

221
66



**UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTONOMA DE MEXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

**ESTUDIO QUIMICO PRELIMINAR DE
HOJAS DE Anthurium crassinervium
(ARACEAE).**

T E S I S

Que para obtener el título de

B I O L O G O

p r e s e n t a

OFELIA FLORES JUAREZ

México, D. F.

1986



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 está 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.

RESUMEN.

Se efectuó un estudio químico preliminar de hojas secas de Anthurium crassinervium (Araceae) para analizar presencia de metabolitos secundarios.

Se prepararon tres extractos: hexánico, de acetato de etilo y metanólico, a los cuales se les hicieron pruebas coloridas y de precipitación para alcaloides, glucósidos, flavonoides, terpenos y esteroides y saponinas.

Se trabajaron los tres extractos para separar componentes.

Del extracto hexánico se obtuvo una cera, una fracción aromática, y otras dos fracciones, una da prueba positiva para terpenos y otra da prueba positiva para esteroides.

Del extracto de acetato de etilo se obtuvo una cera y una fracción sólida, con punto de fusión de 130-132°C, que puede ser un flavonoide.

Del extracto metanólico se aisló un glucósido (Compuesto A) no identificado.

INDICE.

	Pag.
I. INTRODUCCION.....	1
II. ANTECEDENTES.....	3
2.1. Importancia de la familia Araceae.....	3
2.2. Composición química en Araceae.....	4
2.3. Composición química en <u>Anthurium</u>	4
III. UBICACION TAXONOMICA.....	11
3.1. Características de la familia Araceae.	11
3.2. Clasificación de la especie.....	13
3.3. Localización geográfica.....	13
IV. MATERIAL Y METODOS.....	15
4.1. Preparación del material.....	17
4.2. Extracción selectiva de las hojas.....	17
4.3. Análisis de los extractos.....	17
4.4. Análisis de los compuestos aislados...	20
V. RESULTADOS Y DISCUSION.....	29
VI. CONCLUSIONES.....	40
VII. BIBLIOGRAFIA.....	41

I. INTRODUCCION.

En la familia Araceae, la especie Anthurium crassinervium es muy común en toda la zona caliente y templada de México, así como en América Central, Colombia y Venezuela. Forma colonias densas, sobresaliendo de sus hojas en roseta los pedúnculos largos y colgantes, con bayas rojas - (Matuda, 1954), lo que le dá un aspecto hermoso, por lo que se le cultiva también en macetas, como planta de ornato.

Esta especie es conocida localmente en Soconusco, Chiapas, como -- "cola de ratón", en Tabasco como "quequeste", y también como "raíz de - piedra". Tiene propiedades curativas y en medicina tradicional se le ha empleado para los riñones, haciendo una infusión con las hojas, que se toma como agua de tiempo. Se utiliza así mismo en la enuresis, especialmente en niños, con resultados satisfactorios en la mayoría de los casos (Velázquez, 1986).

Del género Anthurium se han reportado investigaciones químicas en algunas especies, pero no en Anthurium crassinervium, por lo que, dado que es una planta medicinal, su estudio presenta interés desde el punto de vista del análisis de algunos de sus metabolitos secundarios.

Objetivos.

Este estudio, realizado con hojas de Anthurium crassinervium, pretende contribuir a ampliar el conocimiento de la composición química del género Anthurium y, por ende, de la familia Araceae.

Sus objetivos particulares fueron los siguientes:

1. Obtener extractos de la hoja con:
 - a) Hexano
 - b) Acetato de etilo
 - c) Metanol
2. Determinar el número de componentes de cada extracto por cromatografía en placa delgada.
3. Caracterizar grupos de compuestos químicos por reacciones coloridas y de precipitación.
4. Separar y caracterizar algunos de los componentes de los extractos.

II. ANTECEDENTES.

2.1. Importancia de la familia.

Las Aráceas se encuentran en las selvas húmedas tropicales del sur de México. De éstas no todas son nativas, algunas son introducidas y se han adaptado bien (Matuda, 1954). En el Continente Americano no hay más de 40 géneros, 15 de los cuales se localizan en nuestro país.

Las plantas de esta familia se caracterizan por su acción irritante sobre la piel, muy desagradable, que desaparece sin dejar consecuencias. Se les considera también como venenosas por haberse presentado varios envenenamientos con algunas de ellas (Hegnauer, 1963).

Los rizomas y tubérculos de muchas especies tropicales son una fuente alimenticia importante por su alto contenido de almidón y -- otros polisacáridos (Velázquez, 1986).

Respecto a los usos medicinales, son variados, según las especies, siendo los principales: antibacteriano, analgésico, sedante, antihelmíntico, antirreumático e inclusive alucinógeno.

El uso ornamental que se le ha dado a esta familia es muy conocido. Tiene plantas muy vistosas, que han llamado la atención de jardineros y botánicos de otros países. En Europa estas plantas se cultivan en los jardines botánicos y se han hecho colecciones de especies de diferentes regiones. En México, tal vez una de las más conocidas es el alcatraz, que es una planta introducida (Matuda, 1954).

2.2. Composición química en Araceae.

Desde fines del siglo pasado los investigadores han estudiado los metabolitos secundarios de la familia, pero la mayoría de los trabajos solo establece el grupo de compuestos químicos al que pertenece sin llegar al aislamiento y determinación de estructuras, por lo que la química de la familia es poco conocida.

Hegnauer (1963) menciona los grupos de compuestos químicos que caracterizan a la familia y que son:

- Saponinas.
- Polifenoles. Este grupo incluye taninos, antocianinas, -- flavonas, flavonoles y flavanonas.
- Compuestos cianogenéticos.
- Sustancias irritantes.
- Alcaloides.
- Aceites esenciales.

2.3. Composición química en el Género Anthurium.

Este género tiene más de 500 especies y de éstas se han estudiado, desde el punto de vista químico, aproximadamente 25. Se han encontrado glucósidos cianogenéticos y flavonoides, así como saponinas.

Glucósidos cianogenéticos.

Los glucósidos cianogenéticos de las Aráceas son sustancias que se degradan muy fácilmente liberando ácido cianhídrico. La generación de este ácido se supuso como una función protectora de la planta contra los insectos (Greshof, 1930).

Traub (1907) hizo un estudio de la presencia de compuestos cianogénicos en hojas, cuantificando la cantidad de ácido cianhídrico que se desprendía por destilación, y encontró que las hojas jóvenes desprendían mayor cantidad de ácido que las viejas. Dentro de las plantas estudiadas analizó dos especies de Anthurium, A. pedatoradiatum y A. harrissi.

El primer glucósido cianogénico que se aisló y caracterizó -- en la familia fué la trigloquinina, obtenida de Alocasia macrorrhiza por Nahrstedt (1975). Posteriormente, este investigador analizó otros géneros y especies para ver si este glucósido era característico de la familia ó si había algún otro tipo de glucósido. En su revisión encontró trigloquinina en 5, de las 8 subfamilias; en la subfamilia Pothoideae la encontró en Anthurium hookeri (Nahrstedt, 1975).

Sharples (1972) propone la tirosina como precursor biogénico de la trigloquinina y Reay (1970) piensa que glucósidos del tipo de la trigloquinina sean intermediarios en el metabolismo de -- los glucídicos típicos derivados de este aminoácido. Este carácter de intermediario explicaría la gran labilidad de los glucósidos -- cianogénicos de las Aráceas.

Flavonoides.

Bate-Smith (1968) en un análisis de los flavonoides de hojas de monocotiledóneas, examinó 24 miembros de las Aráceas. Identificó la quercitina en 8, el kaempferol en 6 y la procianidina en 11 especies, pero considera a la familia como muy diversa en sus patrones fenólicos por la presencia de muchos constituyentes no caracterizados aún.

Antocianinas.

Las antocianinas se encuentran en los frutos de color rojo ó -- malva de las Aráceas y son importantes porque dan una coloración -- atractiva que puede estar relacionada con la dispersión. Estos insectos también se encuentran en las partes de floración, como en la zona rojo-púrpura de la espata y el espádice de Arum. En los pecíolos de -- las hojas de muchas especies se aprecia una coloración que va del ro jo al púrpura oscuro. Ocasionalmente este color se ve también en la epidermis de la hoja, como en Xanthosoma violaceum y Alocasia cuprea (Williams, 1981).

La antocianidina que se encuentra con mayor frecuencia es la cianidina. La pelargonidina se presentó, acompañada de cianidina, en 8 -- taxa: 5 especies de Anthurium, 2 especies de Dracontium y en Xanthosoma helleborifolium. En Anthurium affine y en A. gracile, la pelargonidina se encuentra en la corteza del fruto y es, probablemente, la responsable de su brillante coloración escarlata (Williams, 1981).

En diferentes tejidos (espata y espádice ó pecíolo y hoja) de las mismas especies, se aislaron siempre los mismos pigmentos. Sin -- embargo, hay algunas variaciones en la coloración del fruto en la fa milia, debido a que los carotenoides reemplazan ocasionalmente a las antocianinas (Goodwin, 1956).

Las antocianidinas de las Aráceas se hallan generalmente como -- 3-rutinósidos, a veces como 3-glucósidos y rara vez como genciobiosí dos (tabla 1).

Flavonas.

Los constituyentes que mejor caracterizan a las Aráceas son los C-glicósidos de flavonas que Williams (1981) encontró en un 82% de las 144 especies de 58 géneros que analizó. En Pothoideae, que es la subfamilia a la que pertenece Anthurium las localizó, en las hojas, como componentes principales, en un 76%.

Estos compuestos son mono-C-, di-C- y O-glicósidos, algunos de los cuales identificó, como la orientina, la isoorientina e isovitexina. En Anthurium bellum caracterizó una mezcla de dos di-C-glicósidos, el schaftósido y el isoschaftósido, que son el 6-C-glucósido-8-C-arabinósido de apigenina y su isómero 6-C-arabinósido-8-C-glucósido de apigenina.

De las 21 especies de Anthurium que Williams analizó, solo 4 no tuvieron C-glicósidos de flavonas.

Las flavonas libres no son constituyentes comunes de las hojas de Aráceas. Se han identificado algunos compuestos O-metilados en seis miembros de la subfamilia Aroideae; en Pothoideae, en el género Anthurium. En A. polyschistum se identificó la acetina (4'-O-metilapigenina) y se supone que A. gracile también tiene una flavona metilada (tabla 2; Williams, 1981).

Flavonoles.

De este grupo de los flavonoides se han caracterizado la queretina y el kaempferol como las agluconas de diversos glicósidos.

Williams, en la revisión de 21 especies de Anthurium, encontró flavonoles en 4 de ellas (tabla 2).

Tabla 1

Antocianinas identificadas en Anthurium. *

Especie	Organo	Pelargonidina	Cianidina		Otros
		3-Rut.	3-Rut.	3-Gluc.	
<u>Anthurium affine</u> Schott	fruto	+	+	-	-
<u>A. bakeri</u> Hook. f.	fruto espádice	-	+	-	-
<u>A. bellum</u> Schott	espádice	+	+	-	-
<u>A. erskinei</u> Mayo	espádice	-	+	-	-
<u>A. galeottii</u> C. Koch	espata espádice	+	+	-	-
<u>A. gladiifolium</u> Schott	espádice	-	+	-	-
<u>A. gracile</u> (Rudge) Lindl.	fruto	+	+	-	-
<u>Anthurium</u> sp. nov. ('harley')	espádice	-	+	-	-
<u>A. inconspicuum</u> N.E. Brown	espádice espata	+	+	-	-
<u>A. jilekii</u> Schott	espádice	-	+	-	-
<u>A. longifolium</u> (Hoffmansegg) Kunt	espádice espata	-	+	-	-
<u>A. miguelianum</u> C. Koch & Augustin	pecíolo espádice	-	+	-	-
<u>Anthurium</u> sp. nov. ('talmonii')	espádice	-	+	-	-
<u>A. radicans</u> C. Koch & Haage	pecíolo	-	+	-	-
<u>A. regale</u> Linden	espádice	-	+	-	-
<u>A. salvinae</u> Hemsley	fruto	-	+	-	-
<u>A. schlechtendalii</u> Kunth	fruto	-	+	-	-

Rut. = Rutinósido
Gluc. = Glucósido

* Williams (1981).

El patrón de flavonoides que se presenta en los géneros y especies de una familia suele ser diferente para alguno ó algunos de -- ellos, como es el caso de Calla palustris, de la subfamilia Calloideae, tribu Calleae, cuyo patrón es muy diferente a la de la otra -- tribu, Symplocarpeae. En Calla palustris predominan los C-glicósidos de flavonas y no tiene flavonoles, en cambio en algunos miembros de Symplocarpeae predominan los glicósidos de flavonoles. Los patrones de flavonoides tienen pues interés quimiotaxonómico (Williams, 1981).

Saponinas.

Las saponinas en Aráceas no se han aislado ni identificado y -- solo se han caracterizado por su reacción hemolítica frente a los -- globulos rojos.

Del género Anthurium existe sólo una revisión sobre saponinas, hecha por Kröning (1931), en la que analiza todas las especies disponibles por el método de gelatina-sangre y encuentra que muchas de ellas son hemolíticas.

Tabla 2

Distribución de flavonoides en la hoja de Anthurieae.*

Especie	Flavona C-glicósido	Flavonoles	Flavonas	Proantho- cianidinas
<u>Anthurium bakeri</u> Hook. f.	(+)	-	-	-
<u>A. bellum</u> Schott	+	-	-	Cy
<u>A. clarigerum</u> Poepp.	+	-	-	-
<u>A. cordatum</u> (L.) G. Don	+	-	-	-
<u>A. erskinei</u> Mayo	+	-	-	-
<u>A. galeottii</u> C. Koch	+	-	-	-
<u>A. gladiifolium</u> Schott	+	(Qu) (Km)	-	Cy
<u>A. gracile</u> (Rudge) Lindl.	-	-	MF	Cy
<u>A. sp. nov.</u> ('harleyi')	+	-	-	-
<u>A. hookeri</u> Kunt	-	-	-	Cy
<u>A. inconspicuum</u> N.E. Brown	+	-	-	-
<u>A. lindmanianum</u> Engl.	+	-	-	Cy
<u>A. longifolium</u> (Hoffmannsegg) Kunt	+	-	-	-
<u>A. miquelianum</u> C. Koch & Augustin	+	-	-	-
<u>A. pedatoradiatum</u> Schott	+	-	-	-
<u>A. pentaphyllum</u> (Aubl.) G. Don	{ + + +}	{ (Qu) (Km) (Km) Qu, Km}	{ - - -}	{ Cy - Cy}
<u>A. polyschistum</u> R.E. Schult & Idrobo	{ - -}	{ - -}	{ MF MF}	{ - -}
<u>A. radicans</u> C. Koch & Haage	-	Qu, Km	-	Cy
<u>A. regale</u> Linden	{ + +}	{ - (Qu)}	{ - -}	{ (Cy) Cy}
<u>A. scandens</u> (Aubl.) Engl.	+	-	-	-
<u>A. wendlingeri</u> G.M. Barroso	-	-	-	-

* Williams (1981)

Qu = Quercetina
 Km = Kaempferol
 MF = Probablemente 4-metil flavona
 Cy = Cianidina

III. UBICACION TAXONOMICA.

Características de la Familia Araceae.

Plantas terrestres ó epífitas, usualmente glabras, acaulescentes ó con tallos erectos ó cortos, raíces tuberosas; hojas pecioladas, enteras, lobuladas ó partidas, pecíolos envainantes en la base; hojas reducidas ó catáfilas a menudo presentes sobre el tallo; pedúnculos simples, axilares ó terminales; flores perfectas ó unisexuales sobre un espádice terete y elongado, las flores pistiladas en la parte inferior y las estaminadas en la parte superior, el espádice subtendido por una espata foliosa persistente ó decidua en el fruto; perianto ausente, de 4 a 6 segmentos, distintos ó connados; estambres 1 a numerosos, hipóginos; ovario generalmente entero, 1 a muchos lóculos; estilo ausente ó elongado; óvulos de 1 a muchos en cada lóculo; fruto de tipo baya, libres ó connadas, conteniendo de 1 a muchas semillas.

Anthurium Schott: Engler, Pflanzenreich IV. 23B: 53. 1905.

Plantas generalmente epífitas, el tallo usualmente corto y las plantas parecen acaules, los tallos raramente elongados, los entrenudos cortos ó elongados; pecíolo corto ó elongado, cortamente vaginado en la base, terete ó acanalado, genículado cerca del ápice, y mas ó menos hinchado en el nudo, hojas comunmente gruesas, coriácea cuando seca, de forma variable, simple, partida ó digitada; pedúnculos por lo general elongados; espata persistente y generalmente vered ó púrpura, lanceolada ó linear lanceolada, no encierra al espádice y durante la antesis se expande de su base espádice sésil ó estipitado, cilíndrico, cónico ó caudiforme, inflorescencia densa, floreando de la base hacia el ápice, flores perfectas, con un perianto de 4 sépalos, conniventes, subtruncados acrecente en el fruto, 4 estambres, los filamentos subaplanados, -

ligeramente estrechados en el conectivo, igualando a los sépalos; anteras cortas, las tecas ovadas y ovlongo ovadas, extrorsas, con dehiscencia longitudinal, ovario ovaóide, oblongo u obovoide, truncado ó atenuado, bilocular; óvulos 2 ó más generalmente 1 en cada lóculo, estilo corto ó ausente, estigma pequeño, discoide; bayas, variables en forma y color, los lóculos usualmente con 1 semilla oblonga, mas ó menos atenuadas en el ápice.

Anthurium crassinervium (Jacq.) Schott

Plantas muy grandes, generalmente epífitas, acaulescentes ó casi así, el tallo grueso; pecíolos muy gruesos y fuertes, generalmente de 15 a 30 cm de largo y 2 - 3 cm de diámetro, geniculados 1.5 - 2 cm por abajo de la base de la hoja, la articulación tan ancha como larga ó mas ancha; láminas de la hoja algo coriáceas cuando secas, gruesas y succulentas cuando vivas, oblongo lanceoladas o oblongo-obovadas, comunmente 60 a 100 cm de longitud, y 25 a 30 cm de ancho o algunas veces aun mas grandes, agudas y cuspidadas, estrechándose gradualmente hacia la base, los márgenes a menudo ondulados, la costa muy gruesa y prominente; las nervaduras primarias de 9 a 11 en cada lado; pédunculos de 50 a 70 cm de largo, cerca de 1 cm de grosor, péndulos o recurvados en el fruto; espata gruesa, verde bronceado o purpureo bronceado, ampliamente linear-lanceolado, largo-acuminado, envolvente en la base, de 6 a 30 cm de largo y 1.5 a 3.5 cm de ancho; espádice cortamente estipitado o sésil, caudiforme, verde-purpureo, de 4 a 30 cm de largo, 0.5 - 1.5 cm de grueso, el fruto llega a ser de 4 - 5 cm de diámetro o más, bayas ovoides, de color escarlata, de 1 cm de largo; semillas de 4 mm de largo, menudamente verrugosas.

Clasificación de la especie.

División	Embryophyta Siphonógama.
Subdivisión	Angiospermae
Clase	Monocotyledoneae
Orden	Sphatiflorae
Familia	Araceae
Subfamilia	Pothoideae
Tribu	Anthurieae
Género	Anthurium
Especie	<u>Anthurium crassinervium</u> (Jacq.) Schott

Localización geográfica.

La distribución geográfica de las Aráceas es restringida al Con tinente Americano, con excepción de Arisaema y Spathiphyllum. El prime ro tiene amplia distribución, extendiéndose desde Veracruz hasta E.U., Canadá y Asia, y el segundo es género típicamente americano pero que - también tiene una especie en las Filipinas y en Malasia (Matuda, 1954).

Anthurium es el género más amplio de la familia, se han registra do más de 500 especies, todas americanas; en América Central se conocen 70 especies y en México tenemos 28 especies y variedades.

A Anthurium se le localiza en las Antillas, México, Costa Rica, Panamá, Perú, Colombia, Brasil, Tobago y Venezuela (Matuda, 1954).

Anthurium crassinervium es común en toda la zona caliente y templada del Continente Americano, a veces forma colonias densas, sobresaliendo de sus hojas en roseta los pedúnculos largos y colgantes, con bayas rojas (Matuda, 1954).

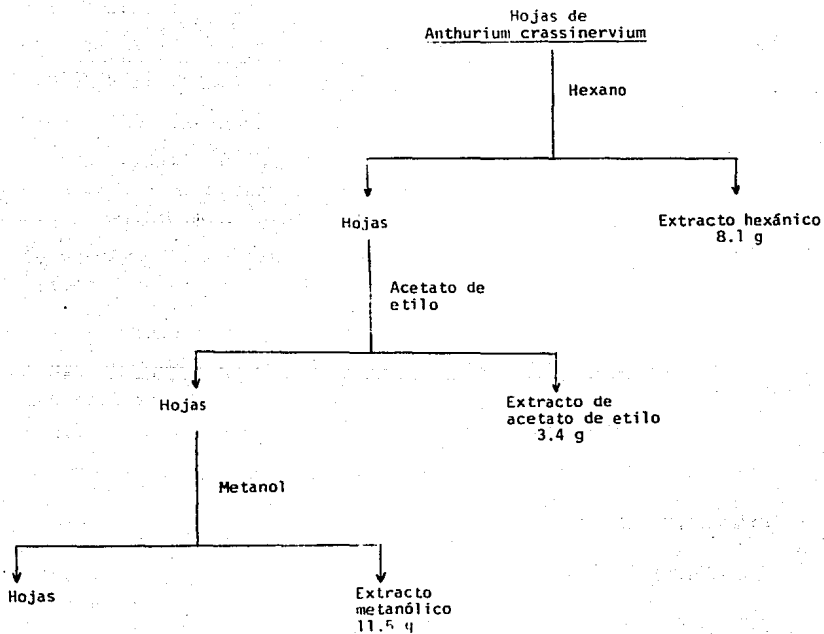
IV. MATERIAL Y METODOS.

Las hojas de Anthurium crassinervium fueron proporcionadas por el Doctor Juan José Beauregard Cruz, de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, y se colectaron en los alrededores de Villahermosa, Tabasco. El ejemplar de herbario se encuentra depositado en el Herbario del Instituto de Biología de la U.J.A.T.

METODOLOGIA.

1. Preparación del material.
 - a) Secado.
 - b) Molienda.
2. Extracción selectiva por el método de Soxhlet, de las hojas molidas, con:
 - a) Hexano.
 - b) Acetato de etilo.
 - c) Metanol.
3. Análisis de los extractos:
 - a) Determinación del número de componentes de cada uno de los extractos mediante cromatografía en placa fina.
 - b) Caracterización de grupos de compuestos químicos por medio de reacciones coloridas y de precipitación.
 - c) Separación de sustancias por cromatografía en columna de gel de sílice, de los extractos hexánico y de acetato de etilo.
 - d) Purificación por defecación del extracto metanólico.
4. Análisis de compuestos aislados:
 - a) Caracterización por cromatografía de gases de la fracción aromática obtenida del extracto hexánico.
 - b) Caracterización por cromatografía de gases de la cera obtenida del extracto de acetato de etilo.
 - c) Análisis de la fracción o obtenida del extracto de acetato de etilo.

Diagrama de procesamiento de la hoja.



- d) Análisis del producto obtenido por defecación del extracto metanólico (compuesto A).

DESARROLLO.

4.1. Preparación del material.

La hoja de la planta se secó a temperatura ambiente y se cortó con tijeras para molerla posteriormente en licuadora.

4.2. Extracción selectiva.

La hoja molida (85 g) se extrajo por el método de Soxhlet con tres disolventes de polaridad creciente: hexano, acetato de etilo, metanol. El disolvente se eliminó por destilación a presión reducida para obtener los extractos secos, con los rendimientos anotados en la tabla 3.

4.3. Análisis de los extractos.

4.3.a. Determinación del número de componentes de los extractos.

Las determinaciones se efectuaron en placa delgada de gel de sílice Merck G-60, empleándose los siguientes eluyentes:

- Para el extracto hexánico: Hexano-Acetato de etilo 9:1 --- (fig. 1).
- Para el extracto de Acetato de etilo: Acetato de etilo-Metanol 9:1 (fig. 1).
- Para el extracto Metanólico: Metanol-Acetato de etilo 8:2 (fig. 1).

Las placas, después de eluidas, se secaron a temperatura ambiente y se revelaron con reactivo de sulfato cérico, calentando en parilla hasta la aparición de las manchas.

- d) Análisis del producto obtenido por defecación del extracto metanólico (compuesto A).

DESARROLLO.

4.1. Preparación del material.

La hoja de la planta se secó a temperatura ambiente y se cortó con tijeras para molerla posteriormente en licuadora.

4.2. Extracción selectiva.

La hoja molida (85 g) se extrajo por el método de Soxhlet con tres disolventes de polaridad creciente: hexano, acetato de etilo, metanol. El disolvente se eliminó por destilación a presión reducida para obtener los extractos secos, con los rendimientos anotados en la tabla 3.

4.3. Análisis de los extractos.

4.3.a. Determinación del número de componentes de los extractos.

Las determinaciones se efectuaron en placa delgada de gel de sílice Merck G-60, empleándose los siguientes eluyentes:

- Para el extracto hexánico: Hexano-Acetato de etilo 9:1 --- (fig. 1).
- Para el extracto de Acetato de etilo: Acetato de etilo-Metanol 9:1 (fig. 1).
- Para el extracto Metanólico: Metanol-Acetato de etilo 8:2 (fig. 1).

Las placas, después de eluidas, se secaron a temperatura ambiente y se revelaron con reactivo de sulfato cérico, calentando en Parrilla hasta la aparición de las manchas.

4.3.b. Caracterización de grupos de compuestos químicos por medio de reacciones coloridas y de precipitación.

Para las pruebas de grupos de compuestos químicos se tomaron 2 g de cada extracto, se disolvieron en 10 ml de metanol y se emplearon alícuotas de 1 ml para cada una de las pruebas.

- Prueba de Draggendorf para alcaloides.

A 1 ml de extracto se adicionó 1 ml de ácido clorhídrico al 10% más 2 gotas de reactivo de Draggendorf. La formación de un precipitado naranja indica la presencia de alcaloides. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

- Prueba para alcaloides con ácido silicotúngstico.

A 1 ml de extracto se adicionó 1 ml de ácido clorhídrico al 10% más 2 gotas de reactivo de ácido silicotúngstico. Un precipitado ligeramente amarillento indica presencia de alcaloides. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

- Prueba de Möliisch para glucósidos.

A 1 ml de extracto se le adicionaron 2 gotas de una solución de alfa-naftol al 5% en etanol y 1 ml de ácido sulfúrico concentrado, dejándolo resbalar por las paredes poco a poco, de tal manera que el ácido sulfúrico y la solución metanólica se estratificaran. La formación de un anillo violeta en la interfase de los dos líquidos indica presencia de glucósidos. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

- Prueba de Shinoda para flavonoides.

A 1 ml de extracto se adicionó una limadura de magnesio y 2 gotas de ácido clorhídrico concentrado. El desarrollo de una coloración naranja indica presencia de flavonoides. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

4.3.b. Caracterización de grupos de compuestos químicos por medio de reacciones coloridas y de precipitación.

Para las pruebas de grupos de compuestos químicos se tomaron 2 g de cada extracto, se disolvieron en 10 ml de metanol y se emplearon alícuotas de 1 ml para cada una de las pruebas.

- Prueba de Draggendorf para alcaloides.

A 1 ml de extracto se adicionó 1 ml de ácido clorhídrico al 10% más 2 gotas de reactivo de Draggendorf. La formación de un precipitado naranja indica la presencia de alcaloides. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

- Prueba para alcaloides con ácido silicotúngstico.

A 1 ml de extracto se adicionó 1 ml de ácido clorhídrico al 10% más 2 gotas de reactivo de ácido silicotúngstico. Un precipitado ligeramente amarillento indica presencia de alcaloides. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

- Prueba de Möllisch para glucósidos.

A 1 ml de extracto se le adicionaron 2 gotas de una solución de alfa-naftol al 5% en etanol y 1 ml de ácido sulfúrico concentrado, dejándolo resbalar por las paredes poco a poco, de tal manera que el ácido sulfúrico y la solución metanólica se estratificaran. La formación de un anillo violeta en la interfase de los dos líquidos indica presencia de glucósidos. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

- Prueba de Shinoda para flavonoides.

A 1 ml de extracto se adicionó una limadura de magnesio y 2 gotas de ácido clorhídrico concentrado. El desarrollo de una coloración naranja indica presencia de flavonoides. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

- Prueba para fenoles con cloruro férrico.

A 1 ml de extracto se agregaron 3 gotas de cloruro férrico en etanol. Una coloración azul-verdosa indica presencia de fenoles. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

- Prueba de Lieberman-Buchard para terpenos y esteroides.

A 1 ml de anhídrido acético y 1 ml de cloroformo, enfriados a 0°C, se le añadió una gota de ácido sulfúrico concentrado. Un ml de este reactivo se puso en contacto con 1 ml de la solución metanólica problema. En una reacción positiva se desarrolla un color azul ó azul-verdoso si hay esteroides y rojo, rosa ó violeta si hay terpenos. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

- Prueba de formación de espuma para saponinas.

A 1 ml de extracto metanólico se le agregaron 2 ml de agua y se agitó el tubo de ensayo durante 30 segundos. Si hay formación de espuma que permanezca por lo menos 2 minutos, la reacción es positiva. Los resultados se encuentran en la tabla 4.

4.3.c. Separación de sustancias por cromatografía en columna de gel de sílice, de los extractos hexánico y de acetato de etilo.

4.3.c.1. Extracto hexánico.

La separación de los componentes se hizo por medio de cromatografía en columna de gel de sílice Merck G-60, en proporción de 1:80. Se cromatografiaron 5 g de extracto, colectando se fracciones de 50 ml. La columna se comenzó a eluir con hexano

y se terminó con hexano-acetato de etilo 9.5:0.5 , obteniéndose se un total de 117 fracciones.

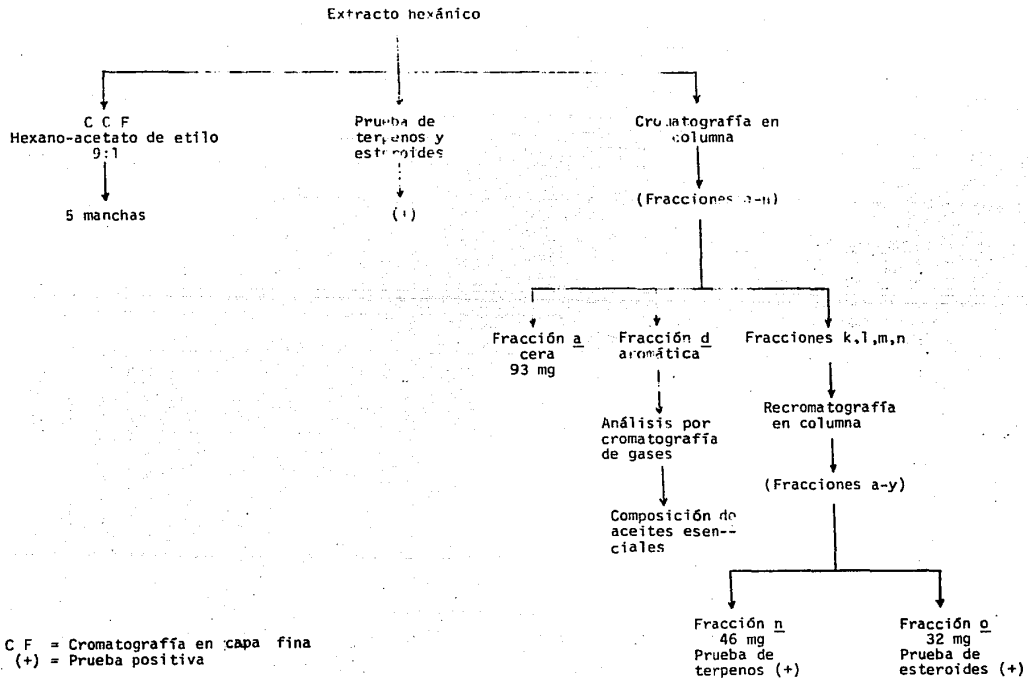
Se reunieron las fracciones que en placa delgada tuvieron R_{fS} similares, en la forma siguiente:

Clave	Fraciones	Peso	Observaciones
a	1 - 12	93 mg	Cera
b	13 - 17	28 mg	
c	18	18 mg	
d	19 - 52	92 mg	Fracción aromática.
e	53 - 68	37 mg	
f	69	26 mg	
g	70 - 84	34 mg	
h	85	26 mg	
i	86 - 87	27 mg	
j	88 - 97	37 mg	
k	98	30 mg	Prueba de esteroides +++
l	99 - 102	449 mg	Prueba de esteroides +++
m	103 - 104	201 mg	Prueba de esteroides +
n	105 - 117	652 mg	Prueba de esteroides +

4.4.a. Análisis de la fracción d.

Esta fracción se analizó por cromatografía de gases para determinar los compuestos volátiles que la constituyen, en un aparato Perkin Elmer, Sigma 2B, empleando una columna con 3% de OV 101 Chromosorb G, 80/100 M, tamaño de 6 pies, de vidrio.

Diagrama de procesamiento del extracto hexánico.



4.3.c.1.2. Recromatografía de las fracciones k, l, m y n.

Estas 4 fracciones (1.33 g) se recromatografiaron en columna de gel de sílice Merck G-60, en proporción de 1:80. La elución de inició con hexano y la polaridad de au mentó gradualmente hasta acetato de etilo.

Se colectaron 190 fracciones de 25 ml cada una y se reunieron las fracciones que en placa delgada tuvieron R_{fs} similares:

Clave	Fracciones	Peso	Observaciones
a	1 - 11		
b	12 - 16		
c	17 - 24		
d	25 - 30		
e	31 - 37		
f	38 - 41	29 mg	Compuesto semicristalino, ceroso, 4 manchas en placa delgada.
g	42 - 48	42 mg	Compuesto semicristalino, ceroso, 4 manchas en placa delgada.
h	49 - 60		
i	61 - 64		
j	65 - 71		
k	72 - 74		
l	75 - 78		Compuesto semicristalino, ceroso, 5 manchas en placa delgada.
m	79 - 84		
n	85 - 91	46 mg	Compuesto semicristalino, ceroso, 2 manchas en placa delgada. Reacción de terpenos +++.

Continuación

Clave	Fracciones	Peso	Observaciones
o	92 - 98	32 mg	Compuesto semicristalino, ceroso, 2 manchas en placa delgada. Reac- ción de esteroides ++.
p	99 - 101		
q	102 - 107		
r	108 - 119		
s	120 - 131		
t	132 - 138		
u	139 - 145		
v	146 - 156		
w	157 - 165		
x	166 - 174		
y	175 - 190		

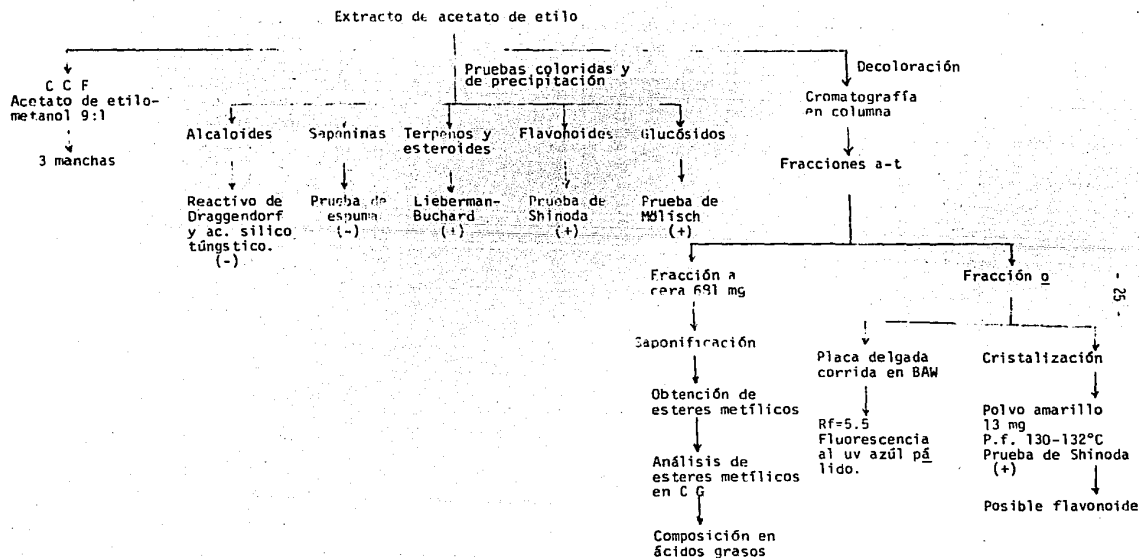
4.3.c.2. Extracto de acetato de etilo.

El extracto se trató con carbón activado, en proporción de 2%, para eliminar la clorofila; se obtuvieron 3.4 g de extracto seco.

La separación de los componentes se hizo por medio de cromatografía en columna de gel de sílice Merck G-60 en proporción de 1:80. Se cromatografiaron 3.4 g del extracto, colectando se fracciones de 50 ml. La columna se comenzó a eluir con hexano y se continuó con gradientes de polaridad creciente para terminar con acetato de etilo-metanol en proporción de 95:5. Se obtuvieron un total de 187 fracciones. Se reunieron las fracciones que con placa delgada tuvieron R_{fS} similares:

Clave	Fracciones	Peso	Observaciones
a	1 - 6	681 mg	Cera
b	7 - 10	429 mg	
c	11 - 12	0.2 mg	
d	13 - 24	148 mg	
e	25 - 35	145 mg	
f	36 - 42	55 mg	
g	43 - 57	201 mg	
h	58 - 65	93 mg	
i	66 - 79	141 mg	Seis manchas en placa delgada. Reac- ción de esteroides +.
j	80 - 93		
k	94 - 104		
l	105 - 106	0.4 mg	
m	107 - 114	61 mg	
n	115 - 119	14 mg	Cinco manchas en placa delgada. Reac- ción de esteroides +.
o	120 - 129	25 mg	Tres manchas en placa delgada, fluo- rescencia al uv azul pálido. Reac- ción de Shinoda +.
p	130 - 138	73 mg	
q	139 - 150	100 mg	
r	151 - 157	83 mg	
s	158 - 177	175 mg	Dos manchas más clorofila en placa delgada. Reacción de glucósidos +.
t	178 - 187		

Diagrama del procesamiento del extracto de acetato de etilo.



C C F = Cromatografía en capa fina
 C G = Cromatografía de gases
 BAW = Butanol-ac. acético-agua
 (+) = Prueba positiva
 (-) = Prueba negativa

4.4.b. Análisis de la fracción a.

4.4.b.1. Saponificación.

Esta fracción (681 mg) se saponificó con potasa alcohólica (500 mg de potasa en 30 ml de etanol) y reflujo de 3 horas. El disolvente se evaporó y el residuo se lavó varias veces con hexano para separar la materia insaponificable, la cual se obtuvo, por evaporación del disolvente (270.36 mg), con un rendimiento de 39.7%.

El residuo, después de lavado con hexano, se disolvió en agua y se ajustó el pH a 3 con HCl concentrado. La solución se extrajo 3 veces con acetato de etilo, se lavó 3 veces con agua, y se secó, finalmente se eliminó el disolvente. Se obtuvieron 378 mg de ácidos grasos libres con rendimiento de 55.5%.

4.4.b.2. Esterificación de los ácidos grasos obtenidos.

Para la obtención de ésteres metílicos se disolvieron los 378 mg de ácidos grasos libres en 50 ml de cloruro de metileno y se añadió una solución etérea saturada de diazometano (50 ml), agitando durante 12 horas. Terminada la reacción los disolventes se evaporaron, obteniéndose así los ésteres metílicos de los ácidos grasos.

4.4.b.3. Análisis de los ésteres metílicos.

Se llevó a cabo en cromatógrafo de gases Perkin Elmer, Sigma 2 B, con una columna de Chromosorb WAW DMCS, DEGS 20% de 2 m x 3 mm. Los resultados obtenidos se encuentran en la tabla 5.

4.4.c. Análisis de la fracción o.

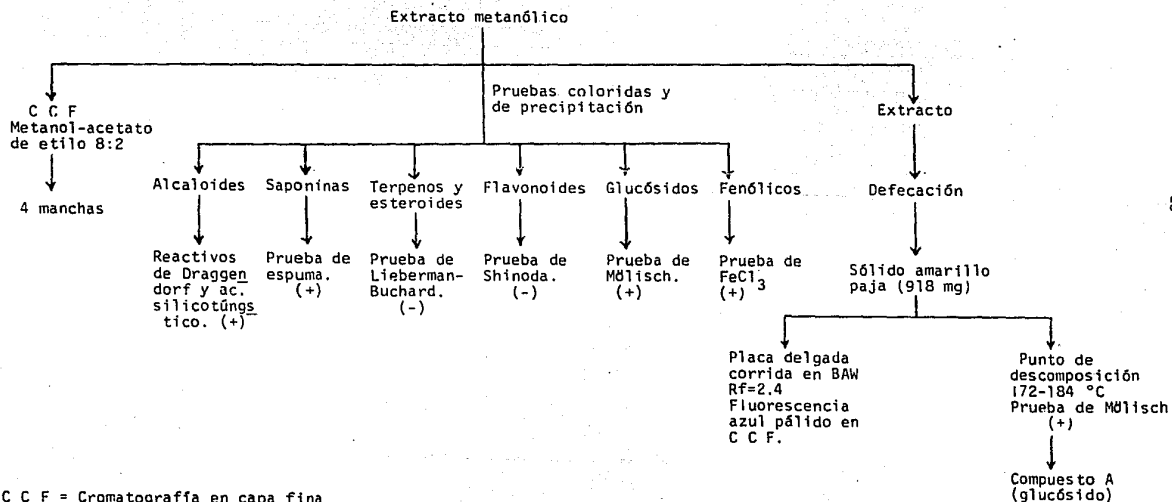
Esta fracción se cristalizó de metanol. Se obtuvieron 13 mg de un polvo amarillo, con p.f. 130 - 132°. En placa delgada eluida con butanol-ácido acético-agua 4:1:5, se obtuvo una mancha principal con fluorescencia azul pálido y R_f de 5.5 (fig. 2).

4.3.d. Extracto metanólico.

Este extracto se defecó de acuerdo a la siguiente técnica:

Se disolvió 1 g del extracto en metanol (25 ml)-agua (50 ml) y se agregó solución de subacetato de plomo al 15% con pipeta - Pasteur hasta precipitación total, agitando después de cada adición y dejando reposar (sedimentar) antes de volver a adicionar más subacetato. El precipitado que se formó se filtró al vacío y a la solución se le adicionó Na_2CO_3 hasta precipitación total. Se filtró nuevamente al vacío y después se neutralizó la solución, ajustando a 7 el pH con NaOH diluida (0.05 N). Finalmente se evaporó a sequedad la solución, quedando un residuo sólido, amarillo paja, que pesó 918 mg, que se descompone (172 -- 184°C) sin fundir muy soluble en metanol (compuesto A).

Diagrama de procesamiento del extracto metanólico.



C C F = Cromatografía en capa fina
BAW = Butanol-ac. acético- agua
(+) = Prueba positiva
(-) = Prueba negativa

V. RESULTADOS Y DISCUSION.

4.2. Extracción selectiva.

De las tres extracciones que se efectuaron, el extracto que se obtuvo en mayor cantidad fué el metanólico (12.94%) y en orden decreciente de porcentaje se encuentra el hexánico (9.53%) y el de acetato de etilo (4%).

4.3.a. Determinación del número de componentes de los extractos.

En placa delgada el extracto hexánico presentó 5 manchas, el de acetato de etilo 3 manchas y el metanólico 4 manchas (fig. 1); por consiguiente, es el de acetato de etilo el de composición menos compleja.

4.3.b. Caracterización de grupos de compuestos químicos.

Esta caracterización se efectuó mediante reacciones coloridas y de precipitación, con cada uno de los extractos (tabla 4).

Al extracto hexánico, debido a su polaridad, sólo se le -- determinó presencia de terpenos y esteroides, dando la prueba -- positiva.

El de acetato de etilo dió también reacción positiva de -- terpenos, pero además, dió reacción positiva para flavonoides -- y para glucósidos. Las reacciones con el extracto metanólico -- indican existencia de alcaloides y de glucósidos; para este -- extracto hubo también reacción positiva de grupos fenólicos y de saponinas.

4.3.c. Separación de compuestos.

La separación de compuestos del extracto hexánico y del de acetato de etilo se hizo por cromatografía en columna de gel de sílice.

4.3.c.1. Extracto hexánico.

De la cromatografía en columna de este extracto se obtuvieron 117 fracciones, controlando su pureza en cromatografía de placa delgada. Ninguna de ellas fué homogénea, todas presentaron varias manchas y se reunieron aquellas que tuvieron el mismo perfil cromatográfico dando un total de 14 fracciones (a - n).

De estas fracciones se obtuvo una cera en la fracción a -- (93 mg) que no se analizó por la pequeña cantidad de que se -- dispuso.

4.4.a. Análisis de la fracción d.

La fracción d fué aromática y se analizó por cromatografía de gases (fig. 4) para identificar algunos de sus componentes -- por comparación del patrón de que se dispone. En la tabla 6 se anotaron todos los compuestos que pudieron ser identificados, aquellos que se encontraron en el cromatograma en cantidades superiores al 2% y que no se pudieron identificar por no tener -- patrón de comparación.

4.3.c.1.2. Recromatografía de las fracciones k, l, m y n.

Estas fracciones dieron prueba positiva de esteroides y perfil igual en placa delgada, por lo que se reunieron para recromatografiarlas en un intento de lograr mejor separación.

De la cromatografía se obtuvieron 190 fracciones con un gradiente de elución de hexano hasta acetato de etilo. Nuevamente no se logró obtener ningún compuesto homogéneo y se reunieron aquellas fracciones que presentaron un perfil cromatográfico igual, en esta forma se redujo el número de fracciones a 25 (a - y).

La fracción n dió reacción colorida positiva para terpenos y la fracción o para esteroides. No se intentó una mayor purificación por cristalización por ser muy poca la cantidad (46 mg y 32 mg respectivamente).

4.3.c.2. Extracto de acetato de etilo.

Este extracto se trabajó en la misma forma que el hexánico. De la cromatografía se obtuvieron 187 fracciones, con un gradiente de elución de hexano a acetato de etilo-metanol 95:5. Estas fracciones se redujeron a 20 por reunión de las que tuvieron una composición igual.

4.4.b. Análisis de la fracción a.

La fracción a fué una cera (681 mg) que se caracterizó por su composición en ácidos grasos. Este análisis se hizo saponificando primero la cera, esterificando los ácidos grasos obteni-

dos de la saponificación con diazometano para obtener los ésteres metílicos y, finalmente, analizando estos por cromatografía de gases (fig. 3).

Los ácidos saturados principales (50.58%) fueron el palmítico y el esteárico, y los insaturados (47.80%), el oléico, el linoleico y el linolénico. De estos ácidos los que se encuentran en mayor proporción son el palmítico (44.36%) y el oléico (36.01%) (tabla 5).

4.4.c. Análisis de la fracción o.

La fracción o presentó 2 manchas en placa delgada (fig. 2), la principal con fluorescencia azul pálido y $R_f = 5.5$. Por cristalización de metanol de esta fracción se obtuvo un producto con punto de fusión de $130-132^{\circ}\text{C}$, que da prueba positiva con el reactivo de Shinoda, lo que hace suponer que se trata de un flavonoide. No se pudo identificar por disponer de muy poca cantidad.

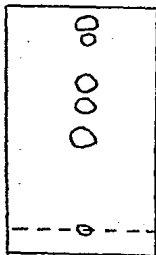
4.3.d. Extracto metanólico.

Este extracto se purificó por defecación con subacetato de plomo. Del extracto purificado se obtuvo un producto de color amarillo paja (compuesto A) que da reacción positiva de Mölich. En placa delgada eluida con butanol-ácido acético-agua (fig. 2) da una mancha con fluorescencia azul pálido y un $R_f = 2.4$.

En Anthurium crassinervium se pudo detectar presencia de flavonoides y saponinas, como se ha reportado para otras especies de este género. En la planta estudiada no se analizaron -- glucósidos cianogenéticos por no disponer de material fresco. Queda para un estudio posterior, en el cual se disponga de mayor cantidad de material, la identificación específica del flavonoi de y del glucósido aislados.

Se analizaron en este trabajo una cera y una fracción aromática que hasta ahora no se ha reportado en la bibliografía para el género Anthurium.

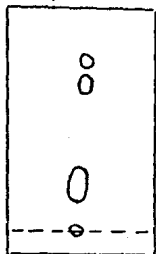
Fig. 1 Placas cromatográficas de los tres extractos.



a) Extracto hexánico.

Eluyente: hexano-acetato de etilo

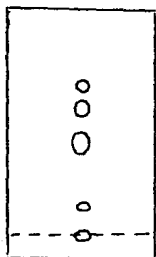
9:1



b) Extracto de acetato de etilo.

Eluyente: acetato de etilo-metanol

9:1

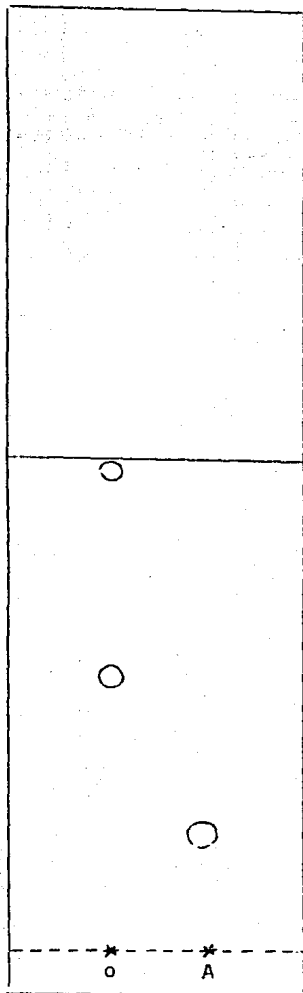


c) Extracto metanólico.

Eluyente: acetato de etilo-metanol

2:8

Fig. 2 Placa cromatográfica de la fracción o
y del compuesto A.



Eluyente:

butanol-ácido acético-agua

4:1:5

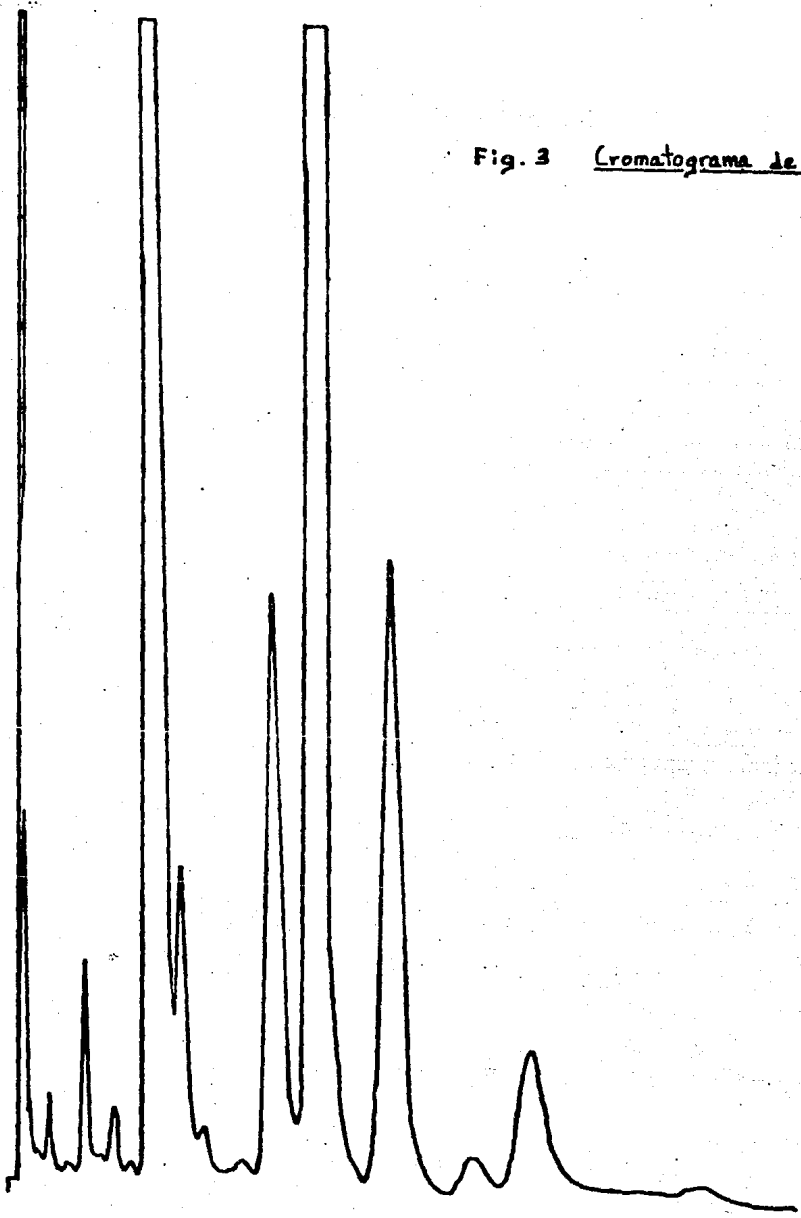


Fig. 3 Cromatograma de la fracción g.

Fig. 4 Cromatograma de la fracción d.

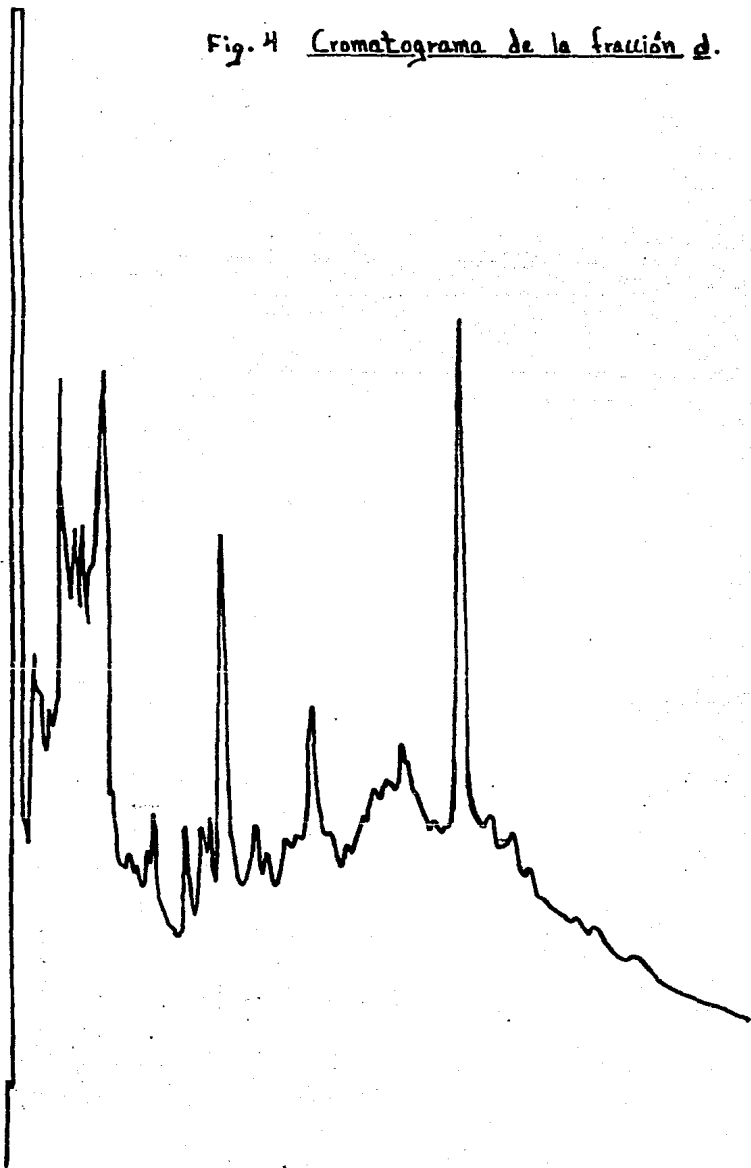


Tabla 3

Rendimiento de los extractos secos.

<u>Extracto</u>	<u>Rendimiento</u>	
	(g)	(%)
Hexánico	8.1 g	9.53 %
Acetato de etilo	3.4 g	4.0 %
Metanólico	11.5 g	12.94 %

Tabla 4

Pruebas coloridas y de precipitación de los extractos.

P R U E B A	E X T R A C T O S		
	Hexánico	Acetato de etilo	Metanólico
Alcaloides {	Draggendorf	0	-
	Ac. Silicotúngstico	0	+
Glucósidos {	Mölich	0	+
Flavonoides {	Shinoda	0	+
	FeCl ₃	0	+
Terpenos y Esteroides {	Liebermann-Burchard	+	+
Saponinas	0	-	+++

0 = No se efectuó
 + = Reacción positiva
 - = Reacción negativa

Tabla 5

Composición en ácidos grasos de la cera obtenida del extracto de acetato de etilo.

<u>Acido</u>	<u>%</u>
Acido palmítico	44.36 %
Acido esteárico	6.22 %
Acido oléico	36.01 %
Acido linoleico	9.04 %
Acido linolénico	2.75 %

Tabla 6

Composición de la fracción aromática del extracto hexánico.

<u>Compuesto</u>	<u>Porcentaje (%)</u>	<u>Tiempo de retención</u>
A	2.66	2.36
Propionato de cinamilo	1.51	3.35
Benzaldehído	4.95	4.22
Canfeno	3.11	4.65
-pineno	1.14	5.76
B	3.12	6.50
Limoneno	0.70	7.40
Eucaliptol	2.48	7.93
C	6.36	9.52
D	3.33	10.97
Acetato de bencilo	2.60	12.32
Linalol	5.18	13.48
E	2.38	14.27
F	2.26	15.68
N-octanol	2.72	16.28
Acetato de linalilo	1.76	16.71
Cariofileno	2.58	17.42
Cedreno	4.82	17.69
Isoeuginol	1.92	18.95
G	6.67	20.02
H	3.82	20.27
Acetato de geranilo	2.54	21.41
I	3.26	22.42
J	4.38	23.12
Alcohol bencílico	1.34	25.26
Mirceno	2.00	26.15
Neronidol	1.09	27.99

VI. CONCLUSIONES.

- a) Extracto hexánico.
 - Se aisló una cera y una fracción aromática.
 - Se detectó la presencia de terpenos y de esteroides.
- b) Extracto de acetato de etilo.
 - Se aisló una cera y se determinó su composición en ácidos grasos.
 - Se obtuvo un compuesto cuyas características indican que se trata de un flavonoide.
- c) Extracto metanólico.
 - Se aisló un glucósido no identificado.

VII. BIBLIOGRAFIA.

1. Bate-Smith, E.C. (1968), en Williams C.A. (1981).
2. Goodwin, T.W. (1956). Studies in carotenogenesis. *Biochem. J.*, 62, 346.
3. Greshof (1930), en Robinson M.E. *Biol. Rev.*, 5, 126.
4. Hegnauer, R. (1963). *Chemotaxonomie der Pflanzen* ---- (Birkhäuser Verlag, Basel) II.
5. Kröning, W. (1931). Die Beziehung zwischen der Verteilung der Saponine und den systematischen Einheiten der Gattung *Anthurium*. Disertación. Berlin.
6. Matuda, E. (1954). Las Araceas mexicanas. *Sobretiro* --- *Anales Inst. Biol.*, Tomo XXV, 1 y 2.
7. Nahrstedt, A. (1975). Cyanogenese der Araceen. *Phytochem.*, 14, 1339.
8. Nahrstedt, A. (1975). Triglochinin in Araceen. *Phytochem.*, 14, 2627.
9. Reay, P.F. and E.E. Conn, Dhurrin. (1970). Syntesis in -- excised shoots and roots of sorghum seedlings. *Phytochem.*, 9, 1825.
10. Sharples, D. et al., (1972). Biosynthesis of the major ---- cyanogenic glycoside of *Thalictrum aquilegifolium*. *Phytochem.*, 11, 2999.
11. Treub, M. (1907). Nouvelle recherches sur le role de --- l'acide cyanhydrique dans les plantes vertes. *Ann. Jard. - Botan.*
12. Velázquez Orozco A. Contribución al estudio químico bibliográfico de la familia Araceae. Tesis Profesional. Fac. --- Ciencias, UNAM.
13. Williams, C.A. et al (1981). Anthocyanin pigments and --- leaf flavonoids in the family Araceae. *Phytochem.*, 20, 217.
14. Standley, P.C. & J.A. Steyermark. (1958). *Flora of Guatemala*. *Fieldiana: Botany* 24(1): 304 - 311.