



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN CIENCIAS QUÍMICAS

AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DEL COLORANTE DERIVADO DEL  
ZACATLAXCALLI (*Cuscuta tinctoria* Martius)

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:  
MAESTRA EN CIENCIAS

PRESENTA:  
Q. TANIA CAROLINA SOTO RUIZ

TUTOR:  
M. en C. BALDOMERO ESQUIVEL RODRÍGUEZ  
INSTITUTO DE QUÍMICA, UNAM.

MÉXICO, D.F. FEBRERO 2015



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

## AGRADECIMIENTOS

*Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el financiamiento del presente proyecto a través de la beca número 288802 otorgada para llevar a cabo mis estudios de maestría.*

*A la Universidad Nacional Autónoma de México, al Instituto de Química y al Programa de Maestría y Doctorado en Ciencias Químicas por brindarme los medios necesarios para la realización de este proyecto y fortalecer mi formación profesional.*

*Al M. en C. Baldomero Esquivel Rodríguez por su apoyo, enseñanza y paciencia brindados durante la realización del proyecto.*

*A los integrantes del jurado, los Drs. Alfonso Romo de Vivar Romo, Leonigildo Quijano, René Miranda Rualcaba, Manuel Eduardo Espinosa Pesqueira y José Fausto Rivero Cruz por sus valiosas aportaciones para la culminación de este trabajo.*

*A los técnicos en RMN, IR, EM que laboran en el Instituto de Química y en el CCIQS por su apoyo para la caracterización de los compuestos aislados.*

*Al laboratorio de Diagnóstico de obras de arte del Instituto de Investigaciones Estéticas, por su apoyo para el envejecimiento acelerado de muestras.*

*A mamá, papá y Omar por su amor incondicional, apoyo y paciencia durante todo este tiempo. A Gaby, Jorge, Celia, Viviana y Elizabeth por apoyarme siempre y brindarme su amor y cariño.*



*Este trabajo fue realizado en el laboratorio 2-9 del departamento de Productos Naturales del Instituto de Química de la UNAM, bajo la dirección del M. en C. Baldomero Esquivel Rodríguez.*

---

## ÍNDICE

<b>1. INTRODUCCIÓN.</b>	1
<b>2. COLORANTES NATURALES.</b>	3
2.1. Antecedentes históricos.	3
2.2. Clasificación.	4
2.3. Usos.	5
2.4. Evolución.	7
2.5. Zacatlaxcalli como colorante natural.	9
<b>3. GÉNERO CUSCUTA.</b>	11
3.1. Generalidades.	11
3.2. <i>Cuscuta tinctoria</i> Martius.	13
3.3. Composición química.	14
<b>4. FLAVONOIDES.</b>	15
4.1. Generalidades.	15
4.2. Biosíntesis.	17
4.3. Quercetina.	18
<b>5. TEXTILES.</b>	20
5.1. Esbozo histórico.	20
5.2. Proceso de teñido.	21
5.3. Degradación de fibras textiles.	24
<b>6. OBJETIVOS.</b>	26
<b>7. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL.</b>	27
7.1. Análisis del colorante en planta fresca.	28
7.1.1. Recolección y extracción del colorante.	28

---

7.1.2. Separación del extracto.	30
<b>7.2. Análisis del colorante en planta seca.</b>	<b>31</b>
7.2.1. Recolección y extracción del colorante.	31
7.2.2. Comparación de extractos en planta fresca y seca.	33
7.2.3. Separación del extracto.	34
<b>7.3. Teñido de fibra.</b>	<b>37</b>
<b>7.4. Degradación controlada de fibra.</b>	<b>39</b>
<b>7.5. Extracción del colorante de fibra degradada I.</b>	<b>40</b>
7.5.1. Separación del extracto de fibra degradada I.	41
<b>7.6. Extracción del colorante de fibra degradada II.</b>	<b>44</b>
7.6.1. Separación del extracto de fibra degradada II.	44
<b>7.7. Análisis de complejos con alumbre</b>	<b>46</b>
7.7.1. Formación de complejos.	46
<b>7.8. Diagramas de procedimiento.</b>	<b>47</b>
<b>8. RESULTADOS Y ANÁLISIS.</b>	<b>52</b>
<b>8.1. Compuestos extraídos de planta fresca.</b>	<b>52</b>
8.1.1. Compuesto CAC1.	52
8.1.2. Compuesto CAC2.	53
<b>8.2. Compuestos extraídos de planta seca.</b>	<b>56</b>
8.2.1. Compuesto CusP.	56
8.2.2. Compuesto Cus 8-3.	56
<b>8.3. Compuestos extraídos de fibra degradada I.</b>	<b>57</b>
8.3.1. Compuestos ELD2 y ELD4.	57
8.3.2. Compuesto ELD6-2.	58
<b>8.4. Compuestos extraídos de fibra degradada II.</b>	<b>58</b>
8.4.1. Compuestos LD1 y LD8.	58
8.4.2. Compuesto LD6.	58

---

<b>8.5. Complejos con aluminio</b>	<b>60</b>
8.5.1. Residuo orgánico II y alumbre.	60
8.5.2. Quercetina + AlCl <sub>3</sub> .	63
<b>9. PROCESO DE DEGRADACIÓN DE FIBRAS TEXTILES TEÑIDAS CON ZACATLAXCALLI</b>	<b>65</b>
9.1. Interacción del complejo QuercAl con fibras de lana.	65
9.2. Estabilidad y degradación del colorante.	66
<b>10. ESTUDIO DE UN CASO: MANTO DE SAN MIGUEL ZINACANTEPEC SIGLO XVIII.</b>	<b>68</b>
10.1. Antecedentes.	68
10.2. Análisis del colorante extraído.	70
10.2.1. Extracción del colorante.	70
10.2.2. Identificación del color amarillo.	71
<b>11. CONCLUSIONES.</b>	<b>73</b>
<b>12. ANEXO I: ESPECTROS.</b>	<b>74</b>
<b>13. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.</b>	<b>95</b>

---

## ABREVIACIONES

AcOEt	Acetato de etilo
MeOH	Metanol
CCD	Cromatografía en capa delgada
C-18	Fase inversa, octadecilsilano
H <sub>2</sub> O	Agua destilada
RMN <sup>1</sup> H	Resonancia magnética nuclear de protón
RMN <sup>13</sup> C	Resonancia magnética nuclear de carbono 13
HSQC	Correlación heteronuclear cuántica simple
HMBC	Correlación heteronuclear a través de múltiples enlaces
EM-FAB <sup>+</sup>	Espectrometría de masas por bombardeo rápido de átomos en modo positivo
min	Minutos
C <sub>6</sub> H <sub>6</sub>	Benceno
EtOH	Etanol
cm	Centímetros
Me <sub>2</sub> CO	Acetona
C <sub>6</sub> H <sub>14</sub>	Hexano
mL	Mililitros
g	Gramos
UV	Ultravioleta
UV-Vis	Ultravioleta-visible
UVB	Ultravioleta B de onda media
UVA	Ultravioleta A de onda larga
nm	Nanómetros
$\lambda$	Longitud de onda
<i>J</i>	Constante de acoplamiento
$\delta$	Desplazamiento químico

---

<i>i</i> -prOH	Isopropanol
EM-IE	Espectrometría de masas por impacto electrónico
EM-ESI <sup>+</sup>	Espectrometría de masas por electrospray en modo positivo
ppm	Partes por millón
MHz	Mega Hertz
CCDP	Cromatografía en capa delgada preparativa
pf	Punto de fusión
Al	Aluminio
Querc	Quercetina
rf	Factor de retención
DMSO- <i>d</i> <sub>6</sub>	Dimetilsulfóxido deuterado
d	Doblete
dd	Doble de dobles
<i>m/z</i>	Relación masa carga
CLAE-EM	Cromatografía líquida de alta eficiencia acoplada a espectrometría de masas

# 1 *Introducción*

---

Cuando el hombre inició el aprendizaje de técnicas para explotar los recursos naturales, descubrió las particularidades de cada uno de ellos y los aplicó en la fabricación de objetos utilitarios y santuarios, otorgando una gran importancia al aspecto que éstos adquirirían durante el proceso y en los objetos terminados. La utilización de colorantes para decorar las piezas manufacturadas adquirió una mayor importancia en la medida en que los colores incorporaban significados específicos para las diversas culturas; así formaron parte del conocimiento que distinguía a cada pueblo, a manera de proporcionarles una identidad.<sup>1</sup>

Desde la prehistoria, los colorantes naturales han sido usados para muchos propósitos como son el teñido de fibras naturales: lana, algodón, seda y cuero, o bien como productos cosméticos, para producir tintas, acuarelas y pinturas artísticas.<sup>2</sup>

El análisis de materiales usados para el teñido de textiles puede ser una herramienta útil para entender cómo era un objeto originalmente, cuál es su procedencia y qué tan antiguo es. Este conocimiento también permite a los conservadores elegir los procedimientos adecuados para la restauración,<sup>3</sup> o bien para poner en evidencia intervenciones realizadas en el pasado.<sup>4</sup>

Los colorantes orgánicos usados en textiles están entre los materiales más susceptibles a la degradación, usados en obras artísticas. La identificación de colorantes amarillos en textiles antiguos es un arduo trabajo sobre todo por la complejidad de los procesos de degradación que se llevan a cabo en las moléculas orgánicas, las cuales son particularmente sensibles a la luz. Reconocer el patrón de cambios en la estructura del colorante puede ayudar para que dentro de los museos, se elijan las mejores condiciones de luz y radiación UV, disminuyendo así los riesgos de degradación.<sup>3</sup>

---

El presente trabajo tuvo como objetivos la identificación y determinación estructural de las moléculas contenidas en uno de los colorantes amarillos más utilizados en México desde la época colonial. Para esto, se recurrió a técnicas cromatográficas, espectroscópicas y espectrométricas que permitieran en primera instancia, identificar y caracterizar los compuestos mayoritarios coloridos del zacatlaxcalli (*Cuscuta tinctoria* M.) Posteriormente, se realizó un teñido convencional en fibra de lana para someterla después a un proceso controlado de degradación con el fin de determinar cuales son las moléculas responsables de dar el color amarillo en los textiles y que además perduran con el paso del tiempo. Finalmente, se compararon los resultados obtenidos con una muestra real proveniente del manto emplumado de San Miguel Zinacantepec del siglo XVIII.

## 2.1. Antecedentes históricos.

Históricamente el uso de colorantes data de la prehistoria en todos los grupos culturales existentes. A pesar de que las necesidades básicas humanas caen en tres categorías principalmente (comida, resguardo y vestimenta), el uso de tierras minerales para dar color a pinturas rupestres (15 000 a.C.) sugiere que los habitantes fueron artistas de la misma forma que fueron prácticos.

El uso del color parece haber llenado una necesidad espiritual compleja desde nuestros inicios. Los humanos emplearon el color en el tiempo en el cuál hicieron uso de textiles para su vestimenta. Independientemente de la cultura, el uso del color fue y sigue siendo universal.<sup>5</sup>

En México desde épocas muy antiguas, el uso de sustancias naturales para la producción de colorantes ha traspasado todas las esferas del mundo mesoamericano. Al paso de los siglos, aún sobreviven pinturas rupestres de distintas civilizaciones como Olmecas, Mayas, Aztecas, Teotihuacanos, etc.

Las plantas tintóreas se utilizaron mucho en distintos contextos sin embargo, debido a que son materiales perecederos, no sobrevivieron por mucho tiempo y por esta razón es muy difícil encontrar evidencias arqueológicas de este tipo. Por otro lado, existen evidencias del interés que tuvieron los españoles sobre las técnicas de teñido indígenas, y el registro detallado que hicieron de ellas. Desafortunadamente, en algunas partes de Mesoamérica existe un vacío de información sobre este tema.

Los materiales colorantes fueron muy variados. Los colores más comunes fueron los rojos, azules, amarillos y verdes. Estos colorantes se pueden encontrar en todas las partes del vegetal (dependiendo de la especie), en raíces, tallos, flores, semillas, etc. Difícilmente

se obtienen colorantes de manera directa de la naturaleza, es decir que por lo general es necesario mezclarlos o combinarlos con otros.

Durante la época prehispánica (2000 a.C. - 1521 d.C.) los colorantes extraídos de las plantas fueron utilizados y combinados en varios elementos, que formaron parte de las diversas representaciones artísticas en los grupos culturales de Mesoamérica.<sup>6</sup>

En el México prehispánico, los pueblos o etnias llegaron a desarrollar técnicas complejas para decorar una infinidad de objetos; inclusive se utilizaron para la decoración corporal. Se sabe, a través de los relatos de los cronistas, que los guerreros se pintaban con diferentes colores, ya sea para representar a los animales que eran sus aliados o a los dioses que adoraban.

Aún en nuestros días, subsisten grupos étnicos que conservan prácticas de decoración corporal: Huicholes, Tarahumaras, Coras, Lacandones, entre otros, quienes utilizan colorantes naturales en prácticas rituales o religiosas. Dichas técnicas sorprendieron a los conquistadores por los resultados en los objetos producidos por esos grupos indígenas, tanto en calidad como en duración. Muchas de esas técnicas sobrevivieron al choque cultural generado durante la Conquista, además de enriquecerse con los nuevos materiales aportados por la cultura occidental como la lana de borrego y gran diversidad de plantas que se introdujeron a América.<sup>1</sup>

## 2.2. Clasificación.

Como consecuencia de la importancia de los colorantes naturales en civilizaciones antiguas, ha surgido la necesidad de clasificarlos para su posterior análisis. Esta clasificación comprende diversos aspectos, desde su origen hasta sus características fisicoquímicas.

Dicho lo anterior, los colorantes pueden clasificarse de acuerdo a:

- El método de aplicación; que puede ser directo o en baño con ayuda de un fijador (mordente).

- Su origen; ya sea vegetal o animal.
- Su color; amarillo, rojo, azul, morado, verde, etc.
- Su constitución química; refiriéndose a la estructura del cromóforo principal que en general se agrupan en antraquinoides, flavonoides, indigoides, y taninos. Hay otros cromóforos que no se incluyen en esta clasificación debido a que son menos comunes.

Esta última clasificación es la más útil para los investigadores, ya que les permite elegir el método de extracción más adecuado para los componentes del colorante.<sup>4</sup>

### 2.3. Usos.

El uso de colorantes naturales en el México antiguo comprende la utilización de una amplia gama de técnicas para imprimir color a objetos que conformaban la vida diaria de los habitantes Mesoamericanos. Los más destacadas se mencionan a continuación.

Pintura Mural: Los artistas mayas del Clásico contaban con una paleta cromática de más de 30 colores diferentes que emplearon en la creación de diversos murales, especialmente durante los periodos Clásico y Postclásico.



Imagen 1. Frescos en la Estructura 1 de Bonampak. Recuperado de <http://jpercha.wordpress.com/2012/11/19/analisis-de-los-frescos-de-bonampak-2/>

Códices: Los colores que se usaron fueron rojo, azul, verde, negro, blanco, amarillo, naranja, café y morado en diferentes mezclas y tonalidades. Los pigmentos se obtuvieron de minerales, plantas, insectos y animales. Para mezclarlos utilizaron un aceite llamado “axi” proveniente del insecto *Coccus axin*, los cuales eran cultivados y criados para este fin. Estos insectos se ponían a hervir para obtener el aceite de su cuerpo, el cual fue empleado como un barniz o como base de los pigmentos.



Imagen 2. Banquete azteca, Códice Florentino. Recuperado de <https://www.flickr.com/photos/nulladiessinelinea/3646960188/>

Textiles: Se pueden encontrar otros usos en la evidencia prehispánica, uno de ellos se aprecia en murales, como los famosos del sitio arqueológico de Bonampak, en donde se pueden apreciar una gama de representaciones textiles. Por el tipo de vestidura que llevan los personajes representados en los murales, se observa una diferencia de clases sociales. A partir de ahí, se puede hacer un análisis sobre el tipo de fibras y colorantes naturales que utilizaron para teñirlas.



Imagen 3. Telar prehispánico, Códice Florentino. Recuperado de <http://www.historicas.unam.mx/publicaciones/revistas/nahuatl/pdf/ecn05/067.pdf>

Otros usos: Los colorantes vegetales también se emplearon para la decoración de algunas vasijas policromadas de las tierras bajas mayas.

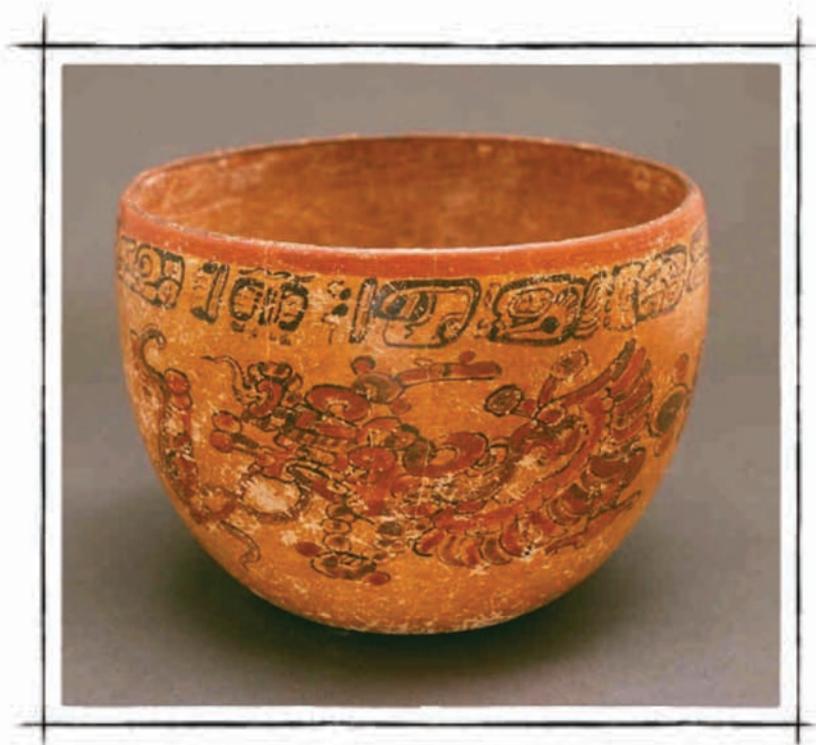


Imagen 4. Vasija policromada maya. Recuperado de <http://icom.museum/resources/red-lists-database/category/maya-polychrome-vessels/>

#### 2.4. Evolución.

El período de la colonia comprende desde la llegada de los españoles (1521) hasta 1821. Durante ese tiempo, las plantas tintóreas siguieron siendo utilizadas tanto por la población indígena como por los españoles, quienes le dieron gran importancia al

descubrimiento de las distintas especies y variedades que utilizaban los indígenas como fuente económica ya que muchas de las especies que se encontraban en el territorio mexicano, no eran conocidas en el viejo continente.

Por esta razón, los españoles llevaron a Europa varias especies de plantas tintóreas, por otro lado, materiales del antiguo continente fueron importados a América, como fibras para teñir y otros procedimientos de teñido. Éstos se mezclaron o reemplazaron a los locales, dando como resultado una combinación de varias técnicas.

Hasta 1856 y un poco más tarde en ciertas regiones, todos los colorantes fueron de origen animal, vegetal o mineral. En Europa durante el siglo XIX, la industrialización de textiles requirió de enormes cantidades de colorantes que estuvieran fácilmente disponibles. Esta situación impulsó la invención de colorantes sintéticos.

En 1856 el químico William Henry Perkin sintetizó la mauveína, el primer colorante sintético. En muchas regiones indígenas, la creación de estos colorantes y el posterior ingreso de hilos mercerizados a sus mercados, sustituyó parcial o totalmente al teñido local, aunque las sustancias tintóreas permanecieron. Al mismo tiempo, los colorantes sintéticos produjeron un estallido de color en la creación de los tejidos nativos, especialmente porque aunque se contaba con una amplia gama de colores, las técnicas para fijarlos no eran muy eficientes. La dificultad de fijar los colorantes naturales consistía en que los tejidos indígenas eran manufacturados con fibras vegetales como el algodón y el maguey, que no son muy afines a los colorantes que estaban disponibles.<sup>6</sup>

Fue por estas razones que el uso de colorantes tradicionales decayó drásticamente, tanto que hasta 1915 muy pocos permanecieron en uso.<sup>5</sup> Sin embargo, hoy día investigaciones han determinado que el uso de colorantes sintéticos en algunos productos resulta perjudicial para quien los consume; tal caso se ilustra con la prohibición de rojos o carmín en alimentos y cosméticos, dado su efecto cancerígeno. Por tal motivo, el colorante de la grana cochinilla es el único cuyo uso, por normas de salud internacionales, se permite en la fabricación y transformación de productos de estas dos ramas, incrementando la producción de este insecto, sobre todo en Perú y en las Islas Canarias, lugares a los que se

exportó desde México durante los tiempos en que los conquistadores propagaron las cualidades del colorante.<sup>1</sup>

## 2.5. Zacatlaxcalli como colorante natural.

A diferencia de los rojos, azules y morados, los amarillos provienen de una gran variedad de plantas, ninguna de las cuales ha sobresalido comercialmente como la grana y el añil. Los colorantes amarillos corresponden a dos grandes grupos químicos, flavonoides y carotenoides, que se encuentran presentes en numerosas familias botánicas.

Fray Bernardino de Sahagún documentó en el libro XI de *Historia General de las Cosas de la Nueva España*, el cual es el más largo del códice, el uso de animales, plantas y todo tipo de minerales. Este libro es una fuente de especial importancia para comprender cómo los mesoamericanos usaban los recursos naturales antes de la llegada de los europeos. En el capítulo undécimo, *de los colores, de todas maneras de colores* se hace referencia al uso de zacatlaxcalli como fuente natural de color:

*“Hay un color que es amarillo claro: al cual llaman Zacatlaxcalli, que quiere decir pan de hierba: porque se amasa de unas hierbas amarillas que son muy delgadas: véndese en los tianguis, son como tortillas amarillas amasadas y delgadas: usan de estas tortillas para teñir de amarillo, o para hacer color amarillo para pintar”*<sup>7</sup>



Imagen 5. Uso de zacatlaxcalli, Códice Florentino. Recuperada de <http://www.wdl.org/es/item/10622/view/1/436/>

Por otro lado, Francisco Hernández en su obra *Historia Natural de la Nueva España* escrita entre 1571 y 1576, hace una descripción detallada de este material vegetal en el capítulo XCIX *Del Zacatlaxcalli o torta herbácea*, cuyo fragmento se cita a continuación:

*“No está constituido de partes que puedan describirse, sino que a modo de cabellos o filamentos se enreda a casi cualesquiera árboles. Al nacer es verde, se vuelve después amarillo, y adquiere por último color rojo. Cuando está maduro se arranca de los árboles en que nace, se machaca y se le da forma de tortas, de donde toma el nombre. Maceradas éstas con agua (a la que le agregan alumbre y nitro) y modeladas en forma de conchas, sirven a los pintores para dar a sus pinturas el color amarillo; los tintoreros la usan para teñir de amarillo las lanas o los hilos de seda, mezclándoles yeso cuando quieren dar un color más claro. Nace en regiones muy cálidas, y toman su vida, como dijimos, de los árboles”<sup>8</sup>*

De igual forma en el mismo capítulo, se explica la procedencia de su nombre coloquial, las regiones en donde se localiza y el nombre científico:

*“Zacatlaxcalli: de tzaca (tl) pasto, zacate, y tlaxcalli, tortilla. Tortilla de zacate o torta herbácea. Cuscuta Tinctorea. San Luis Potosí, Jalisco (cerros boscosos cerca de Guadalajara) Oaxaca (Sierra de San Felipe).  
El género Cuscuta comprende plantas generalmente amarillentas, sin hojas ni raíces y que se adhieren a otras mediante órganos chupadores”<sup>8</sup>*

A pesar de que estas fuentes coloniales citadas colocan a la *Cuscuta* como uno de los colorantes principales en la paleta básica para el teñido de textiles, en la actualidad, son pocas las comunidades que la siguen utilizando como fuente de color, debido a las ventajas que ofrecen los productos sintéticos en cuanto a la disponibilidad y calidad de color. Sin embargo, su caracterización para la obtención de patrones de referencia para su identificación en objetos culturales es de suma importancia ya que se lograría conocer la procedencia y el proceso de manufactura principalmente de textiles.

### 3.1. Generalidades.

Las especies de *Cuscuta* son parásitos de las partes aéreas de otras plantas, incluyendo muchas especies cultivables. El género, que comprende alrededor de 150 especies, a veces es ubicado en la familia Convolvulaceae y ocasionalmente en su propia familia Cuscutaceae. El número de especies que se presentan sobre los cultivos es alrededor de unas 14, entre las cuales *C. campestris* es la más ampliamente propagada y agresiva. La identificación es difícil, ya que depende de las características de la inflorescencia y la flor, especialmente el estilo y el estigma.<sup>9</sup>

Después de la germinación se produce una raíz corta e hinchada y un tallo delgado. Una plántula de *Cuscuta* emerge primeramente como un arco, después se endereza y comienza a rotar lentamente con un movimiento contrario a las manecillas del reloj e imperceptiblemente barredor. En esta etapa la planta contiene alguna clorofila y tiene un color verde definido que pronto perderá.<sup>10</sup> Las plantas de *Cuscuta* requieren de señales químicas para rotar y así poder adherirse a plantas hospederas, las cuales le permitirán desarrollarse normalmente.<sup>11</sup>



Imagen 6. *Cuscuta californica* madura. Recuperada de <http://sbwildflowers.wordpress.com/wildflowers/convolvulaceae/cuscuta/cuscuta-californica/>

Las plántulas de *Cuscuta* emergen típicamente desde una profundidad de 1-2 cm. Si no existe una planta hospedera adecuada a 7.5 cm de distancia de la *Cuscuta*, ésta morirá por falta de apoyo. Por otro lado, la planta emite haustorios en forma de punteros que penetran y se conectan con el sistema vascular, lo que en lo sucesivo garantiza que la parásita viva completamente a expensas de la planta hospedera. En esta etapa la conexión de la plántula con el suelo se pierde. Después de la adhesión al hospedero, nuevas raíces se desarrollan y crecen rápidamente, hasta 7.5 cm por día, mismas que a su vez se adhieren de nuevo a otras plantas hospederas. Una sola planta de estas especies anuales puede propagarse hasta un diámetro de 3 metros o más durante una temporada de desarrollo.<sup>12</sup>

Por otro lado, la planta desarrolla racimos de flores que pueden ser blancas, rosadas o amarillentas. Estas producen abundantes cápsulas que contienen semillas que son de gris a pardas, regularmente redondas, con una textura de superficie fina y áspera. En un año sólo una pequeña parte de la población total de semillas en el suelo germina, debido a que la mayoría de las semillas de *Cuscuta* son duras y su tegumento es impermeable al oxígeno y al agua, por lo que su germinación se inhibe. Las semillas de *Cuscuta* tienen considerable longevidad en el suelo y en almacenamiento seco.



Imagen 7. Flores de *Cuscuta salina*. <http://natureid.blogspot.mx/2011/07/dodder-and-pickleweed-072211-elkhorn.html>

Como las semillas de *Cuscuta* pierden gradualmente su latencia con el tiempo en la medida que su tegumento se hace permeable al oxígeno y al agua, algunas semillas siempre serán capaces de germinar bajo condiciones favorables. Una vez que un campo ha sido infestado por las parásitas, el problema de *Cuscuta* puede renovarse cada año y durante mucho tiempo, aún sin producirse nuevas semillas.

### 3.2. *Cuscuta tinctoria* Martius.

Para la realización de este estudio se empleó un ejemplar de *Cuscuta tinctoria* Martius, la cuál de acuerdo a la colección biológica del Instituto de Biología de la UNAM, pertenece a la familia Convolvulaceae y es originaria del territorio mexicano. Se puede localizar en el Estado de México, Hidalgo, Michoacán, Guerrero, Jalisco, San Luis Potosí, Distrito Federal, Morelos, Nayarit, Puebla y Veracruz.<sup>13</sup>

Esta especie de *Cuscuta* varía su coloración dependiendo del estado de madurez de la planta de verde hasta llegar al anaranjado, pasando por amarillo brillante.



Imagen 8. *Cuscuta tinctoria* M. en diferentes etapas de crecimiento. Por Tania Soto.



### 4.1. Generalidades.

El término “producto natural” se refiere a las moléculas pequeñas producidas por un organismo (metabolitos secundarios) que se pueden extraer de la totalidad o de una parte del mismo. Ejemplos de ellos son los alcaloides, las cumarinas, los flavonoides, los esteroides, los terpenoides, etc.<sup>16</sup>

Los flavonoides son parte de estos metabolitos secundarios y se caracterizan por tener dos anillos bencénicos separados por una unidad propanoide. Se sabe que entre más conjugadas se encuentren estas moléculas, presentarán colores más brillantes.

Estas moléculas se encuentran en las plantas generalmente como glicósidos, lo cual complica su determinación estructural.

Además se pueden encontrar diferentes clases de flavonoides como las chalconas, flavonas, flavonoles, flavanonas, antocianinas e isoflavonas.<sup>17</sup>

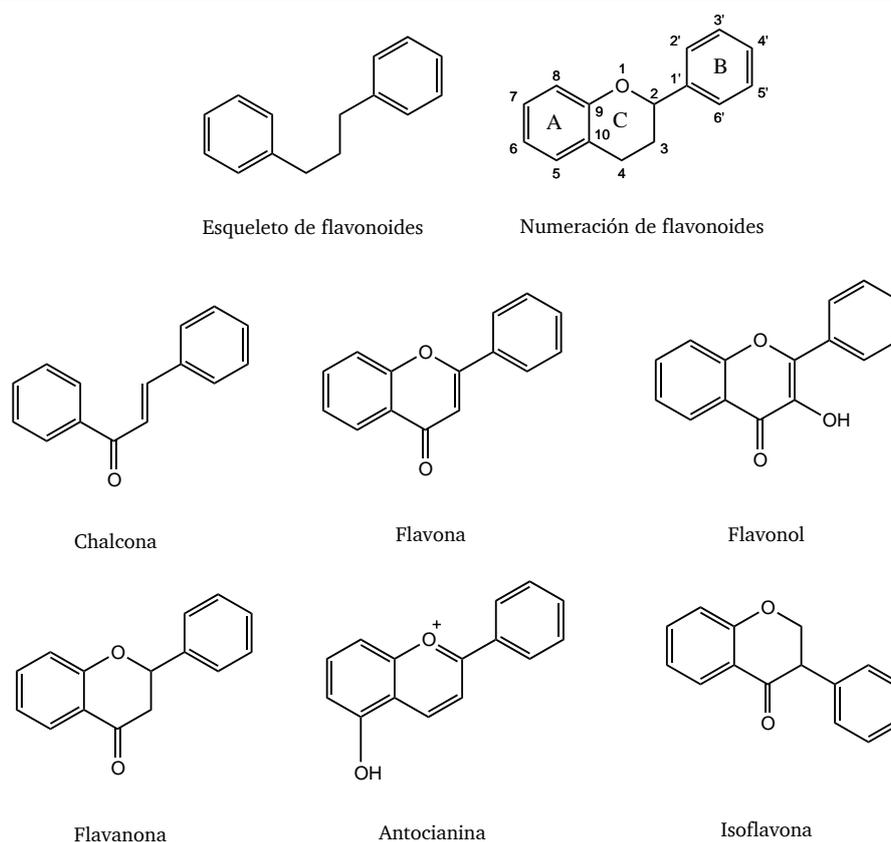


Figura 2. Clases de flavonoides.

Muchas actividades biológicas se les han atribuido a estas moléculas, por ejemplo, se conoce que los flavonoides son empleados como agentes de defensa contra herbívoros y patógenos<sup>18</sup>. Por otro lado, se conoce que los flavonoides cuentan con una larga historia evolutiva en la fisiología de la planta. Estas moléculas responden a la luz y controlan el nivel de auxinas, que son los reguladores del crecimiento de la planta y de su diferenciación. En algunas plantas, los flavonoides también proveen color, textura y sabor, además de tener como ya se ha mencionado, actividad antifúngica y bactericida. Además, estas moléculas poseen actividad antialimentaria debido a que son organolépticamente desagradables en sabor para los rumiantes.

Los flavonoides como agentes coloridos, pueden afectar la polinización inhibiendo o estimulando a los insectos. Muchos de los roles biológicos de estas moléculas están asociados con su capacidad de unirse a metales (hierro, cobre) los cuáles inducen la actividad antioxidante y la resistencia a la luz UV.<sup>19</sup>

## 4.2. Biosíntesis.

La biosíntesis de flavonoides es probablemente la ruta mejor caracterizada de todos los metabolitos secundarios. Forma parte de la larga ruta de los fenilpropanoides, la cual produce otros metabolitos secundarios como los ácidos fenólicos, ligninas, lignanos y estilbenos. Los precursores de los flavonoides son la fenilalanina, obtenida de la ruta del shikimato y arogenato, y la malonil coenzima A (CoA), derivada del citrato y producida por el ciclo de Krebs.<sup>18</sup>

El anillo A es biosintetizado por la condensación de 3 moléculas de CoA y los anillos C y B son derivados del metabolismo de la glucosa por la ruta del ácido shikímico para obtener ácido cinámico el cual es oxidado posteriormente al ácido cumárico. Este ácido C-9 se condensa con el producto C-6 derivado del malonato para formar una chalcona C-15.

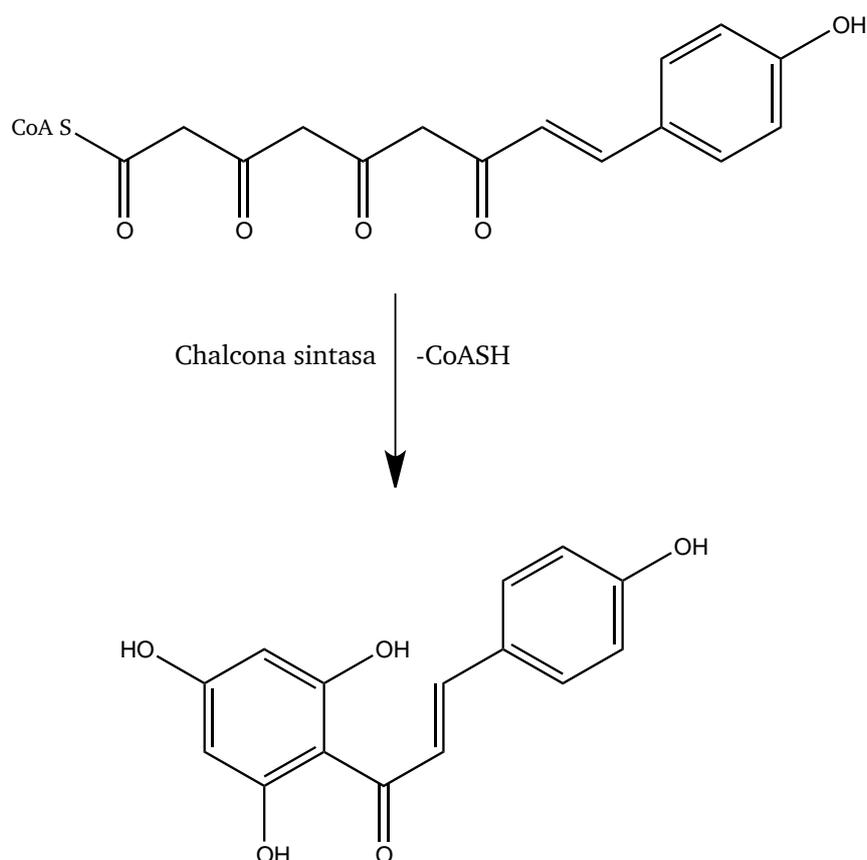


Figura 3. Formación de chalcona C-15.

La ciclación estereoespecífica de la chalcona catalizada por la chalcona isomerasa, genera el anillo C. Finalmente, las enzimas flavanonas hidroxilasas hidroxilan la molécula dando paso a la formación de flavonoides 3,4-diol. El doble enlace existente entre C-2 y C-3 se forma gracias a la participación de la flavonol sintasa, dando como resultado la formación de diversos flavonoles como la quercetina.<sup>20</sup>

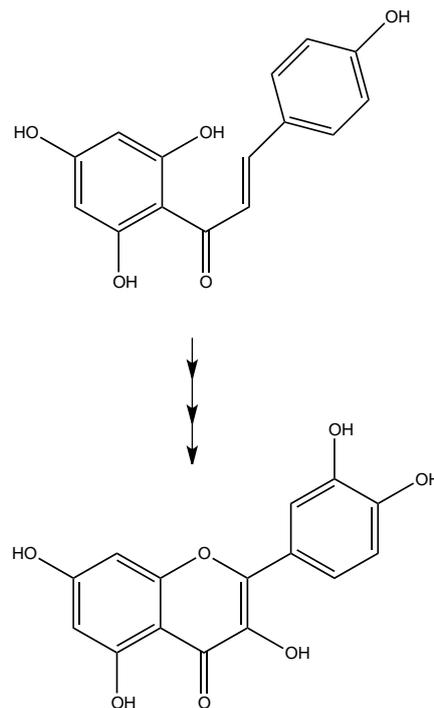


Figura 4. Formación de la quercetina.

### 4.3. Quercetina.

La quercetina pertenece al grupo de los más de 4000 polifenoles presentes naturalmente en plantas y tanto su aislamiento como su caracterización fueron descritos en 1936 por Szent-Gyorgyi. Se encuentra clasificada dentro del grupo de los flavonoles, los cuales están ampliamente distribuidos en plantas y alimentos. Es por esta razón que los mismos son un componente inevitable en nuestra dieta.<sup>19</sup> Debido a que este flavonol está ampliamente distribuido en la naturaleza, ha sido objeto de diversas investigaciones, encontrando que posee actividades biológicas y farmacéuticas. Se sabe que es un fuerte antioxidante debido a su capacidad de actuar como aceptor de radicales libres, sin embargo

al contar con propiedades acomplejantes con metales, se intuye que la formación de estos complejos tienen cierta contribución en la actividad total. Así pues, la actividad antioxidante parece ser una combinación entre estos dos factores.<sup>21</sup>

Por otro lado, la quercetina es el flavonol mayoritario en la dieta del hombre ya que podemos encontrarla en alimentos como la cebolla, manzana, vino, bayas, té, brócoli, lechuga, jitomate y habas.<sup>19</sup>

Masataka y colaboradores,<sup>22</sup> reportan que la presencia de iones de aluminio puede acentuar la acción antioxidante de la quercetina. Este flavonol quelante de metales, juega un papel importante en la biodisponibilidad y toxicidad de una gran variedad de metales. Por ejemplo, la complejación de la quercetina con aluminio (III) reduce la concentración del aluminio en la dieta, el cual está implicado en desordenes de huesos y neurológicos.<sup>23</sup>

También se conoce que este flavonol exhibe actividad anticancerígena, antiviral, antimutagénica y tiene efectos inhibitorios en la peroxidación de lípidos.<sup>24</sup> Evidencias epidemiológicas sugieren que las dietas ricas en flavonoles como la quercetina, tienen un efecto positivo especialmente en el sistema cardiovascular.<sup>19</sup>

## 5.1. Esbozo histórico.

El arte textil de los pueblos de América es reconocido como una de las máximas expresiones de su desarrollo cultural y constituye hoy en día junto a las lenguas indígenas, la huella más profunda de su identidad. En el contexto de la manufactura textil, la función del teñido no puede en modo alguno considerarse subsidiaria sino antes bien un elemento con entidad propia, que aporta a cada pieza valores estéticos, simbólicos, económicos y funcionales.<sup>25</sup>

Este tipo de arte tuvo un papel principal en la sociedad mexicana. La tradición de la producción textil fue de las más antiguas ya que desde la etapa de Zacatenco (preclásico) se elaboraban telas con las cuales el hombre se cubría y ornamentaba al mismo tiempo. La belleza de las telas aztecas ha llegado a nuestro conocimiento únicamente a través de referencias de historiadores y cronistas debido a que el clima de nuestro territorio no permite la conservación de telas.

A los textiles se dedicaban tanto hombres como mujeres. La intervención femenina se estimaba mucho por la curiosidad y la paciencia que requiere el deshilado, tejido o bordado de las telas.

Los colorantes indispensables en los textiles se obtenían de minerales pulverizando las piedras, tierras o sales, que mezclados con agua producían el tinte. En otros casos los obtenían de vegetales machacando las plantas y flores para extraerles el color. En cuanto a la pintura animal, se encuentra la grana cochinilla y el caracol púrpura.

Para fijar los colores en los hilos, empleaban el alumbre. Ya tejidas las telas, se confeccionaba con ellas el trabajo mexicano, que consistía en prendas sencillas que se

---

enriquecían en aspecto por el hábil modo de combinar los colores y con dibujos que realizaban su belleza.

Los textiles tenían, a parte de su cometido principal de cubrir el cuerpo humano, otros usos tales como:

1. Especie de moneda que los mexicas llamaban *cuachtli* y que eran piezas de tela tejidas en un tamaño y forma convencionales, empleadas sólo para la compra de esclavos, que en general costaban veinte de estas mantas en el mercado de Azcapotzalco, principal centro comercial de esclavos en México.
2. Uso de mobiliario. Telas labradas y con mosaico de plumas, servían para completar la decoración interior de los palacios y casas de señores, como eran: ropa de cama, de comedor, cortinas, tapices y alfombras.
3. En general las telas de fibras vegetales duras, se empleaban para hacer los atados o bultos de los comerciantes y para objetos de uso corriente como tapetes, bolsas, quitasoles, etcétera.
4. Como distintivo social, ya que según la nobleza, las personas encumbradas tenían permitido usar en sus trajes, lo más rico y fino de la producción textil.<sup>26</sup>

## 5.2. Proceso de teñido.

Teñir consiste en transferir un colorante a una fibra o soporte a través de un medio acuoso. La primera cualidad indispensable que caracteriza a los colorantes es por tanto la de ser hidrosolubles. El procedimiento común para extraer de forma artesanal el colorante de la planta o animal que lo contiene es la decocción de la materia prima durante un tiempo variable generalmente no inferior a una hora. Sahagún nuevamente relata en su obra lo siguiente:

*“del arbusto que se llama tesoatl (Micovia sp.)... las hojas para hacer un color colorado muy fino haciéndolas hervir mucho”.*<sup>7</sup>

Y para el color amarillo:

---

*“En el fuego hacían hervir a borbotones el color Zacatlaxcalli”.<sup>7</sup>*

La segunda propiedad de los colorantes ha de ser el poseer una afinidad, en mayor o menor grado, hacia las fibras textiles u otros soportes de similar constitución para ser absorbidos por éstos. En general, para que un colorante quede fijado a un soporte de forma permanente es preciso recurrir a agentes intermediarios que se conocen como mordentes.

Los mordentes tienen como función modificar la estructura molecular de las fibras de modo que las moléculas de colorante puedan incorporarse a ellas formando nuevos enlaces con carácter irreversible.<sup>25</sup> También proporcionan solidez al colorante frente a la luz, al frote y al lavado. Estas sustancias a su vez pueden modificar el color en algunos casos dándoles más brillo o viveza y en otros oscureciéndolos. Pueden ser de origen natural (plantas o minerales) o sintéticos. El mordentado de la fibra puede realizarse de tres maneras: premordentado, mordentado directo y posmordentado.

Premordentado: se realiza un día antes del contacto de la fibra con el colorante. Para esto, se disuelven del 20 al 25% en peso de alumbre en relación con el peso total de la lana en seco en agua a punto de ebullición. Una vez realizado esto, se transfiere a otro recipiente que contenga agua a 45°C aproximadamente para posteriormente introducir la fibra. Se mantiene en constante agitación para favorecer la mezcla; el contenido de la misma debe alcanzar una temperatura entre los 90 y 95°C por 1 h. Pasado este tiempo, se retira la fuente de calor y se deja reposar la fibra.

Mordentado directo: consiste en introducir la fibra directamente a un recipiente que contiene tanto el colorante como el mordente, de forma que tanto el mordentado como el teñido se realizan simultáneamente. Esta opción no garantiza una buena fijación del tinte.

Posmordentado: consta en colocar la fibra previamente teñida en agua tibia que contenga el mordente. Este proceso tiene como finalidad cambiar la tonalidad del baño del colorante o reforzar la solidez del mismo durante el lavado.<sup>27</sup>

---

Las fibras de origen animal poseen grupos funcionales de carácter ácido y básico; el primero las capacita para absorber ocasionalmente de forma directa algunos colorantes básicos, pero en general la diferencia del grado de acidez entre fibra y colorante no es tan marcada como para provocar una atracción espontánea de las partes. Mediante el empleo de mordentes a base de sales metálicas se refuerza la capacidad de retención de los colorantes en la fibra. Es importante que esta retención se produzca de forma gradual, lo cual resultará en una absorción uniforme del colorante.

En el proceso de teñido mexicano se han empleado desde la antigüedad mordentes de distinta naturaleza: sales metálicas como el alumbre y la caparrosa procedentes de minas o depósitos.<sup>25</sup> Para lo anterior Sahagún nuevamente cita:

*“la piedra alumbre (es) cosa bien conocida, hay mucha esta tierra: hay mucho trato de ella porque los tintoreros la usan mucho”.*<sup>7</sup>

Después de haber mordentado la fibra, se realiza un enjuague con agua limpia para eliminar residuos de material mordente. En el caso del premordentado, la fibra se deja escurrir.

Para la preparación del extracto, la planta es puesta a secar y posteriormente para obtener su colorante, es necesario someterla a un proceso de extracción, donde la cantidad de planta a utilizar es a partir de un 25 % en relación al peso seco de la lana a teñir. El porcentaje de materia a utilizar está en función del color a obtener, entre más alto sea el porcentaje, se obtendrán tonos más saturados.

El proceso de extracción consiste en hervir en un recipiente la cantidad estipulada de planta por aproximadamente una hora. Concluido éste, la disolución se retira del fuego y reposa unos instantes para después ser filtrada a manera de obtener únicamente el colorante. Este proceso puede repetirse una o dos veces más para extraer la mayor cantidad de colorante posible.

---

Una vez obtenido el colorante, el teñido de la fibra se lleva a cabo en un recipiente con agua el cuál debe estar en contacto con una fuente de calor, de forma que la temperatura que se tenga sea de 45 °C aproximadamente. Una vez logrado esto, se agrega el colorante extraído y posteriormente se sumerge la fibra a teñir. El contenido no debe alcanzar la temperatura de ebullición y debe mantenerse en constante calentamiento durante una hora, removiendo paulatinamente las fibras para que el teñido sea uniforme. Pasado este tiempo, la mezcla es retirada del calor y se deja reposar hasta que alcance la temperatura ambiente. Finalmente, la fibra se retira y se deja escurrir.<sup>27</sup>



Imagen 9. Proceso de teñido por artesanos de Bii Daiü en Oaxaca.<sup>27</sup>

### 5.3. Degradación de fibras textiles

La mayoría de los colorantes naturales presentan de una pobre a una moderada resistencia a la luz, mientras que los sintéticos varían de pobres a excelentes. Esta resistencia se ve influenciada por factores internos: la composición química y el estado físico del colorante, la concentración del mismo, la naturaleza de la fibra teñida y el tipo de mordente.

- La estructura química del colorante se divide en dos partes: el cromóforo y los auxóchromos. En general, el cromóforo parece determinar la resistencia a la luz en un colorante. El análisis de colorantes naturales listados en el “Color Index” revelan que casi el 50 % de todos los colorantes naturales usados para teñir fibras textiles son derivados flavonoides. La mayoría de los colorantes restantes caen dentro de 3 clases químicas -

---

antraquinonas, naftoquinonas e indigoides. A pesar de que los compuestos flavonoides no son muy resistentes a la luz, las antraquinonas y los indigoides si lo son. Sin embargo, la resistencia a la luz de las antraquinonas disminuye a medida que el número de sustituyentes hidroxilo aumenta.

- Entre más finamente dispersado se encuentre el colorante dentro de la fibra, más rápidamente se degradará. Las fibras que tienen grandes agregados de colorante son más resistentes a la luz, ya que un área pequeña superficial del colorante es la que está expuesta al aire y a la luz.
- La resistencia a la luz de los colorantes en textiles se relaciona a la estructura química y a las características físicas de la fibra misma. Cumming<sup>28</sup> atribuye la degradación del colorante en fibras de celulosa a procesos oxidativos, mientras que en fibras proteínicas el proceso tiene una naturaleza reductora. Sin embargo, esto no puede generalizarse para todos los colorantes debido a la naturaleza de sus cromóforos principales.
- La resistencia de un colorante mordentado depende del mordente y del proceso de mordentado, ya que se forman diferentes complejos entre el metal y el colorante, los cuales difieren en su estabilidad a la luz y por otro lado, el metal puede tener un efecto catalítico positivo o negativo en la degradación fotoquímica del colorante. En un estudio realizado por Cox-Crews,<sup>29</sup> se muestra que en 18 colorantes naturales amarillos el mordente es más importante que el colorante mismo para la determinación de la resistencia a la luz. El uso de estaño y alumbre como mordentes da como resultado una degradación mayor que cuando se utiliza cromo, hierro o cobre.
- La fuente de luz (la naturaleza de la luz incidente) es muy importante durante el proceso de fotodegradación; los colorantes decaen principalmente por radiación UV, la cuál es un factor importante en la degradación de colorantes naturales especialmente en los amarillos y anaranjados.<sup>30</sup>

## 6 *Objetivos*

---

La falta de marcadores químicos para identificar la procedencia de los objetos culturales fue el motor principal para el desarrollo de este trabajo. Para ello, fue necesario dirigir el mismo de acuerdo a los siguientes puntos.

1. Identificación de cromóforos mayoritarios en extractos de *Cuscuta tinctoria* Martius.
2. Llevar a cabo un proceso de teñido convencional con materiales usados por nuestros antepasados.
3. Someter a la fibra teñida a un proceso de degradación controlada.
4. Extraer el colorante de la fibra degradada en condiciones suaves para evitar la hidrólisis de cromóforos.
5. Analizar extractos degradados y establecer marcadores químicos para su uso posterior como patrones de referencia.

De forma particular, también se pretende describir la unión entre la fibra y el colorante al adicionar el mordente. Para esto se planea la formación de complejos con los cromóforos principales y posteriormente se analizará el efecto que tienen los mismos frente al proceso de degradación.

Para el aislamiento e identificación de los cromóforos principales de la *Cuscuta tinctoria* M. se recurrió a 2 técnicas de extracción a manera de comparar los compuestos extraídos y determinar si el procedimiento tiene algún efecto directo en la composición de los mismos. Dichos procedimientos se detallan a continuación así como los equipos y soportes empleados para llevar a cabo el análisis.

Rotavapor: BÜCHI R-210/ bomba de vacío V-700.

Liofilizadora: Labconco LYPH LOCK 4.5.

Soporte gel: Sephadex LH-20 Sigma Aldrich.

Placas C-18: Macherey - Nagel RP-18W/UV<sub>254</sub>.

Equipo RMN 300 MHz: Varian Unity y Bruker Avance.

Equipo RMN 400 MHz: Bruker Avance III.

Equipo EM-IE: MStation JMS-700.

Equipo EM-FAB<sup>+</sup>: Jeol, SX 102 A.

Disolvente para determinaciones en RMN: DMSO-D<sub>6</sub>.

Placas CCD: Macherey - Nagel Alugram Xtra SIL G/UV<sub>254</sub>.

Revelador CCD: Óleum (ácido sulfúrico, ácido acético, H<sub>2</sub>O).

Baño de H<sub>2</sub>O: Yamato BM200.

Equipo para pf: Melt-Temp II.

Placas CCDP: Silica Gel 60 F<sub>254</sub> de 5 x 10 cm x 250 μm.

Equipo EM-ESI<sup>+</sup>: micrOTOF II ESI.

Equipo UV-Vis: Shimadzu, U160.

## 7.1. Análisis del colorante en planta fresca.

Para darle continuidad al estudio previo realizado a esta planta,<sup>14</sup> tanto el lugar como el tiempo de la colecta se respetaron para el desarrollo de este proyecto.

### 7.1.1. Recolección y extracción del colorante.

El ejemplar de *Cuscuta* se recolectó en las inmediaciones del Instituto de Investigaciones Jurídicas en Ciudad Universitaria entre el período de lluvias de julio y agosto del 2010 debido a la abundancia de la planta en esas fechas. Se realizaron estudios de identificación taxonómica en el Instituto de Biología de la UNAM por el Mtro. Rafael Torres Colín y se encontró que el ejemplar pertenece a la especie *Cuscuta tinctoria* Martius.

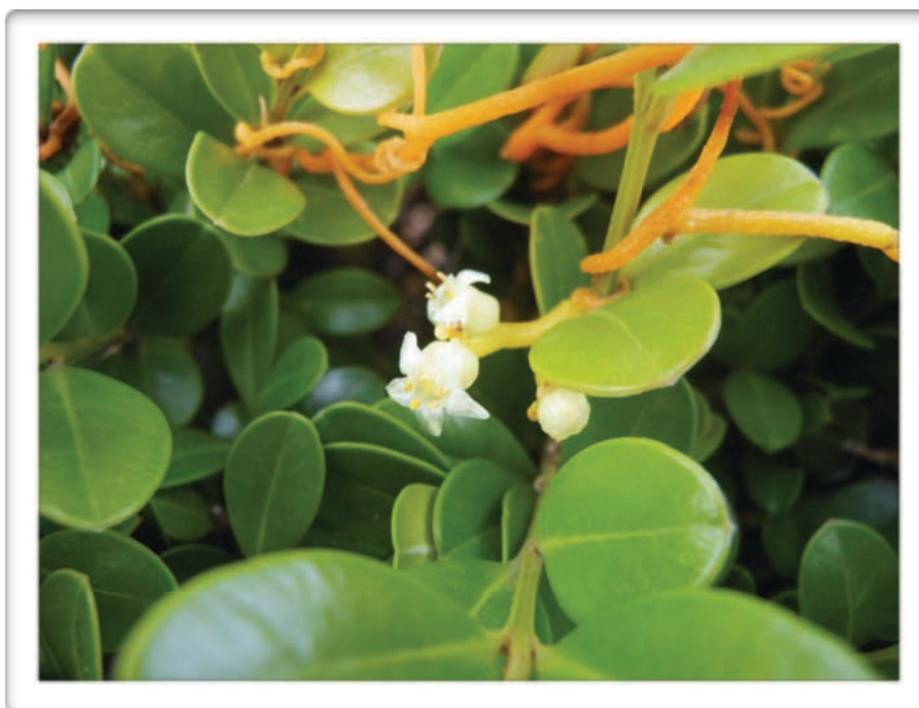


Imagen 10. Flor de *Cuscuta tinctoria* Martius. Por Gabriela Galindo.

Una vez recolectado todo el material vegetal disponible, se pesaron aproximadamente 90 g de planta fresca y se colocaron en maceración por 3 días en 250 mL de H<sub>2</sub>O y refrigeración para evitar la proliferación de hongos. Concluido el tiempo de maceración, se concentró el extracto en rotavapor y se liofilizó para obtener 1.8 g de un polvo amarillo oro.



Imagen 11. Extracto acuoso liofilizado. Por Tania Soto

Este polvo se redisolvió en una mínima cantidad de H<sub>2</sub>O y posteriormente se realizaron particiones con AcOEt para obtener finalmente 1 g de residuo orgánico I que presentó una coloración amarilla y 800 mg de residuo acuoso I que presentó una coloración anaranjada. Debido a la apariencia de ambas fases, se decidió trabajar únicamente con el residuo orgánico I.



Imagen 12. Particiones del extracto con AcOEt. Por Tania Soto.

## 7.1.2. Separación del extracto.

El residuo orgánico I se sometió a una separación en sephadex utilizando una columna de 2 cm x 50 cm (soporte de gel). El disolvente utilizado para disolver la muestra y eluir la columna fue MeOH.

Se comenzaron a tomar fracciones de 5 mL hasta llegar a un total de 45 de éstas. Para agrupar fracciones similares se recurrió a un monitoreo por CCD C-18 utilizando como eluyente la mezcla MeOH/H<sub>2</sub>O 4:1. Las placas se observaron en una cámara UV a  $\lambda = 365$  nm, con lo cual se logró simplificar las fracciones de la siguiente manera:

Primera separación en Sephadex LH-20		
Subfracción	Fracciones	Número de manchas
1	1-9	2
2	10	1
3	11	2
4	12 - 17	3
5	18	2
6	19 - 26	4
7	27 - 28	2
8	29	1
9	30 - 45	1

Tabla 1. Separación de residuo orgánico I.

A pesar de que las subfracciones 2 y 8 mostraron la presencia de un sólo compuesto, la cantidad de las mismas fue mínima impidiendo así que se les realizaran análisis posteriores.

La subfracción 9 tuvo un peso de 9.3 mg y fue analizada para la determinación de su estructura, a éste compuesto se le denominó CAC1. Por otro lado, la subfracción 1 se lavó

con MeOH para finalmente obtener 36.4 mg de un compuesto puro denominado CAC2. Los análisis realizados a estas muestras se detallan a continuación:

	RMN <sup>1</sup> H	RMN <sup>13</sup> C	HSQC	EM - FAB <sup>+</sup>
CAC1	✓	✓		✓
CAC2	✓	✓	✓	

Tabla 2. La muestra CAC1 fue analizada a 300 MHz y la CAC2 a 400 MHz.

Se continuaron realizando separaciones a las subfracciones restantes utilizando como soporte sephadex, sin embargo la intensidad del amarillo era muy baja en comparación con los compuestos aislados en la primera separación. Por otro lado, la cantidad obtenida de compuestos purificados no permitió la obtención de análisis pertinentes para su elucidación estructural.

## 7.2. Análisis del colorante en planta seca.

### 7.2.1. Recolección y extracción del colorante.

La planta se recolectó en el mismo lugar que en el caso anterior difiriendo únicamente en el año. El material vegetal disponible pesó 90 g y fue recolectado en el mes de julio de 2012, la cual se dejó secar y se reservó para su posterior uso.

Se pesaron 69.33 g de planta seca y posteriormente se trituró para someterla a un proceso de extracción por infusión. Para esto se calentaron 700 mL de H<sub>2</sub>O a ebullición, se retiró de la fuente de calor y se sumergió la planta triturada en ella manteniendo agitación constante por 20 min. Se repitió el procedimiento 4 veces.

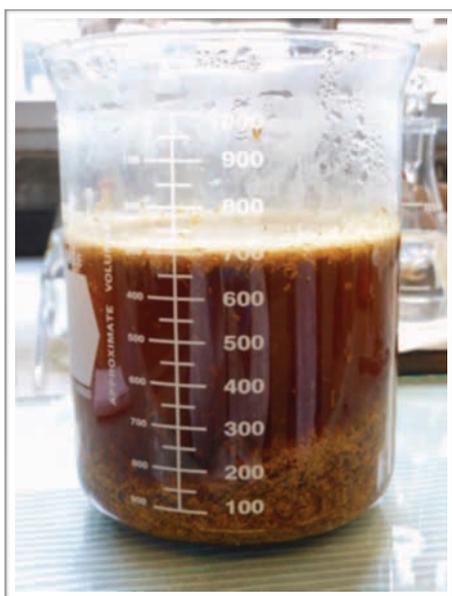


Imagen 13. Triturado y extracción del colorante de *Cuscuta tinctoria* M. Por Tania Soto.

El extracto fue concentrado en un rotavapor y posteriormente liofilizado. De ello se obtuvieron 27.76 g de un polvo ocre al que se le realizaron particiones con AcOEt como en el caso de la planta fresca. Finalmente se lograron tener 13.68 g de residuo orgánico II y 12.06 g de residuo acuoso II cuyo aspecto se presenta a continuación:

Imagen 14. A la izquierda residuo orgánico II, a la derecha residuo acuoso II. Por Tania Soto.



### 7.2.2. Comparación de extractos en planta fresca y seca.

Se realizó a manera de comparación CCD de los extractos provenientes de la planta seca y fresca para observar si el proceso de secado y extracción afecta en la naturaleza y proporción de los compuestos presentes en el colorante. A continuación se muestran algunas pruebas realizadas con diferentes eluyentes.

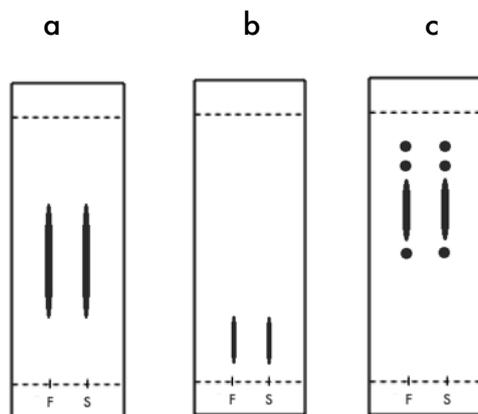


Figura 5. CCD de F: planta fresca y S: planta seca en a) AcOEt/MeOH (90.9:9.1), b) AcOEt/MeOH/C<sub>6</sub>H<sub>6</sub> (45.5:9:45.5) c) AcOEt/MeOH/C<sub>6</sub>H<sub>6</sub> (1:1:1).

Debido a la similitud de los compuestos presentes en ambos extractos, se procedió a aplicar el mismo procedimiento empleado en el tratamiento del extracto por maceración de planta fresca.

### 7.2.3. Separación del extracto.

Para la separación del residuo orgánico II obtenido de las particiones, se recurrió al uso de sephadex. Se disolvieron 2 g del residuo mencionado en una mezcla MeOH/EtOH (1:1) pero se observó que la muestra no era totalmente soluble, por lo que se filtraron los sólidos suspendidos. Una vez secos, se pesaron obteniendo 0.59 g y se les denominó CusP.

La fracción soluble en la mezcla anteriormente descrita se introdujo en una columna de 2.5 cm x 40 cm y la cantidad de muestra sometida a esta separación fue de 1.41 g.



Imagen 15. Punto de aplicación columna sephadex. Por Tania Soto.

Se comenzó a eluir la columna colectando fracciones de 3 mL cada una hasta obtener un total de 74. Una vez concentradas las fracciones, se les realizó un monitoreo por CCD utilizando como eluyente la mezcla  $\text{Me}_2\text{CO}/\text{C}_6\text{H}_{14}/\text{C}_6\text{H}_6/\text{EtOH}$  (1:1:1:1); con los resultados observados se decidió agrupar a las fracciones como se muestra a continuación:

Primera separación en Sephadex LH-20		
Subfracción	Fracciones	Número de manchas
1	0	4
2	1	3
3	2 - 4	2
4	5 - 9	2
5	10 - 11	3
6	12 - 22	5
7	23 - 38	2
8	39 - 74	3

Tabla 3. Separación de residuo orgánico II.

La muestra elegida para la siguiente separación fue la 8 debido a que presentaba un color amarillo más intenso además de ser la más abundante.

Se decidió continuar con el soporte de sephadex y en esta ocasión se trabajó con 83.3 mg de muestra a la que se le denominó Cus8. Se preparó una columna de 2 cm x 73 cm utilizando como fase móvil Me<sub>2</sub>CO y tomando fracciones como se indica a continuación:

Fracción	mL
1 - 2	125
3 - 17	5
18	50
19 - 27	125

Tabla 4. Fracciones tomadas en la separación de la muestra Cus8.

La separación fue monitoreada por CCD C-18 utilizando como eluyente la mezcla MeOH/H<sub>2</sub>O (1:1). Se decidió agruparlas de la siguiente manera de acuerdo a observaciones realizadas bajo lámpara UV  $\lambda = 365$  nm:

Segunda separación en Sephadex LH-20		
Subfracción	Fraciones	Número de manchas
1	1	1
2	2	5
3	3 - 17	1
4	18	2
5	19	1

Tabla 5. Segunda separación residuo orgánico II.

De esta separación se identificó un compuesto mayoritario que presentó una tonalidad amarillo brillante, se le denominó Cus8-3. No se obtuvo suficiente cantidad de las subfracciones 1 y 5 por lo que no fue posible continuar con su análisis.

Los dos compuestos aislados de este extracto se sometieron a análisis para identificar la estructura de cada uno de ellos. Las pruebas realizadas se mencionan a continuación:

	RMN <sup>1</sup> H	RMN <sup>13</sup> C
CusP	✓	✓
Cus8-3	✓	✓

Se realizaron separaciones cromatográficas utilizando como soporte C-18 y nuevamente sephadex, cambiando en cada ocasión el eluyente y tamaño de la columna, sin embargo se observó que los compuestos mayoritarios aislados correspondían a los mismos compuestos ya identificados mediante el procedimiento antes descrito. Fue por esta razón que se eligió plasmar las más sencillas que permiten obtener de forma cuantitativa los cromóforos principales de la *Cuscuta tinctoria* M.

### 7.3. Teñido de fibra.

Para este procedimiento, se siguió la técnica que aún es utilizada por los artesanos de Bii Daiüü en Oaxaca.<sup>27</sup> Primeramente se pesaron 16 g de lana y se lavó con jabón neutro y H<sub>2</sub>O debido a que la fibra no tenía ningún otro tratamiento industrial, es decir era virgen. Posteriormente se dejó secar por un día para poderla someter al proceso de mordentado.

Para el mordentado, se calentaron 800 mL de H<sub>2</sub>O a 45 °C y se disolvieron 4.16 g de alumbre en piedra adquirido en la Farmacia Paris®. Una vez que se disolvió completamente el alumbre, se introdujo la lana seca y se comenzó a elevar paulatinamente la temperatura hasta llegar a los 80 °C, la cuál se mantuvo constante por 1 h.

Transcurrido el tiempo, la mezcla se dejó enfriar y se enjuagó la lana con H<sub>2</sub>O. La fibra se dejó secar en un soporte universal.



Imagen 16. Premordentado de fibra de lana con alumbre. Por Tania Soto.

Para teñir la fibra, se pesaron 4 g de extracto en polvo de *Cuscuta tinctoria* M. seca extraídos por el procedimiento descrito en la sección 7.2.1. y se disolvieron en 600 mL de H<sub>2</sub>O a 45 °C. Se adicionó la lana previamente mordentada y se elevó paulatinamente la temperatura hasta alcanzar los 60 °C en un baño de H<sub>2</sub>O. Las condiciones se mantuvieron por 1 h removiendo la lana cada 10 min para asegurar un teñido uniforme.

Finalmente se dejó enfriar la mezcla, se escurrió la fibra teñida por 1 día y una vez seca, se sometió a otro baño de tinción. El procedimiento anterior se repitió por triplicado sin realizar el enjuague de la fibra para que se retuviera la mayor cantidad de colorante en ella.



Imagen 17. Proceso de teñido de lana con *Cuscuta tinctoria* M. Por Tania Soto.

#### 7.4. Degradación controlada de fibra teñida

La lana teñida anteriormente descrita fue sometida a un proceso de degradación controlada en una cámara Atlas UVCON® la cual cuenta con las siguiente lámparas UV:

F40 - UVB
UVB 313nm
UVA 295 - 365nm
UVA 351nm

La cámara trabaja por ciclos de UV y humedad; para este caso se fijó la temperatura a 65 °C y se trabajó con una humedad del 50 %. Los ciclos tuvieron una duración aproximada de 4 h cada uno completando un total de 40 h.



Imagen 18. Cámara de envejecimiento controlado con muestras de fibra teñida. Por Tania Soto.

La lana degradada se dividió en dos partes iguales de 8 g cada una; la primera (fibra degradada I) se sometió a un proceso de extracción para su posterior separación. La parte restante (fibra degradada II) se sometió a otro proceso de degradación utilizando una lámpara Spectroline a  $\lambda = 365 \text{ nm}$  por un total de 176 h, posteriormente se le dio el mismo tratamiento que a la fibra degradada I.



Imagen 19. Comparación de fibra degradada (izquierda) y no degradada (derecha). Por Tania Soto.

### 7.5. Extracción del colorante de fibra degradada I

Para este procedimiento se buscó una técnica con condiciones suaves de extracción, ya que las realizadas comúnmente con HCl<sup>31,32</sup> hidroliza un gran número de moléculas perdiendo así información importante de la naturaleza del cromóforo.

Se eligió la técnica descrita por Marques<sup>33</sup> la cual consistió en hacer una disolución de ácido oxálico 0.2 N (Ox) para realizar posteriormente una mezcla de 400 mL con MeOH/H<sub>2</sub>O/Me<sub>2</sub>CO/Ox en proporciones (3:3:4:0.1). La fibra se sumergió en esta mezcla y se colocó el matraz en un baño de H<sub>2</sub>O para mantener la temperatura a 60 °C. Se mantuvo en agitación constante por 1 h 30 min.

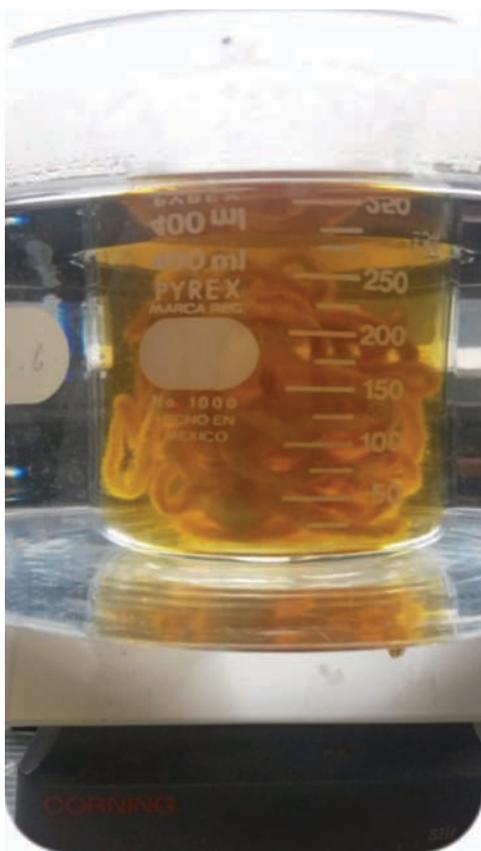


Imagen 20. Extracción de colorante de fibra teñida. Por Tania Soto.

El extracto obtenido fue concentrado para realizar posteriormente particiones en MeOH/H<sub>2</sub>O (4:1) con C<sub>6</sub>H<sub>14</sub> para eliminar grasas. Se eliminó el MeOH y se realizaron particiones en H<sub>2</sub>O con AcOEt para obtener nuevamente un residuo orgánico cuyo peso en seco fue de 250 mg.

#### 7.5.1. Separación del extracto de fibra degradada I.

Una CCD eluida en AcOEt/*i*-prOH/ácido oxálico (4:1:0.4) mostró que los compuestos extraídos de la fibra I son muy similares al residuo orgánico II extraído de la planta sin degradar (sección 7.2.1).

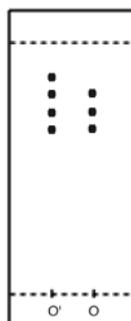


Figura 6. A la izquierda, residuo orgánico degradado I; a la derecha residuo orgánico II.

Por lo anterior, se decidió separar el extracto en columna sephadex de 2.5 cm x 35 cm utilizando como fase móvil MeOH. Se colectaron fracciones de 5 mL cada una hasta obtener un total de 33, las cuales se agruparon de la siguiente manera:

Primera separación en Sephadex LH-20 fibra I ELD		
Subfracción	Fracciones	Número de manchas
0	0	2
1	1 - 3	2
2	4 - 6	1
3	7 - 10	3
4	11 - 14	1
5	15 - 16	2
6	17	3
7	18	2
8	19 - 22	3
9	23 - 24	2
10	25 - 32	1
11	33	1

Tabla 6. Primera separación de residuo orgánico degradado en fibra I.

De la separación anterior se lograron aislar 2 compuestos mayoritarios, el ELD2 y ELD4 a los cuáles se les determinó el pf, ya que presentaron características similares en cuanto a rf y color con respecto a los compuestos aislados directamente de los extractos de la planta tanto fresca como seca.

La subfracción 6 se sometió a una separación en CCDP utilizando como eluyente la mezcla AcOEt/H<sub>2</sub>O/MeOH (3:0.4:0.2).

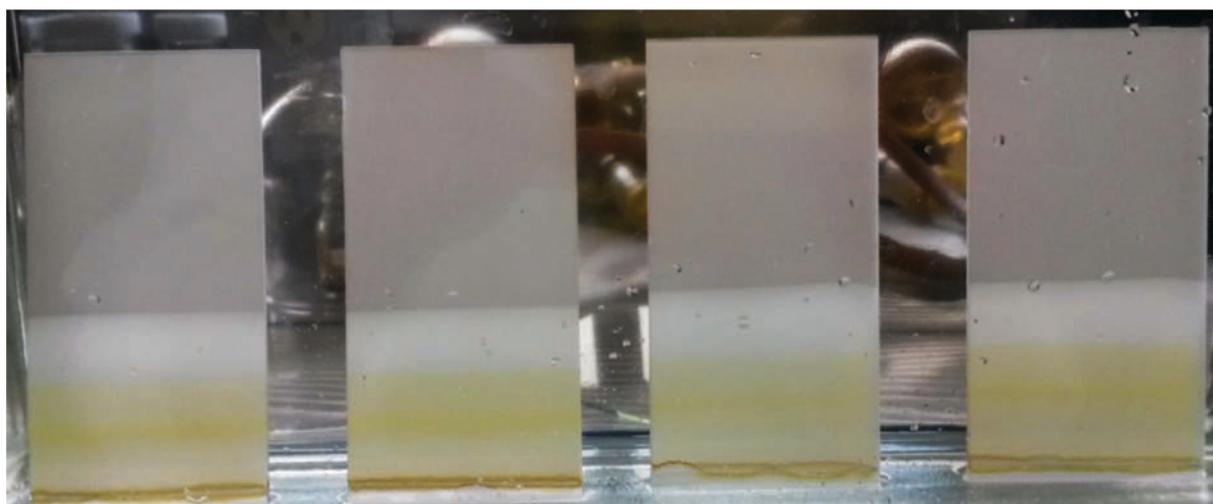


Imagen 21. Separación de subfracción 6 que contenía 3 compuestos. Por Tania Soto.

De la separación descrita anteriormente se logró separar un compuesto mayoritario ELD6-2, el cual fue analizado por RMN <sup>1</sup>H.

La cantidad obtenida de las subfracciones restantes no fue suficiente para continuar con su análisis.

## 7.6. Extracción del colorante de fibra degradada II.

Para la extracción del colorante de esta lana con más tiempo de exposición a UV (176 h), se decidió separar la misma en 3 partes iguales y se realizaron 2 extracciones sucesivas con 250 mL de la mezcla descrita en la sección 7.5 por un tiempo aproximado de 30 min por extracción.

Los extractos se juntaron y se concentraron para redissolver el producto en H<sub>2</sub>O y así poder realizar las particiones con AcOEt. Posteriormente se tomó una placa utilizando como eluyente AcOEt/H<sub>2</sub>O/MeOH (3:0.4:0.2) del residuo orgánico degradado II y el residuo orgánico II sin degradar (sección 7.2.1) para comparar los compuestos presentes en ambos casos.

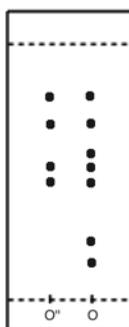


Figura 7. A la izquierda, residuo orgánico degradado II; a la derecha, residuo orgánico II.

### 7.6.1. Separación del extracto de fibra degradada II.

Para este caso, el residuo orgánico degradado II fue separada en soporte de sílica gel desactivada 230-400 mesh en una columna de 1.5 cm x 54 cm utilizando como eluyente AcOEt/MeOH (3:0.2). Se colectaron fracciones de 5 mL cada una hasta tener un total de 18.

El monitoreo de fracciones por CCD reveló la presencia de tres compuestos mayoritarios.

Primera separación en columna por gravedad		
Subfracción	Fracciones	Número de manchas
1	1-2	1
2	3	3
3	4	3
4	5	3
5	6-7	2
6	8-9	1
7	10-11	2
8	12-18	1

Tabla 7. Subfracciones obtenidas de la primera separación de fibra degradada II.

Se continuó con el análisis de las subfracciones 1, 6 y 8, realizando las siguientes técnicas:

	RMN <sup>1</sup> H	RMN <sup>13</sup> C	HSQC	HMBC	Pf
LD1					✓
LD6	✓	✓	✓	✓	
LD8					✓

Como en el caso anterior del residuo orgánico degradado I, los compuestos minoritarios no se lograron identificar debido a la cantidad insuficiente de muestra y la complejidad de las fracciones restantes.

## 7.7. Análisis de complejos con alumbre.

Para corroborar la interacción del colorante con el alumbre y con la fibra de lana, se sintetizaron complejos de quercetina y con el residuo orgánico II para su posterior caracterización.

### 7.7.1. Formación de complejos.

Se disolvieron 0.65 g de alumbre (sulfato de aluminio y potasio) en una mezcla de MeOH/H<sub>2</sub>O 5:1 y posteriormente se le adicionaron poco a poco 1.23 g del residuo orgánico II. La mezcla se mantuvo en agitación constante durante 1 h 30 min en baño de H<sub>2</sub>O a 40 °C. Se trató de mantener el volumen constante añadiendo MeOH a la mezcla.

El siguiente paso fue dejar evaporar el disolvente y filtrar el precipitado formado. Una vez filtrado se lavó con MeOH para obtener finalmente un polvo amarillo CHAI.

Para el caso de la quercetina pura, se siguió el mismo procedimiento descrito anteriormente variando únicamente el agente acomplejante que para este caso fue AlCl<sub>3</sub>. Las cantidades adicionadas fueron 20 mg de Querc y 8 mg de AlCl<sub>3</sub>. Se obtuvo un polvo verdoso al que se le denominó CQAI.

Los resultados obtenidos fueron comparados con una muestra de Querc pura y la caracterización de los complejos se llevó a cabo mediante las siguientes técnicas:

	UV-vis	EM - ESI+
Querc	✓	
CHAI	✓	✓
CQAI	✓	✓

## 7.8. Diagramas de procedimiento.

A continuación a manera de resumen, se presentan diagramas en donde se muestra el procedimiento que se llevó a cabo para el aislamiento de cada uno de los compuestos descritos anteriormente.

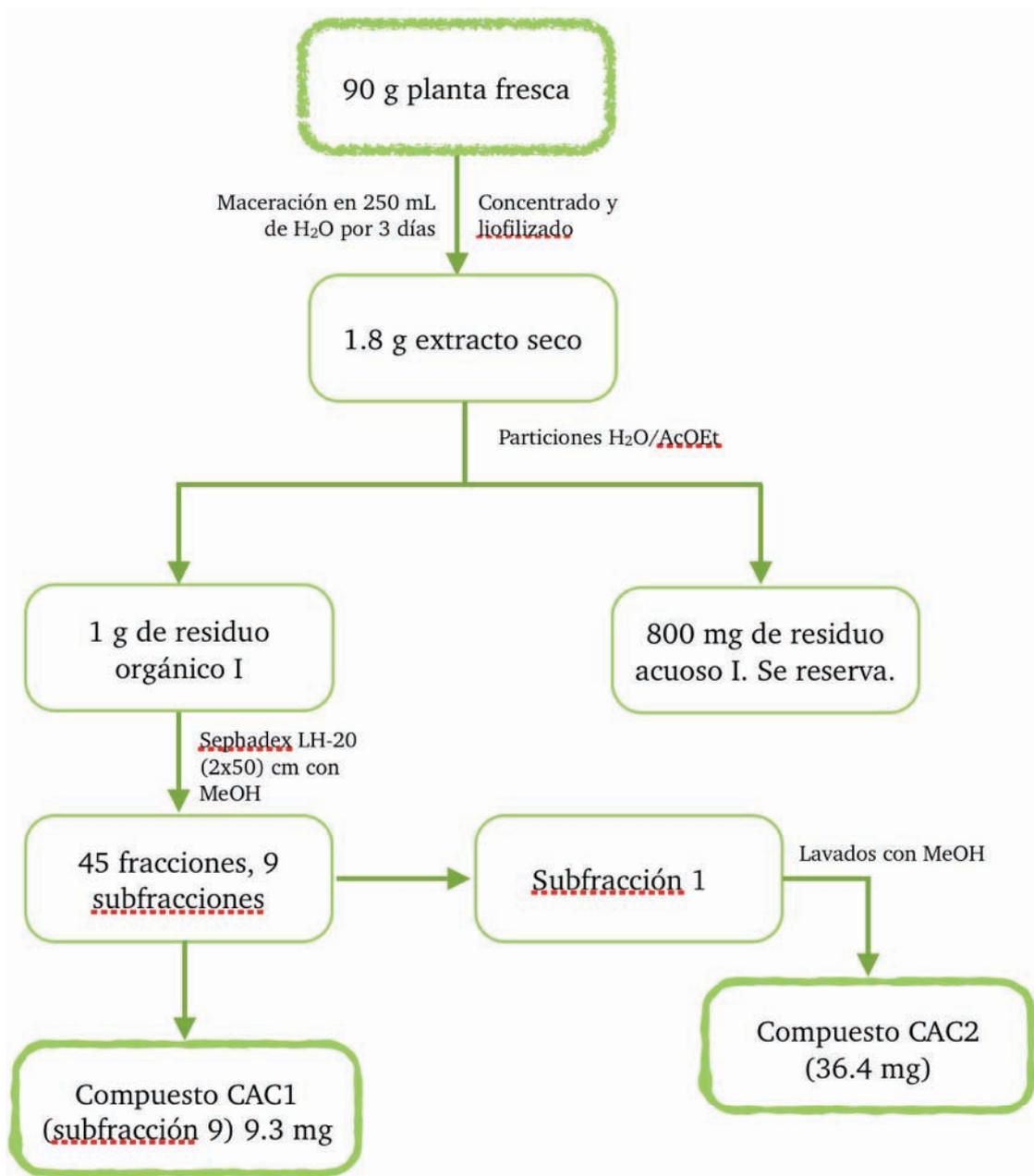


Diagrama 1. Análisis del colorante en planta fresca.

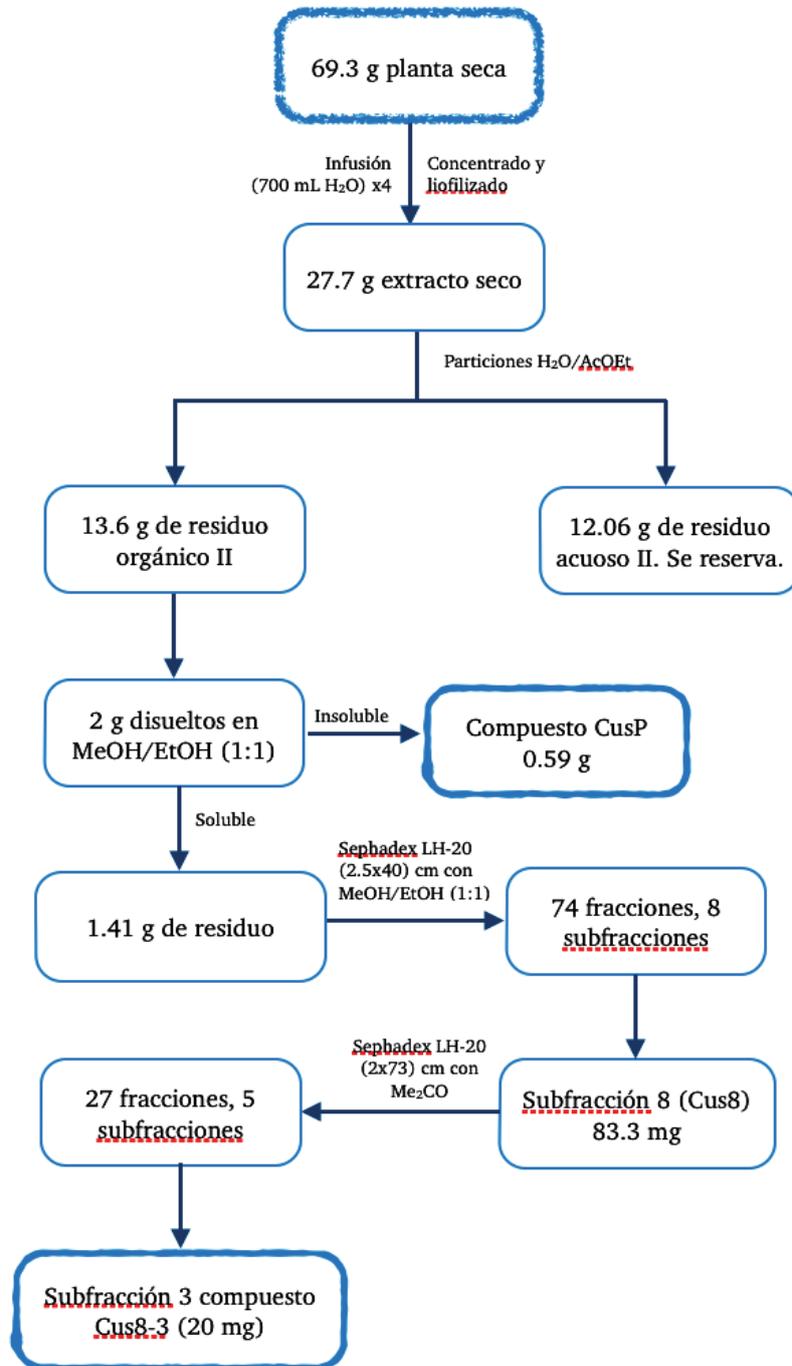


Diagrama 2. Análisis del colorante en planta seca.

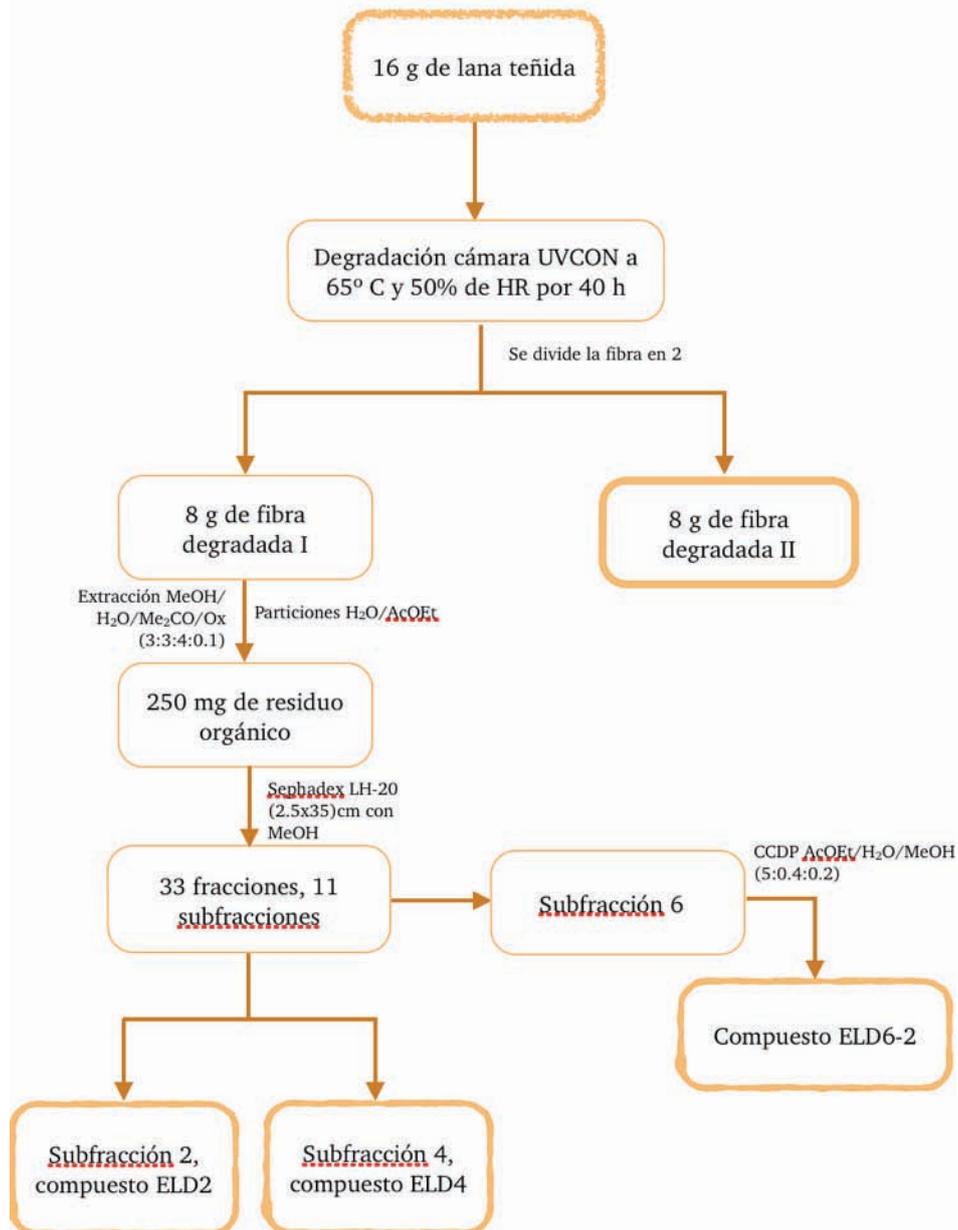


Diagrama 3. Análisis de fibra degradada I.

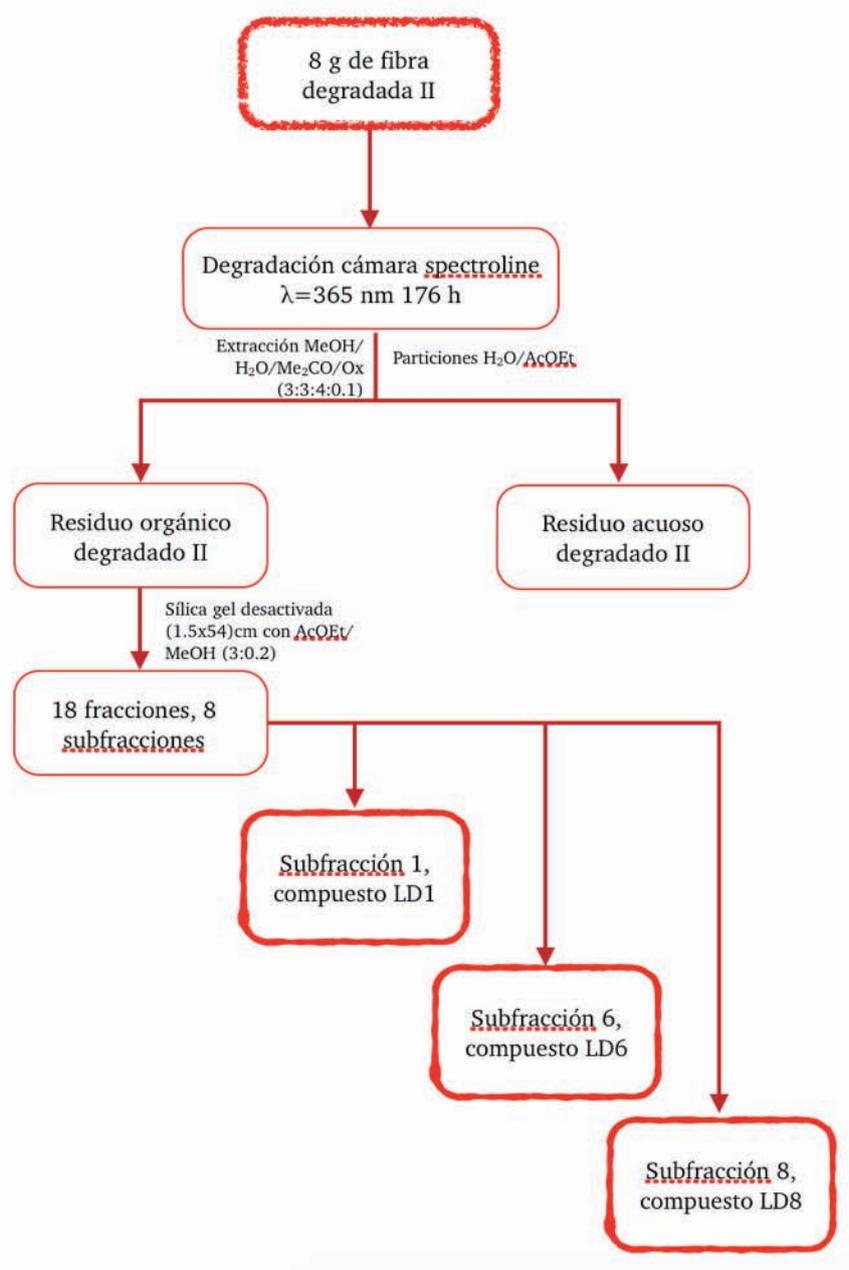


Diagrama 4. Análisis de fibra degradada II

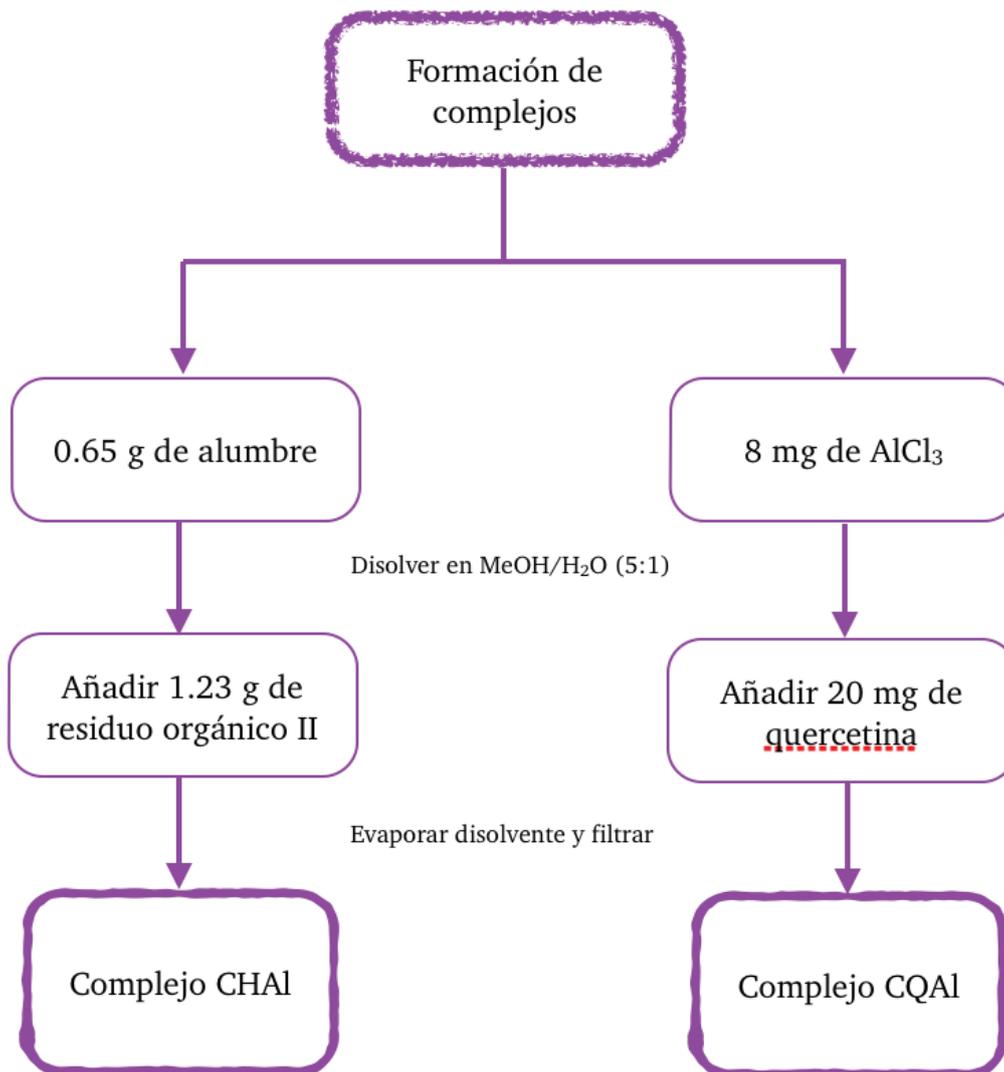


Diagrama 5. Procedimiento para la formación de complejos de Al.

## 8.1 Compuestos aislados de planta fresca.

### 8.1.1. Compuesto CAC1.

Los resultados obtenidos en la RMN  $^1\text{H}$  para este compuesto revelan la presencia de señales características de un núcleo flavonoide (espectro 1 Anexo I). El anillo A se encuentra tetrasustituido, generando un sistema AX ubicado en 6.40 y 6.18 ppm con  $J_{meta}$  de 2.0 Hz que corresponde a H-6 y H-8 respectivamente.

Los patrones de acoplamiento de los protones pertenecientes al anillo B constituidos por una sistema ABX sugieren un anillo trisustituido. La parte AB del sistema se encuentra integrado por H-2' y H-6', el primero como una señal d centrada 7.67 ppm con  $J_{meta}$  de 2.2 Hz con H-6' y el segundo como un dd en 7.54 ppm con  $J_{orto}$  con H-5' y  $J_{meta}$  con H-2' de 8.5 y 2.2 Hz respectivamente. La parte X del sistema corresponde a H-5', el cual se observa como un d centrado en 6.88 ppm con  $J_{orto}$  de 8.5 Hz con H-6'.

Por otro lado, la señal simple desplazada a campo bajo (12.48 ppm) es característica de un grupo hidroxilo ubicado en la posición 5 del anillo A, cuya posición es debida al enlace de hidrógeno de este grupo con el carbonilo ubicado en la posición 4 del núcleo flavonoide. Todo lo anterior lleva a la conclusión de que la estructura corresponde al flavonol denominado quercetina, el cual ha sido descrito previamente como constituyente de algunas especies del género *Cuscuta* y su presencia en esta especie estudiada es congruente con la identificación de flavonoides en la misma.<sup>34</sup> El análisis por EM-FAB<sup>+</sup> muestra el ión molecular del compuesto aislado en  $m/z$  303 que corresponde de igual manera con el de la quercetina  $[\text{M}^+ + 1]$  (espectro 3 Anexo I).

A continuación se presentan los resultados obtenidos en la RMN  $^{13}\text{C}$  (espectro 2 Anexo I) así como las asignaciones de los carbonos correspondientes a esta molécula, los cuales fueron comparados con datos reportados en la literatura.<sup>35</sup> RMN  $^{13}\text{C}$  (75 MHz, DMSO- $d_6$ )  $\delta$  175.8 (C-4), 163.9 (C-7), 160.7 (C-5), 156.1 (C-9), 147.7 (C-4'), 146.8 (C-2), 145.0 (C-3'), 135.7 (C-3), 121.9 (C-1'), 119.9 (C-6'), 115.6 (C-5'), 115.0 (C-2'), 103.0 (C-10), 98.2 (C-6), 93.3 (C-8).

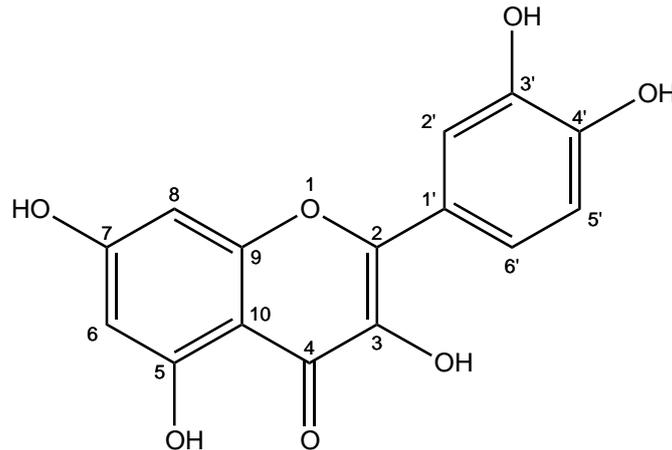


Figura 8. Quercetina (CAC1) aislada del extracto en planta fresca.

### 8.1.2. Compuesto CAC2.

La RMN  $^1\text{H}$  de este compuesto (espectro 4, Anexo I) muestra señales muy similares a las observadas para la quercetina en la región aromática, sin embargo, se observa una señal d en 5.37 ppm con una  $J$  de 7.7 Hz la cual es atribuible a un protón anomérico; aunado a esto, se cuenta con señales correspondientes grupos hidroxilo entre 4.42 y 5.11 ppm que dan pauta a la presencia de una unidad de azúcar en la estructura. En el espectro de RMN  $^{13}\text{C}$  (espectro 5, Anexo I) se observa la señal correspondiente al carbono anomérico en 101.8 ppm así como las correspondientes a los carbonos unidos a grupos hidroxilo del azúcar entre 60.1 y 75.8 ppm, lo que corrobora la presencia de la unidad glicosídica.

El análisis de la  $J$  del protón anomérico, así como del protón 4'' correspondiente a la unidad glicosídica, llevó a la conclusión de que el compuesto aislado corresponde al hiperósido, el cuál consta de la quercetina glicosilada en la posición 3 con una unidad de

galactosa. La estructura propuesta se confirmó por comparación con los datos ya reportados para el hiperósido.<sup>36</sup> Las asignaciones inequívocas de los protones con sus respectivos carbonos se realizaron utilizando la correlación heteronuclear HSQC (espectro 6 Anexo I), a pesar de que la señal presente en 3.33 ppm correspondiente al H<sub>2</sub>O cubrió los desplazamientos de los protones H-3'', H-5'' y 1H-6'' que pertenecen a la unidad de galactosa.

A continuación se presentan los datos obtenidos para este compuesto: RMN <sup>1</sup>H (400 MHz, DMSO-*d*<sub>6</sub>) δ 12.63 (1H, s, OH-5), 10.85 (1H, s, OH), 9.72 (1H, s, OH), 9.14 (1H, s, OH), 7.67 (1H, dd, *J* = 8.5, 2.3 Hz, H-6'), 7.53 (1H, d, *J* = 2.2 Hz, H-2'), 6.81 (1H, d, *J* = 8.5 Hz, H-5), 6.40 (1H, d, *J* = 2.1 Hz, H-8), 6.20 (1H, d, *J* = 2.1 Hz, H-6), 5.37 (1H, d, *J* = 7.7 Hz, H-1''), 5.11 (1H, d, *J* = 4.6 Hz, OH), 4.83 (1H, d, *J* = 5.4 Hz, OH), 4.42 (1H, q, *J* = 5.5, 4.9 Hz, OH), 3.65 (1H, t, *J* = 3.1 Hz, H-4''), 3.57 (1H, dd, *J* = 8.5, 7.8 Hz, H-2''), 3.46 (1H, dt, *J* = 10.3, 5.0 Hz, H-6''). RMN <sup>13</sup>C (101 MHz, DMSO-*d*<sub>6</sub>) δ 177.5 (C-4), 164.1 (C-7), 161.2 (C-5), 156.3 (C-9), 156.2 (C-2), 148.4 (C-4'), 144.8 (C-3'), 133.5 (C-3), 122.0 (C-6'), 121.1 (C-1'), 115.9 (C-2'), 115.2 (C-5'), 103.9 (C-10), 101.8 (C-1''), 98.6 (C-6), 93.5 (C-8), 75.8 (C-5''), 73.2 (C-3''), 71.2 (C-2''), 67.9 (C-4''), 60.1 (C-6'').

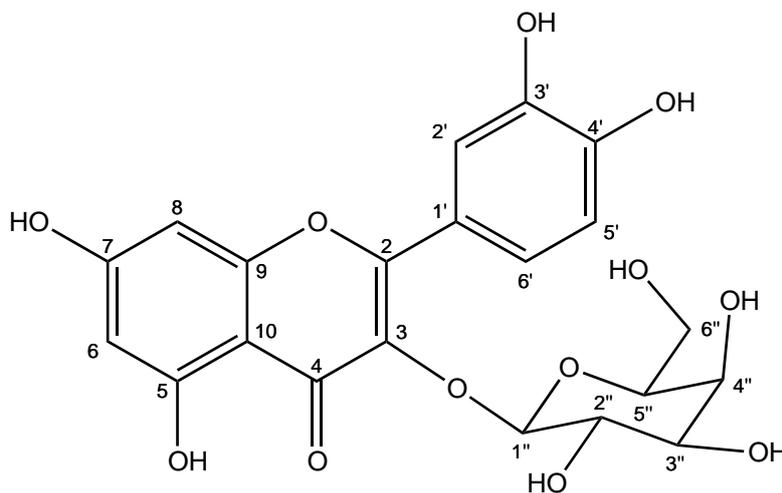


Figura 9. Hiperósido (CAC2) aislado de planta fresca.

Como se observa en el espectro de RMN <sup>1</sup>H del hiperósido, éste se aisló como mezcla con un compuesto minoritario CAC2-1 de estructura muy similar. La diferencia en el desplazamiento de H-1'' así como una señal adicional en 3.84 ppm que integra para 3 protones con respecto al protón anomérico del compuesto minoritario, permiten sugerir

que CAC2-1 corresponde al hiperósido metilado en la posición 3'. Por otro lado, el análisis de masas (espectro 7, Anexo I) además de presentar los picos correspondientes a las principales fragmentaciones del hiperósido, muestra señales adicionales de 15 unidades de diferencia, lo cual apoya la estructura propuesta. Se corroboran los desplazamientos obtenidos con los de la literatura.<sup>37</sup>

A continuación se muestran los desplazamientos obtenidos para este compuesto omitiendo las señales correspondientes a la galactosa: RMN <sup>1</sup>H (400 MHz, DMSO-*d*<sub>6</sub>) δ 12.61 (1H, s, OH-5), 8.01 (1H, d, *J* = 2.2 Hz, H-2'), 7.50 (1H, dd, *J* = 8.5, 2.1 Hz, H-6'), 6.89 (1H, d, *J* = 8.4 Hz, H-5'), 6.44 (1H, d, *J* = 2.1 Hz, H-8), 6.20 (1H, d, *J* = 2.1 Hz, H-6), 5.50 (1H, d, *J* = 7.7 Hz, H-1''), 3.84 (3H, s, OMe-3'). Algunas señales como el dd correspondiente al H-6' y el d de H-6 se encuentran traslapadas con las señales obtenidas del compuesto mayoritario CAC2. En el espectro 8 del Anexo I se muestra una expansión del espectro 4 en el cuál se aprecian mejor las señales del compuesto minoritario cuya estructura es la siguiente:

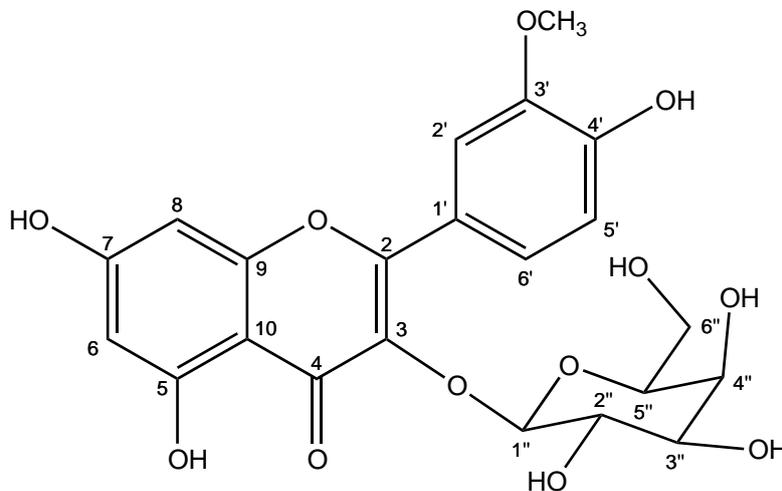


Figura 10. 3-O-β-galactósido de la isorhamnetina (CAC2-1).

## 8.2 Compuestos aislados de planta seca.

### 8.2.1. Compuesto CusP.

Los análisis obtenidos de RMN para este compuesto aislado de la planta seca mostraron nuevamente la presencia del hiperósido y del galactósido de la isorhamnetina, cuyo aspecto se presenta a continuación. Los datos obtenidos en este análisis se omiten por ser exactamente los mismos descritos en la sección 8.1.2.



Imagen 22. Hiperósido y galactósido de la isorhamnetina. Por Tania Soto.

### 8.2.2. Compuesto Cus 8-3.

Nuevamente los resultados obtenidos en RMN mostraron la presencia de quercetina en el extracto de planta seca. De forma similar se omiten los datos obtenidos en el análisis por ser iguales que los descritos en la sección 8.1.1. A continuación se muestra el aspecto del compuesto.

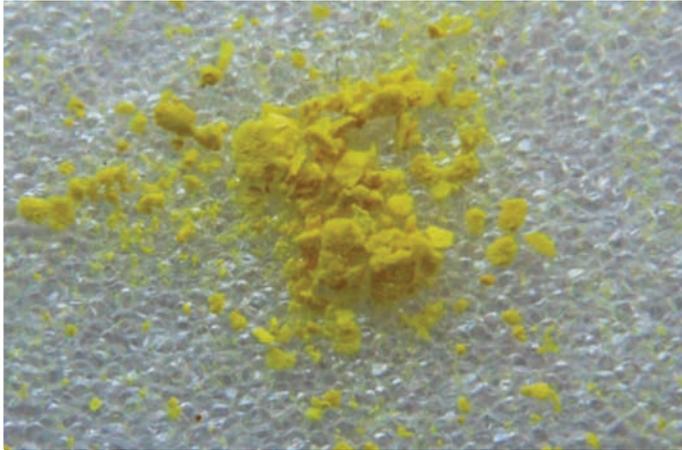


Imagen 23. Quercetina.  
Por Tania Soto.

A pesar de que los compuestos aislados en la planta fresca y seca son los mismos, en el caso de la segunda se obtuvo en mayor proporción el hiperósido. Esto se debe precisamente al proceso de secado de la planta el cuál tiene como función minimizar reacciones enzimáticas como lo es la hidrólisis de azúcares.<sup>16</sup>

### 8.3. Compuestos aislados de fibra degradada I.

#### 8.3.1. Compuestos ELD2 y ELD4.

Debido a que los compuestos ELD2 y ELD4 presentaban un mismo *r<sub>f</sub>* en diferentes mezclas de disolventes en comparación con la quercetina y el hiperósido respectivamente, se decidió tomar el punto de fusión de cada uno para compararlos y determinar si efectivamente se trata nuevamente de estas dos moléculas. Los resultados se resumen a continuación:

	Quercetina	Hiperósido	ELD2	ELD4
Pf (°C)	297-298	215-216	295-296	216-217

Lo anterior corrobora el aislamiento de estas moléculas después de un proceso de degradación de 40 h.

## 8.3.2. Compuesto ELD6-2.

Los resultados obtenidos en RMN  $^1\text{H}$  de este compuesto revelaron la presencia de otro derivado glicosídico de la quercetina, sin embargo los protones correspondientes a la unidad de azúcar se encuentran cubiertos por una señal obtenida en 3.33 ppm derivada del  $\text{H}_2\text{O}$ , dificultando así la identificación de la molécula. Cabe destacar que este compuesto fue monitoreado por CCD en los extractos de la planta tanto fresca como seca para comprobar que originalmente se encontraba en ellos y no provenía de un producto de degradación.

## 8.4. Compuestos aislados de fibra degradada II.

## 8.4.1. Compuestos LD1 y LD8.

A pesar de que el tiempo de degradación de esta fibra fue mayor, aún se lograron identificar mayoritariamente la quercetina y el hiperósido. Los puntos de fusión obtenidos para los compuestos LD1 y LD8 se muestran a continuación:

	Quercetina	Hiperósido	LD1	LD8
Pf (°C)	297-298	215-216	296-297	215-216

## 8.4.2. Compuesto LD6.

Los resultados de la RMN de esta muestra (espectros 9 y 10 del Anexo I) revelaron que el compuesto no se encontraba 100 % puro, sin embargo se logró identificar el producto mayoritario el cual presentó una sustitución similar a la de la quercetina en la región aromática. Por otro lado, la evidencia de la presencia de una unidad glicosídica muestra que ésta es diferente a la observada en el caso del hiperósido y del galactósido de la isorhamnetina.

La señal en 5.28 ppm con  $J$  de 5.2 Hz indica una orientación  $\alpha$  del protón anomérico de esta unidad glicosídica, la cual pertenece al grupo de las pentosas. Las  $J$  de los protones correspondientes al azúcar revelan que se trata de una arabinosa, y que además ésta se encuentra como piranosa. Con la información obtenida de los experimentos HSQC (espectro 11, Anexo I), HMBC (espectro 12, Anexo I) y con ayuda de datos reportados en la literatura,<sup>38</sup> se concluyó que la molécula aislada se trataba la 3-O- $\alpha$ -arabinopiranososa de la quercetina.

Los resultados obtenidos de la RMN se presentan a continuación: RMN  $^1\text{H}$ (300 MHz, DMSO- $d_6$ )  $\delta$  12.64 (1H, s, OH-5), 10.86 (1H, s, OH), 9.73 (1H, s, OH), 9.20 (1H, s, OH), 7.65 (1H, dd,  $J = 8.5, 2.2$  Hz, H-6'), 7.51 (1H, d,  $J = 2.2$  Hz, H-2'), 6.84 (1H, d,  $J = 8.5$  Hz, H-5'), 6.41 (1H, d,  $J = 2.0$  Hz, H-8), 6.20 (1H, d,  $J = 2.1$  Hz, H-6), 5.28 (1H, d,  $J = 5.2$  Hz, H-1''), 5.21 (1H, d,  $J = 4.7$  Hz, OH), 4.66 (1H, d,  $J = 4.6$  Hz, OH), 4.55 (1H, d,  $J = 4.2$  Hz, OH), 3.79 (1H, dd,  $J = 5.7, 3.9$  Hz, H-2''), 3.69 – 3.63 (1H, m, H-4''), 3.60 (1H, dd,  $J = 11.2, 5.4$  Hz, H5''b), 3.51 (1H, dd,  $J = 5.7, 3.5$  Hz, H-3''), 3.22 (1H, dd,  $J = 11.2, 2.3$  Hz, H-5''a). RMN  $^{13}\text{C}$  (75 MHz, DMSO- $d_6$ )  $\delta$  177.5 (C-4), 164.2 (C-7), 161.3 (C-5), 156.3 (C-2, C-9), 148.6 (C-3'), 145.0 (C-4'), 133.8 (C-3), 122.1 (C-6'), 120.9 (C-1'), 115.8 (C-2'), 115.4 (C-5'), 104.0 (C-10), 101.4 (C-1''), 98.7 (C-6), 93.6 (C-8), 71.7 (C-3''), 70.8 (C-2''), 66.1 (C-4''), 64.3 (C-5'').

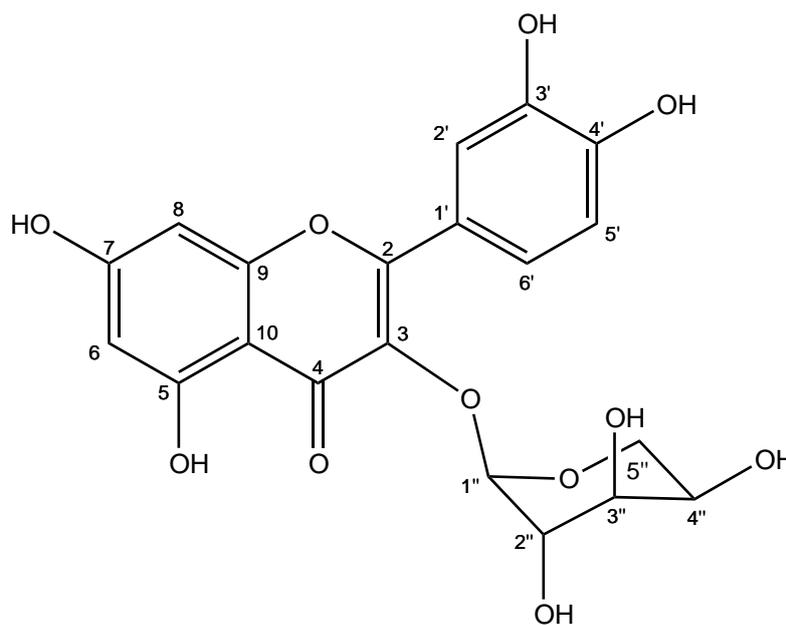


Figura 11. Guajaverina (LD6) aislado de fibra degradada II.

Al comparar los datos obtenidos de este compuesto con la RMN  $^1\text{H}$  del compuesto aislado de la fibra degradada I (ELD6-2), se determinó que este último también correspondía a la guajaverina. Este compuesto ya fue previamente aislado en un estudio a este tipo de *Cuscuta*.<sup>14</sup> A continuación se presenta su aspecto físico.

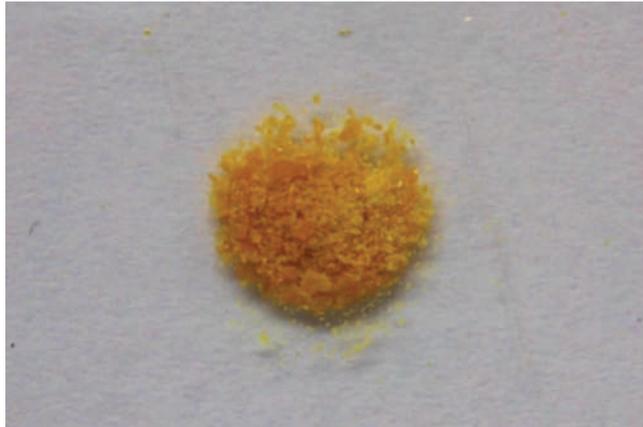


Imagen 24. Guajaverina aislada de la fibra degradada I. Por Tania Soto.

## 8.5. Complejos con aluminio.

### 8.5.1. Residuo orgánico II + alumbre.

El complejo sintetizado empleando como fuente de aluminio el alumbre ( $\text{KAl}(\text{SO}_4)_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$ ) resultó ser fotosensible, cambiando su coloración amarilla a verdosa al exponerse con luz natural.



Imagen 25. Complejo con alumbre CHAL. Por Tania Soto.

El análisis de UV-Vis cualitativo en disolución de MeOH mostró las siguientes señales principalmente:

CHAI		Quercetina	
$\lambda$ (nm)	Absorbancia	$\lambda$ (nm)	Absorbancia
421.0	0.203	375.5	0.746
270.0	0.276	256.0	0.836

Tabla 8. Comparación de señales UV-Vis del complejo con aluminio y de la quercetina pura.

De los resultados anteriores se observa un cambio notable en las bandas obtenidas del complejo en comparación con la quercetina. Estudios previos han mostrado que la formación de complejos AlQuerc presentan un desplazamiento en la banda de  $\sim 370$  nm a  $\sim 420$  nm. De hecho, los cambios en los espectros encontrados en presencia y ausencia de  $\text{Al}^{3+}$  son atribuidos a la formación de complejos de Al(III)-quercetina.<sup>39</sup>

La banda observada en 375.5 nm se encuentra asociada al anillo B de la quercetina, es por esta razón que en el complejo, esta señal sufre un desplazamiento batocrómico ya que este anillo deja de conjugarse con el carbonilo localizado en posición 4 y el doble enlace entre C2 y C3. La conjugación deja de llevarse a cabo ya que las posiciones de coordinación de la quercetina más probables comprometen a C4 como se muestra a continuación.

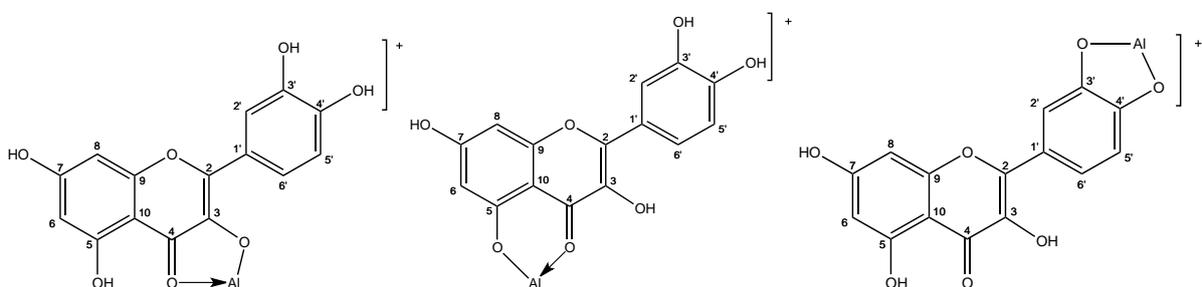


Figura 12. Modelos de los posibles sitios de unión del Al(III) con quercetina.<sup>39</sup>

Las bandas obtenidos tanto para el complejo como para la quercetina ~ 255 - 270 nm pueden estar atribuidos al anillo A de ambas estructuras. Los espectros completos se encuentran en el Anexo I, Querc (espectro 13) y CHAl (espectro 14).

El análisis de EM-ESI<sup>+</sup> confirmó la formación del tipo de complejos anteriormente descritos, ya que se obtuvieron principalmente las siguientes señales (espectro 15, Anexo I).

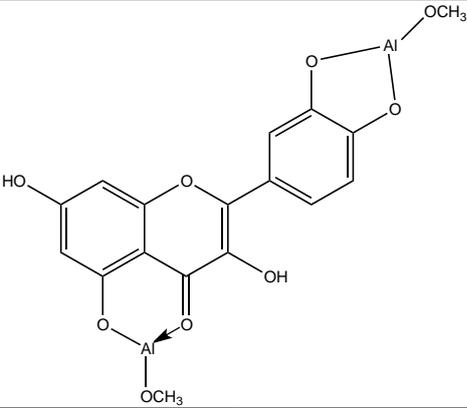
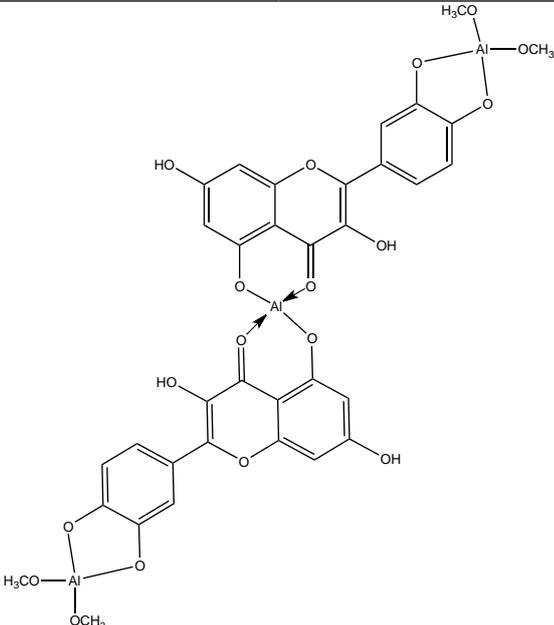
Fragmento	<i>m/z</i>
	414 - H
	803

Tabla 9. Resultados EM-ESI<sup>+</sup> obtenidos para el complejo CHAl.

De los resultados obtenidos se puede concluir que el aluminio se coordina preferentemente a la quercetina y no a los glicósidos ya que la técnica empleada en el caso de esta síntesis, se ocupó el extracto total (residuo orgánico II) y no se observó ninguna

evidencia que indicara la formación de otro tipo de complejos que no fuesen con la aglicona.

En la siguiente placa eluida con AcOEt/H<sub>2</sub>O/MeOH (3:0.4:0.2) se comparó el complejo obtenido CHAl (P2) y los productos obtenidos de los lavados del mismo con MeOH (P1, P3, P4) con el residuo orgánico II (M).

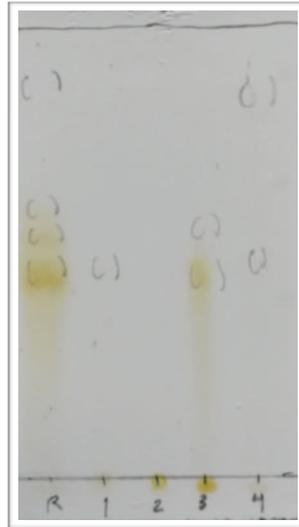


Imagen 26. Placa comparativa de M, P1, P2, P3 y P4. Por Tania Soto.

En la placa anterior se puede apreciar que el complejo al contener Al se queda impregnado en el punto de aplicación, mientras que los glicósidos sí eluyen.

#### 8.5.2. Quercetina + AlCl<sub>3</sub>.

Para el caso del complejo de quercetina sintetizado con AlCl<sub>3</sub> se obtuvieron resultados similares a los del CHAl. A continuación se muestran los resultados para el complejo formado con AlCl<sub>3</sub> (CQAl):

UV - Vis		EM-ESI <sup>+</sup>
λ (nm)	Absorbancia	m/z
429.0	0.445	413.26
271.5	0.537	803.54

Tabla 10. Resultados obtenidos para CQAl.

Los espectros UV-Vis y EM-ESI<sup>+</sup> se encuentran en el Anexo I como espectros 16 y 17 respectivamente.

Debido a que los resultados obtenidos para CQAl y CHAl son iguales, se puede concluir que el aluminio se une preferentemente a la quercetina y no a los glicósidos. Esto podría ser debido al impedimento estérico que la unidad de azúcar le confiere a la molécula. No se descarta la formación de complejos con ellos, sin embargo la proporción con respecto a los complejos formados con la quercetina sería menor.

# 9 *Proceso De Degradación De Fibras Textiles Teñidas Con Zacatlaxcalli*

## 9.1. Interacción del complejo QuercAl con fibra de lana.

De los resultados anteriormente presentados se observa que la formación de complejos entre el colorante y el aluminio presente en el alumbre se lleva a cabo preferentemente en la aglicona quercetina. Conociendo los sitios de unión del aluminio a la molécula se puede deducir ahora la interacción de este complejo con la queratina presente en la fibra de lana.

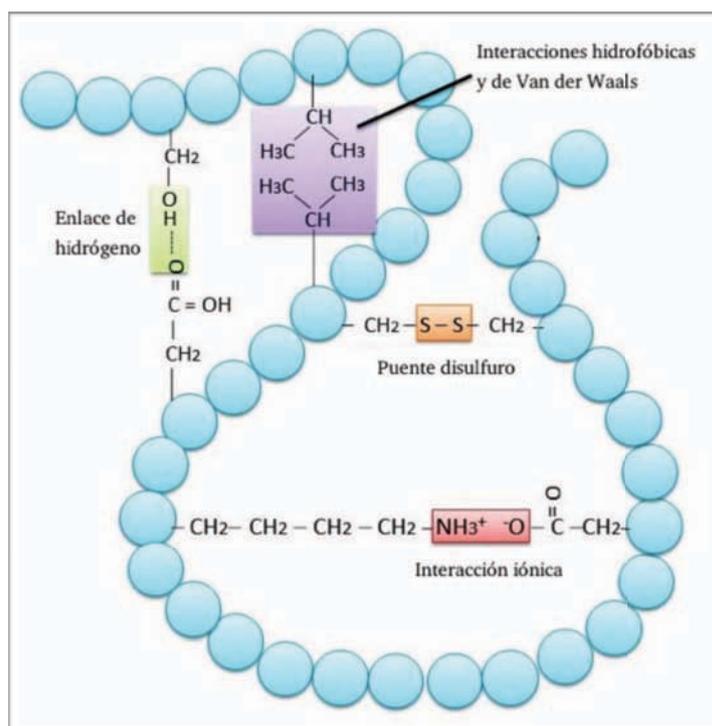


Figura 13. Estructura terciaria de la queratina. Recuperada de [http://namrataheda.blogspot.mx/2013\\_03\\_01\\_archive.html](http://namrataheda.blogspot.mx/2013_03_01_archive.html)

Como se aprecia en la figura anterior, existen heteroátomos presentes en la queratina que pueden enlazarse con el aluminio coordinado a la quercetina en la posición en donde se encuentran los metoxilos (ver tabla 10). Por otro lado, si existiesen

moléculas de flavonoide (glicósido) libres unidas directamente a la fibra, éstas se unirían mediante interacciones electrostáticas entre los grupos hidroxilo del flavonoide (tomando en cuenta la unidad de azúcar) y los protones presentes en la queratina y viceversa.

## 9.2. Estabilidad y degradación del colorante.

El enlace formado entre el complejo y la queratina es más fuerte en comparación con las interacciones electrostáticas, es por esta razón que es necesario realizar un proceso de mordentado a la fibra que se desee teñir, para que se logre retener la mayor cantidad de colorante en la fibra. Sin embargo, estudios realizados a complejos de QuercAl en disolución de MeOH<sup>40</sup> revelan que éstos son fácilmente degradados al ser expuestos a luz UV. Asimismo se observó en este mismo estudio que el orden de degradación de algunos flavonoides por acción UV es el siguiente:

Quercetina > kaempferol > 4'-O-glicósido de la quercetina > galangina > 3-O-galactósido de la quercetina.<sup>40</sup>

La aparente inestabilidad de la quercetina es resultado de la fotoreactividad que le confiere el grupo hidroxilo en la posición 3. Si no se cuenta con este grupo, o bien la posición se encuentra ocupada por una unidad de azúcar como es en el caso del hiperósido y de la guaijaverina, la molécula posee una alta fotoestabilidad 1 o 2 órdenes mayor en comparación con la quercetina.<sup>40</sup>

Lo anterior puede estar atribuido a que el oxígeno del grupo hidroxilo puede encontrarse como singulete al ser irradiado con UV. Esta forma del oxígeno es altamente reactiva y al encontrarse vecino a una alta densidad densidad electrónica entre el C2 y C3, se desencadenan reacciones fotolíticas que terminan por degradar a las moléculas del colorante.

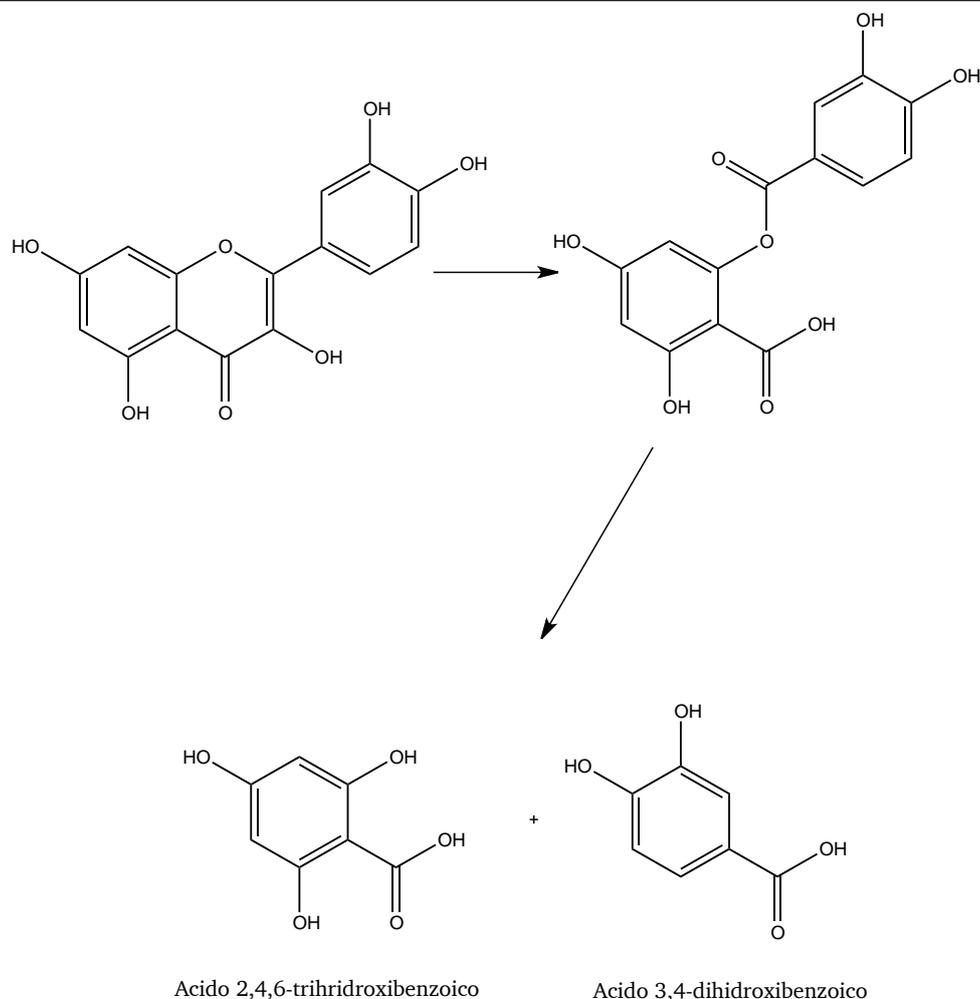


Figura 14. Productos de degradación de la quercetina.<sup>14</sup>

De acuerdo con estas observaciones, se justifica que se hayan logrado aislar los glicósidos de la quercetina después del proceso de degradación a los que fueron sometidos. La cantidad de ácidos derivados de la quercetina como productos de degradación puede que haya sido muy pequeña para poder aislarlos y caracterizarlos mediante los métodos descritos en las secciones anteriores sin embargo, tomando en cuenta la abundancia y el tiempo de degradación del colorante en la fibra teñida nos lleva a proponer las siguientes moléculas para la identificación del colorante derivado de la *Cuscuta tinctoria* Martius (zacatlaxcalli):

#### Quercetina

3-O-β-galactopiranososa de la quercetina (hiperósido)

3-O-β-galactopiranososa de la isorhamnetina

3-O-α-arabinopiranososa de la quercetina (guaijaverina)

# *Estudio De Un Caso: Manto 10 De San Miguel Zinacantepec Siglo XVIII*

---

## 10.1. Antecedentes.

Los textiles de plumas hechos con técnicas prehispánicas que impresionaron a los españoles en el siglo XVI, siguen impactando por su belleza y complejidad por lo que se busca la manera de preservarlos.

El arte plumario tuvo su época de oro desde finales del siglo XVI y principios del XVII. En la actualidad, en México se conocen únicamente cinco textiles emplumados pertenecientes a la época colonial, entre ellos el llamado manto de San Miguel Zinacantepec, que forma parte de la colección del Museo Nacional del Virreinato.

Esta pieza es considerada tesoro del arte plumario por estar elaborada con la técnica de hilo emplumado. Mariana Almaraz Reyes, restauradora egresada de la Escuela Nacional de Conservación, Restauración y Museografía, realizó una investigación para preservar esta pieza textil elaborada con un método utilizado desde la época prehispánica y que perduró hasta el virreinato.

La restauradora indagó con técnicas y análisis especializados, la historia del manto, su significado iconográfico, su uso y su función, así como los materiales constitutivos con miras a entender el deterioro que tenía y proponer una restauración fundamentada que no dañara y respetara los valores que tiene el textil.



Imagen 27. Foto del manto emplumado de San Miguel Zinacantepec. Por Mariana Almaraz.

El manto fue utilizado a manera de tapiz; lo mandó hacer un cacique de la región, en el siglo XVIII, para que a manera de un colgante, mostrara su linaje y el reconocimiento de la Corona española. En el centro tiene un águila bicéfala coronada que históricamente ha tenido varias connotaciones, una de ellas podría aludir al emblema real de los Habsburgo; una segunda interpretación dice que es el ave del mito fundacional otomí.<sup>41</sup>

## 10.2. Análisis cualitativo del colorante amarillo.

Se tenía la hipótesis de que el colorante amarillo provenía del zacatlaxcalli, pues así lo había mencionado Irmgard Johnson, pionera de estudios textiles indígenas; sin embargo existe un gran número de colorantes utilizados para conseguir tonos amarillos y su identificación es complicada por el gran parecido que presentan sus moléculas. Por esta razón fue necesario comparar el fragmento de plumón amarillo con muestras patrón de lana teñidas con varios colorantes amarillos como el zacatlaxcalli (*Cuscuta tinctoria* M.), xochipalli (*Cosmos sulphureus*), cempoalxóchitl (*Tagetes erecta*), pericón (*Tagetes lucida*) y cúrcuma (*Curcuma longa*), debido a que estos colorantes son los que se usan comúnmente en el teñido textil en México.

Para la identificación de la naturaleza del colorante, la restauradora acudió al laboratorio 2-9 del Instituto de Química portando la muestra procedente del manto, la cuál correspondía a una hebra de plumón amarillo de aproximadamente 2 cm de longitud. Se creyó conveniente comparar el extracto obtenido de la fibra con las moléculas encontradas en este trabajo, además de los extractos de las fibras teñidas con los colorantes anteriormente descritos.

La cantidad de muestra disponible para realizar esta identificación (aproximadamente 1 mg) fue suficiente para realizar una placa comparativa en fase reversa como primer análisis.

### 10.2.1. Extracción del colorante.

Tanto las fibras patrones como la proveniente del manto se colocaron en maceración por un periodo de 15 días en una mezcla de Me<sub>2</sub>CO/MeOH (1:1) a temperatura ambiente. Posteriormente, los extractos fueron concentrados en un rotavapor BÜCHI R-210/ bomba de vacío V-700.

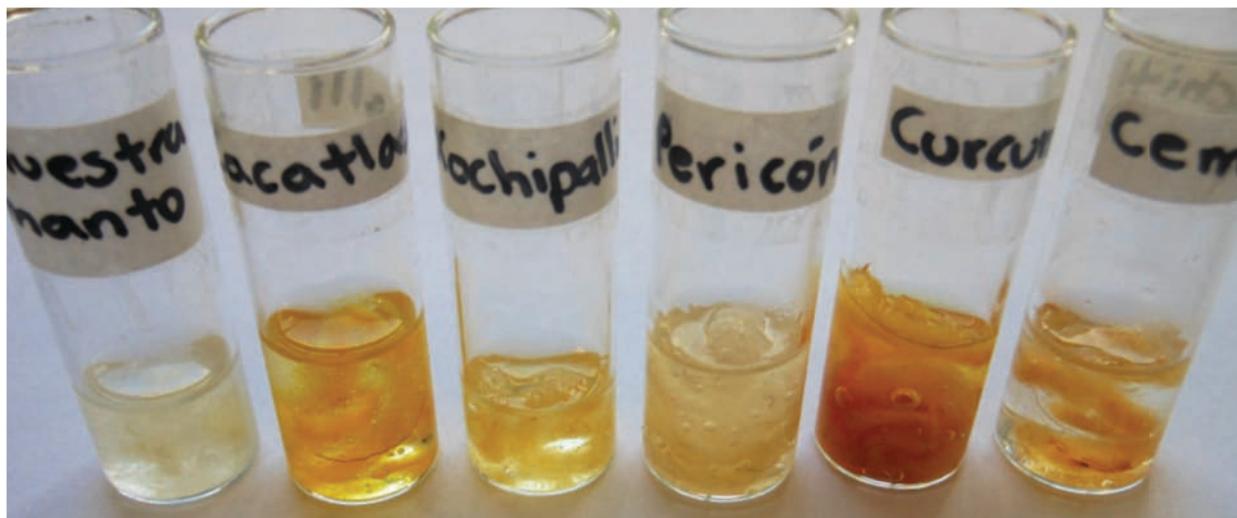


Imagen 28. Maceración de fibras teñidas con diferentes colorantes. De izquierda a derecha: muestra del manto, zacatlaxcalli, xochipalli, pericón, cúrcuma, cempoalxóchitl. Por Tania Soto.

#### 10.2.2. Identificación del color amarillo.

Se colocó una pequeña muestra de los extractos anteriores en una placa Macherey - Nagel RP-18W/UV<sub>254</sub> para ser eluida posteriormente en la mezcla MeOH/H<sub>2</sub>O (1:1) en el siguiente orden:

- M: Muestra del plumón amarillo (manto).
- 1: Cempoalxóchitl.
- 2: Cúrcuma.
- 3: Xochipalli.
- 4: Zacatlaxcalli.
- 5: Pericón.
- Q: Quercetina.

Los resultados de la muestra del manto revelaron la presencia de dos compuestos principalmente, uno de los cuales coincide con el rf de la mezcla hiperósido y el galactósido de la isorhamnetina (0.50). No se encuentran evidencias de la presencia de la quercetina o arabinopiranosido de la quercetina en esta muestra.

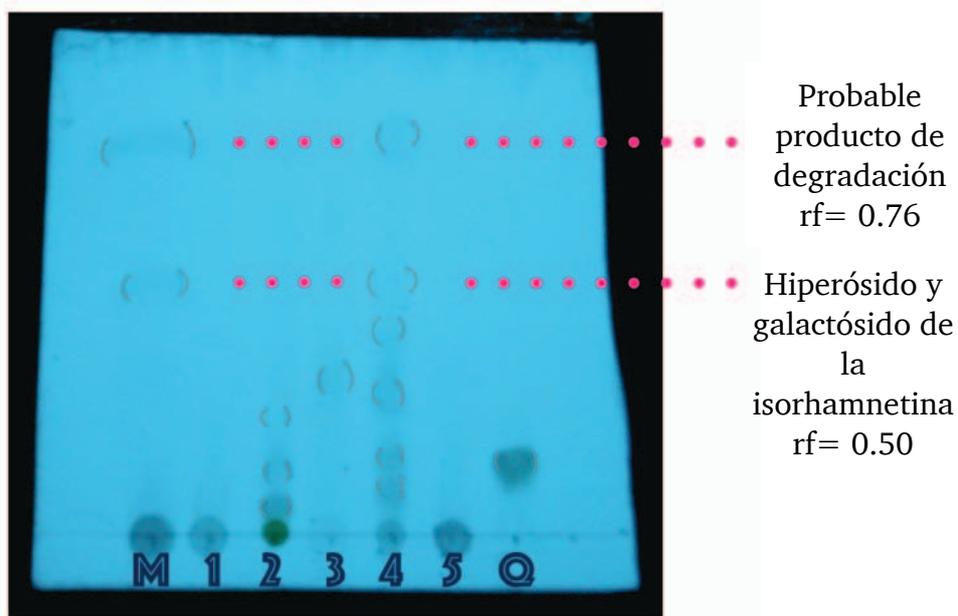


Imagen 29. Placa comparativa observada bajo lámpara spectrolina a  $\lambda = 365\text{nm}$ , en donde se marcan los dos compuestos similares encontrados en la muestra del manto y la muestra de lana teñida con zacatlaxcalli. Por Tania Soto.

Debido a que el patrón de elución de los demás colorantes empleados para esta comparación no presentó similitud con respecto a la muestra tomada del manto de San Miguel Zinacantepec, y al antecedente bibliográfico que se tenía de la región en donde fue manufacturado, se propuso que el color amarillo provenía del zacatlaxcalli. Existe otro compuesto observado tanto en la muestra del manto como en la del zacatlaxcalli que presenta un rf de 0.76 que no fue identificado en este estudio y que posiblemente se trate de un producto de degradación.

Es importante recalcar que para estudios a mayor profundidad sobre objetos culturales como este, es necesario aplicar técnicas más sensibles como lo son por ejemplo los sistemas acoplados (CLAE-EM). Conociendo los cromóforos principales de los colorantes, se podrá rastrear el mismo en una muestra real mediante su comparación con los patrones propuestos.

## 11 Conclusiones

---

En el presente trabajo se desarrolló un procedimiento satisfactorio para la separación del colorante derivado de *Cuscuta tinctoria* Martius, mediante el uso de soportes convencionales como lo son la sílica gel y el sephadex LH-20.

Se determinó que tanto el proceso de secado como el método de extracción no influyen drásticamente en la composición química del colorante extraído.

Se lograron aislar 4 cromóforos principalmente, uno de los cuales ya se había reportado en un estudio previamente realizado a un ejemplar de esta misma planta.<sup>14</sup> Las moléculas principales presentes en el zacatlaxcalli son: Quercetina, 3-O- $\beta$ -galactopiranososa de la quercetina, 3-O- $\beta$ -galactopiranososa de la isorhamnetina y la 3-O- $\alpha$ -arabinopiranososa de la quercetina.

Se tiene evidencia de que el hiperósido y el galactósido de la isorhamnetina son fotoresistentes, por lo que se proponen que sean los marcadores principales para la identificación del zacatlaxcalli en objetos culturales.

Mediante el uso de CCD, se logró identificar satisfactoriamente al hiperósido y galactósido de la isorhamnetina en una muestra real proveniente del manto de San Miguel Zinacantepec del siglo XVIII.

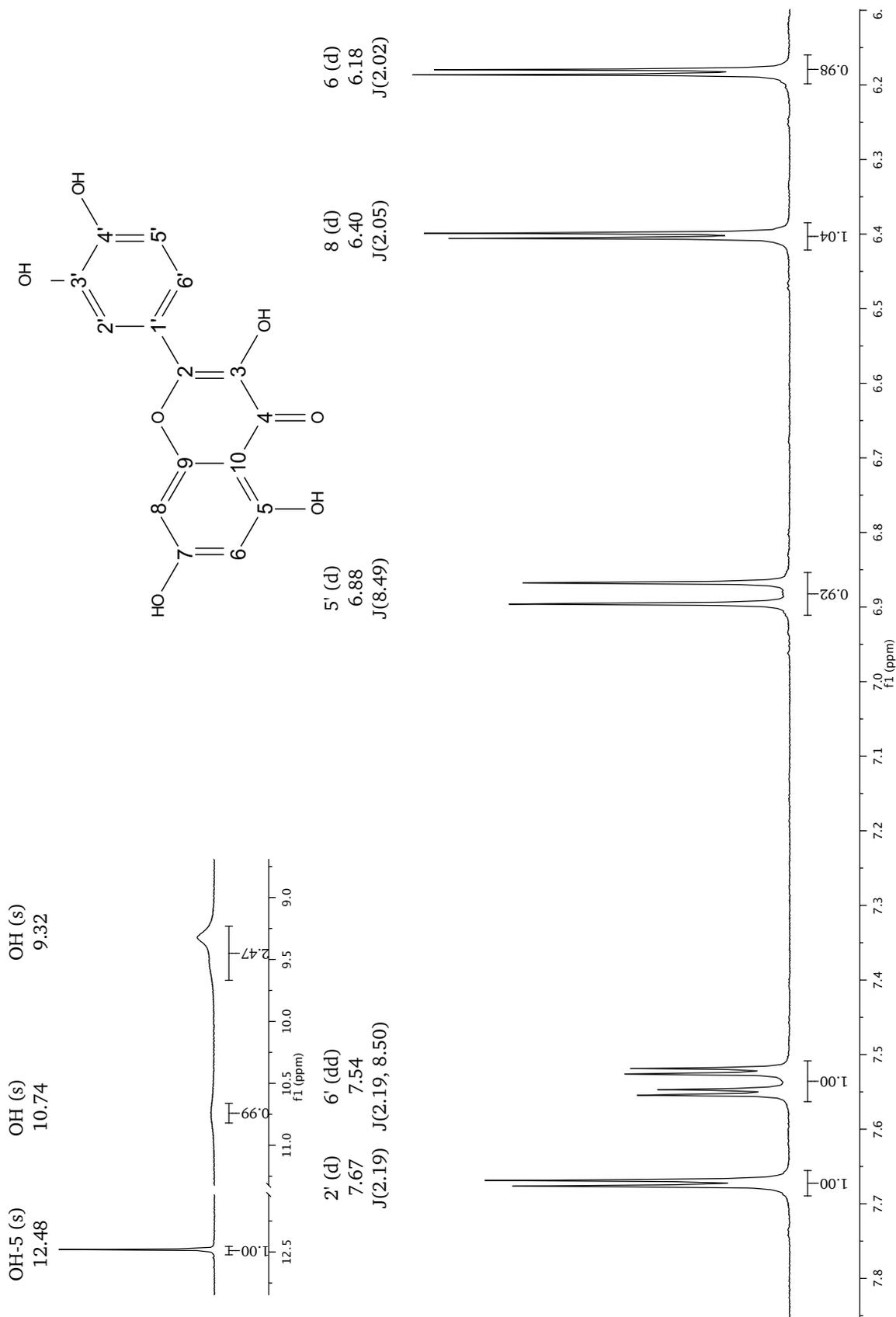
*Perspectiva a futuro:* Se propone realizar estudios de mayor profundidad a los colorantes amarillos restantes (cempoalxóchitl, cúrcuma, xochipalli y pericón) para así continuar con la formación de base de datos necesaria para identificar estos colores que son tan fácilmente degradables en bienes culturales.

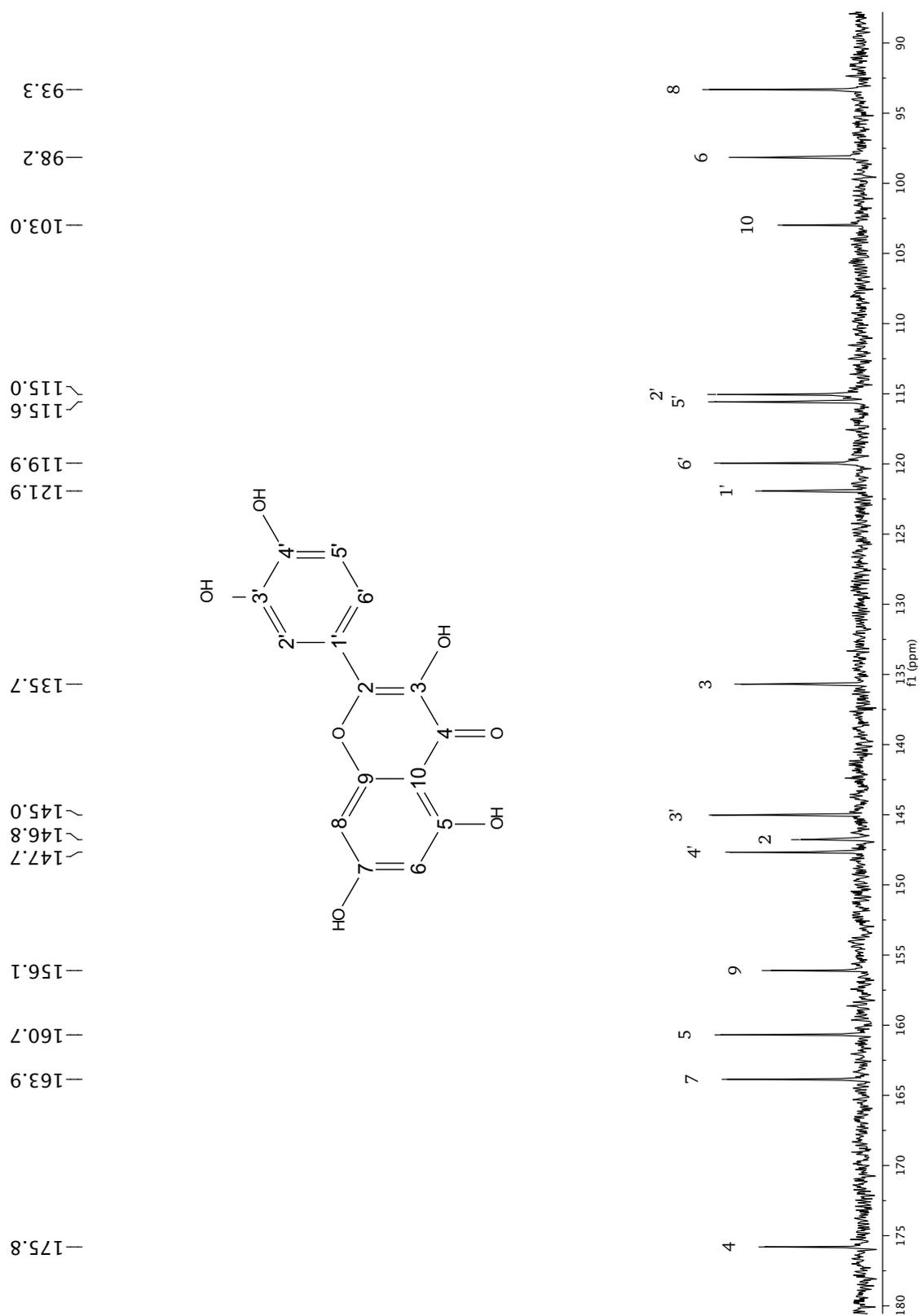
# 12 *Anexo I: Espectros*

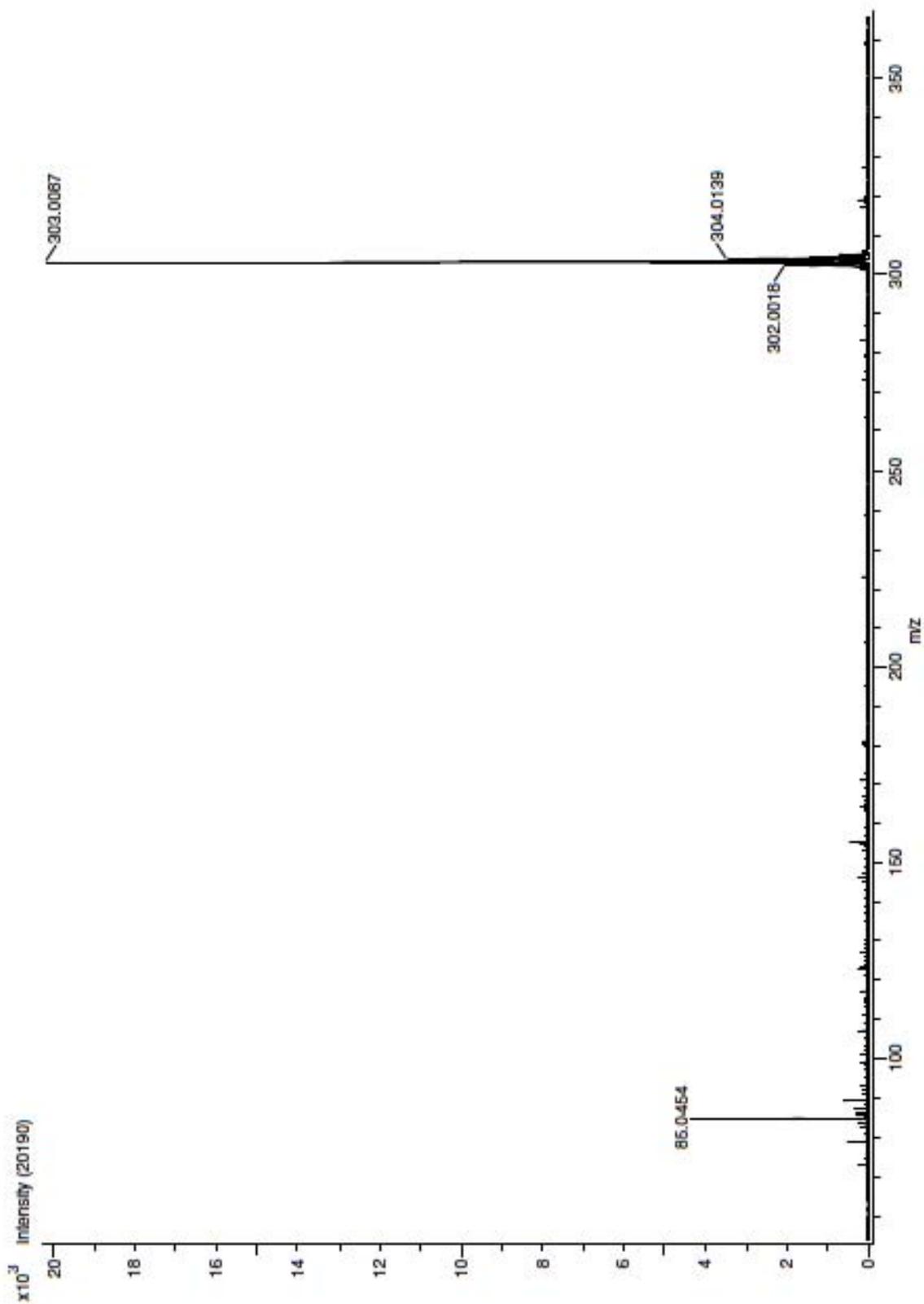
---

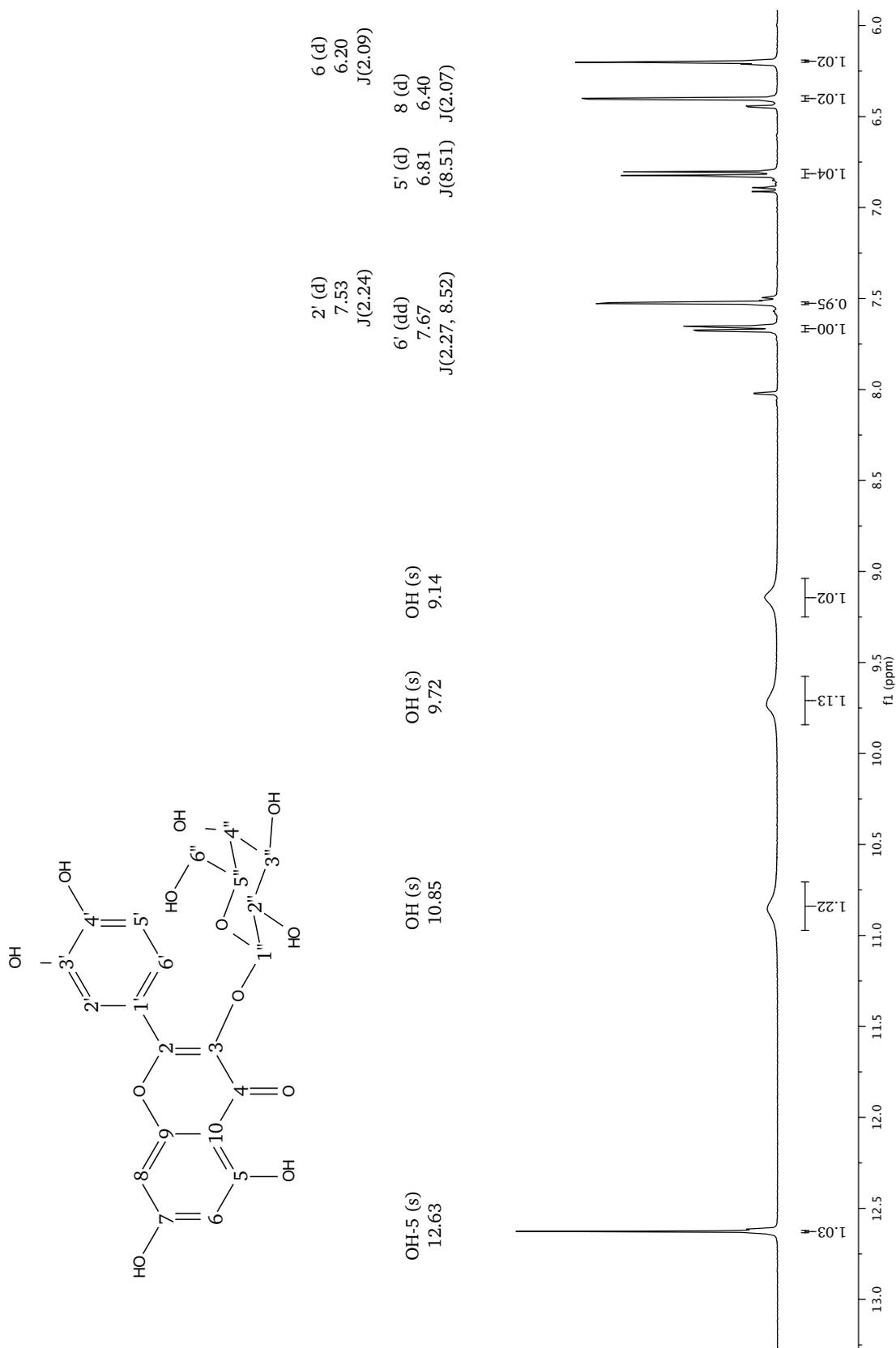
	Página
Espectro 1. RMN $^1\text{H}$ compuesto CAC1	75
Espectro 2. RMN $^{13}\text{C}$ compuesto CAC1	76
Espectro 3. EM-FAB <sup>+</sup> compuesto CAC1	77
Espectro 4. RMN $^1\text{H}$ compuesto CAC2	78
Espectro 5. RMN $^{13}\text{C}$ compuesto CAC2	80
Espectro 6. HSQC compuesto CAC2	81
Espectro 7. EM-IE compuesto CAC2	82
Espectro 8. RMN $^1\text{H}$ compuesto CAC2-1	83
Espectro 9. RMN $^1\text{H}$ compuesto LD6	85
Espectro 10. RMN $^{13}\text{C}$ compuesto LD6	87
Espectro 11. HSQC compuesto LD6	88
Espectro 12. HMBC compuesto LD6	89
Espectro 13. UV-Vis Quercetina	90
Espectro 14. UV-Vis complejo CHAl	91
Espectro 15. EM-ESI <sup>+</sup> complejo CHAl	92
Espectro 16. UV-Vis complejo CQAl	93
Espectro 17. EM-ESI <sup>+</sup> complejo CQAl	94

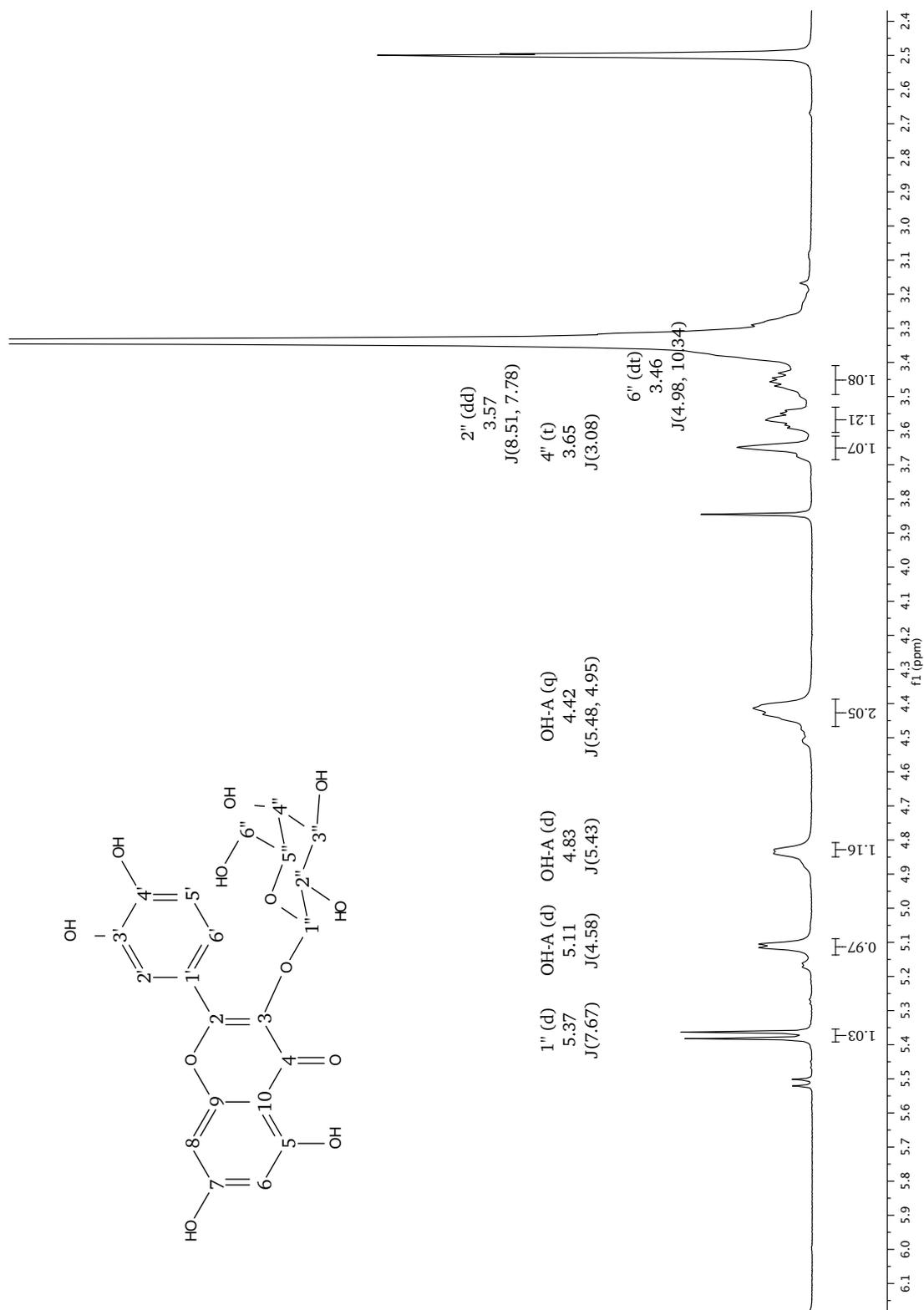
Espectro 1. RMN <sup>1</sup>H compuesto CAC1

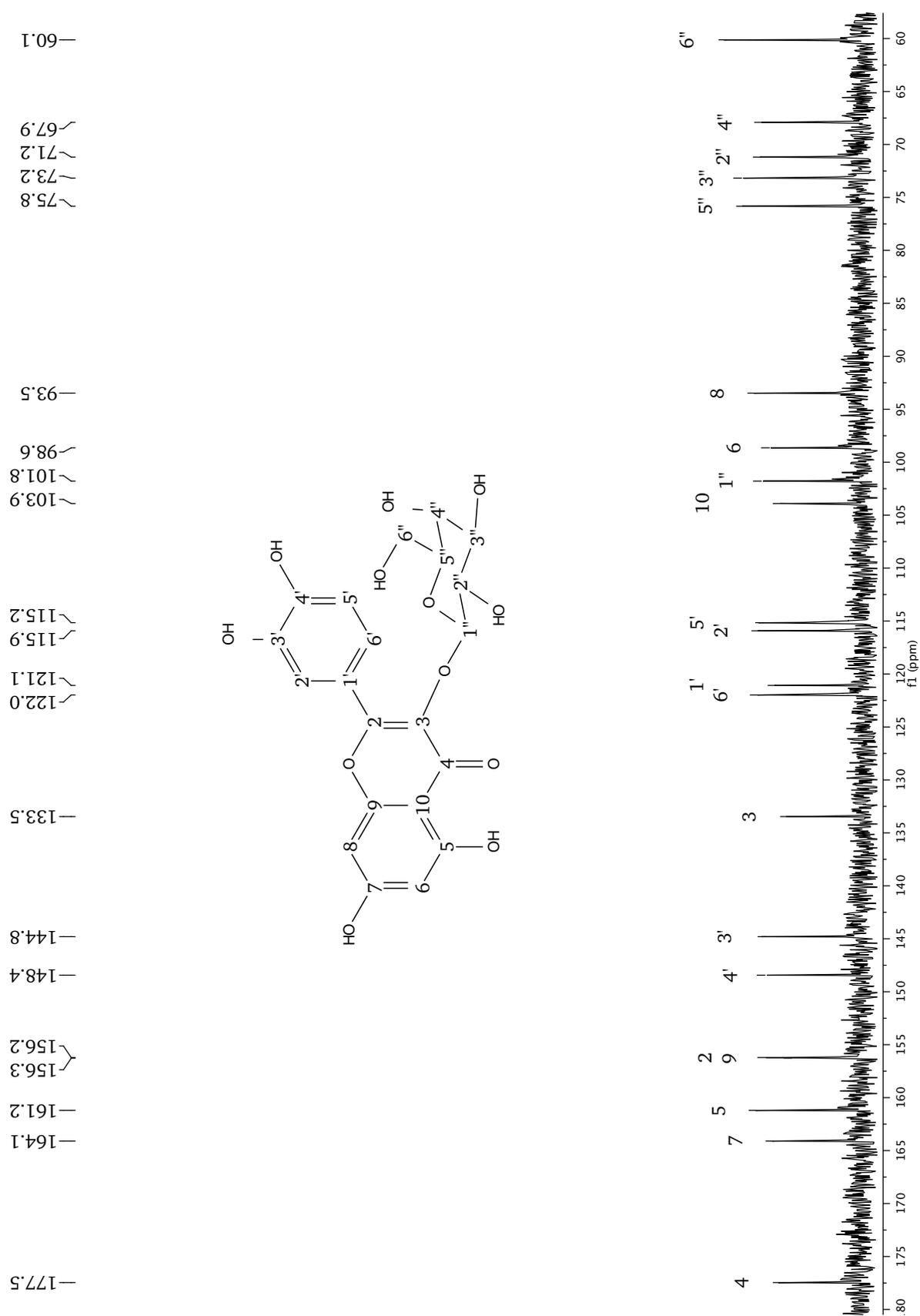


Espectro 2. RMN  $^{13}\text{C}$  compuesto CAC1

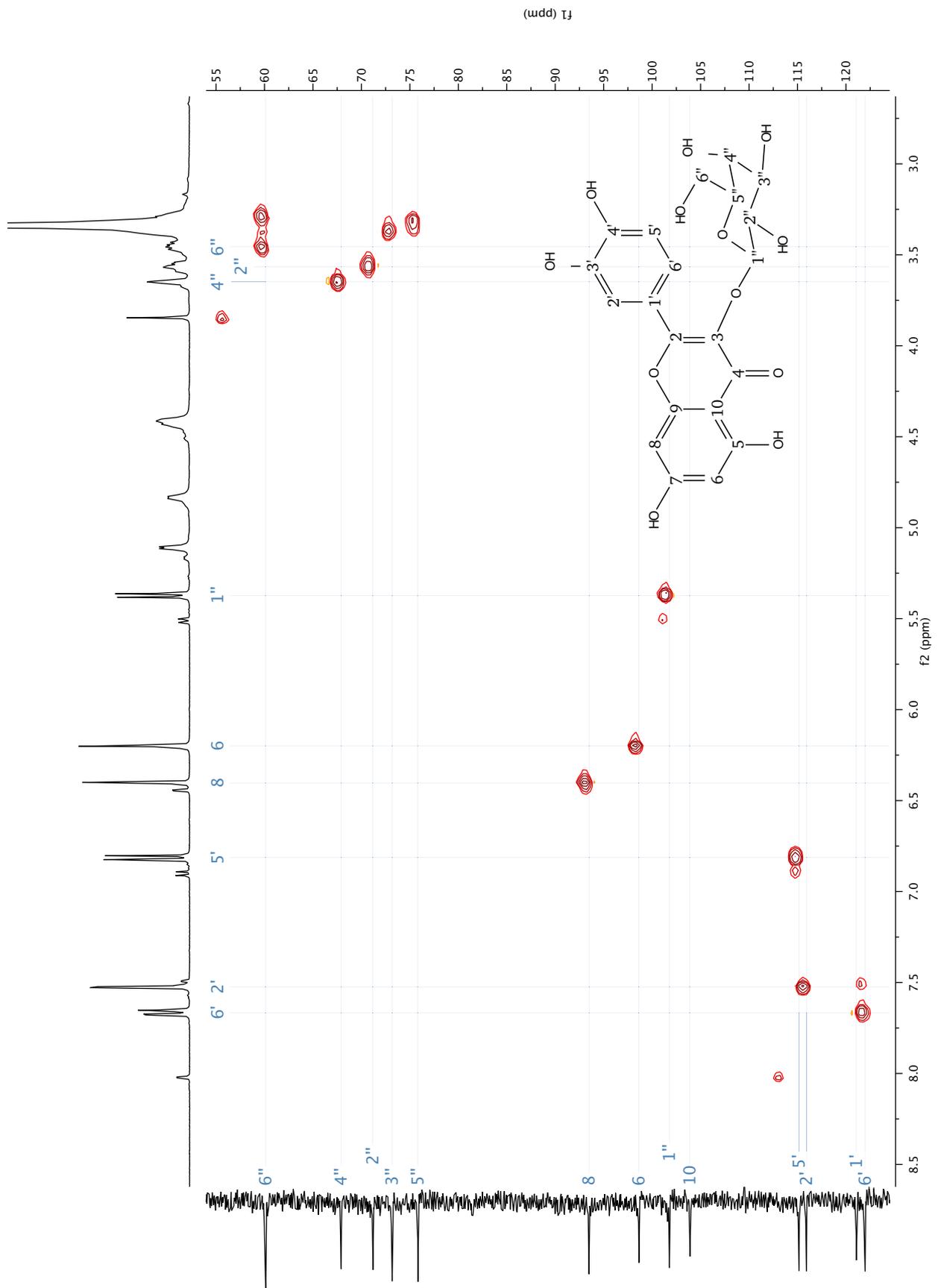
Espectro 3. EM-FAB<sup>+</sup> compuesto CAC1

Espectro 4. RMN  $^1\text{H}$  compuesto CAC2

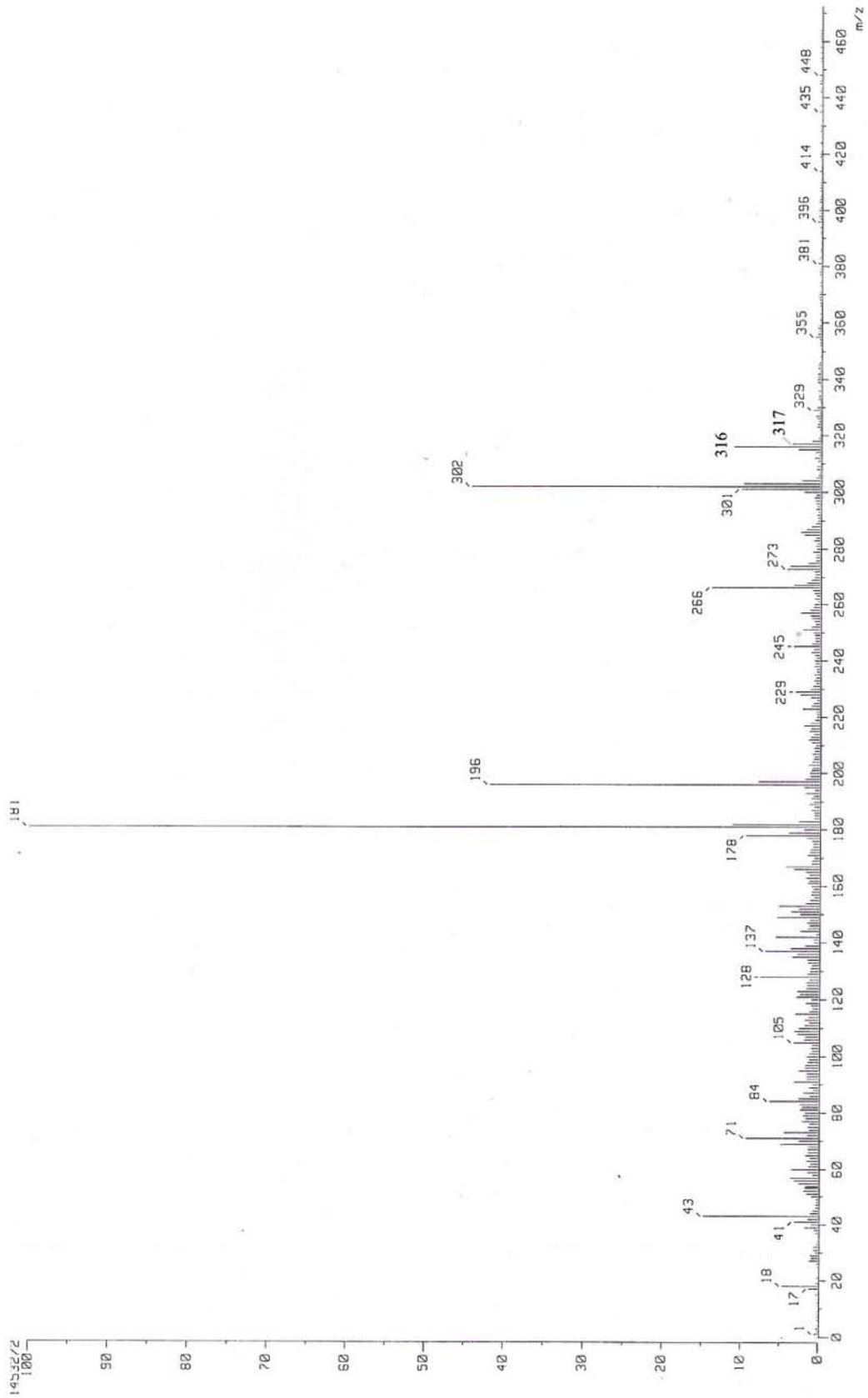


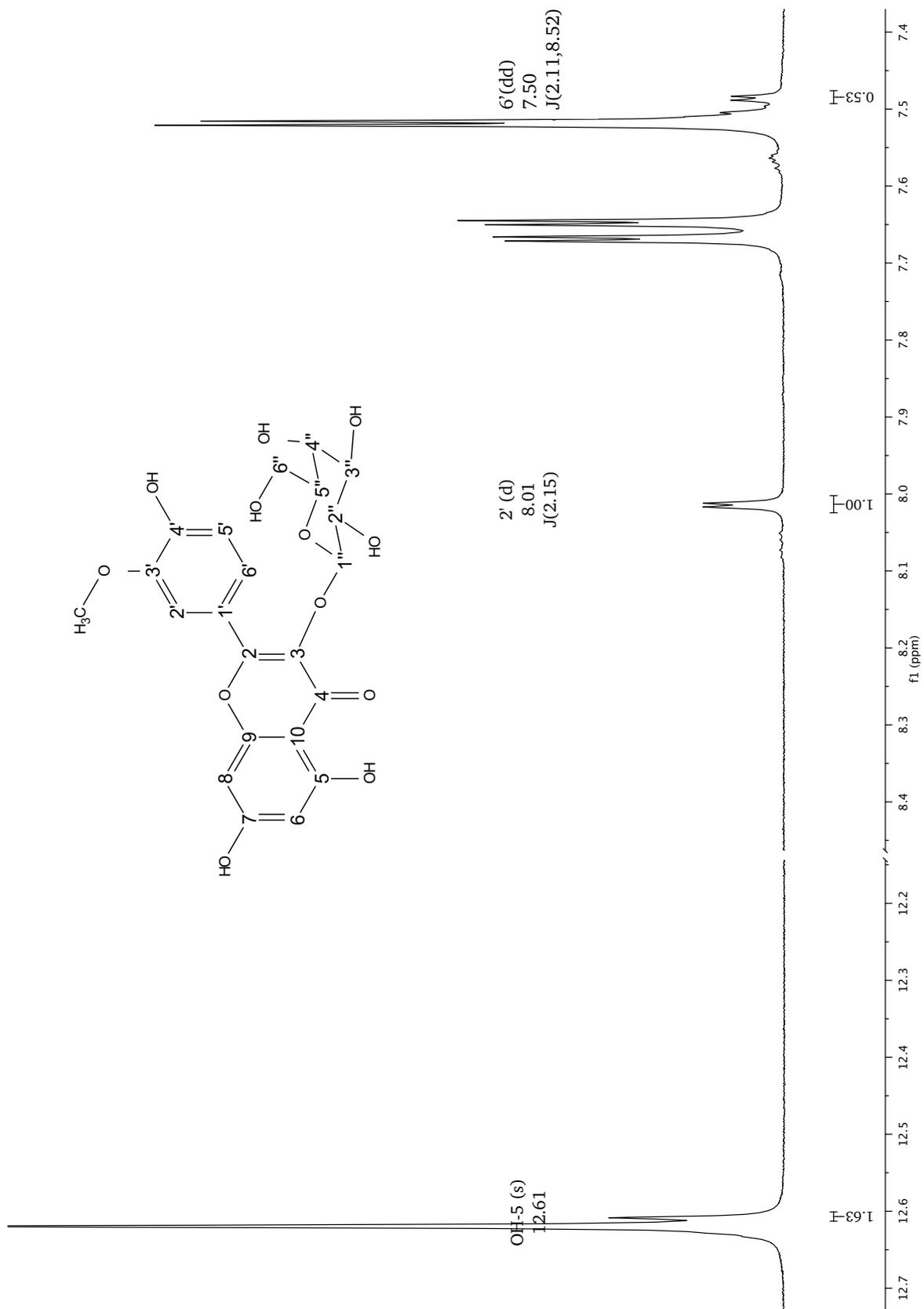
Espectro 5. RMN  $^{13}\text{C}$  compuesto CAC2

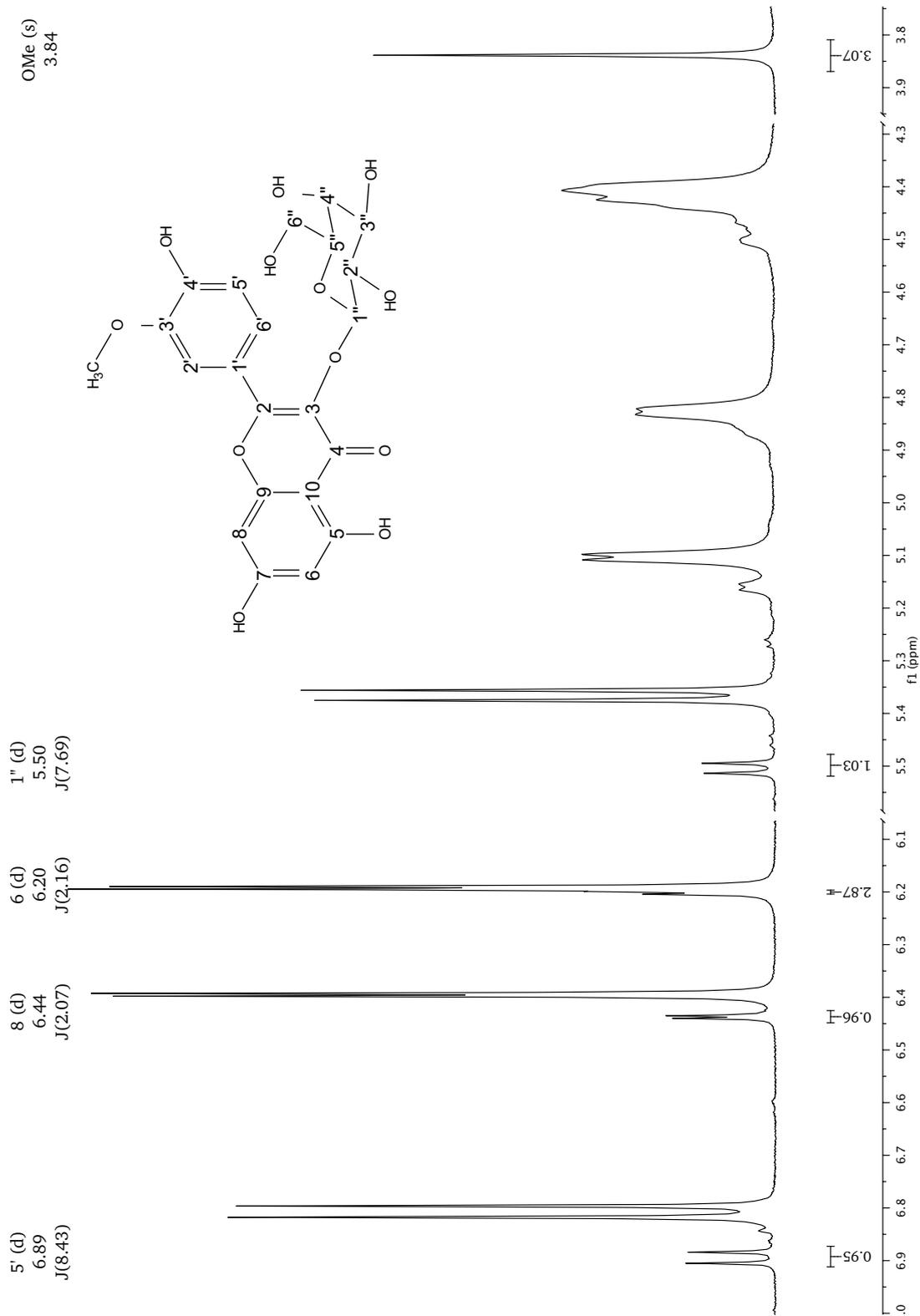
## Espectro 6. HSQC compuesto CAC2

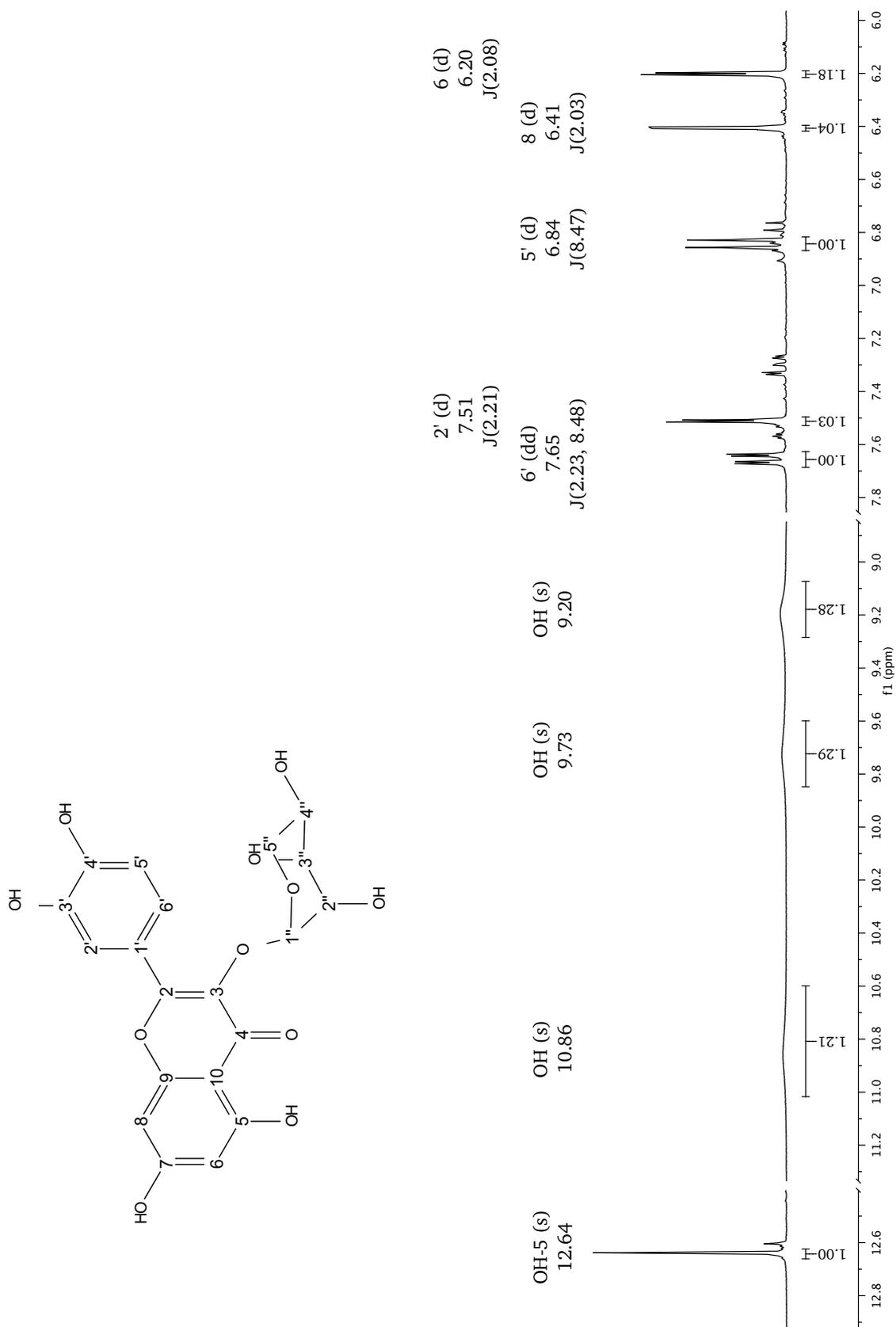


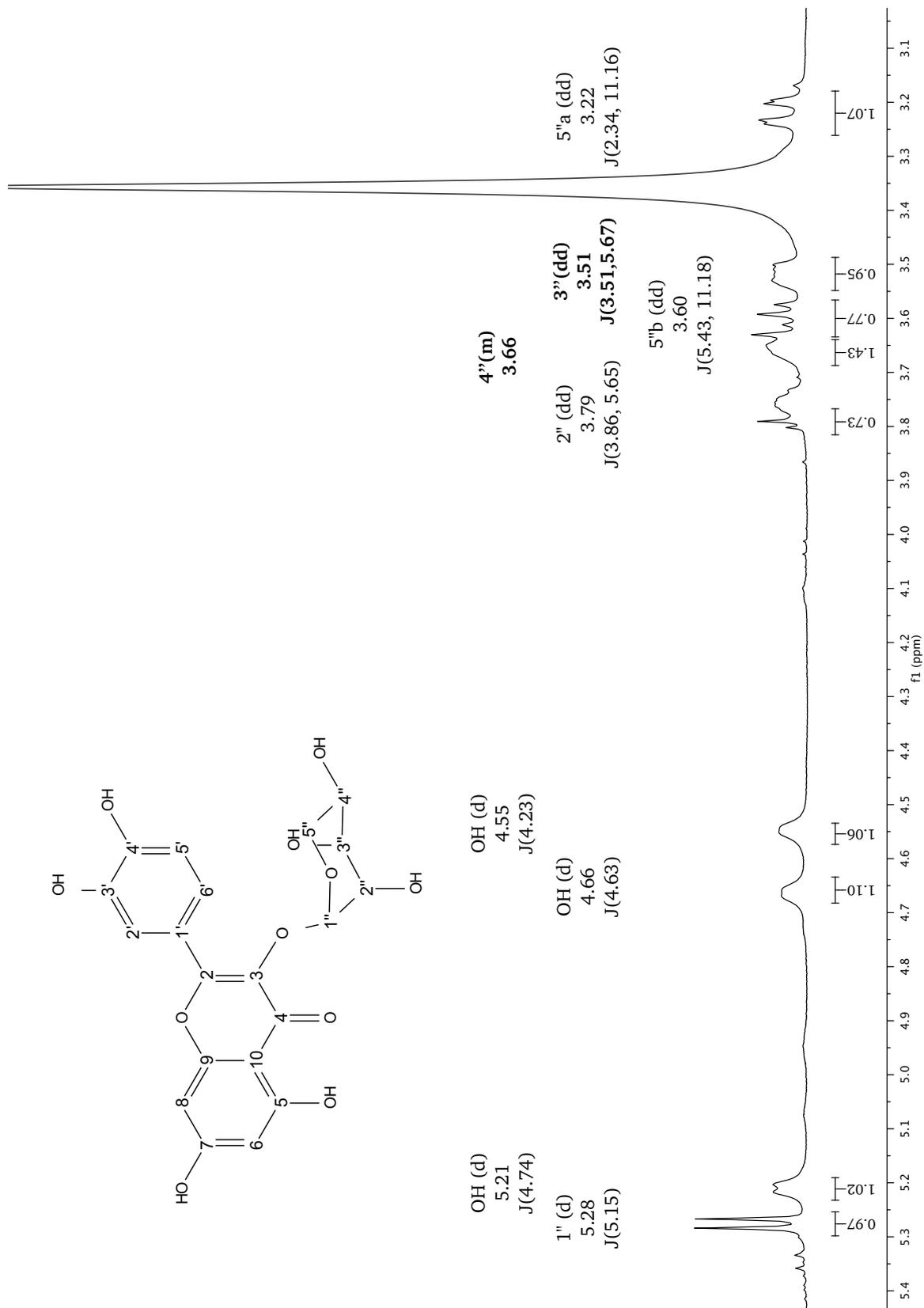
Espectro 7. EM-IE compuesto CAC2

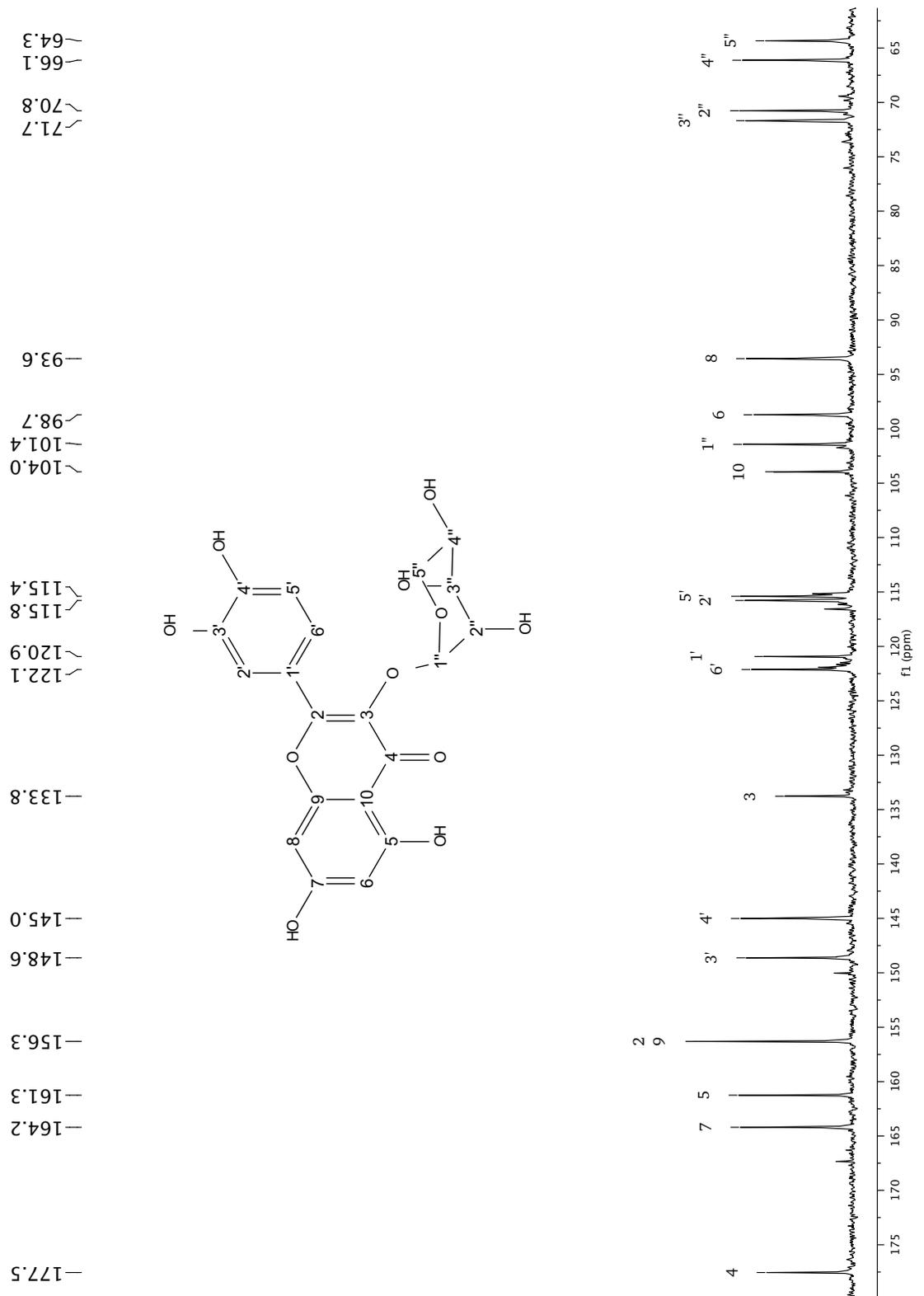


Espectro 8. RMN  $^1\text{H}$  compuesto CAC2-1

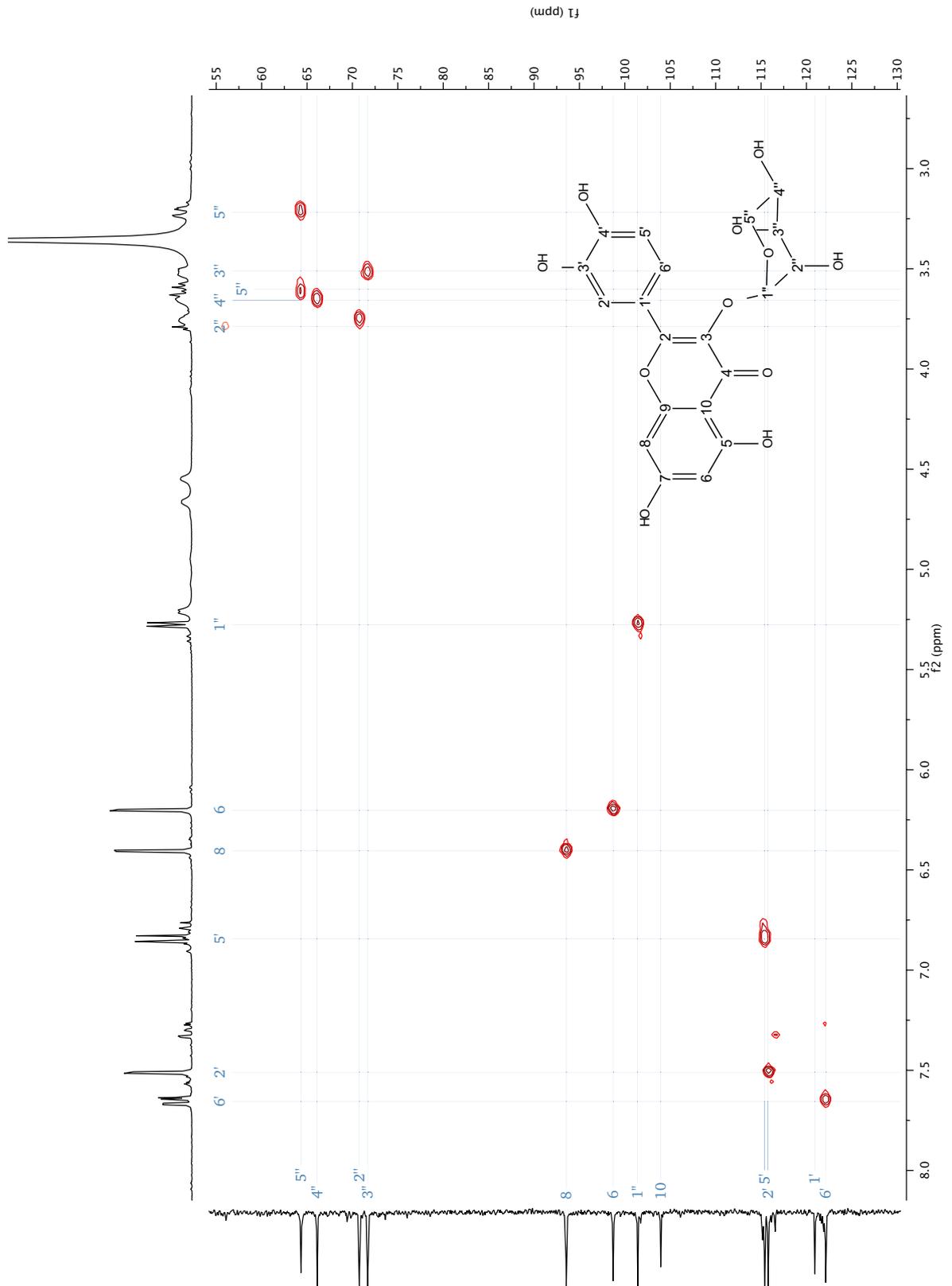


Espectro 9. RMN  $^1\text{H}$  compuesto LD6

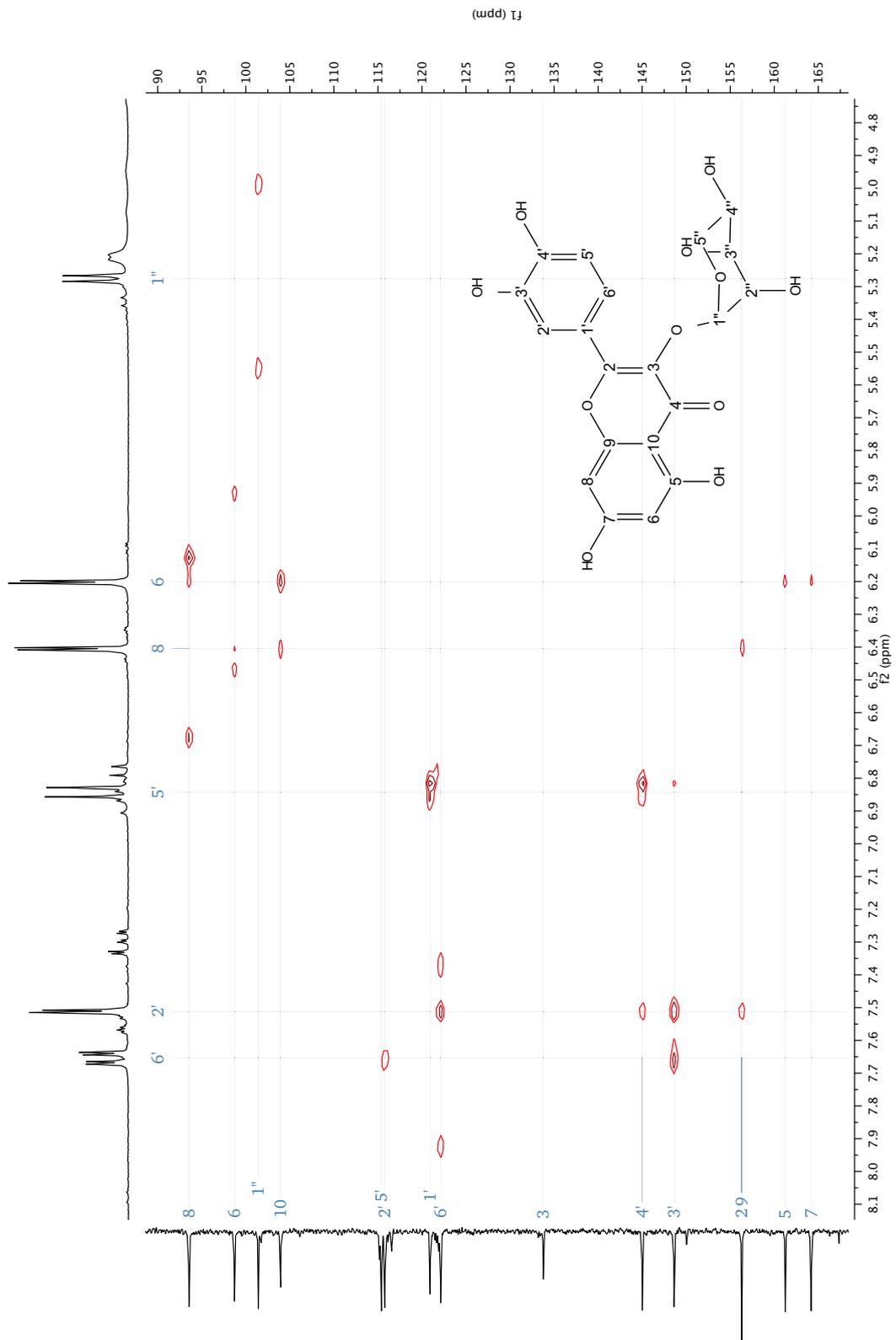


Espectro 10. RMN  $^{13}\text{C}$  compuesto LD6

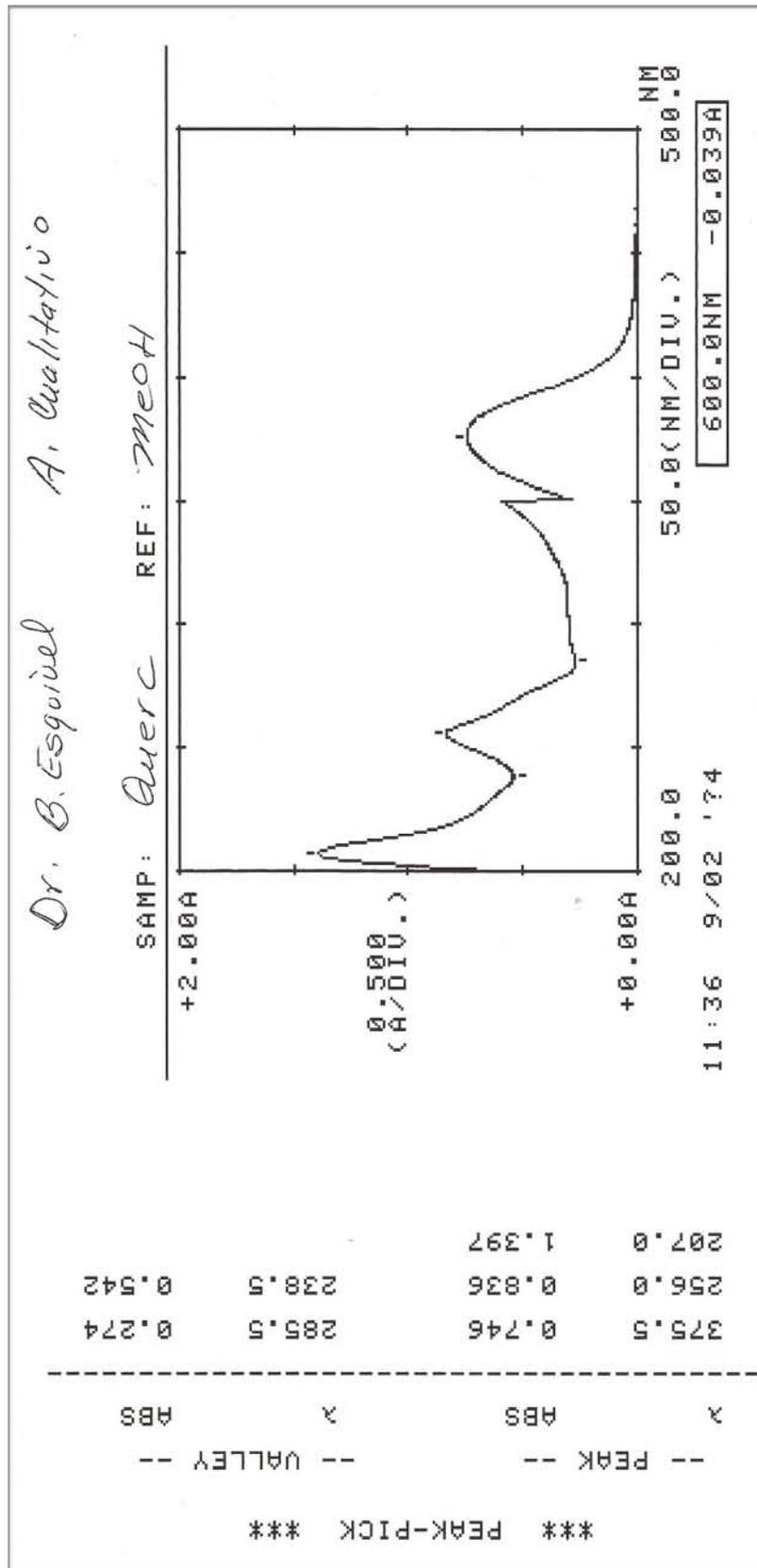
Espectro 11. HSQC compuesto LD6



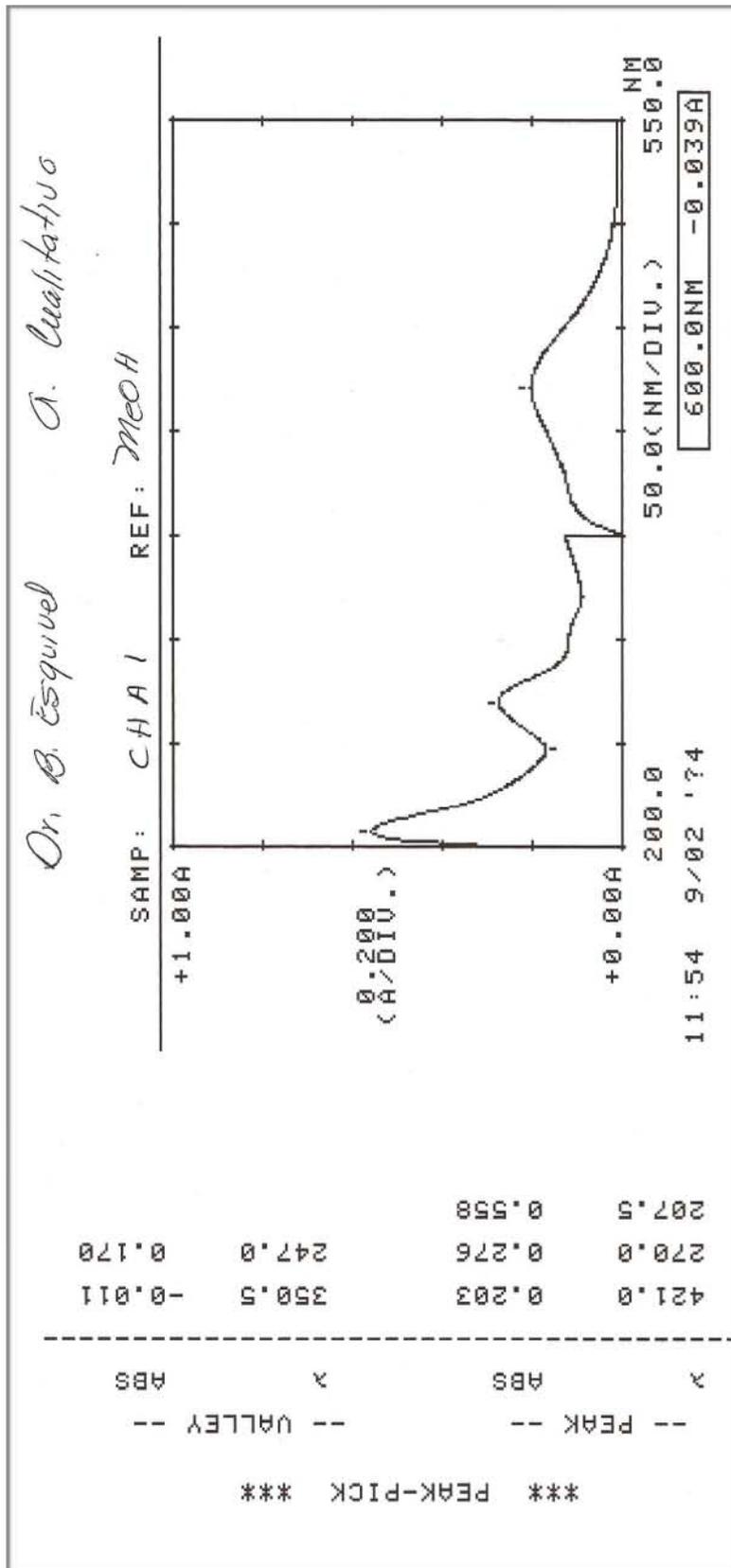
## Espectro 12. HMBC compuesto LD6

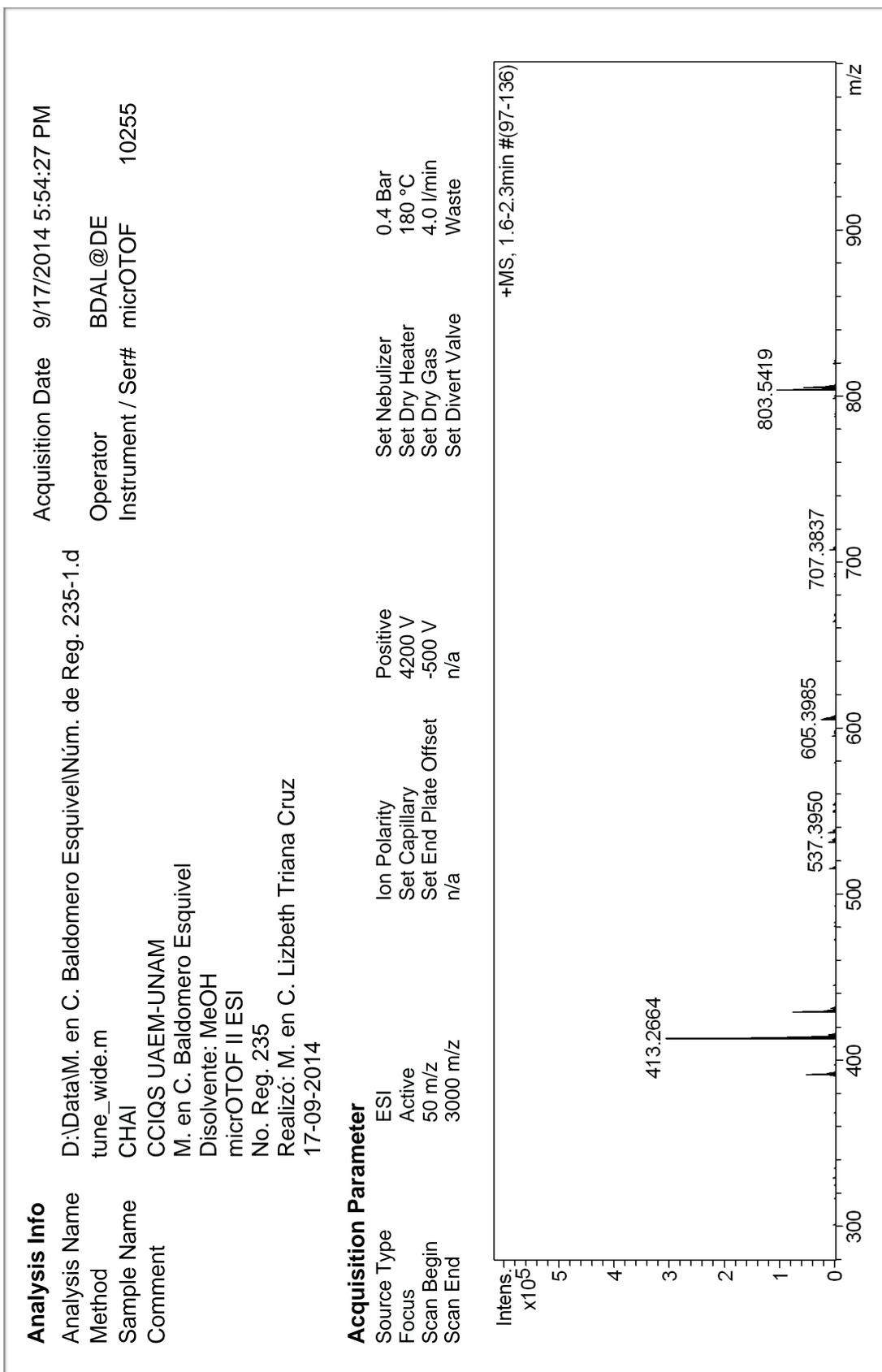


Espectro 13. UV-Vis quercetina

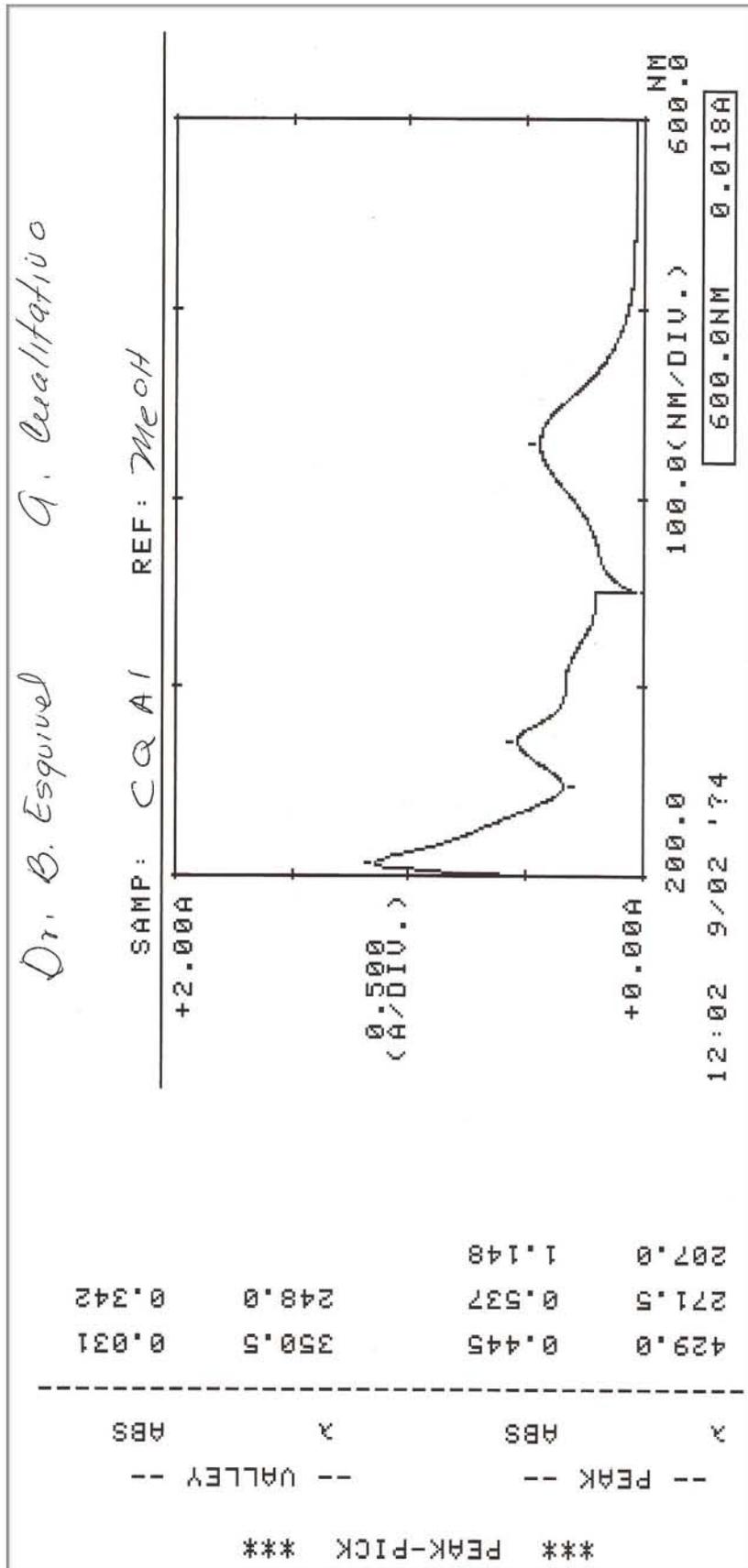


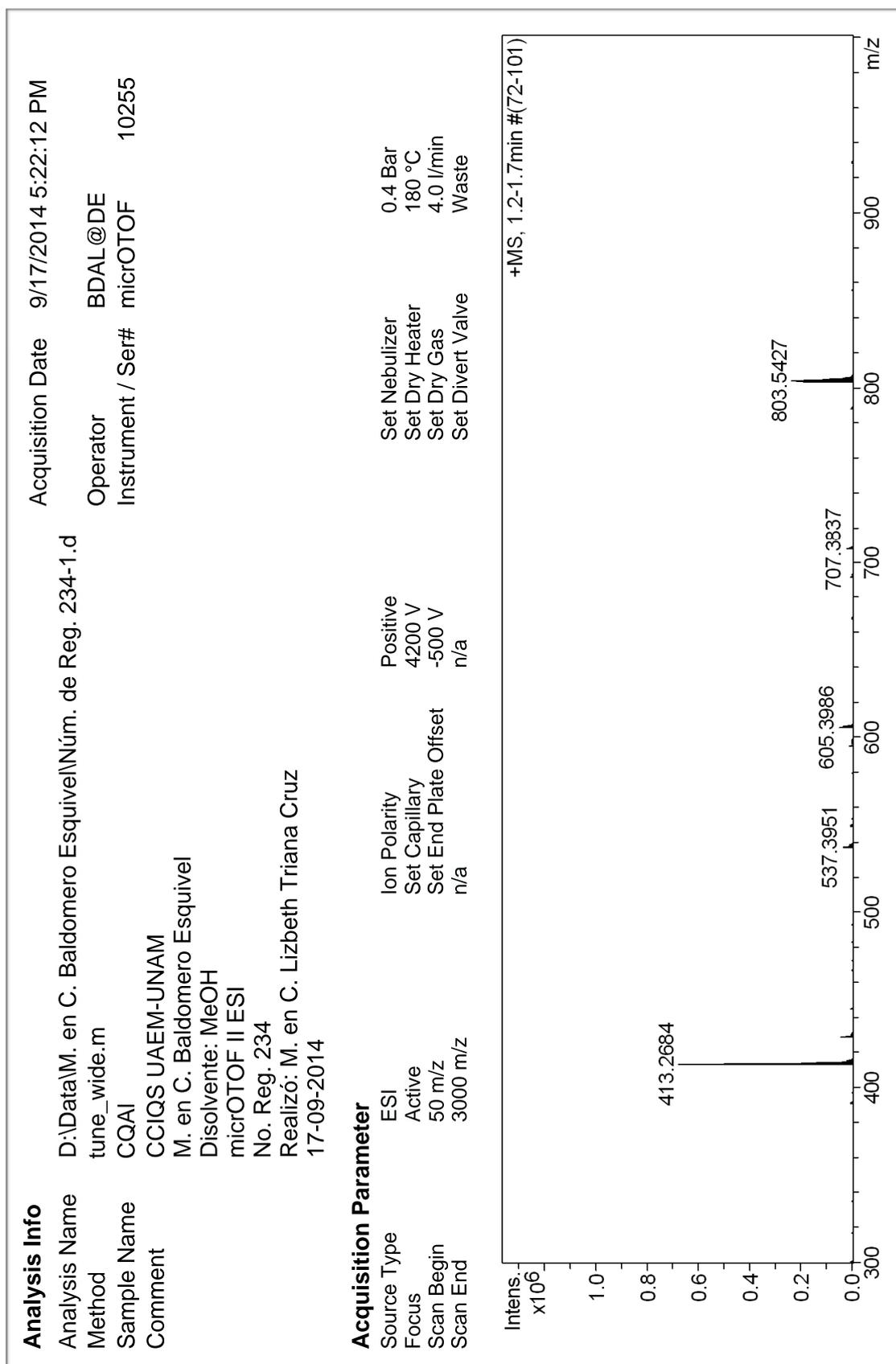
Espectro 14. UV-Vis complejo CHA1



Espectro 15. EM-ESI<sup>+</sup> complejo CHAI

Espectro 16. UV-Vis complejo CQAI



Espectro 17. EM-ESI<sup>+</sup> complejo CQAI

## 13 Referencias Bibliográficas

---

- <sup>1</sup> Terrazas M, E. *Teñido de textiles con tintes naturales*. Instituto Veracruzano de la Cultura. México. 1997. Pp. 84.
- <sup>2</sup> Cristea, D; Vilarem, G. Improving light fastness of natural dyes on cotton yarn. *Dyes and Pigments* 70 (2006) 238 - 245.
- <sup>3</sup> Colombini, P; et. al. Colour fading in textiles: A model study on the decomposition of natural dyes. *Microchemical Journal* 85 (2007) 174 - 182.
- <sup>4</sup> Sanz, E; et. al. Identification of natural dyes in historical coptic textiles from the National Archaerological Museum of Spain. *e-conservation magazine* 15 (2010) 32 - 45.
- <sup>5</sup> Liles, J. *The art and craft of natural dyeing. Traditional recipes for modern use*. University of Tennessee Press. USA. 1990. Pp. 222.
- <sup>6</sup> Guirola, C. *Tintes naturales: Su uso en Mesoamérica desde la época prehispánica*. Asociación FLAAR Mesoamérica. Guatemala. 2010. Pp. 14
- <sup>7</sup> Sahagún, F. B. *Historia general de las cosas de Nueva España. Libro Undécimo: De las cosas naturales*. 1540 a 1585.
- <sup>8</sup> Hernández, F. *Historia Natural de Nueva España. Vol. 1. Capítulo XCIX del Zacatlaxcalli o torta herbácea*. 1571 a 1576.
- <sup>9</sup> Li, Y. Caracterización de especies de Cuscuta. Manejo de Malezas para países en desarrollo. *FAO* (2014)
- <sup>10</sup> Musselman, L; Sand, P. Parasitic spaghetti - the dodders (Genus *Cuscuta*). *Weeds Today* 15 (1984) 5-6.
- <sup>11</sup> Lane, H; Kasperbaver, M. Photomorphogenic responses of dodder seedlings. *Plant Physiology* 40 (1965) 109 - 113.
- <sup>12</sup> Dawson, J; et. al. Dodder and its Control. *U.S.D.A. Farmers' Bulletin Number 2276* (1984) Pp 23.
- <sup>13</sup> Instituto de Biología. "*Cuscuta tinctoria* Martius - IBUNAM:MEXU:PV978483".UNIBIO: Colecciones Biológicas. 2010-05-27. *Universidad Nacional Autónoma de México*. Consultada en: 2014-6-11.
- <sup>14</sup> Galindo, A; Soto, T. *Estudio químico de la Cuscuta sp (zacatlaxcalli). Un colorante natural*. Tesis. Facultad de Química. UNAM. México. Pp. 76.
- <sup>15</sup> García, R; et. al. Flavonoids and alkaloids from *Cuscuta* (Cuscutaceae). *Biochemical Systematics and Ecology* 23 - 6 (1996) 571 - 572.
- <sup>16</sup> Sarker, S; Latif, Z; Gray, A. *Natural products isolation*. 2º ed. Humana Press. USA. 2006. Pp. 515.
- <sup>17</sup> Cseke, L; et. al. *Natural products from plants*. 2º ed. Taylor & Francis. USA. 2006. Pp. 551.

- 
- <sup>18</sup> Andersen, Ø; Markham, K. *Flavonoids. chemistry, biochemistry and applications*. Taylor & Francis. USA. 2006. Pp. 1197.
- <sup>19</sup> Formica, F; Regelson, W. Review of the Biology of Quercetin and Related Bioflavonoids. *Food Chemical Toxicology* Vol. 33 No. 12. (1995) 1061 - 1080.
- <sup>20</sup> Harborne, J. *The flavonoids. Advances in research since 1986*. Chapman & Hall. Londres. 1994. Pp. 676.
- <sup>21</sup> Cornard, J; Merlin, J. Spectroscopic and structural study of complexes of quercetin with Al(III). *Journal of Inorganic Biochemistry* 92 (2002) 19 - 27.
- <sup>22</sup> Masataka, Y; et al. Prooxidant action of aluminum Ion – Stimulation of iron-mediated lipid peroxidation by aluminum. *Biometals* 12 (1999) 237 - 240.
- <sup>23</sup> Greger, J; Sutherland, J; Yokel, R. Aluminum exposure and metabolism. *Critical Reviews in Clinical Laboratory Sciences*. 34 (1997) 439 - 474.
- <sup>24</sup> Ahmedova, A; Paradowska, K; Wawer, I. <sup>1</sup>H, <sup>13</sup>C NMR and DFT GIAO study of quercetin and its complex with Al (III) in solid state. *Journal of Inorganic Biochemistry* 110 (2012) 27 - 35.
- <sup>25</sup> Roquero, A. Colores y colorantes de América. *Anales del museo de América* 3 (1995) 145 - 160.
- <sup>26</sup> Fernández, J. *Estudios de cultura Náhuatl. El arte textil entre los nahuas*. Instituto de Investigaciones Históricas. UNAM. Vol. V. México. 1965. 143 - 155.
- <sup>27</sup> Contreras, M. *Diseños de nuevos productos con textil artesanal de Teotitlán del Valle, en coordinación con el Centro de Arte Textil Zapoteco Bii Daiüü*. Tesis. Universidad Tecnológica de la Mixteca. Oaxaca, México. 2013. Pp. 183.
- <sup>28</sup> Cumming, J; Giles, H; McEachran A. A study of the photochemistry of dyes on proteins and other substrates. *Journal of the Society of Dyers and Colourists*. 72 (1956) 373-80.
- <sup>29</sup> Cox-Crews, P. The influence of mordant on the light fastness of yellow natural dyes. *Journal of American Institute for Conservation*. 21:2 (1982) 43 - 58.
- <sup>30</sup> Cristea, D; Vilarem, G. Improving light fastness of natural dyes on cotton yarn. *Dyes and Pigments* 70 (2006) 238- 245.
- <sup>31</sup> Wouters, J. High performance liquid chromatography of anthraquinones: analysis of plant and insect extracts and dyed textiles. *Studies in Conservation* 30 (1985) 119 - 128.
- <sup>32</sup> Wouters, J; Verhecken, A. The coccid insect dyes: hplc and computerized diode-array analysis of dyed yarns. *Studies in Conservation* 34 (1989) 189 - 200.
- <sup>33</sup> Marques, R; et. al. Characterization of weld (*Reseda luteola L.*) and spurge flax (*Daphne gnidium L.*) by high-performance liquid chromatography-diode array detection-mass spectrometry in Arraiolos historical textiles. *Journal of Chromatography A* 1216 (2009) 1395 - 1402.
- <sup>34</sup> García, R; et. al. Flavonoids and alkaloids from *Cuscuta (Cuscutaceae)*. *Biochemical Systematics and Ecology*. 23 - 6(1996) 571- 572.
- <sup>35</sup> Lee, S; et. al. Substitution effect of hydroxyl groups on the <sup>1</sup>H and <sup>13</sup>C chemical shifts in hydroxyflavonols. *Bulletin of the Korean Chemical Society*. Vol 19 No. 8 (2008) 1597 - 1600.

- 
- <sup>36</sup> Khan, I; et. al. RP-thin layer chromatographic method for the quantification of three gingerol homologs of ultrasonic-assisted fresh rhizome extracts of *Zingiber officinale* collected from North Western Himalayas. *Journal of Separation Science* 33 (2010) 582 - 586.
- <sup>37</sup> Olszewska, M; Roj, J. Phenolic constituents of the inflorescences of *Sorbs torminalis* (L.) Crantz. *Phytochemistry Letters* 4 (2011) 151 - 157.
- <sup>38</sup> Fraisse, D; et. al. Quercetin 3-arabinopyranoside, a major flavonoid compound from *Alchemilla xanthochlora*. *Fitoterapia*. 71 (2000) 463 - 464.
- <sup>39</sup> Deng, H; Van Berkel, G. Electrospray Mass Spectrometry and UV/Visible Spectrophotometry Studies of Aluminium (III)-Flavonoid Complexes. *Journal of Mass Spectrometry*. 33 (1998) 1080 - 1087.
- <sup>40</sup> Smith, G; et. al. The photostabilities of naturally occurring 5-hydroxyflavones, flavonols, their glycosides and their aluminium complexes. *Journal of photochemistry and photobiology A: Chemistry* 136 (2000) 87 - 91.
- <sup>41</sup> Almaraz, M; *Estudio y conservación de un textil emplumado el Manto de San Miguel Zinacatepec siglo XVIII*. Tesis. ENCRyM, INAH. México. 2014.