



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE QUÍMICA

“Estudio químico de cálices de *Physalis chenopodifolia*”

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

QUÍMICO DE ALIMENTOS

PRESENTA:

LUIS EMMANUEL BARRIENTOS RASCÓN



MÉXICO, D.F.

2007



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	Dr.	Mauro Cruz Morales
Vocal	Dra.	Araceli Patricia Peña Álvarez
Secretario	M. en C.	Emma Maldonado Jiménez
1er. Suplente	M. en C.	Martha Ivonne Berros Espino
2do. Suplente	M. en C.	José Guadalupe de la Rosa Canales

Sitio en donde se desarrolló el tema:

Laboratorio 2-7, Departamento de Productos Naturales
Instituto de Química
Universidad Nacional Autónoma de México

Asesora

M. en C. Emma Maldonado Jiménez

Sustentante

Luis Emmanuel Barrientos Rascón

DEDICATORIAS

A mi madre, María Luisa, por todos tus esfuerzos y sacrificios para que pudiera tener una formación profesional, ya que no solo me diste la vida sino que me enseñaste con el ejemplo que hay que luchar por los sueños y siempre hay que hacer el máximo esfuerzo. Gracias por estar conmigo en los momentos más difíciles y ser alguien en quien puedo confiar. Mi triunfo también es tuyo. Te amo.

A mi hijo, Alfonso, por que tu sonrisa es la fuerza que me renueva cada mañana y aunque no siempre puedes estar a mi lado la verdad es que siempre estas en mi corazón.

A mi esposa, Anai, por todo tu apoyo para sacar a delante mi carrera y porque siempre te preocupas por mi bienestar. Y aunque muchas veces me cueste decirlo te quiero con todo mi corazón y eres parte importante de mi vida.

AGRADECIMIENTOS

A mi tutora, M. en C. Emma Maldonado, porque siempre me apoyo en la realización de mi trabajo experimental, además de compartir conmigo su conocimiento y ser un valioso apoyo en todo momento.

A la M. en C. Ana Lidia Pérez-Castorena por haberme apoyado en la revisión de mi tesis.

A mi jurado, Dr. Mauro Cruz Morales y Dra. Araceli Patricia Peña Álvarez, por tomarse el tiempo para la revisión de mi tesis.

A las personas que compartieron el Lab 2-7 del Instituto de Química conmigo, así como a los técnicos que me ayudaron con la parte espectroscópica de mi tesis.

A mis amigos de la Facultad: Paola, Edna, Beto, Bety, BK, Chis, Pancho, Orendain, Carmen, Rubén, Ulises, Alicia, Claudia, Juan, Tzitzil, Tania y Katia, por haber sido mas que compañeros.

A mis amigos del Instituto: Marbella, Tayde, Mizrain, Yadira, Luis, Elihú, Sonia, Rodrigo, Yunuen, Fernando, Olver, Jhon, Paul y Niko por hacer agradable mi estancia y compartir más que el laboratorio.

ÍNDICE

Índice.....1

Abreviaturas.....3

1. Introducción..... 4

2. Antecedentes

 2.1 Metabolitos primarios y secundarios.....6

 2.2 Solanáceas.....6

 2.3 El género *Physalis*.....7

 2.4 *Physalis* en la medicina tradicional.....9

 2.5 Composición química del género *Physalis*.....10

 2.5.1 Withaesteroides.....10

 2.5.2 Withanólidas.....13

 2.5.3 Acilsacarosas.....15

 2.6 Usos de acilsacarosas17

 2.6.1 Acilsacarosas en la industria alimentaria.....17

 2.6.2 Otros usos de acilsacarosas.....21

 2.6.2 Acilsacarosas como insecticidas.....22

 2.7 *Physalis chenopodifolia* Lamark.....23

 2.8 Estudios previos de *Physalis chenopodifolia*.....23

3. Objetivo.....25

4. Parte experimental

 4.1 Material y equipo.....26

 4.2 Material vegetal.....27

 4.3 Extracción del material vegetal.....27

 4.4 Aislamiento.....27

5. Resultados y Discusión.....	30
6. Conclusiones.....	45
7. Bibliografía.....	46
Anexo I	
Espectroscopía.....	54

Abreviaturas

a	señal ancha
APT	Prueba de protones unidos a carbono (Attached Proton Test)
c	cuarteto
CC	Cromatografía en columna
CCF	Cromatografía en capa fina
COSY	Espectroscopia de correlación homonuclear (Correlation Spectroscopy)
d	doblete
dd	doble de doble
ddd	doble de doble de doble
DEPT	Distorsión reducida por transferencia de polarización (Distortionless Enhancement of Polarization Transfer)
EM	Espectrometría de masas
hept	heptuplete
HMBC	Correlación a enlaces múltiples heteronucleares ($^2\text{JC-H}$, $^3\text{JC-H}$) (Heteronuclear Multiple Bond Correlation)
HSQC	Correlación cuántica heteronuclear simple ($^1\text{JC-H}$) (Heteronuclear Single Quantum Correlation)
Hz	Hertz
IR	Espectroscopia de Infrarrojo
J	Constante de acoplamiento
m	multiplete
m/z	relación masa carga
M^+	Ión molecular
quint	quintuplete
RMN	Resonancia Magnética Nuclear
s	singulete
sext	sextuplete
t	triplete
δ	desplazamiento químico

1. INTRODUCCIÓN

Si nos referimos a plantas del género *Physalis*, la mayoría de las personas no sabría de lo que estamos hablando, sin embargo existe una variedad de este género cuyos frutos son conocidos por todos los mexicanos y que son en algún sentido, parte de nuestra identidad, de nuestras tradiciones y en general de nuestra cultura. A estos frutos los conocemos como tomates, tomates verdes o tomates de cáscara y los consumimos cotidianamente, por lo general mezclados con chiles, en preparaciones que llamamos salsas y que acompañan a nuestras comidas. Estos tomates son los frutos de *Physalis philadelphica*, la más conocida de las cerca de 70 especies de *Physalis* que crecen en México.

Los tomates y en general los frutos de *Physalis* se encuentran protegidos por un cáliz, que es una especie de “bolsa” dentro de la cual está el fruto y que generalmente se desecha. Sin embargo en estudios recientes se ha encontrado que los cálices de especies de *Physalis* (*P. philadelphica* y *P. nicandroides*) contienen una gran cantidad de acilsacarosas, compuestos que por sus características se usan como coadyuvantes de vacunas, insecticidas, emulsificantes, en la elaboración de películas protectoras de alimentos y como “sustitutos de grasa”.

Lo anterior es una razón para tratar de establecer en primer lugar si los cálices de otras especies de *Physalis* poseen acilsacarosas, de qué tipo son éstas y en que cantidad son producidas y en segundo lugar evaluar si estas acilsacarosas presentan alguna propiedad que resulte benéfica y que pueda ser aprovechada.

Con base en lo anterior se decidió analizar químicamente el extracto metanólico de cálices de *Physalis chenopodifolia* L., cuyos resultados se describen a continuación.

2. ANTECEDENTES

2.1 Metabolitos primarios y secundarios

Los compuestos orgánicos que intervienen en los ciclos vitales de todos los organismos y que les permiten sobrevivir, crecer y reproducirse, se conocen como metabolitos primarios, entre ellos se encuentran los aminoácidos, carbohidratos, proteínas, lípidos y ácidos nucleicos. Estos compuestos generalmente se encuentran en todos los organismos. En contraste existen también otros tipos de compuestos que tienen una distribución mucho más limitada en la naturaleza, a los cuales se les llama metabolitos secundarios. Estos metabolitos se encuentran en algunos organismos específicos, o en grupos de organismos y no son necesariamente producidos en todas las condiciones. A pesar de que la función de esos compuestos, así como el beneficio a los organismos que lo producen no son conocidos aún, salvo en algunos casos en que su función es obvia (compuestos tóxicos que protegen a la planta de depredadores o que proveen color), es lógico asumir que todo lo que los organismos producen juega un papel importante para su bienestar.¹

2.2 Solanáceas

La familia Solanaceae comprende hierbas o arbustos con las hojas alternas y las flores solitarias o en inflorescencias cimosas y el fruto como una cápsula o baya. Esta familia esta compuesta por 85 géneros y cerca de 2300 especies.²

Algunas de estas especies tienen gran importancia debido a que son utilizadas como alimento, entre éstas encontramos a *Solanum tuberosum* (papa) una planta de regiones frías o montañosas, originaria de América del Sur, la cual no solo tiene fines alimenticios, sino que también es utilizada para la obtención de almidón y en la fabricación de alcohol. *Capsicum annum* y *Capsicum frutescens* (chile o pimiento) son plantas de regiones cálidas, templadas o frías; son originarias de México, su fruto es una baya oblonga o cónica, de tamaño y coloración muy diversos, de sabor picante que se usa principalmente para condimentar los alimentos. *Lycopersicon esculentum* (jitomate) y *Physalis philadelphica* (tomate verde) son plantas herbáceas, originarias de México, cultivadas abundantemente en nuestro país y en muchos otros ya que sus frutos son utilizados para la preparación de alimentos.³

2.3 El género *Physalis*

El género *Physalis* pertenece a la familia Solanaceae y comprende cerca de 90 especies que se distribuyen desde Estados Unidos hasta Sudamérica, siendo México el centro de diversificación, donde crecen cerca de 70 especies y la mayoría son endémicas. De éstas, la más conocida y de distribución más amplia en México es *Physalis philadelphica* (tomate verde).⁴

Los frutos de *P. philadelphica* son un elemento básico en la dieta y por ello de gran importancia económica.⁵ Se consumen principalmente en forma de salsas, en las que se combinan con chiles y otros condimentos, las cuales mejoran el sabor de las comidas y estimulan el apetito. La infusión de las cáscaras (cálices) se agrega a la masa de tamales y

de buñuelos para mejorar su consistencia; también se utiliza para dar sabor al arroz blanco y ablandar carnes rojas.

El tomate verde es originario de Mesoamérica y es cultivado en México y Guatemala. Diversos hallazgos arqueológicos, como los del Valle de Tehuacán, prueban que su uso en la alimentación de la población mexicana se remonta a tiempos precolombinos.

El nombre tomate se deriva del náhuatl *tomatl*; vocablo que se aplica a plantas con frutos globosos o bayas, con muchas semillas, pulpa acuosa y a veces encerrados en una membrana.⁶

Actualmente se sabe que los frutos de al menos 14 especies de *Physalis* son comestibles, pero sólo 4 de ellas han sido domesticadas o semidomesticadas para el aprovechamiento de sus frutos. Estas especies son *P. philadelphica*, *P. peruviana*, *P. grisea* y *P. alkekengi*.⁷

Desde el punto de vista taxonómico al género *Physalis* se le divide en 4 subgéneros: *Physalis*, *Physalodendron*, *Quincula* y *Rydbergis*. La especie objeto de este estudio, *Physalis chenopodifolia* Lamark, pertenece a este último y se le clasificó dentro de la sección *Coztomatae*, una de las 9 secciones en que se divide este subgénero.⁸

2.4 *Physalis* en la medicina tradicional

Al tomate verde (*Physalis philadelphica*) se le han dado diversos usos en la medicina tradicional mexicana. Estos usos varían a lo largo del territorio nacional, aunque el más generalizado es para tratar problemas respiratorios y dolor de amígdalas. En estos casos el fruto asado se administra tópicamente (untado). También los frutos cocidos con tamarindo se administran por vía oral contra la tos; se aplica tibio o frío en la planta de los pies para combatir la calentura; se hace una infusión del fruto que se administra oralmente para aliviar el latido^a. Esta planta se usa en algunas regiones para tratar infecciones digestivas, inflamación de estómago, contra la calvicie, para el nacimiento de pelo y para la vista; también en el tratamiento de presión alta y diabetes.^{9,10}

Otras especies que han sido utilizadas en México son: *Physalis mollis* Nutt. de la que se aplican localmente la raíz y hojas frescas para aliviar el dolor de estómago; *Physalis nicandroides* Schltdl. cuyas hojas hervidas se usan para baños postparto en temascal, *Physalis pubescens* L. del que se emplea el fruto en aguardiente untado para evitar recaída de señoras^b y las hojas cocidas se aplican localmente para sanar heridas.⁹

El género *Physalis* no sólo es utilizado en la medicina tradicional mexicana, sino también en países como la India en donde *Physalis minima* Linn. var. *indica* es utilizada como remedio para desórdenes del bazo, diurético y purgante.¹¹ En Taiwán *Physalis*

^a Latido: padecimiento con los siguientes síntomas: el estómago se siente hueco; el vientre se endurece y se sufre de un agudo cólico (dolor), a veces acompañado de diarrea; se atribuye también a no comer con regularidad o a comer alimentos fríos.

^b Recaída de señoras: malestar general y sensación de debilidad después del parto; puede durar semanas, acompañado de dolor de huesos y cabeza.

angulata es conocida por sus efectos antipirético, diurético y antitumoral;¹² en Japón también es usada como antipirético.¹³ La raíz de *Physalis alkekengi* se emplea en países del noreste de Asia para la disminución de la fiebre, contra la tos, diarrea y edema.¹⁴ *Physalis peruviana* Linn. es utilizada en Asia como anticancerígeno, antimicobacteriano, antipirético, inmunomodulador, y para el tratamiento de enfermedades como malaria, asma, hepatitis, dermatitis, reumatismo y como diurético.¹⁵

2.5 Composición química del género *Physalis*

En las especies de *Physalis* que se han analizado se han encontrado flavonoides, withaesteroides, esteroides, alcaloides, diterpenos del tipo labdano, ceramidas, acilsacarosas y carotenos, siendo los withaesteroides los metabolitos que se encuentran presentes en todas las especies estudiadas.

2.5.1 Withaesteroides

Los withaesteroides, como su nombre lo indica, son esteroides y contienen 28 átomos de carbono con un esqueleto de ergostano, cuya cadena lateral en la mayoría de los casos aparece ciclada en forma de una δ -lactona. Por su diversidad estructural los withaesteroides se han dividido en ocho tipos (Fig. 1).¹⁶

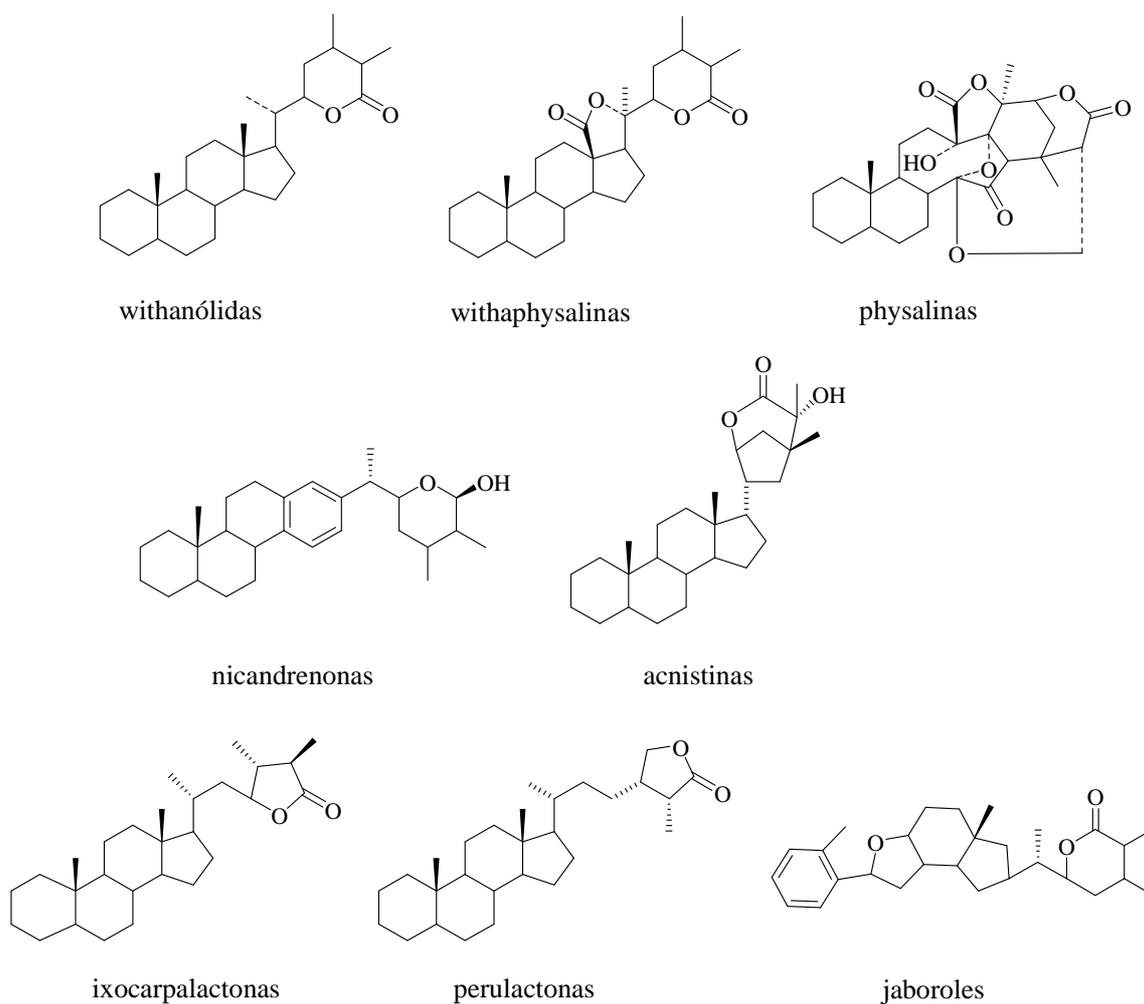


Figura 1. Diferentes tipos de Withaesteroides

En la revisión de withaesteroides de Ray y Gupta se describe que para 1994 existían estudios de 10 especies de *Physalis* y de todas ellas se habían aislado withaesteroides.¹⁷ Recientemente se realizaron estudios de 6 especies más: *Physalis coztomatl*,¹⁸ *Physalis chenopodifolia*,¹⁹ *Physalis pruinosa*,²⁰ *Physalis nicandroides* var. *attenuata*,²¹ *Physalis solanaceus*²² y *Physalis cinerascens*²³, de las cuales se aislaron también withaesteroides. Se

han encontrado withaesteroides en todas las partes de la planta y son las withanólidas las que se han aislado mas frecuentemente de éste género (Tabla 1).

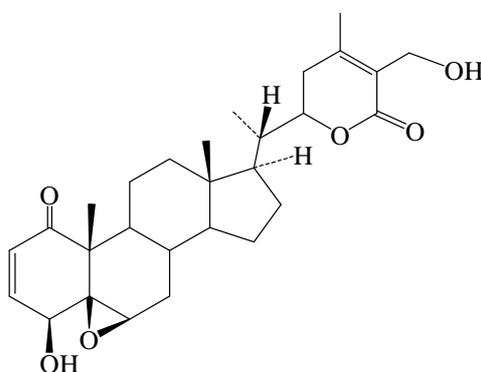
Especie	Parte analizada			
	Raíz	Partes aéreas	Frutos	Cálices
<i>P. alkekengi</i>		Withanólidas ²⁴ Physalinas ²⁵		
<i>P. angulata</i>		Withanólidas ^{12,13,26,27} Physalinas ²⁸	Withanólidas ²⁹	
<i>P. minima</i>		Physalinas ^{11,30,31,32,33}	Physalinas ³⁴	
<i>P. peruviana</i>	Withanólidas ^{35,36,37,38}	Withanólidas ^{39,40,41,42} Perulactonas ⁴³		Withanólidas ⁴⁴
<i>P. curasavica</i>		Ixocarpalactonas ⁴⁵		
<i>P. viscosa</i>		Withanólidas ^{46,47,48,49,50}		
<i>P. pubescens</i>		Withanólidas ^{51,52,53}		
<i>P. philadelphica</i>		Withanólidas ⁵⁴ Ixocarpalactonas ⁵⁴	Withanólidas ⁵⁵	
<i>P. ixocarpa</i>		Ixocarpalactonas ⁴⁵		
<i>P. lancifolia</i>		Physalinas ²⁸ Ixocarpalactona ⁴⁵		
<i>P. cotzomatl</i>		Withanólida ¹⁸		
<i>P. chenopodifolia</i>		Withanólidas ⁵⁶		
<i>P. pruinosa</i>		Withanólidas ²⁰		
<i>P. nicandroides</i>		Withanólida ²¹		
<i>P. solanaceus</i>		Physalina ²²		
<i>P. cinerascens</i>		Withanólida ²³		

Tabla 1. Tipos de withaesteroides aislados del género *Physalis*.

Los withaesteroides poseen una gran diversidad de actividades biológicas entre las que se encuentran antibacteriana, antiinflamatoria, citotóxica, hepatoprotectora e inmunomoduladora,⁵⁷ razón por la que, desde el punto de vista farmacológico, han sido extensamente estudiados.

2.5.2 Withanólidas

El nombre withanólida se debe a que el primer compuesto de este tipo que fue aislado, la withaferina A (**I**), provenía de *Withania somnifera*, otra solanácea. Las withanólidas son el grupo más numeroso de withaesteroides y se cree que son precursoras del resto de withaesteroides.⁵⁷ De las 16 especies de *Physalis* analizadas hasta ahora, 11 han presentado como parte de su composición química withanólidas. Las withanólidas, además de la δ -lactona α , β -no saturada en la cadena lateral, poseen generalmente una cetona α,β -insaturada en el anillo A y las posiciones 4, 5, 6, 14, 17 y 20 se encuentran comúnmente oxigenadas. Unas pocas withanólidas contienen δ -lactonas saturadas.⁵⁸

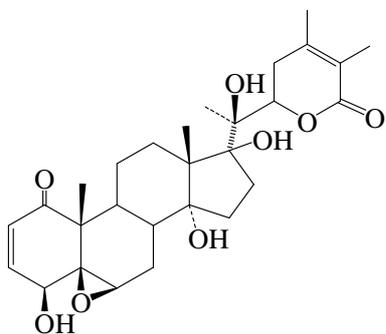


I. Withaferina A

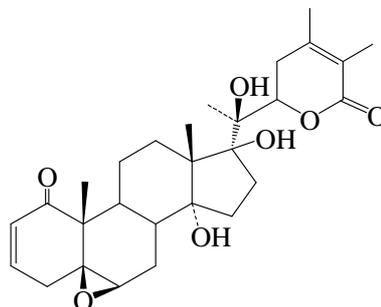
Las withanólidas presentan gran variedad de actividades biológicas, por ejemplo la withaferina A, que fue activa contra bacterias gram positivas e inactiva contra bacterias gram negativas y hongos no filamentosos. También presentó actividad inhibitoria

significativa en líneas celulares productoras de tumores, sin ser ésta la única withanólida con dicho efecto, ya que se ha reportado que otras withanólidas con una estructura similar como la 4 β -hidroxewithanólida E (II), la withanólida E (III) y la withanólida D (IV) presentan el mismo efecto. La withaferina A posee actividad inmunoactivadora (inhibe el crecimiento de células cancerígenas en ratón, seguida de la total desaparición de las células tumorales) e inmunosupresora (actúa como auxiliar en la inhibición de la artritis y evita la reacción de rechazo al realizar injertos en pollos).

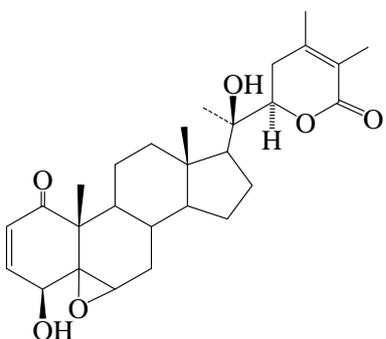
Otra withanólida que presenta actividad biológica es la 3 β -hidroxi-2,3-dihidro-withanólida F (V) la cual fue aislada de *Withania coagulans* y posee actividad antiinflamatoria, siendo su efecto comparable con el de la hidrocortisona. También se ha encontrado que la withanólida E posee actividad antialimentaria contra insectos.¹⁷



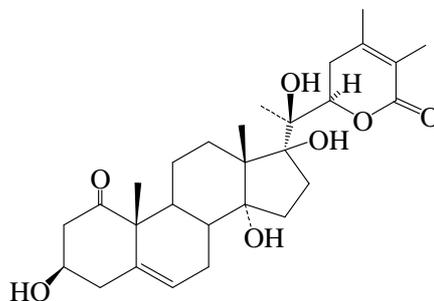
2. 4β-hidroxiwithanolida E



3. Withanolida E



4. Withanolida D

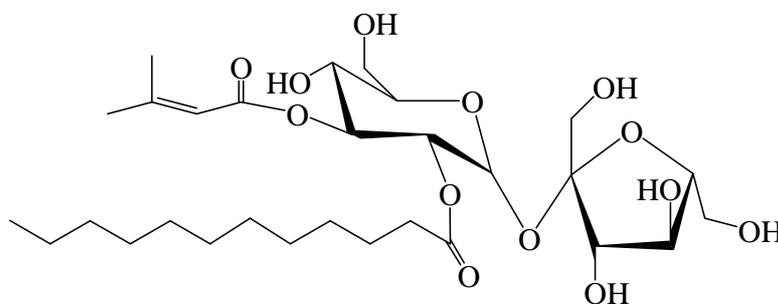


5. 3β-hidroxi-2,3-dihidro-withanolida F

2.5.3 Acilsacarosas

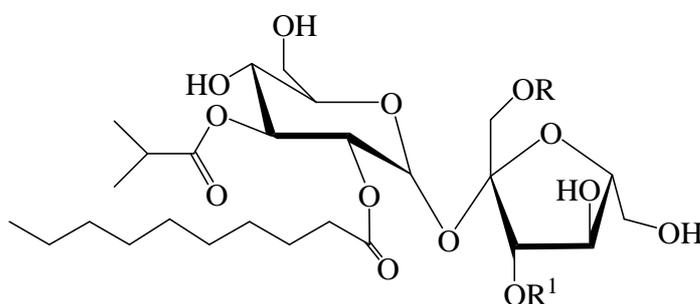
Otro tipo de metabolitos aislados recientemente del género *Physalis* son las acilsacarosas, que como su nombre lo indica son ésteres del disacárido compuesto por glucosa y fructosa. Este tipo de moléculas ya habían sido descritas como constituyentes de otros géneros de la familia Solanaceae (*Solanum*, *Petunia*, *Lycopersicum* y *Nicotiana*), además de que también se encuentran en otras familias como Asteraceae, Cannaceae y Polygalaceae.^{59,60}

El primer reporte de estos metabolitos en el género *Physalis* corresponde al estudio de hojas y flores de *Physalis viscosa*. De esta planta se aisló una acilsacarosa diacilada que fue llamada physalósido A (VI). Este compuesto presentó actividad antibacteriana contra las bacterias Gram-positivas *Staphylococcus aureus* y *Streptococcus pneumoniae*, pero fue inactivo contra las bacterias Gram-negativas, *Kleibselia pneumoniae* y *Pseudomonas aeruginosa*.⁶¹



VI. Physalósido A

En nuestro laboratorio se realizó el estudio de los frutos de *Physalis nicandroides* var. *attenuata* y en ellos se encontró que los componentes mayoritarios de éstos son acilsacarosas tri y tetraaciladas a las cuales se les nombró nicandrosas A-C (VII-XI).²¹



VII.	Nicandrosa A	R=R ¹ = 2-metilbutanoil
VIII.	Nicandrosa B	R= Ac, R ¹ = isobutil
IX.	Nicandrosa C	R= Ac, R ¹ = 2-metilbutanoil
X.	Nicandrosa D	R= H, R ¹ = isobutil
XI.	Nicandrosa E	R= H, R ¹ = 2-metilbutanoil

2.6 Usos de acilsacarosas

Las acilsacarosas son moléculas anfifílicas ya que poseen una parte polar (sacarosa) y otra parte no polar (cadenas hidrofóbicas de ácidos grasos). Estas características las hacen tener aplicaciones que se extienden a diversos campos como lo son la industria de alimentos, la industria farmacéutica y recientemente en la búsqueda de nuevos pesticidas naturales, que eviten la contaminación del ambiente y ayuden en la eliminación de plagas.

2.6.1 Acilsacarosas en la industria alimentaria

Los usos de las acilsacarosas en la industria alimentaria son principalmente dos: emulsificante y sustituto de grasas. Se emplean como emulsificantes, las acilsacarosas que poseen tres posiciones esterificadas o menos. Variando la cantidad de ésteres presentes en la molécula, así como el largo de las cadenas de los mismos se puede variar su balance hidrofílico-lipofílico (HLB), al cual normalmente se le asigna un número que sirve para

indicar la solubilidad de un emulsificante en agua o aceite: así un valor mayor de 20 corresponde a un compuesto hidrofílico y un valor menor de 1 corresponde a un compuesto lipofílico. Este tipo de compuestos son adicionados como aditivos alimentarios para brindar estabilidad a las emulsiones. Para los ésteres de sacarosa, mientras mayor sea el HLB son más digeribles.

Estudios de absorción en el ser humano muestran que los compuestos con 4 o menos ésteres son hidrolizados en el intestino por lo que son completamente absorbidos; por el contrario, aquellos compuestos que poseen 5 o más ésteres no son hidrolizados y por lo tanto tampoco son absorbidos, por lo que son excretados sin cambio.

Los ésteres de sacarosa se utilizan para llevar a cabo la reconstitución de leche mediante la emulsificación de la grasa; en la formulación de blanqueadores de café son usados en combinación con monoglicéridos y otros emulsificantes; 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.⁶²

El otro uso que se le ha dado a los ésteres de sacarosa está relacionado con dos problemas de salud a nivel mundial, la obesidad y las enfermedades del corazón, ambos asociados a ingestión de grandes cantidades de grasa. Una manera de atacar estos

problemas es recomendar a la población llevar a cabo dietas en las que se suprimen aquellos productos con altas cantidades de grasa. Sin embargo, esto no es siempre aceptado ya que cuando a un alimento se le suprime parcial o totalmente la grasa, se alteran sus propiedades sensoriales. La industria alimentaria consciente de que la población requiere de alimentos cuyas propiedades sensoriales no se vean afectadas y que a su vez disminuyan la ingesta de grasa ha recurrido a los llamados “reemplazantes de la grasa” que son ingredientes que proporcionan propiedades físicas y sensoriales idénticas a las de las grasas pero sin sus calorías, a los que también se designan como “sustitutos de la grasa”. Entre estos compuestos se encuentran las sacarosas esterificadas con 5 ó más ácidos grasos.⁶³

Olean[®], es la marca registrada que asignó la compañía Procter & Gamble para el sustituto de grasa cuya fórmula consiste en una mezcla de sacarosas octa, hepta y hexa esterificadas.⁶⁴ Estos compuestos esterificados en 5 o más posiciones de la sacarosa no pueden ser absorbidos por el organismo.

En 1996 Olestra (nombre comercial del aceite Olean[®]) fue aprobado por la Food and Drug Administration (FDA) para el uso comercial en botanas como papas fritas y galletas. Físicamente Olestra es semisólido a temperatura corporal a diferencia de otros ésteres de sacarosa que son líquidos a la misma temperatura.⁶⁵

Para aprobar el uso de Olestra en alimentos fue necesaria la realización de algunas pruebas de absorción asociadas al consumo de este sustituto de grasa. En estos estudios se

observó que Olestra no altera la movilidad intestinal, la microflora, el flujo gástrico o electrolitos, además puede ser utilizado para cocinar e incluso para freír. La mezcla de ésteres que componen a Olestra atraviesan el tracto digestivo intactos para ser excretados en las heces, son insolubles en agua y no pueden ser hidrolizados por ninguna enzima ni tampoco por bacterias del colon mediante sus lipasas. Por el contrario, las bacterias aerobias si pueden degradarlos, por ello son compuestos totalmente biodegradables.

Aun cuando Olestra está compuesto por moléculas lipofílicas no interfiere con la absorción de lípidos, ni de otros nutrientes lipofílicos. Sin embargo, puede interferir en la absorción de vitaminas A, D, E y K, por lo que el aceite comercial Olean[®] esta fortificado con estas vitaminas. También se comprobó que no hay interferencia en la absorción de estrógenos o anticonceptivos que son los medicamentos lipofílicos más comúnmente recetados.⁶⁶

La compañía Procter & Gamble ha obtenido varias patentes para la producción de ésteres de sacarosa, en las cuales el método general de síntesis consiste en una transesterificación mediante un catalizador básico. La solicitud de patente más reciente para la obtención de ésteres de sacarosa corresponde a la W002/060975 A1 en la cual se realiza la reacción de transesterificación en un solo paso que consiste en mezclar ésteres metílicos de 8 carbonos, sacarosa y ácidos grasos de 22 carbonos en forma de jabón (emulsificante) en una proporción de 12:1:0.75 y K_2CO_3 como catalizador básico. La mezcla se calienta a 135 °C a una presión de 250 mm de Hg que se reduce gradualmente a 65 mm de Hg para mantener una velocidad de reflujo constante de los ésteres metílicos de 8 carbonos.

La reacción es recatalizada por la adición de K_2CO_3 después de una hora de reacción (en una proporción 0.1 moles de catalizador por mol de sacarosa adicionada) y con $KOCH_3$ después de 3 horas (en una proporción 0.1 moles por mol de sacarosa). Después de 5 horas se obtiene 90% de sacarosa octaesterificada. El metanol que se produce conforme la reacción avanza es eliminado mediante vacío o el flujo de un gas inerte. El emulsificante y los catalizadores (sales) pueden ser removidos mediante filtración o centrifugación ya que son insolubles en la mezcla de alto grado de esterificación. Por último los residuos de ésteres metílicos de ácidos grasos pueden ser eliminados mediante destilación.⁶⁷

Además de sustitutos de grasa las acilsacarosas se emplean para mejorar la calidad de las películas para alimentos, estas películas tienen la finalidad de impedir el contacto entre el alimento y el exterior (barrera física), con esto se evita la pérdida de agua y se prolonga la vida de los alimentos.⁶⁸

2.6.2 Otros usos de acilsacarosas

Las acilsacarosas también son utilizadas para la elaboración de detergentes cuando los ésteres provienen de los ácidos láurico y oleico. Estos detergentes poseen la virtud de ser biodegradables.⁶⁹ Otras acilsacarosas son utilizadas en la elaboración de cremas emolientes en proporción de 1-3% y en labiales en proporción del 20%. También son utilizadas en la elaboración de pastas dentales como emulsificantes.⁶²

La industria farmacéutica también hace uso de los ésteres de sacarosa, tal es el caso del monolaurato de sacarosa que ayuda a solubilizar fármacos que originalmente son poco solubles en agua, presentando ventajas al no ser tóxico cuando se administra por vía oral, además de ser totalmente degradable por el organismo.⁷⁰

2.6.3 Acilsacarosas como insecticidas

El estudio de plantas que presentan actividad insecticida ha llevado al aislamiento e identificación de los compuestos responsables de dicho efecto, tal es el caso de las tri y tetraacilsacarosas aisladas de las hojas de *Nicotiana glauca*, las cuales poseen actividad insecticida contra la mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum*).⁷¹ En EUA, este insecto provoca pérdidas que se evalúan en más de 200 millones de dólares anuales. Las acilsacarosas representan una alternativa de insecticidas naturales que no dañan el ambiente y son biodegradables; razón por la cual se sintetizaron ésteres de sacarosa con diferente grado de esterificación y diferentes longitudes de los ésteres (C₆-C₁₂) para medir su actividad. Las acilsacarosas sintéticas fueron probadas contra otro tipo de moscas blancas (*Bemisia tabaci* Genadius, cepa B) y se encontró que estos insectos son más susceptibles a las dioctanoilsacarosas, seguidas por las diheptanoil y dinonanoilsacarosa. Las sacarosas mono y triesterificadas mostraron menor actividad.⁶⁹

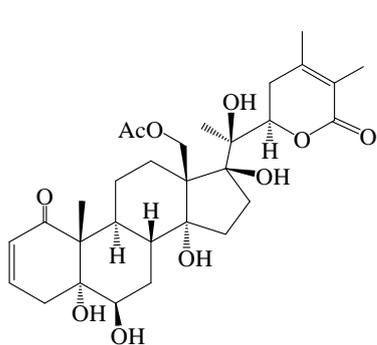
2.7 *Physalis chenopodifolia* Lamark

Physalis chenopodifolia L. es una planta herbácea, perenne, de hasta 70 cm. de altura. Con frecuencia se le encuentra en claros o márgenes de bosques de pino encino, a orillas de cultivos, en caminos y laderas de cerros con vegetación boscosa o en pastizales secundarios. Se desarrolla entre los 2000-3100 m. Florece y fructifica de junio-septiembre.

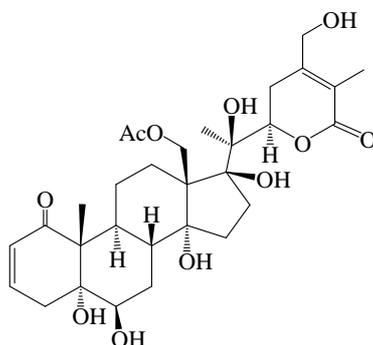
En México se encuentra en los estados de Aguascalientes, Chiapas, Coahuila, Durango, Estado de México, Distrito Federal, Guerrero, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Nuevo León, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tamaulipas, Tlaxcala y Zacatecas.⁴

2.8 Estudios previos de *Physalis chenopodifolia*

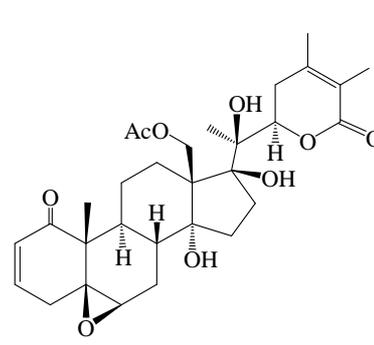
Existen dos estudios previos de *Physalis chenopodifolia*, en el primero de ellos se trabajaron las partes aéreas (hojas, ramas y flores). Este estudio tuvo como resultado el aislamiento e identificación de 5 nuevos withaesteroides del tipo de las withanólidas a las que se nombró physachenólidas A-E (XII-XVI).^{19,56}



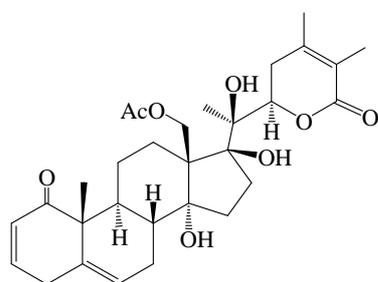
XII. Physachenólida A



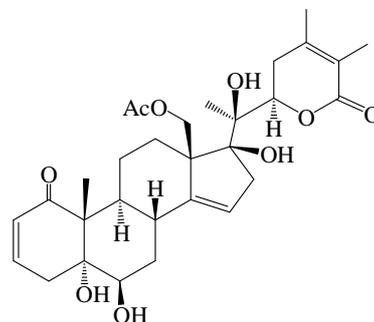
XIII. Physachenólida B



XIV. Physachenólida C



XV. Physachenólida D



XVI. Physachenólida E

Existe otro estudio en el cual se analizó la actividad antimicrobiana de diferentes extractos de *Physalis chenopodifolia* contra cepas clínicas y de referencia de *Staphylococcus aureus* y *Staphylococcus epidermidis*. En él se encontró que el extracto de acetato de etilo de partes aéreas poseía la mayor actividad, seguido por el extracto acuoso de frutos y siendo el de menor actividad el extracto acuoso de cálices, sin embargo, no se aislaron los compuestos responsables de dicho efecto.⁷²

3. OBJETIVO

El presente estudio tiene como objetivo contribuir al conocimiento de la composición química de los cálices de *Physalis chenopodifolia* L., mediante el aislamiento, purificación y elucidación estructural de los metabolitos presentes.

4. PARTE EXPERIMENTAL

4.1 Material y equipo

Los puntos de fusión (no corregidos) se determinaron en un aparato Fisher-Johns. Para las cromatografías en columna se utilizó como fase estacionaria sílica gel (Merck 60 G). Para las cromatografías en capa fina se usaron cromatofolios Alugram Sil G/UV₂₅₄ de 0.25 mm y cromatofolios Alugram RP-18 W/UV₂₅₄ de 0.15 mm. Para las cromatografías en placa preparativa se emplearon placas Macherey-Nagel SIL G-100 UV₂₅₄ de 2.0 mm y SIL RP-18W/UV₂₅₄ de 1.0 mm. Se utilizó como revelador sulfato cérico al 3% en ácido sulfúrico 2N y/o lámpara de UV Spectroline modelo CX-20 a 254 y 366 nm. Los espectros de IR se determinaron en un espectrómetro Nicolet FTIR-Magna 750, mediante las técnicas de solución y pastilla. Los espectros de masas se obtuvieron utilizando las técnicas de IE y FAB en los espectrómetros JEOL JMS-AX505HA y JEOL JMS-SX102A. Los espectros de RMN fueron determinados en los espectrómetros Varian Gemini 200 (200 MHz ¹H, 50 MHz ¹³C), Varian XR-300 (300 MHz ¹H, 75 MHz ¹³C) y Varian Unity Plus 500 (500 MHz ¹H, 125 MHz ¹³C). Los desplazamientos químicos (δ) están dados en ppm respecto al tetrametilsilano (TMS) que se usó como referencia interna.

4.2 Material Vegetal

La planta *Physalis chenopodifolia* L. se recolectó en Milpa Alta, D.F., México, el 24 de junio del 2001. Un ejemplar de la planta está depositado en el Herbario del Instituto de Biología de la UNAM con el número de registro 1010182 y fue identificado por la Dra. Mahinda Martínez.

4.3 Extracción del material vegetal

Los cálices (99.1 g) fueron separados de los frutos y se extrajeron con metanol. El disolvente se eliminó por destilación a presión reducida. Se obtuvieron 25.8 g de extracto.

4.4 Aislamiento

El extracto (22.6 g) se disolvió, se adsorbió en celita y se colocó en la parte superior de una columna de silica gel (10 x 10 cm, columna 1). La columna se eluyó con mezclas de hexano-acetato de etilo en orden creciente de polaridad. Se obtuvieron 66 fracciones de 500 mL cada una según lo siguiente: frs. 1-10 (hexano-AcOEt 6:4); frs. 11-13 (hexano-AcOEt 1:1); frs. 14-38 (hexano-AcOEt 4:6); frs. 39-46 (hexano-AcOEt 3:7); frs. 47-54 (hexano-AcOEt 2:8); frs. 55-66 (AcOEt). Una vez concentradas las fracciones se analizaron por cromatografía en capa fina y las que mostraron una composición similar fueron reunidas.

Las fracciones 1-5 (1.17g) de la columna 1 se sometieron a cromatografía en columna de silica gel (8 x 5.5 cm, columna 2) eluida como sigue: frs. 1-33 (hexano-AcOEt 95:5); frs. 34-45 (hexano-AcOEt 90:10); fr. 46 (AcOEt). El volumen de las fracciones fue de 50 mL cada una. Las fracciones 3-6 (218.2 mg) de la columna 2 se purificaron por

cromatografía en columna de silica gel (5 x 2.5 cm, columna 3) que se eluyó como sigue: frs. 1-24 (hexano-AcOEt 98:2); frs. 25-36 (hexano-AcOEt 95:5); frs. 37-42 (hexano-AcOEt 90:10). El volumen de cada fracción obtenida fue de 25 mL. Las fracciones 14-20 (33.5 mg) de la columna 3 se purificaron por recristalización (etanol). Se obtuvieron cristales blancos con punto de fusión de 137–139 °C que se compararon mediante CCF con una muestra auténtica de la mezcla β -sitosterol-estigmasterol y se observó que se trataba de los mismos compuestos, β -sitosterol (**1**) y estigmasterol (**2**). Se obtuvieron 9 mg (0.009 % respecto al peso de los cálices secos).

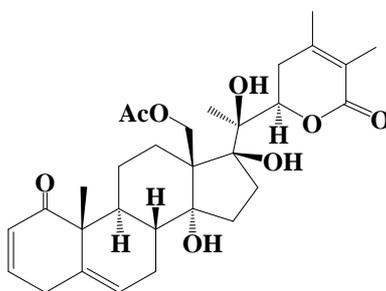
Las fracciones 16-21 (2.59 g) de la columna 1 se sometieron a cromatografía en columna de silica gel (8 x 5.5 cm, columna 4) la cual fue eluida según lo siguiente: frs. 1-23 (hexano-Me₂CO 3:1); frs. 24-32 (hexano-Me₂CO 7:3); frs. 33-38 (hexano-Me₂CO 13:7). El volumen de las fracciones fue de 125 mL. Las fracciones 6-10 contenían al compuesto **3** en forma de cristales por lo que se reunieron y recristalizaron de éter isopropílico-acetona, con lo que se eliminó una gran cantidad de impurezas pero no se logró obtener el compuesto puro. Por ello, los 92 mg obtenidos se purificaron en placa preparativa de silica gel. La placa se eluyó con acetona-hexano 3:7, 6 veces y el compuesto obtenido se recristalizó de éter isopropílico-acetona. Se obtuvo un sólido blanco con p.f = 164-167 °C, al que se identificó como physachenólida D (**3**).⁵⁶ Se obtuvieron 20.5 mg, (0.02 % respecto al peso de los cálices secos).

Las fracciones 29-34 (8.75 g) de la columna 1 presentaban una sola mancha homogénea en CCF de silica gel, pero al analizarlas mediante CCF de fase reversa se encontró que se trataba de una mezcla. Para su separación, se utilizaron dos placas preparativas de fase reversa de 20 x 10 cm, a las cuales se aplicaron 41.0 y 40.2 mg de la mezcla, respectivamente. Las placas se eluyeron con MeOH-H₂O 8:2, 3 veces, se cortaron las bandas y se extrajeron con acetona. Se obtuvieron 14.8 mg del compuesto **4** y 9.4 mg del compuesto **5**.

Compuesto **4**. Aceite amarillo claro; $[\alpha]_D^{20} - 1.92^\circ$ (CHCl₃, c 0.26); IR (película) ν_{\max} : 3410, 1747, 1190, 1152, 1054 cm⁻¹; RMN ¹H tabla 2; RMN ¹³C tabla 3; FAB-EM (positivo NBA): m/z 757 [M+Na]⁺ (C₃₆H₆₂O₁₅ + Na); 373 [C₁₈H₂₉O₈]⁺ (14); 345 [C₁₈H₃₃O₆]⁺ (88); 285 [C₁₄H₂₂O₆]⁺ (14); 197 [C₁₀H₁₃O₄]⁺ (16); 183 [C₁₂H₂₃O]⁺ (78); 127 [C₉H₁₉]⁺ (15); 109 [C₆H₅O₂]⁺ (7); 71 [C₄H₇O]⁺ (100); 43 [C₃H₇]⁺ (85).

Compuesto **5**. Aceite amarillo claro; $[\alpha]_D^{20} + 20.25^\circ$ (CHCl₃, c 0.15); IR (película) ν_{\max} : 3410, 1746, 1187, 1151, 1055 cm⁻¹; RMN ¹H tabla 2; RMN ¹³C tabla 3; FAB-EM (positivo NBA): m/z 771 [M+Na]⁺ (C₃₇H₆₄O₁₅ + Na), 387 [C₁₉H₃₁O₈]⁺ (12); 345 [C₁₈H₃₃O₆]⁺ (64); 197 [C₁₀H₁₃O₄]⁺ (9); 183 [C₁₂H₂₃O]⁺ (78); 127 [C₉H₁₉]⁺ (12); 85 [C₅H₉O]⁺ (31); 71 [C₄H₇O]⁺ (66); 43 [C₃H₇]⁺ (60).

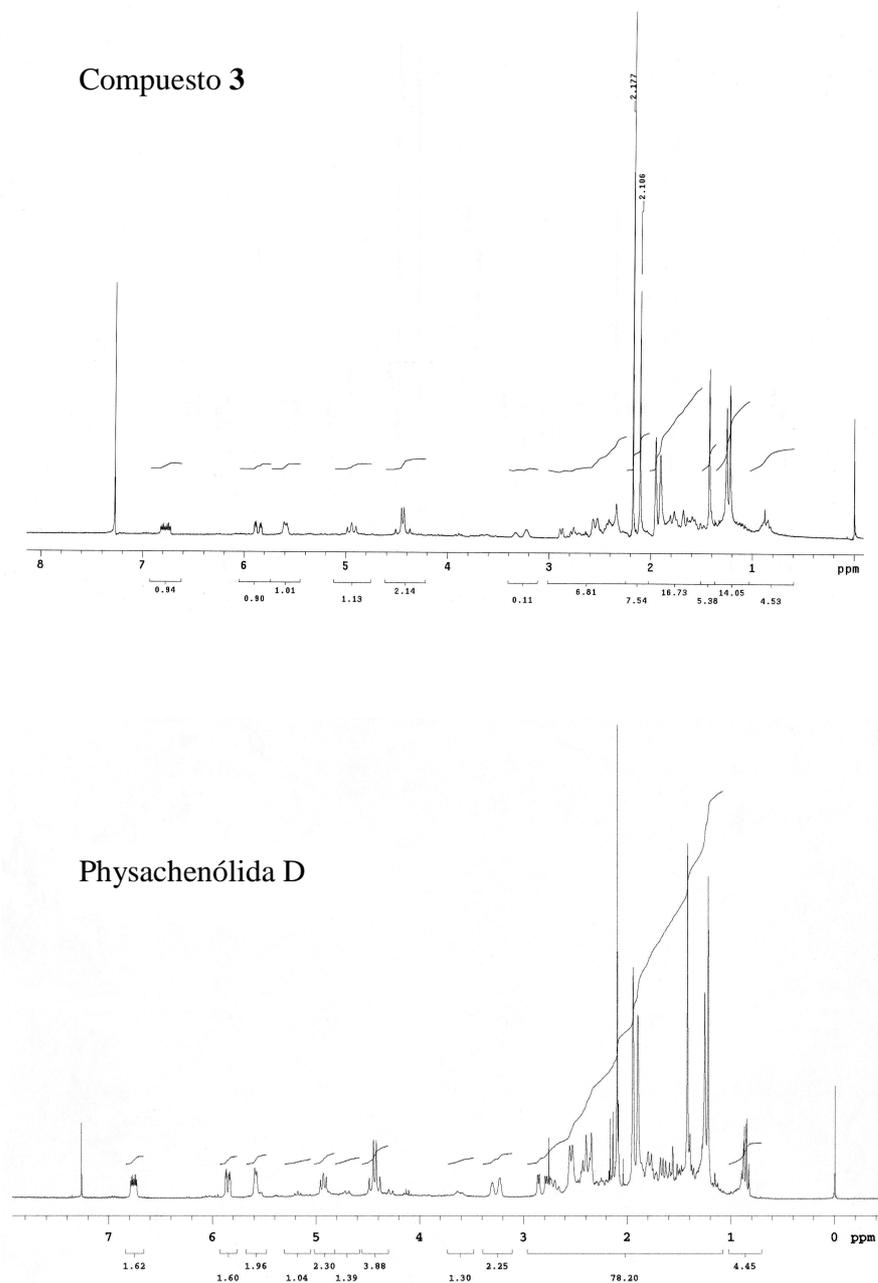
El compuesto **3** fue otro de los metabolitos aislados. El análisis de su espectro de RMN ^1H a 300 MHz condujo a formular su estructura como la de la physachenólida D, compuesto que había sido aislado con anterioridad del extracto metanólico de hojas, ramas y flores de la misma planta.



3. Physachenólida D

En la figura 1, podemos observar como se asemeja el espectro de RMN ^1H del compuesto **3** con el de la physachenólida D.

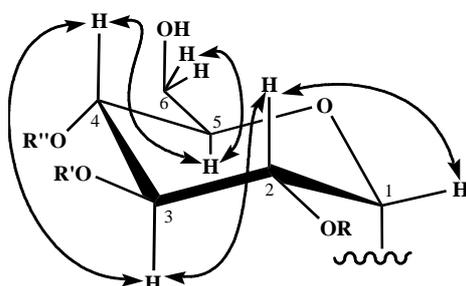
Figura 1. Espectros de RMN ^1H del compuesto 3 (200 MHz) y la physachenólida D (300MHz).



La elucidación estructural de las tetraacilsacarosas aisladas se logró mediante el análisis de sus datos espectroscópicos los cuales se describen a continuación.

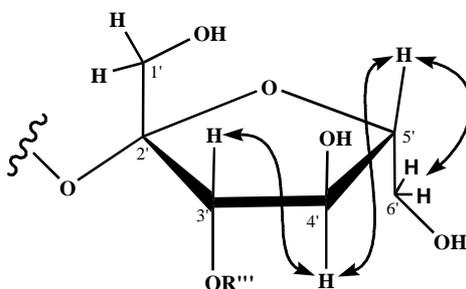
La primera acilsacarosa (compuesto **4**) mostró en su espectro de IR (espectro 1) bandas en 3410 y 1747 cm^{-1} correspondientes a grupos hidroxilo y éster respectivamente. En su espectro de masas (espectro 2) presentó un ión cuasimolecular de m/z 757 $[\text{M}+\text{Na}]^+$ del que se deriva la fórmula molecular $\text{C}_{36}\text{H}_{62}\text{O}_{15}$. Los datos espectroscópicos de RMN de ^1H (espectro 3) y de ^{13}C (espectro 4) permitieron establecer que se trata de un derivado de sacarosa, ya que se observaron señales que indican la presencia de los dos monosacáridos, glucopiranososa y fructofuranosa, que constituyen a este disacárido.

Así, en el espectro de ^1H se observa una señal característica para el protón anomérico, H1, de la α -glucopiranososa como una señal doble en δ 5.64 con una constante de acoplamiento de 4 Hz que indica una relación axial-ecuatorial con H2. Una vez que se conoce el desplazamiento de la señal de H1 se pueden observar en el espectro COSY (espectro 5) las correlaciones entre H1-H2 (H2, δ 4.88, dd, $J = 10.5, 4$ Hz), H2-H3 (H3, δ 5.50, dd, $J = 10.5, 9.5$ Hz), H3-H4 (H4, δ 4.95, dd, $J = 10.5, 9.5$ Hz), H4-H5 (H5, δ 4.14, ddd, $J = 10.5, 5, 3$ Hz), H5-H6a (H6a, δ 3.6 m) y H5-H6b (H6b, δ 3.6 m) que indican una piranososa. Las constantes de acoplamiento mostradas revelan que se trata de la α -glucopiranososa.



Correlaciones observadas para los protones de la α -glucopiranososa en el espectro COSY del compuesto 4.

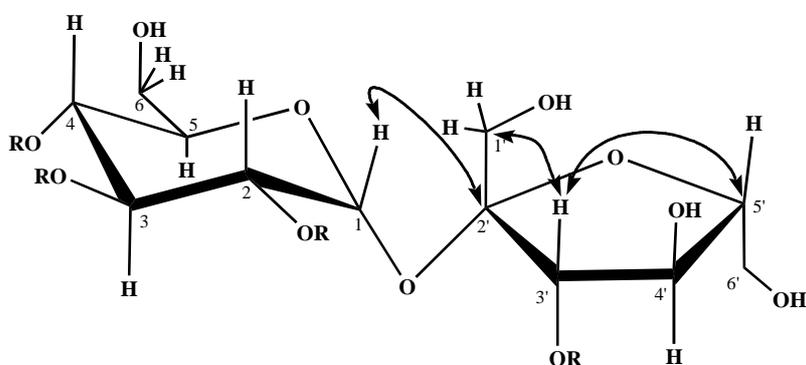
Además de las señales de la glucopiranososa se observaron en la misma región del espectro de RMN de ^1H otra serie de señales que indicaron la presencia de la β -fructofuranosa, una señal doble en δ 5.21 ($J = 11.5$ Hz) la cual en el espectro COSY correlaciona con la señal en δ 4.57 (ta, $J = 8$ Hz), la que a su vez interacciona con un multiplete que aparece en δ 3.91, y éste a su vez con las señales que aparecen en δ 3.90, (dd, $J = 11.5, 2.5$ Hz) y δ 3.72 (d, $J = 11.5$ Hz). Estas señales se asignaron a los protones H3', H4', H5', H6a' y H6b' de la fructofuranosa. Mediante el espectro HSQC (espectro 6) fue posible asignar las señales de los carbonos de estas posiciones, así a C3' se le asignó la señal en δ 79.4, a C4' la de δ 71.3; la señal de C5' aparece en δ 82.5 y la de C6' en δ 59.8.



Correlaciones observadas para los protones de la β -fructofuranosa en el espectro COSY del compuesto 4.

La señal del carbono de la posición 2 de la fructosa se identificó por su desplazamiento (δ 104.0) y por la correlación que presenta esta señal en el espectro HMBC (espectro 7) con el protón anomérico de la glucopiranososa. Esta correlación permite establecer la unión entre los 2 monosacáridos y define al disacárido como sacarosa (α -D-glucopiranosil β -D-fructofuranosa).

En el espectro HMBC también se puede observar la correlación entre H3' y el carbono de un metileno cuya señal se encuentra en δ 64.6 y que se atribuye al carbono uno (C1') de la fructosa. Una vez que se identificó la señal de C1' se pudieron asignar las de los hidrógenos 1a' (δ 3.64 d, J = 11.5 Hz) y 1b' (δ 3.5 d, J = 11.5 Hz).



Algunas correlaciones observadas para la porción de la β -fructofuranosa en el espectro HMBC del compuesto 4.

En el espectro de RMN ^1H se observa que las señales de los protones en las posiciones 2, 3 y 4 de la glucosa, así como 3' de la fructosa aparecen desplazadas a campo bajo con respecto a las de la sacarosa. Esto indica que los alcoholes de estas posiciones se

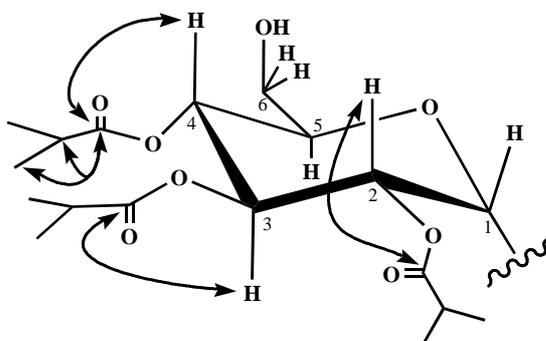
encuentran esterificados. La presencia de cuatro señales para carbonilo de éster en δ 176.3, 176.1, 175.6 y 174.8 en el espectro de RMN de ^{13}C , confirman lo anterior. En el espectro HMBC se observan las correlaciones de los hidrógenos 2, 3 y 4 de la glucopiranososa con las 3 primeras señales de carbonilo. Así se establece que la señal en δ 176.3 corresponde al carbono 1 del éster en C2, mientras que las de δ 175.6 y 176.1 se atribuyen a los carbonilos de los ésteres en C3 y C4, respectivamente.

El espectro HMBC muestra la correlación del carbonilo del éster en C3 (δ 175.6) con el heptuplete de un metino en δ 2.45 ($J = 7$ Hz) y con las señales de dos metilos que aparecen como dobletes en δ 1.084 ($J = 7$ Hz) y δ 1.082 ($J = 7$ Hz), con lo que se identificó al acilo del éster como isobutirilo^a y se asignan las señales arriba mencionados a $\text{H}2\text{i}^3$, $\text{H}3\text{i}^3$ y $\text{H}4\text{i}^3$ respectivamente. Mediante el espectro HSQC se logró asignar las señales en δ 33.89 a $\text{C}2\text{i}^3$ y las de δ 18.81 a $\text{C}3\text{i}^3$ y $\text{C}4\text{i}^3$.

Los ésteres en las posiciones 2 y 4 de la piranososa también se identificaron como isobutiratos ya que en el espectro HMBC los carbonilos de cada uno de ellos correlacionan con los heptupletes ($J = 7$ Hz) en δ 2.53 y 2.51 y con los dobletes de los grupos metilo ($J = 7$ Hz) en δ 1.15, 1.13, 1.12 y 1.11. El espectro HSQC permitió identificar las señales de los carbonos de ambos grupos acilo como sigue δ 33.76 $\text{C}2\text{i}^{2,4}$, δ 19.1, 18.83 $\text{C}3\text{i}^{2,4}$ y δ 18.83 y 18.4 $\text{C}4\text{i}^{2,4}$.

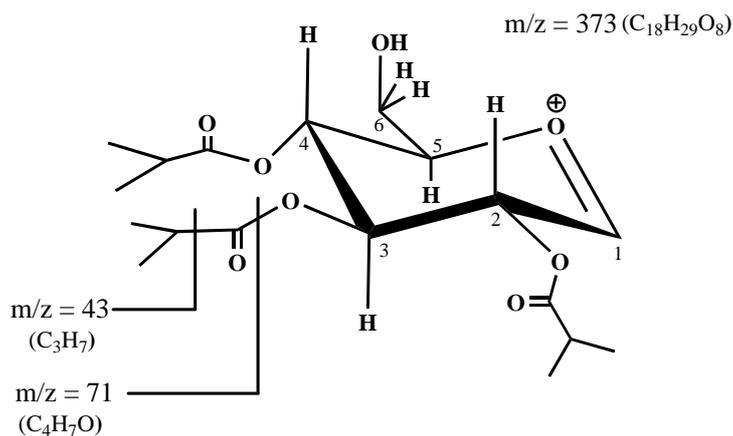
^a Para efectos de numeración se asignaron como: i^2 = isobutirilo unido a 2-O, i^3 = isobutirilo unido a 3-O e i^4 = isobutirilo unido a 4-O.

La estrecha similitud en los desplazamientos químicos de las señales de los isobutirilos en C2 y C4 no permitieron asignar las que corresponden a cada uno.



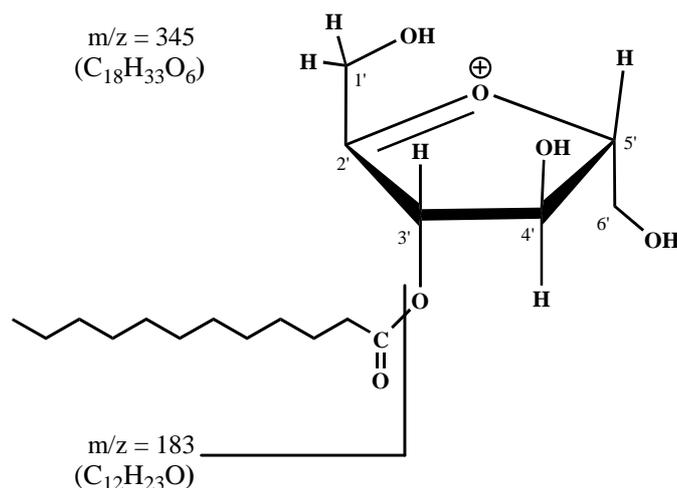
Algunas correlaciones observadas entre carbono-hidrogeno de la α -glucopiranososa en el espectro HMBC del compuesto 4.

La presencia de los grupos isobutirilos es congruente con los fragmentos $m/z = 71$ y 43 en el espectro FAB^+ MS, así como con el fragmento $m/z = 373$ que confirma la existencia de la tri-O-isobutirilglucopiranososa.



Fragmentación de la tri-O-isobutirilglucopiranososa observada en espectro FAB^+ MS del compuesto 4.

El ácido que esterifica al alcohol de la posición 3 de la β -D-fructofuranosa se identificó como el ácido dodecanoico o ácido laúrico^b ($C_{12}H_{24}O_2$), por los fragmentos m/z 183, correspondiente al acilo del ácido ($C_{12}H_{23}O$), y m/z 345 que corresponde al fragmento que deriva de la O-lauroilfructofuranosa ($C_{18}H_{33}O_6$).



Fragmentación de la O-lauroilfructofuranosa observada en espectro FAB⁺ MS del compuesto 4.

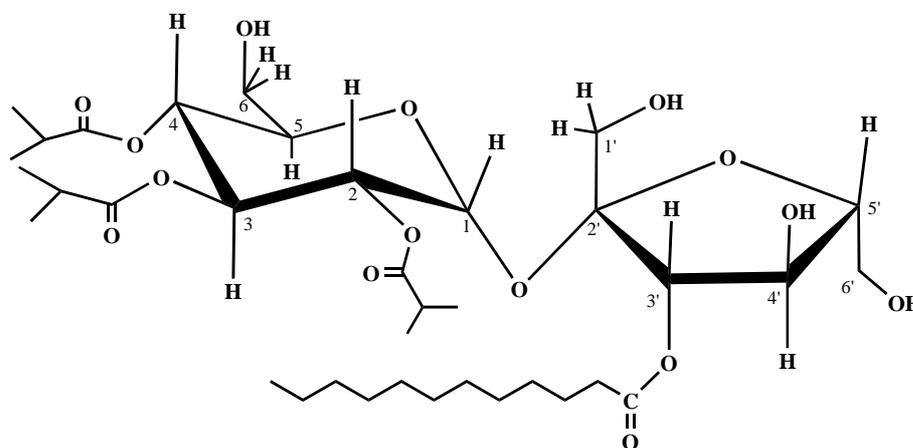
Se determinó que el éster está unido a C3' por el desplazamiento de la señal del protón H3' (δ 5.21, d, J= 8 Hz) así como por la correlación que presenta esta señal en el espectro HMBC con la señal del carboxilo en δ 174.8 . El metilo terminal del ácido presenta una señal característica a campo alto, que consiste en un triplete en δ 0.88 (J = 7 Hz), el cual correlaciona con la señal de un carbono en δ 14.1 (C12L) en el espectro HSQC. En el espectro HMBC se observan las correlaciones de H12L con C10L (δ 31.9) y con C11L (δ 22.7).

^b Se usa L = lauroil para fines de numeración.

En el espectro HMBC se observan también las correlaciones de C1_L con H2_L (δ 2.52, m) y H3_L (δ 1.71, quint, $J = 7.5$ Hz). La señal para los protones de C4_L aparece como un multiplete en δ 1.37. Las señales para los hidrógenos en las posiciones 5-11 del ácido láurico se presentan como un singlete ancho en δ 1.26.

El análisis del espectro HSQC y la comparación con datos de la literatura,⁷⁴ permitieron la asignación del resto de las señales de los carbonos del grupo lauroil como sigue: δ 34.0 (C2_L); δ 24.8 (C3_L); δ 29.2 (C4_L); δ 29.1 - 29.6 (C5_L - C9_L).

Con base en lo anterior se determinó que la estructura del compuesto **4** corresponde a la 2,3,4-tri-O-isobutiril- α -D-glucopiranosil-3'-O-dodecanoil- β -D-fructofuranósido ó 2,3,4-tri-O-isobutiril-3'-O-lauroilsacarosa.

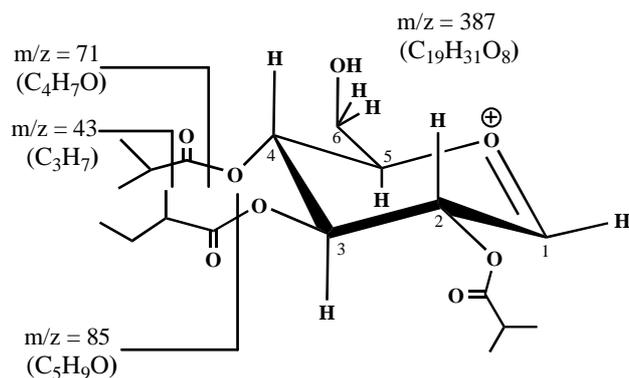


Compuesto **4**

La segunda acilsacarosa (compuesto **5**) presentó en su espectro de IR (espectro 8) bandas en 3410 y 1746 cm^{-1} las cuales corresponden a grupos hidroxilo y éster respectivamente. En su espectro de masas (espectro 9) presentó un ión cuasimolecular de $m/z = 771$ $[\text{M}+\text{Na}]^+$ del que se deriva la fórmula molecular $\text{C}_{37}\text{H}_{64}\text{O}_{15}$. Los datos espectroscópicos de RMN de ^1H (espectro 10) y de ^{13}C (espectro 11) indican que posee un patrón de sustitución idéntico al del compuesto 4.

En el espectro COSY (espectro 12) se observan las mismas correlaciones para el esqueleto de la sacarosa. Los ésteres en las posiciones 2 y 4 de la glucopiranososa se identificaron como isobutiratos, lo cual concuerda con los fragmentos de $m/z = 43$ y 71 observados en el espectro FAB^+ MS. La presencia del éster del ácido laúrico en la posición 3' de la fructofuranosa concuerda con los fragmentos de $m/z = 345$ y 183. Sin embargo, el grupo acilo unido al oxígeno de la posición 3 de la glucosa se identificó como el 2-metilbutanoil^c por el análisis del espectro de RMN ^1H ya que se observa un sextuplete en δ 2.27 ($J = 7$ Hz) atribuido a los hidrógenos del carbono 2 del éster ($\text{H}_{2\text{mb}}$). En el espectro COSY se observan las correlaciones entre $\text{H}_{2\text{mb}}-\text{H}_{3\text{mb}}$ ($\text{H}_{3\text{mb}}$, δ 1.61 m y 1.37 m), $\text{H}_{3\text{mb}}-\text{H}_{4\text{mb}}$ ($\text{H}_{4\text{mb}}$, δ 0.86, t, $J = 7$ Hz) y $\text{H}_{2\text{mb}}-\text{H}_{5\text{mb}}$ ($\text{H}_{5\text{mb}}$, δ 1.06, d, $J = 7$ Hz). La existencia del grupo 2-metilbutanoil es congruente con el fragmento $m/z = 85$ en el espectro FAB^+ MS así como con las señales en δ 40.9 ($\text{C}_{2\text{mb}}$), δ 26.3 ($\text{C}_{3\text{mb}}$), δ 11.6 ($\text{C}_{4\text{mb}}$) y δ 16.3 ($\text{C}_{5\text{mb}}$) que fueron asignadas mediante el espectro HSQC (espectro 13). El fragmento $m/z = 387$ en el espectro FAB^+ EM confirma la existencia como parte de la molécula, del fragmento derivado de la 2,4-di-O-isobutiril-3-O-(2-metilbutanoil)-glucopiranososa.

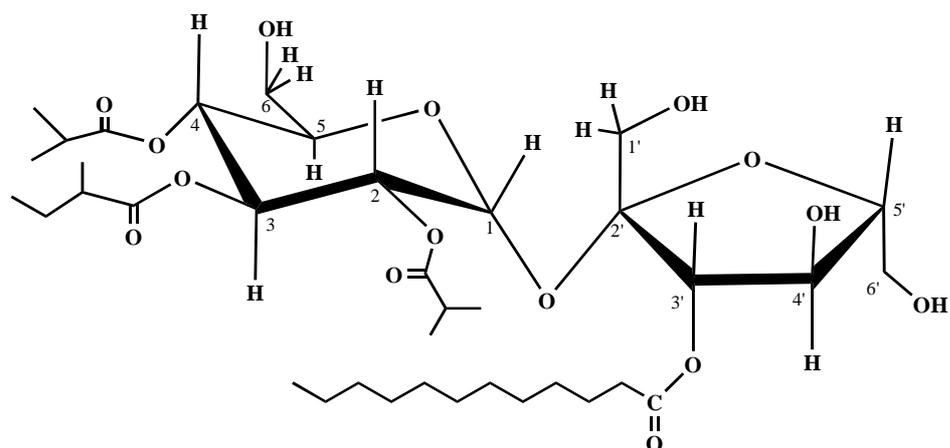
^c Se le asigna la abreviación mb = 2-metilbutanoil para fines de numeración.



Fragmentación de la 2,4-O-diisobutiril-3-O-(2-metilbutanoil)-glucopiranosas observada en espectro FAB⁺ MS del compuesto 4.

La posición del grupo 2-metilbutanoil en la molécula se determinó por las correlaciones observadas en el espectro HMBC (espectro14) entre las señales de H3 de la glucopiranosas (δ 5.52) y del carbonilo del éster (δ 175.1), así como la del carbonilo con el sextuplete en δ 2.27 (H_{2mb}).

Con base en lo anterior se determinó que la estructura del compuesto **5** corresponde a 2,4-tri-O-isobutiril-3-O-(2-metilbutanoil)- α -D-glucopiranosil-3'-O-dodecanoil- β -D-fructofuranósido ó 2,4-di-O-isobutiril-3-O-(α -metilbutiril)-3'-O-lauroilsacarosa.

**Compuesto 5**

Es importante señalar que el extracto metanólico de cálices de *Physalis chenopodifolia* está constituido principalmente por una mezcla compleja de acilsacarosas, de las que solo fue posible obtener en forma pura a los compuestos **4** y **5**.

Tabla 2. Datos espectroscópicos de ^1H RMN de los compuestos 4 y 5.

H	4 ^a (δ , m, J)	5 ^b (δ , m, J)
1	5.64 d, 4	5.65 d, 3.6
2	4.88 dd, 10.5, 4	4.87 dd, 10.5, 3.6
3	5.50 dd, 10.5, 9.5	5.52 dd, 10.5, 9.3
4	4.95 dd, 10.5, 9.5	4.95 dd, 10.5, 9.3
5	4.14 ddd, 10.5, 5, 3	4.14 ddda, 10.5, 5, 3
6a	3.60 m	3.60m
6b	3.60 m	3.60m
1a'	3.64 d, 11.5	3.63 d, 12
1b'	3.15 d, 11.5	3.5 d, 12
3'	5.21 d, 8	5.20 d, 8
4'	4.57 ta, 8	4.59 ta, 8
5'	3.91 m*	3.90 m*
6a'	3.90 dd, 11.5, 2.5	3.90 dd, 13.5, 2.1
6b'	3.72 d, 11.5	3.71 dd, 13.5, 3
2-O-isobutiril		
2	2.51 hept ^c , 7	2.51 hept ^c , 7
3	1.12 d ^d , 7	1.12 d ^d , 7
4	1.11 d ^d , 7	1.11 d ^d , 7
3-O-isobutiril 2 -metilbutanoil		
2	2.45 hept, 7	2.27 sext, 7
3	1.084 d, 7	1.61 m 1.37 m
4	1.082 d, 7	0.86 t, 7
5	-----	1.06 d, 7
4-O-isobutiril		
2	2.53 hept ^c , 7	2.52 hept ^c , 7
3	1.15 d ^d , 7	1.15 d ^d , 7
4	1.13 d ^d , 7	1.13 d ^d , 7
3'-O-dodecanoil		
2	2.52 m*	2.51 m*
3	1.71 quint, 7.5	1.71 quint, 7
4	1.37 m*	1.37m*
5-11	1.26 sa	1.26 sa
12	0.88 t	0.88 t

*Señal sobrepuesta.

^a Determinado en CDCl_3 a 500 MHz. ^b Determinado en CDCl_3 a 300 MHz.

^{c,d} Dentro de una columna las asignaciones con la misma letra pueden ser intercambiadas.

Tabla 3. Datos espectroscópicos de ^{13}C RMN de los compuestos 4 y 5.

C		4 ^a (δ , m)	5 ^b (δ , m)
1	CH	89.6	89.5
2	CH	70.4	70.5
3	CH	68.9	68.8
4	CH	68.4	68.5
5	CH	71.9	71.9
6	CH ₂	61.6	61.7
1'	CH ₂	64.6	64.7
2'	C	104.0	104.0
3'	CH	79.4	79.6
4'	CH	71.3	71.3
5'	CH	82.5	82.4
6'	CH ₂	59.8	59.7
2-O-isobutiril			
1	C	176.3	176.4
2	CH	33.8	33.8 ^c
3	CH ₃	19.1 ^c	19.0 ^d
4	CH ₃	18.83 ^c	18.7 ^d
3-O-		isobutiril	2 -metilbutanoil
1	C	175.6	175.1
2	CH	33.9	40.9
3		18.81 (CH ₃)	26.3 (CH ₂)
4	CH ₃	18.81	11.6
5	CH ₃	-----	16.3
4-O-isobutiril			
1	C	176.1	176.1
2	CH	33.8	33.9 ^c
3	CH ₃	18.83 ^c	18.9 ^d
4	CH ₃	18.4 ^c	18.5 ^d
3'-O-dodecanoil			
1	C	174.8	174.9
2	CH ₂	34.0	34.0
3	CH ₂	24.8	24.8
4	CH ₂	29.2	29.1
5-9	CH ₂	29.6 – 29.1	29.7 – 29.2
10	CH ₂	31.9 t	31.9
11	CH ₂	22.7	22.7
12	CH ₃	14.1	14.1

^a Determinado en CDCl₃ a 125 MHz. ^b Determinado en CDCl₃ a 75 MHz.

^{c,d} Dentro de una columna las asignaciones con la misma letra pueden ser intercambiadas.

6. CONCLUSIONES

Del extracto metanólico de cálices de *Physalis chenopodifolia* L. se aislaron 5 compuestos que se identificaron como la mezcla de β -sitosterol y estigmasterol, compuesto de amplia distribución en plantas; physachenólida D, una witanólida aislada con anterioridad del extracto metanólico de hojas, ramas y flores de la misma planta y dos nuevas tetraacilsacarosas.

Las tetraacilsacarosas se identificaron como 2,3,4-tri-O-isobutiril- α -D-glucopiranosil-3'-O-dodecanoil- β -D-fructofuranósido y 2,4-di-O-isobutiril-3-O-(2-metilbutanoil)- α -D-glucopiranosil-3'-O-dodecanoil- β -D-fructofuranósido.

Con el aislamiento de acilsacarosas de *Physalis chenopodifolia* L. se eleva a tres el número de especies del género *Physalis* en las que se determina la presencia de este tipo de compuestos.

7. BIBLIOGRAFÍA

1. Dewick, P., "Medicinal natural products. A biosynthetic approach", John Wiley & Sons, England, **1997**, 5-7.
2. Weir, T., Stocking, R. y Barbour, M., "Botánica Científica y Tecnológica", Científica y Técnica S.A., México, **1989**, 649-650.
3. Ruiz, M, "Tratado elemental de botánica", Porrúa Hnos y Cia, S.A, México, **1977**, 656-663.
4. Vargas Ponce, O., "El género *Physalis* (Solanacea) en Nueva Galicia", Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, UNAM, México D.F, **1998**.
5. Montes, H., "Tomate de cáscara (*Physalis philadelphica* Lam.). En avances en los recursos Filogenéticos de México", Ortega P.R., Palomino H.G., Castillo G.F., González H.V.A., Livera M. eds., SOMEFI, Chapingo, México, **1991**, 251-259.
6. Montes, H. y Aguirre, J., "La agricultura en Mesoamérica: Tomate de cáscara (*Physalis philadelphica* Lam.). En: Cultivos marginados otra perspectiva de 1492", Hernández J.E y León J. eds., *FAO*, Roma, **1992**, 117-122.
7. Vargas, P., Martínez, M. y Dávila, P., "El género *Physalis* (Solanaceae) en el Edo. de Jalisco" *Bol. Ins. Bot. Universidad de Guadalajara*, **1998**, 5, 395-401.
8. Martínez, M., "Infrageneric taxonomy of the *Physalis* Solanaceae. En: Solanaceae IV" Nee M., Symon D. E., Lester R. N., Jessop J. P eds., *Royal Botanic Gardens*, **1999**, 275-283.

9. Aguilar A., Camacho R., Chino S., Jácquez P. y López M., “Herbario Medicinal del Instituto Mexicano del Seguro Social”, Redacta S.A, **1994**, 195.
10. Argueta, V. A. Ed., “Atlas de las plantas de la medicina tradicional mexicana”, Instituto Nacional Indigenista, **1994**, *Vol: 3*, 1350-1351.
11. Sahai, M., “Withaphysalin D, a new withaphysalin from *Physalis minima* Linn. var. indica”, *J. Nat. Prod.*, **1984**, *47*, 527-529.
12. Chiu-Ming C., Zong-Tsi C., Chiu-Hsiang H., Wen-Sen L. y Say-Yee W., “Withangulatin A, a new withanolide from *Physalis angulata*”, *Heterocycles*, **1990**, *31*, 1371-1375.
13. Shinya N., Hikaru O., Hiroshige A. y Fumiko A., “Trypanocidal Constituents in Plants 4. Withanolides from the Aerial Parts of *Physalis angulata*”, *Biol. Pharm. Bulletin*, **2004**, *27*, 193-197.
14. But P., Guo J., Kimura T. y Sung C., “International Collation of Traditional and Folk Medicine: Northeast Asia, Part II”, *World Scientific*, **1997**, 140.
15. Sue-Jing W., Lean-Teik N., Yuan-Man H., Doung-Liang L., Shyh-Shyan W., Shan-Ney H., Chun-Ching L., “Antioxidant Activities of *Physalis peruviana*”, *Biol. Pharm. Bull.*, **2005**, *28*, 963-966.
16. Burton G. y Oberti J., “Withanólidos en Solanaceae”, *Kurtziana*, **2000**, *28*, 81-93.
17. Ray A. y Gupta M., “Withasteroids, a growing group of naturally occurring steroidal lactones”. *En Progress in the Chemistry of Organic Natural Products*, Herz W., Kirby G., Moore R., Steglich W., Tamm C., eds., Springer-Verlag, Wien, **1994**, *63*, 1-106.
18. Perez-Castorena A., Oropeza R., Vázquez A., Martínez M. y Maldonado E., “Labdanes and Withanolides from *Physalis coztomatl*”, *J. Nat. Prod.*, **2006**, *69*, 1029-1033.

19. Maldonado E., Torres F., Martínez M. y Perez-Castorena A., “18-Acetoxywithanolides from *Physalis chenopodifolia*”, *Planta Med.*, **2003**, *69*, 1-6.
20. Shingu K., Miyagawa M., Yahara S. y Nohara T., “Physapruins A and B, two new withanolides from *Physalis purinosa*”, *Chem. Pharm. Bull.*, **1993**, *41*, 1873-1875.
21. Torres Manriquez F., “Aislamiento y Caracterización de los constituyentes de *Physalis nicandroides* Schltdl. Var. *attenuata* Waterf”, Tesis de Maestría, UAM, Unidad Xochimilco, México D.F., **2006**.
22. Perez-Castorena A., García M., Martínez M. y Maldonado E., “Physalins from *Physalis solanaceus*”, *Biochem. Syst. Ecol.*, **2004**, *32*, 1231-1234.
23. Maldonado E., Alvarado V., Torres F., Martínez M. y Perez-Castorena A., “Androstane and withanolides from *Physalis cinerascens*”, *Planta Med.*, **2005**, *71*, 548-553.
24. Maslennikova V., Tursunova R. y Abubakirov N., “Whithanolides of *Physalis* I. Physalactone”, *Chem. Nat. Comp.*, **1977**, *13*, 443-446.
25. Kawai M., Matsumoto A., Makino B., Mori H., Ogura T., Butsugan Y., Ogawa K. y Hayashi M., “The structure of physalin P, a neophysalin from *Physalis alkekengi*”, *Bull. Chem. Soc. Jap.*, **1993**, *66*, 1299-1300.
26. Kazushi S., Marubayashi N., Ueda I., Yahara S. y Nohara T., “Physagulin C, a new withanolide from *Physalis angulata* L.”, *Chem. Pharm. Bull.*, **1991**, *39*, 1591-1593.
27. Shingu K., Yahara S., Nohara T. y Okabe H., “Three new withanolides, physagulins A, B and D from *Physalis angulata* L.”, *Chem. Pharm. Bull.*, **1992**, *40*, 2088-2091.
28. Row L., Sarma N., Matsuura T. y Nakashima R., “The structure of physalins F and J from *Physalis angulata* and *P. lanciflora*”, *Phytochemistry*, **1978**, *17*, 1647.
29. Shingu K., Yahara S., Okabe H. y Nohara T., “Three new withanolides, physalins E,

- F and G from *Physalis angulata* L.”, *Chem. Pharm. Bull.*, **1992**, *40*, 2448-2451.
30. Gottlieb H., Cojocarú M., Sinha S., Saha M., Bagghi A., Ali A. and Ray A., “Withaminimin, a withanolide from *Physalis minima*”, *Phytochemistry*, **1987**, *26*, 1801-1804.
31. Sinha S., Ray A., Oshima Y., Bagghi A. y Hikino H., “Withaphysalin E, a withanolide of *Physalis minima* var. indica”, *Phytochemistry*, **1987**, *26*, 2115-2117.
32. Sinha S. y Ray A., “Chemical constituents of *Physalis minima* var. indica”, *J. Indian Chem. Soc.*, **1988**, *65*, 740-741.
33. Choudhary M., Yousaf S., Ahmed S., Yasmeen K y Rahman A., “Antileishmanial Physalins from *Physalis minima*”, *Chemistry and Biodiversity*, **2005**, *2*, 1164-1173.
34. Gupta M., Bagchi A., Sinha S., Sahai M., y Ray A., “Fruits constituents in *Physalis minima* var. Indica and one-step conversion of physalin B to 6-epi-physalin G acetate”, *J. Indian Chem. Soc.*, 1990, *67*, 597-599.
35. Sahai M., Neogi P. y Ray A., “Structures of withaperuvin B and C, withanolides of *Physalis peruviana* roots”, *Heterocycles*, **1982**, *19*, 37-40.
36. Sahai M. y Neogi P., “Chemical constituents of *Physalis peruviana* roots”, *J. Indian Chem. Soc.*, **1984**, *61*, 171-172.
37. Bagghi A., Neogi P., Sahai M., Ray A., Oshima Y. y Hikino H., “Withaperuvin E and nicandrin B, withanolides from *Physalis peruviana* and *Nicandra physaloides*”, *Phytochemistry*, **1984**, *23*, 853-855.
38. Neogi P., Sahai M. y Ray A., “Withaperuvins F and G, two withanolides of *Physalis peruviana* roots”, *Phytochemistry*, **1987**, *26*, 243-247.
39. Bhattacharya T., Vedantham T., Subramanian S. y Kisrosn I., “Withanolide S from

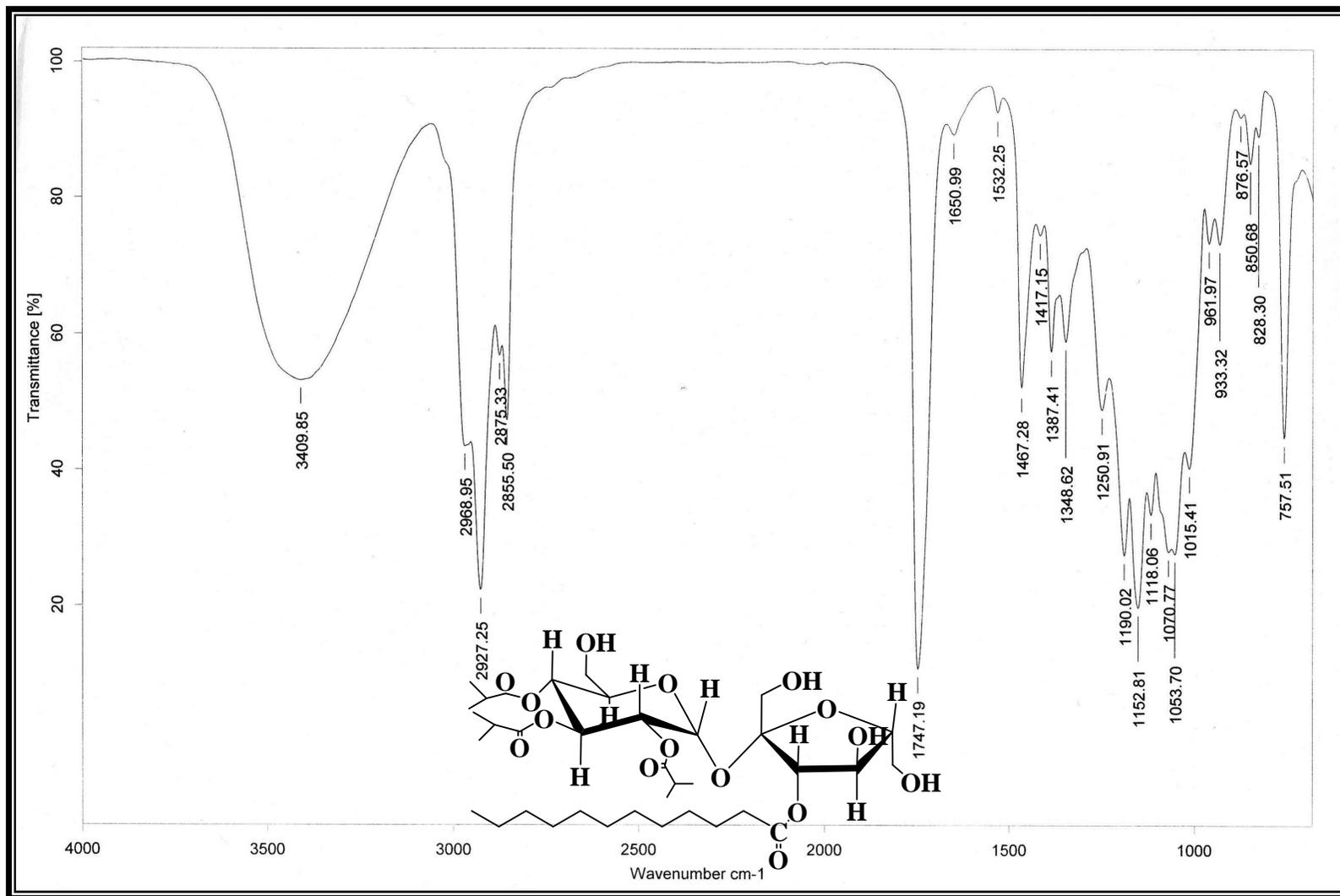
- Physalis peruviana*”, *Indian J. Pharm. Sci.*, **1978**, *40*, 177-178.
40. Ray A. y Sahai M., “Physalolactone: A new withanolide from *Physalis peruviana*”, *J. Indian Chem. Soc.*, **1978**, *60*, 1175-1178.
41. Ali A., Sahai M. y Ray A., “Physalolactone C, a new withanolide from *Physalis peruviana*”, *J. Nat. Prod.*, **1984**, *47*, 648-651.
42. Eguchi T., Fujimoto Y., Kakinuma K., Ikekawa N., Sahai M., Verma M. y Gupta Y., “23-Hydroxyphysalolactone, a new withanolide with a 23-hydroxyl group from *Physalis peruviana* (Solanaceae)”, *Chem. Pharm. Bull.*, **1988**, *36*, 2897-2901.
43. Gottlieb H. y Kirson I., “Perulactone, a new ergostane-type steroid from *Physalis peruviana* (Solanaceae)”, *J. Chem. Soc.*, **1980**, *12*, 2700-2704.
44. Dinan L., Sarker S y Sik V., “28-Hydroxywithanolide E from *Physalis peruviana*”, *Phytochemistry*, **1997**, *44*, 509-512.
45. Kirson I., Cohen A., Greenberg M., Gottlieb H., Varenne P. y Abraham A., “Ixocarpalactones A and B, two unusual naturally occurring steroids of the ergostane type”, *J. Chem. Res.*, **1979**, *103*, 1178.
46. Maslennikova V., Tursunova R., Seitanidi K. y Abubakirov N., “*Physalis* Whithanolides II. Withaphysanolide”, *Chem. Nat. Comp.*, **1980**, *16*, 167-169.
47. Pelletier W., Gebeyehu G., Nowacki J. y Mody N., “Viscosalactone A and voscosalactone B, two new steroidal lactones from *Physalis viscosa*”, *Heterocycles*, **1981**, *15*, 317-320.
48. Abdullaev N., Maslennikova V., Tursunova R., Abubakirov N. y Yagudaev M., “Whithaesteroids of *Physalis* IV. 28-hydroxywithaphysanolide”, *Chem. Nat. Comp.*, **1984**, *20*, 182-191.

-
49. Abdullaev N., Vasina O., Maslennikova V. y Abubakirov N., “Whithaesteroids of *Physalis* V. A study of ^1H and ^{13}C NMR spectra of the withaesteroids visconolide and 28-hydrowithaperuvin C”, *Chem. Nat. Compounds*, **1985**, *21*, 616-622.
50. Silva G., Pacciaroni A., Oberti J., Veleiro A. y Burton G., “A pregnane structurally related to withanolides from *Physalis viscosa*”, *Phytochemistry*, **1993**, *34*, 871-873.
51. Ramachandra L., Sambhi K., Dhaveji K. y Matsuura T., “Pubecenol, a withanolide from *Physalis pubescence*”, *Phytochemistry*, **1984**, *23*, 427-430.
52. Sahai M., “Pubesenolide, a new withanolide from *Physalis pubescens*”, *J. Nat. Prod.*, **1985**, *48*, 474-476.
53. Glotter E., Sahai M. y Kirson I., “Physapubenolide and pubescein, two new ergostane-type from *Physalis pubescens* L. (*Solanaceae*)”, *J. Chem. Soc.*, **1985**, *11*, 2241-2245.
54. Gu J., Li W., Kang Y., Su B., Fong H., Van Breemen R., Pezzuto J. y Kinghorn A., “Minor withanolides from *Physalis philadelphica*: structures, quinone reductase induction activities, and liquid chromatography (LC)-MS-MS investigation as artifacts”, *Chem. Pharm. Bull.*, **2003**, *55*, 530-539.
55. Kenelly E., Gerhäuser C., Song L., Graham J., Beechjer C., Pezzuto J. y Kinghorn A., “Induction of quinone reductase by withanolides isolated from *Physalis philadelphica* (tomatillos)”, *J. Agric. Food Chem.*, **1997**, *45*, 3771-3777.
56. Torres Manriquez F., “Aislamiento y Caracterización de los constituyentes de *Physalis chenopodifolia*”, Tesis de Licenciatura, Facultad de Química, UNAM, México D.F, **2003**.
57. Glotter E., “Withanolides and related ergostane-type steroids”, *Nat. Prod. Rep.*, **1991**, *8*, 415-440.

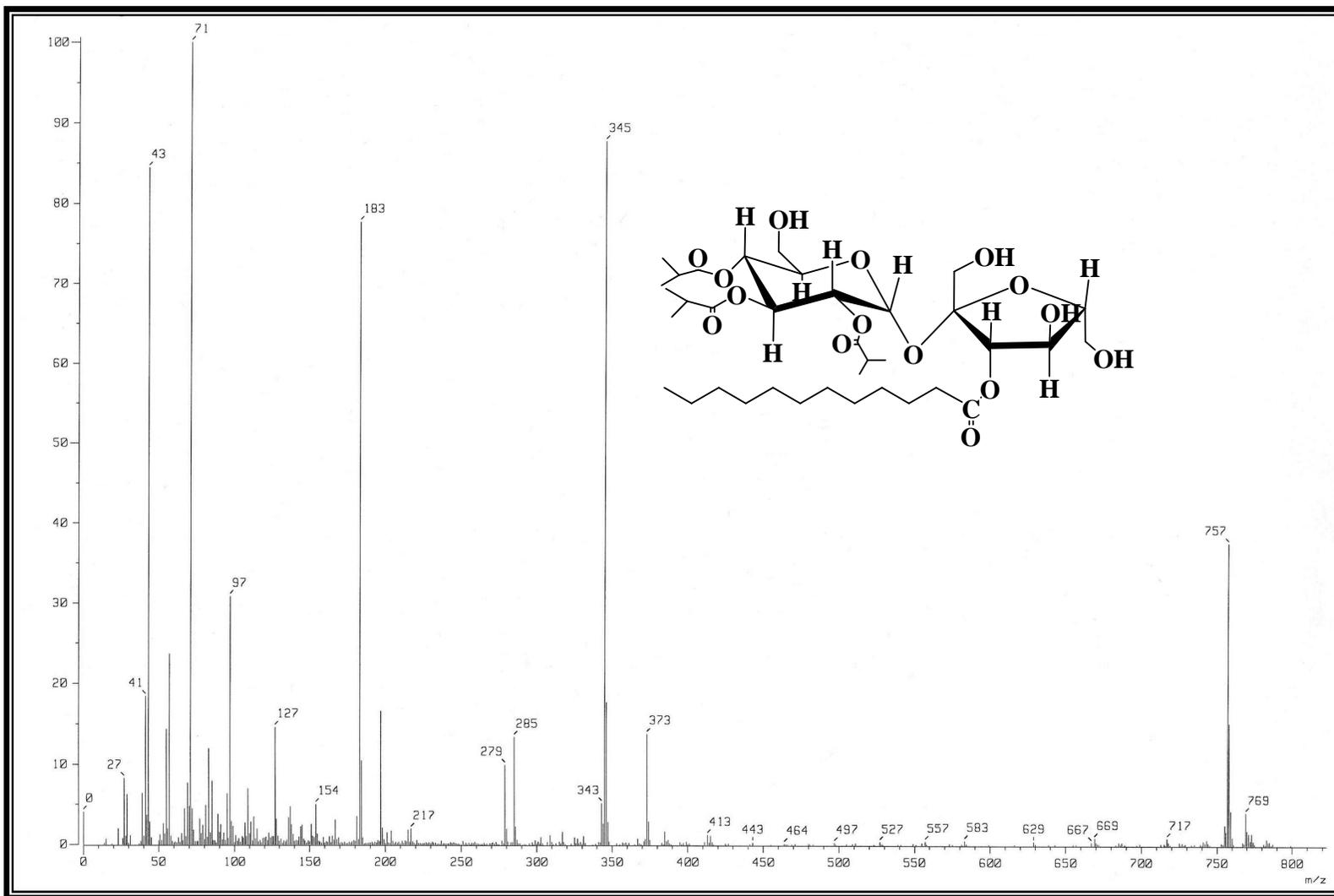
58. Anjaneyulu A., Rao D., y Lequense P., "Withanolides, Biologically Active Natural Steroidal Lactones: A Review. En Studies in Natural Products Chemistry", Atta-ur-Rahman ed., *Elsevier science*, Pakistan, **1998**, Vol. 20, 135-241.
59. Jackson, D., Severson, R., Sisson, V. A., y Stephenson, M., "Ovipositional response of tobacco budworm moths (Lepidoptera: Noctuidae) to cuticular labdanes and sucrose esters from the green leaves of *Nicotina glutinosa* L. (Solanaceae)", *J. Chem. Ecol.*, **1991**, 17, 2489-2506.
60. Maldonado E., Torres F., Martínez M. y Perez-Catorena A., "Sucrose esters from the fruits of *Physalis nicandroides* var. *attenuata*", *J. Nat. Prod.*, **2006**, 69, 1511-1513.
61. Oveden S., Yu J., Bernays J., Wan S., Christophidis L., et al., "Physaloside A, an Acylated Sucrose Ester from *Physalis viscosa*", *J. Nat. Prod.*, **2005**, 68, 282-284.
62. Walker C., "Food applications of sucrose esters", *Cereal Foods World*, **1984**, 29, 286-289.
63. Fenema O., "Química de los alimentos", Acribia, España, **1993**, 949-953.
64. Prince D. y Welschenbach M., "Olestra: a new food additive", *J. Am. Diet. Assoc.*, **1998**, 98, 565-569.
65. Jandacek R., Kester J., Papa A., Wehmeier y Lin P., "Olestra formulation and the gastrointestinal tract", *Lipids*, **1999**, 34, 771-783.
66. Freston J., Ahnen D., Czinn S., Earnest D., Farthing M., Gorbach S., Hunt R., Sandler y Shuster M., "Review and analysis of the effects of olestra, a dietary fat substitute, on gastrointestinal function and symptoms", *Regula. Toxicol. Pharmacol.*, **1997**, 26, 210-218.
67. Howie J., Schaefer J. y Trout J., "Synthesis of polyol medium fatty acid polyesters" PCT Int. Appl. (2002) The Procter & Gamble Company, USA WO 02/060975 A1, pp 24.

68. Jogjareorak A., Benjakul S., Visessanguan W. y Tanaka M., "Fatty acids and their sucrose esters affect the properties of fish skin gelatin-based film", *Eur. Food Res. Technol.*, **2006**, 222, 650-657.
69. Chortyk O., Pomonis G. y Johnson A., "Synthesis and characterizations of insecticidal sucrose esters", *J. Agric. Food Chem.*, **1996**, 44, 1551-1557.
70. Hahn L. y Sucker H., "Solid surfactant solutions of active ingredients in sugar esters", *Pharm. Research*, **1989**, 6, 958-960.
71. Buta G., Lusby W., Neal J., Waters R. y Pittarelli G., "Sucrose esters from *Nicotiana glauca* active against the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum*", *Phytochemistry*, **1993**, 32, 859-864.
72. Gomez Rangel O., "Actividad antibacteriana de extractos obtenidos de partes aéreas de *Physalis chenopodifolia* contra cepas clínicas de *Staphylococcus*", Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, UNAM, México D.F, **2003**.
73. Vázquez Montes A., "Componentes químicos de baja polaridad en tallos y hojas de *Physalis peruviana*", Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, UNAM, México D.F, **2006**.
74. The Sadtler Standard Spectra. Sadtler Standard Carbon-13 NMR. USA: Sadtler Research Laboratories, Inc., **1976**, Vol.2, 262 C.

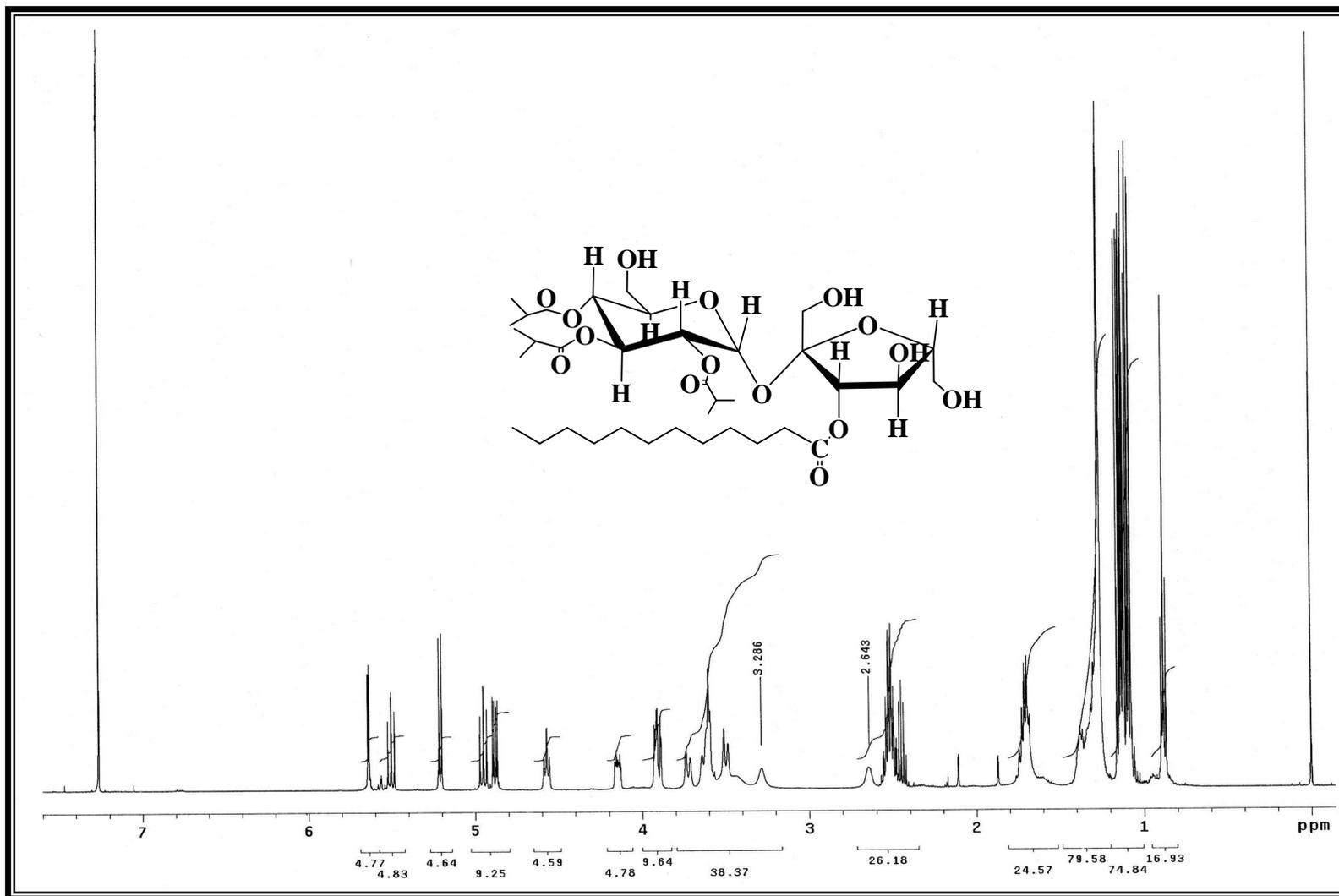
ANEXO 1



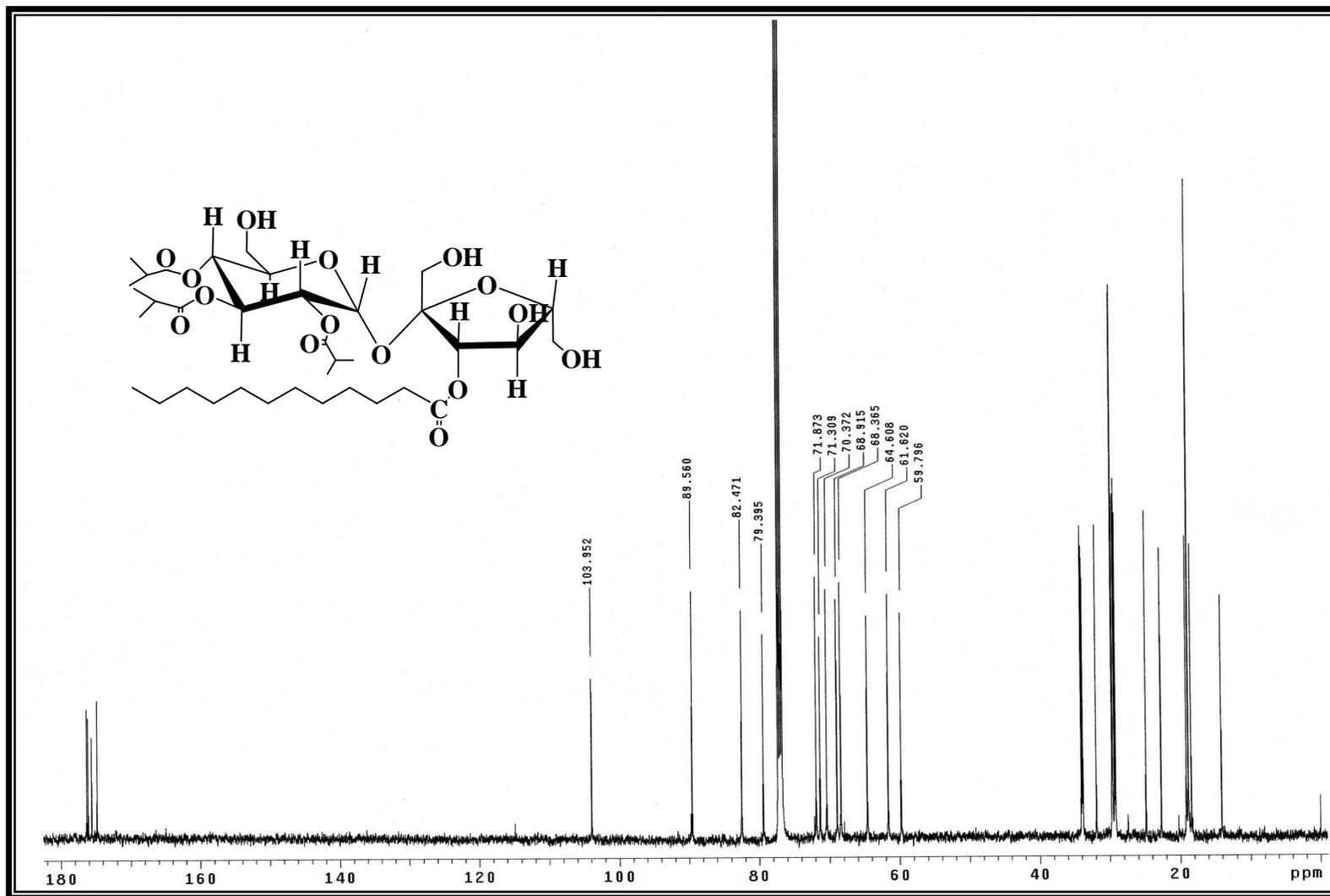
Espectro 1. IR del compuesto 4.



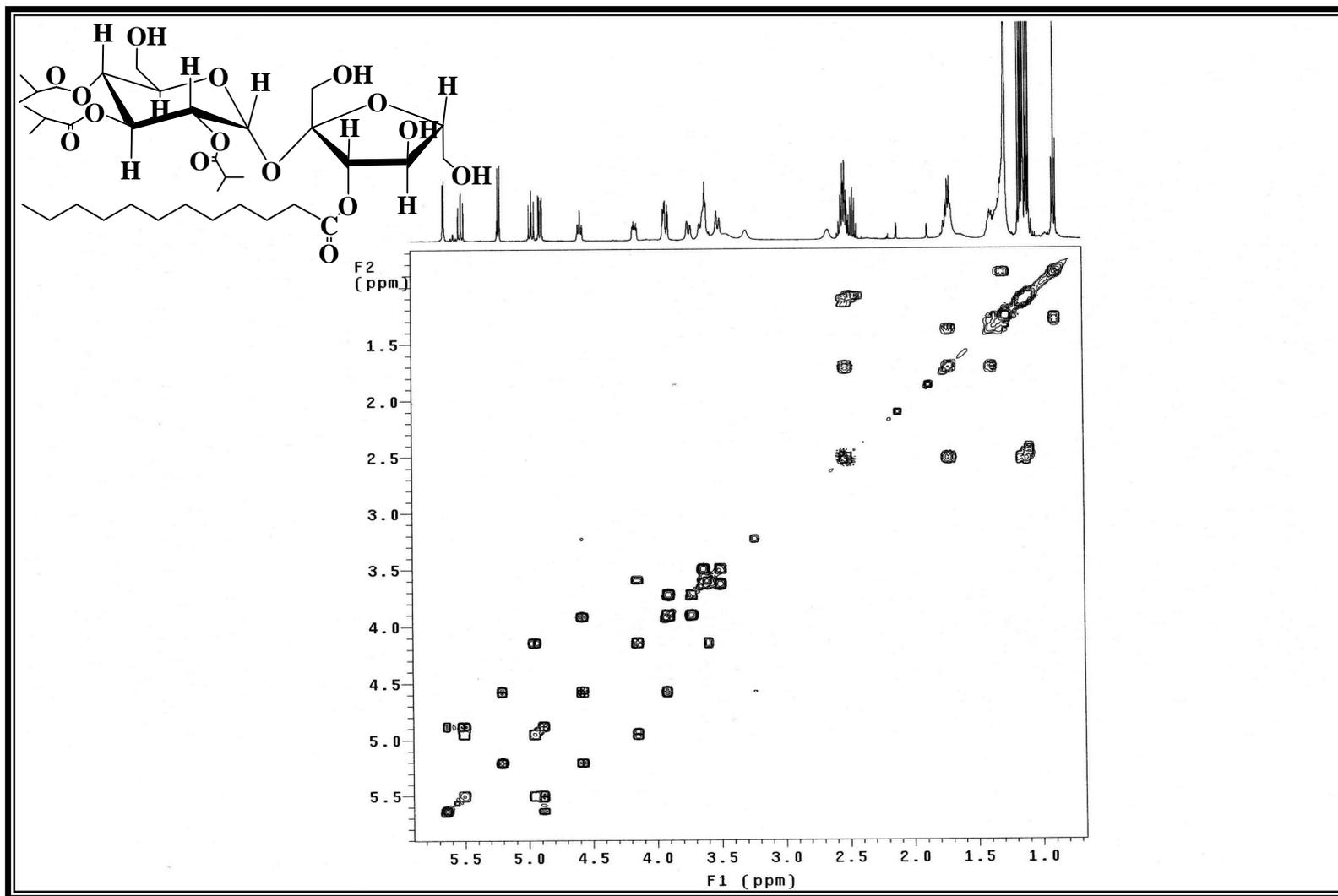
Espectro 2. FAB⁺ MS del compuesto 4.



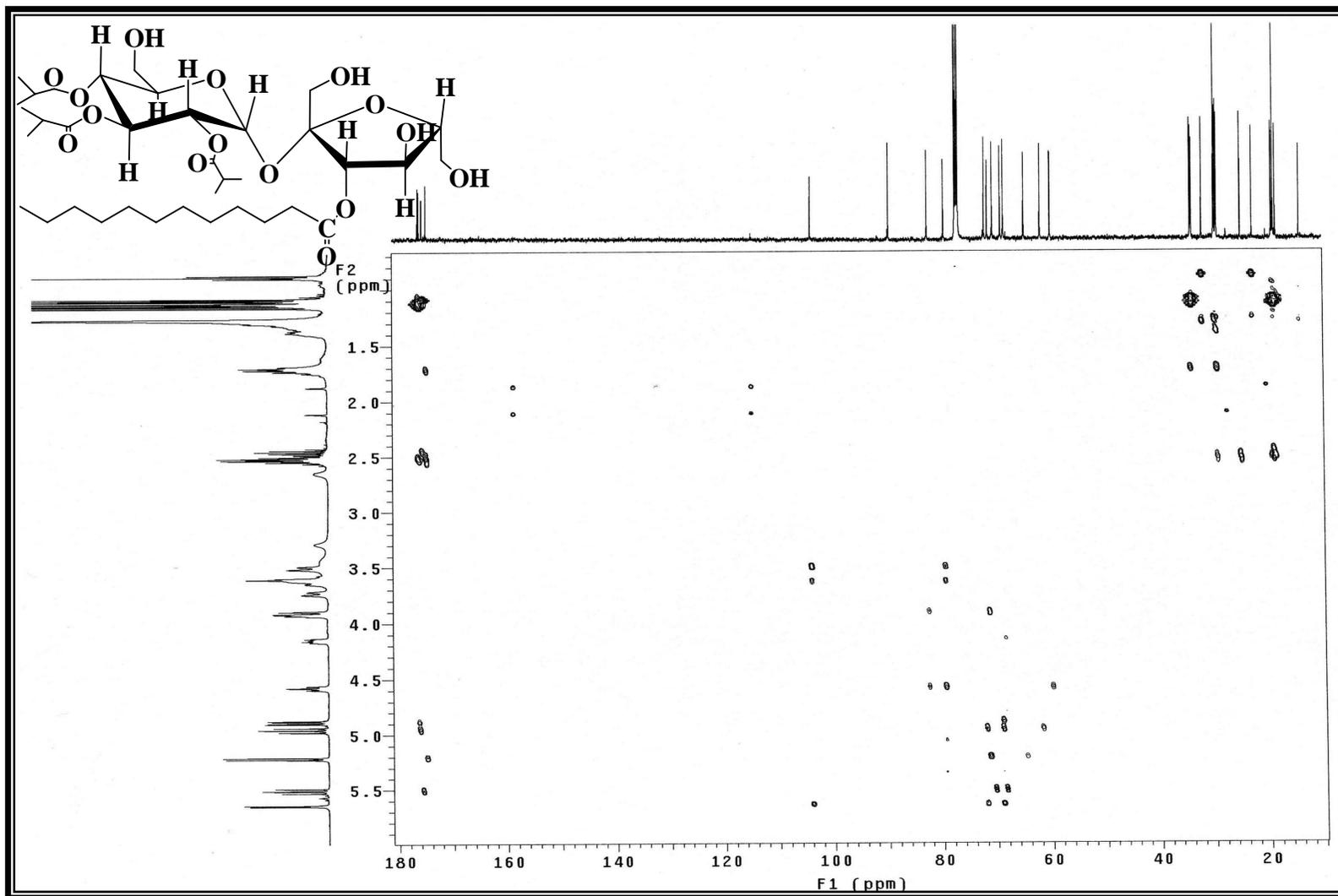
Espectro 3. RMN ¹H del compuesto 4.



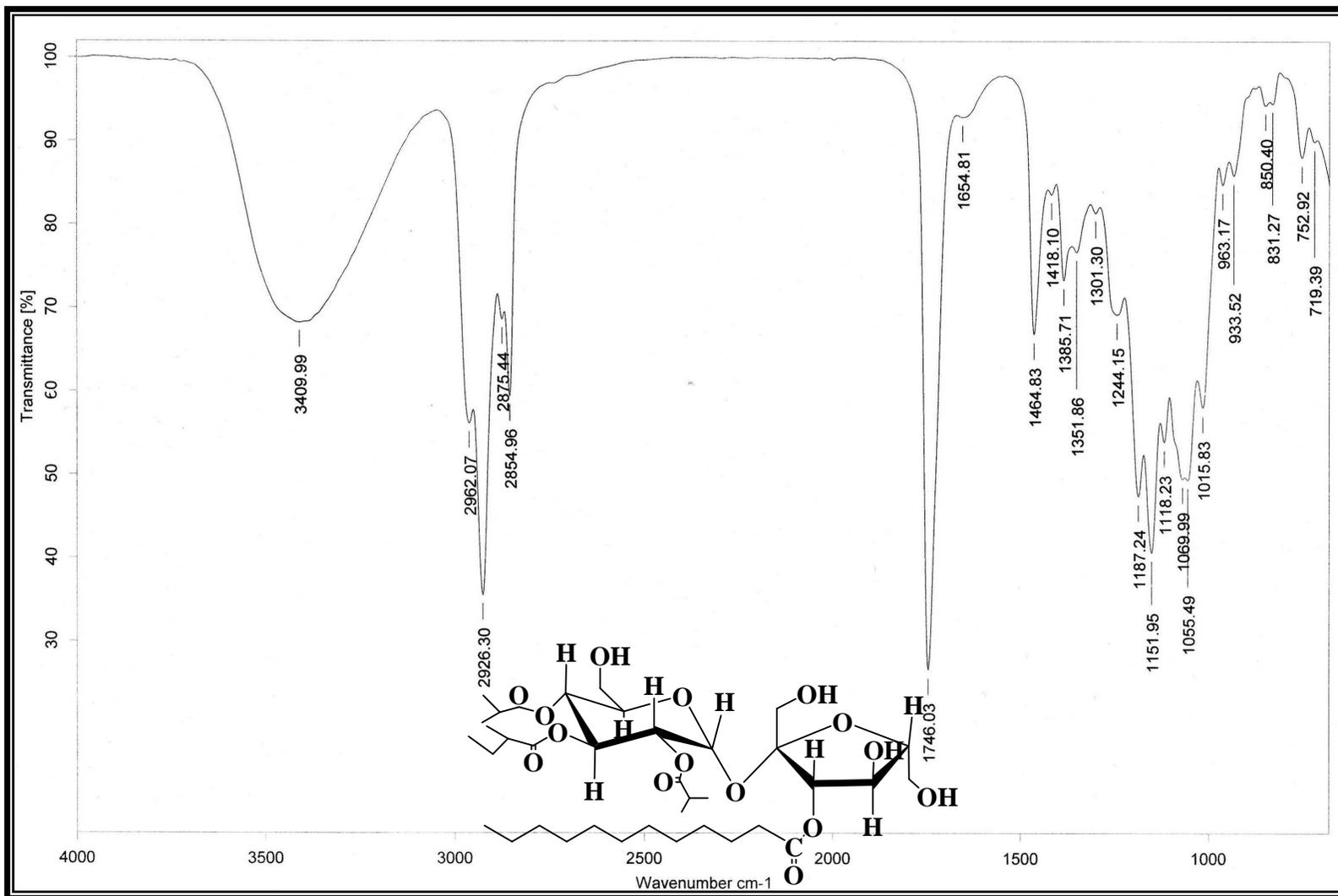
Espectro 4. RMN ¹³C del compuesto 4.



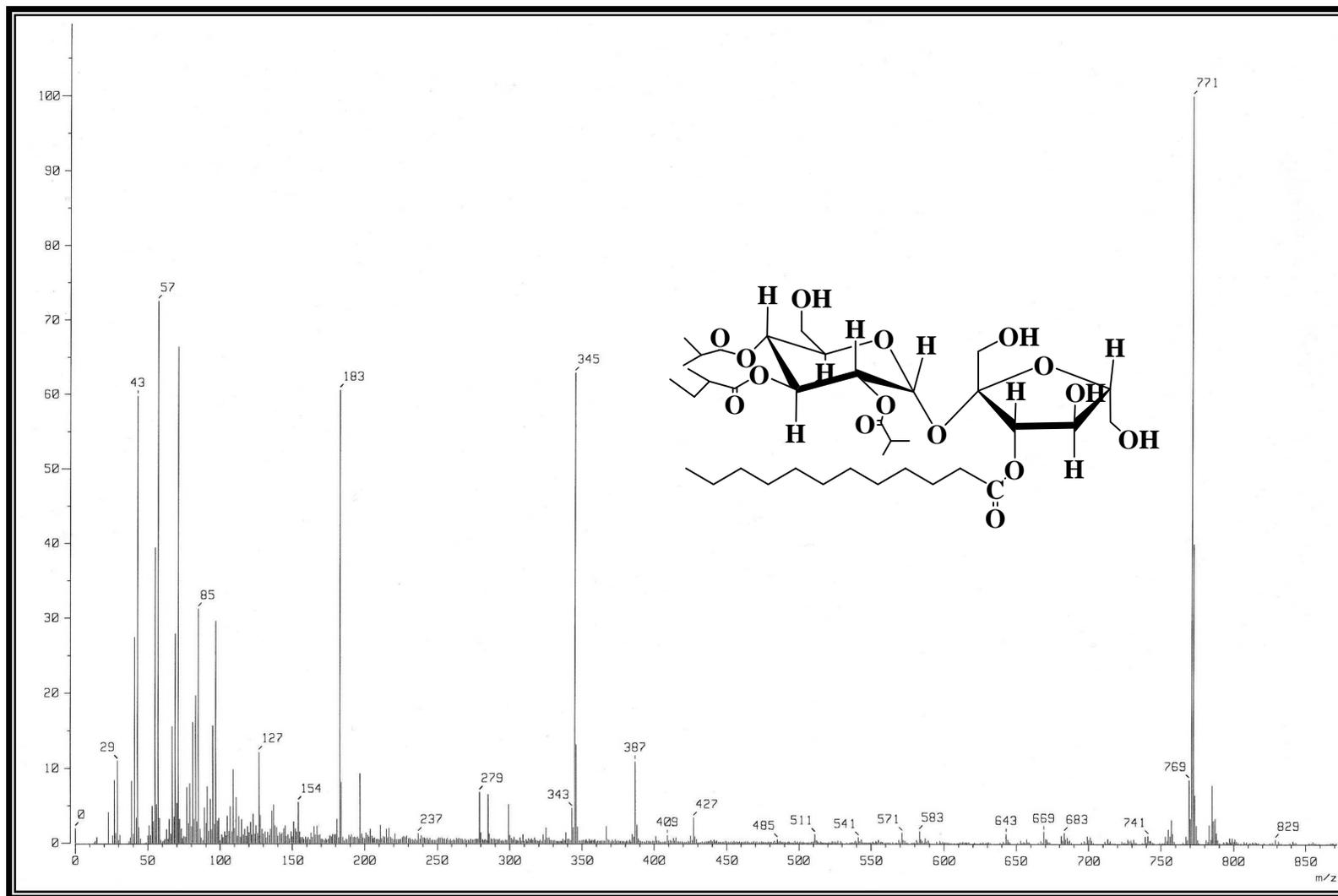
Espectro 5. COSY del compuesto 4.



Espectro 7. HMBC del compuesto 4.

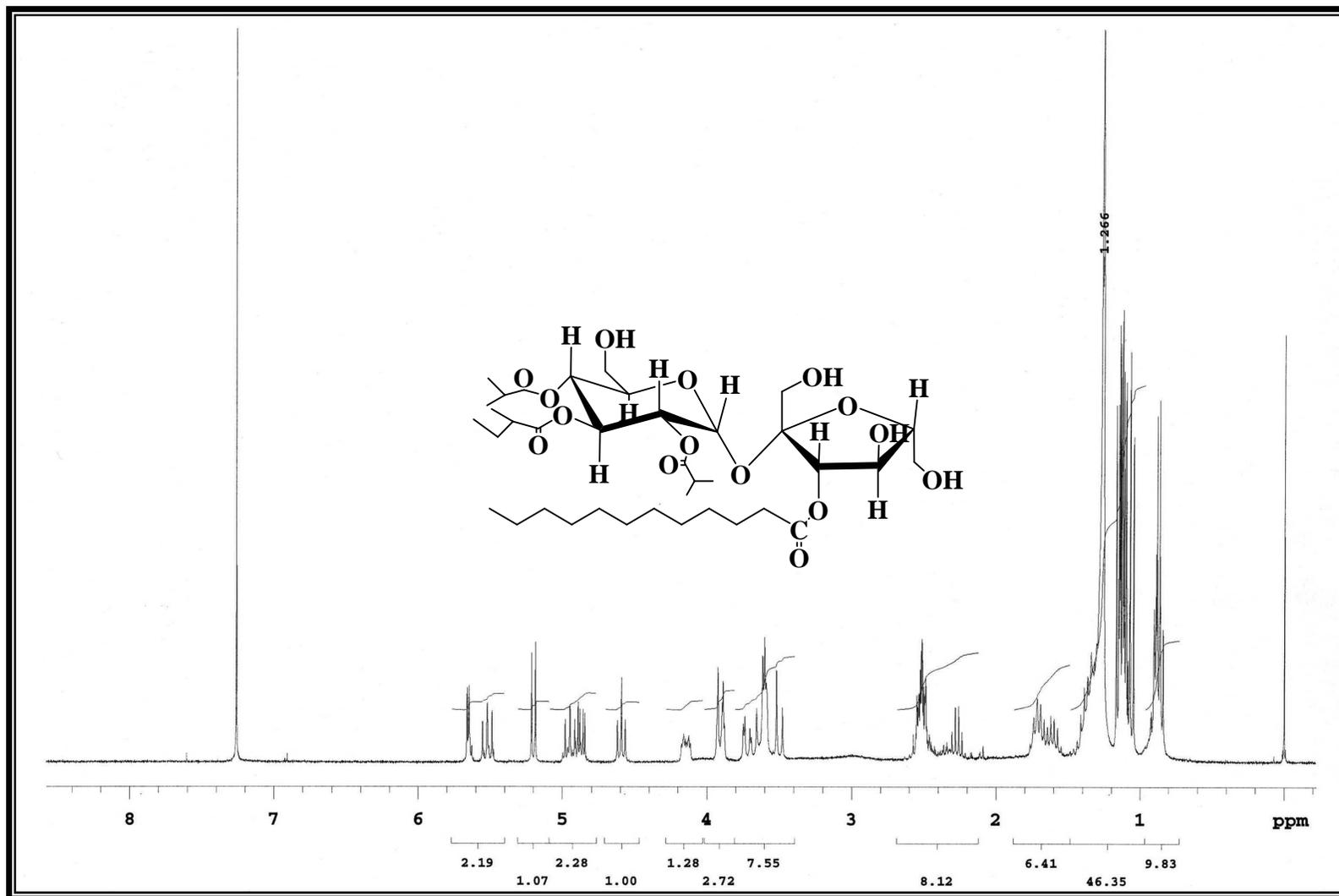


Espectro 8. IR del compuesto 5.

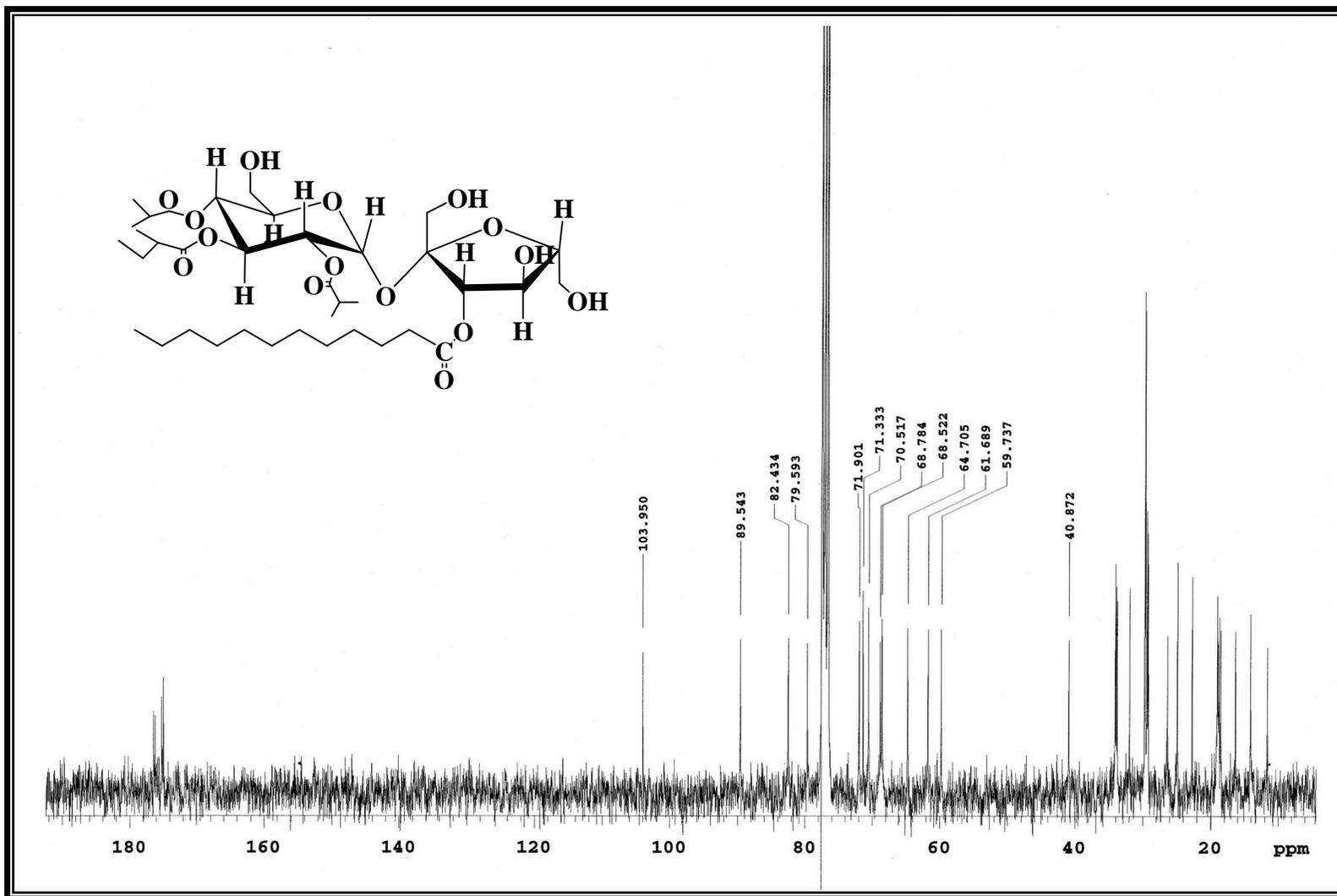


ESPECTROSCOPÍA

Espectro 9. FAB⁺ MS del compuesto 5.

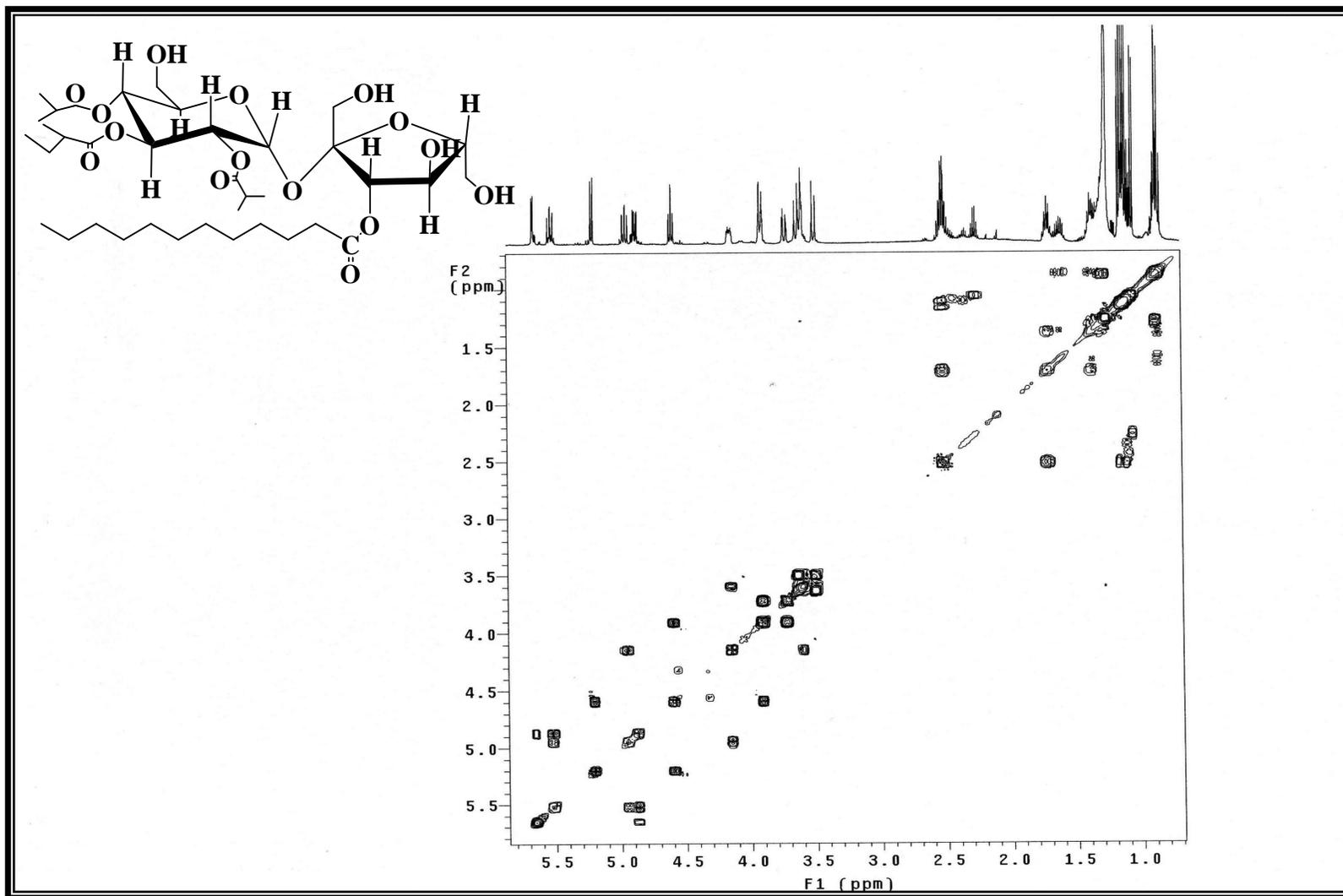


Espectro 10. RMN ^1H del compuesto 5.

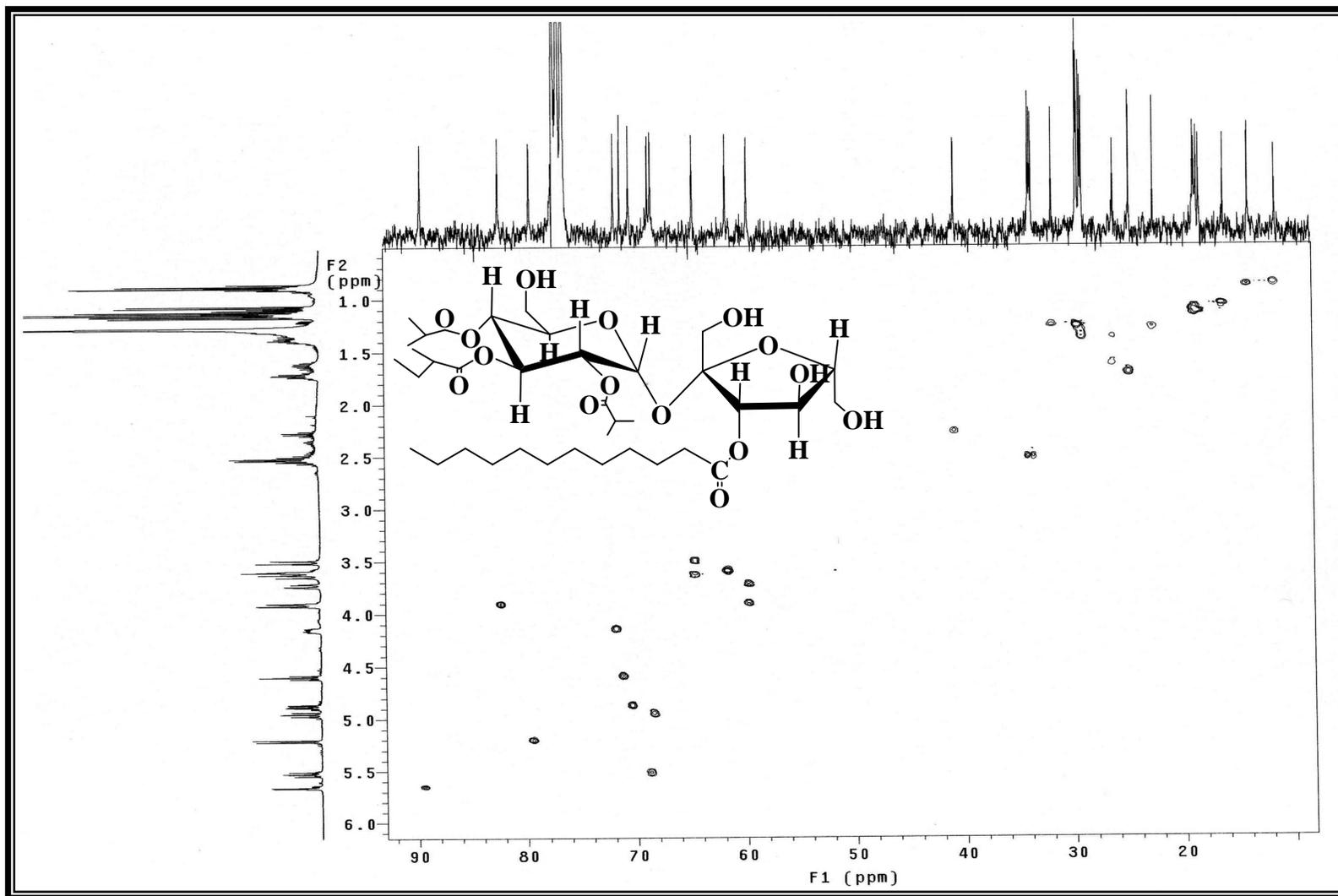


ESPECTROSCOPÍA

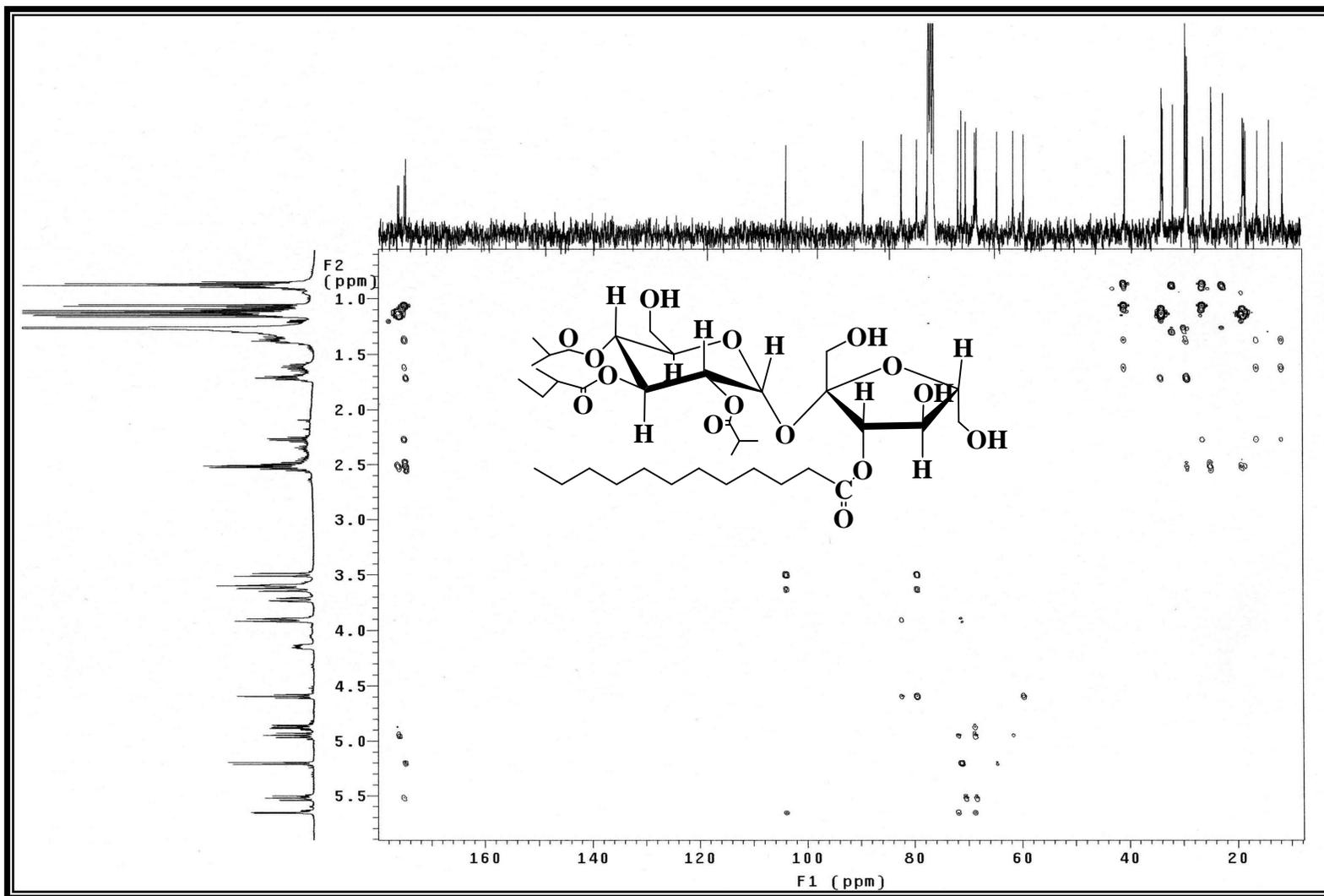
Espectro 11. RMN ¹³C del compuesto 5.



Espectro 12. COSY del compuesto 5.



Espectro 13. HSQC del compuesto 5.



Espectro 14. HMBC del compuesto 5.