



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE QUÍMICA

“ESTUDIO QUÍMICO DE LOS FRUTOS DE *Physalis orizabae*”

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

QUÍMICA DE ALIMENTOS

PRESENTA

SANDRA CAMACHO CASTAÑEDA



MÉXICO, D.F.

2014



Universidad Nacional
Autónoma de México



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.

JURADO ASIGNADO:

PRESIDENTE: **MARÍA ANTONIA DOSAL GÓMEZ**
VOCAL: **RICARDO JORGE CÁRDENAS PÉREZ**
SECRETARIO: **ANA ADELA SÁNCHEZ MENDOZA**
1ER. SUPLENTE: **REINA GARCÍA SÁNCHEZ**
2º SUPLENTE: **OCTAVIO FUENTES RAMÍREZ**

SITIO DONDE SE DESARROLLÓ EL TEMA:

Laboratorio 2 – 8 Departamento de Productos Naturales
Instituto de Química, UNAM

ASESOR DEL TEMA:

M. en C. Ricardo Jorge Cárdenas Pérez

SUPERVISOR TÉCNICO:

Dr. José Antonio Morales Serna

SUSTENTANTE:

Sandra Camacho Castañeda

INDICE

Índice.....	i
Abreviaturas.....	iii
1. Introducción.....	1
2. Antecedentes.....	2
2.1. Familia <i>Solanaceae</i>	2
2.2. Género <i>Physalis</i>	2
2.2.1. <i>Physalis</i> en la medicina tradicional.....	3
2.3. Metabolitos secundarios del género <i>Physalis</i>	6
2.3.1. Withaesteroides.....	7
2.3.1.1. Withanólidas.....	10
2.3.1.2. Perulactonas.....	16
2.3.1.3. Physalinas.....	17
2.3.2. Flavonoides.....	20
2.3.3. Ceramidas.....	21
2.3.4. Ésteres de sacarosa.....	22
2.3.4.1. Aplicaciones de los ésteres de sacarosa.....	26
2.4. <i>Physalis orizabae</i>	29
2.4.1. Estudios químicos previos de <i>Physalis orizabae</i>	31
3. Hipótesis.....	32
4. Objetivos.....	33
4.1. Objetivo general.....	33
4.2. Objetivo específico.....	33
5. Parte experimental.....	34
5.1. Material vegetal.....	34
5.2. Extracción del material vegetal.....	34
5.3. Diagrama general de la investigación.....	35

5.4. Aislamiento y purificación.....	36
5.4.1. Extracto hexánico.....	36
5.4.2. Extracto de acetato de etilo.....	38
6. Resultados y discusión.....	40
6.1. Del extracto de hexánico.....	40
6.2. Del extracto de acetato de etilo.....	44
7. Conclusiones.....	52
8. Bibliografía.....	53
9. Anexo.....	60

ABREVIATURAS

AcOEt	Acetato de etilo
AP	Analito puro
BF ₃ OEt ₂	Trifloruro de boro-eterato
CC	Cromatografía en columna
ccf	Cromatografía en capa fina
CDCI ₃	Cloroformo deuterado
CG	Cromatografía de gases
δ	Desplazamiento químico
d	doblete
dd	doble de doble
ddd	doble de doble de doble
dt	doble de triple
EI	Estándar Interno
FR	Factor de respuesta
hept	heptuplete
HPLC	Cromatografía de líquidos de alta eficiencia
<i>J</i>	Constante de acoplamiento
m	multiplete
MeOH	Metanol
NaCl	Cloruro de sodio
Na ₂ SO ₄	Sulfato de sodio
ppm	Partes por millón
qnt	quintuplete
RMN	Resonancia Magnética Nuclear
t	triplete

1. INTRODUCCIÓN

La familia *Solanaceae* está constituida por diversos géneros y algunos de ellos muy importantes dentro de la alimentación de los mexicanos, tales como: la papa (*Solanum tuberosum* L.), jitomate (*Solanum esculentum* L.), berenjena (*Solanum melongena* L.), chile (*Capsicum spp*), tomate de hoja (*Physalis spp*), floripondio (*Brugmansia spp*), etc. Dentro de esta familia se encuentra el género *Physalis*, el cual es muy importante en el país ya que tiene un alto potencial económico y biológico. De este género existen entre 75 a 90 especies mundialmente; en México se encuentran alrededor de 50 especies, distribuidas por todo el país.¹

A través de la historia se ha documentado por los diferentes hallazgos arqueológicos, que el tomate de cáscara se utilizó en la alimentación del pueblo mexicano desde tiempos pre-colombinos. A pesar de los cambios de hábitos alimenticios en el transcurso y evolución de las generaciones, los frutos de tomate se mantienen en la dieta mexicana, como un ingrediente muy popular para la preparación de diversos platillos, principalmente en la elaboración de salsas. El tomate se utiliza también en la agroindustria, donde se procesa para su consumo nacional y exportación. Otras cualidades que se le atribuyen a algunas especies del género *Physalis* son sus propiedades medicinales y ornamentales que son escasamente conocidas y aprovechadas, razón por lo que resulta importante estudiarlas con el propósito de conocerlas y difundirlas.

En el presente trabajo se expone el estudio químico de los frutos de *Physalis orizabae*, como también una revisión bibliográfica acerca de los diferentes usos y estudios fitoquímicos que se han realizado a algunas especies del género.

2. ANTECEDENTES

2.1. Familia Solanaceae

La familia Solanaceae comprende 96 géneros y alrededor de 2300 especies.¹ Esta familia contiene especies de gran importancia económica y alimenticia, como el chile (*Capsicum annum* L.), el jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), la papa (*Solanum tuberosum* L.) y el tomate de cáscara (*Physalis spp.*).² Especies de esta familia tienen uso industrial, como el tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) ornamental como petunia (*Petunia spp.*), floripondio (*Brugmansia spp.*), la copa de oro (*Cyphomandra spp.*) y el huele de noche (*Cestrum nocturnum* L.). A algunas especies de la familia se les atribuye uso medicinal: *Cestrum spp.*, *Datura stramonium* L., *Nicandra physalodes* Gaertn., *Physalis spp.*, y *Atropa belladonna* L.³

Las semillas de las especies de esta familia contienen aceite, alrededor del 15-40%. El ácido linoleico [18:2 (ω -6)] se encuentra generalmente como el componente mayoritario de ácido graso en géneros tales como: *Atropa*, *Datura*, *Hyoscyamus*, *Physalis* y *Solanum*.⁴

2.2. Género *Physalis*

Physalis se ubica en la subfamilia Solanoideae y en la tribu Solaneae. Es un género americano que se distribuye en Estados Unidos de América, México, Centroamérica, Sudamérica y Las Antillas, y algunas especies están presentes en Europa, Asia y África.⁵ El taxón incluye cerca de 90 especies. Más de la mitad de éstas crecen en el país, por lo que México es señalado como su centro de diversidad.²

Las especies de *Physalis* son herbáceas anuales o perennes, algunas semi-arbustivas o arbustivas. Varias de ellas tienen frutos comestibles y el té de sus

raíces son consideradas en la medicina popular o tradicional. Los usos medicinales de *Physalis* son numerosos y bien conocidos: una gran variedad de especies son usadas para el asma, problemas urinarios, reumatismo, tumores, y también por sus propiedades anti-inflamatorias.⁶

En general producen una gran cantidad de frutos carnosos de tipo baya, llamados comúnmente “tomate”, que presentan diferencias en color, forma y tamaño entre las distintas especies. Cada baya se encuentra envuelta en su totalidad por el cáliz floral, que es acrescente durante la fructificación y se torna papiráceo por lo que recibe el nombre de “cáscara”. El nombre común que incluye ambos rasgos, cáliz y fruto, es “tomate de cáscara”.⁷

Montes y Aguirre hacen referencia a que el nombre común tomate proviene del náhuatl *tomatl*, expresión genérica para plantas que presentan frutos globosos o en bayas, con numerosas semillas, pulpa acuosa y en ocasiones encerrados en una membrana. Los frutos de tomate se mantienen en la dieta mexicana como un ingrediente muy popular para la preparación de diversos platillos, principalmente en la elaboración de salsas. El tomate se utiliza también en la agroindustria donde se procesa para su consumo nacional y exportación.²

De las especies que conforman a este género, catorce son comestibles, pero sólo cuatro de ellas se cultivan para el aprovechamiento de sus frutos, estas son *P. philadelphica*, *P. grisea*, *P. peruviana* y *P. alkekengi*.⁸

2.2.1 *Physalis* en la medicina tradicional

Physalis alkekengi var. *franchetii*, es una planta tradicional, distribuida abundantemente en la zona noroeste de China,⁹ que es comestible y medicinal.¹⁰ Su cáliz es amargo, su fruto es dulce y ligeramente ácido. Esta especie ha atraído una mayor atención en los años recientes, por el potencial de sus funciones biológicas y por ser un importante material para la industria alimentaria.¹¹ Se ha

descrito que tiene muchas propiedades etnofarmacológicas, incluyendo actividades antiinflamatorias,⁹ y sus cálices son utilizados en la medicina tradicional China, en los tratamientos para el dolor de garganta, tos, eczema, hepatitis, problemas urinarios y tumores.¹²

Physalis angulata L., es una planta perenne (anual) que se distribuye a lo largo de las regiones tropicales y subtropicales del mundo.¹³ Los extractos o infusiones de esta planta se han utilizado en varios países, en la medicina popular, como tratamiento para una gran variedad de enfermedades, tales como la malaria, asma, hepatitis, dermatitis y el reumatismo.¹⁴ En Brasil, el jugo de *Physalis angulata L.*, es utilizado como sedante y depurativo, contra el reumatismo y dolor de oído. Las hojas se usan a veces contra las inflamaciones de la vejiga, bazo e hígado. Toda la planta cocida se recomienda en los baños para los procesos inflamatorios, tales como el reumatismo. Se ha demostrado que algunos de los extractos o principios activos obtenidos a partir de *Physalis angulata L.*, tienen un amplio espectro de actividades biológicas, incluyendo antibacterianos, molusquicida (son pesticidas utilizados para controlar los moluscos. p.ej. caracoles), antiprotozoarios, citotóxico contra el cáncer y actividades inmunomoduladoras.¹³

Physalis minima L.; su fruto es comestible amarillento y envuelto en una cubierta como de papel (cáscara). Es una buena fuente de vitamina C y se considera que es un diurético, purgante con efecto analgésico, para curar trastorno del bazo. También es ampliamente utilizado en el sistema indígena de la medicina tradicional para el tratamiento, como diurético, fiebres (Parmar y Kaushal, 1982). La decocción de toda la planta es tomada oralmente para el tratamiento de cáncer y la hojas son usadas como pomada para las úlceras, también trituradas y aplicadas en mordeduras de serpiente,¹⁵ la principal atención a esta especie es por tener propiedades contra el cáncer.¹⁶

Physalis nicandroides; Herbácea anual, erecta, hasta de 1 m de alto.³ Sus frutos son utilizados para elaborar salsas, en el estado de Morelos y en Guatemala

también son consumidos como alimento.¹⁷ Se utiliza por sus propiedades medicinales en la reducción de síntomas y signos de edemas. En Puebla se preparan infusiones con las hojas y se utilizan para combatir la conjuntivitis. En el Estado de Guerrero se registraron usos como trampas vegetales o naturales. Se asocia a las glándulas adhesivas presentes en las hojas de esta especie, que permiten atrapar insectos pequeños como pulgas. Para este propósito las plantas se colocan en el piso de las casas formando tapetes, o bien, las hojas se entremezclan en el tejido de los petates (tapete tejido de las hojas de ciertas palmáceas),² en el Estado de Morelos las hojas hervidas se utilizan para baños postparto (baño de temascal o torito), como en el Estado de Guerrero las hojas se extienden sobre el suelo para atrapar insectos, especialmente moscas.¹⁷

Physalis peruvian L., es comúnmente conocida como “uchuva”, es considerado como un cultivo vegetal importante debido a su alto valor nutritivo, sabor y los beneficios potenciales para la salud. Los frutos se comen frescos o se puede preparar con mermelada o enlatados en almíbar.¹⁸ En China sus frutos son comestibles. Estos también son utilizados en la medicina familiar en enfermedades tales como, malaria, asma, hepatitis, dermatitis y reumatismo,¹⁹ en diferentes tipos de cáncer, entre ellos el de seno,²⁰ como antiséptico, fortalecedor para el nervio óptico, tratamiento de infecciones de garganta y eliminación de parásitos intestinales como amebas, como también la albúmina de los riñones. La pulpa es muy nutritiva, contiene particularmente altos niveles de carotenoides, vitamina A, C, complejo B y minerales.²¹ También le atribuyen propiedades anti-inflamatorias y antioxidantes.²²

Physalis philadelphica, herbácea anual, erecta, ramificada, extendida, hasta de 1 m de alto,³ se ha utilizado para el tratamiento de desórdenes gastrointestinales en Guatemala y para tratar la lepra, purificando la sangre. También en México se utiliza como antídoto para veneno. Los frutos de *P. philadelphica*, se conocen comúnmente como tomatillos.²³ Son usados en algunos países de Latinoamérica como un ingrediente en comidas tales como enchiladas y salsas.²⁴

Physalis viscosa, es una hierba perenne rizomatosa de unos 25 cm de alto, ramosa, glandulosa pubescente, hojas tiernas, enteras o situadas. Flores amarillas. El fruto es una baya amarilla multiseeminada, envuelta por el cáliz inflado, acrescente. Crece abundantemente en lugares sombríos y suelos modificados; florece y fructifica desde octubre hasta mayo. Sus principios activos son los alcaloides. La infusión de la planta se utiliza como diurética y febrífuga. Las hojas se utilizan para lavados de la piel en escoriaciones, etc. Los frutos actúan como diuréticos y laxantes suave.²⁵

2.3. Metabolitos secundarios del género *Physalis*

Los compuestos orgánicos que se encuentran en los organismos vivos se pueden dividir a grandes rasgos, aunque no de manera absoluta y excluyente, en dos tipos principales: metabolitos primarios y secundarios. Los primeros son, los más abundantes y se denominan así por constituir la base fundamental y común de los procesos vitales: son las proteínas, los ácidos nucleicos y los tipos más frecuentes de carbohidratos y lípidos.²⁶ Muchos organismos también utilizan otras rutas metabólicas, produciendo compuestos que usualmente no tienen utilidad aparente: esos son los “productos naturales”, también conocidos como metabolitos secundarios.²⁷

Por el contrario de los metabolitos primarios, los metabolitos secundarios son encontrados de manera restringida, generalmente en pequeñas cantidades, solo en organismos específicos, o grupos de organismos, y son una expresión de la individualidad de las especies.²⁶ Los metabolitos secundarios no son necesariamente producidos bajo todas las condiciones y en la mayoría de los casos la función de esos compuestos puede ser benéfico para el organismo, pero aún no se sabe con certeza. Algunos son indudablemente producidos por diversas razones. Por ejemplo; como materiales tóxicos, que le proveen defensa contra depredadores,

como compuestos volátiles que sirven como atrayentes o repelentes hacia el mismo u otras especies.²⁸

2.3.1. Withaesteroides

En la década de los 60 del siglo pasado se aisló la withaferina A de una solanácea (*Withania somnifera*). Se estableció que este tipo de compuesto tiene 28 átomos de carbono en un esqueleto tipo ergostano (**2**) cuya cadena lateral contiene una δ -lactona. Estos están presentes principalmente en la familia *Solanaceae*, que incluye los generos *Acnistus*, *Datura*, *Dunalia*, *Jabrosa*, *Nicandra*, *Tubocapsicum*, *Lycium*, *Physalis* y *Withania*.^{29, 19} A partir del aislamiento de withaferina A (Estructura **1** de la figura. 1.), se empezaron a aislar compuestos del mismo tipo de otras solanáceas y fue entonces que se propuso el nombre de withanolidas para estos compuestos y para todos aquellos que posean un esqueleto como se muestra en la estructura **3** de la figura. 2.³⁰

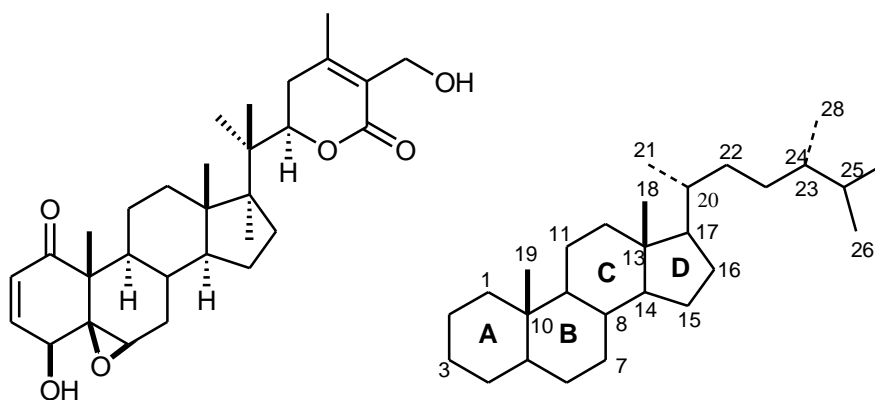
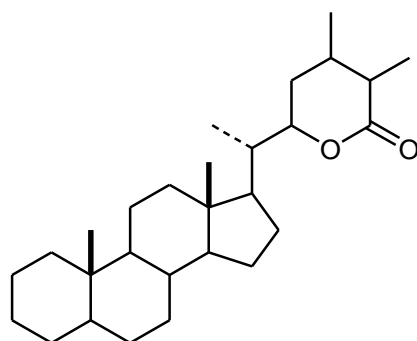


Figura 1. 1. Withaferina A

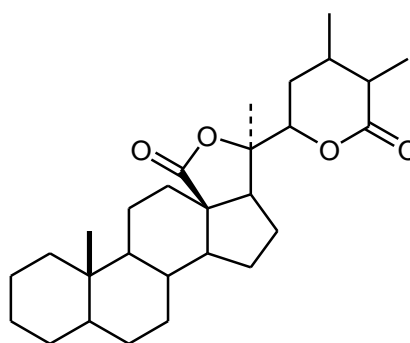
2. Esqueleto de Ergostano

Al paso del tiempo se aislaron compuestos con esqueleto de ergostano modificado que no cumplían con las características de las withanolidas, pero que

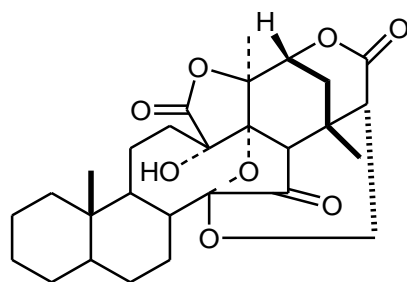
por presentar estructuras biogenéticamente relacionadas a las de éstas, se integraron en este grupo. Así surge el término withaesteroide para incluir a todos los compuestos esteroidales de 28 carbonos con esqueleto de ergostano, el cual puede o no estar modificado, que cuenta además con una lactona en la cadena lateral. Los withaesteroides se clasifican en ocho grupos: withanólidas, withaphysalinas, physalinas, nicandrenonas, jaboroles, acnistinas, ixocarpalactonas, perulactonas y misceláneos.³¹



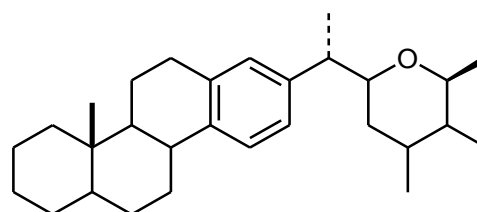
3. Withanólidas



4. Withaphysalinas



5. Physalinas



6. Nicandrenonas

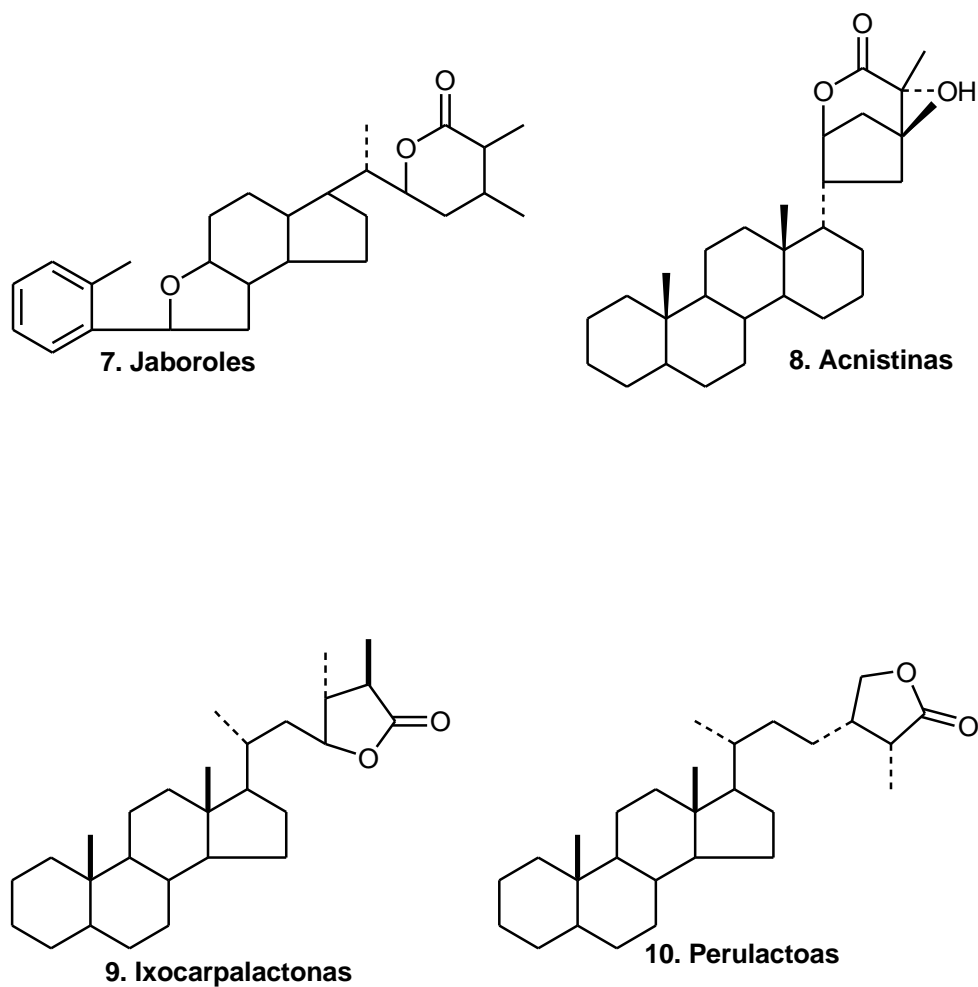
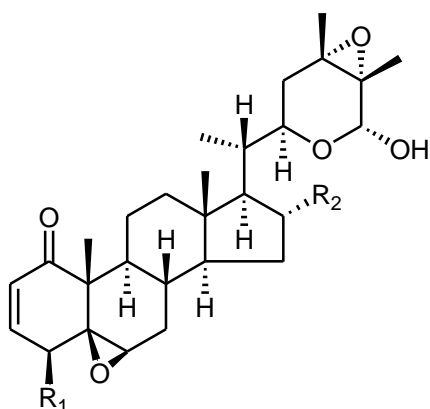


Figura 2. Clasificación de withaesteroides

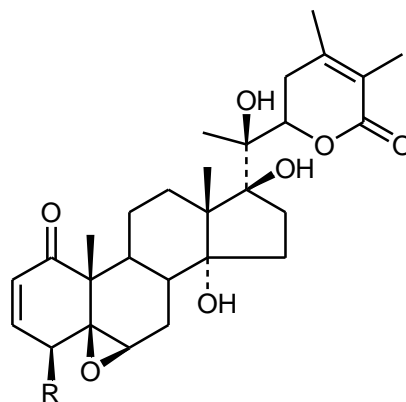
Los Withaesteroides han sido los principales metabolitos secundarios descritos del género *Physalis*, se han aislado principalmente de hojas y tallos, y ocasionalmente, de raíces, frutos y cálices;³² algunas de las especies en las que están presentes son, *P. virginiana* (11-13),³³ *P. peruviana* (14-29),^{19,34} *P. ixocarpa*,³⁵ *P. minima* (29),³⁶ *P. angulata*,³⁷ *P. longifolia* (30-43),²⁹ *P. philadelphica* (44-50),²³ *P. pruinosa*,³⁸ *P. chenopodifolia* (51).³⁹

2.3.1.1. Withanólidas

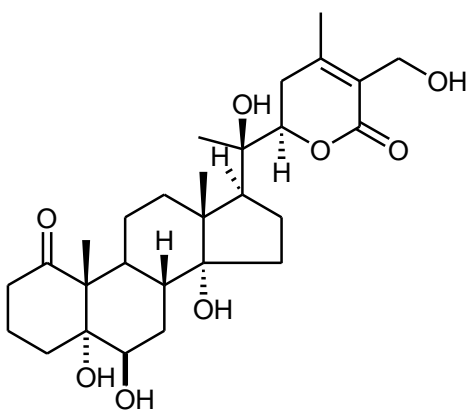
Las Withanólidas han atraído el interés de los investigadores en los últimos años debido principalmente a la actividad biológica de estos productos, que tienen propiedades antimicrobiana, antitumorales, antiinflamatorios, inmunomoduladoras y antialimentarias de los insectos.²⁹



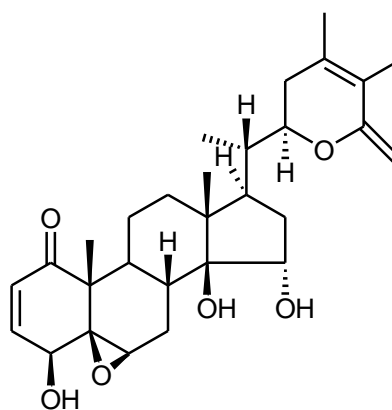
11. R₁=OH R₂= OAc (Virginol A)
12. R₁=OH R₂=H (Virginol B)
13. R₁=H R₂= (Virginol C)



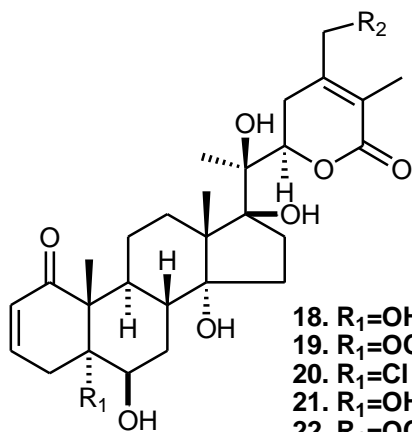
14. R=H Withanolide E
15. R=OH 4β-hidroxiwithanolide E



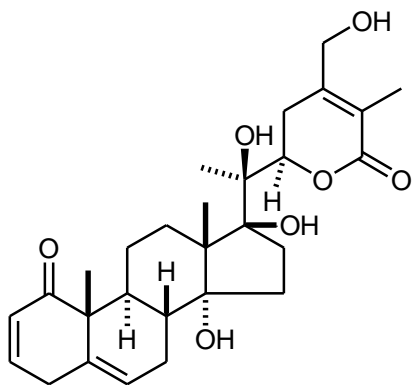
16. (20R, 22R)-5α,6β,14α,20,27-pentahidroxi-1-oxowith-24-anólida



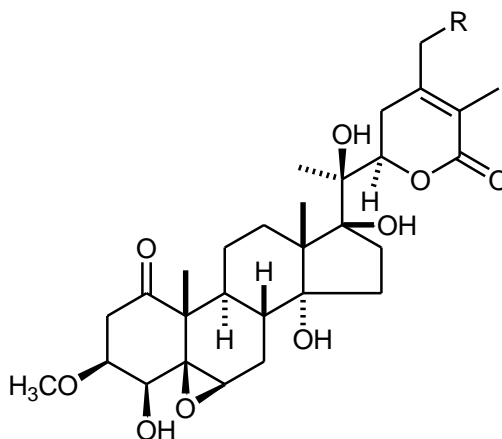
17. (20S,22R)-5β, 6β-epoxi-4β, 14β, 15α-trihidroxi-1-oxowith-2, 24-dienólida



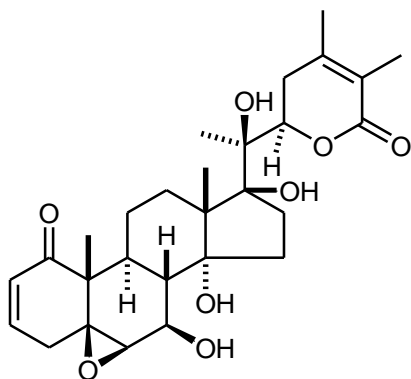
18. $R_1=OH$ $R_2=OH$ Phyperunólida B
 19. $R_1=OCH_3$ $R_2=H$ Withanólida S5-metil-ester
 20. $R_1=Cl$ $R_2=H$ Withanólida C
 21. $R_1=OH$ $R_2=H$ Withanólida S
 22. $R_1=OCH_3$ $R_2=OH$ Withaperuvina I



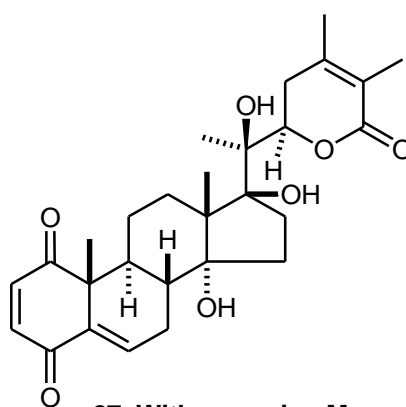
23. Withaperuvina J



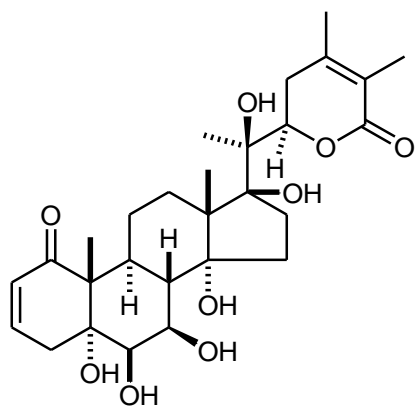
24. $R=OH$ Withaperuvina K
 25. $R=OH$ Phaysalactona



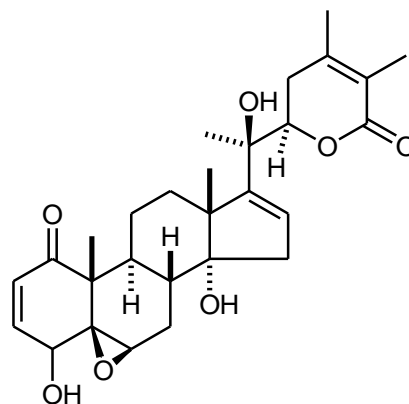
26. Withaperuvina L



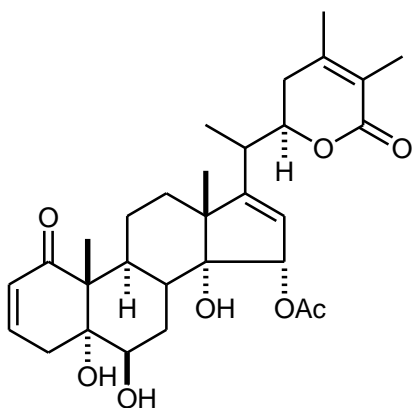
27. Withaperuvina M



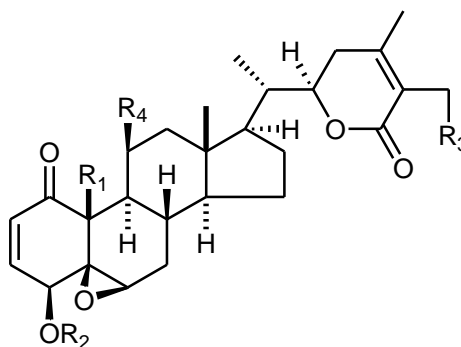
28. Withaperuvina N



29. Phyperunólida A



30. Withaminimina

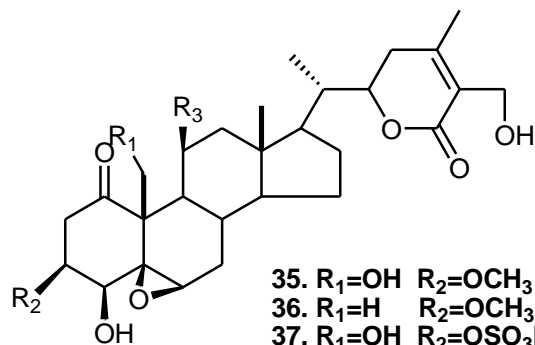


31. $R_1=R_3=OH$ $R_2=R_4=H$ Withalongólida A

32. $R_1=OH$ $R_2=R_3=R_4=H$ Withalongólida B

33. $R_1=R_3=R_4=OH$ $R_2=H$ Withalongólida C

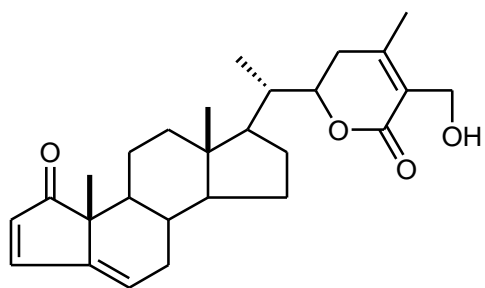
34. $R_1=R_2=R_4=H$ $R_3=Oglc-rha$ Withalongólida H



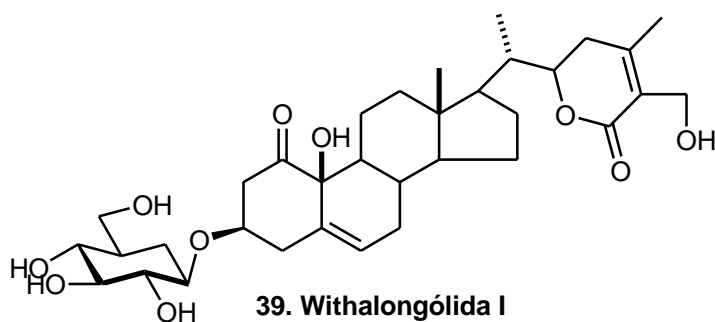
35. $R_1=OH$ $R_2=OCH_3$ $R_3=H$ Withalongólida D

36. $R_1=H$ $R_2=OCH_3$ $R_3=OH$ Withalongólida E

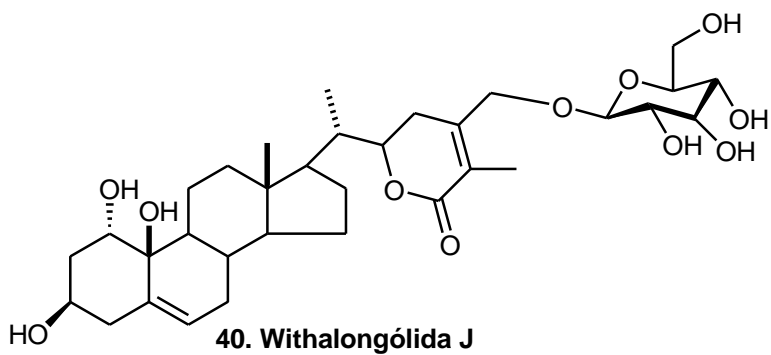
37. $R_1=OH$ $R_2=OSO_3H$ $R_3=OH$ Withalongólida G



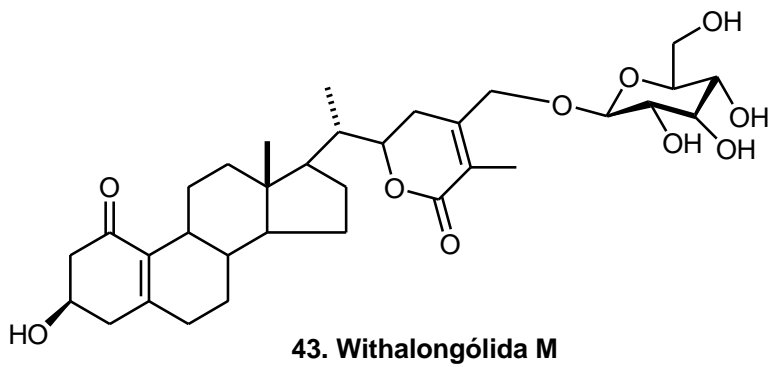
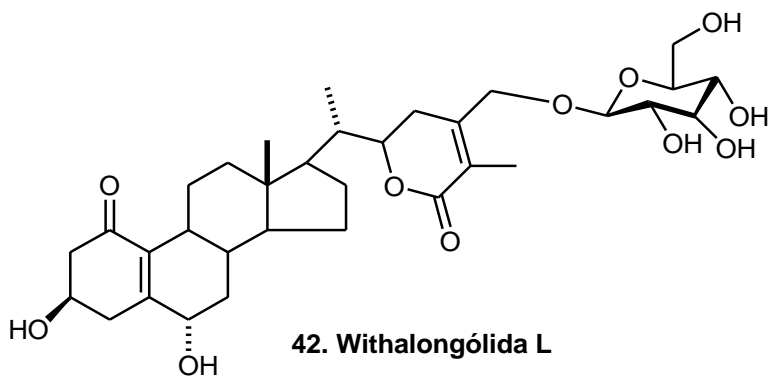
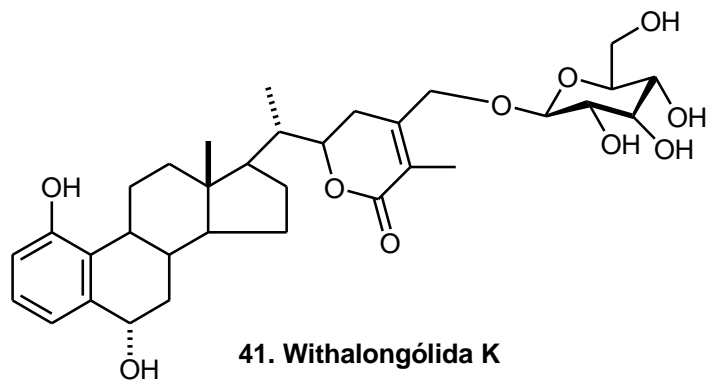
38. Withalongólida F

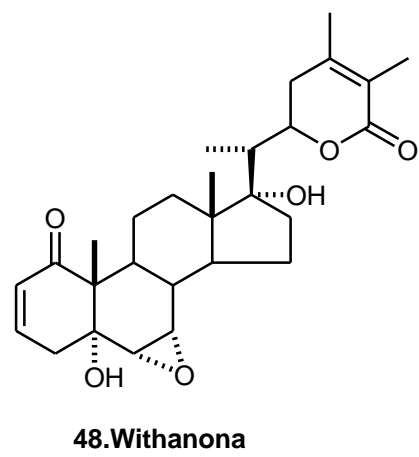
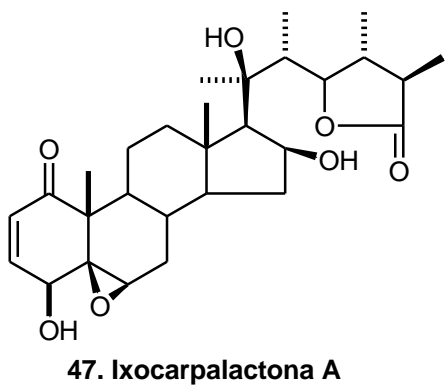
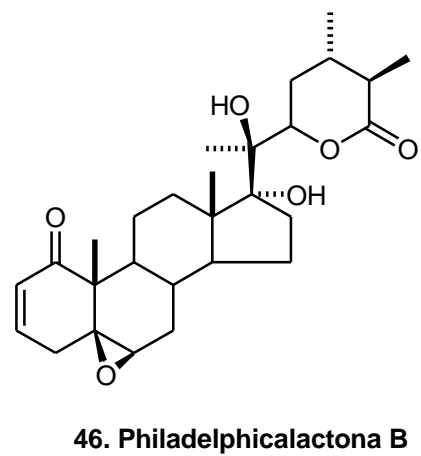
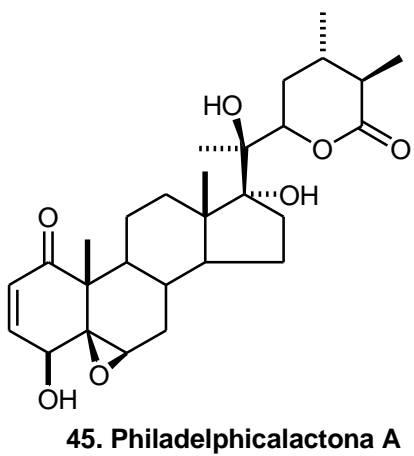
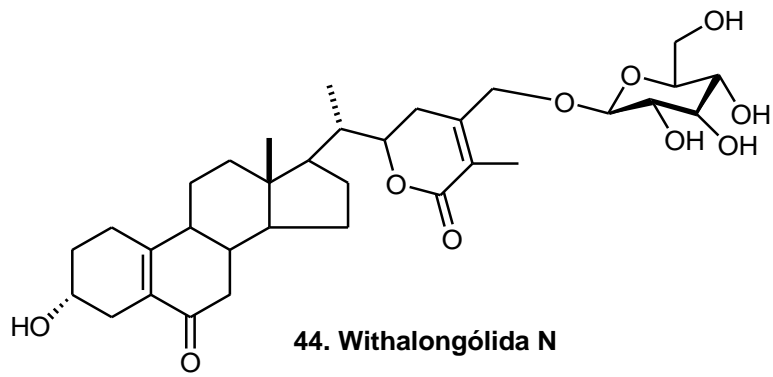


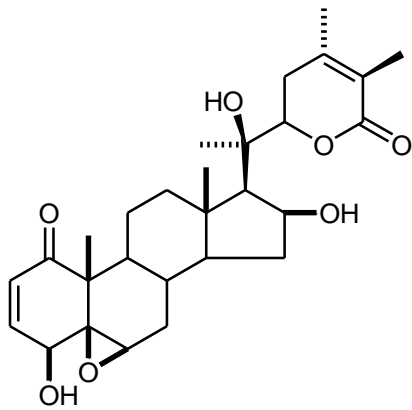
39. Withalongólida I



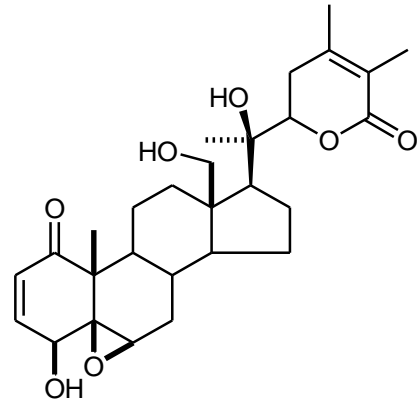
40. Withalongólida J



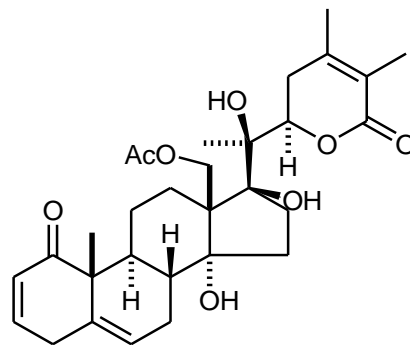




49. Withaphysacarpin



50. Hidroxiwithanólida D



51. Physachenólida D

Figura 3. Estructuras tipo withanólidas de algunas especies de *Physalis*

2.3.1.2. Perulactonas

Las Perulactonas son un pequeño grupo de withanólidas que presentan una forma oxidada en C-28 y C-26, un anillo de γ -lactona y podrían ser las precursoras es de 28-hidroxi-withanólidas.¹⁹

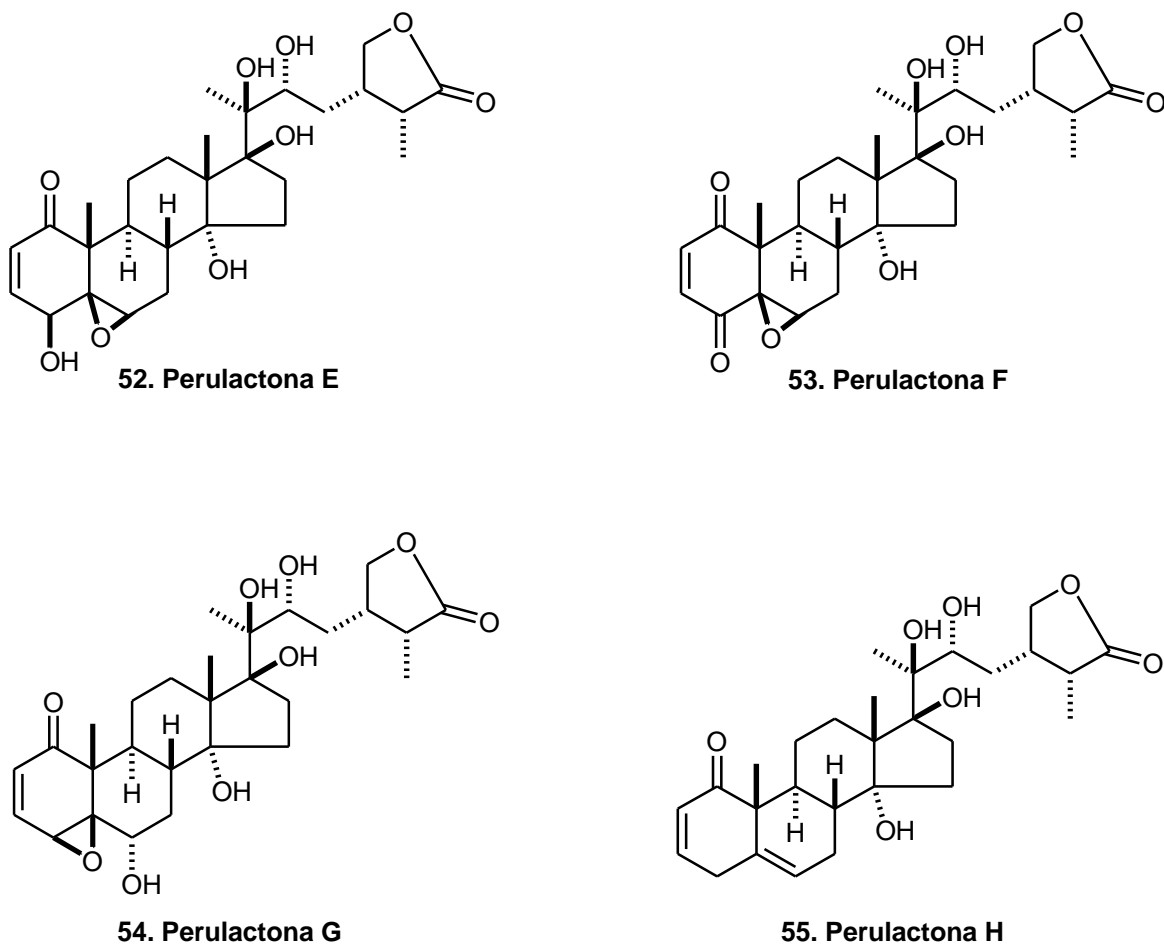
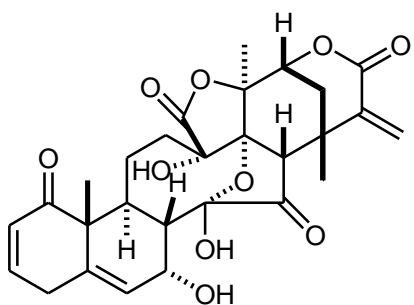


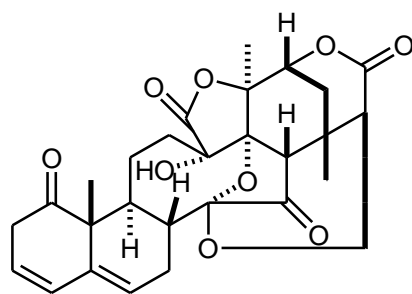
Figura 4. Estructuras de perulactonas presentes en especies de *Physalis*

2.3.1.3. Physalinas

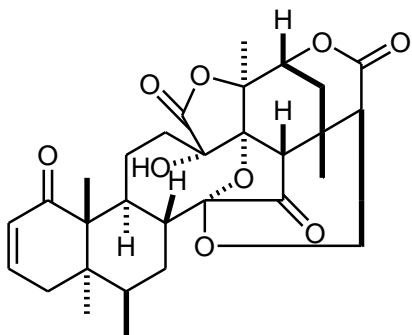
Las Physalinas son componentes esteroideos de *Physalis*; entre estas especies se han encontrado *P. angulata* (56-60),^{6, 13, 14} *P. solanaceous* (63),⁴⁰ *P. lancifolia*, *P. alkekengi* var. *francheti* (56-59, 62, 64-68),^{10, 11, 12} y otros géneros estrechamente relacionados, que pertenecen a las solanáceas. Sus estructuras son altamente oxigenadas y se caracterizan por una estructura de tipo ergostano modificado, es decir, 13,14-seco-16,24-cicloesteroide.^{41, 42, 43}



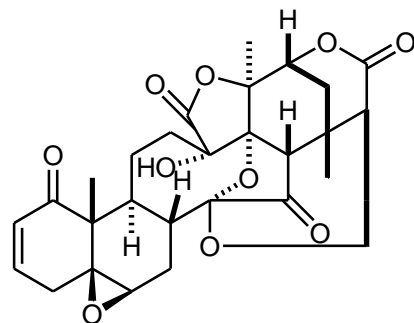
56. Physalina A



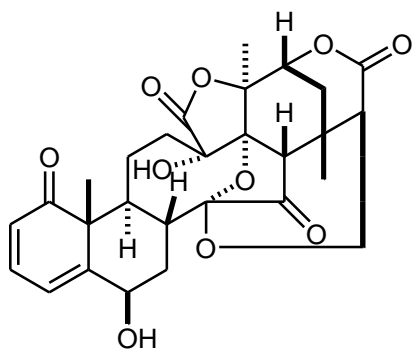
57. Physalina B



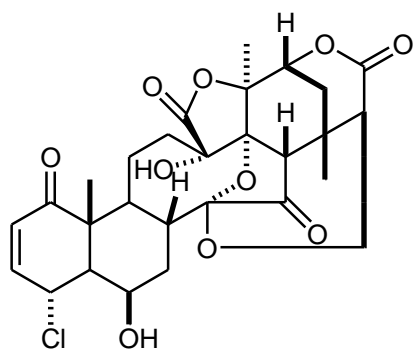
58. Physalina D



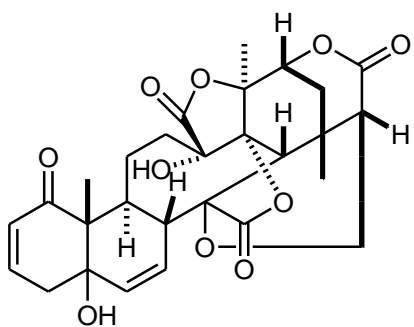
59. Physalina F



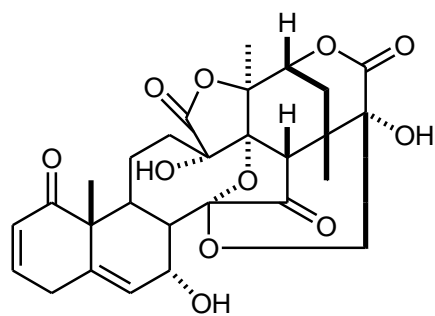
60. Physalina G



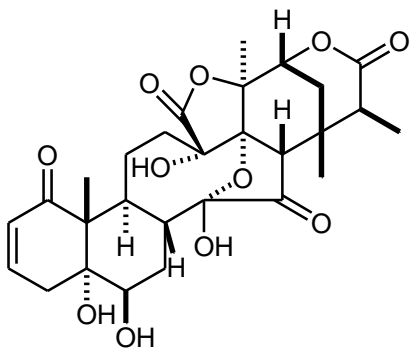
61. Physalina H



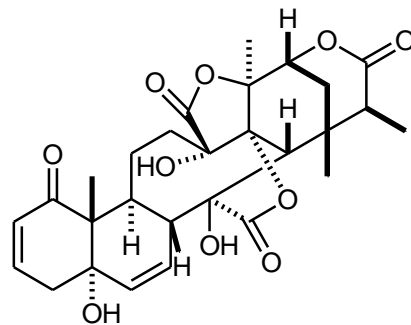
62. Physalina P



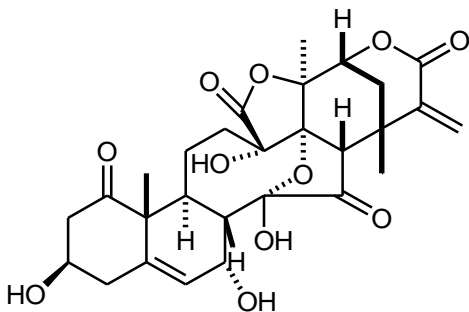
63. 25-hidroxyphysalina N



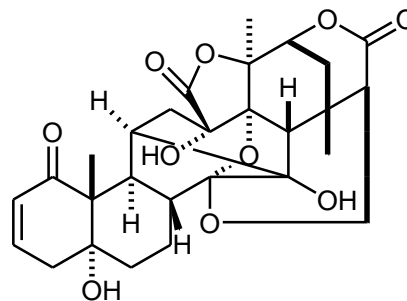
64. 5 α -6 β -dihidroxi-25,27-dihidro-7-dioxiphysalina A



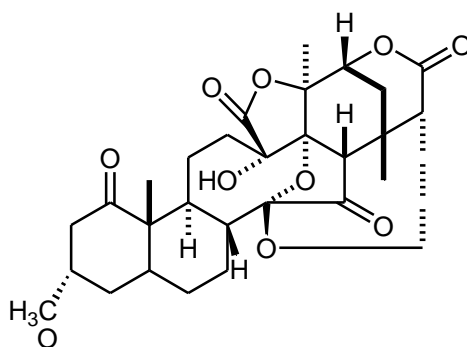
65. 5 α -hidroxi-7-dihidro-25,27-dihidro-7-dioxyneophysalina A



66. 3 β -hidroxi-2-hidrophysalina A



67. 5 α -6 β -dihidroxiophysalina R



68. Physalina W

Figura 5. Ejemplos de estructuras de Physalinas encontradas en las diferentes especies de *Physalis*

2.3.2. Flavonoides

Los flavonoides son sustancias de bajo peso molecular que comparten un esqueleto común de difenilpiranos (C6-C3-C6), compuesto por dos anillos de fenilos (A y B) ligados a través de un anillo (C) de pirano (heterocíclico), Figura 6. (69).

En función de sus características estructurales se pueden clasificar en: Flavanos (70), como la catequina, con un grupo -OH en posición 3 del anillo C ó en la 3' y 4' del anillo B. Flavonoles (73), representados por la quercitina, que posee un grupo carbonilo en posición 4 y un grupo -OH en posición 3 del anillo C. Flavonas (72), como la diosmetina, que poseen un grupo carbonilo en posición 4 del anillo C y carecen del grupo hidroxilo en posición C3. Antocianidinas (71), que tienen unido el grupo -OH en posición 3 pero además poseen un enlace doble entre los carbonos 3 y 4 del anillo C.⁴⁴

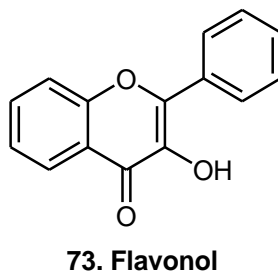
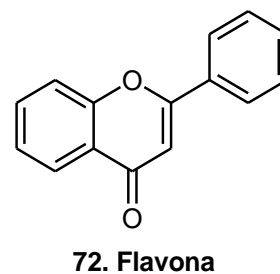
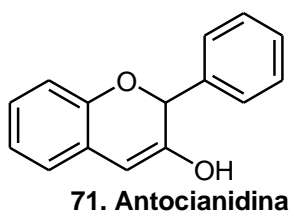
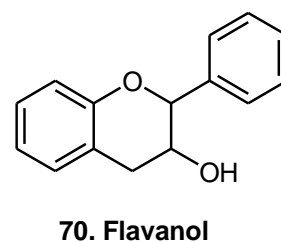
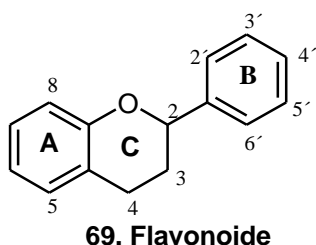


Figura 6. Estructura básica y tipos de flavonoides

En el estudio químico de tallos y hojas de *Physalis coztomatli*, se logró el aislamiento para dos flavonoles.⁴⁵

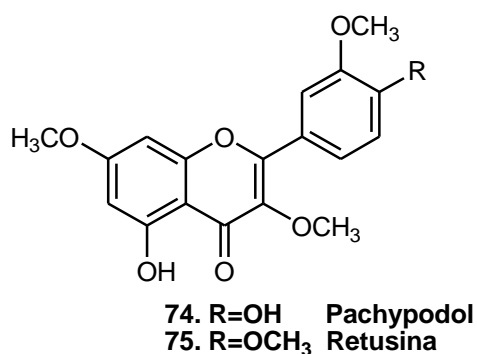


Figura 7. Estructura de Flavonoles de *Physalis coztomatli*

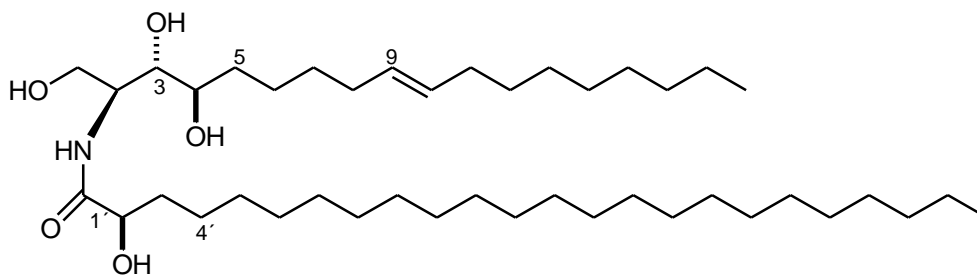
Los flavonoides son pigmentos naturales presentes en los vegetales que protegen al organismo del daño producido por agentes oxidantes de los rayos ultravioletas, de la polución ambiental de sustancias químicas presentes en los alimentos, etc. El organismo humano no puede producir estas sustancias químicas protectoras, por lo que deben obtenerse mediante la alimentación o en forma de suplementos.

Los flavonoides contienen en su estructura química un número variable de grupos hidroxilo fenólicos y poseen excelentes propiedades de quelación del hierro y otros metales de transición, lo que les confiere una gran capacidad antioxidante.⁴⁴

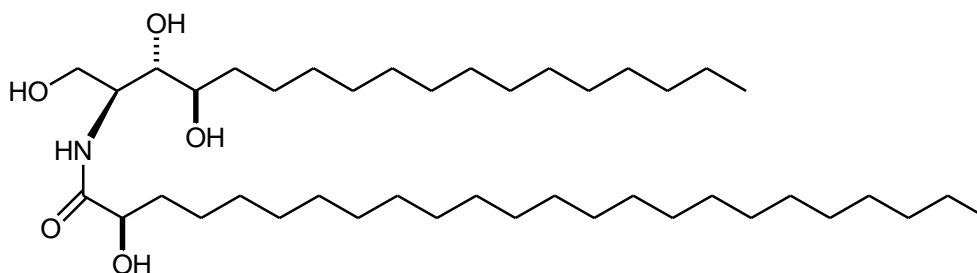
2.3.3. Ceramidas

Las ceras son mezclas complejas de ésteres de ácidos carboxílicos de cadena larga y alcoholes de cadena larga,⁴⁶ son similares a las grasa y los aceites, excepto en que los ácidos grasos que la conforman se unen a cadenas largas de alcohol en lugar de unirse al glicerol. Son sólidos e insolubles en agua, y actúan como recubrimientos protectores en muchas plantas y animales, como son tallos, frutos y hojas en plantas. Estos recubrimientos funcionan como impermeabilizantes

y lubricantes, pero no tienen importancia alimenticia. La función de las ceramidas es minimizar las alteraciones producidas por los rayos ultravioleta tanto en la piel como en el pelo.⁴⁷ Estas ceras son las más abundantes, de hojas y tallos de *P. philadelphica* se lograron aislar dos ceramidas con estructuras **76-77**.²³



76. (2S,3S,4R,9E)-1,3,4-trihidroxi-2-[(2'R)-2'-hidroxitetracosanoilamino]-9-octadecano



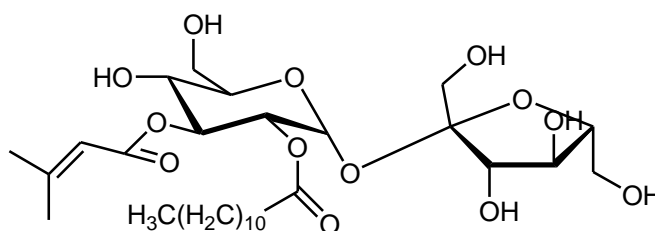
77. (2S,3S,4R)-2-[(2'R)-2'-hidroxitetracosanoilamino]-1,3,4-octadecanotriol

Figura 8. Estructuras de ceramidas encontradas en *P. philadelphica*

2.3.4. Ésteres de sacarosa (ES)

Los ES son los principales componentes del exudado de los tricomas de las especies *Nicotiana*, *Lycopersicon*, *Solanum* y *Datura*. Su funcionalidad varía dependiendo de la ubicación del grupo acilo en los hidroxilos del anillo de la glucosa (GLU) o el anillo de fructosa (FRU).⁴⁸

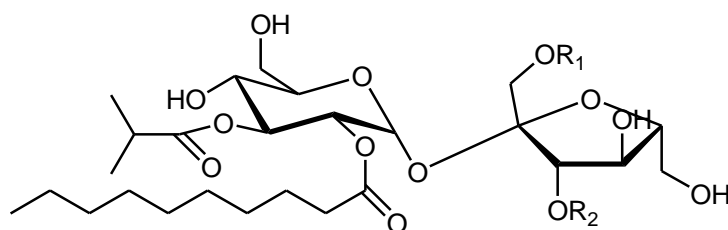
El primer informe de estos metabolitos en el género *Physalis* corresponde al estudio de hojas y flores de *Physalis viscosa*. De esta planta se aisló una sacarosa diacilada que fue llamada Physalósido A (**82**). Este compuesto presentó actividad antibacteriana contra las bacterias Gram-positivas *Staphylococcus aureus* y *Streptococcus pneumoniae*, pero fue inactivo contra las bacterias Gram-negativas, *KleibSELLA pneumoniae* y *Pseudomonas aeruginosa*.⁴⁹



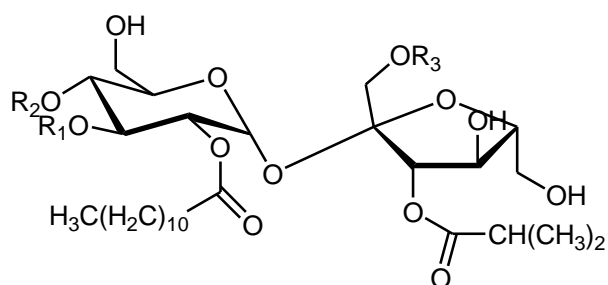
78. Physalósido A

Figura 9. Estructura de Physalósido A de *P. viscosa*

También se ha descrito el aislamiento de ES de los frutos de *Physalis nicandroides var. attenuata* y *Physalis solanaceous*. En la primera se encontró que los componentes mayoritarios de éstos son ES tri y tetra-aciladas a la cuales se les nombró nicandrosas A-E (**79-83**).³² En la segunda se encontraron tres ES llamados solanosas A-C (**84-86**) junto con la ya conocida Physordinosa B (**87**).⁴⁰



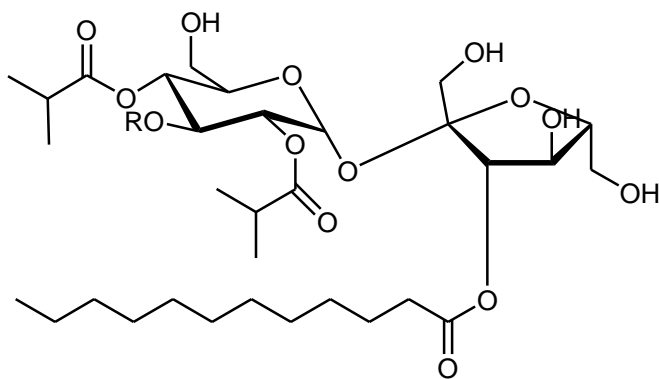
- | | |
|--|--------------|
| 79. R ₁ =R ₂ = 2-metilbutanoil; | Nicandrosa A |
| 80. R ₁ =Ac R ₂ =isobutiril; | Nicandrosa B |
| 81. R ₁ =Ac R ₂ = 2-metilbutanoil; | Nicandrosa C |
| 82. R ₁ =H R ₂ = Isobutiril; | Nicandrosa D |
| 83. R ₁ =H R ₂ = 2-metilbutanoil; | Nicandrosa E |



84. R₁= iVal R₂=H R₃=iBu; Solanosa A
 85. R₁= iVal R₂=iVal R₃=H; Solanosa B
 86. R₁= iVal R₂=H R₃=H Solanosa C
 87. R₁= iBu R₂=H R₃=H; Physordinosa B

Figura 10. Estructuras de ES obtenidos de los frutos de *Physalis nicandroides var. attenuata* y *Physalis solanaceous*

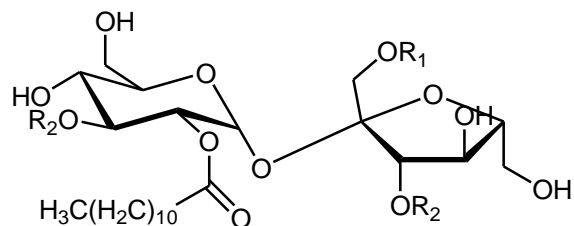
También se ha descrito el aislamiento de ES tetra-aciladas (**88-89**) en los cálices de *Physalis chenopodifolia*.³⁹



88. R=iBu; 2,3,4-tri-O-isobutiril-3'-O-laurilsacarosa
 89. R=3-metilbutanoil; 2,4-di-O-isobutiril-3-O-(2-metilbutanoil)-3'-O-lauoilsacarosa.

Figura 11. Estructuras de ES de *Physalis chenopodifolia*

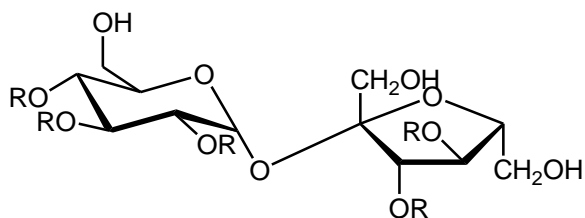
De las partes aéreas de *Physalis sordida* se describió el aislamiento de 4 ES llamados Physordinosas A (**90**), B (**87**) y C-D (**91-92**).⁵⁰



90. R₁=Ac R₂= iBu
 91. R₁=Ac R₂=H
 92. R₁=H R₂=H

Figura. 12. ES presentes en *Physalis sordida*

Recientemente se han aislado nuevos ES en otros géneros diferentes a *Physalis*, como es el caso de *Asteraceae*, en el cual se logró el aislamiento de pentaisovalerilsacarosa (**93**) presente en hojas y tubérculos de la especie *Vernonia guineensis*.⁵¹ *Phyllanthus cochinchinensis*, planta medicinal usada para enfermedades infecciosas, perteneciente al género *Phyllanthus* de la familia *Euphorbiaceae*, se aislaron 5 nuevos ésteres de benzoilo de sacarosa, presentes en toda la planta, como son 3,6'- di-O-benzoilsacarosa (**94**), 3,6'-di-O-benzoil-2'-O-acetilsacarosa (**95**), 3,6'-di-O-benzoil-4'-O-acetilsacarosa (**96**), 3,6'-di-O-benzoil- 3'-O-acetilsacarosa (**97**) and 3-O-benzoil-6'-O-(*E*)- cinnamoilsacarosa (**98**).⁵²



93. R=iVal; Pentaisovalerilsacarosa

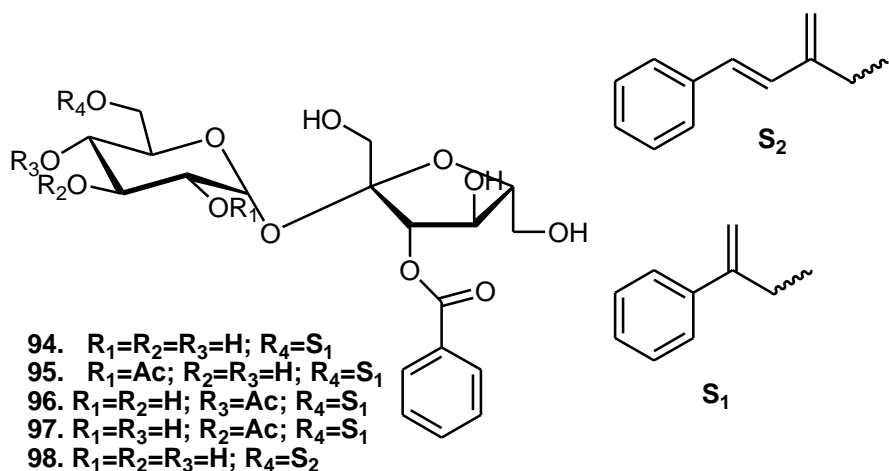


Figura 13. Estructuras de compuestos aislados de géneros diferentes a *Physalis*

2.3.4.1. Aplicaciones de los ésteres de sacarosa

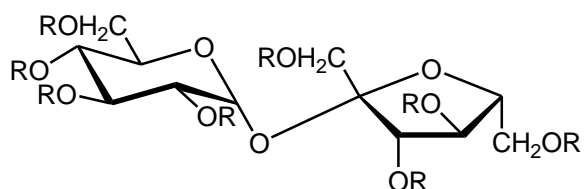
Los ES de los ácidos grasos son surfactantes del tipo no iónicos y sus aplicaciones son muy variadas; muestran propiedades de superficie, tales como: buena detergencia, y son buenos espumantes y emulsionantes. Otras propiedades sobresalientes son: biodegradabilidad total, neutralidad y no presentan toxicidad.⁵³

En la industria de alimentos, se han utilizado ES como sustitutos de grasa. Como por ejemplo se tiene la aplicación de un poliéster de sacarosa como una grasa sintética, no absorbible a la que se le ha dado el nombre de olestra (**99**) (Olean®, The Procter & Gamble Co., Cincinnati, Ohio). Este producto es una mezcla de hexa-, hepta-, y octaésteres de sacarosa, resultantes de la esterificación del disacárido con ácidos grasos de cadena larga aislados de grasas y aceite comestibles provenientes de maíz, soya, palma, coco y algodón. Las propiedades físicas de olestra son similares a las de un triglicérido que contenga los mismos ácidos grasos, es decir, un tipo de olestra que contenga ácidos grasos altamente saturados será sólido a la temperatura ambiente y aquel que contenga ácidos grasos altamente insaturados será líquido.

Las propiedades térmicas de olestra son las mismas de la grasa, pero difieren de ésta en que el producto sintético no es hidrolizado por las enzimas gástricas ni pancreáticas y no es absorbido por el tracto gastrointestinal, lo que explica que olestra no aporte calorías a la dieta. Ello hace posible que pueda sustituir a las grasas en prácticamente todos los usos de éstas, aún en aquellas operaciones culinarias que involucran altas temperaturas como son el horneado y la fritura.

Debido a su carácter lipofílico olestra afecta negativamente la absorción de los componentes liposolubles de la dieta, de tal modo que su uso prolongado puede provocar deficiencias de vitaminas liposolubles, β -caroteno y colesterol. Sin embargo, estos inconvenientes pueden corregirse mediante alimentos que contengan olestra, con vitaminas A, D, E y K. Por otra parte, olestra no afecta significativamente la absorción de otros macronutrientes como proteínas, carbohidratos o vitaminas hidrosolubles y minerales.

La FDA aprobó el uso del sustituto de grasa olestra en 1996, considerando que los estudios realizados habían demostrado que éste no es tóxico, carcinogénico, genotóxico ni teratogénico. Esta aprobación permitió a la Compañía Procter & Gamble, reemplazar en 100% a las grasas tradicionales en la preparación de botanas de sabor salado o picante, pero no en los de sabor dulce.⁵⁴



99. R=grupo acil de ácidos grasos R-CO-
Poliéster de sacarosa (Olestra ó Olean)
[α -glucopiranosil (1,2) enlace - β -fructofuranósido]

Figura 14. Estructura de olestra, un sustituto de grasas a base de lípidos.⁵⁵

Los ES también se utilizan como emulsionantes, como en el caso de la reconstitución de leche mediante la emulsificación de la grasa; en la formulación de blanqueadores de café donde en combinación con monoglicéridos y otros emulsionantes y en helados se utilizan a una concentración de 0.2% para mantener la viscosidad. La adición de 1% en peso de ésteres de sacarosa a la masa de pan blanco y pasteles incrementa la suavidad de la migaja, brinda volumen y aumenta la vida de anaquel. Además de favorecer la formación de emulsiones, los ésteres de sacarosa proveen otra propiedad de importancia al disminuir la retrogradación del almidón.⁵⁴

Los ES son macromoléculas de naturaleza hidrofóbica - hidrofílica, muestran fenómenos de superficie que mejoran la eficiencia o desempeño “performance” de algunos procesos por lo que se les considera excelentes surfactantes no iónicos, de gran utilidad en la industria azucarera. Farolfi *et al.* (1993) y Vilches *et al.*, (1997,1999) informan de resultados favorables al uso de ésteres de sacarosa como antiviscosos en la clarificación del melado y en el procesamiento de masas cocidas de bajo grado en la industria azucarera de caña.⁵⁷

Los ésteres de sacarosa de ácidos grasos de peso molecular alto son agentes de superficie no iónicos, no contaminantes y biodegradables que se usan como recubrimiento de frutas, porque reducen la transpiración de las frutas, disminuyendo las pérdidas de peso, las alteraciones en la textura, el sabor y el valor nutricional,⁵⁸ y aumentan así su vida de anaquel.

Los ES también son utilizados para la elaboración de detergentes cuando los ésteres provienen de los ácidos láurico y oleico, y tienen la ventaja de ser biodegradables.⁵⁹ Y también son aplicables en la elaboración de cremas emolientes en proporción de 1 – 3% y en labiales en proporción del 20%.⁵⁶

Las partes aéreas de muchas plantas solanáceas están cubiertas por una capa pegajosa de ésteres de glucosa o sacarosa. La presencia de éstos en la

superficie de las plantas afecta el comportamiento de los insectos herbívoros. Estos compuestos pueden ser una buena alternativa para el uso común como pesticidas, ya que estos no son tóxicos para los mamíferos.⁶⁰

2.4. *Physalis orizabae* Dun

Physalis orizabae Dun., es una planta herbácea perenne, mide de 20 a 30 cm de alto,⁶¹ erecta a extendida, ramificada desde la base, pubescencia muy variable en longitud y densidad, Con tricomas simples, septados, blancos y tallo liso cilíndrico.

Se caracteriza por las hojas enteras, coloridas, grandes, amplias, con máculas contrastantes y anteras púrpuras o azules, así como por el cáliz en el fruto, pedicelos en la flor. El fruto es una baya de 10–12mm de largo. La especie habita en laderas, márgenes de encinares perturbados y claros adyacentes al bosque de pino-encino. También en ocasiones se presenta en pastizales secundarios y en matorral subtropical.



Figura. 15. Imagen de flor de *Physalis orizabae* Dun.⁶²

Florece y fructifica de junio a septiembre, su distribución se localiza en los siguientes estados: Aguas Calientes., D.F., Dgo., Edo. de Méx., Gto., Hdo., Jal., Mich., Mor., Nay., N.L., Oax., Ver., Zac.³ En el Estado de Hidalgo se utiliza como antidiarreico y para contrarrestar la colecistopatía (enfermedad de la vesícula biliar).²

Taxonomía de *Physalis orizabae* Dun.

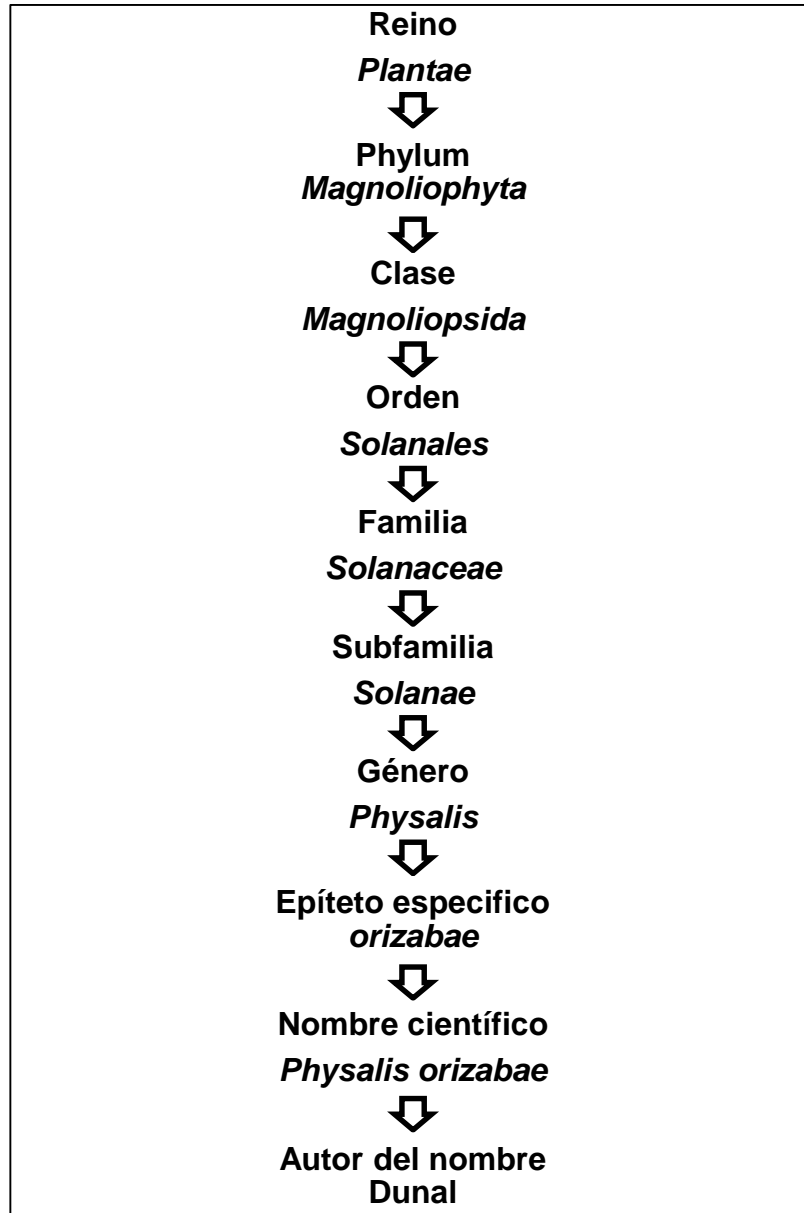


Figura 16. Taxonomía de *Physalis orizabae* Dun

2.4.1. Estudios químicos previos de *Physalis orizabae* Dun.

En la literatura se describe el estudio de las partes aéreas (hojas, tallos y flores) de *Physalis orizabae* Dun., en el que se lograron aislar cuatro compuestos: la mezcla de β -sitosterol (**100**) y estigmasterol (**101**), el flavonoide rutina (**102**) y el withaesteroide orizabólida (**103**).^{63, 64} Cabe mencionar que los tres primeros se lograron aislar de las partes aéreas de *Physalis solanaceus*,⁶⁵ y como también los dos primeros de *Physalis coztomatl*.⁴⁵

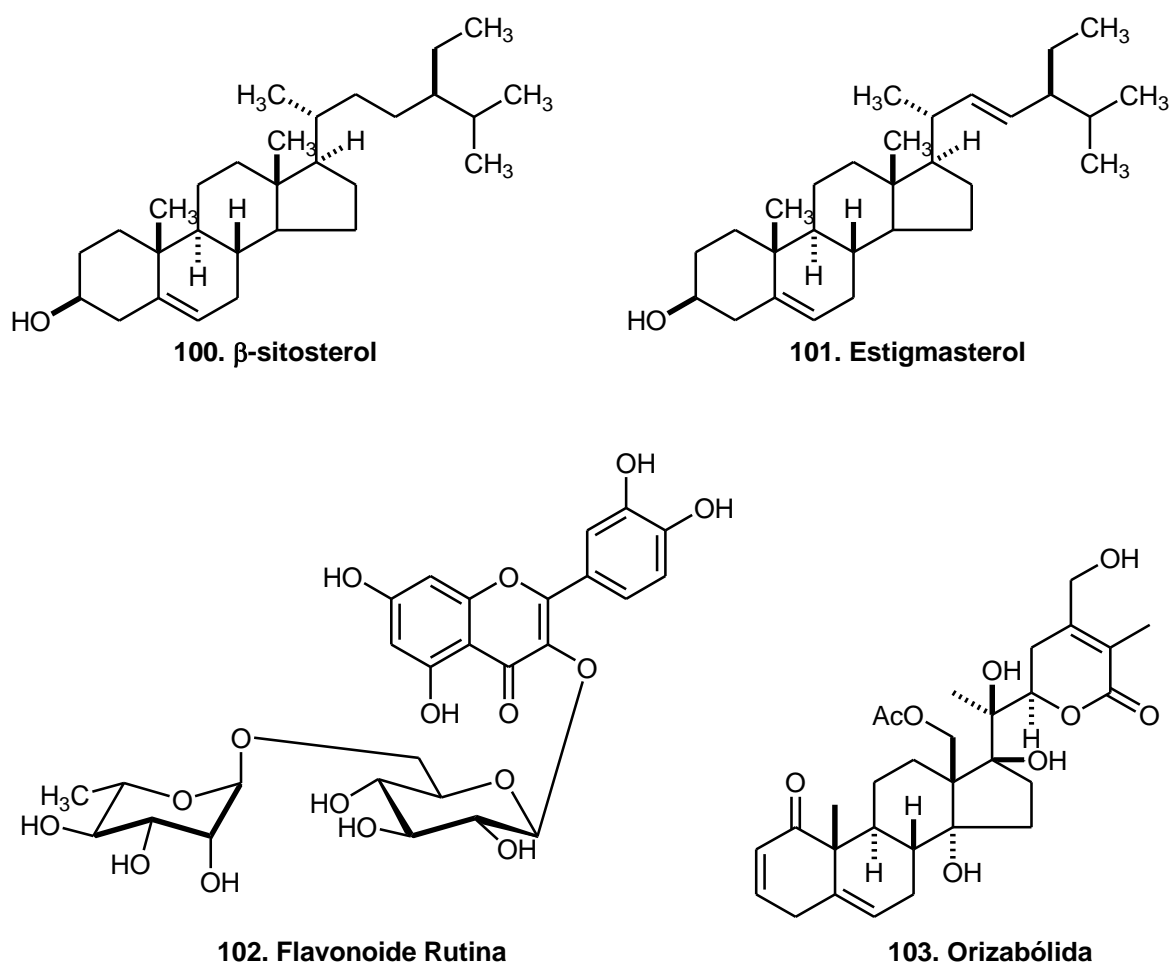


Figura 17. Productos aislados de *Physalis orizabae* Dun

3. HIPÓTESIS

El aislamiento y caracterización de los metabolitos secundarios más abundantes de los extractos orgánicos de los frutos de *Physalis orizabae* Dun., es posible mediante técnicas de separación tales como Cromatografía en Columna, Cromatografía de Gases, Cromatografía de Líquidos de Alta Eficiencia y técnicas espectroscópicas como Resonancia Magnética Nuclear.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

- Estudio químico de los frutos de *Physalis orizabae* Dun.

4.2. Objetivo específico

- Aislar metabolitos secundarios de los frutos de *Physalis orizabae* Dun., mediante Cromatografía en Columna, Cromatografía de Gases y Cromatografía de Líquidos de Alta Eficiencia y determinar su estructura utilizando Resonancia Magnética Nuclear de ^1H y ^{13}C .

5. PARTE EXPERIMENTAL

5.1 Material vegetal

La planta *Physalis orizabae* Dun., se recolectó en el Valle del Conejo Márquez, municipio de Ocoyoacac, Estado de México, México, en agosto de 2006. Un ejemplar de la planta fue identificado por la Dra. Mahinda Martínez y se depositó en el Herbario de la Universidad Autónoma de Querétaro (UAQ), con clave EMJ-8.

5.2 Extracción del material vegetal

Los frutos (sin cálices) de *Physalis orizabae* Dun., secos y molidos (913.4 g), se empacaron en una columna de vidrio y se extrajeron con MeOH hasta agotar el material vegetal. El MeOH se eliminó a presión reducida, para obtener el extracto metanólico que se sometió a un proceso de partición en un embudo de separación, el extracto metanólico (disuelto en metanol agua 4:1 hasta 1L), se sometió a tres extracciones sucesivas con 300 mL de hexano cada una. Los extractos hexánicos se reunieron y se concentraron a presión reducida para obtener 52.3g. De la fase MeOH/H₂O, se eliminó el MeOH a presión reducida y se agregó H₂O (1 L). La fase acuosa resultante, se sometió a tres extracciones sucesivas con 300 mL de AcOEt cada una y se reunió con la fase orgánica; se secó sobre Na₂SO₄, se filtró y se concentró al vacío. Se obtuvieron, después de evaporar el disolvente, 42.36 g del extracto de AcOEt.

5.3 Diagrama general de la investigación

En la figura 18 se representa de manera esquemática la metodología llevada a cabo en este estudio.

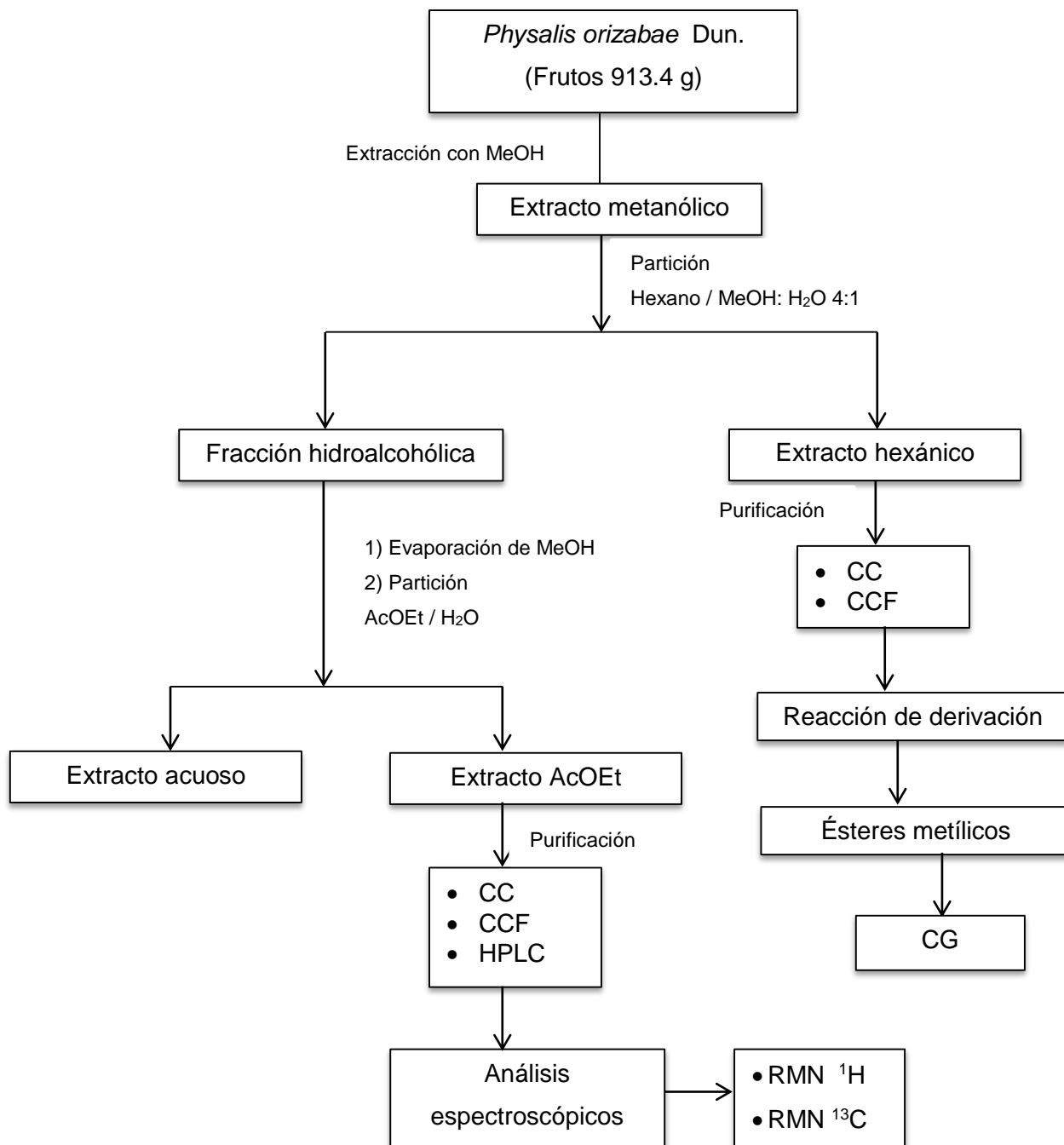


Figura 18. Diagrama del método seguido en este estudio

5.4. Aislamiento y Purificación

5.4.1 Extracto hexánico

El extracto hexánico 52.3g, se disolvió con acetona, se adsorbió en celita y se dejó evaporar el disolvente, el extracto adsorbido se sometió a cromatografía en columna (CC) al vacío; se colocó en la parte superior de una columna de vidrio rellena con una fase estacionaria de sílice gel; la separación se efectuó con una fase móvil de mezclas de Hexano / AcOEt en diferentes proporciones de polaridad creciente.

Se obtuvieron 65 fracciones de 40 mL cada una. Las fracciones 1-10 se obtuvieron con 100% Hexano, 11-20 (90% / 10%), 21-23 (85% / 15%), 31-35 (80% / 20%), 36-65 (75% / 25%). Las fracciones obtenidas se analizaron mediante ccf y las que mostraron una composición similar se reunieron. Se reunió de la 2-7 (1A), 8-11(2A), 12-17 (3A), 18-20 (4A), 21-23(5A), 24-35 (6A), 36-65 (7A), y posteriormente se evaporó el disolvente por destilación a presión reducida.

La fracción 2A se sometió a CC con vacío, eluida con mezcla de Hexano / AcOEt en diferentes proporciones de polaridad creciente. Se obtuvieron 49 fracciones de 40 mL cada una. Las fracciones de 1-2 (100% Hexano), 3-11 (98% / 2%), 12-20 (96% / 4%), 21-30 (92% / 6%), 31-39 (90% / 10%), 40-49 (88% / 12%). Las fracciones obtenidas se analizaron mediante ccf y las que mostraron una composición similar se reunieron de la siguiente manera: 1-5 (2.1A) 5.046 g, 6-15 (2.2A) 8.253g, 16-20 (2.3A) 1.053 g, 21-25 (2.4A) 0.036g, 26-31 (2.5 A) 0.035g, 35-42 (2-6 A)0.095g, las cuales mostraban la apariencia de un aceite de color amarillo.

La composición cualitativa de ácidos grasos se determinó por comparación de los tiempos de retención de los picos obtenidos con los de patrones de ésteres metílicos de ácidos grasos. Para la cuantificación de los mismos se utilizó el método de estándar interno.

La fracción 3A se sometió a CC al vacío, eluida con mezcla de Hexano/AcOEt en diferentes proporciones de polaridad creciente. Se obtuvieron 50 fracciones de 40 mL; 1 (100% Hexano), 2-6 (98% / 2%), 7-10 (96% / 4%), 11-15 (94% / 6%), 16-20 (92% / 8%), 21-25 (90% / 10%), 26-30 (88% / 12%), 31-35 (86% / 14%), 36-40 (84% / 16%), 41-45 (82% / 18%), 46-50 (80% / 20%), las cuales se analizaron mediante ccf y las que mostraron una composición similar se reunieron, de la siguiente forma; 7-20 (3.1A) 0.601 g, 21-39 (3.2A) 2.602g, obteniéndose un aceite de color amarillo.

De igual forma que las muestras anteriores, las fracciones 1 A, 4 A, 5 A, 6 A, 7 A, se purificaron por separado mediante CC al vacío, obteniéndose en cada una de ellas aceites de color amarillo, las fracciones 1 A y 4 A, se desecharon, por que éstas no presentaron características semejantes en ccf a las fracciones anteriores, ya que el principal interés es estudiar las muestras donde se obtuvieron los aceites en gran cantidad. Posteriormente se reunieron todas las fracciones de interés de cada una de las fracciones obtenidas inicialmente (2A, 3A, 5A, 6A, 7A), se tomó una muestra de esta mezcla y fue analizada por RMN ¹H, donde se determinó que se trataba de una mezcla de triacilgliceroles.

Posteriormente se sometió una muestra de la mezcla a una reacción de derivación para obtener los ésteres metílicos de los ácidos grasos. Para ello se tomaron 119 mg del aceite amarillo (liquido) obtenido de las extracciones, se adicionaron 2 mL de una solución de NaOH en MeOH 0.5 M, y se calentó hasta ebullición por 2 min (hasta formar una sola fase); posteriormente se adicionaron 2 mL de BF₃OEt₂. Se calentó nuevamente hasta ebullición por 2 min, se dejó enfriar, se adicionaron 2 mL solución saturada de NaCl en agua, se extrajo con 2mL de hexano 3 veces, se secó sobre Na₂SO₄, se filtró y se llevó a 10 mL con hexano.

La composición cualitativa de ácidos grasos se determinó por comparación de los tiempos de retención de los picos obtenidos con los de patrones de ésteres

metílicos de ácidos grasos. Para la cuantificación de los mismos se utilizó el método de estándar interno.

La mezcla de los ésteres metílicos de los ácidos grasos se analizó en un cromatógrafo de gases Agilent 6890, utilizando como fase móvil hidrógeno, en una columna AT-FAME 30m x 0.25 mm (fase estacionaria), espesor de película 0.25 μm , inyector a 250°C, detector de ionización de flama a 275°C, Split 100 flujo de H_2 1.8 mL/min y temperatura del horno 180°C. Se utilizó como estándar interno a la ω -pentadecalactona, ya que es una sustancia similar que no se encuentra en la matriz de estudio ya que es un éster cíclico impar. También se utilizó como analito puro otra sustancia patrón: el ácido araquídico.

5.4.2. Extracto de acetato de etilo

El extracto AcOEt, se sometió a CC al vacío sobre sílice y se eluyó con mezclas de Hexano/AcOEt en diferentes proporciones de polaridad creciente.

Se obtuvieron 109 fracciones de 40 mL cada una, con diferentes proporciones de hexano / AcOEt. Las fracciones de 1-5 (100% Hexano); 6-10 (95% / 5%), 11-20 (90%), 21-30 (85% / 15%), 31-40 (80% / 20%), 41-50 (70% / 30%), 51-60 (60% / 40%), 61-70 (40% / 60%), 71-109 (20% / 80%). Las fracciones obtenidas se analizaron mediante ccf y las que mostraron una composición similar se reunieron, de la siguiente manera; 20-26 (1B), 27-30(2B), 31-50 (3B), 51-65 (4B), 66-80 (5B), 81-84 (6B), 85 (7B), 86-90 (8B), 91-99 (9B), 100-108 (10B), 109 (11B), evaporando el disolvente por destilación a presión reducida.

Dado que la fracción 10B era la más abundante (con 4.9 g), se sometió a CC al vacío, eluida con mezcla de Hexano/AcOEt en diferentes proporciones de polaridad creciente. Se obtuvieron 42 fracciones de 50 mL: 1 (100% Hexano), 2

(90% / 10%), 3 (80% / 20%), 4-42 (70% / 30%). Las fracciones obtenidas se analizaron mediante ccf y las que mostraron una composición similar se reunieron en una nueva fracción, así que se unieron las siguientes: 23-29 (10.1B) cera amarilla obscura 12 mg, 30-42 (10.2B) 33mg cera amarilla clara.

Posteriormente se sometió a purificación la mezcla de 10.2 B, en un equipo de HPLC preparativo Waters Delta Prep 4000, con un detector Waters 486 Tunable, utilizando la columna Luna 5u C18(2) 100 A, AXIA, 50X21.20 mm 5 micrones. Se utilizó un gradiente de MeOH/H₂O con porcentajes de 65%/35% respectivamente (se utilizaron disolventes grado HPLC). Posteriormente se evaporó el disolvente de las fracciones obtenidas 10.2.1 B y 10.2.2 B por evaporación a presión reducida y se analizó en un equipo HPLC de marca HP series 1100, con una columna Sinergy Max RP. Las muestras se analizaron por RMN ¹H y RMN ¹³C.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Del extracto hexánico

Para determinar la cantidad presente de cada uno de los ácidos grasos obtenidos por cromatografía de gases (CG), se utilizó el método de estándar interno (EI). Para la determinación se eligió como EI a la pentadecalactona, ya que es una sustancia similar pero que no se encuentra en la matriz de estudio, y que además al ser analizada por CG, eluye dentro del mismo intervalo de los demás compuestos de interés.

Como la respuesta del detector no necesariamente es la misma, se requiere conocer el factor de respuesta; para ello se utilizó un patrón el ácido araquídico como analito puro, este patrón es útil para los fines que se persiguen puesto que tiene una estructura similar a los compuestos que interesa analizar y se encuentra en la naturaleza (ácido graso de cadena par), por lo que nos permite determinar la respuesta en el detector y con esto obtener el FR. Y se asumió que el FR para todos los ácidos grasos presentes era el mismo.

Donde se tiene que el factor de respuesta es:

$$FR = \frac{A_{EI}}{A_{AP}}$$

Donde A_{EI} = Área del estándar interno y A_{AP} = Área del analito puro

Para la determinación de cuantificación de cada uno de ellos en mg / g se utilizó la siguiente formula:

$$\frac{mg}{g} \text{ Ác. Graso} = \frac{\left(\frac{A_{\text{Ác. Graso}}}{A_{EI}}\right) (1.8) FR (Vol. inyección)}{m_{inicial}}$$

A continuación se muestra en la figura 19, uno de los cromatogramas obtenidos de las corridas para determinar el FR, esto con el fin de ejemplificar los datos que se desprenden del mismo.

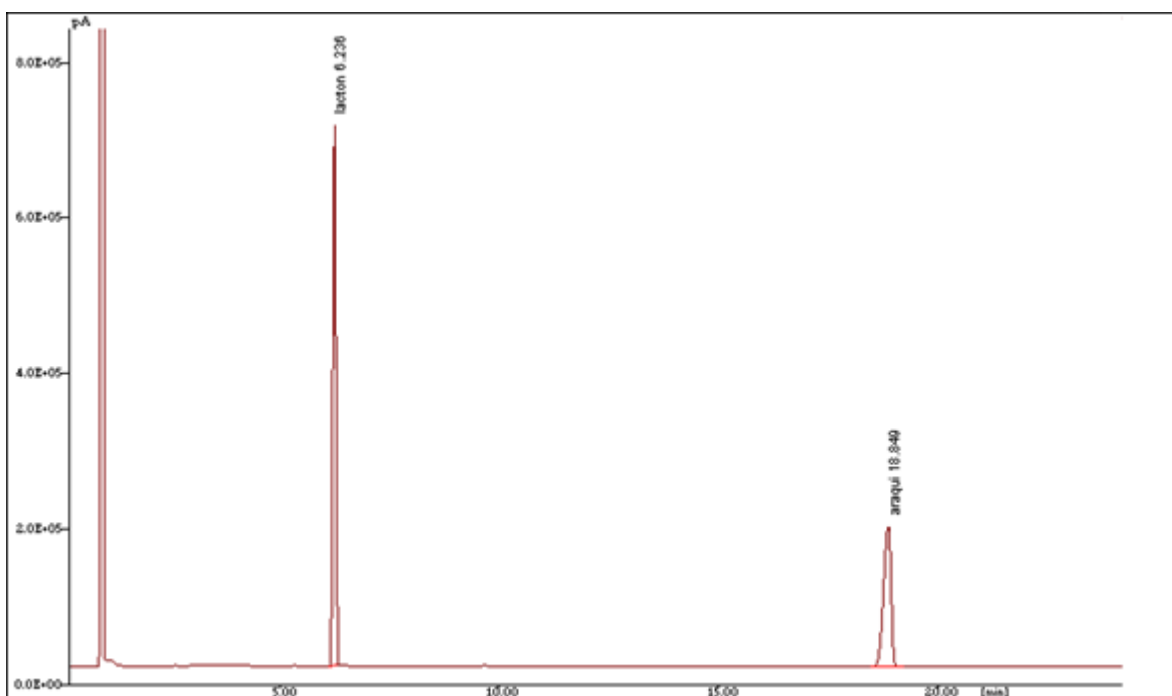


Figura 19. Cromatograma de la solución preparada con el EI y el AP

Tabla 1. Soluciones usadas para factor de respuesta	
AP	Solución de EI
[Ác. araquídico] (C₂₀H₄₀O₂)	[Pentadecalactona] (C₁₅H₂₈O₂)
3 mg/mL	3.6 mg/mL

Tabla 2. Determinación de factor de respuesta

Inyección	Área lactona	Área araquídico	Aaraq/Alac	Caraq/Clac
1	1968700	1780359	0.9043	0.83
2	2632625	2489219	0.9455	
3	3188450	2914305	0.9140	
promedio	-----	-----	0.9213	
	-----	0.0215	
FR	1.109991576			

Por medio de este factor se cuantificó cada uno de los ácidos grasos presentes en los frutos de *Physalis orizabae*.

De la reacción de metilación de los ácidos grasos de las fracciones 2A, 3A, 5A, 6A, 7A, se identificaron los ésteres metílicos correspondientes, los cuales se inyectaron junto con la solución patrón de pentadecalactona, obteniéndose el siguiente cromatograma:

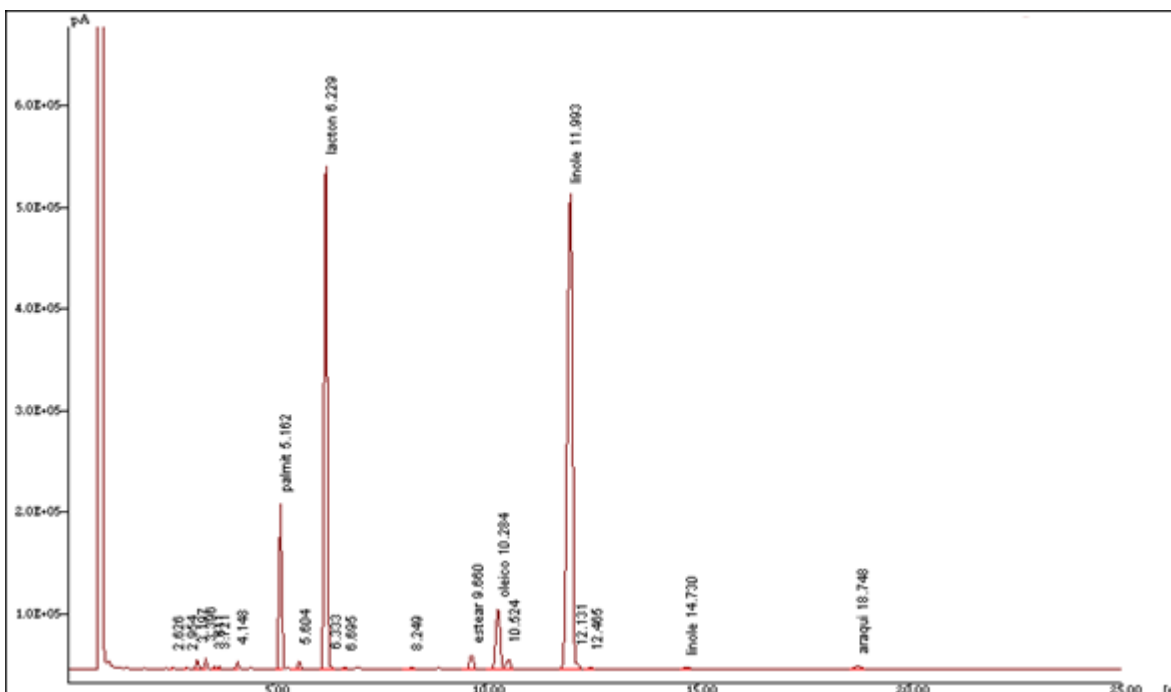


Figura 20. Cromatograma de la solución EI y AP, junto con la muestra con los ésteres metílicos

Tabla 3. Composición de ácidos grasos presentes en frutos de <i>Physalis orizabae</i>.			
Ácidos	concentración mg/mL	Mg	mg/ g
No identificados	0.25	5.11	42.95
Palmítico	0.57	11.39	95.72
Esteárico	0.10	1.96	16.46
Oleico	0.45	8.97	75.41
Linoleico	4.36	87.18	732.68
Linolénico	0.016	0.31	2.64

Ejemplo de cálculo de ácido graso

$$\frac{A_{palmitato}}{A_{EI}} = 362396/1257070 = 0.2882$$

$$[Palmitato] = (0.2882)(1.8)FR = (0.2882)(1.8)(1.109991576) = 0.57 \text{ mg/mL}$$

$$\text{mg Palmitato} = 0.57 \frac{\text{mg}}{\text{mL}} (2\text{mL}) = 1,14 \text{ mg}$$

$$\frac{\text{mg}}{\text{g}} \text{ palmitato} = \frac{(1,14 \text{ mg})(1\text{g})}{0.119\text{g}} = 9.58\text{mg/g}$$

Como se puede observar en la Tabla 3, el ácido predominante en los frutos de *Physalis orizabae* es el ácido linoléico con 732.68 mg / g, seguido del ácido palmítico con 95.72 mg/g.

6.2. Del extracto de acetato de etilo

Se logró aislar por medio de HPLC preparativa dos compuestos, que pertenecen al grupo de las acil- sacarosas: Nicandrosa D y Nicandrosa E.

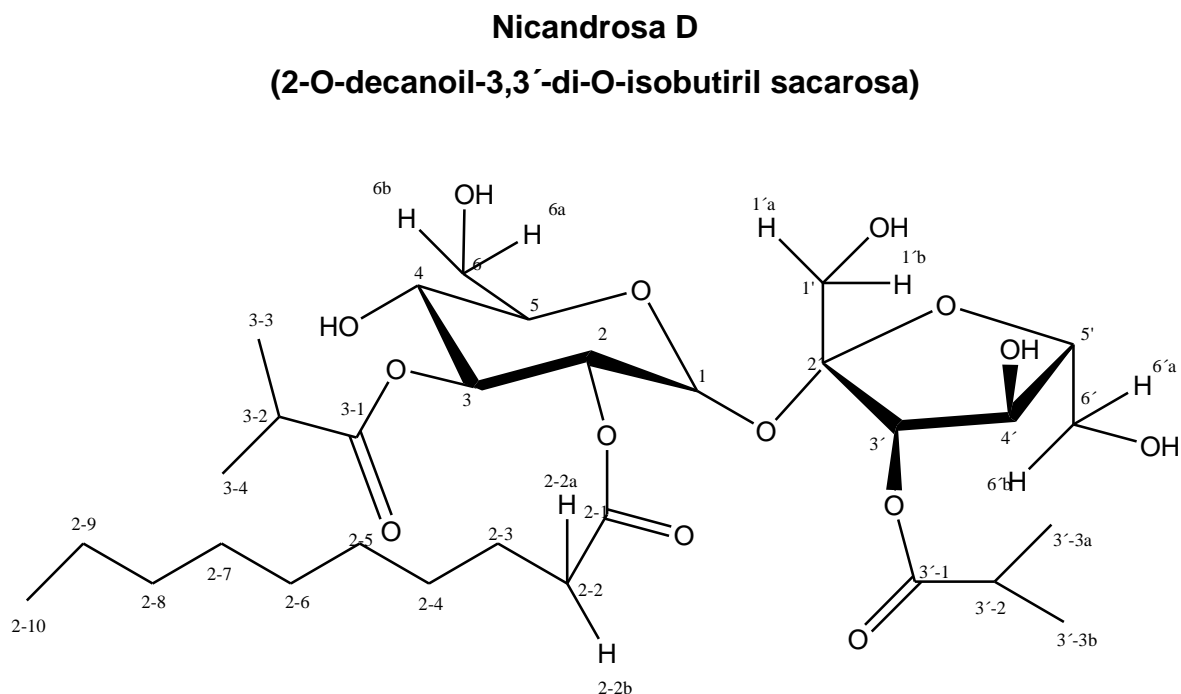


Figura 21. Estructura de Nicandrosa D

La caracterización del compuesto Nicandrosa D se realizó por espectroscopía de RMN ^1H datos: (δ , 500 MHz, CDCl_3). Los datos descritos a continuación fueron comparados y concuerdan con la información publicada por Maldonado y colaboradores [9] para Nicandrosa D. Se atribuyen las siguientes señales al anillo de piranosa a $\delta = 5.55$ ppm se observa una señal doblete y se atribuye al protón del C1 (d, $J = 3.5$ Hz, 1H), en 4.88 ppm se observa una señal doble de doble que pertenece al protón del carbono 2 (dd, $J = 10.5, 3.5$ Hz, 1H), en 5.22 ppm aparece una señal que se atribuye al protón del carbono 3 del anillo (dd, $J = 10.5, 9.5$ Hz, 1H), en 3.54 ppm se observa una señal triplete que se le atribuye al protón unido al C4 (t, $J = 9.5$ Hz, 1H), en 4.04 se observa una señal que se asigna

al protón unido al C5 (ddd, $J = 10, 6, 2.5$ Hz, 1H), en 3.97 y 3.75 se observan los protones diastereotópicos unidos a C6; (6 a) (dd, $J = 12, 2$ Hz, 1H), (6 b) (dd, $J = 12, 6$ Hz, 1H) respectivamente. Se puede ver que en el enlace C2–O– de la piranosa, a 2.28 ppm aparece una señal que se atribuye a uno de los protones unidos al C2-2 (2-2 a) (dt, $J = 16, 8$ Hz, 1H), en 2.23 ppm aparece una señal que se asigna a uno de los protones unidos al C2-2 (2-2b) (dt, $J = 16, 8$ Hz, 1H), en 1.55 ppm aparece una señal quintuplete que se asigna al protón unido al C2-3 (qnt, $J = 7.5$ Hz, 2H), en 1.26 ppm aparece una señal multiplete que se asigna a los protones unidos a C2-4 - C2-9 (m, 12H), y 0.88 ppm se observa una señal triplete que se asigna a los protones del metil C2-10 (t, $J = 7$ Hz, 3H). Para el enlace C3–O– de la piranosa; en 2.56 ppm una señal heptuplete (hept, $J = 7$ Hz, 1H) y las dos señales dobles en 1.15 y 1.13 ppm (d, $J = 7$ Hz, 3H) se asigna aun grupo isopropilo que corresponde con el grupo isobutirato. Para el anillo de la furanosa, se observar en $\delta = 3.58$ y 3.49 ppm las señales de los protones diastereotópicos unidos a C1´(1´a) (d, $J = 12.5$ Hz, 1H), 1´b) (d, $J = 12.5$ Hz, 1H) respectivamente. En 5.19 ppm aparece una señal que se atribuye al protón unido al C3´ (d, $J = 8$ Hz, 1H), en 4.52 ppm aparece una señal que se atribuye al protón unido al C4´ (t, $J = 8$ Hz, 1H), en 3.94 ppm aparece una señal que se asigna al protón unido al C5´(m), en 3.91 y 3.75 se observan los protones diastereotópicos unidos a C6´(6´a) (d ancho, $J = 13$ Hz, 1H), (6´b) (d ancho, $J = 13$ Hz, 1H) respectivamente. Las señales que se atribuyen al isobutirilo sustituyente del C3´-O- de furanosa, se observa en $\delta = 2.74$ ppm una señal que se atribuye al protón unido al C´3-2 (hept, $J = 7$ Hz, 1H), en 1.28 y 1.25 ppm (d, $J = 7$ Hz, 3H) se observan las señales de los metilos del isobutirilo.

En el espectro de RMN ^{13}C datos (δ , 125 MHz, CDCl_3) para Nicandrosa D se observan las siguientes señales:

a) Para el anillo de piranosa $\delta=89.7$ (CH-1), 69.8 (CH-2), 72.7 (CH-3), 71.2 (CH-4), 73.9 (CH-5), 62.3 (CH₂-6);

b) Se presentan las siguientes señales que se asignan a carbonos del sustituyente acilo del C2, $\delta=173$ (COO, C-1), 33.9 (CH₂, C-2), 24.6 (CH₂, C-3), 29.1

(CH₂, C-4), 29.2 (CH₂, C-5,6), 29.3 (CH₂, C-7), 31.8 (CH₂, C-8), 22.6 (CH₂, C-9), 14.1 (CH₃, C-10);

c) Las señales que se atribuyen al sustituyente en C3–O–, son: $\delta=177.9$ (COO, C-1), 34.05 (CH, C-2), 18.9 (CH₃, C-3), 18.8 (CH₃, C-4);

d) Las señales que corresponden a los carbonos del anillo de furanosa son: $\delta=64.3$ (CH₂, C-1'), 103.9 (C, C-2'), 79.0 (CH, C-3'), 69.9 (CH, C-4'), 82.3 (CH, C-5'), 60.1 (CH₂, C-6');

e) Finalmente las señales que se atribuyen al isobutiril sustituyente del C3'-O- de la furanosa son: $\delta=178.9$ (COO, C-3'-1), 33.9 (CH, C-3'-2), 19.2 (CH₃, C-3'-3a), 18.7 (CH₃, C-3'-4b).

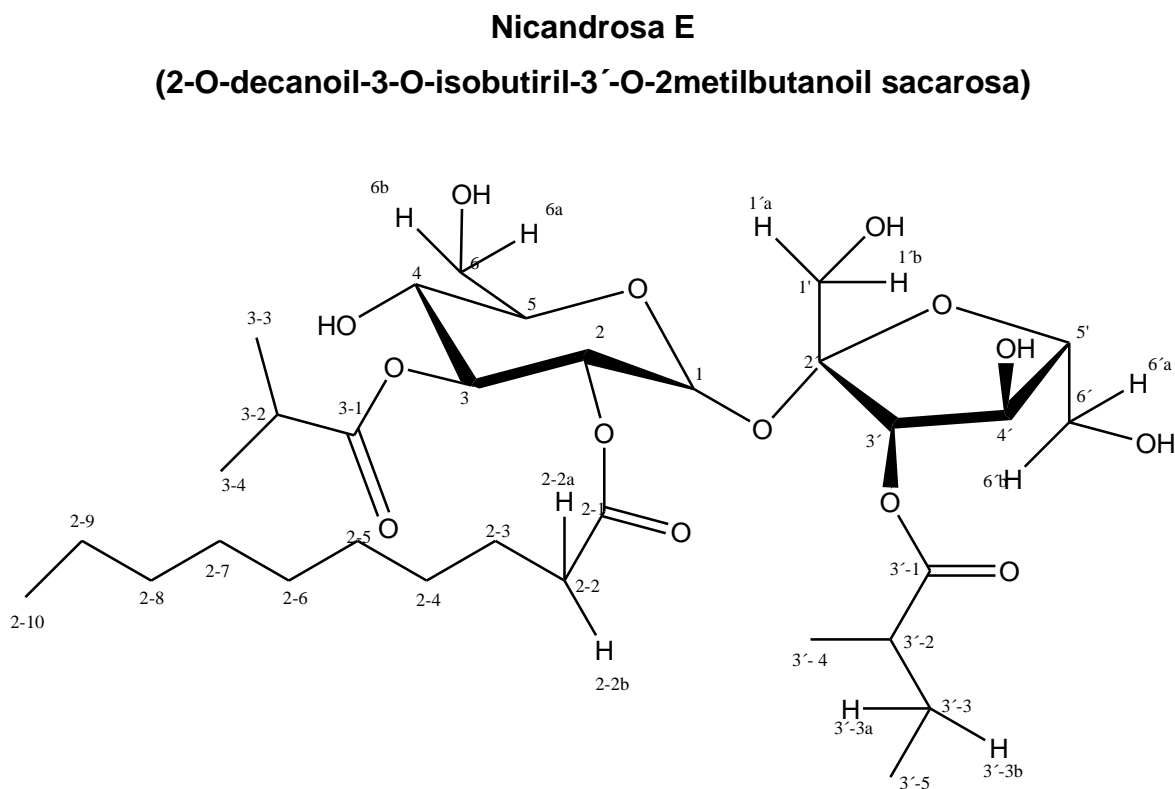


Figura 22. Estructura de Nicandrosa E

La caracterización del compuesto Nicandrosa E se realizó por espectroscopía de RMN ^1H , datos: (δ , 500 MHz, CDCl_3). Los datos descritos a continuación fueron comparados y corresponden con la información publicada por Maldonado y colaboradores [9], para Nicandrosa E. Se tiene para el anillo de la piranosa de Nicandrosa E, señales en el espectro de RMN que se atribuyen a: $\delta = 5.55$ (d, $J = 4$ Hz, 1H, H-1), 4.91 (dd, $J = 10.5, 4$ Hz, 1H, H-2), 5.18 (dd, $J = 10.5, 9.5$ Hz, 1H, H-3), 3.53 (t, $J = 9.5$ Hz, 1H, H-4), 4.05 (ddd, $J = 9.5, 6, 2$ Hz, 1H, H-5), 3.98 (d, $J = 12$ Hz, 1H, H-6 a), 3.75 (dd, $J = 12, 6$ Hz, 1H, H-6 b). Para el enlace C2–O– de la piranosa, en 2.28 (dt, $J = 16, 7.5$ Hz, 1H, H2-2a), 2.23 (dt, $J = 16, 7.5$ Hz, 1H, H2-2b), 1.57 (m, 2H, H2-3), 1.25 (m, 2H, H2-4--H2-9), 0.88 (t, $J = 7$ Hz, 3H, H2-10). Para el enlace C3–O– de la piranosa, en 2.56 (hept, $J = 7$ Hz, 1H, H3-2), 1.15 (d, $J = 7$ Hz, 3H, H3-3), 1.14 (d, $J = 7$ Hz, 3H, H3-4). Para el anillo de furanosa, 3.56 (d, $J = 12$ Hz, 1H, H-1´a), 3.46 (d, $J = 12$ Hz, 1H, H-1´b), 5.21 (d, $J = 8.5$ Hz, 1H, H-3´), 4.58 (t, $J = 8.5$ Hz, 1H, H-4´), 3.93 (m, 1H, H-5´), 3.92 (d, $J = 12.5$ Hz, 1H, H-6´ a), 3.74 (d, $J = 12.5$ Hz, 1H, H-6´ b). Las señales que se atribuyen al 2–metilbutanoilo sustituyente del C3´-O- de furanosa, son a 2.57 ppm aparece una señal sextuplete que es asignada al protón unido al C3´-2 (sext, $J = 7.5$ Hz, 1H), en 1.78 aparece una señal doble de quintuplete que se asigna a uno de los protones unido al carbono 3´-3 (3´-3b) (dqnt, $J = 14, 7$ Hz, 1H), 1.60 ppm aparece una señal doble de quintuplete que se asigna a uno de los protones unido al carbono 3´-3 (3´-3a) (dqnt, $J = 14, 7.5$ Hz, 1H), en 0.97 (t, $J = 7.5$ Hz, 3H, H3´-4), 1.24 (d, $J = 7$ Hz, 3H, H3´-5).

En el espectro de ^{13}C RMN, datos: (δ , 125 MHz, CDCl_3) para Nicandrosa E se observan las siguientes señales:

a) Para el anillo de piranosa $\delta = 89.6$ (1CH), 69.6 (2CH), 73.0 (3CH), 70.0 (4CH), 74.2 (5CH), 62.3 (6CH₂);

b) Se presentan las siguientes señales que se asignan a carbonos del sustituyente acilo del C2, $\delta = 172.9$ (COO, C-1), 34.1 (CH₂, C-2), 24.6 (CH₂, C-3),

29.1 (CH₂, C-4), 29.2 (CH₂, C-5, 6), 29.4 (CH₂, C-7), 31.8 (CH₂, C-8), 22.6 (CH₂, C-9), 14.1 (CH₃, C-10);

c) Las señales que se atribuyen a el enlace C3–O–, son: δ =178.1 (COO, C-3-1), 34.1 (CH, C-3-2), 18.9 (CH₃, C-3-3), 18.7 (CH₃, C-3-4);

d) Las señales que corresponden a los carbonos del anillo de furanosa son: δ =64.4 (CH₂, C-1'), 103.7 (C, C-2'), 78.6 (CH, C-3'), 70.7 (CH, C-4'), 82.2 (CH, C-5'), 59.8 (CH₂, C-6');

e) Finalmente las señales que se atribuyen al 2-metilbutanoil sustituyente del C3'-O- de la furanosa son: δ =177.7 (COO, C-3'-1), 40.8 (CH, C-3'-2), 26.9 (CH₂, C-3'-3), 11.4 (CH₃, C-3'-4), 16.3 (CH₃, C-3'-5). Los datos espectroscópicos concuerdan con los descritos en la literatura.

Tabla 4. RMN ¹H datos (δ, 500 MHz, CDCl₃ para Nicandrosa D y E.		
H	Nicandrosa D	Nicandrosa E
Ciclo de Piranosa		
	(δ, m, J en Hertz)	(δ, m, J en Hertz)
1	5.55 d (3.5)	5.55 d (4)
2	4.88 dd (10.5, 3.5)	4.91 dd (10.5, 4)
3	5.22 dd (10.5, 9.5)	5.18 dd (10.5, 9.5)
4	3.54 t (9.5)	3.53 t (9.5)
5	4.04 ddd (10, 6, 2.5)	4.05 ddd (9.5, 6, 2)
Ramificación de 5		
6 a	3.97 dd (12, 2)	3.98 d (12)
6 b	3.75 dd (12, 6)	3.75 dd (12, 6)

Enlace C2–O–		
2-2 a	2.28 dt (16, 8)	2.28 dt (16, 7.5)
2-2 b	2.23 dt (16, 8)	2.23 dt (16, 7.5)
2-3	1.55 qnt (7.5)	1.57 m
2-4 a 2-9	1.26 m	1.25 m
2-10	0.88 t (7)	0.88 t (7)
Enlace C3–O–		
3-2	2.56 hept (7)	2.56 hept (7)
3-3	1.15 d (7)	1.15 d (7)
3-4	1.13 d (7)	1.14 d (7)
Ciclo de furanosa		
3´	5.19 d (8)	5.21 d (8.5)
4´	4.52 t (8)	4.58 t (8.5)
5´	3.94 m	3.93 m
Ramificación 2´		
1´a	3.58 d (12.5)	3.56 d (12)
1´b	3.49 d (12.5)	3.46 d (12)
Ramificación 5´		
6´a	3.91 d (13)	3.92 d (12.5)
6´b	3.75 d (13)	3.74 d (12.5)
Enlace C3´–O–		
3´-2	2.74 hept (7)	2.57 sext (7.5)
3´-3 a	1.28 d (7)	1.78 dqnt (14, 7)
3´- 3 b	1.25 d (7)	1.60 dqnt (14, 7.5)
3´-4	-----	0.97 t (7.5)
3´- 5	-----	1.24 d (7)

Tabla 5. RMN ¹³C datos (δ, 125 MHz, CDCl₃) para Nicandrosa D y E		
Posición	Nicandrosa D	Nicandrosa E
Ciclo de Piranosa		
1CH	89.7	89.6
2CH	69.8	69.6
3CH	72.7	73.0
4CH	71.2	70.0
5CH	73.9	74.2
6CH ₂	62.3	62.3
Ramificación C2–O–		
2-1 C	173.0	172.9
2-2 CH ₂	33.9	34.1
2-3 CH ₂	24.6	24.6
2-4 CH ₂	29.1	29.1
2-5, 2-6 CH ₂	29.2	29.2
2-7 CH ₂	29.3	29.4
2-8 CH ₂	31.8	31.8
2-9 CH ₂	22.6	22.6
2-10 CH ₃	14.1	14.1
Ramificación C3–O–		
3-1 C	177.9	178.1
3-2CH	34.05	34.1
3-3 CH ₃	18.9	18.9
3-4 CH ₃	18.8	18.7
Ciclo de furanosa		
1' CH ₂	64.3	64.4
2' C	103.9	103.7
3' CH	79.0	78.6
4' CH	69.9	70.7

5'CH	82.3	82.2
6' CH₂	60.1	59.8
Ramificación de Enlace C3'-O-		
3'-1	178.0, C	177.7, C
3'-2	33.9, CH	40.8, CH
3'- 3	19.2, CH ₃	26.9, CH ₂
3'-4	18.7, CH ₃	11.4, CH ₃
3'- 5	-----	16.3, CH ₃

7. CONCLUSIONES

El estudio químico del extracto orgánico de los frutos de *Physalis orizabae*, dio como resultado fracciones que contenían triacilgliceroles.

Los cuales se sometieron a una reacción de derivatización para la formación de ésteres metílicos de los ácidos grasos, para que éstos fueran volátiles y se pudieran analizar por cromatografía de gases.

Lo que permitió conocer el perfil de la composición de los ácidos grasos contenidos en los frutos de *Physalis orizabae*; tales como el ácido linolénico, palmítico, oleico y linoleico, el primero en mayor proporción en concordancia con lo descrito en la literatura.⁴

Mediante el extracto metanólico, se logró obtener dos compuestos pertenecientes a los ésteres de sacarosa, la Nicandrosa D (C₃₀H₅₂O₁₄) y Nicandrosa E (C₃₁H₅₄O₁₄), ambas aisladas con anterioridad del extracto metanólico de los frutos de *Physalis nicandroides*.

Con el aislamiento de acilsacarosa de los frutos de *Physalis orizabae*, se eleva a tres el número de especies del género *Physalis* en las que se determina la presencia de este tipo de compuestos.

No se detectaron withanólidas en los frutos de *Physalis orizabae* Dun.

8. BIBLIOGRAFIA

1. Cuevas Arias C. T., Vargas O., Rodríguez A., “*Solanaceae* diversity in the state of Jalisco, Mexico”, *Revista Mexicana de Biodiversidad*, **2008**, 79, 67–69.
2. Santiguillo Hernández J. F, Blas Yáñez S., “Aprovechamiento tradicional de las especies de *Physalis* en México”, *Revista de Geografía Agrícola*, **2009**, 43, 81–86.
3. Vargas Ponce O. Martínez Díaz M., Dávila Aranda P. A., “La familia *Solanaceae* en Jalisco: el género *Physalis*”, Ed. Universidad de Guadalajara, **2003**, 6, 85–88.
4. Eich E., “*Solanaceae* and *Convolvulaceae*: Secondary metabolites, biosynthesis, chemotaxonomy, biological and economic significance (A handbook)”, Ed. Springer, **2008**, 8, 525–527.
5. Medina Medrano J. R., Almaraz Abarca N., Reyes Martínez A., Barriada Bernal G., Delgado Alvarado E. A., Rivera Rodríguez D. M., “El género *Physalis* en Durango: revisión de la distribución y usos”, *Vidsupra*, **2012**, 4, 26–31.
6. Silva M. T. G., Simas S. M., Batista T., Cardarelli P., Tomassini T., “Studies on antimicrobial activity, in vitro, of *Physalis angulata* L. (*Solanaceae*) fraction and physalin B bringing out the importance of assay determination”, *Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*, **2005**, 100, 779–782.
7. Sánchez Martínez J., Vargas Ponce O., Zamora Tavares P., “Cultivo tradicional de *Physalis angulata* L. (*Solanaceae*) una especie de tomatillo silvestre en México”, *Avances en la Investigación Científica en el CUCBA*, **2008**, 75–79.
8. Rzedowski C. G., Rzedowski J., “Flora fanerogámica del Valle de México, Conabio Instituto de Ecología A. C. y Comisión Nacional para el conocimiento y Uso de la Biodiversidad, pazcuaro (Michoacán), **2001**, 659–663.

9. Tong H., Liang Z., Wang G., “Structural characterization and hypoglycemic activity of a polysaccharide isolated from the fruit of *Physalis alkekengi L.*”, *Carbohydrate Polymers*, **2008**, 71, 316–323.
10. Li X., Zhang C., Wu D., Tang L., Cao X., Xin Y., “In vitro effects on intestinal bacterium of physalins from *Physalis alkekengi var. francheti.*”, *Fitoterapia*, **2012**, 83, 1460–1465.
11. Ge Y., Duan Y., Fang G., Zhang Y., Wang S., “Polysaccharides from fruit calyx of *Physalis alkekengi var. francheti*: isolation, purification, structural features and antioxidant activities”, *Carbohydrate Polymers*, **2009**, 77, 188 - 193.
12. Zheng Y., Chen y., Ren y., Luan L., Wu Y., “An ultra-pressure liquid chromatography-tandem mass spectrometry method for the simultaneous determination of three physalins in rat plasma and its application to pharmacokinetic study of *Physalis alkekengi var. francheti* (Chinese lantern) in rats”, *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, **2012**, 58, 94–101.
13. Bastos G. N. T., Santos A. R. S., Ferreira V. M. M., Costa A. M. R., Bispo C. I., Silveira A. J. A., Do Nascimento J. L. M., “Antinociceptive effect of the aqueous extract obtained from roots of *Physalis angulata L.* on mice”, *Journal of Ethnopharmacology*, **2006**, 103, 241–245.
14. Alves Dos Santos R., Rosa Cabral T., Rosa Cabral I., Gregg Antunes L. M., Pontes Andrade C., Cerqueira Dos Santos Cardoso P., De Oliveira Bahia M., Pessoa C., Martins Do Nascimento J. L., Rodríguez Burbano R., Satie Takahashi C., “Genotoxic effect of *Physalis angulata L. (Solanaceae)* extract on human lymphocytes treated *in vitro*”, *BIOCELL*, **2008**, 32, 195–200.
15. Nathiya M., Darcus D., “Preliminary phytochemical and anti-bacterial studies on *Physalis minima Linn.*”, *INT J CURR SCT*, **2012**, 24–34.
16. Kheng Leong O., Tengku Muhammad T. S., Fariza Sulaiman S., “Cytotoxic activities of *Physalis minima L.* chloroform extract on human lung adenocarcinoma NCI-H23 cell lines by induction of apoptosis”, *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, **2011**, 1–10.

17. Romero Gutiérrez Y., “Estudio químico de *Physalis nicandroides Schltl.*”, Tesis de Licenciatura, Facultad de Química, UNAM, México D. F., **2008**.
18. El-Tohamy, W.A., H.M. El-Abagy, M.A. Badr , A.A. Ghoname, S.D. Abou-Hussein., “Improvement of productivity and quality of Cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) by foliar application of some chemical substances”, *Journal of Applied Sciences Research*, **2012**, 8, 2366–2370.
19. Fang S. T., Liu J. K., Li B., “Ten new withanolides from *Physalis peruviana*”, *Steroids*, **2012**, 77, 36–44.
20. Marín A. Z. T., Cortés R. M., Montoya C. O. I., “Uchuva (*Physalis peruviana* L.) ecotipo Colombia, mínima mente procesada inoculada con la cepa nativa *Lactobacillus plantarum* LPBM10 mediante la técnica de impregnación a vacío”, *Rev Chil Nutr*, **2010**, 37, 461–472.
21. Fawzy Ramadan M., Thomas Moersel J., “Impact of enzymatic treatment on chemical composition, physicochemical properties and radical scavenging activity of goldenberry (*Physalis peruviana* L.) juice”, *Journal of the Science of food and Agriculture*, **2007**, 87, 452–460.
22. Garzón Martínez G. A., Zhu Z. I., Landsman D., Barrero L. S., Mariño Ramírez L., “The *Physalis peruviana* leaf transcriptome: assembly, annotation and gene model prediction”, *BMC genomics*, **2012**, 13, 1471–2164.
23. Su B. N., Misico R., Park E. J., Santarsiero B. D., Mesecar A. D., Fong H. H. S., Pezzuto J. M., Kinghorn A. D., “Isolation and characterization of bioactive principles of the leaves and stems of *Physalis philadelphica*”, *Tetrahedron*, **2002**, 58, 3453–3466.
24. Calyecac Cortero H. G., Cibrian Tovar J., Soto Hernández M., García Velasco R., “Aislamiento e identificación de volátiles de *Physalis philadelphica* Lam.”, *Agrociencia*, **2007**, 41, 337–346.
25. Arrillaga de Maffei B. R., “Plantas medicinales”, Ed. Nuestra tierra, **1969**, 26–27.
26. Marco J. A., “Química de los productos naturales: aspectos fundamentales del metabolismo secundario”, Ed. Síntesis, **2006**, 1, 14–22.

27. Mann J., "Secondary metabolism", Ed. Oxford science publications, 2nd edition **1987**, 7.
28. Dewick P. M., "Medicinal Natural Products: A biosynthetic approach", Ed. John Wiley & Sons, LTD., 2nd edition, **2002**, 2, 7–33.
29. Zhang H., Samadi A. K., Gallagher R. J., Araya J. J., Tong X., Day V. W., Cohen M. S., Kindscher K., Gollapudi R., Timmermann B. N., "Cytotoxic withanolide constituents of *Physalis longifolia*", J. Nat. Prod., **2011**, 74, 2532–2544.
30. Amador Molina S., "Estudio químico de *Asclepias otarioides* y *Physalis virginiana*", Tesis de Maestría en Ciencias, UNAM, D.F., **2009**.
31. Buton G., Oberti J., "Withanolidos en Solanaceae", Kutziana, **2000**, 28, 81–93.
32. Maldonado E., Torres F. R., Martínez M., Pérez Castorena A. L., "Sucrose esters from the fruits of *Physalis nicandroides* var. *attenuate*", J. Nat. Prod. **2006**, 69, 1511–1513.
33. Maldonado E., Amador S., Martínez M., Pérez Castorena A. L., "Virginols A–C, three new withanolides from *Physalis virginiana*", Steroids, **2010**, 346–349.
34. Ahmad S., Malik A., Yasmin R., Ullah N., Gul W., Khan P. M., Nawaz H. R., Afza N., "Withanolides from *Physalis peruviana*" Phytochemistry, **1999**, 50, 647–651.
35. Kaluzna Czaplinska J., Bergier K., "Chemical constituents of the metanol extract of kairy roots of *Physalis ixocarpa*", Chemistry of Natural Compounds, **2011**, 47, 295–296.
36. Gottlieb H. E., Cojocarú M., Sinha S. C., Saha M., Bagchi A., Ali A., Ray A. B., "Withaminimin, a withanolide from *Physalis minima*.", Phytochemistry, **1987**, 26, 1801–1804.
37. Damu A. G., Kuo P. C., Su C. R., Kuo T. H., Chen T. H., Bastow K. F., Lee K. H., Wu T. S., "Isolation, structures and structure cytotoxic activity relationships of withanolides and physalins from *Physalis angulata*", J. Nat. Prod., **2007**, 70, 1146–1152.

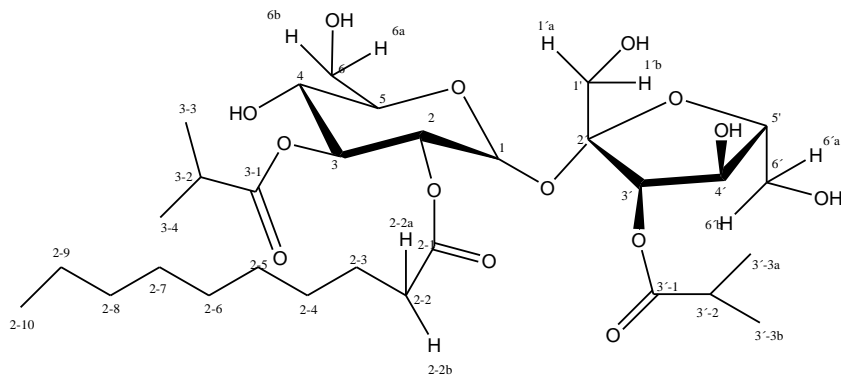
38. Arredondo Hernández L., “Metabolitos secundarios del extracto hexánico de hojas, ramas y flores de *Physalis pruinosa*”, Tesis de Licenciatura, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM, D.F., **2006**.
39. Barrientos Rascón L. M., “Estudio químico de cálices de *Physalis chenopodifolia*”, Tesis de Licenciatura, Facultad de Química, UNAM, D. F., **2007**.
40. Pérez Castorena A. L., Luna M., Martínez M., Maldonado E., “New sucrose esters from the fruits of *Physalis solanaceus*”, *Carbohydrate Research*, **2012**, 352, 211–214.
41. Castro D. P., Figueiredo M. B., Ribeiro I. M., Tomassini T. C. B., Azambuja P., Garcia E. S., “Immune depression in *Rhodnius prolixus* by seco-steroids, physalinas”, *Journal of Insect Physiology*, **2008**, 54, 555–562.
42. A dos Santos J. A., Coelho B. Tomassini T., Drummond Xavier D. C., Ribeiro I. M., “Molluscicidal Activity of *Physalis angulata* L. Extracts and Fractions on *Biomphalaria tenagophila* (d’Orbigny, 1835) under Laboratory Conditions”, *Mem Inst Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, **2003**, 98, 425–428.
43. Viera A. T., Pinho V., Lepsch L. B., Scavone C., Ribeiro I. M., “Mechanisms of the anti-inflammatory effects of the natural secosteroids physalins in a model of intestinal ischaemia and reperfusion injury”, *British Journal of Pharmacology*, **2005**, 146, 244–251.
44. Martínez Flórez S., González Gallego J., Culebras J. M., Tuñón M., “Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes”, *Nutrición Hospitalaria*, **2002**, 17, 271–278.
45. Vázquez Montes A. R., “Componentes de baja polaridad en tallos y hojas de *Physalis coztomatl*”, Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, UNAM, D.F., **2006**.
46. Wade L. G., “Química orgánica”, Ed. Pearson Educación, 5^{ta} edición, **2004**, 25, 1162–1181.
47. Badui Dergal S., “Química de los alimentos”, Ed. Pearson Educación, 4^{ta} edición, **2006**, 4, 245–300.

48. Zhu H., Feng Y., Yang J., Pan W., Li Z., Tu Y., Zhu X., Huang G., "Separation and characterization of sucrose esters from *Oriental tobacco* leaves using accelerated solvent extraction followed by SPE coupled to HPLC with ion-trap MS detection", *J. Sep. Sci.* **2013**, 36, 2486–2495.
49. Ovenden S. P. B., Yu J., Bernays J., Wan S. S., Christophidis L. J., Sberna G., Tait R. M., Wildman H. G., Lebeller D., Lowther J., Walsh N. G., Meurer Grimes B. M., "Physalosite A, an acylated sucrose ester from *Physalis viscosa*", *J. Nat. Prod.*, **2005**, 68, 282–284.
50. Pérez Castorena A. L., Martínez M., Maldonado E. "Labdanes and sucrose esters from *Physalis sordida*" *J. Nat. Prod.*, **2010**, 73, 1271–1276.
51. Toyang N. J., Krause M. A., Fairhurst R. M., Tane P., Bryant J., Verpoorte R., "Antiplasmodial activity of sesquiterpene lactones and sucrose ester from *Vernonia guineensis Benth. (Asteraceae)*.", *Journal of Ethnopharmacology*, **2013**, 147, 618–621.
52. Zhao J. Q., Wang Y. M., Wang D., Yang C. R., Xu M., Zhang Y. J., "Five new sucrose esters from the whole plants of *Phyllanthus Cochinchinensis*", *Nat. Prod. Bioprospect*, **2013**, 3, 61–65.
53. Chacón Díaz G., Duarte J. C., Delos Santos J. L., "Aspectos cinéticos en la obtención de sucrosurfactantes vía disolventes", *Tecnol. Ciencia Ed. (IMIQU)*, **1986**, 1, 41–47.
54. Yañez E., Biolley E., "Sustitutos de grasa en la alimentación humana", *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, **1999**, 49, 101–105.
55. Akoh C. C., "Fat replacers", *Food Technology*, **1998**, 52, 47–53.
56. Walker C., "Food applications of sucrose esters", *Cereal Foods World*, **1984**, 29, 286–289.
57. Albarracin P. M., Paz D., Octaviano M. A., "Utilización de los ésteres de sacarosa como coadyuvantes en filtros rotativos de la industria azucarera", *Revista Industrial y Agrícola de Tucumán*, **2005**, 82, 59–62.
58. Albarracin P. M., Albornoz A. C., Argañaraz M. E., Rudyk R., Genta H. D., "Efecto de ésteres de sacarosa en la conservación de duraznos variedad

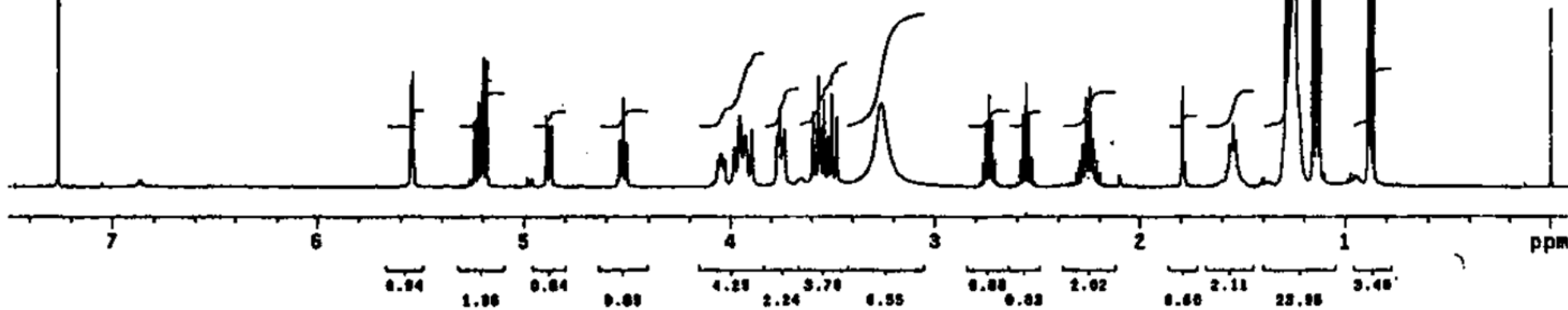
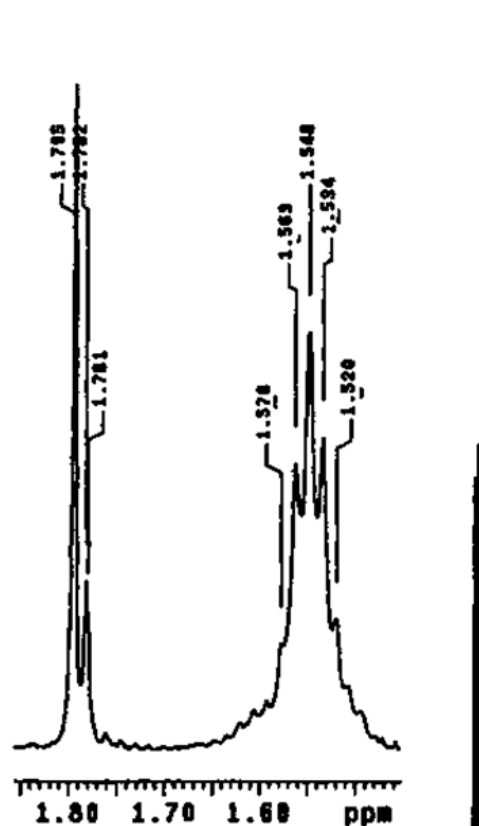
- Prunus pérsica*”, Revista de Ciencias, Universidad del Valle, **2011**, 15, 131–140.
59. Chortyk o., Pomonis G., Johnson A., “Synthesis and characterizations of insecticidal sucrose esters”, J. Agric. Food Chem., **1996**, 44, 1551–1557.
60. Halinski L. P., Stepnowski P., “GC-MS and MALDI.TOF MS profiling of sucrose esters from *Nicotiana tabacum* y *N. rustica*”, Z. Naturforsch, **2013**, 68, 210–222.
61. García Ruiz I., “Informe final del proyecto H304: Flora del parque nacional pico de Tancítara, Michoacán”, CIIDIR IPN Michoacán, **1996**. 30–68.
62. Instituto de Biología. “*Physalis orizabae* - IBUNAM:MEXU:OAX932683”. (<http://unibio.unam.mx/collections/specimens/urn/IBUNAM:MEXU:OAX932683>).
63. Gutiérrez García R., “Nueva Withanólida aislada de *Physalis orizabae*”, Tesis de Licenciatura, Facultad de Química, UNAM, México D. F., **2010**.
64. Maldonado E., Gutiérrez R., Pérez Castorena A. L., Martínez M., “Orizabolide, a new withanolide from *Physalis orizabae*”, J. Mex. Chem. Soc., **2012**, 56, 128–130.
65. Hernández Hernández I. Z., “Estudio químico de cálices de *Physalis solanaceus*”, Tesis de Licenciatura, Facultad de Química, UNAM, México D. F., **2009**.

9. ANEXO I
ESPECTROS DE RMN ^1H Y RMN ^{13}C

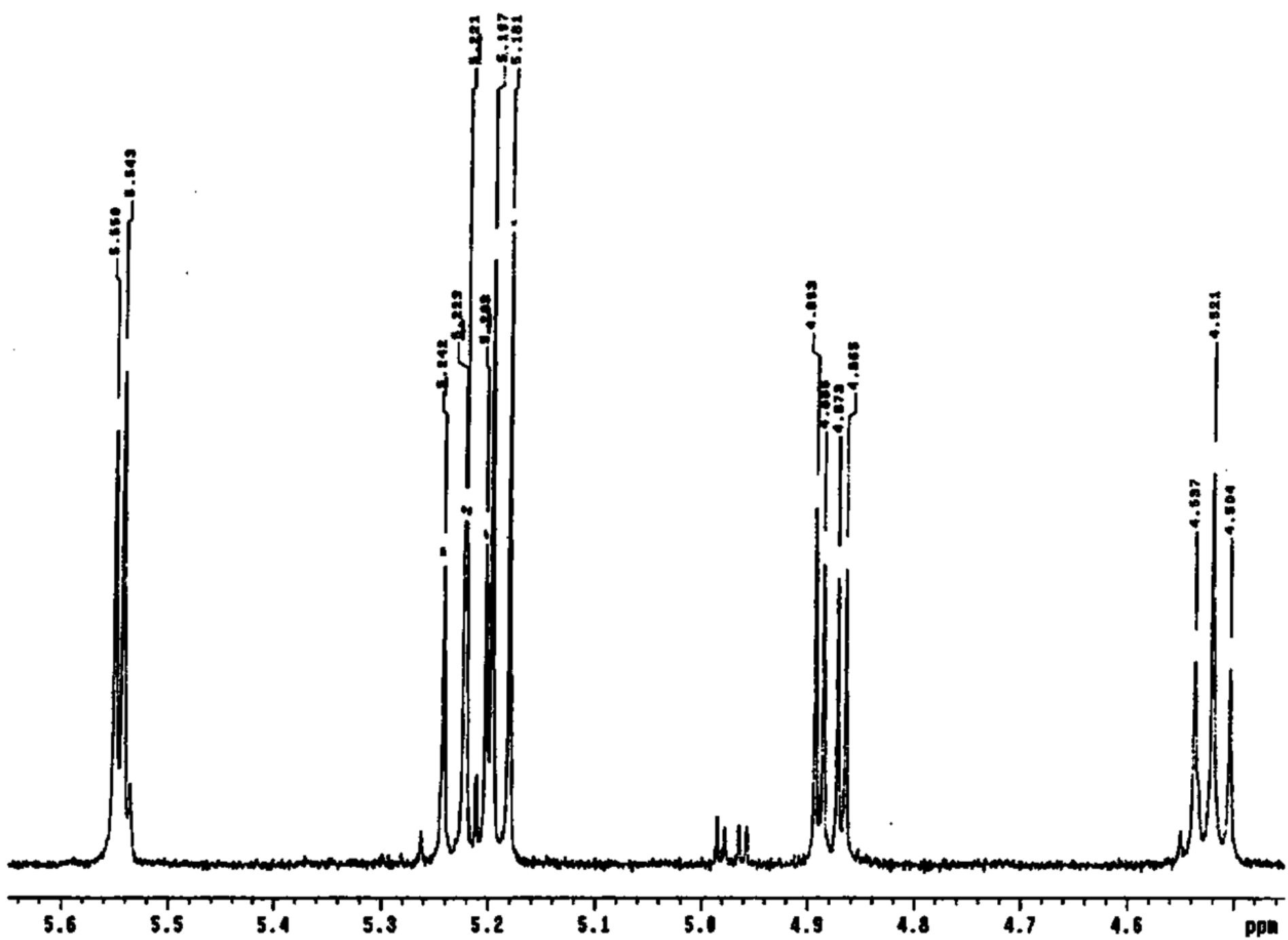
RMN 1H



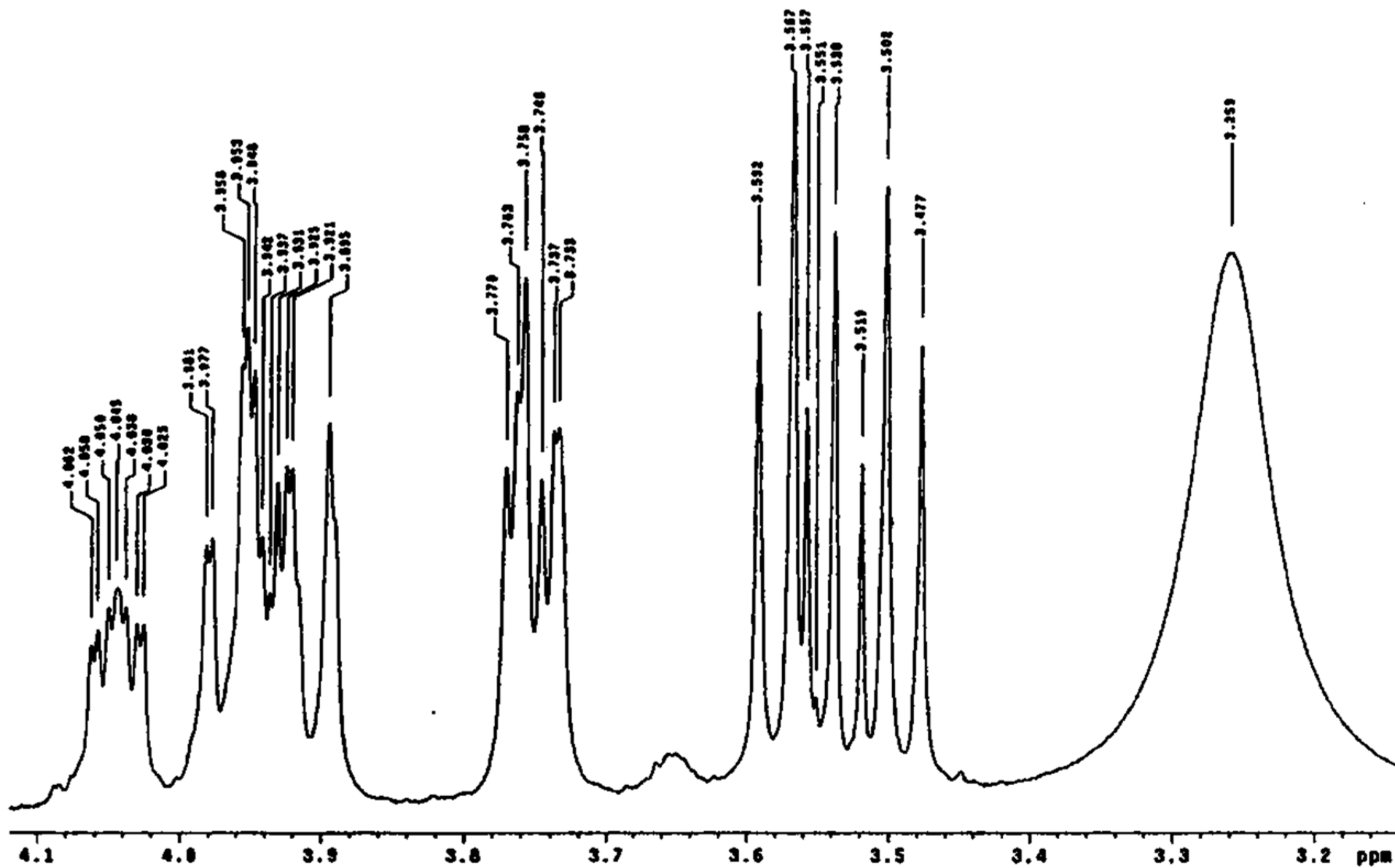
NICANDROSA D



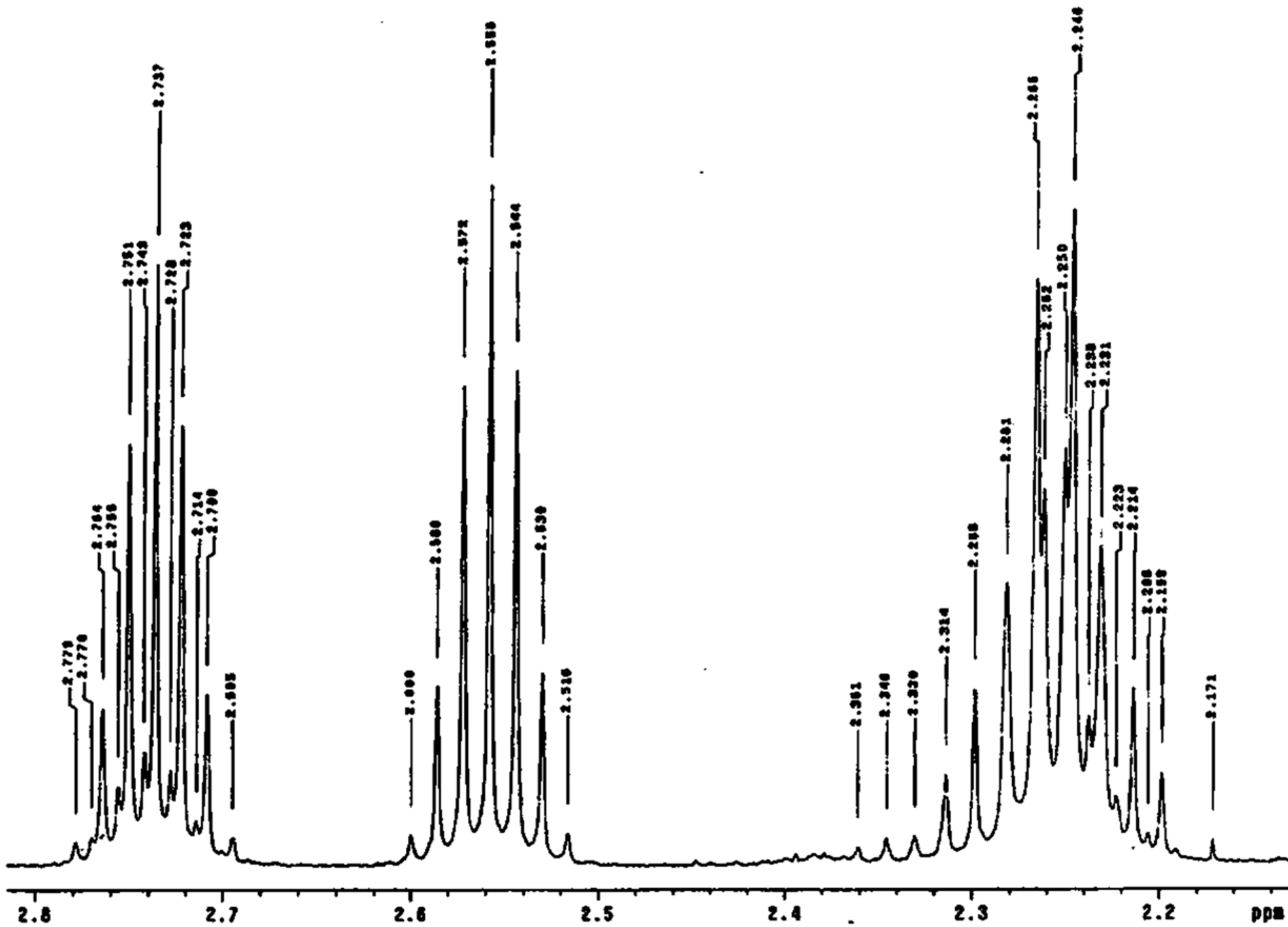
ESPECTRO 1



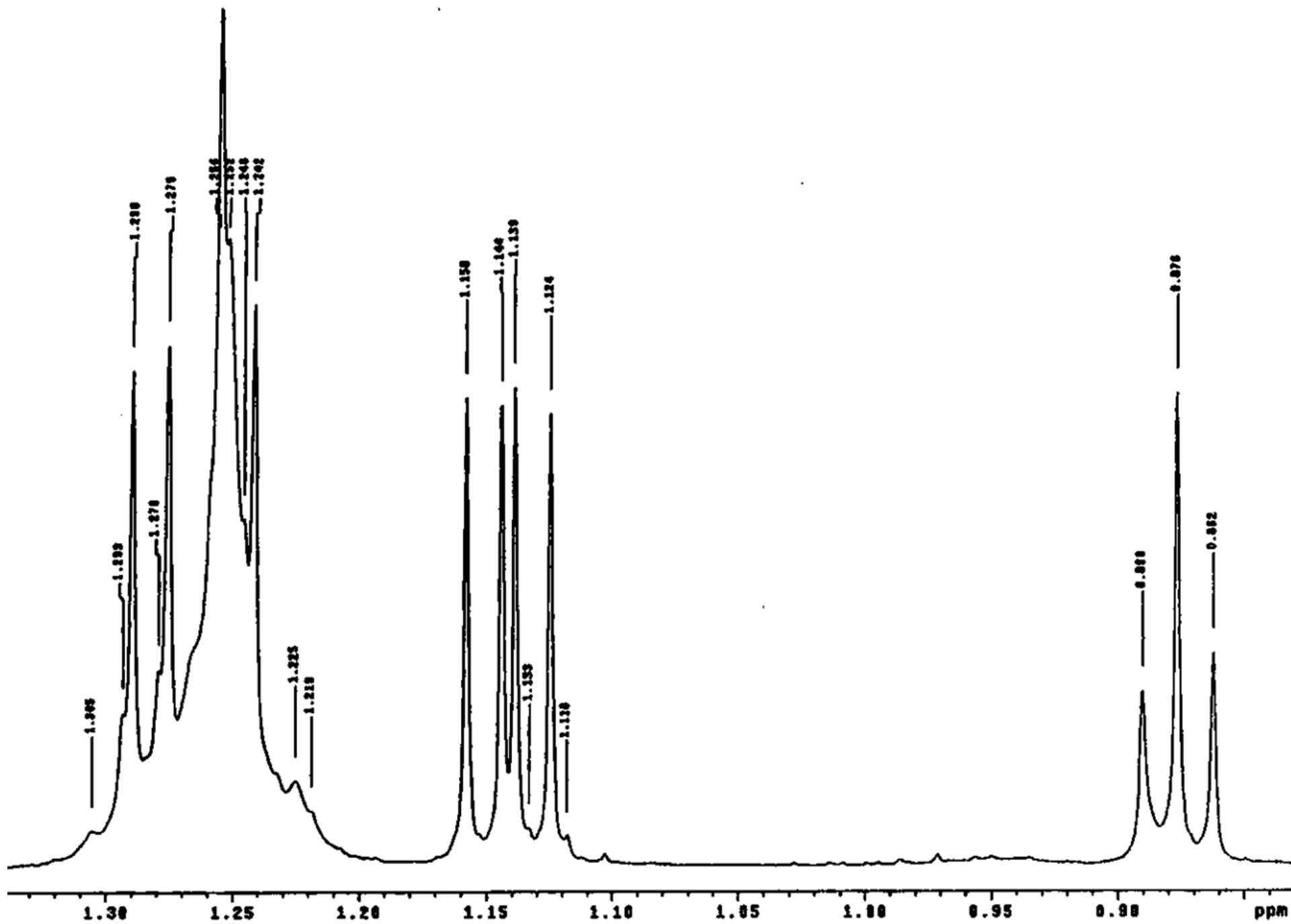
ESPECTRO 2



ESPECTRO 3

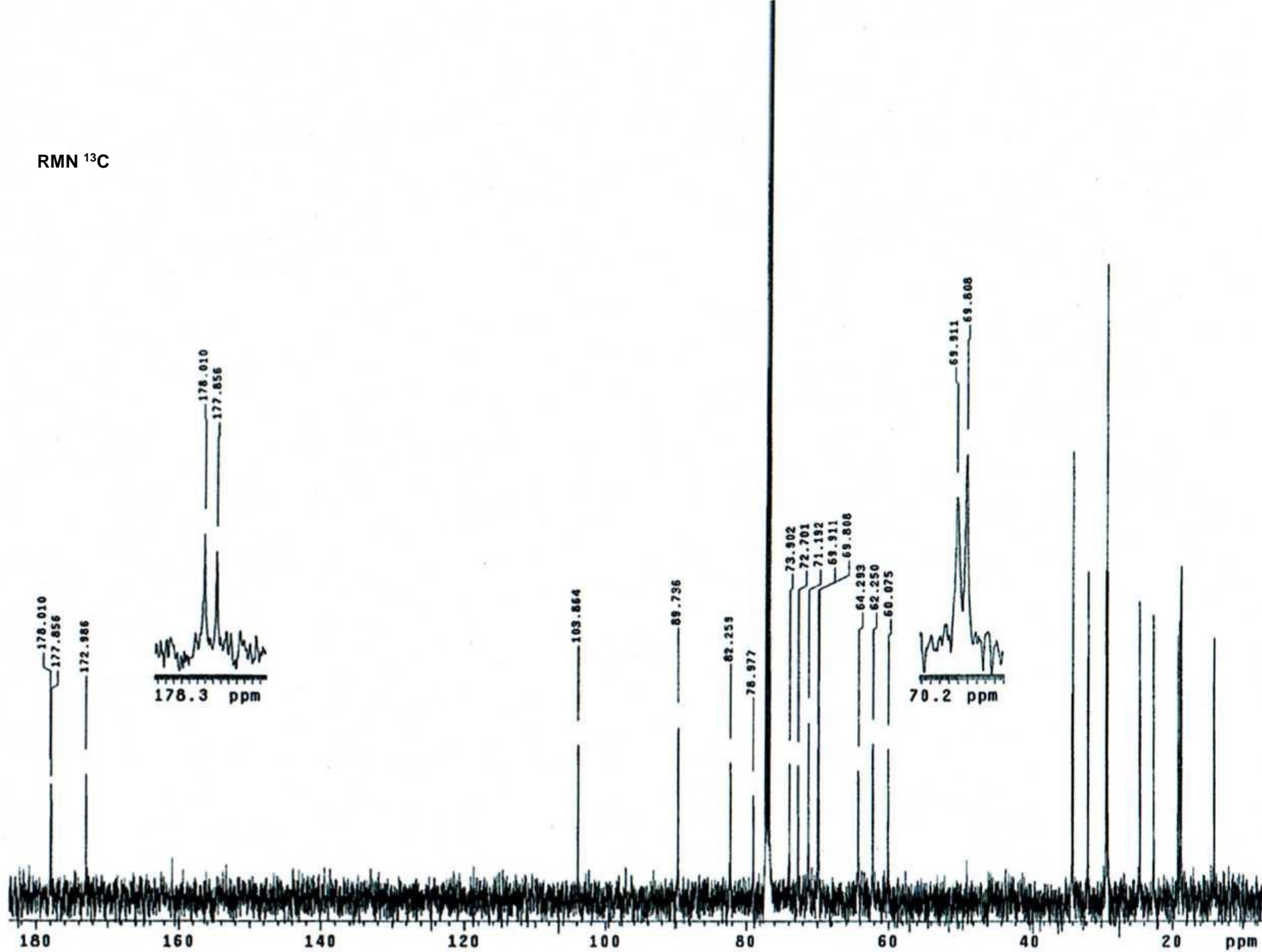


ESPECTRO 4

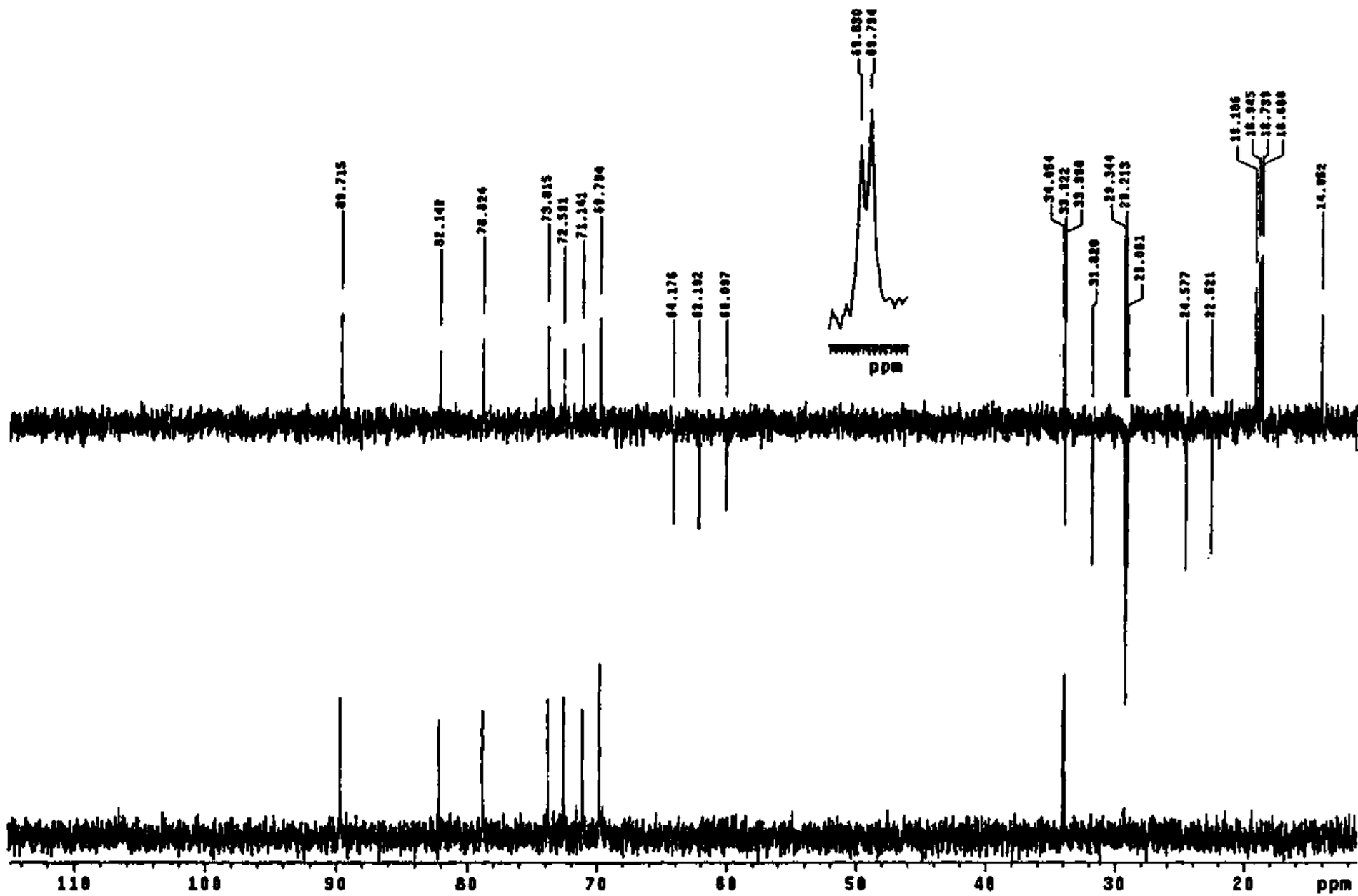


ESPECTRO 5

RMN ¹³C

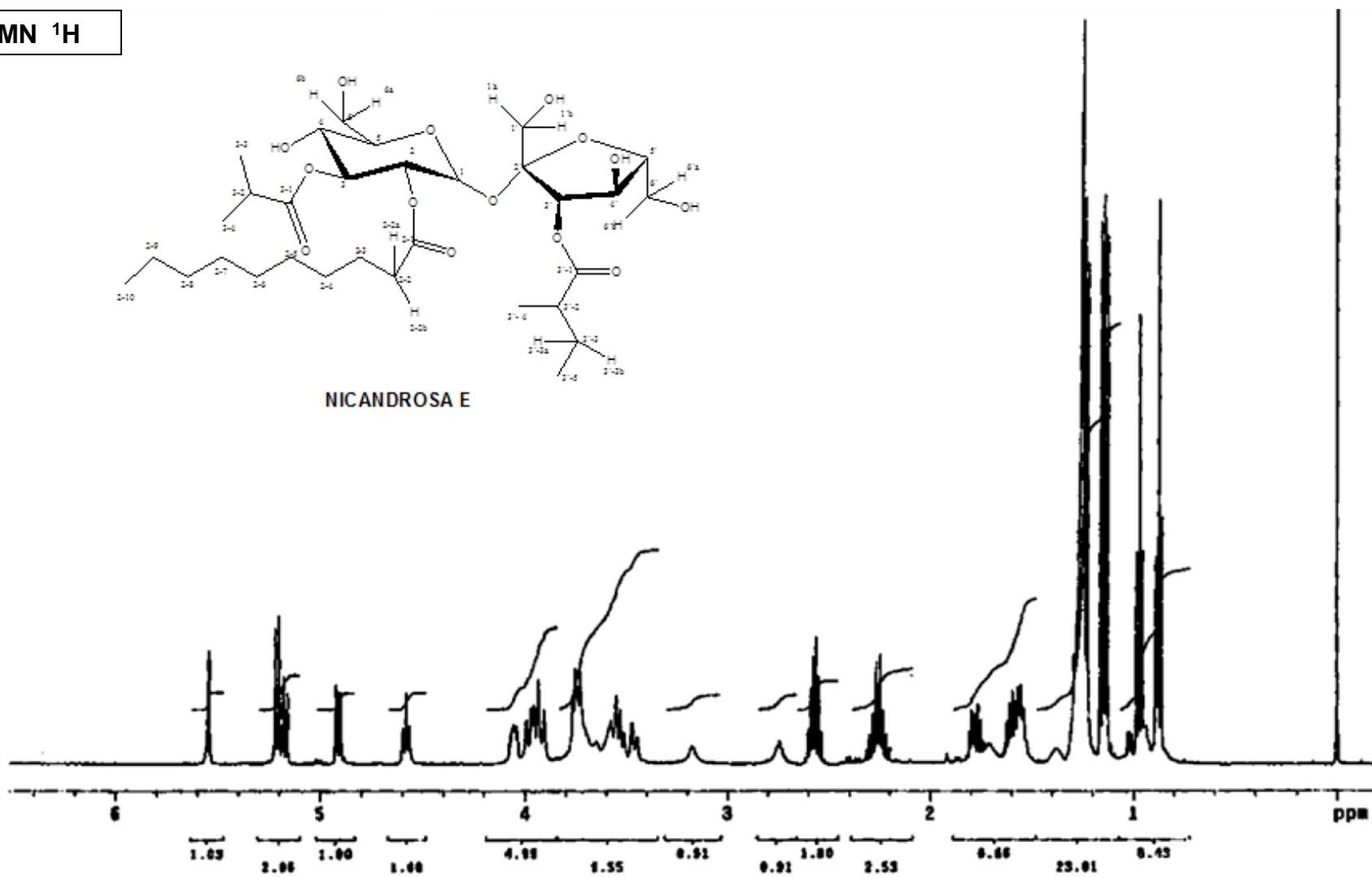
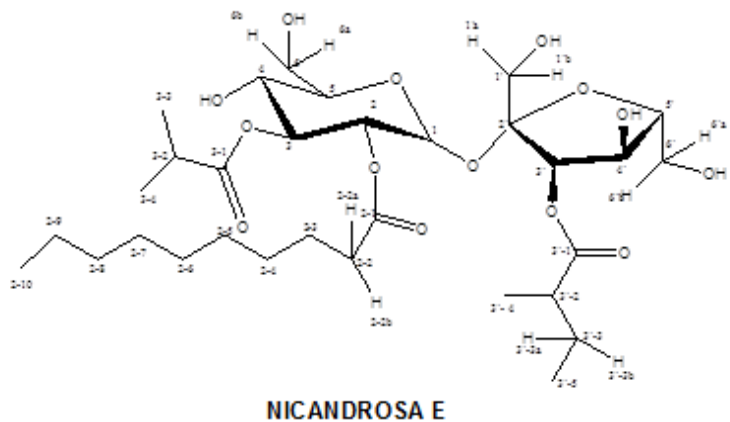


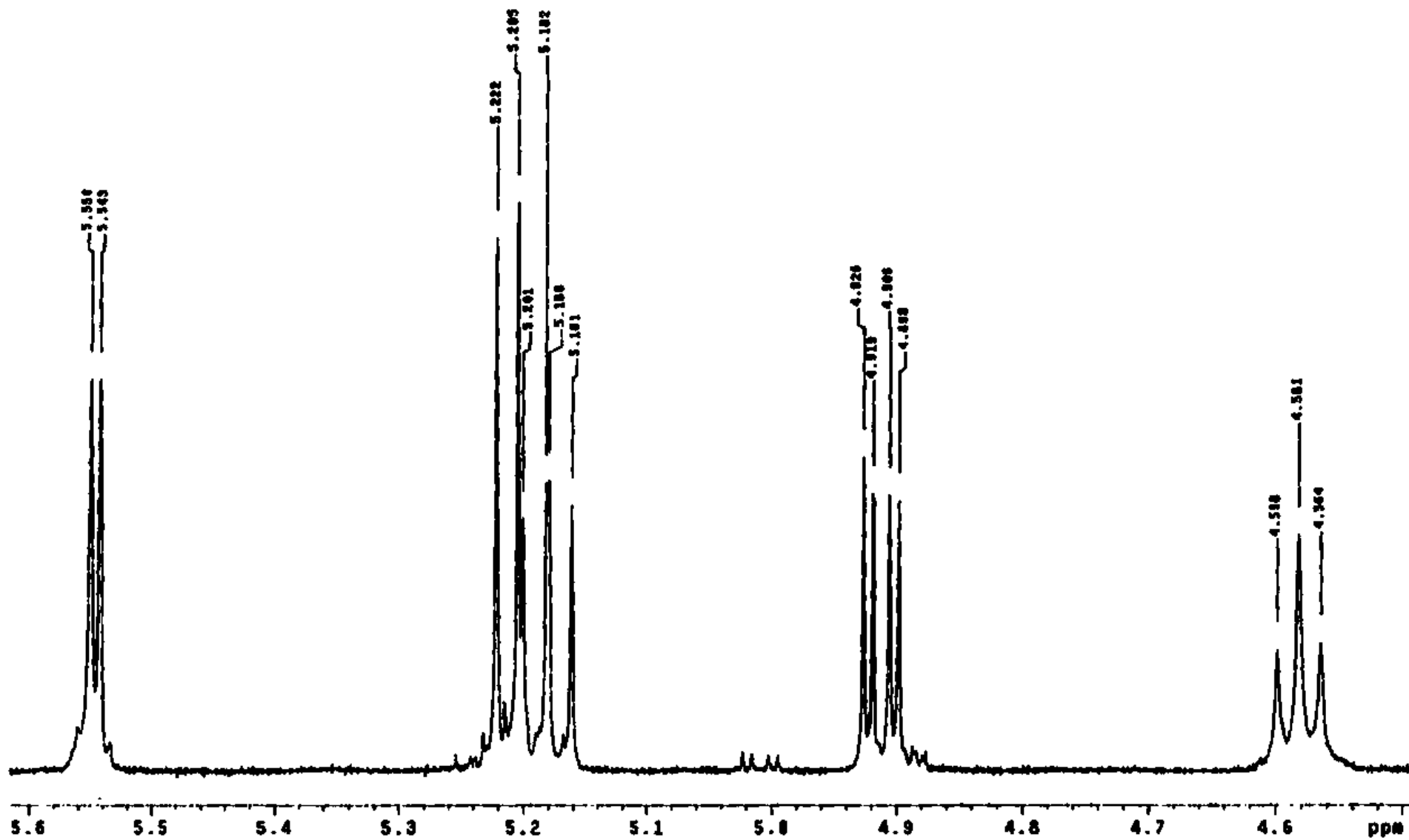
ESPECTRO 6



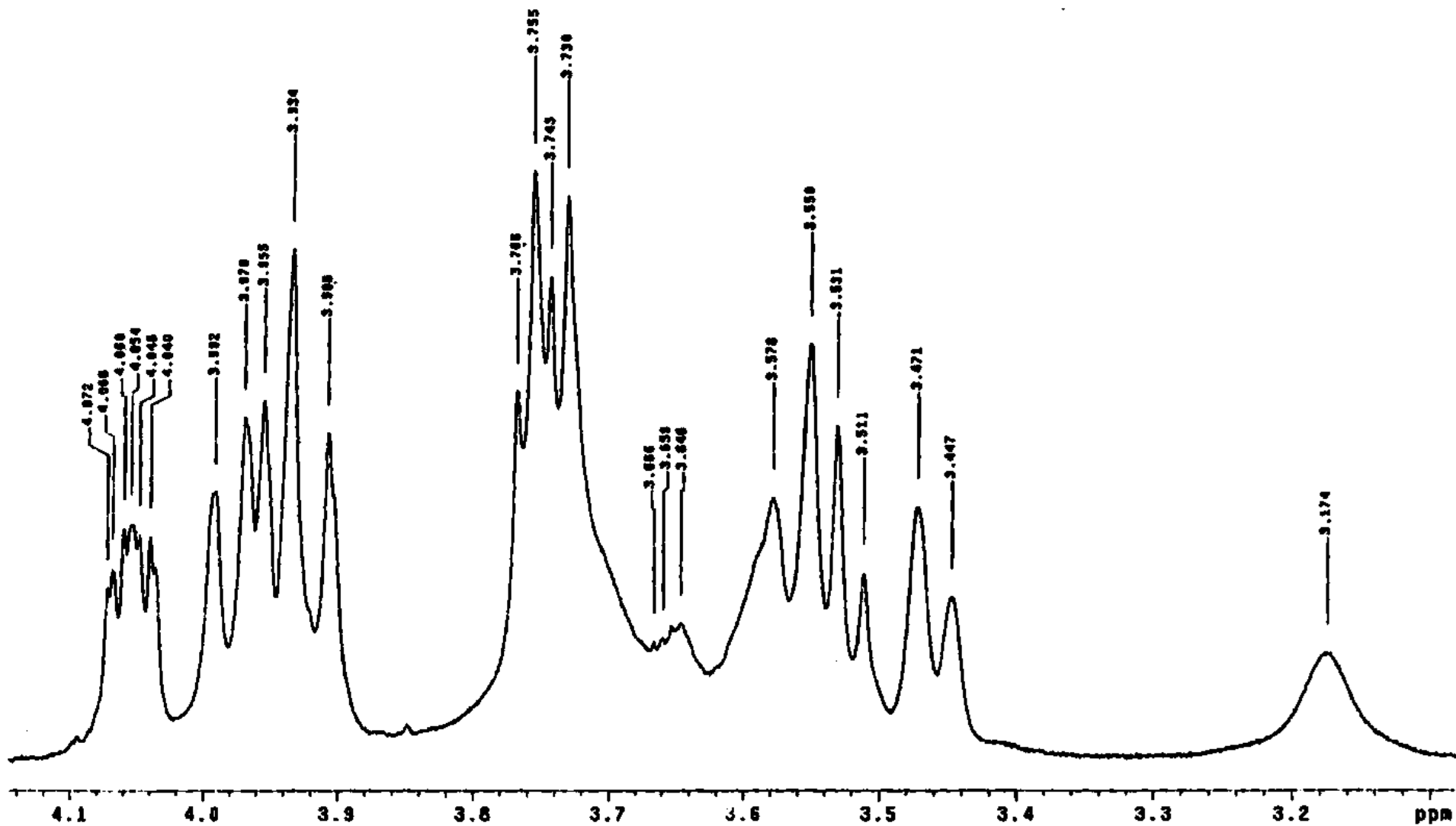
ESPECTRO 7

RMN ¹H

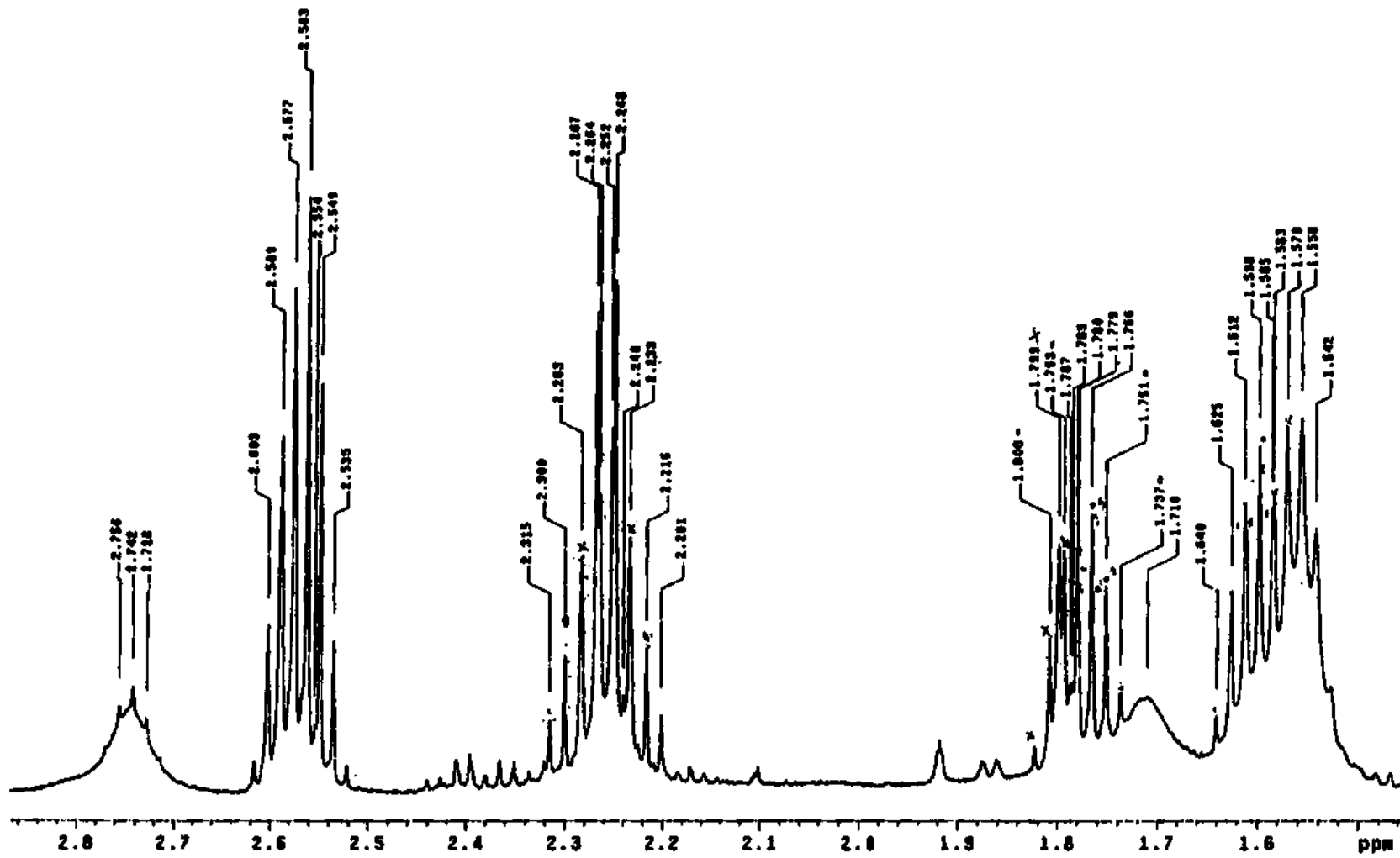




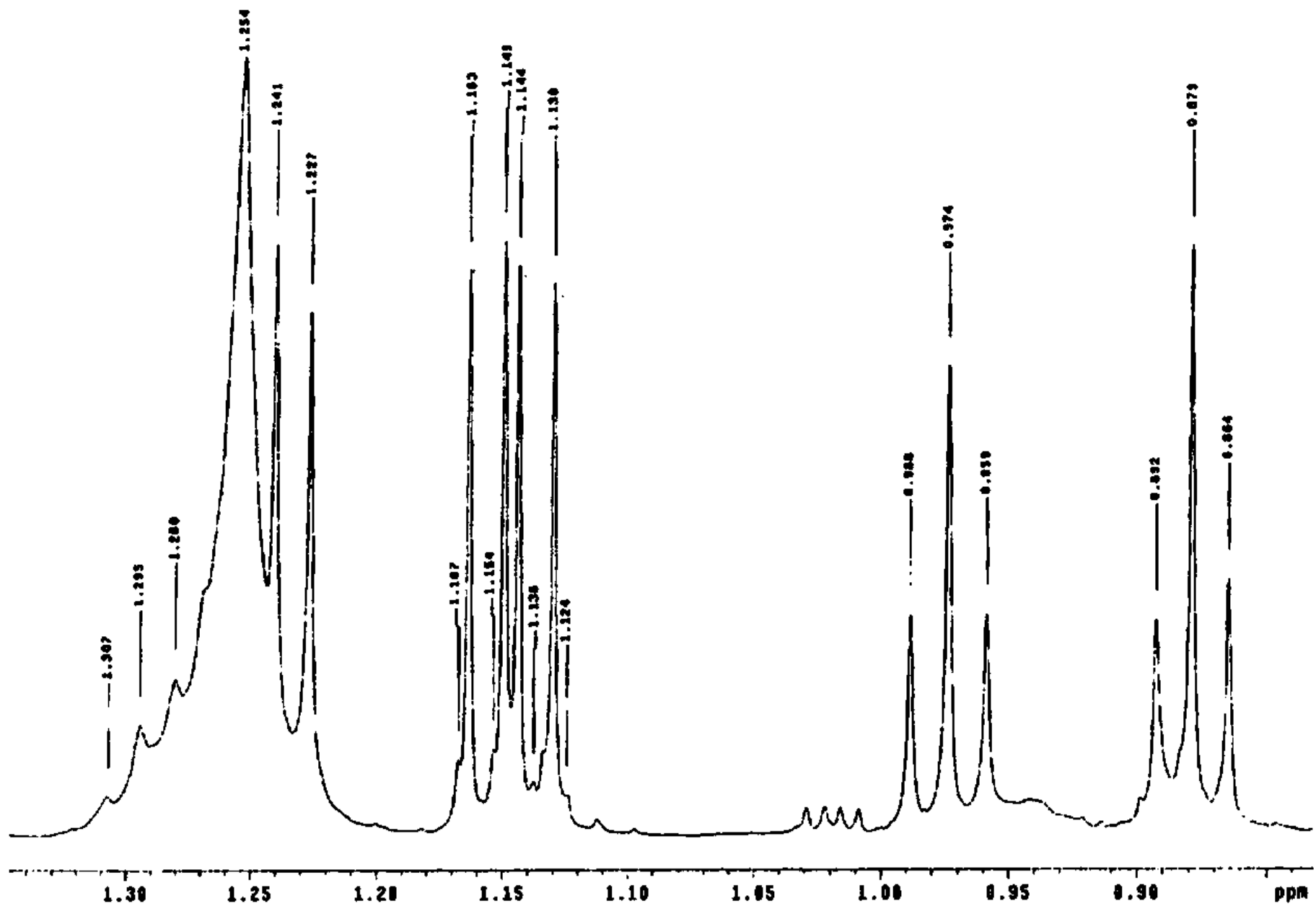
ESPECTRO 9



ESPECTRO 10

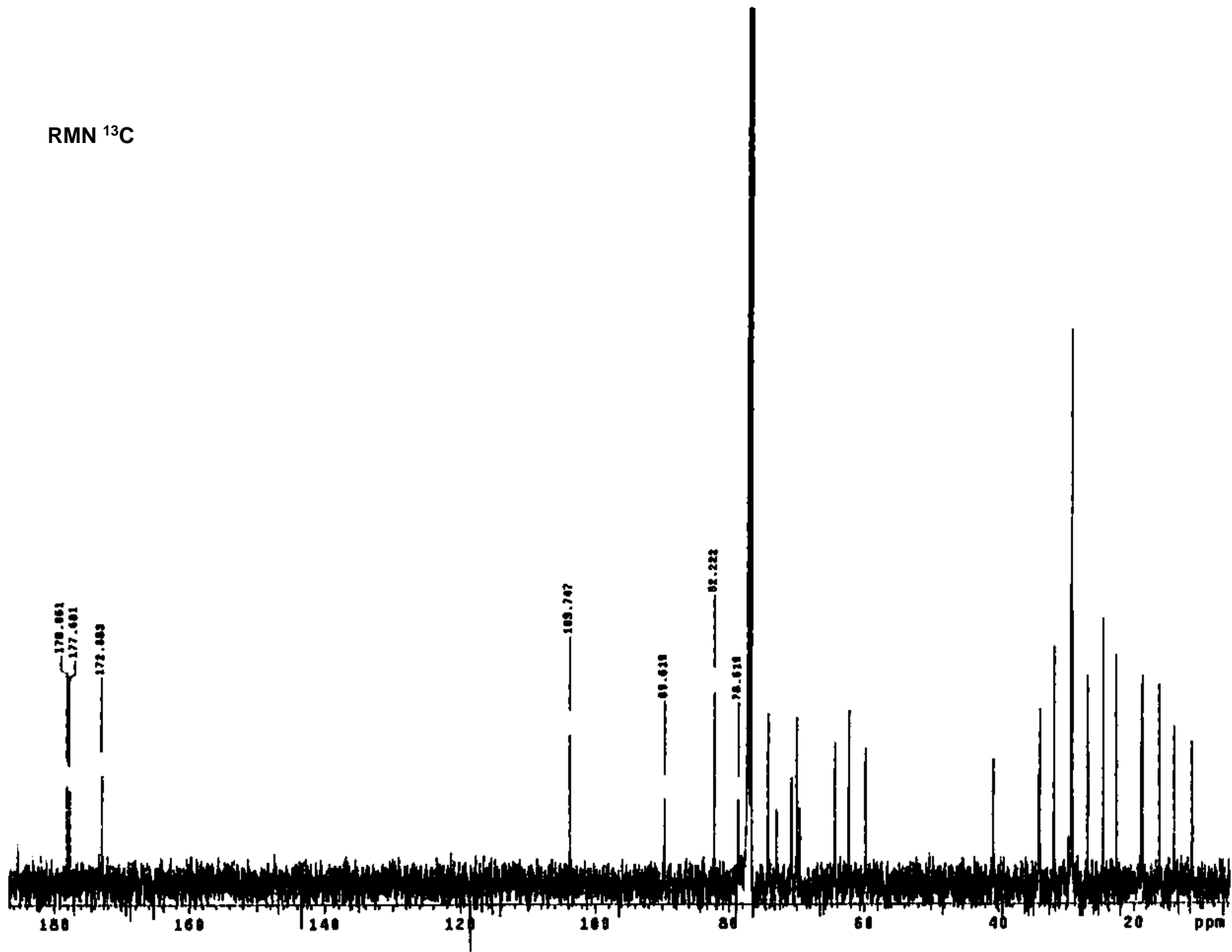


ESPECTRO 11

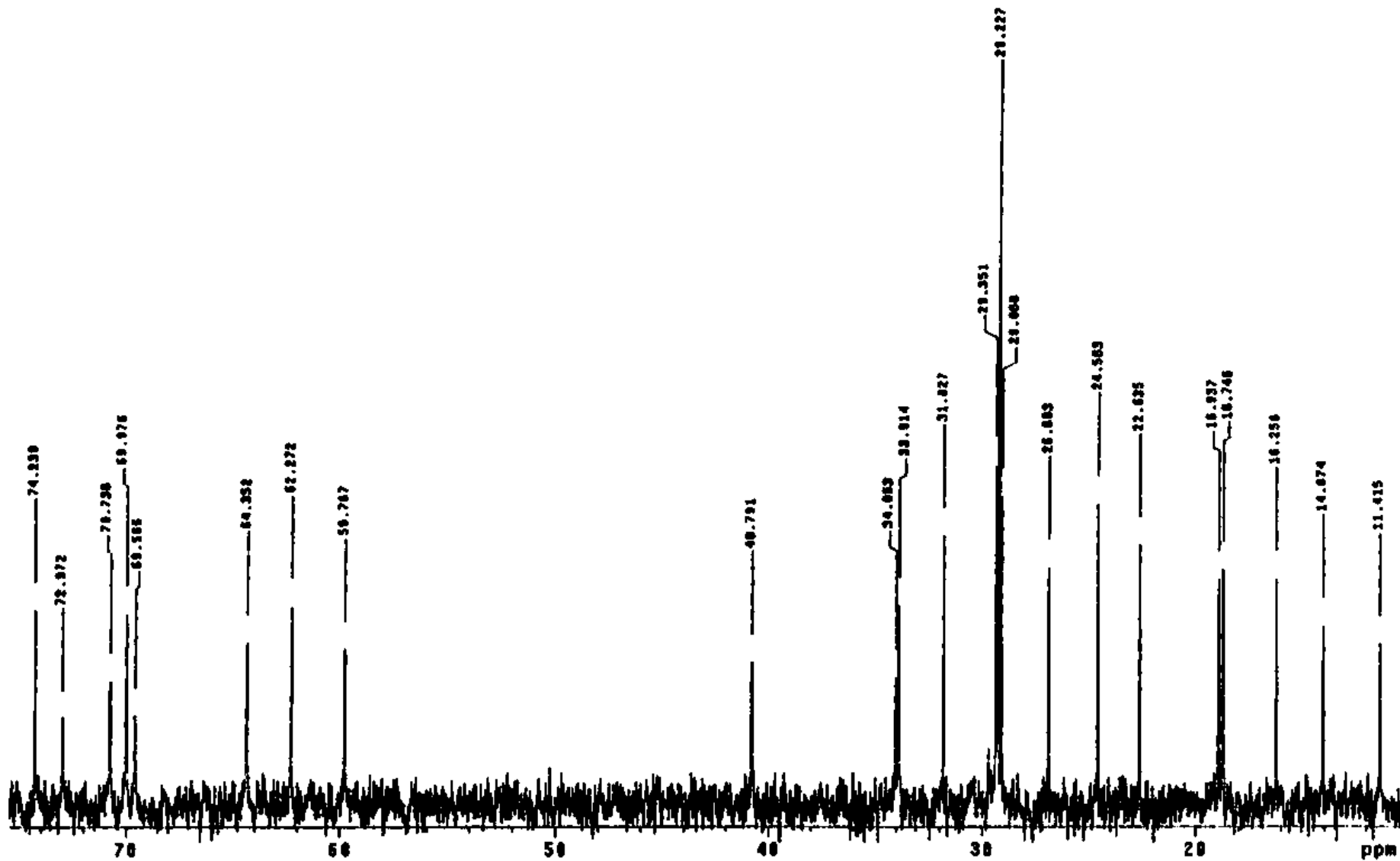


ESPECTRO 12

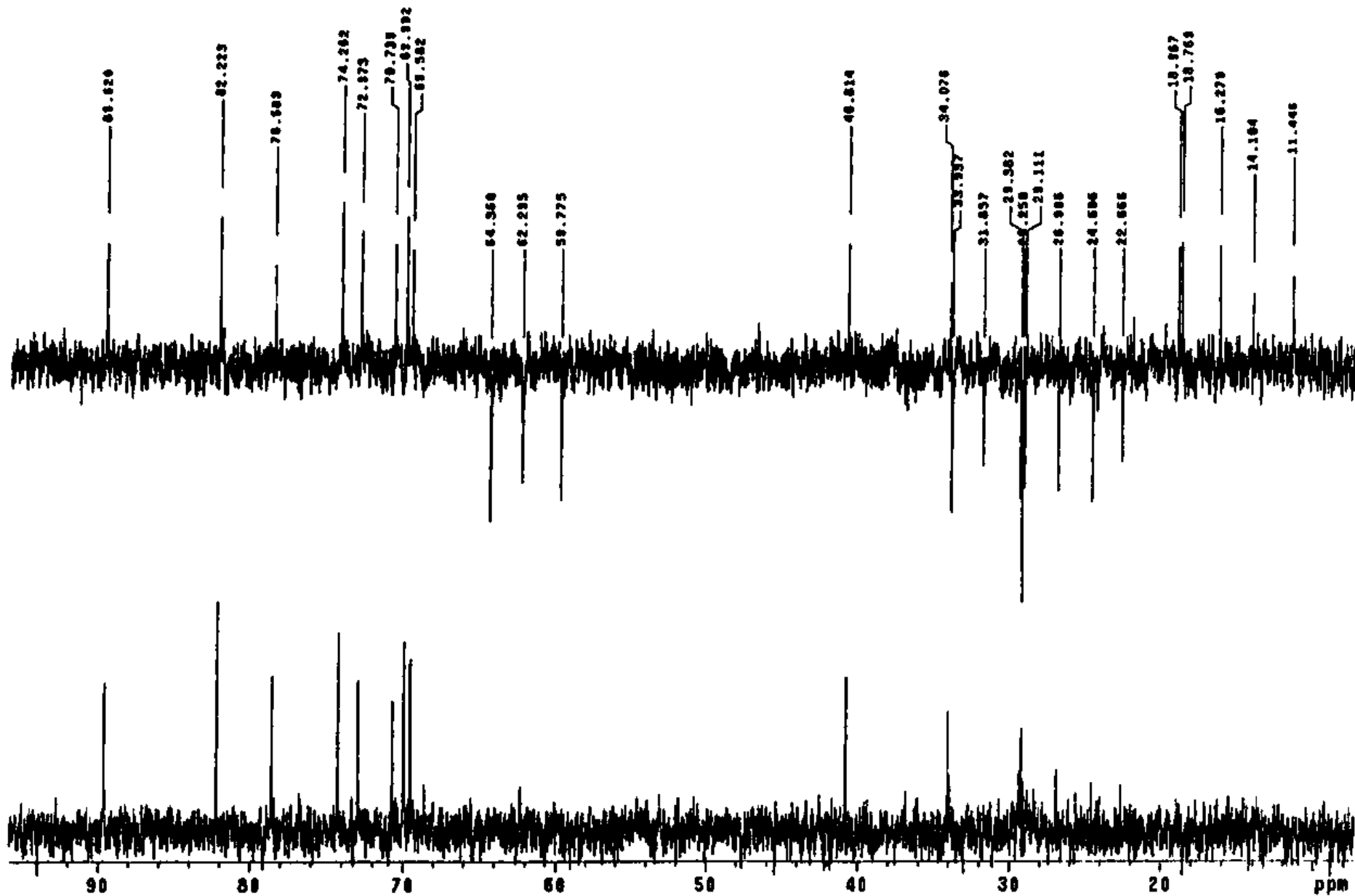
RMN ¹³C



ESPECTRO 13



ESPECTRO 14



ESPECTRO 15