

12
8/2/8



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESTUDIO DE LAS FLAVANONAS Y METABOLITOS
SECUNDARIOS DE
Buddleia parviflora

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

B I O L O G A

P R E S E N T A :

Aidé Avendaño Gómez



Director de Tesis: Alfonso Romo de Vivar Romo.

1996.



FACULTAD DE CIENCIAS
SECCION ESCOLAR

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis: Estudio de las flavanonas
y metabolitos secundarios de Buddleia parviflora.

realizado por Aidé Avendaño Gómez

con número de cuenta 8835850-7 . pasante de la carrera de Biología.

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis
Propietario Dr Alfonso Romo de Vivar Romo. *A. Romo*

Propietario Dra. Pérez-Amador y Barrón Ma Cristina. *MA*

Propietario Dra. Patricia Guevara Fefer. *Patricia*

Suplente M en C. Armando Gómez Campos. *AGC*

Suplente Bióloga. Josefina Herrera Santoyo. *JH*

FACULTAD DE CIENCIAS

COORDINACIÓN GENERAL DE BIOLÓGIA

M en C. Alejandro Martínez Mena. *JM*

COORDINACIÓN GENERAL
DE BIOLÓGIA

Esta tesis se llevó a cabo en el Instituto de Química de la U.N.A.M bajo la dirección del Dr. Romo de Vivar Romo, con apoyo del proyecto IN204794 de DGAPA y con una beca del SNI.

Dedicatorias

A Dios y a mis padres, que me han apoyado mucho. Se que no existe forma alguna para devolver algo de lo mucho que he recibido de ustedes y de alguna manera esta tesis es un pequeño fruto de su apoyo y comprensión, ya que a pesar de estar separados siempre estan en mi corazón.

Gracias a mis dos hermanos André y Zaida, por darle a mi vida algo especial, sobre todo a Zaida por tantos años compartidos, por ser mi amiga, confidente, complice, maestra y por darme animos.

A mi pequeño Carlos y a su familia por estar a mi lado, por brindarme su apoyo en cualquier circunstancia, y por hacer mi vida feliz.

A mis amigos: Margarita, Azucena, Ruy, Aby, Natalia, Esthela, Fabiola, y a todos aquellos que han crecido conmigo tanto fisicamente como espiritualmente, gracias.

Agradecimientos

Al Doctor Alfonso Romo de Vivar Romo por su gran apoyo como persona y como maestro fué un placer trabajar con usted.

A Analidia, Amira y Emma por ser maestras, amigas y compañeras, gracias por tener la suerte de trabajar y aprender de ustedes.

A mis compañeros que estuvieron durante mi estancia en el Instituto de Química.

Por todo lo que me apoyaron en épocas difíciles y por lo agradable que hicieron mi estancia en el Lab 2-7.

A mis primos Rosalia y Benjamín y a mis tíos por estar dispuestos a ayudarme en cualquier momento.

INDICE

	Pag
I.-Introducción	1
II.-Objetivos	5
III.-Antecedentes	
III.I.- Antecedentes biológicos del género <i>Buddleia</i>	7
III.II.-Antecedentes químicos del género.	13
III.III.-Actividad biológica de las especies de <i>Buddleia</i>	20
III.IV.-Actividad y propiedades biológicas de las flavanonas encontradas en <i>Buddleia parviflora</i> .	22
III.V.-Las <i>Buddleia</i> en la medicina tradicional.	33
III.VI.-Metabolismo secundario	36
III.VII.-Flavonoides	42
IV.-Material vegetal	53
IV.I.-Preparación del material vegetal	54
IV.II.-Material y metodus	56
V.-Análisis de los extractos de Corteza.	
V.I.-Extracto hexánico	57
V.II.-Extracto de Acetato de Etilo	57
V.III.-Extracto metanólico	58
VI.-Análisis de los extractos de Hoja.	
VI.I.-Extracto hexánico	61
VI.II.-Extracto de Acetato de Etilo	62
VI.III.-Extracto metanólico	63
VII.-Actividad biológica de los extractos y compuestos aislados de <i>Buddleia parviflora</i> .	68
VIII.-Discusión y Resultados	69
IX.-Resultados de la actividad biológica.	83
X.-Conclusión	85

X.-Bibliografía	87
XI.-Espectros	102

INTRODUCCION.

En los pilares de la medicina moderna se encuentran las numerosas plantas medicinales que atesoraron diversas culturas indígenas a lo largo del tiempo. La medicina tradicional es un punto de encuentro entre la historia, la experiencia, las artes terapéuticas y la tradición propia de una cultura.

La diversidad vegetal con la que cuenta México es una de las más variadas del mundo, teniendo entre su territorio una flora más vasta que la de la Ex Unión Soviética (Rzedowski 1978) y sólo superada por Brasil, Colombia y China (Mitternier 1992).

Esto se ve reflejado por la presencia de prácticamente todos los tipos de vegetación; y se debe en gran medida a la ubicación del territorio nacional en el área de transición entre las dos zonas biogeográficas de América: la Neártica y la Neotropical. A esto se suma una de las topografías más accidentadas de la tierra, producto de una intensa actividad orogénica, que ha repercutido en la presencia de la roca madre muy variada, tanto por su naturaleza como por la presencia oceánica, corrientes marinas, vientos alisios (Estrada Lugo 1985), como resultado tenemos una amplia gama de climas y suelos.

México ocupa el cuarto lugar en plantas. En términos generales, se puede decir que alberga el 10% de la biodiversidad terrestre del planeta.

En cuanto a número de plantas fanerógamas, existen 200 familias que abarcan 2410 géneros y 26,000 especies.

En el caso de las plantas fanerógamas al menos 7000 especies nativas se emplean o se empleaban en nuestro país como plantas medicinales, alimenticias, de ornato, ceremoniales o psicotrópicas, anticonceptivas, textiles, insecticidas, útiles para la construcción, para la formación de cercas, para teñir, como cosméticos, útiles en la pesca y la cacería, para la obtención de ceras y barnices, lacas, para la fabricación de papel, como curtientes de pieles, ablandadores de carnes y para otros muchos usos (Rzedowski 1978).

En nuestro país se encuentran varios grupos étnicos, distribuidos a lo largo y ancho del territorio nacional, que usan los recursos naturales a su alcance según sus necesidades y tecnologías.

Hay grupos culturales ubicados en varios tipos de vegetación, como los Nahuas y Otomíes; también los hay en un sólo tipo como los Popolocas de Puebla; en lo referente a las enfermedades, la mayoría de ellas son las mismas en toda la República Mexicana, sin embargo, los recursos vegetales al alcance de cada cultura son generalmente diferentes, por lo que existe un sin número de plantas utilizadas en cada cultura.

En México debido a las condiciones económicas y al estado de marginación en el que está la mayor parte de la población rural, resulta difícil el acceso a los

medicamentos, por lo que las plantas medicinales constituyen una alternativa viable para resolver los problemas de salud (Estrada Lugo 1985).

Hasta ahora, sólo una pequeña parte de la flora medicinal presente en nuestro país ha sido estudiada en detalle. El presente trabajo pretende contribuir al estudio del género *Buddleia*, el cual comprende cerca de 100 especies (Houghton, 1984), de las cuales aproximadamente 7 son mexicanas. Debido a los usos medicinales, abundancia y antecedentes químicos del género, el Instituto de Química realiza una investigación acerca de varias especies mexicanas.

El estudio de *Buddleia parviflora* H. B. K. queda inscrito dentro del proyecto del género *Buddleia*, con el fin de determinar que metabolitos secundarios son los responsables de sus propiedades medicinales. Las especies de este género presentan diversos usos dentro de la medicina tradicional como diurético, sedativo y analgésico (Martínez 1959), tónico antiséptico (Houghton 1984), etc... tales actividades ha sido parcialmente explicada gracias a la actividad biológica de los compuestos encontrados. Otros usos permanecen sin explicación debido al estado incompleto de los estudios del género, por lo que resulta importante profundizar en la búsqueda de nuevos constituyentes de los que se estudiarán sus propiedades químicas y biológicas.

OBJETIVOS

OBJETIVOS

Generales:

- a) Realizar el estudio químico de diversos órganos de *Buddleia parviflora*.
- b) Efectuar pruebas biológicas de sus extractos y metabolitos secundarios.

Particulares:

- a) Extracción, aislamiento y purificación de los principales constituyentes de las hojas y la corteza.
- b) Caracterización por métodos químicos y espectroscópicos de los compuestos aislados.

Antecedentes.

Antecedentes del Género *Buddleia*.

El género *Buddleia* L., comprende aproximadamente 100 especies y forma la mayor parte de la tribu *Buddlejaceae* de las Loganiaceae (Leeuwenberg y Leenhouts, 1980).

Esta clasificación sigue a la de Leenhouts (1963), el cual formuló la tribu al reducir la subfamilia *Buddlejoideae* propuesta por Solereder (1982). Wilhelm (1910) y Hutchinson (1973) la incluyeron en una familia separada, la *Buddlejaceae*.

Las diferencias entre las *Buddlejoideae* y las otras tribus de la familia Loganiaceae son el tipo de polen y tricomas. Existen también diferencias en el tipo de iridoides registrados en la familia *Scrophulariaceae* (Bisset et al 1980).

Las *Buddleia* son árboles o arbustos desde menos de 1m hasta 30m de alto, con ramas jóvenes que tienen pubescencia brillante, hojas pecioladas o sésiles, inflorescencias en panículas, capitadas o en cabezuelas esféricas axilares; flores blanco verdosas, amarillas o amarillento anaranjadas, más bien pequeñas. Este género es de distribución pantropical y existen unas 20 especies en México y 5 en la cuenca de México.

Dentro del género *Buddleia* cerca de 50 especies son indígenas de América, encontrándose desde el sur de los Estados Unidos, hasta Argentina y Chile, cerca de 16 en África y cerca de 20 en Asia (Leeuwenberg, 1979).

Entre las especies mexicanas estan las siguientes:

Buddleia parviflora H.B.K (*B. abbreviata* H.B.K; *B. microphylla* H.B.K, *B. lanceolata* Benth).

Nombre común: Tepozán cimarrón, tepozán de cerro (Maximino M . 1979)

Arbol pequeño o arbusto de 1 a 7 m de alto, dioico; con corteza negruzca, exfoliante, ramas jóvenes pubescentes; hojas con líneas estipulares conspicuas, subsésiles o con peciolas de 1 a 9 cm de largo, limbos lanceolados, oblanceolados, ovados, obovados o elípticos, de 0.5 a 9 cm de largo por 0.1 a 3 cm de ancho ápice agudo acuminado, margen entero, serrado, irregularmente serrado, serrulado o en ocasiones dentado, base atenuada o cuneada, venación muy prominente en el envés, textura papiraceae, pubescencia formada por pelos estrellados aplicados, muy densa en el envés, de color gris claro; inflorescencia paniculada, terminal, de 1.5 a 18 cm de largo, ramificada hasta 3 veces, bracteada en cada ramificación; flores blanco verdosas, campanuladas; cáliz de 1.5 a 2.5 mm de largo, tomentoso; corola de 2 a 3 mm de largo, con lóbulos oblongo-ovados, más largos que el tubo, imbricados en el botón, tomentosa interna y externamente; estambres subsésiles; ovario ovoide, estilo conspicuo, estigma claviforme, algo bilabiado; fruto elipsoide, de 2.5 a 4 mm de largo por 1 a 2 mm de diámetro, con dehiscencia loculicida y septicida, semillas numerosas, de 1.5 a 2 mm de largo por 0.2 a 0.4 mm de ancho, aladas.

Especie ampliamente distribuida en el Valle de México; de 2400 a 3800 m de altitud, sobre todo en las zonas elevadas. Principalmente en bosque de coníferas, pero en ocasiones también en matorrales. Sonora a Veracruz y Oaxaca (Rzedowski, 1985).

Buddleia cordata H.B.K. árbol o arbusto de 1 a 20 m de alto, dioico.

Nombre común: Tepozán (Maximino M. 1979).

Distribución: Se encuentra distribuida en el norte desde Chihuahua a Tamaulipas y Guatemala. Esta especie está dividida en dos subespecies de las cuales sólo la típica habita en el Valle de México.

Buddleia cordata H.B.K. spp cordata (*B. humboldtiana* J.A y J.H. Schultes, *B. macrophylla* Kunth).

Nombre común: Tepozán.

Distribución: Se encuentran ampliamente distribuida en el valle de México. Alt 2250 a 3000 m. Matorrales, pastizales y bosques, pero preferentemente en la vegetación secundaria y en lugares intensemante perturbados, incluyendo zonas urbanas. Chihuahua a Tamaulipas y Guatemala. En ocasiones germina sus semillas cerca de las casas y se protege como árbol de ornato. Sus hojas se utilizan en infusión para evitar el exceso de sudor y como diurético (Rzedowski, J., 1985).

***Buddleia perfoliata* H.B.K**

Nombre común: Salvia real, Salvia de bolita

Arbusto alrededor de 1m de alto con inflorescencias terminales; flor con olor a salvia.

Distribución: Alt. 2250 a 2600m. Escasa en matorrales xerófilos. De San Luis Potosí al Estado de México en Puebla. (Rzedowski, 1985).

Se emplea como antisudorífico, diurético y estomacal (García, R.,1989).

***Buddleia scordioides* HBK.**

Nombre común: Escobilla.

Arbusto bajo de 30 cm a 1m de alto, inflorescencia terminal con varios pares de cimas capitadas colocadas en las axilas foliares.

Distribución: Conocida de una colecta del municipio de Pachuca, además del tipo proveniente de la ciudad de México. Alt 2250 -2400m. Matorral xerófilo. Nuevo México y Texas a Hidalgo (Rzedowski, 1985).

El cocimiento de las hojas se utiliza contra la indigestión (Rzedowski, J., 1985).

Buddleia sessiliflora H.B.K (*B.verticillata* H.B.K).

Nombre común: Lengua de vaca, mispatle, tepusa. (Zumpango y Teotihuacán a Tlalpan y Amecameca) (Maximino, M., 1979).

Arbusto de 1 a 2 m de alto, dioico; inflorescencia terminal, a veces ramificada, panículas muy cortas o en cabezuelas.

Distribución: se encuentra a una Alt 2250 a 3000m. En lugares perturbados, a menudo formando parte de la vegetación ruderal. Baja California, Arizona y Texas a Oaxaca. Popularmente se emplea el cocimiento de sus hojas para curar úlceras (Rzedowski, J.,1985).

B. americana L.:

Nombre común: Axíquahuítl, cayolizan, tepozán y ziompantle (Díaz: 1976), de estos el nombre más común es tepozán.

Arbusto de talla mediana, cuyos usos medicinales han sido datados desde el siglo XVII por Ximenez y Hernandez (Martínez, M, 1959). Las especies relacionadas *B. occidentalis* L, *B. cordata* H.B.K, *B. perfoliata* H.B.K y *B. verticillata* H.B.K han sido usadas con el mismo propósito que *B. americana* en México (Díaz 1976).

Distribución: se encuentra ampliamente desde el sur de México a Colombia (Rzedowski,1985).

Especies de *Buddleia* extranjeras:

B. globosa Lam. Esta planta es nativa de la parte central y sur de Chile y de las partes vecinas de América de el sur como Perú y Bolivia.

B. incana Ruiz et Pav; Esta especie es un arbusto grande que crece en la región central andina y el Ecuador, hasta Bolivia y Chile. No se ha encontrado un registro de investigación química de esta especie.

B. asiatica Lour; esta especie se encuentra ampliamente distribuida desde el norte de la India al Nepal en el sur de China y en el sur de Malasya, Indonesia y Papua Nueva Guinea.

B. officinales Maxim; Esta especie es un pequeño arbusto encontrado en Yunnan, Szechuan, Shensi y provincias de China.

En China forma parte de la medicina tradicional de este país y es conocida como ni-meng-hua (Nikonov et al, 1961). Se reporta para esta planta el uso para el tratamiento de la hipertensión y diabetes, nefritis y cáncer.

B. davidii Franchet (*B. variabilis* Hemsl); Esta especie es un arbusto de talla mediana que se encuentra distribuido en China y Japón, pero se cultiva en muchas otras partes del mundo (Houghton 1984). Se utiliza para curar heridas , para tratamientos de úlceras de la piel y lesiones asociadas con la lepra.

En China esta planta es llamada tsui-yu-ts'ao. Hu (1980) y se utiliza para enfermedades gripales y para curar la malaria (Stuart 1911).

B. curviflora Hook et Arn. Este pequeño arbusto es muy similar a otras dos especies; *B. japonica* Hemsl, y *B. Lindleyana* Fortune, todas nativas del este de China y de Japón (Leeuwenberg, 1979).

B. madagascarensis Lam., esta especie es un arbusto que se encuentra en Madagascar y es cultivada en muchas regiones subtropicales. La planta se utiliza para curar enfermedades relacionadas con la disentería (Houghton, P., 1984).

Antecedentes químicos del Género *Buddleia*.

De las investigaciones se ha confirmado la presencia de iridoides (1) flavonoides (2) y Saponinas (3). Trim y Hill (1952) aislaron aucubina (4). Dufft (1965) aisló catalpol (5) y metil catalpol (6).

Harborne y Williams (1971) detectaron luteolina (7) y 6 hidroxiluteolina (8). Marin et al (1979) aislaron acacetina 7-0 rutinosido (linarina) (9), apigenina 7-0 glucósido (10), Quercetina 3-0 rutinósido (11) y Scutellarenina 7-0 glucósido (12) de las flores.

Greshoff (1909), detectó saponinas en las hojas de *B. globosa* pero fue hasta 70 años después que López (1979) aisló un triterpeno llamado β amyrina (13), su acetato (14) y glutinol (15), chondrillasterol (16) y ésteres metílicos (17) del ácido ferílico y p-cumárico (18). Marin et al (1979) aislaron lupeol (19) de las flores.

En *B. asiatica* se han encontrado los siguientes compuestos: Aucubina (4) (Focaud . A.,1954), Kaempferol (20) y los ácidos aromáticos caféico (21) y ferúlico (22) en las hojas (Bate, S., 1962), linarina (9), quercetina (23) de las flores (Sharma et al., 1963), sapogeninas (3) y taninos (24) en las plantas de la India. (Puri, H., 1971), sitosterol (25) y estigmasterol (26) de las hojas de esta especie. (Kapoor, V., 1981).

En *B. officinalis* se aisló el glucósido flavonoide linarina de exudado de las flores (Tseng, K., Chang, S., 1953)

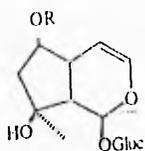
Yu (1933) aisló de las hojas de *B. davidii* el glucósido flavonol llamado buddleoflavonósido, el que fue posteriormente identificado como linarina (9). De esta planta también se aisló de las flores Acacetina (27) (Baker et al; 1951).

Paris y Chaslot (1955) aislaron aucubina de las hojas *B. davidii*; Duff et al (1965) aislaron los iridoides Catalpol (5) y metilcatalpol (6). Yoshida et al (1978) obtuvieron cinco sesquiterpenos de las raíces de *B. davidii*. Estos fueron nombrados Buddleina A (28), B (29), C (30), D (31) y E (32). Las Buddleinas A, B, C poseen un esqueleto cariofileno y acción piscicida. Houghton (1982) reportó la presencia de coniferaldehído (33) y un compuesto tipo lignano en el tallo de esta planta.

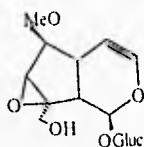
De *B. curviflora* se aisló Aucubina (4) (Paris and Charlot, 1955) y el flavonol linarina (9) (Greshoff, M., 1909). Suspuglas et al (1978) aislaron el sesquiterpeno buddlelina A de las raíces de *B. japonica*.

En *B. madagascariensis* se han encontrado los siguientes compuestos: Debray et al (1971) detectaron la presencia de saponinas en las hojas y en la corteza del tallo. Kapoor (1981) aisló una mezcla de n-alcanos (35) y sitosterol (25), estigmasterol (26), β amyrina (13), acetato de β amyrina (14) y 11 ceto- β amyrina (36) de las hojas.

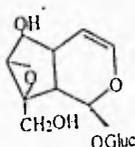
Compuestos aislados en *Buddleia*.



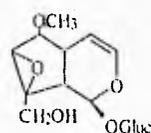
1.-Iridoides



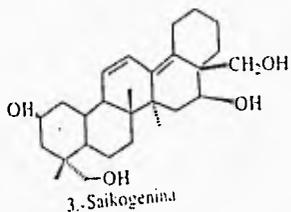
4.-Aucubina



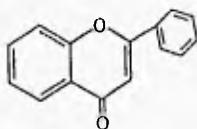
5.-Catalpol



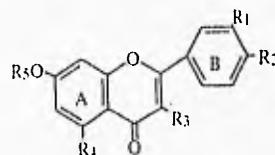
6.-Metilcatalpol



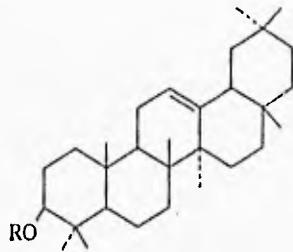
3.-Saikogenina



2.-Flavonoides

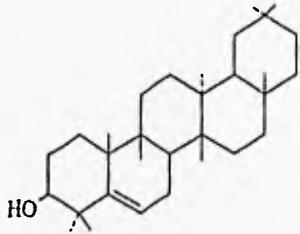


# Compuesto	R ₁	R ₂	R ₃	R ₄	R ₅
7.-Luteolina	OH	OH	H	H	H
8.-6-hidroxiluteolina	OH	OH	H	OH	H
9.-Linarina	H	OCH ₃	H	H	H
10.-Apigenina 7-OGluc	H	OH	H	H	Gluc
11.-Quercetina 3-ORutin	H	OH	O-Rut	H	H
12.-Scutellarenina7-0Glu	H	OH	H	OH	Gluc

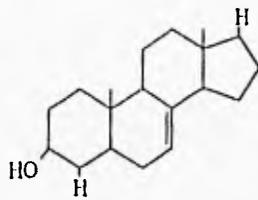


13.- β amyrina, R=H

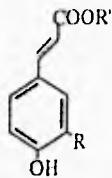
14.-Acetato de β amyrina, R=OCCH₃



15.-Acetato de glutinol de β amirina.



16..-Chondrillasterol.

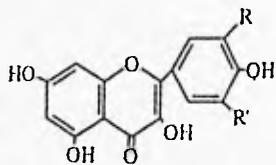


17.-Ester metílico del ácido ferúlico. R'=CH₃, R=CH₃

18.-Ester metílico del ácido cumárico. R'=CH₃, R=H

21.-Acido cafeico. R=OH, R'=H

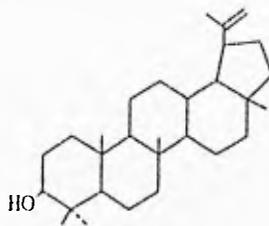
22.-Acido ferúlico. R'=H, R=CH₃



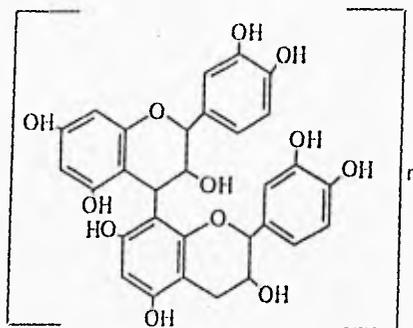
20.-Kaempferol, R=R'=H

23.-quercetina, R=OH, R'=H

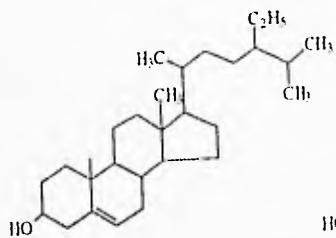
23a.-miricetina, R=R'=OH



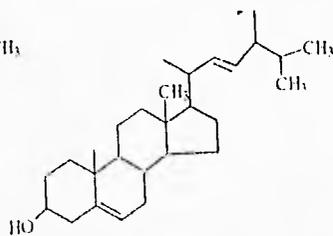
19.-Lupeol



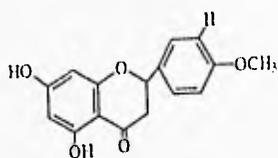
24.-tanino.



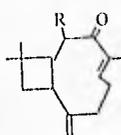
25.-Sitosterol.



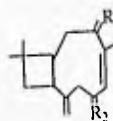
26.-Estigmasterol



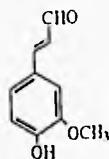
27.-maceatin



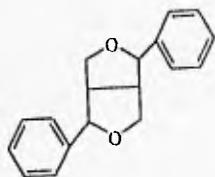
28.-Buddlein A. R=OH
29.-Buddlein B. R=OCH₃
30.-Buddlein C. R=H



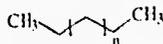
31.-Buddlein D. R₁=OH, R₂=H₂
32.-Buddlein E. R₁=H₂, R₂=O



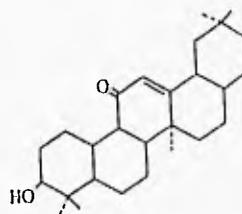
33.-coniferaldehido.



34.-Lignano



35.-n-alcano



36.-11 ceto amirina.

Actividad biológica de las especies de *Buddleia*

Las especies del género *Buddleia* han sido usadas en muchas partes del mundo particularmente en China y en México donde han sido usadas como antiséptico para la piel (Houghton, 1984).

Actividad bronquial; La infusión de las hojas, tallo y raíz de varias especies es tomada en diversas partes del mundo, para el tratamiento del catarro y tos. Esto se debe a la acción espectorante causada por la estimulación de secreciones en el tracto respiratorio, se sabe que algunos terpenos y saponinas también tienen este efecto (Houghton, P., 1984).

Actividad piscicida; El uso de especies de *Buddleia* como piscicida ha sido probado farmacológicamente por el aislamiento de las buddleinas A (28) y B (29) de las raíces de *B. davidii* y *B. japonica*, las cuales muestran acción piscicida (Yoshida et al, Y., 1978).

Actividad diurética; El uso más característico de las *Buddleia* en América, particularmente en la central, es como diurético (Martínez 1959).

En adición la Aucubina, estimula la secreción de ácidos (Kato 1946) y promueve la diuresis.

La aucubina ha demostrado tener una actividad antiséptica *in vivo* (Rombouts, J., Links, J., 1959).

Actividad antiséptica: Uno de los usos más comunes de las *Buddleia* de América es como antiséptico, vía tópica, particularmente del tracto urogenital. Hasta la fecha no se ha podido dar una explicación a esta actividad, solamente a la acción de la aglicona de la Aucubina.

Actividad sedativa y analgésica: Se dice que los extractos de la raíz de *Buddleia* americana, tiene efectos analgésicos y sedativos (Martínez 1959), una actividad similar ha sido descrita para el extracto alcohólico de *B. madagascarensis* y de *B. paniculata* (Bhakuni et al 1969). La falta de trabajos no ha permitido dar una explicación a esta actividad, aunque existen algunos reportes sobre la actividad analgésica de alguna especie de *Buddleia* (Houghton, 1984), esto parece deberse a la presencia del verbascósido, el cual ha demostrado poseer actividad antimicrobiana.

Actividad hipotensora: Se ha demostrado la actividad antihipertensiva y analgésica del verbascósido, compuesto encontrado en las *Buddleia* (Andary, C., Wilde, R., 1982).

Actividad antihepatotóxica: En las especies de *Buddleia* Asiáticas y Americanas se ha reportado el efecto en enfermedades del hígado y el incremento en el flujo biliar, como también para la cirrosis. Esta actividad puede ser explicada debido a la presencia de lignanos en estas planta (Houghton 1982), los cuales dan bases químicas para dicha acción.

Actividad y propiedades biológicas de las flavanonas encontradas en
Buddleia parviflora.

Las flavanonas aisladas en la planta fueron las siguientes:

Glucosesperetina.

Hesperetina (producto de hidrólisis)

Pyrananthósido.

Eriodictiol (producto de hidrólisis y aislado de la planta)

Antecedentes de las agliconas encontradas.

Hesperetina.

La hesperetina ha sido encontrada en los siguientes géneros y especies:

Populi gemma (Nagy, E; Papay, V; Litkey, G; Dinya: Z; 1986).

Cynara scolymus (Hinou, J; Harvala, C; Philianos, S; 1989).

Peucedanum rubricaulis Shan et Sch (Rao, G X; Sun, H. D; Lin, Z. W; et al
1991).

Persica vulgaris (Sady Kow A; 1983).

Brickelia vernicosa Asteraceae (Ahmed et al 1986).

Citrus tankan Rutaceae (Cheng, Y., Lee, C., 1985).

Citrus unshiu Rutaceae (Shalashvili; Tsiklauri 1984).

Mentha especies Labiateae (Burzanska. H., 1978).

En la madera y en la corteza de las especies de Eucalipto (Heritier.Conde, E; Cadahia, E; García, Vallejo; 1992).

Se ha aislado del extracto crudo de plantas medicinales africanas (Hostettman, K; 1990).

Han sido aisladas también metabolitos biliares de la hesperetina en ratas: como el 3' O-glucurónido hesperetina.

7' O-glucurónido de la hesperetina.

7' O-sulfato 3'O-glucurónido.

7,3'diosulfato (Abe, Kenichi; Nakada, Yumiko; Susuki, Akina; Yumioka, Eizaburo; 1993).

Actividad de la Hesperetina.

Bactericida contra *Pseudomonas malthophilia* y *Enterobacter cloacae*, que se encuentran en el intestino de *Heliothus zea* y en *H virescens*, gusanos parásitos del algodón y el tabaco.(Hedin ,Paul A;Waoge,Susan k; 1986)

Actividad inhibitoria de la ciclooxigenasa (Michel, F; Mercklein, L; Rey,R;1986). Inhiben la endositosis mediada por un receptor de β -hexosaminidasa (Vladutiu, Georgirene D; Middleton, Elliot Jr; 1986).

Puede penetrar la vesículas unilaminares de la fosfatidilcolina del huevo (Middleton, Elliot Jr; 1986).

Estimula la actividad de la Kinasa forforilasa del esqueleto del músculo del ratón (Kyriakidis, Simeon M; Sotiroidis, Theodore G;1986).

Se ha estudiado la relación estructura y función de la hesperetina, en su acción de inhibición hacia la reverso transcriptasa, ya que para que los flavonoides sean inhibidores, debe existir un doble enlace entre el C2-C3 del anillo piránico y grupos hidroxilos en los C5, 7, 3' los cuales favorecen la fragmentación del DNA. (Austin, Carolione A; Patel, Sandhiya; Ono, Katsuhiko;1992).

Son usadas para estudios quimiotaxonómicos (Harborne, J.B; Turner, BL;1972)

La hesperetina en combinación con la naringenina presenta una actividad hacia *Staphylococcus aureus* y *Shigella boydii*, mostrando una MIC (concentración mínima inhibitoria) de 100 mg/ml para ambas especies. La combinación de naringenina y hesperetina, muestra un sinergismo hacia diferentes tipos de bacterias, no se observo ningún efecto antagónico.(Hang, S; Lee, Chong Kil; Kim, Young Soe; 1992).

Muestra efectos inhibitorios en la actividad mutagénica del metilurea , del NaNO_2 , del nitrosometilurea, inhibe el hidropéroxido de cumeno y el CCl_4 (Zhou, Zongean; Fu, Juanling; Wang, Ving; et al 1988).

La hesperetina es precursora de Trihalometanos en aguas residuales del proceso de *Satuma mandarin* (Matsuo, Hiroshi;Nagafuchi, Yushitaka;Nakamura, Matayoshi; et al,1989).

Inhibe la producción de mieloperoxidasa (Hart, Bert A;Ching,Teo R.A:et al 1990)

La hesperetina,la myricetina y el eriodietylol, han sido detectados en los propóleos de la cera, y en el polen (Ferrerres, F; Barberan, Tomás;1991)

La hesperetina puede ser utilizada como un marcador del origen geográfico de la miel de los cítricos (Tomas Barberan,Francisco A;Ferrerres, Federico; et al 1993), (Ferrerres,F;Ortíz,A; García,C; et al 1992).(Soler,C;Gil,M.I;García-Viguera,C;Tomas-Barberan; 1995).

La hesperetina puede actuar como método de defensa hacia bacterias infecciosas en *Vicia sativa*, ya que se ha observado que al inocular las raíces de ésta planta con la bacteria infecciosa, se incrementa en gran cantidad el exudado de la raíz conteniendo hesperetina (Recour t, Kees ; Schripsema, Jan; Kijne, Jan W; Van Brussel, Anton A; 1991),(Ferrerres, Federico, Giner, Josep, M; Tomas- Barberan, Francisco A; 1994), (Serra Bonvchi, Josep; Ventura Coll, Francesc 1994).

La hesperetina causa la inhibición de la lipólisis inducida por la epinefrina (Kuppusamy,U.R;Das,N.P; 1992).

La hesperetina inhibe la anafilaxis cutánea inducida. La presencia de un doble enlace en los carbonos 2-3 propociona mayor actividad (Kim, Chan. Jolng; Chung, Jin Mo et al 1990).

La hesperetina es parte de una droga antiviral que además posee, syosaikoto, baicaleína, baicalina, quercetina, alizarina o sus derivados. La droga muestra 100%

de control de la reverso transcriptasa que origina el virus de leucemia en el Ratón.(Ono, Katsuhiko; Fukushima, Masanori; et al 1989).

La hesperetina reduce la replicación intracelular de los virus de la herpes (Middleton Elliot.Jr;1985).

La hesperetina inhibe parcialmente la formación del α -1-3 glucano, que propicia la formación de la caries dental en los humanos (Lio, Masayoshi; Uyeda. Masaru; et al 1984).

La hesperetina cataliza la hidroxilación de la testosterona mas efectivamente que las enzimas inducidas por otras sustancias químicas (Lee, DW; Park, K H; 1989).

La hesperetina tiene una actividad mutagénica débil hacia la dos aminoantracene en *Salmonella typhimurium*.(Wall, Monroe.E;Wan,Mansukuh et al 1988).

La hesperetina, la hesperedina y el eriodietylol tiene actividad sobre la inhibición de la Aldosa-reductasa (Klopman,Gilles;Buyukbingol ,Erdem 1988),

La hesperetina es claramente un inhibidor del metabolismo oxidativo (Mun Ja Youn; Park, Ki Hyun; et al 1986).

Los flavonoides como, la hesperetina activan los genes de nodulación en *Rhizobium* (Tirmin, J.L; Wison, K.E; Rossen, L; et al 1986).

La hesperetina inhibe la acumulación de la C Adriamycin (Chrichfield, James.W;Welsh, Clement.J; et al 1994)

La hesperetina DHC 4'-O-[2-O (α -L rannopiranosyl)-B-L quinovoside es 300 veces más dulce que la sacarosa (Esaki, Sachiko; Nishiyama, Kyotoshi; Sugyama, Naoko; et al 1994)

La hesperetina y los flavonoides solubles en agua actúan como aceleradores del crecimiento de las plantas (Komai, Koishiro; 1991)

La hesperetina y la aglicona de la hesperetina inhiben la descarga de la β -glucuronidasa de los neutrófilos de las ratas (Chung Mei Ing, Wan, Jih-Pyan; Chiu, Pao-Hui; Lin, Chun, Nan; et al 1994)

La hesperetina y otros flavonoides son inhibidores del ácido okadaico, éstos pueden ser herramientas útiles para el estudio de la fosforilación proteínica intracelular y pueden tener valores terapéuticos potenciales como protectores hacia agentes patológicos, como toxinas ambientales, y efectos colaterales de las drogas usadas en la quimioterapia (Gordon, Paul B; Holen, Ingrunn; Seglet, Per; 1995).

La hesperetina, la morina, la persicogenina y la fisetina, muestran un efecto inhibitorio hacia la aflotoxina B (Choi, Jae, Sue; Park, Kun, Young; et al 1994).

La hesperetina, el glucósido de ésta y la hesperetina trans-glucósido, son buenos para incrementar el crecimiento de los vegetales, por ejemplo el de la col, el rábano y el frijol (komai, Koichiro 1994)

La hesperetina es usada para el control de grasa y tratamiento del acné en piel y cuero de mamíferos (Warren, Raphael; Akadii, Adebola T; 1994).

Eriodictyol.

Esta flavanona ha sido aislada de las siguientes plantas:

Cudrania tricuspidata (Lee, In-Kyoung; Song, Kyung-Sik; Kim, Chang-Jin; et al 1994)

Cassinia especies de nueva Zelanda, se encontró eriodictiol y eriodictiol 7-0-Meether. Las diferencias en la distribución de los flavonoides puede ser tomada como evidencia para el conocimiento de diferente taxon (Reid, Alan, R; Bohm, Bruce, A; 1994).

Vellozia phalocarpa (Harborne, Jeffrey .B; Williams, Christine A; Greenham, Jenny; Eagles, John; 1994).

Petunia híbrida; en las flores (Menting, John. G. t; Scopes, Robert. K; Stevenson, Trevor W; 1994).

Thymus webbiana; en la parte aérea (Blazquez, Amparo; Manéz, María; et al 1994) (Adzet, Tomas; Vila Roser; Canigüeral, Salvador; 1988)

Luetkea pectinata, se aisló eriodictiol y Glucósido 7-0 Eriodiol (pyracanthósido) (Al Hazim; Hassam, M.G; 1988).

Se ha aislado del género *Eucehin* de norte América (Proksch, Peter; Politt, Ursula; Wollenweber, Eckahard; Wray, Victor; Clark, Curtis; 1988).

Del género *Hemizania* (Tanowitz, Barry D; Smith, Dale M; 1984)

Del género *Populus* (Greenaway, W; English, S; May, J; Whatley, F.R; 1992).

Populus sieboldii (Greenaway, W; English, S; May, J; 1991)

Scutellaria rivularis: en la pared (Lin, Yun Lian; Chou, Cheng Jen: et al 1984)

Del género *Sorghum* húngaro: se han aislado eriodictiol, naringenin, eriodictiol 5- β glucósido (Hedin, Paul A; Waoge, Susan K; 1986), (Magnolato .D; Gujer, R; Self, R 1986).

En el género *Mitella* (Nicholls, K, W; Bohn, B. A; Wells, E; 1986).

El eriodictiol también ha sido aislado de la cáscara de cacahuete, éste y otros flavonoides como la luteolina, la 5-7 dihidroxichalcona disminuyen la producción de la aflatoxina, a cualquier concentración, aunque la mezcla de todos los compuestos es más efectiva (De Luca, A. J; Palmgreo, M. S; Diagle, D.J 1987)

Hazardia squarrosa (Clarck and Wollenweber 1985).

Silybum marianum (Fiebig and Wagner 1984).

Verbena hybrida (Stotz et al 1984)

Wlabra especies (Mckormick et al 1985)

Robisonia gracilis (Pacheco et al 1985).

Actividad y utilización del eriodictyol

La agliconas de los flavanoides son compuestos valiosos ya que poseen efectos biológicos y farmacológicos (Cody, V; Middleton, Harborne, J.B; 1986)

También son usadas para estudios quimiotaxonómicos (Harborne, J.B; Turner, B, L; 1972)

El eriodictyol es utilizado como antioxidante, en la fabricación de cosméticos para la protección de la piel y el cabello (Forestier, Serge; Hansenne, Isabelle; Petitdemange, Delphine (1995).

La actividad antioxidante del eriodictyol ha sido estudiada haciendo una relación entre estructura y función (Tournaire, Cecile; Croux, Sylvie; Maurette, Marie theresse; Beck, Irena; et al 1993).

El eriodictyol también inhibe al ácido okadaico (Gordon, P, 1985)

El eriodictyol y al igual que otros flavonoides forma parte de unos comprimidos farmacéuticos con acción condroprotectora. Los compuestos inhiben el vaciamiento del protoglicano de la matriz condrocita y exhiben una función de protección del cartilágo, esto es efectivo para el tratamiento de enfermedades relacionadas con el cartilago como la artritis (Watanaje , Koju; Nimura, Koishi; 1993)

El eriodictyol forma parte de la vía de síntesis de las antocianinas que es el pigmento que proporciona el color rosado al litchi (Wu, Ming.Chang; Fang, Tzu;1993).

El eriodictyol al igual que la hesperetina es característica de la miel de los cítricos.(Ferrerres, 1994).

El eriodictyol ha sido probado como fuerte inhibidor de la monoamino-oxidasa (Ryu , Shi. Young; Han, Yong; Han, Yon Nam; et al 1988) .

Al bloquear la síntesis de las anthocianinas con ácido giberelínico, en un cultivo de células de zanahoria (*Dacus carota*), la síntesis detenida a un nivel de chalconas puede ser restablecida al alimentar el cultivo con precursores de las antocianinas (eriodictiol, dihidroquercetin y naringenina), (Hinderer, W; Petersen,M;1984).

El eriodictyol al igual que otros flavonoides han sido probados en su actividad de inhibición la reverso transcriptasa y el virus de la leucemia (Spedding, Gary; Ratty, Anil; Middleton, Elliot, Jr;1989).

Posee una actividad antimutagénica hacia la acción de la 2 amino 3 methylimidazol [4-5-f]quinoline en *Salmonella typhimurium*.(Eelenharder,R; Von, Petersdorff, I; 1993).

El eriodictyol inhibe fuertemente la actividad de la mieloperoxidas (Hart, Bert A; Ching.Theo R.A; 1990)

El eriodictyol se ha encontrado en los propóleos, cera y polen de la miel de diferentes orígenes geográficos y botánicos. Al igual que la hesperetina se puede ocupar como marcador de la miel (Ferrerres, 1991).

El eriodictyol inhibe a la proteína kinasa, dependiente del AMP cíclico del hígado de algunos roedores (Jinsart, Wanida; Temar, Bela; Polya, Gideon; 1992).

Las agliconas fenólicas como el eriodictyol, están involucradas en los mecanismos de defensa de la corteza de la cereza dulce hacia *Pseudomonas syringae* y *Cytospora persoonii* (Bayer, O; 1989).

Los alcaloides y algunos flavonoides como el eriodictyol, presentan efectos inhibitorios hacia cierto tipo de virus, un ejemplo de lo anterior, es el efecto inhibitorio del eriodictyol hacia la reverso transcriptasa del virus de la mieloblastosis de las aves (Kusumoto, Ines; Hattori, Masao; Yukinori; Tamimori, Tsuyoshi; et al 1991)

Las *Buddleia* en la medicina tradicional.

Buddleia parviflora H.B.K.

Los usos medicinales que se reportan para esta planta son los siguientes., para la hidropesía, para la sinusitis (Puebla); aplicar en baños postparto, empleando su cocimiento (Hidalgo) y para el cuerpo cortado (dolor muscular, dolor de cabeza y cansancio), haciendo un cocimiento de sus ramas para tomar con una aspirina o un heganin (Aguascalientes), (Argueta, V.A., Cano, A., Rodarte, M. E., 1994). Se han realizado pruebas fisiológicas preliminares para comprobar las propiedades diuréticas de la planta (Del Amo, 1979). También se emplea como tónico antiséptico (Houghton 1984).

Buddleia scordioides H.B.K.

"Salvilla".

La infusión de las hojas se toma para curar el empacho, bajar la fiebre y aliviar la indigestión, disenteria y diarrea (Standley, 1924). Contra estas dos últimas enfermedades, esta misma infusión se toma en ocasiones mezclada con cascarilla de aguacate, cáscara de granada y hierbabuena; a los lactantes se les da mezclada con la leche para prevenir cólicos y diarrea. Para aliviar el aire se baña a los niños con esta infusión o se les da a tomar agregándole una tableta de chocolate. La infusión de la raíz se toma para curar la diarrea y el dolor de estómago (Gonzales Elizondo 1984).

Buddleia americana L.

"Hierba de la mosca, Cayolinan, Hierba del espasmo , tabaco silvestre, tepuza, zompantle, siti (Chiapas), tzelepat, tzeleph, zayoliscan (D.F), Shopochihuitl (Hidalgo), mitziwa (Michoacan), Pajnik (Oaxaca), cayolican (Veracruz) Tdak té (San Luis Potosi).(Argueta, V.A., et al. 1994)

Se dice que esta planta combate el insomnio y desinflama los riñones (Hernández Rafael 1988). Se usa en el tratamiento de problemas dermatológicos; ronchas, erisipela, granos, heridas, inflamación de la piel en general. Se emplean las hojas en cocción y se aplican en fomentos en la zona afectada (Chiapas), o bien se administra de manera oral en caso de ronchas (Hidalgo). También se les utiliza en trastornos digestivos, como dolor de estómago, espasmos, infecciones estomacales, males gástricos y en afecciones como la úlcera. Usos registrados en el Estado de México, Michoacan, Puebla y Oaxaca. Se aplica también en padecimientos respiratorios, garganta y dolor de pulmón.

Otros usos que se le dan a esta planta son para bajar la temperatura, contra la delgadez extrema, las inflamaciones; controla la diabetes, el reumatismo, los desarreglos menstruales, se le atribuyen propiedades diuréticas y se utiliza para realizar limpieas (Argueta, V.A., et al.1994).

Buddleia cordata Kunth Loganiaceae.

Palo de zorro prieto, tepozán grande, topozán, zoampantle, ra-nhazha (otomí),
chkapungut, kaneje kuxindaa, kanda ku (popoloca).

El cocimiento de las hojas es usado en varios estados del centro del país, para dar baños a las mujeres que acaban de dar a luz y así evitarles el resfrío. Además con el cocimiento de las hojas se hacen lavados o se aplican cataplasmas en las lesiones de la piel como heridas, llagas, úlceras o para madurar abscesos y granos. Se calientan las hojas sobre las cenizas y se aplican calientes o se prepara con grasa de cerdo o sebo para usarlos como unguento sobre heridas o magullones.

Cuando hay fiebre se colocan las hojas con carbonato como plantilla en los pies, o se machacan y se revuelven con manteca y se ponen sobre el estómago, hasta que la temperatura baje a lo normal. Las hojas pecioladas y cubiertas con manteca y carbonato, se utilizan a manera de emplastos contra el dolor de estómago y para niños con diarrea., también se utiliza en casos de infecciones y en caso de calor de estómago (fiebre interna causada por un trastorno digestivo). En afecciones renales se le emplea como diurético, en este caso se debe al cocimiento de la corteza.

Otros casos referidos son: para el dolor de cintura y de cabeza, mordedura de víbora, reumas, tos, diabetes, hemorragia nasal, calambre, cáncer, y para la hidropesía.

En Hidalgo hacen la recomendación de que no se utilice en los casos de tos cuando es por calor; pues aumenta la enfermedad. Además se señala que su empleo es

delicado. (Argueta, V.A, 1994). La cocción de la corteza se utiliza como diurético y en el tratamiento de afecciones uterinas y reumáticas (Standley 1920-1926).

Buddleia marrubiflora Benth.

La infusión de las hojas y tallos se emplea para aliviar el dolor de estómago; en baños; como antirreumático; y por vía oral como aperitivo y diurético (Standley 1924).

Metabolismo secundario.

El proceso de síntesis primario en la naturaleza es la fotosíntesis, en la cual las plantas verdes utilizan la energía del sol para la producción de compuestos orgánicos a partir del dióxido de carbono y del agua.

Los compuestos iniciales de la fotosíntesis son los carbohidratos. Entre estos compuestos encontramos los azúcares y sus derivados, ácidos carboxílicos de bajo peso molecular, aminoácidos, grasas y lípidos. Estas sustancias *simples* universalmente distribuidas, se forman en una serie de procesos descritos en el metabolismo primario. Paralelamente al metabolismo primario y gracias a reacciones específicas, catalizadas enzimáticamente se sintetiza una serie de compuestos *complejos* que caracterizan al metabolismo secundario de la planta. El término productos naturales es reconocido por los químicos como un sinónimo de metabolitos secundarios (Geissman, T. A; Crout, D. H 1969).

Los metabolitos secundarios usualmente poseen estructuras complejas y una distribución restringida; además, algunos nos proveen de características botánicas específicas, a diferencia de los compuestos producidos en el metabolismo primario. El uso de compuestos secundarios en la quimiotaxonomía tiene una ventaja clara sobre el uso de los metabolitos primarios, con ellos se pueden establecer relaciones filogenéticas, nos proveen de diferencias cualitativas para distinguir entre diferentes especies de plantas. La distribución de los metabolitos secundarios puede ser de valor para identificar la hibridación entre poblaciones simpátricas de especies silvestres. Un ejemplo es el de Alston y Turner (1963), los cuales usaron diferentes patrones de flavonoides que caracterizan el color de las flores de diferentes especies de *Baptisia*, para analizar cuáles eran las poblaciones entrecruzadas de 2, 3 y 4 especies diferentes, que crecen en un mismo nicho.

Existen diferentes hipótesis acerca de la existencia de los metabolitos secundarios. En el curso de la evolución, millones de productos secundarios han sido sintetizados a través del tiempo por diferentes especies de plantas, se ha pensado que evolutivamente, cuando la presencia de un producto secundario particular confería una ventaja selectiva a la planta que lo contenía, la oportunidad de sobrevivencia de la planta, sus descendientes y del mismo metabolito secundario, se veía favorecida (Bell, 1978).

La mayoría de los productos secundarios a través del curso de la evolución, probablemente no confirieron ninguna ventaja adaptativa a la planta que los

sintetizaba, pero dichos metabolitos han permanecido hasta nuestros días. Tal síntesis azarosa de compuestos provee una variabilidad en las plantas, siendo un prerrequisito para la operación de la selección natural y para la evolución de los organismos (Bohm, 1977).

Otra hipótesis sobre la permanencia de los metabolitos secundarios que no conferían ninguna ventaja adaptativa al organismo que los sintetizaba es acerca del gen o los genes que controlan su síntesis están cercanamente asociados en el mismo cromosoma a los genes que determinan otro carácter que provee una ventaja selectiva (Bell, 1978).

Las presiones de selección varían de un habitat a otro, esto da lugar a que las plantas desarrollen diferentes características químicas y anatómicas que adquieren como resultado de presiones ambientales y de las características intrínsecas de la propia especie (Bohm, 1977)

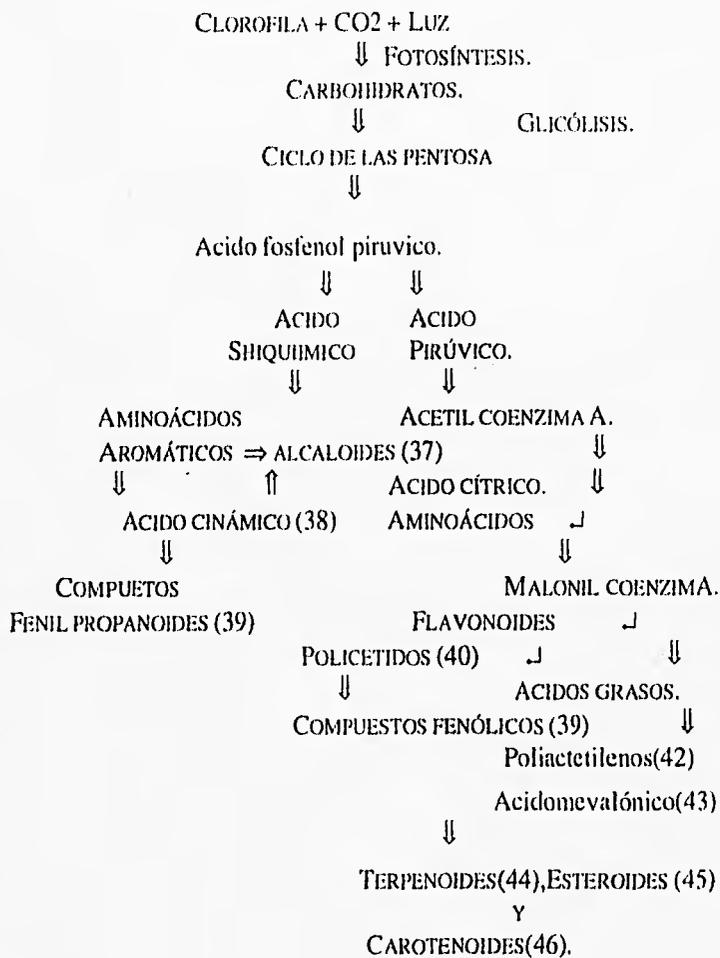
Bell (1978), sugirió que las plantas sintetizan una gran cantidad de metabolitos secundarios, ya que a diferencia de los animales, carecen de movilidad física para escapar de sus depredadores, así que desarrollaron defensas químicas hacia sus agresores.

Existen algunas plantas que proveen un buen ejemplo en el cual los mecanismos de defensa químicos y morfológicos han evolucionado en conjunto, como la *Urtica dioica* (Bell, E.A et al 1980), ya que esta planta posee terminaciones quebradizas que

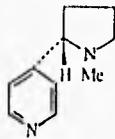
al tocarlas se insertan en las células de la piel como jeringas hipodérmicas, las cuales inyectan en la piel una mezcla bastante irritante.

El papel de los compuestos secundarios en la defensa hacia sus depredadores, está relacionado a sus características irritantes, tóxicas y de mal sabor.

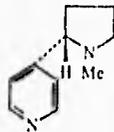
Síntesis de metabolitos secundarios



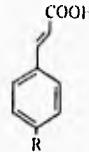
(Geissman;1969).



37.-alcaloide.



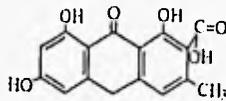
37.-alcaloide.



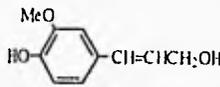
38.-ácido cinámico.

R-OH

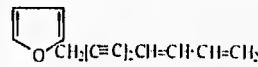
39.-ácido p-hidroxicinámico.



40.-Policétido.



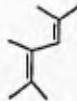
43.-alcohol coniferílico.



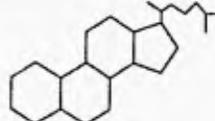
42.-compuesto acetilénico



43.-Lactona del ácido mevalónico



44.- terpenoide



45.-Esteroide



46.-B-caroteno

Una característica del metabolismo secundario es su dependencia a los estados de desarrollo del organismo que los producen. En organismos unicelulares, (un ejemplo las bacterias), las células después de pasar por la fase de división rápida, pasan a otro estado de especialización en el cual los productos secundarios son formados. En organismos multicelulares, la formación de productos secundarios se expresa como una característica específica de ciertos órganos y tejidos, durante periodos restringidos de desarrollo y especialización.

Esta dependencia de fase, parece deberse a la formación de enzimas fase-dependientes, las cuales sintetizan los productos secundarios, demostrando que la expresión del metabolismo secundario, es el resultado de un proceso de diferenciación (Lackner et al, 1977).

Como ejemplo de metabolitos secundarios producidos por las plantas se tiene a los flavonoides.

Flavonoides

Han sido descritos una gran cantidad de flavonoides que se encuentran en la naturaleza, de acuerdo con los datos estimados hay cerca de 2000 estructuras conocidas (Harborne et al 1975).

Todas estas estructuras están basadas en un esqueleto de 15 C y están formadas por unidades de isopreno. Los flavonoides se encuentran divididos en varias clases de acuerdo a su nivel de oxidación del anillo piránico central.

Existen tres clases de flavonoides más abundantes, las antocianinas, flavonas y flavonoles. Cada una de las clases varía en sus propiedades, por ejemplo; las antocianinas están fuertemente coloridas, mientras que las flavanonas son incoloras. De cientos de agliconas flavonoides que han sido aisladas de las plantas, sólo ocho se encuentran en forma amplia en la naturaleza.

La mayoría de los flavonoides tienen hidroxiladas las posiciones 5, 7 y 4' variando únicamente en el nivel de oxidación en el anillo A y B. Los flavonoides se encuentran como de O-glicósidos ampliamente distribuidos en las plantas, las antocianinas dan color a las flores y frutas, encontrándose también en las hojas.

Los flavonoles que corresponden en estructura a las tres antocianinas principales (pelargonidina (47), cianidina (48) y delphinidina (49), son el kaempferol (20), la quercetina y la miricetina (23a). Estos flavonoles comúnmente acompañan a las antocianidinas en las flores, donde juegan un papel muy importante como copigmento, encontrándose también en las hojas. Un estudio de 1000 angiospermas mostró que el 48% contenía kaempferol, el 56% tenía quercetina y el 10% miricetina. (Bell et al 1980).

Mientras que el Kaempferol y la quercetina se encuentran en las angiospermas, la miricetina está más restringida en su mayor parte a las gimnospermas en asociación con los taninos (24).

A las flavonas les falta el grupo 3-hidroxilo, presente en las flavonoles y las antocianidinas.

CLASES DE FLAVANOIDES:

Flavonoide.	Num de estructuras conocidas	Propiedades biológicas
-Antocianinas.	250	Pigmentos de rojo, rosa anaranjado, violeta, azul, (Harborne 1977).
-Chalconas.	60	Pigmentos amarillos
-Auronas.	20	Pigmentos amarillos
-Flavonas.	350	Pigmentos color crema en flores.
-Flavonoles.	350	Algunos tienen la actividad de repelentes
-Flavanonas	150	Poseen sabor amargo.
-Dihidrochalconas.	10	No se conoce actividad
-Proanthocianidinas	50	Substancias astringentes.
-Catequinas.	20	Tiene la habilidad de curtir
-3-4, Flavadioles.	20	Tienen la habilidad de curtir
-Bioflavonoides	65	no se conoce ninguna actividad.
-Isoflavonoides	150	Actividad estrogénica y fungitóxica

Muchos de los flavonoides menores están cercanamente relacionados a la estructura común de los flavonoides, pero estan formados por la inserción de una función extra de hidroxilo, en algún sitio del núcleo flavonoide; por ejemplo la morina es derivada del Kaempferol, por la inserción de un grupo hidroxilo en la posición 2'. Una inserción similar ocurre en la Luteolina(50), dando lugar a la flavona Isoetina (51).

la cual ha sido identificada recientemente como un pigmento de color amarillo en miembros de la tribu Cichorieae (Asteraceae) (Harborne 1978).

Sin embargo el color amarillo de las flores está más frecuentemente relacionado con la substitución de un grupo hidroxilo extra en el anillo A.

Las flavanonas y flavonoles con una función extra de oxígeno en el anillo A, se encuentran ampliamente en las hojas de las angiospermas particularmente en las plantas herbáceas (Harborne, J., 1984).

La Luteolidina (52) es otro flavonoide raro en la naturaleza, su síntesis parece estar relacionada con la polinización del colibrí y pasar a través de una selección natural para el color escarlata y el color naranja de las flores (Harborne, 1967).

Entre los flavonoides también encontramos éteres O-metílicos de estos como la peodina (53), petunidina (54) y malvidina (55).

La petunidina y malvidina se encuentran por ejemplo; en las uvas. El color auténtico de los vinos rojos deriva de este pigmento.

Existen muchos otros éteres metílicos de flavonoides que están restringidos en la naturaleza, como la quercetina (23). Muchas veces la metilación en las series de flavonoides enmascara las propiedades físicas, al producir una solubilidad en lípidos en moléculas que normalmente son hidrofílicas.

Las isoflavonas como la genisteína (58) son isómeros de flavonas, un ejemplo de esto es la apigenina (50a) que deriva biosintéticamente de la misma flavanona intermediaria por una migración aril. Estas parecen estar más restringidas que las flavanonas de la naturaleza ya que se encuentran regularmente en una subfamilia de la Leguminosa la Papilinoidea y ocasionalmente en Amaranthaceae (*Iresine*), Iridaceae (*Iris*), Myrtilaceae (*Myristica*), Moraceae y Rosaceae.

Un grupo de flavonas y sus derivados son biológicamente más activos que sus flavonas correspondientes, las isoflavonas pueden volverse activas después de una modificación estructural.

Las Xanthonas (59) se encuentran particularmente en las raíces de las leñosas, en las hojas de las Guttiferae, y las Gentianaceae (Harborne, J., 1975).

Los estilbenos (60) se encuentran en las hepáticas como regulador natural del crecimiento, reemplazando al ácido abscísico y la hormona de la latencia en muchos grupos de plantas.

Las quinonas (61) y muchos de los pigmentos quinoides se encuentran en la naturaleza presentando sustituyentes fenólicos y están relacionados por la reducción con el correspondiente p-quinol pudiendo encontrarse en forma reducida, con un azúcar unido a uno de sus hidroxilos quinólicos.

Flavanonas (62) y Dihidroflavonoles (63); estos dos flavonoides son producto de la reducción simple de las flavonas y flavonoles respectivamente, en término de

biosíntesis, se forma primero la flavanona y posteriormente se oxida en la posición 2-3 dando lugar a compuestos altamente oxidados, por lo que estos compuestos son intermediarios biosintéticos, se presume que se encuentran en las plantas como vestigios de las síntesis de flavonas, ya que no se acumulan en gran cantidad en el tejido de las hojas y flores. Sin embargo la naringenina (64) y el eriodictyol (65), correspondientes en estructura a la apigenina (50a) y la luteolina (50) han sido registrados con frecuencia en plantas, se encuentran en forma glicosídica y en particular en la serie de flavonoides glicosídicos presentes en los cítricos, estos son de especial interés ya que son los causantes del sabor amargo de los cítricos.

La naringenina que se encuentra en los brotes de durazno, actúa como un antagonista a las giberelinas (Philips, 1962).

En los pasados ocho años se ha visto un gran número de flavanonas reportadas como productos naturales. La estructura primaria de la flavanona no ha sido encontrada en la naturaleza, pero derivados de esta sí se han encontrado, por ejemplo la 7-hidroxi-flavanona (66), además de una diversidad de estructuras monohidroxi, hasta las formas más complejas (Harborne; 1984).

Las flavanonas hidroxiladas se encuentran en forma libre en la naturaleza, o en combinación con los glicósidos en flores, frutas, corteza y raíces, teniendo una distribución muy general, especialmente entre las plantas superiores así como en las Rosaceae, Rutaceae, Asteraceae, y Pinaceae y en otras plantas como la familia de los helechos Polypodaceae

Químicamente las flavanonas difieren de las flavonas por estar saturadas entre el carbono 2 y 3, lo que interrumpe la conjugación entre el grupo carbonilo y el grupo fenilo del anillo B, como las flavanonas solo poseen conjugación con el anillo A, absorben en longitudes de onda corta y la hidroxilación en el grupo 2 fenilo tiene poca influencia en la posición de un máximo de absorción. Por otra parte el anillo dihidropirano de las flavonas es más inestable que el anillo piránico de las flavanonas y flavonoles por lo que está más apto a abrirse entre el C1 y el C2 dando lugar a las chalconas (56). Dean y Nierstin (1925), encontraron que se puede romper el anillo de una flavanona para que ésta se convierta en una chalcona, cuando ésta es tratada con anhídrido acético.

En la estereoquímica de las flavanonas naturales el C2 es el centro asimétrico, el sustituyente fenol en dicha posición puede tener la configuración 2s (por debajo del plano), o con el grupo indicado por encima del plano, esta forma es considerada como la más natural.

Muchas veces en los reportes de flavanonas no se comenta la estereoquímica de los compuestos, esto muchas veces se debe a la pequeña cantidad de material disponible, y en muchos de los casos la identificación se basa en comparaciones cromatográficas.

La forma más simple de flavanona que se conoce, es la 7-hidroxi-flavanona (66), fue descubierta originalmente en miembros de la familia Leguminosae, posteriormente en un miembro de la familia de las Asteraceae. (Wallenweber, E., Seigler, R, 1982),

también se ha encontrado como constituyente variable en *Acacia vernicosa* (Wallenweber, E: 1982)

La reacción de las flavanonas es diferente a la de las flavonas cuando estas son tratadas en un medio alcalino, dando lugar a 0-hidroxi acetofenonas y derivados del benzaldehído, cuando se usa una concentración de álcali baja, se obtienen los derivados fenólicos correspondientes y el ácido cinámico, cuando se utiliza un álcali fuerte y es calentada en exceso las flavanonas se descomponen dando lugar ácido acético y fenoles.

Butín aisló el glicósido butín de las flores de *Buttea frondosa* (Puri, B; 1955), que fue la primer substancia conocida como flavanona. La flavanona butín es convertida por la fusión con hidróxido de potasio hirviendo, en una chalcona llamada buteina. La reacción es reversible, utilizando ácido sulfúrico alcohólico.

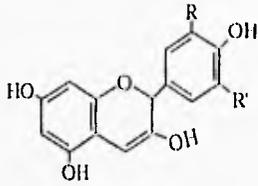
Después de que Asahina (1908) y colaboradores determinaron la estructura de la Sakuranetina (67), la cual se encontró en la corteza de *Prunus yeodensis* y *P. speciosa*, así como el descubrimiento de compuestos como la hesperetina (68) y naringenina (64), las cuales se encuentran ampliamente distribuidos en los cítricos como glicósidos en las hojas de *Eriodictyon glutinosum* (Hydrophyllaceae), al igual que el eriodictyol (65) y el homoeriodictyol (69), se empezó a utilizar el término de verdaderas flavanonas. Subsecuentemente se ha reportado la existencia de otras.

Cuando se abre el anillo de las flavanonas da lugar a la chalcona correspondiente y estas dos clases de flavonoides están muy cercanamente interrelacionados. Existe una enzima chalcona -flavanona isomerasa presente en las plantas, la cual cataliza la reacción de una a otra forma.

Cuando una chalcona se reduce da lugar a otro tipo de flavonoide, las dihidrochalconas.

Los dihidroflavonoles correspondientes en estructura se encuentran frecuentemente en el duramen de los árboles y a veces en los tejidos de las hojas.

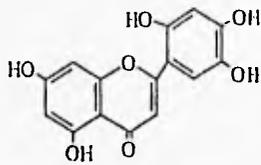
Flavonoides



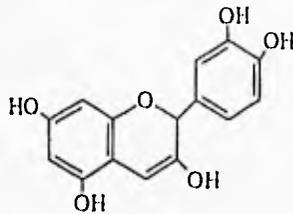
- 47.-pelargonidina. R=R'=H.
48.-cianidina. R=OH, R'=H.
49.-delphinidina. R=R'=OH



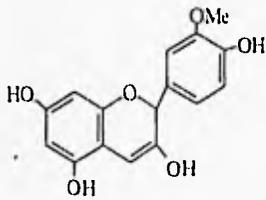
- 50.-luteolina. R=OH
50a.-apigenina. R=H



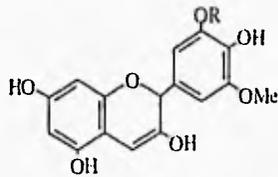
51.-isoetina.



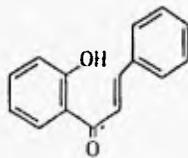
52.-luteolidina



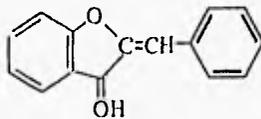
53.-peonidina.



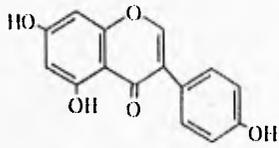
- 54.-petunidina. R=H
55.-malvadina. R=Me



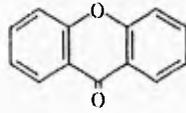
56.-chalcona



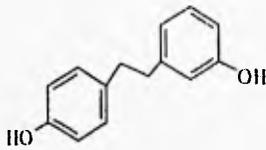
57.-aurona



58.-genisteina



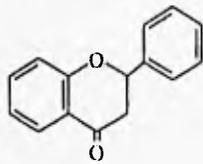
59.-xanthona



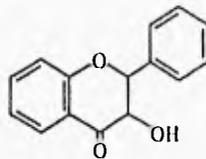
60.-estilbenos



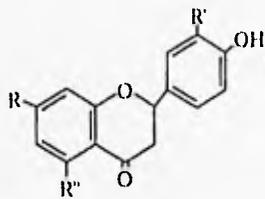
61.-quinona



62.-flavanona



63.-dihidroflavonol

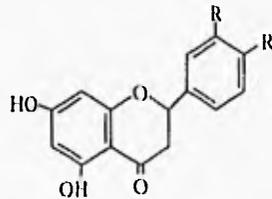


64.-naringenina. R=RhaOglucO, R'=H, R''=OH.

65.-eriodictyol. R=OH, R'=OH, R''=OH.

66.-7 hidroxiflavanona. R=OH, R'=H, R''=H

67.-sakuranetina. R=OH, R'=H, R''=OH.



68.-hesperetina. R=OH, R'=OCH₃

69.-homoeriodictyol. R=OCH₃, R'=OH

MATERIAL VEGETAL

La planta fué colectada en los límites del Distrito Federal y el estado de México, carretera a Oaxtepec, Municipio de Juchitepec, durante el mes de Marzo de 1995.

Fué identificada como *Buddleia parviflora* H.B.K, quedando depositado un ejemplar en el herbario de Iztacala con el voucher Izta 25080.

La planta fué colectada cuando apenas comenzaba a retoñar.

■ Zona de Colecta.



La hoja y la corteza de *Buddleia parviflora* H.B.K, fueron extraídos utilizando desde disolventes de baja polaridad hasta llegar a los más polares. La cromatografía en columna se realizó utilizando sílica gel 60 Merck F254, esta se montó en una columna de vidrio, con la sustancia absorbida en celita, durante su empaque y desarrollo se utilizó vacío, posteriormente se agregó el sistema de elución, siendo posible dejar escurrir totalmente sin que se seque por completo, al agregar nuevo disolvente se reiniciaba el proceso de elución y separación.

Preparación del material vegetal.

Buddleia parviflora

Corteza.

La corteza se dejó secar a temperatura ambiente alrededor de dos semanas. Se pesó obteniéndose 411.6 g de corteza. Los cuales fueron molidos y calcados en un frasco de vidrio de aproximadamente 18 lt.

Las sustancias químicas del material vegetal fueron extraídas utilizando disolventes orgánicos con diferentes grados de polaridad.

Se realizaron tres extracciones con cada uno de los disolventes, dichas extracciones se reunieron. El disolvente fue eliminado por evaporación en un rotavapor.

Se obtuvieron las siguientes cantidades de extracto:

2.44 g de extracto hexánico.

3.02 g de extracto de acetato de etilo.

36.48 g de extracto metanólico.

Separación de la corteza y las hojas.

↓

Secado y molienda de la hoja y corteza a la intemperie.

630 g de hoja

411.6 g de corteza

Obtención de extractos.

↓

**Extracción con hexano
tres veces consecutivas**

↓

Extracto hexánico

2.44 g ↓

Residuo

↓

**Extracción con
Acetato de etilo 3 veces.**

↓

Extracto de acetato de etilo

3.02 g

↓

Residuo

↓

**Extracción con metanol
3 veces.**

↓

**Extracción con hexano.
tres veces consecutivas**

↓

Extracto hexánico

9.61 g ↓

Residuo.

↓

**Extracción con
Acetato de etilo 3 veces**

↓

Extracto de acetato de etilo.

14.64 g

↓

Residuo.

↓

**Extracción con
metanol 3 veces.**

Material y Métodos.

Los puntos de fusión fueron determinados en un aparato Fisher-Johns, y en un Meli TempII y no están corregidos.

Los espectros en el infrarrojo se determinaron en un espectrómetro Nicolet Magna FT-IRSX, en suspensión en Nujol y en fase sólida KBr, en cada caso se especificara el tipo de técnica. valores en cm^{-1}

Los espectros de resonancia magnética nuclear se determinaron en espectrómetros analíticos Varian Gemini 200 (200 MHz), la mayoría de los espectros fueron realizados en DMS2 y Metanol deuterado, las excepciones serán indicadas, los desplazamientos químicos (δ) están dados en partes por millón (ppm); m=multiplete, d=doblete, s=singulete, referidos al tetrametilsilano (TMS) como referencia interna.

Los espectros de masas fueron determinados en un espectrómetro Jeol JMS-AX505HA, y fueron realizadas por impacto electrónico y/o FAB.

La pureza de los productos se siguió mediante cromatoplaques de sílica gel Merck F254 con indicador de fluorescencia de 20 x 20 x 0.25 mm de espesor, utilizando como revelador luz ultravioleta de una lámpara modelo CX-20 y solución de sulfato cérico al 1% con ácido sulfúrico 2 N. Para la confirmación de estructuras se prepararon los derivados hidrolizados cuando fue requerido

Corteza.

Análisis de los extractos:

Extracto Hexánico.

Se obtuvieron 2.44 gr de extracto hexánico, del cual se hizo una separación por cromatografía en columna, utilizando 36.6g de gel de sílice (15 veces el peso del extracto).

Del extracto hexánico se realizaron dos cromatografías.

La elución se inició con hexano al 100% aumentando la polaridad gradualmente con acetato de etilo, hasta llegar al 100% de este último.

Las fracciones de ésta cromatografía fueron reunidas, de acuerdo con su composición, para ser trabajadas posteriormente.

De la fracción #45-79 de la primer cromatografía, se obtuvo 894 mg de extracto, que fue fraccionado por cromatografía en columna de sílice. La elución del extracto se inició con hexano 97% y AcOEt 3%, hasta llegar al 100% de este último, en el sistema (8:2) hexano-AcOEt, se aisló una mezcla de sitosterol (1) y estigmasterol (162 mg) (2), las sustancias se identificaron por comparación de los espectros de RMN o infrarrojo con los de las muestras auténticas.

Extracto de Acetato de Etilo.

Se obtuvo 3.02 g de extracto, el cual fue fraccionado mediante cromatografía en columna, utilizando como absorbente gel de sílice. El sistema empleado fue AcOEt-metanol (97:3), hasta alcanzar el 100% del último.

Se obtuvieron un total de 150 fracciones de las que se reunieron por separado aquellas que mostraron semejanza en polaridad. Se realizaron dos cromatografías posteriores a la del extracto inicial.

La segunda cromatografía se realizó con 75 mg de compuesto de las fracciones 43-65 la cromatografía inicial, se realizó mediante el sistema CHCl_3 -MeOH (9:1), hasta llegar a metanol 100%, utilizando como absorbente gel de sílice.

De las fracciones eluidas en CHCl_3 -MeOH (8:2), se obtuvo un compuesto amorfo color blanco (9 mg), identificado como vainilloyl ajugol (3).

El espectro de masas en FAB muestra una m/z de 521[M]⁺ que corresponde a un compuesto cuya fórmula molecular es $\text{C}_{23} \text{H}_{30} \text{O}_{12} + \text{Na}$.

Espectroscopía de Infrarrojo: el espectro muestra la presencia de numerosos grupos hidroxilos (OH banda ancha en 3458.761 cm^{-1}), de un grupo carbonilo (C=O 1703.495 cm^{-1}), de protones vinílicos (C=C, 1660.090 cm^{-1}), y de compuesto aromático (1597.580 cm^{-1}), el espectro fue realizado en suspensión en nujol.

De las fracciones eluidas con acetato metanol (9:1) de la cromatografía de la fracción #43-65, se obtienen 30 mg de verbascósido (4).

Se realizó una cromatografía posterior con las fracciones 116-128 del extracto inicial; se obtuvo un sólido que no se logró identificar debido a su escasez. De esta cromatografía se aislaron 25 mg de verbascósido impuro.

Extracto Metanólico.

El extracto metanólico (36.48 g) fue fraccionado mediante cromatografía en columna, usando como eluyente AcOEt- metanol (95:5) hasta llegar a metanol 100%.

Se obtuvieron en total 145 fracciones.

De las fracciones eluidas con AcOEt-metanol (6:4) y (1:1), se obtuvo sacarosa (5') (1.72 g) con un p_f de 180° - 185° , la cual fue identificada por su espectro de infrarrojo.

Se realizaron un total de 12 cromatografías posteriores a la del extracto inicial reuniendo las fracciones similares.

Cromatografía 1: # 6-16 del extracto inicial.

Sistema de elución CHCl_3 -MeOH (85:15), hasta llegar a metanol 100%.

A las fracciones eluidas en el sistema (4:1), se les eliminó el disolvente en el rota-vapor y posteriormente a vacío, formándose un compuesto espumoso el cual fue raspado de las paredes del matraz bola, para ser posteriormente pesado (800 mg) e identificado como verbascósido.

Cromatografía 2: 346.4 mg #9-11 de la cromatografía 1.

Sistema CHCl_3 -MeOH (9:1) hasta alcanzar metanol 100%.

de las fracciones eluidas en el sistema (4:1) se obtuvo vainilloyl ajugol (84.9 mg) en estado impuro..

Cromatografía 3: 1.54 g de las fracciones 20-30 de la cromatografía 1.

Sistema de elución CHCl_3 -MeOH (9:1). se obtuvo vainilloyl ajugol impuro (20 mg), en el sistema (85:15).

Cromatografía 4: #22-29 de la cromatografía 3.

Sistema de elución CHCl_3 -MeOH (9:1) hasta alcanzar MeOH 100%.

Se obtuvieron un total de 116 fracciones.

En las fracciones eluidas en el sistema CHCl_3 -MeOH (9:1) y (8:2), se obtuvo un compuesto amorfo 35.8 mg identificado como Luceoseptósido A(6).

De la espectroscopía de masas se obtuvo un ion moléculas de 661m/z [M+NA] que corresponde a un compuesto con fórmula molecular $\text{C}_{30}\text{H}_{38}\text{O}_{15}$.

El peso molecular del compuesto es de 638.621.

Los datos obtenidos de IR muestran la presencia de numerosos grupos hidroxilos en la región de 3400 cm^{-1} , de un éster conjugado en 1700 cm^{-1} , un doble enlace en 1625 cm^{-1} , de un anillo aromático, 1600, 1590, 1515 cm^{-1} .

Cromatografía 5: 1.14 g de las fracciones 17-25 de la cromatografía inicial.

Sistema de elución CHCl_3 -MeOH (9:1) hasta llegar a metanol 100%, en este sistema se obtuvo un sólido cristalino (37.9 mg), cuyo punto de fusión fue 220-225.

que corresponde al O-metilcatalpol (7), la identidad de este compuesto fue corroborada por medio de su espectroscopía.

El espectro de IR de este compuesto muestra las bandas anchas características para grupos hidroxilo en 3373.130 cm^{-1} y señales para un doble enlace en 1625 cm^{-1} .

Los trabajos previos de Duff, P. B; et al (1965), muestran que comúnmente el O-metilcatalpol predomina en las especies de *buddleia* sobre al catalpol.

De la cromatografía 6-9 no se logró aislar ningún producto puro en cantidad necesaria para obtener su análisis espectroscópico.

Cromatografía 10: 4.85 g de compuesto de las fracciones 48-170 de la cromatografía 9.

Sistema $\text{CHCl}_3\text{-MeOH}$ (9:1) hasta alcanzar el 100% de metanol.

En las fracciones eluidas en el sistema (85:15) se obtuvo un compuesto amorfo (9.33 mg), el cual fue identificado como Aucubina (8), por medio de sus constantes físicas y datos espectroscópicos.

Cromatografía 11: 4.85g de las fracciones 123-186 de la cromatografía 7.

Sistema $\text{CHCl}_3\text{-MeOH}$ (9:1) hasta 100% de metanol.

De las fracciones eluidas en el sistema (8:2) se obtuvieron 6.8 mg de aucubina.

Buddleia parviflora(Hoja).

La hoja seca y molida (630 g) de hoja, se extrajo sucesivamente con disolventes orgánicos (hexano, AcOEt, MeOH), realizándose tres extracciones con cada disolvente, se filtró y se eliminó el disolvente por medio de un rota-vapor y vacío.

Se obtuvieron las siguientes cantidades de extractos:

Extracto hexánico 9.61 g.

Extracto de acetato de etilo 14.64 g.

Extracto metanólico 188.3 g.

Análisis de los extractos

Extracto hexánico.

Fueron fraccionados 9.61g de extracto utilizando hexano-AccOEt de etilo (97:3), aumentando progresivamente la polaridad hasta llegar al 100% del último.

Se obtuvo una serie de ceras con un pf de 65°-68° y de pf 76°-99°, no se determinó la estructura de estas ya que no se consideraron importantes.

Del fraccionamiento del extracto no se aisló ningún compuesto.

Extracto de acetato de etilo.

Se realizó la cromatografía de 14.60 g de extracto a través del sistema acetato de etilo 100% aumentando la polaridad progresivamente con metanol hasta llegar al 100% de éste.

Se obtuvieron un total de 170 fracciones.

Se realizaron 14 cromatografías posteriores a la del extracto inicial, de las dos primeras no se aisló compuesto alguno.

De la cromatografía 3: 36 mg de compuesto de la cromatografía 2, sistema CHCl_3 -MeOH (95:5), se obtuvieron 7.4 mg de un compuesto amorfo anaranjado, identificado como eriodictyol (9).

La espectroscopía de masas de impacto electrónico, mostró un pico base de m/z 288.256 [M]⁺ y los siguientes fragmentos. 153 (84%), 136 (37%), 123 (24%) que corresponden a un compuesto con fórmula molecular $\text{C}_{15}\text{H}_{12}\text{O}_6$.

Los datos obtenidos IR ν_{max} en KBr presentan los siguientes grupos funcionales: grupos oxhidrilos en 3364.4cm^{-1} , grupo carbonilo en, 1636.9cm^{-1} , anillo aromático en $1606.0, 1220.6, 1159.5$.

De la cromatografía 4 a la 6 .Sistema $\text{CHCl}_3\text{-MeOH}$ (9:1) se obtuvo verbascósido (1.15gr), en el mismo sistema se observó la presencia de un compuesto que al ser revelado presentaba un color anaranjado, se reunieron las fracciones que lo contenían para realizar otra cromatografía.

Cromatografía 7.

Sistema $\text{CHCl}_3\text{-MeOH}$ (9:1) hasta MeOH 100%.

En las fracciones eluidas en el sistema (8:2), se obtuvo un sólido (330 mg), con un punto de fusión de $265^\circ\text{-}275^\circ\text{C}$, dicho sólido estaba conformado por una mezcla de compuestos, dos de ellos mayoritarios, al ser observados con luz ultravioleta, presentaban un color azul y al revelarse con sulfato cérico, presentaban un color anaranjado. Al disolver la mezcla para realizar la separación, uno de los compuestos parcialmente soluble en el disolvente MeOH precipitó.

El compuesto solo se disolvía si se calentaba, al mismo tiempo se formaba otro sólido, producto de la descomposición del mismo.

Se obtuvieron 23 mg de una sustancia color amarillo pálido, con un pf de 205° a 208°C identificada como glucohesperetina (10).

Los datos de espectroscopía de masas en FAB+ muestran ion molecular de m/z de $464.425[M]^+$ y los siguientes fragmentos 154 (100%), pico base, 136 (65%), 303 (26%) , 307 (28%).

La espectroscopía de masas en impacto electrónico mostró los siguientes fragmentos 302 (100%) pico base, 179 (23%), 153 (12%), 150 (49%).

Los datos obtenidos de la espectroscopía de masas corresponden a un compuesto cuya fórmula molecular es $\text{C}_{22}\text{H}_{24}\text{O}_{11}$.

La espectroscopía de IR en suspensión en nujol muestran las siguientes bandas:
3350.275 cm^{-1} (Grupos OH), 1644.724 cm^{-1} (Grupo C=O), 1612,1 457.889 cm^{-1} (Anillo aromático).

Una cromatografía en capa fina de las aguas madres de la glucohesperetina, mostró la presencia de una mezcla poco compleja de compuestos. Dicha mezcla fue separada mediante una cromatografía en columna y dos placas cromatográficas preparativas, utilizando como disolvente Diclorometano-MeOH (9:1).

De las placas se aislaron 13 mg del compuesto identificado como Pyracanthósido(11)

La espectroscopía de masas en FAB se muestra como ion molecular a m/z 450, y los siguientes fragmentos 154 (100%), 136 (62%), 289 (30%).

En la espectroscopía de impacto electrónico se obtiene como pico base el fragmento a m/z 288 (100%) , además 153 (82%), 136 (36%), 179 (26%), 123 (21%), 166 (44%).

La espectroscopía de infrarrojo muestra los siguientes grupos funcionales :

Grupos OH (banda ancha en 3368.202 cm^{-1}), Grupo carbonilo (en 1642 cm^{-1}), anillo aromático (en 1579.68 y 1642 cm^{-1}).

Después de obtener las dos flavanonas se prosiguió a la búsqueda de las mismas o de otros compuesto en las fracciones restantes del extracto, realizandose otras 6 cromatografías, no obteniendose ningún resultado positivo, se procedió al análisis del extracto metanólico.

Extracto Metanólico.

Se obtuvieron 188.33 gr de extracto, los cuales fueron fraccionados, mediante el sistema Diclorometano-MeOH (9:1).

De las fracciones eluidas en el sistema Diclorometano-metanol (9:1), se obtuvieron sólidos cristalinos con un pf de 155°-160°, de 165°-170°, 169°-172°; los dos primeros fueron identificados como glucosa (315 mg), y el tercero como sacarosa (32.9 mg).

La identificación de los dos azúcares se realizó mediante su espectroscopía de infrarrojo, Rf y punto de fusión.

De ésta cromatografía se obtuvieron 64.5 mg de linarina (12).

De la columna del extracto inicial se obtuvieron 165 fracciones. Se trabajaron a aquellas fracciones cuya actividad biológica fue positiva, realizándose 13 cromatografía posteriores.

De la cromatografía 2: se obtuvieron 176 mg de Verbascósido puro.

De la cromatografía 3: se obtuvo un sólido (13 mg) con un pf de 280°C.

De la comparación de constantes físicas y espectroscópicas se identificó como linarina.

De ésta cromatografía se obtuvieron también los siguientes compuestos Sacarosa. (28.2 mg) con un pf de 164-172, verbascósido (7.85 g), se obtuvo glucosa (20 mg) pf 155°-160°C.

Cromatografía 5: no se logró aislar ningún compuesto.

Cromatografía 6:

Sistema: AcOEt-MeOH (9:1) se obtuvieron 3.66 g de Verbascósido

Cromatografía 7: no se aisló ningún compuesto.

Cromatografía 8:

Sistema AcOEt-MeOH (9:1) fracciones del extracto inicial.

Se obtuvieron 4.59 g de verbascósido .

Cromatografía 9 : fracciones finales del extracto inicial (110-165).

Sistema AcOEt-MeOH (9:1).

En las fracciones eluidas en AcOEt-MeOH (9:1), se obtiene un sólido (745 mg), con un pf de 216°-221°C, éste sólido se forma en las fracciones donde se presenta el verbascósido.

Los 745 mg se recrystalizaron y se limpiaron, obteniéndose otro sólido con un pf de 205°-210°C, éste sólido al ser plaqueado presenta un Rf similar al de la flavanona glucohesperetina.

En la recrystalización hubo pérdida del producto por descomposición, ya que para disolver el sólido fue necesario calentar, de los 745 mg se obtuvieron 283.5 mg del compuesto puro.

Cromatografía 10: fracciones obtenidas de la columna 9.

Sistema Diclorometano-metanol (9:1)

De las fracciones eluidas en (9:1) y (8:2), se obtuvo un sólido, (1.746 g), con un pf de 206°-210°, que se identificó como glucohesperetina por comparación de su espectroscopía, Rf, y punto de fusión con los de la literatura

Al observar que el compuesto tenía una polaridad semejante a la del verbascósido, se reunieron las fracciones con un Rf similar obtenidas de las cromatografías anteriores de todo el extracto metanólico y se procedió a la separación del verbascósido de la glucohesperetina.

Cromatografía 11. Todas las fracciones de la misma polaridad del verbascósido (36 mg).

Sistema Diclorometano-MeOH (95:15).

Se obtuvieron los siguientes sólidos:

94.7 mg de las fracciones 20-24 con un pf de 205°-214°C.

390.8 mg de las fracciones 25-46 pf 207°-210°C.

Los sólidos se juntan y se realiza una placa cromatográfica comparativa con la glucohesperetina, observándose el mismo Rf entre la muestra y el compuesto,

ambos tiñen de color anaranjado al ser revelados con sulfato cérico. Se determinó que se trataba del mismo compuesto.

En la cromatografía 11 se encuentra otro compuesto anaranjado con un Rf diferente al de la glucohesperetina (10), pero similar al del pyracanthósido (11), se reúnen las fracciones que contenían dicho compuesto y se realizó otra cromatografía.

Cromatografía 12 fracciones 67-109 de la columna 11.

Sistema Diclorometano-MeOH (9:1).

Se obtuvieron 167.1 mg de glucohesperetina pf 206°-214°C, 12 g de Verbascósido y 334 g de un sólido con un pf de 180°-186°, además de otro sólido (240.1 mg) con un pf 160°-170°C, que posteriormente se identificaron como pyracanthósido.

Para comprobar las estructuras se realizó una hidrólisis a la glucohesperetina (10) y al pyracanthósido (11). El procedimiento de la hidrólisis fue el siguiente:

Se tomaron 5 ml de ácido trifluoroacético y se aforaron a 50 ml con agua destilada, para 50 mg de compuesto, se calentó en baño maría hasta que el sólido se disolvió en la solución, posteriormente se lavó con agua destilada, para eliminar el exceso de ácido, llevándose a sequedad con corriente de gas nitrógeno.

La solución se extrajo tres veces en un embudo de separación utilizando acetato de etilo y agua destilada, se reunieron los extractos de acetato de etilo para ser concentrados dejándose reposar para la formación de sólidos. Al ser obtenidos fueron recristalizados utilizando éter etílico y acetato de etilo.

De la hidrólisis de la glucohesperetina se obtuvieron 10.9 mg de hesperetina con un pf de 222°-227°C, cuya identidad fue reafirmada con los datos espectroscópicos y constantes físicas reportadas para la hesperetina pf 228°-230°C.

La hidrólisis del glucósido del eriodictirol dió 13.9 mg de eriodictirol pf 164°-168°, al igual que en caso anterior la identidad fue confirmada al comparar los datos espectroscópicos y constantes físicas, con los reportados para la muestra auténtica.

Actividad biológica de los extractos y compuestos aislados de *Buddleia parviflora*.H.B.K

Las pruebas biológicas se realizaron en la E.N.E.P. Iztacala. Se utilizaron dos tipos de pruebas:

- Microdisolución en caldo para 10^5 bacterias.
- Prueba de difusión en agar y sensidiscos.

Las pruebas se realizaron con *Staphylococcus aureus* ATCC 12598, *Vibrio cholerae* CDC VI2, y *Shigella boydii* ATCC 8700. Estas cepas fueron cultivadas en un medio nutritivo de Agar (NA) Bioxon. El método de difusión en agar o de Kirby-Bauer, se utilizó para evaluar cualitativamente la actividad antibacteriana de los extractos y compuestos aislados de *Buddleia parviflora*, utilizando Kanamycina como estandar para la comparación antibiótica.

De un cultivo de bacterias 1.5×10^8 se tomó una muestra con un hisopo y se inoculó en la superficie de una placa de agar Müller-Hinton, en esta superficie se colocaron los sensidiscos de 5 mm de diámetro impregnados con la sustancias a evaluar (1 mg por sensidisco), se colocó un control negativo (agua destilada) y Kanamycina como estandar para la comparación antibiótica.

Las zonas de inhibición se midieron con una regla de calibración en milímetros. En todos los casos esta prueba se realizó por triplicado, reportando un promedio de las tres.

La concentración mínima inhibitoria (CIM) y la concentración mínima letal, para cada compuesto activo fue determinada a través de la técnica de microdisolución en caldo.

Discusión y resultados.

Los compuestos fueron identificados al comparar los datos obtenidos de las diferentes espectroscopías de IR, RMN de ^1H , de ^{13}C y espectroscopía de masas, con los de las muestras auténticas.

De los 411.6 g de corteza se obtuvieron las siguientes cantidades de extractos y compuestos:

Extracto hexánico 2.44 g; se aislaron 162 mg de Sitosterol (1) y Estigmasterol (2).

Extracto de Acetato de Etilo 3.02 g; se aislaron los siguientes compuestos; 9mg de Vainilloyl Ajugol (3).

El espectro de masas en FAB, muestra un ion molecular de m/z 521 $[M^+]$, que corresponde al al peso molecular del compuesto $499 + \text{Na}$; cuya fórmula molecular es $\text{C}_{23}\text{H}_{30}\text{O}_{12}$.

Tabla 1 de comparación de los datos de IR obtenidos y reportados para el Vainilloyl Ajugol (Espectro No-18).

Experimentales en suspensión en Nujol cm^{-1}	IR en KBr de la literatura en cm^{-1}	Grupo funcional
3458.761	3416	OH
1703.495	1692	C=O
1660.090	1660	C=C
1597.580	1600	Aromático.

Tabla 2 de datos de RMN de H obtenidos y reportados para el Vainilloyl

Ajugal (Espectro No 16).

Datos reportados en CD ₃ OD	Datos obtenidos en DMSO
1.41 3Hs ,H-10	1.247 3Hs H-10
2.06 1H dd,J=14.2 y 3.9 Hz H-7	2.086 1H dd,H-7
2.28 1H dd,J=14.2 y 6.4 Hz H-7	2.186 1H dd H-7
2.62 1H dd J=9.3 y 2.4 Hz H-5	2.507 1H dd H-9
2.99 1H dd,J=9.3 y 2.2 Hz h-5	2.970 1H dd H-5
3.2-4 6H	3.179 6H
3.89 3Hs,Ome	3.844 3HsOme
4.68 1H d,J=7.8	4.474 1H
5.02 2H s	4.996 2H,s H-4,H-6.
5.52 1H d,J=2.4	5.386 1H d
6.23 1H dd,J=6.2 y 2.3	6.234 1H dd
6.84 1H d, J=8.8	6.826 1H d
7.57 1H dd,J=2.0	7.48 1H d
7.58 1H,dd,J=8.8 y 2.0 Hz H-6	7.49 1H,dd

De la espectroscopía de C¹³, las señales obtenidas muestran un compuesto iridoide trisustituido, en el C α al carbonilo se encuentra en la región de 165.457 ppm, el protón anomérico de la glucosa está en 97.303 ppm, de la parte acil de la molécula encontramos al C1" en 120.79 ppm, C2"en 112.74 ppm, C3" en 151.598, C4"en 147.36 ppm, C"5 en 115.15 ppm, C6" en 123.558 ppm., el metilo unido al C8 se encuentra en 25.67 ppm, el metoxilo unido al C3" tiene un desplazamiento de 55.65 ppm (Espectro No 17).

Del extracto de Acetato de Etilo también se aislaron :

55 mg de Verbascósido (4).

De 36.48 g de extracto Metanólico se obtuvieron los siguientes compuestos:

1.72 g de Sacarosa (5).

800 mg de Verbascósido (4).

84.9 mg de Vainilloyl Ajugol (3) .

37.9 mg de O-metilcatalpol (7).

16.13 mg de Aucubina (8).

35.8 mg de Leucoseptósido A (6).

El leucoseptósido A se identificó de la forma siguiente:

La espectroscopía de masas mostró un ion molecular a m/z 661 $[M]^+$ que corresponde al peso molecular del compuesto + ion Na, encontrándose un compuesto con fórmula molecular de $C_{30}H_{38}O_{15}$.

Tabla 3 de los datos obtenidos y reportados de IR para el leucoseptósido (Espectro No 15).

IR descritos en la literatura en suspensión en nujol. cm^{-1}	IR experimentales en KBr en cm^{-1}	Grupo funcional.
3407.807	3400	OH
1697	1700	ester
1630.518	1625	C=C
1600.949, 1514.33	1600, 1514, 1590	Anillo aromático.

Los espectros de ^1H RMN (tabla 4) y de RMN de C^{13} identificaron sin lugar a duda al leucoseptósido A.

Tabla 4 de RMN de H del leucoseptósido en CD_3OD δ en ppm
(Espectro No 13)

	Datos experimentales	Datos de la literatura
CH ₃	1.10 d	1.107
CH ₃ -Ar	2.78 t	2.778
OCH ₃	3.89 s	3.868
H-1 glucosa	4.38 d	4.343
H-1 ramnosa	5.23 s	5.159
Ar-C=CH	6.36 d	6.317
H aromático	6.5-7.3	6.15-7.40
Ar-CH=C	7.67 d	7.66

De la espectroscopía de C^{13} , se observa un compuesto similar al verbascósido, que a diferencia de este presenta un metoxilo unido al C3, que aparece en la región de δ 56.175 ppm, se observa el protón anomérico de la glucosa en un δ 103.51 ppm, el protón anomérico de la ramnosa aparece en δ 102.213 ppm (Espectro No 14).

La siguiente tabla muestra una comparación entre los datos experimentales y los de la literatura.

Los espectros se realizaron en metanol deuterado, los δ están en ppm tomando como referencia al TMS.

Tabla 5 C¹³ del leucoseptosido

aglicona C#	Experiment al	Literatura	
	1	131.5	130.860
	2	116.5	116.01
	3	144.4	143.86
	4	145.9	145.28
	5	117.1	116.58
	6	121.3	120.87
	α	72.1	71.50
	β	36.4	35.925
Acidoceféico	1	127.6	126.82
	2	111.9	111.03
	3	150.6	150.05
	4	149.2	148.612
	5	116.3	115.833
	6	124.2	123.915
	α	168.2	167.890
	β	115	114.251
Glucosa	1	104	103.514
	2	75.8	73.219
	3	81.4	80.886
	4	70.3	69.641
	5	76	75.323
	6	62.3	61.819
	Ramnosa	1	102.8
2		72.1	71.507
3		72.1	71.507
4		73.7	71.679
5		70.6	69.960
6		18.4	18.127
OCH ₃	56.5	56.175	

Resultados del análisis químico de la Hoja de *Buddleia parviflora* H.B.K De 630

g de hoja se obtuvieron las siguientes cantidades de extractos y de compuestos.

De 9.61 g de Extracto hexánico, no se logró aislar ningún compuesto.

De los 14.64 g de Extracto de Acetato de Etilo se aislaron:

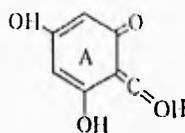
7.4 mg de Eriodictyol.

Eriodictyol.

La espectroscopía de masas de impacto electrónico, mostró un pico base de m/z 288, que corresponde al peso molecular del compuesto.

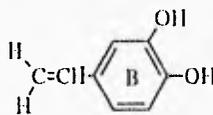
Los fragmentos más importantes que aparecen en el espectro son los siguientes:

m/z 153(84%) que corresponde a $C_7H_4O_2$



$[A^+ + H]$.

m/z 136(37%) del fragmento $C_8H_8O_2$



m/z 124, pérdida de agua del fragmento anterior.

De la espectroscopía de IR en KBr observamos numerosos grupos hidroxilos en 3364.4 cm^{-1} , un grupo carbonilo en 1636.9 cm^{-1} , anillo aromático en $1606.0, 1475.6, 1452.9, 1220.6, 1159.5\text{ cm}^{-1}$ (Espectro No12)

En RMN de 1H , podemos observar al metileno típico de las flavanonas como un multiplete en 2.16-3.24 ppm, su anillo C se encuentra trisustituido, mostrando un doblete a 6.741 y a 6.870 ppm, el H_2' , aparece como un doble de dobles en un rango de δ 5.2812-5.40 ppm, el H_6 y el H_8 se encuentran en δ 5.8611 ppm, el hidrógeno del OH unido al C5 aparece a un δ 12.1510 ppm.

Tabla 6 comparativa de RMN de ^1H , del eriodictyol en metanol deuterado
 δ en ppm (Espectro No 9)

No de H	Experimentales	Literatura
3eua	2.64 dd	2.69
3axial	3.055 dd	3.06
2	5.28 dd	5.27
6	5.89 d	5.88
8	5.896	5.90
5'	6.77 AB	6.78
6'	6.7803	6.79
2'	6.9106	6.91

Tabla 7 RMN de ^{13}C , del eriodictyol en metanol deuterado δ en ppm.

(Espectro No 10)

# C	Experimentales	Literatura
2	79.80	81.3
3	43.64	44.9
4	196.88	198.5
4a	103.22	104.1
5	167.640	166.2
6	96.84	97.8
7	167.640	169.2
8	95.98	97
8a	164.11	165.6
1	131.030	132.5
2	115.895	115
3	146.212	147.3

Del extracto de acetato de etilo y también se aislaron 23 mg de glucohesperetina, 13 mg de Pyracanthósido.

Los datos de espectroscopía de masas en FAB de la Glucohesperetina, mostraron un ion molecular de 464.425[M+] y los siguientes fragmentos:

154 (100%) que corresponde al fragmento $\text{C}_7\text{H}_4\text{O}_4$

136 (65%) de $\text{C}_8\text{H}_8\text{O}_2$.

303 (26%) de $C_{22}H_{24}O_{11} + 1$, que corresponde al fragmento M-162, pérdida del azúcar de la flavanona.

De la espectroscopía en impacto electrónico, se obtiene como pico base al fragmento m/z 302, que corresponde al peso molecular (464) menos 162 del azúcar.

Los datos obtenidos corresponden aun compuesto cuya fórmula molecular es $C_{22}H_{22}O_{11}$.

La espectroscopía en IR en suspensión en Nujol muestra los siguientes grupos funcionales:

Grupos OH en 3350 cm^{-1} , grupo carbonilo en 1644.724 cm^{-1} , anillo aromático en $1612, 1457, 889\text{ cm}^{-1}$. (Espectro No 4).

De los datos obtenidos de la espectroscopía en $^1\text{H RMN}$, se observa un multiplete en la región de 6.11 a 6.15, que corresponde al H6 y al H8, el primero se encuentra a campo más alto. La glicosilación en el grupo hidroxilo en el C7, provoca que ambas señales se desplacen a campos más bajos (Mabry et al 1970). En flavonoides monoglucosídicos el protón H1 del azúcar aparece a campo más bajo de donde aparecen las señales del azúcar, el desplazamiento puede dar información del sitio de glicosilación y de la naturaleza del glucósido (Mabry et al 1970).

La señal del protón anomérico azúcar aparece en 4.9482, se puede distinguir al carbono al cual está unido el glucósido, gracias a la presencia de un fenol a 12.0 ppm, lo que descartó la posibilidad de una unión en el C5, también se descartó una unión en el C3' ya que este tipo de glucósidos aparecen en la región de 5.7 a 6 ppm (Mabry et al 1970)

El grupo metoxilo aparece en 3.5 y 4.1 ppm, cuando se usan disolventes como cloroformo, metanol, DMSO, deuterados.

La influencia del anillo C es mínima ya que los desplazamientos están determinados en su mayor parte por la posición de cada protón respecto a los puntos de oxigenación.

Los datos de RMN de C^{13} en metanol mostraron señales en 78.29 y 42.05 ppm, que corresponden al C2 y al C3 respectivamente, encontrándose a campos más bajos, ya que están oxigenados. El metoxilo aparece a 55.67 ppm (Espectro No 2). Los demás datos aparecen resumidos en la tabla 8 y 9.

Tabla 8 RMN de H de la glucohesperetina, δ en ppm tomando como referencia al TMS (Espectro No 1).

Proton	Experimentales en MeOH-D ₄	Literatura en CD ₃ CN-MeOD
2',5',6'	6.92	6.91
6,8	6.1289-6.16	6.17-6.15
2	5.3526	5.36(12.5-3.0)
3(ax)	3.178	3.15(17.2-12.5)
3(ecuat)	2.7319	2.75(17.2-3.0)
OCH ₃	3.77	3.83
Glc-H1	4.9482	4.97(7.0)

Tabla 9 de RMN de C_{13} de la glucosperetina en DMSO-d6.

C#	Experimentales
CH ₃	55.67
2	78.29
3	42.05
4	196.760
5	162.8
6	96.4
7	162.45
8	95.42
9	162.45
10	103.206
1'	130.88
2'	114.05
3'	146.47
4'	147.88
5'	112.10
6'	117.62

Pyranthósido.

En la espectroscopía de masas en FAB, se obtuvo como ion molecular el fragmento a m/z 451, que corresponde al peso molecular + 1.

Los fragmentos obtenidos son los siguientes:

m/z 288, que corresponde al fragmento $C_{15}H_{12}O_6$, producto de la pérdida de la glucosa (450 peso molecular - 162 del azúcar).

En espectroscopía de masas de impacto electrónico se obtiene como pico base, el fragmento a m/z 450 (100%).

La espectroscopía de IR en película muestra una banda ancha en 3369cm^{-1} , correspondiente a numerosos grupos hidroxilos., en 1642cm^{-1} de carbonilo, en $1579, 1453, 1199.771\text{cm}^{-1}$ de dobles enlaces aromáticos (Espectro No 8).

En la espectroscopía de RMN de H se observan los protones del C6 y C8 como un doble de dobles en la región de 6.1121- 6.1650 ppm, el protón anomérico de la glucosa aparece como un doblete en 5.39-5.46 ppm, el H2 aparece desplazado a campos más bajos en 7.032 ppm, el H5' y el H6' se encuentran en una señal en 6.8598 ppm, el H2 aparece como un multiplete en 5.0464-5.1002 ppm (Espectro No 5)

En la espectroscopía de C^{13} (tabla 11), se observan desplazamientos similares a los del eriodictyol, a diferencia de este presenta un azúcar (Espectro No 6).

Tabla 10 H'RMN del Pyracanthósido.

#H	δ en ppm
3 ecuatorial	2.65
3 axial	3.17
anomérico	5.39-5.46
2	5.04
6-8	6.11
5'-6'	6.85
2	7.03

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

Tabla 11 RMN de C¹³ del Pyracanthósido.

#C	δ en ppm
2	78.57
3	42.28
4	196.220
4a	103.20
5	163.05
6	96.45
7	165.16
8	95.33
8a	162.413
1	128.88
2'	115.146
3'	145.54

Extracto metanólico:

Se obtuvieron 188.33 g de extracto de los cuales se aislaron los siguientes compuestos:

Linarina 303.9 mg (12).

Glucosa 335 mg (5a)

Sacarosa 192 mg (5)

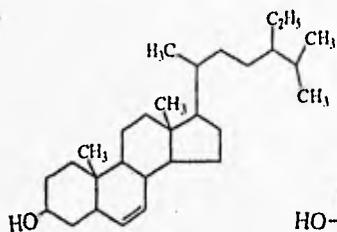
Verbascósido 28.276 g (4)

Glucosesperetina 2.39 g (10)

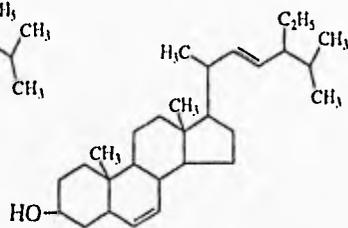
Pyracanthósido 1.752 g

Compuestos encontrados en *B. parviflora*.

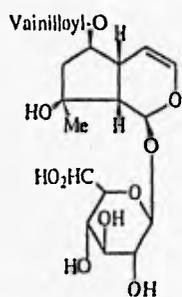
1.-Sitosterol



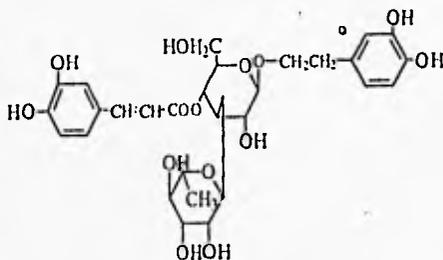
2.-Estigmasterol



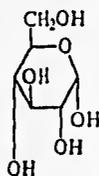
3.-Vainillyl ajugol



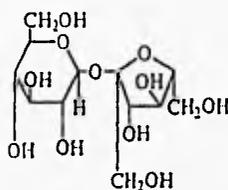
4.-verbascósido



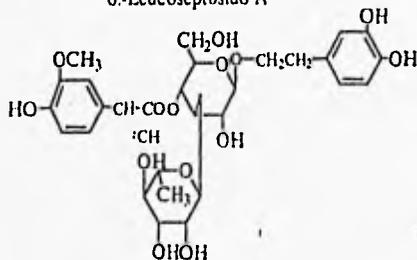
5a.-Glucosa.



5.-Sacarosa



6.-Leucoseptosido A

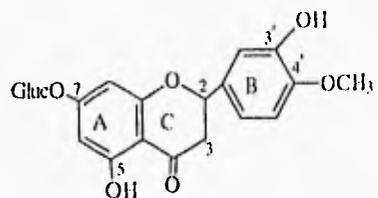


Compuestos aislados de *Buddleia parviflora*

7.-Ometil-Catalpol.



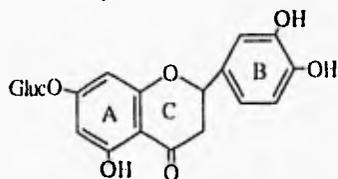
10.-Glucohesperetina



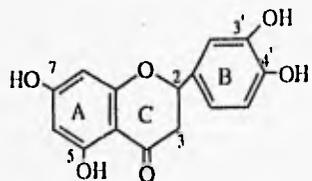
8.-Aucubina.



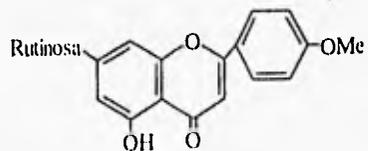
11.-Pyrananthosido



9.-Eriodictyol



12.-Linarina



Resultados de la actividad biológica.

El extracto metanólico de la corteza y la hoja mostraron actividad bactericida hacia los tres tipos de bacteria probados, únicamente el extracto de acetato de etilo de la corteza mostró actividad hacia *Vibrio.cholerae*. El extracto hexánico de la hoja y corteza no mostró actividad.

Los resultados se encuentran resumidos en la siguiente tabla, diámetros de inhibición en mm:

Tabla 12 actividad de *Buddleia parviflora*

Parte de la planta	Extracto	<i>S.aureus</i>	<i>S.boydii</i>	<i>V.cholerae</i>
Corteza	Hexánico	-----	-----	-----
	de AcOEt	-----	-----	10.75 +/- 0.05
	Metanólico	14.3 +/- 0.05	8.8 +/- 0.05	9.5 +/- 0.05
Hoja	Hexánico	-----	-----	-----
	de AcOEt	-----	-----	-----
	Metanólico	10 +/- 0.05	10 +/- 0.05	11.8 +/- 0.05
Control	Kanamycin a 30 mcg/ml control negativo	22 +/- 0.05	17 +/- 0.05	15 +/- 0.05

De los compuestos aislados en la planta, únicamente el verbascósido y su homólogo metoxilado (Leucoseptósido A), presentaron actividad.

Del verbascósido se obtuvo su diámetro de inhibición en mm, su concentración bactericida media (MBC) y su mínima concentración inhibitoria(MIC).

Tabla 13 actividad del verbascósido.

	verbascósido 500 µg	Kanamycina 30µg	verbascósido MIC	verbascósido MBC
S.aureus	25	22	400	800
S.boydii	16	17	800	1600
V.cholerae	14	15	800	1600

El leucoseptósido A presentó actividad hacia los tres tipos de bacterias en una proporción de 15mm, la prueba realizada para este compuesto fue la técnica de microdisolución (cualitativa), debido a la escases del compuesto no se pudieron realizar pruebas cuantitativas.

Conclusión.

De los compuestos encontrados en la planta la linarina, aucubina, verbascósido, O-metil-catalpol, β Sitosterol, estigmasterol, resultaron ser comunes para el género *Buddleia*, ya que se han encontrado en diversas especies tanto americanas como de otros continentes. El leucoseptósido A y el Vainilloyl Ajugol son poco frecuentes en el género, habiéndose encontrado previamente solo, en *B. davidii* y en *B. japonica*.

En cambio en este género no se había registrado la presencia de flavanonas, pero sí de flavonas, como lo son la linarina y 7-hidroxiuteolin, por lo que resulta interesante la presencia del eriodictyol, pyracanthosido y de la glucohesperetina en *B. parviflora*

La presencia de estos compuestos puede ser característica de la especie, aunque no se descarta la posibilidad de que su presencia sea debida a la etapa de desarrollo en el cual se encontraba en el momento de la recolección, ya que apenas empezaban a aparecer sus primeros brotes, se sabe que algunas plantas producen una mayor cantidad de metabolitos secundarios durante el periodo de desarrollo como método de defensa. Si esta planta se hubiera trabajado en otro estadio de desarrollo posiblemente la incidencia de las flavanonas hubiera sido mínima o talvez se hubieran encontrado en su lugar otro tipo de flavonoides.

Es importante recalcar que un estudio etnobotánico previo en la zona de colecta de la planta, puede auxiliar en gran medida a su estudio fitoquímico, ya que la información recabada de la gente que hace uso directamente del recurso, puede ayudar a obtener mejores resultados.

BIBLIOGRAFIA

Bibliografia

- Abe, K; Nakada, Y; Susuki, A; et al, 1993. Biliary metabolites of hesperetin in rats. *Shoyakugaku Zasshi*. Vol 47(1) 43-6. Chem Abstr Vol 119.216677z (1993).
- Adezt, T; Vila, R et al, 1988. Chromatographic analisys of poliphenols of some Iberian *Thymus*. *J. Ethuofarmacol*. Vol 24 (2-3) 147-54. Chem Abstr Vol 110. 209326v (1989).
- Ahmed, A; Ahmed, John; Mabry, J, 1986 .Flavonoids of *Brickellia vernicosa*. *Phytochemistry*, Vol 25 ,No 6. pp1501-1502.
- Al Hazim.,H. M, 1988. Chemical constituents of *Mentha piperita*. *Orient, J. Chem.*, Vol 4-3. Pp 281-5. Chem Abstr Vol 110. 92048n (1989).
- Alston, R. E., Turner, B. L, 1963. Natural hibridisation among four species of *Baptisia*. *Am. J. Bot.* Vol 50, pp159-179.
- Andary, C; Wilde, R; et al. 1982,Structures of *verbascósido* and *orobanchoside*, caffeic acid and sugars ester from *Orobanche sapum genistae*. *Phytochemistry*, Vol 21 (5) 1123-1125.
- Argueta, V.A., Cano, A., Rodarte, M.E., 1994. Atlas de laflora medicinal de México. Instituto Nacional Indigenista. Vol III. pp 1329-1333.
- Asahina, J; Shinoda 1908 *J pharm Soc. Japan*, Vol 28,213.
- Atsushi, Y; Stigeiko, N; et al, 1992. Phenylethanoid and lignan-Iridoid complex glycosides froom roots of *Buddleja Davidii*. *Phytochemistry*. Vol 32, No2, pp 421-425.
- Austin, C; Patel, S,1992. Site specific DNA cleavage by mamlian DNA topoisomerase II, induced by novel flavone and cathechin derivatives. *Biochem. J*. Vol 282 (3),883-9.
- Baker, W; Hemming, R; Ollis, W, 1951. The structures of buddleoflanosido-linarin and buddleoflavonol (acacetin). *Journal of Chemical Society*, 1951, 691-695

- Barberán, F.T.A, 1985. *Planta Med* 51,452.
- Bate .S,1962. Flavonoid compounds. In comparative Biochemistry. Florkin, m., Mason, H.S. Eds Vol III pp755-809. New York Academic. Press.
- Bayer, O,1989. Influence of diferent fenolic compounds derived from bark of sweet cherry on in vitro growth of two bark pathogens. *Gartenbauwissenschaft*. Vol 54(3). 138-41. Chem Abstr Vol 112. 4787r (1990).
- Bell, E.A, 1978. Toxins in seeds. In Biochemical Aspects of plant animal co-evolution. Edt Harbarne pp 143-161.
- Bell, E.A; Charlwood, B.V ,1980. Secondary Plant Products.Edited by Springer-Verlag Berlin. Hiedelberg, New York. pp340-352.
- Bhakuni, D. S., Dhar, M. L., Dhar, M. M., Dhawan, B. N, 1969. Screening of Indian plants for biological activity, part II. *Indian Journal Botany*. Vol 7, pp 250.
- Bisset, M.G. (1980). Useful plants in A.J.M. Leeuwenberg (Ed), *Die Naturlichen, pflanzenfamilien* (Engler A. and Prantl K), 2nd edn, Duncker, and Humbolt, Berlin, 28 , pp 238-242.
- Blazquez, M; Manez, S; Zafra-Polo,M.C, 1994. Further flavonoids and other phenolics of *Thymus webbianus*. *Z naturforsch; C:BIOSCI*, 49(9/10) 687-8. Chem Abstr Vol. 121.297200e(1994).
- Bohm, H.,1977. Secondary metabolism in cell cultures of higher plants and problems of difefferentiation. In *Secondary metabolism and cell diferentiation*. Luckner, M., Nover, L., Bohm H (eds). Pp103-123.
- Burzanska-Hermann, 1978.*Acta Pol Pharm*.Vol 35-673.
- Cheng, Y. S.; Lee, C.S. 1985 *J Chim Chem Soc* Vol 32, 85.
- Choi, J. S; Park, K, Young; et al, 1994. Antimutagenic effect of plant flavonoids in *Salmonella* assay sistem. *Pharmaco Res*. Vol 17(2) 71-5. Chem Abstr Vol 122.233151c(1995).

- Chung, M. I; et al, 1994. Studies on the bioactive principles from San Ling Pai-Chu-San. *Chim Pharm J(Taipei)*. Vol 46 (5). 429-37. Chem Abstr Vol 122 322276q(1995).
- Clark, W.D, Wollem, E, 1985. *Phytochemistry*. Vol 21, 1393. -Cody.E.Middleton and J.B. Harborne and A Benzet 1985(editors) progress in clinical biological research, vol280, Alan R.Liss, New York.
- Cody.E.Middleton and J.B. Harborne and A Benzet 1985(editors) progress in clinical biological research, vol280, Alan R.Liss, New York.
- Cody, E; Middleton and Harborne 1986 (Editors). Progress in clinical biological research, Vol 213. Alan. R. Liss, New York
- Critchfield, J.W; Welsh, C.J, 1994. Modulation of adriamycin acumulation and efflux by flavonoids in HCT-15. colon cells. *Biochem. Pharmacol*, Vol 48(7).1437-45.
- Cruz, F. C. 1931.Análisis del Tepozán. Tesis de licenciatura de la facultad de Ciencias Químicas. México.D.F pp 35-39.
- Dean, H. F, Niestein,(1925). M. *J.Am. Sac*. Vol 47, pp1680.
- Debray, M ., et al, 1971. Contribution a l'inventaire des plantes médicinales de Madagascar, Travaux et Documents de L'ORS T.O.M.No 8 . París pp86.
- Del Amo, 1979. Plantas medicinales del estado de Veracruz. Iureb. Xalapa. Ver pp 54
- De Luen, A.J; et al, 1987. Depression of aflatoxin production by flavonoid-type compounds from peanut shells. *Phytopatology*. 77(11), 1560-3. Chem Abstr Vol 107.109432s(1987).
- Díaz, J. L, 1976. Index sinonfía de las plantas medicinales de México. Instituto Mexicano para el estudio de las plantas medicinales. Ciudad de México. p16.
- Duff.R.B; Bacon, J.S.D,1965. Naturally occurring glycosides in *Plantago and Buddleia* species. *Biochem .J*. p 96.

- Eelenharder, R; Von petersdorff, I, 1993. Antimutagenic effects of flavonoids, chalcones and structurally related compounds on the activity of 2 amino, 3 methylimidazol and other heterocyclic amine mutagens from cooked food. *Mutat. Res.* Vol 287(2), 261-74. Chem Abstr Vol, 119. 17956t (1993).
- Esaki, S; Nishiyama, K; et al , 1994. Preparation and taste of certain glycosides of flavanone and of dihydrochalcones. *Biosci. Biotechnol, Biochem.* Vol 58(8), 1479-85. Chem Abstr Vol 121. 279277f(1994).
- Estrada L. E; 1985. Jardín botánico de plantas medicinales Maximino Martínez, Universidad Autónoma de Chapingo, México. 441p.
- Ferrerres, F; Tomás-Barberan; Gil, M.I 1991. Determinación geográfica y origen de la miel. *J.Sci food Agri.* Vol (56) 49.
- Ferrerres, F; Ortiz, C, Tomás-Barberan, 1992. Análisis y determinación geográfica de la miel. *Unters Forsh.*(194) 139. Chem Abstr Vol 119 26915c(1993).
- Ferrerres, F; Blazquez, M; Tomás-Barberan, 1994. Separation of honey flavonoids by micellar, electrokinetic capillary chromatography. *J. Chromatogr.* Vol 669(1-2), 268-74.
- Fiebig, M; Wagner, H, 1984. New antihepatotically active flavonolignanes from white flowering variety of *syllum*. *Planta Med.* Vol 50(4), 310-13.
- Firmin, J.L, Wilson, K.L; et al, 1986. Flavonoid activation of nodulation genes in *Rhizobium* reversed by other compounds present in plants. *Nature* (London). 324, 6092
- Focaud, A. 1985 Contribution á l'étude des plantes médicinales du Nord Vietnam. Travaux du laboratoire de Matière Médicale de l'Ecole supérieure de Paris. Vol 38, 15163.
- Forestier, S; Hansenne, I, 1995. Cosmetic composition containig a metal oxide nanopigment and antioxidant for hair and skin protection. *Petit demange Delphine.*

- Tr Demande*. Fr Demande Fr, 2, 708, 851.(Cl. A 61 K7/48). 17 Feb 1995, Appl 93/9, 907, 12 Aug 1993; 31pp.Chem Abstr Vol 123. 273767q (1995).
- García , R.G. 1989. Plantas medicinales de San José de Gracia, Aguascalientes. Universidad Autónoma de Aguascalientes. 1 ed 109pp
 - Geissman, T.A, 1962. The chemistry of flavonoid compounds. Edt Macmillan company, New York. pp 286-289.
 - Geissman, T.A; Crout, D.H.G.. 1969 Organic Chemistry of secondary metabolit plant Edt Freeman, Cooper and Company. 591p.
 - Gonzales, E. M, 1984. Las plantas medicinales de Durango, Inventario básico. IPN. Durango, México pp 49-51.
 - Gordon, P.B; 1995. Protection by naringin and some other flavonois of hepatocyte autophagy and endocytosis against inhibition by okadaic acid. *J. Biol, Chem.* Vol 275(1). 5830-8. Chem Abstr Vol 123.20515J (1995).
 - Greenway, W; English, S; May, J; 1991. Análisis de phenolic of bud exudate of *Populus svelbodii* by GC-MS. *Natürforsh*, Vol 30-9, 300-5 Chem Abstr Vol 115 . 252118v (1991).
 - Greeshoff, M, 1909. *Phytochemical investigations at Kew Bulletin* Vol 23, 397-418
 - Hang, S. S; Lee, C. K. 1992. Antimicrobial effects of naringenin alone an in combination with related flavonoids. *Yakhak Haechi*. Vol 36(5). pp 407-11.Chem Abstr Vol 119 .91067s(1993).
 - Harborne,J. B 1967. Comparative Biochemistry of the flavonoids Academic Press, New York.
 - Harborne, J. B; Williams, C. A. 1971. Comparative Biochemistry of flavonoids XIII. 6-hidroxiluteolin and scauletin. *Phytochemistry*. 10, 367.
 - Harborne, J.B; 1972.Recent advances *Phytochemistry*, 4, 107.
 - Harborne J.B., Mabry, T., Mabry,H, 1975. The flavonoid . London: Chapman and Hall pp 328.

- Harborne, J.B. 1977 Functions of flavonoids in plants in Goodwin, T. W. Ed Vol I pp 736-779. London Academic Press.
- Harborne, J.B, 1978. The rare flavone Isoetin as yellow flower pigment in *Heywoodiella oligocephala* and in other Cichorieae. *Phytochemistry*. Vol 17, 915-16.
- Harborne, J.B; Turner, B.L, 1984. Plant chemosystematics Academic Press, London pp128-179.
- Harborne, J.B; Willians, C; et al, 1994. Variations in the lipophilic and vacuolar flavonoids of the genus *Vellozia*. *Phytochemistry*. 35(6) 1475-8.
- Hart, B; Ching, T, 1990. How flavonoids inhibit the generation of luminol dependent chemoluminescence by activated human neutrophils. *Chem Biol Interact*, Vol 73(2-3), 323-35. Chem Abstr Vol 112 210947w (1990).
- Hedin, P.A; Waoge, S.K, 1986. Roles of flavonoids in plant resistance to insects. *Prog. Clin Biol. Res* .213, 87-100. Chem Abstr Vol 105. 76250p (1986).
- Hernández, R. 1988. Plantas medicinales. Gally Jorda árbol editorial. A de C.V. Tercera reimpreñón, pp 34.
- Heritier, L.C; Cadahia, E; García, V. 1992. Optimization of TLC for research on the flavonids in wood and in bark of species of the genus *Eucaliptus*. *Cromatographia*, Vol 33(9-10), 418-26. Chem Abstr Vol 117. 146445e (1992).
- Hinderer, W; Petersen, M, 1984. Inhibition of flavonoid biosynthesis by gibberellic acid in cell suspension cultures of *Daucus carota L.* *Planta*. Vol 160(6). 544-9.
- Hinou, J; Harvala, C; Philianos, S, 1989. Poliphenolic substances of *Cynara scolymus L.* Leaves. *S. Ann. Pharm* (Francia). 47(2). 95-8. Chem Abstr Vol 112 .11571a (1990).
- Houghton, P. J, 1982. Dragendorff positive lignanes from *Buddleja davidii*. *Journal of pharmacy and pharmacology* 34 Supplement, 13p.

- Houghton, P.J., 1984. Ethnopharmacology of some *Buddleja* species. *Journal of ethnopharmacology*, Vol 11, pp 293-308.
- Houghton, P.J., 1985. Phenylpropanoid glycosides in *Buddleja davidii*. *Brief reports*. Vol 48, No 6 pp1005-6
- Houghton, P. J., 1989. Phenolic fatty acid esters from *Buddleja globosa*. *Phytochemistry*. Vol 28 No 10pp.
- Hostettmann, K., 1990. Isolation and identification of new polyphenols from medicinal plants of Africa. *Bull liason-Groupe. Polyphenols*. 15, pp 196-200. Chem Abstr Vol 115 131935z (1991).
- Hu, S.Y., 1980. An Enumeration of Chinese Materia Médica University Press, Hong Kong, p 84.
- Hutchinson, J., 1973. The families of flowering plants. 3rd edn; Oxford University Press, Oxford, p 463.
- James, W; Welsh, C; Phang, J. 1994. Modulation of adriamycin accumulation and efflux by flavonoids in HCT-15 colon cells. *Biochem. Pharmacol.* Vol 48(7) 1437-45. Chem Abstr Vol 121 27132ov (1994).
- Jinsart, W; Ternar, B; Polya, G, 1992. Inhibition of rat liver cyclic AMP dependent protein kinase by flavonoids. *Biol Chem. Hoppe Seyler*. 372 (4) 205-11. Chem Abstr Vol 117 247571y (1992).
- Jurado, J; Duran, A, 1991. Study on the mutagenic activity of 13 Bioflavonoids with *Salmonella*. *Mutagenesis*, 6(4) 289-29. Chem Abstr Vol 115 152880t (1991).
- Kapoor, V.K, et al 1981. Constituents of *Buddleja* species leaves. *Fitoterapia*, 52, 235-237.
- Kato, J. 1946. Mechanism of uric acid secretion stimulation by aucubin. *Folia pharmacologia Japónica*. 42,37-40. *Chemical abstracts* Vol 47,1843.(1953)
- Kim, C.J; Chung, J.M, 1990. Pharmacological activities of flavonoids.(I). Relationship between the chemical structure of flavonoids and their inhibitory

- activity against hypersensitivities. *Yakuhak Hoechi* Vol 33(5) 348-64. Chem Abstr Vol 115. 64011e (1991).
- Klopman, Gilles;1988. Artificial intelligence approach to the structural moieties relevant to drug receptor interaction in aldose reductase inhibitors.34(6), 852-62. Buyukbingol Erdem. Mol Pharmacol, 1988. Chem Abstr Vol 110 150323m (1989).
- Komai, K et al, 1991. Novel flavonoids as growth accelerators. *Jpn. Kokai Tokyo Koho* 05,310,776(93,310,779) (Cl, CO 7H 17/07) 22 Nov,1993,Appl 91/201, 945, 12 Aug 1991; 7pp.Chem Abstr Vol 121 3297 e (1994).
- Komai, K, 1994. Hesperetin and its derivatives as vegetable growth enhancers. *Jpn. Kokai Tokyo Koho* .Jp 06, 279(94), 279.211).(cl. A01N43/16)Oct 1994, Appl 93/23, 743, 19 Jan (1993), 6pp. Chem Abstr Vol 1221. 74605 k (1994).
- Kuppusamy, U.R; Das, N.P., 1992. Effects of flavonoids on cyclic AMP phosphodiesterase and lipid mobilization in rat adipocytes. *Biochem. Pharmacol.* 44 (7) 1307-15.
- Kusumoto., I; Hattori, M, 1991. Effects of flavonoids and alkaloids on reverse transcriptase. *Shogakugaku Zasshi*. Vol 45(3) 240-54.Chem Abstr Vol 117.85770h(1992).
- Kyriakidis, S.M; Sotiroidis, T,1986. Interaction of flavonoids with rabbit muscle phosphorylase Kinase. *Biochim. Biophys. Acta* . 871(2). 121-9. Chem Abstr Vol 105 38090d (1986).
- Lee, D.W; Park, K.H. 1989. Testosterone metabolism by microsomal cytochrome p-450 in virus of rats treated with inducers. *J.Biochem*, 21 (1), 49-57. Chem Abstr Vol 110 . 69598h(1989).
- Lee. I.K; Song, K; et al ,1994. Tumor cell growth inhibition and antioxidant activity of flavonoids from stem bark of *Cudrania tricuspidata*. *Han,guk Nonghwa Hakhoechi*, 37(2), 105-9. Chem Abstr Vol 121. 246195z (1994).

- Leenhouts, P. W, 1963. *Loganiaceae*. In: C.G.G.J. Van Steenis(Ed), Flora malesiana 1.6, Norddodhoff, Gronigen, pp 293-387.
- Leeuwenberg, A.J.M 1979. The loganiaceae of Africa XVIII, *Buddleja* L. II.Revisión of the african and Asiatic species. Mededelingen Landbouwhogeschool Wageningen 79, no 6,1-163.
- Leeuwenberg, A.J.M and Leenhouts, P.W, 1980. *Taxonomy* In: A.J.M. Leeuwenberg (Ed). *Die Natürlichen pflanzenfamilieN (Engler A and Prantl K)*. 2nd edn, Dunckler and Humbolt, Berlin, 28b, pp 8-96.
- Lin,lidong; Yulian. Chou, C.J.1984. Chemical constituents of *Ilex centrochinensis*. *Zhiwu Xuebao*, 36(5) 393-7. Chem Abstr Vol 121 76516f (1994).
- Lio, M; Uyeyla, M. I, 1984. Flavonoids as a posible preventive of dental caries. *Agr.Biol Chem*, 48(8), 2143-5. Chem Abstr Vol 101.144144b (1984).
- López, J; Sierra, J, 1979. Chemical constituents of *Buddleja globosa*. *Fitoterapia* 50, 195.
- Luckner, M; Nover, L; Bohm. 1977. Secondary metabolism an cell diferentation. Berlin, Hudelberg, New York. Springer.717pp.
- Mabry,T.J; Markham, K.R;et al 1970. The systematic identification of flavonoids. Edi Springer -Verlag Berlin pp 550pp.
- Macormick, S., Robson et al 1985. *Phytochemistry*. Vol 25,1723 .
- Magnolato, D., Gujer, R.1986.Identification of new poliphenol constituents in sorghum. Bull Liason-groupe. Polyphenols.13, 513-17.
- Marin, G; Gimenez, M; et al, 1979. Estudio fitoquímico de *Buddleia globosa lam* (Buddlejaceae). *Revista Latinoamericana de química*. 10, 19-21.
- Martínez, M.M,1959. Las plantas medicinales de México. 4th edn, ediciones botas. México.D.F. 284p.
- Martínez, M.M, 1979. Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. Fondo de cultura económica. México D.F.pp1219.

- Matsuo, H; Nagafuchi, Y; et al, 1989. Studies on trihalomethanes precursors in Industrial wastewaters. *Suishitsu Odaku Kenkyu*. 12(9), 582-9. Chem Abstr Vol 112. 240016j(1990).
- Mitternier, A., Goestshoa, M.c. , 1992. México ante los retos de la biodiversidad. Edt U.N.A.M. Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad, México. PP62—72.
- Menting, J.G.T.; Scopes, R.K; stevenson, T, 1994. Characterization of flavonoid 3'5' hydroxylase in microsomal membrane fraction of *Petunia hybrida* flowers *Plant Physiol* , 106 (2) 633-42. Chem Abstr Vol 121 297191d (1994).
- Michel, F; Mercklein.L; Rey, R; 1986. Comparative effects of some flavonoids on cyclooxygenase and lipoxygenase activities in different cell system or subfraccion *Stud. Org. Chem (Amsterdam)*, 23, 389-401. Chem Abstr Vol 105 145681v (1985).
- Middleton, E.Jr, 1985. Antiviral effect of flavonoids on human viruses. *J. Med Virol*, 15(1), 71-9. Chem Abstr Vol 105. 9280m (1985).
- Middleton, J.r 1986 Interaction of flavonoid with model membranes. *Jr Prog Clin Biol Res*. Vol 213, 507-9. Chem Abstr Vol 102. 18180e (1985).
- Mun, J.Y; Lee, Youn, 1986. Diferential inhibition of liver microsomal cytochrome p-450, dependent monooxygenases by hesperetin. *Soenghwa Hakhoechi*. 19 (3), 315-23. Chem Abstr Vol 106. 588e (1987).
- Nagy ,E; et al, 1986. Investigation of chemical constituents, particulary the flavonoid component of própolis an *populi gemma* by the Gs/MS method. *Stud Org. Chem (Amsterdam)*, 23, 223-32. Chem Abstr Vol 105. 149743p (1986).
- Nicholls, K.W, Bohn, B.1986. The flavonois of *Mitella*, *Besoniella* and *Comitella*. (Saxifragaceae). *Can. J. Bot.* 64(3), 525-30.
- Nikonov, G.K, et al 1961. Materials in the study of drugs from Chinese folk medicine used in the treatment of hypertension, nephritis, diabetes and cancer. *Aptechnoe Delo* 10, 71-83.

- Ohashi, H; et al. 1984. Extractives of *Prunus yedensis* affected with with's broom disease. *Nogakubu Kenky Horoku*, (49), 109-17. Chem Abstr Vol 102. 146265m (1985).
- Ono, K; Fukushima, M; et al, 1989. Antirretroviral drugs containing alizarin derivatives or baicalein. (Tsumura and Co) PCT int. Appl. WO 8905,141 (Cl, A61K31/12) 15 de Junio de 1989, Jp, aPPL. 87/311, 038. 10Dec 1987, 411pp. Chem Abstr Vol 112. 42607q (1990).
- Pardo, F, 1993. Isolation of verbascósíde an antimicrobial constituent of *Buddleja globosa*. *J of Ethnopharmacology*.39, 221.
- Pacheco, P., et al 1985. *Am J.Bot* Vol 72-989.
- Paris, R., Chaslot 1955.haracteristic et determination de l'aucuboside dans les dicotyledons. *Annales Pharmaceutiques Franceses*. Vol 13, 648-657.
- Phillips, T.,O, 1962. Some interaction of GA3 with naringenin in the control of dormancy and growth in plants. *J.Exp Bot* 13, 213-226.
- Price,R.M; Middleton, E.Jr. 1986. Interaction of flavonoids with model membranes. *Prog Clin. Biol. Res.* Vol 213, 507-9.
- Proksh, P.,Pollit, U. 1988. Epicuticular flavonoids of *Encelia*. *Planta Med* . Vol 54(6) 542-6.
- Puri, B 1955 *J.Chem Soc* 1589.
- Puri, H, 1971. Phytochemical survey of some plants for steroids, alkaloids, saponins and tannins. *Indian Drugs* Vol 8, pp 7-10.
- Rao, G.X; Sun, H.D; Lin, Z.W; Hur, Y.1991. Chemical Constituents of the traditional Chinese medicine Yungianhu. *Yaoxue Xuebao*. 26(1) pp30-6.
- Recourt , K; Schripsema, Jan; et al. 1991. Inoculation of *Vivia sativa* roots with *Rizhobium leguminosarum*. *Plant. Mol Biol*, Vol 16(5) 841-52.

- Reid, A; Bohm, B, 1994. Vacuolar and Exudate flavonoids of New Zealand *Cassinia*. *Biochem Syst Ecol.* Vol 22(5), 501-5. Chem Abstr Vol 121. 175209u (1994).
- Rombouts, J. E., Links, J, 1959. The chemical nature of the antibacterial substance present in *Aucuba japonica*. *Experientia* Vol 12 pp 78-80
- Ryu, S.Y; Han, Y; et al 1988. Monoamine oxidase-A inhibitors from medicinal plants. *Arch Pharmacol Res.* Vol 11 (3) 230-9.
- Rzedowski, J, 1978. Vegetación de México. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas IPN. México. D.F. 431p
- Rzedowski, J, 1985. Flora fanerogámica del Valle de México. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. I.P.N. 2674. México. D.F.
- Sadyk, 1983. Estudio químico de *Persica vulgaris*. *Org. Soedin.* 74-77.
- Serra-Bonvehí ; Ventura J, C; et al. 1994. The composition, active component and bacteriostatic activity in dietetics. *J. Am. Oil. Chem. Soc* pp214. Chem bstr Vol 98. 2566w (1983). Chem Abstr Vol 121 7828h (1994).
- Serra-Bonvehí; Ventura, J et al. 1994. Phenolic composition of propolis from China and from South América. *Z.Naturforsch; C: Biosci.* 49(11/12), 712-18. Chem Abstr Vol 121 101670 (1994).
- Sharma, R.C., ET AL, 1963. Chemical examination of *Buddleja asiatica*. *Lour. Indian J Chemistry.* Vol 1, 366-7.
- Shen, Z., Theanders, O, 1985. *Phytochemistry* Vol 24, 155.
- Shalashvili, A.G; Tsiklauri, G, 1984. *Khim Prir soed* 20, 622.
- Soler, C.G., Gil, M. I., García-V., Tomás-B, 1995. Flavonoid patrons of fresh honeys with different floral origin. *Apidologie* Vol 26(1) 53-60. Chem Abstr Vol 123 313399e (1995).
- Solereeder, H, 1892. Loganiaceae. In: A Engler and K. Prantl (Eds), *Die Natürlichen pflanzenfamilien*, Vol 4(2), Engelman. Leipzig, pp 1-50.

- Spedding, G; Ratty, A; Middleton, E.J.1989. Inhibition of reverse transcriptase by flavonoids. *Antiviral Res. Vol* 12(2) 99-110. Chem Abstr Vol 112. 194x (1990).
- Standley, P.C 1924. Trees and Shrubs of México Contributions to the U.S. National Herbarium. Vol 23, 1144-7.
- Stuart, G.A(1911). Chinese Materia Médica-Vegetable Kindom. Pekin, pp 75-76.
- Stotz, G; Spribille, R; Forkmann, G.J 1984. Flavonoid biosynthesis in flowers of *Verbena hybrida*. *J Plant Physiol*, 116(2), 173-83. Chem Abstr Vol. 102. 21308 (1985).
- Suspuglas, P., Suspuglas, C. 1978. Contribution á l'étude des *Buddleias* du Languedoc-Rousillon. *Plantes Medicinales et Phytothérapie* 12, 148-150.
- Tanowitz, B; Smith, Dale, M., 1984. Flavonoids from *Hemizonia* (Asteraceae). *Phytochemistry*. 23 (3),679-80.
- Tirmin, J.L; Wilson, K.E; 1986. Flavonoids activation of nodulation genes in *Rhizobium* reversed by other compounds present in plants. *Nature (london)* 324, 6092
- Trim, A.R., Hill. R.,1952. The preparation and properties of aucubin, asperlucide and some related glycosides. *Biochemical Journal* 50, 310-319.
- Tomás, F., Ferreres, F., Barberan, 1986. *J.Nat Prod.* Vol 48-506.
- Tomás-Barberan ; Francisco, A; Ferreres, F, 1993. High performance liquid chromatography of honey flavonoids. *Jr.Chromatography*, 634(1). 41-6.
- Toshio, M; et al, 1982. Studies on the acyl Glycosides from *Leucoseptum japonicum*. *Chem. Pharm. Bull.* 30 (8), 2732-2737.
- Toshio, M; Chiko, A; et al, 1991. Acylated Iridoid Glycosides from *Buddleja japonica* Hemsl. *Chem Pharm. Bull.*,39(11) 2944-2951.
- Tournaire,C; et al,1993. Antioxdant activity of flavonoids efficiency of singlet oxigen. *Jr, Photochem. Photobiol; B*,19(3), 205-15. Chem Abstr Vol 119. 199392p (1993).

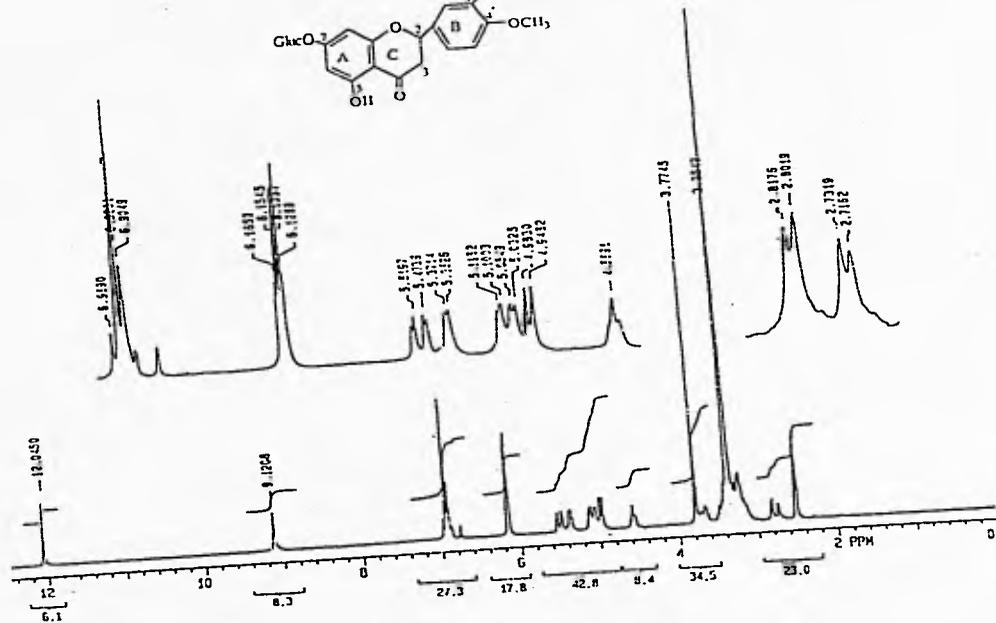
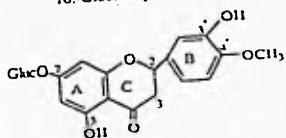
- Tseng, K.F., Chang, S., 1953. Constituents of *Buddleja officinalis*. *Acta pharmacologica Sinica* Vol 1, 84-5.
- Vladutiu, G. D; Middleton, Elliot, 1986. Effects of flavonoids enzyme secretion and endocytosis in normal and mucopolipidosis II fibroblast. *Jr Life Sci.* 39(8). 717-26. Chem Abstr Vol. 105. 146182u (1986).
- lipids antioxidants. J. Am Oil Chem Soc.* 70(5). 483-7. Chem Abstr Vol 119. 47905q (1993).
- Wall, M; Wan, Mansuki; et al. 1988. Plant antimutagenic agents 2 flavonoids. *J. Nat. Prod.* 51(6) 1064-91.
- Watanabe, K; Nimura, K, 1993. Pharmaceutical composition containing flavonoids as chondroprotective agents. *Pat Appl. Ep* 633, 022(CI, A61k 31/365) 11 Jan 1995, *Jp Appl* 93/194, 182, 9 Jul 1993; 10pp. Chem Abstr Vol 123. 142563x (1995).
- Warren, R; Akadir, A, 1994. Methods of using hesperetin for sebum control and treatment of acne. *Pct. Int. Appl. Wo* 94,23, 717(CI, A61 K31/35) 27 Oct 1994, *Us App* 49, 23, 20 Apr 1993, 30pp. Chem Abstr Vol 123. 17221h (1995).
- Wihelm, k, 1910, *Die Samen pflazen*, Wien, p 90.
- Wu, M.C; Fang, Tzuu. 1993, Pink decoloration of litchi flesh. *Guoli Taiwan Daxue Nongxueyuan Yanjiu.* 33(4) 275-84. Chem Abstr Vol 119. 175468c (1993).
- Yoshida, T; Nobuhara, J; Uchida, M. et al, 1978. Studies on the constituents of buddleja species I. Structures of buddleins A and B. *Chemical and pharmaceutical Bulletin* 26, pp 2535-2542.
- Yu, H, 1933. Chemical study of *Buddleia variabilis*. *Buletin de la Societe de Chimie et biologie* Vol 15, 482-97.
- Zaat, S; et al, 1989. Analysis of the mayor inducers of the *Rhizobium nod A* promoter from *Vicia sativa*, root exudate and their activity with different *nod D* genes. *Plant Mol Biol*, Vol 13(2), 175-88. Chem Abstr Vol 112. 31312p (1990).

-Zhou,Z; Fu, J; Wang, V; 1988. Inhibitory effects of green tea and tea phenolics on mutagenesis and lipid peroxidation in vitro. *Phytochemistry Vol 2(1)*, 10-13. 45. Chem Abstr Vol 112. 97139u (1990)."

-Zotov, E. P. 1976. Deposited Doc, 252(9pages); *Chem Abstr Vol.88:71449f(1978)*.

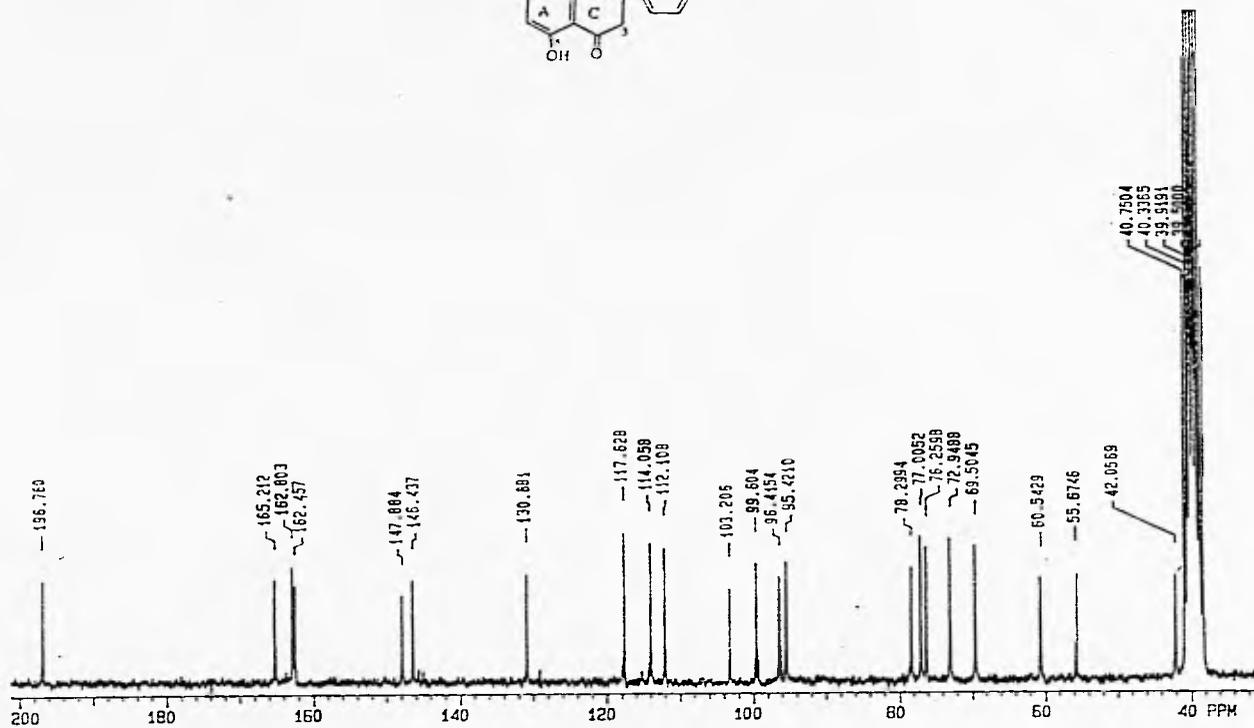
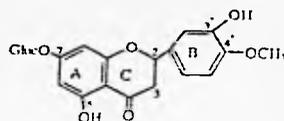
ESPECTROS.

10.-Glucosesperetina



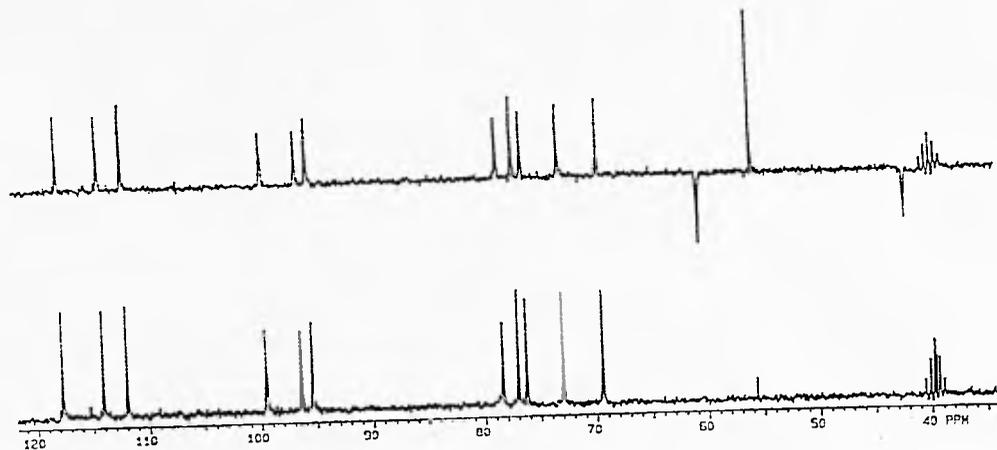
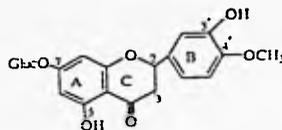
Espectro No 1

10-Glucohesperina

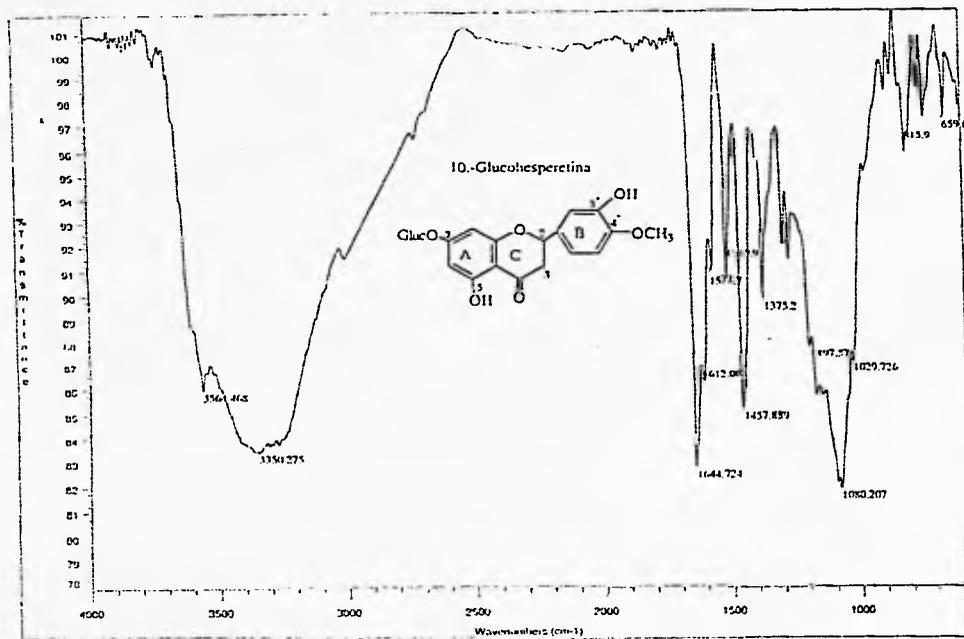


Espectro No 2

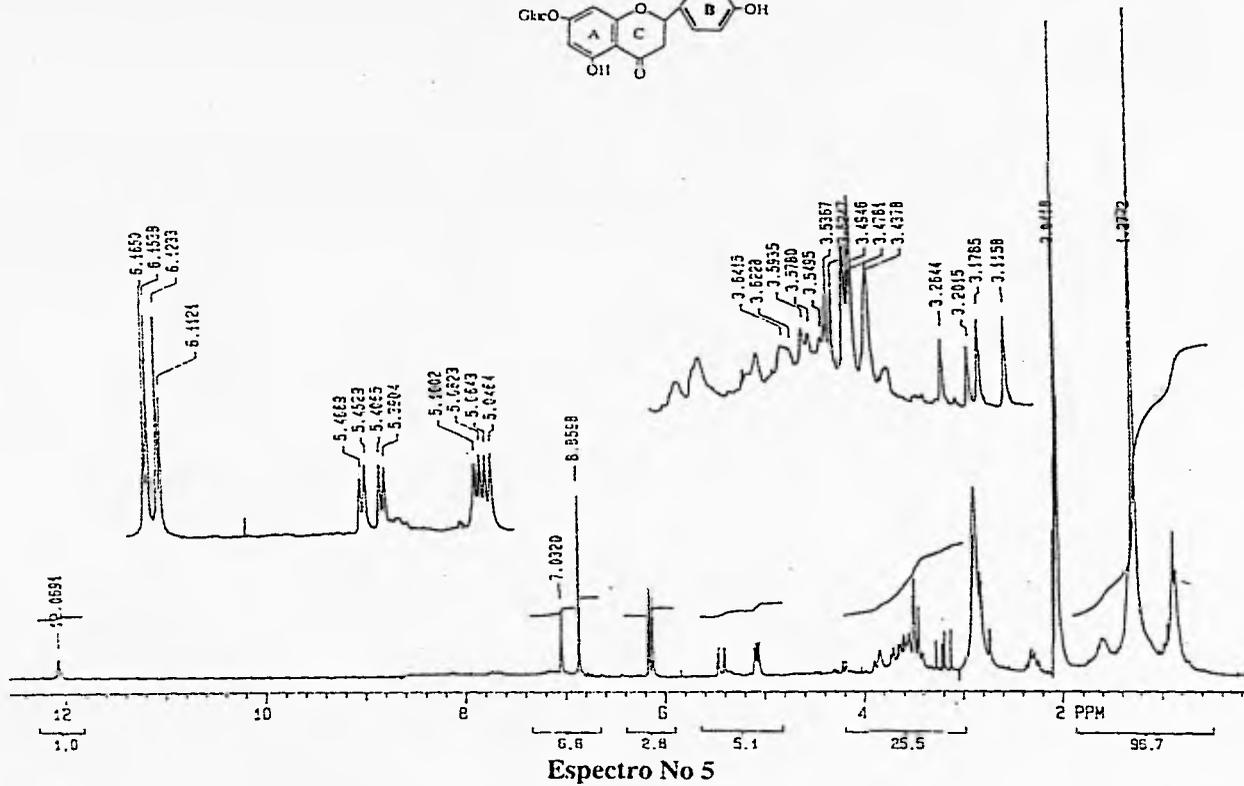
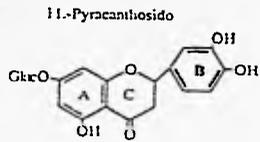
10-Glucohesperetina

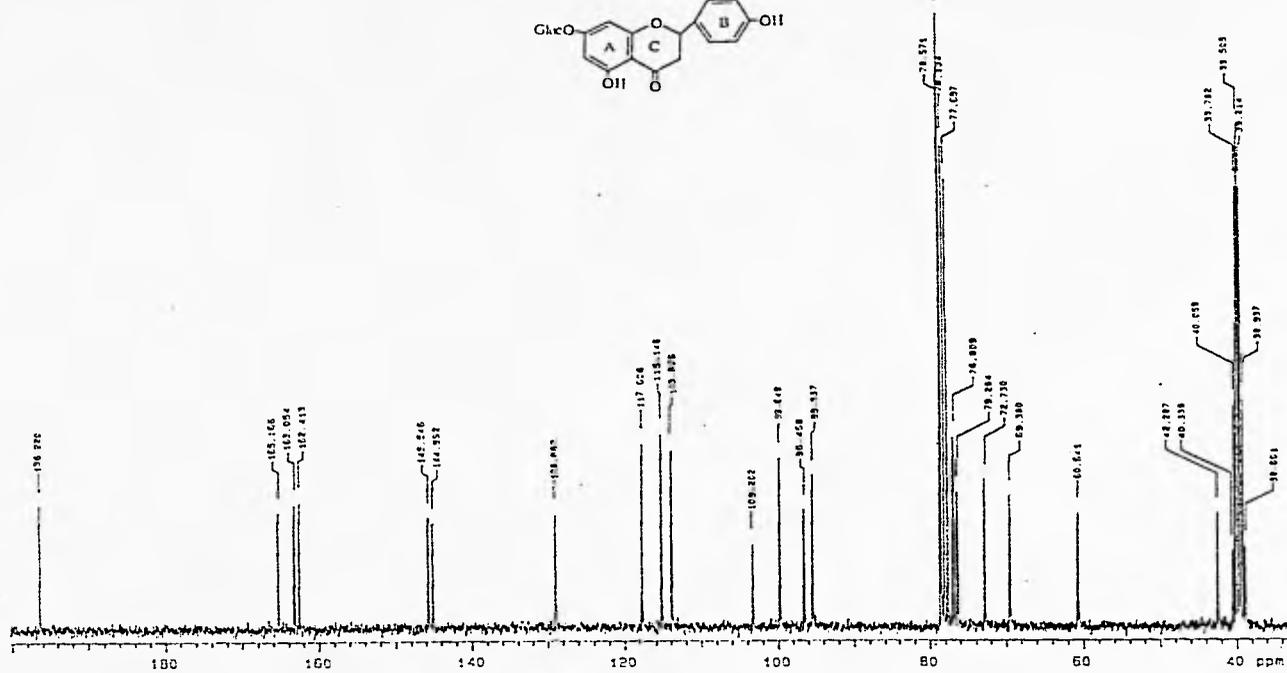


Espectro No 3



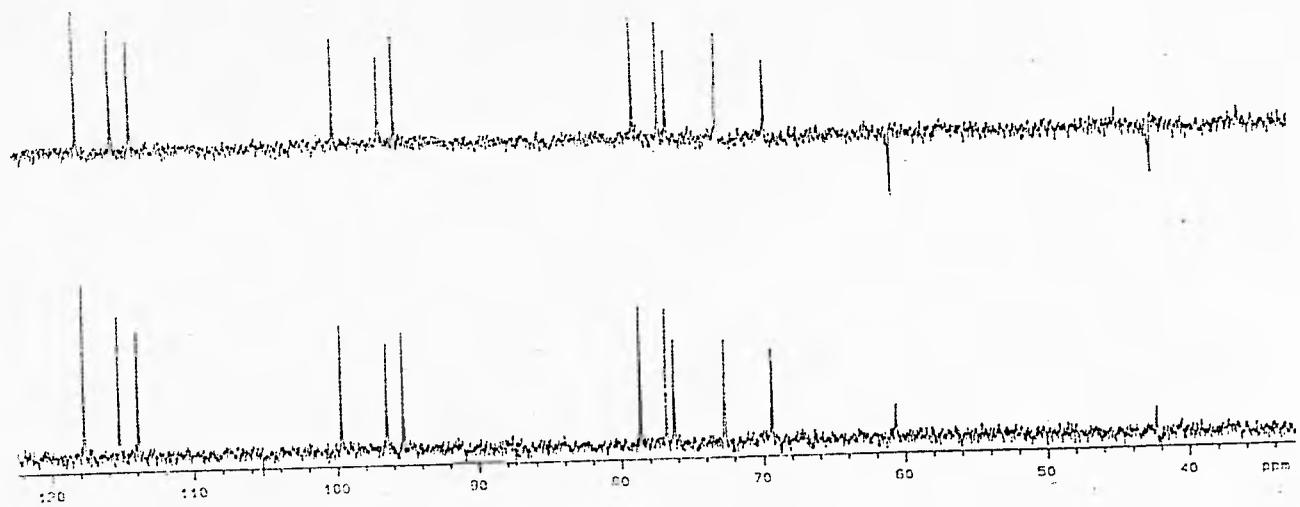
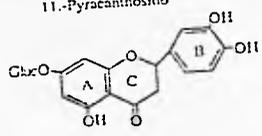
Espectro No 4



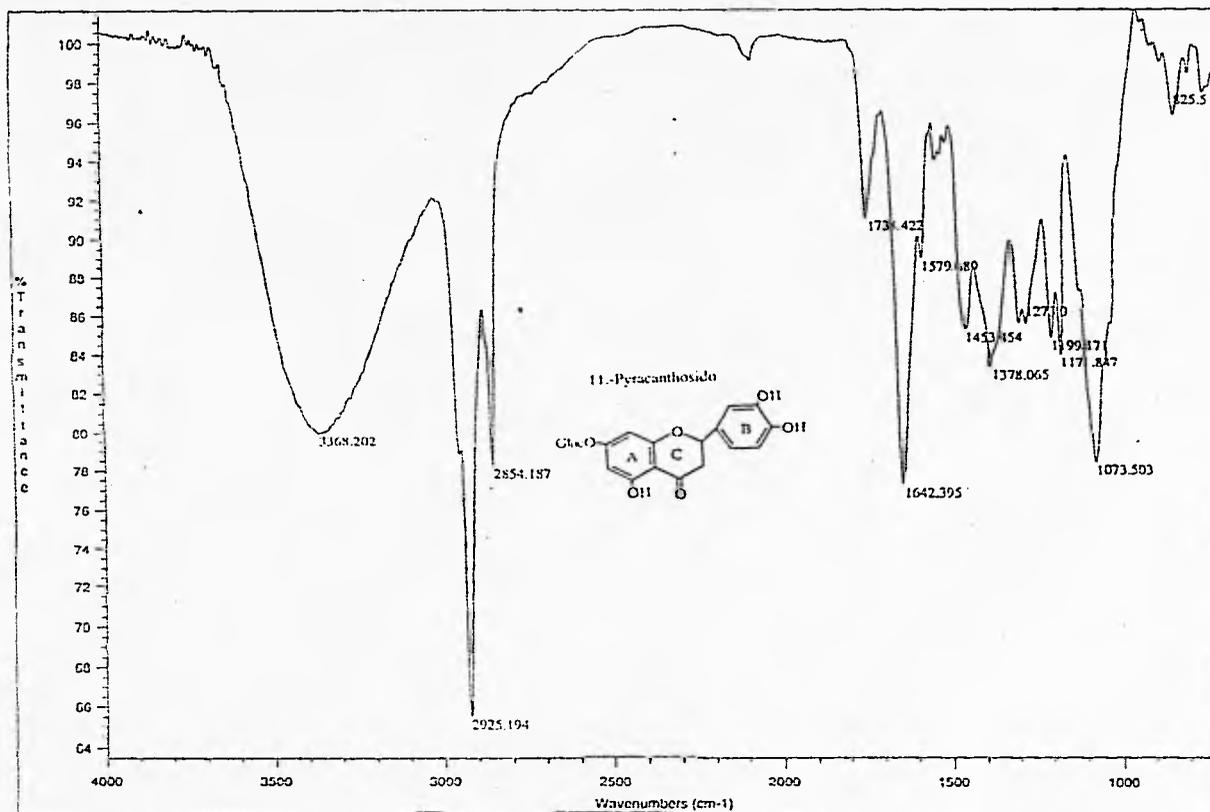


Espectro No 6

11.-Pyracanthosido

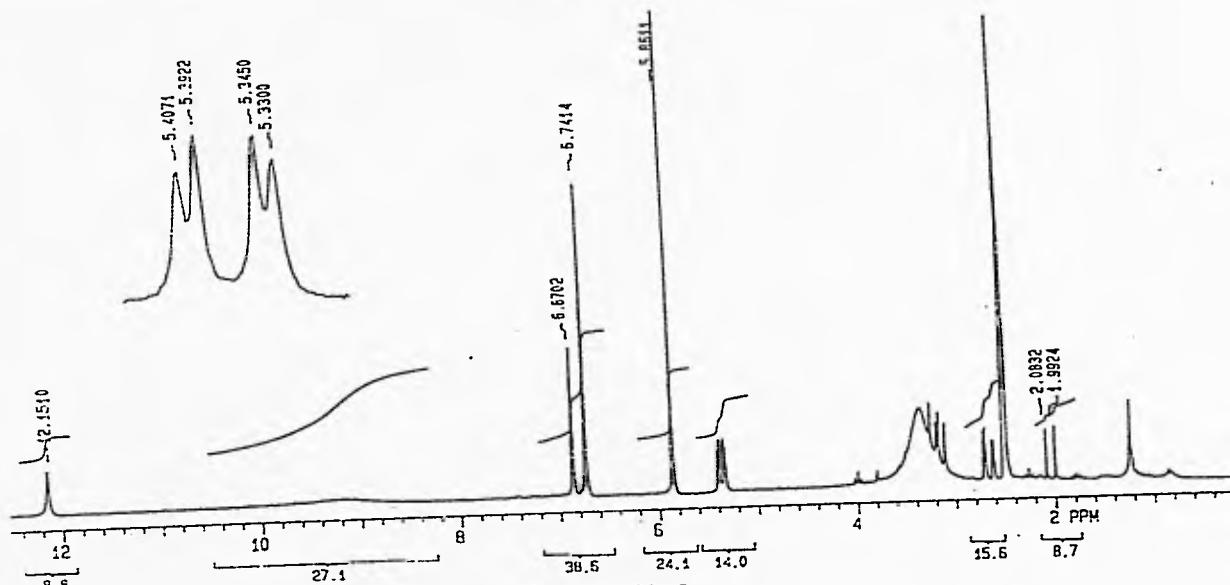
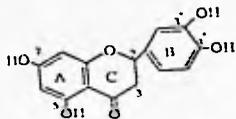


Espectro No 7



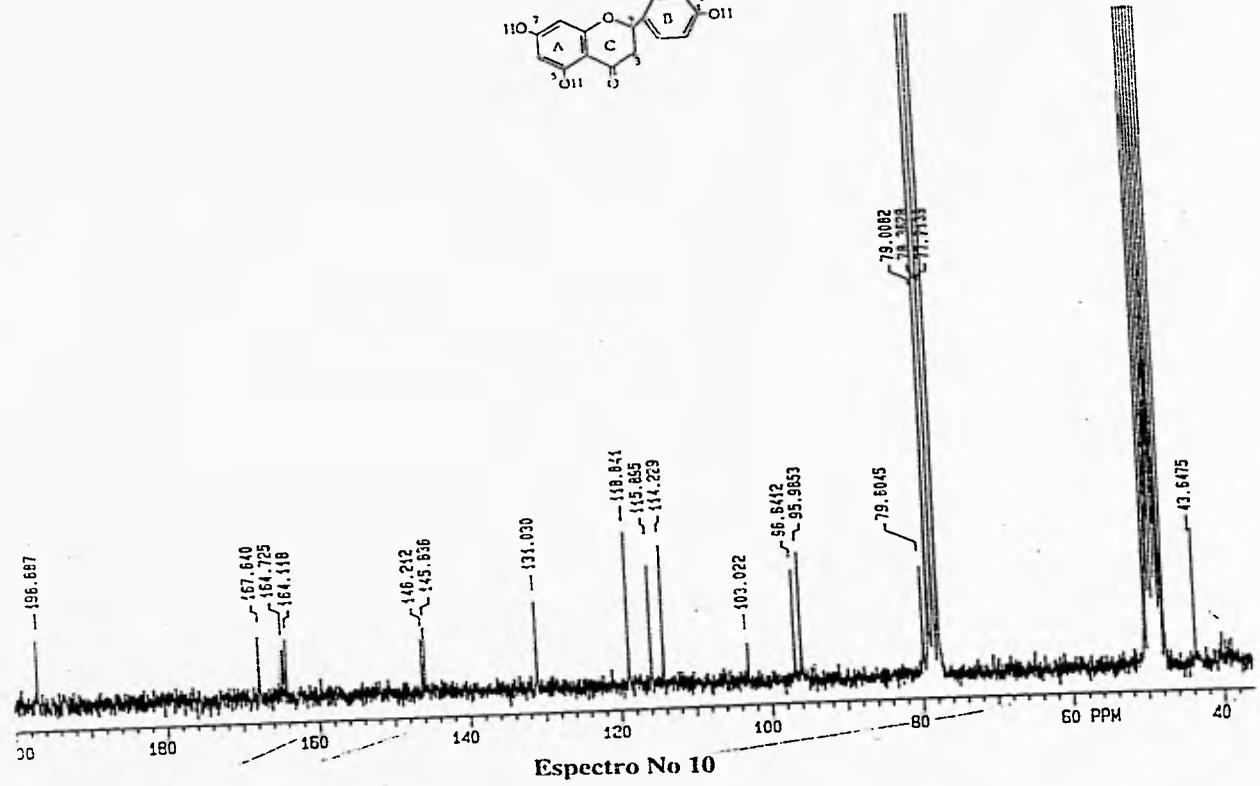
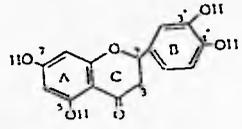
Espectro No 8

9.-Eriodictyol

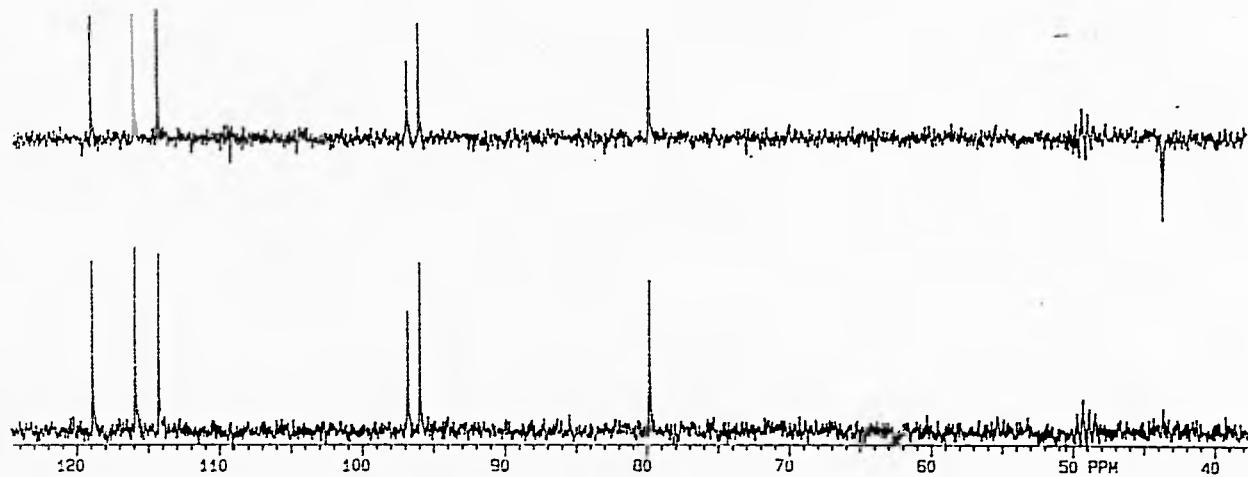
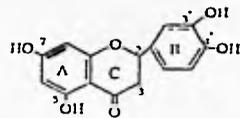


Espectro No 9

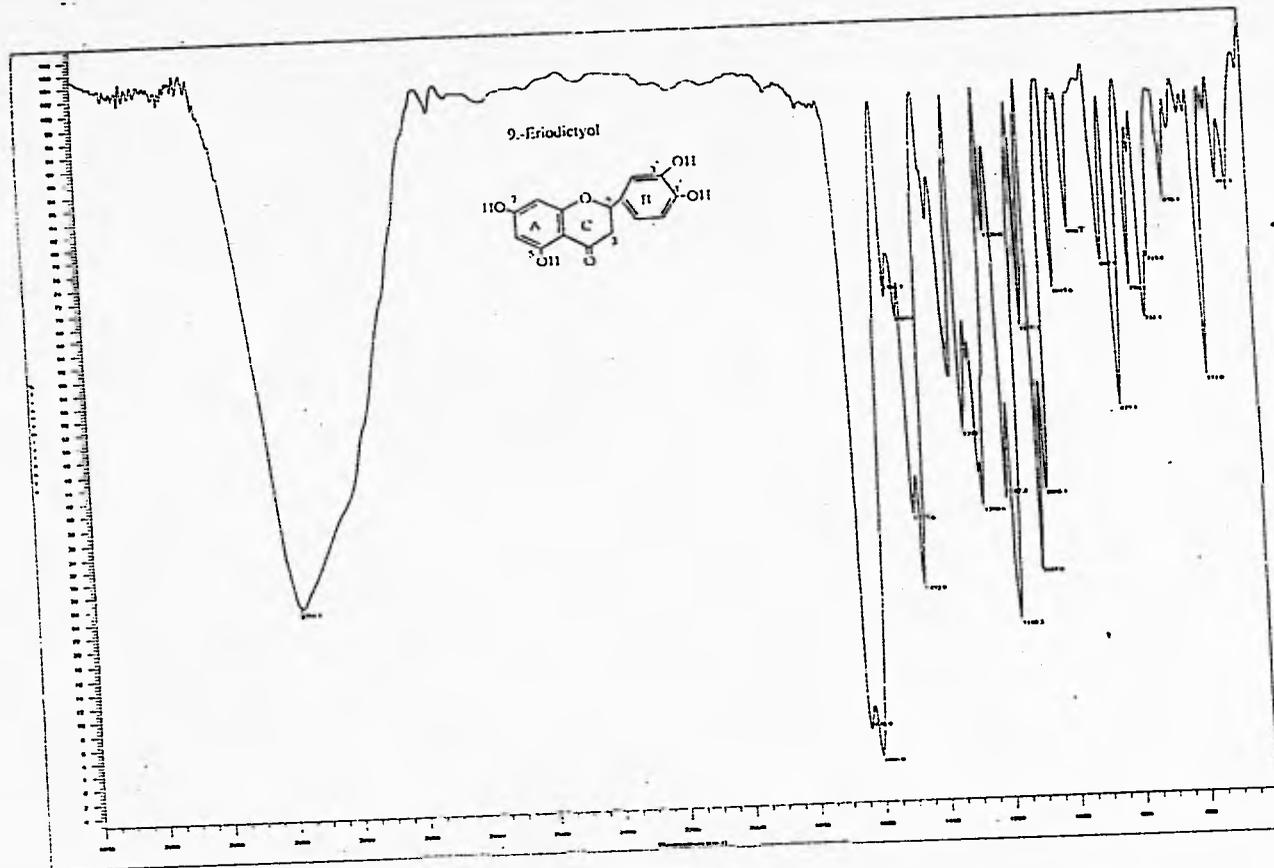
9.-Eriodictyol



9-Eriodictyol

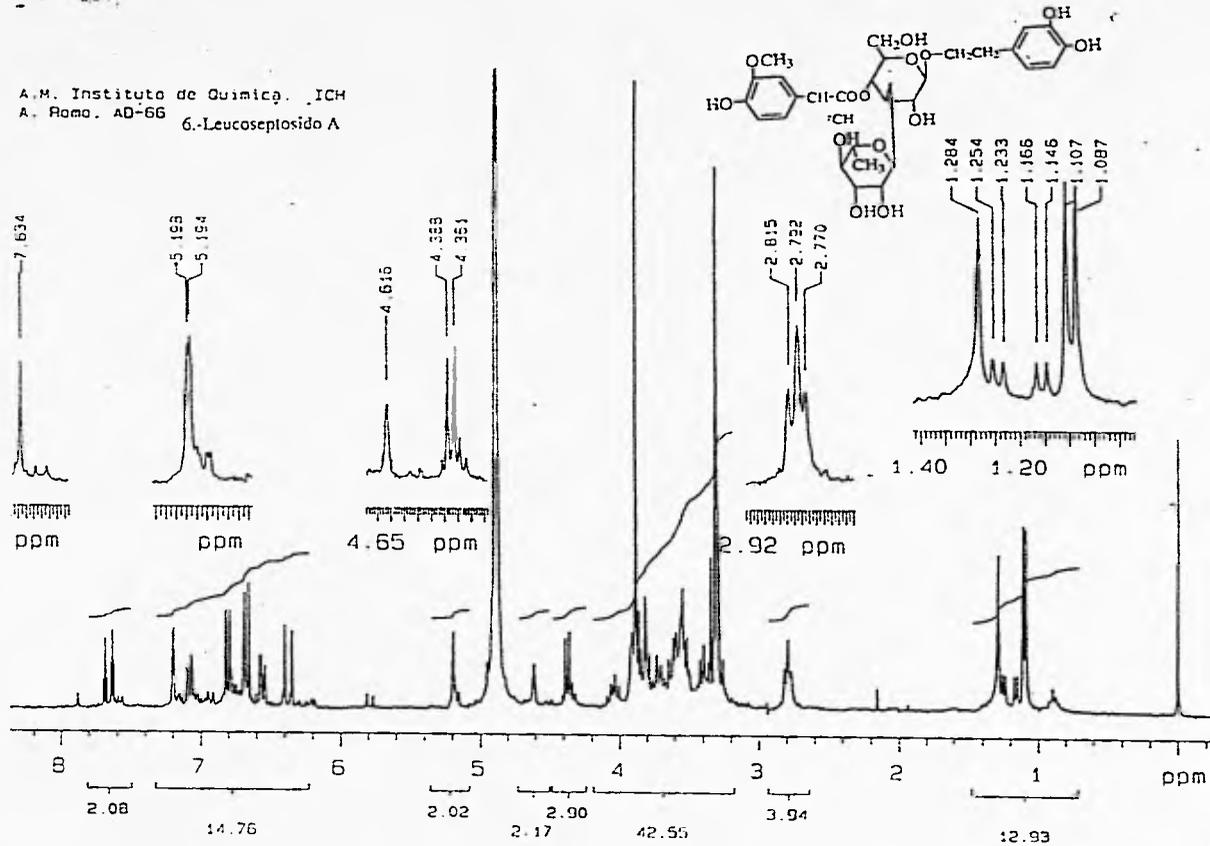


Espectro No 11



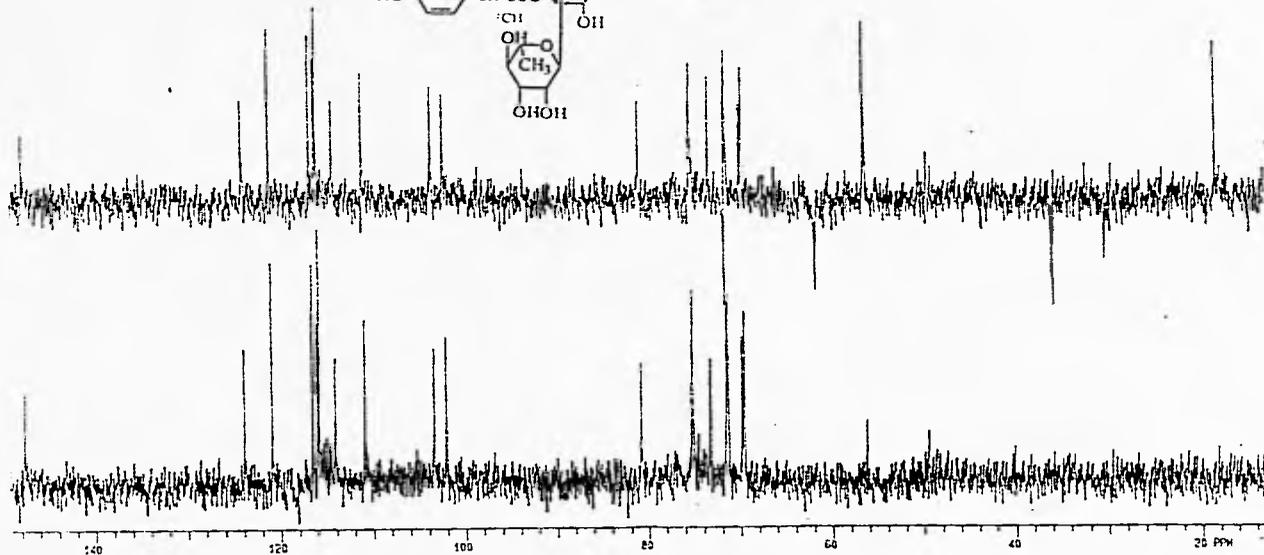
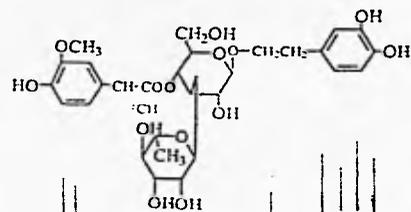
Espectro No 12

A.M. Instituto de Química, ICH
 A. Rama. AD-66 6.-Leucoseptosido A

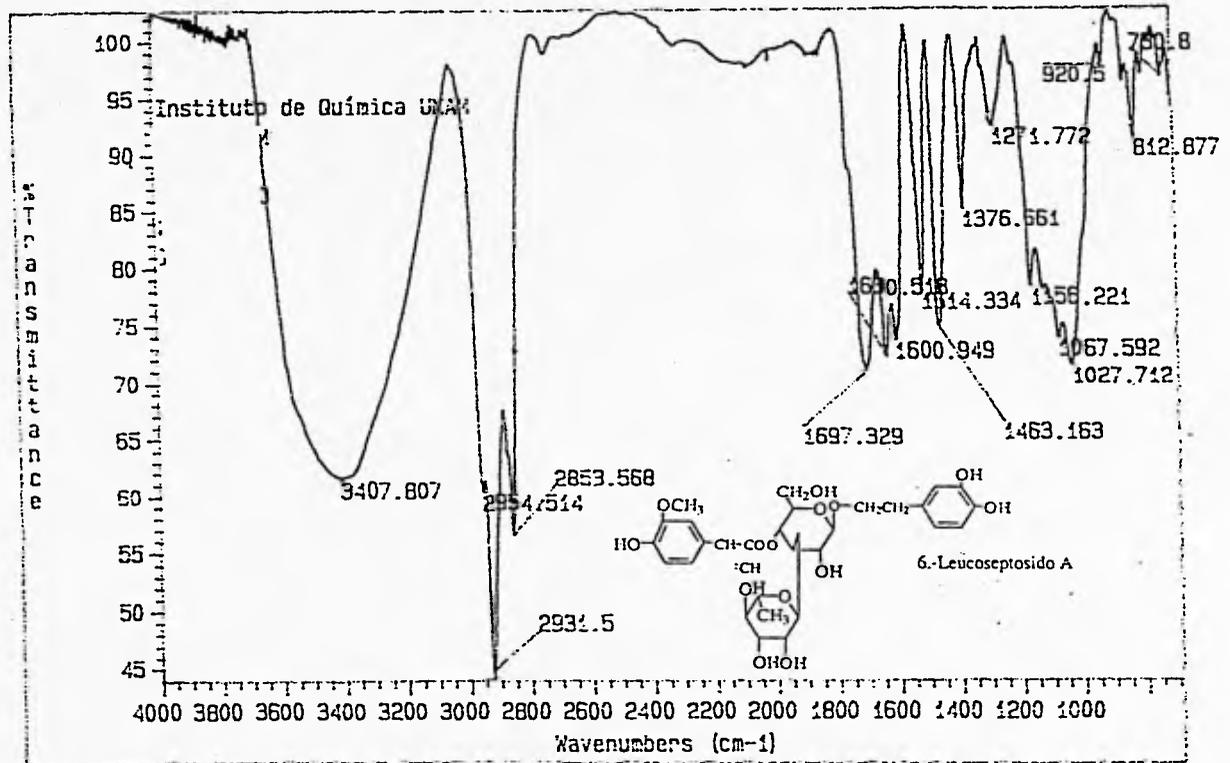


Espectro No 13

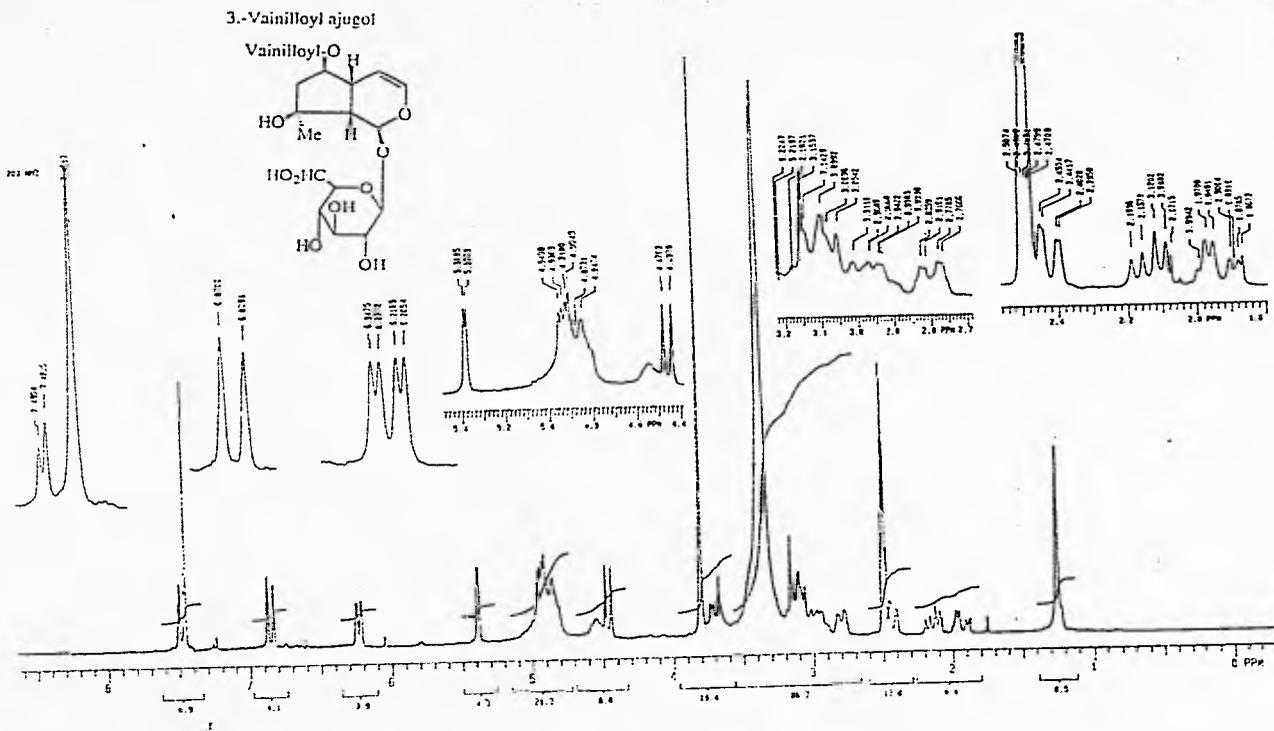
6.-Leucoseptosido A



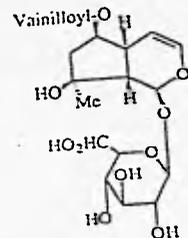
Espectro No 14



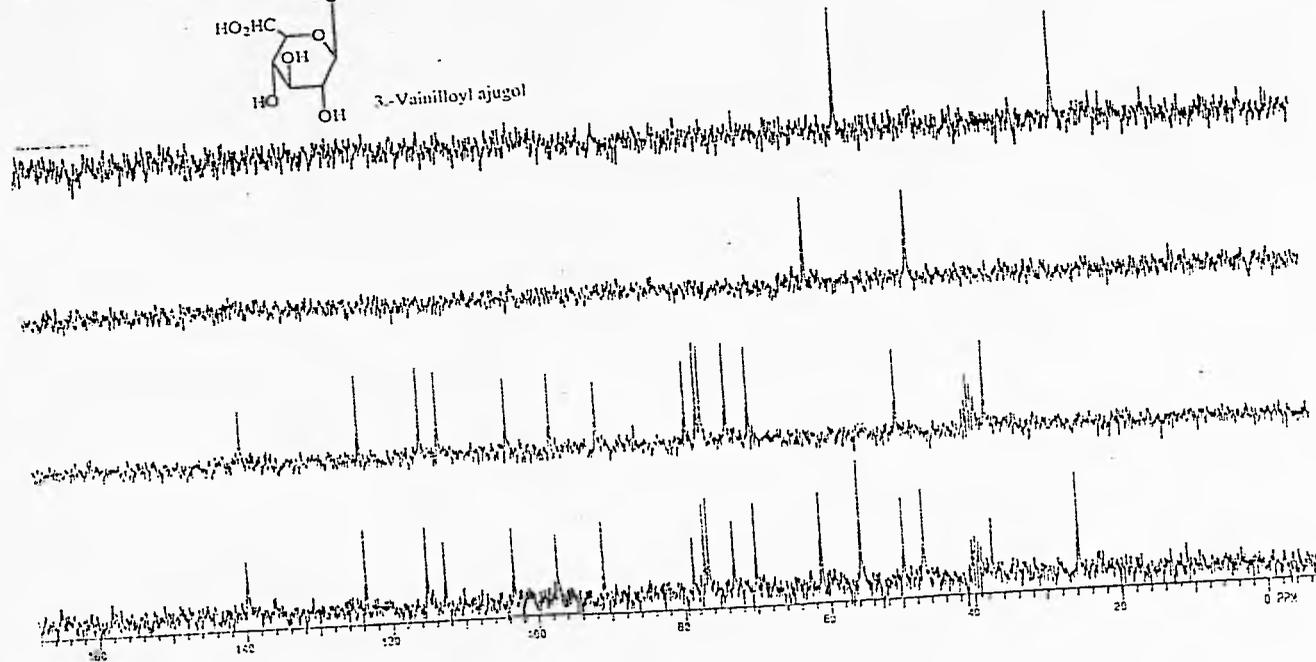
Espectro No 15



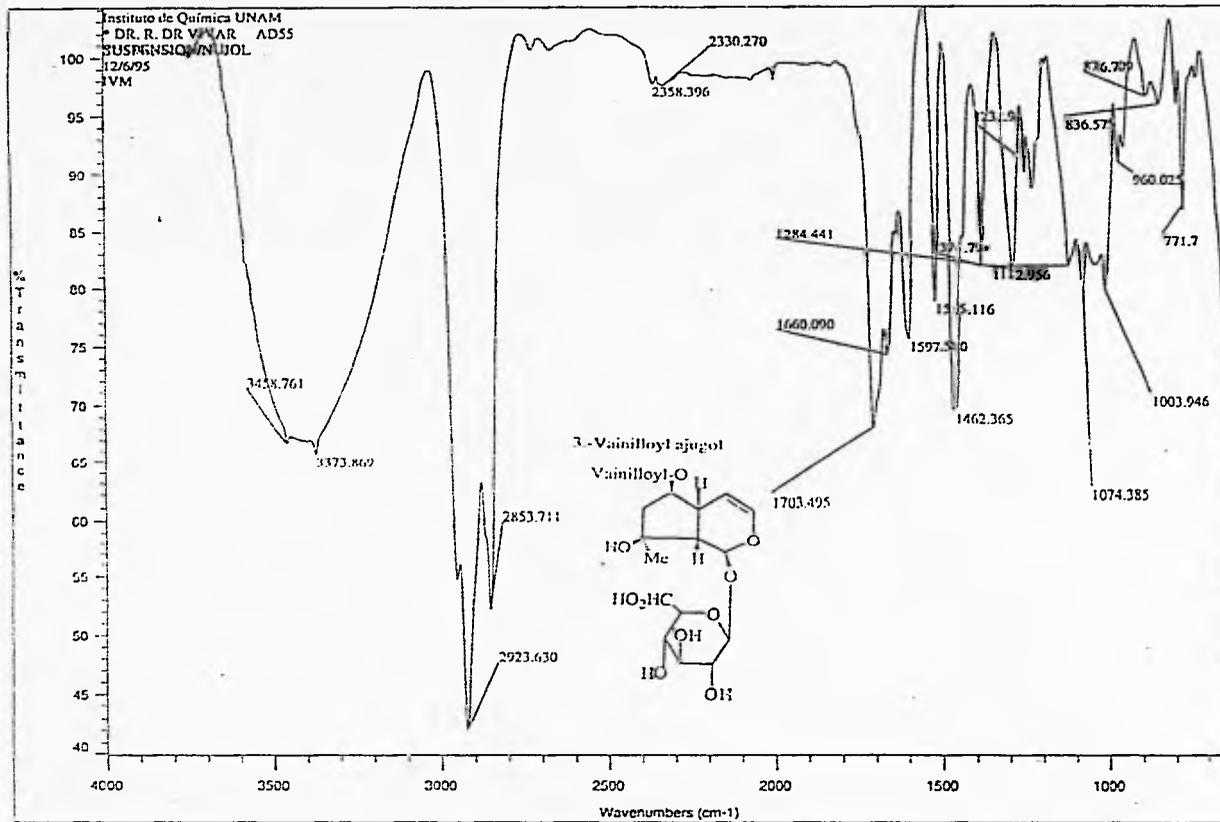
Espectro No 16



3-Vainilloyl ajugol



Espectro No 17



Espectro No 18