeno, la cual frecuentemente se modifica por la introducción de grupos hidroxilo, metilo, átomos de halógenos o por procesos de ciclación.

Cavé y col. (1997) así como Feras y col. (1999) han postulado que entre las formas derivadas de los ácidos grasos, en particular de los que poseen 32 o 34 átomos de carbono, están las acetogeninas de la familia Annonaceae.

Las acetogeninas, hasta ahora únicas en esta familia, se caracterizan por una cadena alifática larga, de 35 a 37 átomos de carbono, teniendo en uno de sus extremos un anillo γ -lactona, metil sustituida α β insaturada, a veces rearmada como ceto-lactona. Así mismo esta cadena puede poseer uno, dos o tres anillos tetrahidrofuránicos (THF), localizados a lo largo de la cadena y algunos sustituyentes oxigenados (hidroxilos, acetoxilos, cetonas y epóxidos) a lo largo de ésta, o y en algunos casos dobles enlaces. También, en menor proporción, se han descrito compuestos con anillos tetrahidropiránicos (THP) y compuestos acíclicos.

Se clasifican en seis tipos: *mono THF*, *bis THF adyacentes*, *bis THF no adyacentes*, *tri THF*, *THP*, y *lineales*. Y atendiendo al tipo de lactona terminal en 3 subtipos (FIGURAS 11, 12 y 13).

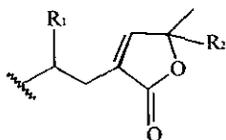


FIGURA 11 γ -LACTONA INSATURADA

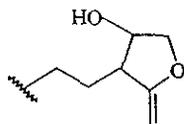


FIGURA 12 γ -LACTONA SUSTITUIDA

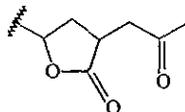


FIGURA 13 CETOLACTONA

Las referencias de las acetogeninas siguientes se obtuvieron de: Ruprech y col. (1990); Cavé y col. (1997); Zafra-Polo y col. (1996,1998); Alai y col. (1999); Cortes (1999); Feras y col. (1999). Los datos están sistematizados en el ANEXO 5

Acetogeninas sin anillo tetrahidrofuránico

También llamadas acetogeninas lineales (FIGURA 14) varían en el grado de insaturación e hidroxilación de la cadena alquílica; se consideran 3 subgrupos: acetogeninas olefinicas o vicinal dihidroxiladas, hidroxiladas o cetónicas y olefinicas y acetilénicas.

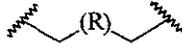


FIGURA 14 ACETOGENINA SIN ANILLO THF

Se han aislado 37 acetogeninas de los 3 subgrupos.

Los géneros que presentan este tipo de moléculas son *Annona*, *Goniothalamus*, *Rollinia*, *Uvaria* y *Xylopia*.

La diepomuricanina A es el único compuesto encontrado en dos géneros: *Annona* y *Rollinia*.

Mono tetrahidrofuránicas

Con un solo núcleo tetrahidrofuránico (THF), en la mayoría de este tipo de acetogeninas el grupo THF está flanqueado por dos hidroxilos en las posiciones α y α' (THF 1), otras mas son α monohidroxiladas (THF 2) (FIGURA 15)

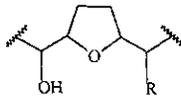


FIGURA 15 ACETOGENINAS MONO THF

De la familia se han aislado 131 acetogeninas mono THF y 26 mono THF 2, siendo las primeras las de mayor diversidad en la familia.

Las moléculas mono THF 1 más frecuentemente aisladas son la anonacina que se encuentra en *Annona*, *Goniothalamus* y *Xylopia*. La gigantetrocina A y la

goniothalamicina que comparten los géneros *Annona*, *Asimina* y *Goniothalamus* y la uvariamicina III encontrada en *Annona* y *Uvaria*.

De las mono THF 2, las que se encuentran con mayor frecuencia son: la gigantetronenina aislada de los géneros: *Annona*, *Goniothalamus* y *Xylopia*; y la isoannonacina de *Annona* y *Asimina*

Bis tetrahidrofuránicas adyacentes

Con dos anillos THF adyacentes (FIGURA 16), bis THF 1 (OH, α y α'), bis THF 2 (α monohidroxisadas) y bis THF 3 (no contienen el hidroxilo α). De este último grupo solo se han reportado tres acetogeninas, todas ellas en el género *Annona*.

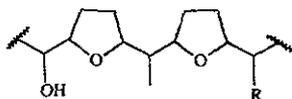


FIGURA 16 ACETOGENINAS BIS THF ADYACENTES

De las acetogeninas bis THF 1 se han aislado 74 estructuras, siendo las mas frecuentes la rolliniastatina 1 y 2, y la asimicina aisladas de *Annona*, *Asimina* y *Rollinia*; la squamocina de *Annona*, *Asimina*, *Rollinia* y *Uvaria*; y la desodesacetilivaricina y la desacetilivaricina aisladas de *Annona* y *Uvaria*.

De las acetogeninas bis THF 2 la mas frecuente es la bullatacinona aislada de *Annona* y *Asimina*.

Bis tetrahidrofuránicas no adyacentes

Con dos THF no adyacentes, separados por cuatro metilenos (FIGURA 17). El THF del lado de la lactona tiene únicamente un solo grupo hidroxilo.

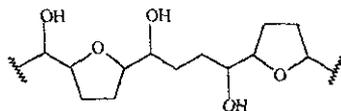


FIGURA 17 ACETOGENINAS BIS THF NO ADYACENTES

También se encuentran en estas posiciones: bis THF no adyacentes 1 (con OH en posición 4), bis THF no adyacentes 2 (sin OH en posición 4) y bis THF no adyacentes 3 (Feras y col., 1999).

De las bis THF no adyacentes 1 se han obtenido 18 moléculas de *Annona*, *Asimina*, *Goniothalamus* y *Rollinia*, las moléculas más frecuentes son cherimolina 2 del género *Annona*, bullatalicina y sylvaticina de *Annona* y *Rollinia*.

De las bis THF no adyacentes 2 siete moléculas de *Annona* y *Goniothalamus*.

Finalmente de las bis THF no adyacentes 3 solo la olivarina de *Annona cherimolia*.

Tri tetrahidrofuránicas adyacentes

Con tres THF adyacentes (FIGURA 18) Hasta el momento sólo dos acetogeninas aisladas de *Annona* y *Goniothalamus* pertenecen a este tipo

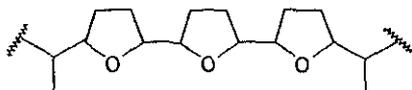


FIGURA 18 ACETOGENINA CON DISEÑO TRI THF

Acetogeninas no clásicas, con anillos tetrahidropiránicos

Caracterizadas por la presencia de un anillo tetrahidropiránico (FIGURA 19) son las menos reportadas de toda la familia.

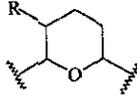


FIGURA 19 ACETOGENINA NO CLASICAS (CON ANILLOS THF).

Solamente se han obtenido cuatro, en los géneros *Rollinia* y *Goniothalamus*.

No se han reportado trabajos experimentales acerca de la biosíntesis de las acetogeninas; se postula que derivan de la ruta de los policétidos y que la presencia de THF, THP y anillos epoxi derivan de la transformación de un doble enlace aislado, a través de epoxidación y ciclación (Feras y col., 1999).

Se han propuesto hipótesis que se basan en la estructura de la uvaricina, en el aislamiento de precursores y en la síntesis biomimética.

A continuación se señala la hipótesis que manejan Cavé y col. (1997) acerca de la biosíntesis de las acetogeninas.

La biosíntesis procede de procesos enzimáticos, tales como las deshidrogenaciones y las oxidaciones.

El anillo de la lactona puede formarse por una condensación aldólica involucrando a precursores de tres átomos de carbono y un ácido graso o a partir de un ácido graso 2-monoglicérido. Esto quizá se fundamente en que se han aislado algunos monoacil-2-glicéridos de *A. senegalensis*. La parte acílica contiene ácidos palmítico, oleico y linoleico; al parecer no se han aislado ácidos de más de 32 a 34 C, como serían el laceroico o el gedoico, de esta familia. No obstante, Pérez Amador y col. (1997), señalan el aislamiento de triglicéridos de *A. purpurea*, *A. diversifolia* y *A. lutescens*.

La formación de los anillos tetrahidrofuranicos (THF) debe darse posterior a la lactonización, deduciéndose esto de la existencia de acetogeninas del tipo lineal en cuya estructura están ausentes los THF, pero que poseen grupos hidroxilo, cetona, dobles enlaces y/o grupos epoxi; por lo que se considera a estos compuestos como precursores de las otras acetogeninas.

En el caso de las acetogeninas del tipo THF 1 (con dos grupos hidroxilo rodeando el THF) los THF pueden provenir de 1,5 dienos y en el caso de las acetogeninas del tipo bis THF adyacentes o no, de 1,5 y 9 trienos.

La biogénesis de los THF involucra la oxidación de dobles enlaces a epóxidos y la subsecuente expansión de los anillos de oxiranos dentro de los THF. Esto lo visualizan como una serie de reacciones en cascada que se terminan cuando un ión alcóxido encuentra un obstáculo, es decir cuando los oxiranos se separan por más de dos átomos de C. La finalización del proceso puede también involucrar un hidroxilo que explicaría la existencia de acetogeninas THF mono α hidroxiladas, como es el caso de algunas acetogeninas de los tipos mono THF y bis THF no adyacente.

En el caso de las acetogeninas mono THF, con solo un grupo hidroxilo junto al THF, la expansión del oxirano involucra un hidroxilo en la posición δ . Previo a esta ruta está la conversión del polibutadieno a su correspondiente poliepóxido y a su oligo THF.

Uno de los primeros precursores puede ser una cadena muy larga de ácidos grasos con un butanólido terminal. Los primeros pasos enzimáticos, son probablemente deshidrogenaciones que introducen dobles enlaces en C Δ :15 o en Δ :19.

Este patrón $\Delta^{n, n+4}$ es prácticamente desconocido en los mamíferos, en donde las insaturaciones de los ácidos grasos están separadas por tan solo un grupo metileno $\Delta^{n, n+3}$. El hecho de que el patrón $\Delta^{n, n+4}$ se encuentre en organismos marinos, principalmente en esponjas y anémonas, que son organismos vivos muy primitivos, tiende a confirmar el arcaísmo de la familia Annonaceae.

El argumento que favorece esta hipótesis es la presencia en una misma planta de productos de diferentes niveles de biosíntesis, por ejemplo el patrón α y el α' dihidroxilado del THF de la solamina (acetogenina mono THF) que puede derivarse de un precursor diinsaturado vía un paso de oxidación que dirige a un bisepóxido (aislado de *A. muricata* y llamado diepomuricanina) que se rearregla en un THF dihidroxilado. El hecho de que se han aislado sucesivamente de *A. muricata* el bis-epóxido diepomuricanina-A y el epóxido insaturado epomuricenina-A con el

doble enlace separado por dos metilenos de la función epóxida, favorece fuertemente la hipótesis aquí planteada.

Es notable que un derivado diinsaturado, el precursor hipotético, muricadienina, represente la unión ausente.

Estudiando la muricadienina, estos investigadores aislaron el reticulatamol y la reticulatamona que fueron caracterizadas solo en el C 15 con un grupo hidroxilo y cetónico respectivamente. El reticulatamol puede formarse mediante una hidroxilación enzimática a partir de su precursor saturado que puede dirigir al doble enlace $\Delta:15$, a través de una deshidratación enzimática o a la reticulatamona por un proceso oxidativo posterior.

La misma secuencia puede visualizarse para las acetogeninas del tipo bis THF adyacentes, que poseen dos anillos THF contiguos pero involucran en este caso un precursor insaturado $\Delta^{n, n+4, n+8}$ que pueden conducir a un triepóxido. Un ejemplo es la dieporeticenina (un diepóxido δ insaturado) y la triepoxirollina, un triepóxido, aislado a partir del extracto hexánico de semillas de *Rollinia membranacea* y *A. reticulata*. La oxidación de la dieporeticenina conduce a la triepoxirollina que con un posterior rearrreglo ácido se transforma o conduce a una acetogenina bis-THF, la desacetil uvaricinina.

Para todas las acetogeninas aisladas de *Goniothalamus giganteus* se ha propuesto un precursor hipotético común y hidroxitrieno. Las oxidaciones y los rearrreglos ácido-base de este intermediario explicarían la presencia de varios congéneres con varios grados de sustitución, particularmente dioles y alquenos con un mono THF y un modelo adyacente o no de bis THF.

Varios compuestos estructuralmente relacionados de *A. coriacea* pueden derivar del mismo y hidroxitrieno, a través de diferentes procesos como la deshidrogenación, oxidación y rearrreglos ácido-base. Estas transformaciones se pueden dar en un amplio rango ya que la mayoría de sus intermediarios posibles se han aislado de *Goniothalamus giganteus* o de *A. coriaceae*.

De *A. coriacea* se aisló la primera acetogenina con dos dobles enlaces separados por dos metilenos (coriadienina). El y hidroxitrieno puede conducir a la coriadienina que a su vez puede producir todos los tipos de acetogeninas mono THF

y bis THF. La oxidación del doble enlace $\Delta:13$ seguida de un rearrreglo ácido-base produce la coriacina (tipo A, con un grupo simple α hidroxilo) que contiene dobles enlaces $\Delta:17$ y un diol 21-22 en los lugares apropiados para servir como precursores genéticos de la gigantecina, una acetogenina del tipo bis THF no adyacente, después de la oxidación del doble enlace $\Delta:17$ y un rearrreglo ácido-base nuevo.

Por otro lado la coriadenina a través de la oxidación de los dos dobles enlaces $\Delta:13$ y $\Delta:17$ y del rearrreglo ácido-base puede transformarse en la ciclogonionenina, una acetogenina bis THF adyacente.

Finalmente, estos autores consideran que la existencia simultánea de todos estos precursores lleva a una serie de preguntas y comentarios:

- a) No todos los dobles enlaces se oxidan simultáneamente a epóxidos, lo que puede significar que la acción de las deshidrogenasas se da en diferentes pasos de la ruta biosintética.
- b) La transferencia de oxígeno para producir un epóxido es estereoespecíficamente *syn*, esto es la estereoquímica relativa de los alquenos se conserva en el epóxido, pero la oxidación puede ocurrir ambos lados del doble enlace.
- c) Los *cis* alquenos producen únicamente anillos con configuración *threo*, mientras que los *trans* alquenos producen anillos con configuración *erythro*, porque el rearrreglo ácido-base se da con la inversión de la configuración debido a su mecanismo $S_N 2$.
- d) El proceso de ciclación a partir de los epóxidos puede iniciar a partir de la abertura exo o de una abertura endo relacionados con la γ lactona terminal, produciendo los sistemas THF de la misma configuración relativa, pero con una configuración absolutamente opuesta, como la que se observa en las transformaciones químicas de la corepoxilona y la tripoxyrollina.

VI. METODO

Análisis de datos obtenidos de la literatura.

Se realizó una búsqueda retrospectiva de la información existente (BIOSIS, CAB ABSTRACTS, CA SEARCH, CHEMICAL ABSTRACTS); con ésta se elaboró una base de datos, sistematizada en los ANEXOS 4 y 5 y se hicieron comparaciones de la presencia de grupos de alcaloides aporfínicos en los órdenes y familias que Cronquist (1968) ubica en el Complejo Ranaleano.

La información de alcaloides encontrados para los géneros de la familia Annonaceae, se sistematizó en dos bloques: uno que considera a los alcaloides agrupados como proaporfina; aporfina *sensu stricto*; aporfina 4,7-oxo sustituidas; 7,7-dimetil aporfina; 7-hidroxi-7-metil aporfina; dehidroaporfina; 4,5-dioxoaporfina; 4-oxo sustituidas; oxoaporfina; tetrahidroprotoberberina y fenantreno y otro en el que se analiza a cada uno de los alcaloides encontrados.

Con el sistema de programas NTSYS (Taxonomía Numérica y Sistema de Análisis Multivariado) se hizo un análisis fenético para cada uno de los bloques.

A partir de los datos originales se obtuvo una matriz de similitud (UNOSIM), para lo cual se empleó el coeficiente de similitud (Simple Matching Coefficient) y con el algoritmo UPGMA (Método de Medias Aritméticas No Ponderadas), se generaron los dendrogramas.

Para decidir cuál explica mejor la estructura de la matriz original, se calculó el valor cofenético de las diferentes matrices y con éste se correlacionaron los diferentes dendrogramas con la matriz de similitud UNOSIM.

Los resultados se confrontaron con la clasificación de Fries (1959) y con el análisis filogenético llevado a cabo por Doyle y Le Thomas (1996).

Parte experimental

Condiciones generales

Se dio comienzo con un sondeo químico de las especies que son el objeto de este estudio, recolectadas en cuatro zonas diferentes, con la finalidad de determinar los grupos de metabolitos secundarios característicos de estas plantas.

Se eligieron los grupos más representativos: alcaloides, acetogeninas, aceites fijos y aceites esenciales (DIAGRAMA 1).

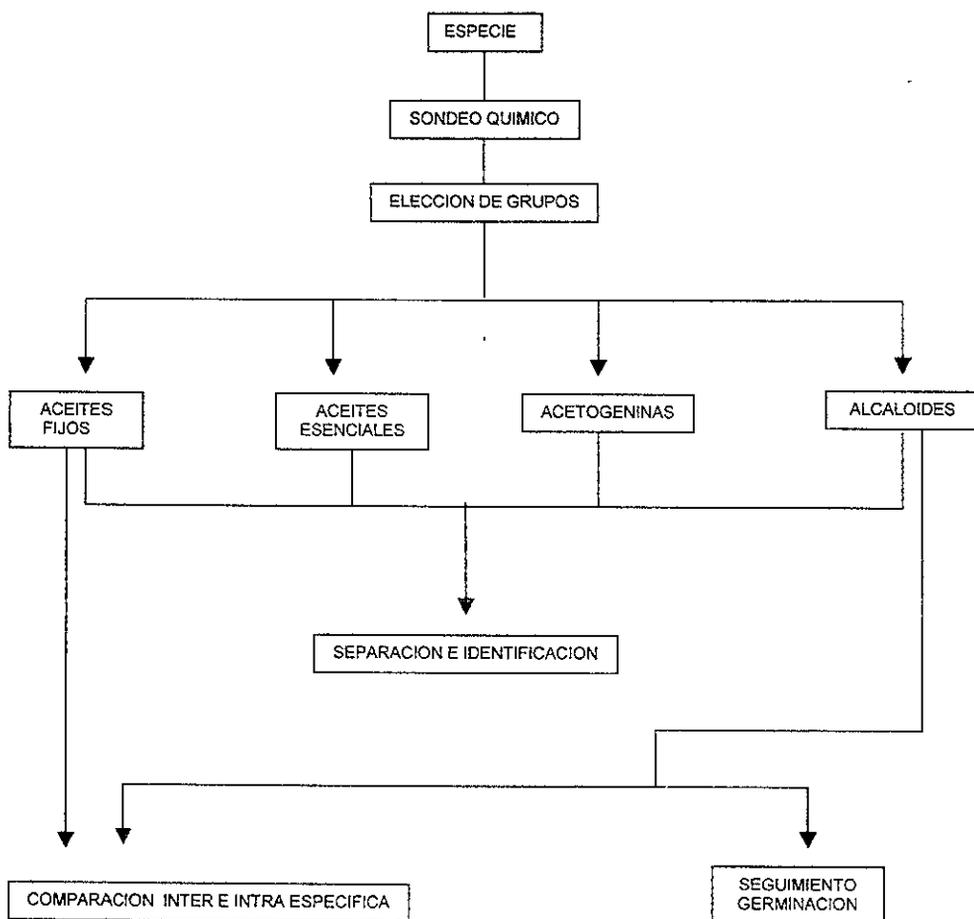


DIAGRAMA 1 AGRUPAMIENTO DEL TRABAJO EXPERIMENTAL

Más tarde, se recolectaron cinco individuos de una misma población, por cada una de las especies estudiadas, para analizar las variaciones intra e interespecíficas de aceites fijos y alcaloides.

Se determinó la composición de ácidos grasos, triglicéridos y aceites esenciales en semillas.

Se separaron y determinaron las acetogeninas y alcaloides mayoritarios.

A los alcaloides se les hizo un seguimiento durante las primeras etapas de la germinación.

1. Recolecta

Todas las recolectas se realizaron en etapa de fructificación, lo que corresponde a dos épocas del año: octubre–noviembre para *Annona diversifolia* y *A. purpurea* y marzo–abril para *A. lutescens*.

Se delimitaron cuatro zonas de recolecta en Chiapas (I, II, III y IV) (FIGURA 20).

- I. Tonalá.
- II. Copoya, San Fernando
- III. Cintalapa, Jiquipilas y Ocozocuatla
- IV. Julián Grajales y la Concordia

La zona I corresponde a una vegetación con sabanas y selvas altas subdeciduas en las vegas de los ríos, con una altura de 100 m.s.n.m.

La zona II se caracteriza por selvas bajas deciduas y una altura de 900 m.s.n.m.

La zona III también tiene selvas deciduas con alturas de 850 – 900 m.s.n.m.

La zona IV con selvas bajas deciduas y alturas de 550 a 600 m.s.n.m.

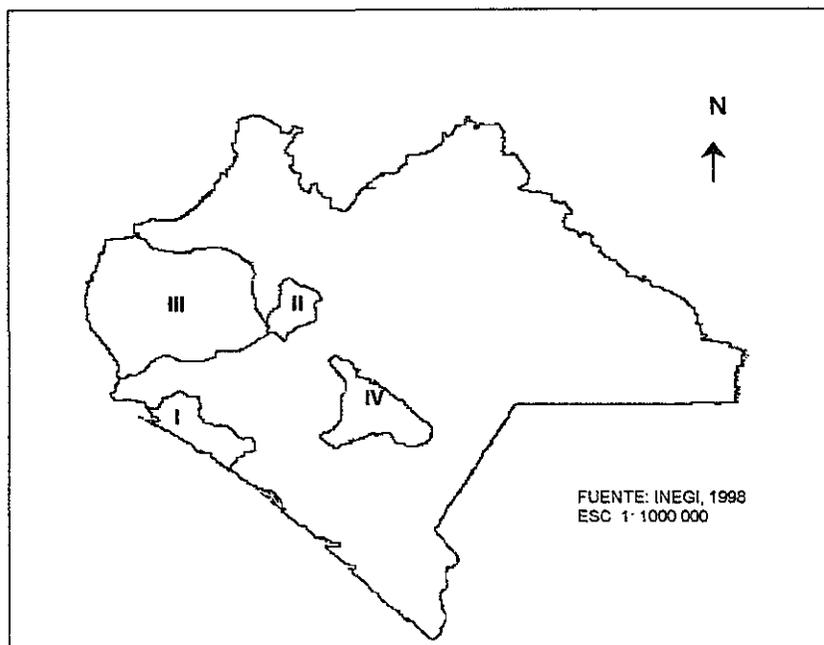


FIGURA 20 ZONAS DE RECOLECTA EN CHIAPAS

El sondeo químico se realizó con ejemplares obtenidos en las cuatro zonas. El resto del trabajo se llevó a cabo con individuos de la zona II.

De todos los ejemplares recolectados se obtuvieron raíz, tallo, hojas y semillas. La determinación taxonómica de los ejemplares de referencia se llevó a cabo en el MEXU y están ubicados en el Herbario de la Escuela de Biología de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas, con los siguientes números de registro: *Annona purpurea*: González Esquinca y col., 345, 346 y 347; *Annona diversifolia*: González Esquinca y col., 348, 351, 353, 354, y 355; *A. lutescens*: González Esquinca y col., 352 (DIAGRAMA 2).

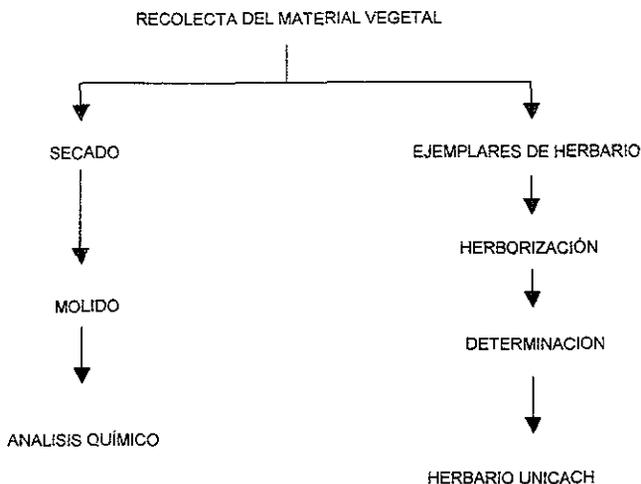


DIAGRAMA 2 RECOLECTA Y PREPARACION DEL MATERIAL VEGETAL

2. Detección cualitativa de grupos de metabolitos secundarios

La obtención de extractos orgánicos para evaluar la presencia de grupos de metabolitos y sus perfiles cromatográficos se realizó con el método de Soxhlet, durante 24 horas, utilizando 10 g de muestra (raíz, tallo, hojas y semillas) y como disolventes hexano y metanol (DIAGRAMA 3).

Se prepararon muestras de 1 mg/ml y se sometieron a las siguientes técnicas: Shinoda para flavonoides; Liebermann-Buchard para terpenos-esteroides; Silicotúngstico y Dragendorff para alcaloides y Molisch para glucósidos.

Para determinar la complejidad de los extractos, también se realizaron perfiles cromatográficos en placas de gel de sílice Merck 60 HF; se aplicaron 10 µg de cada muestra y se eluyeron con las siguientes mezclas: hexano:acetato de etilo (3:7 , 5:5 y 9:1); acetato de etilo 100 % ; metanol 100 % y butanol:ácido acético:agua (5:1:4).

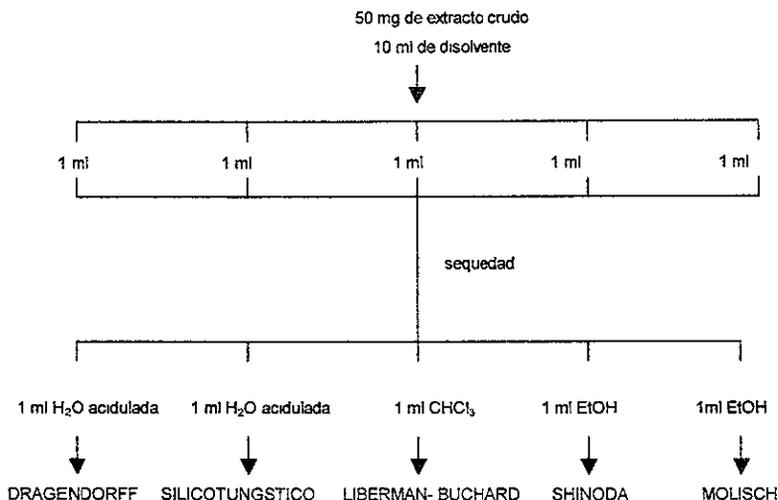


DIAGRAMA 3 PRUEBAS COLORIDAS Y DE PRECIPITACIÓN

3. Extracción selectiva de alcaloides de diferentes órganos

Extractos crudos

Se puso a punto la siguiente técnica: La muestra finamente molida se humedece con una solución saturada de Na₂CO₃, se deja secar a temperatura ambiente, aproximadamente 48 h (según la muestra). Se extraen los alcaloides con CHCl₃ y agitación constante durante una hora, se filtra y el filtrado se lava con agua destilada. El extracto clorofórmico se extrae con una solución acidulada (HCl 1N). Se alcaliniza hasta pH 9.5 con una solución saturada de Na₂CO₃. Se extrae nuevamente con cloroformo, se seca con Na₂SO₄ anhidro, se filtra y se evapora con temperatura muy baja y se obtienen extractos de alcaloides totales. Todo el proceso se sigue con el reactivo de Dragendorff (DIAGRAMA 4).

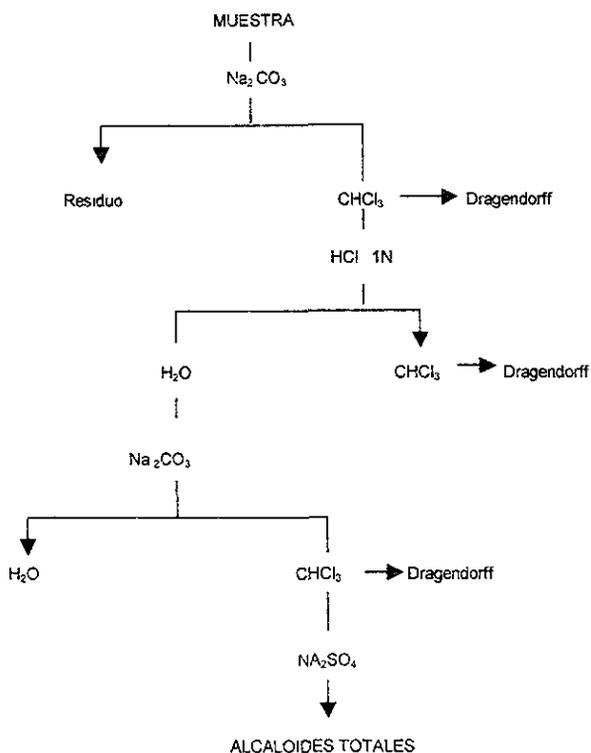


DIAGRAMA 4 EXTRACCIÓN SELECTIVA DE ALCALOIDES TOTALES

Para la comparación intra e interespecífica, los alcaloides totales se obtienen de la misma forma pero a partir de muestras de 10 g. En su aislamiento se emplearon muestras mayores.

Con los extractos se realizaron cromatografías en placa fina de gel de sílice MERK 60 HF. En todas las cromatografías se emplean muestras de 10 µg; se eluyeron en CHCl₃:MeOH 9:1 y se utilizaron los reactivos de Dragendorff y Mayer para revelar alcaloides.

4. Separación y determinación de compuestos

Alcaloides

Las separaciones se iniciaron con los extractos de alcaloides totales señalados en el método anterior y se llevaron a cabo mediante cromatografías en columna (CC) o cromatografías preparativas (CP), las purificaciones por cristalización fraccionada (CF) y la determinación de compuestos la llevó a cabo el Dr. Mariano Martínez Vázquez del Instituto de Química, UNAM, con las técnicas espectroscópicas usuales (RMN, EM, IR). El aparato utilizado para la RMN H y para RMN C13, es un VXR 300 Variant 300 MHz y 75 MHz.

Acetogeninas

Se partió de extractos hexánicos y etanólicos, y al igual que en los alcaloides se llevaron a cabo las técnicas de separación y purificación usuales (cromatografías en columna, en placa, cristalizaciones, etc.)

Aceites fijos

Se obtuvieron extractos hexánicos de 5 individuos de cada una de las especies por el método de Soxhlet, utilizando una muestra de 20 g de material y se transesterificaron de la siguiente forma: a 5 g del extracto hexánico se le adicionaron 25 ml de KOH 0.2 N, colocándolo a reflujo 4 horas. Se dejó enfriar y se le añadió un volumen igual de agua fría. Los ésteres metílicos formados se extraen con éter, se lavan hasta pH neutro, se secan con Na₂ SO₄ anhidro, y se analizan por cromatografía de gases. Columna: OV – 225, 10m x 0.53 mm; Tc: 170°; Td – Tin: 220°; gas H₂; flujo 5 ml/min.

Aceites esenciales

Para el estudio de aceites esenciales se realizaron destilaciones por arrastre de vapor. Se utilizó una muestra de 30 g de endospermo.

Se adicionan 50 ml de agua destilada a la muestra y se somete a una corriente de vapor por 4 h, el destilado con los aceites se extrae con éter y se lava con agua

destilada, el extracto etéreo se seca con Na₂SO₄ anhidro y se evapora a sequedad. Se obtiene el peso total. El análisis se realiza por cromatografía de gases con las siguientes especificaciones: Columna OV – 225; 10m x 0.25 mm; T col = 170 °C; T de – T in = 220 °C; Gas H₂; Flujo 5 ml/min.

5. Seguimiento de alcaloides durante la germinación

Se recolectaron 8000 semillas cada especie, *Annona diversifolia*, *A. purpurea*.y *A. lutescens* . Las dos primeras se trataron con ácido giberélico (AG₃) 10⁻³ M para romper la latencia; se dividieron en tres lotes (semillas recién recolectadas, con AG₃ y sin AG₃) (DIAGRAMA 5).

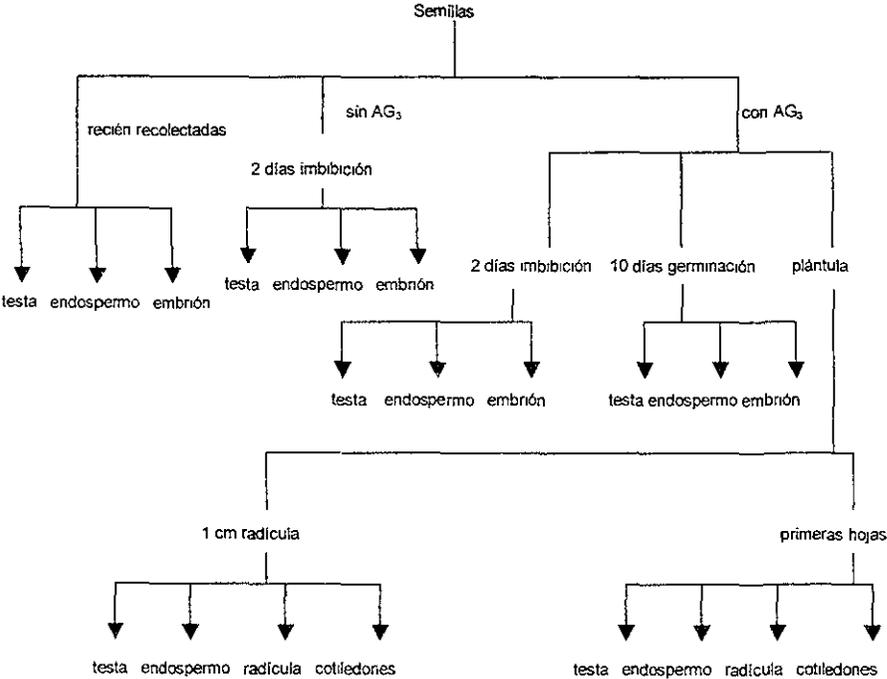


DIAGRAMA 5 SEGUIMIENTO DE ALCALOIDEOS DURANTE LA GERMINACIÓN

Se buscaron los alcaloides en las siguientes etapas: semillas recién recolectadas, con dos días de imbibición, 10 días de germinación (emergencia de 1cm de radícula, con excepción de *Annona purpurea* cuya emergencia fue a los 25

días) y plántula que corresponde a la emergencia de las dos primeras hojas verdaderas.

De cada lote se separaron los tejidos y órganos correspondientes; una vez molidos se obtuvieron los alcaloides totales, con la técnica ya señalada. La búsqueda de los compuestos fue por cromatografía en capa fina de gel de sílice Merck 50 HF, en el corrimiento de las placas se emplean muestras de 10 μg , como eluyente CHCl_3 : MeOH 9:1 y como reveladores, los reactivos de Dragendorff y Mayer.

VII. RESULTADOS

1. Análisis de datos bibliográficos

Se sistematizaron los datos (ANEXOS 4, 5) y con ellos se elaboraron los cuadros y las gráficas referidas en la discusión.

2. Resultados experimentales

Determinación cualitativa de grupos de metabolitos secundarios

CUADRO 8 DETERMINACION DE ALCALOIDES

ESPECIE	RAIZ	TALLO	HOJA	SEMILLA
<i>A. diversifolia</i>	++	+	+	+
<i>A. lutescens</i>	+	+	+	+
<i>A. purpurea</i>	+++	+	++	+

INTENSIDAD DE LA REACCION (+), (++) , (+++)

CUADRO 9 DETERMINACION DE TERPENOS – ESTEROIDES

ESPECIE	RAIZ	TALLO	HOJA	SEMILLA
<i>A. diversifolia</i>	-	-	-	+ (rosa)
<i>A. lutescens</i>	++ (rosa)	+ (verde)	++ (verde)	-
<i>A. purpurea</i>	-	-	++	+ (rosa)

INTENSIDAD DE LA REACCION (+), (++) , (+++)

CUADRO 10 DETERMINACION DE FLAVONOIDES

ESPECIE	RAIZ	TALLO	HOJA	SEMILLA
<i>A. diversifolia</i>	-	-	-	+ (rosa)
<i>A. lutescens</i>	+++ (ámbar)	++ (verde)	++ (verde)	-
<i>A. purpurea</i>	-	-	++ (verde)	+ (rosa)

INTENSIDAD DE LA REACCIÓN (+), (++) , (+++)

CUADRO 11 DETERMINACION DE GLICOSIDOS

ESPECIE	RAIZ	TALLO	HOJA	SEMILLA
<i>A. diversifolia</i>	+	+	+	-
<i>A. lutescens</i>	+++ (violeta)	+++ (violeta)	+++ (violeta)	-
<i>A. purpurea</i>	-	-	++ (verde)	+++

INTENSIDAD DE LA REACCION (+), (++) , (+++)

Comparación de alcaloides por individuo

CUADRO 12 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES DE 5 INDIVIDUOS DE *Annona diversifolia*.

Raíz				
1	2	3	4	5
0.87	0.87	0.87	0.87	0.87
0.81	0.81	0.81	0.81	0.81
0.61	0.61	0.61	0.61	0.61
0.56	0.56	0.56	0.56	0.56
-	0.52	0.52	0.52	0.52
-	0.5	0.5	0.5	-
0.45	0.45	0.45	0.45	0.45
-	0.36	0.36	0.36	-
0.27	0.27	0.27	0.27	0.27
0.22	0.22	0.22	0.22	0.22

Tallo				
1	2	3	4	5
0.92	0.92	0.92	0.92	0.92
0.85	0.85	0.85	0.85	0.85
0.71	0.71	-	0.71	0.71
0.67	0.67	-	0.67	0.67
0.63	0.63	-	0.63	0.63
0.54	0.54	-	0.54	0.54
0.47	0.47	-	0.47	0.47
0.43	0.43	-	0.43	0.43
0.32	0.32	-	0.32	0.32
0.24	0.24	-	0.24	0.24
0.15	0.15	-	0.15	0.15

Hoja				
1	2	3	4	5
0.68	0.68	0.68	0.68	0.68
-	0.54	-	0.54	-
0.5	0.5	0.5	-	0.5
-	0.48	0.48	-	0.48
-	0.45	0.45	-	0.45
-	0.4	-	0.4	-
-	0.37	-	0.37	0.37
0.29	0.29	-	0.29	0.29

Semilla				
1	2	3	4	5
0.7	0.7	0.7	0.7	0.7

CUADRO 13 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES DE 5 INDIVIDUOS DE *Annona purpurea*

Raiz					Tallo				
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
0.68	0.68		0.68	0.68	0.98	0.98	0.98	0.98	0.98
0.52	0.52		0.52	0.52	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94
0.38	0.38		0.38	0.38	0.85	0.85	0.85	0.85	0.85
0.25	0.25		-	0.25	0.73	0.73	0.73	0.73	0.73
0.16	0.16		-	0.16	0.68	0.68	0.68	0.68	0.68
					0.6	0.6	0.6	0.6	0.6
					0.53	0.53	0.53	0.53	0.53
					0.48	0.48	0.48	0.48	0.48
					0.38	0.38	0.38	0.38	0.38
					0.33	0.33	0.33	0.33	0.33
					0.24	0.24	0.24	0.24	0.24

Hoja				
1	2	3	4	5
0.89	0.89	0.89	0.89	0.89
0.77	0.77	0.77	0.77	0.77
0.7	0.7	0.7	0.7	0.7
0.63	0.63	0.63	0.63	0.63
0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
0.45	0.45	0.45	0.45	0.45
0.4	0.4	0.4	0.4	0.4
0.3	0.3	0.3	0.3	0.3
0.23	0.23	0.23	0.23	0.23

Semilla				
1	2	3	4	5
0.96	0.96	0.96	0.96	0.96

CUADRO 14 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES DE 5 INDIVIDUOS DE *Annona lutescens*

Raiz					Tallo				
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
0.92	0.92	0.92	0.92	0.92	0.96	0.96	-	-	0.96
0.84	0.84	0.84	0.84	0.84	0.89	0.89	-	-	0.89
0.49	0.49	0.49	-	0.49	0.62	0.62	-	-	0.62
0.3	0.3	0.3	-	0.3	0.49	0.49	-	-	0.49
0.11	0.11	0.11	0.11	0.11	0.26	0.26	-	-	0.26

Hoja					Semilla				
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
0.92	0.92	0.92	0.92	0.92	0.92	0.92	0.92	0.92	0.92
0.83	0.83	0.83	0.83	0.83					
-	0.49	0.49	0.49	0.49					
-	-	0.35	0.35	-					

Similitud del contenido de alcaloides por órgano

CUADRO 15 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN *A. diversifolia*

Organo	Alcaloides totales	Alcaloides constantes	Alcaloides en mayor concentración	% de similitud entre los individuos
Raíz	10	8	5	80
Tallo	11	11	7	100
Hoja	9	4	4	44,4
Semilla	0	0	0	100

CUADRO 16 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN *A. purpurea*

Organo	Alcaloides totales	Alcaloides constantes	Alcaloides en mayor concentración	% de similitud entre los individuos
Raíz	5	3	3	60
Tallo	11	11	8	100
Hoja	9	9	6	100
Semilla	1	1	0	100

CUADRO 17 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN *A. lutescens*

Organo	Alcaloides totales	Alcaloides constantes	Alcaloides en mayor concentración	% de similitud entre los individuos
Raíz	5	3	2	60
Tallo	5	5	2	100
Hoja	4	2	0	50
Semilla	1	1	0	100

Distribución de alcaloides en las plantas

CUADRO 18 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES DE *A. diversifolia*

Raiz	Tallo	Hoja
0.87	0.92	0.68
0.81	0.85	0.61
0.61	0.71	0.54
0.56	0.67	0.5
0.52	0.63	0.48
0.5	0.54	0.45
0.45	0.47	0.4
0.36	0.43	0.37
0.27	0.32	0.29
0.22	0.24	
	0.15	

CUADRO 19 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES DE *A. purpurea*

Raiz	Tallo	Hoja
0.68	0.98	0.89
0.52	0.94	0.77
0.38	0.85	0.7
0.25	0.73	0.63
0.16	0.68	0.5
	0.6	0.45
	0.53	0.4
	0.48	0.3
	0.38	0.23
	0.33	
	0.24	

CUADRO 20 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES de *A. lutescens*

Raiz	Tallo	Hoja
0.92	0.96	0.92
0.84	0.89	0.83
0.49	0.62	0.49
0.3	0.49	0.35
0.11	0.26	

Comparación interespecífica de alcaloides totales

CUADRO 21 ALCALOIDES TOTALES EN TRES ESPECIES DE *Annona*.

<i>A. diversifolia</i> (Rf)	<i>A. lutescens</i> (Rf)	<i>A. purpurea</i> (Rf)
0.92	0.96	0.98
0.85	0.92	0.94
0.81	0.89	0.89
0.71	0.84	0.85
0.67	0.83	0.77
0.63	0.62	0.73
0.61	0.49	0.7
0.56	0.35	0.68
0.54	0.3	0.63
0.52	0.26	0.6
0.5	0.11	0.53
0.48		0.52
0.47		0.5
0.45		0.48
0.43		0.45
0.4		0.4
0.37		0.38
0.36		0.33
0.32		0.3
0.29		0.25
0.27		0.24
0.24		0.23
0.22		0.16

Aislamiento de alcaloides

Por comparación de puntos de fusión con los datos de la literatura, se estimaron los alcaloides de muy bajos rendimientos y cuya espectroscopía no está completa. De modo que solamente se incluyen en el ANEXO 6 los espectros de la liriodenina (1) y de la oxopurpureína (2).

Annona lutescens

Raíz

Del extracto de alcaloides totales (AT), obtenido de 500 g de raíz, se precipitó un polvo que al cristalizarse produjo dos fracciones: 28 mg de un polvo amorfo cuyo punto de fusión (265–269°C) corresponde a la oxoaporfina 10-metoxiliriodenina (A), y 43.7 mg de una mezcla de polvo verde y cristales amarillos, que separados y recristalizados (RC), corresponden a la aporfina asimilobina (B), (178–180°C), y a la oxoaporfina liriodenina (C), (280–282°C).

A las aguas madres (250 mg) se les realizó una cromatografía en columna (CC), que dió un total de 25 fracciones, las cuales se redujeron a 5; tres de ellas mezclas y dos compuestos puros: 3 mg de agujas amarillas que fueron liriodenina (C) y 100 mg de un compuesto pardo (155–157°C) (D) (DIAGRAMA 6)

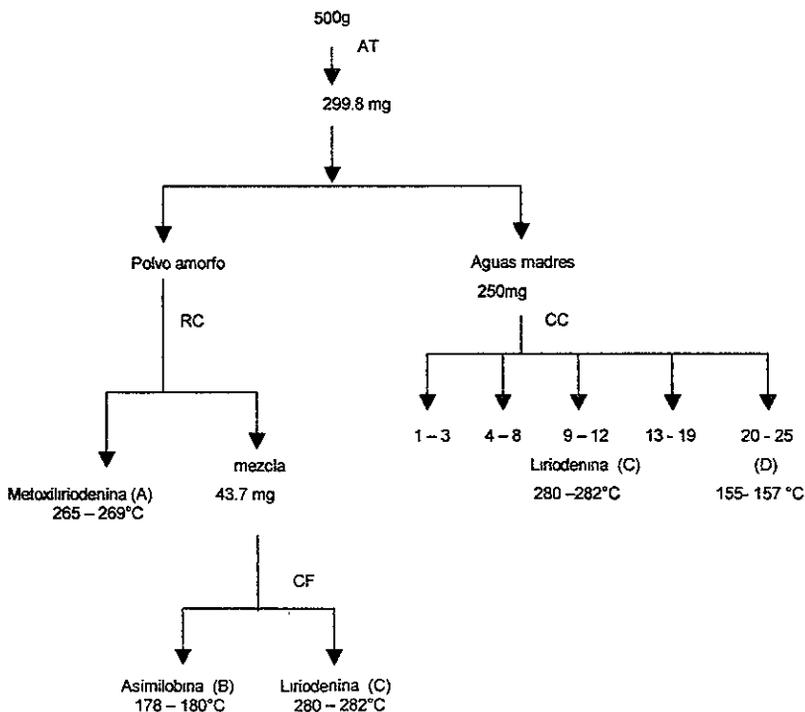


DIAGRAMA 6 OBTENCION DE ALCALOIDES DE RAZA DE *Annona lutescens*

Tallo

Se realizó una cromatografía en columna (CC) a 1.5 g de alcaloides totales, provenientes de 45 g de tallo; se obtuvieron así 56 fracciones que se redujeron a 10; una de ellas se separó por cromatografía en capa preparativa (CCP), de la que resultaron 3 productos semipuros: 19.16 mg de liriodenina (c), 9.8 mg de (d) y 8.4 mg de (e). Otra fracción se volvió a cromatografiar en CC; resultaron 12 fracciones, 3 de ellas positivas con Dragendorff (I, II y III) (DIAGRAMA 7).

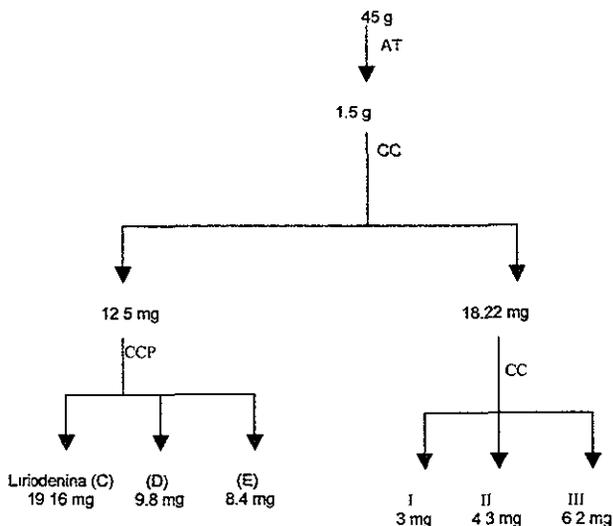


DIAGRAMA 7 OBTENCIÓN DE ALCALOIDES DE TALLO DE *Annona lutescens*

Annona diversifolia

Raíz

De 300 g de raíz se obtuvieron 509 mg de alcaloides totales y un precipitado (PP), del que se aislaron dos productos, uno de 3.5 mg, con p.f. 240-242°C anolobina (F), una aporfina y otro de 84.9 mg, con p.f. 280-282°C liriodenina (c).

Con 140 mg del mismo extracto se realizó una separación por cromatografía preparativa (CCP) en cuatro placas de gel de sílice, y como sistema de eluyentes se usó CHCl_3 : MeOH en proporción 9:1, obteniendo 9 fracciones, cuatro semipuras, entre ellas la liriodenina (c).

Se repitió el procedimiento para obtener 1.5 g de alcaloides totales, a través de una columna cromatográfica (CC), se obtuvieron 9 productos, cuatro de ellos puros (c), (h), (i) y (j) de rendimientos menores a 3 mg que no se pudieron determinar. La fracción A se separó a través de una cromatografía en capa preparativa, obteniendo 14 fracciones, una de ellas con 76.8 mg de un producto puro, que resultó ser la liriodenina (c); con la fracción * se realizó una microcolumna de la que se obtuvieron 9 fracciones semipuras (DIAGRAMA 8).

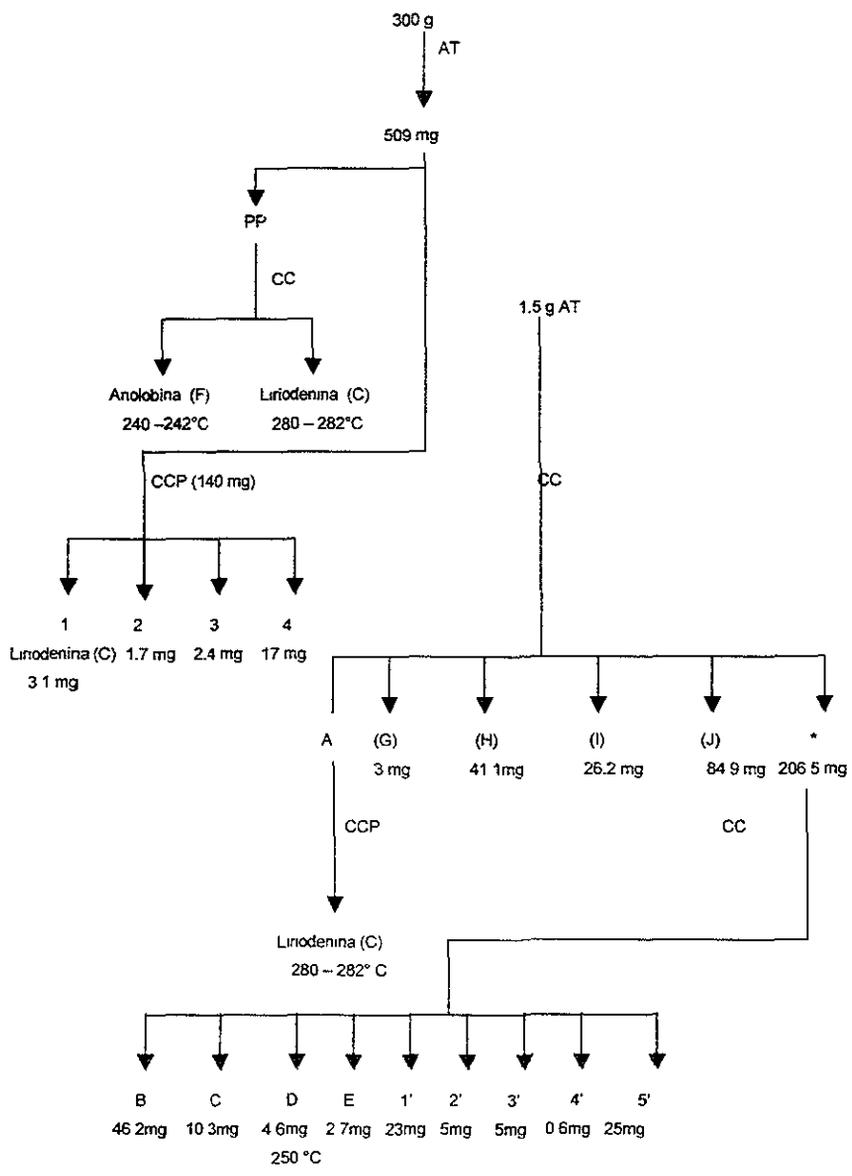


DIAGRAMA 8 OBTENCION DE ALCALOIDES DE RAIZ DE *Annona diversifolia*

Tallo

De 100 g de muestra, se obtuvo 37.5 g de alcaloides totales, a los que se les realizó una CCP, la cual dio 12 fracciones, una de ellas fue lirioidenina (c) con un rendimiento de 5 mg y tres de ellas bastante puras: 1.7 mg de (o), 2.7 mg de (p) y 2.3 mg de (q) cuya determinación no fue posible (DIAGRAMA 9).

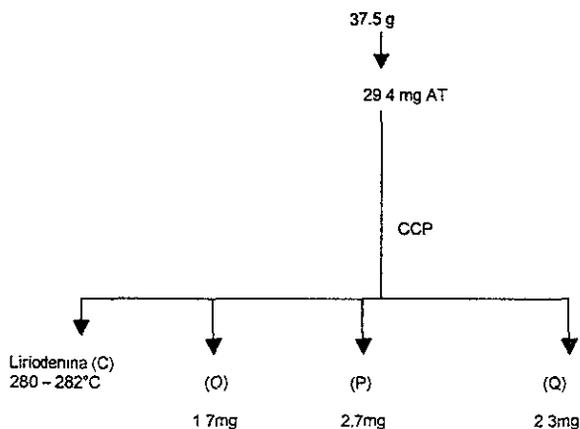


DIAGRAMA 9 OBTENCIÓN DE ALCALOÍDES DE TALLO DE *Annona diversifolia*

Annona purpurea

Raíz

De 60 g de raíz seca se lograron 302.6 mg de alcaloides totales, los que se CCP, obteniendo 4 fracciones impuras, una de ellas se cristalizó obteniendo 4.6 mg de un compuesto con p.f. 130-131°C que parece corresponder a la purpureína (g), una aporfina (DIAGRAMA 10).

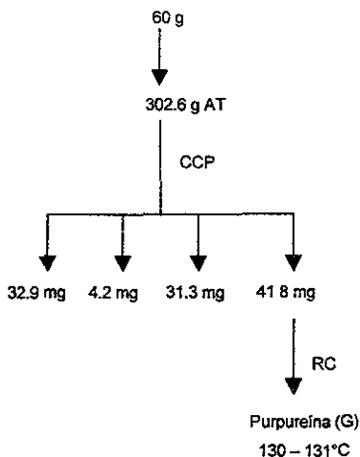


DIAGRAMA 10 OBTENCIÓN DE ALCALOIDEOS DE RAÍZ DE *Annona purpurea*

Tallo

De 250 g de tallo, se obtuvo 1.2 g de alcaloides totales, que por CCP dieron 7 fracciones impuras (DIAGRAMA 11); una de ellas se recrystalizó obteniendo dos compuestos de rendimientos de 4.1 mg y de 2.9 mg, que por comparación de puntos de fusión corresponden a la aporfina norpurpureína (H) (p.f. 115-119°C) y a la purpureína (G) (130-132°C).

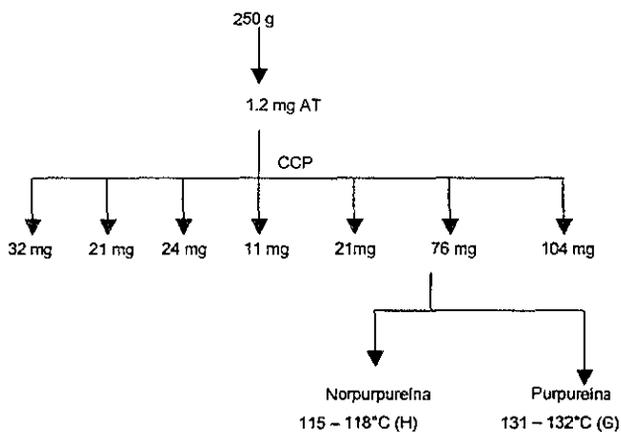


DIAGRAMA 11 OBTENCIÓN DE ALCALOIDEOS DE TALLO DE *Annona purpurea*

Hojas

De 500 g de hoja seca se obtuvo 210 mg de alcaloides totales; a este extracto se le realizó una CCP, de la que resultaron 8 fracciones de distintos colores; la fracción 1 se recromatografió (CCP), separando 4 compuestos, uno de 6 mg, puro con p.f. 198–202°C que corresponde a la oxopurpureína (I).

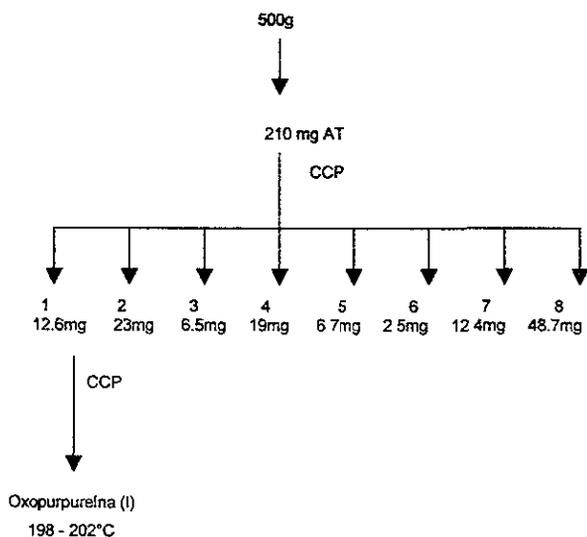


DIAGRAMA 12 OBTENCIÓN DE ALCALOIDES DE HOJAS DE *Annona purpurea*

Aislamiento de acetogeninas

Estas separaciones se realizaron durante dos proyectos de tesis de licenciatura bajo mi responsabilidad (De la Cruz, 2001 y Abraján 2001). Debido a que muchos de los compuestos están en forma de isómeros, la determinación estructural ha sido difícil. En el ANEXO 6 se encuentran los espectros correspondientes a los siguientes compuestos: giganteocina (3), giganteonina (4), laherradulina (5), isoannoreticuina (6), sitosterol (7) y los de las acetogeninas tipo metil cetona con lactona saturada y dos anillos tetrahidrofuránicos (8).

Annona diversifolia

Raíz

A partir de 500 g de raíz se obtuvo 16.2 g de extracto hexánico, cuyo fraccionamiento en columna CC produjo 44 fracciones, a dos de ellas (1 y 2), se les realizó una CC, y por cristalización fraccionada (CF) se separaron 6 compuestos, entre ellos las acetogeninas gigantreocina (AA) del tipo monotetrahidrofuránico y gigantecina (BB) del tipo bistetrahidrofuránica no adyacente. También se aisló sitosterol y tres compuestos puros de bajo rendimiento (DIAGRAMA13).

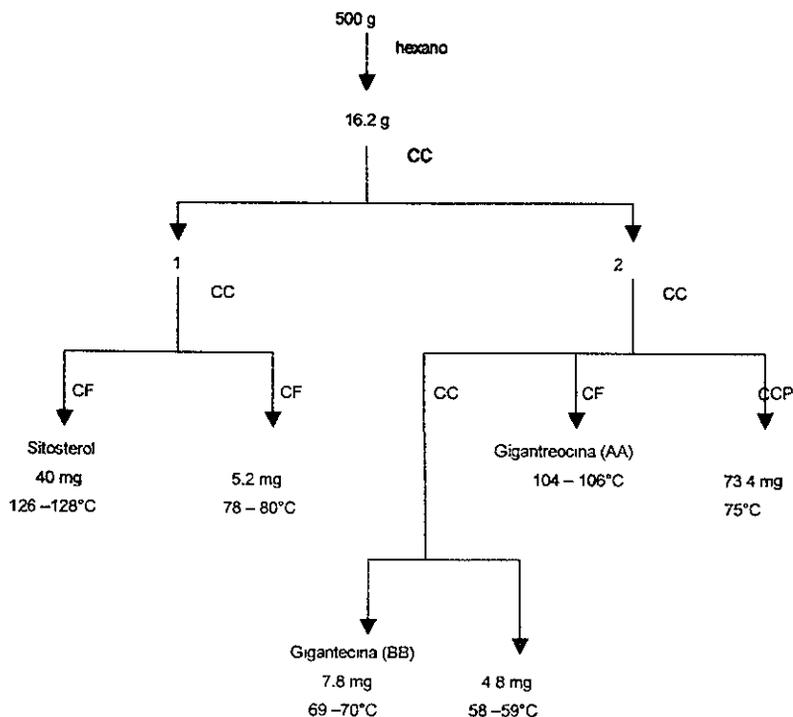


DIAGRAMA 13 SEPARACION DE ACETOGENINAS DE RAIZ DE *Annona diversifolia*

Semillas

A partir de 100 g de extracto hexánico, se obtuvo un precipitado que se separó por CC; del fraccionamiento resultaron 3 compuestos puros la gigantecina (BB), laherradulina (DD) del tipo bis tetrahydrofuránico adyacente y un compuesto sin determinar (DIAGRAMA 14).

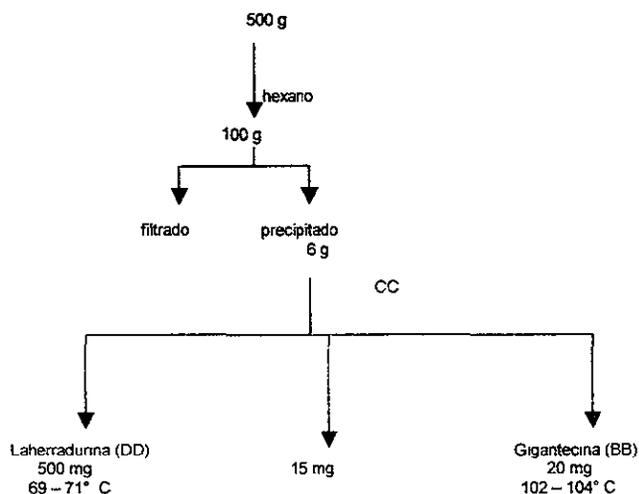


DIAGRAMA 14 SEPARACION DE ACETOGENINAS DE SEMILLAS DE *Annona diversifolia*

Annona lutescens

Raíz

De 500 g de raíz se obtuvo 19.6 g de extracto hexánico, el cual se fraccionó a través de diversas CC y de CF; se lograron 12 compuestos, entre ellos la acetogenina isoannoreticuina (EE) del tipo monotetrahydrofuránico y cuatro acetogeninas del tipo metil cetona con lactona saturada y dos anillos tetrahydrofuránicos: (F), (E), (L) y (A), cuya determinación estructural no ha sido posible (DIAGRAMA 15)

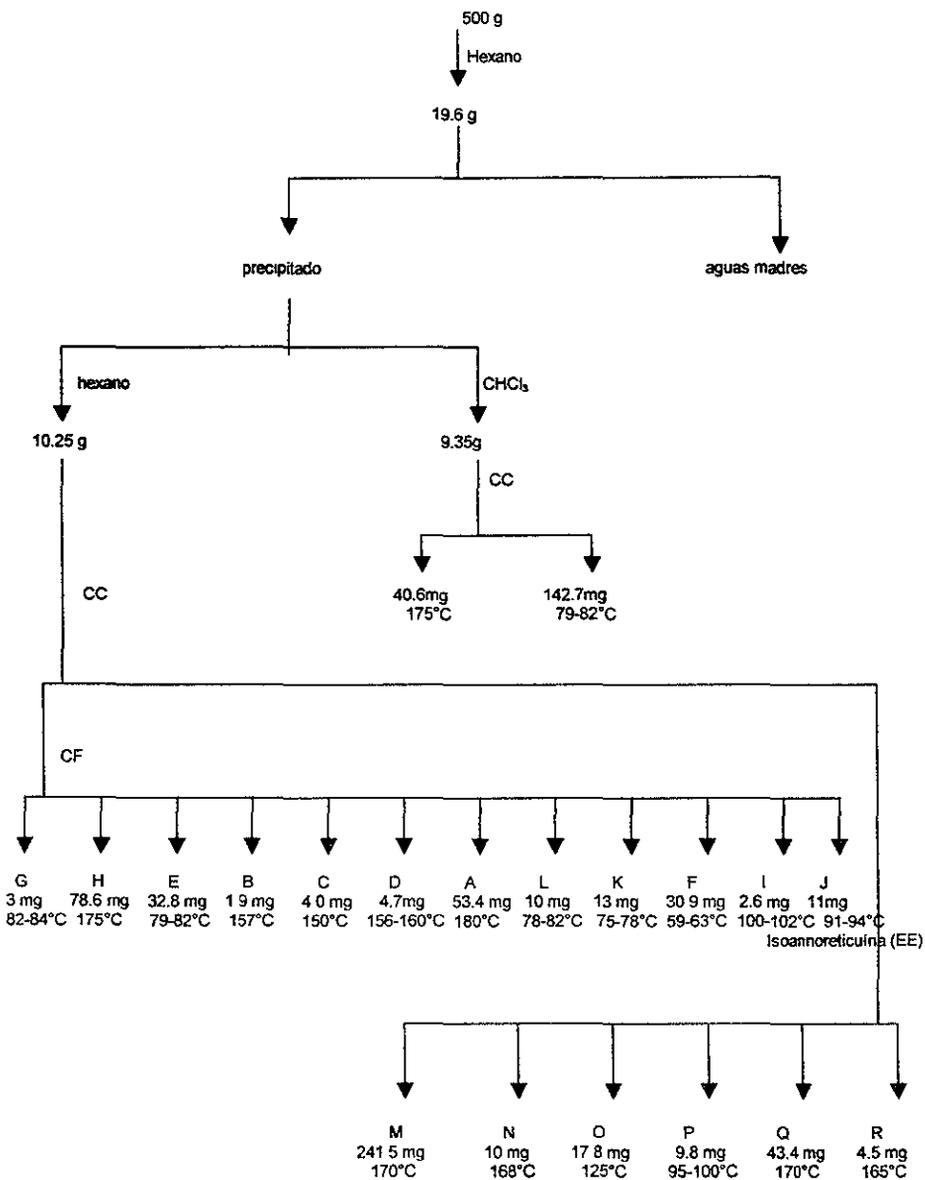


DIAGRAMA 15 SEPARACION DE ACETOGENINAS DE RAIZ DE *Annona lutescens*

Obtención de Aceites Esenciales

CUADRO 22 COMPOSICION DE ACEITES ESENCIALES EN TRES ESPECIES DE *Annona*

Compuesto	<i>A. diversifolia</i>		<i>A. purpurea</i>		<i>A. lutescens</i>	
	Tiempo de retención	%	Tiempo de retención	%	Tiempo de retención	%
α pineno	3.92	1.69	3.81	1.52	2.77	0.007
β pineno	5.15	3.20	5.91	1.91	5.09	0.04
Limoneno	7.12	5.07	7.00	4.31	6.24	6.68
Acetato de bencilo	12.31	2.28	12.17	1.45	10.27	2.81
Linalol	13.86	0.92	13.75	0.49	11.42	4.15
Acetato de linalilo	16.50	1.16	16.69	1.52	14.33	9.21
Cariofileno	17.34	9.81	17.27	2.53	14.97	5.35
Alcohol bencílico	25.22	1.27	25.05	0.59	21.57	3.87
Eucaliptol	7.89	0.60	7.76	0.51	6.76	0.057
Mentol	18.08	1.15	17.99	1.04	15.74	2.68
Isoborneol	18.69	0.79	17.99	1.04	15.79	3.21
Mirceno	26.43	0.23	26.22	0.28	-	-
Geraniol	22.21	1.70	22.10	4.81	-	-
Terpineol	19.94	10.04	19.82	5.50	-	-
Acetato de geraniol	21.39	0.08	21.58	5.48	-	-
Citronenol	21.33	0.013	21.32	1.42	-	-
Cumin aldehído	22.59	5.62	22.47	17.89	-	-
Eugenol	24.12	2.97	24.26	0.02	-	-
Metil eugenol	27.61	3.39	27.42	2.64	-	-
β felandreno	6.88	3.13	6.77	3.81	-	-
Canfeno	4.94	1.30	9.84	1.00	-	-
Cedreno	17.86	3.24	17.74	1.51	-	-
x	-	-	2.59	6.86	-	-
x	-	-	2.86	2.22	-	-
x	-	-	5.05	3.87	-	-
x	-	-	2.66	2.14	-	-
x	-	-	2.95	4.27	-	-
Guayacol	-	-	-	-	21.09	2.86
Borneol	-	-	-	-	16.61	5.13
α celandreno	-	-	-	-	5.70	0.015
Dinicalol	-	-	-	-	11.75	38.63
n-octanol	-	-	-	-	14.24	5.67
x	-	-	-	-	6.95	0.41
x	-	-	-	-	7.12	6.08
x	-	-	-	-	7.46	0.72
x	-	-	-	-	7.54	0.56
x	-	-	-	-	7.67	2.85
x	-	-	-	-	8.32	16.33
x	-	-	-	-	9.77	7.15
x	-	-	-	-	19.62	3.27
x	-	-	-	-	20.03	10.25
x	-	-	-	-	20.31	2.92

Columna OV – 225, 10m x 0.25 mm, T col = 170 °C, T de – T in = 220 °C, Gas H₂, Flujo 5ml/min

Aceites Fijos

Comparación de ácidos grasos por individuo

CUADRO 23 ACIDOS GRASOS (%) EN SEMILLAS DE 5 INDIVIDUOS DE *A. diversifolia*

Acido	1	2	3	4	5
Láurico	-	1.31	-	-	-
Mirístico	-	0.73	0.13	0.18	0.05
Palmitico	11.78	14.99	13.83	12.86	12
Palmitoleico	0.34	0.6	0.45	0.41	0.86
Esteárico	5.01	4.08	3.79	8.66	4.08
Oleico	64.83	63.52	63.86	68.1	65.19
Linoleico	15.42	13.15	15.91	16.6	15.61
Linolénico	1.06	0.95	1.15	1.22	1.66
Araquídico	-	-	-	-	-

CUADRO 24 ACIDOS GRASOS (%) EN SEMILLAS DE 5 INDIVIDUOS DE *A. purpurea*

Acido	1	2	3	4	5
Láurico	-	-	-	-	-
Mirístico	0.13	-	-	-	-
Palmitico	24.54	25.89	24.73	27.34	25.625
Palmitoleico	1.16	1.14	1.19	1.38	1.2175
Esteárico	3.3	3.76	4.01	3.34	3.6025
Oleico	42.21	41.69	43.37	42.09	42.34
Linoleico	25.96	26.28	25.07	24.68	25.4975
Linolénico	1.29	1.25	1.08	1.16	1.2
Araquídico	0.67	-	0.55	-	0.61

CUADRO 25 ACIDOS GRASOS (%) EN SEMILLAS DE 5 INDIVIDUOS DE *A. litescens*

Acido	1	2	3	4	5
Láurico	-	-	-	-	-
Mirístico	-	-	-	-	-
Palmitico	9.09	7.3	15.53	14.1	17.86
Palmitoleico	0.54	0.46	0.82	0.89	1.33
Esteárico	3.61	2.39	7.9	7.23	7
Oleico	23.59	15.17	41.47	39.1	35.71
Linoleico	19.35	12.86	29.4	32.44	31.8
Linolénico	-	-	0.69	0.74	0.73
Araquídico	-	-	0.69	0.76	0.69

Comparación interespecífica de ácidos grasos totales

CUADRO 26 SIMILITUD (%) DE ACIDOS GRASOS EN LAS ESPECIES

Acido	<i>A. lutescens</i>	<i>A. diversifolia</i>	<i>A. purpurea</i>
Láurico		1.31	
Mirístico		0.27	0.13
Palmitico	13	13.1	25.6
Palmitoleico	0.8	0.5	1.21
Estearico	5.6	5.1	3.6
Oleico	31	65.1	42.3
Linoleico	25.1	15.3	25.5
Linolénico	0.72	1.2	1.2
Araquídico	0.7		0.61

CUADRO 27 CONTENIDO (%) DE ACIDOS GRASOS SATURADOS EN LAS ESPECIES

Acido	<i>A. lutescens</i>	<i>A. diversifolia</i>	<i>A. purpurea</i>
Láurico		1.31	
Mirístico		0.27	0.13
Palmitico	13	13.1	25.6
Estearico	5.6	5.1	3.6
Araquídico	0.7		0.61

CUADRO 28 CONTENIDO (%) DE ACIDOS GRASOS INSATURADOS EN LAS ESPECIES

Acido	<i>A. lutescens</i>	<i>A. diversifolia</i>	<i>A. purpurea</i>
Palmitoleico	0.8	0.5	1.21
Oleico	31	65.1	42.3
Linoleico	25.1	15.3	25.5
Linolénico	0.72	1.2	1.2

Seguimiento de alcaloides durante la germinación

Annona diversifolia

CUADRO 29 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS RECIEN RECOLECTADAS

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	20	0.0019	9.5
Endospermo	20	0.0192	1
Embrión	0.454	0.0009	0.2

CUADRO 30 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION SIN AG₃

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	20	0.0009	4.5
Endospermo	20	0.0107	0.05
Embrión	0.291	0.0007	0.24

CUADRO 31 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION CON AG₃

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	20	0.001	0.005
Endospermo	20	0.0101	0.06
Embrión	0.1907	0.0004	0.2

CUADRO 32 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS 10 DIAS DE GERMINACION

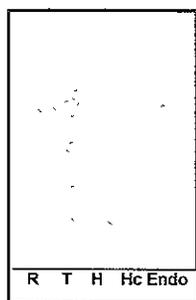
Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	20	-	0
Endospermo	20	0.0210	0.1
Radícula	0.3128	0.0008	0.3
Cotiledones	0.2780	0.0003	0.1

CUADRO 33 RENDIMIENTOS EN LA ETAPA DE PLANTULA

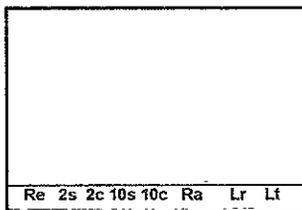
Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Raíz	0.4677	0.005	1
Tallo	1.9169	0.0101	0.5
Hoja	1.2602	0.0041	0.3
Hojas cotiledonanas	0.1134	4.7	0.004
Endospermo	2.7008	8.5	0.03

Las siguientes placas señalan la presencia de alcaloides en la etapa de plántula; las demás etapas no se anexaron ya que tienen resultados negativos. Es pertinente notar que, en estas especies, las semillas permanecen pegadas a las primeras hojas en la plántula, por lo que también se buscaron alcaloides en el endospermo.

FIGURA 21 PLACAS CROMATOGRÁFICAS DE *A. diversifolia*



CHCl₃ - MeOH 9:1
PLANTULA



CHCl₃ - MeOH 9:1
ENDOSPERMOS

Endo: endospermo
Hc: hojas cotiledonarias
R: raíz
T: tallo
H: hoja

Re: semillas recién recolectadas
2s: semillas con 2 días de imbibición, sin AG₃
2c: semillas con 2 días de imbibición, con AG₃
10s: semillas con 10 días de imbibición, sin AG₃
10c: semillas con 10 días de imbibición con AG₃
Ra: radícula
Lr: linodenina raíz
Lt: linodenina tallo

CUADRO 34 ALCALOIDES DETECTADOS (Rf) DURANTE LA GERMINACION DE *Annona diversifolia*

Estructura	Recién recolectadas	2 días de imbibición sin AG ₃	2 días de imbibición con AG ₃	10 días de germinación	Plántula
Testa	-	-	-	-	-
Endospermo	0.73	0.7	0.7	0.7	0.7
Embrón	-	-	-	-	-
Cotiledones	-	-	-	0.61	0.61
Radícula	-	-	-	0.7	-
Hoja	-	-	-	-	0.59, 0.47, 0.34, 0.13
Tallo	-	-	-	-	0.70, 0.63, 0.59, 0.47, 0.34, 0.18
Raíz	-	-	-	-	0.61, 0.31, 0.16

Annona purpurea

CUADRO 35 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS RECIEN RECOLECTADAS

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	20	0.0001	0.0005
Endospermo	20	0.0059	0.03
Embrión	0.4877	0.0001	0.02

CUADRO 36 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION SIN AG₂

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	20	0.0001	0.0005
Endospermo	20	0.0048	0.02
Embrión	0.4939	0.001	0.2

CUADRO 37 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION CON AG₂

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	20	0.0009	0.0005
Endospermo	20	0.0093	0.05
Embrión	0.4881	0.0041	0.8

CUADRO 38 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON 10 DIAS DE GERMINACION

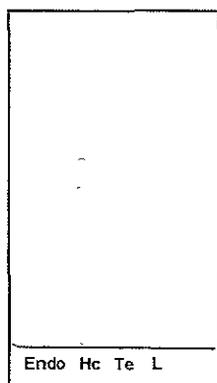
Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	20	0.0001	0.0005
Endospermo	20	0.0059	0.03
Radícula (embrión)	0.5	0.0008	0.2
Cotiledones	0.6	0.0012	0.2

CUADRO 39 RENDIMIENTOS EN LA ETAPA DE PLANTULA

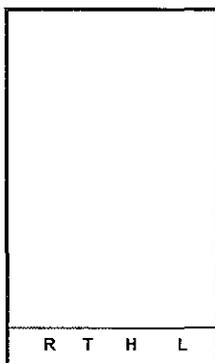
Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Raíz	0.9	0.0007	0.08
Tallo	3	0.0022	0.07
Hoja	3	0.0024	0.08
Hojas cotiledonarias	0.6	0.0012	0.2
Endospermo	2	0.0019	0.1

Con las siguientes figuras se ejemplifica el seguimiento de alcaloides, con una muestra pura de liriodenina.

FIGURA 22 PLACAS CROMATOGRAFICAS DE *A. purpurea*



CHCl₃ MeOH 9:1
PLANTULA



CHCl₃ MeOH 9:1
PLANTULA

Endo endospermo
Hc hojas cotiledonarias
Te testa
R raíz
T tallo
H hoja
L Iriodenina

CUADRO 40 ALCALOIDES DETECTADOS (RI) DURANTE LA GERMINACION DE *Annona purpurea*

Estructura	Recién recolectadas	2 días de imbibición sin AG ₃	2 días de imbibición con AG ₃	10 días de germinación	Plántula
Testa	-	-	-	-	-
Endospermo	0.78	0.6	0.6	0.77	0.77
Embrión	-	-	-	-	-
Hojas cotiledonarias					0.54, 0.77
Hoja					0.63, 0.55, 0.5, 0.4
Tallo					0.55, 0.48, 0.40, 0.35
Raíz					0.57, 0.51, 0.46, 0.38

Annona lutescens

CUADRO 41 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS RECIEN RECOLECTADAS

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	14.5	0.009	0.01
Endospermo	14.7	0.0028	0.02
Embrión	0.0551	0.0007	1.27

CUADRO 42 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION SIN AG₃

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	2.95	0.0016	0.05
Endospermo	3.52	0.0025	0.07
Embrión	0.0964	0.0008	0.83

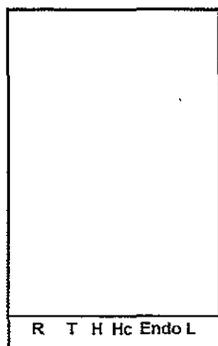
CUADRO 43 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON 10 DIAS DE GERMINACION

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Testa	1.0	0.0027	0.27
Endospermo	1.5482	0.0034	0.22
Radicula	1.1316	0.0008	0.07
Cotiledones	0.1203	0.0007	0.58

CUADRO 44 RENDIMIENTOS EN LA ETAPA DE PLANTULA

Estructura	Peso inicial (g)	Peso final (mg)	Rendimiento (%)
Raíz	1.91	0.0023	0.12
Tallo	2.69	0.0010	0.04
Hoja	4.54	0.0021	0.05
Hojas cotiledonarias	0.8316	0.0009	0.11
Endospermo	2.7679	0.0012	0.04

FIGURA 23 PLACA CROMATOGRAFICA DE *Annona lutescens*



Endo endospermo
 Hc hojas cotiledonarias
 Te: testa
 R raíz
 T tallo
 H hoja
 L linodenna

CUADRO 45 ALCALOIDES DETECTADOS (Rf) DURANTE LA GERMINACION DE *Annona lutescens*

Estructura	Recién recolectadas	2 días de imbibición sin AG ₃	10 días de germinación	Plántula
Testa	-	-	-	-
Endospermo	0.68	0.68	0.68	0.68
Embrón	-	-	-	-
Hojas cotiledonarias			0.68	0.68
Hoja			0.68	0.68
Tallo			0.68	0.68, 0.33, 0.17
Raíz			0.68	0.68, 0.33, 0.17

CUADRO 45 ALCALOIDES DETECTADOS (Rf) DURANTE LA GERMINACION DE *Annona lutescens*

Estructura	Recién recolectadas	2 días de imbibición sin AG ₃	10 días de germinación	Plántula
Testa	-	-	-	-
Endospermo	0.68	0.68	0.68	0.68
Embrión	-	-		
Hojas cotiledonarias			0.68	0.68
Hoja			0.68	0.68
Tallo			0.68	0.68, 0.33, 0.17
Raíz			0.68	0.68, 0.33, 0.17



Martin Ernesto Barrios

Annona diversifolia Safford

VIII. DISCUSION

LOS ALCALOIDES EN EL COMPLEJO RANALEANO

La presencia invariable de alcaloides aporfínicos en la familia Annonaceae presupone alguna importancia desconocida y sugiere la posibilidad de emplearlos como atributos de relación dentro de la familia. Para valorar esta posibilidad, se hizo una revisión bibliográfica y una comparación de estos compuestos en familias cercanas.

El esqueleto aporfínico, organizado en 12 grupos según su estructura química, se encuentra ampliamente distribuido en especies del Complejo Ranaleano (CUADRO 46, FIGURA 24), de allí que la consideración de su distribución pueda aportar datos para los planteamientos de relación botánica del Complejo, como ya varios autores han sugerido.

CUADRO 46 GRUPOS DE ALCALOIDES APORFINICOS *SENSU LATO* EN ORDENES DEL COMPLEJO RANALEANO

GRUPOS DE ALCALOIDES	MAG	LAU	NYM	RAN	PAP	ARI	PIP
BENCILTETRAHIDROISOQUINOLINICOS (L)	1						
PROAPORFINAS (M)	1						
APORFINAS (N)	1	1	1	1	1	1	
APORFINAS 4, 7-OXO SUSTITUIDAS (O)	1	1		1			
7, 7- DIMETIL APORFINAS (P)	1			1			
7-HIDROXI-7-METIL APORFINAS (Q)	1			1			
DEHIDROAPORFINAS (R)	1	1	1	1	1		
APORFINAS 4-OXO SUSTITUIDAS (S)	1	1		1	1		
4, 5-DIOXOAPORFINAS (T)	1	1		1	1	1	1
OXOAPORFINAS (U)	1	1	1	1	1	1	
TETRAHIDROPROTOBERBERINA (V)	1						
FENANTRENO (W)	1	1		1	1	1	
GRUPOS DE ALCALOIDES TOTALES	12	7	3	9	6	4	1

MAG: Magnoliales, LAU: Laurales, NYM. Nymphaeales, RAN: Ranunculales, PAP Papaverales, ARI. Aristolochiales, PIP: Piperiales

La totalidad de estos grupos se encuentra únicamente en el orden Magnoliales y, dentro de éste, sólo en la familia Annonaceae, lo que de alguna manera señala como buenos atributos de relación a los grupos considerados, bajo la idea de que las Magnoliales pueden ser el centro de radiación de otros órdenes.

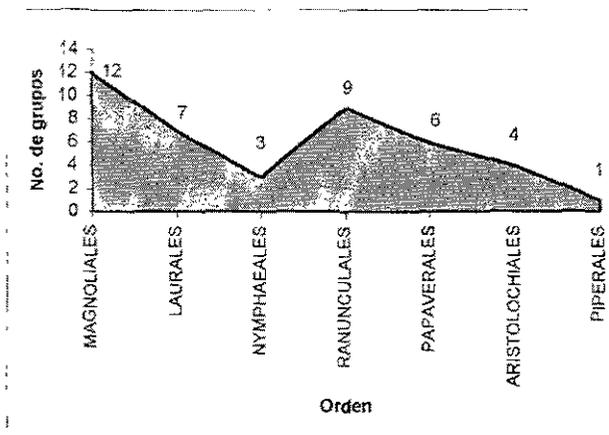


FIGURA 24 DISTRIBUCION DE APORFINAS *sensu lato* EN EL COMPLEJO RANALEANO

Los grupos más a menudo encontrados entre los órdenes y las familias del Complejo, con excepción de las Piperales, son las aporfinas *sensu stricto* (457) y los oxoaporfínicos (107), que representan más de la mitad de todas las moléculas encontradas (801) (CUADRO 47, FIGURA 25), los otros grupos son menos abundantes.

Atendiendo a las consideraciones evolutivas, acerca de que las plantas de este Complejo son de las más antiguas, se podría decir que la naturaleza ha favorecido la conservación de las rutas metabólicas implicadas en la biosíntesis de estas moléculas, particularmente de la estructura aporfínica.

CUADRO 47 ALCALOIDES APORFINICOS *sensu lato* EN LAS FAMILIAS DEL COMPLEJO RANALEANO

ORDEN	MAG		LAU			NYM	RAN			PAP		ARI	PIP				
FAMILIA	CAN	EUP	MAG	ANN	LAU	HER	MON	NEL	RAN	MEN	BER	FUM	PAP	ARI	SAU	PIP	TOTAL
PROAPORFINAS (M)				5													5
APORFINAS (N)	1		40	90	95	32	25	7	34	52	16	20	40	5			457
APORFINAS 4,7-OXO SUSTITUIDAS (O)		1	3	37	1	1	1		1	8	1						54
7,7-DIMETIL APORFINAS (P)				3						1							4
7-HIDROXI-7-METIL APORFINAS (Q)				5													5
DEHIDROAPORFINAS (R)			3	14	5			2	3	9	2	3	9				50
APORFINAS 4-OXO SUSTITUIDAS (S)				1	1		3			3			4				12
4,5-DIOXOAPORFINAS (T)				5			1		3	1	1	2	8	3	5		29
OXOAPORFINAS (U)		1	8	24	11	7	9	1	8	21	2	4	10	1			107
TETRAHIDROPROTOBERBERINA (V)				11													11
FENANTRENO (W)				23	3		1		8	11	2	4		1			53
ALCALOIDES TOTALES	1	2	54	232	116	40	40	10	54	108	24	32	65	15	3	5	801

CAN. Canellaceae; EUP: Eupomatiaceae, MAG: Magnoliaceae, ANN Annonaceae; LAU: Lauraceae, HER: Hernandiaceae, MON Monimiaceae, NEL: Nelumbonaceae; RAN: Ranunculaceae, MEN: Menispermaceae, BER: Berberidaceae, FUM: Fumariaceae, PAP Papaveraceae; ARI: Aristolochiaceae; SAU: Saururaceae, PIP: Piperaceae

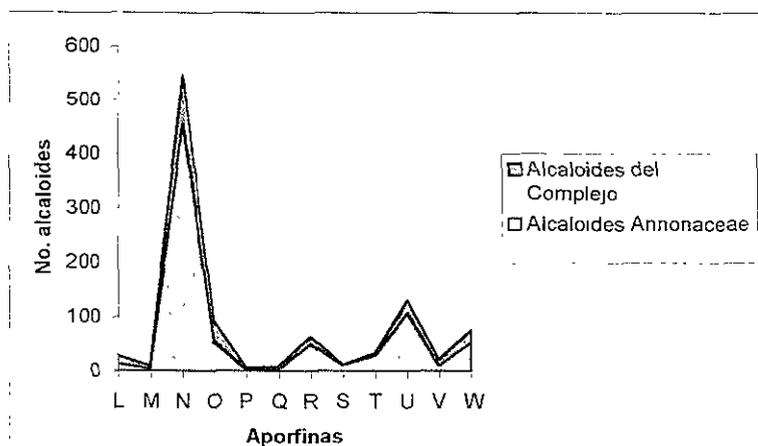


FIGURA 25 TIPOS DE ALCALOIDES MAS FRECUENTES EN EL COMPLEJO RANALEANO

Considerando la diversidad de estructuras de alcaloides reportados, la literatura química consigna un registro de 801 alcaloides aporfínicos *sensu lato* (toda la diversidad de alcaloides aporfínicos) lo que en realidad, si se consideran las moléculas repetidas, corresponden a 560 alcaloides. De 801 alcaloides 232 se

encuentran en la familia Annonaceae (29 %) y 328 (41 %) repartidos en familias de otros órdenes. Las otras familias con alcaloides más abundantes son la Lauraceae con 116 alcaloides reportados (14.5 %) y la Menispermaceae con 108 (13.5 %) (CUADRO 47).

Estos datos no soportan relaciones botánicas, pero permiten señalar, con ciertas reservas, debidas al número de especies estudiadas, a las plantas de la familia Annonaceae (43 géneros, 138 especies) como las principales productoras de alcaloides de este tipo y, al mismo tiempo, las que han presentado mayores posibilidades de diversificación metabólica.

También se infiere, por la distribución irregular de los alcaloides en los órdenes e incluso en las familias del Complejo, la conservación en la naturaleza de los mecanismos de diversificación de estos alcaloides con ciertas tendencias que empiezan a perderse con las Piperales (CUADROS 48 y 49).

CUADRO 48 ALCALOIDES APORFINICOS *sensu lato* NO ENCONTRADOS EN ANNONACEAE.

ORDEN	MAG			LAU			NYM	RAN			PAP		ARI	PIP		AT
	CAN	EUP	MAG	LAU	HER	MON		NEL	RAN	MEN	BER	FUM		PAP	SAU	
PROAPORFINAS (M)																0
APORFINAS (N)			18	59	20	7		24	28	5	5	20	1			187
APORFINAS 4, 7-OXO SUSTITUIDAS (O)			1		1			1	4	1						8
7, 7-DIMETIL APORFINAS (P)									1							1
7 HIDROXI-7-METIL APORFINAS (Q)																0
DEHIDROAPORFINAS (R)			3	5			2	3	8	1	2	8				32
APORFINAS 4-OXO SUSTITUIDAS (S)				1		3			3			4				11
4, 5-DIOXOAPORFINAS (T)						1			3	1	1	2	7	2	3	20
OXOAPORFINAS (U)		1	2	8	3	4		5	10	2	3	8				46
TETRAHIDROPROTOBERBERINA (V)																0
FENANTRENO (W)				2				7	8	2	4					23
ALCALOIDES TOTALES		1	24	75	24	15	2	40	65	12	15	42	8	2	3	328

MAG Magnoliales; LAU: Laurales, NYM. Nymphaeales; RAN. Ranunculales; PAP. Papaverales; ARI: Aristolochiales; PIP: Piperales, CAN: Canellaceae; EUP: Eupomatiaceae, MAG: Magnoliaceae; LAU: Lauraceae; HER: Hernandiaceae; MON. Monimiaceae, NEL Nelumbonaceae; RAN; Ranunculaceae; MEN: Menispermaceae, BER: Berberidaceae; FUM: Fumariaceae, PAP. Papaveraceae, ARI. Aristolochiaceae; SAU Saururaceae; PIP: Piperaceae; AT: alcaloides totales.

En términos generales, los alcaloides de Annonaceae encontrados en otras familias son relativamente escasos. Con excepción de los alcaloides benciltetrahidroisoquinolínicos, que no se consideran en este análisis para las demás familias del complejo, las moléculas típicas de Annonaceae se encuentran, al menos

una de ellas en todas las familias del Complejo, lo que señala algún tipo de parentesco en el metabolismo secundario de estas plantas (CUADRO 43).

CUADRO 49 ALCALOIDES APORFINICOS *sensu lato* DE ANNONACEAE EN OTRAS FAMILIAS DEL COMPLEJO RANALEANO

ORDEN	MAG			LAU			NYM	RAN			PAP		ARI	PIP		
FAMILIA	CAN	EUP	MAG	ANN	LAU	HER	MON	NEL	RAN	MEN	BER	FUM	PAP	ARI	SAU	PIP
BTIQ (L)				14												
PROAPORFINAS (M)			5													
APORFINAS (N)	1		22	90	36	12	18	7	10	24	11	15	20	4		
APORFINAS 4, 7-OXO SUSTITUIDAS (O)		1	2	37	1		1			4						
7, 7-DIMETIL APORFINAS (P)				3												
7-HIDROXI, 7-METIL APORFINAS (Q)				5												
DEHIDROAPORFINAS (R)				14						1	1	1	1			
APORFINAS 4-OXO SUSTITUIDAS (S)				1												
4, 5-DIOXOAPORFINAS (T)				5										1	1	2
OXOAPORFINAS (U)			6	24	3	4	5	1	3	11		1	2	1		
TETRAHIDROPROTOBERBERINA (V)				11												
FENANTRENO (W)				23	1				1	3				1		
ALCALOIDES TOTALES	1	1	30	232	41	16	24	8	14	43	12	17	23	7	1	2

MAG: Magnoliales; LAU: Laurales; NYM: Nymphaeales; RAN: Ranunculales; PAP: Papaverales; ARI: Aristolochiales; PIP: Piperales; CAN: Canellaceae; EUP: Eupomatiaceae; MAG: Magnoliaceae; ANN: Annonaceae; LAU: Lauraceae; HER: Hernandiaceae; MON: Monimiaceae; NEL: Nelumbonaceae; RAN: Ranunculaceae; MEN: Menispermaceae; BER: Berberidaceae; FUM: Fumariaceae; PAP: Papaveraceae; ARI: Aristolochiaceae; SAU: Saururaceae; PIP: Piperaceae.

Las familias más relacionadas en este sentido son: Menispermaceae (19 %); Lauraceae (18 %) y Magnoliaceae (13 %) (FIGURA 26), que en realidad representan proporciones bajas y no guardan una buena correlación.

Estos resultados difieren de los reportados por Cavé y col. (1987), éstos autores consideraron la distribución de los diferentes tipos de esqueletos, los patrones de sustitución del anillo D, la oxidación del C₃ y los niveles de sustitución del nitrógeno, y sugieren relaciones más cercanas de la familia Annonaceae, aunque tampoco buenas, con Eupomatiaceae, Aristolochiaceae, Monimiaceae y menos específicamente con Magnoliaceae, Lauraceae y Ranunculaceae.

La confrontación de estos datos señala que ni la diversidad de grupos alcaloides producidos ni los patrones de sustitución son caracteres que sirvan para reflejar cercanías botánicas.

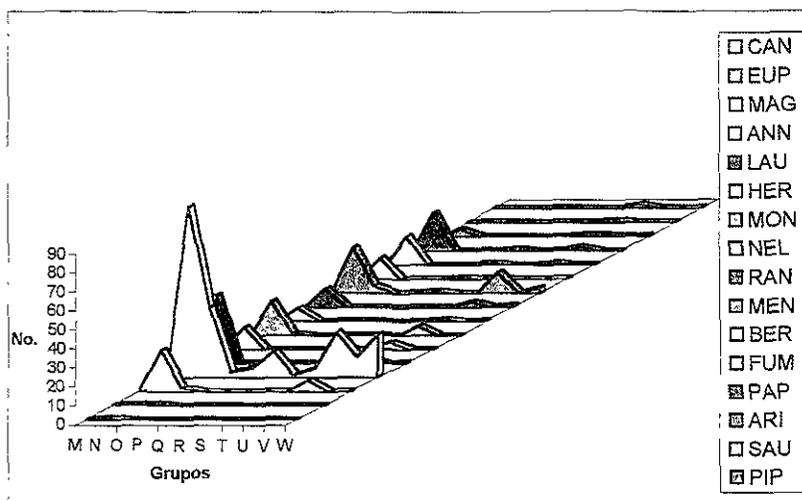


FIGURA 26 ALCALOIDES DE ANNONACEAE EN OTRAS FAMILIAS DEL COMPLEJO RANALEANO
 CAN: Canellaceae, EUP Eupomatiaceae; MAG Magnoliaceae, ANN Annonaceae, LAU Lauraceae, HER
 Hernandiaceae, MON: Monimiaceae; NEL Nelumbonaceae; RAN, Ranunculaceae; MEN, Menispermaceae;
 BER Berberidaceae, FUM Fumariaceae; PAP Papaveraceae, ARI Aristolochiaceae, SAU, Saururaceae,
 PIP Piperaceae

Los alcaloides más a menudo encontrados en la familia Annonaceae (y en las otras familias) son las aporfinas *sensu stricto*, las aporfinas 4, 7-oxo sustituidas y las oxoaporfinas, que juntas representan más de la mitad de todas las moléculas encontradas en esta familia (65 %) (FIGURA 26). Este hecho implica que, en la biosíntesis, las rutas de transformación del esqueleto aporfínico más conservadas son aquellas que implican los diferentes niveles de sustitución del N y las que tienen sustituyentes oxo en la posición 7; estas últimas podrían ser producto de oxidación de aporfinas preformadas.

De 90 aporfinas *sensu stricto*, 22 se encuentran en Magnoliaceae (24 %), 36 en Lauraceae (40 %) y 24 en Menispermaceae (27 %), proporciones que casi se duplican con respecto a los grupos.

Con relación a las oxoaporfinas la familia más cercana es Menispermaceae (11 de 24 moléculas, 46 %), ocupando sólo un segundo lugar Magnoliaceae (6 de 24 moléculas, 25 %), y en proporciones menores las Monimiaceae (21 %) y las Lauraceae 13 %.

Con la finalidad de buscar moléculas mas estables que pudiesen señalar algún tipo de relación, se buscaron, de entre los alcaloides, los que se comparten en géneros y familias de los 8 ordenes que Cronquist (1968) incluye de Magnoliidae.

Entre las aporfinas *sensu stricto* destacan la isoboldina (en 10 familias), la isocoridina, magnoflorina y N metillaurotetatina (en 9 familias), corituberina, glaucina y nuciferina (en 8 familias) y anonaina, asimilobina, coridina, menispermina y roemerina (en 7 familias). Ninguna de éstas se encuentra en todas las familias, pero sí en mas de 7 familias.

Reduciendo la búsqueda al orden Magnoliales, que según Cronquist (1981), constituyen el centro de radiación de los otros órdenes, las moléculas encontradas, al menos en dos de las 4 familias reportadas, son asimilobina (FIGURA 27), anonaina (FIGURA 28), magnoflorina (FIGURA 29), nuciferina (FIGURA 30), roemerina (FIGURA 31) y la menispermina (FIGURA 32), que se encuentra en 3 de las familias.

Aporfinas *sensu stricto*, típicas de las Magnoliales y que se han conservado en otros órdenes, son asimilobina, anonaina, magnoflorina, nuciferina, roemerina y menispermina.

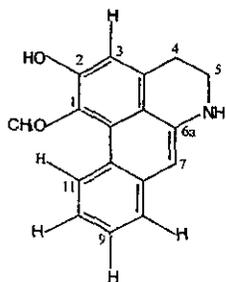


FIGURA 27 ASIMILOBINA

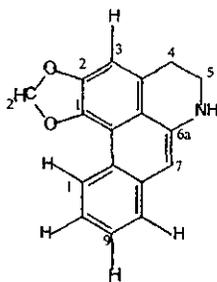


FIGURA 28 ANONAINA

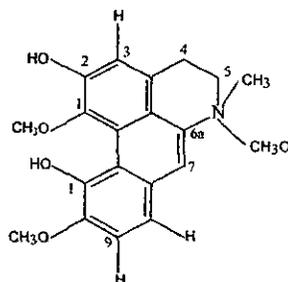


FIGURA 29 MAGNOFLORINA

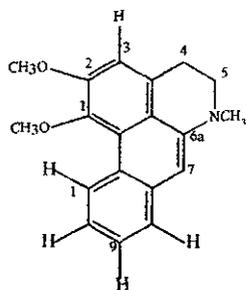


FIGURA 30 NUCIFERINA

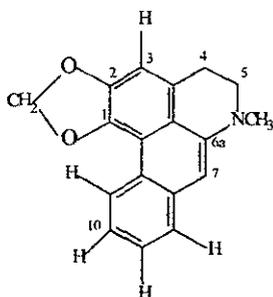


FIGURA 31 ROEMERINA

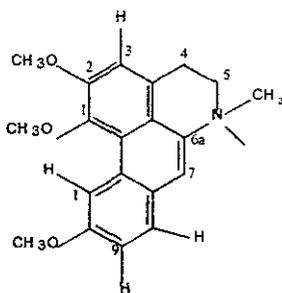


FIGURA 32 MENSPERMINA

Entre las oxoaporfinas destacan, en 9 familias, liriodenina (FIGURA 33) y oxolaurelina (FIGURA 34); en 7 familias, oxoglaucina (FIGURA 35) y, en 5 familias lisicamina (FIGURA 36).

Dentro de las Magnoliales, en dos familias Magnoliaceae y Annonaceae: liriodenina, lanuginosina, lisicamina, o-metilmoschatolina, oxoglaucina y la oxolaurelina, que también está en Eupomatiaceae.

Oxoaporfinas de Magnoliales son: liriodenina, lisicamina, oxoglaucina y oxolaurelina.

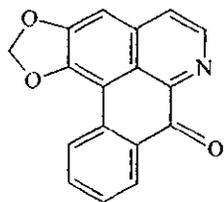


FIGURA 33 LIRIODENINA

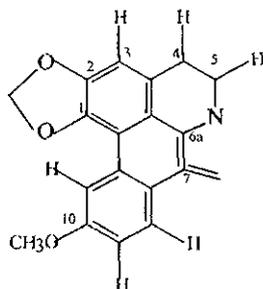


FIGURA 34 OXOLAURELINA

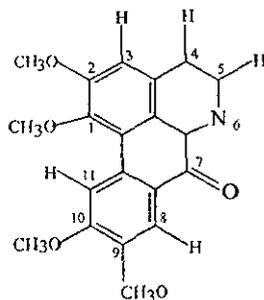


FIGURA 35 OXOGLAUCINA

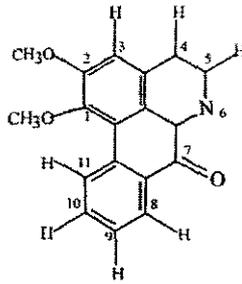


FIGURA 36 LISICAMINA

Al menos la liriodenina o su producto de oxidación, la anonaina, está bien representada en la subclase Magnoliidae y, dentro de ésta en 5 de los 8 órdenes (Magnoliales, Laurales, Nymphaeales, Ranunculales y Papaverales), lo que implica que por alguna razón se ha conservado a través del tiempo señalando la tendencia del metabolismo de estos compuestos en los órdenes de la subclase (FIGURA 37).

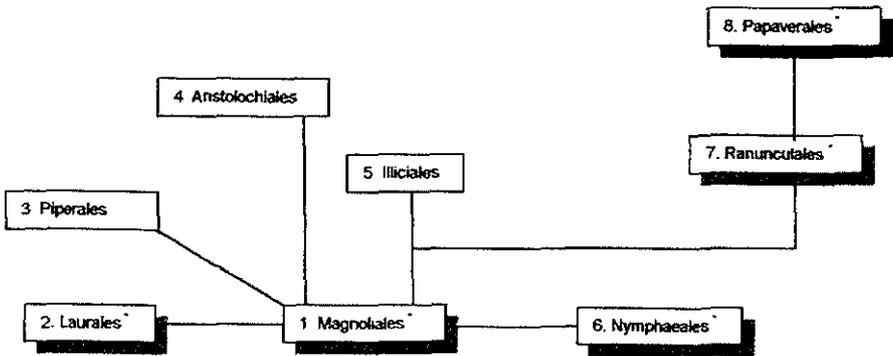


FIGURA 37 LIRIODENINA EN LOS ORDENES DE MAGNOLIIDAE (* Liriodenina)

Las rutas de diversificación de estos compuestos, hasta donde los datos existentes permiten señalar, se hallan en la familia Annonaceae, por lo que dentro de ésta se pueden buscar algunas tendencias de relación o diversificación.

LOS ALCALOIDES EN LA FAMILIA ANNONACEA

Con la finalidad de examinar la información de alcaloides en los géneros de la familia Annonaceae, se realizaron dos análisis fenéticos, uno que considera como caracteres a los grupos de alcaloides (FIGURA 38) y otro con el total de alcaloides (FIGURA 39).

En términos generales, los dos dendogramas obtenidos muestran semejanzas entre todos los géneros, que está dada por la presencia casi invariable de alcaloides aporfínicos *sensu stricto* y las oxoaporfinas, y en menor grado las aporfinas 4,7-oxo sustituidas. Son los compuestos más constantes que señalan una relación de familia.

Los alcaloides que marcan las mayores diferencias son los 7-dimetil sustituidos, 7-hidroxi-7-metil sustituidos y las aporfinas-4-oxo sustituidas; en segundo lugar los bencilisoquinolínicos, las proaporfinas y las dehidroaporfinas; luego las 4-dioxoaporfinas, las tetrahidroprotoberberinas y los fenantrenos.

Los análisis fenéticos para grupos y moléculas producen dendogramas que dividen a las especies en dos grandes bloques, el primero con un 80 % y el segundo con casi un 95 % de semejanza (FIGURAS 38 y 39)

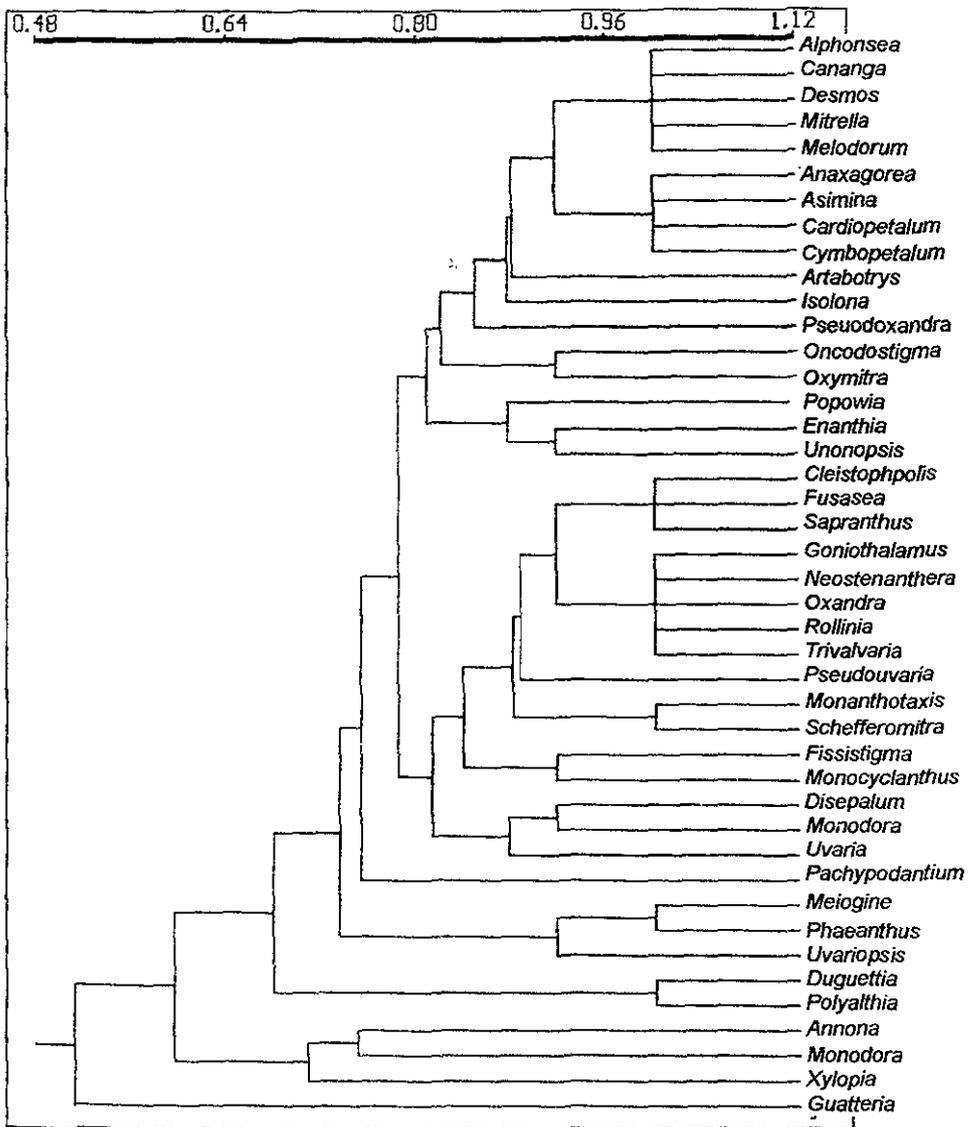


FIGURA 38 DENDOGRAMA DE GRUPOS DE ALCALOIDES APORFINICOS

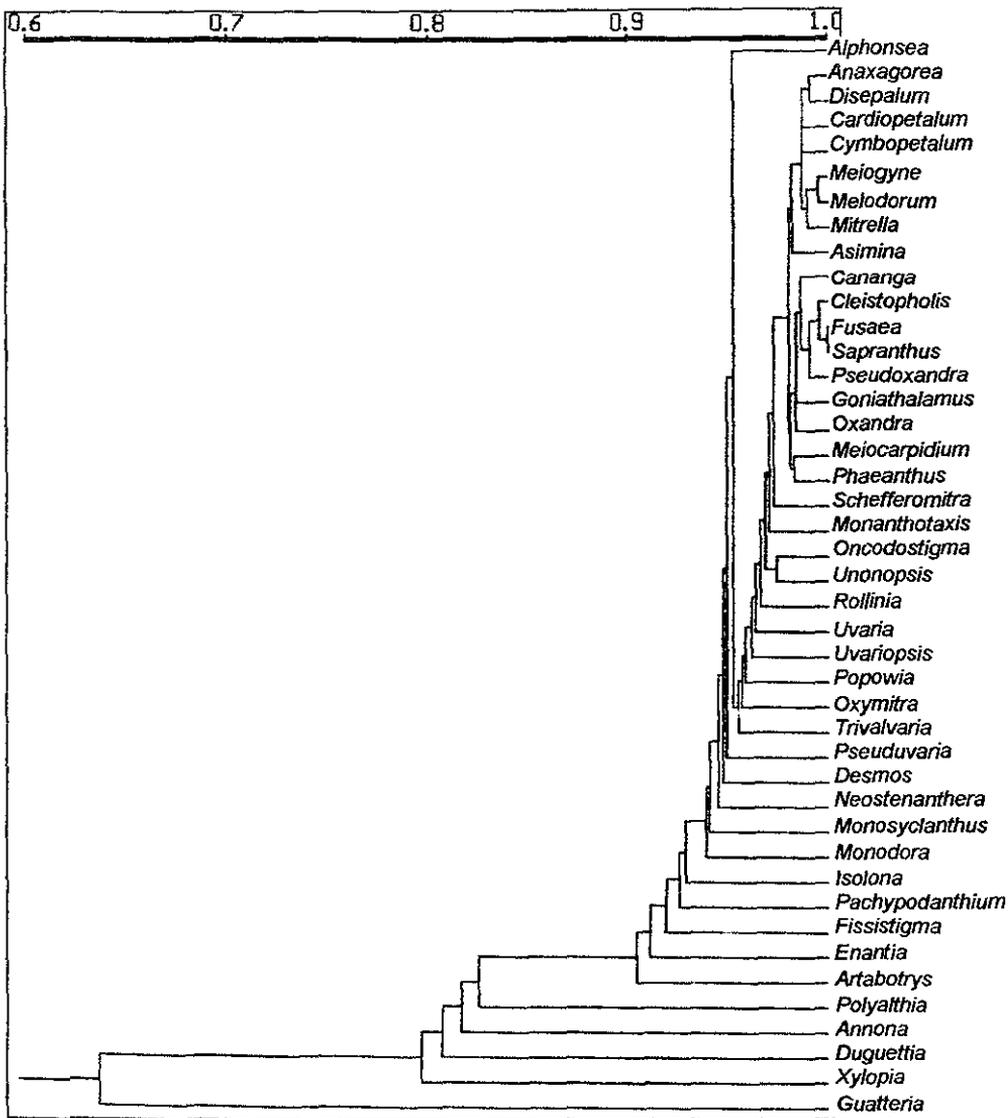


FIGURA 39 DENDOGRAMA DE ALCALOIDES APORFINICOS

Las géneros que quedan agrupados en los bloques mayores son los mismos, con excepción de *Unonopsis* y *Uvaria*, cuya ubicación cambia cuando se toma la totalidad de las moléculas.

Los subgrupos formados, en ambos casos, tampoco son los mismos. La diferencia básica cuando se consideran las relaciones obtenidas en el agrupamiento por moléculas (FIGURA 39), está dada por el amplio rango de patrones de oxo sustitución que pueden referirse a los C₁ y C₂; C₃ y C₇; C₄ y C₅ y a los patrones de oxigenación del anillo D que en Annonaceae puede no estar sustituido, estar monosustituido o disustituido. Estos patrones dan altos porcentajes de similitud entre los géneros considerados, pero sin agrupamientos claros.

Cuando se consideran los grupos aporfínicos (FIGURA 38), las relaciones entre los géneros son más evidentes.

El dendrograma muestra 27 posibilidades, con pocas agrupaciones: 5 géneros NOV (aporfinas, aporfinas 4,7-oxo sustituidas y tetrahidroprotoberberinas) todos asiáticos; 5 géneros UN (aporfinas y oxoaporfinas) de distribución en los tres continentes; 4 géneros NO (aporfinas y aporfinas 4,7-oxo sustituidas), todos americanos; 3 géneros U (oxoaporfinas), americanos y africanos; 2 géneros NUV (aporfinas, oxoaporfinas y tetrahidroprotoberberinas), asiáticos; 2 géneros W (fenantrenos) asiáticos y africanos; 2 géneros NORUVW (aporfinas, aporfinas 4,7-oxo sustituidas, dehidroaporfinas, oxoaporfinas, tetrahidroprotoberberinas y fenantrenos), en América y África.

Para comparar las afinidades químicas obtenidas del dendrograma, se seleccionaron únicamente los géneros que tienen una clasificación en el sistema de Fries (1959) y aquellos que tienen una posición en el análisis filogenético de Doyle y Le Thomas (1996).

Las agrupaciones químicas no corresponden a las de Fries (1959) (CUADRO 50), por lo que puede decirse que las aporfinas no pueden emplearse como caracteres taxonómicos bajo este sistema de clasificación.

CUADRO 50 AGRUPACION QUIMICA VS. CLASIFICACION FRIES (1959)

AGRUPACION DE APORFINAS	GENEROS ANALIZADOS	TRIBU	GRUPO DE FRIES
NOV	<i>Alphonsea</i>	Uvarieae	<i>Desmos</i>
	<i>Cananga</i>	Unoneae	<i>Polyalthia</i>
	<i>Desmos</i>	Unoneae	<i>Desmos</i>
	<i>Mitrella</i>	Unoneae	<i>Xylopia</i>
	<i>Melodorum</i>	Unoneae	<i>Xylopia</i>
NO	<i>Anaxagorea</i>	Unoneae	<i>Xylopia</i>
	<i>Asimina</i>	Uvarieae	<i>Asimina</i>
	<i>Cardiopetalum</i>	Unoneae	Trygininae
NORU	<i>Cymbopetalum</i>	Unoneae	Trygininae
	<i>Artabotrys</i>	Unoneae	<i>Artabotrys</i>
MNOU	<i>Isolona</i>	Tetramerantheae	Monodoroidaeae
O	<i>Pseudouvaria</i>	Unoneae	<i>Pseudouvaria</i>
NOTU	<i>Oncodostigma</i>	?	?
NOTUV	<i>Oxymitra</i>	?	?
NOSUW	<i>Popowia</i>	Unoneae	Orophea
LNOUW	<i>Enanthis</i>	Unoneae	<i>Artabotrys</i>
NOUW	<i>Unonopsis</i>	Unoneae	Unonopsis
	<i>Cleistopholis</i>	Uvarieae	<i>Asimina</i>
U	<i>Fusaea</i>	Uvarieae	<i>Duguetia</i>
	<i>Sapranthus</i>	Uvarieae	<i>Uvaria</i>
NU	<i>Gonothalamus</i>	Unoneae	Orophea
	<i>Neostenanthera</i>	Unoneae	<i>Artabotrys</i>
	<i>Oxandra</i>	Uvarieae	<i>Asimina</i>
	<i>Rollinia</i>	Unoneae	<i>Annona</i>
	<i>Trivalvaria</i>	Unoneae	Orophea
NTU	<i>Pseudoxandra</i>	Uvarieae	<i>Asimina</i>
UNV	<i>Mitrella</i>	Unoneae	<i>Xylopia</i>
NUW	<i>Schefferomitra</i>	Unoneae	Orophea
NTUW	<i>Fissistigma</i>	?	?
N	<i>Monocyclanthus</i>	Unoneae	<i>Monanthataxis</i>
NV	<i>Disepalum</i>	Unoneae	<i>Artabotrys</i>
MN	<i>Monanthataxis</i>	Unoneae	<i>Monanthataxis</i>
OTU	<i>Uvaria</i>	Uvarieae	<i>Uvaria</i>
W	<i>Pachypodium</i>	Uvarieae	<i>Duguetia</i>
	<i>Meiocarpidium</i>	?	?
VW	<i>Phaseanthus</i>	Unoneae	<i>Desmos</i>
NORUVW	<i>Uvariopsis</i>	Unoneae	<i>Monanthataxis</i>
	<i>Duguetia</i>	?	<i>Duguetia</i>
LMNOTUVW	<i>Polyalthia</i>	Unoneae	<i>Polyalthia</i>
	<i>Annona</i>	Unoneae	<i>Annona</i>
LMNUW	<i>Monodora</i>	-	Monodoroidaeae
LMNRUV	<i>Xylopia</i>	Unoneae	<i>Xylopia</i>
NOPQRTUW	<i>Guatteria</i>	Uvarieae	<i>Guatteria</i>

Desde el punto de vista filogenético, Doyle y Le Thomas (1996) agrupan a las especies en ocho clados, cuatro de ellos como inaperturados: Annonoides, Xylopioides, Pseudosincarpos y Uvarioides y los demás como Ambavioides, Malmeoides, Piptostigmoides y Miliusoides; aunque señalan un alto nivel de homoplasia e inestabilidad de las relaciones entre los grupos, puntualizan que los clados mayores son relativamente estables.

La agrupación química obtenida (CUADRO 51) no corresponde a la agrupación filogenética de estos autores, ni siquiera tomando las agrupaciones mayores; por lo

que los alcaloides aporfínicos, agrupados o no, tampoco reflejan las tendencias filogenéticas de los géneros.

CUADRO 51 AGRUPACION QUIMICA VS AGRUPACION FILOGENETICA DE DOYLE Y LE THOMAS (1996)

	Ambavioides	Malmeoides	Piptostigmoides	Miliusoides	Inaperturados			
					Uvarioides	Pseudo-sincarpos	Xylopioides	Annonoides
<i>Cleistopholis</i>	U							
<i>Anaxagorea</i>	NO							
<i>Unonopsis</i>		NQUW						
<i>Polyalthia col</i>		NORJWW						
<i>Guaetena</i>		NOPQRTJW						
<i>Pseudoxandra</i>		NTU						
<i>Sepranthus</i>			U					
<i>Polyalthia dis</i>				NORJWW				
<i>Monanthotaxis</i>					NV			
<i>Uvaria</i>					MN			
<i>Fusaea</i>						U		
<i>Dugueta</i>						NORJWW		
<i>Pachypodanthium</i>						OTU		
<i>Caranga</i>							NOV	
<i>Xylopia</i>							LMNRUV	
<i>Isolona</i>								MNOV
<i>Monodora</i>								LMNUW
<i>Uvanopsis</i>								VW
<i>Artabotrys</i>								NORU
<i>Annona</i>								LMNOTJWW
<i>Asimna</i>								NO
<i>Cymbopetalum</i>								NO

Grupos de Doyle y Le Thomas
 Grupos mayoritarios 1 2 3
 Grupos minoritarios LETRAS

Se advierte que las aporfinas *sensu stricto*, oxoaporfinas y aporfinas 4,7-oxo sustituidas están presentes desde los Ambavioides, considerados como grupo basal en la familia.

Estos alcaloides también están en las Magnoliaceae, lo que sugiere, si se atiende a Cronquist (1981), que el origen de estas rutas es incluso anterior a las Annonaceae. Al parecer, con excepción de las dehidroaporfinas, la diversificación a los demás grupos se da dentro de la familia Annonaceae.

Si se compara la distribución de los géneros con las agrupaciones obtenidas, la mayor diversidad de combinaciones se encuentra en Asia y Africa (14 agrupaciones en cada continente), mientras que solo 8 existen en América (CUADRO

CUADRO 52 DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE LAS AGRUPACIONES QUIMICAS

ALCALOIDES	AMERICA	ASIA	AFRICA	No DE GENEROS
NOV		X		5
NO	X			4
NORU		X	X	1
MNOU			X	1
O		X		1
NOTU		X		1
NOTUV		X		1
NOSUW		X		1
LNOUW			X	1
NOUW	X			1
U	X		X	3
NU	X	X	X	5
NTU		X		1
NUV		X		2
NUW		X		1
LMNUW			X	1
N		X		1
NV			X	1
MN		X	X	1
OTU			X	1
W		X	X	2
VW			X	1
NORUVW	X		X	2
LMNOTUVW	X			1
LMNUW			X	1
LMNRUV	X	X	X	1
NOPQRTUW	X			1

No obstante, en América se presenta una mayor diversidad química, si bien, en realidad, referidas a pocos géneros: *Duguetia* (Pseudosincarpos), *Polyalthia* y *Guatteria* (Malmeoides), *Annona*, *Monodora* (Annonoides), *Xylopi*a (Xylopioides) (CUADRO 53).

CUADRO 53 DISTRIBUCION GEOGRAFICA Y DIVERSIDAD QUIMICA EN GENEROS DE ANNONACEAE

ALCALOIDES	AMERICA	ASIA	AFRICA	GENEROS
NOV		X		<i>Alphonsea</i> <i>Cananga</i> <i>Desmopsis</i> <i>Mitrella</i> <i>Melodorum</i>
NO	X			<i>Anaxagorea</i> <i>Asimina</i> <i>Cardiopetalum</i> <i>Cymbopetalum</i>
NORU		X	X	<i>Artabotrys</i>
MNOU			X	<i>Isolona</i>
O		X		<i>Pseudouvaria</i>
NOTU		X		<i>Oncodostigma</i>
NOTUV		X		<i>Oxymitra</i>
NOSUW		X		<i>Popowia</i>
LNOUW			X	<i>Eranthia</i>
NOUW	X			<i>Unonopsis</i> <i>Cleistopholis</i>
U	X		X	<i>Fusarium</i> <i>Sapranthus</i> <i>Goniothalamus</i>
NU	X	X	X	<i>Neontheclasteta</i> <i>Oxandra</i> <i>Rollnea</i> <i>Trivalvaria</i>
NTU		X		<i>Pseudoxandra</i>
NUV		X		<i>Mitrella</i> <i>Schefferomitra</i>
NUW		X		<i>Fissisigma</i>
NTUW			X	<i>Monocyclanthus</i>
N		X		<i>Disepalum</i>
NV			X	<i>Monanthes</i>
MN		X	X	<i>Uvaria</i>
OTU			X	<i>Pachipodianthum</i>
W		X	X	<i>Meiocarpidium</i> <i>Phacanthus</i>
VW			X	<i>Uvariopsis</i>
NORUVW	X		X	<i>Duguetia</i> <i>Polyalthia</i>
LMNÖTUVW	X			<i>Arrona</i>
LMNUW			X	<i>Monodora</i>
LMNRUV	X	X	X	<i>Xylopia</i>
NOPQRTUW	X			<i>Guatteria</i>

Semejantes resultados se obtienen cuando se considera cada grupo por separado (CUADRO 54); en América está la mayor diversidad, en los grupos 7,7-dimetil aporfinas y 7 hidroxí-7-metil aporfinas, doble sustitución en el C7 que sólo se da en géneros americanos, y dentro de éstos únicamente en los géneros *Guatteria* y *Duguetia*, cuyas posiciones evolutivas están bastante alejadas: para *Guatteria* el grupo Malmeoides y para *Duguetia* el grupo Pseudosincarpus. Esto sugiere que las rutas que llevan a la doble sustitución pueden tener diversos orígenes. Si eliminamos

estas aporfinas o estos géneros, la distribución del metabolismo de estos grupos es universal.

CUADRO 54 TIPOS DE APORFINAS Y SU DISTRIBUCION GEOGRAFICA

ALCALOIDES	AMERICA	ASIA	AFRICA
BENCILTETRAHIDROISOQUINOLINICOS (L)	X	X	X
PROAPORFINAS (M)	X	X	X
APORFINAS (N)	X	X	X
APORFINAS 4,7-OXO SUSTITUIDAS (O)	X	X	X
7, 7-DIMETIL APORFINAS (P)	X	-	-
7-HIDROXI-7-METIL APORFINAS (Q)	X	-	-
DEHIDROAPORFINAS (R)	X	X	X
APORFINAS 4-OXO SUSTITUIDAS (S)	-	X	-
4, 5-DIOXOAPORFINAS (T)	X	X	X
OXOAPORFINAS (U)	X	X	X
TETRAHIDROPROTOBERBERINA (V)	X	X	X
FENANTRENO (W)	X	X	X

Tres son las moléculas de mayor distribución entre los géneros: la oxoaporfina liriodenina (67%) y dentro de las aporfinas *sensu stricto*, la anonaína (53%) y la asimilobina (47%) (CUADRO 55).

La liriodenina es producto de oxidación de la anonaína; esta última y la asimilobina solo difieren en los sustituyentes del C₁ y C₂.

CUADRO 55 APORFINAS DE MAYOR DISTRIBUCION

ALCALOIDES	AMERICA	ASIA	AFRICA	GENEROS	APORFINA
BENCILTETRAHIDROISOQUINOLINICOS (L)	X	X	X	2	Reticulina
PROAPORFINAS (M)	X	X	X	3	Pronuciferina
APORFINAS (N)	X	X	X	23 (41 especies)	Anonaína
APORFINAS 4,7-OXO SUSTITUIDAS (O)	X	X	X	20 (30 especies)	Asimilobina
7, 7-DIMETIL APORFINAS (P)	X	-	-	12	Norushinsunina
7-HIDROXI-7-METIL APORFINAS (Q)	X	-	-	1	3 moléculas
DEHIDROAPORFINAS (R)	X	X	X	1	2 moléculas
APORFINAS 4-OXO SUSTITUIDAS (S)	-	X	-	2	Duguespidina
4, 5-DIOXOAPORFINAS (T)	X	X	X	1	1 molécula
OXOAPORFINAS (U)	X	X	X	2	2 moléculas
TETRAHIDROPROTOBERBERINA (V)	X	X	X	29 (66 especies)	Liriodenina
FENANTRENO (W)	X	X	X	2	3 moléculas
				9	Argentina

No hay todavía, una explicación de su importancia para las plantas, aunque como se señala más adelante se produzcan en etapas muy tempranas del desarrollo.

LAS TRES ESPECIES ESTUDIADAS

Con la finalidad de contribuir al conocimiento químico del género *Annona*, se realizó un estudio en tres especies, de los metabolitos más frecuentes en la familia. Se atendió la determinación en semillas de aceites y aceites esenciales, la búsqueda de alcaloides en toda la planta y el aislamiento de acetogeninas. También se realizó un seguimiento de alcaloides durante la germinación.

Las especies estudiadas se distribuyen en el estado de Chiapas en zonas de los 900 m.s.n.m. o menores. Son árboles que dependiendo de las condiciones de humedad, pueden o no ser caducifolios; la época de floración dura de dos a tres meses y se tiene una abundante fructificación durante poco más de un mes.

Existe una relación entre el periodo de fructificación y la latencia. Las especies que fructifican en época de secas (*Annona diversifolia* y *A. purpurea*) aguardan el tiempo de lluvias para germinar; en cambio, *A. lutescens* cuya fructificación es previa a la época de lluvias no presenta latencia (González y col. (1997); Moreno (1999) y Hernández y col. (1999); esta relación también se observa en la estructura de la semillas: *A. diversifolia* presenta una testa gruesa y cerosa, la de *A. lutescens* es delgada y cerosa y la de *A. purpurea* es leñosa y gruesa.

Las condiciones de temperatura y humedad afectan la cantidad, pero no el tipo de alcaloides detectados (Abraján, 1999).

Estas especies presentan proporciones altas de alcaloides, aceites Pérez Amador y col. (1997) y acetogeninas (De la Cruz, 2001 y Abraján, 2001).

Un sondeo de las especies señala, la presencia de alcaloides y terpenos-esteroides en raíces, tallos y hojas; son más abundantes los alcaloides en raíces y los terpenos-esteroides en hojas; la distribución de los flavonoides es evidente en hojas y los glicósidos son muy claros en *A. lutescens* (RESULTADOS. CUADROS 8, 9, 10, 11).

ALCALOIDES

Un punto de partida fue conocer la variación que se presenta entre los individuos de una misma población y si su presencia es significativa; para tal efecto se eligieron los alcaloides y cinco individuos de cada especie (GRAFICAS 1-9).

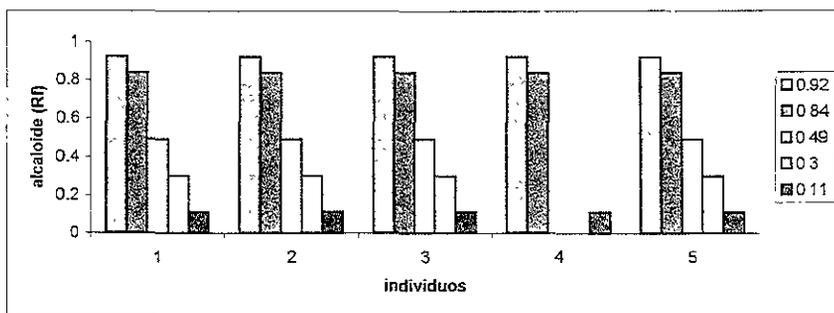
De hecho, se detectan alcaloides en las tres especies analizadas, y con excepción de las semillas, en las que se detecta sólo un alcaloide, se distribuyen en toda la planta; los porcentajes de similitud entre individuos indican una variación en el número y distribución de los alcaloides según la especie y el órgano analizado (CUADRO 56).

CUADRO 56 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN TRES ESPECIES DE *Annona*

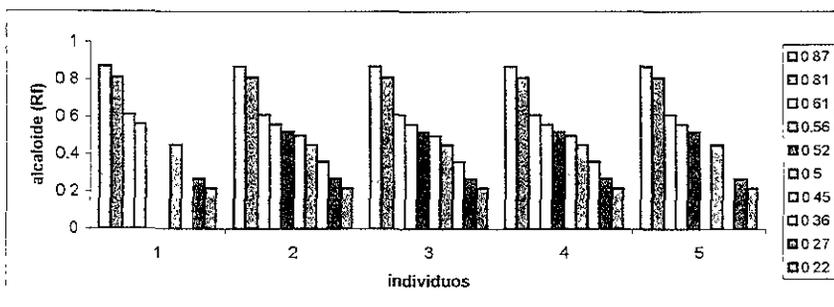
Organo	Alcaloides totales	Alcaloides constantes	Similitud entre los individuos (%)
<i>Annona diversifolia</i>			
raíz	10	7	70
tallo	11	11	100
hoja	9	4	44.4
<i>Annona purpurea</i>			
raíz	5	3	60
tallo	11	11	100
hoja	9	9	100
<i>Annona lutescens</i>			
raíz	5	3	60
tallo	5	5	100
hoja	4	2	50

Entre los individuos de una misma especie, parte de los alcaloides están siempre presentes, aunque otros pueden o no detectarse, por ejemplo en las raíces de los individuos de *A. diversifolia* hay siete alcaloides que siempre aparecen, aunque no siempre con la misma intensidad. Este hecho se observa también en las otras especies y órganos (GRAFICAS 1, 2 y 3). Las razones de esto pueden ser múltiples y quizá tengan que ver con la vida media de estos compuestos.

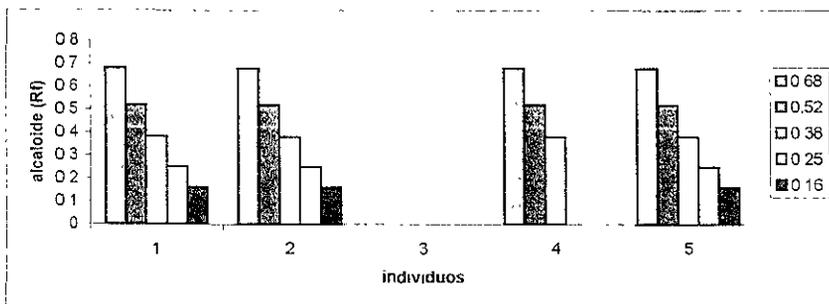
La variación en raíces no supera el 30 % en *A. diversifolia* y el 40 % en las otras dos especies.



GRAFICA 1 COMPARACION DE ALCALOIDES EN RAICES DE *Annona lutescens*

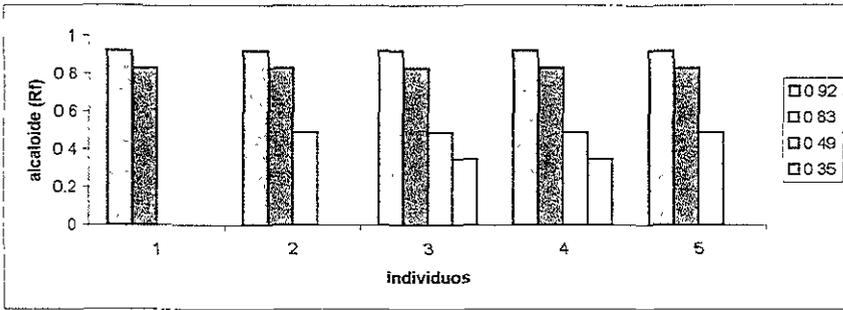


GRAFICA 2 COMPARACION DE ALCALOIDES EN RAICES DE *Annona diversifolia*

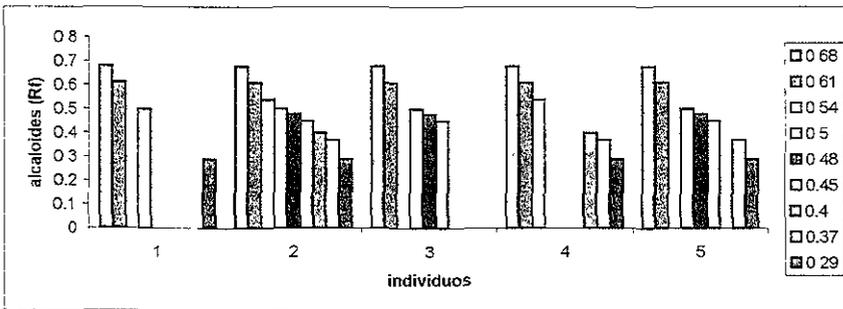


GRAFICA 3 COMPARACION DE ALCALOIDES EN RAICES DE *Annona purpurea*

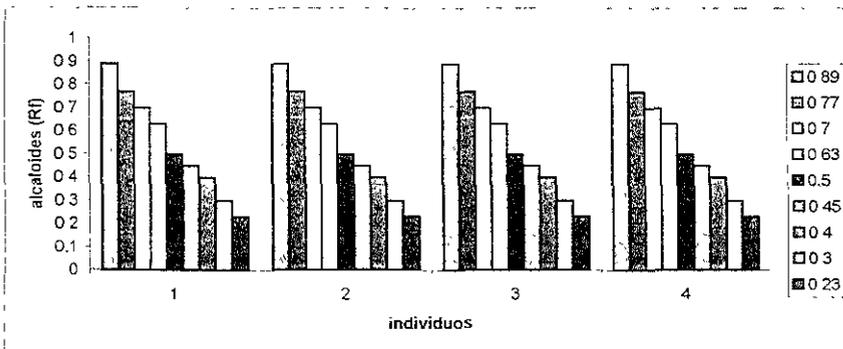
En las hojas de *A. lutescens* y *A. diversifolia* se registran los mayores cambios en el contenido de alcaloides (50 % y 44.4 % respectivamente), mientras que en *A. purpurea* no se observan (GRAFICAS 4 y 6).



GRAFICA 4 COMPARACION DE ALCALOIDES EN HOJAS DE *Annona lutescens*

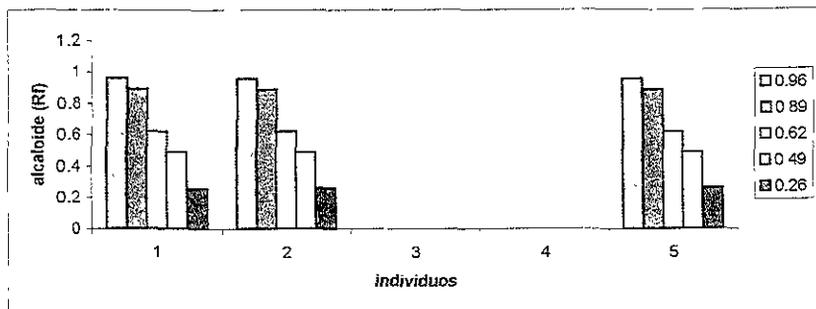


GRAFICA 5 COMPARACION DE ALCALOIDES EN HOJAS DE *Annona diversifolia*

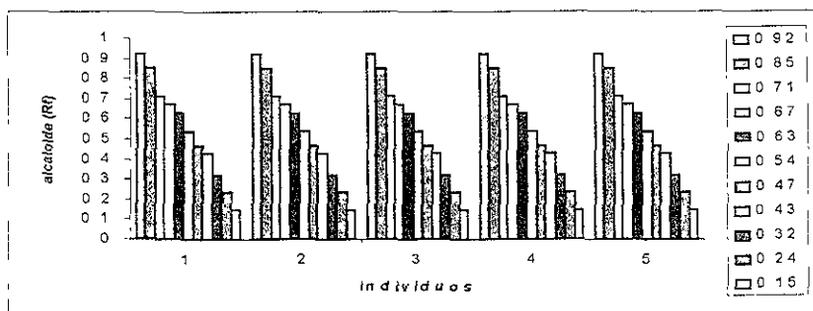


GRAFICA 6 COMPARACION DE ALCALOIDES EN HOJAS DE *Annona purpurea*

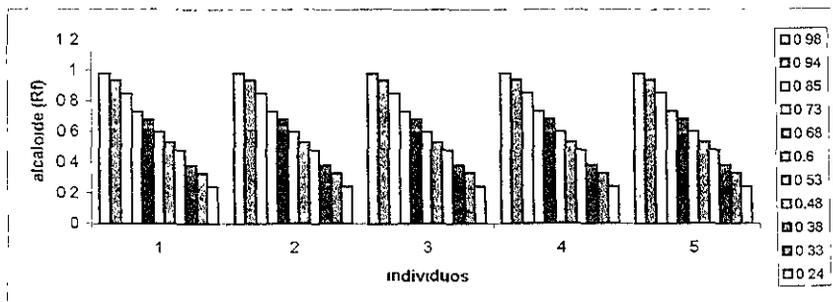
En la corteza del tallo, no hay variación de alcaloides en ninguna de las especies (GRAFICAS 7, 8 y 9).



GRAFICA 7 COMPARACION DE ALCALOIDES EN TALLOS DE *Annona lutescens*



GRAFICA 8 COMPARACION DE ALCALOIDES EN TALLOS DE *Annona diversifolia*



GRAFICA 9 COMPARACION DE ALCALOIDES EN TALLOS DE *Annona purpurea*

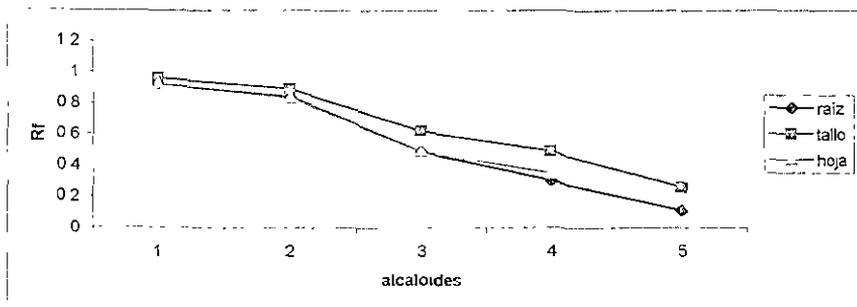
Si se considera el total de alcaloides entre los individuos, es evidente una pequeña variación dada por pocos alcaloides, que representan el 30 % en *A. lutescens*, el 29 % en *A. diversifolia* y el 13 % en *A. purpurea*; lo que puede deberse

a diversos factores, entre ellos, la vida media de los compuestos, la magnitud de las tasas de interconversión, o los factores del medio.

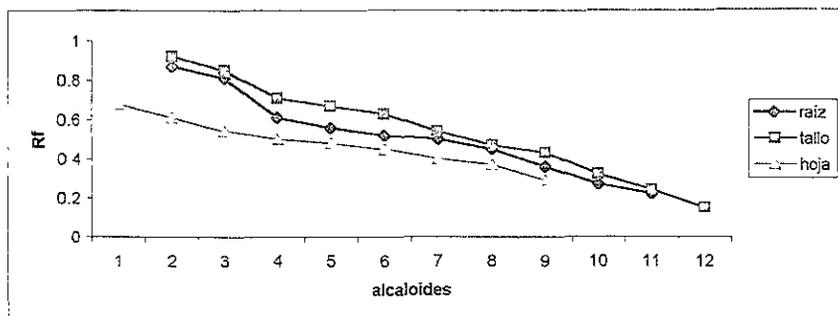
Si se consideran los alcaloides constantes entre los individuos, se puede sugerir que ciertas rutas biosintéticas o de transformación enzimática están favorecidas. Un ejemplo de ello es la incuestionable presencia de liriodenina en *A. diversifolia* y *A. lutescens* y de la oxopurpureína en *A. purpurea*.

En los órganos y tejidos las plantas, los alcaloides, tanto si se considera el total de alcaloides o únicamente los alcaloides constantes, siempre son más abundantes en los tallos, tal vez porque se estén transportando de manera constante (GRAFICAS 10, 11 y 12).

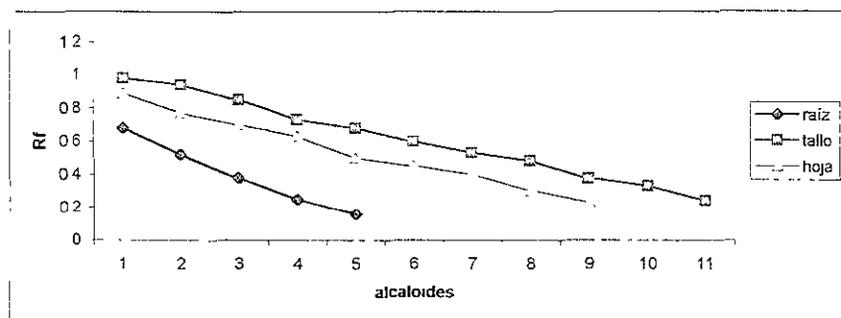
En *A. diversifolia* y *A. lutescens* se encuentran en mayor número en raíces y tallos, mientras que en *A. purpurea* en los tallos y las hojas, (GRAFICAS 1, 2 Y 3), lo que no permite establecer ningún patrón de distribución entre las especies. Desde luego que estos datos deben tomarse con precaución, ya que la técnica empleada no detecta con un 100 % de seguridad si compuestos con Rf semejantes son los mismos o no.



GRAFICA 10 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN *Annona lutescens*



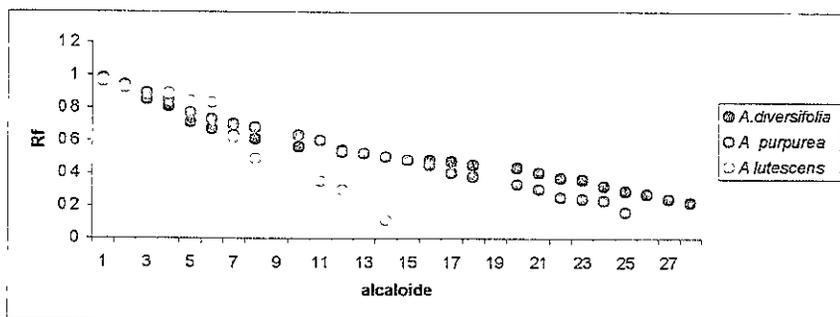
GRAFICA 11 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN *Annona diversifolia*



GRAFICA 12 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN *Annona purpurea*

Estos datos señalan una distribución irregular en la planta y la necesidad de estudiar los factores fisiológicos, ecológicos o genéticos que influyen en su biosíntesis y distribución. De manera adicional indican los órganos factibles de emplearse para la obtención de metabolitos.

Las especies más parecidas, tanto en el número total de alcaloides como en aquellos que son semejantes, son *Annona diversifolia* y *A. purpurea* (GRAFICA 13), especies que se parecen entre sí por fructificar en una misma época, por tener semillas grandes con cubiertas duras y por presentar latencia.



GRAFICA 13 PERFILES DE ALCALOIDES DE TRES ESPECIES DE *Annona*

El parecido señalado no corresponde a su ubicación taxonómica en las secciones de Fries (1937) ya que *A. diversifolia* y *A. lutescens* están en secciones más cercanas (llama y Atta respectivamente).

Finalmente, no se puede saber a qué se debe la variación entre las especies, pero es factible que influya la ausencia de enzimas requeridas para sintetizar un compuesto en particular.

ACIDOS GRASOS

Las semillas de anonas contienen cantidades importantes de lípidos en el endospermo; cuya importancia como fuentes de aceites comerciales o como precursores de las acetogeninas, no se ha valorado con detalle. Esto se nota en los pocos estudios sobre la constitución química de los aceites, entre las investigaciones están las realizadas sobre los géneros *Annona*, *Asimina*, *Denettia* y *Xylopia* (Hegnauer, 1966; Awan y col., 1980; Leboeuf y col., 1982 y Pérez Amador y col., 1997).

En seguida se señala la composición y variación de los ácidos grasos y triglicéridos en *Annona diversifolia*, *A. purpurea* y *A. lutescens*.

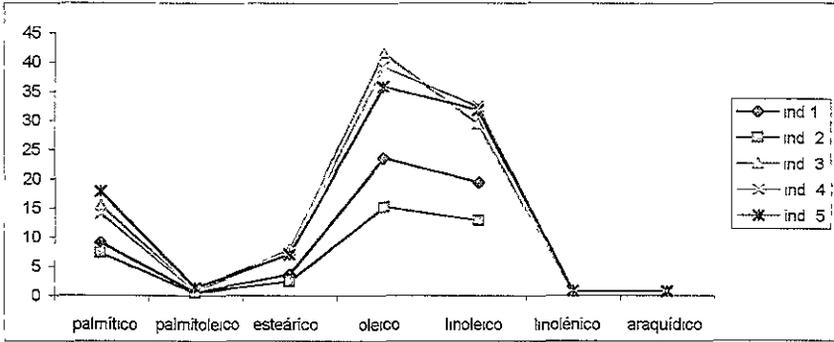
Todas las especies contienen los ácidos palmítico, palmitoleico, esteárico, oleico, linoleico, linolénico, ácido láurico, mirístico y araquídico (CUADRO 57).

Los ácidos palmítico, esteárico, oleico y linoleico son los más abundantes; la cantidad de ácido oleico es considerablemente alta, un elemento característico de semillas tropicales.

CUADRO 57 ACIDOS GRASOS AISLADOS DE TRES ESPECIES DE *Annona*

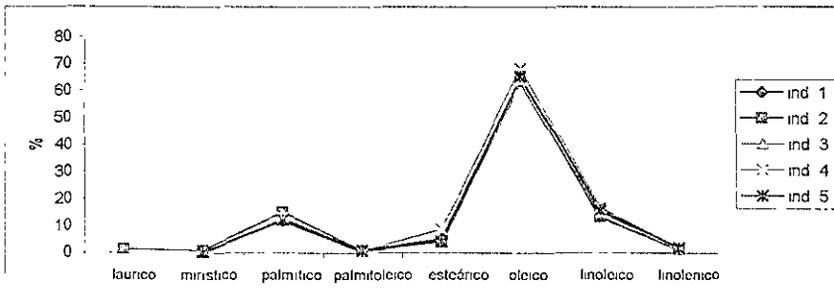
Acido graso	Símbolo	<i>A. lutescens</i>	<i>A. diversifolia</i>	<i>A. purpurea</i>
Láurico	12:0	-	1.31	-
Mirístico	14:0	-	0.27	0.13
Palmítico	16:0	13	13.1	25.6
Palmitoleico	16:1 ^{Δ9}	0.8	0.5	1.21
Esteárico	18:0	5.6	5.1	3.6
Oleico	18:1 ^{Δ9}	31	65.1	42.3
Linoleico	18:2 ^{Δ9,12}	25.1	15.3	25.5
Linolénico	18:3 ^{Δ9,12,15}	0.72	1.2	1.2
Araquídico	20:0	0.7	-	0.61

La mayor variación entre los individuos se da en *Annona lutescens* y, con excepción del ácido láurico y mirístico, todos los demás ácidos grasos están presentes (GRAFICA 14)



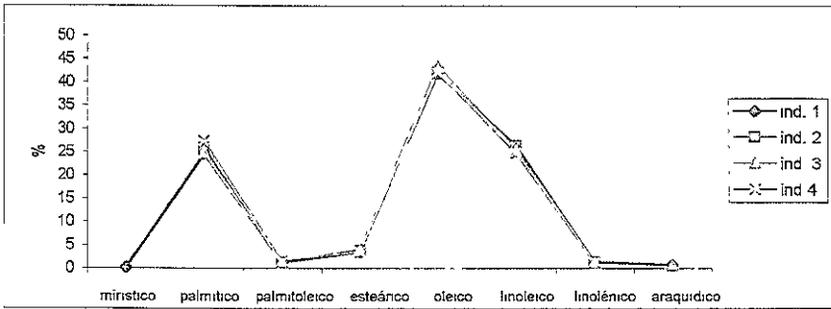
GRAFICA 14 DISTRIBUCION DE ACEITES EN *Annona lutescens*

En *A. diversifolia* se hallan todos los ácidos grasos del género, salvo el araquídico. Destaca el ácido láurico, aunque sólo se detectó en un individuo y si este dato se excluye, los cambios en el contenido de ácidos grasos entre los individuos son mínimos. Es la especie con mayores proporciones de ácido oleico (65.1%) y de ácidos insaturados (GRAFICA 15).



GRAFICA 15 DISTRIBUCIÓN DE ACEITES EN *Annona diversifolia*

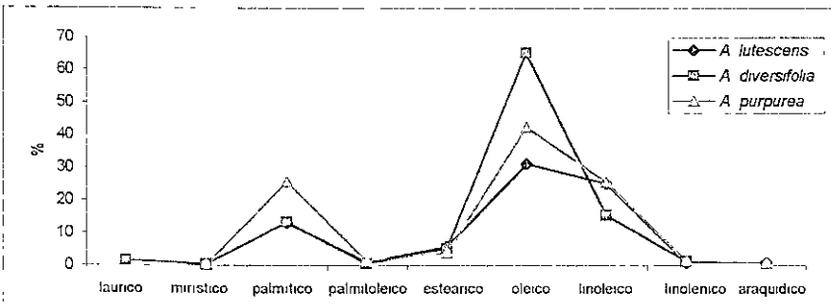
En *A. purpurea*, también se encuentran todos los ácidos, con excepción del láurico; la variación entre los individuos es mínima. Es la especie en que el ácido palmítico y los ácidos saturados están más representados (GRAFICA 16).



GRAFICA 16 DISTRIBUCIÓN DE ACEITES EN *Annona purpurea*

La proporción de los ácidos grasos es diversa entre los individuos y entre las especies (GRAFICA 14, 15, 16 y 17).

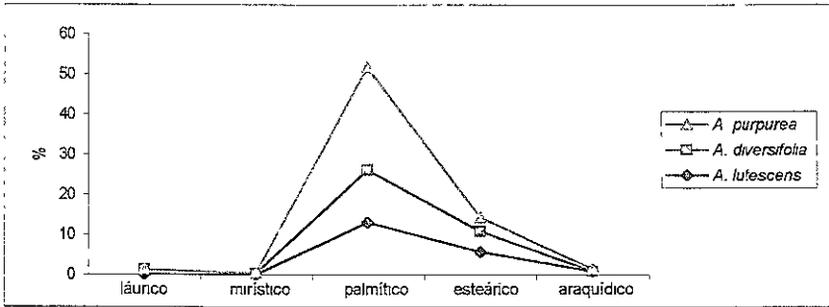
La mayor variación se da en los ácidos grasos saturados, entre ellos, los más mutables son el láurico y el mirístico de pocos átomos de carbono (12 y 14 respectivamente), además del araquídico de 20 átomos de carbono, cuya presencia en las plantas es menor (GRAFICAS 18 y 19).



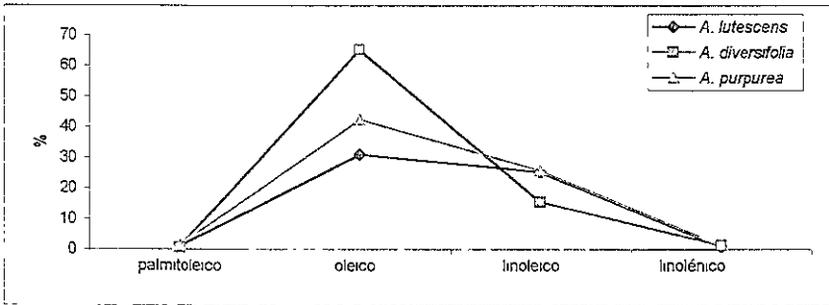
GRAFICA 17 ACEITES DE TRES ESPECIES DE *Annona*

La comparación entre las especies no es fácil debido a que son muy similares en cuanto a su composición (GRAFICA 17); no obstante, se observa un mayor parecido entre *A. purpurea* y *A. lutescens*.

Esa semejanza la marcan principalmente los ácidos grasos insaturados (GRAFICAS 18 y 19).

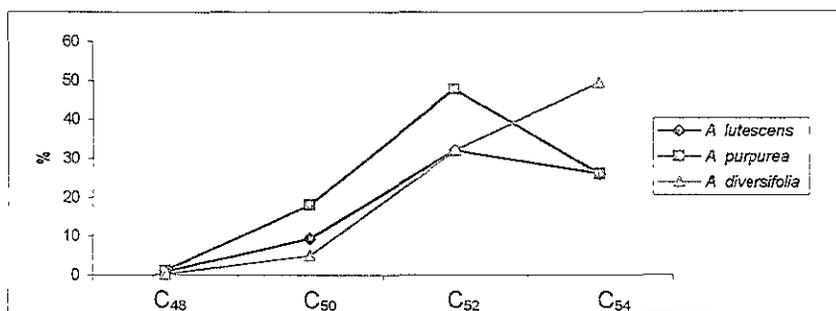


GRAFICA 18 ACIDOS GRASOS SATURADOS EN TRES ESPECIES DE *Annona*



GRAFICA 19 ACIDOS GRASOS INSATURADOS EN TRES ESPECIES DE *Annona*

Se determinaron 4 tipos de triglicéridos: uno formado por esterificación del glicerol con tres ácidos grasos de 16 C (C_{48}), otro constituido por dos ácidos de 16 C y uno de 18 C (C_{50}), un tercer éster formado por un ácido de 16 C y otros dos de 18 C (C_{54}) y un éster con 3 ácidos de 18 C (C_{54}). Los perfiles obtenidos de la cromatografía de gases muestran una relación más cercana entre *A. purpurea* y *A. lutescens*, similar a la obtenida con los ácidos grasos (GRAFICA 20).



GRAFICA 20 TRIGLICERIDOS EN TRES ESPECIES DE *Annona*

El parecido de las especies en cuanto a la composición y proporción de ácidos grasos no guarda una buena correlación con el parecido en función de los alcaloides. Las especies más semejantes son *Annona lutescens* y *A. purpurea*, las cuales fructifican en periodos distintos, bajo condiciones de temperatura también distintas. Su respectiva fisiología de la germinación es diferente: la primera de ellas no requiere un periodo de latencia, mientras que la segunda sí. Sin que esto tenga un significado evidente, desde el punto de vista botánico están en secciones más cercanas

ACEITES ESENCIALES

En los endospermos de *Annona diversifolia* y *A. purpurea*, los aceites identificados fueron los siguientes: α pineno, canfeno, β pineno, limoneno, acetato de bencilo, linalol, acetato de linalilo, cariofileno, cedreno, terpineol, acetato de geranilo, citronenal, cuminaldehído, eugenol, alcohol bencílico, metil eugenol, β felandreno, eucaliptol, mentol, isoborneol, mirceno y geraniol (CUADRO 58)

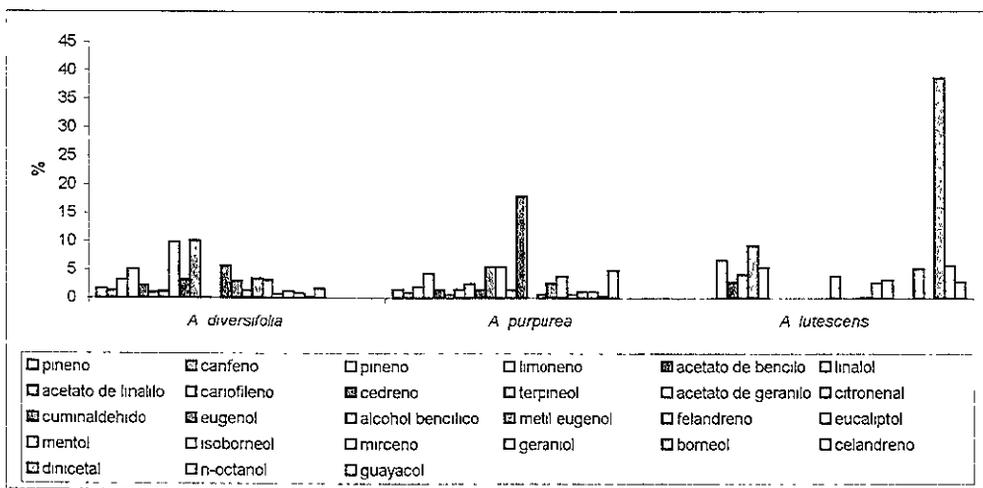
CUADRO 58 COMPOSICION PORCENTUAL DE ACEITES ESENCIALES EN TRES ESPECIES DE *Annona*

Compuesto	<i>A. diversifolia</i>	<i>A. purpurea</i>	<i>A. lutescens</i>
α pineno	1.69	1.52	2.77
Canfeno	1.30	1.00	-
β pineno	3.20	1.91	0.04
Limoneno	5.07	4.31	6.68
Acetato de bencilo	2.28	1.45	2.81
Linalol	0.92	0.49	4.15
Acetato de linalilo	1.16	1.52	9.21
Cariofileno	9.81	2.53	5.35
Cedreno	3.24	1.51	-
Terpineol	10.04	5.50	-
Acetato de geranilo	0.08	5.48	-
Citronenal	0.013	1.42	-
Cuminaldehído	5.62	17.89	-
Eugenol	2.97	0.02	-
Alcohol bencílico	1.27	0.59	3.87
Metil eugenol	3.39	2.64	-
β felandreno	3.13	3.81	-
Eucaliptol	0.60	0.51	0.057
Mentol	1.15	1.04	2.68
Isoborneol	0.79	1.04	3.21
Mirceno	0.23	0.28	-
Geraniol	1.70	4.81	-
Borneol	-	-	5.13
α celandreno	-	-	0.015
Dinictal	-	-	38.63
n-octanol	-	-	5.67

La composición es muy semejante en las dos especies, pero con proporciones variables, mientras que en *A. diversifolia* los constituyentes mayoritarios son el terpineol (10.04%), cariofileno (9.81%), cuminaldehído (5.62

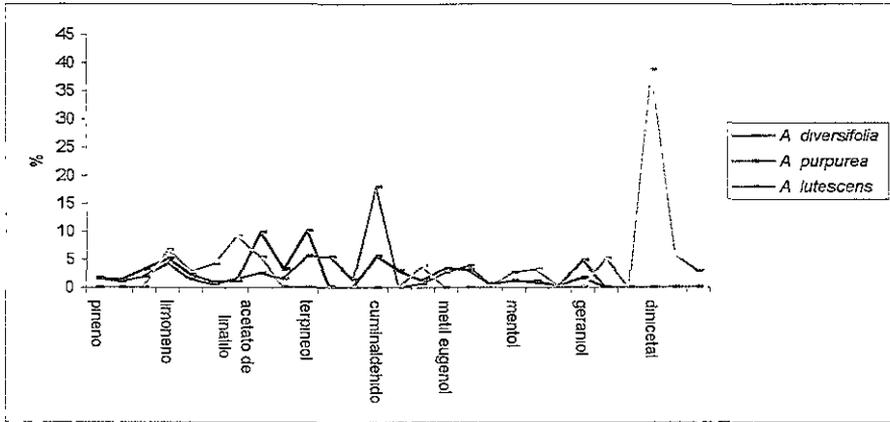
%) y limoneno (5.07%); en *A. purpurea* son cuminaldehído (17.89 %), terpineol (5.50 %) y limoneno (4.31 %) (GRAFICA 21).

En *Annona lutescens* se identificaron 15 aceites esenciales, cuatro de ellos no se encontraron en las otras especies, borneol, α celandreno, dinicetal y n-octanol; los de mayor proporción son: dinicetal (30.63 %), acetato de linalilo (9.21 %), limoneno (6.68 %), n-octanol (5.67 %), cariofileno (5.35 %) y borneol (5.13 %). Es la especie que guarda menos parecido con las otras dos, se asemeja solo en 11 de los 22 aceites (GRAFICA 21)



GRAFICA 21 ACEITES ESENCIALES DE TRES ESPECIES DE *Annona*

Al igual que con los alcaloides, *Annona diversifolia* y *A. purpurea* muestran perfiles mas cercanos (GRAFICA 22) que corresponden también, a su parecido fisiológico y a su época de fructificación.



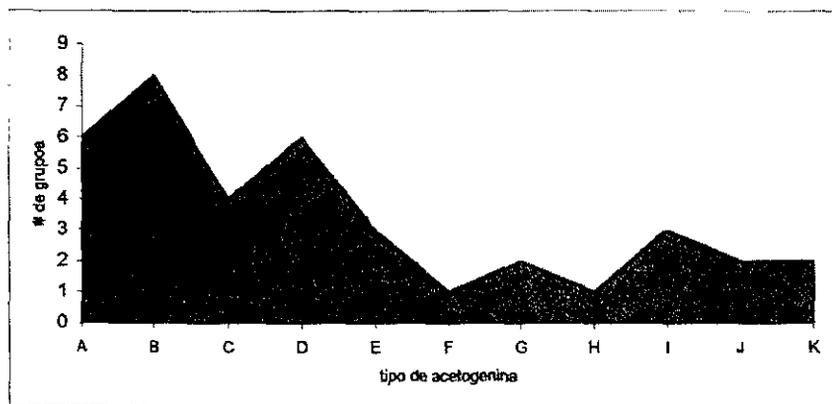
GRAFICA 22 COMPARACIÓN DE ACEITES ESENCIALES EN TRES ESPECIES DE *Annona*

ACETOGENINAS

Las acetogeninas, características de plantas de la familia Annonaceae, son abundantes y diversas; se encuentran en todos los órganos y su búsqueda se realiza básicamente por sus propiedades antitumorales; hasta el momento se han analizado 8 géneros y 44 especies (ANEXO 5)

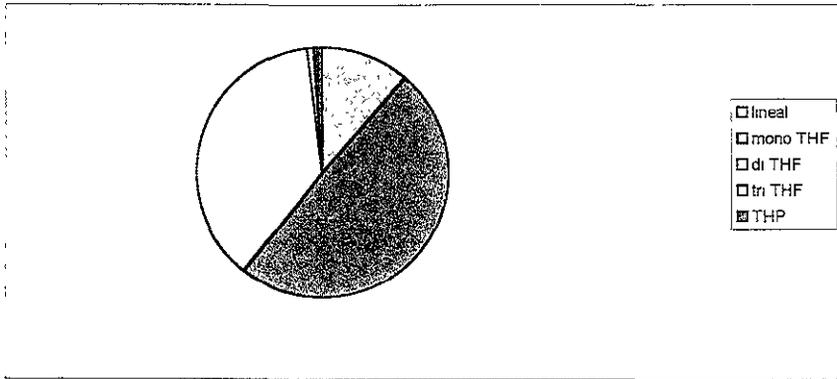
Desde el punto de vista químico, los autores las clasifican en 10 grupos según la presencia y el número de anillos tetrahidrofuránicos (THF); por la posibilidad de que sean adyacentes o no y según la posición de éstos.

Los tipos más frecuentemente encontrados en las especies reportadas en la literatura son las mono THF, di THF adyacentes 1, y las lineales (GRAFICA 23).



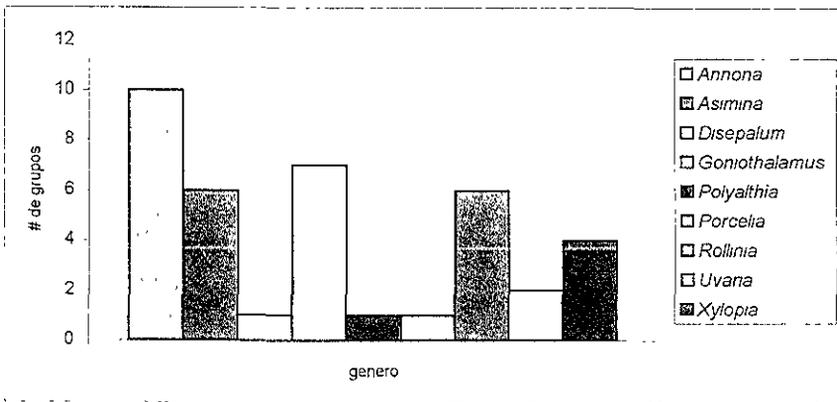
GRAFICA 23 DISTRIBUCION DE ACETOGENINAS EN LA FAMILIA ANNONACEAE

Si se reduce la clasificación a la presencia y número de anillos THF, las más frecuentes son aquellas que tienen un solo grupo THF (GRAFICA 24).



GRAFICA 24 TIPOS DE ACETOGENINAS DE LA FAMILIA ANNONACEAE

De los nueve géneros reportados, *Annona* es el que presenta la mayor diversidad de acetogeninas aisladas (10 grupos), pero también ha sido el género más estudiado (GRAFICA 25).



GRAFICA 25 DIVERSIDAD DE ACETOGENINAS EN GENEROS DE LA FAMILIA ANNONACEAE

Los diferentes tipos de estructuras descubiertas confirman la diversificación de rutas biosintéticas; las cuales, como en los alcaloides, están presentes en esta familia.

Pareciera ser que también el metabolismo secundario referido a estas moléculas estuviese favorecido en la naturaleza al alcanzar niveles de especialización y diversificación muy altos en esta familia.

Poco se sabe de la biosíntesis, pero se infiere que derivan de precursores de tres átomos de carbono y un ácido graso; esto sugiere una relación entre el alto contenido de aceites en las semillas y la elaboración de acetogeninas.

En una misma planta hay acetogeninas de diferentes niveles de biosíntesis (ANEXO 5).

De las especies analizadas en este trabajo se obtuvieron más de 20 probables acetogeninas, si bien de rendimientos bajos para la determinación total de estructuras; entre éstas se determinaron las del tipo metil cetona con lactona saturada y dos anillos tetrahidrofuránicos adyacentes (FIGURA 40).

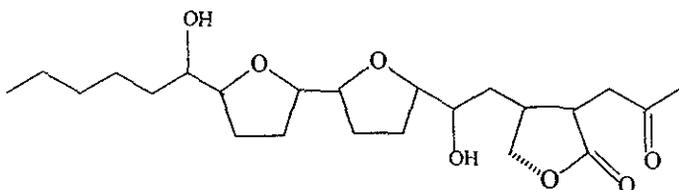


FIGURA 40 ACETOGENINAS TIPO METIL CETONA CON LACTONA SATURADA Y DOS ANILLOS DE THF

En *Annona lutescens* cuatro acetogeninas bis THF del tipo metil cetona con lactonas saturadas y la isoanoreticuina (FIGURA 41) que es del grupo mono THF.

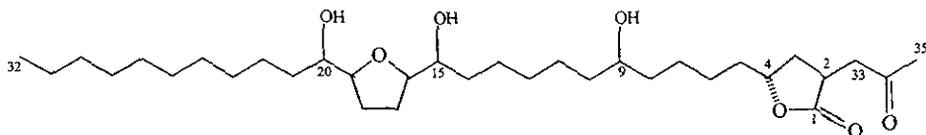


FIGURA 41 ISOANORETICUINA

De *Annona diversifolia* se obtuvo laherradurina (bis THF adyacente 3) (FIGURA 42), gigantecina (bis THF no adyacente 1) (FIGURA 43) y gigantriocina (mono THF 2) (FIGURA 44).

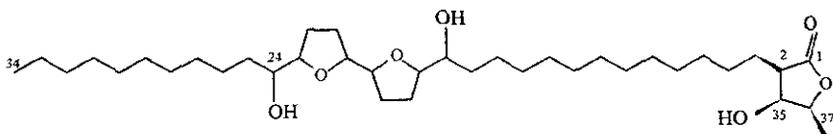


FIGURA 42 LAHERRADURINA

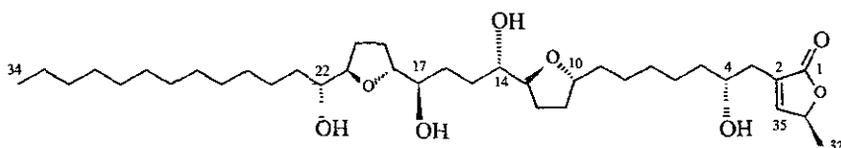


FIGURA 43 GIGANTECINA

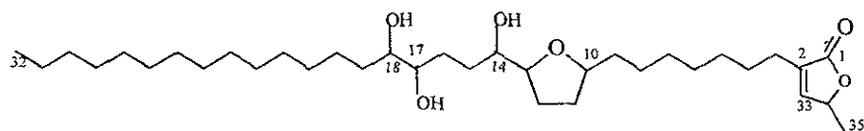


FIGURA 44 GIGANTRIOCINA

Para comparar las especies, se tomaron en cuenta las acetogeninas de *A. purpurea* reportadas por Ruprech y col. (1990); Zafra-Polo y col. (1996); Cave y col. (1997) y Alali y col. (1999). Estas son purpureína, purpurediolina, purpureacina 2 (bis THF adyacentes 1), bullatalicina, cherimolina 2, sylvaticina (bis THF no adyacentes 1).

Con los datos obtenidos, sólo se puede señalar que las tres especies presentan el mismo tipo de acetogeninas; estudios posteriores permitirán determinar la composición de las moléculas y con ella establecer la semejanza entre las especies (CUADRO 59).

CUADRO 59 ACETOGENINAS EN TRES ESPECIES DE *Annona*

Acetogenina	<i>A. lutescens</i>	<i>A. diversifolia</i>	<i>A. purpurea</i>
Mono THF		x	
Mono THF 2			
Isoannoreticuina	x		
Gigantrionina		x	
Bis THF	x	x	
Bis THF adyacentes			
Purpureina			x
Purpurediolina			x
Purpureacina 2			x
Roliniastatina 1			x
Roliniastatina 2			x
Bis THF no adyacentes 1			
Gigantecina		x	
Cherimolina 2			x
Sylvaticina			x
Bis THF adyacentes 3			
Laherradurina		x	

ENSAYOS DE GERMINACION

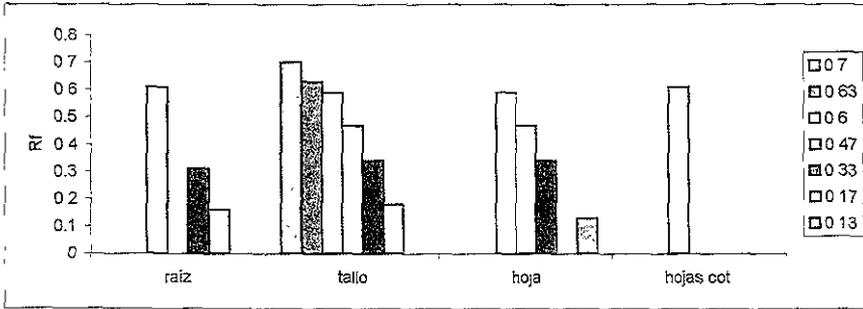
No existen reportes sobre la distribución de alcaloides en los diferentes estados de desarrollo y en los distintos órganos y tejidos vegetales, en especies de la familia Annonaceae, lo que significa que el metabolismo de éstos compuestos en las plantas ha sido poco investigado.

Hasta ahora, el único reporte que trata sobre la presencia y distribución de un alcaloide durante la germinación es el de González y col. (1999) en el que se señala la biosíntesis temprana de la oxoaporfina liriodenina, en *Annona lutescens*.

En todas las etapas de desarrollo de las plantas, se presentó la dificultad de separar el embrión del resto de la semilla, ya que una característica de éstos, en especies de Annonaceae, es su tamaño diminuto (de 3 a 4 mm, por lo general), en consecuencia, también los rendimientos de los extractos de alcaloides totales fueron mínimos.

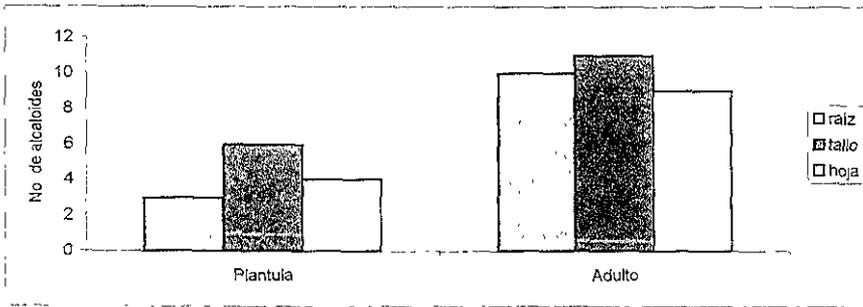
Con excepción de un alcaloide en *Annona diversifolia* y *A. lutescens*, que se detecta en el endospermo de las semillas recién recolectas, parece ser que los demás no constituyen un aporte de la planta madre, sino que su biosíntesis inicia en la etapa de plántula, cuando éstas son fotosintéticamente activas.

Los alcaloides de *Annona diversifolia* no se registran en las primeras etapas de germinación, son evidentes hasta que la plántula se ha desarrollado. Su distribución en los órganos de la planta es irregular, tanto en número como en tipo de alcaloides; en hojas cotiledonarias se detecta solo uno que se distribuye en toda la planta y, que parece ser liriodenina; en el tallo se encuentra el mayor número de alcaloides, tres que comparte con la raíz, dos con las hojas y uno que solamente se encuentra en ese órgano (GRAFICA 26)



GRAFICA 26 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN PLANTULAS DE *Annona diversifolia*

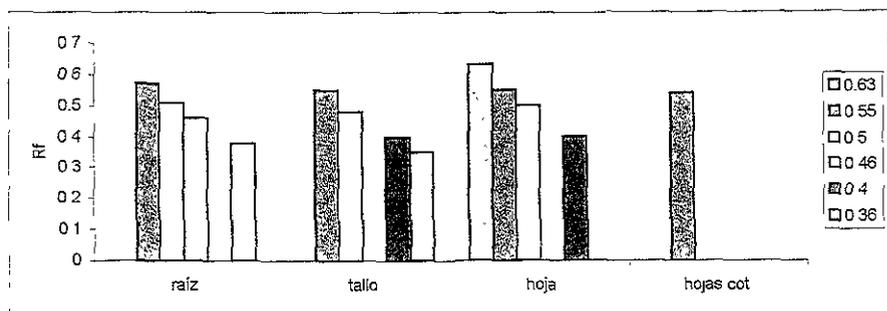
Si se comparan el número de alcaloides detectados en plántulas con los encontrados en los adultos en fructificación, es evidente que las plántulas sólo sintetizan una parte de todos los alcaloides, y, en esta especie, el patrón de distribución de ambas etapas coincide (GRAFICA 27)



GRAFICA 27 COMPARACION DE ALCALOIDES EN DOS ETAPAS DEL DESARROLLO DE *Annona diversifolia*

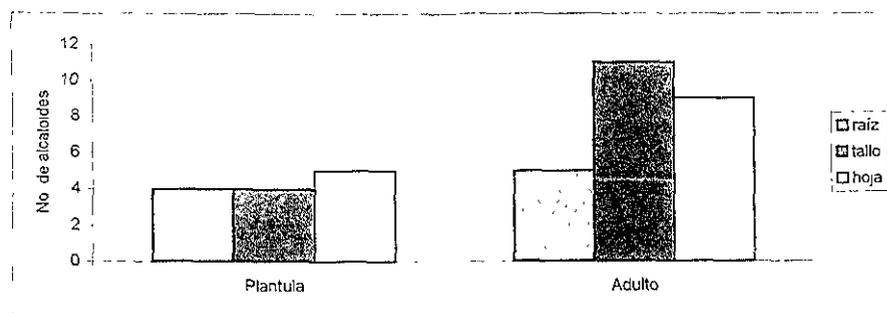
En *Annona purpurea*, en la etapa de plántula, con excepción de un alcaloide que se detecta en todos los órganos de la plántula y que parece no corresponder a la liriodenina (la cual no hemos detectado en esta especie aunque Fang-Rong y col. (1999) si la reportan), se encuentran cuatro alcaloides en cada uno de los órganos analizados, dos de ellos distribuidos en raíz, tallo y hoja; uno en raíz y

tallo y uno que solamente se encuentra en hojas y que puede ser la oxopurpureína (GRAFICA 28)



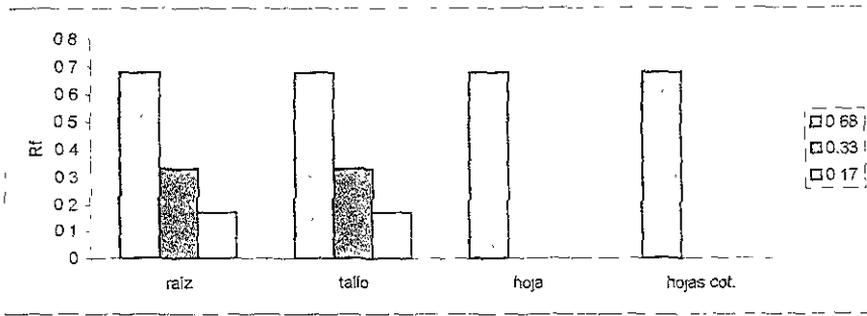
GRAFICA 28 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN PLANTULAS DE *Annona purpurea*

Las plántulas y vegetales adultos en fructificación de *A. purpurea*, guardan una semejanza con el patrón encontrado para *A. diversifolia*; de igual modo, son menos los alcaloides detectados en la plántula (GRAFICA 29)



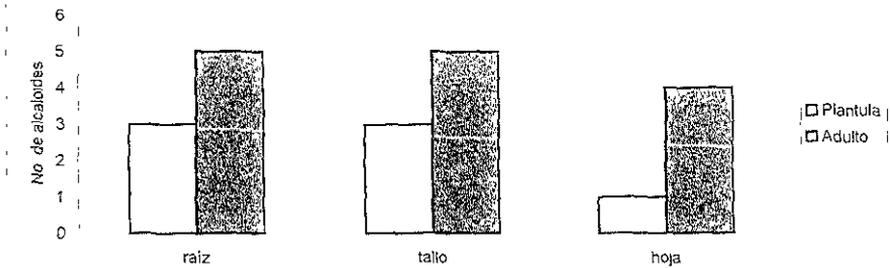
GRAFICA 29 COMPARACION DE ALCALOIDES EN DOS ETAPAS DE DESARROLLO DE *Annona purpurea*

Annona lutescens es la especie que produce menor cantidad de alcaloides, tanto en etapa de plántula como en fructificación. Se encuentran tres alcaloides en raíces y tallos, y uno de estos, la lirioidenina, se distribuye en toda la planta (FIGURA 30)



GRAFICA 30 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN PLÁNTULAS DE *Annona lutescens*

Al comparar el número de alcaloides producidos en las plántulas y los de adultos en fructificación, también, como en las otras especies, se nota un aumento en el número de alcaloides en todos los órganos. Patrón que parece corresponder al crecimiento de la planta (FIGURA 31)



GRAFICA 31 COMPARACION DE ALCALOIDES EN DOS ETAPAS DE DESARROLLO DE *Annona lutescens*

Al parecer, uno de los alcaloides es un aporte de la planta madre, mientras que otros se forman en la etapa de plántula, tal vez porque dependan de la fotosíntesis, más que de las sustancias de reserva respectivas

Tampoco se observaron en los periodos de imbibición ni en los periodos previos a la aparición de hojas, por lo que es de suponerse que estos alcaloides dependan de la fotosíntesis.

Esto tampoco esclarece los perfiles característicos de cada estructura, lo cual puede deberse a factores múltiples, como la vida media de los compuestos o la presencia de mecanismos de interconversión, o incluso los sitios de síntesis. Sin embargo, puede suponerse una biosíntesis temprana de alcaloides que la planta por alguna razón elabora.

IX. CONCLUSIONES

El conocer las diferencias y similitudes de compuestos abundantes y característicos, de especies de esta familia, así como de su distribución permitió, con ayuda de los caracteres morfológicos, establecer una aproximación de las relaciones químicas entre las especies estudiadas.

Los alcaloides aporfínicos son atributos de relación química, que no guardan una correspondencia con las relaciones filogenéticas hasta ahora planteadas para la familia; tampoco hay una relación entre los sistemas de clasificación propuestos y las agrupaciones químicas encontradas.

La presencia de estos alcaloides en las *Magnoliaceae* sugiere que el origen de estas rutas es incluso anterior a las *Annonaceae*. Al parecer, con excepción de las dehidroaporfinas, la diversificación hacia los demás grupos se da dentro de la familia *Annonaceae*.

La diversidad y frecuencia de alcaloides producidos permiten distinguir dentro de las *Magnoliales* a las *Annonaceae* como aquella familia en la que el desarrollo del metabolismo de estos compuestos es mayor.

Los alcaloides más ampliamente distribuidos son las aporfinas *sensu stricto* y las oxoaporfinas y, entre ellas, considerando a las *Magnoliales* como el centro de radiación de otras especies, las aporfinas más antiguas son asimilobina, anonáina, magnoflorina, nuciferina, roemerina y la menispermina; de entre las oxoaporfinas: liriodenina, lanuginosina, lisicamina, o metilmoschatolina, oxoglaucina y la oxolaurelina que también está en *Eupomatiaceae*.

Al menos la liriodenina está bien representada en la subclase *Magnoliidae*, y dentro de ella en 5 de los 8 órdenes (*Magnoliales*, *Lurales*, *Nymphaeales*, *Ranunculales* y *Papaverales*) lo que habla de la tendencia del metabolismo en los órdenes de la subclase y señala un cierto valor de relación química.

Con relación a las especies estudiadas el análisis efectuado sobre diferentes metabolitos secundarios permite destacar la riqueza de alcaloides, acetogeninas y ácidos grasos e incluso, de aceites esenciales en el endospermo, los cuales no se habían reportado en éste tejido de reserva.

De modo que el endospermo de estas especies es una fuente de metabolitos derivados de la AcetilCoA.

La proporción de ácidos grasos varía poco entre los individuos y entre las especies; entre los mayoritarios están los típicos de semillas tropicales (palmitico, esteárico, oleico y linoleico).

Se determinaron 4 tipos de triglicéridos C₄₈, C₅₀, C₅₂ y C₅₄ en las tres especies.

Con relación a las acetogeninas, las más frecuentes son las mono THF, de los 9 géneros reportados, el que tiene más tipos de acetogeninas es *Annona*; se aislaron la herradurina, la gigantreonina, la gigantecina y la annoreticuina.

Los metabolitos estudiados, sobre todo los alcaloides y al parecer las acetogeninas, no ofrecen un acercamiento a la biología de las Annonaceae, como indicadores de relación taxonómica, aunque exista la presencia constante de estos grupos sobre un rango variable de condiciones ambientales y compartan rutas biosintéticas semejantes.

En las tres especies estudiadas, los alcaloides varían en número, y distribución según la especie y órgano analizado.

Algunos alcaloides se sintetizan en etapas muy tempranas del desarrollo cuando las plantas son fotosintéticas y se sintetizan en mayor número cuando la planta se desarrolla y alcanza la madurez.

Asimismo, en estas especies la mayor presencia de alcaloides está en los tallos, órganos de transporte activo de los productos del fotosintato.

En términos generales las especies que más se parecen son *Annona diversifolia* y *Annona purpurea*, que están desde el punto de vista taxonómico más alejadas, pero cuyas fisiología y época de fructificación corresponden.

Son especies que fructifican en periodo de secas, a diferencia de *A. lutescens* que lo hace previo a la época de lluvias; las dos presentan una latencia poblacional de alrededor de 4 meses y tienen testas duras en sus semillas. Todo esto pareciera indicar que el metabolismo secundario en estas plantas responde más a su fisiología que a su parecido taxonómico.

Finalmente el metabolismo secundario de alcaloides y acetogeninas parece estar favorecido en esta familia al alcanzar niveles de especialización y diversificación muy altos.

Con estos datos surgen múltiples preguntas: ¿existen alcaloides que son aportes de la planta madre?; ¿porqué la biosíntesis de algunos alcaloides se lleva a cabo desde tan temprana edad?; ¿en qué lugar o lugares de la planta se sintetizan?. Y, finalmente, ¿porqué y para qué se han mantenido en estas plantas, a través del tiempo estas rutas metabólicas?

Estas preguntas hacen evidente lo poco que sabemos de la biología de estos compuestos y, al mismo tiempo, señalan el camino de investigaciones futuras.

X. REFERENCIAS

Abraján, H. P., A. Díaz Camacho, I. De la Cruz Chacón, L. Luna Cazáres, M. Pérez Amador y A. R. González Esquinca. 1999. Análisis sobre la Producción de Alcaloides en *Annona lutescens* en Diversas Condiciones Edafoclimáticas. *Memorias del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México.

Abraján, H. P. 2001. *Acetogeninas y Compuestos de Annona lutescens*. Tesis de Licenciatura en Ingeniería Química. Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez. Chiapas, México. En preparación

Alali, F. Q.; L. Xia – Xi y J. L. Mc Laughlin. 1999. Annonaceous Acetogenins: Recent Progress. *Journal of Natural Products*. 62: 504 - 540

Awan, J. A., A. Kar y P. J. Udoudoh. 1980. Preliminary Studies on Seeds of *Annona muricata*. *Plant Foods Hum Nutr.* 30: 163 - 168

Azcón-Bieto, J. y M. Talón. 2000. *Fundamentos de Fisiología Vegetal*. Mc. Graw-Hill Interamericana. Barcelona, España.

Baillon, H. 1868. *Historie des Plantes*. En Koek-Noorman J., L. Y. T. Westra y P. J. M. Maas. 1990. *Studies in Annonaceae*. XIII. The Role of Morphological Characters in Subsequent Classifications of Annonacea: A comparative Survey. *Taxon* 39 (1): 16 - 39.

Benson, L. 1979. *Plant Classification*. D.C. Heath and Company. U.S.A.

Bentham, G. 1862. *Genera Plantarum*. En Koek-Noorman J., L. Y. T. Westra y P. J. M. Maas. 1990. *Studies in Annonaceae*. XIII. The Role of Morphological Characters in Subsequent Classifications of Annonacea: A Comparative Survey. *Taxon* 39 (1): 16 - 39.

Corner, E. J. H. 1949. The Annonaceous Seeds and its Four Integuments. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analysis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat., Paris, 4^e sér., 18, section B, Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Cavé, A., M. Leboeuf y P. G. Waterman. 1987. The Aporphinoid Alkaloids of the Annonaceae. *Chemical and Biological Perspectives*. 5: 133 - 270

Cavé, A., B. Figadère, A. Laurens y D. Cortes. 1997. Acetogenins from Annonaceae. *Progress in the Chemistry of Organic Natural Products*. 70: 81 - 288

Chatrou, L. 1999. The Annonaceae and the Annonaceae Project: a Brief Overview of the State of Affairs. *Acta Horticulturae*. 497:43 - 49

Christmann, M. 1987. Systematische Anatomie der Annonaceen- Samen. En Doyle, J.A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Cortes, D. 1999. Nuevas Moléculas de Annonaceae. Conferencia Magistral. *Memorias del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México.

Cronquist, A. 1968. *The Evolution and Classification of Flowering Plants*. Nelson and Sons. London

Cronquist, A. 1981. *An Integrated System of Classification of Flowering Plants*. Columbia University Press. New York, U.S.A.

De la Cruz Chacón, I. 2001. *Acetogeninas Bioactivas de Annona diversifolia* Safford. Tesis de Licenciatura en Ingeniería Bioquímica. Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez. Chiapas, México.

Deroin, T. 1988. *Aspects Anatomiques et Biologiques de la Fleur des Annonacees*. These de Docteur en Science. Université de Paris-Sud. France

Deroin, T. 1997. Confirmation and Origen of the Paracarpy in Annonaceae, with Comments on Some Methodological Aspects. Conservatoire et Jardin Botaniques de Genève

Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1994. Cladistic Analisis and Pollen Evolution in Annonaceae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1995. Evolution of Pollen Characters and Relationships of African Annonaceae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Endress, P. K. y L. D. Hufford. 1989. The diversity of Stamen Structures and Dehiscence Patterns among Magnoliidae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Engler, A. y L. Diels. 1900. Übersicht Über die Bekannten Gattungen der Anonaceen und Beschreibung Einiger Neuen Gattungen dieser Familie aus dem Tropischen

Afrika. En Koek-Noorman J., L. Y. T. Westra y P. J. M. Maas. 1990. Studies in Annonaceae. XIII. The Role of Morphological Characters in Subsequent Classifications of Annonacea: A Comparative Survey. *Taxon* 39 (1): 16 – 39

Fang-Rong, C., C. Chung-Yi, W. Po-Hsun, K. Reen-Yen, C. Yuh-Chwen y W. Yang-Chang. 2000. New alkaloids from *Annona purpurea*. *J. Nat. Prod.* 63: 746- 748

Feras, Q. A., X. Liu y L. Mc Laughlin. 1999. Annonaceous Acetogenins: Recent Progress. *J. Nat. Prod.* 62: 504 - 540

Fries, R. E. 1937. Revision der Arten Einiger Anonaceen – Gattungen. IV. *Acta Horti Bergiani* 12:3 197 - 315; 567 - 569

Fries, R. E. 1959. Annonaceae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat., Paris*, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Gildemeister, E. y F. Hoffmann. 1956. Öl von Anonaceae. *Die Ätherischen öle*. 4: 641 – 665 Akademie - Verlag - Berlin

González Esquinca, A. R., T. J. Alfaro Romero, L. Luna Cazáres, I. De la Cruz Chacón y M. Martínez Vázquez. 1999. Liriodenina Durante Dos Etapas de Germinación de *Annona lutescens* Saff. *Memorias del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México.

González Esquinca, A. R., J. G. Alvarez Moctezuma y G. M. Porras Pérez. 1997. Duración de la Latencia e Importancia de la Cubierta Dura y de la Inmadurez Anatómica en la Imbibición de la Germinación de la Papausa Blanca (*Annona diversifolia* Saff. Investigación, Ciencias y Artes. 1: 3: 37 - 46.

Gottsberger, G. 1989. Comments on Flower Evolution and Beetle Pollination in the Genera *Annona* and *Rollinia* (Annonaceae). *Pl. Syst. Evol.* 167: 189 - 194

Guenther, E. 1952. Oil of Cananga in *the Essential Oils*. 5: 267 - 315 D. van Nostrand Co. London

Guinaudeau, H., M. Leboeuf y A. Cavé. 1975. Aporphine Alkaloids. *Lloydia* 38 (3): 275 - 339

Guinaudeau, H., M. Leboeuf y A. Cavé. 1979. Aporphine Alkaloids II. *J. Nat. Prod.* 42 (3): 325 - 361

Guinaudeau, H., M. Leboeuf y A. Cavé. 1983. Aporphine Alkaloids III. *J. Nat. Prod.* 46 (6). 761 - 835

Guinaudeau, H., M. Leboeuf y A. Cavé. 1988a. Aporphine Alkaloids IV. *J. Nat. Prod.* 51 (2): 389 - 474

Guinaudeau, H., M. Leboeuf y A. Cavé. 1988b. Aporphine Alkaloids V. *J. Nat. Prod.* 57 (8): 1033 – 1135

Hegnauer, R. 1963. The Taxonomic Significance of Alkaloids. En T. Swain (ed) *Chemical Plant Taxonomy*. Academic Press. Great Britain

Hegnauer, R. 1964. *Chemotaxonomie der Pflanzen* III. Birkhauser Verlag Basel und Stuttgart

Hegnauer, R. 1966. *Chemotaxonomie der Pflanzen* IV. Birkhauser Verlag Basel und Stuttgart. 250 - 252, 140 -141, 147

Hernández, D. C., M. J. A. Ríos, E. Vidal Lezama y A. L. M. Marroquín. 1999. Efectos de Giberelinas y Sustrato sobre la Germinación de Semillas de Chincuya (*Annona purpurea* Moc & Sesse). *Memorias del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México.

Hesse, M., W. Morawetz y F. Ehrendorfer. 1985. Pollen Ultrastructure and Systematic Affinities of *Anaxagorea* (Annonaceae). En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analysis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 – 334

Heusden, E. C. H. van 1992. Flowers of Annonaceae: Morfology, Classification, and Evolution. *Blumea Suppl.* 7: 1 - 218. Netherlands

Hooker, J. D. y T. Thomson. 1855. *Flora Indica*. En Koek-Noorman J., L. Y. T. Westra y P. J. M. Maas. 1990. Studies in Annonaceae. XIII. The Role of Morphological Characters in Subsequent Classifications of Annonacea: A comparative Survey. *Taxon* 39 (1): 16 - 39

Hughes, D. W. y K. Genest. 1973. Alkaloids. En Miller, L. P. (ed) *Phytochemistry*. Vol. II. Van Nostrand Reinhold Co. U. S. A.

Hutchinson, J. 1964. *The Genera of Flowering Plants*. Dicotyledones. Oxford at the Clarendon Press. I: 70 – 109

INEGI. 1996. Chiapas. Censo de Población y Vivienda 1995. México. Tomo I.

Jolard, S. D., J. J. Hoffmann, K. H. Schram, J. R. Cole, M. S. Tempesta, G. R. Kriek y R. B. Bates. 1982. Uvaricin, a New Antitumor Agent from *Uvaria acuminata* (Annonaceae). *J. Org. Chem.* 47: 3151 - 3153

Judd, W. S., C. S. Campbell, E. A. Kellogg y P. F. Stevens. 1999. *Plant Systematics*. Sinauer Associates. U.S.A.

Koek-Noorman, J., L. Y. T. Westra y P. J. M. Maas. 1990. Studies in Annonaceae. XIII. The Role of Morphological Characters in Subsequent Classifications of Annonaceae: A comparative Survey. *Taxon* 39 (1): 16 - 39

Lasswell, W. L. y C. D. Hufford. 1977. Aromatic Constituents from *Uvaria chamae*. *Phytochemistry* . 16: 1439 - 1441

Lawrence, G. H. M. 1951. *Taxonomy of Vascular Plants*. McMillan Publishing Co. New York, U. S. A.

Lehninger, A. L. 1978. *Bioquímica*. Omega. Barcelona, España.

Le Thomas, A. y B. Lugardon. 1976. De la Structure Grenue á la Structure Columellari dans le Pollen des Annonacées. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Le Thomas, A. 1980/1981. Ultraestructural Characters of the Pollen Grains of African Annonaceae and their Significance for the Phylogeny of Primitive Angiosperms. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Le Thomas, A. 1983. Morphologie et Palinology des Annonacés Africains. En Koek-Noorman J., L. Y. T. Westra y P. J. M. Maas. 1990. Studies in Annonaceae. XIII. The Role of Morphological Characters in Subsequent Classifications of Annonaceae: A Comparative Survey. *Taxon* 39 (1): 16 - 39

Le Thomas, A. 1988. Variation de la Region Aperturale dans le Pollen des Annonacées. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Leboeuf, M., A. Cavé, P. K. Bhaumik, y B. R. Mukherjee. 1982 The Phytochemistry of the Annonaceae. *Phytochemistry* 21 (12): 2783 - 2813

Maas, P. J. M. 1983. Project Systematics of Annonaceae. En Heusden, E. C. H. van 1992. Flowers of Annonaceae: Morfology, Classification, and Evolution. *Blumea Suppl.* 7: 1 - 218. Netherlands

Morawetz, W. y M. Waha 1985. A New Pollen Type, C-banded and Fluorochrome Counterstained Chromosomes, and Evolution in *Gutteria* and Related Genera (Annonaceae). En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Morawetz, W. 1986a. Remarks on Karyological Differentiation Patterns in Tropical Woody Plants. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analysis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Morawetz, W. 1986b. Systematic and Karyoevolution in Magnoliidae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analysis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Morawetz, W. 1988. Karyosystematic and Evolution of Australian Annonaceae as Compared with Eupomatiaceae, Himantandraceae and Austrobaileyaceae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analysis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Morawetz, W. y A. Le Thomas. 1988. Karyology and Systematics of the Genus *Ambabia* and other Annonaceae from Madagascar. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analysis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Moreno Andrade, R., L. Luna Cazáres y A. R. González Esquinca. 1999. Estudios sobre la Germinación de *Annona lutescens*. *Memorias del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México.

Nicholas, H. J. 1973. Miscellaneous Volatile Plant Products En Miller L. P. (ed) *Phytochemistry*. Van Nostrand Co. U.S.A.

Okada, H. y K. Ueda. 1984. Cytotaxonomical Studies on Asian Annonaceae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analysis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Pérez Amador, M. C., A. González Esquinca, A. García Argáez, E. Bratoeff y C. Labastida. 1997. Oil Composition and Flavonoid Profiles of the Seeds of Three *Annona* Species. *Phyton* 61: 77 - 80

Piñol, M. T. y J. Palazón. 1993. Metabolismo Secundario. En *Fisiología y Bioquímica Vegetal*. Interamericana Mc. Graw - Hill. España

Prantl, K. 1888. Anonaceae. En Koek-Noorman J., L. Y. T. Westra y P. J. M. Maas. 1990. Studies in Annonaceae. XIII. The Role of Morphological Characters in Subsequent Classifications of Annonaceae: A Comparative Survey. *Taxon* 39 (1): 16 - 39

Prantl, K. 1891. En Heusden, E. C. H. van 1992. Flowers of Annonaceae: Morphology, Classification, and Evolution. *Blumea Suppl.* 7: 1 - 218. Netherlands

Ruprech, J. K., Y. H. Hui y J. L. Mc Laughlin. 1990. Annonaceous Acetogenins a Review. *Journal of Natural Products*. 53: 237 - 248

Salisbury, F. B. y C. W. Ross. 1994. *Fisiología Vegetal*. Grupo Editorial Iberoamérica. México.

Setten, A. K. van y J. Koek-Noorman. 1986. Studies in Annonaceae VI. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Setten, A. K. van y P. J. M. Maas. 1990. Studies in Annonaceae. XIV. Index to Generic Names of Annonaceae. *Taxon* 39: 675 - 677

Setten, A. K. van y J. Koek-Noorman. 1992. Fruits and seeds of Annonaceae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Standley P. C. y J. A. Steyermark. 1946-1976. *Flora de Guatemala*. Fieldiana Botany. 24 (4): 270 -294

Smith, P. M. 1978. Chemical Evidence in Plant Taxonomy. En H. E. Street. (ed). *Essays in Plant Taxonomy*. Academic Press. London

Takhtajan, A. 1969. *The Origen of Angiospermous Plants*. 2a. ed. Robert Cunningham and Sons Ltd, Alva. Great Britain

Valdés Bernal, S. 1991. *Las Lenguas Indígenas de América y el Español de Cuba*. Editorial Academia. La Habana, Cuba. Tomo I

Waha, M. 1985. Ultrastruktur und Systematische Bedeutung des Pollens bei *Bocageopsis*, *Ephedranthus*, *Malmea* und *Unonopsis* (Annonaceae). En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334.

Waha, M. 1988. Different Origins of Fragile Exines within the Annonaceae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Waha, M. y M. Hesse. 1988. Aperture Types within *Sapranthus* and *Polyalthia* (Annonaceae). En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^e sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Waha, M. y W. Morawetz. 1988. Pollen Evolution and Systematics in Annonaceae with Special Reference to the Disulcate Australian Endemic Genera. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Walker, J. W. 1971a. Pollen Morphology, Phytogeography and Phylogeny of the Annonaceae. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Walker, J. W. 1971b. Contribución to Pollen Morphology and Phylogeny of the Annonaceae I. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Walker, J. W. 1972. Contribution to Pollen Morphology and Phylogeny of the Annonaceae II. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

Waterman, P. G. 1984. Unusual Metabolites from Some African Annonaceae. *Rev. Latinoamer. Quím.* 15 (3): 90 - 96

Waterman, P. G. 1986. A Phytochemistry in the African Rain Forest. *Phytochemistry*. 25 (1): 3 - 17

Waterman, P. G. 1999. The Chemical Systematics of Alkaloids: A Review Emphasizing the Contribution of Robert Hegnauer. *Biochemical Systematics and Ecology*. 27: 395 - 406

Zafra-Polo, M. C., M. C. González, E. Estornell, S. Saphaz y D. Cortes. 1996. Acetogenins from Annonaceae, Inhibitors of Mitochondrial Complex I. *Phytochemistry* 48: 253 - 271

Zafra-Polo, M. C., B. Figadére, T. Gallardo, J. R. Tormo y D. Cortes. 1998. Natural Acetogenins from Annonaceae, Sintesis and Mechanisms of Action. *Phytochemistry* 48 (7): 1087 - 1117

Zuilen C. M. van. 1996. En Doyle, J. A. y A. Le Thomas. 1996. Phylogenetic Analisis and Character Evolution in Annonaceae. *Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.*, Paris, 4^o sér., 18, section B, *Adansonia*, n^{os} 3 - 4: 279 - 334

ANEXO 1

ESPECIES HERBORIZADAS DE LA FAMILIA ANNONACEAE LOCALIZADAS EN CHIAPAS.

ESPECIE	LOCALIDAD	MUNICIPIO	HERBARIO	FECHA DE REVISION
<i>Annona cherimolia</i>	Ejido Santa Rita, Las Flores	Mapastepec	CHIP	1997
	Villa Las Rosas	Comitán	CHIP	2001
		Tenejapa	MEXU	1991
		Ixtapa	MEXU	1991
		Ocosingo	MEXU	1991
<i>Annona diversifolia</i>		Amatenango del Valle	CHIP	2001
	El Zapotal	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	1997
	Ribera del Carmen	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	2001
		Chiapa de Corzo	MEXU	1991
	Villa de Las Rosas	Comitán	CHIP	2001
<i>Annona globiflora</i>	Ejido 16 de septiembre	San Fernando	CHIP	2001
		Chicoasén	MEXU	1991
		Ocozacoautla	MEXU	1991
<i>Annona holoserica</i>	El Zapotal	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	1997
	Santa Ana	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	2001
<i>Annona lutescens</i>		Acacoyagua	MEXU	1991
		Escuintla	MEXU	1991
		Tiltepec	MEXU	1991
<i>Annona macrophyllata</i>		Acacoyagua	MEXU	1991
		La Concordia	MEXU	1991
		Chicoasén	MEXU	1991
		Cintalapa	MEXU	1991
<i>Annona muricata</i>		Tonalá	MEXU	1991
	Sureste de Tuxtla	Tuxtla Gutiérrez	MEXU	1991
	Quintana Roo	Jiquipilas	CHIP	1991
	Col. Santa Ana	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	2001
	Santa Rita, Las Flores	Mapastepec	CHIP	2001
<i>Annona purpurea</i>		Acacoyagua	MEXU	1991
		Ocosingo	MEXU	1991
		Cintalapa	MEXU	1991
	El Zapotal	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	1997
<i>Annona reticulata</i>	Don Ventura	San Fernando	CHIP	1997
	La Chacaona	Tuxtla Gutiérrez	MEXU	1991
		Cintalapa	MEXU	1991
		Acacoyagua	CHIP	1997
	Ignacio Allende	Chiapa de Corzo	CHIP	1997
<i>Annona reticulata</i>	Quintana Roo	Jiquipilas	CHIP	1997
	Cañada Pishtimbak	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	1997
	Jardín Botánico	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	1997
	Finca	Villaflores	MEXU	1991
	Ejido Las Palmas	Carretera Tonalá - Tapachula	CHIP	2001
	Finca Ocotlán	Villaflores	CHIP	2001

<i>Annona reticulata</i>		Acacoyagua	MEXU	1991
		La Trinitaria	MEXU	1991
		Ocozocoautla	MEXU	1991
		Tuxtla Gutiérrez	MEXU	1991
<i>Annona scleroderma</i>	Chajul	Ocosingo	CHIP	1997
	Esperanza	Escuintla	CHIP	1997
	Lacanjá Chansayab	Ocosingo	CHIP	2001
		Yajalón	MEXU	1991
<i>Annona spraguei</i>	Quintana Roo	Jiquipilas	CHIP	1997
	Colonia Hidalgo	Escuintla	CHIP	1997
	Cacaluta			
	Rancho la Lanza	Tonalá	CHIP	1997
<i>Annona squamosa</i>		Tonalá	MEXU	1991
	Cahuaré	Chiapa de Corzo	CHIP	1997
	Cahuaré	Tuxtla Gutiérrez	MEXU	1991
<i>Annona sp.</i>		Escuintla	MEXU	1991
<i>Annona primigenia</i>	Agua Azul	Chilón	CHIP	2001
<i>Cymbopetalum stenophyllum</i>	Santa Rita, Las flores	Mapastepec	CHIP	1997
<i>Cymbopetalum penduliflorum</i>	El Ocote	Ocozocoautla	CHIP	1997
	Lacanjá Chansayabi	Ocosingo	CHIP	1997
<i>Desmopsis lanceolata</i>	El Triunfo, Polígono 1	Mapastepec	CHIP	1997
<i>Guatteria anomala</i>	Monte Libano	Ocosingo	CHIP	1997
<i>Guatteria amplifolia</i>	Boca de Chajul	Ocosingo	CHIP	2001
<i>Malmea depresa</i>	Cruz Ancha, Las Vistas	Berriozábal	CHIP	1997
	Lacanjá Chansayab	Ocosingo	CHIP	2001
	Quintana Roo	Jiquipilas	CHIP	2001
	Cañada Muñiz	San Fernando	CHIP	2001
	Cerca de San Fernando	NO de Tuxtla Gutiérrez	CHIP	2001
<i>Rollinia jimenezii</i>	Chajul	Ocosingo	CHIP	1997
	Ranchería Flor del Carmen	Acacoyagua	CHIP	2001
	El Tomatal-Limonar, Reserva El Triunfo, Polígono 1	Mapastepec	CHIP	2001
	El Limonar-El Paval, Reserva El Triunfo, zona de amortiguamiento	Mapastepec	CHIP	2001
	El Triunfo, Polígono 1	Mapastepec	CHIP	1997
	El Ocote	Ocozocoautla	CHIP	1997
	Laguna Bélgica	Ocozocoautla	CHIP	1997
<i>Rollinia rensonciana</i>	Ejido 21 de marzo	Mapastepec	CHIP	1997
	Quintana Roo	Jiquipilas	CHIP	1997
	Cañada Muñiz	San Fernando	CHIP	1997
<i>Sapranthus campechianus</i>	El Zapotal	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	1997
		Ocozocoautla	CHIP	1997
<i>Sapranthus chiapensis</i>	Las Vistas	Berriozábal	CHIP	1997
	El Zapotal	Tuxtla Gutiérrez	CHIP	2001
<i>Sapranthus aff. microcarpus</i>	Las Vistas	Berriozábal	CHIP	2001
	Estación Biológica Chajul	Ocosingo	CHIP	1997

<i>Sapranthus microcarpus</i>	Rancho Linda Vista	Villaflores	CHIP	1997
<i>Xylopia frutescens</i>	Boca de Chajul	Ocosingo	CHIP	1997
	Santo Domingo	Ocosingo	CHIP	1997
	Estación Lacandón	Palenque	CHIP	1997

MEXU: HERBARIO NACIONAL

CHIP: HERBARIO DEL INSTITUTO DE HISTORIA NATURAL

ANEXO 2

CLAVE PARA LAS SECCIONES DE *Annona* (Fries, 1937)

Traducción: Dra. Ma. Cristina Pérez Amador

I. 6 Pétalos

A. Pétalos no soldados

1. Pétalos externos e internos de tamaño muy parecido

a. Pétalos internos imbricados en el botón

* Flores hermafroditas, pelos sencillos

α Hojas con fosas (excavaciones) en los ángulos de las nervaduras, en el envés 1. *Eu-Anona*

β Hojas sin fosas

+ Flores sin brácteas (envolventes) 2. *Macrantha*

++ Flores con una envoltura más o menos persistente, grande. Brácteas grandes 3. *Ulocarpus*

** Flores dioicas o polígamas, pelos estrellados 4. *Campicola*

b. Pétalos internos valvados en el botón

* Hojas gruesas y rígidas con nervaduras hundidas. Durante la floración no está fusionado el botón del fruto 5. *Psammogenia*

** Hojas delgadas con nervaduras salientes en ambos lados, botón del fruto durante la floración fusionado 6. *Phelloxylon*

2. Pétalos internos notablemente más angostos que los externos

7. *Helogenia*

B. Pétalos soldados o unidos en la base

1. Flores grandes. En el botón redondas. Apice del conectivo de las anteras extendido, se abre en forma de escudo, cubriendo la punta de las anteras, papilosas y finamente espinosas 9. *Gamopetalum*

2. Flores pequeñas. En el botón redondas o cónicas con puntas salientes. Apice del conectivo de las anteras sin forma de escudo, aplanado o poco extendido, sin tapar la punta de las anteras, papiloso, pero no espinoso

- a. Pétalos externos unidos en la base y tapando aberturas, a través de los cuales se ven los internos y en los cuales el borde de los externos crece o están crecidos 10. *Oligantha*
- b. Pétalos externos desarrollados en la base en forma de cúpula, sin aberturas entre ellos 11. *Atractanthus*

II. 3 Pétalos, las hojas del círculo interno ausentes o rudimentarias

A. Conectivo del saco polínico en forma de escudo, extendido sobre la punta de las anteras

- 1. Flores en el botón redondas o anchas y cortas, en forma de pirámide 8. *Pilanona*

- 2. Flores en el botón extendidas longitudinalmente, mas o menos con tres bordes

- a. Hojas inferiores del retoño (brote) no redondas y rodeando el tallo, cáscara del fruto delgada

- * Fruto maduro de cáscara delgada, lisa o con mas o menos aereolas elevadas, separadas por depresiones (excavadas) 12. *Atta*

- ** Fruto maduro con cáscara dura y normalmente gruesa, las aereolas generalmente hundidas (deprimidas) rodeadas de un borde

13. *Chelenocarpus*

- b. Hojas inferiores del brote redondas y rodeando el tallo. Cáscara del fruto gruesa 14. *Ilama*

B. Conectivo del saco polínico sin forma de escudo, extendidos hacia la punta de las anteras, sino terminando en punta transversal o redondeada.

- 1. Hojas oval redondas con una nervadura marcada en el envés. En el botón las hojas extendidas (semejantes a *Atta*) con pétalos lineares alargados

15. *Saxigena*

- 2. Hojas más o menos alargadas, en general las nervaduras del envés sobresalientes, pero sin cavidades profundas entre los nervios

- a. Hojas en el botón generalmente largas puntiagudas. Nervaduras laterales de las hojas en ángulos rectos aproximados y a veces inclinados hacia atrás. 16. *Anonula*

NEXO 3.
ISTRIBUCION DE ESPECIES DEL GENERO *Annona* SEGUN FRIES (1937).



ANEXO 4 ALCALOIDES APORFINICOS EN EL COMPLEJO RANALEANO

ALCALOIDES APORFINICOS <i>sensu lato</i> EN EL ORDEN MAGNOLIALES		
Familia Annonaceae		
Benziltetrahidroisoquinolinas		
L	Alcaloide	Especie
L1	Anomuricina	<i>Annona muricata</i>
L2	Anomurina	<i>Annona muricata</i>
L3	Amepavina	<i>Xylopia pancheri</i>
L4	Cocclaurina	<i>Annona muricata</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Xylopia papuana</i>
L5	Higenamina	<i>Annona squamosa</i>
L6	Laudarina	<i>Xylopia pancheri</i>
L7	Laudonosina	<i>Monodora angolensis</i>
L8	<i>N</i> -dimetilcolletina	<i>Xylopia pancheri</i>
L9	<i>N</i> -metilcocclaurina	<i>Xylopia pancheri</i>
L10	<i>N</i> -nor- <i>O</i> -metilamepavina	<i>Xylopia buxifolia</i>
		<i>Xylopia pancheri</i>
L11	<i>N</i> -oxi- <i>O</i> -metilamepavina	<i>Xylopia pancheri</i>
L12	<i>O</i> -metilamepavina	<i>Annona squamosa</i>
		<i>Xylopia pancheri</i>
L13	Policarpina	<i>Enanthia polycarpa</i>
L14	Reticulina	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona montana</i>
		<i>Annona muricata</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Xylopia pancheri</i>
		<i>Xylopia papuana</i>
Proaporfinas		
M	Alcaloide	Especie
M1	Crostoparina	<i>Monodora angolensis</i>
M2	Glaziovina	<i>Annona purpurea</i>
		<i>Uvaria chamae</i>
M3	<i>N</i> -meticrostoparina	<i>Isolona zenkeri</i>
M4	Pronuciferina	<i>Isolona pilosa</i>
		<i>Uvaria chamae</i>
		<i>Xylopia buxifolia</i>
M5	Stepharina	<i>Annona muricata</i>
		<i>Annona purpurea</i>
Aporfinas <i>sensu stricto</i>		
N	Alcaloide	Especie
N1	3, 10, 11-trihidroxi-1,2-metilenedioxinoraporfina	<i>Polyalthia suberosa</i>
N2	3-hidroxinornuciferina	<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona hayesii</i>
		<i>Artabotrys maingayi</i>
		<i>Duquettia spixiana</i>
		<i>Guatteria foliosa</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Guatteria melosma</i>

N2	3-hidroxiornuciferina	<i>Guatteria ouregou</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
N3	3-metoxinuciferina	<i>Guatteria ouregou</i>
N4	3-metoxiputerina (O-metilelmerillicina)	<i>Guatteria foliosa</i>
N5	9-hidroxi-1,2-dimethoxinoraporfina	<i>Monanthes cauliflora</i>
N6	Anolobina	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Asimina triloba</i>
		<i>Fissistigma oldhamii</i>
		<i>Goniothalamus amuyon</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Guatteria tonuczii</i>
		<i>Guatteria schomburgkiana</i>
		<i>Monodora tenuifolia</i>
		<i>Schefferomitra subaequalis</i>
		<i>Xylopia veillardii</i>
N7	Anonaína	<i>Alphonsea sclerocarpa</i>
		<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona hayesii</i>
		<i>Annona montana</i>
		<i>Annona paludosa</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona salzmanii</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Artabotrys maingayi</i>
		<i>Artabotrys monteiroae</i>
		<i>Artabotrys venustus</i>
		<i>Cananga odorata</i>
		<i>Cardiopetalum calophyllum</i>
		<i>Disepalum pulchrum</i>
		<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Enanthe polycarpa</i>
		<i>Goniothalamus amuyon</i>
		<i>Guatteria oliviformis</i>
		<i>Guatteria schomburgkiana</i>
		<i>Isolona campanulata</i>
		<i>Isolona pilosa</i>
		<i>Meiogyne virgata</i>
		<i>Mitrella kentii</i>
		<i>Monodora tenuifolia</i>
		<i>Oncodostigma monosperma</i>
		<i>Oxandra (cf major) xyloides</i>
		<i>Polyalthia emarginata</i>
		<i>Polyalthia longifolia</i>
<i>Polyalthia oiveri</i>		
<i>Pseuduvaria cv. grandifolia</i>		
<i>Pseuduvaria sp.</i>		

N7	Anonaina	<i>Rollinia emarginata</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
		<i>Rollinia pickelli</i>
		<i>Schefferomitra subaequalis</i>
		<i>Trivalvaria macrophylla</i>
		<i>Unonopsis guatteroides</i>
		<i>Xylopiya brasiliensis</i>
		<i>Xylopiya pancheri</i>
N8	a-N-óxido O-metilbulbocapnina	<i>Xylopiya papuana</i>
N9	Artabotrinina	<i>Polyalthia longifolia</i>
N10	Asimilobina	<i>Artabotrys suaveolens</i>
		<i>Anaxagorea dolichocarpa</i>
		<i>Anaxagorea prinoides</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona hayesii</i>
		<i>Annona montana</i>
		<i>Annona paludosa</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Artabotrys monteiroae</i>
		<i>Artabotrys odoratissimus</i>
		<i>Artabotrys venustus</i>
		<i>Asimina triloba</i>
		<i>Cardiopetalum calofilum</i>
		<i>Cymbopetalum brasiliense</i>
		<i>Disepalum pulchrum</i>
		<i>Fissistigma glaucescens</i>
		<i>Meiogyne virgata</i>
		<i>Melodorum punctulatum</i>
		<i>Mitrella kentii</i>
		<i>Monanthes taxia cauliflora</i>
		<i>Monocyclanthus vignei</i>
		<i>Oncodostigma monosperma</i>
		<i>Polyalthia stenopetala</i>
		<i>Polyalthia suberosa</i>
		<i>Popowia cv. Cyanocarpa</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
<i>Rollinia emarginata</i>		
<i>Rollinia pickelli</i>		
<i>Schefferomitra subaequalis</i>		
<i>Unonopsis guatteroides</i>		
<i>Uvaria chamae</i>		
N11	B-N-óxido N-metilhemangerina	<i>Polyalthia longifolia</i>
N12	B-N-óxido O-metilbulbocapnina	<i>Polyalthia longifolia</i>
N13	Boldina	<i>Polyalthia cauliflora var becarri</i>
N14	Buxifolina	<i>Trivalvaria macrophylla</i>
N15	Caavenna	<i>Xylopiya buxifolia</i>
		<i>Isolona pilosa</i>
		<i>Isolona zenkeri</i>
N16	Calycinina (Fissistigina A, Fissoidina)	<i>Neostenanthera gabonensis</i>
		<i>Duquettia calycina</i>
		<i>Fissistigma oldhamii</i>

N16	Calycinina (Fissistigina A, Fissoldina)	<i>Xylopia viellardi</i>
N17	Coridina	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Guatteria schomburgkiana</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
N18	Corituberina	<i>Xylopia danguyella</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Oncodostigma monosperma</i>
N19	Crebanina	<i>Xylopia viellardi</i>
N20	Danguyellina	<i>Fissistigma glaucescens</i>
N21	Dicentrina	<i>Xylopia danguyella</i>
N22	Elmerlicina	<i>Duguetia sp.</i>
		<i>Guatteria foliosa</i>
N23	Esparsiflorina	<i>Guatteria sagotiana</i>
N24	Estenantherina	<i>Monodora tenuifolia</i>
N25	Formouregina	<i>Neostenanthera gabonensis</i>
N26	Glaucina	<i>Guatteria oregou</i>
		<i>Alphonsea ventricosa</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Artabotrys lastourvillensis</i>
		<i>Pseuduvaria cv. dolichonema</i>
N27	Isoboldina	<i>Uvaria chamae</i>
		<i>Alphonsea sclerocarpa</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona montana</i>
		<i>Annona salzamanii</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Cardiopetalum calophyllum</i>
		<i>Enanthia polycarpa</i>
		<i>Guatteria chrysopetala</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Guatteria melosma</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Guatteria schomburgkiana</i>
		<i>Monodora cv. brebipes</i>
		<i>Polyalthia acuminata</i>
		<i>Schefferomitra subaequalis</i>
N28	Isocondina	<i>Uvaria chamae</i>
		<i>Xylopia danguyella</i>
		<i>Xylopia viellardi</i>
		<i>Annona purpurea</i>
		<i>Annona squamosa</i>
N29	Isodomecicina	<i>Artabotrys suaveolens</i>
N30	Isolaureina	<i>Asimina triloba</i>
N31	Isopilina	<i>Guatteria oliviformis</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Desmos dasymachalus</i>
		<i>Enanthia polycarpa</i>
		<i>Guatteria diospyroides</i>
		<i>Guatteria ouregou</i>

N31	Isopilina	<i>Isolona pilosa</i>
		<i>Neostenanthera gabonensis</i>
N32	Lastourvilitina	<i>Artabotrys lastourvillensis</i>
		<i>Annona salzmaii</i>
		<i>Artabotrys monterae</i>
N33	Laureliptina	<i>Isolona pilosa</i>
		<i>Monanthataxis cauliflora</i>
		<i>Monodora tenuifolia</i>
N34	Laurolitsina (norboldina)	<i>Trivalvaria macrophylla</i>
		<i>Xylopia papuana</i>
N35	Laurotetanina	<i>Alphonsea sclerocarpa</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Xylopia danguyella</i>
N36	Lindcarpina	<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Artabotrys venustus</i>
		<i>Guatteria ouregou</i>
N37	Lirinidina	<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Isolona zenkeri</i>
		<i>Neostenanthera gabonensis</i>
N38	Lirinina	<i>Guatteria ouregou</i>
N39	Litseferina	<i>Annona hayesii</i>
		<i>Xylopia nigricans</i>
		<i>Alphonsea sclerocarpa</i>
N40	Magnoflorina	<i>Cymbopetalum brasiliense</i>
		<i>Enanthe polycarpa</i>
		<i>Monodora tenuifolia</i>
		<i>Xylopia vieillardii</i>
N41	Menisperina (<i>N</i> -metilisocoridina)	<i>Enanthe polycarpa</i>
N42	Neolistsina	<i>Guatteria goudotiana</i>
N43	<i>N</i> -formilanonaina	<i>Rollinia mucosa</i>
N44	<i>N</i> -formilnornuciferina	<i>Guatteria ouregou</i>
N45	<i>N</i> -formilputerina	<i>Guatteria schomburgkiana</i>
N46	<i>N</i> -metilactinodaphnina	<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Duguettia spixiana</i>
N47	<i>N</i> -metilasimilobina	<i>Monocyclanthus vignei</i>
		<i>Oxymira velutina</i>
		<i>Xylopia buxifolia</i>
N48	<i>N</i> -metilelmerlicina	<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Duguettia spixiana</i>
N49	<i>N</i> -metiisopilina	<i>Guatteria ouregou</i>
		<i>Neostenanthera gabonensis</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
N50	<i>N</i> -metilputerina	<i>Guatteria schomburgkiana</i>
		<i>Neostenanthera gabonensis</i>
		<i>Enanthe polycarpa</i>
N51	<i>N</i> -metilaurotetanina	<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
N52	<i>N</i> -metilcordina	<i>Polyalthia oliven</i>
N53	Norannuradhapurina	<i>Fissistigma glaucescens</i>
		<i>Fissistigma oldhamii</i>
N54	Norcoridina	<i>Annona squamosa</i>

N54	Norcondina	<i>Artabotrys venustus</i>
		<i>Guatteria schomburgkiana</i>
		<i>Popowia cv. cyanocarpa</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
		<i>Trivalvaria macrophylla</i>
		<i>Xylopiya danguyella</i>
N55	Nordomesticina	<i>Xylopiya pancheri</i>
		<i>Annona hayesii</i>
N56	Norglaucina	<i>Alphonsea ventricosa</i>
		<i>Duguettia sp.</i>
		<i>Pseuduvaria cv. Dolichonema</i>
N57	Norguattevalina (3,9 Dihydroxinornuciferina)	<i>Xylopiya vieillardii</i>
		<i>Guatteria foliosa</i>
N58	Norisocoridina	<i>Annona squamosa</i>
		<i>Xylopiya danguyella</i>
N59	Norisocorituberina	<i>Trivalvaria macrophylla</i>
N60	Norisodomesticina	<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Xylopiya danguyella</i>
N61	Norlaurelina	<i>Guatteria elata</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
N62	Norliriofenna	<i>Polyalthia longifolia</i>
N63	Nornanteina	<i>Xylopiya vieillardii</i>
N64	Nornantenina	<i>Xylopiya danguyella</i>
N65	Nornuciferina	<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona hayesii</i>
		<i>Artabotrys mangayi</i>
		<i>Artabotrys venustus</i>
		<i>Duguettia spixiana</i>
		<i>Enanthia polycarpa</i>
		<i>Guatteria chrysopetala</i>
		<i>Guatteria diospyroides</i>
		<i>Guatteria ouregou</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Isolona campanulata</i>
		<i>Isolona pilosa</i>
		<i>Oncodostigma monosperma</i>
		<i>Oxandra (cf. major) xylopidis</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
		<i>Pseuduvaria cv grandifolia</i>
<i>Pseuduvaria sp.</i>		
N66	Noroconovina	<i>Trivalvaria macrophylla</i>
		<i>Xylopiya buxifolia</i>
N67	Norpredicentrina	<i>Polyalthia oligosperma</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
N68	Norpurpureina	<i>Pseuduvaria cv. dolichonema</i>
N68	Norstefalagina	<i>Annona purpurea</i>
		<i>Artabotrys grandifolius</i>
		<i>Artabotrys mangayi</i>
		<i>Artabotrys venustus</i>
		<i>Guatteria foliosa</i>
N70	Nuciferina	<i>Xylopiya buxifolia</i>
		<i>Annona chermolia</i>

N70	Nuciferina	<i>Annona hayesii</i>
		<i>Artabotrys venustus</i>
		<i>Guatteria ouregou</i>
		<i>Monanthes cauliflora</i>
N71	Obovanina	<i>Duguetia calycina</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
N72	O-dimetilpurpureina	<i>Annona purpurea</i>
N73	O-metilopilina	<i>Guatteria diospyroides</i>
		<i>Neostenanthera gabonensis</i>
N74	O-metilpukateina	<i>Duguetia calycina</i>
N75	Oureguatina (1-O-Metilourequattidina)	<i>Guatteria ouregou</i>
N76	Pentouregina	<i>Guatteria ouregou</i>
N77	Poligosperrina	<i>Polyalthia oligosperma</i>
N78	Predicentrina	<i>Polyalthia cauliflora var beccarii</i>
N79	Pukateina	<i>Guatteria sagotiana</i>
N80	Purpureina	<i>Annona purpurea</i>
		<i>Duguetia calycina</i>
		<i>Guatteria elata</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
N81	Puterina	<i>Guatteria schomburgkiana</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona hayesii</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Cananga odorata</i>
		<i>Guatteria modesta</i>
		<i>Guatteria oliviformis</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Isolona pilosa</i>
		<i>Xylopiya pancheri</i>
N82	Roemerina	<i>Xylopiya papuana</i>
		<i>Guatteria tonduzii</i>
		<i>Monodora angolensis</i>
		<i>Artabotrys suaveolens</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
		<i>Uvaria chamae</i>
		<i>Artabotrys monteiroae</i>
		<i>Monodora angolensis</i>
		<i>Popowia cv. Cyanocarpa</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
N83	Roemerolina	<i>Guatteria tonduzii</i>
N84	Sparsiflorina	<i>Monodora angolensis</i>
N85	Suaveolina	<i>Artabotrys suaveolens</i>
N86	Thalporfina	<i>Popowia pisocarpa</i>
		<i>Uvaria chamae</i>
N87	Wilsonina	<i>Artabotrys monteiroae</i>
		<i>Monodora angolensis</i>
		<i>Popowia cv. Cyanocarpa</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
N88	Xiloguyellina	<i>Xylopiya danguyella</i>
N89	Xilopina	<i>Annona squamosa</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Duguetia calycina</i>
		<i>Fissistigma oldhamii</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Guatteria schomburgkiana</i>
		<i>Xylopiya brasiliensis</i>
		<i>Xylopiya buxifolia</i>
		<i>Xylopiya discreta</i>
		<i>Xylopiya nigricans</i>
<i>Xylopiya pancheri</i>		
<i>Xylopiya papuana</i>		

N89	Xilopina	<i>Xylopi</i> <i>viellardi</i>
N90	Zenkerina	<i>Isolona pilosa</i>
		<i>Isolona zenkeri</i>
Aporfinas 4, 7 oxo sustituidas		
O	Alcaloide	Especie
O1	Anaxagoreína	<i>Anaxagorea dolichocarpa</i>
		<i>Anaxagorea prinoides</i>
O2	B-N- óxido Ushinsunina	<i>Cananga odorata</i>
O3	Dasimachalina	<i>Desmos dasymachalus</i>
O4	Duguetina	<i>Duguetia sp.</i>
O5	Duguxina	<i>Duguetia spixiana</i>
O6	Duguxina N-óxido	<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Guatteria psilopus</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Pachypodanthium confine</i>
O7	Guatterina	<i>Polyalthia suaveolens</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Pachypodanthium confine</i>
O8	N-óxido Guatterina	<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Pachypodanthium confine</i>
O9	N-metilpachipodantina	<i>Pachypodanthium staudtii</i>
O10	N- óxido N-metilpachipodantina	<i>Polyalthia oliveri</i>
O11	Nopachistaudina	<i>Pachypodanthium staudtii</i>
O12	Nornuciferidina	<i>Duguetia spixiana</i>
O13	Norolivendina	<i>Duguetia spixiana</i>
O14	Noroliverina	<i>Polyalthia oliveri</i>
		<i>Polyalthia suaveolens</i>
O15	Noroliverolina	<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Polyalthia acuminata</i>
		<i>Polyalthia longifolia</i>
O16	Norpanchiconfina	<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Alphonsea sclerocarpa</i>
O17	Norushinsunina	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona hayesii</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Artabotrys venustus</i>
		<i>Asimina triloba</i>
		<i>Cardiopetalum calophyllum</i>
		<i>Cymbopetalum brasiliense</i>
		<i>Meiogyne virgata</i>
		<i>Melodorum punctulatum</i>
		<i>Oncodostigma monosperma</i>
		<i>Polyalthia acuminata</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
<i>Unonopsis guatteroides</i>		
O18	Nuciferina (O-metilpachyconfina)	<i>Guatteria saffordiana</i>
O19	Olivendina	<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Enanthia pilosa</i>
		<i>Isolona campanulata</i>
		<i>Polyalthia oliveri</i>
O20	Olivendina (N-óxido)	<i>Polyalthia suaveolens</i>
		<i>Duguetia spixiana</i>

20	Oliveridina (<i>N</i> -óxido)	<i>Enanthe pilosa</i>
Q21	Oliverina	<i>Enanthe pilosa</i>
		<i>Isolona campanulata</i>
		<i>Polyalthia oliveri</i>
		<i>Polyalthia suaveolens</i>
Q22	Oliverina (<i>N</i> -óxido)	<i>Enanthe pilosa</i>
		<i>Isolona campanulata</i>
Q23	Oliverolina	<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Pachypodanthium confine</i>
		<i>Polyalthia macropoda</i>
		<i>Polyalthia oliveri</i>
Q24	Oliverolina (<i>B-N</i> -óxido)	<i>Polyalthia suaveolens</i>
		<i>Polyalthia longifolia</i>
Q25	Oliverolina (<i>N</i> -óxido)	<i>Polyalthia macropoda</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
Q26	Pachiconfina	<i>Polyalthia oliveri</i>
		<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
Q27	Pachiconfina (<i>N</i> -óxido)	<i>Pachypodanthium confine</i>
Q28	Pachipodanthina	<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Pachypodanthium staudtii</i>
		<i>Polyalthia oliveri</i>
Q29	Pachistaudina	<i>Polyalthia suaveolens</i>
Q30	Polialtina	<i>Pachypodanthium staudtii</i>
Q31	Polisuavina	<i>Polyalthia suaveolens</i>
Q32	Roemerolidina	<i>Duguetia spixiana</i>
Q33	Rurrebanidina	<i>Duguetia spixiana</i>
Q34	Rurrebanina	<i>Duguetia spixiana</i>
Q35	Spixianina	<i>Duguetia spixiana</i>
Q36	Spixianina (<i>N</i> -óxido)	<i>Duguetia spixiana</i>
Q37	Ushinsunina	<i>Alphonsea sclerocarpa</i>
		<i>Artabotrys mainqayi</i>
		<i>Cananga odorata</i>
		<i>Oxymitra velutina</i>
		<i>Pseudoxandra sclerocarpa</i>
7,7 dimetilaporfinas		
P	Alcaloide	Especie
P1	Guadiscina	<i>Guatteria schomburgkiana</i>
P2	Melosmidina	<i>Guatteria melosma</i>
P3	Melosmina	<i>Guatteria melosma</i>
7 hidroxi, 7 metil aporfinas		
Q	Alcaloide	Especie
Q1	3-metoxiguattescidina	<i>Guatteria foliosa</i>
Q2	Dehidroguattescidina	<i>Guatteria schomburgkiana</i>
Q3	Guattescidina	<i>Guatteria melosma</i>
		<i>Guatteria scandens</i>
Q4	Guattescina	<i>Guatteria scandens</i>
		<i>Guatteria schomburgkiana</i>
Q5	Isoguattouregidina	<i>Guatteria foliosa</i>
		<i>Guatteria melosma</i>

Dehidroaporfinas (6a, 7 dehidroaporfinas)		
R	Alcaloide	Especie
R1	Artacinatina	<i>Artabotrys uncinatus</i>
R2	Belemina	<i>Guatteria schomburgkiana</i>
R3	Dehidroformouregina	<i>Guatteria ouregou</i>
R4	Dehidronantenina	<i>Guatteria goudotiana</i>
R5	Dehidronelitsina	<i>Guatteria goudotiana</i>
R6	Dehidronornuciferina	<i>Guatteria ouregou</i>
R7	Dehidropredicentina	<i>Polyalthia cauliflora</i> var <i>becarii</i>
R8	Dehidroaemerina	<i>Guatteria sagotiana</i>
R9	Dehidrostefalagina	<i>Guatteria sagotiana</i>
R10	Dehidroxilopina	<i>Xylopia vieillardii</i>
R11	Duguespixina	<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
R12	Goudotianina	<i>Guatteria goudotiana</i>
R13	O-metildehidroisopilina	<i>Guatteria ouregou</i>
R14	Trichoguatina	<i>Guatteria sagotiana</i>
Aporfinas 4-oxo-sustituidas		
S	Alcaloide	Especie
S1	4-hidroxiwlsonirina	<i>Popowia pisocarpa</i>
4,5, dioxoaporfinas		
T	Alcaloide	Especie
T1	3-metoxicifaradiona A	<i>Pseudaria macrophylla</i>
T2	4, 5- dioxodehidroasimilobina	<i>Monocyclanthus vignei</i>
T3	Norcefaraadiona A	<i>Annona hayesii</i>
		<i>Oncodostigma monosperma</i>
T4	Norcefaraadiona B	<i>Guatteria ouregou</i>
		<i>Oxymitra velutina</i>
T5	Ouregidiona	<i>Guatteria ouregou</i>
Oxoaporfinas		
U	Alcaloide	Especie
U1	10-hidroxiilriodenina	<i>Polyalthia</i> sp.
U2	3-metoxioxoputerina	<i>Guatteria foliosa</i>
U3	Annolatina	<i>Annona montana</i>
U4	Atherospermidina	<i>Annona bullata</i>
		<i>Artabotrys grandifolius</i>
		<i>Artabotrys maingayi</i>
		<i>Artabotrys uncinatus</i>
		<i>Enanthea chlorantha</i>
		<i>Enanthea polycarpa</i>
		<i>Guatteria foliosa</i>
		<i>Guatteria psilopus</i>
		<i>Polyalthia cauliflora</i> var <i>becarii</i>
		<i>Pseuduvaria indochinensis</i>
U5	Dicentrinona	<i>Desmos dasymachalus</i>
U6	Isomoschatoltna	<i>Cleistopholis patens</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
U7	Kuafumina	<i>Fissistigma glaucescens</i>
U8	Lanuginosina (oxoxylopina)	<i>Annona chenmolia</i>
		<i>Annona squamosa</i>

U8	Lanuginosina (oxoxylopina)	<i>Desmos dasymachalus</i>
		<i>Duquettia spixiana</i>
		<i>Enanthe pilosa</i>
		<i>Guatteria chrysopetala</i>
		<i>Guatteria schomburgkiana</i>
		<i>Polyalthia emarginata</i>
		<i>Polyalthia longifolia</i> var. <i>pendula</i>
		<i>Polyalthia oliveri</i>
		<i>Polyalthia suberosa</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
		<i>Rollinia papilionella</i>
		<i>Rollinia pickellii</i>
		<i>Xylopia brasiliensis</i>
		<i>Xylopia buxifolia</i>
<i>Xylopia lemurica</i>		
<i>Xylopia vieillardii</i>		
U9	Liriodenina	<i>Alphonsea sclerocarpa</i>
		<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona hayesii</i>
		<i>Annona montana</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Asimina triloba</i>
		<i>Cananga latifolia</i>
		<i>Cananga odorata</i>
		<i>Cleistopholis patens</i>
		<i>Enanthe pilosa</i>
		<i>Enanthe polycarpa</i>
		<i>Fissistigma glaucescens</i>
		<i>Fusaea tangifolia</i>
		<i>Goniothalamus amuyon</i>
		<i>Goniothalamus</i> cf. <i>discolor</i>
		<i>Goniothalamus scortechinii</i>
		<i>Goniothalamus tapis</i>
		<i>Guatteria chrysopetala</i>
		<i>Guatteria dielsiana</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Guatteria melosma</i>
		<i>Guatteria modesta</i>
		<i>Guatteria oliviformis</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
		<i>Isolona campanulata</i>
		<i>Meiogyne virgata</i>
		<i>Melodorum punctulatum</i>
		<i>Mitrella kentii</i>
		<i>Monodora tenuifolia</i>
<i>Oncodostigma monosperma</i>		
<i>Oxandra asbeckii</i>		
<i>Oxandra xyloprodes</i>		
<i>Oxymitra velutina</i>		

U9	Liriodenina	<i>Pachypodanthium staudtii</i>
		<i>Polyalthia cauliflora</i> var <i>becarii</i>
		<i>Polyalthia emarginata</i>
		<i>Polyalthia longifolia</i>
		<i>Polyalthia macropoda</i>
		<i>Polyalthia nitidissima</i>
		<i>Polyalthia oliveri</i>
		<i>Polyalthia stenopetala</i>
		<i>Polyalthia suberosa</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
		<i>Pseuduvaria</i> cv. <i>grandifolia</i>
		<i>Pseuduvaria indochinensis</i>
		<i>Pseuduvaria</i> sp.
		<i>Rollinia papilionella</i>
		<i>Rollinia sericea</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
		<i>Sapranthus palanga</i>
		<i>Schefferomitra subaequalis</i>
		<i>Trivalvaria macrophylla</i>
		<i>Unonopsis guatterioides</i>
		<i>Unonopsis spectabilis</i>
		<i>Uvariopsis guineensis</i>
		<i>Xylopia aethiopica</i>
<i>Xylopia brasiliensis</i>		
<i>Xylopia buxifolia</i>		
<i>Xylopia pancheri</i>		
<i>Xylopia vielana</i>		
U10	Lisicamina (oxonuciferina)	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona hayesii</i>
		<i>Artabotrys maingayi</i>
		<i>Desmos dumosus</i>
		<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Enanthe chlorantha</i>
		<i>Enanthe polycarpa</i>
		<i>Guatteria chrysopetala</i>
		<i>Guatteria ouregou</i>
		<i>Guatteria saffordiana</i>
		<i>Oncodostigma monosperma</i>
		<i>Oxandra xylopiodes</i>
		<i>Oxymitra velutina</i>
		<i>Polyalthia cauliflora</i> var <i>becarii</i>
		<i>Polyalthia suaveolens</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
		<i>Rollinia papilionella</i>
<i>Trivalvaria macrophylla</i>		
<i>Unonopsis guatterioides</i>		
<i>Unonopsis spectabilis</i>		
U11	<i>N,0</i> -dimetillinodendronina	<i>Guatteria chrysopetala</i>
U12	O-metilmoschatolina	<i>Annona ambotay</i>
		<i>Desmos dasymachalus</i>
		<i>Duguetia eximia</i>
		<i>Duguetia spixiana</i>

U12	O-metimoschatolina	<i>Duquettia stelichantha</i>
		<i>Enanthia chlorantha</i>
		<i>Fissistigma oldhamii</i>
		<i>Guatteria dielsiana</i>
		<i>Guatteria diospyroides</i>
		<i>Guatteria ouregou</i>
		<i>Guatteria saffordiana</i>
		<i>Guatteria subsessilis</i>
		<i>Guatteria tonduzii</i>
		<i>Neostenanthera gabonensis</i>
		<i>Polyalthia cauliflora</i> var <i>becarii</i>
		<i>Pseuduvaria macrophylla</i>
		<i>Rollinia sericea</i>
<i>Xylopiya aethiopica</i>		
U13	Oxoanolobina	<i>Guatteria melosma</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
U14	Oxoasimilobina (7-oxodehidroasimilobina)	<i>Pseuduvaria indochinensis</i>
U15	Oxobuxifoliina	<i>Monocyclanthus vignei</i>
U16	Oxocrebanina	<i>Desmos dasymachalus</i>
		<i>Desmos dasymachalus</i>
		<i>Fissistigma glaucescens</i>
U17	Oxofoebina	<i>Fissistigma sp</i>
U18	Oxoglaucina	<i>Annona spraguei</i>
		<i>Xylopiya aethiopica</i>
U19	Oxolaurelina (Lauterina, 10-Metoxilindodenina)	<i>Xylopiya aethiopica</i>
		<i>Xylopiya vieillardi</i>
U20	Oxopukateina	<i>Guatteria elata</i>
		<i>Guatteria sagotiana</i>
U21	Oxopurpureina	<i>Polyalthia sp.</i>
U22	Oxoputerina	<i>Duquettia eximia</i>
		<i>Duquettia stelichantha</i>
U23	Oxostefanina	<i>Annona purpurea</i>
		<i>Duquettia calycina</i>
		<i>Duquettia eximia</i>
		<i>Guatteria elata</i>
		<i>Alphonsea mollis</i>
		<i>Goniothalamus scortechinii</i>
		<i>Goniothalamus tapis</i>
		<i>Polyalthia cauliflora</i> var <i>becarii</i>
<i>Polyalthia stenopetala</i>		
U24	Subsessilina	<i>Polyalthia suaveolens</i>
		<i>Polyalthia suberosa</i>
		<i>Trivalvaria macrophylla</i>
		<i>Guatteria ouregou</i>
		<i>Guatteria subsessilis</i>
		<i>Guatteria melosma</i>
Tetrahidroprotoberberinas		
V	Alcaloide	Especie
V1	10-dimetilxilopinina	<i>Duquettia calycina</i>
V2	Aequalina (cf. Discretinina)	<i>Mitrella kentii</i>
		<i>Schefferomitra subaequalis</i>
V3	Coreximina	<i>Annona montana</i>

V3	Coreximina	<i>Annona muncata</i>
V4	Coripalmina	<i>Pachypodanthium confina</i>
		<i>Pachypodanthium staudtii</i>
V5	Discretamina	<i>Xylopia discreta</i>
		<i>Duguetia calycina</i>
		<i>Xylopia buxifolia</i>
		<i>Xylopia discreta</i>
V6	Discretina	<i>Pachypodanthium staudtii</i>
		<i>Xylopia discreta</i>
V7	Isoconpalmina	<i>Pachypodanthium confina</i>
		<i>Pachypodanthium staudtii</i>
V8	Kikemanina (schefferina)	<i>Polyalthia oligosperma</i>
		<i>Schefferomitra subaequalis</i>
V9	Stepholidina	<i>Monanthonotaxis cauliflora</i>
V10	Tetrahidropalmatina	<i>Pachypodanthium confina</i>
V11	Xilopinina	<i>Polyalthia oligosperma</i>
		<i>Xylopia buxifolia</i>
		<i>Xylopia discreta</i>
Fenantrenos		
W	Alcaloide	Especie
W3	8-hidroxiestefenantrina	<i>Monocyclanthus vignei</i>
W1	Argentinina (N-óxido)	<i>Monocyclanthus vignei</i>
W4	Argentinina	<i>Annona montana</i>
		<i>Enanthia chlorantha</i>
		<i>Guatteria foliosa</i>
		<i>Guatteria goudotiana</i>
		<i>Monocyclanthus vignei</i>
		<i>Monodora angolensis</i>
		<i>Oxymitra velutina</i>
		<i>Phaeanthus vietnamensis</i>
		<i>Popowia pisocarpa</i>
		<i>Unonopsis stipitata</i>
W5	Atherosperminina	<i>Annona montana</i>
		<i>Annona muricata</i>
		<i>Duguetia calycina</i>
		<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Enanthia chlorantha</i>
		<i>Fissistigma glaucescens</i>
		<i>Guattena cf discolor</i>
		<i>Oxymitra velutina</i>
		<i>Phaeanthus vietnamensis</i>
		<i>Fissistigma glaucescens</i>
W2	Atherosperminina (N-óxido)	<i>Duguetia spixiana</i>
		<i>Oxymitra velutina</i>
		<i>Fissistigma glaucescens</i>
W6	Cation N-metilatherosperminium	<i>Fissistigma glaucescens</i>
W7	Duguecalina	<i>Duguetia calycina</i>
W8	Duguenaina	<i>Duguetia calycina</i>
W9	Estefenantrina (Roemerina metina)	<i>Monocyclanthus vignei</i>
W10	Estipitatina	<i>Unonopsis stipitata</i>
W11	Fissicesina	<i>Fissistigma glaucescens</i>
W12	Metoxi-8-uvariopsina	<i>Uvariopsis guineensis</i>
W13	Metoxiatherosperminina	<i>Duguetia spixiana</i>

W13	Metoxiatherosperminina	<i>Meiocarpidium lepidotum</i>
W14	Metoxiatherosperminina N-óxido	<i>Meiocarpidium lepidotum</i>
W15	Noratherosperminina	<i>Duguetia calycina</i>
		<i>Fissistigma glaucescens</i>
W16	Noruvariopsamina	<i>Uvariopsis guineensis</i>
W17	N-óxido-8-hidroxi-estefenantrina	<i>Monocyclanthus vignei</i>
W18	N-óxido-estefenantrina	<i>Monocyclanthus vignei</i>
W19	N-óxido-fissicesina	<i>Fissistigma glaucescens</i>
W20	Thalictuberina	<i>Unonopsis stipitata</i>
W21	Uvariopsamina	<i>Polyalthia oliveri</i>
		<i>Uvariopsis guineensis</i>
W22	Uvariopsamina (N-óxido)	<i>Uvariopsis guineensis</i>
W23	Uvanopsina	<i>Uvariopsis congolana</i>
		<i>Uvariopsis guineensis</i>
		<i>Uvariopsis solheidii</i>
Familia Magnoliaceae		
Aporfinas sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N91	1,2,3-trimetoxi-6-acetil 9, 10-metilenedioxinoraporfina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
N3	3-metoxinuciferina	<i>Liriodendron sp</i>
N6	Anolobina	<i>Magnolia acuminata</i>
		<i>Magnolia coco</i>
		<i>Magnolia grandiflora</i>
		<i>Talauma betongensis</i>
		<i>Talauma sp</i>
N7	Anonaina	<i>Magnolia obovata</i>
		<i>Magnolia sp</i>
		<i>Talauma gitingensis</i>
N92	Apoglaziovina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
N10	Asimilobina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
		<i>Magnolia obovata</i>
		<i>Magnolia watsonii</i>
		<i>Talauma betongensis</i>
		<i>Talauma sp</i>
N13	Boldina	<i>Liriodendron sp</i>
N15	Caaverina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
N22	Elmerilicina	<i>Elmerillia sp</i>
N26	Glaucina	<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
		<i>Magnolia coco</i>
		<i>Magnolia kachirachirai</i>
		<i>Magnolia obovata</i>
N30	Isolaurelina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
		<i>Michelia compressa</i>
N37	Lirinidina	<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
N38	Lirinina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
N93	Liriodendronina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
N94	Liriofenna	<i>Liriodendron sp</i>
N95	Liriotulipifenna	<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
N40	Magnoflorina	<i>Magnolia acuminata</i>

N40	Magnoflorina	<i>Magnolia coco</i>
		<i>Magnolia grandiflora</i>
		<i>Magnolia kachirachirai</i>
		<i>Magnolia obovata</i>
		<i>Magnolia sp</i>
N41	Menispermia	<i>Magnolia sp</i>
N96	Michypressina	<i>Michelia compressa</i>
N97	N-acetil-3-metoxinornanterina	<i>Liriodendron sp</i>
N98	N-acetilanonaina	<i>Aromadendron elegans</i>
		<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Magnolia sp</i>
N99	N-acetilnornanterina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
N100	N-acetilnornuciferina	<i>Aromadendron elegans</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
N101	N-acetil-seco-metilaurotetanina	<i>Aromadendron elegans</i>
N49	N-metilisopitina	<i>Liriodendron sp</i>
N102	N-metilushinsunina	<i>Elmerrillia sp</i>
N51	N-metilaurotetanina	<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
N103	N-N dimetilindcarpina	<i>Magnolia acuminata</i>
N56	Norglaucina	<i>Magnolia kachirachirai</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
N65	Nornuciferina	<i>Magnolia grandiflora</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
N104	N-óxido Linnina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
N70	Nuciferina	<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
N71	Obovanina	<i>Magnolia obovata</i>
N105	O-metilirinina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
		<i>Aromadendron elegans</i>
N78	Predicentrina	<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
N82	Roemerina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
N106	Stefanina	<i>Michelia compressa</i>
N107	Tuliferolina	<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
N89	Xilopina	<i>Talauma gitengensis</i>
		<i>Talauma obovata</i>
Aporfinas 4, 7 oxo sustituidas		
O	Alcaloide	Especie
O38	Michelanugina	<i>Michelia sp</i>
O17	Norushinsunina	<i>Elmerrillia sp</i>
		<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Talauma betongensis</i>
O37	Ushinsunina	<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Magnolia obovata</i>
		<i>Michelia alba</i>
Dehidroaporfinas		
R	Alcaloide	Especie
R15	Dehidroemerina	<i>Liriodendron sp</i>
R16	Dehidroglaucina	<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron sp</i>
R17	Dehidroisolaurelina	<i>Liriodendron sp</i>

Oxoaporfina		
U	Alcaloide	Especie
U25	Corunnina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
U8	Lanuginosina	<i>Magnolia mutabilis</i>
		<i>Magnolia sp</i>
		<i>Michelia lanuginosa</i>
		<i>Michelia sp</i>
		<i>Talauma obovata</i>
U9	Liriodenina	<i>Talauma sp</i>
		<i>Aromadendron elegans</i>
		<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
		<i>Magnolia watsonii</i>
		<i>Michelia compressa</i>
		<i>Michelia champaca</i>
		<i>Michelia floribunda</i>
		<i>Michelia sp</i>
		<i>Pramichelia baillonii</i>
	<i>Talauma betongensis</i>	
	<i>Talauma gitengensis</i>	
U10	Lisicamina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
U12	O-metilmoschatolina	<i>Liriodendron tulipifera</i>
U18	Oxoglaucina	<i>Aromadendron elegans</i>
		<i>Liriodendron sp</i>
		<i>Liriodendron tulipifera</i>
		<i>Magnolia kachirachirai</i>
U19	Oxolaurelina	<i>Magnolia sp</i>
U26	Pontevedrina	<i>Aromadendron elegans</i>
Familia Cannellaceae		
Aporfina sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N41	Menisperina	<i>Cinnamosma sp</i>
Familia Eupomatiaceae		
Aporfina 4, 7 oxo sustituida		
O	Nombre	Especie
O17	Norushinsunina	<i>Eupomatia sp</i>
Oxoaporfina		
U	Nombre	Especie
U9	Linodenina	<i>Eupomatia sp</i>
ALCALOIDES APORFINICOS sensu lato EN EL ORDEN LAURALES		
Familia Lauraceae		
Aporfinas sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N108	3-hidroxinantenina	<i>Phoebe valeriana</i>
N109	3-hidroxinormantenina	<i>Phoebe valeriana</i>
N110	3-hidroxinucifenna	<i>Ocotea holdridgeana</i>
N111	3-metoxinordomesticina	<i>Nectandra sinuata</i>
N3	3-metoxinucifenna	<i>Ocotea holdridgeana</i>
N112	Actinodafnina	<i>Actinodaphne sesquipetalis</i>
		<i>Actinodaphne obovata</i>
		<i>Cassytha americana</i>
		<i>Cassytha filiformis</i>

N112	Actinodaphnina	<i>Cassytha melantha</i>
		<i>Laurus sp</i>
		<i>Litsea glutenosa</i> var. <i>glabaria</i>
		<i>Litsea granen</i>
		<i>Litsea lecardii</i>
		<i>Litsea sebifera</i>
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Litsea wigthiana</i>
		<i>Neolitsea konishii</i>
		<i>Neolitsea sericea</i>
N7	Anonaina	<i>Neolitsea sericea</i>
N92	Apoglaziovina	<i>Aniba canelilla</i>
		<i>Nectandra membranacea</i>
		<i>Ocotea glaviozii</i>
		<i>Ocotea sp</i>
N10	Asimilobina	<i>Ocotea sp</i>
		<i>Phoebe formosana</i>
N13	Boldina	<i>Actinodaphne nitida</i>
		<i>Dehaasia kurzii</i>
		<i>Laurus sp</i>
		<i>Lindera sp</i>
		<i>Lindera strychnifolia</i>
		<i>Litsea cubeba</i>
		<i>Litsea decanensis</i>
		<i>Litsea glutenosa</i> var. <i>glabaria</i>
		<i>Litsea gracilipes</i>
		<i>Litsea grandis</i>
		<i>Litsea lecardii</i>
		<i>Litsea turfosa</i>
		<i>Litsea wigthiana</i>
		<i>Machilus sp</i>
		<i>Nectandra grandiflora</i>
		<i>Neolitsea konishii</i>
		<i>Neolitsea pubescens</i>
		<i>Neolitsea sericea</i>
<i>Sassafras sp</i>		
N113	Bracteolina	<i>Licaria arwiniaca</i>
N114	Bulbocapnina	<i>Cassytha americana</i>
		<i>Laurus nobilis</i>
		<i>Lindera strychnifolia</i>
		<i>Lindera umbellata</i>
N15	Caaverina	<i>Ocotea glaviozii</i>
		<i>Ocotea sp</i>
N115	Cassitina	<i>Cassytha americana</i>
		<i>Cassytha filiformis</i>
N17	Condina	<i>Cinnamomum sp</i>
		<i>Lindera myrrha</i>
		<i>Litsea sp</i>
N18	Contuberina	<i>Dehaasia triandra</i>
		<i>Litsea decanensis</i>
		<i>Neolitsea konishii</i>
		<i>Mezilaurus sp</i>

N116	Criptodorina	<i>Cryptocana odorata</i>
		<i>Laurus sp</i>
		<i>Cassytha americana</i>
		<i>Laurus nobilis</i>
N21	Dicentrina	<i>Lindera oldhamii</i>
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Ocotea macropoda</i>
		<i>Ocotea sp</i>
N117	Domesticina	<i>Cassytha pubescens</i>
		<i>Umbellularia californica</i>
N118	Foebina	<i>Nectandra sinuata</i>
		<i>Phoebe valeriana</i>
		<i>Beilschmiedia podagrica</i>
N26	Glaucina	<i>Litsea sp</i>
		<i>Litsea wightiana</i>
		<i>Ocotea sp</i>
N119	Hernandenina	<i>Lindera myrrha</i>
N120	Hernangenina	<i>Lindera myrrha</i>
N121	Hernovina	<i>Lindera myrrha</i>
		<i>Aniba canellilla</i>
		<i>Beilschmiedia elliptica</i>
		<i>Beilschmiedia podagrica</i>
		<i>Beilschmiedia towa</i>
		<i>Cassytha pubescens</i>
		<i>Cassytha racemosa</i>
		<i>Cryptocaria sp</i>
		<i>Litsea cubeba</i>
		<i>Litsea lecardii</i>
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Litsea wightiana</i>
		<i>Litsea xylanica</i>
		<i>Machilus sp</i>
		<i>Nectandra grandiflora</i>
		<i>Nectandra pichurim</i>
		<i>Nectandra saligna</i>
		<i>Neolitsea sp</i>
		<i>Ocotea sp</i>
		<i>Phoebe porfina</i>
		<i>Sassafras sp</i>
		<i>Umbellularia californica</i>
		<i>Beilschmiedia podagrica</i>
		<i>Cryptocana odorata</i>
		<i>Dehaasia incarnata</i>
		<i>Dehaasia sp</i>
		<i>Dehaasia triandra</i>
		<i>Lindera pericarpa</i>
		<i>Litsea cubeba</i>
		<i>Litsea decanensis</i>
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Ocotea holdridgeana</i>
		<i>Ocotea sp</i>
		<i>Phoebe clemensi</i>
N28	Isocoridina	

N29	Isodomeesticina	<i>Laurus sp</i>
		<i>Litsea cubeba</i>
		<i>Litsea deccanensis</i>
N122	Isoconovina	<i>Ocotea sp</i>
N123	Laetanina	<i>Litsea sp</i>
N124	Laetina	<i>Litsea sp</i>
N125	Launobina	<i>Cassytha americana</i>
		<i>Laurus nobilis</i>
		<i>Laurus sp</i>
		<i>Lindera sp</i>
		<i>Lindera strychnifolia</i>
		<i>Lindera umbellata</i>
N33	Laurelliptina	<i>Beilschmiedia elliptica</i>
		<i>Beilschmiedia podagrica</i>
		<i>Cassytha pubescens</i>
		<i>Litsea xylanica</i>
		<i>Nectandra sp</i>
N34	Laurolitsina	<i>Actinodaphne nitida</i>
		<i>Cinnamomum camphora</i>
		<i>Dehaasia kurzii</i>
		<i>Lindera myrrba</i>
		<i>Lindera strychnifolia</i>
		<i>Lindera umbellata</i>
		<i>Lindera sp</i>
		<i>Litsea cubeba</i>
		<i>Litsea deccanensis</i>
		<i>Litsea gardneri</i>
		<i>Litsea glutenosa</i>
		<i>Litsea gracilipes</i>
		<i>Litsea grandis</i>
		<i>Litsea japonica</i>
		<i>Litsea lecardii</i>
		<i>Litsea sebifera</i>
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Litsea turfosa</i>
		<i>Litsea wightiana</i>
		<i>Machilus sp</i>
		<i>Nectandra grandiflora</i>
		<i>Neolitsea konishii</i>
		<i>Neolitsea pubescens</i>
		<i>Neolitsea sericea</i>
		<i>Phoebe clemensii</i>
		<i>Sassafras sp</i>
		N35
<i>Actinodaphne obovata</i>		
<i>Cassytha racemosa</i>		
<i>Cryptocaria odorata</i>		
<i>Lindera benzoin</i>		
<i>Lindera pipericarpa</i>		
<i>Lindera sp</i>		
<i>Litsea citrata</i>		
<i>Litsea cubeba</i>		

N35	Laurotetanina	<i>Litsea glutenosa</i>
		<i>Litsea sebifera</i>
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Litsea wightiana</i>
		<i>Machilus sp</i>
		<i>Nectandra grandiflora</i>
		<i>Neolitsea aciculata</i>
		<i>Neolitsea acuminatissima</i>
		<i>Neolitsea konishii</i>
		<i>Neolitsea sericea</i>
		<i>Phoebe formosana</i>
N126	Leucoxilonina	<i>Ocotea sp</i>
N127	Leucoxina	<i>Ocotea sp</i>
N36	Lindcarpina	<i>Litsea sp</i>
N37	Lirinidina	<i>Litsea sp</i>
N94	Lirioferina	<i>Lindera sp</i>
N95	Liriotulipiferina	<i>Ocotea sp</i>
N128	Litsedina	<i>Alseodaphne sp</i>
N39	Litseferina	<i>Ocotea sp</i>
		<i>Lindera pipericarpa</i>
N40	Magnoflorina	<i>Litsea sp</i>
		<i>Phoebe clemensii</i>
N129	Mecambrolina	<i>Phoebe sp</i>
N41	Menisperina	<i>Cryptocarya angulata</i>
		<i>Cryptocarya triplinervis</i>
		<i>Ravensara aromatica</i>
N46	N-metilactinodafina	<i>Cassytha americana</i>
		<i>Cassytha melantha</i>
		<i>Laurus nobilis</i>
		<i>Laurus sp</i>
		<i>Litsea glutenosa</i>
		<i>Litsea lecardii</i>
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Neolitsea sericea</i>
<i>Ocotea sp</i>		
N130	N-metilhernangerina	<i>Lindera megaphylla</i>
		<i>Lindera oldhamii</i>
		<i>Litsea sp</i>
N131	<i>N-metilovigerina</i>	<i>Parabenzoiln praecox</i>
N51	N-metilaurotetanina	<i>Lindera oldhamii</i>
		<i>Actinodaphne speciosa</i>
		<i>Actinodaphne obovata</i>
		<i>Cassytha racemosa</i>
		<i>Cryptocarya odorata</i>
		<i>Lindera pipericarpa</i>
		<i>Lindera sp</i>
		<i>Litsea citrata</i>
		<i>Litsea cubeba</i>
		<i>Litsea glutenosa</i>
<i>Litsea sebifera</i>		
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Litsea wightiana</i>

N51	N-metillaurotetanina	<i>Neolitsea konishii</i>
		<i>Neolitsea pubescens</i>
		<i>Neolitsea sericea</i>
N132	N-metillindcarpina	<i>Beilschmiedia podagrifera</i>
		<i>Lindera pipericarpa</i>
		<i>Litsea cubeba</i>
		<i>Phoebe clemensii</i>
N133	N-O dimetilhernovina	<i>Litsea sp</i>
N134	Nandigenna	<i>Laurus sp</i>
		<i>Lindera myrrha</i>
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Parabenzoin praecox</i>
N135	Nantenina	<i>Cassytha pubescens</i>
		<i>Cassytha racemosa</i>
		<i>Dehaasia triandra</i>
		<i>Ocotea sp</i>
N42	Neolitsina	<i>Phoebe valeriana</i>
		<i>Cassytha americana</i>
		<i>Laurus sp</i>
N54	Norcoridina	<i>Neolitsea pulchella</i>
N136	Nordelporfina	<i>Litsea wightiana</i>
N137	Nordicentrina	<i>Phoebe mollicella</i>
		<i>Litsea decanensis</i>
		<i>Ocotea sp</i>
N55	Nordomesticina	<i>Phoebe pittieri</i>
		<i>Cassytha pubescens</i>
		<i>Laurus sp</i>
		<i>Ocotea sinata</i>
N138	Norfoebina	<i>Umbellaria californica</i>
		<i>Nectandra sinuata</i>
		<i>Phoebe pittieri</i>
N58	Norisocordina	<i>Phoebe valeriana</i>
		<i>Cryptocaria sp</i>
N139	Norleucoxilonina	<i>Litsea lecardii</i>
N62	Norlirioferina	<i>Ocotea sp</i>
N64	Nornantenina	<i>Phoebe pittieri</i>
N65	Nornucifenna	<i>Cassytha racemosa</i>
N140	Nororientina	<i>Neolitsea konishii</i>
N67	Norpredicentrina	<i>Ocotea caesia</i>
N141	Norpreocotelina	<i>Beilschmiedia podagrifera</i>
N68	Norpupureina	<i>Phoebe mollicella</i>
		<i>Phoebe mollicella</i>
		<i>Phoebe pittieri</i>
N70	Nucifenna	<i>Cassytha americana</i>
		<i>Neolitsea sericea</i>
N142	O-metilbulbocarpina	<i>Lindera oldhami</i>
N143	O-metilcassifilina	<i>Cassytha americana</i>
N144	O-metilmoscatolina	<i>Phoebe valeriana</i>
N145	O-O dimetilcorituberina	<i>Ocotea holdridgeana</i>
N146	Ocokriptina	<i>Ocotea sp</i>
N147	Ocominana	<i>Ocotea sp</i>
N148	Oconovina	<i>Ocotea sp</i>

N149	Ocopodina	<i>Ocotea macropoda</i>
		<i>Ocotea sp</i>
N150	Ocoteina	<i>Cassytha filiformis</i>
		<i>Litsea cubeba</i>
		<i>Nectandra saligna</i>
		<i>Ocotea puberula</i>
		<i>Phoebe porfiria</i>
N151	Ocotominarina	<i>Ocotea sp</i>
N152	Ocoxilonina	<i>Litsea lecardii</i>
N153	Oduocina	<i>Lindera myrrha</i>
N154	Ovigerina	<i>Lindera myrrha</i>
N155	Oxoduocina	<i>Lindera myrrha</i>
N156	Phoebe base II	<i>Phoebe sp</i>
N78	Predicentrina	<i>Beilschmiedia podagrica</i>
		<i>Litsea sp</i>
		<i>Ocotea sp</i>
N157	Preocotoina	<i>Phoebe mollicella</i>
N158	Pulchina	<i>Ocotea caesia</i>
		<i>Ocotea sp</i>
N82	Roemerina	<i>Cryptocaria triplinervis</i>
		<i>Neolitsea litsea</i>
		<i>Neolitsea pubescens</i>
N159	Sriankina	<i>Litsea decannensis</i>
N160	Thalbaicalidina	<i>Ocotea bucherii</i>
		<i>Phoebe valeriana</i>
N161	Thalicismidina	<i>Phoebe mollicella</i>
N86	Thalporfina	<i>Beilschmiedia sp</i>
		<i>Ocotea sp</i>
		<i>Phoebe valeriana</i>
N162	Variabilina	<i>Ocotea sp</i>
N163	Xanthoplanina	<i>Dehaasia triandra</i>
		<i>Litsea cubeba</i>
N90	Zenkerina	<i>Ocotea caesia</i>
Aporfinas 4, 7 oxo sustituidas		
O	Alcaloide	Especie
O37	Ushinsunina	<i>Litsea hayatae</i>
Dehidroaporfinas		
R	Alcaloide	Especie
R18	Dehidrodicentrina	<i>Cryptocaria sp</i>
		<i>Ocotea sp</i>
R19	Dehidrofoebina	<i>Phoebe valeriana</i>
R20	Dehidroocopodina	<i>Cryptocaria sp</i>
		<i>Ocotea macropoda</i>
R21	Dehidroocoteina	<i>Cryptocaria sp</i>
		<i>Nectandra saligna</i>
		<i>Ocotea puberula</i>
R22	Didehidroocoteina	<i>Ocotea puberula</i>
Aporfinas 4 oxo sustituidas		
S	Alcaloide	Especie
S2	4-hidroxidicentrina	<i>Ocotea sp</i>

Oxoaporfinae

U	Alcaloide	Especie
U27	Atherolina	<i>Dehaasia</i> sp <i>Machilus glaucescens</i>
U28	Cassamedina	<i>Cassytha macropoda</i>
U29	Cassameridina	<i>Cassytha americana</i> <i>Litsea</i> sp
U5	Dicentrinona	<i>Lindera oldhamii</i> <i>Litsea</i> sp <i>Ocotea macropoda</i> <i>Ocotea</i> sp
U30	Hernandonina	<i>Ocotea macropoda</i> <i>Litsea hayatae</i>
U9	Liriodenina	<i>Litsea</i> sp <i>Neolitsea sarcea</i>
U31	Machiglina	<i>Machilus glaucescens</i>
U17	Oxofoebina	<i>Phoebe valeriana</i>
U32	Oxonantenina	<i>Cassytha racemosa</i>
U33	Secofoebina	<i>Phoebe valeriana</i>
U34	Thalicminina	<i>Ocotea puberula</i>
Fenantreno		
W	Alcaloide	Especie
W24	3-O dimetilthalictuberina	<i>Ocotea insularis</i>
W5	Atherosperminina	<i>Cryptocaria angulata</i> <i>Cryptocaria triplinervis</i>
Familia Hernandiaceae		
Aporfina sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N112	Actinodafnina	<i>Hernandia guianensis</i> <i>Hernandia ovigera</i> <i>Hernandia</i> sp <i>Illigera khasiana</i> <i>Illigera luzonensis</i> <i>Illigera parviflora</i> <i>Illigera pentaphylla</i> <i>Sparattanthelium uncigerum</i>
N13	Boldina	<i>Illigera pentaphylla</i>
N164	Catalpifolina	<i>Hernandia jamaicensis</i> <i>Hernandia</i> sp
N117	Domesticina	<i>Gyrocarpus americanus</i>
N165	Hernandina	<i>Hernandia bivalbis</i> <i>Hernandia guianensis</i> <i>Hernandia</i> sp
N120	Hernangenina	<i>Hernandia</i> sp
N166	Hernangina	<i>Hernandia ovigera</i> <i>Hernandia guianensis</i>
N121	Hemovina	<i>Hernandia jamaicensis</i> <i>Hernandia ovigera</i> <i>Hernandia</i> sp
N27	Isoboldina (N- metillaurelliptina)	<i>Hernandia</i> sp
N28	Isocondina	<i>Hernandia</i> sp
N124	Laetina	<i>Hernandia peltata</i>

N125	Launobina	<i>Illigera khasiana</i>
		<i>Illigera sp</i>
		<i>Sparattanthelium uncigerum</i>
N33	Laureliptina	<i>Illigera pentaphylla</i>
N34	Laurokitsina	<i>Hernandia sp</i>
		<i>Illigera pentaphylla</i>
N35	Laurotetanina	<i>Hernandia guianensis</i>
		<i>Hernandia sp</i>
		<i>Illigera pentaphylla</i>
		<i>Illigera sp</i>
		<i>Sparattanthelium uncigerum</i>
N36	Lindcarpina	<i>Illigera pentaphylla</i>
N39	Litseferina	<i>Illigera parviflora</i>
N167	Metino thaliporfina	<i>Illigera pentaphylla</i>
N46	N-metilactinodafina	<i>Hernandia sp</i>
N130	N-metilhernangerina	<i>Hernandia guianensis</i>
		<i>Hernandia jamaicensis</i>
		<i>Hernandia ovigera</i>
		<i>Hernandia sp</i>
N168	N-metilhernovina	<i>Hernandia guianensis</i>
		<i>Hernandia ovigera</i>
N131	N-metilovigerina	<i>Hernandia jamaicensis</i>
		<i>Hernandia ovigera</i>
		<i>Hernandia sp</i>
N51	N-metillaurotetanina	<i>Hernandia sp</i>
N132	N-metilindcarpina	<i>Illigera pentaphylla</i>
N134	Nandigerina	<i>Hernandia guianensis</i>
		<i>Hernandia jamaicensis</i>
		<i>Hernandia ovigera</i>
		<i>Hernandia sp</i>
N137	Nordicentrina	<i>Illigera pentaphylla</i>
N55	Nordomesticina	<i>Gyrocarpus americanus</i>
N58	Nonsocoridina	<i>Hernandia sp</i>
		<i>Sparattanthelium uncigerum</i>
N145	O-O dimetilcorituberina	<i>Hernandia jamaicensis</i>
		<i>Hernandia sp</i>
N150	Ocoteina	<i>Hernandia bivalvis</i>
N154	Ovigerina	<i>Hernandia guianensis</i>
		<i>Hernandia jamaicensis</i>
		<i>Hernandia ovigera</i>
		<i>Hernandia sp</i>
N163	Xanthoplanina	<i>Hernandia ovigera</i>
Dehidroaporfina		
R	Alcaloide	Especie
R20	Dehidroocopodina	<i>Hernandia jamaicensis</i>
Oxoaporfina		
U	Alcaloide	Especie
U27	Atherolina	<i>Illigera pentaphylla</i>
U5	Dicentrinona	<i>Hernandia jamaicensis</i>
		<i>Illigera pentaphylla</i>
U30	Hernandonina	<i>Hernandia jamaicensis</i>
		<i>Hernandia ovigera</i>

U30	Hernandonina	<i>Hernandia papuana</i>
		<i>Hernandia sp</i>
U8	Lanuginosina	<i>Illigera pentaphylla</i>
U10	Lisicamina	<i>Illigera pentaphylla</i>
U16	Oxocrebantina	<i>Illigera pentaphylla</i>
U32	Oxonantenina	<i>Hernandia sp</i>
		<i>Illigera pentaphylla</i>
Familia Morimiaceae		
Aporfina sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N7	Anonaina	<i>Doryphora sassafras</i>
		<i>Siparuna tonduziana</i>
		<i>Glossocalyx brevipes</i>
N10	Asimilobina	<i>Laurelia sp</i>
		<i>Siparuna griseo-flavescens</i>
		<i>Siparuna tonduziana</i>
N169	B-N-óxido N-metilaurotetanina	<i>Glossocalyx brevipes</i>
N13	Boldina	<i>Laurelia novae-zelandiae</i>
		<i>Peumus boldus</i>
N27	Isoboldina (N- metilaurelliptina)	<i>Laurelia novae-zelandiae</i>
		<i>Peumus boldus</i>
		<i>Doryphora sp</i>
N28	Isocoridina	<i>Glossocalyx brevipes</i>
		<i>Hedycarya baudouinii</i>
		<i>Peumus boldus</i>
		<i>Siparuna griseo-flavescens</i>
N170	Laurelina	<i>Hedycarya angustifolia</i>
		<i>Laurelia sp</i>
N171	Laurepukina	<i>Laurelia sp</i>
N34	Lauroitsina	<i>Laurelia novae-zelandiae</i>
		<i>Peumus boldus</i>
		<i>Dryadodaphne novoguineensis</i>
N35	Laurotetanina	<i>Glossocalyx brevipes</i>
		<i>Hedycarya angustifolia</i>
		<i>Hedycarya baudouinii</i>
		<i>Laurelia sp</i>
		<i>Nemuaron vieillardii</i>
		<i>Palmeria sp</i>
		<i>Peumus boldus</i>
		<i>Siparuna tonduziana</i>
N129	Mecambrolina	<i>Laurelia novae-zelandiae</i>
		<i>Glossocalyx brevipes</i>
		<i>Hedycarya baudouinii</i>
		<i>Nemuaron vieillardii</i>
		<i>Palmeria fengeriana</i>
		<i>Palmeria sp</i>
		<i>Peumus boldus</i>
		<i>Siparuna griseo-flavescens</i>
		<i>Siparuna pauciflora</i>
		<i>Siparuna tonduziana</i>
N135	Nantenina	<i>Glossocalyx brevipes</i>
		<i>Siparuna griseo-flavescens</i>

N135	Nantenina	<i>Siparuna pauciflora</i>
N54	Norcondina	<i>Laurelia</i> sp
		<i>Palmeria</i> sp
N56	Norglaucina	<i>Hedycarya baudouinii</i>
		<i>Monimia</i> sp
N58	Norisocoridina	<i>Hedycarya baudouinii</i>
		<i>Peumus boldus</i>
N60	Norisodomesticina	<i>Glossocalyx brevipes</i>
N64	Nornantenina	<i>Laurelia</i> sp
N65	Nornuciferina	<i>Siparuna tonduziana</i>
N71	Nobovanina	<i>Laurelia</i> sp
N74	O- metilpukateina	<i>Laurelia novae-zelandiae</i>
N79	Pukateina	<i>Laurelia novae-zelandiae</i>
		<i>Laurelia</i> sp
N82	Roemerina	<i>Laurelia novae-zelandiae</i>
N172	Sterfina	<i>Laureliopsis</i> sp
N173	Tuduranina	<i>Glossocalyx brevipes</i>
Aporfina 4, 7oxo sustituida		
O	Alcaloide	Especie
O15	Noroliverolina	<i>Siparuna pauciflora</i>
Aporfina 4 oxo sustituida		
S	Alcaloide	Especie
S3	4-hidroxianonaina	<i>Laurelia</i> sp
S4	4-hidroxinantenina	<i>Laurelia</i> sp
		<i>Laureliopsis</i> sp
S5	4-hidroxinornantenina	<i>Laurelia</i> sp
Oxoaporfina		
	Alcaloide	Especie
U27	Atherolina	<i>Atherosperma moschatum</i>
		<i>Dryadodaphne novoguineensis</i>
		<i>Hedycarya baudouinii</i>
		<i>Laurelia</i> sp
		<i>Monimia</i> sp
		<i>Nemuaron vieillardii</i>
U4	Atherospermidina	<i>Atherosperma moschatum</i>
U28	Cassamedina	<i>Siparuna</i> sp
U9	Lirnodenina	<i>Atherosperma moschatum</i>
		<i>Doryphora sassafras</i>
		<i>Dryadodaphne novoguineensis</i>
		<i>Glossocalyx brevipes</i>
		<i>Laurelia novae-zelandiae</i>
		<i>Laurelia</i> sp
		<i>Siparuna dresslerana</i>
		<i>Siparuna nicaraguensis</i>
		<i>Siparuna patelliformes</i>
		<i>Siparuna</i> sp
U35	Moschatolina	<i>Atherosperma</i> sp
U18	Oxoglaucina	<i>Hedycarya baudouinii</i>
U19	Oxolaurelina	<i>Laurelia novo-zelandiae</i>
U32	Oxonantenina	<i>Laurelia</i> sp
		<i>Siparuna tonduziana</i>

U22	Oxoputerina	<i>Laurelia sp</i>
Fenantreno		
W	Alcaloide	Especie
W25	Isouvariopsina	<i>Hedycarya angustifolia</i>
ALCALOIDES APORFINICOS sensu lato EN EL ORDEN NYMPHAEALES		
Familia Nelumbonaceae		
Aporfinas sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N7	Anonaina	<i>Nelumbo nucifera</i>
		<i>Nelumbo sp</i>
N10	Asimilobina	<i>Nelumbo nucifera</i>
		<i>Nelumbo sp</i>
N37	Lirinidina	<i>Nelumbo nucifera</i>
N47	N-metilasimilobina	<i>Nelumbo nucifera</i>
		<i>Nelumbo lutea</i>
N65	Nomuciferina	<i>Nelumbo nucifera</i>
		<i>Nelumbo sp</i>
		<i>Nelumbo lutea</i>
N70	Nuciferina	<i>Nelumbo nucifera</i>
		<i>Nelumbo sp</i>
N82	Roemerina	<i>Nelumbo nucifera</i>
Dehidroporfinas		
R	Alcaloide	Especie
R23	Dehidroanonaina	<i>Nelumbo nucifera</i>
R24	Dehidronuciferina	<i>Nelumbo nucifera</i>
Oxoaporfinas		
U	Alcaloide	Especie
U9	Liriodenina	<i>Nelumbo nucifera</i>
ALCALOIDES APORFINICOS sensu lato EN EL ORDEN RANUNCUNALES		
Familia Ranunculaceae		
Aporfinas sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N174	Acutifolidina	<i>Thalictrum acutifolium</i>
N175	Baicalina	<i>Thalictrum sp</i>
N176	Bisnortalfenina	<i>Thalictrum sp</i>
		<i>Aconitum orientale</i>
		<i>Aconitum sp</i>
N17	Condina	<i>Thalictrum dioicum</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
		<i>Adonis aestivalis</i>
		<i>Adonis vernalis</i>
		<i>Aquilegia sp</i>
		<i>Caltha palustris</i>
		<i>Clematis recta</i>
N18	Corituberina	<i>Consolida regalis</i>
		<i>Eranthis biemalis</i>
		<i>Helleborus foetidus</i>
		<i>Helleborus niger</i>
		<i>Helleborus viridis</i>
		<i>Isopyrum thalictroides</i>
N177	Delporfina	<i>Delphinium sp</i>
		<i>Thalictrum isopyroides</i>

N178	Fuzitina	<i>Aconitum carmicheali</i>
N26	Glaucina	<i>Aconitum sp</i>
		<i>Thalictrum collinum</i>
		<i>Thalictrum flavum</i>
		<i>Thalictrum ichengense</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
		<i>Thalictrum mycrogynum</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
N121	Hernovina	<i>Thalictrum fendleri</i>
		<i>Thalictrum isopyroides</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
N27	Isoboldina	<i>Delphinium sp</i>
		<i>Thalictrum aquilegifolium</i>
		<i>Thalictrum foetidum</i>
		<i>Thalictrum isopyroides</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
		<i>Aconitum sp</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
N28	Isocoridina	<i>Thalictrum aquilegifolium</i>
		<i>Thalictrum delavayi</i>
		<i>Thalictrum faunei</i>
		<i>Thalictrum pedunculatum</i>
		<i>Thalictrum rugosum</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
N126	Leucoxilonina	<i>Thalictrum pedunculatum</i>
N40	Magnoflorina	<i>Aconitum soorten</i>
		<i>Adonis aestivalis</i>
		<i>Adonis vernalis</i>
		<i>Aquilegia hybrida</i>
		<i>Aquilegia sp</i>
		<i>Asteropyrum peltatum</i>
		<i>Caltha palustris</i>
		<i>Clematis recta</i>
		<i>Clematis vitalba</i>
		<i>Consolida regalis</i>
		<i>Coptis quinquefolia</i>
		<i>Helleborus viridis</i>
		<i>Isopyrum thalictroides</i>
		<i>Ranunculus serbicus</i>
		<i>Thalictrum aquilegifolium</i>
		<i>Thalictrum collinum</i>
		<i>Thalictrum cultratum</i>
		<i>Thalictrum delavayi</i>
		<i>Thalictrum faunei</i>
		<i>Thalictrum flavum</i>
		<i>Thalictrum foetidum</i>
		<i>Thalictrum foliolosum</i>
		<i>Thalictrum glandulosissimum</i>
		<i>Thalictrum isopyroides</i>
<i>Thalictrum javanicum</i>		
<i>Thalictrum longipedunculatum</i>		
<i>Thalictrum minus</i>		

N40	Magnoflorina	<i>Thalictrum sessile</i>
		<i>Thalictrum simplex</i>
		<i>Thalictrum sultanabadense</i>
		<i>Trollius europaeus</i>
N179	<i>N</i> -metildanguyellina	<i>Thalictrum pedunculatum</i>
N43	<i>N</i> -formilanonaina	<i>Thalictrum pedunculatum</i>
N180	<i>N</i> -metilcassitina	<i>Thalictrum isopyroides</i>
N181	<i>N</i> -metilnantenina	<i>Thalictrum sp</i>
N51	<i>N</i> -metillaurotetanina	<i>Delphinium sp</i>
		<i>Thalictrum bazarica</i>
		<i>Thalictrum isopyroides</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
N103	<i>N-N</i> dimetilindcarpina	<i>Caltha sp</i>
N182	<i>N</i> -óxido preocoteina	<i>Thalictrum minus</i>
N183	<i>N</i> -óxido thalicmidina	<i>Thalictrum minus</i>
N135	Nantenina	<i>Thalictrum minus</i>
N66	Noroconovina	<i>Thalictrum pedunculatum</i>
N148	Oconovina	<i>Thalictrum fauriei</i>
		<i>Thalictrum pedunculatum</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
N149	Ocopodina	<i>Thalictrum sp</i>
N150	Ocoteína	<i>Thalictrum delavayi</i>
		<i>Thalictrum isopyroides</i>
		<i>Thalictrum longipedunculatum</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
N143	<i>O</i> - metilcassifilina	<i>Thalictrum sp</i>
N160	Thalbaicalidina	<i>Thalictrum baicalense</i>
N184	Thalbaicalina	<i>Thalictrum baicalense</i>
N185	Thalfenina	<i>Thalictrum minus</i>
		<i>Thalictrum rugosum</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
N186	Thalicsimidina	<i>Thalictrum flavum</i>
		<i>Thalictrum ichengense</i>
		<i>Thalictrum kuhistanicum</i>
		<i>Thalictrum longipedunculatum</i>
		<i>Thalictrum microgynum</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
		<i>Thalictrum pendunculatum</i>
		<i>Thalictrum simplex</i>
<i>Thalictrum sp</i>		
N86	Thaliporfina	<i>Thalictrum buschianum</i>
		<i>Thalictrum fendleri</i>
		<i>Thalictrum foetidum</i>
		<i>Thalictrum ichengense</i>
		<i>Thalictrum isopyroides</i>
		<i>Thalictrum longipedunculatum</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
N187	Thalispornina	<i>Thalictrum sp</i>
N163	Xanthoplanina	<i>Thalictrum foeliolosum</i>
		<i>Thalictrum sp</i>

Aporfina 4,7 oxo sustituida		
O	Alcaloide	Especie
O39	N-dimetiltalfenina	<i>Thalictrum sp</i>
Dehidroaporfina		
R	Alcaloide	Especie
R16	Dehidroglaucina	<i>Thalictrum icheguense</i>
R21	Dehidroocoteina	<i>Thalictrum isopyroides</i>
R26	Dehidrothalicimidina	<i>Thalictrum ichingense</i>
Oxoaporfina		
U	Alcaloide	Especie
U37	7-Oxobaicalina	<i>Thalictrum baicalense</i>
U38	Baicalidina	<i>Thalictrum baicalense</i>
U39	Corunina	<i>Thalictrum foetidum</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
U40	Glaunidina	<i>Thalictrum sp</i>
U9	Lirodenina	<i>Aconitum sp</i>
		<i>Thalictrum cymosa</i>
U18	Oxoglaucina	<i>Xanthorhiza simplicissima</i>
U21	Oxopurpleina	<i>Thalictrum foetidum</i>
U34	Thalicminina	<i>Thalictrum microgynum</i>
		<i>Thalictrum isopyroides</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
		<i>Thalictrum simplex</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
Fenantreno		
W	Alcaloide	Especie
W26	N-metilthaliglicina	<i>Thalictrum polygonum</i>
W27	N-metilthaliglicinona	<i>Thalictrum polygonum</i>
W28	Thalflavidina	<i>Thalictrum sp</i>
W20	Thalichuberina	<i>Thalictrum delavayi</i>
		<i>Thalictrum hazarica</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
W29	Thaliglicina	<i>Thalictrum thumbergii</i>
		<i>Thalictrum flavum</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
W30	Thaliglicinona	<i>Thalictrum rugosum</i>
		<i>Thalictrum sp</i>
		<i>Thalictrum longipedunculatum</i>
		<i>Thalictrum minus</i>
W31	Thalihazina	<i>Thalictrum rugosum</i>
W32	Thalixina	<i>Thalictrum sp</i>
		<i>Thalictrum hazarica</i>
		<i>Thalictrum longipedunculatum</i>
Familia Menispermaceae		
Aporfinas sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N7	Anonaina	<i>Stephania pierrei</i>
		<i>Stephania venosa</i>
N92	Apoglaziovina	<i>Stephania venosa</i>
N10	Asimilobina	<i>Stephania pierrei</i>
		<i>Stephania succifera</i>

N10	Asimilobina	<i>Stephania venosa</i>
N188	Asimilobina 2-O-B-D-glucosido	<i>Stephania tetrandra</i>
N114	Bulbocapnina	<i>Cissampelos pareira</i>
N189	Cocsarmina	<i>Cocculus sarmentosus</i>
N17	Cordina	<i>Cissampelos fasciculata</i>
		<i>Stephania dinkaglei</i>
		<i>Stephania lincangensis</i>
		<i>Stephania macrantha</i>
		<i>Stephania venosa</i>
		<i>Stephania zippeliana</i>
N18	Corituberina	<i>Cissampelos pareira</i>
		<i>Stephania officinarum</i>
		<i>Stephania sp</i>
N19	Crebanina	<i>Stephania brachyandra</i>
		<i>Stephania dentifolia</i>
		<i>Stephania dielsiana</i>
		<i>Stephania hainanensis</i>
		<i>Stephania officinarum</i>
		<i>Stephania sasakii</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania succifera</i>
		<i>Stephania tetrandra</i>
		<i>Stephania venosa</i>
		<i>Stephania yunnanensis</i>
		<i>Stephania zippeliana</i>
N21	Dicentrina	<i>Cissampelos sp</i>
		<i>Cocculus laurifolius</i>
		<i>Cyclea laxiflora</i>
		<i>Stephania brachyandra</i>
		<i>Stephania dentifolia</i>
		<i>Stephania dicentziflora</i>
		<i>Stephania disciflora</i>
		<i>Stephania epigeae</i>
		<i>Stephania mashanica</i>
		<i>Stephania pierrei</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania zippeliana</i>
		<i>Stephania pierrei</i>
		<i>Stephania sasakii</i>
		N190
N26	Glaucina	<i>Chasmanthera sp</i>
N27	Isoboldina	<i>Pachygone ovata</i>
		<i>Stephania excentnca</i>
		<i>Stephania officinarum</i>
		<i>Cocculus trilobus</i>
N28	Isocoridina	<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania cepharanta</i>
		<i>Stephania dinkaglei</i>
		<i>Stephania disciflora</i>
		<i>Stephania dolichopoda</i>
		<i>Stephania lincangensis</i>
<i>Stephania macrantha</i>		
<i>Stephania officinarum</i>		

N28	Isocoridina	<i>Stephania pierrei</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania thouarsii</i>
		<i>Stephania yunnanensis</i>
N30	Isolaurelina	<i>Stephania pierrei</i>
		<i>Stephania yunnanensis</i>
N125	Launobina	<i>Sciadotenia cayanensis</i>
N191	Laurifolina	<i>Cocculus lurifolius</i>
		<i>Legnophora moorei</i>
N35	Laurotetanina	<i>Cyclea atjehensis</i>
N40	Magnoflorina	<i>Anamira sp</i>
		<i>Chasmanthera sp</i>
		<i>Cissampelos pareira</i>
		<i>Cocculus hirsutus</i>
		<i>Cocculus laurifolius</i>
		<i>Cocculus sp</i>
		<i>Coscinium sp</i>
		<i>Cyclea sp</i>
		<i>Dioscoreophyllum cumminsii</i>
		<i>Dioscoreophyllum sp</i>
		<i>Fibraurea sp</i>
		<i>Heptacyclum sp</i>
		<i>Kolobopetalum sp</i>
		<i>Legnophora moorei</i>
		<i>Legnophora sp</i>
		<i>Menispermum canadense</i>
<i>Menispermum dauricum</i>		
N40	Magnoflorina	<i>Pachygone ovata</i>
		<i>Pachygone sp</i>
		<i>Pycnarhena sp</i>
		<i>Rhigiocarya sp</i>
		<i>Stephania glabra</i>
		<i>Stephania gracilentia</i>
		<i>Stephania pierrei</i>
		<i>Stephania tetrandra</i>
		<i>Tiliacora sp</i>
		<i>Tiliacora trandra</i>
		<i>Tinospora capillipes</i>
		<i>Tinospora malabarica</i>
		<i>Tinospora sp</i>
<i>Triclisia sp</i>		
N129	Mecambrolina	<i>Stephania venosa</i>
N41	Menisperina	<i>Cocculus sp</i>
		<i>Legnophora moorei</i>
		<i>Menispermum dauricum</i>
		<i>Rhigiocarya racemifera</i>
		<i>Rhigiocarya sp</i>
		<i>Tinospora capillipes</i>
N192	<i>N metilboldina</i>	<i>Stephania sp</i>
N193	<i>N metilglaucina</i>	<i>Stephania sp</i>
N100	<i>N-acetilnornuciferina</i>	<i>Tinospora crispa</i>
N194	<i>N-formilnanteina</i>	<i>Cyclea atjehensis</i>

N195	<i>N</i> -formilnuciferina	<i>Tinospora crispa</i>
N46	<i>N</i> -metilactinodafina	<i>Sciadotenia cayanensis</i>
		<i>Stephania pierrei</i>
		<i>Stephania tetrandra</i>
N47	<i>N</i> -metilasimilobina	<i>Stephania sp</i>
N196	<i>N</i> -metilcordina	<i>Kolobopetalum sp</i>
		<i>Stephania sp</i>
N51	<i>N</i> -metilaurotetanina	<i>Stephania sp</i>
N132	<i>N</i> -metilindcarpina	<i>Stephania sp</i>
N103	<i>N-N</i> dimetilindcarpina	<i>Coccinium sp</i>
		<i>Fibraurea sp</i>
		<i>Menispermum canadense</i>
		<i>Pycnarhena sp</i>
		<i>Strychnopsis thouarsii</i>
N197	<i>N-O</i> dimetilisocoridina	<i>Cocculus sp</i>
		<i>Pachygone sp</i>
N198	<i>N</i> -óxido crebanina	<i>Stephania succifera</i>
N135	Nantenina	<i>Stephania tetrandra</i>
N66	Norconovina	<i>Tinospora crispa</i>
		<i>Tinospora malabarica</i>
N54	Norcordina	<i>Stephania dinkaglei</i>
N137	Nordicentrina	<i>Stephania pierrei</i>
N56	Norglaucina	<i>Chasmanthera sp</i>
N64	Nornantenina	<i>Cyclea atjebensis</i>
		<i>Chasmanthera sp</i>
N70	Nuciferina	<i>Cissampelos pareira</i>
		<i>Stephania sasakii</i>
N199	Nuciferolina	<i>Stephania venosa</i>
N145	<i>O-O</i> dimetilcorituberina	<i>Chasmanthera sp</i>
		<i>Cocculus sp</i>
N78	Predicentrina	<i>Strychnopsis thouarsii</i>
N82	Roemerina	<i>Stephania dingkaglei</i>
		<i>Stephania disciflora</i>
		<i>Stephania excentrica</i>
		<i>Stephania glabra</i>
		<i>Stephania lincangensis</i>
		<i>Stephania rotunda</i>
		<i>Stephania sasakii</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania yunnanensis</i>
N83	Roemerolina	<i>Stephania pierrei</i>
		<i>Stephania sp</i>
N200	Roemrefidina	<i>Anisocycla cymosa</i>
N201	Stefalagina	<i>Stephania dinkaglei</i>
N106	Stefarina	<i>Stephania brachyandra</i>
		<i>Stephania capitata</i>
		<i>Stephania dicentziniifeza</i>
		<i>Stephania dielsiana</i>
		<i>Stephania kwangsiensis</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania yunnanensis</i>
N202	Stesakina	<i>Stephania abyssinica</i>

N202	Stesakina	<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania zippeliana</i>
N89	Xylopina	<i>Stephania pierrei</i>
Aporfinas 4, 7 oxo sustituidas		
O	Alcaloide	Especie
O40	B-N óxido stefaladiolamina	<i>Stephania venosa</i>
O41	B-N-óxido sukhodianina	<i>Stephania venosa</i>
O2	B-N-óxido ushinsunina	<i>Stephania venosa</i>
O17	Norushinsunina	<i>Sinomenium acutum</i>
O42	O-acetilsukhodianina	<i>Stephania venosa</i>
O23	Oliverolina	<i>Stephania epigeae</i>
O43	Sukhodianina	<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania venosa</i>
O37	Ushinsunina	<i>Stephania sasakii</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania venosa</i>
7-hidroxi 7-metilaporfinas		
P	Alcaloide	Especie
P4	Sinomendina	<i>Sinomenium acutum</i>
Dehidroaporfinas		
R	Alcaloide	Especie
R28	8-hidroxi dehidroermerina	<i>Stephania dicentziniifeza</i>
		<i>Stephania dentifolia</i>
		<i>Stephania hainansis</i>
R29	Dehidrocrebanina	<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania succifera</i>
		<i>Stephania venosa</i>
		<i>Stephania yunnanensis</i>
R18	Dehidrodicentrina	<i>Cissampelos sp</i>
		<i>Stephania dentifolia</i>
		<i>Stephania dicentziniifeza</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania yunnanensis</i>
R30	Dehidrofanostenina	<i>Stephania sp</i>
R17	Dehidroisolaurelina	<i>Stephania micrantha</i>
		<i>Stephania disciflora</i>
R8	Dehidroermerina	<i>Stephania micrantha</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania yunnanensis</i>
		<i>Stephania dicentziniifeza</i>
R31	Dehidrostefanina	<i>Stephania dielsiana</i>
		<i>Stephania micrantha</i>
		<i>Stephania sp</i>
R32	Dehidrostesakina	<i>Stephania sp</i>
R33	N-formil dehidronuciferina	<i>Sinomenium acutum</i>
Aporfinas 4 oxo sustituidas		
S	Alcaloide	Especie
S6	4-Hidroxi crebanina	<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania venosa</i>
S7	Epiglaufidina	<i>Stephania zippeliana</i>
S8	Sterpofina	<i>Stephania dinkaglei</i>
		<i>Stephania sasakii</i>

4,5 Dioxoaporfinas

T	Alcaloide	Especie
T6	4,5 dioxodehidrocrebanina	<i>Stephania sp</i>
T7	Ayuthianina	<i>Stephania sp</i>
T8	Tuberosina B	<i>Stephania tetrandra</i>
Oxoaporfinas		
U	Alcaloide	Especie
U29	Cassameridina	<i>Stephania tetrandra</i>
U5	Dicentrinona	<i>Stephania mashanica</i>
		<i>Stephania zippeliana</i>
U36	Dihidroemenina	<i>Abuta sp</i>
U41	Imenina	<i>Abuta sp</i>
U8	Lanuginosina	<i>Stephania abyssinica</i>
		<i>Stephania japonica</i>
		<i>Stephania sp</i>
U9	Linodenina	<i>Anisocyclus cymosa</i>
		<i>Chasmanthera sp</i>
		<i>Pachygone ovata</i>
		<i>Pachygone sp</i>
		<i>Pycnarhena australiana</i>
		<i>Rhigiocarya sp</i>
		<i>Sinomenium acutum</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania sutchuenensis</i>
		<i>Stephania venosa</i>
U10	Lisicamina	<i>Abuta sp</i>
		<i>Chasmanthera sp</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Telitoxicum glaziovii</i>
U12	O-metilmoschatolina	<i>Telitoxicum sp</i>
		<i>Abuta sp</i>
		<i>Tnelisia sp</i>
U13	Oxoanolobina	<i>Stephania excentrica</i>
U16	Oxocrebanina	<i>Stephania hainanensis</i>
		<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania succifera</i>
		<i>Stephania venosa</i>
U42	Oxoestefanosina	<i>Stephania venosa</i>
U18	Oxoglauca	<i>Chasmanthera sp</i>
U32	Oxonantenina	<i>Stephania tetrandra</i>
U22	Oxoputenna	<i>Stephania excentrica</i>
U23	Oxostefanina	<i>Stephania sp</i>
		<i>Stephania venosa</i>
		<i>Stephania zippeliana</i>
U43	Peruvianina	<i>Telitoxicum sp</i>
U44	Splendidina	<i>Abuta sp</i>
U24	Subsessilina	<i>Telitoxicum sp</i>
U45	Telikovina	<i>Telitoxicum krukovii</i>
U46	Thailandina	<i>Stephania sp</i>
U47	Uthongina	<i>Stephania sp</i>

Fenantrenos		
W	Alcaloide	Especie
W4	Argentínina	<i>Stephania tetrandra</i>
W33	Grandirubrina	<i>Abuta sp</i>
W34	Imelutina	<i>Abuta sp</i>
W35	Imerrubrina	<i>Abuta sp</i>
W36	Menisporfina	<i>Menispermum sp</i>
W13	Metoxiatherosperminina	<i>Meiocarpidium sp</i>
W37	Norrufescina	<i>Abuta sp</i>
		<i>Telitoxicum sp</i>
W38	Rufescina	<i>Abuta sp</i>
W9	Stefenantrina	<i>Anisocycla cyrrosa</i>
		<i>Stephania tetrandra</i>
W39	Telazolina	<i>Telitoxicum sp</i>
W40	Telitoxina	<i>Telitoxicum sp</i>
Familia Berberidaceae		
Aporfinas <i>sensu stricto</i>		
N	Alcaloide	Especie
N17	Coridina	<i>Mahonia sp</i>
N18	Corituberina	<i>Mahonia aquifolium</i>
N117	Domesticina	<i>Nandina domestica</i>
N26	Glaucina	<i>Berberis cretica</i>
		<i>Berberis sp</i>
		<i>Mahonia sp</i>
N27	Isoboldina	<i>Berberis valdiviana</i>
		<i>Berberis sp</i>
		<i>Mahonia sp</i>
		<i>Nandina domestica</i>
N28	Isocoridina	<i>Berberis sp</i>
		<i>Mahonia aquifolium</i>
		<i>Mahonia sp</i>
		<i>Nandina domestica</i>
N29	Isodomesticina	<i>Nandina sp</i>
N40	Magnoflorina	<i>Berbens actinacantha</i>
		<i>Berberis asiatica</i>
		<i>Berberis cretica</i>
		<i>Berbens darwinii</i>
		<i>Berberis ilicifolia</i>
		<i>Berberis oblonga</i>
		<i>Berberis polymorpha</i>
		<i>Berberis sp</i>
		<i>Berberis wilsoniae</i>
		<i>Epimedium versicolor</i>
		<i>Mahonia aquifolium</i>
<i>Mahonia sp</i>		
		<i>Nandina domestica</i>
N41	Menispenna	<i>Nandina domestica</i>
N203	N-óxido Isocondina	<i>Berbens sp</i>
N204	N-óxido O-metilcondina	<i>Berbens chiria</i>
N183	N-óxido thalicmidina	<i>Berberis sp</i>
N135	Nantenina	<i>Nandina domestica</i>

N135	Nantenina	<i>Nandina sp</i>
N64	Normantenina	<i>Nandina domestica</i>
		<i>Nandina sp</i>
N70	Nuciferina	<i>Nandina domestica</i>
N86	Thaliporfina	<i>Berberis cretica</i>
		<i>Berberis sp</i>
		<i>Mahonia sp</i>
Aporfina 4, 7 oxo sustituida		
O	Alcaloide	Especie
O44	Hidroxinantenina	<i>Nandina domestica</i>
Dehidroaporfina		
R	Alcaloide	Especie
R25	Dehidroisoboldina	<i>Nandina domestica</i>
R4	Dehidronantenina	<i>Nandina domestica</i>
		<i>Nandina sp</i>
4,5 Dioxoaporfina		
T	Alcaloide	Especie
T9	Coridiona	<i>Nandina sp</i>
Oxoaporfina		
U	Alcaloide	Especie
U48	Nandazurina	<i>Nandina domestica</i>
		<i>Nandina sp</i>
U32	Oxonantenina	<i>Nandina sp</i>
Fenantrenos		
W	Alcaloide	Especie
W41	Metino coridina	<i>Berberis cretica</i>
W42	Taspina	<i>Leontice sp</i>
ALCALOIDES APORFINICOS sensu lato EN EL ORDEN PAPAVERALES		
Familia Fumariaceae		
Aporfinas sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N113	Bracteolina	<i>Corydalis gortschakovii</i>
		<i>Corydalis pseudoorientale</i>
		<i>Corydalis sp</i>
N114	Bulbocapntina	<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis caucasica</i>
		<i>Corydalis cava</i>
		<i>Corydalis hsuchowensis</i>
		<i>Corydalis integra</i>
		<i>Corydalis intermedia</i>
		<i>Corydalis marschaliana</i>
		<i>Corydalis rutifolia</i>
		<i>Corydalis solida</i>
		<i>Corydalis sp</i>
		<i>Dicentra sp</i>
N17	Condina	<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis gortschakovii</i>
		<i>Corydalis solida</i>
		<i>Corydalis sp</i>
		<i>Corydalis tuber</i>
		<i>Dactylicapnos scandens</i>

N17	Cordina	<i>Dicentra eximia</i>
		<i>Dicentra formosa</i>
		<i>Dicentra oregana</i>
		<i>Dicentra peregrina</i>
N18	Contuberina	<i>Corydalis cava</i>
		<i>Corydalis nobilis</i>
		<i>Corydalis semenovii</i>
		<i>Corydalis sp</i>
N21	Dicentrina	<i>Dicentra formosa</i>
		<i>Dicentra eximia</i>
		<i>Dicentra formosa</i>
		<i>Dicentra oregana</i>
N117	Domesticina	<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis gortschakovii</i>
		<i>Corydalis marschaliana</i>
		<i>Corydalis solida</i>
		<i>Corydalis sp</i>
		<i>Corydalis stewartii</i>
N26	Glaucina	<i>Platycapnos spicata</i>
		<i>Ceratocapnos palaestinus</i>
		<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis sp</i>
		<i>Corydalis tuber</i>
		<i>Corydalis turtschaninovii</i>
		<i>Corydalis yanhusuo</i>
<i>Dactylicapnos scandens</i>		
N26	Glaucina	<i>Dicentra eximia</i>
		<i>Dicentra formosa</i>
		<i>Dicentra oregana</i>
		<i>Platycapnos saxicola</i>
		<i>Platycapnos spicata</i>
		<i>Platycapnos tenuiloba</i>
		<i>Sarcocapnos baetica</i>
		<i>Sarcocapnos crassifolia</i>
<i>Sarcocapnos enneaphylla</i>		
N27	Isoboidina	<i>Sarcocapnos saetabensis</i>
		<i>Ceratocapnos palaestinus</i>
		<i>Corydalis claviculata</i>
		<i>Corydalis stricta</i>
		<i>Corydalis palida</i>
		<i>Corydalis stewartii</i>
		<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis bulleyana</i>
		<i>Corydalis bungeana</i>
		<i>Corydalis caucasica</i>
		<i>Corydalis cava</i>
		<i>Corydalis gortschakovii</i>
		<i>Corydalis intermedia</i>
		<i>Corydalis nobilis</i>
<i>Corydalis rutifolia</i>		
<i>Corydalis solida</i>		
<i>Corydalis sp</i>		

N27	Isoboldina	<i>Corydalis turtschaninovii</i>
		<i>Dicentra peregrina</i>
		<i>Fumaria vaillantii</i>
		<i>Fumaria bella</i>
		<i>Fumaria capreolata</i>
		<i>Fumaria macrosepala</i>
		<i>Fumaria parviflora</i>
N28	Isocoridina	<i>Sarcocapnos crassifolia</i>
		<i>Corydalis gortschakovii</i>
		<i>Corydalis govaniiana</i>
		<i>Corydalis lutea</i>
		<i>Corydalis solida</i>
		<i>Corydalis sp</i>
		<i>Corydalis tuber</i>
		<i>Dactylicapnos torulosa</i>
		<i>Dicentra eximia</i>
		<i>Dicentra peregrina</i>
		<i>Fumaria vaillantii</i>
		<i>Sarcocapnos enneaphylla</i>
		<i>Sarcocapnos saetabensis</i>
N29	Isodomesticina	<i>Platycapnos spictata</i>
N32	Lastourvillina	<i>Fumaria indica</i>
N40	Magnoflorina	<i>Corydalis intermedia</i>
N51	N-metillaurotetanina	<i>Fumaria capreolata</i>
		<i>Corydalis caucasica</i>
		<i>Corydalis turtschaninovii</i>
		<i>Platycapnos spictata</i>
		<i>Sarcocapnos crassifolia</i>
N135	Nantenina	<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis cava</i>
		<i>Corydalis solida</i>
		<i>Corydalis turtschaninovii</i>
		<i>Corydalis yanhusuo</i>
		<i>Platycapnos spictata</i>
N56	Norglaucina	<i>Platycapnos tenuiloba</i>
		<i>Ceratocapnos palaestinus</i>
N58	Norisocorridina	<i>Corydalis turtschaninovii</i>
		<i>Corydalis yanhusuo</i>
N78	Predicentrina	<i>Corydalis caucasica</i>
		<i>Corydalis sp</i>
		<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis cava</i>
		<i>Corydalis solida</i>
N86	Thaliporfina	<i>Corydalis sp</i>
		<i>Dicentra peregrina</i>
		<i>Ceratocapnos palaestinus</i>
		<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis claviculata</i>
		<i>Corydalis gortschakovii</i>
<i>Corydalis paniculigera</i>		
		<i>Corydalis turtschaninovii</i>
		<i>Platycapnos spictata</i>

N87	Wilsonirina	<i>Corydalis gortschakovii</i>
		<i>Corydalis pseudoedunca</i>
		<i>Corydalis stricta</i>
Dehidroaporfinas		
R	Alcaloide	Especie
R34	Bulbodiona	<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis bulbosa</i>
R16	Dehidroglauцина	<i>Corydalis turtschaninovii</i>
		<i>Platycapnos spictata</i>
		<i>Sarcocapnos enneaphylla</i>
		<i>Sarcocapnos saetabensis</i>
R4	Dehidronantenina	<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Corydalis turtschaninovii</i>
		<i>Platycapnos spictata</i>
4,5 Dioxoaporfinas		
	Alcaloide	Especie
T9	Coridiona	<i>Corydalis bulbosa</i>
Oxoporfinas		
U	Alcaloide	Especie
U39	Corunina	<i>Corydalis gortschakovii</i>
		<i>Platycapnos spictata</i>
		<i>Sarcocapnos crassifolia</i>
		<i>Sarcocapnos enneaphylla</i>
		<i>Sarcocapnos saetabensis</i>
U46	Nandazurina	<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Platycapnos spictata</i>
U18	Oxoglauцина	<i>Corydalis bulbosa</i>
		<i>Platycapnos spictata</i>
		<i>Sarcocapnos baetica</i>
		<i>Sarcocapnos crassifolia</i>
		<i>Sarcocapnos enneaphylla</i>
		<i>Sarcocapnos saetabensis</i>
U32	Oxonantenina	<i>Corydalis bulbosa</i>
Fenantrenos		
W	Alcaloide	Especie
W43	Metino glauцина	<i>Platycapnos spictata</i>
		<i>Sarcocapnos enneaphylla</i>
W44	N-óxido Thalictubenna	<i>Platycapnos spictata</i>
W45	Secoglauцина	<i>Corydalis yanhusuo</i>
W20	Thalictuberina	<i>Platycapnos spictata</i>
		<i>Platycapnos tenuiloba</i>
Familia Papaveraceae		
Aporfinas sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N7	Anonaína	<i>Roemeria refracta</i>
N113	Bracteolina	<i>Papaver bracteatum</i>
		<i>Papaver orientale</i>
		<i>Papaver sp</i>
N114	Bulbocaprina	<i>Glaucium comiculatum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
N17	Coridina	<i>Argemone hybrda</i>
		<i>Dicranostigma leptopodium</i>

	Coridina	<i>Dicranostigma sp</i> <i>Eschscholtzia californica</i> <i>Eschscholtzia douglasii</i> <i>Eschscholtzia glauca</i> <i>Eschscholtzia sp</i> <i>Glaucium corniculatum</i> <i>Glaucium elegans</i> <i>Glaucium fimbriigerum</i> <i>Glaucium flavum</i> <i>Glaucium oxylobum</i> <i>Glaucium sp</i> <i>Glaucium squamigerum</i> <i>Papaver bracteatum</i> <i>Papaver confine</i> <i>Papaver croceum</i> <i>Papaver glaucum</i> <i>Papaver pavoninum</i> <i>Papaver sp</i> <i>Papaver stevenianum</i>
N18	Corituberina	<i>Dicranostigma sp</i> <i>Eschscholtzia californica</i> <i>Eschscholtzia douglasii</i> <i>Eschscholtzia glauca</i> <i>Eschscholtzia sp</i> <i>Glaucium fimbriigerum</i> <i>Glaucium oxylobum</i> <i>Glaucium sp</i> <i>Glaucium squamigerum</i> <i>Papaver albiflorum</i> <i>Papaver argemone</i> <i>Papaver atlanticum</i> <i>Papaver bratceatum</i> <i>Papaver confine</i> <i>Papaver diphyllum</i> <i>Papaver dubium</i> <i>Papaver glaucum</i> <i>Papaver orientale</i> <i>Papaver pseudoorientale</i> <i>Papaver rhoeas</i> <i>Papaver sp</i> <i>Papaver stevenianum</i> <i>Papaver tataricum</i> <i>Stylophorum lasiocarpa</i>
N21	Dicentrina	<i>Glaucium sp</i>
N117	Domesticina	<i>Glaucium oxylobum</i>
N26	Glaucina	<i>Glaucium corniculatum</i> <i>Glaucium elegans</i> <i>Glaucium flavum</i> <i>Glaucium serpiery</i> <i>Glaucium sp</i> <i>Papaver apoknomenon</i> <i>Papaver flavum</i>

N26	Glaucina	<i>Papaver pilosum</i>
		<i>Papaver spicatum</i>
		<i>Papaver strictum</i>
N205	Glaufina	<i>Glaucium sp</i>
N206	Glaufinina	<i>Glaucium comiculatum</i>
N27	Isoboldina	<i>Glaucium arabicum</i>
		<i>Glaucium fimbriigerum</i>
		<i>Glaucium flavum</i>
		<i>Glaucium oxylobum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
		<i>Papaver bracteatum</i>
		<i>Papaver orientale</i>
		<i>Papaver rhoeas</i>
		<i>Stylophorum diphyllum</i>
		<i>Stylophorum lasiocarpum</i>
		<i>Glaucium elegans</i>
		<i>Glaucium fimbriigerum</i>
N28	Isocoridina	<i>Glaucium sp</i>
		<i>Argemone mexicana</i>
		<i>Dicranostigma leptopodium</i>
		<i>Dicranostigma sp</i>
		<i>Eschscholtzia californica</i>
		<i>Eschscholtzia douglasii</i>
		<i>Eschscholtzia glauca</i>
		<i>Glaucium comiculatum</i>
		<i>Glaucium elegans</i>
		<i>Glaucium fimbriigerum</i>
		<i>Glaucium flavum</i>
		<i>Glaucium oxylobum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
		<i>Papaver confine</i>
		<i>Papaver glaucum</i>
		<i>Papaver pavonimum</i>
		<i>Papaver rhoeas</i>
		<i>Papaver rhopalotheca</i>
<i>Papaver sp</i>		
<i>Papaver stevenianum</i>		
N207	Isocorituberina	<i>Pteridophyllum sp</i>
		<i>Roemeria carica</i>
		<i>Glaucium fimbriigerum</i>
N208	Isotebaidina	<i>Glaucium oxylobum</i>
N209	Isotebaina	<i>Glaucium sp</i>
		<i>Papaver sp</i>
		<i>Papaver atlanticum</i>
		<i>Papaver bracteatum</i>
		<i>Papaver orientale</i>
N37	Linnidina	<i>Papaver pseudoorientale</i>
		<i>Papaver sp</i>
		<i>Papaver caucasicum</i>
N40	Magnoflorina	<i>Papaver persicum</i>
		<i>Papaver sp</i>
		<i>Argemone platyceras</i>

N40	Magnoflorina	<i>Argemone sp</i>
		<i>Chelidonium sp</i>
		<i>Dicranostigma sp</i>
		<i>Eschscholtzia californica</i>
		<i>Eschscholtzia glauca</i>
		<i>Glaucium arabicum</i>
		<i>Glaucium fimbriigerum</i>
		<i>Glaucium flavum</i>
		<i>Glaucium oxilobum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
		<i>Glaucium squamigerum</i>
		<i>Meconopsis rudis</i>
		<i>Meconopsis sp</i>
		<i>Papaver argemone</i>
		<i>Papaver atlanticum</i>
		<i>Papaver bracteatum</i>
		<i>Papaver glaucum</i>
		<i>Papaver orientale</i>
		<i>Papaver pavonimum</i>
		<i>Papaver pseudoorientale</i>
<i>Papaver rhoeas</i>		
<i>Papaver sp</i>		
<i>Pteridophyllum sp</i>		
<i>Stylophorum diphyllum</i>		
<i>Stylophorum lasiocarpum</i>		
N129	Mecambrolina	<i>Meconopsis cambrina</i>
		<i>Papaver sp</i>
N41	Menisperina	<i>Dicranostigma sp</i>
		<i>Papaver sp</i>
N47	N-metilalimilobina	<i>Papaver armenicum</i>
		<i>Papaver fugax</i>
		<i>Papaver sp</i>
		<i>Papaver tauricola</i>
N196	N-metilicoridina	<i>Glaucium oxilobum</i>
N210	N-metilisotebaina	<i>Papaver bracteatum</i>
		<i>Papaver orientale</i>
		<i>Papaver pseudoorientale</i>
N51	N-metilaurotetanina	<i>Eschscholtzia californica</i>
		<i>Eschscholtzia douglasii</i>
		<i>Eschscholtzia glauca</i>
		<i>Glaucium corniculatum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
		<i>Papaver apokrinomenon</i>
		<i>Papaver strictum</i>
N103	N-N dimetilindcarpina	<i>Glaucium sp</i>
N211	N-óxido Coridina	<i>Glaucium sp</i>
N212	N-óxido Roemerina	<i>Papaver sp</i>
N135	Nantenina	<i>Papaver sp</i>
N42	Neolitsina	<i>Glaucium sp</i>
		<i>Glaucium sp</i>
N54	Norcoridina	<i>Glaucium sp</i>
		<i>Papaver bracteatum</i>
N58	Norisocoridina	<i>Glaucium fimbriigerum</i>

N58	Norisocoridina	<i>Glaucium oxylobm</i>
		<i>Glaucium sp</i>
N70	Nuciferina	<i>Papaver pisocarpa</i>
		<i>Papaver sp</i>
N199	Nuciferolina	<i>Papaver caucasicum</i>
N213	O-metilisotobaina	<i>Papaver orientale</i>
N214	Orientina	<i>Papaver orientale</i>
N215	Orientinina	<i>Papaver orientale</i>
N78	Predicentrina	<i>Glaucium corniculatum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
N82	Roemerina	<i>Papaver apokrinomenon</i>
		<i>Papaver confine</i>
		<i>Papaver dubium</i>
		<i>Papaver fugax</i>
		<i>Papaver pilosum</i>
		<i>Papaver rhoeas</i>
		<i>Papaver rhopalothece</i>
		<i>Papaver sp</i>
		<i>Papaver spicatum</i>
		<i>Papaver strictum</i>
		<i>Papaver urbanianum</i>
N83	Roemerolina	<i>Roemeria refracta</i>
N200	Roemrefidina	<i>Papaver fugax</i>
		<i>Roemeria refracta</i>
		<i>Papaver dubium</i>
		<i>Papaver sp</i>
		<i>Roemeria sp</i>
N86	Thaliporfina	<i>Glaucium arabicum</i>
		<i>Glaucium corniculatum</i>
		<i>Glaucium flavum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
Dehidroaporfina		
R	Alcaloide	Especie
R35	Dehidrocondina	<i>Glaucium corniculatum</i>
		<i>Glaucium oxylobum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
R18	Dehidrocentrina	<i>Glaucium corniculatum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
R16	Dehidroglaucina	<i>Glaucium corniculatum</i>
		<i>Glaucium flavum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
		<i>Papaver apokrinomenon</i>
		<i>Papaver pilosum</i>
		<i>Papaver spicatum</i>
R36	Dehidroisotobaina	<i>Papaver orientale</i>
R37	Dehidronorglaucina	<i>Glaucium falvum</i>
		<i>Papaver apokrinomenon</i>
R8	Dehidroeroemenna	<i>Papaver pilosum</i>
		<i>Papaver sp</i>
		<i>Papaver spicatum</i>
		<i>Papaver strictum</i>
R37	Didehidroaporfina	<i>Papaver urbanianum</i>

R38	Orientidina	<i>Papaver orientale</i>
R39	Tetradehidroglauцина	<i>Glaucium flavum</i>
Aporfina 4 oxo sustituida		
S	Alcaloide	Especie
S9	Catalina	<i>Glaucium flavum</i>
S10	4-Hidroxibulbocapnina	<i>Glaucium sp</i>
S11	Glaufidina	<i>Glaucium corniculatum</i>
		<i>Glaucium fimbriigerum</i>
		<i>Glaucium oxylobum</i>
S7	Epiglaufidina	<i>Glaucium sp</i>
		<i>Glaucium fimbriigerum</i>
Oxoaporfina		
U	Alcaloide	Especie
U49	Alcaloide PO-3	<i>Papaver orientale</i>
		<i>Papaver sp</i>
U50	Arosinina	<i>Glaucium sp</i>
U39	Corunina	<i>Glaucium flavum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
U5	Dicentrinona	<i>Glaucium sp</i>
U51	Floripavidina	<i>Papaver armenicum</i>
		<i>Papaver fugax</i>
		<i>Papaver tauricola</i>
		<i>Papaver trinifolium</i>
U40	Glaunidina	<i>Glaucium sp</i>
U41	Glaunina	<i>Glaucium sp</i>
U9	Liriodenina	<i>Papaver sp</i>
		<i>Roemeria refracta</i>
U18	Oxoglauцина	<i>Glaucium elegans</i>
		<i>Glaucium flavum</i>
		<i>Glaucium sp</i>
U26	Pontevedrina	<i>Glaucium flavum</i>
ALCALOIDES APORFINICOS sensu lato EN EL ORDEN ARISTOLOCHIALES		
Familia Aristolochiaceae		
Aporfinas sensu stricto		
N	Alcaloide	Especie
N10	Asimilobina	<i>Anstolochia sp</i>
N18	Contuberina	<i>Anstolochia clematitis</i>
N27	Isoboldina	<i>Anstolochia papilaris</i>
N40	Magnoflorina	<i>Anstolochia clematitis</i>
		<i>Anstolochia contorta</i>
		<i>Anstolochia fangchi</i>
		<i>Anstolochia indica</i>
		<i>Anstolochia manshuriensis</i>
		<i>Anstolochia moupinensis</i>
		<i>Anstolochia sustrozechauanica</i>
		<i>Anstolochia bracteata</i>
N100	N-acetilnomuciferina	<i>Anstolochia bracteata</i>
4,5 Dioxoaporfinas		
T	Alcaloide	Especie
T2	4,5 dioxodehidroasimilobina	<i>Anstolochia contorta</i>
		<i>Anstolochia chilensis</i>
		<i>Anstolochia likuenensis</i>

T2	4,5 dioxodehidroasimilobina	<i>Aristolochia sp</i>
T10	Aristolodiona	<i>Aristolochia chilensis</i>
T11	Cefaradiona A	<i>Aristolochia chilensis</i>
T12	Tuberosina	<i>Aristolochia chilensis</i>
		<i>Aristolochia sp</i>
T8	Tuberosina B	<i>Aristolochia tuberosa</i>
T13	Tuberosina C	<i>Aristolochia tuberosa</i>
T14	Tuberosina-N-B D glucosido	<i>Aristolochia cinabaria</i>
		<i>Aristolochia tuberosa</i>
T15	Tuberosina-N-B glucosido	<i>Aristolochia sp</i>
Oxoaporfinas		
U	Alcaloide	Especie
U10	Lisicamina	<i>Aristolochia contorta</i>
Fenantreno		
W	Alcaloide	Especie
W4	Argentinitina	<i>Aristolochia argentina</i>
ALCALOIDES APORFINICOS sensu lato EN EL ORDEN PIPERALES		
Familia Saururaceae		
Dioxoaporfinas		
T	Alcaloide	Especie
T16	Cefaradiona B	<i>Houttuynia cordata</i>
T4	Norcefadaradiona B	<i>Houttuynia cordata</i>
T17	7cloro Norcefadaradiona B	<i>Houttuynia cordata</i>
Familia Piperaceae		
Dioxoaporfinas		
T	Alcaloide	Especie
T2	4,5 dioxodehidroasimilobina	<i>Piper attenuatum</i>
		<i>Piper boehimerifolium</i>
		<i>Piper longum</i>
T10	Anstolodiona	<i>Piper attenuatum</i>
		<i>Piper boehimerifolium</i>
		<i>Piper longum</i>
T11	Cefaradiona A	<i>Piper acutisleginum</i>
		<i>Piper attenuatum</i>
		<i>Piper boehimerifolium</i>
		<i>Piper hamiltonii</i>
		<i>Piper longum</i>
		<i>Piper manauense</i>
T16	Cefaradiona B	<i>Piper methysticum</i>
		<i>Piper attenuatum</i>
		<i>Piper boehimerifolium</i>
		<i>Piper hamiltonii</i>
T4	Norcefadaradiona B	<i>Piper longum</i>
		<i>Piper attenuatum</i>
		<i>Piper boehimerifolium</i>
		<i>Piper hamiltonii</i>
		<i>Piper longum</i>

ANEXO 5 ACETOGENINAS DE ANNONACEAE

ACETOGENINAS PRESENTES EN EL ORDEN MAGNOLIALES

Familia Annonaceae		
lineal 1		
A	Acetogenina	Especie
A1	34-epi-Donnaienina D	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
A2	Annojahnin	<i>Annona jahni</i>
A3	Butirilactona 1	<i>Porcelia macrocarpa</i>
A4	Butirilactona 2	<i>Porcelia macrocarpa</i>
A5	Chatenaitrienina 1	<i>Annona nutans</i>
A6	Chatenaitrienina 2	<i>Annona nutans</i>
A7	Chatenaitrienina 3	<i>Annona nutans</i>
A8	Chatenaitrienina 4	<i>Annona nutans</i>
A9	Cohibina A	<i>Annona muricata</i>
A10	Cohibina B	<i>Annona muricata</i>
A11	Corepoxilona	<i>Annona muricata</i>
A12	Coriadienina	<i>Annona coriacea</i>
A13	Diepomuricanina B	<i>Rollinia membranacea</i>
A14	Diepomuricanina-A, Epoxirollina-B o Diepomuricanina	<i>Annona muricata</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Rollinia membranacea</i>
		<i>Rollinia ulei</i>
A15	Diepomuricanina-B	<i>Rollinia membranacea</i>
A16	Dieporeticanina-1, Epoxirollina-A	<i>Annona reticulata</i>
		<i>Rollinia membranacea</i>
		<i>Rollinia ulei</i>
A17	Dieporeticanina-2	<i>Annona reticulata</i>
		<i>Rollinia membranacea</i>
A18	Dieporeticenina	<i>Annona reticulata</i>
A19	Diepoximontina	<i>Annona montana</i>
A20	Diepoxirollina	<i>Rollinia membranacea</i>
A21	Donnaienina D	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
A22	Epomuricenina A o Epoximurina -A	<i>Annona muricata</i>
A23	Epomuricenina B	<i>Annona muricata</i>
A24	Epomusenina A	<i>Rollinia mucosa</i>
A25	Epomusenina B	<i>Rollinia mucosa</i>
A26	Epoximurina-B	<i>Annona muricata</i>
A27	Giganina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
A28	Longanina	<i>Asimina longifolia</i>
A29	Montecristina	<i>Annona muricata</i>
A30	Mundienina-1	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
A31	Muridienina-2	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
A32	Reticulatamol	<i>Annona reticulata</i>
A33	Reticulatamone	<i>Annona reticulata</i>
A34	Tonkinelina	<i>Uvaria tonkinensis</i>
A35	Triepoxirollina o Trieporeticanina	<i>Rollinia membranacea</i>
A36	Venezenina	<i>Xylopia aromatica</i>
A37	Venezinona	<i>Xylopia aromatica</i>
mono THF 1		
B	Acetogenina	Especie
B1	4-acetil annonacina	<i>Asimina longifolia</i>

B2	4-acetil gigantetrocina	<i>Asimina longifolia</i>
B3	4-acetilxilomaticina	<i>Asimina longifolia</i>
B4	16,19-cis-Murisolina	<i>Asimina triloba</i>
B5	2,4 cis-annomuricina-D-one	<i>Annona muricata</i>
B6	2,4 cis-isomurisolenina	<i>Annona reticulata</i>
B7	2,4 trans-annomuricina-D-one	<i>Annona muricata</i>
B8	2,4 trans-isomurisolenina	<i>Annona reticulata</i>
B9	34 epi-cis-goniodonina	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B10	34-epi-goniodonina	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B11	4-deoxiannomontacina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
B12	4-deoxiannoreticuina	<i>Annona squamosa</i>
B13	4-deoxicoriacina	<i>Annona coriacea</i>
B14	8-hidroxiannonacina	<i>Annona densicoma</i>
B15	Annogalena o Xilomatenina	<i>Annona senegalensis</i> <i>Xylopia aromatica</i>
B16	Annoglacina A	<i>Annona glabra</i>
B17	Annoglacina B	<i>Annona glabra</i>
B18	Annohexocina	<i>Annona muricata</i>
B19	Annomonicina	<i>Annona montana</i> <i>Annona reticulata</i>
B20	Annomontacina	<i>Annona montana</i> <i>Goniothalamus giganteus</i> <i>Xylopia aromatica</i>
B21	Annomuricina E	<i>Annona muricata</i>
B22	Annomuricina-A	<i>Annona muricata</i>
B23	Annomuricina-B	<i>Annona muricata</i>
B24	Annomuricina-C	<i>Annona muricata</i>
B25	Annomutacina	<i>Annona muricata</i>
B26	Annonacina o Howicina-A	<i>Annona densicoma</i> <i>Annona glabra</i> <i>Annona montana</i> <i>Annona muricata</i> <i>Annona senegalensis</i> <i>Annona squamosa</i> <i>Asimina longifolia</i> <i>Asimina parviflora</i> <i>Goniothalamus giganteus</i> <i>Goniothalamus howii</i> <i>Xylopia aromatica</i>
B27	Annonacina-A	<i>Annona cherimolia</i> <i>Annona muricata</i> <i>Annona senegalensis</i> <i>Annona squamosa</i>
B28	Annonacinona o Annonacina-10-one	<i>Annona densicoma</i> <i>Annona montana</i> <i>Annona muricata</i> <i>Asimina triloba</i>
B29	Annopentocina A	<i>Annona muricata</i>
B30	Annoreticuina	<i>Annona reticulata</i>
B31	Annoreticuina-9-one	<i>Annona reticulata</i>
B32	Annosenegalina	<i>Annona cherimolia</i> <i>Annona senegalensis</i>

B33	Annotemoyina-1	<i>Annona atemoya</i>
B34	Annotemoyina-2	<i>Annona atemoya</i>
B35	Annacina	<i>Annona muricata</i>
B36	Asiminenina-A	<i>Asimina triloba</i>
B37	Asiminenina-B	<i>Asimina triloba</i>
B38	Bullatencina	<i>Annona bullata</i>
B39	cis-4-deoxiannoreticuina	<i>Annona squamosa</i>
B40	cis-annonacina	<i>Annona muricata</i>
B41	cis-annonacinone	<i>Annona muricata</i>
B42	cis-goniodonina	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B43	cis-goniothalamica	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B44	cis-panatellina	<i>Annona muricata</i>
B45	cis-reticulatacina	<i>Annona muricata</i>
B46	cis-reticulatacina-10-one	<i>Annona muricata</i>
B47	cis-solamina	<i>Annona muricata</i>
B48	cis-uvarimicina I	<i>Annona muricata</i>
B49	cis-uvarimicina IV	<i>Annona muricata</i>
B50	Coriaciclodienina	<i>Annona coriacea</i>
B51	Coriacicloenina	<i>Annona coriacea</i>
B52	Coriacina	<i>Annona coriacea</i>
B53	Coriaheptocina A	<i>Annona coriacea</i>
B54	Coriaheptocina B	<i>Annona coriacea</i>
B55	Corossolina, Howicina-C	<i>Annona muricata</i>
		<i>Goniothalamus howii</i>
B56	Corossolone	<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona muricata</i>
B57	Densicomacina-1	<i>Annona densicoma</i>
B58	Densicomacina 13,14-erythro	<i>Annona densicoma</i>
B59	Dispalaina	<i>Disepalum anomalum</i>
B60	Donnaienina	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B61	Donnaienina A	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B62	Donnaienina B	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B63	Donnaienina C	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B64	Epi-donnaenina A	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B65	Epi-donnaenina B	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B66	Epi-donnaenina C	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B67	epi-gardnerinina	<i>Goniothalamus gardneri</i>
B68	Gardnerinina	<i>Goniothalamus gardneri</i>
B69	Gigantetrocina-A, Densicomacina-2 o Howicina-F	<i>Goniothalamus giganteus</i>
		<i>Goniothalamus howii</i>
		<i>Xylopia aromatica</i>
B70	Gigantetrocina-B, Howicina-G	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona densicoma</i>
		<i>Annona muricata</i>
		<i>Annona senegalensis</i>
		<i>Asimina longifolia</i>
		<i>Goniothalamus giganteus</i>
		<i>Goniothalamus howii</i>
B71	Gigantetrocinone	<i>Annona muricata</i>
		<i>Asimina longifolia</i>
		<i>Asimina triloba</i>
B72	Gigantrocina, Howicina-D	<i>Goniothalamus giganteus</i>

B72	Gigantriocina, Howiicina-D	<i>Goniothalamus howii</i>
B73	Glabracina-B	<i>Annona glabra</i>
B74	Glabranina	<i>Annona glabra</i>
B75	Glacina-A	<i>Annona glabra</i>
B76	Glaucafilina	<i>Annona glauca</i>
B77	Goniodomina	<i>Goniothalamus donnaiensis</i>
B78	Gonionenina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
B79	Goniotetracina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
B80	Goniothalamicina	<i>Annona densicoma</i>
		<i>Annona montana</i>
		<i>Annona muricata</i>
		<i>Asimina longifolia</i>
		<i>Asimina parviflora</i>
		<i>Goniothalamus giganteus</i>
	<i>Goniothalamus howii</i>	
B81	Goniotrionina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
B82	Longicina	<i>Asimina longifolia</i>
B83	Longicoricina	<i>Asimina longifolia</i>
B84	Longifloricina	<i>Asimina longifolia</i>
B85	Montanacina	<i>Annona montana</i>
B86	Mosina B	<i>Annona squamosa</i>
B87	Mosina C	<i>Annona squamosa</i>
B88	Muricapentocina	<i>Annona muricata</i>
B89	Muricatalina	<i>Annona muricata</i>
B90	Muracatalicina	<i>Annona muricata</i>
B91	Muncatetrocina-A, Howiicina-E	<i>Annona muricata</i>
		<i>Asimina longifolia</i>
		<i>Goniothalamus howii</i>
B92	Muricatetrocina-B	<i>Annona muricata</i>
		<i>Asimina longifolia</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
B93	Muncatetrocina-C	<i>Rollinia mucosa</i>
B94	Muricatina-A	<i>Annona muricata</i>
B95	Muricatina-B	<i>Annona muricata</i>
B96	Muricatina-C	<i>Annona muricata</i>
B97	Muricatocina-A	<i>Annona muricata</i>
B98	Muricatocina-B	<i>Annona muricata</i>
B99	Muricatocina-C	<i>Annona muricata</i>
B100	Muricoreacina	<i>Annona muricata</i>
B101	Murihexocina	<i>Annona muricata</i>
B102	Murihexocina-A	<i>Annona muricata</i>
B103	Murihexocina-B	<i>Annona muncata</i>
B104	Murisolina o Howiicina-B	<i>Annona muricata</i>
		<i>Asimina triloba</i>
		<i>Goniothalamus howii</i>
B105	Plagionicina-A	<i>Polyalthia plagioneura</i>
B106	Ronillecin A	<i>Rollinia mucosa</i>
B107	Reticulacinone	<i>Annona reticulata</i>
B108	Reticulatacina, Uvarianicina II	<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Uvaria hookeri</i>
B109	Reticulatacina-1 o Neoreticulatacina-A	<i>Annona atemoya</i>

B109	Reticulataina-1 o Neoreticulatacina-A	<i>Annona reticulata</i> <i>Annona squamosa</i>
B110	Reticulataina-2	<i>Annona reticulata</i>
B111	Senegalene	<i>Annona senegalensis</i>
B112	Solamina o 4- Desoxihowicina-B	<i>Annona glabra</i> <i>Annona muricata</i> <i>Annona reticulata</i>
B113	Spinecina	<i>Annona spinensis</i>
B114	Squamosten-A	<i>Annona squamosa</i>
B115	Tonkinesina	<i>Uvaria tonkinensis</i>
B116	Tonkinesina A	<i>Uvaria tonkinensis</i>
B117	Tonkinesina B	<i>Uvaria tonkinensis</i>
B118	Tonkinesina C	<i>Uvaria tonkinensis</i>
B119	Tonkinina A	<i>Uvaria tonkinensis</i>
B120	Tonkinina B	<i>Uvaria tonkinensis</i>
B121	Tonkinina C	<i>Uvaria tonkinensis</i>
B121	Uvariamicina-I	<i>Annona bullata</i> <i>Uvaria hookeri</i> <i>Uvaria narum</i>
B122	Uvanamicina-III	<i>Annona atemoya</i> <i>Annona bullata</i> <i>Annona reticulata</i> <i>Uvaria hookeri</i> <i>Uvaria narum</i>
B123	Uvariamicina-IV	<i>Annona bullata</i>
B124	Uvarigina	<i>Uvana grandiflora</i>
B125	Uvarigrandina A	<i>Uvaria grandiflora</i>
B126	Uvanobonianina	<i>Uvaria boniana</i>
B127	Uvariobonona	<i>Uvaria boniana</i>
B128	Xylomaticina	<i>Asimina longifolia</i> <i>Xylopiya aromatica</i>
B129	Xylopiacina	<i>Xylopiya aromatica</i>
B130	Xylopiantina	<i>Xylopiya aromatica</i>
B131	Xylopiena	<i>Xylopiya aromatica</i>
mono THF 2		
C	Acetogenina	Especie
C1	10-R-Annonacina-A-one	<i>Annona muricata</i>
C2	2, 4 cis-mosinone	<i>Annona squamosa</i>
C3	2, 4 trans-mosinone	<i>Annona squamosa</i>
C4	2,4 cis-annomontacinone	<i>Goniiothalamus giganteus</i>
C5	2,4 trans-annomontacinone	<i>Goniiothalamus giganteus</i>
C6	2,4-cis-squamoxine B	<i>Annona squamosa</i>
C7	2,4-cis-squamoxinone	<i>Annona squamosa</i>
C8	2,4-cis-squamoxinone C	<i>Annona squamosa</i>
C9	2,4-cis-xylomaticinone	<i>Annona squamosa</i> <i>Annona squamosa</i>
C10	2,4-trans-squamoxine B	<i>Annona squamosa</i>
C11	2,4-trans-squamoxinone	<i>Annona squamosa</i>
C12	2,4-trans-squamoxinone C	<i>Annona squamosa</i>
C13	2 4 cis-gonioneninone	<i>Goniiothalamus giganteus</i>
C14	2 4 trans-gonioneninone	<i>Goniiothalamus giganteus</i>
C15	Annonacina-A-one o Isoannonacina-A	<i>Annona muncata</i>

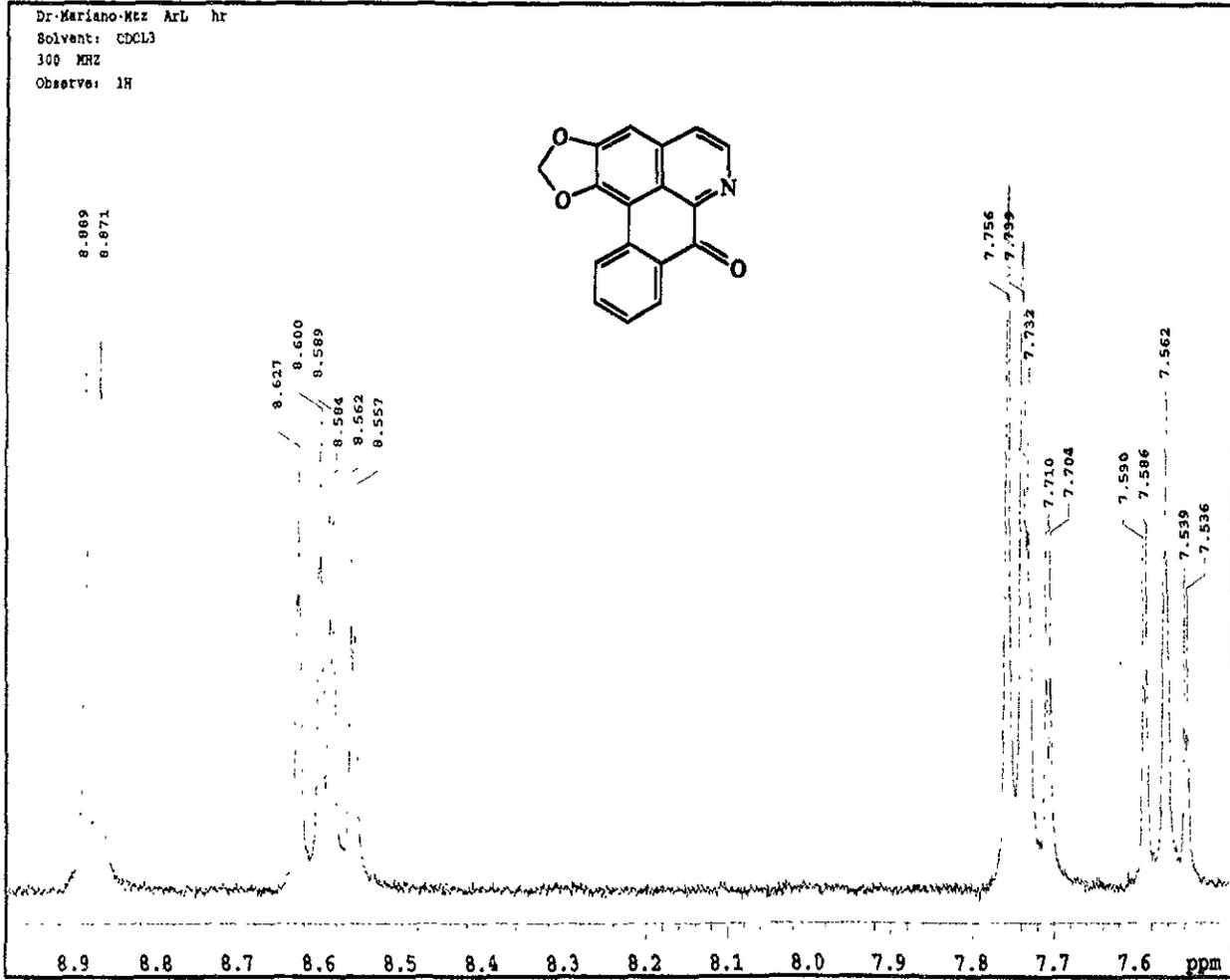
C15	Annonacina-A-one o Isoannonacina-A	<i>Asimina triloba</i>
C16	Gigantrionecina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
C17	Gigantetronecina	<i>Annona coriacea</i>
		<i>Annona muricata</i>
		<i>Goniothalamus giganteus</i>
	<i>Xylopia aromatica</i>	
C18	Gigantrionina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
C19	Goniothalamicinone	<i>Asimina longifolia</i>
C20	Isoannonacina	<i>Annona densicoma</i>
		<i>Annona muricata</i>
		<i>Asimina longifolia</i>
		<i>Asimina triloba</i>
C21	Isoannonacina-10-one	<i>Annona densicoma</i>
		<i>Annona muricata</i>
C22	Isoannoreticiuna	<i>Annona reticulata</i>
C23	Isoneoannonacinone	<i>Annona muricata</i>
C24	Murisolina-A	<i>Asimina triloba</i>
C25	Neisoannonacinone	<i>Annona muricata</i>
C26	Squamone	<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona squamosa</i>
bis THF adyacente 1		
D	Acetogenina	Especie
D1	10-hidroxiasimicina	<i>Asimina triloba</i>
D2	10-hidroxiglaucanetina	<i>Annona glauca</i>
D3	10-hidroxitriobacina	<i>Asimina triloba</i>
D4	12-Hidroxibullatacinone	<i>Annona bullata</i>
D5	2,4-cis-triobacinone	<i>Asimina triloba</i>
D6	2,4-trans-triobacinone	<i>Asimina triloba</i>
D7	30-Hidroxibullatacina	<i>Annona bullata</i>
D8	31-Hidroxibullatacina	<i>Annona bullata</i>
D9	32-Hidroxibullatacina	<i>Annona bullata</i>
D10	Annoglaucina	<i>Annona glauca</i>
D11	Annonisina	<i>Annona atemoya</i>
D12	Annonisilina A	<i>Annona squamosa</i>
D13	Articulina	<i>Annona crassiflora</i>
D14	Asimicina, Squamocina-H o Annonastatina	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona senegalensis</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Asimina parviflora</i>
		<i>Asimina triloba</i>
		<i>Xylopia aromatica</i>
D15	Asimilobina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
D16	Asimina	<i>Asimina triloba</i>
D17	Asiminacina o Squamocina-D	<i>Annona squamosa</i>
		<i>Asimina triloba</i>
D18	Asiminecina	<i>Asimina triloba</i>
D19	Asitribina	<i>Asimina triloba</i>
D20	Atemotetrolina	<i>Annona atemoya</i>
D21	Atemoyina o Squamocina-K	<i>Annona atemoya</i>
		<i>Annona squamosa</i>
D22	Bullacina	<i>Annona bullata</i>

D22	Bullacina	<i>Annona squamosa</i>
D23	Bulladecina	<i>Annona atemoya</i>
D24	Bullanina	<i>Asimina triloba</i>
D25	Bullatetrocina	<i>Asimina triloba</i>
D26	Bullatina	<i>Asimina triloba</i>
D27	Carolina A	<i>Annona spinensis</i>
D28	Squamocina L o Neodesacetuvaricina	<i>Annona atemoya</i>
		<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona muricata</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Uvaria acuminata</i>
D29	Espelicina	<i>Uvaria pauci-ovulata</i>
D30	Giabracina A	<i>Annona glabra</i>
D31	Giabracina B	<i>Annona glabra</i>
D32	Glaucanetina	<i>Annona glauca</i>
D33	Glaucanisina	<i>Annona glauca</i>
D34	Goniodenina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
D35	Guanaconne	<i>Annona spraguei</i>
D36	4-Deoxiasimicina o Squamocina-M	<i>Annona atemoya</i>
		<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Uvaria grandiflora</i>
		<i>Uvaria hookeri</i>
		<i>Uvaria narum</i>
D37	Isorollinicina	<i>Rollinia papilionella</i>
D38	Longimicina A	<i>Asimina longifolia</i>
D39	Longimicina B	<i>Asimina longifolia</i>
D40	Longimicina C	<i>Asimina longifolia</i>
D41	Membranacina	<i>Rollinia membranacea</i>
D42	Membranollina	<i>Rollinia membranacea</i>
D43	Microcarpacina	<i>Uvaria microcarpa</i>
D44	Molvizarina	<i>Annona atemoya</i>
D45	Molvizarina	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona senegalensis</i>
		<i>Asimina parviflora</i>
D46	Motrilina, Annonina-III o Squamocina-C	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Asimina triloba</i>
D47	Mucoxina	<i>Rollinia mucosa</i>
D48	Narumicina I,II(mixture)	<i>Uvaria hookeri</i>
		<i>Uvana narum</i>
D49	Neoannonina, Squamocina-J o Atemoyacina B	<i>Annona atemoya</i>
		<i>Annona squamosa</i>
D50	Panalicina	<i>Uvaria narum</i>
D51	Parvifloracina	<i>Asimina parviflora</i>
D52	Parviflorina o Squamocina E	<i>Annona atemoya</i>
		<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Asimina parviflora</i>
		<i>Asimina triloba</i>

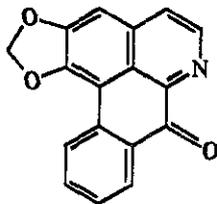
D53	Purpureacina-2	<i>Annona purpurea</i>
D54	Purpureciolina	<i>Annona purpurea</i>
D55	Purpurenina	<i>Annona purpurea</i>
D56	Rioclarina	<i>Rollinia membranacea</i>
D57	Rollidecina C	<i>Rollinia mucosa</i>
D58	Rollidecina D	<i>Rollinia mucosa</i>
D59	Rollimembrina	<i>Rollinia membranacea</i>
D60	Rollinacina	<i>Rollinia mucosa</i>
D61	Rollinastatina-1	<i>Annona purpurea</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Rollinia membranacea</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
		<i>Rollinia papilionella</i>
		<i>Rollinia sericea</i>
D62	Rollinastatina-2 Bullatacina, Squamocina-G	<i>Annona atemoya</i>
		<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glauca</i>
		<i>Annona purpurea</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona senegalensis</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Asimina parviflora</i>
		<i>Asimina triloba</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
D63	Squamocina, Annonina-I	<i>Annona atemoya</i>
D63	Squamocina, Annonina-I	<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona reticulata</i>
		<i>Annona senegalensis</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Asimina triloba</i>
		<i>Rollinia membranacea</i>
		<i>Rollinia papilionella</i>
		<i>Rollinia sericea</i>
<i>Uvaria hookeri</i>		
<i>Uvaria narum</i>		
D64	Squamocina-B	<i>Annona squamosa</i>
D65	Squamocina-F	<i>Annona squamosa</i>
D66	Squamocina-I	<i>Annona squamosa</i>
D67	Squamocina-N	<i>Annona squamosa</i>
D68	Squamocinone o Squamocina-28-one	<i>Uvaria hookeri</i>
		<i>Uvaria narum</i>
D69	Trilobacina	<i>Asimina triloba</i>
D70	Trilobina	<i>Asimina triloba</i>
D71	Uleirollina	<i>Rollinia ulei</i>
D72	Uvariasolina I	<i>Uvaria pauci-ovulata</i>
D73	Uvariasolina II	<i>Uvaria pauci-ovulata</i>
D74	Uvaricina	<i>Uvaria acuminata</i>

bis THF adyacente 2		
E	Acetogenina	Especie
E1	10-Hidroxi-bullatacinone	<i>Annona bullata</i>
E2	2, 4-cis-9-hidroxi-asimicinone	<i>Annona squamosa</i>
E3	2, 4-trans-9-hidroxi-asimicinone	<i>Annona squamosa</i>
E4	2,4-cis-oxo-asimicinone	<i>Annona squamosa</i>
E5	2,4-cis-squamolinone	<i>Annona squamosa</i>
E6	2,4-trans-oxo-asimicinone	<i>Annona squamosa</i>
E7	2,4-trans-squamolinone	<i>Annona squamosa</i>
E8	28-Hidroxi-bullatacinone	<i>Annona bullata</i>
E9	29-Hidroxi-bullatacinone	<i>Annona bullata</i>
E10	30-Hidroxi-bullatacinone	<i>Annona bullata</i>
E11	31-Hidroxi-bullatacinone	<i>Annona bullata</i>
E12	32-Hidroxi-bullatacinone	<i>Annona bullata</i>
E13	Bulladecinone	<i>Annona bullata</i>
E14	bullatacinone o Isorolliniatina-2	<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Asimina triloba</i>
E15	Isomolvizarina-1	<i>Annona cherimolia</i>
E16	Isomolvizarina-2	<i>Annona cherimolia</i>
E17	Rollinone o Isorolliniastina-1	<i>Rollinia membranacea</i>
		<i>Rollinia papilionella</i>
E18	Trilobacionone	<i>Asimina triloba</i>
bis THF adyacente 3		
F	Acetogenina	Especie
F1	Itrabina	<i>Annona cherimolia</i>
F2	Jeteina	<i>Annona cherimolia</i>
F3	Laherradurina	<i>Annona cherimolia</i>
bis THF no adyacente 1		
G	Acetogenina	Especie
G1	12,15-cis-bullatanocina	<i>Annona bullata</i>
G2	12,15-cis-bullatanocinone	<i>Annona bullata</i>
G3	12,15-cis-Sylvaticina	<i>Rollinia mucosa</i>
G4	4-Deoxigigantecina	<i>Annona coriacea</i>
		<i>Goniothalamus giganteus</i>
G5	Almunequina, Squamostatina-A, Annonina XVI	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
G6	Bullatalicina, Cherimolina-1, Squamostatina-B, Annonina VIII	<i>Annona purpurea</i>
		<i>Annona squamosa</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
		<i>Annona bullata</i>
G7	Bullatanocina, Cherimolina-2, Squamostatina-C, Crassiflorina, Annonina IV	<i>Annona cherimolia</i>
		<i>Annona crassiflora</i>
		<i>Annona glabra</i>
		<i>Annona purpurea</i>
		<i>Annona squamosa</i>
G8	Gigantecina	<i>Annona coriacea</i>
G9	Goniotriocina	<i>Goniothalamus giganteus</i>

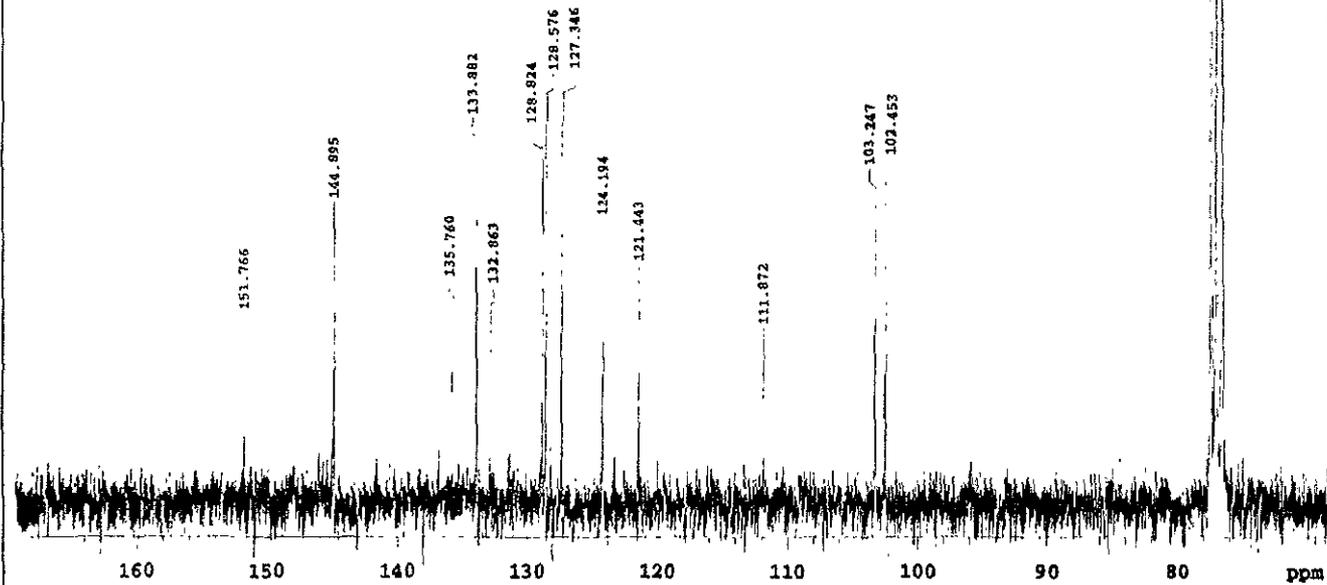
G10	Squamostatina-D	<i>Annona squamosa</i>
G11	Squamostatina-E o 4-Desoxicherimolina-2	<i>Annona glabra</i>
G12	Sylvaticina o Uleicina-C	<i>Annona squamosa</i>
		<i>Annona purpurea</i>
		<i>Rollinia membranacea</i>
		<i>Rollinia mucosa</i>
		<i>Rollinia sylvatica</i>
	<i>Rollinia ulei</i>	
G13	Tribocacina	<i>Asimina triloba</i>
G14	Tribolalicina	<i>Asimina triloba</i>
G15	Uleicina A	<i>Rollinia ulei</i>
G16	Uleicina B	<i>Rollinia ulei</i>
G17	Uleicina D	<i>Rollinia ulei</i>
G18	Uleicina E	<i>Rollinia ulei</i>
bis THF no adyacente 2		
H	Acetogenina	Especie
H1	12,15-cis-bullatalicina	<i>Annona bullata</i>
H2	12,15-cis-bullatalicinone	<i>Annona bullata</i>
H3	2,4-cis-gigantecinone	<i>Goniothalamus giganteus</i>
H4	2,4-trans-gigantecinone	<i>Goniothalamus giganteus</i>
H5	Bulladecinone	<i>Goniothalamus giganteus</i>
H6	Bullatalicinone o Isocherimolina-1	<i>Annona bullata</i>
		<i>Annona cherimolia</i>
H7	Bullatanocinone	<i>Annona bullata</i>
bis THF no adyacente 3		
I	Acetogenina	Especie
I1	Otivarina	<i>Annona cherimolia</i>
tri THF 1		
J	Acetogenina	Especie
J1	Goniocina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
J2	Squamosinina A	<i>Annona squamosa</i>
THP 1		
K	Acetogenina	Especie
K1	Jimenezina	<i>Rollinia mucosa</i>
K2	Mucocina	<i>Rollinia mucosa</i>
K3	Pyragonicina	<i>Goniothalamus giganteus</i>
K4	Pyranicina	<i>Goniothalamus giganteus</i>



Dr-Meriano-Mtz ArL nz
Solvent: CDCl₃
75 MHz
Observer: C13

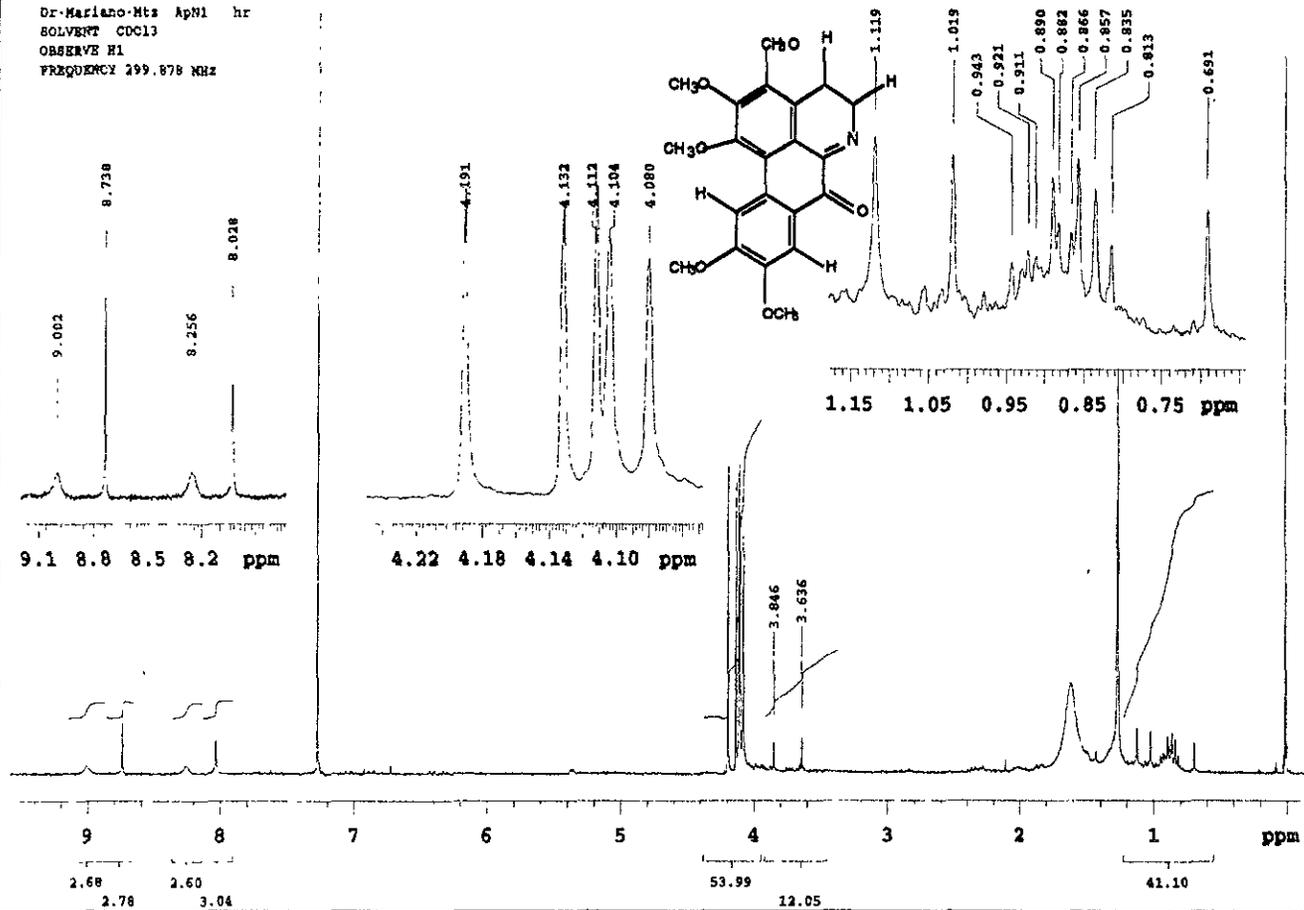


1. Lidofenina. RMN C¹³ 75 MHz, disolvente CDCl₃.

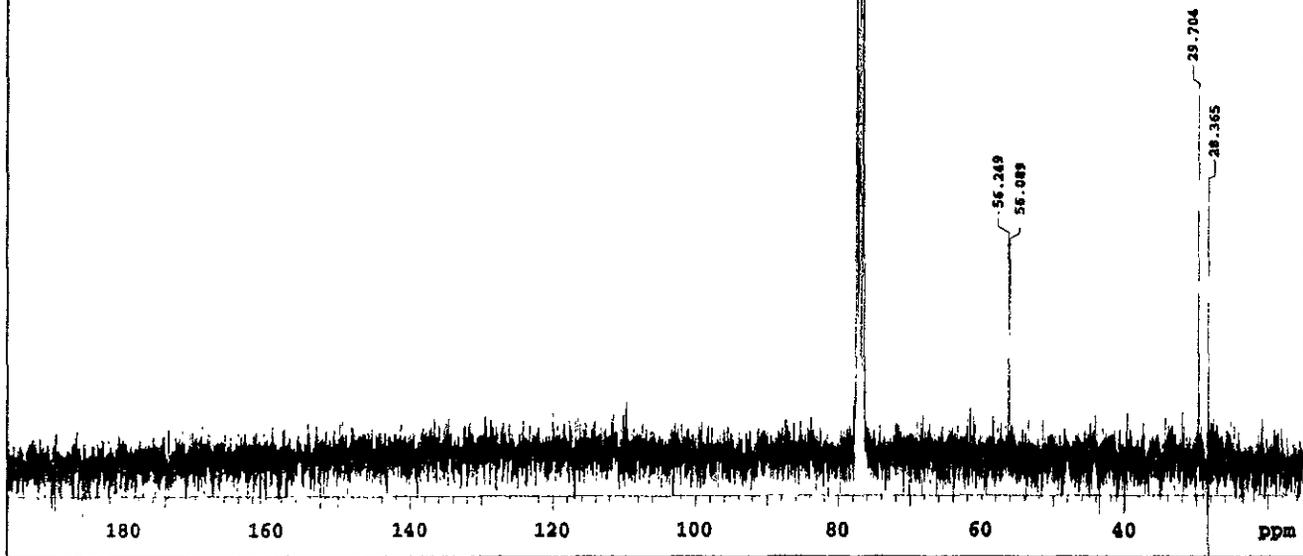
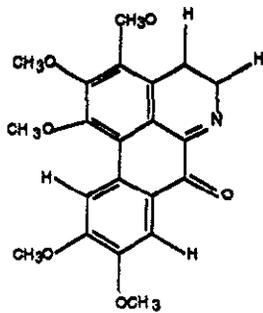


Dr. Mariano-Htz ApN1 hr
 SOLVENT CDCl3
 OBSERVE H1
 FREQUENCY 299.878 MHz

2. Oxopurpentina: RMN ¹H, disolvente DMSO y CDCl₃

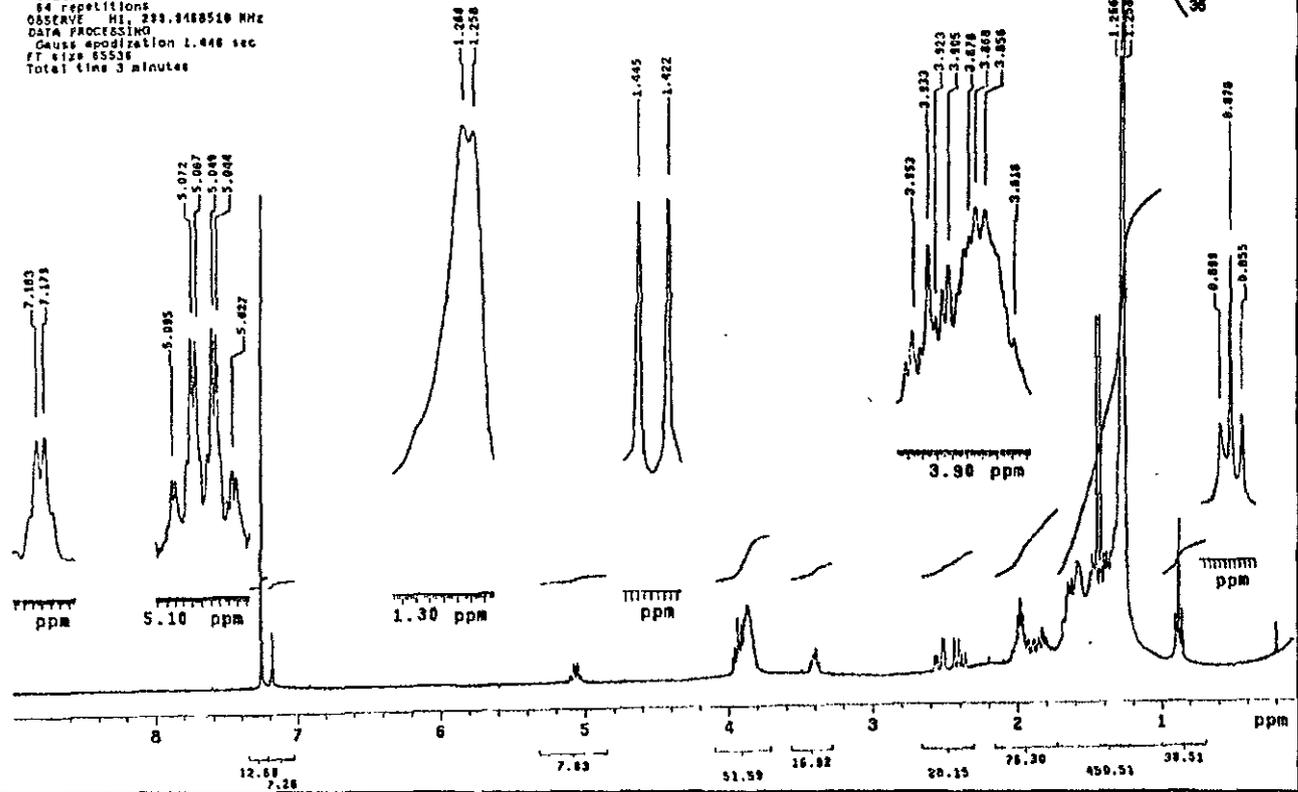
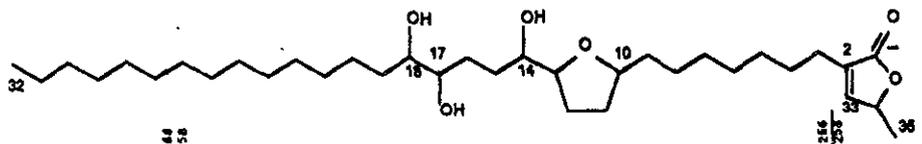


Dr-Mariano-Mtz Ap81 hr
SOLVENT CDCl3
OBSERVE C13
FREQUENCY 75.412 MHz



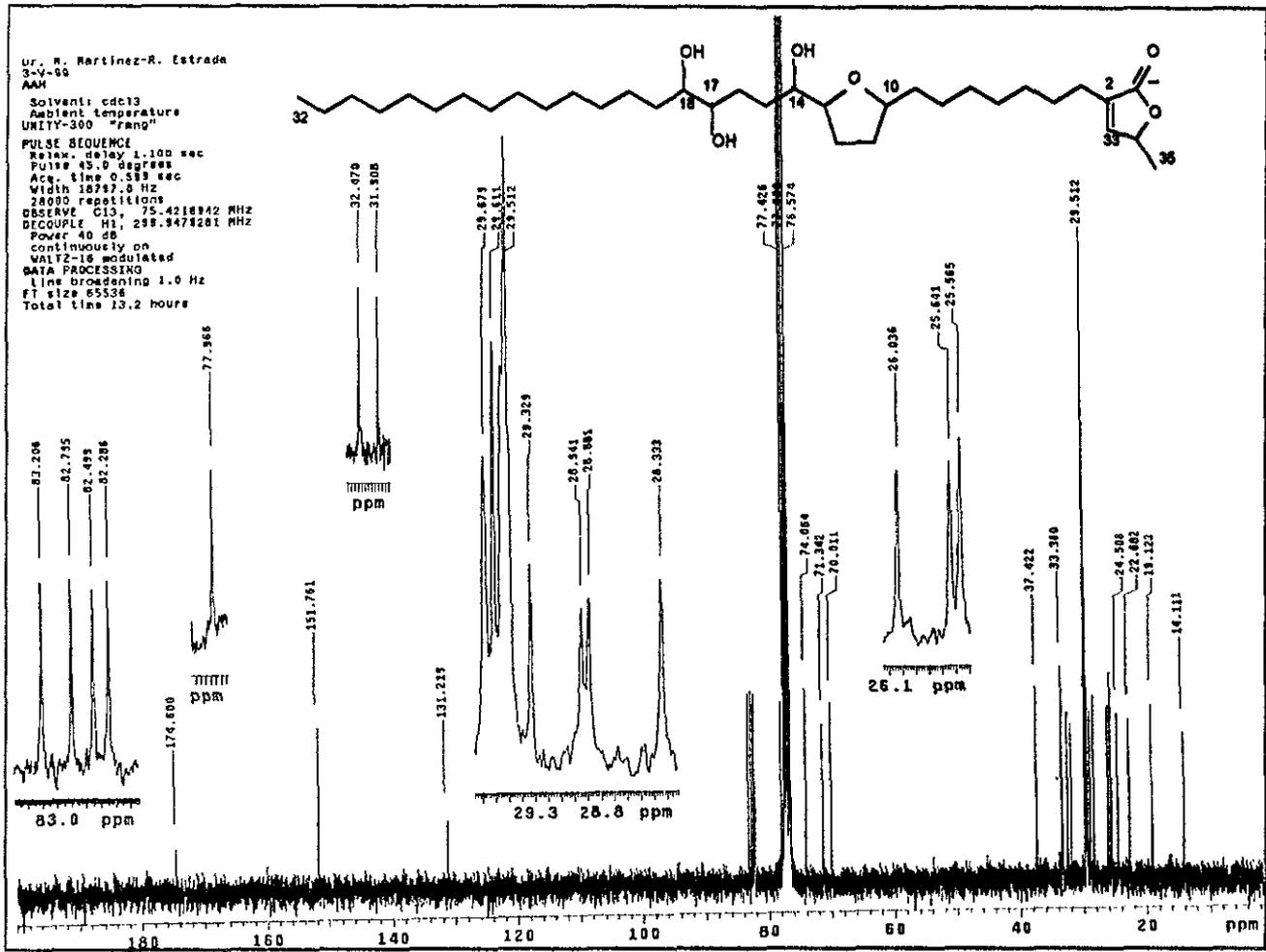
2 Oxopurpureina. RMN C¹³, solvante CDCl₃.

Dr. M. Martínez - R. Estrada
 3-V-05
 AAM
 Solvent: cdcl3
 Ambient temperature
 UNITY-300 "ramp"
 PULSE SEQUENCE
 Pulse 44.5 degrees
 Acq. time 3.004 sec
 Width 4400.0 Hz
 84 repetitions
 OBSERVE H1 299.8488510 MHz
 DATA PROCESSING
 Gauss epoxidation 1.448 sec
 FT size 65536
 Total time 3 minutes

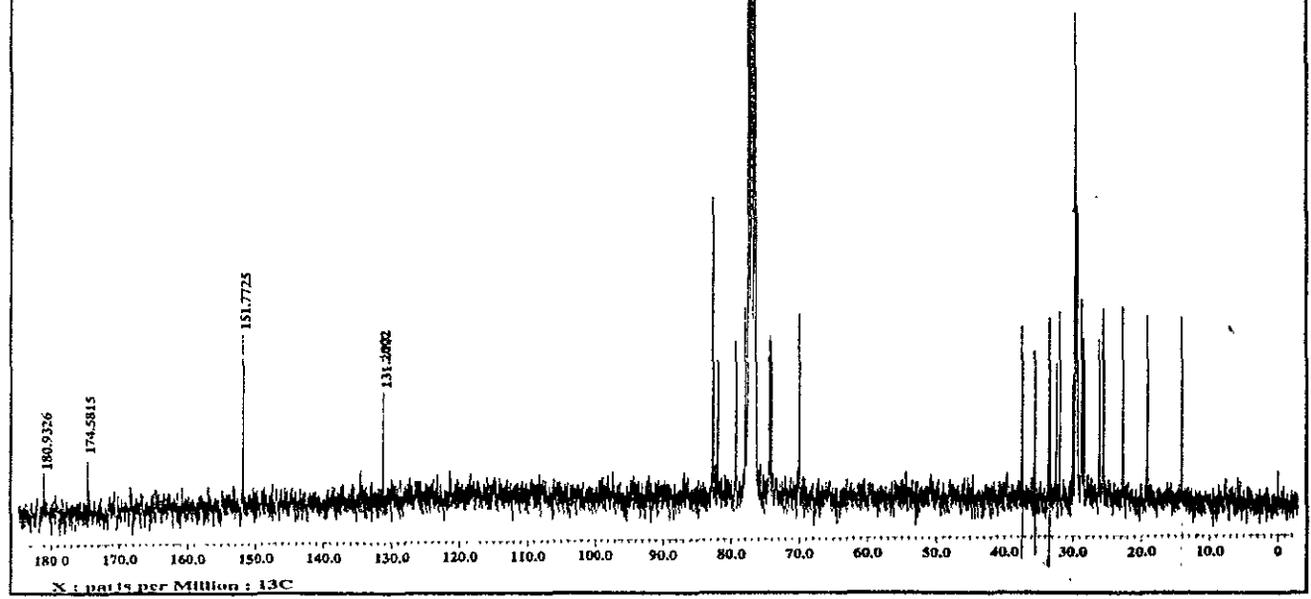
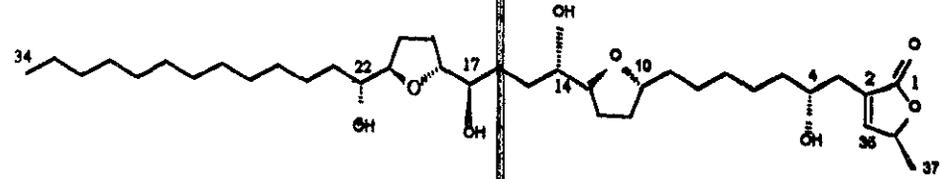


3 Gigantocouina. RMN ¹H, solvente CDCl₃

3. Gigantocnina. RMN C^{13} , solvente $CDCl_3$



UNAM Instituto de Química ICH
Dr. Maurizio Mir, Adriañ
55 Milz
Disolvente CDCl₃



4. Gigantocina. RMN C¹³, solvente CDCl₃.

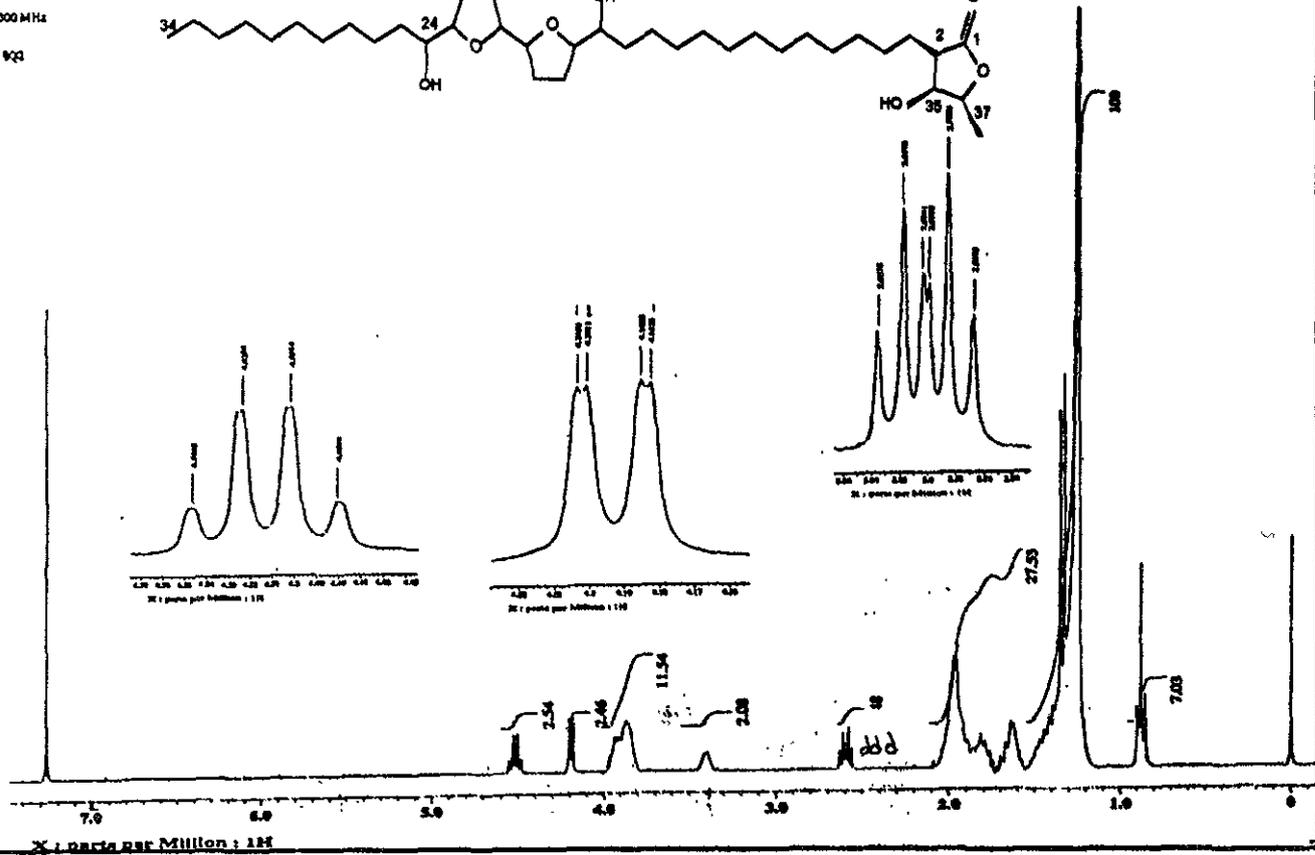
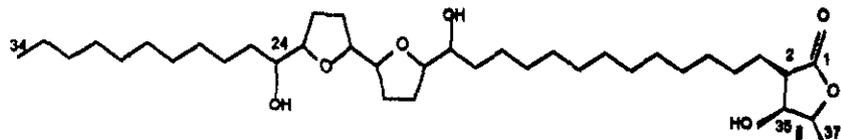
O.N.A.M. Instituto de Química

Dr. Mariano Martínez

Adiós

300 MHz

92



5. Laheradurina RMN ^1H a 300 MHz, solvente CDCl_3 .

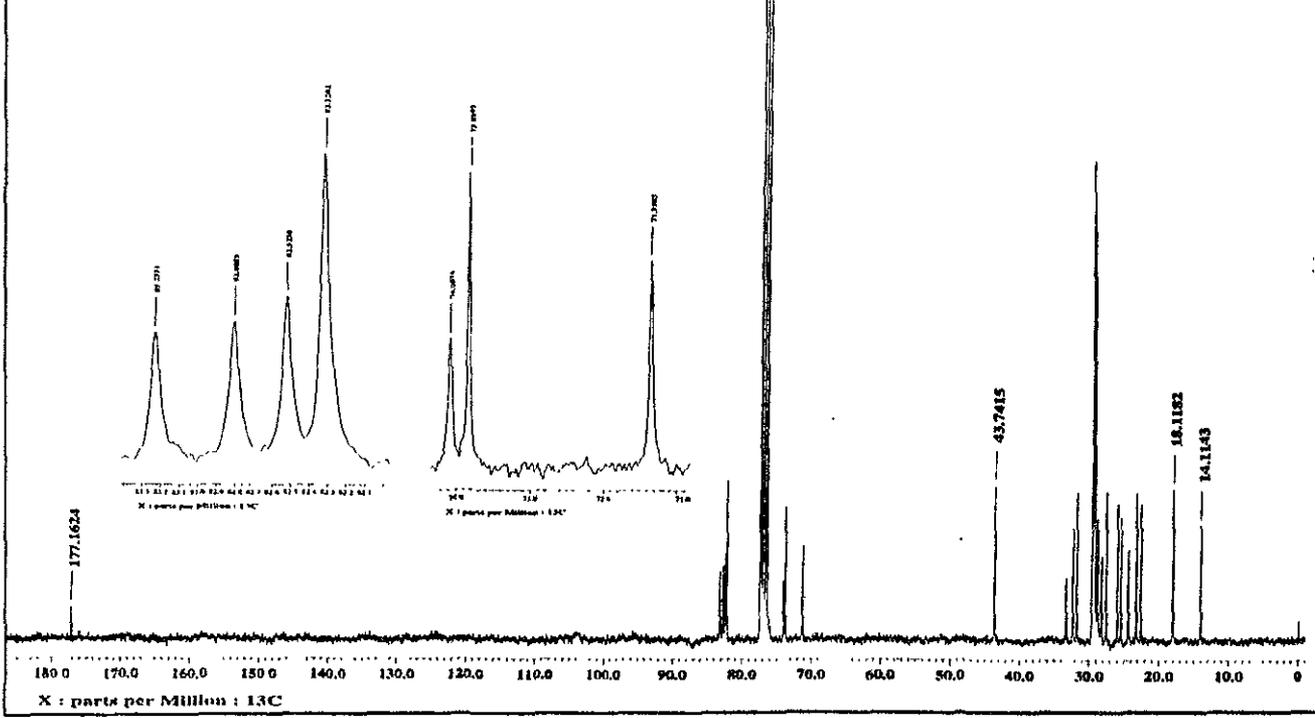
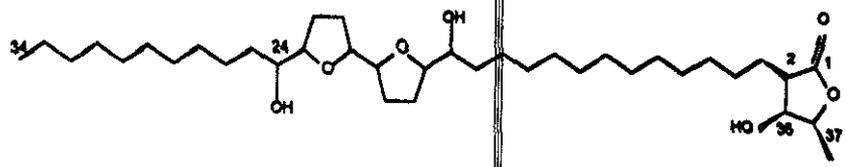
UNAM Instituto de Química

Dr. Mariano Martínez

Adrián

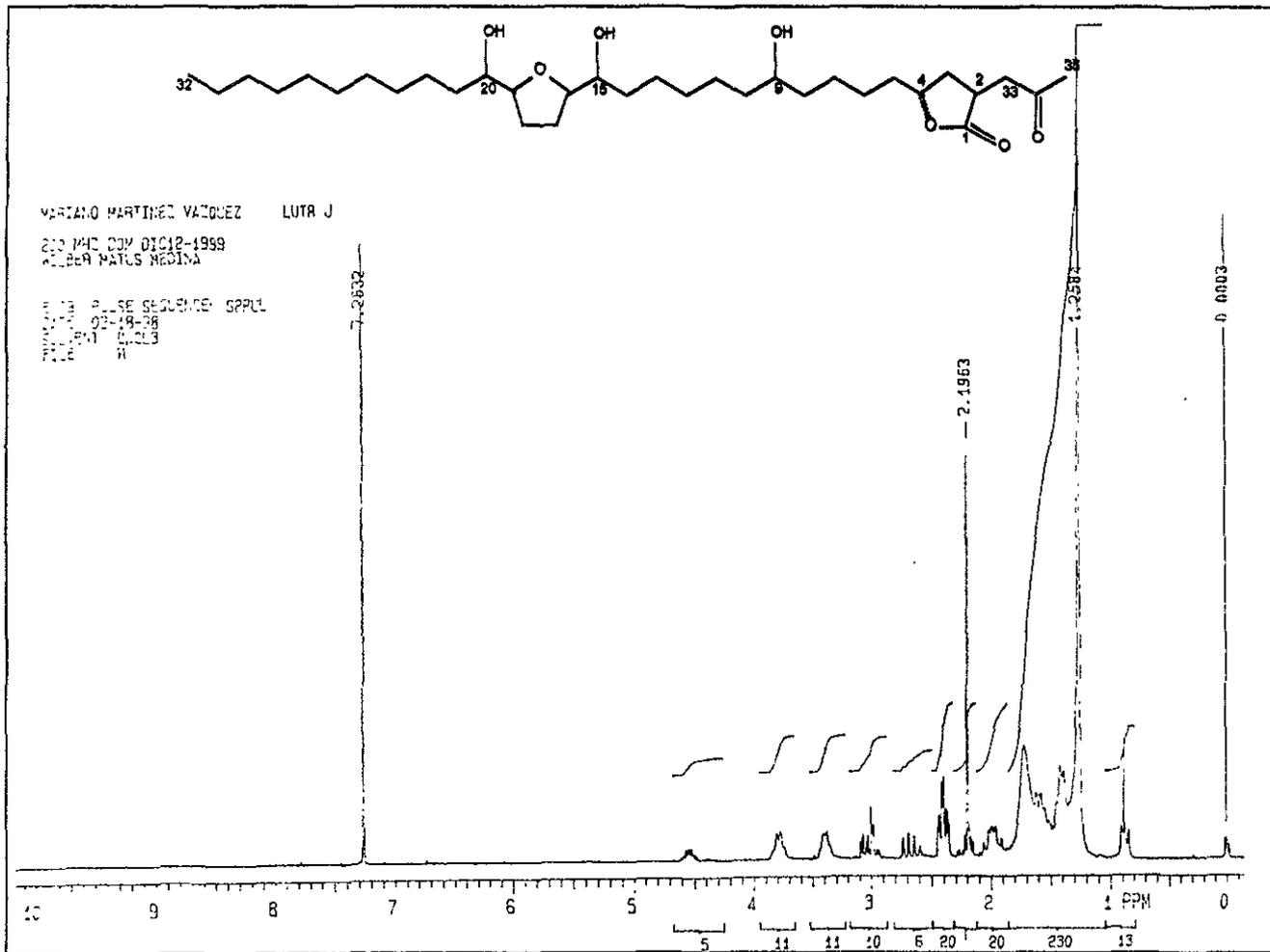
75 MHz

800

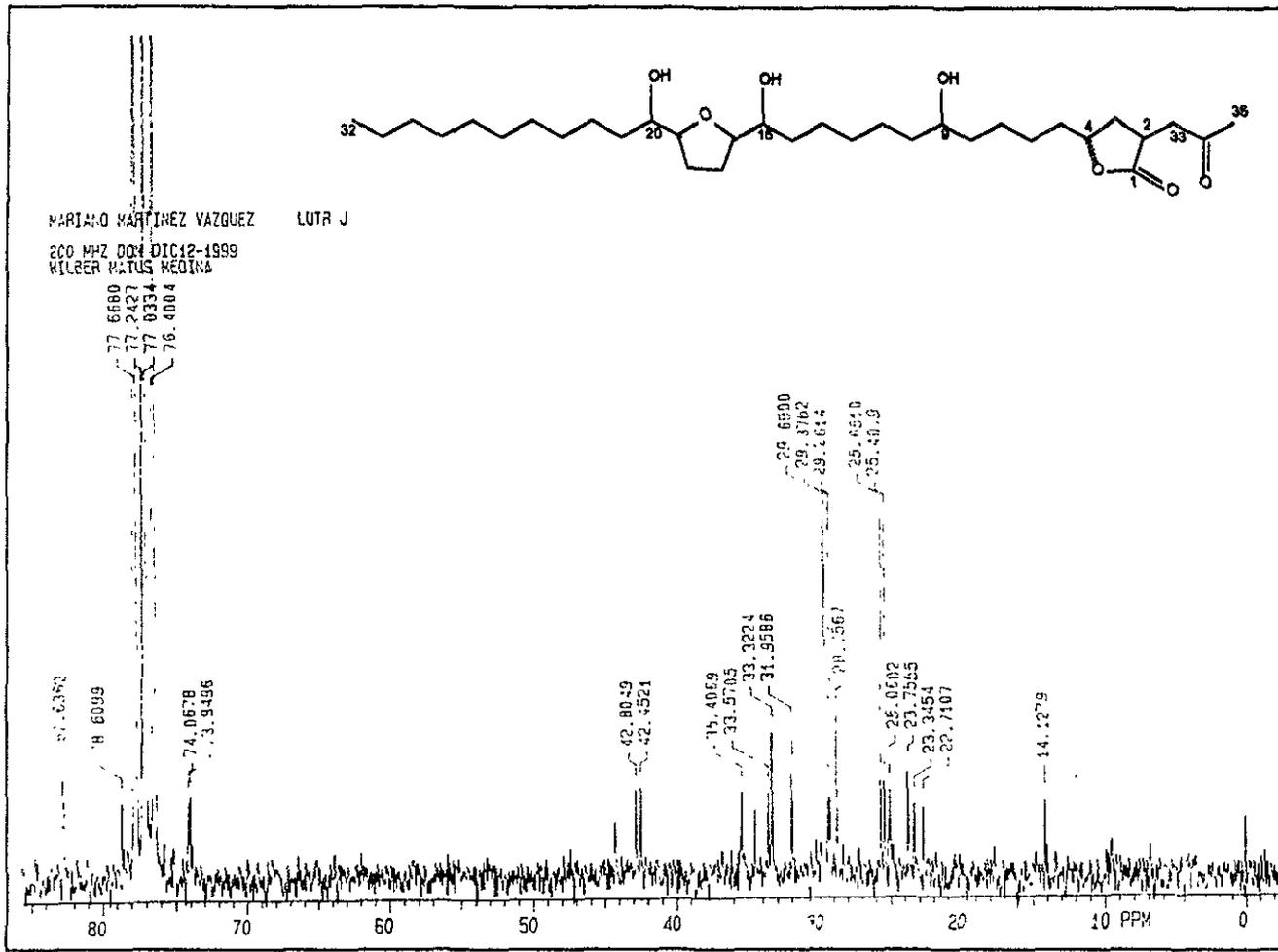


5 Laherraduma RMN C¹³, disolvente CDCl₃.

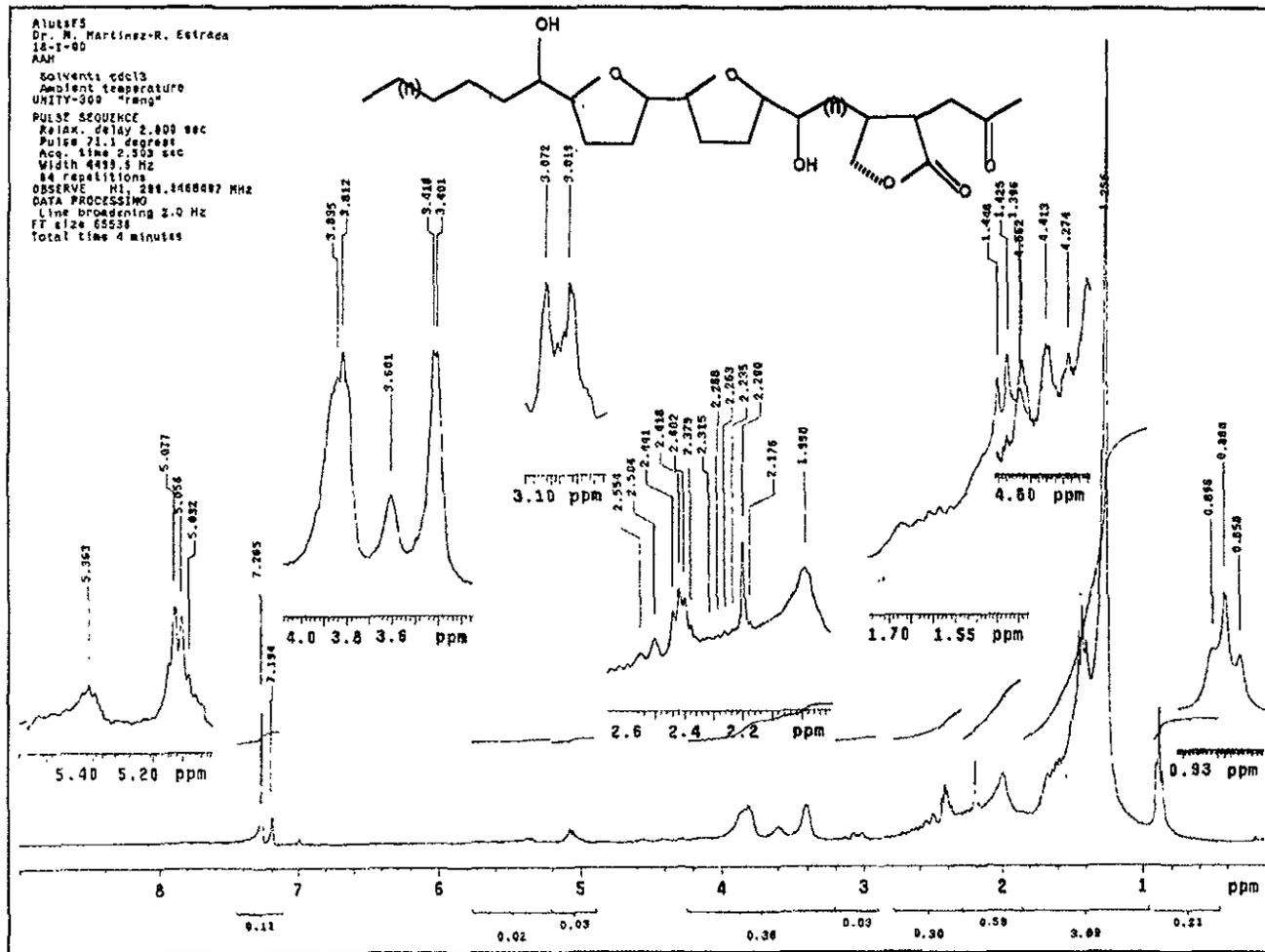
6. Isoammoreticulina, RMN ¹H, solvente CDCl₃.



isoannoretulina, RMN C^{13} , disolvente $CDCl_3$.

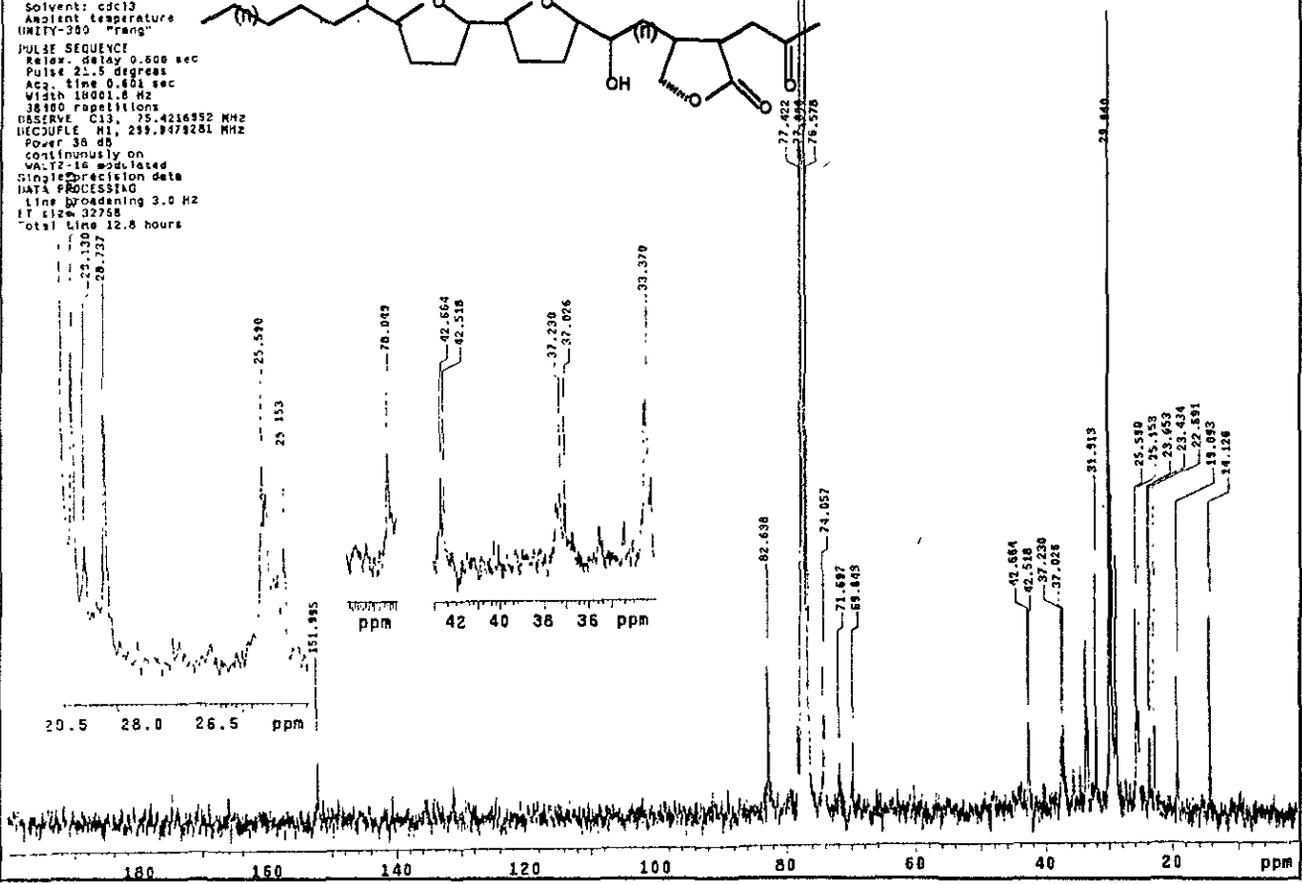
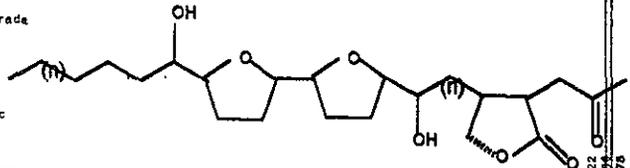


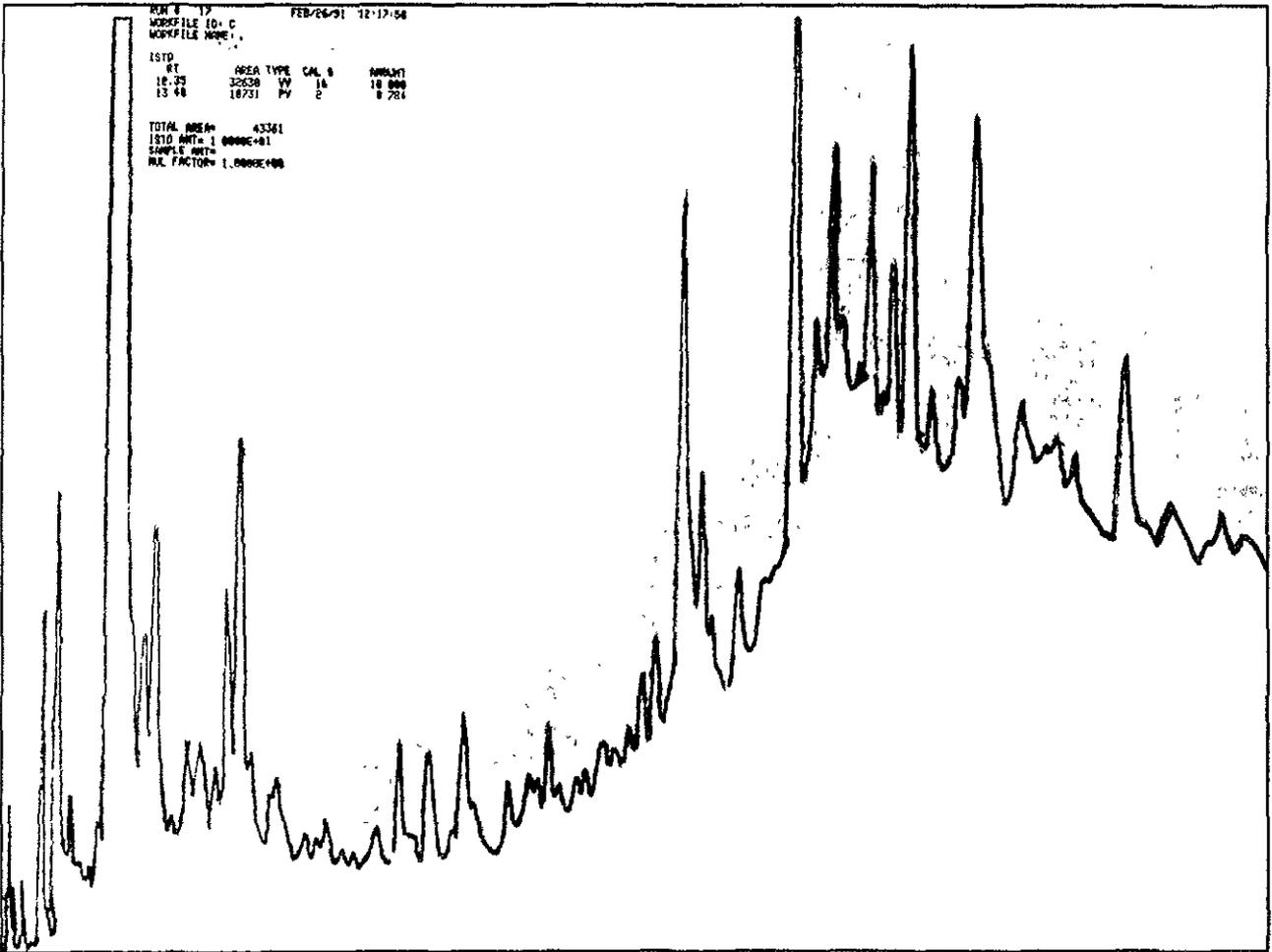
7 Ejemplo de una aco metil-cetona con lactona saturada y dos anillos THF RMN ¹H, disolvente CDCl₃.



7. Ejemplo de una acq medi-oxona con lactona saturada y 2 anillos THF. RMN C¹³, disolvente CDCl₃

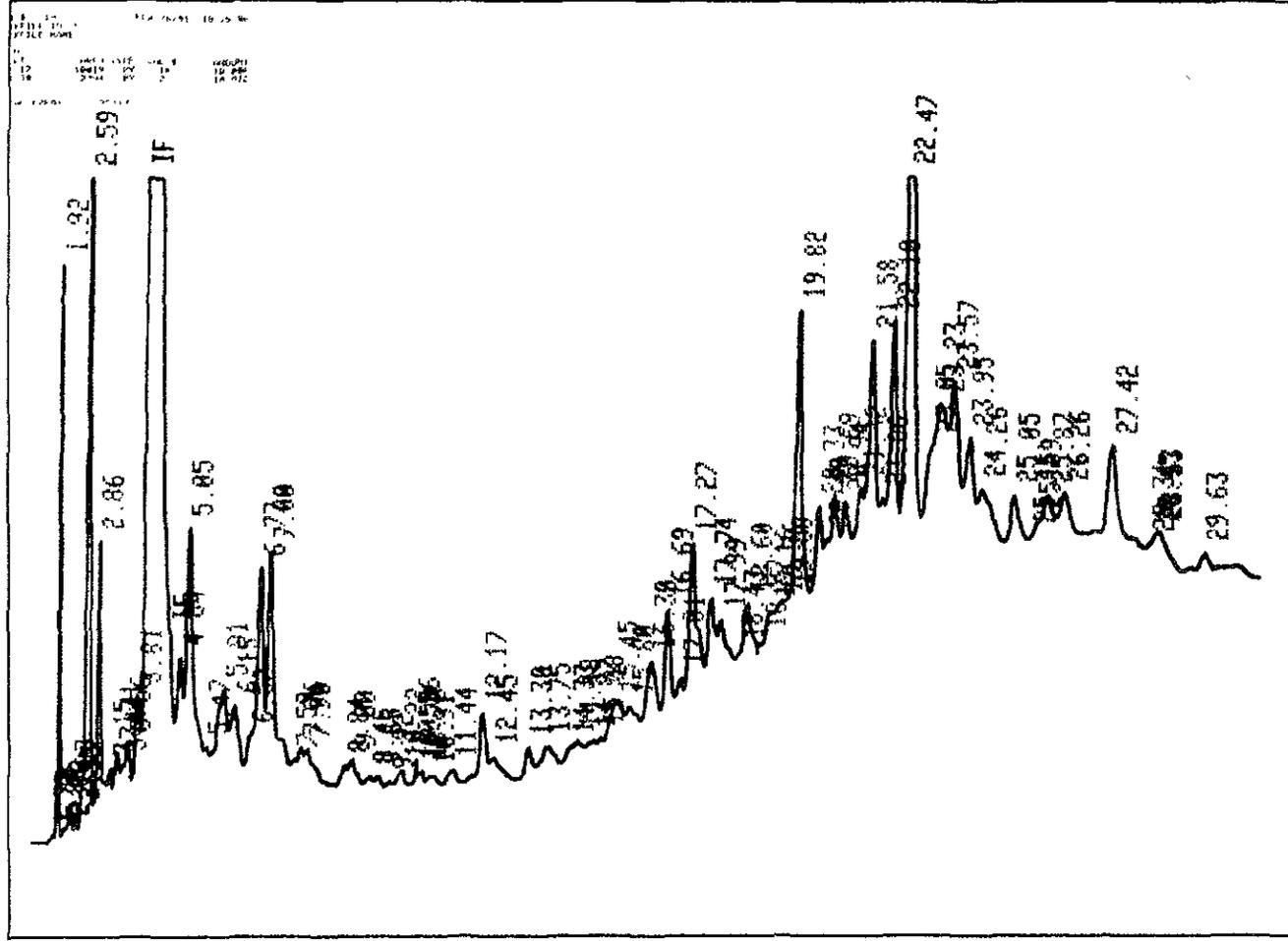
Alutaf5
 Dr. W. Martínez-R. Estrada
 6-1-00
 NAH
 Solvent: cdcl3
 Ambient temperature
 UNITY-300 "magic"
 PULP SEQUENC
 Relax. delay 0.600 sec
 Pulse 21.5 degrees
 Acq. time 0.801 sec
 Width 16001.6 Hz
 38400 repetitions
 OBSERVE C13, 75.4216992 MHz
 DECUPLE H1, 299.9479281 MHz
 Power 38 db
 continuously on
 VOLTAGE modulated
 Single precision data
 DATA PROCESSING
 Line broadening 3.0 Hz
 FT size 32758
 Total time 12.8 hours





8. Cromatografía de gases de aceites esenciales de *Annona diversifolia*

9. Cromatografía de gases de aceites esenciales de *Annona purpurea*.

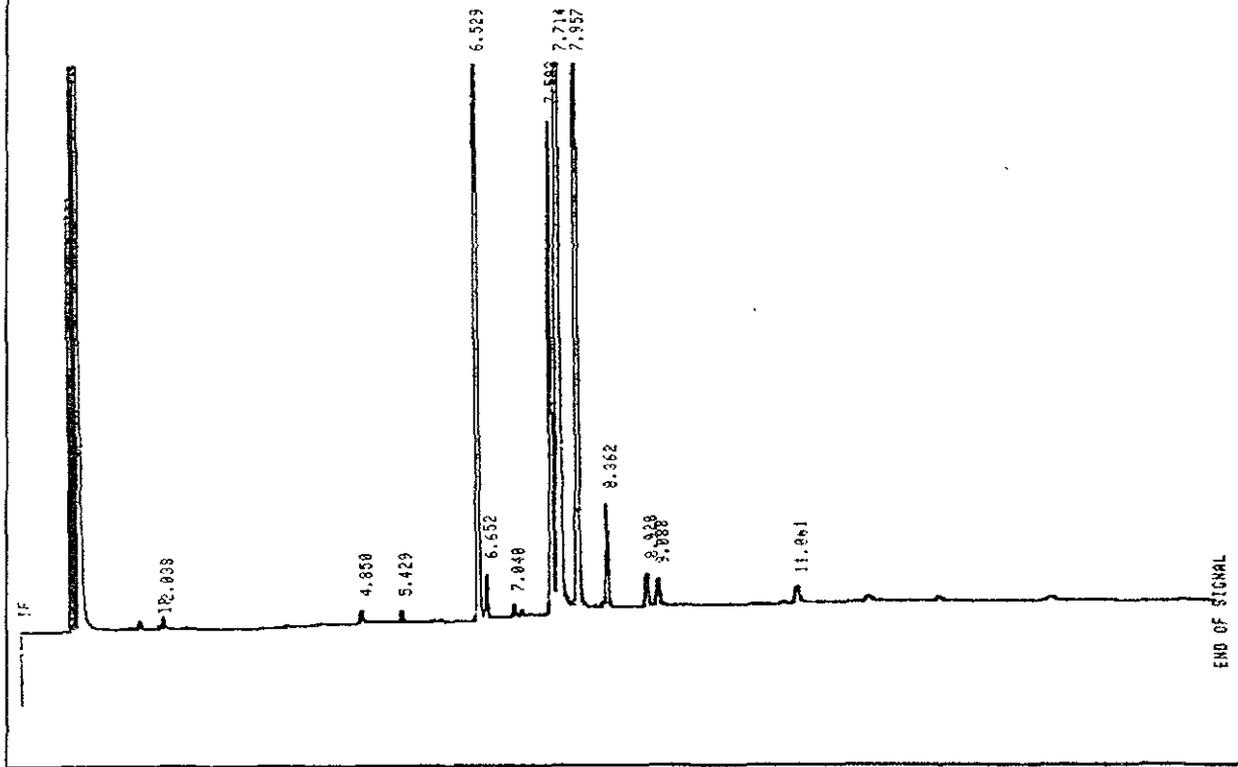


Closing signal file M:SIGNAL .BHA

* REPORT RUN# 174

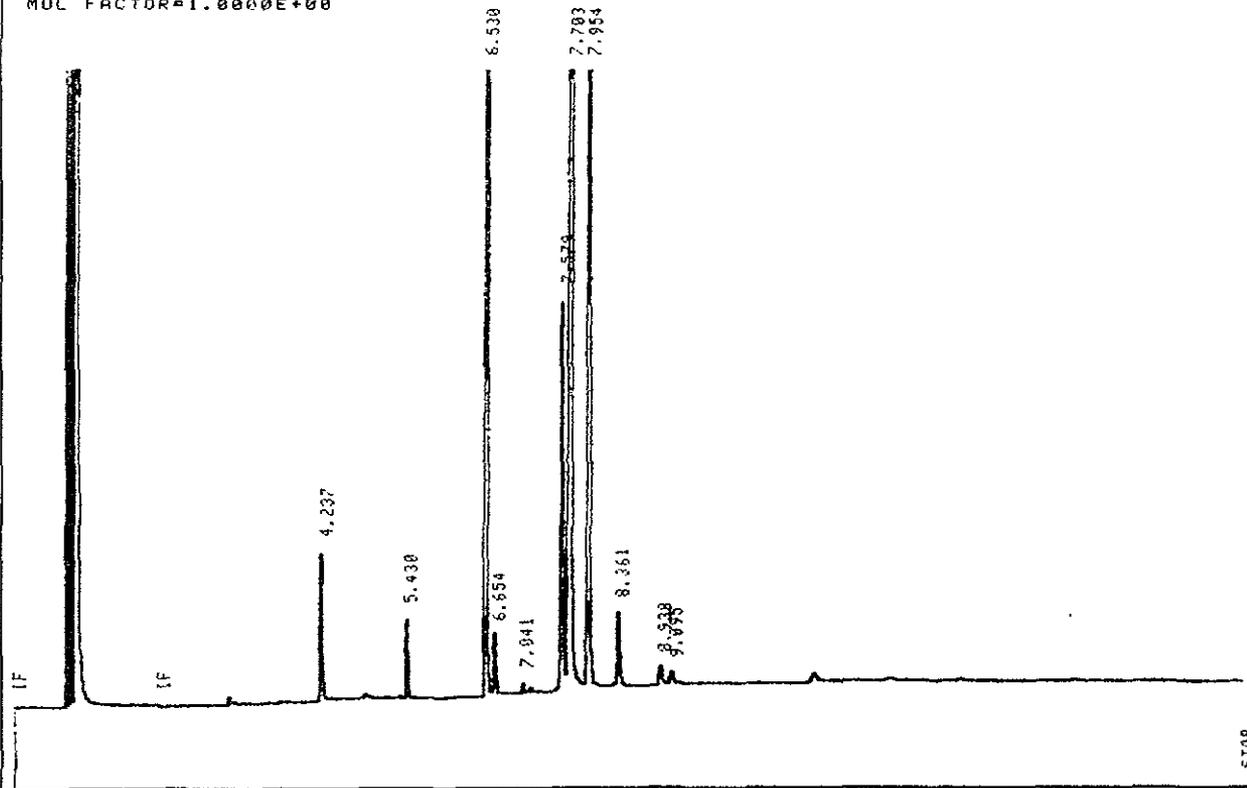
SIGNAL FILE: M:SIGNAL.BHA

TOTAL AREA=1165091
MUL FACTOR=1.0000E+00



10. Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. diversifolia* (1).

Closing signal file M:SIGNAL
* REPORT RUN# 175
SIGNAL FILE: M:SIGNAL.BNC
TOTAL AREA= 783691
MUL FACTOR=1.0000E+00



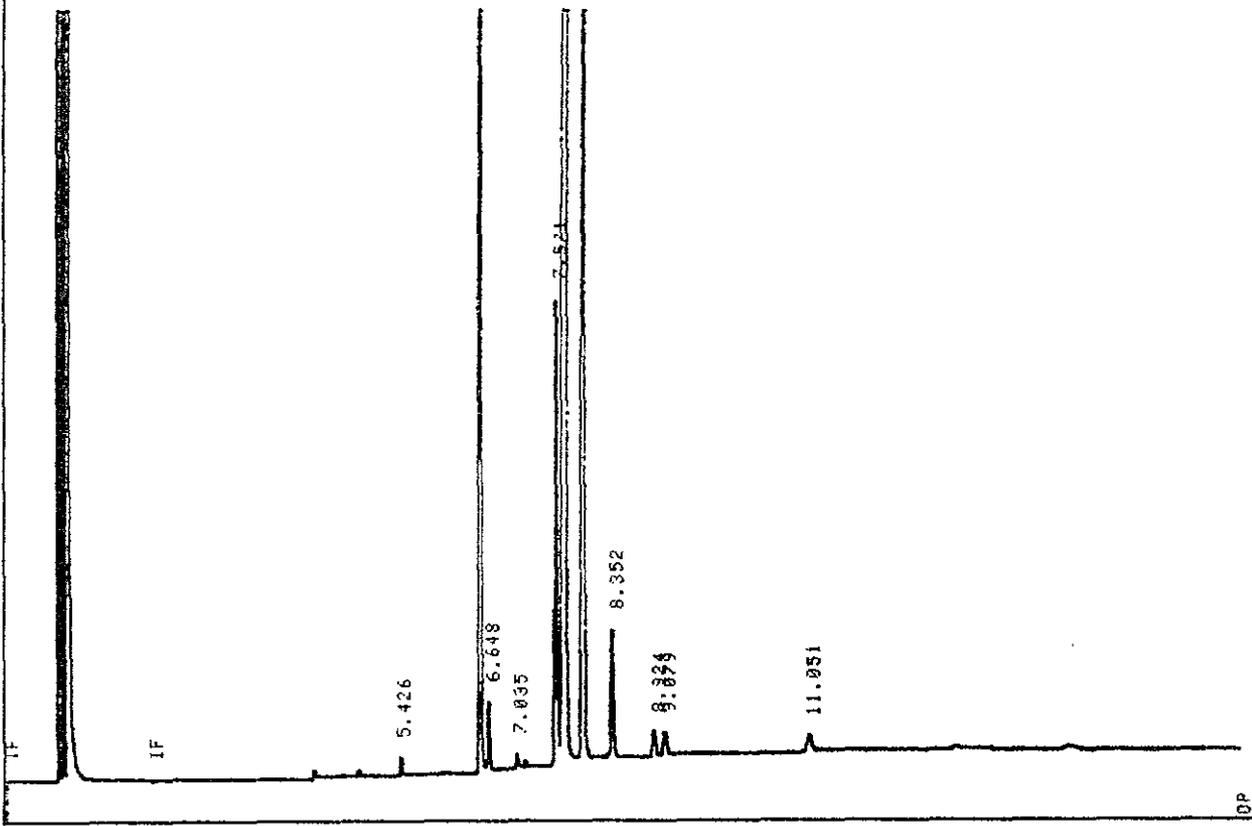
Closing signal file M: SIGNAL.BNC

* REPORT RUN# 176

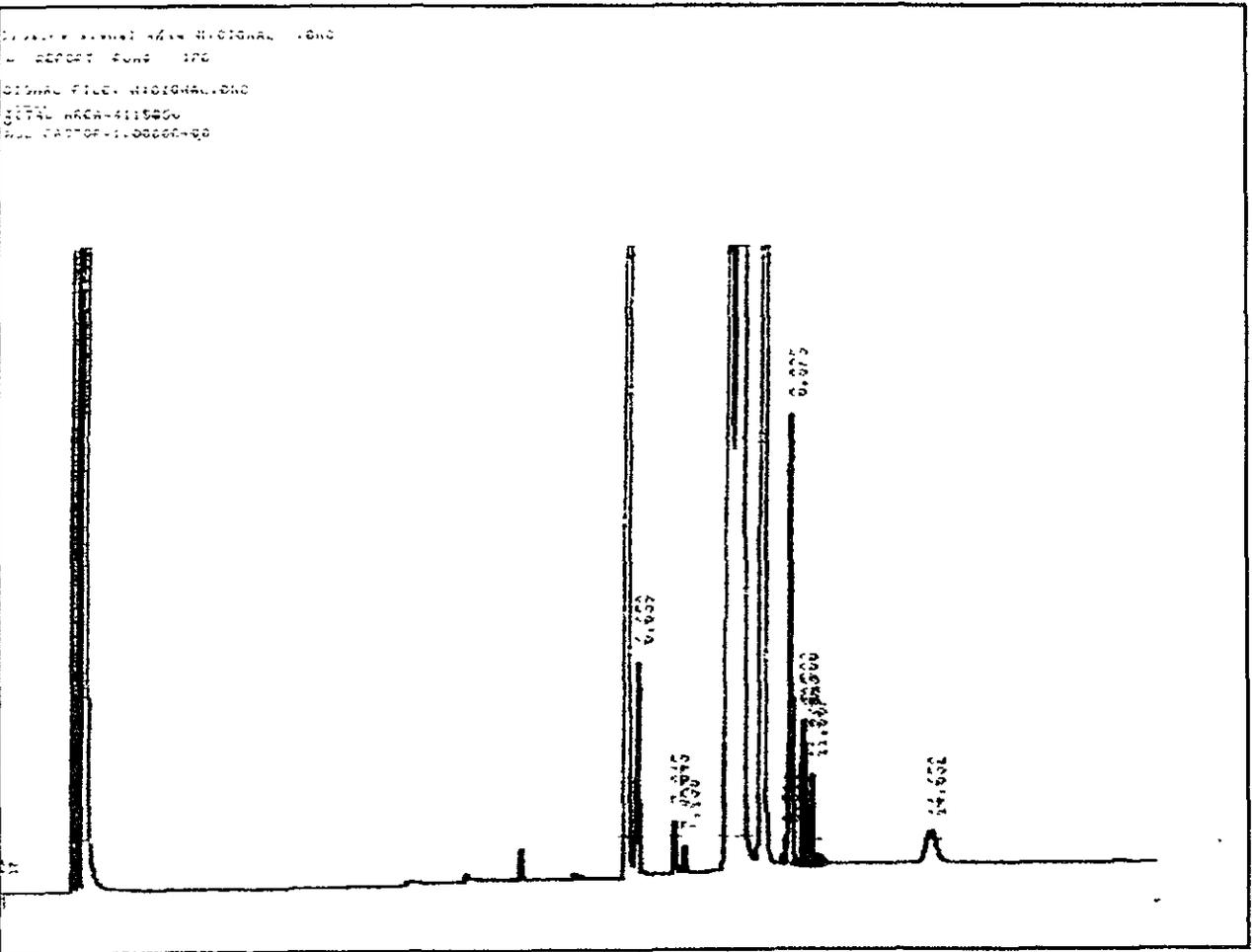
SIGNAL FILE: M: SIGNAL.BNC

TOTAL AREA= 952033

NO. FACTORS= 0

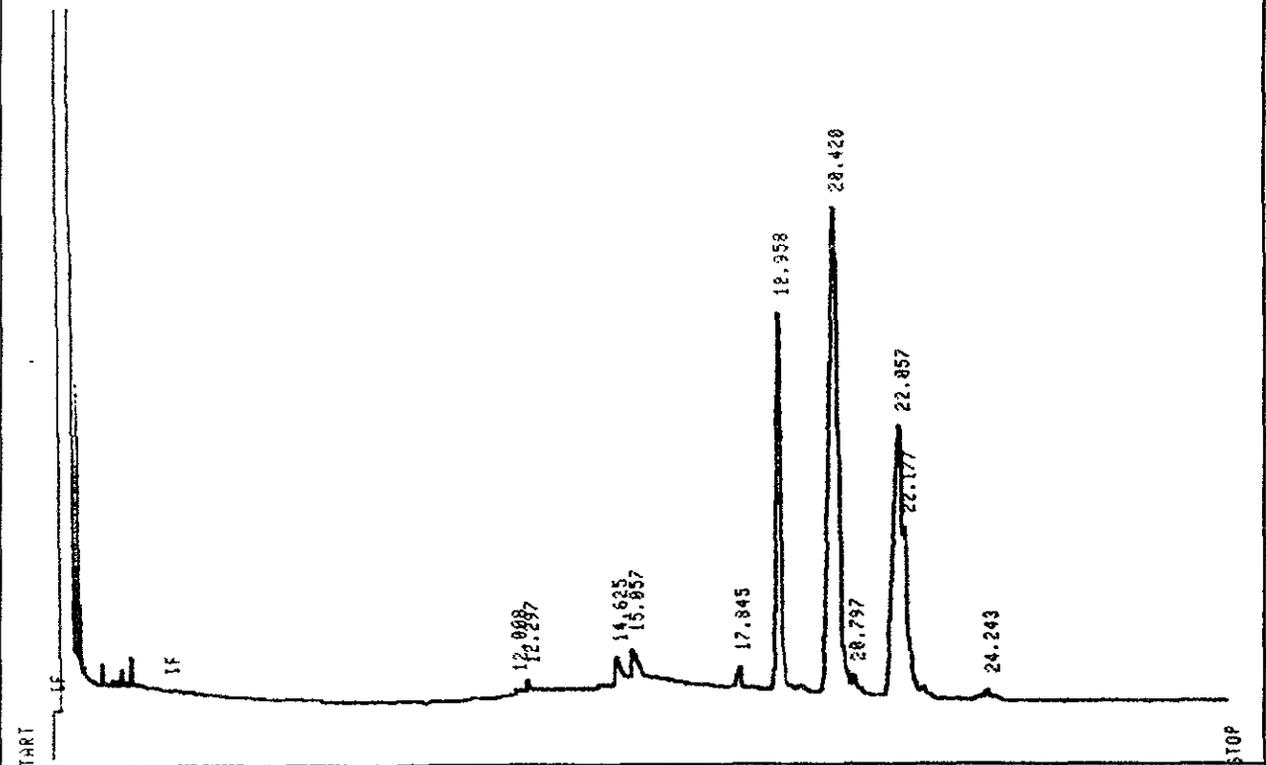


10. Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. diversifolia* (3).

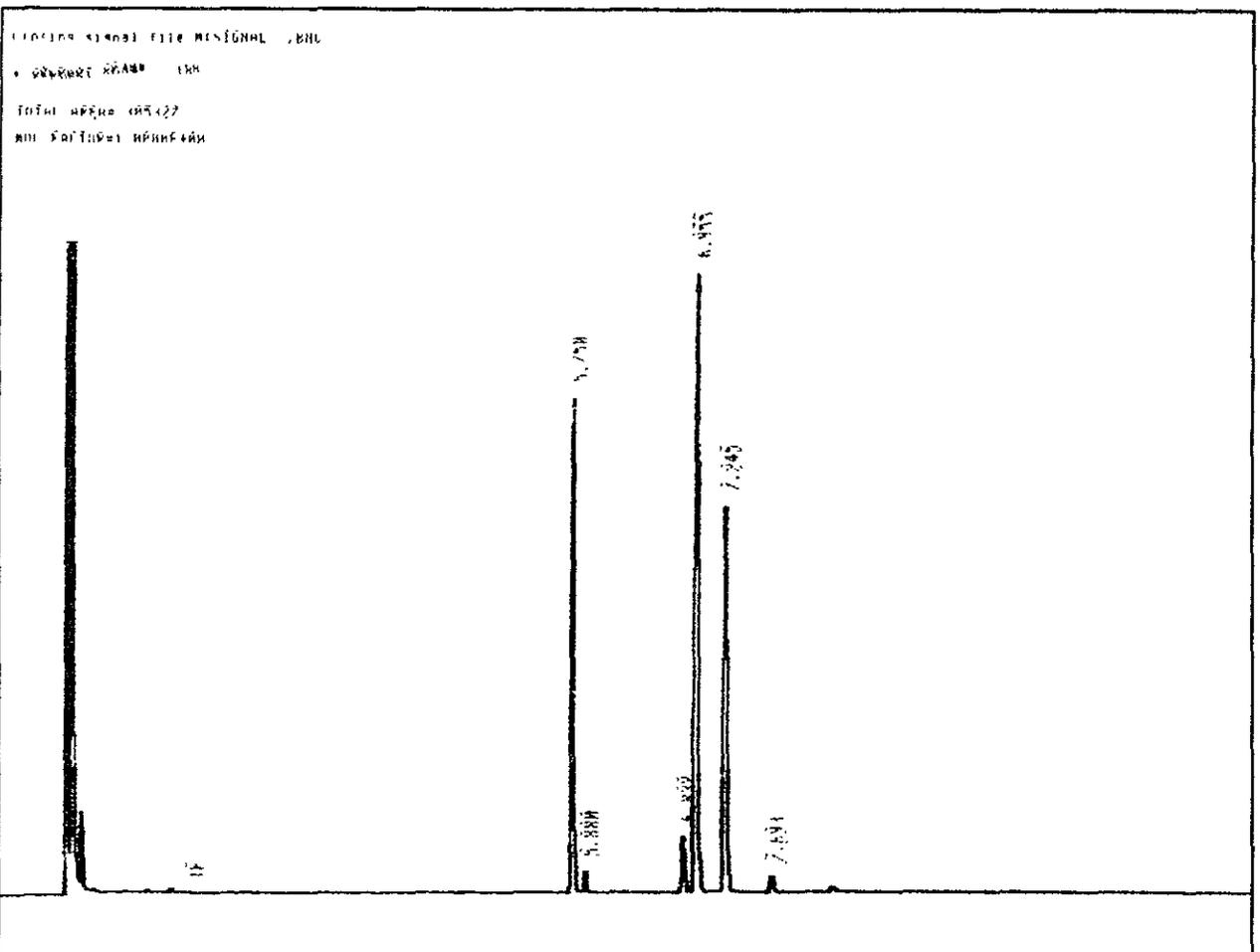


10 Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. diversifolia* (5)

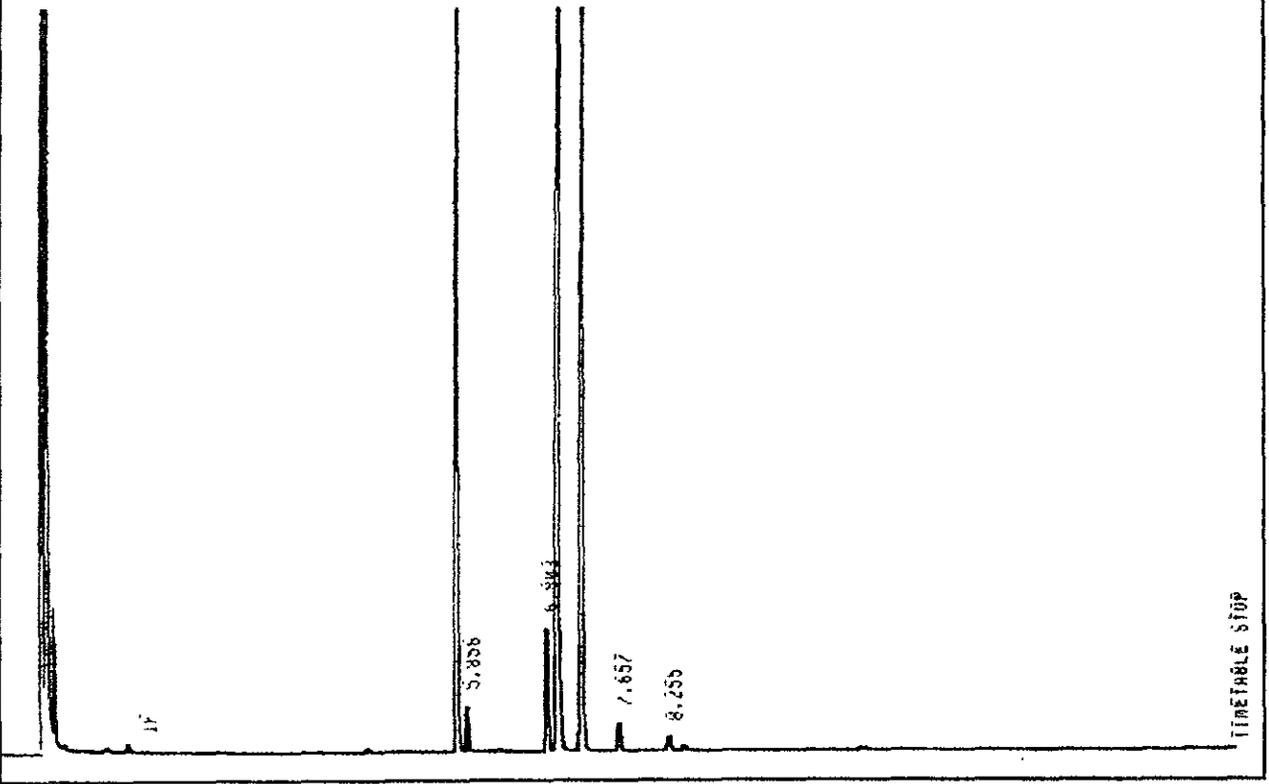
Closing signal file M:SIGNAL .BNC
* REPORT RUN# 30
SIGNAL FILE: M:SIGNAL.BNC
TOTAL AREA=3057890
* MU FACTOR=1.0000E+00



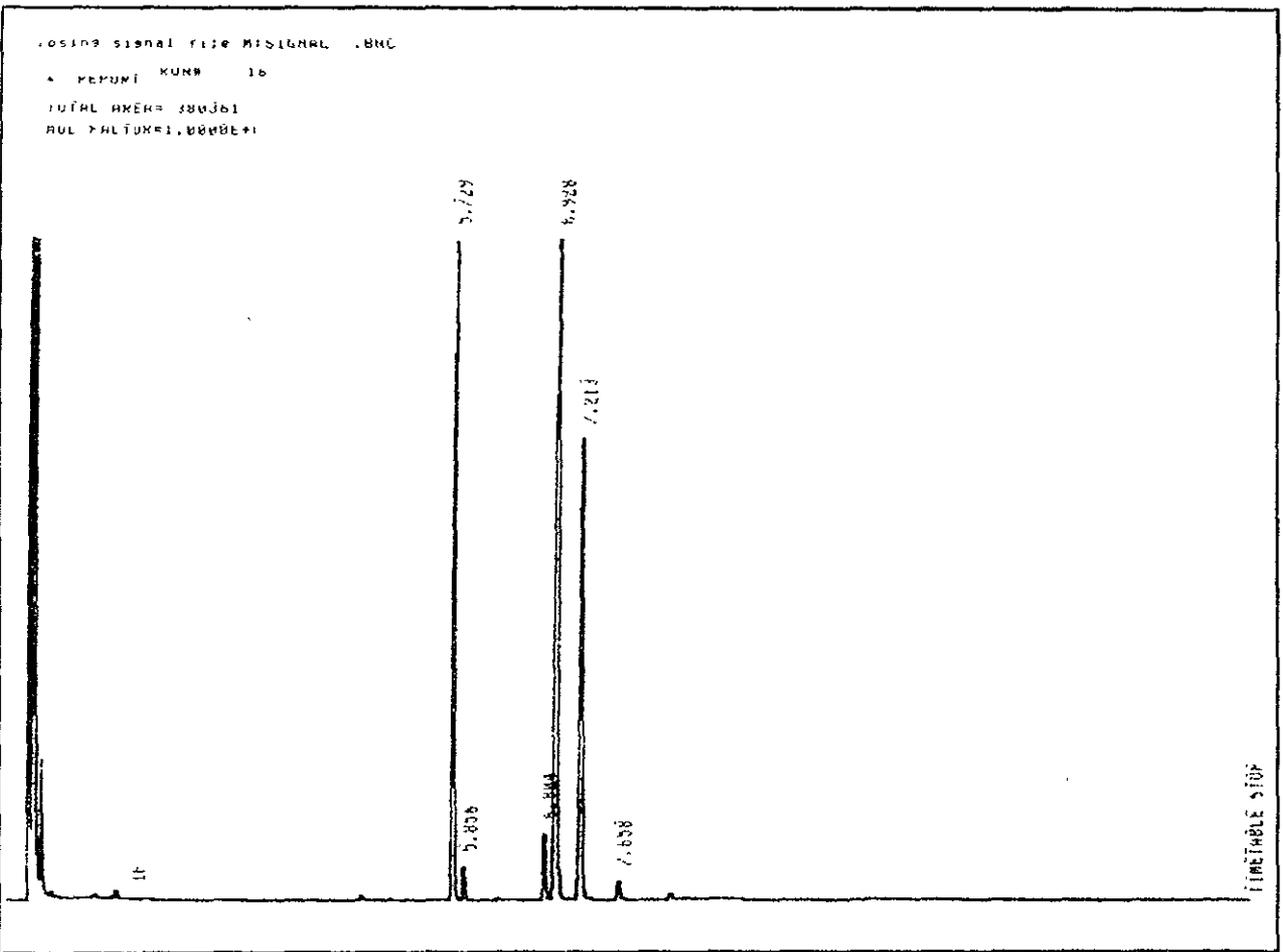
11. Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. purpurea* (2)



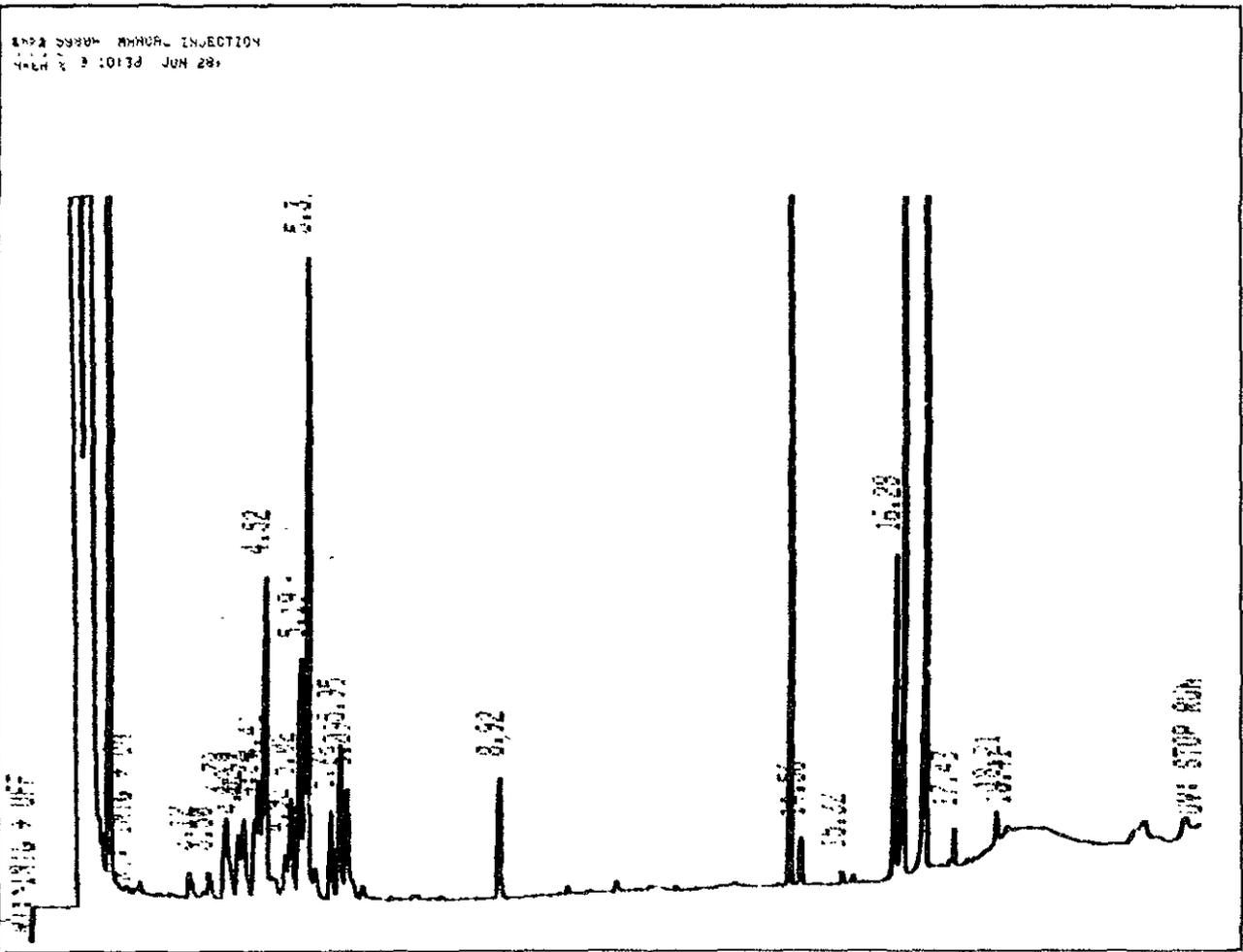
LOSING SIGNAL FILE MSIGNAL .BNC
+ REFUR1 RUN# 15
TOTAL AREA= 534903
MUL FWIDTH=1.0000E+00



11. Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. purpurea* (4).

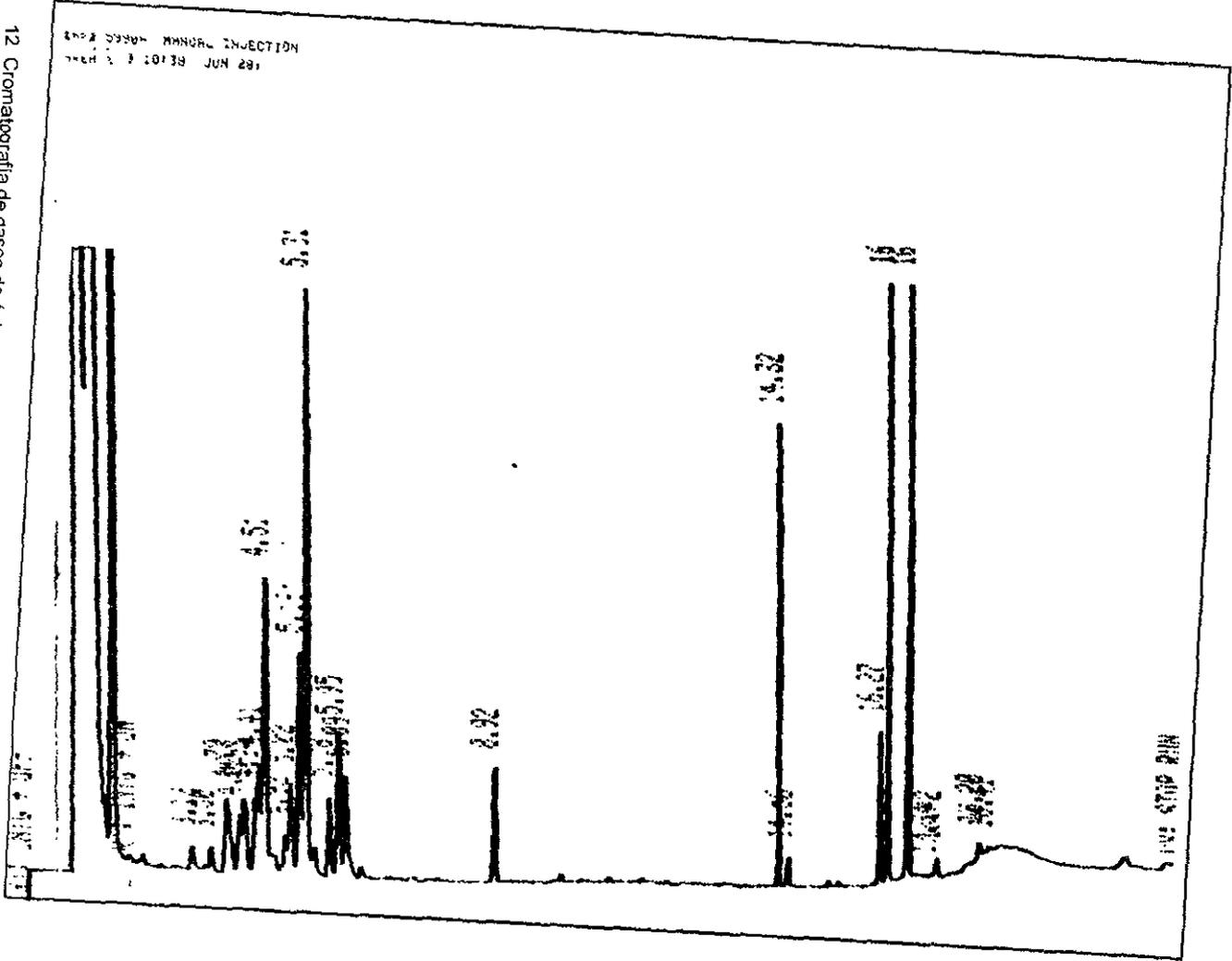


11. Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. purpurea* (5).



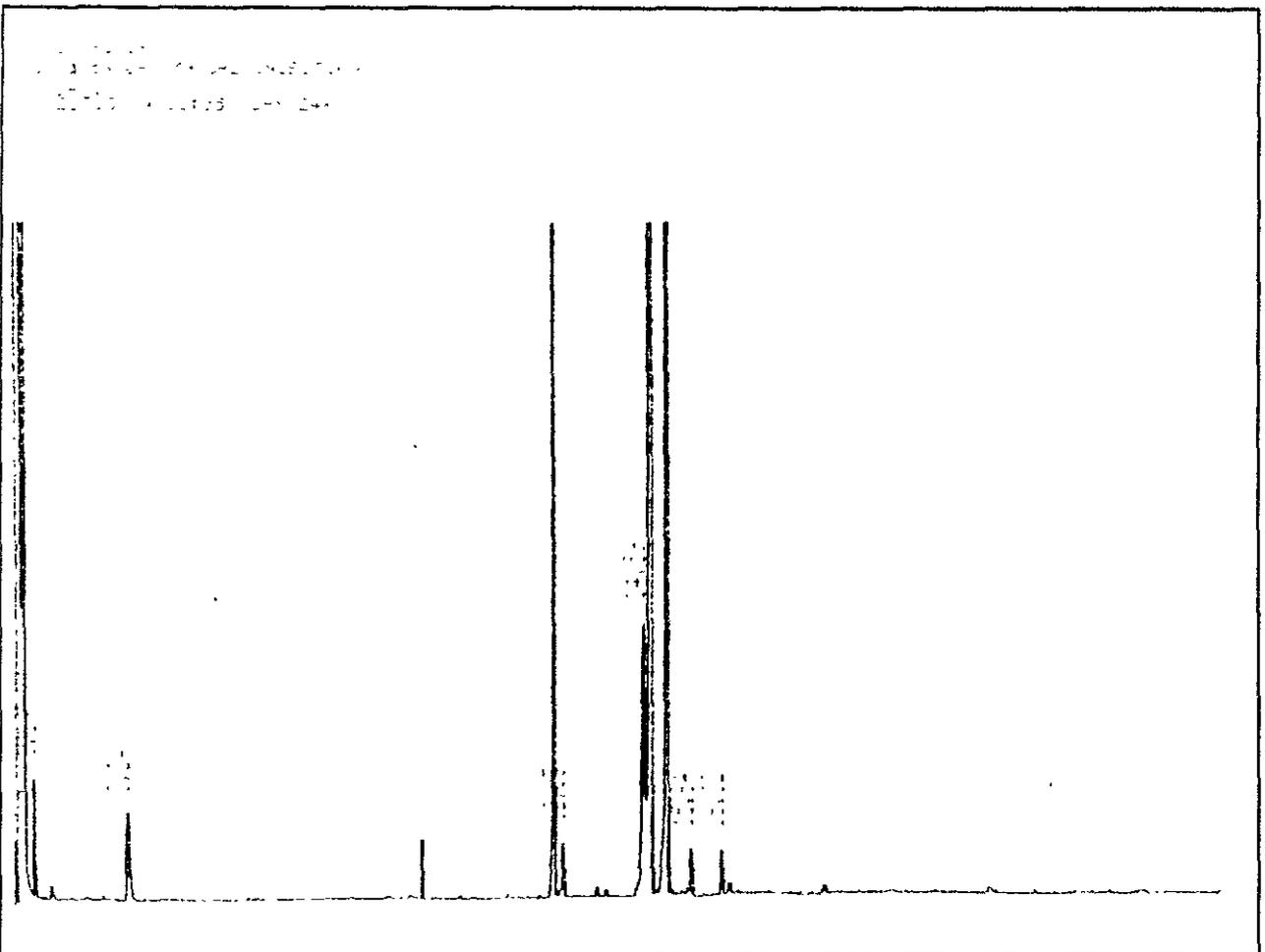
62 NHP PE101: 6 11 1977
 COLLECTOR: HARRIS R 242

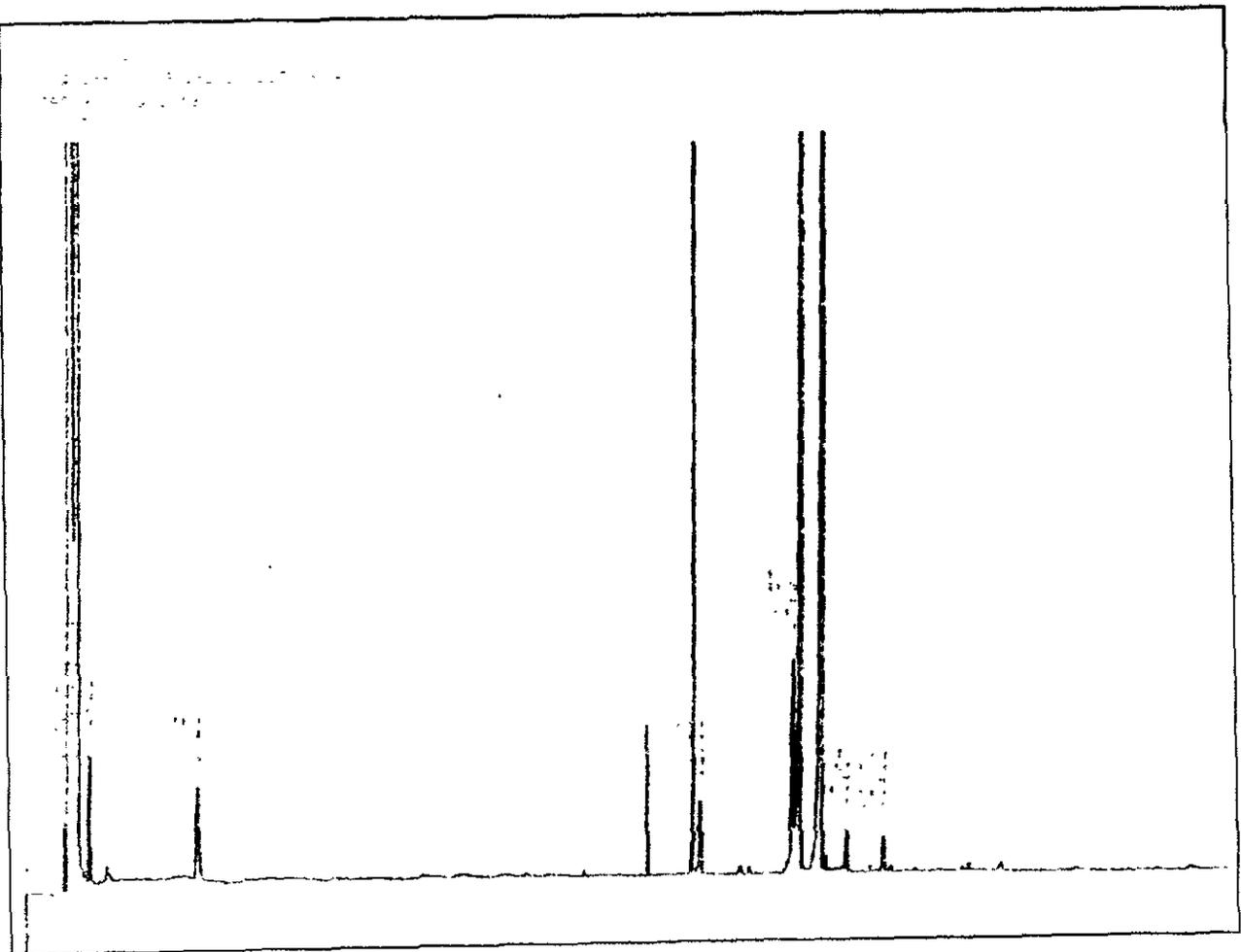
12. Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. fulvescens* (1)



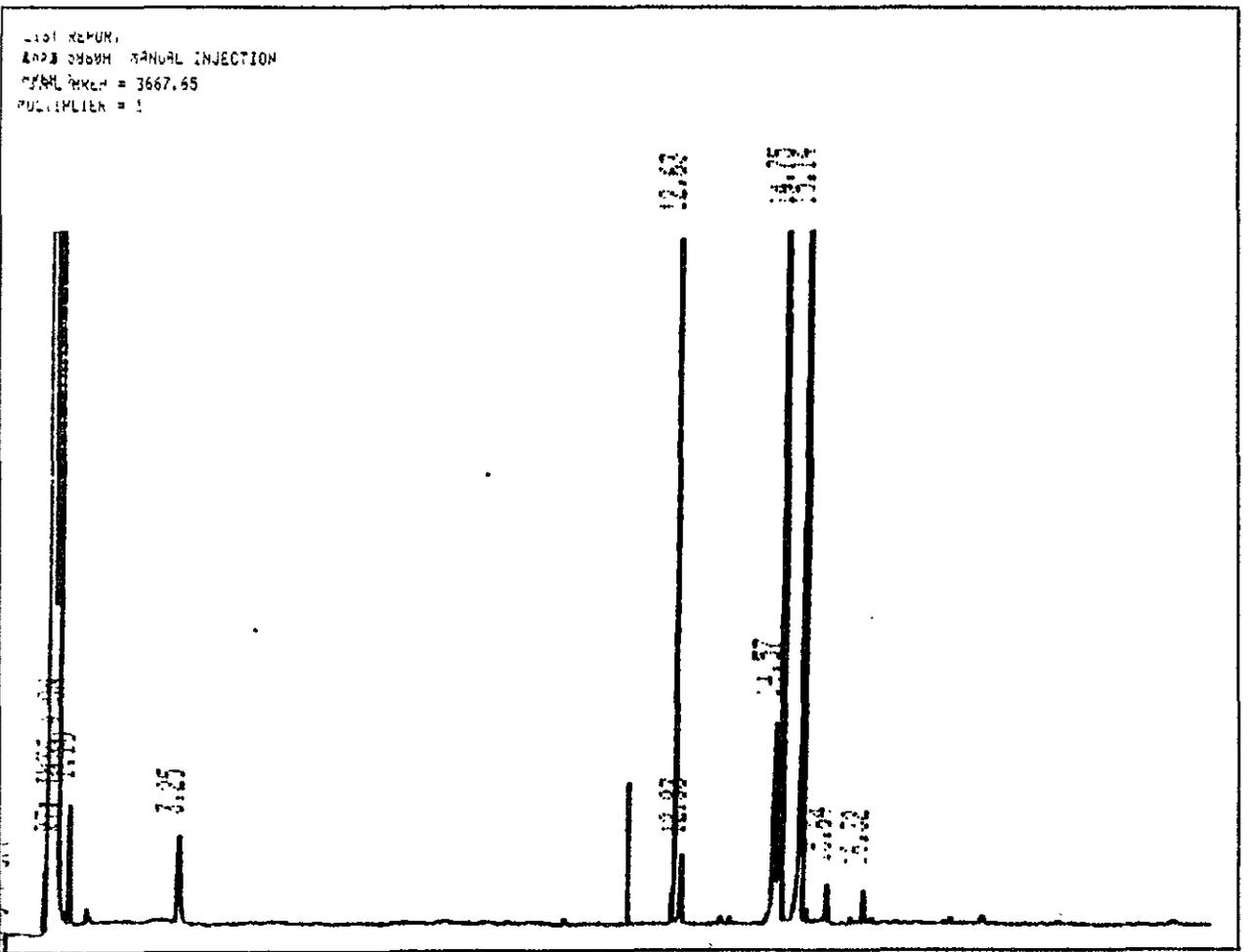
62 HMF REIDT 2 3 HANKE
 INJECTION - 00000000000000000000

12 Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. luteus* (2)





12. Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. lutescens* (4).



12. Cromatografía de gases de ésteres metílicos de ácidos grasos del aceite de *A. luteosens* (5)

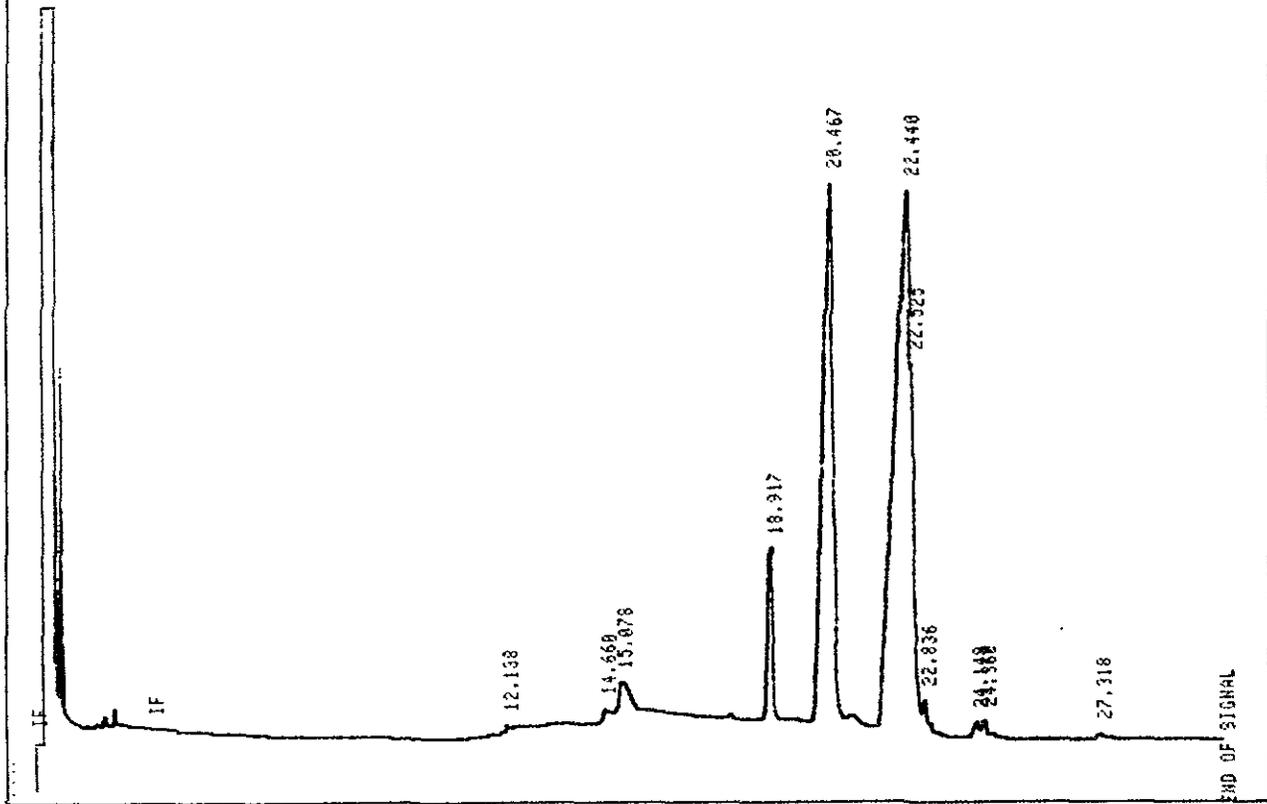
ATTEMPTED WRITE PAST END OF FILE

* REPORT RUN# 35

TOTAL AREA=5216381

MUL FACTOR=1.8888E+08

13 Cromatografía de gases de triglicéridos del aceite de *A. diversifolia*.

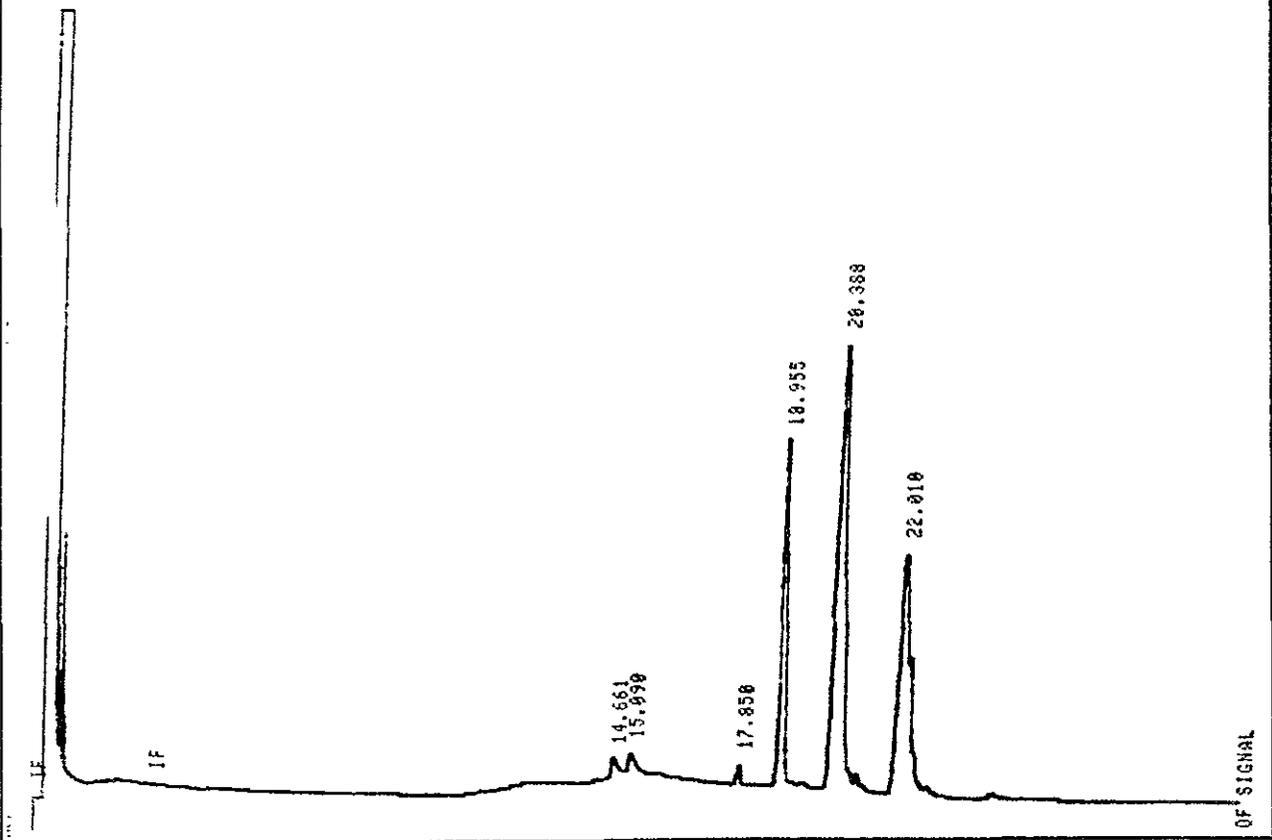


ATTEMPTED WRITE PAST END OF FILE

* _REPORT PUNCH 34

TOTAL AREA=2239666

MUL FACTOR=1.0000E+00



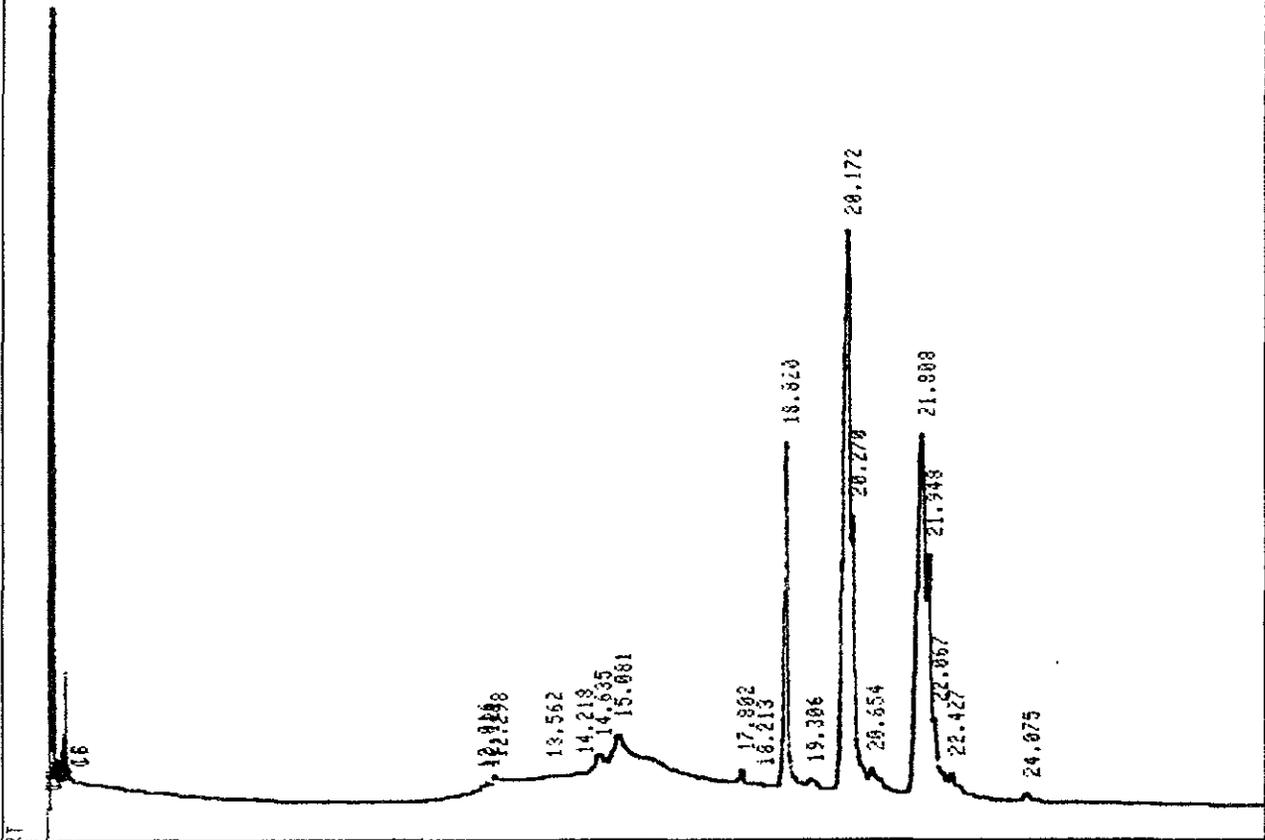
14. Cromatografía de gases de triglicéridos del aceite de *A. purpurea*.

ATTEMPTED WRITE PAST END OF FILE

* REPORT RUN# 57

TOTAL AREA=1449056

MUL FACTOR=1.0000E+00



15 Cromatografía de gases de triglicéridos del aceite de *A. lutescens*.

ANEXO 7

INDICE DE CUADROS, FIGURAS, DIAGRAMAS Y GRAFICAS

CUADROS

CUADRO 1 TRABAJOS CITADOS POR DIVERSOS AUTORES SOBRE LA FAMILIA ANNONACEAE	7
CUADRO 2 GENEROS DE LA TRIBU UVARIAE EN CINCO GRUPOS INFORMALES, SEGUN FRIES (1959)	13
CUADRO 3 GENEROS DE LA TRIBU UNONEAE EN NUEVE GRUPOS INFORMALES, SEGUN FRIES (1959)	13
CUADRO 4 SUBFAMILIAS, TRIBUS Y GENEROS DE LA FAMILIA ANNONACEAE, SEGUN WALKER (1971a)	15
CUADRO 5 AGRUPACION INFORMAL DE LA FAMILIA ANNONACEAE, SEGUN HEUSDEN (1992)	16
CUADRO 6 SECCIONES DE <i>Annona</i> , SEGUN FRIES (1937)	25
CUADRO 7 GRUPOS RECONOCIDOS POR DOYLE Y LE THOMAS (1994)	33
CUADRO 8 DETERMINACION DE ALCALOIDES	67
CUADRO 9 DETERMINACION DE TERPENOS-ESTEROIDES	67
CUADRO 10 DETERMINACION DE FLAVONOIDES	67
CUADRO 11 DETERMINACION DE GLICOSIDOS	67
CUADRO 12 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES EN CINCO INDIVIDUOS DE <i>Annona diversifolia</i>	67
CUADRO 13 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES EN CINCO INDIVIDUOS DE <i>Annona purpurea</i>	69
CUADRO 14 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES EN CINCO INDIVIDUOS DE <i>Annona lutescens</i>	69
CUADRO 15 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN <i>Annona diversifolia</i>	70
CUADRO 16 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN <i>Annona purpurea</i>	70
CUADRO 17 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN <i>Annona lutescens</i>	70
CUADRO 18 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES DE <i>Annona diversifolia</i>	71
CUADRO 19 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES DE <i>Annona purpurea</i>	71
CUADRO 20 FACTOR DE CORRIMIENTO (Rf) DE ALCALOIDES DE <i>Annona lutescens</i>	72
CUADRO 21 ALCALOIDES TOTALES EN TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	72
CUADRO 22 COMPOSICION DE ACEITES ESENCIALES EN TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	83
CUADRO 23 ACIDOS GRASOS (%) EN SEMILLAS DE CINCO INDIVIDUOS DE <i>Annona diversifolia</i>	84
CUADRO 24 ACIDOS GRASOS (%) EN SEMILLAS DE CINCO INDIVIDUOS DE <i>Annona purpurea</i>	84
CUADRO 25 ACIDOS GRASOS (%) EN SEMILLAS DE CINCO INDIVIDUOS DE <i>Annona lutescens</i>	84
CUADRO 26 SIMILITUD (%) DE ACIDOS GRASOS EN LAS ESPECIES	85
CUADRO 27 SIMILITUD (%) DE ACIDOS GRASOS SATURADOS EN LAS ESPECIES	85
CUADRO 28 SIMILITUD (%) DE ACIDOS GRASOS INSATURADOS EN LAS ESPECIES	85
CUADRO 29 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS RECIENTE RECOLECTADAS DE <i>Annona diversifolia</i>	86
CUADRO 30 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION SIN AG ₃ DE <i>Annona diversifolia</i>	86
CUADRO 31 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION CON AG ₃ DE <i>Annona diversifolia</i>	86

CUADRO 32 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON 10 DIAS DE GERMINACION DE <i>Annona diversifolia</i>	86
CUADRO 33 RENDIMIENTOS EN LA ETAPA DE PLANTULA DE <i>Annona diversifolia</i>	86
CUADRO 34 ALCALOIDES DETECTADOS (Rf) DURANTE LA GERMINACION DE <i>Annona diversifolia</i>	87
CUADRO 35 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS RECIENTE RECOLECTADAS DE <i>Annona purpurea</i>	88
CUADRO 36 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION SIN AG ₃ DE <i>Annona purpurea</i>	88
CUADRO 37 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION CON AG ₃ DE <i>Annona purpurea</i>	88
CUADRO 38 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON 10 DIAS DE GERMINACION DE <i>Annona purpurea</i>	88
CUADRO 39 RENDIMIENTOS EN LA ETAPA DE PLANTULA DE <i>Annona purpurea</i>	88
CUADRO 40 ALCALOIDES DETECTADOS (Rf) DURANTE LA GERMINACION DE <i>Annona purpurea</i>	89
CUADRO 41 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS RECIENTE RECOLECTADAS DE <i>Annona lutescens</i>	90
CUADRO 42 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON DOS DIAS DE IMBIBICION SIN AG ₃ DE <i>Annona lutescens</i>	90
CUADRO 43 RENDIMIENTOS DE SEMILLAS CON 10 DIAS DE GERMINACION DE <i>Annona lutescens</i>	90
CUADRO 44 RENDIMIENTOS EN LA ETAPA DE PLANTULA DE <i>Annona lutescens</i>	90
CUADRO 45 ALCALOIDES DETECTADOS (Rf) DURANTE LA GERMINACION DE <i>Annona lutescens</i>	91
CUADRO 46 GRUPOS DE ALCALOIDES APORFINICOS <i>sensu lato</i> EN ORDENES DEL COMPLEJO RANALEANO	92
CUADRO 47 GRUPOS DE ALCALOIDES APORFINICOS <i>sensu lato</i> EN FAMILIAS DEL COMPLEJO RANALEANO	94
CUADRO 48 ALCALOIDES APORFINICOS <i>sensu lato</i> NO ENCONTRADOS EN ANNONACEAE	95
CUADRO 49 ALCALOIDES APORFINICOS <i>sensu lato</i> DE ANNONACEAE EN OTRAS FAMILIAS DEL COMPLEJO RANALEANO	96
CUADRO 50 AGRUPACION QUIMICA VS CLASIFICACION DE FRIES (1959)	106
CUADRO 51 AGRUPACION QUIMICA VS AGRUPACION FILOGENETICA DE DOYLE Y LE THOMAS (1996)	107
CUADRO 52 DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE LAS AGRUPACIONES QUIMICAS	108
CUADRO 53 DISTRIBUCION GEOGRAFICA Y DIVERSIDAD QUIMICA EN GENEROS DE ANNONACEAE	109
CUADRO 54 TIPOS DE APORFINAS Y SU DISTRIBUCION GEOGRAFICA	110
CUADRO 55 APORFINAS DE MAYOR DISTRIBUCIÓN	110
CUADRO 56 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	112
CUADRO 57 ACIDOS GRASOS AISLADOS DE TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	119
CUADRO 58 COMPOSICION PORCENTUAL DE ACEITES ESENCIALES EN TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	124
CUADRO 59 ACETOGENINAS EN TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	131

FIGURAS

FIGURA 1 SUBFAMILIAS, TRIBUS Y GRUPOS EN 6 SISTEMAS DE CLASIFICACION TAXONOMICA	9
FIGURA 2 SUBFAMILIAS Y TRIBUS DE LA FAMILIA ANNONACEA, SEGUN FRIES (1959)	12
FIGURA 3 SUBFAMILIAS Y TRIBUS DE LA FAMILIA ANNONACEAE, SEGUN WALKER (1971a)	14
FIGURA 4 FLAVANO	40
FIGURA 5 ANILLO BENCILISOQUINOLINICO	43
FIGURA 6 ESTRUCTURA DEL NUCLEO PROAPORFINICO	44
FIGURA 7 NUCLEO APORFINICO	45
FIGURA 8 OXOAPORFINAS	47
FIGURA 9 FENANTRENO	48
FIGURA 10 PROTOBERBERINAS	48
FIGURA 11 γ - LACTONA INSATURADA	49
FIGURA 12 γ LACTONA SUSTITUIDA	49
FIGURA 13 CETOLACTONA	49
FIGURA 14 ACETOGENINAS SIN ANILLO THF	50
FIGURA 15 ACETOGENINAS MONO THF	50
FIGURA 16 ACETOGENINAS BIS THF ADYACENTES	51
FIGURA 17 ACETOGENINAS BIS THF NO ADYACENTES	52
FIGURA 18 ACETOGENINAS CON DISEÑO TRI THF	52
FIGURA 19 ACETOGENINAS NO CLASICAS (CON ANILLOS THF)	53
FIGURA 20 ZONAS DE RECOLECTA EN CHIAPAS	60
FIGURA 21 PLACAS CROMATOGRAFICAS DE <i>Annona diversifolia</i>	87
FIGURA 22 PLACAS CROMATOGRAFICAS DE <i>Annona purpurea</i>	89
FIGURA 23 PLACA CROMATOGRAFICA DE <i>Annona lutescens</i>	90
FIGURA 24 DISTRIBUCION DE APORFINAS <i>sensu lato</i> EN EL COMPLEJO RANALEANO	93
FIGURA 25 TIPOS DE ALCALOIDES MAS FRECUENTES EN EL COMPLEJO RANALEANO	94
FIGURA 26 ALCALOIDES DE ANNONACEAE EN OTRAS FAMILIAS DEL COMPLEJO RANALEANO	97
FIGURA 27 ASIMIOBINA	98
FIGURA 28 ANONAINA	98
FIGURA 29 MAGNOFLORINA	98
FIGURA 30 NUCIFERINA	99
FIGURA 31 ROEMERINA	99
FIGURA 32 MENISPERMINA	99
FIGURA 33 LIRIODENINA	99
FIGURA 34 OXOLAURELINA	99

FIGURA 35 OXOGLAUCINA	99
FIGURA 36 LISICAMINA	100
FIGURA 37 LIRIODENINA EN LOS ORDENES DE <i>Magnoliidae</i>	100
FIGURA 38 DENDROGRAMA DE GRUPOS DE ALCALOIDES APORFÍNICOS	103
FIGURA 39 DENDROGRAMA DE ALCALOIDES APORFINICOS	104
FIGURA 40 ACETOGENINAS TIPO METIL-CETONA CON LACTONA SATURADA Y DOS ANILLOS THF	129
FIGURA 41 ISOANNORETICUINA	129
FIGURA 42 LAHERRADURINA	130
FIGURA 43 GIGANTECINA	130
FIGURA 44 GIGANTRIOCINA	130

DIAGRAMAS

DIAGRAMA 1 AGRUPAMIENTO DEL TRABAJO EXPERIMENTAL	58
DIAGRAMA 2 RECOLECTA Y PREPARACION DEL MATERIAL VEGETAL	61
DIAGRAMA 3 PRUEBAS COLORIDAS Y DE PRECIPITACION	62
DIAGRAMA 4 EXTRACCION SELECTIVA DE ALCALOIDES TOTALES	63
DIAGRAMA 5 SEGUIMIENTO DE ALCALOIDES DURANTE LA GERMINACION	65
DIAGRAMA 6 OBTENCION DE ALCALOIDES DE RAIZ DE <i>Annona lutescens</i>	74
DIAGRAMA 7 OBTENCION DE ALCALOIDES DE TALLO DE <i>Annona lutescens</i>	75
DIAGRAMA 8 OBTENCION DE ALCALOIDES DE RAIZ DE <i>Annona diversifolia</i>	76
DIAGRAMA 9 OBTENCION DE ALCALOIDES DE TALLO DE <i>Annona diversifolia</i>	77
DIAGRAMA 10 OBTENCION DE ALCALOIDES DE RAIZ DE <i>Annona purpurea</i>	78
DIAGRAMA 11 OBTENCION DE ALCALOIDES DE TALLO DE <i>Annona purpurea</i>	78
DIAGRAMA 12 OBTENCION DE ALCALOIDES DE HOJA DE <i>Annona purpurea</i>	79
DIAGRAMA 13 SEPARACION DE ACETOGENINAS DE RAIZ DE <i>Annona diversifolia</i>	80
DIAGRAMA 14 SEPARACION DE ACETOGENINAS DE SEMILLAS DE <i>Annona diversifolia</i>	81
DIAGRAMA 15 SEPARACION DE ACETOGENINAS DE RAIZ DE <i>Annona lutescens</i>	82

GRAFICAS

GRAFICA 1 COMPARACION DE ALCALOIDES DE RAICES EN <i>Annona lutescens</i>	113
GRAFICA 2 COMPARACION DE ALCALOIDES DE RAICES EN <i>Annona diversifolia</i>	113
GRAFICA 3 COMPARACION DE ALCALOIDES DE RAICES EN <i>Annona purpurea</i>	113

GRAFICA 4 COMPARACION DE ALCALOIDES DE HOJAS EN <i>Annona lutescens</i>	114
GRAFICA 5 COMPARACION DE ALCALOIDES DE HOJAS EN <i>Annona diversifolia</i>	114
GRAFICA 6 COMPARACION DE ALCALOIDES DE HOJAS EN <i>Annona purpurea</i>	114
GRAFICA 7 COMPARACION DE ALCALOIDES DE TALLOS EN <i>Annona lutescens</i>	115
GRAFICA 8 COMPARACION DE ALCALOIDES DE TALLOS EN <i>Annona diversifolia</i>	115
GRAFICA 9 COMPARACION DE ALCALOIDES DE TALLOS EN <i>Annona purpurea</i>	115
GRAFICA 10 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN <i>Annona lutescens</i>	116
GRAFICA 11 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN <i>Annona diversifolia</i>	117
GRAFICA 12 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN <i>Annona purpurea</i>	118
GRAFICA 13 PERFILES DE ALCALOIDES DE TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	119
GRAFICA 14 DISTRIBUCION DE ACEITES EN <i>Annona lutescens</i>	120
GRAFICA 15 DISTRIBUCION DE ACEITES EN <i>Annona diversifolia</i>	120
GRAFICA 16 DISTRIBUCION DE ACEITES EN <i>Annona purpurea</i>	121
GRAFICA 17 ACEITES DE TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	121
GRAFICA 18 ACIDOS GRASOS SATURADOS EN TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	122
GRAFICA 19 ACIDOS GRASOS INSATURADOS EN TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	122
GRAFICA 20 TRIGLICERIDOS EN TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	123
GRAFICA 21 ACEITES ESENCIALES DE TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	125
GRAFICA 22 COMPARACION DE ACEITES ESENCIALES EN TRES ESPECIES DE <i>Annona</i>	126
GRAFICA 23 DISTRIBUCION DE ACETOGENINAS EN LA FAMILIA ANNONACEAE	127
GRAFICA 24 TIPOS DE ACETOGENINAS DE LA FAMILIA ANNONACEAE	128
GRAFICA 25 DIVERSIDAD DE ACETOGENINAS EN GENEROS DE LA FAMILIA ANNONACEAE	128
GRAFICA 26 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN PLANTULAS DE <i>Annona diversifolia</i>	133
GRAFICA 27 COMPARACION DE ALCALOIDES EN DOS ETAPAS DE DESARROLLO DE <i>Annona diversifolia</i>	133
GRAFICA 28 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN PLANTULAS DE <i>Annona purpurea</i>	134
GRAFICA 29 COMPARACION DE ALCALOIDES EN DOS ETAPAS DE DESARROLLO DE <i>Annona purpurea</i>	134
GRAFICA 30 DISTRIBUCION DE ALCALOIDES EN PLANTULAS DE <i>Annona lutescens</i>	135
GRAFICA 31 COMPARACION DE ALCALOIDES EN DOS ETAPAS DE DESARROLLO DE <i>Annona lutescens</i>	135

ESPECTROS

LIRIODENINA RMN ¹ H	212
LIRIODENINA RMN C ¹³	213
OXOPURPUREINA RMN ¹ H	214
OXOPURPUREINA RMN C ¹³	215

GIGANTRIOCINA RMN ¹ H	216
GIGANTRIOCINA RMN C ¹³	217
GIGANTECINA RMN ¹ H	218
GIGANTECINA RMN C ¹³	219
LAHERRADURINA RMN ¹ H	220
LA HERRADURINA RMN C ¹³	221
ISOANNORETICUINA RMN ¹ H	222
ISOANNORETICUINA RMN C ¹³	223
ACETOGENINA METIL CETONA CON LACTONA SATURADA Y DOS ANILLOS THF RMN ¹ H	224
ACETOGENINA METIL CETONA CON LACTONA SATURADA Y DOS ANILLOS THF RMN C ¹³	225
ACEITES ESENCIALES DE <i>Annona purpurea</i>	226
ACEITES ESENCIALES DE <i>Annona diversifolia</i>	227
ESTERES METILICOS DE <i>Annona diversifolia</i> (1)	228
ESTERES METILICOS DE <i>Annona diversifolia</i> (2)	229
ESTERES METILICOS DE <i>Annona diversifolia</i> (3)	230
ESTERES METILICOS DE <i>Annona diversifolia</i> (4)	231
ESTERES METILICOS DE <i>Annona diversifolia</i> (5)	232
ESTERES METILICOS DE <i>Annona purpurea</i> (1)	233
ESTERES METILICOS DE <i>Annona purpurea</i> (2)	234
ESTERES METILICOS DE <i>Annona purpurea</i> (3)	235
ESTERES METILICOS DE <i>Annona purpurea</i> (4)	236
ESTERES METILICOS DE <i>Annona purpurea</i> (5)	237
ESTERES METILICOS DE <i>Annona lutescens</i> (1)	238
ESTERES METILICOS DE <i>Annona lutescens</i> (2)	239
ESTERES METILICOS DE <i>Annona lutescens</i> (3)	240
ESTERES METILICOS DE <i>Annona lutescens</i> (4)	241
ESTERES METILICOS DE <i>Annona lutescens</i> (5)	242
TRIGLICERIDOS DEL ACEITE DE <i>Annona diversifolia</i>	243
TRIGLICERIDOS DEL ACEITE DE <i>Annona purpurea</i>	244
TRIGLICERIDOS DEL ACEITE DE <i>Annona lutescens</i>	245