



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

---

**FACULTAD DE QUÍMICA**

**CONTRIBUCIÓN AL ESTUDIO FITOQUÍMICO DE  
*Martynia annua* (Uña de gato).**

**T E S I S**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE**

**QUÍMICA FARMACÉUTICA BIÓLOGA**

**PRESENTA**

**REBECA JETHZABEL GONZÁLEZ ALVA**



**MÉXICO, D.F.**

**2013**



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.

**JURADO ASIGNADO:**

**PRESIDENTE:** Profesor: Yolanda Caballero Arroyo  
**VOCAL:** Profesor: Rosa Luz Cornejo Rojas  
**SECRETARIO:** Profesor: Nayeli López Balbiaux  
**1er. SUPLENTE:** Profesor: Jacinto Eduardo Mendoza Pérez  
**2° SUPLENTE:** Profesor: Katia Solórzano Maldonado

**SITIO DONDE SE DESARROLLÓ EL TEMA:**

**ANEXO DEL LABORATORIO 2B DEL EDIFICIO A  
FACULTAD DE QUÍMICA. UNAM.**

**ASESOR DEL TEMA:**

Yolanda Caballero Arroyo

---

**SUPERVISOR TÉCNICO:**

Katia Solórzano Maldonado

---

**SUSTENTANTE:**

Rebeca Jethzabel González Alva

---

# ÍNDICE

## CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN .....	-1-
--------------------	-----

## CAPÍTULO II

OBJETIVOS .....	- 3 -
-----------------	-------

## CAPÍTULO III

ANTECEDENTES .....	- 4 -
--------------------	-------

3.1 Familia <i>Martyniaceae</i> .....	- 4 -
---------------------------------------	-------

3.2 <i>Martynia annua</i> .....	- 4 -
---------------------------------	-------

Nombres comunes .....	- 5 -
-----------------------	-------

Notas sobre la taxonomía .....	- 5 -
--------------------------------	-------

3.2.1 Origen y distribución geográfica .....	- 6 -
--	-------

Área de origen .....	- 6 -
----------------------	-------

3.2.2 Descripción técnica .....	- 6 -
---------------------------------	-------

Hábito y forma de vida .....	- 6 -
------------------------------	-------

3.2.3 Hábitat .....	- 10 -
---------------------	--------

3.2.4 Biología y ecología .....	- 10 -
---------------------------------	--------

Propagación, dispersión y germinación .....	- 10 -
---	--------

3.2.5 Impacto e importancia .....	- 10 -
-----------------------------------	--------

Usos .....	- 10 -
------------	--------

3.3 Estudio comparativo entre ambas uñas de gato: <i>Martynia annua</i> y <i>Uncaria tomentosa</i> .....	- 11 -
--	--------

<i>Martynia annua</i> .....	- 11 -
-----------------------------	--------

<i>Uncaria tomentosa</i> .....	- 14 -
--------------------------------	--------

## CAPÍTULO IV

FUNDAMENTOS TEÓRICOS .....	- 19 -
4.1 Características de lípidos.....	- 19 -
4.1.1 Deterioro de los lípidos.....	- 20 -
Rancidez hidrolítica o lipólisis .....	- 20 -
Rancidez oxidativa.....	- 20 -
4.2 Estructura química de los lípidos .....	- 21 -
4.2.1 Lípidos saponificables.....	- 21 -
Reacción de Saponificación.....	- 21 -
4.2.2 Ácidos grasos.....	- 22 -
Ácidos grasos saturados.....	- 22 -
Ácidos grasos insaturados.....	- 23 -
4.2.3 Propiedades fisicoquímicas de los ácidos grasos .....	- 23 -
Punto de fusión .....	- 23 -
Solubilidad de los ácidos grasos .....	- 23 -
Esterificación .....	- 24 -
4.3 Lípidos insaponificables .....	- 24 -
Terpenos.....	- 24 -
Esteroides.....	- 25 -
Prostaglandinas .....	- 26 -
4.4 Método de extracción de aceites y grasas .....	- 26 -
Método de Soxhlet.....	- 26 -
4.5 Análisis de lípidos .....	- 27 -
4.5.1 Índice de refracción.....	- 28 -
4.5.2 Índice de yodo.....	- 28 -
4.5.3 Determinación del índice de saponificación .....	- 29 -

Índice de saponificación.....	- 29 -
Material insaponificable.....	- 29 -
4.5.4 Análisis cromatográfico .....	- 29 -
Cromatografía.....	- 29 -
La cromatografía gas-sólido .....	- 30 -
Cromatografía gas-líquido .....	- 30 -
Cromatografía de gases (CG).....	- 30 -
Aplicaciones de la cromatografía de gases en análisis de aceites. ....	- 31 -
4.5.5 Espectroscopia Infrarroja .....	- 32 -
4.6 Determinación de cenizas.....	- 33 -
4.7 Determinación de cenizas totales .....	- 34 -
4.8 Determinación de elementos minerales .....	- 34 -

## **CAPITULO V**

MÉTODOS DE ANÁLISIS DE COMPUESTOS POLARES .....	- 35 -
5.1 Determinación de alcaloides .....	- 35 -
Propiedades fisico-químicas .....	- 36 -
Métodos de separación e identificación de alcaloides .....	- 36 -
Reacciones de identificación de alcaloides.....	- 37 -
5.2 Determinación de glucósidos cianogénicos .....	- 37 -
5.3 Determinación de almidón.....	- 38 -
5.4 Determinación de carbohidratos .....	- 39 -
5.4.1 Azúcares Reductores.....	- 39 -
5.4.2 Prueba de Benedict para determinar azúcares reductores.....	- 40 -
5.5 Fenoles .....	- 41 -
Identificación de Fenoles .....	- 42 -

## **CAPÍTULO VI**

PARTE EXPERIMENTAL.....	- 43 -
6.1 Obtención del aceite de la semilla de la uña de gato ( <i>Martynia annua</i> ) ...	- 43 -
6.1.1 Extracción del aceite .....	- 43 -
6.2 Caracterización de lípidos .....	- 44 -
6.2.1 Índice de refracción.....	- 45 -
Determinación de densidad .....	- 45 -
6.2.2 Determinación del índice de yodo.....	- 46 -
Método para determinar índice de yodo por método de Wijs.....	- 49 -
6.2.3 Determinación del material insaponificable .....	- 50 -
Análisis de IR de la materia insaponificable.....	- 51 -
Análisis de IR del aceite.....	- 52 -
6.2.4 Análisis cromatográfico .....	- 53 -
6.3 Determinación de cenizas totales en la semilla de <i>Martynia annua</i> .....	- 55 -
6.4 Determinación de minerales en la semilla de <i>Martynia annua</i> .....	- 55 -
6.5 Análisis de la semilla y de la infusión del fruto seco.....	- 58 -
6.5.1 Identificación de alcaloides .....	- 59 -
6.5.2 Determinación de glucósidos cianogénicos .....	- 60 -
6.5.3 Determinación de almidón .....	- 60 -
6.5.4 Determinación de azúcares reductores. ....	- 61 -
6.5.5 Identificación de fenoles .....	- 61 -

## **CAPÍTULO VII**

RESULTADOS .....	- 62 -
------------------	--------

## **CAPÍTULO VIII**

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....	- 64 -
--------------------------------------	--------

## **CAPÍTULO IX**

ANEXOS ..... - 66 -

## **CAPÍTULO X**

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS ..... - 71 -



---

# CAPÍTULO I

## INTRODUCCIÓN

Las plantas medicinales forman parte importante de los recursos terapéuticos que se emplean en la medicina tradicional mexicana, y han representado desde siempre una alternativa a otro tipo de recursos para la salud. Las plantas más usadas tradicionalmente están en relación directa con las enfermedades más comunes de la actualidad.

En la época prehispánica, la medicina herbolaria alcanzó un avance notable; muchas de las aplicaciones que se daban a las plantas se siguen empleando actualmente, lo que ha despertado el interés científico por el estudio de estos remedios ancestrales.

En este trabajo se hizo el estudio fitoquímico de la “uña de gato” (*Martynia annua*). Esta especie es muy comercializada en los mercados herbolarios de la ciudad de México, distribuyéndose como remedio para depurar los riñones, para regular la presión alta, para una mejor circulación y para fortalecer el sistema inmune.

El interés por este estudio se originó debido a que esta planta se consume y se comercializa principalmente como un remedio anticancerígeno. Originalmente se empleó con tal fin la “uña de gato” peruana (*U. tomentosa*), la demanda que tuvo esta planta desde hace unos 10 años hizo que su precio se incrementara notablemente. En el mercado Sonora de la ciudad de México, se expende hasta en \$1000 el kilo; sin embargo, a la población se le ofrece como alternativa más económica la “uña de gato” mexicana, con el mismo propósito terapéutico y con un precio aproximadamente diez veces menos (\$100/Kg).

De manera que se consideró importante realizar un estudio, tanto bibliográfico como químico sobre los metabolitos presentes en ambas plantas para conocer la semejanza o no de los compuestos químicos presentes en ellas.

En cuanto a *M. annua*, en la India, en el cual presenta un estudio publicado sobre esta especie y sus usos tradicionales en esta región<sup>7</sup>. Las hojas se emplean contra la epilepsia, también son aplicadas localmente en las glándulas tuberculosas que se forman en el cuello de los camellos; la infusión de las hojas alivia el dolor de garganta, el fruto se usa para la inflamación, el fruto seco molido es aplicado en las picaduras de insectos venenosos, y las hojas molidas se aplican en las heridas de los animales. Además en este estudio se reportó que la administración de un extracto metanólico al 50% causaba cierto nivel de infertilidad en las ratas macho. En ninguna parte del artículo el autor menciona el



---

uso de esta planta como anticáncerígeno o depurador de riñones, ni como estimulante de sistema inmune, tampoco se hace mención de la eficacia de *M. annua* para el tratamiento de estos padecimientos.

El estudio anteriormente mencionado se realizó con toda la planta. La mayor parte de los metabolitos primarios y secundarios se encontraron en el tallo y en las hojas, una pequeña parte en el fruto seco, pero no se reportan estudios hechos a las semillas. Es por esto que parte de nuestro trabajo, realizamos el estudio de las semillas de *M. annua* separadas del fruto.

En la recopilación de información, se encontró que existen varios estudios realizados a la uña de gato peruana, *Uncaria tomentosa*, y en ellos se reporta la presencia de compuestos anticancerígenos, de compuestos con propiedades antioxidantes y algunos otros que estimulan las células del sistema inmune<sup>5</sup>.

Debido a la similitud entre los nombres triviales de las dos especies de “uñas de gato”, se ha comercializado una en lugar de la otra. Ya que la especie peruana requiere de importación, su costo es muy elevado en comparación con el de la especie mexicana. También suponemos que, debido a la confusión y falta de información entre los vendedores herbolarios, han presentado la alternativa de ofrecer la uña de gato mexicana como poseedora de propiedades similares a la uña de gato peruana.

En cuanto a su clasificación botánica, se observa que no hay ninguna similitud entre ambas especies, ya que pertenecen a diferente orden y familia, incluso visiblemente se puede ver la diferencia entre ambas. Es por tal motivo que uno de los objetivos de este trabajo, es revisar los estudios bibliográficos y hacer una comparación entre los metabolitos encontrados en estas dos especies.



---

## CAPÍTULO II

### OBJETIVOS

#### Objetivos generales:

- Contribuir al estudio fitoquímico de la uña de gato nativa de México (*Martynia annua*).
- Realizar el estudio químico del aceite de las semillas de *Martynia annua*.
- Realizar una revisión bibliográfica para hacer un estudio comparativo entre los componentes de *Uncaria tomentosa* (uña de gato peruana) con *Martynia annua* (uña de gato mexicana).
- Concluir si, como remedio herbolario, *Martynia annua* (uña de gato mexicana) es una opción adecuada ante el alto costo de *Uncaria tomentosa* (uña de gato peruana).

#### Objetivos particulares:

- Obtener el aceite de las semillas del fruto de *Martynia annua*.
- Determinar algunas propiedades fisicoquímicas del aceite.
- Separar la fracción polar de la semilla y poder identificar principios activos.
- Realizar pruebas de identificación para: almidón, alcaloides, azúcares reductores y fenoles al residuo polar y a las semillas desengrasadas.
- Obtener una infusión del fruto, que es la forma en que se consume como medicina alternativa, y efectuar las pruebas anteriormente mencionadas.



---

## CAPÍTULO III

### ANTECEDENTES

#### 3.1 FAMILIA *Martyniaceae*<sup>1</sup>

*Martyniaceae* es el nombre botánico de una familia de plantas con flores compuesta por 4 géneros y 14 especies.

Se caracteriza por tener pelos mucilaginosos que dan a los tallos y las hojas una sensación pegajosa o húmeda, y frutos con ganchos o cuernos. Algunos miembros del género *Proboscidea* se conocen como la "planta del unicornio" o el "garras del diablo" por sus cápsulas, las cuales contienen las semillas, y que presentan cuernos.

#### 3.2 *Martynia annua*

*Martynia annua* es una de las plantas que se conocen como uña de gato, se encuentra ocasionalmente en las regiones tropicales de México. Tiene frutos muy llamativos y flores bonitas. Se reconoce por sus flores vistosas, blancas con manchas coloridas, hojas y tallos pegajosos y algo suculentos<sup>a</sup> y también por la forma característica de sus frutos.



Figura 1. *Martynia annua*

---

<sup>a</sup> Suculentas: Las plantas **suculentas** o **crasas** (del latín *suculentus* = lleno de jugo) son aquellas en las que la raíz, el tallo o las hojas se han engrosado para permitir el almacenamiento de agua en cantidades mucho mayores que en las plantas normales.



## **Nombres comunes<sup>2</sup>**

Nombre común registrado en el D.F: **uña de gato**.

Otros: Caza pulga, cinco llagas, perrito, toritos, uña de gavilán.

## ***Nombres comunes en idiomas indígenas de México<sup>2</sup>:***

Itsik' kuxkum (lengua huasteca).

## ***Nombres comunes en inglés<sup>2</sup>:***

Devil's claw, tiger's claw.

## **Notas sobre la taxonomía<sup>2</sup>:**

Algunos autores no reconocen a la familia *Martyniaceae*, y colocan el género en la familia *Pedaliaceae*.

## **Categorías taxonómicas superiores según Cronquist<sup>b</sup>**

**Reino:** Plantae.

**Subreino:** Traqueobionta (plantas vasculares).

**Superdivisión:** Spermatophyta (plantas con semillas).

**División:** Magnoliophyta (plantas con flor).

**Clase:** Magnoliopsida (dicotiledóneas).

**Subclase:** Asteridae.

**Orden:** Scrophulariales.

---

<sup>b</sup> El **sistema de Cronquist** es un esquema de clasificación para plantas con flor (angiospermas). Este sistema fue desarrollado por Arthur Cronquist.



### 3.2.1 Origen y distribución geográfica<sup>1</sup>

**Área de origen:**

De México a Centroamérica y las Antillas.

**Distribución secundaria:**

Introducida y naturalizada en regiones tropicales de Europa.

**Distribución en México:**

Distribuida desde el norte de México a lo largo de la tierra caliente de ambas vertientes. En Sonora, Sinaloa, Chihuahua, Tamaulipas, Durango, Zacatecas, San Luís Potosí, Querétaro, Hidalgo, Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán, México, Morelos, Nuevo León, Puebla, Veracruz, Guerrero, Oaxaca, Tabasco, Chiapas, Campeche, Yucatán y Quintana Roo.

**Estatus migratorio en México:**

Nativo.

### 3.2.2 Descripción técnica<sup>2</sup>

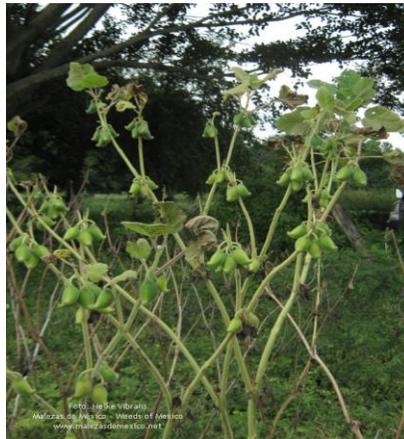
**Hábito y forma de vida:** hierba anual y a veces de vida algo más larga, volviéndose algo leñosa y pegajosa.

**Tamaño:** Generalmente entre 0.5 y 1 m de alto, ocasionalmente hasta 3 m

**Tallo:** Tallos, pecíolos<sup>c</sup> y ejes de la inflorescencia carnosos, a menudo con tintes morados; tallo hasta de 1 cm de grosor, ramificado y viscoso-pubescente<sup>d</sup> en la juventud, glabro<sup>e</sup> en la madurez (sin tricomas).

---

<sup>c</sup> Pecíolo: Es el órgano de la hoja que la une a la ramita que la sostiene. Los pecíolos por lo general poseen forma cilíndrica, y dependiendo de la especie de planta pueden ser extremadamente largos o tan cortos que no se distinguen a simple vista.



**Figura 2.** Tamaño del tallo *Martynia annua*.

**Hojas:** Hojas opuestas, simples; pecíolos de 3 hasta 25 cm de largo, láminas ampliamente ovadas o triangulares, a veces más anchas que largas, por lo común de 5 a 18 y hasta de 28 cm de largo y aproximadamente otro tanto de ancho, ápice<sup>f</sup> agudo a obtuso, base cordada (forma de corazón), margen más o menos anguloso (en ocasiones ligeramente lobado) con entrantes y salientes, así como dientes en el extremo de algunas venas. Glandulosas y viscosas en ambas superficies.



**Figura 3.** Hoja de *Martynia annua*.

<sup>d</sup> Pubescente: Cualquier superficie de un órgano u otra parte de la planta que posee una gran cantidad de pelillos formando una especie de lana o terciopelo con el propósito de retener o repeler humedad, o defenderse de ciertas plagas o enfermedades, etc.

<sup>e</sup> Glabro: que no presentan pelos.

<sup>f</sup> Ápice: En botánica, este término expresa el extremo superior o punta de la hoja del fruto.



**Inflorescencia:** En forma de racimo, con 10 a 20 flores, pedicelos de 1 hasta 2 y en ocasiones 3 cm de largo, con una bráctea<sup>g</sup> espatulada (con forma de espátula) en su base, hasta de 1.5 cm de largo, petaloide, rosada, brácteas de la base del cáliz, oblongas a ovadas de 1 a 1.5 cm de largo, ligeramente asimétricas, petaloides, rosadas, pubescentes y ciliadas.



**Figura 4.** Florescencia de *Martynia annua*.

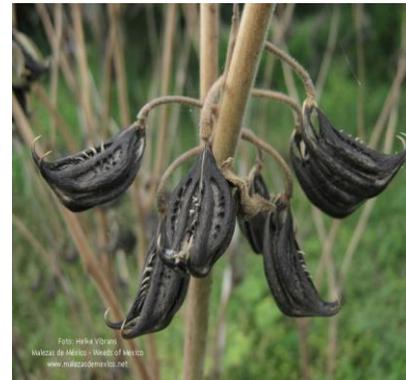
**Flores:** Cáliz de alrededor de 1.5 cm de largo, formado por 5 sépalos libres, desiguales, verdosos, los 3 superiores oblongos u oblanceolados (con ápice más ancho que la base) a estrechamente elípticos, uno de ellos mucho más largo que los otros, los 2 inferiores más anchos, elípticos, algo oblicuos (con lados asimétricos); corola bilabiada, levemente péndula, de 4 a 5 cm de largo, de color variable, desde casi blanco o rosado hasta rojizo-morado, cada uno de los lóbulos provisto por el lado interno de una mancha más o menos circular de color morado oscuro, el interior de la garganta con numerosos puntos morados, así como con una línea de puntos amarillos que la recorre longitudinalmente a partir del centro del lóbulo mayor, tubo de unos 5 mm de largo, oblicuo en la base, expandiéndose en una garganta campanulada algo comprimida y gibosa (inflado en un lado cerca de la base), de unos 3 a 4 cm de largo.

<sup>g</sup> Bráctea: Hoja modificada que rodea la flor.



**Figura 5.** Flor de *Martynia annua*

**Frutos y semillas:** Fruto péndulo, ovoide, algo comprimido, muy víscido (cubierta pegajosa), de 2 a 3.5 cm de largo, de 1.5 a 2 cm de ancho, recurvado, endocarpio (parte interna del fruto) óseo, con una cresta dentada y dos cuernos de aproximadamente 1 cm, a veces hasta de 2 cm de largo; al secarse estos cuernos son punzantes.



**Figuras 6 y 7.** Fruto de *Martynia annua*.



### 3.2.3 Hábitat

Es una planta ruderal<sup>h</sup>. Habita zonas de clima caluroso y más o menos húmedo, donde ocupa de preferencia ambientes perturbados o modificados, sobre todo a la orilla de caminos. Se encuentra también frecuentemente en potreros<sup>7</sup>.

### 3.2.4 Biología y ecología

#### Propagación, dispersión y germinación:

Los frutos se dispersan adhiriéndose a piernas y patas de los animales.

Dada su tendencia a ocupar ambientes modificados, no se considera vulnerable a la extinción.

### 3.2.5 Impacto e importancia

#### Usos

En Oaxaca, se usa esta planta principalmente como antiviperina y contra la picadura de arañas. También se cultiva como ornamental. Los frutos inmaduros son comestibles.

Las semillas se conocen como comestibles, mientras que con los frutos secos se fabrican llaveros y otras artesanías. En algunas partes las hojas, fuertemente pegajosas, se disponen a propósito para "cazar" pulgas. Por otro lado, la planta se registra como dañina en su papel de abundante maleza arvense<sup>i</sup>, y también llega a provocar la muerte de animales domésticos que ingieren sus frutos. En el siglo XVIII esta especie se introdujo a Europa, donde se ha venido cultivando como ornamental<sup>2</sup>.

---

<sup>h</sup> Ruderal: Son las plantas o comunidades vegetales silvestres, características de los alrededores de las habitaciones humanas, orillas de caminos, vías de ferrocarril, basureros, lugares sin cultivar y hábitats similares.

<sup>i</sup> Arvense: Plantas asociadas a los cultivos, conocidas como malas hierbas o indeseables.



### **3.3 Estudio comparativo entre ambas uñas de gato: *Martynia annua* y *Uncaria tomentosa*.**

#### ***Martynia annua***

Un miembro de la familia *Martiniaceae*, conocida en México como uña de gato, ha sido usado desde la antigüedad en varias partes del mundo. Por ejemplo; en India, donde se tiene más información sobre su uso, se conoce como escorpión y se usa en la medicina tradicional.

La UNAM, en el apartado de Medicina Tradicional Mexicana, describe algunas propiedades medicinales de la planta que se la da en algunas partes de la República, por ejemplo; el fruto seco molido tiene un efecto benéfico cuando es aplicada en las picaduras de insectos venenosos, y las hojas molidas, se han aplicado para heridas en los animales domésticos.

En México se usa en algunas regiones principalmente como antiviperina y contra la picadura de araña. En ambos casos se emplean las hojas, flores o semillas, que son administradas de las siguientes maneras: las semillas sin cáscara y molidas se aplican sobre la mordedura de víbora, cubriendo con una hoja, o bien, las hojas molidas se colocan en la parte afectada, luego se deben comer varias flores o semillas. Asimismo, se le ocupa para sacar espinas enterradas. En Puebla la utilizan para tratar la sordera<sup>1</sup>.

En farmacología, se ha evaluado la actividad antifúngica de varios tipos de extractos de esta planta, y sólo un extracto etanólico de hojas, mostró actividad antibiótica frente a la especie *Neurospora crassa*<sup>j</sup>. En una evaluación preliminar de toxicidad, un extracto acuoso preparado con frutos, no fue venenoso frente a la especie de pez carpa *Ctenopharyngodon idella*.<sup>2</sup>

Esta planta hasta la fecha no tiene antecedentes de uso medicinal, los estudios farmacológicos no han sido encaminados a probar sus usos en medicina tradicional.

El estudio químico realizado a *Martynia annua* y publicado por el investigador P.C Mali de la universidad de Rajasthan en India, muestran los siguientes resultados<sup>7</sup>:

---

<sup>j</sup> *Neurospora crassa*: Hongo que crece en la materia vegetal después de haber sido quemada.

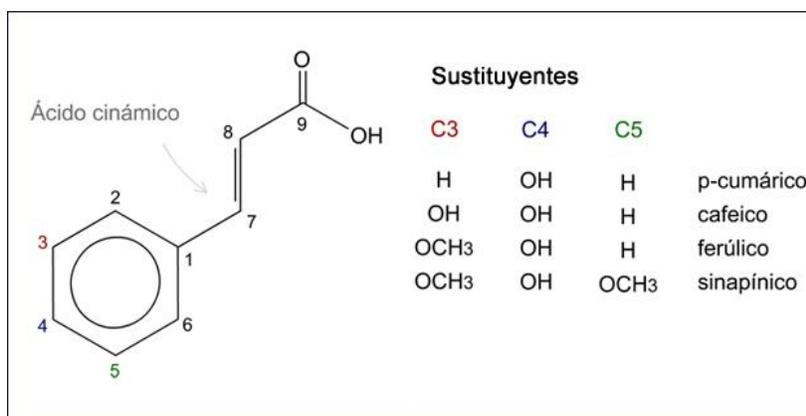


Presencia de alcalóides, compuestos glicosídicos, taninos, carbohidratos, fenoles.

En las hojas de *Martynia annua* se han detectado componentes fenólicos, los ácidos para-hidroxi-benzoico, cafeico, para y orto-cumárico, ferúlico, gentísico, proto-catequico, sinápico y vainillínico. **Ácidos similares se encuentran en los frutos.** En las flores se han encontrado los flavonoides apigenina, su ácido glucurónico, el galactósido de la cianhidrina luteolina, su ácido glucurónico y el glucósido de la pelargonidina.<sup>9</sup>

### Estructuras y algunas propiedades farmacológicas de los compuestos mencionados

Los ácidos hidroxicinámicos son un grupo de compuestos presentes en la pared celular vegetal, cuyos principales representantes son el **ácido ferúlico**, **p-cumárico**, **cafeico** y **sinápico**, de los cuales el **ácido ferúlico** y **p-cumárico** son los de mayor abundancia en la naturaleza. Están formados básicamente por un anillo aromático, un grupo alifático con un ácido carboxílico en el extremo. Son denominados **hidroxicinámicos** por la sustitución del grupo -OH (hidroxilo) en el anillo aromático.



**Figura 8.** Compuestos derivados del ácido cinámico.

Por lo general este tipo de compuestos se encuentran esterificados en la pared celular vegetal, por lo tanto, poseen una baja solubilidad en agua<sup>10</sup>.

Algunas de las aplicaciones de estos compuestos son:

Los ácidos hidroxicinámicos son agentes antioxidantes; se ha descrito su papel en la prevención del cáncer de estómago.

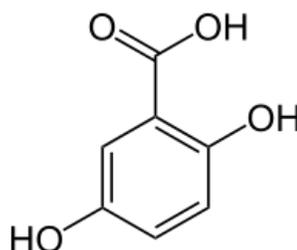


Se han realizado intentos de introducir por ingeniería genética genes que codifiquen cinamoil esterases en cepas de bacterias (para su utilización como probiótico), a fin de aumentar la cantidad de antioxidantes en el plasma por la acción de estas bacterias que forman parte de la flora intestinal.

Según los investigadores, el ácido cafeico paraliza la producción de aflatoxina, compuesto natural y cancerígeno que produce el *Aspergillus flavus*. El **ácido cafeico** se encuentra presente en elevadas cantidades en distintos vegetales y frutas, utilizar este ácido como arma para combatir el hongo supone la utilización de un método no dañino con el medio ambiente a diferencia de los fungicidas, pesticidas u otros compuestos químicos.

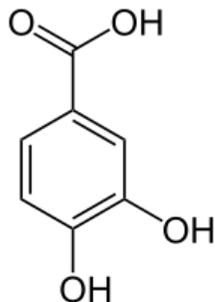
Por su parte el **ácido gentísico** o también llamado como ácido **2,5-dihidroxibenzoico**, es un compuesto orgánico aromático, uno de los seis isómeros del ácido dihidroxibenzoico. Naturalmente está presente en algunos vegetales. Por tener los componentes de la hidroquinona, el ácido gentísico es fácilmente oxidado y después se utiliza como excipiente antioxidante en ciertos medicamentos. El ácido salicílico, inhibe la síntesis de prostaglandinas y se utilizó inicialmente como un antiinflamatorio no esteroideo.

El ácido gentísico, como los otros cinco isómeros de ácido dihidroxibenzoico, se usa como un intermedio en la síntesis de algunos compuestos farmacéuticos, en particular, analgésicos y antiinflamatorios, y diversos compuestos orgánicos, resinas, poliésteres y detergentes.



**Figura 9.** Estructura del ácido gentísico.

El ácido proto-catequico o ácido 3,4-dihidroxibenzoico (3,4-DHB) es un compuesto aromático orgánico del tipo polifenol, y posee propiedades antioxidantes. Este es uno de los seis isómeros de ácido dihidroxibenzoico.<sup>9</sup>



**Figura 10.** Estructura del Acido proto-catéquico.

### ***Uncaria tomentosa***<sup>5</sup>

Llamada popularmente uña de gato, es una planta enredadera y trepadora de uso medicinal.

La uña de gato (*Uncaria tomentosa*) es una liana trepadora de tronco leñoso y delgado que alcanza los 15 metros de altura. Crece en la Amazonía, a lo largo del flanco oriental de la cordillera de los Andes, y se desarrolla mejor a alturas entre los 200 y 800 m sobre el nivel del mar. Su nombre común responde, como los de una treintena de especies vegetales, a las filosas espinas curvas que presentan los tallos jóvenes y que la planta utiliza para sujetarse a los árboles. Su nombre científico se origina en las pequeñas pilosidades o tomentos que, a manera de pelusa, recubren la superficie de sus hojas tiernas.

Originaria del Perú, crece en tierras vírgenes de la selva peruana. Es usada como medicina tradicional por la etnia de los Asháninca, ubicada en la Amazonía peruana, quien la aplica desde hace muchos siglos para curar heridas profundas, para aliviar dolores de los huesos, para los riñones y para tratar a las mujeres después del parto.

Conocida y utilizada desde siempre por pueblos indígenas del oriente peruano, la uña de gato se convirtió, en una milagrosa alternativa para la cura de males relacionados con el cáncer y la inmunodeficiencia.<sup>6</sup>



**Figura 11.** Imágenes de *Uncaria tomentosa*.

Desde su descubrimiento por la medicina moderna, la uña de gato (Cat's Claw) es aplicada para resolver los problemas siguientes<sup>5</sup>:

Dolores por reumatismo.

- Inmunodeficiencia por VIH.
- Normalización de algunas funciones del sistema inmune.
- En casos de infecciones de toda índole.
- Úlceras y tumores.
- Coagulación de la sangre.
- En enfermedades degenerativas como: cáncer (tracto genital femenino, bronco pulmonar y gástrico) y tumores.
- Procesos virales.
- Irregularidades del ciclo menstrual.
- Gonorrea
- Debilidad general y en la convalecencia.
- Diabetes
- Heridas profundas.
- Hemorroides y fístulas.

En la OMS, que patrocinó la Primera Conferencia Internacional sobre *Uncaria tomentosa* en Ginebra (Suiza), hubo unanimidad sobre el hecho de que después



del descubrimiento de la quinina, ninguna otra planta de la selva húmeda logró despertar tanto interés como lo hizo ésta. El interés se concentraba sobre todo en los alcaloides, ya que por lo menos 6 de ellos eran capaces de aumentar el nivel de inmunidad hasta un 50%. Cinco de los alcaloides fueron clínicamente documentados por tener efectos contra la leucemia, tumores, úlceras e infecciones y artritis.

Las propiedades curativas de la uña de gato se deben a la presencia, en el interior de sus tejidos, de una serie de alcaloides: hirsutina, isomitrafalina, isopteropodina y ácido gálico, entre otros. Sin embargo, lo que la ciencia no ha logrado descifrar es si estos efectos son producidos por sólo una de estas sustancias, por la combinación de algunas o por todas ellas en conjunto. Tampoco se sabe si son más efectivas las sustancias extraídas de los tallos tiernos, la raíz, las hojas o el tronco; o si las plantas deben ser cortadas en época de lluvias, durante el estío, antes de la floración o al secarse.

La gran demanda por la uña de gato peruana, llevó al mercado herborístico un vasto abanico de “uñas de gato”; en muchos casos se vendía desde aserrín y viruta de extrañas maderas hasta sofisticadas cápsulas rellenas de cualquier cosa cuya composición a veces se desconocía, pero que los consumidores adquirirían con la esperanza de encontrar un alivio a sus enfermedades; así, las uñas de gato se podían encontrar en las calles y todos los expendios de medicinas alternativas.<sup>5</sup>



**Tabla 1.** Alcaloides encontrados en *Uncaria tomentosa* en un extracto de raíz, hojas y tallo.

Alcaloides	Alcaloides pentacíclicos	Alcaloides tetracíclicos
<b>Oxindol</b>	Pteropodina	Rincofilina
	Isopteropodina	Isorincofilina
	Especiofilina	Corinoxeina
	Uncarina F	
	Mitrafilina	
<b>Indol</b>	Isomitrafilina	
	Akaummigina	Hisrutina
	Tetrahidroalstonina	Dihidrocorinanteina
	Isoajmalicina	Hirsuteina Corinantaina

**Tabla 2.** Clasificación botánica de *Martynia annua* y *Uncaria tomentosa*.

<b>Martynia</b>		<b>Uncaria</b>	
			
<i>M. annua</i>		<i>U. tomentosa</i>	
<b>Clasificación botánica</b>			
Reino:	<b>Plantae</b>	Reino:	<b>Plantae</b>
División:	<b>Magnoliophyta</b>	División:	<b>Magnoliophyta</b>
Clase:	<b>Magnoliopsida</b>	Clase:	<b>Magnoliopsida</b>
Orden:	<b>Scrophulariales</b>	Orden:	<b>Gentianales</b>
Familia:	<b>Martyniaceae</b>	Familia:	<b>Rubiaceae</b>
Género:	<b><i>Martynia</i> L.</b>	Género:	<b><i>Uncaria</i></b>
Especie:	<b><i>M. annua</i></b>	Especie:	<b><i>U. tomentosa</i></b>
Nombre común:	<b>Uña de gato</b>	Nombre común:	<b>Uña de gato</b>



## CAPÍTULO IV

# FUNDAMENTOS TEÓRICOS

### 4.1 Características de lípidos<sup>15</sup>

Los lípidos son biomoléculas naturales solubles en disolventes no polares o débilmente polares (por ejemplo: éter dietílico, hexano, diclorometano) e insolubles en agua.

Los lípidos incluyen muchos tipos de compuestos que contiene una amplia variedad de grupos funcionales. Se dividen en dos clases: Lípidos complejos y lípidos simples.

**Tabla 3.** Clasificación de lípidos.

Lípidos saponificables	Triacilgliceroles o grasas	Aceites Mantecas Sebos
	Ceras	Glicerolípidos Esfingolípidos
Lípidos complejos o de membrana		
Lípidos insaponificables	Terpenos Esteroides Hormonas Eicosanoides	
Ácidos grasos	Saturados Insaturados.	

Las grasas y los aceites tienen puntos de fusión que dependen del grado de insaturación en sus ácidos grasos. Un triglicérido derivado principalmente de ácidos grasos saturados tiene un punto de fusión más alto, ya que se empaqueta más fácilmente en un retículo sólido a diferencia de triglicérido formado con ácidos grasos insaturados.

La mayoría de los triglicéridos saturados son grasas ya que son sólidos a temperatura ambiente. La mayoría de los triglicéridos con varias insaturaciones son aceites, ya que son líquidos a temperatura ambiente. El término poliinsaturado indica que hay varios dobles enlaces en los ácidos grasos del triglicérido.



La mayoría de las grasas y aceites naturales son mezclas de triglicéridos que contiene varios tipos de ácidos grasos saturados e insaturados.

### **Deterioro de los lípidos<sup>22</sup>**

Las grasas y los aceites son susceptibles a diferentes reacciones de deterioro que reducen el valor nutritivo del alimento, y además producen compuestos volátiles que imparten olores y sabores desagradables. Esto se debe a que el enlace éster de los acilgliceroles es susceptible a la hidrólisis química o enzimática, y a que los ácidos grasos insaturados son sensibles a reacciones de oxidación. En general, el término rancidez se ha usado para describir los diferentes mecanismos a través de los cuales se alteran los lípidos. El grado de deterioro depende del tipo de grasa o aceite; los más susceptibles a estos cambios son los de origen marino seguido por los aceites vegetales y finalmente por las grasas animales.

El deterioro de los lípidos se ha dividido en dos grupos de reacciones: rancidez hidrolítica y rancidez oxidativa. El primero se debe básicamente a la acción de las lipasas que liberan ácidos grasos de los triglicéridos, mientras que el segundo se refiere a la acción del oxígeno y de las lipoxigenasas sobre las insaturaciones de los ácidos grasos. A continuación se presentan los principales aspectos del deterioro de lípidos:

**Rancidez hidrolítica o lipólisis:** se debe a la acción de las lipasas sobre los dobles enlaces de los triglicéridos de las grasas, y es muy notable en productos lácteos o en cualquier otro alimento que contengan altas concentraciones de ácidos volátiles de cadena corta (C4-C12). Los ácidos grasos libres, que van desde el butírico hasta el láurico, contribuyen al desarrollo de olores y sabores rancios en las grasas; por lo tanto, en alimentos con bajo contenido de ácidos grasos de cadena corta no se percibe la rancidez hidrolítica, aún cuando exista actividad enzimática de la lipasa.

La fuente y el origen de las lipasas pueden ser el propio alimento, como en el caso de la leche, o bien una contaminación microbiana por levaduras, hongos o bacterias.

**Rancidez oxidativa:** las reacciones de oxidación de los lípidos tiene orígenes diversos, el principal es la acción directa del oxígeno sobre las dobles ligaduras de los ácidos grasos insaturados, con la consecuente producción de hidroperóxidos. Otro mecanismo es la acción enzimática de la lipoxigenasa y de la alcoholdehidrogenasa. Por otra parte, los grupos hemo de la mioglobina y la hemoglobina inducen igualmente la formación de hidroperóxidos a través de reacciones catalizadas por los iones hierro que contienen dentro de su molécula.



## 4.2 Estructura química de los lípidos<sup>19</sup>

**Los lípidos complejos** son aquellos que son fáciles de hidrolizar a constituyentes más simples. La mayor parte de los lípidos complejos son ésteres de ácidos carboxílicos de cadena larga denominados ácidos grasos. Los dos principales grupos de ésteres de ácidos grasos son las ceras y los glicéridos. Los glicéridos son ésteres de la glicerina.

**Los lípidos simples** son aquellos que no se hidrolizan fácilmente en disolución acuosa ácida o básica. Este término con frecuencia parece inapropiado, ya que muchos lípidos denominados simples, son moléculas estructuralmente complejas. Dentro de este grupo se puede mencionar a: los esteroides, las prostaglandinas y los terpenos.

### 4.2.1 Lípidos saponificables

Los lípidos saponificables son aquellos que pueden ser hidrolizados a un ácido graso y un alcohol. Si la hidrólisis se realiza en medio básico, a la reacción se le denomina saponificación.

La hidrólisis de los ésteres es el proceso inverso de la esterificación, cuando un éster de ácido graso se hidroliza, se produce un ácido graso y un alcohol.

### Reacción de Saponificación<sup>14</sup>

La saponificación es la hidrólisis promovida por una base en las uniones éster de los triglicéridos. Uno de los productos es una mezcla de sales de ácidos mejor conocidos como jabón, la palabra saponificación deriva de la palabra latina *saponis*, que significa jabón. La saponificación se descubrió antes del año 500 a.C, cuando se encontró que al calentar grasa animal con ceniza de madera se obtenía una sustancia sólida blanquecina. Las sustancias alcalinas de la ceniza promueven la hidrólisis de las uniones éster de la grasa. El jabón generalmente se obtiene hirviendo grasa animal o aceite vegetal con una solución de hidróxido de sodio.





**Tabla 4.** Ácidos grasos saturados.

Butírico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_2\text{COOH}$
Láurico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{10}\text{COOH}$
Mirístico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{12}\text{COOH}$
Palmítico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{14}\text{COOH}$
Estearico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{16}\text{COOH}$
Araquídico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{18}\text{COOH}$

### Ácidos grasos insaturados

Los ácidos grasos insaturados tienen en la cadena dobles enlaces, en un número que va de 1 a 6. Los que tienen una sola insaturación se llaman monoinsaturados. Los que tienen más de un enlace doble se denominan poliinsaturados, aunque también puede hablarse de diinsaturados, triinsaturados, etc.

La siguiente tabla contiene algunos ejemplos de ácidos grasos insaturados.

**Tabla 5.** Ácidos grasos insaturados.

Linolenico	$\text{CH}_3\text{CH}_2\text{CH}=\text{CHCH}_2\text{CH}=\text{CHCH}_2\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
Linoleico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_4\text{CH}=\text{CHCH}_2\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
Araquidónico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_4\text{CH}=\text{CHCH}_2\text{CH}=\text{CHCH}_2\text{CH}=\text{CHCH}_2\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_3\text{COOH}$
Oleico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
Erúxico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_{11}\text{COOH}$
Palmitoléico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_5\text{HC}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$

### 4.2.3 Propiedades fisicoquímicas de los ácidos grasos<sup>20</sup>

**A. Punto de fusión.** Existen dos factores que hacen que éste aumente:

- El **número de átomos de carbono**: A mayor número de carbonos mayor número de enlaces de Van der Waals, requiriéndose por tanto un mayor gasto de energía para conseguir su fusión.
- El **grado de insaturación**. Los compuestos totalmente saturados poseen cadenas extendidas que se pueden empaquetar estrechamente estableciendo interacciones de Van der Waals entre los átomos de cadenas vecinas, lo que hace



que a temperatura ambiente adquieran consistencia cerosa. Las cadenas insaturadas, presentan ángulos de  $120^\circ$  en sus cadenas que debilita las interacciones entre ellas, por lo que se necesita menos energía térmica para separarlas y a temperatura ambiente son líquidos oleosos.

Los ácidos grasos insaturados, por tanto presentan puntos de fusión más bajos que los saturados.

## B. Solubilidad de los ácidos grasos

Una de las características más importantes de los ácidos grasos es que son moléculas **anfipáticas**, es decir que tienen carácter polar y apolar al mismo tiempo.

Esto se debe a que el grupo carboxilo terminal ( $-\text{COOH}$ ) es un grupo polar hidrofílico. El resto de la molécula, es decir, cadenas largas hidrocarbonadas, poseen grupos metilenos ( $-\text{CH}_2-$ ) y un metilo terminal ( $-\text{CH}_3$ ), que actúan como grupos hidrófobos, no polares (lipófilos), capaces de formar enlaces de Van der Waals con otros grupos lipófilos. En la molécula de un ácido graso se distinguen por tanto, dos zonas: una cabeza polar, formada por el grupo carboxilo, y una larga cadena hidrocarbonada, denominada cola, claramente apolar e hidrófoba.

## C. Esterificación

Los ácidos grasos pueden formar ésteres con el grupo alcohol de otras moléculas.

### 4.3 Lípidos insaponificables<sup>15</sup>

Se caracterizan por la ausencia del grupo funcional éster: A continuación se mencionan compuestos que pertenecen a este grupo.

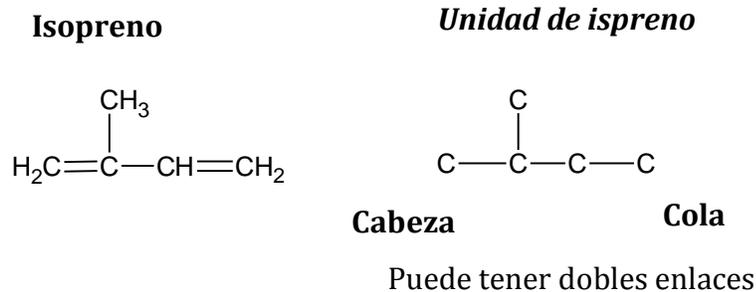
#### Terpenos

Se caracterizan por la ausencia del grupo funcional éster. Un grupo importante y frecuente de lípidos insaponificables, frecuentes en las plantas son los terpenos, abundantes en las células vegetales. Se clasifican según el número de unidades isoprénicas en su estructura.

Los terpenos suelen formar parte de los aceites esenciales de las plantas que, generalmente se obtienen por destilación por arrastre de vapor.



La unidad de isopreno mantiene su estructura de isopentilo en el terpeno, generalmente con modificación de los dobles enlaces del isopreno (2-metil-1,3-butadieno).



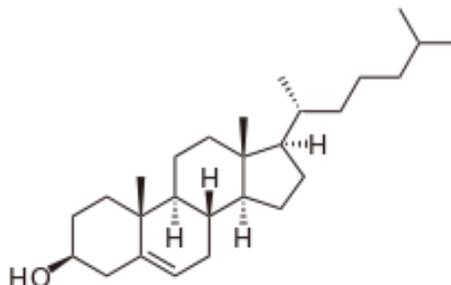
**Figura 13.** Estructura general de los terpenos

Muchos terpenos contiene grupos funcionales adicionales, especialmente grupos carboxilo e hidroxilo.

Los terpenos se clasifican de acuerdo con el número de átomos de carbono que los forman. A un terpeno con 10 átomos de carbono (dos unidades de isopreno), se le denomina monoterpeno, con 20 átomos de carbono (cuatro unidades de isopreno), diterpeno. A los terpenos con 15 átomos de carbono (tres unidades de isopreno), se les denomina sesquiterpenos.

### Esteroides

Son moléculas policíclicas complejas que se encuentran en todas las plantas y animales. Están clasificados como lípidos simples ya que no experimentan hidrólisis como las grasas, aceites y ceras. La familia de los esteroides incluye a una gran variedad de compuestos: las hormonas, los emulsionantes y muchos componentes de las membranas celulares. Los esteroides son compuestos cuyas estructuras están basadas en el anillo tetracíclico androstano o pentanoperhidrofenantreno. El colesterol es el esteroide más abundante en los humanos, y también el más importante, por lo que todos los demás se originan a partir de este.



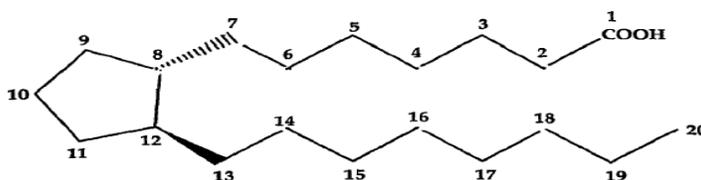
**Figura 14.** Estructura química del colesterol.



## Prostaglandinas

Son derivados de ácidos grasos que son reguladores bioquímicos incluso más potentes que los esteroides. Se denominan prostaglandinas porque se aislaron por primera vez a partir de secreciones de la glándula de la próstata. Posteriormente se encontró que estaban presentes en todos los tejidos y fluidos corporales, generalmente en pequeñas porciones.

Las prostaglandinas que derivan del ácido araquidónico, ácido graso de 20 carbonos con cuatro dobles enlaces *cis*. Tienen un anillo de ciclopentano con dos cadenas laterales largas en posición *trans* una con respecto a otra, con una de las cadenas laterales finalizando en un ácido carboxílico. La mayoría de las prostaglandinas tienen 20 átomos de carbono.



**Figura 15.** Estructura química de las prostaglandinas.

Muchas prostaglandinas tiene grupos hidroxilo en el C11 y en el C15, y un doble enlace *trans* entre C13 y C14. También tiene un grupo carbonilo o un grupo hidroxilo en el C9. Muchas otras tiene un doble enlace *cis* entre C5 y C6.

Las prostaglandinas afectan y actúan sobre diferentes sistemas del organismo, incluyendo sistema nervioso, tejido liso, sangre y sistema reproductor; juegan un papel importante en regular diversas funciones como la presión sanguínea, el trabajo de parto, las funciones del sistema digestivo y el inicio del esfuerzo físico.

### 4.4 Método de extracción de aceites y grasas<sup>11</sup>

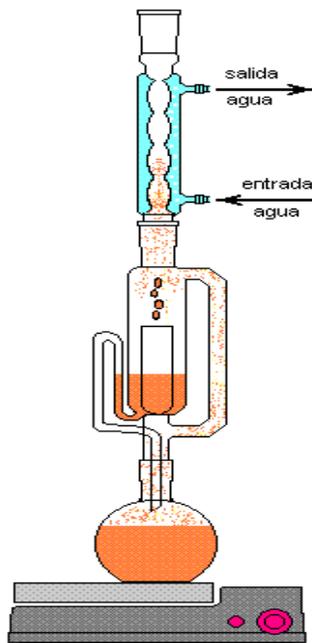
#### Método de Soxhlet

La extracción Soxhlet consiste en las siguientes etapas:

- 1) Colocación del disolvente en un matraz bola.
- 2) Ebullición del disolvente que se evapora hasta un condensador a reflujo.
- 3) El condensado cae sobre un recipiente que contiene un cartucho poroso con la muestra en su interior.
- 4) El disolvente asciende cubriendo el cartucho hasta un punto en que se produce el descenso con el material extraído y lo va acumulando en el matraz bola.



5) Se vuelve a producir este proceso la cantidad de veces necesaria para que la muestra quede agotada. Lo extraído se va concentrando al matraz bola con el disolvente.



**Figura 16.** Extracción de grasas vía Soxhlet.

#### 4.5 Análisis de lípidos<sup>10</sup>

Existe un gran número de análisis para evaluar las características físicas y químicas de las grasas, pero los más comunes son los desarrollados por la American Oil Chemist's Society (AOCS) que muchos países han adoptado posteriormente. Los métodos instrumentales de cromatografía y de resonancia magnética nuclear están adquiriendo cada día más importancia.

Otras pruebas importantes para determinar la calidad de los aceites y grasas son: los índices de yodo y de saponificación, el punto de fusión y el índice de solidificación e índice de refracción. Estas son determinaciones rutinarias empleadas en la industria para la caracterización e identificación de las grasas comerciales. Los resultados de estos análisis pueden ofrecer información sobre la naturaleza, el origen y el posible comportamiento de la grasa en diferentes condiciones de procesamiento en la elaboración de alimentos.

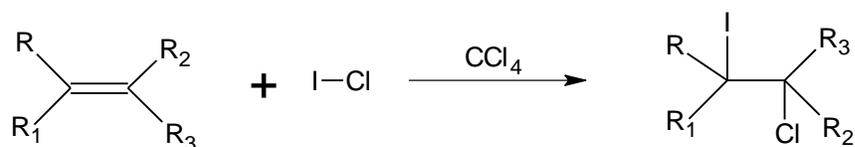


#### 4.5.1 Índice de refracción<sup>10</sup>

Se define como la relación de la velocidad de la luz en el aire (técnicamente un vacío) con respecto a la velocidad de la luz en el aceite. Es decir, mide la relación aire/sustancia, de una muestra concreta. Sirve para identificar el tipo de aceite y su calidad. Se obtiene midiendo directamente en un refractómetro a 20-25°C para los aceites y a 40°C para las grasas.

#### 4.5.2 Índice de yodo<sup>14</sup>

El valor del índice de yodo de un aceite es una medida de su grado de insaturación, ya que mide la cantidad de dobles enlaces capaces de reaccionar con el reactivo empleado. El método de Wijs, usado en este estudio, emplea una solución de cloruro de yodo (ICl) que se adiciona a los dobles enlaces.



El excedente de ICl se hace reaccionar con KI, la reacción efectuada es la siguiente:



El yodo liberado se cuantifica con una solución estandarizada de tiosulfato de sodio usando una solución de almidón como indicador



El punto final se registra por la desaparición del complejo azul formado entre el yodo y el almidón. Esta determinación es quizá el mejor método para clasificar los aceites, dando una base para saber si el aceite está puro o se encuentra mezclado.

El índice de yodo se define como el número de gramos de yodo absorbidos por 100 mg de aceite o grasa



### 4.5.3 Determinación del índice de saponificación<sup>11</sup>

Índice de saponificación

El índice de saponificación denota el peso de hidróxido potásico en miligramos que se requieren para saponificar un gramo del aceite o grasa.

El aceite se saponifica calentándolo con un exceso de álcali cáustico alcohólico. La cantidad de álcali consumida, se calcula valorando por retroceso con una solución estandarizada de ácido clorhídrico.

El índice de saponificación es inversamente proporcional a la medida de los pesos moleculares de los ácidos grasos de los glicéridos presentes en el aceite o grasa. Como muchos aceites dan índices similares, el índice de saponificación es menos valioso que el índice de yodo cuando se trata de identificar un aceite desconocido. Son excepciones los altos índices del aceite de coco y el aceite de almendra de palma (ambos utilizados para producir la margarina) y el valor de la grasa de mantequilla.

### 4.5.4 Material insaponificable

La materia insaponificable consta de aquellas sustancias que no reaccionan con el NaOH. Incluye hidrocarburos, alcoholes de alto peso molecular, terpenos, etc. La mayoría de los aceites y grasas contienen una pequeña parte de materia insaponificable (normalmente menos del 2 %).

### 4.5.5 Análisis cromatográfico<sup>23</sup>

Para la caracterización de aceites, en la actualidad se utiliza la técnica de cromatografía de gases con la cual es posible conocer el porcentaje de los diferentes ácidos grasos presentes.

#### Cromatografía

La cromatografía es un método físico de separación en el cual los componentes de la mezcla se distribuyen entre dos fases. Una de las fases es sólida o líquida dispuesta sobre un soporte de gran área superficial, conocida como fase estacionaria; la otra fase, que es un fluido que puede ser un gas, un líquido o un fluido supercrítico, se utiliza como portador de la mezcla y pasa a través de la fase estacionaria, esta fase se conoce como fase móvil. Los componentes son separados por su diferente velocidad de migración. La cromatografía puede ser clasificada por su utilidad y por su naturaleza de las fases en estacionaria y móvil.



De acuerdo a su utilidad, la cromatografía se clasifica en: analítica, utilizada para determinar los compuestos presentes en una mezcla; y preparativa, utilizada para separar cantidades grandes de mezclas. En base a la naturaleza de las fases involucradas, las técnicas cromatográficas se clasifican en: líquido-sólido, líquido-líquido, gas-sólido y gas-líquido. Estas se conocen como cromatografía de gases.

### **La cromatografía gas-sólido**

Esta técnica consiste en una fase estacionaria sólida, en la cual se produce la retención de los analitos como consecuencia de adsorción física, la fase móvil la constituye un fluido gaseoso. Esta técnica no ha tenido una gran aplicación excepto para la separación de ciertas especies gaseosas de bajo peso molecular.

### **Cromatografía gas-líquido**

El concepto de cromatografía gas-líquido fue enunciado por primera vez en 1941 por Martin y Synge, quienes fueron también los responsables del desarrollo de la cromatografía de distribución líquido-líquido. Se fundamenta en la distribución del analito entre una fase móvil gaseosa y una fase líquida inmovilizada sobre la superficie de un sólido inerte.

### **Cromatografía de gases (CG)**

Es una técnica de separación que ha revolucionado la química analítica. En una cromatografía de gases (CG), la muestra se volatiliza y se inyecta en la cabeza de una columna cromatográfica. La elución se produce por el flujo de un gas inerte, que funciona como fase móvil. A diferencia de la mayoría de los tipos de cromatografía, la fase móvil no interacciona con las moléculas del analito a través de la columna. Hay dos clases de cromatografía de gases: cromatografía gas-sólido (de adsorción) y cromatografía gas-líquido (de partición). De ellas, la más importante es la cromatografía gas-líquido, usada en forma de una columna capilar.

Esta técnica se emplea si los componentes de la mezcla problema son volátiles o semivolátiles y estables a temperaturas de hasta 350-400°C. La cromatografía de gases proporciona información cualitativa y cuantitativa de los componentes presentes en una mezcla. Los componentes son separados por sus diferencias de afinidad entre la fase móvil y la fase estacionaria en la columna.

Un cromatógrafo de gases consiste en varios módulos básicos ensamblados para:

1. Proporcionar un gasto fijo o constante del gas transportador (fase móvil).
2. Permitir la introducción de vapores de la muestra en la corriente de gas que fluye.



3. Contener la longitud apropiada de fase estacionaria.
4. Mantener la columna a la temperatura apropiada (o la secuencia del programa de temperatura).
5. Detectar los componentes de la muestra conforme se eluyen de la columna.
6. Proveer una señal legible proporcional en magnitud a la cantidad de cada componente.

Los módulos se muestran en la siguiente figura:

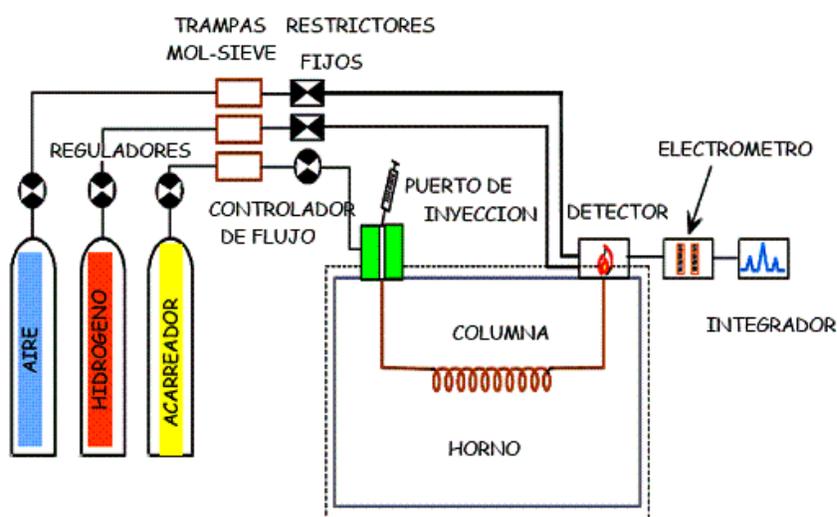


Figura 17. Esquema de un cromatógrafo de gases.

### Aplicaciones de la cromatografía de gases en análisis de aceites.

Las principales aplicaciones de la cromatografía de gases en aceites, se centran en la determinación de la fracción de ácidos grasos y sus derivados, así como de la fracción insaponificable.

Los ácidos grasos libres suelen analizarse por Cromatografía de gases en forma de ésteres volátiles, por lo general, ésteres metílicos.

Empleando columnas capilares de gran longitud se pueden identificar de forma adecuada los ácidos grasos en función del número de átomos de carbono y de insaturaciones, e incluso se pueden llegar a separar isómeros geométricos, es decir, se pueden determinar los ácidos grasos *cis* y *trans*.

Mediante la cromatografía de gases puede establecerse el contenido de ácidos grasos totales, así como determinar cuáles esterifican cada posición del glicerol en los triglicéridos. Estas determinaciones resultan de gran utilidad, ya que la composición de ácidos grasos de los triglicéridos es característica de los distintos tipos o variedades de aceites, y por otra parte, puede detectarse cualquier



alteración en un aceite, ya sea con fines fraudulentos o a causa de la propia manipulación industrial.

Este tipo de análisis requiere una primera etapa previa a la separación cromatográfica, que incluye:

1. La hidrólisis química de los triglicéridos para determinar el total de los ácidos grasos. Si se requiere un estudio específico se puede hacer otro tipo de hidrólisis.
2. Hidrólisis enzimática con lipasa pancreática para conocer el porcentaje de ácidos grasos en posición  $\beta$  del glicerol, y por diferencia, de la posición  $\alpha$ .
3. Hidrólisis enzimática con fosfolipasas que permite conocer los ácidos grasos en las posiciones 1 y 3 del triglicérido.

Los ácidos grasos aislados se determinan al igual que los libres, esterificando con metanol y posteriormente introduciendo los ésteres al análisis por cromatografía de gases.

#### 4.5.5 Espectroscopia Infrarroja<sup>16</sup>

La región infrarroja del espectro electromagnético cubre el intervalo que va de  $7.8 \times 10^{-7}$  m a unos  $10^{-4}$  m, en química orgánica, sólo se usa la región media, desde  $2.5 \times 10^{-6}$  hasta  $2.5 \times 10^{-5}$  m, las longitudes de onda en la región infrarroja se expresan en micrómetros o micras ( $1 \mu\text{m} = 10^{-6}$  m), y la frecuencias. En números de onda, no en herzt, El número de onda se da en  $\text{cm}^{-1}$  y es el recíproco de la longitud de onda en centímetros.

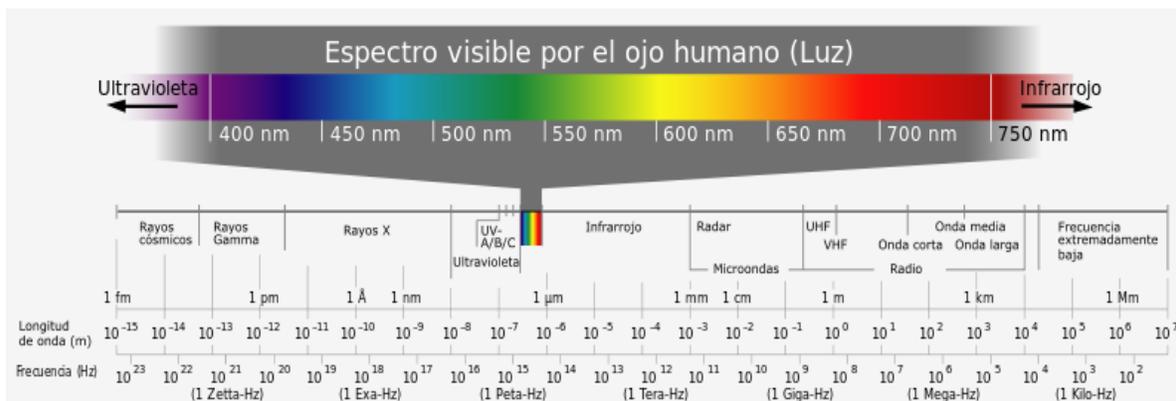


Figura 18. Regiones de longitud de onda del espectro electromagnético.



Todas las moléculas tienen cierta cantidad de energía distribuida en su estructura, lo que hace que los enlaces se estiren y contraigan, que los átomos oscilen y que se presenten otras vibraciones moleculares.

La cantidad de energía que contiene una molécula no es una variable continua, sino que esta *cuantizada*, es decir, una molécula sólo se puede estirar o flexionar en determinadas frecuencias que corresponden a niveles de energía específicos, por ejemplo, el estiramiento de los enlaces. Aunque suele considerarse que las longitudes de los enlaces son fijas, las cantidades que se manejan son promedios. En realidad, la longitud de los enlaces cambia constantemente. Así, un enlace C-H característico, en realidad vibra con cierta frecuencia y se estira y se contrae de manera alternada como si fuera un resorte que se uniera a los dos átomos.

Cuando la molécula es irradiada con radiación electromagnética, absorbe energía si la frecuencia de la radiación coincide con la frecuencia de la vibración. Cuando una molécula absorbe radiación infrarroja, aumenta la amplitud de su vibración molecular. Debido a que cada frecuencia que absorbe una molécula corresponde a cierto movimiento molecular; se puede encontrar que tipos de movimientos tiene una molécula con sólo determinar su espectro de infrarrojo.

Los espectros IR pueden ser determinados en una muestra sin importar su estado físico: sólido, líquido, gaseoso o disuelto en algún disolvente. Los sólidos pueden ser disueltos en un disolvente adecuado como tetracloruro de carbono o cloroformo; más frecuentemente, sin embargo, una muestra sólida se mezcla con bromuro de potasio y la mezcla se presiona hasta formar una tableta delgada, la cual se coloca en el camino del rayo del IR.

Al usar espectroscopia de IR para la determinación de estructuras, por lo general se detectan absorciones en el intervalo de  $4000$  a  $1600\text{cm}^{-1}$ , porque esta es la región en la cual se encuentran las vibraciones características de los grupos funcionales orgánicos. La región de  $1300$  a  $625\text{cm}^{-1}$  se conoce como la región de las huellas digitales.

#### 4.6 Determinación de cenizas<sup>3</sup>

La determinación de cenizas es referida como el análisis de residuos inorgánicos que quedan después de la ignición u oxidación completa de la materia orgánica (sales minerales). Las cenizas permanecen como residuo luego de la calcinación de la materia orgánica. La calcinación debe efectuarse a una temperatura adecuada, que sea lo suficientemente alta como para que la materia orgánica se destruya totalmente, pero se debe observar que la temperatura no sea excesiva para evitar que los compuestos inorgánicos sufran alteración.



Existen tres tipos de análisis de cenizas: 1) cenizas en seco para la mayoría de las muestras de alimentos; 2) cenizas húmedas (por oxidación) para muestras con alto contenido de grasa (carnes y productos cárnicos) como método de preparación de la muestra para análisis elemental; y 3) análisis simple de cenizas de plasma en seco a baja temperatura para la preparación de muestras cuando se llevan a cabo análisis de volátiles elementales.

La técnica que se utilizó en este trabajo es la de cenizas en seco, la cual consiste en quemar la muestra al aire y posteriormente en una mufla para eliminar todo el material orgánico. Algunos errores y dificultades involucrados en la determinación de las cenizas en seco son: la pérdida de ceniza debido a la intensidad con que arde la flama en el momento de quemar la muestra al aire, y el cambio gradual en las sales minerales con el calor, como el cambio de carbonatos a óxidos.

#### **4.7 Determinación de cenizas totales<sup>3</sup>**

La determinación de cenizas en seco es el método más común para cuantificar la totalidad de minerales en alimentos se basa en la descomposición total de la materia orgánica quedando solamente materia inorgánica en la muestra, se determinan tanto cenizas solubles en agua , insolubles y solubles en medio ácido. En este método toda la materia orgánica se oxida en ausencia de la flama a una temperatura que fluctúa entre 550°C a 600°C; el material inorgánico que no se volatiliza a esta temperatura se conoce como ceniza.

#### **4.8 Determinación de elementos minerales<sup>4</sup>**

El término elementos minerales sirve para agrupar a aquellos elementos, en su mayoría metálicos, que se presentan en cantidades minoritarias en los alimentos, y que suelen determinarse como tales elementos más que como compuestos específicos o grupos de compuestos.

El numero de estos elemento es amplio incluyéndose en él: silicio, calcio, magnesio, sodio, fósforo, azufre, cloro, hierro, aluminio, manganeso, flúor, arsénico, cobalto, cobre, mercurio, molibdeno, plomo, selenio, estroncio, zinc, yodo, mercurio y boro. En algunos casos están presentes como elementos naturales y en otros casos como producto de la contaminación



---

## CAPITULO V

# MÉTODOS DE ANÁLISIS DE COMPUESTOS POLARES

### 5.1 Determinación de alcaloides<sup>8</sup>

Los alcaloides son compuestos nitrogenados que se comportan como bases frente a los ácidos, formando sales.

En su gran mayoría son de origen natural, sobre todo del reino vegetal, aunque se conocen algunos semisintéticos y otros exclusivamente sintéticos.

Presentan notables propiedades fisiológicas y toxicológicas, que se ejercen fundamentalmente sobre el sistema nervioso central, con predominio en alguno de sus niveles.

Por estas razones los alcaloides pueden ser usados como fármacos. El uso prolongado de alguno de estos compuestos produce en el hombre adicción, lo que constituye verdaderas toxicomanías, con dependencia física y psíquica y un aumento de la tolerancia.

Una definición aceptable para los alcaloides es la siguiente: “**Un compuesto orgánico de origen natural (generalmente vegetal), nitrogenado** (el nitrógeno se encuentra generalmente intracíclico), derivados generalmente de aminoácidos, de carácter más o menos básico, de distribución restringida, con propiedades farmacológicas importantes a dosis bajas y que responden a reacciones comunes de precipitación”.

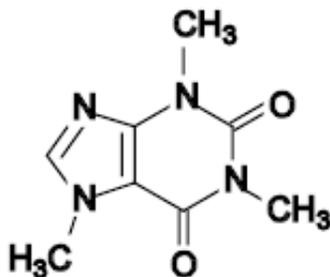


Figura 19. Estructura de un alcaloide.



De acuerdo a las características de esta definición, algunos autores han dividido a los alcaloides en cuatro clases:

- 1) Alcaloides verdaderos
- 2) Protoalcaloides
- 3) Pseudoalcaloides
- 4) Alcaloides imperfectos

**Alcaloides verdaderos:** cumplen estrictamente con las características de la definición de alcaloide: son formados a partir de aminoácidos, tienen siempre un nitrógeno intracíclico, son de carácter básico y existen en la naturaleza normalmente en estado de sales.

**Protoalcaloides:** son aminas simples con nitrógeno extracíclico, de carácter básico y son productos del metabolismo de los aminoácidos.

**Pseudoalcaloides:** presentan algunas de las características de la definición de alcaloide, pero no son derivados de aminoácidos.

**Alcaloides imperfectos:** son derivados de bases púricas, no precipitan con los reactivos específicos para alcaloides.

En cuanto a su estado natural, los alcaloides son esencialmente sustancias presentes en todos los órganos de la planta, pueden encontrarse mayoritariamente en hojas, en flores, en frutos, en semilla, en corteza y en la raíz.

### Propiedades fisicoquímicas

Los alcaloides tienen masas moleculares que varían entre 100 y 900 g/mol; son casi siempre incoloros a excepción de aquellos altamente conjugados que van de amarillo a rojo; son normalmente sólidos a temperatura ambiente; los alcaloides base son poco solubles en agua.

### Métodos de separación e identificación de alcaloides<sup>13</sup>

La propiedad química más característica de los alcaloides es su basicidad, por lo que esta propiedad se aprovecha para poder aislarlos, purificarlos o identificarlos. Muchos alcaloides pueden extraerse con soluciones acuosas ácidas. En algunos casos el material vegetal se desengrasa con éter de petróleo y después se alcaliniza con NaOH al 10%, para finalmente extraer con disolventes orgánicos, por ejemplo: éter etílico. Al evaporar el disolvente se recupera el alcaloide que pueden separarse por métodos particulares como cromatografía en capa fina, cromatografía de intercambio iónico o cristalización fraccionada.



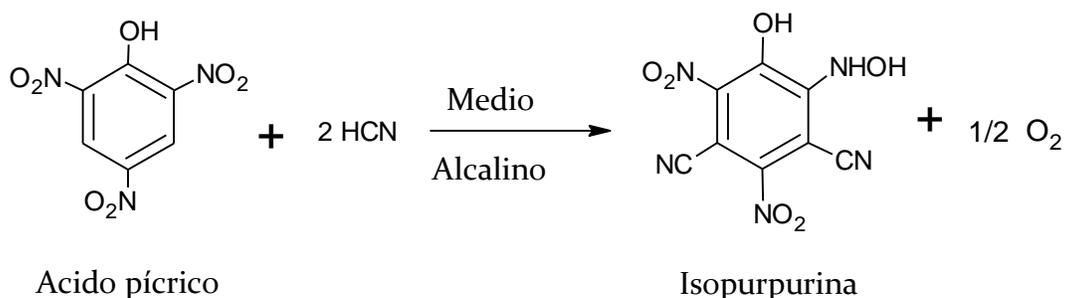


La manera de expresar la concentración de estos factores tóxicos en las plantas que los contienen, es a través del HCN liberado de ellos, donde es de suma importancia la acción de la  $\beta$ -glucosidasa que es la que rompe el enlace glicosídico.

Se han desarrollado métodos de identificación de estos glucósidos en donde se tiene que adicionar la enzima que los hidroliza, no obstante que la misma planta en la mayoría de los casos tenga su propia enzima, esto con el fin de realizar una adecuada determinación de estos tóxicos. Sobre lo anterior, se ha observado que las plantas que contiene este tipo de glucósidos, a la vez, contienen la enzima que los hidroliza, pero en diferente sitio celular; sin embargo, la actividad y sensibilidad de la respectiva enzima es muy variable.

Un método muy empleado para determinar la presencia de estos glucósidos es el de Guignard.

La reacción que se lleva a cabo es la siguiente:



**Figura 21.** Reacción de Guignard para la identificación de glucósidos cianogénicos.

El ácido pícrico reacciona con el HCN desprendido del material vegetal para formar un compuesto colorido llamado isopurpurina, que se puede observar porque da una coloración rojiza en la tira reactiva impregnada con el reactivo de Guignard.

### 5.3 Determinación de almidón<sup>17</sup>

El almidón es el carbohidrato de reserva; probablemente no existe otro compuesto orgánico tan ampliamente distribuido en las plantas como éste. Se produce en grandes cantidades en las hojas verdes, en forma de almacenamiento temporal de los productos de la fotosíntesis. Existe como reserva alimenticia permanente de la planta, en las semillas, los frutos, en la corteza de los troncos y raíces de las plantas perennes.



Químicamente el almidón es una mezcla de dos polisacáridos estructuralmente distintos; uno de ellos es **la amilosa**, la cual es una molécula lineal compuesta de 250-300 unidades de la 1,4  $\alpha$ -glucopiranososa en forma helicoidal. El segundo polisacárido ramificado, la amilopectina consta de 1000 a más unidades de 1,4  $\alpha$ -D-grucopiranososa con casi el 4% de 1,6  $\alpha$ -D-glucopiranososa en los puntos de ramificación. Debido a estas diferencias químicas, la amilosa es más soluble en agua que la amilopectina, lo cual se emplea para separar ambos componentes. La amilosa reacciona con el yodo formando un complejo de color azul intenso, mientras la amilopectina origina con él una coloración púrpura o azul violeta.

## 5.4 Determinación de carbohidratos<sup>24</sup>

Los carbohidratos son compuestos orgánicos formados por carbono, hidrógeno y oxígeno. Estos forman parte e intervienen en una gran cantidad de procesos de los seres vivos. Los más importantes son de tres tipos: energéticos, de reserva y estructurales. Desde el punto de vista energético, uno de los carbohidratos más sencillos, la glucosa, constituye el material de más rápido aprovechamiento en el organismo y su oxidación satisface las necesidades energéticas y calóricas del mismo.

Como materiales de reserva, los carbohidratos existen en el reino vegetal en forma de almidones y en el reino animal en forma de glucógenos; tanto uno como el otro son susceptibles de convertirse en glucosa para poder ser utilizados. En el aspecto estructural, los carbohidratos llevan a cabo una importante función en los vegetales debido a su estructura leñosa o esqueleto, está constituida por cadenas de azúcares simples.

### Clasificación de carbohidratos:

**Monosacáridos:** Triosas, tetrosas, pentosas, hexosas y heptosas.

**Oligosacáridos:** Disacáridos (reductores, no reductores) Trisacáridos.

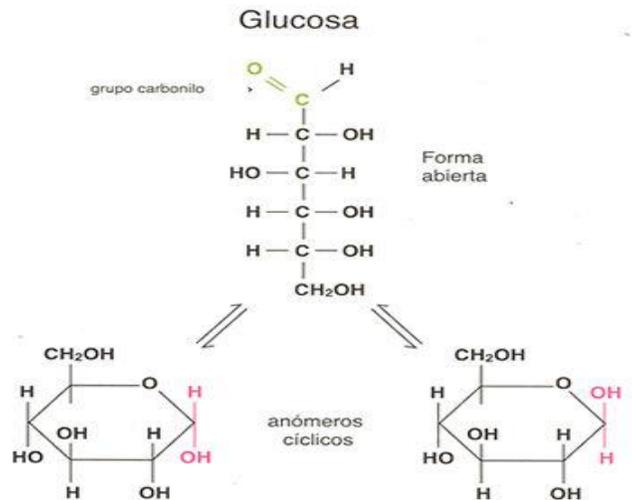
**Polisacáridos:** Homopolisacáridos (reserva, estructural), Heteropolisacáridos (nitrogenados, no nitrogenados).

### 5.4.1 Azúcares Reductores

Todos los monosacáridos y algunos disacáridos son azúcares reductores. En medio alcalino, reducen con facilidad a agentes oxidantes suaves como los iones metálicos  $\text{Cu}^{2+}$ ,  $\text{Fe}^{3+}$ ,  $\text{Ag}^+$ . Estas reacciones redox constituyen la base de las pruebas de Fehling, Benedict, y Tollens que permiten identificar, e incluso cuantificar, la presencia de azúcares reductores en un material biológico.



Si el azúcar es reductor, se oxida al reaccionar con el reactivo de Benedict, el carbono carbonílico se oxida a ácido carboxílico, mientras que el ión cúprico ( $\text{Cu}^{+2}$ ) color azul intenso, se reduce a ión cuproso ( $\text{Cu}^{+1}$ ) que en medio alcalino precipita en la disolución en forma de óxido cuproso ( $\text{Cu}_2\text{O}$ ) de color rojo ladrillo.



**Figura 22.** Estructura de la glucosa, azúcar reductor más abundante en el organismo.

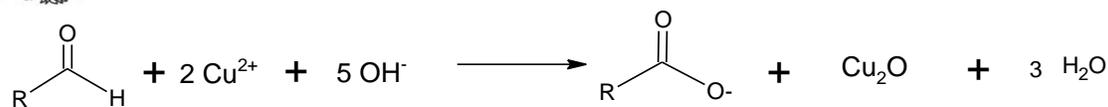
#### 5.4.2 Prueba de Benedict para determinar azúcares reductores<sup>24</sup>

Una de las reacciones más empleadas en la identificación de carbohidratos es la reacción de Benedict. Esta reacción es específica para azúcares con grupo reductores libres de aldehído o cetona.

Todos los monosacáridos poseen un grupo reductor libre. Los disacáridos maltosa y lactosa tienen grupos reductores libres, pero la sacarosa no los posee, ya que se pierden los grupos reductores de sus componentes cuando ésta es formada.

La reacción se basa en la capacidad del carbohidrato de reducir el  $\text{Cu}^{+2}$  a  $\text{Cu}^{+1}$  para la glucosa y fructosa, en un medio alcalino. El  $\text{Cu}^{+1}$  precipita en forma de  $\text{Cu}_2\text{O}$ . La coloración dependerá de la concentración de óxido de cobre y ésta a su vez de la cantidad de azúcar presente; va desde verde, amarillo, anaranjado o rojizo.

La reacción que se lleva a cabo es la siguiente:



Aldehído      Sulfato de      ion hidróxido      Anión Carboxilato      Óxido de cobre (I)      Agua  
cobre (II)

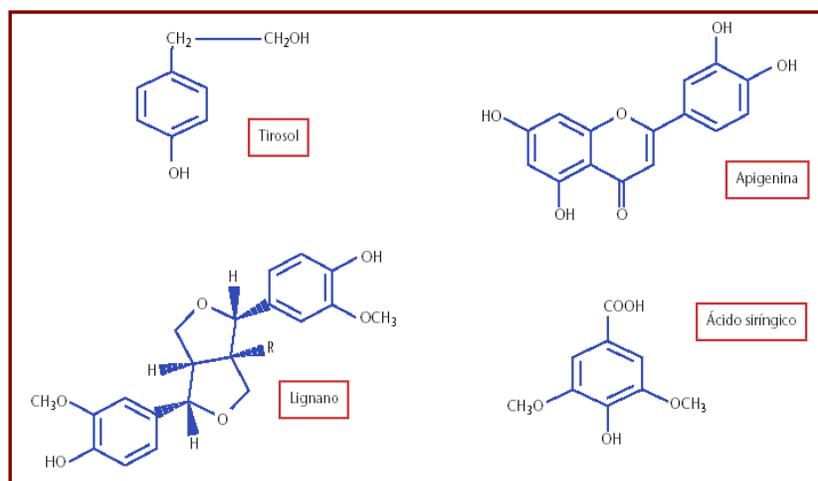
**Figura 23.** Reacción de identificación de azúcares reductores con el reactivo de Benedict.

## 5.5 Fenoles<sup>17</sup>

Los fenoles o polifenoles son compuestos provenientes del metabolismo secundario de las plantas. Las principales funciones de estos compuestos en las células vegetales, son las de actuar como metabolitos esenciales para el crecimiento y reproducción de las plantas, y como agentes protectores frente a la acción de patógenos, siendo secretados como mecanismo de defensa. Además, participan en la asimilación de nutrientes, síntesis proteica, actividad enzimática, fotosíntesis, formación de componentes estructurales y aleopatía. Los compuestos fenólicos están relacionados con las características sensoriales como el sabor, astringencia, dureza y a las propiedades nutritivas.

Su contribución a la pigmentación de los alimentos está claramente reconocida a través de las antocianinas, responsables de los colores rojo, azul, violeta, naranja y púrpura de la mayoría de las plantas y de sus productos.

Los polifenoles pueden ser divididos en varios subgrupos atendiendo a su estructura básica. Los flavonoides, con estructura básica C6-C3-C6, incluyen a las antocianinas, los flavonoles como es el caso de quercetina, miricetina y kampferol, y flavonas tales como apigenina, luteolina y diosmetina; también se pueden mencionar a las flavanonas, chalconas, dihidrochalconas, isoflavonas y flava-3-oles



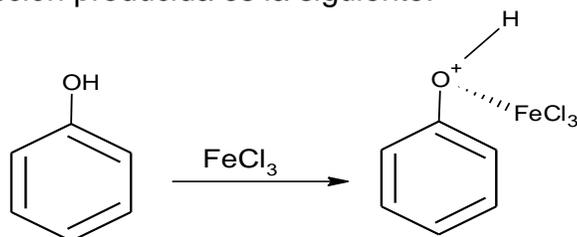
**Figura 24.** Diferentes tipos de polifenoles



La principal función que poseen los polifenoles en los humanos es la actividad antioxidante, esta característica se debe a la reactividad del grupo fenol. En las células animales, los antioxidantes protegen al organismo de los radicales libres, moléculas altamente reactivas que pueden dañar el organismo a nivel celular. Si los radicales libres no son inactivados, atacan causando destrucción en las membranas celulares, proteínas y ADN; el daño oxidativo a nivel celular es exacerbado cuando el balance de radicales libres excede la cantidad de antioxidantes endógenos. Esto puede aumentar el riesgo al desarrollo de cáncer, enfermedades cardiovasculares y otras enfermedades degenerativas.

### Identificación de Fenoles<sup>24</sup>

Una prueba cualitativa para la determinación de fenoles es con el cloruro férrico ( $\text{FeCl}_3$ ) al 1%, la reacción producida es la siguiente:



**Figura 25.** Reacción de identificación de fenoles

Esta prueba se considera positiva cuando la reacción entre la muestra y el reactivo da una coloración púrpura debido a la formación del complejo de hierro.



---

## CAPÍTULO VI

### PARTE EXPERIMENTAL

#### 6.1 Obtención del aceite de la semilla de la uña de gato ( *Martynia annua* )

##### **Material vegetal**

La uña de gato utilizadas en este trabajo se consiguió en el mercado de Xochimilco, D.F.

El fruto de la uña de gato se hidrató de 1 a 3 horas aproximadamente, esto para facilitar la extracción de las semillas, ya que la cascara del fruto es muy rígida y en seco es muy difícil de manipular.

Una vez separada la solución acuosa del fruto, se separaron los componentes de la semilla con un cuchillo y golpeando con unas pinzas, para romperla, y con la ayuda de una espátula se pudo sacar la parte oleaginosa, una vez obtenidas las semillas, se molieron en un mortero.



**Figura 26.** Separación de las semillas y del fruto seco de *Martynia annua*.

##### **6.1.1 Extracción del aceite**

Se pesaron 20.541 g de la parte oleaginosa de uña de gato, se colocaron en un cartucho de papel filtro.

La extracción se llevó a cabo vía Soxhlet con los siguientes disolventes:



- ✓ Hexano
- ✓ Acetona
- ✓ Metanol

El tiempo de extracción con cada disolvente fue aproximadamente de 10 horas. Al final de la extracción se recuperaron los disolventes mediante destilación simple. El remanente en cada extracción se colocó en vaso previamente pesado y se colocó en la campana para la evaporación completa del disolvente. En el caso de la acetona y metanol, parte del disolvente se recuperó por destilación y los productos extraídos se recuperaron por recristalización.

**Tabla 6.** Porcentaje de aceite obtenido con los disolventes utilizados.

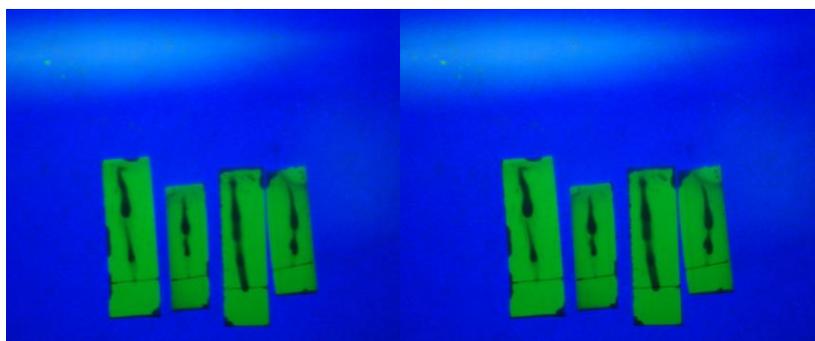
Disolvente	Cantidad de producto obtenido(gramos)	Porcentaje %	Apariencia del producto
Hexano	10.6055	51.63	Aceite amarillo claro
Acetona	1.3035	6.35	Cristales ámbar
Metanol	0.0125	0.061	Cristales ámbar

Rendimiento de aceite obtenido del extracto hexanico.

$$\left( \frac{100\%}{20.5416 \text{ g de semillas}} \right) \left( 10.6055 \text{ g de aceite} \right) = 51.63\%$$

## 6.2 Caracterización de lípidos

Con la fracción del extracto hexánico se realizó una cromatografía en capa fina. La fase móvil fue Hexano/Acetato de etilo (80:20).

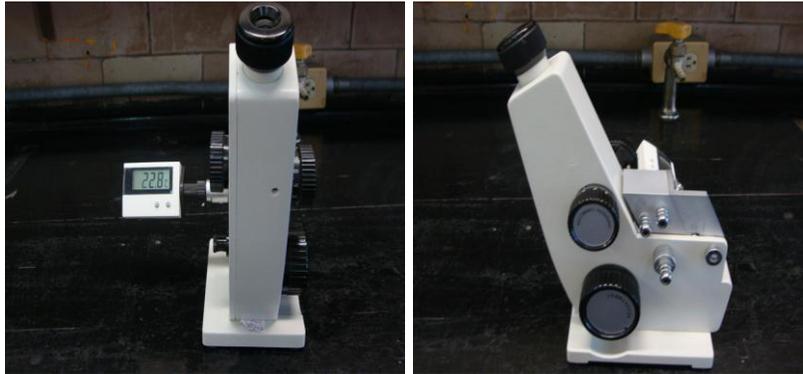


**Figura 27.** Placas cromatográficas del aceite extraído de la fracción hexánica. Se observa la presencia de 4 compuestos.

## 6.2.1 Índice de refracción

Para medir este parámetro se usó un refractómetro Abbe previamente calibrado.

La temperatura a la cual se determinó el índice de refracción de la muestra fue de 25.8°C.



**Figura 28.** Refractómetro usado para determinar el índice de refracción del aceite.

El índice de refracción del aceite de *Martynia annua*, se comparó con el de otros aceites que se encuentran reportados en la literatura.

**Tabla 7.** Índice de refracción de diferentes aceites comparado con el de la uña de gato.

Aceite	Índice de refracción (T=25.8°C)
Oliva	1.4677-1.4705
Girasol	1.4772-1.474
Maíz	1.470-1.474
Uña de gato	1.4695-1.4710

## Determinación de densidad

Para esta determinación se usó un picnómetro y se usó la siguiente fórmula para calcular la densidad del aceite.

$$\rho_1 = \frac{m_1}{m_2} \rho_2$$

**Donde** m1= Masa de la muestra en el picnómetro

$\rho_1$ = Densidad de la muestra

**m2**= Masa del agua contenida en el picnómetro

$\rho_2$  = Densidad del agua

La temperatura a la cual se llevó a cabo el experimento fue a 25°C.



Se pesaron 5 veces la muestra de agua y de aceite, aunque algunos datos fueron descartados por la gran discrepancia\*.

**Tabla 8.** Datos de la determinación de densidad al aceite de uña de gato.

Masa de la muestra(gramos)	Masa de H <sub>2</sub> O (gramos)	Densidad del agua a 25°C	Masa del picnómetro vacío
41.2209*	42.0648	0.9965 g/cm <sup>3</sup>	32.7084 g
41.3516*	42.0603		
41.3714	42.0663		
41.3700	42.0833*		
41.3699	42.1379*		
X= 41.3643	X=42.0638		

Sustituyendo en la fórmula:

$$\rho_1 = \left( \frac{8.6559 \text{ g de aceite}}{9.3554 \text{ g de H}_2\text{O}} \right) (0.9965 \text{ g/mL}) = 0.9965 \text{ g/mL}$$

**Tabla 9.** Comparación de densidad del aceite de *Martynia annua* con otros aceites comerciales.

Aceite	Densidad de otros aceites (g/mL) a 25°C
Oliva	0.910-0.916
Girasol	0.925
Palma	0.945
Uña de gato	0.9965

## 6.2.2 Determinación del índice de yodo

Para llevar a cabo esta reacción se preparó una disolución de tiosulfato de sodio (Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>4</sub>) 0.1 Molar y se estandarizó.

### **Preparación de la solución de tiosulfato de sodio 0.1 M**

Se pesaron 24.8209 g de tiosulfato de sodio (Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub>) y se disolvieron con agua a temperatura de ebullición, se aforó en un matraz aforado a 1L.



### **Estandarización de la disolución de tiosulfato de sodio**

- Se pesaron 0.3567g de  $\text{KIO}_3$ , se disolvió con agua y se aforó en un matraz a 100 mL.
- De la disolución anterior, se tomaron 25 mL y se colocaron en un matraz Erlenmeyer de 250 mL. Se añadió 1 g de Yoduro de potasio (KI) y se agitó hasta disolución total.
- Se aciduló con 3 mL de ácido sulfúrico al 1% ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ).
- Esta disolución se tituló con el tiosulfato de sodio.
- Cuando la disolución adquirió un color amarillo pálido, se diluyó con 200mL de agua y se agregaron 2 mL de disolución acuosa de almidón al 0.1%, el cual le dio una coloración azul oscuro, se continuó la adición de tiosulfato de sodio hasta que el color azul desapareció.
- El procedimiento se repitió con otras dos porciones de disolución de yodato de potasio.

**Tabla 10.** Datos para la estandarización del  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$

Masa de KI (gramos)	Masa de $\text{KIO}_3$ (gramos)	Volumen de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ (mL)	Moles de Yodo formados	Concentración del $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$
1.0211	0.3584	23.9	$1.2561 \times 10^{-3}$	0.1 051M
1.0934	0.3584	24.0	$1.2561 \times 10^{-3}$	0.1047 M
1.0484	0.3592	24.4	$1.2589 \times 10^{-3}$	0.1032 M

### **Ejemplo del cálculo para obtener la concentración real de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$**

#### **Moles de $\text{KIO}_3$**

Peso molecular: 214 g    Peso experimental: 0.3584g

$$\left( 0.3584 \text{ g } \text{KIO}_3 \right) \left( \frac{1 \text{ mol de } \text{KIO}_3}{214 \text{ g } \text{KIO}_3} \right) = 1.6748 \times 10^{-3} \text{ mol de } \text{KIO}_3$$

En 0.1 litros de disolución Molar en la alícuota de 25mL:

$$\left[ \frac{1.6608 \times 10^{-3} \text{ mol de } \text{KIO}_3}{0.1 \text{ L}} \right] \left( 0.025\text{L} \right) = 4.1869 \times 10^{-4} \text{ mol de } \text{KIO}_3$$

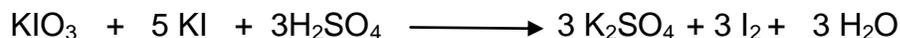
#### **Moles de KI**

Peso molecular: 166 g    Peso experimental: 1.0122 g de KI

$$\left( 1.0122 \text{ g de KI} \right) \left( \frac{1 \text{ mol de KI}}{166 \text{ g de KI}} \right) = 6.0976 \times 10^{-3} \text{ mol de KI}$$



De acuerdo a la estequiometría de la reacción se obtiene el reactivo limitante (RL):



$$n \text{KIO}_3 = \frac{n\text{KI}}{5}$$

$$n \text{KIO}_3 = 4.1869 \times 10^{-4} \text{ mol de KIO}_3$$

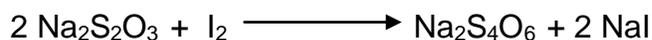
$$\frac{n\text{KI}}{5} = \frac{6.0976 \times 10^{-3} \text{ mol de KI}}{5} = 1.2195 \times 10^{-3} \text{ mol de KI}$$

Por lo tanto el RL es el  $\text{KIO}_3$

Con el reactivo limitante se calculan las moles de yodo formadas en la reacción:

$$\left( 4.1869 \times 10^{-4} \text{ mol de KIO}_3 \right) \left( \frac{3 \text{ mol de I}_2}{1 \text{ mol de KIO}_3} \right) = 1.2561 \times 10^{-3} \text{ moles de I}_2 \text{ formados}$$

Por último para conocer la concentración real de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  se usó la reacción balanceada de yodo con el tiosulfato de sodio.



$$\left( 1.2561 \times 10^{-3} \text{ moles de I}_2 \right) \left( \frac{2 \text{ mol de Na}_2\text{S}_2\text{O}_3}{1 \text{ mol de I}_2} \right) = 2.5121 \times 10^{-3} \text{ moles de Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$$

Con el Volumen gastado de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  en la valoración se calcularon las moles en 1L de disolución:

0.022 L de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ :

$$\left( \frac{2.5121 \times 10^{-3} \text{ moles de Na}_2\text{S}_2\text{O}_3}{0.022 \text{ L}} \right) \times 1 \text{ L} = 0.1141 \text{ moles de Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$$

Es decir, hay 0.114 moles de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  en 1L de disolución

**Por lo tanto la concentración del  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  es: 0.114 M**



### **Preparación de la solución de almidón.**

Se pesaron aproximadamente 0.5 g de almidón, se humedeció con agua y se formó una masa homogénea en un mortero. Se diluyó con más agua y se vertió en 100mL de agua hirviendo, prolongándose la ebullición por tres minutos más, se dejó enfriar a temperatura ambiente.

### **Método para determinar índice de yodo por método de Wijs.**

1. Se pesaron 0.2 g del aceite en un matraz de yodo limpio y seco.
2. Se agregaron 10 mL de tetracloruro de carbono ( $\text{CCl}_4$ ) más 10 mL del reactivo de Wijs.
3. Se agitó bien y se dejó reposar en la oscuridad por 30 minutos.
4. En lo que se dejaba reposar la muestra con el reactivo, se tituló el reactivo de Wijs con la disolución valorada de tiosulfato de sodio, sin añadir aceite, por lo que no fue necesario dejar reposar en la oscuridad; el volumen de tiosulfato empleado en esta titulación es la  $T_2$  usada en el cálculo del índice de yodo.
5. Después de los 30 minutos se tituló el yodo liberado en la reacción, el cual quedó en la fase orgánica ( $\text{CCl}_4$ ), con una disolución estandarizada de tiosulfato de sodio, más unas gotas de disolución de almidón como indicador.

Con la concentración real de la disolución de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ , calculamos el índice de yodo usando la siguiente fórmula:

$$\text{Índice de yodo} = \frac{100 \times (T_2 - T_1) \times M \times 127}{W}$$

Donde:

$T_1$  = Volumen de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  consumidos en la titulación del aceite.

$T_2$  = Volumen de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  consumidos en la titulación de la solución del reactivo de Wijs.

M= Molaridad de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ .

W= masa del aceite o grasa en gramos.

Datos experimentales:

$T_1$  = En dos titulaciones se gastaron 0.7 mL

$T_2$  = 13.4 mL

M= 0.114

W= 0.2



Sustituyendo los datos en la fórmula:

$$\text{Índice de yodo} = \frac{100 \times (0.0134 - 0.0007) \times 0.114 \times 127}{0.2} = 96.49$$

### 6.2.3 Determinación del material insaponificable

#### Método cualitativo

En un matraz bola se colocaron 3.1642 g de aceite con 5 mL de hidróxido de sodio (NaOH) al 20%.

Previamente se realizó el cálculo para conocer el volumen de hidróxido de sodio que se debía utilizar con un peso molecular aproximado del aceite:

Cantidad de NaOH para 3.1642 g de aceite

$$3.1642 \text{ g de aceite} \left( \frac{1 \text{ mol de aceite}}{400 \text{ g de aceite}} \right) \left( \frac{3 \text{ mol de NaOH}}{1 \text{ mol de aceite}} \right) \left( \frac{40 \text{ g de NaOH}}{1 \text{ mol de NaOH}} \right) = 0.9493 \text{ g}$$

$$\left( \frac{5 \text{ mL de NaOH}}{1 \text{ g de NaOH}} \right) (0.9493 \text{ g de NaOH}) = 4.7467 \text{ mL de NaOH} + 0.4765 \text{ mL} = 5.22 \text{ mL}$$

A estos 4.7467 mL de NaOH se le agregó un 10% de excedente, es decir, se agregó un volumen total de 5.22 mL aprox. 5.3 mL de NaOH al 20%.

La mezcla se dejó calentando a reflujo por 6 horas aproximadamente.

Una vez terminado el tiempo de reacción, se separó de la mezcla el jabón formado por saponificación. La mezcla de reacción se colocó en un embudo de separación y se realizaron 3 extracciones con éter y tres con agua. En la fase acuosa (agua destilada) quedan los compuestos polares como la glicerina y las trazas del jabón. En la fase orgánica, en este caso de éter, quedaron los insaponificables.

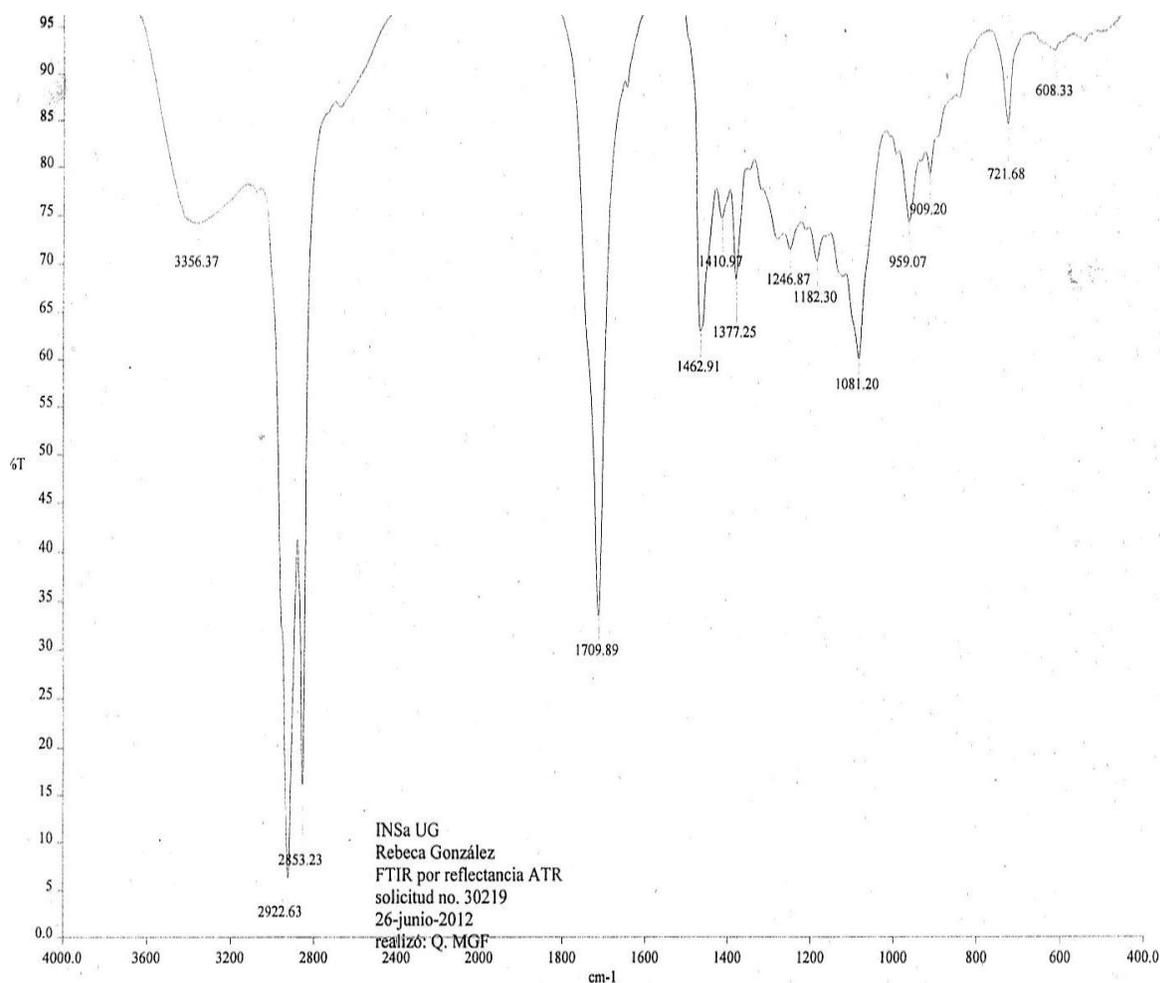
A la fase etérea se añadió sulfato de sodio anhidro para eliminar la humedad y se decantó.

La solución etérea seca se colocó en un vial previamente pesado y después se llevó a la campana para evaporar el éter. Al residuo se le determinó un análisis por espectroscopia de IR.



### Análisis de IR de la materia insaponificable:

- Bandas entre  $2850$  a  $3000\text{ cm}^{-1}$  y de  $1410$  a  $14621\text{ cm}^{-1}$ : unión C-H, presencia de metilos y metilenos (-CH<sub>3</sub>, -CH<sub>2</sub>-).
- Banda ancha en  $3356.37\text{ cm}^{-1}$  enlace oxígeno-hidrógeno: presencia de grupo hidroxilo (-OH).
- Banda intensa en  $1709.91\text{ cm}^{-1}$ : presencia de un grupo carbonilo (-CO).
- Banda en  $721.68\text{ cm}^{-1}$  enlace carbono-hidrógeno: presencia de más de cuatro carbonos saturados.



c:\pe\_data\spectra\organica\yolanda caballero\30219.sp

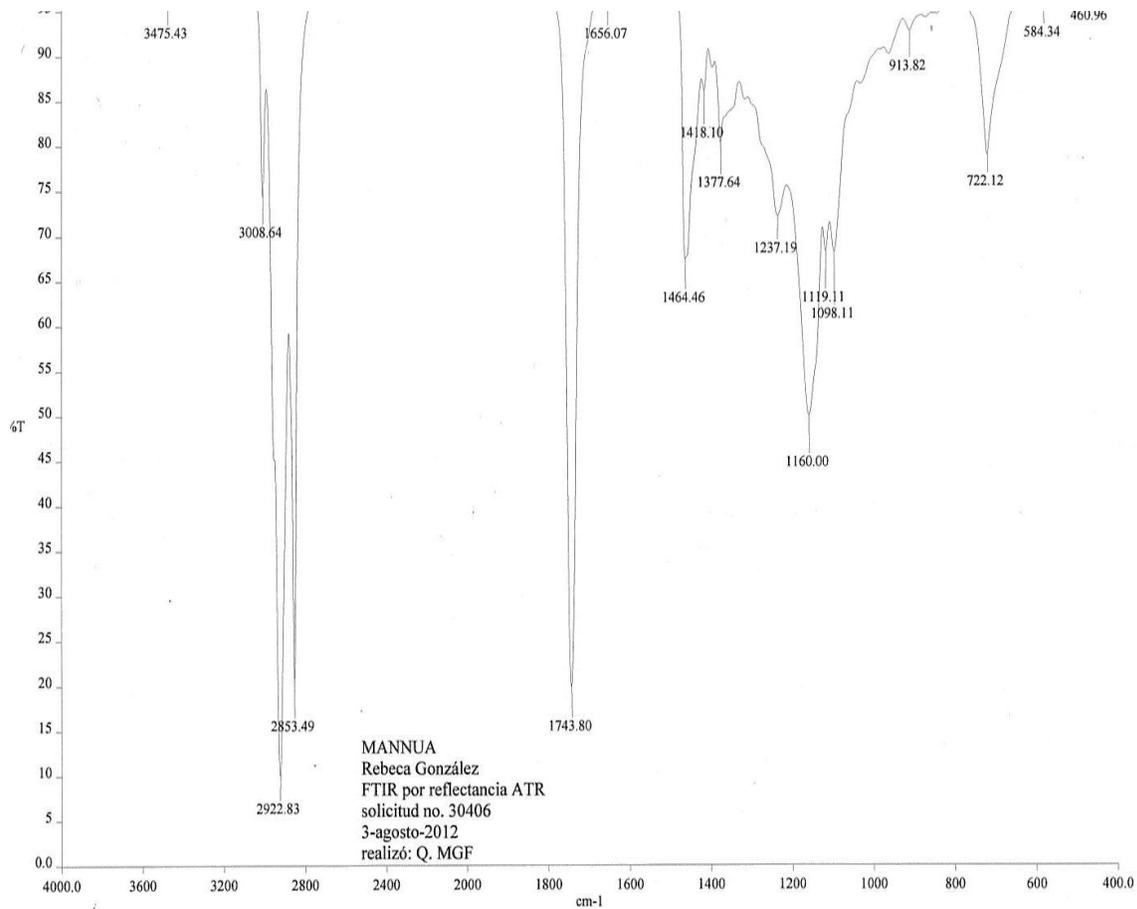
Figura 29. Espectro de Infrarrojo del material insaponificable.



Al aceite que se obtuvo del extracto hexánico se le realizó un análisis IR.

### Análisis de IR del aceite:

- Bandas entre 2850 a 3000  $\text{cm}^{-1}$ : uniones C-H saturados (Metilos y metilenos).
- Banda arriba de 3000 $\text{cm}^{-1}$ : insaturación, doble enlace entre carbonos  $\text{-C=C-}$ .
- Banda marcada en 1743 $\text{cm}^{-1}$ : presencia de grupo carbonilo de un éster saturado.
- Banda en 1160  $\text{cm}^{-1}$  enlace carbono-oxígeno: presencia de un metil éster.
- Banda en 720  $\text{cm}^{-1}$ . Presencia de más de 4 carbonos saturados.
- Banda en 1464  $\text{cm}^{-1}$ : unión C-H saturado.



c:\pel\_data\spectra\organica\yolanda caballero\30406.sp

**Figura 30.** Espectro Infrarrojo del aceite extraído con hexano.



## 6.2.4 Análisis cromatográfico

El aceite de uña de gato obtenido mediante la extracción con hexano, se realizó por método la técnica de cromatografía de gases.

**Tabla 11.** Composición de ácidos grasos en el aceite de uña de gato.

Componente	No. de carbonos	Numero de insaturaciones	Porcentaje de ácidos grasos.
Acido Palmítico	C-16	0	8.95
Acido oleico	C-18	1	6.22
Acido linoleico	C-18	2	34.6
Acido linolenico	C-18	3	32.27
Acido araquídico	C-20	0	7.36
Ácido behénico	C-22	0	10.58



File : H:\YOLANDACABALLERO\YC000005.D  
Operator : Elba  
Acquired : 12-Sep-2012, 13:36 using AcqMethod ESTERES.M  
Instrument : HP5890  
Sample Name: M-UG2  
Misc Info :  
Vial Number: 1

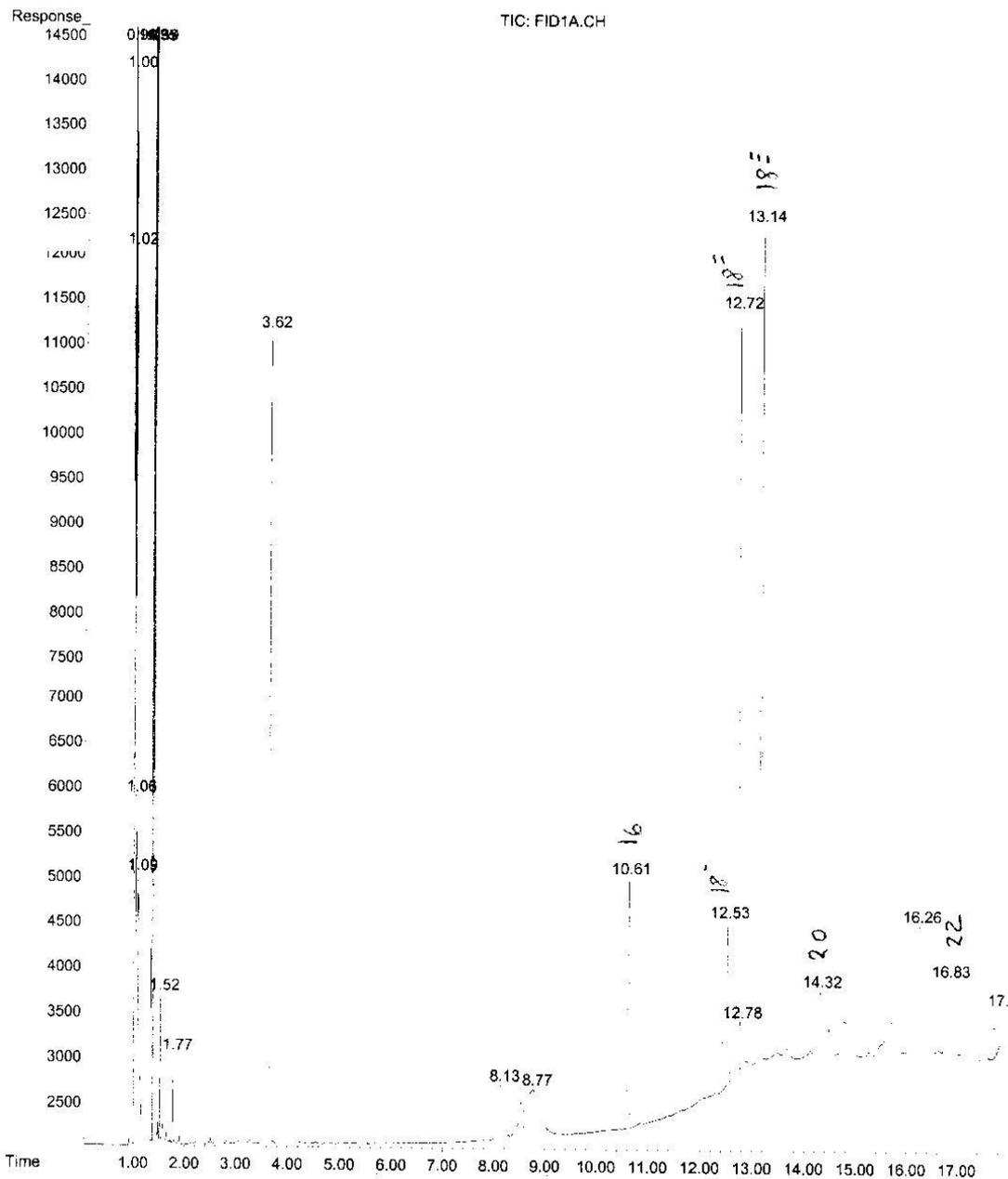


Figura 31. Cromatograma del aceite de uña de gato.



### 6.3 Determinación de cenizas totales en la semilla de *Martynia annua*

Se usaron las semillas que quedaron en el cartucho de la extracción con los tres disolventes. Se calentó un crisol en la estufa hasta peso constante. Se dejó 2 horas en la mufla a 600°C. Se pesó una muestra de semilla molida en el crisol, cuidando que no sobrepasara la mitad de crisol previamente pesado. Se calcinó la muestra, primeramente con un mechero en la campana hasta que ya no se desprendieron humos y posteriormente en la mufla durante 2 hrs. cuidando que la temperatura no pasara de 550°C. Finalmente se obtuvieron cenizas blancas o ligeramente grises, homogéneas. Se dejó enfriar el crisol y se registró el peso con las cenizas. El procedimiento se repitió 3 veces.

**Tabla 12.** Datos de la determinación de cenizas realizada a la semilla de uña de gato

Muestra	Peso de la muestra (g)	Peso de las cenizas con el crisol (g)	Peso del crisol (g)	Materia inorgánica (g)	Porcentaje de la materia inorgánica (%)
M1	2.0532g	19.7066	19.6255	0.0811	4.055
M2	2.0856	13.7826	13.6865	0.0961	4.805
M3	2.0673	13.8516	13.7590	0.0926	4.630
Promedio	2.2428			0.0899	<b>4.50</b>

### 6.4 Determinación de minerales en la semilla de *Martynia annua*

Esta determinación permitió identificar y cuantificar los minerales: calcio, sodio, potasio, hierro y zinc, presentes en las semillas molidas de la uña de gato (***M. annua***) que quedaron en el cartucho de las extracciones realizadas con tres disolventes.

Técnica analítica utilizada: Espectrofotometría de absorción atómica

La preparación de la muestra se hizo el siguiente procedimiento:

1. Se pesaron aproximadamente 0.05g de muestra por triplicado.
2. Se añadieron 3 mL de ácido nítrico y se colocaron en un horno de microondas para su digestión.



3. Una vez digeridas se procesaron y colocaron en el espectrofotómetro de absorción atómica para su análisis.

Las curvas de calibración obtenidas se muestran a continuación:

La concentración fue reportada en ppm = partes por millón = mg/L

### Determinación de Calcio

Conc. ppm	Absorbancia
0.2	0.0739
0.4	-----
0.6	0.142
0.8	0.1689
1	0.1978

**Absorbancia de la muestra: 0.1846 nm**  
**Concentración= 1371.36 ppm**

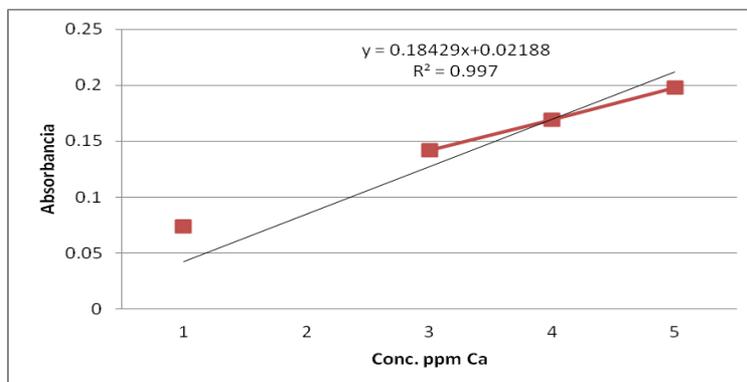


Figura 32. Curva patrón para la determinación de calcio.

### Determinación de Sodio

La muestra fue diluída 2.5 mL en 10mL

Conc. ppm	Absorbancia
0.2	0.114
0.4	0.1647
0.6	0.2223
0.8	0.2783
1	0.329

**Absorbancia de la muestra: 0.0.1419 nm**  
**Concentración= 409.20 ppm**

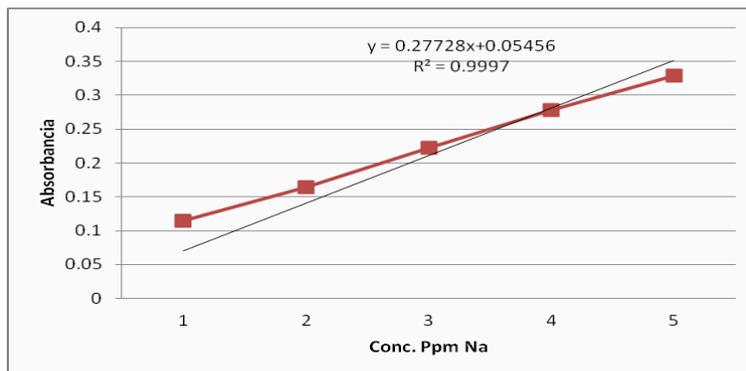


Figura 33. Curva patrón para la determinación de sodio



### Determinación de Potasio

La muestra fue diluída 2.5 mL en 10mL

Conc. ppm	Absorbancia
0.2	0.2239
0.4	0.4167
0.6	0.5873
0.8	0.736
1	0.8571

Absorbancia de la muestra: 0.4019 nm  
Concentración= 3447.86 ppm

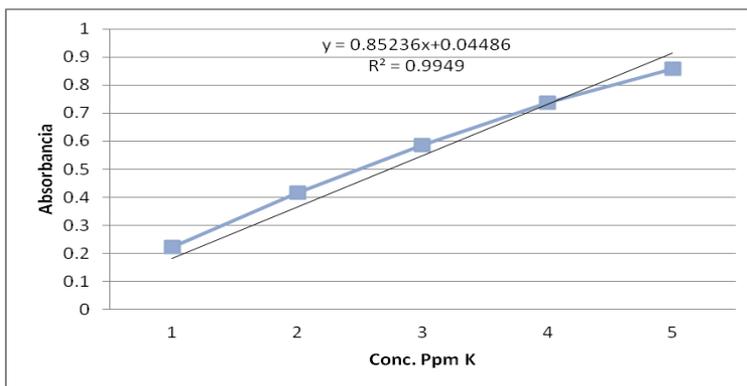


Figura34. Curva patrón para la determinación de potasio.

### Determinación de Magnesio

La muestra fue diluída 0.2 mL en 10 mL

Conc. ppm	Absorbancia
0.2	0.0976
0.4	0.1793
0.6	0.2261
0.8	0.2807
1	0.341

Absorbancia de la muestra: 0.1237 nm  
Concentración= 41187.23 ppm

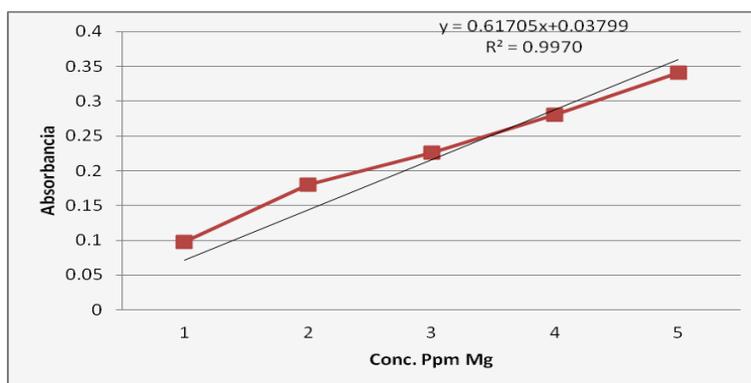


Figura 35. Curva patrón para la determinación de Magnesio.



## Determinación de Hierro

La muestra fue diluída 0.2 mL en 10 mL

Conc. ppm	Absorbancia
0.5	
1	0.0723
1.5	0.1067
2	0.1436
2.5	0.1799

Absorbancia de la muestra: 0.01419 nm  
Concentración= 204.87 ppm

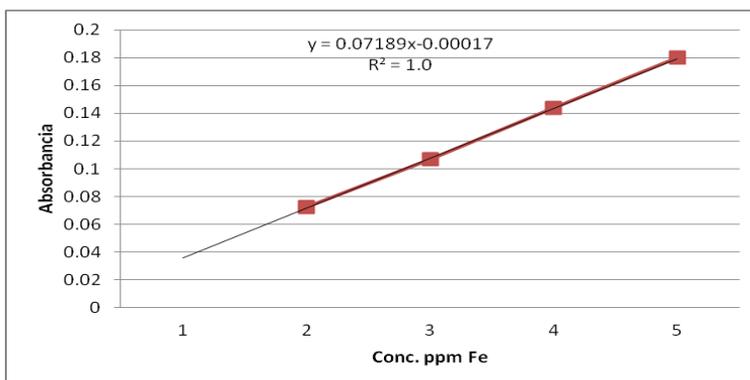


Figura 36. Curva patrón para la determinación de Hierro

## Extracción de compuestos polares

Para la extracción de compuestos polares, se usaron las semillas a las que previamente se les había realizado la extracción con hexano y acetona.

La extracción se llevó a cabo vía Soxhlet al igual que con los anteriores disolventes.

Se removió parte del disolvente mediante destilación simple, en el residuo precipito un sólido que se aisló mediante filtración al vacío. A los cristales recuperados se les determinó punto de fusión en un Fisher.

**Punto de fusión: 155-158°C**

No se estudió la fracción polar obtenida debido a que se separó una cantidad pequeña de producto.

## 6.5 Análisis de la semilla y de la infusión del fruto seco.

Tratando de reproducir las condiciones en las que se emplea la uña de gato como remedio herbolario, se trabajó de la siguiente manera.



Se colocó el fruto de *M. annua* en un matraz Erlenmeyer de 250 mL, se adicionaron aproximadamente 200ml de agua destilada, se aciduló con ácido clorhídrico al 10% y se dejó hervir durante 30 minutos. Se dejó enfriar y se filtró.

A la solución filtrada se le hicieron las siguientes pruebas de identificación:

- ✓ Azúcares reductores
- ✓ Almidón
- ✓ Glucósidos cianogénicos
- ✓ Alcaloides
- ✓ Fenoles

### 6.5.1 Identificación de alcaloides

#### Preparación de la muestra

En tres tubos de ensay se colocaron:

- 3 g de semilla molida
- 3ml de infusión del fruto seco. Se midió el pH que fue 2.
- A los primeros tubos se adicionaron 3 mL de metanol. Se adicionó NaOH al 5% para tener un pH de 9 aproximadamente, esto con objeto de tener como bases libra a los alcaloides.
- La solución de cada tubo se extrajo con éter para tener los alcaloides en la fase etérea. Se dejó evaporar el éter y se procedió a realizar la prueba de Dragendorff.

**Tabla 13.** Resultados de la prueba de alcaloides en la semilla de la uña de gato.

Muestra	Observación	Resultado
Control positivo (té de granada)	Precipitado rojo	Positiva
Semillas de <i>Martynia annua</i>	Sin cambio	Negativa
Infusión <i>Martynia annua</i>	Precitado rojo	Positiva

Debido a que la prueba de alcaloides en la infusión fue positiva, se procedió a aislar una mayor cantidad de alcaloide de la siguiente forma:

La infusión acidulada cuyo el pH fue 2, se alcalinizó con hidróxido de sodio (NaOH) hasta pH 9 debido a que en la solución acida el alcaloide se encuentra como sal soluble en agua. Se extrajo con tres porciones de 5 mL de éter la solución acuosa de. La solución etérea se secó con sulfato de sodio anhidro, se decantó y se dejó evaporar el disolvente en la campana.



La prueba de alcaloides de repitió en el extracto acuoso alcalino y al obtenido con éter y volvió a dar positiva, lo que indica que hay una cantidad considerable de alcaloides o se tiene otro que es más soluble en agua.

El estudio de alcaloides se continuara en un trabajo posterior.

## 6.5.2 Determinación de glucósidos cianogénicos

### Ensayo cualitativo

Para realizar esta prueba, se utilizaron 0.5 g de muestra y aproximadamente 2 mL de la infusión del fruto seco.

#### Preparación del reactivo de Guignard:

Se colocaron 2.5g de ácido pícrico en un matraz Erlenmeyer de 250 mL, y se disolvieron con 200mL de agua destilada. Se agregaron 12.5 g de carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) y se agitó hasta disolución total. Posteriormente, se llevó la solución a un volumen de 500 mL con agua destilada.

**Preparación de la tira reactiva:** se sumergió la tira reactiva (papel filtro) en el reactivo de Guignard, la cual da una coloración amarilla.

**Tabla 14.** Resultados de la prueba de glucósidos cianogénicos en la semilla de uña de gato y la infusión del fruto seco.

Muestra	Observación	Resultados
Control positivo (hueso de mamey)	Tira reactiva color marrón	Positiva
Semilla de <i>Martynia annua</i>	Tira reactiva sin color	Negativa
Infusión de <i>Martynia annua</i>	Sin color	Negativa

## 6.5.3 Determinación de almidón

### Prueba cualitativa

Para llevar a cabo esta prueba, se hirvieron de 2 g de muestra de semilla y fruto seco por separado, con agua destilada y con agitación constante durante 5 minutos. Se dejó enfriar a temperatura ambiente. Se adicionaron 4 gotas de solución de yodo-yoduro. Si la muestra contiene almidón se debe observar un color azul marino intenso.



**Tabla 15.** Resultados de la prueba de almidón en la semilla de uña de gato y la infusión del fruto seco.

Muestra	Observación	Resultados
Control positivo : Almidón	Coloración azul marino	Positiva
Semilla de <i>Martynia annua</i>	Sin coloración	Negativa
Infusión de <i>Martynia annua</i>	Sin coloración	Negativa

#### 6.5.4 Determinación de azúcares reductores.

Pruebas cualitativas

*Prueba de Benedict.*

En un tubo de ensayo, se colocó 1 mL de la solución de Benedict (complejo cúprico con ión citrato) se agregaron 0.5g de la muestra para la prueba en semillas y 2 mL de la infusión para el análisis del fruto, se calentó a ebullición y se dejó enfriar a temperatura ambiente.

La formación de un precipitado que va de un color amarillo hasta un rojo, indica prueba positiva.

**Tabla 16.** Resultados para la determinación de azúcares reductores en la semilla de uña de gato y la infusión del fruto seco.

Muestra	Observación	Resultados
Control positivo : Glucosa	Formación de un precipitado rojo-naranja	Positiva
Semilla de <i>Martynia annua</i>	Sin precipitado	Negativa
Infusión de <i>Martynia annua</i>	Sin precipitado	Negativa

#### 6.5.5 Identificación de fenoles

Esta prueba se le realizó a la fracción metanólica con cloruro férrico al 1%, en semillas e infusión. Esta prueba se considera positiva cuando la reacción entre la muestra y el reactivo da una coloración purpura.

**Tabla 17.** Resultados para la determinación de fenoles en la semilla de uña de gato y la infusión del fruto seco.

Muestra	Observación	Resultados
Control positivo: Fenol	Coloración purpura	Positiva
Semilla de <i>Martynia annua</i>	Sin coloración	Negativa
Infusión de <i>Martynia annua</i>	Sin coloración	Negativa



## CAPITULO VI

### RESULTADOS

Pruebas:	Resultados:
<b>Extracción del aceite</b>	
<ul style="list-style-type: none"><li>☞ <b>Color</b></li><li>☞ <b>Olor</b></li><li>☞ <b>Consistencia</b></li><li>☞ <b>Rendimiento</b></li></ul>	Amarillo claro Sin olor Viscosa 51.63%
<b>Propiedades físicas</b>	
<ul style="list-style-type: none"><li>☞ <b>Densidad</b></li><li>☞ <b>Índice de refracción</b></li></ul>	0.99654g/mL 1.4695 -1.4710
<b>Estudio químico</b>	
<ul style="list-style-type: none"><li><b>Semillas:</b><ul style="list-style-type: none"><li>☞ <b>Índice de yodo</b></li></ul></li><li>☞ <b>Porcentaje de ácidos grasos</b></li><li>☞ <b>Fenoles</b></li><li>☞ <b>Azúcares reductores</b></li><li>☞ <b>Almidón</b></li><li>☞ <b>Glucósidos cianogénicos</b></li><li>☞ <b>Alcaloides</b></li><li>☞ <b>Cenizas</b></li><li>☞ <b>Minerales:</b><ul style="list-style-type: none"><li>• <b>Calcio</b></li><li>• <b>Sodio</b></li><li>• <b>Potasio</b></li></ul></li></ul>	85.42 Acido Palmítico 8.95% Acido Oleico 6.22% Acido Linoleico 34.6% Acido Linolenico 32.27% Acido Araquídico 7.36% Acido Behénico 10.58% Negativa Negativa Negativa Negativa Negativa 4.50% 1371.36 ppm 490.20 ppm 3447.86 ppm



<ul style="list-style-type: none"><li>• <b>Magnesio</b></li><li>• <b>Hierro</b></li></ul>	41187.23 ppm 204.87 ppm
<p>☞ <b>Espectroscopia Infrarrojo del aceite</b>      <b>de</b></p>	<p>-Bandas entre 2850 a 3000cm<sup>-1</sup>: uniones C-H saturados (metilos y metilenos). -Banda arriba de 3000cm<sup>-1</sup>: insaturación, doble enlace entre carbonos -C=C-. -Banda en 1743cm<sup>-1</sup>: presencia de grupo carbonilo de un éster saturado. -Banda en 1160 cm<sup>-1</sup>: presencia de un metil éster. -Banda en 720 cm<sup>-1</sup> Enlace carbono-hidrógeno de metilenos. Presencia de más de 4 carbonos saturados. - Banda en 1464 cm<sup>-1</sup>: unión C-H saturado.</p>
<p>☞ <b>Espectroscopia Infrarrojo de la insaponificable</b>      <b>de materia</b></p>	<p>-Bandas entre 2850 a 3000 cm<sup>-1</sup> y de 1410 a 14621 c m<sup>-1</sup>: unión C-H, presencia de metilos y metilenos (-CH<sub>3</sub>, -CH<sub>2</sub>-). -Banda ancha en 3356.37 cm<sup>-1</sup>: presencia de grupo hidroxilo (-OH) -Banda intensa en 1709.91 cm<sup>-1</sup>: presencia de grupo carbonilo (-CO) de un ácido carboxílico saturado. -Banda en 721.68 cm<sup>-1</sup> Enlace carbono hidrógeno de (-CH<sub>2</sub>-)<sub>n</sub>: presencia de más de cuatro carbonos saturados.</p>
<p><b>Infusión</b></p> <ul style="list-style-type: none"><li>☞ <b>Fenoles</b></li><li>☞ <b>Azúcares reductores</b></li><li>☞ <b>Alcaloides</b></li><li>☞ <b>Glucósidos cianogénicos</b></li><li>☞ <b>Almidón</b></li></ul>	Negativa Negativa Positiva Negativa Negativa



---

## CAPITULO VII

# CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Se presenta por primera vez el estudio fisicoquímico de las semillas de *M. annua*, así como de la infusión del fruto seco.

En este trabajo se encontró que la semilla de *M. annua* está constituida por un 51% de aceite.

Se determinaron las siguientes características físicas del aceite: Índice de refracción, densidad, índice de yodo y material insaponificable.

De acuerdo con el estudio realizado por cromatografía de gases, se obtuvo la composición del aceite, el cual presenta un 73.09% de ácidos grasos insaturados, siendo los más abundantes el ácido linoleico que es un ácido omega 6 (34.6%) y el ácido linolénico que es omega 3 (32.27%).

Las pruebas que se realizaron en la infusión, fue del fruto seco completo, es decir junto con las semillas, esto debido a que es la manera en que consume como remedio herbolario.

La semilla presentó las siguientes pruebas negativas: azúcares reductores, alcaloides, glucósidos cianogénicos y almidón. La infusión tuvo los mismos resultados, con excepción de la prueba de Dragendorff para alcaloides que resultó positiva.

Al extracto etéreo de la infusión, se le realizó nuevamente la prueba y volvió a ser positiva. Esto indica que existe una cantidad considerable de alcaloides en el fruto seco de *M. annua*.

Los resultados de este estudio, nos muestran que el aceite obtenido puede ser consumido como alimento, por su alto rendimiento y por el contenido de ácidos grasos insaturados.

Además del empleo para el consumo humano, podría ser una fuente de obtención de biocombustibles o emplearse para la fabricación de jabones.

Como se mencionó en un principio, en los mercados donde se distribuyen ambas uñas de gato, algunos comerciantes presentan a *M. annua* como una opción más económica o “similar” a *U. tomentosa*. En otros lugares recomiendan a *M. annua* como reforzador del sistema inmune, para aliviar enfermedades renales y como anticancerígeno. Estas afirmaciones no están comprobadas por estudios



fitoquímicos, el único estudio reportado sobre esta planta indica que *M. annua* puede aumentar el riesgo de infertilidad en ratones machos.

En cuanto al estudio comparativo entre *M. annua* y *U. tomentosa* no se encontró ninguna similitud entre ambas, por lo tanto concluimos que no es una opción reemplazar el consumo de *U. tomentosa* por el de *M. annua* como remedio herbolario.

### **Recomendaciones.**

Debido a que la dos especies mencionadas en este trabajo: *U. tomentosa* y *M. annua* no tienen el mismo efecto farmacológico ni metabolitos similares, el consumo de una de ellas no substituye a la otra. Científicamente se conoce que *U. tomentosa* posee una gran cantidad de compuestos antioxidantes y anticancerígenos, en contraste con *M. annua*, en la que no se ha descrito la presencia de componentes mencionados. Se recomienda no usar *M. annua* como un sustituto de *U. tomentosa* como remedio herbolario anticancerígeno y antiinflamatorio, ya que no se encontró reportada similitud alguna entre ambas especies.

El aceite de *M. annua* puede ser recomendable para el consumo humano debido a su alto contenido de ácidos grasos insaturados y a la ausencia de antinutrientes.

Se recomienda el uso de *M. annua* como materia prima para preparación de jabones.

Otra recomendación, es usar el aceite de *M. annua* como materia prima para obtener biocombustibles, ya que esta planta es abundante y fácil de cosechar, lo cual no pone en riesgo su existencia o una posible extinción. Y también se puede evitar el uso de aceites de plantas que se destinan principalmente al consumo humano.

De acuerdo con los resultados se puede concluir que no existe un riesgo aparente en el consumo tradicional del fruto seco de *M. annua*.

El estudio de la fracción polar, la cual dio positiva la prueba de alcaloides debe continuarse, ya que es la fracción que puede tener efectos terapéuticos.

Es recomendable continuar con el estudio de *M. annua*, por sus propiedades mencionadas anteriormente y por ser una planta que crece en la mayor parte de la República Mexicana.



---

## CAPITULO IX

### ANEXOS

#### 9.1 Lista de abreviaturas

<i>M. annua</i>	<i>Martynia annua</i>
<i>U. tomentosa</i>	<i>Uncaria tomentosa</i>
D.F.	Distrito Federal
m	Metros
cm	Centímetros
µm	Micrómetros
nm	Nanómetros
Kg	Kilogramos
°C	Grados Celsius
mg	Miligramos
OMS	Organización Mundial de la Salud
A.C	Antes de Cristo
VIH	Virus de Inmunodeficiencia Humana
ADN	Ácido Desoxirribonucleico
DL <sub>50</sub>	Dosis Letal media
HCN	Ácido cianhídrico
mL	Mililitros
IR	Infrarrojo
g	Gramos
NaOH	Hidróxido de Sodio
AOCS	American Oil Chemist's Society
KI	Yoduro de Potasio
ICI	Cloruro de yodo
CG	Cromatografía de gases
Acetil coA	Acetil coenzima A
ppm	Partes por millón
Conc.	Concentración



## 9.2 Índice de figuras

Figura	Título	Página
1	<b>Martynia annua</b> .....	4
2	Tamaño del tallo <b>Martynia annua</b> .....	7
3	Hoja de <b>Martynia annua</b> .....	7
4	Florescencia de <b>Martynia annua</b> .....	8
5	Flor de <b>Martynia annua</b> .....	9
6	Fruto de <b>Martynia annua</b> .....	9
7	Fruto de <b>Martynia annua</b> .....	9
8	Compuestos derivados del ácido cinámico.....	12
9	Estructura del ácido genticónico.....	13
10	Estructura del Ácido protocatéquico.....	14
11	Imágenes de <b>Uncaria tomentosa</b> .....	15
12	Reacción de saponificación.....	22
13	Estructura química de los terpenos.....	25
14	Estructura del colesterol.....	25
15	Estructura de una prostaglandina.....	26
16	Extracción de grasas vía Soxhlet.....	27
17	Esquema de un cromatógrafo de gases.....	31
18	Regiones de longitud de onda del espectro Infrarrojo.....	32
19	Estructura de un alcaloide.....	35
20	Estructura general de un glucósido cianogénico.....	37
21	Reacción de identificación de glucósidos cianogénicos con el reactivo de Guignard.....	38
22	Estructura de la glucosa, el azúcar reductor más abundante en el organismo humano.....	40
23	Reacción general de los azúcares reductores con el reactivo de Benedict.....	41
24	Estructura de un polifenol.....	42
25	Reacción de identificación de fenoles.....	42
26	Separación de las semillas del fruto seco de <b>Martynia annua</b> .....	43
27	Placas cromatográficas del aceite extraído de la fracción hexánica.....	44
28	Refractómetro Abbe usado para determinar el índice de refracción del aceite.....	45
29	Infrarrojo del material insaponificable.....	51
30	Infrarrojo del aceite extraído con hexano.....	52
31	Cromatograma del aceite de uña de gato.....	54
32	Curva patrón para la determinación de Calcio.....	56
33	Curva patrón para la determinación de Sodio.....	56
34	Curva patrón para la determinación de Potasio.....	57



35	Curva patrón para la determinación de Magnesio.....	57
36	Curva patrón para la determinación de Hierro.....	58

### 9.3 Lista de tablas

Figura	Título	Página
1	Alcaloides encontrados en <i>Uncaria tomentosa</i> en un extracto de raíz, hojas y tallo.....	17
2	Clasificación botánica de <i>Martynia annua</i> y <i>Uncaria tomentosa</i> .....	18
3	Clasificación de lípidos.....	19
4	Ácidos grasos saturados.....	23
5	Ácidos grasos insaturados.....	23
6	Porcentaje de aceite obtenido con los disolventes utilizados.....	44
7	Índice de refracción de diferentes aceites comparado con el de la uña de gato.....	45
8	Datos de la determinación de densidad al aceite de uña de gato.....	46
9	Comparación de la densidad del aceite de <i>Martynia annua</i> con otros aceites comerciales.....	46
10	Datos para la estandarización del $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ .....	47
11	Composición de ácidos grasos en el aceite de uña de gato.....	53
12	Datos de la determinación de cenizas realizada a la semilla de uña de gato.....	55
13	Resultados de la prueba de alcaloides en la semilla de la uña de gato.....	59
14	Resultados de la prueba de glucósidos cianogénicos en la semilla de uña de gato.....	60
15	Resultados de la prueba de almidón en la semilla de uña de gato.....	61
16	Resultados para la determinación de azúcares reductores en la semilla de uña de gato.....	61
17	Resultados para la determinación de fenoles en la semilla de uña de gato.....	61



## 9.4 Métodos y equipos utilizados

Los estudios de espectroscopia y absorción atómica se realizaron en la unidad de Apoyo a la investigación (USAI), edificio B de la Facultad de Química de la UNAM.

Los espectros en el IR se obtuvieron en un espectro FTIR de rejilla Modelo 1605 marca Perkin-Lamba, en pastilla de bromuro de potasio. Los puntos de fusión se determinaron en un aparato Fisher-Johns y se reportan sin corregir. La cromatografía en capa delgada se realizó en placas de aluminio recubiertas con gel de sílice (60 F<sub>254</sub> Merk, malla 3.5-7.0 ASTM) de 0.25 mm de espesor. Los compuestos se visualizaron con luz a longitudes de onda corta (254 nm) y larga (365 nm). Para la cromatografía de gases se usó un equipo de la marca Hewlett Packard modelo GP 5890 serie 11 columna caborwax 20 m (fase estacionaria) 30 m x 0.25 mm (diámetro interno) x 0.25 mm el espesor de la película. Se usó una rampa de 100°C por 1 minuto, se calentó a 10°C por minuto hasta 240°C por 5 minutos y se usó un inyector Splitless 220 y un detector Fit 240°C.

Para Espectrofotometría de Absorción Atómica y la preparación de curvas patrón:

La muestra se digirió en horno de microondas marca CEM, modelo MDS 2000. Empleando HNO<sub>3</sub> suprapuro.

### Parámetros instrumentales:

<b>Calcio</b>	
Longitud de onda	422.7 nm
Slit (ancho de ventana) (nm)	0.5 nm
Método de atomización	Flama óxido nitroso de acetileno
Supresor de ionización	KCl
Estándar	High-Purity Standards Cat #QCS-26 Cad: 10 Oct 2012

<b>Sodio</b>	
Longitud de onda	4589.0 nm
Slit (ancho de ventana) (nm)	0.5 nm
Método de atomización	Flama de aire acetileno
Supresor de ionización	KCl
Estándar	High-Purity Standards at #QCS-26 Cad: 10 Oct 2012



<b>Potasio</b>	
Longitud de onda	766.5 nm
Slit (ancho de ventana) (nm)	1.05 nm
Método de atomización	Flama de aire acetileno
Supresor de ionización	CsCl
Estándar	High-Purity Standards Cat #QCS-26 Cad: 10 Oct 2012

<b>Magnesio</b>	
Longitud de onda	285.2 nm
Slit (ancho de ventana) (nm)	0.5 nm
Método de atomización	Flama de aire acetileno
Supresor de ionización	La <sub>2</sub> O <sub>3</sub>
Estándar	High-Purity Standards Cat #QCS-26 Cad: 10 Oct 2012

<b>Hierro</b>	
Longitud de onda	4248.3 nm
Slit (ancho de ventana) (nm)	0.2 nm
Método de atomización	Flama de aire acetileno
Estándar	High-Purity Standards Cat #QCS-26 Cad: 10 Oct 2012



---

## CAPITULO X

### BIBLIOGRAFÍA Y REFERENCIAS

1. Biblioteca digital de la medicina Tradicional Mexicana. <http://www.medicinatradicionalmexicana.unam.mx/monografia>. Mayo 2012.
2. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/martyniaceae/martynia-annua/fichas/ficha>. Mayo 2012.
3. AOAC. Official Methods of Analysis. Association of Official Analytical Chemists. Washington, D.C. 1990.
4. Ranganna, S. Manual of Analysis of Fruits and Vegetable Products. McGraw-Hill. 1977
5. Erowele, G. I. and A. O. Kalejaiye. Pharmacology and therapeutic uses of cat's claw. Am J Health Syst Pharm. United States. **66**: 992-995. 2009.
6. Keplinger, K., G. Laus, M. Wurm, M. P. Dierich and H. Teppner. Uncaria tomentosa (Willd.) DC.--ethnomedicinal use and new pharmacological, toxicological and botanical results. J Ethnopharmacol. Ireland. **64**: 23-34. 1999.
7. Mali, P. C., A. S. Ansari and M. Chaturvedi. Antifertility effect of chronically administered *Martynia annua* root extract on male rats. J Ethnopharmacol. Ireland. **82**: 61-67. 2002.
8. Bruneton. J, farmacognosia. Fitoquímica plantas medicinales, 2da edición; Acriba, España, 2001.
9. Domínguez, X., Métodos de investigación fitoquímica, ed. Centro regional de ayuda técnica: México-Buenos Aires. 1993, pp.281.
10. Kirk, R; Composición y análisis de alimentos de Pearson, 2da edición, Continental SA de CV: México 1996.
11. Manual de laboratorio de análisis de alimentos, Facultad de Química, UNAM.



12. Manual de laboratorio de Toxicología, Facultad Química, UNAM. Septiembre 2012.
13. Manual de laboratorio de Farmacognosia, Facultad de Química, UNAM. Septiembre 2012.
14. Manual de Química Orgánica III, Reacciones de adición sobre dobles ligaduras determinaciones del grado de insaturación de un aceite (técnica de Wijs), Facultad de Química UNAM.
15. Wade, L.G., Jr. Química Orgánica, 5ª Edición; Pearson Prentice Hall. España. 2004. pp 490-507, 1163-1175.
16. Carey F. química Orgánica, 6ª Edición; McGrawHill. México 2006. Pp 532-856-863.
17. Profitocoop. Vandecum herbario. <http://www.profitocoop.com> Agosto 2012.
18. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. FAO. <http://www.fao.org>. Agosto 2012.
19. McMurry J. Química Orgánica. 6ª Edición. Editorial Thomson. México 2004. Pp 394-412, 1027-1049.
20. Textos científicos. Química Orgánica. [www.textoscientificos.com/química/ácidos-grasos](http://www.textoscientificos.com/química/ácidos-grasos). Agosto 2012.
21. Universidad Autónoma de Madrid. Departamento de Química Orgánica. Ácidos grasos: [www.uam.es](http://www.uam.es). Septiembre 2012.
22. Propiedades fisicoquímicas de ácidos grasos y tocoferoles de aceites obtenidos de plantas y semillas de Sudan. Abdalbassit Mariod. Bertrand Matthäus. Revista. Grasas y aceites vegetales volumen 59, No4 (2008).
23. Técnicas cromatográficas. [depa.fquim.unam.mx](http://depa.fquim.unam.mx). Septiembre 2012.
24. Identificación grupos funcionales. [www.uqr.es](http://www.uqr.es). Septiembre 2012.