



UNIVERSIDAD DE CUENCA

## RESUMEN

El secado de plantas medicinales constituye una etapa esencial en el procesamiento de las drogas vegetales, ya que permite la conservación de sus propiedades y características organolépticas, por lo que nuestro estudio se basó fundamentalmente en el análisis comparativo de los métodos de secado: artificial y natural, a través de la cuantificación de flavonoides y cumarinas, planteando que el método de secado artificial permite un mayor rendimiento de concentración de principios activos, en comparación con el secado al ambiente.

El estudio se inició con la selección de dos grupos de plantas que de acuerdo a la información bibliográfica consultada poseen una importante concentración de cumarinas y flavonoides respectivamente, cada grupo está constituido por diez especies vegetales que fueron caracterizadas botánicamente y recolectadas para proceder al tratamiento post cosecha distribuyendo la droga fresca en partes iguales para continuar con el método de secado al ambiente o artificial ( $37\pm 1^{\circ}\text{C}$ ) procurando mantener constantes las condiciones de experimentación y los tratamientos posteriores a la desecación hasta la obtención de los extractos secos.

La valoración de los métodos de secado se realizó mediante la cuantificación espectrofotométrica de los metabolitos en los extractos secos obtenidos por secado al ambiente y secado artificial, comparando sus concentraciones a través de un diseño estadístico de bloques completos al azar que permitió determinar una diferencia significativa entre los dos métodos de secado, que llevaron a establecer que el método de secado más eficiente es el Secado Artificial.

**Palabras clave:** Desecación, Secado Artificial, Secado al Ambiente, Flavonoides, Cumarinas, ensayo de Shinoda, prueba T, diseño de bloques.

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

ÍNDICE

*Índice General*

**INTRODUCCIÓN ..... 1**

**JUSTIFICACIÓN..... 2**

**CAPITULO I: MARCO TEÓRICO**

**1.1. PLANTAS MEDICINALES ..... 3**

    1.1.1. Generalidades ..... 3

**1.2. PROCESAMIENTO DE LAS DROGAS VEGETALES ..... 3**

    1.2.1. Recolección ..... 3

    1.2.2. Conservación de las drogas ..... 4

    1.2.3. Transporte ..... 5

    1.2.4. Manejo post cosecha de la plantas ..... 5

        1.2.4.1. Selección ..... 5

        1.2.4.2. Lavado ..... 6

        1.2.4.3. Deseccación ..... 6

            1.2.4.3.1. Deseccación natural ..... 6

            1.2.4.3.2. Deseccación artificial ..... 7

                1.2.4.3.2. Equipos de secado ..... 8

        1.2.4.3. Almacenamiento ..... 8

**1.3. METODOS DE OBTENCION DE PRINCIPIOS ACTIVOS ..... 9**

    1.3.1. Extracción mecánica ..... 9

    1.3.2. Destilación ..... 10

    1.3.3. Extracción con gases en condiciones supercríticas ..... 10

    1.3.4. Extracción con disolventes ..... 10

        1.3.4.1. Extracción discontinua o simultánea ..... 11

            1.3.4.1.1. Maceración ..... 11

            1.3.4.1.2. Digestión ..... 11

            1.3.4.1.3. Infusión ..... 11

            1.3.4.1.4. Decocción ..... 11

        1.3.4.2. Extracción continua o progresiva ..... 11

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

1.3.4.2.1. Percolación.....	11
1.3.4.2.2. Soxhlet.....	12
<b>1.4. CLASIFICACIÓN DE EXTRACTOS VEGETALES .....</b>	<b>12</b>
1.4.1. Extractos vegetales .....	12
1.4.2. Concentración de los líquidos extractivos.....	12
1.4.2.1. Concentración de los líquidos extractivos al vacío .....	13
1.4.2.2. Liofilización .....	13
1.4.2.2.1. Etapas de liofilización.....	13
<b>1.5. CONSTITUYENTES QUÍMICOS DE LAS DROGAS VEGETALES.....</b>	<b>13</b>
1.5.1. Constituyentes inorgánicos .....	14
1.5.2. Constituyentes orgánicos .....	14
1.5.3. Metabolismo secundario .....	15
1.5.3.1. Vía del acetil CoA de los poliacetatos.....	15
1.5.3.2. Vía del ácido shikímico.....	15
1.5.3.3. Vía del ácido mevalónico .....	15
1.5.4. Derivados fenólicos .....	16
1.5.4.1. Fenoles sencillos.....	17
1.5.4.2. Ácidos fenólicos .....	17
1.5.4.3. CUMARINAS.....	17
1.5.4.3.1. Estructura .....	17
1.5.4.3.2. Clasificación .....	18
1.5.4.3.3. Biosíntesis .....	20
1.5.4.3.4. Propiedades .....	20
1.5.4.3.5. Acción farmacológica .....	21
1.5.4.4. Lignanos.....	21
1.5.4.5. Taninos.....	21
1.5.4.6. Quinonas .....	21
1.5.4.7. FLAVONOIDES.....	22
1.5.4.7.1. Estructura .....	22
1.5.4.7.2. Clasificación .....	22
1.5.4.7.3. Biosíntesis .....	24

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

1.5.4.7.4. Propiedades .....	25
1.5.4.7.5. Acción farmacológicas .....	25
1.5.4.8. Antocianidinas y protoantocianidinas.....	26
<b>1.6. PLANTAS CON CUMARINAS.....</b>	<b>26</b>
1.6.1. Achiote.....	26
1.6.2. Alfalfa.....	27
1.6.3. Apio.....	27
1.6.4. Cedrón .....	28
1.6.5. Diente de León .....	28
1.6.6. Llantén .....	29
1.6.7. Manzanilla .....	30
1.6.8. Matico .....	31
1.6.9. Ruda .....	32
1.6.10. Toronjil.....	32
<b>1.7. PLANTAS CON FLAVONOIDES.....</b>	<b>33</b>
1.7.1. Albahaca.....	33
1.7.2. Caléndula .....	33
1.7.3. Cola de caballo.....	34
1.7.4. Eucalipto.....	35
1.7.5. Hinojo.....	35
1.7.6. Malva .....	36
1.7.7. Menta.....	36
1.7.8. Ortiga .....	37
1.7.9. Perejil.....	37
1.7.10. Toronjil.....	38

## CAPÍTULO II: MATERIALES Y MÉTODOS

<b>2.1. LOCALIZACIÓN.....</b>	<b>39</b>
<b>2.2. MATERIALES.....</b>	<b>39</b>
2.2.1. Materia prima.....	39
2.2.2. Material de vidrio .....	40
2.2.3. Otros materiales .....	40

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

2.2.4. Reactivos ..... 40

**2.3. METODOS ..... 40**

2.3.1. Revisión bibliográfica ..... 40

2.3.2. Recolección ..... 41

2.3.3. Lavado ..... 41

2.3.4. Deseccación ..... 41

2.3.5. Obtención de extractos vegetales ..... 42

2.3.6. Agotamiento de la droga mediante cromatografía de capa fina ..... 43

    2.3.6.1. Cromatografía de capa fina ..... 43

    2.3.6.2. Método ..... 44

    2.3.6.3. Procedimiento ..... 44

2.3.7. Concentración del extracto vegetal ..... 45

2.3.8. Eliminación del solvente ..... 46

2.3.9. Liofilización ..... 46

2.3.10. Análisis cualitativo ..... 47

    2.3.10.1. Ensayo para cumarinas ..... 47

    2.3.10.2. Reacción de Shinoda ..... 48

2.3.11. Análisis cuantitativo ..... 48

    2.3.11.1. Espectrofotometría ..... 48

    2.3.11.2. Cuantificación de cumarinas ..... 49

        2.3.11.2.1. Elaboración de la Curva de Calibración ..... 49

        2.3.11.2.2. Aplicación del método para el extracto seco ..... 50

    2.3.11.3. Cuantificación de flavonoides ..... 50

        2.3.11.3.1. Elaboración de la Curva de Calibración ..... 51

        2.3.11.3.2. Aplicación del método para el extracto seco ..... 51

**2.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO ..... 52**

2.4.1. Prueba T pareada ..... 52

    2.4.1.1. Interpretación de la Prueba T ..... 53

    2.4.4.2. Metodología ..... 53

2.4.2. Diseño de bloques completos al azar ..... 54

    2.4.2.1. Interpretación de la Prueba ..... 54

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

2.4.2.2. Metodología..... 54  
2.4.2.2.1. Comandos para el programa “R” ..... 55

**CAPÍTULO III: RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

**3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN ..... 57**  
**3.1. Desecación ..... 57**  
**3.2. Obtención de extractos vegetales ..... 60**  
**3.3. Cromatografía en capa fina ..... 61**  
**3.4. Liofilización ..... 61**  
3.4.1. Rendimiento de extractos liofilizados ..... 64  
**3.5. Análisis Cualitativo ..... 65**  
3.5.1. Ensayo para cumarinas ..... 65  
3.5.2. Ensayo de Shinoda ..... 65  
**3.6. Análisis Cuantitativo ..... 66**  
3.6.1. Cuantificación de cumarinas ..... 66  
3.6.1.1. Interpretación..... 71  
3.6.2. Cuantificación de flavonoides..... 71  
3.6.2.1. Interpretación..... 74  
3.6.3. Comparación grafica de las concentraciones de flavonoides y cumarinas ..... 75  
**4. CONCLUSIONES ..... 78**  
**5. RECOMENDACIONES..... 79**  
**6. BIBLIOGRAFIA ..... 80**  
**7. GLOSARIO ..... 85**  
**8. ANEXOS ..... 86**

***Índice de tablas***

**Tabla 1.1. Ventajas de los Métodos de Desecación ..... 8**

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

**Tabla 1.2.** Compuestos orgánicos..... 14

**Tabla 1.3.** Estructura química de cumarinas sencillas..... 18

**Tabla 2.1.** Plantas medicinales utilizadas para la cuantificación de metabolitos secundarios ..... 39

**Tabla 2.2.** Características de los dos tipos de papel filtro..... 49

**Tabla 2.3.** Análisis de varianza para los diseños de bloques completos al azar ..... 54

**Tabla 3.1.** Comparación de los pesos de las drogas secas obtenidas por los dos métodos de secado..... 57

**Tabla 3.2.** Análisis de datos para la prueba “T” pareada..... 59

**Tabla 3.3.** Resultados de la prueba “T” para la comparación de los métodos de secado ..... 59

**Tabla 3.4.** Fracciones del menstruo obtenidas por percolación ..... 60

**Tabla 3.5.** Pesos de los extractos secos para la cuantificación de Cumarinas ..... 62

**Tabla 3.6.** Resultados de la prueba “T” pareada para cumarinas ..... 63

**Tabla 3.7.** Pesos de los extractos secos para la cuantificación de Flavonoides ..... 63

**Tabla 3.8.** Resultados de la prueba ”T” pareada para flavonoides ..... 63

**Tabla 3.9.** Rendimiento de los extractos secos obtenidos por los dos métodos de secado ..... 64

**Tabla 3.10.** Resultados del ensayo de cumarinas aplicado a los extractos secos obtenidos por los dos métodos de secado ..... 65

**Tabla 3.11.** Resultados del ensayo de Shinoda ..... 66

**Tabla 3.12.** Valores de absorbancia y concentración para la elaboración de la curva de calibración ..... 67

**Tabla 3.13.** Cuantificación de Cumarinas empleando filtración en el ensayo ..... 68

**Tabla 3.14.** Cuantificación de Cumarinas empleando centrifugación en el ensayo ..... 69

**Tabla 3.15.** Análisis de varianza de las concentraciones de Cumarinas ..... 69

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

**Tabla 3.16.** Valores de absorbancia y concentración empleados para la curva de calibración ..... 71

**Tabla 3.16.** Absorbancia y concentración de flavonoides en plantas medicinales secadas por los dos métodos ..... 73

**Tabla 3.17.** Análisis de varianza para la concentración de flavonoides ..... 74

***Índice de figuras***

**Figura 1.1.** Métodos de extracción..... 9

**Figura 1.2.** Biosíntesis de metabolitos secundarios ..... 16

**Figura 1.3.** Estructura química del fenol ..... 16

**Figura 1.4.** Estructura química de la cumarina ..... 18

**Figura 1.5.** Estructura química de la Umbelliferona ..... 19

**Figura 1.6.** Estructura química de las furanocumarinas ..... 19

**Figura 1.7.** Estructura química de las piranocumarinas ..... 19

**Figura 1.8.** Estructura química del dicumarol ..... 20

**Figura 1.9.** Biosíntesis de cumarinas ..... 20

**Figura 1.10.** Estructura básica del flavonoide ..... 22

**Figura 1.11.** Estructura de los compuestos flavonolicos ..... 23

**Figura 1.12.** Biosíntesis de flavonoides ..... 24

**Figura 2.1.** Procesamiento de la droga vegetal ..... 41

**Figura 2.2.** Estufa de secado Pro3 ..... 42

**Figura 2.3.** Desecador al ambiente ..... 42

**Figura 2.4.** Proceso de percolación ..... 43

**Figura 2.5.** Proceso de percolación ..... 43

**Figura 2.6.** Cámara cromatográfica ..... 45

**Figura 2.7.** Rotavapor ..... 46

**Figura 2.8.** Eliminación de solvente con nitrógeno en baño ultrasónico ..... 46

**Figura 2.9.** Liofilizador ..... 47

**Figura 2.10.** Extracto vegetal antes del ensayo de Shinoda ..... 48

**Figura 2.11.** Ensayo de Shinoda ..... 48

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

**Figura 2.12.** Centrifuga sigma 2-6 ..... 50

**Figura 2.13.** Cuantificación de flavonoides ..... 51

**Figura 3.1.** Representación de los pesos de las drogas secas ..... 58

**Figura 3.2.** Agotamiento de droga en la cola de caballo ..... 60

**Figura 3.3.** Agotamiento de droga en la manzanilla ..... 61

**Figura 3.4.** Agotamiento de droga en la manzanilla ..... 61

**Figura 3.5.** Curva de calibración para la cuantificación de cumarinas ..... 67

**Figura 3.6.** Curva de calibración para la cuantificación de flavonoides ..... 72

**Figura 3.7.** Ilustración comparativa de las concentraciones de cumarinas  
entre el  
secado al ambiente y el secado artificial ..... 76

**Figura 3.8.** Ilustración comparativa de las concentraciones de flavonoides  
entre el secado al ambiente y el secado artificial ..... 76

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

**UNIVERSIDAD DE CUENCA**



**FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS  
ESCUELA DE BIOQUÍMICA Y FARMACIA**

**“VALORACIÓN COMPARATIVA DE DOS METODOS DE SECADO DE PLANTAS  
MEDICINALES A TRAVÉS DE LA CUANTIFICACIÓN DE FLAVONOIDES Y  
CUMARINAS”**



Tesis previa a la obtención del título de  
Bioquímico Farmacéutico



**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi

**DIRECTOR:**

Dr. Fabián León Tamariz Ph.D.

Cuenca, 2010

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

## **DEDICATORIA**

A mis padres, Katty y Patricio por creer en mi, por su constante apoyo y dedicación en los momentos cruciales de mi vida.

A mis hermanos Cristian, Paul, Viviana y Oscar por ser parte de mi vida y su ayuda incondicional.

A mis amigos por las palabras de aliento para enfrentar los desafíos y seguir adelante sin importar los tropiezos ni las caídas.

**Jonathan Fabricio**

Esta tesis la dedico a mi Dios, como único ser por darme la vida para plasmar uno más de mis sueños y permitirme experimentar las grandezas que él ha puesto en mi camino, mi familia, mi esposo, maestros, amigos que fueron bases importantes para alcanzar esta meta.

**Digna Guadalupe**

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

## **AGRADECIMIENTO**

*“El éxito de la vida no se mide por lo que se consigue, sino por las dificultades que se logra superar en el camino” (Abraham Lincon).*

Ideología que a nuestras vidas ha dado luz para poder caminar aunque muchas veces esta luz se perdía en medio de asperezas. No es el término de una carrera, sino el comienzo de una nueva etapa, quizá una meta mas cumplida, de un arduo trabajo realizado, lleno de alegrías, contrariedades y porque no señalar también momentos de tristeza que tuvimos que pasar, de los cuales es inevitable resaltar desde lo mas profundo de nuestro ser un sincero agradecimiento a todas aquellas personas, que de alguna manera aportaron en la realización de este trabajo, nos viene a nuestras mentes la magnitud de ese aporte, sin el cual hubiese sido difícil que nuestro trabajo llegue a un eficaz término.

Queremos agradecer de manera especial a nuestro Director de Tesis el Dr. Fabián León Tamariz PhD., por aceptar ser nuestro guía en la realización de este proyecto, y por su capacidad para orientar nuestras ideas por el sendero correcto, lo que valoramos como un raudal incalculable, gracias por el tiempo, paciencia, sabiduría y conocimientos brindados a lo largo de esta etapa ya que para nosotros han sido medios importantes para el desarrollo de nuestra tesis.

De igual manera hacemos extensivo este a agradecimiento a todo el equipo humano que hace parte del proyecto VLIR de Plantas Medicinales, principalmente a la Dra. Isabel Wilches por permitirnos usar las instalaciones y equipos, sin los cuales no habría sido posible la realización de este proyecto y al Ing. Vladimiro Tobar por su valiosa ayuda en el análisis estadístico, así como a la Dra. Nancy Cuzco, Dra. Eugenia Peñaherrera, Dra. Rafaella Ansaloni y Dra. Lourdes Jerves gracias por su colaboración.

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

Finalmente agradecemos a nuestros maestros, compañeros y familiares quienes fueron pilares fundamentales en nuestra formación académica, a todos ellos ¡GRACIAS!

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

## **INTRODUCCIÓN**

Las plantas, han constituido a través de los años una fuente primordial en la medicina tradicional para tratar y curar diversas enfermedades. Esto ha permitido que la industria farmacéutica mediante una investigación científica haya logrado establecer un proceso correcto para la obtención de los principios activos que cumplen con la acción farmacológica, a través de la recolección, selección, desecación de la droga vegetal y posterior extracción de los componentes activos.

Considerando que el método y las condiciones de secado utilizados sobre plantas medicinales son de vital importancia pues influyen en la conservación del producto y en la efectividad del (los) principio (s) activo(s), y por lo tanto en su calidad, nuestro trabajo se basa en la comparación de dos métodos de secado: al Ambiente y Artificial ( $37\pm 1^{\circ}\text{C}$ ).

Así, sobre el método de secado natural se resalta su bajo costo y las simples condiciones requeridas para su aplicación, sin embargo depende mucho de las condiciones ambientales presentes, haciendo difícil obtener un producto homogéneo. Por otra parte el método de secado artificial permite un control más efectivo de algunas variables (tiempo, temperatura, luz), es rápido y facilita la obtención de un producto homogéneo, no obstante su alto costo, tanto por el consumo de energía, las instalaciones y por los equipos requeridos, representa una desventaja. (Oteiza, 2003)

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

## **JUSTIFICACIÓN**

En la escasa bibliografía especializada sobre métodos de secado aplicables a estructuras vegetales, se describen dos métodos principales, el método de secado al ambiente y método de secado artificial. En ambos se destacan ventajas y desventajas, que promueven su aplicación con el fin de obtener un mayor beneficio, expresado a través de la concentración de sustancias activas. La poca información sobre esta temática, limita además una valoración práctica de la metodología dificultando su optimización.

El Proyecto de Plantas Medicinales del programa VLIR-Universidad de Cuenca requiere la adopción de una metodología validada para diferentes estructuras vegetales, por lo tanto una comparación cuantitativa de ambos métodos será el primer paso que aportará información veraz que permita adoptar condiciones óptimas de trabajo para la posterior validación de la metodología.

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

## CAPITULO I

### 1. MARCO TEÓRICO

#### 1.1. PLANTAS MEDICINALES

##### 1.1.1. Generalidades

El hombre desde la antigüedad ha empleado las plantas como fuente curativa de diversas enfermedades, evidenciándose las propiedades que poseen las drogas vegetales. Esto generó el posterior interés en la industria farmacéutica para obtener los fármacos que contengan las sustancias activas puras. En 1979 la Organización Mundial de la Salud (OMS) reconoció oficialmente el valor de la medicina tradicional o alternativa. (Sung y col, 2004)

Para entender la importancia de esta práctica milenaria es necesario presentar algunos conceptos básicos como los expuestos a continuación:

- **Planta Medicinal:** Vegetal que contenga en cualquiera de sus partes alguna sustancia con actividad farmacológica que pueda utilizarse con fines terapéuticos o que se pueda emplear como prototipo para obtener nuevos fármacos por síntesis o hemisíntesis farmacéutica. (Kuklinski, 2000)
- **Droga vegetal:** Constituye la planta u órgano de la planta que contiene el o los principios activos y que se utiliza en terapéutica y pueden ser: las raíces, tallos, hojas, flores, frutos, semillas, enteros o fragmentados, sin procesar, generalmente desecados aunque también a veces en estado fresco. (Kuklinski, 2000; Cruz, 2005)
- **Principio Activo:** Es la sustancia responsable de la acción farmacológica, así una droga puede contener varios principios activos, estos pueden ser antagónicos (con efecto contrario) o sinérgicos (potencia su efecto al administrar con otro similar). (Kuklinski, 2000)

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### 1.2. PROCESAMIENTO DE LAS DROGAS VEGETALES

#### 1.2.1. *Recolección*

Dependiendo de la planta la recolección se puede realizar de forma manual o mecanizada y a partir de plantas espontáneas o cultivadas, el momento de la recolección condiciona tanto la calidad como la cantidad de principio activo de la especie vegetal por lo que es necesario considerar los factores que podrían llegar a alterar la composición de la droga, como son:

- La edad de la especie vegetal, ya que de esta depende la cantidad de principios activos.
- La época del año y el clima influyen en el contenido de principios activos, según sea esta lluviosa o seca.
- El momento del día puede condicionar la obtención de una especie vegetal con un determinado contenido de principio activo. Es creciente la evidencia de que la composición de cierto número de metabolitos vegetales varía apreciablemente del día a la noche. (Kuklinski, 2000; Evans, 1991)

Los órganos vegetales que se colectan determinan las características de la recolección, ya que no todas las partes de una planta tienen interés desde el punto de vista terapéutico debiendo tener en cuenta una serie de indicaciones al momento de la selección:

- *Hojas*: se recolectan antes y durante de la floración pero antes de la maduración de los frutos.
- *Tallos*: se recolectan después de que han brotado las hojas, pero antes de que hayan salido las flores.
- *Flores*: deben recolectarse antes o durante la polinización, antes de que la corola se encuentre completamente abierta.
- *Capullos*: es conveniente recolectarlos durante el periodo de prefloración.
- *Frutos*: se recolectan cuando están desarrollados, aunque es variable ya que algunos se recolectan verdes y otros maduros.
- *Semillas*: se recolectan cuando el fruto está maduro.

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

- *Corteza*: antes de la floración, que es cuando hay mas circulación de savia por los tallos y las ramas, y cuando se puede separar mejor del tronco.
- *Raíz y rizoma*: cuando finalizan los procesos vegetativos. (Kuklinski, 2000; Tejero, 2003)

### **1.2.2. Conservación de las drogas**

Las plantas al ser arrancadas de su medio natural, ven alterado su equilibrio metabólico y proliferan reacciones y fenómenos que degradan la droga vegetal. Las causas de alteración pueden ser internas y externas:

1.2.2.1. Alteración interna: las enzimas presentes en las plantas catalizan reacciones que llevan al deterioro de la misma, la cantidad de agua mayor al 10% en las plantas recolectadas favorece la actividad enzimática. (Kuklinski, 2000)

Las reacciones enzimáticas que mayoritariamente se producen son:

- Hidrólisis de glúcidos, ésteres y heterósidos.
- Condensaciones y polimerizaciones
- Isomerizaciones, racemizaciones y oxidaciones.

Otras causas de alteración interna son las autooxidaciones así como también reacciones entre diferentes componentes de la planta.

1.2.2.2 Alteración externa: el calor, las radiaciones, la humedad, el ataque de parásitos, microorganismos, insectos, etc. El análisis de estos factores tiene que ser considerado para la conservación idónea de los vegetales recolectados. (Kuklinski, 2000)

### **1.2.3. Transporte**

El transporte de las plantas se realiza en recipientes aireados, como bolsas de malla, sacos de papel limpios o papel periódico. Se debe evitar el uso de bolsas de polietileno ya que provocan un comienzo de pudrición en pocas horas debido al agua de condensación, además el tiempo entre la recolección y llegada de las plantas al lugar de procesamiento debe ser lo más corto, para

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

evitar cambios en la calidad, apariencia externa y carga microbiana de la droga vegetal. (Kuklinski, 2000; Martínez y col, 2004)

### **1.2.4. Manejo post cosecha de las plantas**

Del manejo pos cosecha dependerá que el material vegetal conserve sus características físicas, químicas, organolépticas y farmacológicas. El material fresco debe ser inmediatamente manejado de forma que no se deteriore, y así evitar pérdidas innecesarias y lograr un producto de óptima calidad. (Vásquez, 2004)

Las etapas del manejo post cosecha son:

**1.2.4.1. Selección:** Consiste en la separación manual del órgano de la planta de interés de las partes deterioradas, manchadas, con señales de insectos, hongos o material defectuoso por golpe o maltrato durante la recolección. (Vásquez, 2004; Kuklinski, 2000).

**1.2.4.2. Lavado:** Es un proceso de limpieza y descontaminación que consiste en aplicar agua potable a la parte de la planta que se va a desecar a fin de eliminar la tierra y otros materiales extraños presentes en la superficie del órgano vegetal. (Álvarez, 2004)

**1.2.4.3. Desección:** Constituye la etapa más importante, en el manejo post cosecha de las plantas, ya que el secado interrumpe los procesos de degradación causados por enzimas o fermentos, impide el desarrollo de microorganismos y reacciones de oxidación y de hidrólisis.

Consiste en la reducción de la humedad en el material recolectado hasta niveles que permitan su conservación prolongada (1-2 años las hojas y flores y 2-3 años las cortezas y rizomas) sin deterioro de la calidad en el material, lo óptimo es reducir la humedad a niveles menores al 10% de forma rápida con el fin de evitar la acción enzimática. (Acosta, 2003; Sung y col, 2004)

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

La duración del proceso de desecación varía desde unas pocas horas hasta muchas semanas y en el caso de la desecación al aire libre, depende, de las condiciones meteorológicas.

La temperatura empleada en cada caso ha de ajustarse en función de los componentes y naturaleza física de la droga. Como regla general, las hojas, sumidades y flores deben secarse entre 20 y 40°C y las cortezas y raíces de 30 a 65°C. (Evans, 1991)

Determinar exactamente el tiempo que debe alcanzar la desecación, es problema de experiencia práctica así como el método y la temperatura utilizados puede influir considerablemente en la calidad de las drogas vegetales obtenidas.

Los métodos utilizados para eliminar el agua de las plantas son:

### **1.2.4.3.1. Desecación natural:**

Es el procedimiento más lento y más económico pero generalmente menos efectivo.

Se debe disponer las hierbas sobre plataformas en capas delgadas, para exponerlas al aire libre durante varios días, tomando la precaución de moverlos continuamente y protegerlos de las condiciones ambientales adversas. Se realiza a la sombra, para evitar la acción directa del sol, y se protege de la humedad de la noche, y en lugares ventilados y cerrados. (Sung y col, 2004)

El tiempo de secado va a depender del clima y de la naturaleza del material a secar hasta alcanzar las condiciones de humedad apropiadas para ser almacenadas.

También los factores temperatura ambiente, humedad relativa y velocidad del aire van a jugar un papel importante en el tiempo de secado. (Acosta, 2003)

### **1.2.4.3.2. Desecación artificial:**

El secado con calor artificial es generalmente más adecuado ya que permite un control de los factores que afectan la desecación como la temperatura, la humedad ambiental, la ventilación y el tiempo que dura la operación, lo que

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

garantiza una eliminación rápida de la humedad, sin alterar los principios activos.

El secado artificial determina mayores gastos pero tiene ventajas, pues al controlarse las variables del tratamiento, en un lapso menor al de la desecación natural, es posible obtener un producto homogéneo. (Kuklinski, 2000)

El aire que se aplica a la hierba, aporta el calor para la evaporación de la humedad y actúa como transporte para eliminar el vapor de agua que se forma en la cercanía de la superficie de evaporación.

En este método se emplea una temperatura de 30-40°C, ya que si la temperatura es muy alta solamente se produce una evaporación rápida superficial y se forma una costra que impide que la desecación progrese, para cortezas la temperatura oscila entre 60-70°C, o también puede variar dependiendo de principio activo. (Badilla, 2003) En la tabla 1.1 se exponen algunas ventajas prácticas de los métodos de desecación antes descritos.

<b>VENTAJAS DE LOS MÉTODOS DE DESECACIÓN</b>	
<b>Desecación al Ambiente</b>	<b>Desecación Artificial</b>
<ul style="list-style-type: none"><li>• Bajo costo.</li></ul>	<ul style="list-style-type: none"><li>• Rápido</li><li>• Control de variables (temperatura, humedad, tiempo)</li><li>• Obtención de un producto homogéneo</li></ul>

**Tabla 1.1.** Ventajas de los Métodos de desecación.

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### **1.2.4.3.2.1. Equipos de secado**

Todo proceso de secado requiere de un aporte de calor que puede llegar al sólido que se desea secar de tres formas distintas: por convección, por conducción y por radiación. (Fauli, 2000)

Entre los equipos empleados en la desecación artificial tenemos:

- Túneles de secado: son recipientes móviles que circulan en sentido contrario al aire caliente.
- Torres de secado: consisten en bandejas que ascienden verticalmente y de forma helicoidal por una torre en donde circula el aire caliente. (Kuklinski, 2000)
- Estufa o armario de secado: espacio cerrado en cuyo interior se sitúan unas bandejas perforadas en las que se coloca el producto a desecar. El aire entra del exterior aspirado por una turbina, este pasa a través de un filtro y a través de un sistema de calefacción que lo calientan a la temperatura deseada circulando por el recinto, secando el producto. (Fauli, 2000)
- Estufa al vacío: consiste en una estufa que trabaja a temperaturas de 20 a 35°C y de paredes muy gruesas y consistentes en donde se puede practicar el vacío, se emplea para desecar productos termolábiles a baja temperatura. (Kuklinski, 2000; Fauli, 2000)
- Radiación infrarroja: la desecación se lleva a cabo depositando las drogas, en una cinta que circula debajo de unas lámparas de infrarrojo (IR), de alto poder calorífico. (Kuklinski, 2000)

**1.2.4.4. Almacenamiento:** Una hierba medicinal bien secada puede mantener sus propiedades medicinales alrededor de un año, dependiendo de la parte de la planta, así las hojas y las sumidades floridas tiene un período de vida útil de de 12 a 36 meses, después de ese tiempo sus principios activos se evaporan o se alteran. (Astudillo, 2005)

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

El material debe ser guardado en bolsas de papel o sacos que permitan una ventilación apropiada y deben etiquetarse haciéndose constar, el nombre científico, la parte usada, la fecha de recolección y el peso. (Sung y col, 2004)

### 1.3. MÉTODOS DE OBTENCIÓN DE PRINCIPIOS ACTIVOS

Los principios activos de la droga vegetal no se encuentran aislados en la planta sino que están enlazados con otras sustancias por su naturaleza propia, por lo tanto a través de solventes apropiados se permite una separación adecuada de los componentes que se desea obtener, así los principales métodos de extracción dependen fundamentalmente del tipo de principio activo que se desea aislar y de la estructura química de la droga.

Para la extracción de los principios activos se tienen varios métodos y se describen en la figura 1.1.

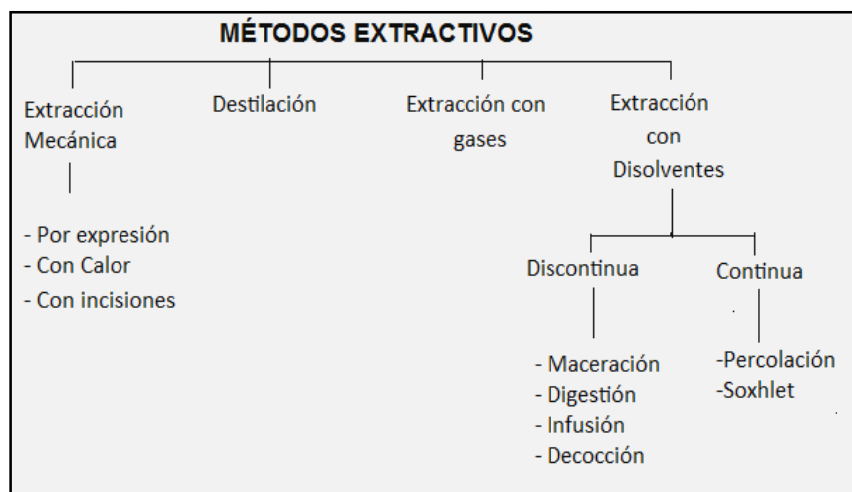


Figura 1.1. Métodos de extracción (Kuklinski, 2000)

**1.3.1. Extracción Mecánica:** permite obtener los principios activos en fluidos propios de la planta, estos pueden ser:

- Por expresión: ejerciendo presión sobre la droga.
- Con Calor

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

c) Con incisiones

**1.3.2. Destilación:** se basa en la volatilidad de los componentes de la droga, empleado en el caso en que los principios activos que se desea obtener son particularmente volátiles, ya que estas esencias se evaporan debido a que los diferentes aceites tienen distinto punto de ebullición por lo cual la destilación ocurre en rangos de temperatura que se pueden encontrar entre 150-300°C.

**1.3.3. Extracción con gases en condiciones supercríticas:** se trabaja en condiciones de presión y temperatura superiores a los puntos críticos en un dispositivo que permite controlar estos factores y eliminar con facilidad el gas extractor. Los gases más utilizados son el dióxido de carbono y butano. (Kuklinski, 2000)

**1.3.4. Extracción con disolventes:** es la separación de un componente en el seno de una mezcla por la acción de un solvente selectivamente, los principios activos obtenidos se encontraran en un extracto líquido que posteriormente se concentrará eliminado el exceso de solvente, para ello hay que tener en cuenta diversos factores:

a) *Características de la droga:* droga desecadas y con grado de división en:

- Hojas y flores: no mayor de 5mm.
- Cortezas, tallos y raíces: no más de 3mm.
- Frutos y semillas: no más de 0,5mm.

b) *Naturaleza del disolvente:* dependiente del principio activo que se desea obtener, se emplean principalmente agua y mezclas hidroalcohólicas.

c) *Temperatura:* su aumento favorece la extracción pero aumenta la posibilidad de degradación de los principios activos.

d) *Tiempo de contacto entre la droga y el disolvente:* depende de las características de la droga, así su grado de división y dureza.

e) *Control de difusión celular:* al entrar en contacto la droga con el solvente, se produce una difusión de los principios activos de la droga hacia el disolvente debido a que en la droga la concentración de los principios activos es superior a la del disolvente usado en la extracción, por lo que conviene

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





## UNIVERSIDAD DE CUENCA

renovar constantemente el disolvente para evitar que se detenga la extracción. (Álvarez, 2009; Kuklinski, 2000)

### **1.3.4.1. Extracción discontinua o simultánea**

Consiste en sumergir la droga en el disolvente para que se produzca la difusión de los principios activos en todas las direcciones, existen varios tipos de extracción discontinua, entre ellos tenemos:

**1.3.4.1.1. Maceración:** este tipo de extracción puede tardar más tiempo que los otros métodos extractivos, consiste en sumergir la droga triturada en el disolvente a temperatura ambiente. Este método se aplica tanto a las partes duras como a las partes blandas y cuando los principios activos son muy solubles y la estructura de la droga es muy permeable al disolvente.

La ventaja de este procedimiento es que no se inactivan los principios activos termosensibles de la planta. (Kuklinski, 2000; Tlacuilo y col 2007)

**1.3.4.1.2. Digestión:** se aplica de manera similar a la maceración pero a temperaturas más elevadas, alrededor de los 50°C.

**1.3.4.1.3. Infusión:** se aplica a las partes blandas de la planta y consiste en introducir las partes en el disolvente a ebullición en cantidad proporcional (500 ml para 10 g.). Se tapa el recipiente para no perder las propiedades que se encuentren en sus aceites y se deja reposar entre 5 y 10 minutos y finalmente se lo cuela para su uso. (Tlacuilo y col, 2007)

**1.3.4.1.4. Decocción:** se aplica a las partes duras de la planta (raíces, corteza, semillas, maderas, tallos). En un recipiente se agrega agua fría a una cantidad de partes duras de la planta, de preferencia fraccionadas (500 ml para 5 g) y se somete a ebullición de 3 a 5 minutos para que no se pierdan sus propiedades, luego se retira del fuego y se deja reposar tapado durante 10 minutos y finalmente se filtra. (Tlacuilo y col, 2007)

### **1.3.4.2. Extracción continua o progresiva**

En este tipo de extracción el disolvente empleado se renueva constantemente, manteniendo en contacto la droga con el disolvente para conservar el

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

desequilibrio entre la concentración de principio activo en la droga y el disolvente para que se produzca la difusión celular. Existen dos métodos de extracción continua:

**1.3.4.2.1. Percolación:** Este proceso puede permitir la extracción prácticamente completa de los principios activos de las drogas, ya que el disolvente se renueva de modo continuo y debido a ello mantiene el gradiente de concentración lo más alto posible, el disolvente corre de arriba abajo a través de la capa de la droga, el disolvente puro desplaza al que contiene la sustancia extraída sin necesidad de ejercer presión.

La calidad del extracto depende del grado de finura de la droga, la velocidad de difusión de las sustancias activas desde la droga al disolvente y la velocidad de pasaje del disolvente. (Dattoli, 2001)

**1.3.4.2.2. Soxhlet:** Es una extracción sólido-líquido, en el que la muestra sólida se pulveriza y a continuación, se extraen los analitos mediante un disolvente en el que sean muy solubles, que los diferencie de las sustancias presentes en la matriz, que han de ser muy insolubles en ese disolvente. (Arraiza, 2005)

## 1.4. CLASIFICACIÓN DE LOS EXTRACTOS VEGETALES

**1.4.1. Extractos vegetales:** Constituyen un complejo sistema de sustancias activas que puede contener sustancias lastres de diferente procedencia, por lo que son líquidos, semisólidos o polvos, relativamente impuros y que dependiendo de la concentración se pueden clasificar en:

- **Extractos fluidos:** Según la USP XXII, los extractos fluidos son preparaciones líquidas de drogas vegetales que contienen alcohol como solvente o como un conservante o ambos, y de tal forma que, a menos que se especifique lo contrario en una monografía individual, cada ml contiene

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

los componentes terapéuticos de 1 gramo de la droga estándar que representa.

- **Extractos blandos:** Son de consistencia semisólida, con una concentración superior a la droga y es muy inestable.
- **Extractos secos:** es de consistencia pulverulenta, con una concentración superior a la droga, es estable y algo higroscópico.
- **Crioextractos:** de consistencia líquida, concentración superior al de la droga y es muy estable. (Kuklinski, 2000)

### 1.4.2. Concentración de los líquidos extractivos

Se puede eliminar parcial o totalmente el disolvente de los líquidos extractivos a través de los dos métodos siguientes:

**1.4.2.1. Al vacío:** Se concentra los líquidos extractivos obtenidos con disolventes orgánicos y mezclas hidroalcohólicas, utilizando un rotavapor, a temperaturas inferiores a 40°C y ausencia de oxígeno. (Kuklinski, 2000)

**1.4.2.2. Liofilización:** La liofilización es un proceso que consiste en desecar un producto previamente congelado, lográndose la sublimación del hielo bajo vacío, por lo tanto, es el paso directo del hielo (sólido) a gas (vapor), sin que en ningún momento aparezca el agua en su estado líquido. Se obtiene una masa seca, esponjosa de más o menos el mismo tamaño que la masa congelada original, mejorando su estabilidad y facilitando su redisolución. (Navarro, 1998)

#### 1.4.2.2.1. Etapas de la liofilización

Se realiza a temperaturas inferiores a la de solidificación total, por lo tanto el producto debe estar congelado a temperaturas entre 10 y 15 °C por debajo de su temperatura eutéctica para evitar la formación de coágulos de H<sub>2</sub>O.

- a) **Congelación inicial:** el tiempo de duración depende de varios factores como la cantidad, concentración y naturaleza propia del producto.
- b) **Sublimación o desecación primaria:** es la etapa en la que la mayor parte del agua libre pasa a vapor.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

c) *Desorción o desecación secundaria*: consiste en eliminar las últimas trazas de vapor de agua, evaporando el agua no congelada ligada al producto. (Navarro, 1998)

Generalmente, al liofilizar adecuadamente un material se puede almacenar por períodos muy largos con reducciones muy bajas de sus características organolépticas, físicas, químicas y biológicas. (Torrecilla, 2003)

### 1.5. CONSTITUYENTES QUÍMICOS DE LAS DROGAS VEGETALES

Las drogas poseen numerosos componentes químicos, los cuales presentan diversas estructuras y que de acuerdo a su naturaleza se clasifican en dos grupos:

**1.5.1. Constituyentes inorgánicos** formados por el agua y los minerales.

La presencia del agua en la droga vegetal, depende en gran medida de la parte de la planta donde se encuentre, así como también de la especie vegetal, ya que existen variaciones entre uno y otro.

Los minerales se hallan combinados con sustancias orgánicas presentes en el vegetal y se exhiben ya sea como sales solubilizadas (cloruros, sulfatos, nitratos, fosfatos, etc.), o como sales cristalizadas (carbonato cálcico, oxalato cálcico, etc.) además de la presencia de oligoelementos (magnesio, manganeso, hierro, yodo, flúor, silicio, etc.)

**1.5.2. Constituyentes orgánicos** conformado por los *metabolitos primarios* que son productos del metabolismo general, incorporados directamente del medio o sintetizados a través de reacciones bioquímicas intracelulares, se consideran esenciales para la vida, están ampliamente distribuidos en la especie vegetal y son comunes a todos los seres vivos y los *metabolitos secundarios* que son productos del metabolismo especial, biosintetizados a partir de metabolitos primarios, con distribución restringida a ciertas plantas y a veces característicos de una especie. (Kuklinski, 2000; Arango 2008)

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

Los componentes orgánicos se resumen en la tabla 1.2.

Compuestos procedentes del metabolismo primario	Compuestos procedentes del metabolismo secundario
<ul style="list-style-type: none"><li>▪ Glúcidos</li><li>▪ Lípidos y ceras vegetales</li><li>▪ Aminoácidos y proteínas</li><li>▪ Ácidos nucleicos</li><li>▪ Compuestos nitrogenados: glucósidos cianogénéticos, glucosinolatos, enzimas.</li></ul>	<ul style="list-style-type: none"><li>▪ Isoprenoides: terpenos, aceites esenciales, saponinas, cardiotónicos</li><li>▪ Derivados fenólicos: fenoles, ácidos fenólicos, cumarinas, lignanos, flavonoides, antocianinas, taninos, quinonas.</li><li>▪ Alcaloides</li></ul>

**Tabla 1.2.** Compuestos orgánicos (Kuklinski, 2000)

### **1.5.3. Metabolismo secundario**

Los metabolitos secundarios no están necesariamente relacionados con el metabolismo esencial de la célula, pero son de gran importancia ya que la mayoría de principios activos que dan lugar a la actividad terapéutica se obtienen por esta vía metabólica. (Evans, 1991)

En la actualidad se conoce bien sobre la síntesis o vías de transformación de los principios activos en los vegetales, por ello se ha reagrupado de acuerdo al tipo de precursor a través del cual se biosintetizan en la figura 1.2 se detallan las vías de síntesis de los metabolitos secundarios:

**1.5.3.1. Vía del acetil CoA o de los poliacetatos:** El precursor biogenético es el acetil CoA, producto de la glicólisis de monosacáridos que origina compuestos de naturaleza lipídica, como los ácidos grasos, así como de los formados por condensación de cadenas policetónicas que dan lugar a

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

metabolitos policíclicos aromáticos tales como los heterósidos antraquinónicos y las antraciclínas.

**1.5.3.2. Vía del ácido shikímico:** Este ácido es un precursor biogénico formado a partir de los monosacáridos que da lugar a metabolitos secundarios con anillos aromáticos frecuentemente polifenólicos, la mayoría de ellos formados a través del ácido cinámico, formándose así los lignanos, taninos y cumarinas, al igual que los flavonoides y antocianos que son un típico ejemplo de metabolitos mixtos, es decir que una parte de sus moléculas se biosintetiza por la ruta del ácido shikímico y la otra por la de los poliacetatos.

**1.5.3.3. Vía del ácido mevalónico:** Es un precursor biogénico formado a partir de el Acetil CoA que da lugar a moléculas que incorporan unidades isoprenicas, formando heterósidos cardiotónicos, saponósidos triterpénicos o esteroídicos, diterpenos nitrogenados, como también se forman los iridoides, isoprenoides de bajo peso molecular que se encuentran formando parte de las sustancias más volátiles de algunas plantas.(Cortés y Col, 2003).

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi

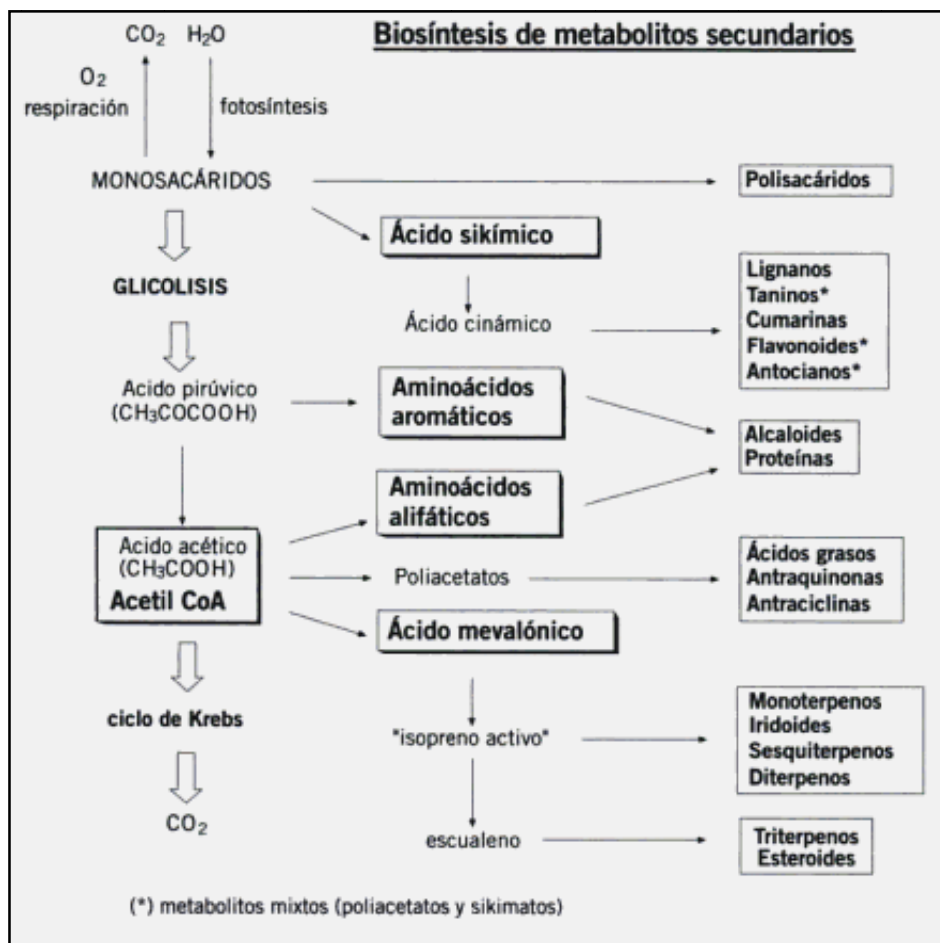


Figura 1.2. Biosíntesis de metabolitos secundarios (Cortés y Col, 2003)

El estudio de los metabolitos secundarios tiene relevancia como ya se mencionó con anterioridad debido a su actividad terapéutica. En la siguiente parte de este trabajo se revisarán únicamente los metabolitos objeto de nuestro estudio.

#### 1.5.4. DERIVADOS FENÓLICOS

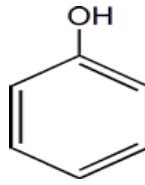
Las plantas sintetizan una gran variedad de metabolitos secundarios que poseen un anillo aromático con un grupo hidroxilo (fenol) como se muestra en la figura 1.3 y reciben el nombre de compuestos o derivados fenólicos.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA



**Figura 1.3.** Estructura química del fenol (Ávalos y Col, 2009)

Son estructuras que derivan de dos rutas de biosíntesis, la ruta del ácido malónico, fuente importante de compuestos fenólicos en bacterias y hongos pero es poco empleada en plantas superiores y la ruta del ácido shikímico responsable de la biosíntesis de la mayoría de los compuestos fenólicos de plantas.

Constituye un grupo muy diverso que comprende desde moléculas sencillas como los ácidos fenólicos hasta polímeros complejos como los taninos y lignanos. (Ávalos y col 2009)

#### **1.5.4.1. Fenoles sencillos**

Se encuentran en la planta en forma de heterósidos y son infrecuentes, los principales fenoles sencillos son: el arbutósido, vainillósido y salicósido. (Kuklinski, 2000)

#### **1.5.4.2. Ácidos fenólicos**

Se clasifican como: derivados del ácido benzoico (ácido salicílico, ácido gálico) y derivados del ácido cinámico (ácidos orto- y para-cumárico, ácido cafeico). Se pueden encontrar libres, formando ésteres con el ácido quínico o con otro ácido fenólico y como heterósidos. (Kuklinski, 2000)

#### **1.5.4.3. CUMARINAS**

Constituyen un grupo muy amplio de principios activos fenólicos que se encuentran en plantas medicinales, y están presentes tanto en estado libre o como glicósidos.

Se han aislado unas 1000 cumarinas naturales, distribuidas en aproximadamente 30 familias, son relativamente abundantes especialmente en

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



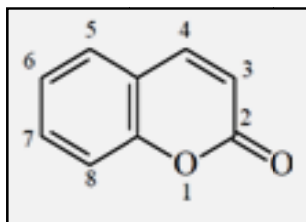


## UNIVERSIDAD DE CUENCA

las Umbelíferas, Rutáceas, Fabáceas, Rubiáceas, Asteráceas, Apocináceas y Compuestas. También se encuentran en ciertos hongos, por ejemplo del género *Aspergillus* que producen aflatoxinas que son altamente tóxicas. (Kuklinski, 2000; Evans, 1991).

### 1.5.4.3.1. Estructura

Estos compuestos poseen como estructura común una benzo-2-pirona o benzo- $\alpha$ -pirona, denominada cumarina (figura 1.4), en general son lactonas insaturadas y comprenden otra clase de compuestos  $C_6C_3$ , sobre esta estructura se disponen sustituyentes de distinta naturaleza química lo que da lugar a distintos tipos de cumarinas: sencillas y complejas. (Kuklinski, 2000; Evans, 1991; Arango, 2008)



**Figura 1.4.** Estructura química de la cumarina (Ariza y Col, 2007)

Prácticamente todas las cumarinas, a excepción de la cumarina propiamente dicha, poseen un sustituyente hidroxílico (OH) en posición 7, ya sea libre, como sucede en la umbeliferona, o combinado (metilo, azúcares, etc.). (Arango, 2008)

### 1.5.4.3.2. Clasificación

De acuerdo a su estructura se pueden clasificar en:

- a) **Cumarinas sencillas:** Denominadas hidroxí y metoxi-cumarinas, poseen el núcleo base de benzo- $\alpha$ -pirona con sustituyentes H, OH y OCH<sub>3</sub> en las posiciones 5, 6, 7 y 8. Las más importantes se resumen en la tabla 1.3.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

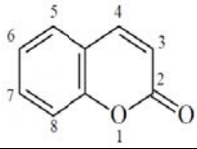
			
R6	R7	R8	Nombre
H	H	H	Cumarina
H	OH	H	Umbeliferona
H	OCH3	H	Herniarina
OH	OH	H	Esculetina
H	OH	OCH3	Hidrangetina
OCH3	OH	H	Escopoletina
OCH3	OH	OH	Fraxetina

Tabla 1.3. Estructura química de cumarinas sencillas (Arango 2008)

**Umbeliferona:** Umbeliferona o 7-hidroxycumarina (figura 1.5) es un producto natural de la familia de las cumarinas, presente en muchas plantas de la familia Umbelíferas. Se trata de un sólido cristalino, blanco amarillento, que es soluble en baño de agua ligeramente caliente y en etanol. Se absorbe a la luz ultravioleta con fuerza en varias longitudes de onda. (Parker, 2008)

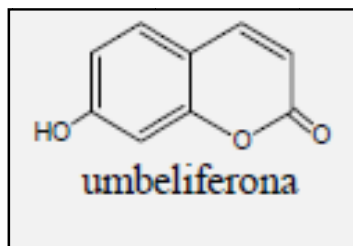


Figura 1.5. Estructura química de la Umbeliferona. (Seigler, 1995)

- b) **Cumarinas c-predniladas:** Llevan enlazadas al núcleo base unidades isoprenicas de 5 o 10 carbonos.
- c) **Furanocumarinas:** Poseen un anillo adicional de furano adosado al anillo de benceno, ya sea en las posiciones 6-7 (psoraleno, bergapteno, xantotoxol, xantotoxina, isopimpinolina) o 7-8 (angelicina, isobergapteno, sphondina, pimpinolina) como se muestra en la figura 1.6.

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

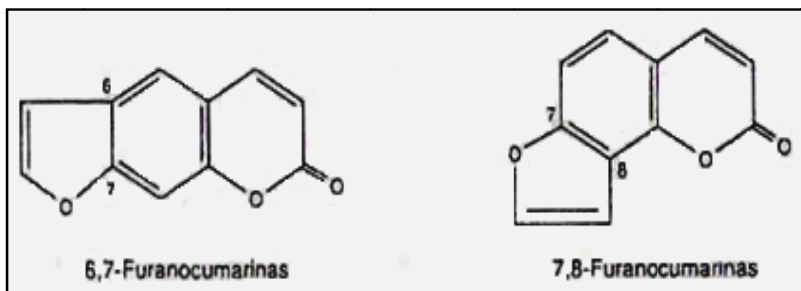


Figura 1.6. Estructura química de las Furanocumarinas (Kuklinski, 2000)

d) **Piranocumarinas:** Tienen el núcleo pirano unido en posiciones 6-7: tipo xantiletina y 7-8: tipo sesilina tal como se observa en la figura 1.7.

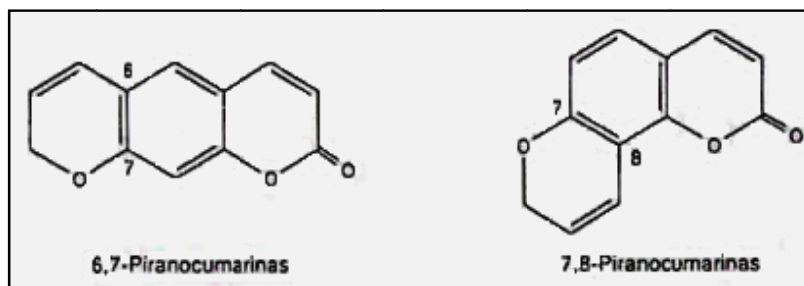


Figura 1.7. Estructura química de las Piranocumarinas (Kuklinski, 2000)

e) **Dicumarinas:** Son dímeros tales como el dicumarol (figura 1.8). (Kuklinski, 2000)

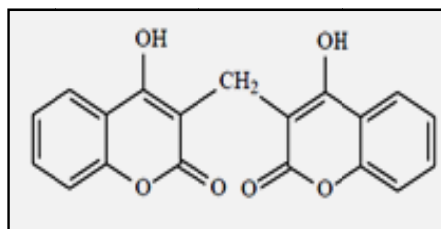


Figura 1.8. Estructura química del dicumarol (Arango, 2008)

#### 1.5.4.3.3. Biosíntesis

La biosíntesis de las cumarinas tiene como precursor el ácido trans cinámico, que por acción de la enzima ácido cinámico o-hidroxilasa dan lugar a la formación del ácido ortocumarico, el ácido cumárico es convertido a su correspondiente B glucósido por la acción de la UDP-glucosa y una O-

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

glucosiltransferasa, este glucósido sometido a la acción de la B-glucosidasa rompe el glucósido para producir glucosa y ácido cumárico que de forma espontánea cierra su anillo dando lugar a la cumarina. La biosíntesis de cumarinas se explica en la figura 1.9.

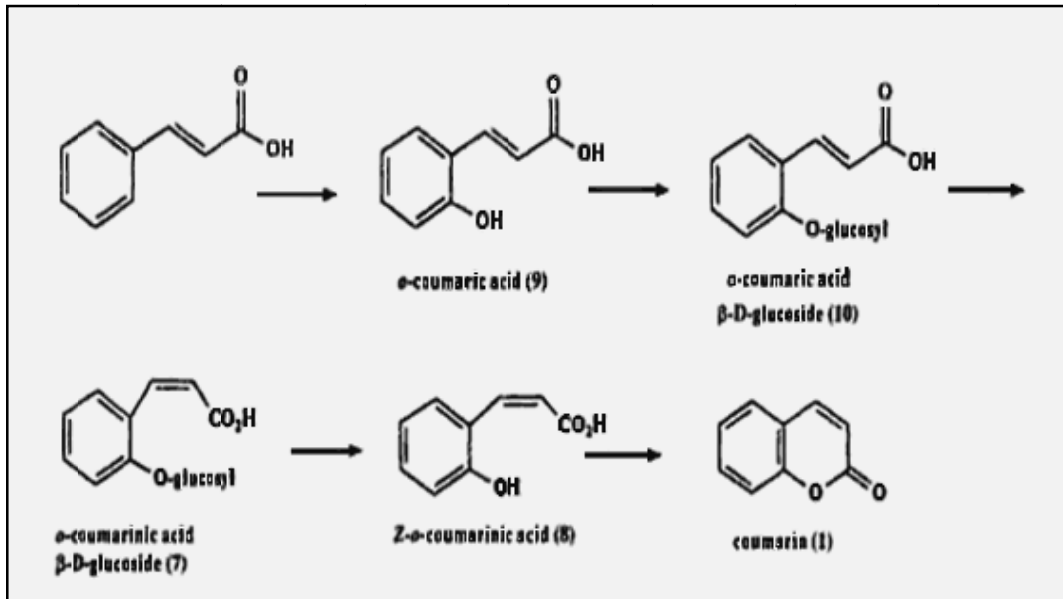


Figura 1.9. Biosíntesis de Cumarinas (Seigler, 1995)

### 1.5.4.3.4. Propiedades

#### Solubilidad:

- Hidroxicumarinas: se solubilizan en solventes orgánicos (éter, cloroformo, alcoholes).
- Glucósidos: Son solubles en solventes polares (agua, alcoholes).
- Furanocumarinas y piranocumarinas: solo se solubilizan en solventes orgánicos apolares (éter etílico, cloroformo).

*Fluorescencia a la luz ultravioleta (UV):* presentan fluorescencia (azul, amarilla, verde, púrpura), lo cual permite su reconocimiento.

### 1.5.4.3.5. Acción farmacológica

Por su diversa estructura, las cumarinas presentan una gran variedad de propiedades farmacológicas: venotónicos, fotosensibilizadoras

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

(furanocumarinas), antiinflamatorios, antiespasmódicos, vasodilatadores coronarios, hipnótico leve, sedantes y anticoagulantes (dicumarol). (Kuklinski, 2000)

### **1.5.4.4. Lignan**

Constituyen polímeros ramificados de fenilpropanoides, unidos por enlaces entre las posiciones  $\beta$  y  $\beta'$ . Los principales fenilpropanoides que forman los lignanos son: los alcoholes coniferílico, cumarílico y sinapílico. (Kuklinski 2000; Avalos 2009)

### **1.5.4.5. Taninos**

Son compuestos fenólicos hidrosolubles, con estructura polifenólica y se clasifican como taninos condensados y taninos hidrolizables

Los taninos condensados son dímeros o polímeros de unidades de flavonoides unidas por enlaces carbono-carbono, son resistentes a la hidrólisis pero pueden ser oxidados por un ácido fuerte para dar lugar a antocianidinas. Los taninos hidrolizables son polímeros heterogéneos que contienen ácidos fenólicos (ácido gálico) y azúcares simples (generalmente la glucosa), fácilmente hidrolizables tanto por hidrólisis ácida o básica como por hidrólisis enzimática. (Ávalos 2009, Kuklinski 2000)

### **1.5.4.6. Quinonas**

Son dicetonas insaturadas que mediante reducción se convierten en polifenoles. Las más importantes son: las benzoquinonas, naftoquinonas, antraquinonas, fenatraquinonas y antraciclinoas. (Kuklinski, 2000)

### **1.5.4.7. FLAVONOIDES**

Son un grupo de compuestos polifenólicos, ampliamente distribuidos en el reino vegetal y se encuentran de forma universal en las plantas vasculares, en forma de glicósidos, se localizan principalmente en las partes aéreas de las plantas,

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi

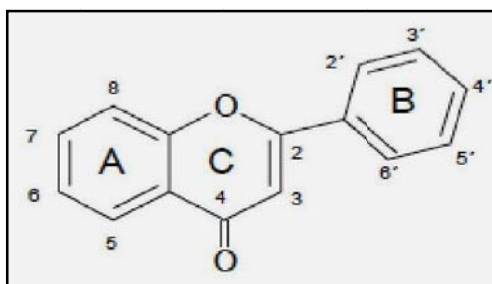


## UNIVERSIDAD DE CUENCA

hojas, flores, y frutos, así las principales familias que los contienen son: Rutáceas, Poligonáceas, Compuestas y Umbelíferas. (Kuklinski, 2000)

### 1.5.4.7.1. Estructura

Caracterizados por una estructura benzo- $\gamma$ -pirano, estas sustancias de naturaleza fenólica poseen dos anillos aromáticos bencénicos unidos por un puente de tres átomos de carbono, cuya estructura general es:  $C_6-C_3-C_6$ , los cuales pueden formar un tercer anillo (figura 1.10). (Cartaya y col, 2001; Kuklinski, 2000)



**Figura 1.10.** Estructura básica del flavonoide (Lock y col, 2006)

### 1.5.4.7.2. Clasificación

Los anillos de la estructura flavonólica son denominados A, B, C, de los que varios subgrupos de flavonoides son clasificados de acuerdo a la sustitución del anillo C, en base a sus variaciones estructurales:

#### a) **Con doble enlace entre las posiciones 2 y 3**

- Flavonas: con H en la posición 3.
- Flavonoles: con OH en la posición 3

Las flavonas y flavonoles están presentes en muchos vegetales y son los flavonoides más comunes, se encuentran en los pigmentos amarillos de las plantas aunque en muchos de los casos este es debido a los carotenoides. (Cartaya y col, 2001)

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Quercetina:** ( $C_{15}H_{10}O_7$ ), flavonol que se encuentra como aglicón de la quercitrina, la rutina y otros flavonoides, presenta actividad antioxidante soluble en ácido e insoluble en agua. (Sung y col, 2004)

**Rutina:** Descubierta en la raíz de ruda (*Ruta graveolens*), está muy difundida en el reino vegetal. Por hidrólisis da glucosa, ramnosa y quercetina. (Primo, 2007)

### b) *Sin doble enlace entre las posiciones 2 y 3*

- Flavanonas: con H en la posición 3
- Flavanonoles: con OH en la posición 3

Estos compuestos existen en muy pequeñas cantidades comparados con otros flavonoides, sus glicósidos más conocidos son la hesperidina y naringina de la corteza de los frutos cítricos.

### c) *Chalconas e hidrochalconas*

Con el anillo C abierto. Las chalconas se convierten en flavanonas en medio ácido y son mucho más coloreadas que las flavanonas que en medio básico dan color anaranjado-rojizo.

### d) *Isoflavonoides:*

Con el anillo B en la posición 3 (3-fenil- $\gamma$ -cromona). En los isoflavonoides el anillo B ocupa la posición 3, estos compuestos son coloreados y se encuentran en las leguminosas. (Kuklinski, 2000; Cartaya y col, 2001)

La estructura de los compuestos flavonólicos se detalla en la figura 1.11.

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

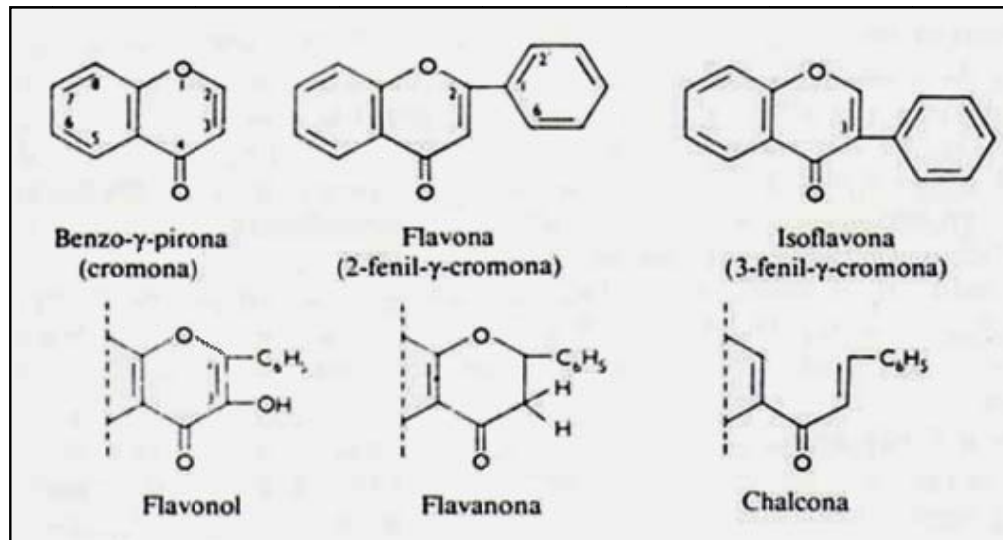


Figura 1.11. Estructura de los Compuestos Flavonólicos. (Evans, 1991)

#### 1.5.4.7.3. Biosíntesis

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





UNIVERSIDAD DE CUENCA

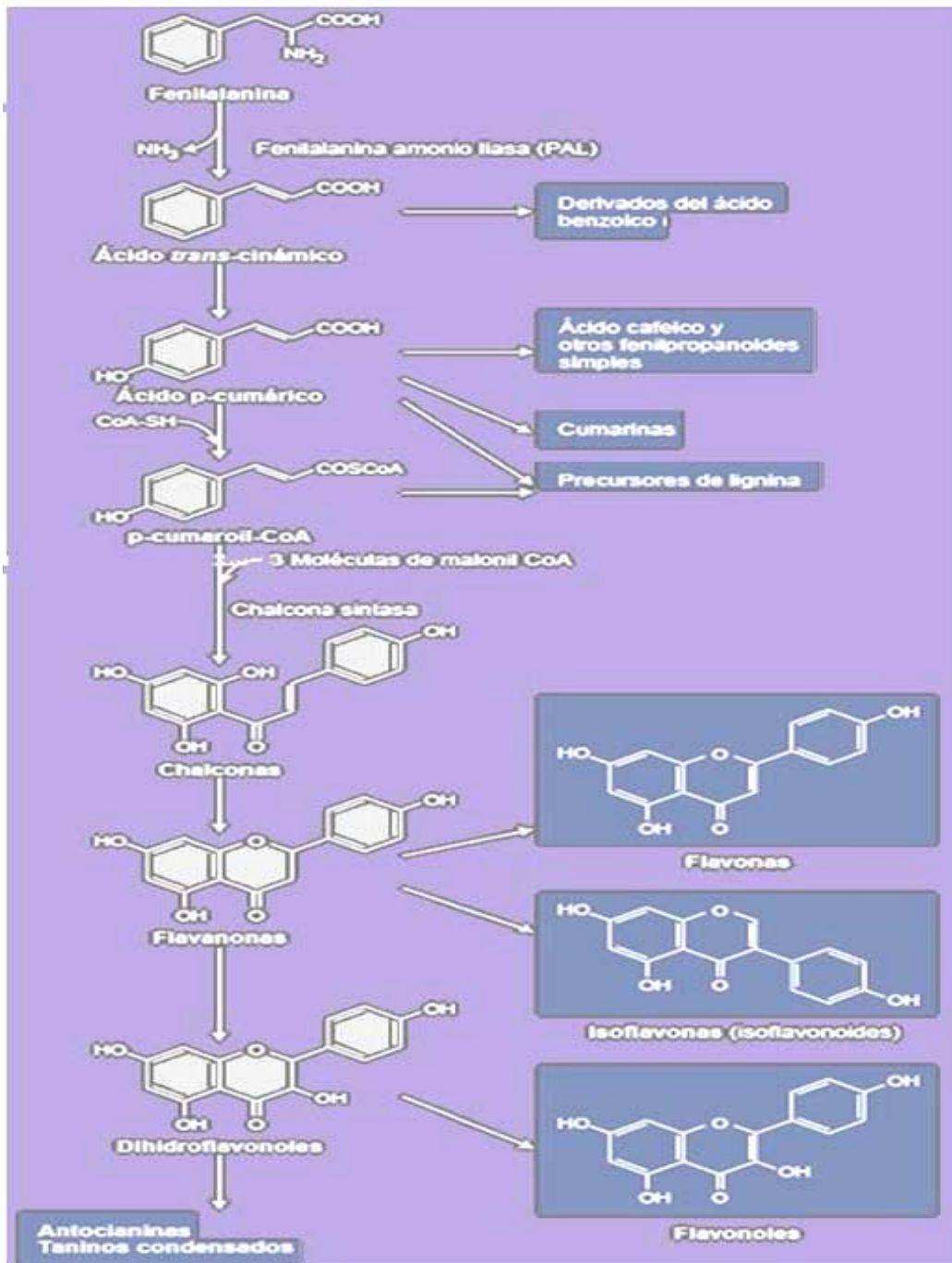


Figura.1.12. Biosíntesis de Flavonoides (Ávalos y col 2009)

Los flavonoides se biosintetizan en las plantas y participan en la fotosíntesis, en donde catalizan el transporte de electrones. La síntesis de los compuestos

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

flavónoicos (figura 1.12) se inicia a partir de su precursor 4-eritrosa que originará los aminoácidos aromáticos fenilalanina y tirosina mediante la acción de las liasas amoniacales de fenilalanina (PAL) y tirosina (TAL), estos aminoácidos puede interconvertirse en los ácidos cinámico y p-hidroxicinámico, respectivamente, los cuales, mediante una reducción, pueden convertirse en cinamaldehído y p-hidroxicinamaldehído. Así, el ácido cinámico se condensa con las unidades de acetato, y mediante un reacomodo, forman la porción cinamoil de los flavonoides, los cuales generan el núcleo estructural básico de los flavonoides. Para generar el núcleo de las chalconas y flavanonas, tiene lugar una condensación catalizada por álcali entre una molécula de o-hidroxiacetofenona con un derivado del benzaldehído. Para la formación del núcleo de las 2-hidroxi flavanonas y flavonas, ocurre la misma reacción de condensación, sólo que en esta ocasión, participan la o-hidroxiacetofenona y un derivado de ácido benzoico (cloruros de acilo o anhídridos). (Tenorio y col, 2006)

### **1.5.4.7.4. Propiedades**

La mayor parte de los glucósidos flavonoides son sólidos cristalinos, amarillos.

- *Solubilidad:* son solubles en agua dependiendo de los azúcares que contienen, en general son solubles en alcoholes bajos.
  - Agliconas: Sólidos solubles en solventes polares (etanol, metanol) o baja polaridad, como éter etílico y cloroformo.
  - Glicósidos: Sólidos solubles en solventes muy polares y en mezclas hidroalcohólicas e insolubles en solventes orgánicos apolares.
- *Acidez:* Se disuelven en álcalis dando soluciones amarillas que con la adición de ácido pasan a incoloras.
- *Agentes quelantes:* Algunos grupos pueden formar complejos con metales como el Hierro o el Aluminio.
- Son sustancias fácilmente oxidables porque se oxidan con mayor rapidez que otro tipo de sustancias. (Martinez, 2009; Kuklinski, 2000)

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### **1.5.4.7.5. Acción farmacológica**

Las diferentes especies que contienen flavonoides poseen acciones farmacológicas muy variadas:

Acción Vitamina P (factor antiescorbútico), antihemorrágico, antiarrítmico, protectora de la pared vascular o capilar, antiinflamatorios, antiradiacales libres, antihepatotóxicos, antibacteriano, antivírico, antifúngicos, antiurémicos, antiespasmódicos y diuréticos. (Kuklinski, 2000)

### **1.5.4.8. Antocianidinas y Protoantocianidinas**

Son los pigmentos rojo-azules de las plantas, presentes principalmente como glicósidos; es decir, como antocianinas. Se encuentran altamente concentrados en los frutos rojos y azules, como las moras. (Soriano, 2003)

## **1.6. PLANTAS CON CUMARINAS**

### **1.6.1. Achiote**

**Nombre Científico:** *Bixa Orellana L.*

**Familia:** *Bixaceae*

**Sinónimos:** Orellana, bixa, aneto, ox, achote, achiote, anato, apijiri, bija, urucú, uñañe, onoto, eroyá. (Berdoncés, 1998)

**Hábitat y distribución geográfica:**

Su origen radica en América tropical, crece a partir de los 0 metros a nivel del mar hasta los 1.800 metros, constituye una planta espontánea y se ha extendido hasta África y Asia. (Berdoncés, 1998)

**Descripción botánica:** Árbol o arbusto de 4 a 8 metros de altura, con tallo leñoso, corto y ramificado en su parte superior. Las hojas son alternas y cordadas, ovadas, lisas y puntiagudas, largamente pedunculadas. Las flores son grandes y de color blanco o rosado, se disponen en ramilletes. El fruto es una capsula con espinos y contiene en su interior las semillas que están envueltas por el arilo que es de color anaranjado y viscoso. (Berdonces, 1998)

**Parte de la planta utilizada:** Hojas.

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Propiedades etnomédicas:** Desinfectante, antiinflamatorio, empleado en el tratamiento de hemorroides, angina, abscesos, dolores renales, malestar del hígado, mal de próstata, hipertensión, incluso herpes zoster y quemaduras.

A la semilla se le atribuye propiedades digestivas, laxantes, expectorantes, antitusivas, combate afecciones cardíacas, bronquitis, hemorragias, estreñimiento, es estimulante y diurética. (Berdonces, 1998; Sung y col, 2004)

**Composición química:** Contiene carotenoides, bixina, orelina,  $\beta$ -caroteno, metilbixina, luteína.

Las hojas contienen alcaloides, flavonoides y sesquiterpenos, cumarinas, taninos. (Sung y col, 2004)

### **1.6.2. Alfalfa**

**Nombre Científico:** *Medicago sativa* L. **Familia:** *Fabacea/Leguminoseae*

**Sinónimos:** Alface, alfar, alfaz, mielga.

**Hábitat y distribución geográfica:** Se cultiva y crece aclimatada en la mayor parte de las regiones templadas de la Tierra. (Berdonces, 1998)

**Descripción botánica:** Planta herbácea de 70 cm a 1 m de altura. Las hojas son trifoliadas y dentadas en el extremo. Las flores son pequeñas, papilionáceas, de color violeta y se agrupan en racimos. El fruto se encuentra arrollado en forma de hélice.

**Parte de la planta utilizada:** Hojas.

**Propiedades etnomédicas:** Aperitivo, digestivo, antihemorrágico por su contenido de vitamina K, empleado en el tratamiento de raquitismo, diabetes, alergias, gota, resfríos, mal aliento, reumatismo, náuseas, tos convulsiva, calambres y actúa como diurético, contra la inflamación, disminuye el colesterol, balancea las hormonas y promueve la función de la glándula pituitaria. (Berdonces, 1998; Sung y col, 2004)

**Composición química:** Contiene alfa-carotenos, beta-carotenos, complejo de vitaminas A, B1, B2, B6, C, D, E, K, calcio, clorofila, cobre, aminoácidos esenciales, hierro, magnesio, fósforo, potasio, proteínas, cumarinas, taninos. (Sung y col, 2004)

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### **1.6.3. Apio**

**Nombre Científico:** *Apium graveolans L.*      **Familia:** Apiaceae/*Umbelíferas*

**Sinónimos:** Apio, apio de agua, apio borde.

**Hábitat y distribución geográfica:** Tiene su origen en los terrenos pantanosos y salados de Europa, África y América.

**Descripción botánica:** Planta herbácea bianual de hasta 90 cm de alto, su tallo es hueco. Sus hojas son pecioladas por la base y divididas en segmentos triangulares de un color verde brillante. Las flores se encuentran en umbelas pequeñas de color blanco verdoso. Las semillas son pequeños aquenios globulosos, ovados. Toda la planta emana un olor fuerte y aromático.

**Parte de la planta utilizada:** Hojas.

**Propiedades etnomédicas:** Carminativa y emenagoga débil, antinefrítica, anticonvulsionante y expectorante. Al ser un fuerte alcalinizante neutraliza los ácidos del cuerpo. Combate la hipertensión y alivia los espasmos musculares, protege el sistema circulatorio.

**Composición química:** Las hojas, tallos y frutos contienen limoneno y selileno, compuestos derivados de la ftálica o lactona del ácido o-hidroximetilbenzoico. Contienen un fenol del tipo del guayacol, diacetilo y un derivado de la cumarina, además posee apiina, apiol, inositol y colina. (Berdoncés, 1998)

### **1.6.4. Cedrón**

**Nombre Científico:** *Aloysia triphylla*      **Familia:** Verbenaceae

**Sinónimos:** Cedrón

**Hábitat y distribución geográfica:** Crece desde los 2000 hasta los 4000 metros sobre el nivel del mar.

**Descripción botánica:** Es un arbusto que alcanza una altura de 3 metros, con un fuerte aroma. Las flores son pequeñas de color blanco en espigas terminales.

**Parte de la planta utilizada:** Hojas.

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Propiedades etnomédicas:** Posee propiedades antiespasmódicas, carminativas, mejoran la digestión y estimula el apetito. La planta en maceración con alcohol, se utiliza para tratar el reumatismo y el dolor de cabeza aplicándolo localmente en el área afectada.

**Composición química:** El aceite esencial del cedrón contiene; cineol, citral (20-39%), l-limoneno (10-15%), sesquiterpenos (40-45%), linalol (4-11%), lipiol, geranial. Las hojas y flores contienen, ácidos fenólicos, cumarinas, flavonoides, taninos, flavones y alcaloides. (Sung y col, 2004)

### **1.6.5. Diente de león**

**Nombre Científico:** Taraxacum officinale      **Familia:** Asteraceae

**Sinónimos:** Amargón, dandelion, chicoria, misquipilla, taraxacón; botón de oro, lechugilla. (Sung y col, 2004, 2004)

**Hábitat y distribución geográfica:** Aunque originario de Grecia, crece espontáneamente en lugares húmedos, pastos y terrenos sin cultivar de Europa, Asia, África y América.

**Descripción botánica:** Hierba anual y perenne, con raíz profunda. Sus hojas forman una roseta basal y son de color verde brillante, divididas en lóbulos irregulares triangulados. El pedúnculo floral, más alto que las hojas está desprovisto de estas, el tallo es hueco y lechoso y forma un capitulo floral solitario de brácteas recurvadas y flores liguladas de color amarillo intenso.

**Parte de la planta utilizada:** Hojas.

**Propiedades etnomédicas:** Considerada una planta hepato-biliar y anticolesterol, diurética, laxante, estimulante, colagoga, estomacal, fortaleciendo el tracto digestivo y aliviando la pirosis. La raíz se emplea en la prevención de cáncer de pecho, para la diabetes y cirrosis.

**Composición química:** La raíz contiene principios amargos como la taraxacina (sesquiterpeno), taraxacerina y lactucopicrina, triterpenos (amireno, tarazasterol, isotaraxaterol, armidiol, taraxerol, taraxal, faradiol), contiene azúcar sin cristalizar destaca la fructosa, presenta además la inulina

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

carbohidrato presente en gran cantidad, esteroides, flavonoides, colina, pectina, levulina.

Bioflavonoides, biotina, calcio, ácido fólico, grasas, gluten, goma, inositol, hierro, ácido linoleico, magnesio, niacina, ácido pantoténico, ácido para-aminobenzoico, fósforo, potasa, proteínas, resina, azufre, zinc, Vitamina A, B1, B2, B6, B12, C y E.

Las hojas contienen alcohol cerílico, triperpenos, lactucina, ácidos grasos, foblafenos, taninos, saponinas, aceite esencial, flavonoides, cumarinas y principios amargos. (Berdoncés, 1998; Sung y col, 2004)

### **1.6.6. Llantén**

**Nombre Científico:** *Plantago major* L.

**Familia:** *Plantaginaceae*

**Sinónimos:** Carmel, llantén mayor, cola de ardilla.

**Hábitat y distribución geográfica:** Planta silvestre, se encuentra en bordes de caminos, crece en lugares húmedos y sin cultivar. Originaria de Europa e introducida a América, norte de África y Asia occidental

**Descripción botánica:** Planta herbácea perenne de 30 a 50 cm de altura, posee un rizoma corto del cual brotan raicillas de color amarillo. Las hojas dispuestas en una roseta basal son dentadas presentan de 3 a 7 nervaciones longitudinales. La inflorescencia terminal es una densa espiga alargada. Las flores blancas o púrpuras son pequeñas, poseen una corola con cuatro lóbulos. El fruto es un receptáculo que contiene de 4 a 16 granos ovoides de color pardo. (Berdonces, 1998, Sung y col, 2004)

**Parte de la planta utilizada:** Hojas

**Propiedades etnomédicas:** Posee propiedades astringentes, depurativas, diuréticas y emolientes, para tratar enfermedades renales, hepáticas, de la vejiga, anemia y mediante uso tópico enfermedades de la piel, acné, llagas, hemorroides estomatitis, hemoptisis, hepatitis, ictericia, litiasis renal, sífilis, úlceras intestinales, prostatitis, diabetes, el extracto del llantén posee un efecto antibacteriano debido a las sustancias de tipo aldehído que contiene.

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Composición química:** Las hojas contienen cumarinas, sales de potasio, enzimas (invertina, emulsina), mucilago, taninos, flavonoides, glucósidos, alcaloides (noscapina, colina), ácidos: benzoico, cinámico, fumárico, clorogénico, gentístico, neoclorogenico, pentacilico y salicílico.

Las semillas contienen adeninas, aucubina, colina, mucilago, pectina, taninos, ácido succínico, y ácido plantenólico. Fructosa, xilosa y ramnosa. Ácidos grasos (oleico 37,4%; linoléico 25,3%). (Berdoncés, 1998; Sung y col, 2004)

### **1.6.7. Manzanilla**

**Nombre Científico:** *Matricaria chamomilla*

**Familia:** Compuestas

**Sinónimos:** Camomila, manzanilla alemana, manzanilla común.

**Hábitat y distribución geográfica:** Es una planta originaria de Europa, Asia occidental y África, se ha naturalizado en regiones templadas de América y crece en terrenos agrestes entre los 500 y 2500 msnm.

**Descripción botánica:** Planta herbácea anual ramificada que alcanza los 70cm de alto, de tallo liso brillante y erecto. Las hojas son sésiles y de color verde intenso. Los foliolos son pequeños y lineales. Las flores se sitúan en el extremo de las ramas secundarias formando un capitulo floral rodeada de lígulas blancas, el disco floral convexo tiene numerosas flores amarillas de corola tubular. El fruto es un aquenio arqueado. (Berdoncés, 1998; Sung y col, 2004)

**Parte de la planta utilizada:** Capítulo floral.

**Propiedades etnomédicas:** Las propiedades atribuidas a la manzanilla son numerosas y se destacan su acción antiinflamatoria, hormonal, antiasmática, sedativa, ansiolítica, antiespasmódica, carminativa, emenagoga, estomacal, febrífuga, tónica, antiséptica. Refuerza el sistema inmunitario y activa el sistema circulatorio.

**Composición química:** Las flores y hojas poseen aceites esenciales (0,25-1,5%), compuesto por camazuleno y azuleno, además de bisabolol, cadineno, colina, cumarinas (umbeliferona y herniarina), sesquiterpenoides. Glucósidos

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





## UNIVERSIDAD DE CUENCA

flavonoides (apigenina, apiina, patuletina, rutina, luteol, quercetol), taninos, mucilago, aminoácidos, fitoesteroles, ácido anthémico, malatos y alcaloides.

### **1.6.8. Matico**

**Nombre Científico:** *Piper angustifolium*

**Familia:** Piperáceas

**Sinónimos:** Matico

**Hábitat y distribución geográfica:** Originaria del Perú.

**Descripción botánica:** Arbusto de que alcanza los 2-3 metros de altura. Las hojas son alternas, oblongas-lanceoladas, cordadas por la base y ásperas al tacto por el haz debido a las nerviaciones. Las espigas florales son solitarias y cilíndricas, opuestas a las hojas, las pequeñas flores de color amarillo son hermafroditas. El fruto de color negro posee una pequeña semilla del mismo color.

**Parte de la planta utilizada:** Hojas.

**Propiedades etnomédicas:** Se emplea como astringente, anticatarral y antiblenorrágico siendo útil en el sangrado de encías y heridas o en caso de hemorragia. Se considera estimulante del sistema digestivo.

**Composición química:** Contiene maticina, aceites esenciales (2,7%); borneol, alcoholes sesquiterpenicos, éteres fenólicos, cumarinas. Ácido artanítico, taninos. (Berdoncés, 1998)

### **1.6.9. Ruda**

**Nombre Científico:** *Ruta graveolens*

**Familia:** Rutáceas

**Sinónimos:** Arruda, ruda de castilla. (Sung y col, 2004)

**Hábitat y distribución geográfica:** Originaria de Europa, a más de cultivarse crece en terrenos secos, áridos y soleados.

**Descripción botánica:** Subarbusto perenne de hasta 1 metro de altura. Su tallo erguido es leñoso y está cubierto de una corteza grisácea. Las hojas son alternas, divididas en dos o tres folíolos sésiles, oblongos punteados de color

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

verde azulado. Las flores son verticales de color amarillo. La corola posee cuatro pétalos. El fruto es una capsula de cuatro lóbulos redondeados que contiene pequeñas semillas. Toda la planta emana un olor desagradable.

**Parte de la planta utilizada:** Hojas.

**Propiedades etnomédicas:** Estimulante, Antiinflamatorio ocular, dolores menstruales y fibromas uterinos.

La planta en si es toxica debido a la metilnonil-cetona, que a dosis elevadas puede provocar desordenes gastrointestinales así como depresión, menstruaciones excesivas y abortos.

**Composición química:** La ruda contiene aceite esencial (0,2-0,7%), compuesto por metilnonil y metilheptil-cetonas (90%), metilnonil-carbinol (aproximadamente 10%), alcoholes, ésteres, fenoles y terpenos. y en menor proporción están los acidos valeriánico, salicílico y caprílico, el éster metílico del acido metilantranílico.

Alcaloides (arborinina, skimianina, graveolina, graveolinina, cocusaginina y alfa-fagarina), cumarinas (umbelliferona, xanthotoxin), glucósidos flavonoides. (Berdoncés, 1998; Sung y col, 2004; Arias, 2009)

### **1.6.10. Toronjil**

**Nombre científico:** *Melissa officinalis* L.

**Familia:** Labiadas

**Sinónimos:** melisa, cedrón, citronela, hierba luisa, limonera.

**Hábitat:** Es originario de Europa central. Crece en parajes umbríos y húmedos de setos y bosques, se cultiva en huertos y jardines. (Berdonces, 1998)

**Descripción botánica:** Hierba de 30-80cm de altura con tallo cuadrangular velludo y muy ramificado. Las hojas son de color verde oscuro, de 2-5cm de ancho, ovals y opuestas, con algunos pelillos, además poseen un aroma agradable a limón especialmente cuando se frotan. (Berdoncés, 1998)

**Parte de la planta utilizada:** Hojas fresca o seca y los extremos de los tallos.

**Propiedades etnomédicas:** Antiespasmódico y sedativo, estomáquica y carminativa, diaforética, colagoga, estimulante físico e intelectual, antiasmático. (Sung y col, 2004)

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Composición química:** Flavonoides: Derivados de luteolina y quercetol, Ácidos fenólicos. Derivados triterpénicos, cumarinas, Aceite esencial en muy poca cantidad. (Berdoncés, 1998, Sung y col, 2004)

### 1.7 PLANTAS CON FLAVONOIDES

#### 1.7.1. Albahaca

**Nombre científico:** *Ocimum basilicum L.*

**Familia:** Labiadas

**Sinónimos:** Hierba real, hierba de olor, bailico, albahaca blanca.

**Hábitat:** Originaria de Asia, pero cultivada desde la antigüedad en toda la cuenca mediterránea. (Berdoncés, 1998)

**Descripción Botánica:** Planta de aproximadamente 60cm de alto que desprende un intenso olor aromático, posee hojas de color verde pálido y flores agrupadas en una espiga de glomérulos de color blanco o ligeramente rosado. (Berdonces, 1998)

**Parte de la planta utilizada:** Planta entera, hojas y sumidades floridas

**Propiedades etnomédicas:** Aperitiva, digestiva, antiséptica, astringente, antihipocondriaca, carminativa, vermífuga. (Sung y col, 2004)

**Composición química:** Aceites esenciales: linalol, cineol, eugenol y alcanfor, Taninos y flavonoides. (Berdoncés, 1998)

#### 1.7.2. Caléndula

**Nombre científico:** *Calendula officinalis L.*

**Familia:** Asteraceas

**Sinónimos:** maravilla, clavel de muerto, flor de muerto, corona de rey, flor de la virreina, mercadela, reinita.

**Hábitat:** Costa, Sierra y Amazonía. (Sung y col, 2004)

**Descripción Botánica:** Planta anual de 30-60cm de alto con flores centrales tubulares de color amarillo pálido anaranjado y hojas simples alternas, enteras y dentadas (Lastra, 1999)

**Parte de la planta utilizada:** Pétalos de las flores y el follaje

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Propiedades etnomédicas:** digestivo – emenagogo, vermífugo. (Sung y col, 2004)

En el tratamiento de la gastritis, de las úlceras, hepatitis y otras enfermedades gastrointestinales; en el tratamiento de la hipertensión, taquicardia y arritmia. (Berdoncés, 1998)

**Composición química:** Aceite esencial (0,02%), Principios amargos como la calendulina, caledina, Carotenoides: lycopidina, flavocromo, mutacromo, Flavonoides: isorhamnetina, resinas, mucílago y Esteroles: camposterol, amirina. (Sung y col, 2004)

### **1.7.3. Cola de caballo**

**Nombre científico:** *Equisetum giganteum*                      **Familia:** Esquisetáceas

**Sinónimos:** equiseto mayor, hierba del platero, hierba de plata, canutillo, carricillo

**Hábitat:** Se encuentra en lugares húmedos de Europa, Asia, África y América y madura entre junio y julio.

**Descripción Botánica:** Planta anual con tallos subterráneos, sin flores, los tallos son fértiles y miden de 10 a 20 cm e altura, no se ramifican y terminan en una espiga esprangífera de color beige, las hojas surgen en unos verticilos o nudillos presentes en el tallo que aparecen cubiertos de de un revestimiento escamoso. (Berdonces, 1998)

**Parte de la planta utilizada:** Toda la planta aérea.

**Propiedades etnomédicas:** Cicatrizante, diurético, antiúrica, hemostática, antiséptica.

**Composición química:** Flavonoides, derivados de ácido silícico, Alcaloides de piridina. (Grünwald, 2006)

Ácidos orgánicos: málico, oxálico, ácidos grasos, Ácido aconítico. (Sung y col, 2004)

Empleado en los casos de tuberculosis, nefritis y cistitis, hemorragias nasales, pulmonares y estomacales, úlceras, alopecia y hemostático en el caso de menstruaciones fuertes. (Grünwald, 2006)

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### **1.7.4. Eucalipto**

**Nombre científico:** *Eucalyptus globulus*

**Familia:** Myrtaceae

**Sinónimos:** eucalipto

**Hábitat:** Es originario de Australia y Tasmania, pero se aclimatado en toda la cuenca mediterránea. Se ha cultivado intensivamente para eliminar la humedad de las zonas pantanosas. (Berdoncés, 1998)

**Descripción botánica:** Árbol de 30-35m de altura que puede alcanzar hasta 100m de altura en su hábitat original. Las hojas tienen diferente forma según la edad de la rama; así las hojas de las ramas jóvenes presentan hojas ovales y opuestas, mientras que las hojas de las ramas viejas son arqueadas y alternas. Además presentan un tronco de color ceniciento y su fruto es una cápsula endurecida que contiene 3 o 4 celdas que contiene numerosas semillas de las cuales maduran una o dos de cada celda. (Berdoncés, 1998)

**Parte de la planta utilizada:** Hojas

**Propiedades etnomédicas:** Expectorante: Estimula las células secretoras de la mucosa bronquial, por lo que se utiliza eficazmente en el tratamiento del asma bronquial, sudorífico, antiséptico: El aceite esencial es altamente antiséptico gracias a su contenido en cineol y carvona, desinfectante, sedativo, antiasmático, estomacal (Sung y col, 2004)

**Composición química:** Flavonoides, Aceite esencial 1-3% (80-90% de eucaliptol y citronetol). (Berdoncés, 1998)

### **1.7.5. Hinojo**

**Nombre científico:** *Foeniculum vulgare*

**Familia:** Umbelíferas

**Sinónimos:** Hinojo

**Hábitat:** Es originario de la cuenca mediterránea, crece frecuentemente en terreno calcáreo, sobre todo cerca del mar y en riberas fluviales. (Berdoncés, 1998)

**Descripción Botánica:** Planta aromática de 1-2m de altura, con tallos de color verde brillante con numerosas ramas, sus hojas cuando son jóvenes, son

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

alternas y plumosas, filiformes, largos y ligeramente inclinados. Las flores son amarillas agrupadas en umbela. (Berdoncés, 1998)

**Parte de la planta utilizada:** Hojas, raíz

**Propiedades etnomédicas:** Diurético, emenagogo, estomacal, antiespasmódico, digestivo. (Sung y col, 2004)

**Composición química:** Flavonoides (en las hojas), cumarinas y Aceite esencial (1-5%).

La raíz también contiene cumarinas. (Berdoncés, 1998)

### **1.7.6. Malva**

**Nombre científico:** *Malva spp.*

**Familia:** Malváceas

**Sinónimos:** malva común

**Hábitat:** La malva común se encuentra expandida por todo Europa, Asia occidental y norte de África. Crece en ribazos, cunetas y márgenes de caminos. (Berdoncés, 1998)

**Descripción Botánica:** Planta que mide aproximadamente 1,20m. de altura, sus tallos son largos, erectos, ligeramente leñosos, sus hojas son reniformes y con tallo largo y las flores de color blanco. (Grünwald, 2006)

**Parte de la planta utilizada:** Hojas y flores secas

**Propiedades etnomédicas:** Espasmolítico, diurético, emenagogo: en caso de dismenorrea y amenorrea

Sistema digestivo: efecto carminativo (antiflatulento) y estomacal. (Berdoncés, 1998)

Para bronquitis, gastroenteritis, para tratar heridas y supuraciones, otitis y dolor de garganta. (Grünwald, 2006)

**Composición química:** Mucílagos (6-10%), Taninos, Flavonoides, Antocianinos (en las flores). (Grünwald, 2006)

### **1.7.7. Menta**

**Nombre científico:** *Mentha piperita*

**Familia:** Lamiaceae

**Sinónimos:** piperita, menta inglesa.

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Hábitat:** Originaria de Inglaterra, se cultiva en huertos y jardines de las regiones templadas, se encuentra también en terrenos cálidos y húmedos, ricos en humus. (Berdoncés, 1998)

**Descripción Botánica:** Planta que puede alcanzar los 90cm de altura, posee un tallo ramificado con pocas vellosidades, hojas alargadas y oviformes y flores de color violeta. (Grünwald, 2006)

**Parte de la planta utilizada:** Hojas

**Propiedades etnomédicas:** Estimulante, tónica, favorece la expectoración y alivia los cólicos de origen nervioso, intestinal, hepático y nefrítico. (Sung y col, 2004, 2004)

Las hojas se usan para las náuseas, trastornos menstruales, vómitos producidos por el embarazo y resfriado. (Grünwald, 2006)

**Composición química:** Aceite esencial (0.8%-2.5%): Mentol ó 5- metil-2- isopropil-ciclohexano, Flavonoides: apigenol, luteol, eriodictiol-7-0 rutósido, Taninos. (Sung y col, 2004)

### **1.7.8. Ortiga**

**Nombre científico:** *Urtica urens*

**Familia:** Urticaceae

**Sinónimos:** ortiga de león, quisa, yanaquisa, yerba del ciego, tronchona.

**Hábitat:** Originaria de Europa y Asia y actualmente extendida por todas las zonas templadas. (Berdoncés, 1998)

**Descripción botánica:** Planta herbácea anual de color verde oscuro, revestida de pelos urticantes, los tallos pueden medir de 70-150cm de altura. Las hojas son opuestas, pecioladas, miden de 4-7cm de longitud, las flores son pequeñas, verdosas y se agrupan en espigas ramificadas y axilares, el fruto es un aquenio seco. (Berdoncés, 1998)

**Parte de la planta utilizada:** Hojas

**Propiedades etnomédicas:** Depurativo general, antiinflamatorio, hemostático, diurético leve, ayuda en el tratamiento de la gota por excreción del ácido úrico, reumatismo y erupciones cutáneas.

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Composición química:** Contiene aceite esencial rico en cetonas, ésteres y alcoholes libres, además posee carotenoides, flavonoides, taninos, mucílagos, vitamina B2, vitamina K, ácido fólico, ácido pantoténico y ácido ascórbico.

Los pelos urticantes contienen acetilcolina, histamina, colina, ácido acético y ácido fórmico. (Berdoncés, 1998, Sung y col, 2004)

### **1.7.9. Perejil**

**Nombre científico:** *Petroselinum crispus*      **Familia:** Umbelíferas/Apiaceas

**Sinónimos:** perejil

**Hábitat:** Originaria de Europa central pero se ha naturalizado en Asia occidental e incluso en América del Norte. (Berdoncés, 1998)

**Descripción botánica:** Planta de olor aromático que puede alcanzar los 80cm de longitud, sus hojas son radicales y poseen un largo peciolo y están divididas en numerosos folíolos romboidales, las flores son de color verde o verde-amarillento que se agrupan en umbelas compuestas y el fruto es pequeño y globuloso color verde-marrón. (Berdoncés, 1998)

**Parte de la planta utilizada:** Hojas fresca o seca, semillas, raíz, plantas enteras.

**Propiedades etnomédicas:** Antiespasmódico, diurético, emenagogo, digestivo y carminativo. (Sung y col, 2004)

**Composición química:** Aceite esencial: luteolol-7-glucósido, apiína y apiósido, Heterósidos flavónicos: apiína y furocumarinas, como begapteno. (Berdoncés, 1998)

### **1.7.10 Toronjil**

La información de esta planta medicinal se describe en el punto 1.6.10.

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





UNIVERSIDAD DE CUENCA

## CAPITULO II

### 2. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 2.1. LOCALIZACIÓN

Las actividades prácticas para la elaboración de este estudio se llevaron a cabo en los laboratorios del Proyecto VLIR, Plantas Medicinales, de la Universidad de Cuenca, ubicados en las instalaciones de la Facultad de Ciencias Químicas, empleando el laboratorio de procesamiento de plantas, para la desecación de las materias vegetales y para su posterior análisis el laboratorio de Fitoquímica.

#### 2.2. MATERIALES

Los recursos materiales que se utilizaron en este trabajo de investigación son:

##### 2.2.1. Materia prima

Las especies vegetales utilizadas para la valoración de los procesos de secado mediante la cuantificación de los principios activos se indican en la tabla 2.1.

**Tabla 2.1:** Plantas medicinales utilizadas para la cuantificación de metabolitos secundarios.

Cuantificación de cumarinas		Cuantificación de Flavonoides	
Planta	Droga vegetal	Planta	Droga vegetal
Achiote	Hojas	Albahaca	Hojas
Alfalfa	Hojas	Caléndula	Flores
Apio	Hojas	Cola de caballo	Hojas
Cedrón	Hojas	Eucalipto	Hojas
Diente de león	Hojas	Hinojo	Hojas
Llantén	Hojas	Malva	Hojas
Manzanilla	Flores	Menta	Hojas

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

Matico	Hojas	Ortiga	Hojas
Ruda	Hojas	Perejil	Hojas
Toronjil	Hojas	Toronjil	Hojas

### 2.2.2. Material de vidrio

Termómetro, percoladores, vasos de precipitación, probetas, pipetas serológicas, pipetas Pasteur, embudos estriados, balones de aforo, tubos de ensayo, tubos para liofilizar.

### 2.2.3. Otros materiales

Soportes de hierro, equipos de venoclisis, papel filtro, papel periódico, bolsas de papel, tapón de goma, pinzas y anillos.

### 2.2.4. Reactivos

La quercetina ( $\geq 98\%$  de pureza) fue adquirida de Sigma Life Science (U.S.A.). Umbelliferone ( $\geq 99\%$  de pureza) fue obtenida de Sigma-Aldrich Chemistry (Steinheim, Alemania).

Etanol absoluto (99,9% puro), acetato de etilo ( $\geq 99,5$  puro), ácido acético glacial (100%), tolueno (99,9%), aluminio cloruro hexahidratado puris (97-101% puro), fueron adquiridos a Merck calidad ACS, ISO, Reag. Ph Eur. (Darmstadt, Alemania)

Ácido clorhídrico fumante (37%), aluminio nitrato nonahidratado ( $\geq 98,5\%$  puro), alcohol n-amílico ( $\geq 98,5\%$  puro), potasio hidróxido en lentejas (riqueza  $\geq 85\%$ ), sodio hidróxido en lentejas ( $\geq 99\%$ ), potasio acetato puris, pH Eur, BP, (98,15g/mol), plomo (II) acetato trihidrato para análisis (riqueza 99.5-103.0%), plomo (II) acetato básico o plomo (II) hidroxiacetato anhidro ( $\geq 33\%$ ), magnesio virutas (riqueza  $> 99\%$ ), fueron adquiridos en la Universidad de Cuenca, Facultad de Ciencias Químicas, cuyo proveedor es Merck (Darmstadt).

El Agua destilada se obtuvo de un equipo de ósmosis inversa MiliQ Milipore, Elix® 3 (UV) (Molsheim, Francia).

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### 2.3. MÉTODOS

#### 2.3.1. Revisión bibliográfica

Antes de seleccionar las plantas utilizadas, se realizó la búsqueda de información bibliográfica sobre las especies que contengan los metabolitos de interés y por tanto permita la fácil adquisición de las especies existentes en nuestro medio, para ello se recurrió principalmente a la información descrita por Berdoncés (1998), Sung y col (2004), que se detalla en los apartados 1.6 y 1.7. (Oteiza, 2003) Para la correcta identificación y caracterización botánica el material vegetal fue enviado a la Dra. Rafaela Ansaloni, Directora del Herbario Azuay de la Universidad del Azuay.

#### 2.3.2. Recolección

Se identificó la especie o variedad botánica mencionada en la bibliografía y se procedió a la recolección manual obteniendo una muestra representativa que se transportó en el menor tiempo posible en bolsas de papel correctamente identificadas, con el nombre común y científico de la planta, fecha y lugar de recolección.

#### 2.3.3. Lavado

Antes del lavado se seleccionó la droga vegetal y se procedió a su limpieza empleando agua potable hasta eliminar los residuos de tierra o polvo de la superficie, luego se sumergió en agua destilada durante 10 minutos y posteriormente se escurrió para eliminar el exceso de agua colocando la materia vegetal en bandejas cubiertas de papel periódico durante 24 horas, como se muestra en la figura 2.1. Finalmente se procedió con la desecación a temperatura ambiente y en la estufa respectivamente.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA



**Figura 2.1.** A)Selección; B)Lavado; C)Escurrimiento de la droga vegetal

### 2.3.4. Desección

La droga previamente lavada fue pesada en una balanza de precisión Metter Toledo Pb1502-L (Switzerland). Se separó en partes iguales en bandejas plásticas cubiertas de papel periódico, sin impresión. La mitad del material vegetal pesado fue depositado en una bandeja de acero inoxidable provista de una malla del mismo material que fue previamente sanitizada con alcohol al 70% y cubierta con papel periódico sin impresión, que se llevó a un horno de secado Pro3 (Cuenca) a  $37 \pm 1^\circ\text{C}$ . La otra mitad de la droga vegetal se la colocó sobre bandejas con una malla de acero inoxidable montadas sobre un marco de madera con una alza de aproximadamente 5cm. Las bandejas fueron depositadas sobre una estructura metálica de aluminio y vidrio, como se muestra en la figuras 2.2 y 2.3.

Se removió constantemente la droga vegetal (3 veces al día) en sus respectivos desecadores y se verificó el proceso mediante pesaje cada 24 horas hasta conseguir un peso constante, posteriormente se guardó en bolsas de papel correctamente etiquetadas, con su nombre común, nombre científico, fecha, lugar de recolección y peso como se recomienda en Tejero y en Oteiza. (2003)

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA



**Figura 2.2** Estufa Pro3



**Figura 2.3** Desecador al ambiente

### **2.3.5. Obtención de Extractos vegetales**

Solvente empleado: flavonoides: etanol absoluto; cumarinas: etanol 80%  
Se pesó 5,05 g. de droga triturada en un frasco de vidrio sanitizado y seco, se humectó con menstruo, procurando que no quede líquido residual, se dejó reposar de 15min a 4h en dependencia de la dureza y características de la droga y se transfirió al percolador previamente cubierto el orificio de salida con algodón hidrofílico. Después se colocó papel filtro sobre la masa vegetal vertiendo más disolvente hasta que este cubra completamente la droga y quede de 3 a 5cm por encima de ella. Se procedió al macerado de la muestra por un período de 24h (Figuras 2.4 y 2.5)

Transcurrido el tiempo establecido se procedió a la recolección del percolado, regulando la salida del mismo para que su velocidad de salida sea de XX (20) gotas por minuto. Se obtuvo la primera fracción de menstruo que corresponde al 75% del peso inicial de la droga (Fracción A). Se agregó etanol constantemente hasta agotamiento de la droga vegetal, obteniendo la fracción B. (Martin y col, 1965)

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA



Figuras 2.4 y 2.5 Proceso de percolación

### 2.3.6. Agotamiento de la droga mediante cromatografía de capa fina

#### 2.3.6.1. Cromatografía en Capa Fina

Permite identificar de forma rápida los componentes presentes en un determinado material vegetal.

Se emplea un adsorbente sólido (fase estacionaria), alúmina o gel de sílice, distribuido uniformemente sobre una superficie plana, generalmente vidrio o aluminio y de las dimensiones apropiadas al uso al que serán destinadas. Este adsorbente presenta cierta capilaridad dada por las partículas finamente divididas y que permiten que la fase móvil pase entre las partículas del adsorbente.

El movimiento de cada sustancia es característico, y se conoce con el nombre de  $R_f$  (relación al frente) y representa la distancia recorrida por el compuesto, en relación a la distancia recorrida por la fase móvil por lo que sus valores siempre oscilarán entre 0 y 1.

---

No todas las sustancias pueden observarse, por lo que a veces es necesario someter a la placa de cromatografía a procesos de “revelado” dependiendo

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

estos de las características químicas del compuesto por analizar o bien observar dichas placas bajo una fuente de luz ultravioleta. (Soberón y col 1998)

### 2.3.6.2. Método

La cámara a emplear en cromatografía siempre debe encontrarse en condiciones de saturación para lo cual se deposita dentro de esta una cantidad adecuada de la fase móvil, de manera que quede en el fondo una capa de solvente de aproximadamente 0.5 a 1 cm. La cámara se cierra de forma hermética evitando la evaporación de la fase móvil y se mantiene en estas condiciones de 45 minutos a 1 hora antes de utilizarse.

Las sustancias a ser analizadas y los patrones respectivos, se aplicarán a una distancia de 0,5cm del borde inferior de la placa y a 0,5cm de los lados y su aplicación se realiza con ayuda de un tubo capilar, en forma de una mancha compacta no mayor de 6mm de diámetro. Las aplicaciones se dejan secar y una vez lista se introduce en la cámara conteniendo el sistema. Se tapa herméticamente y se deja a temperatura ambiente hasta que la fase móvil ascienda la distancia deseada. Se saca la placa y se deja evaporar el solvente que le impregna. (Soberón, 1998)

### 2.3.6.3. Procedimiento

Para valorar la cantidad necesaria de solvente a utilizar en la extracción, el percolado fue dividido en fracciones de 20ml en cada extracción, hasta ajustar un volumen de 180 ml. Un ml de cada fracción fue colectado y llevado a un concentrador Rapid Vap Labconco 7914100 (Kansas city, Missouri) a 45°C, 100mbar de presión, 90min y una velocidad del 50% para eliminar el respectivo solvente. Se redisolvió estas fracciones con la adición de 150 µl de alcohol absoluto y se preparó las soluciones patrón de flavonoides (quercetina y crisina) y cumarinas (umbelliferona) con una concentración de 1mg/ml. Con la ayuda de un tubo capilar se colocaron los patrones y las muestras sobre una placa de Silica gel Alugram Sil G/UV<sub>254</sub> Macherey-Nagel (Duren, Alemania). Se trasladó la placa a la cámara cromatográfica (figura 2.6) saturada por la fase

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

móvil, compuesta por (Acetato de etilo: Acido fórmico: Acido acético glacial: Tolueno: H<sub>2</sub>O) (50:5:5:75:2,5). Se observó con luz Ultravioleta (UV) en onda corta (254nm) y onda larga (365nm) empleando Handheld UV lamp UVGL-58 (Cambridge, U.S.A).

Para visualizar con mayor intensidad la separación de las bandas cromatográficas, la placa fue revelada con una solución de AlCl<sub>3</sub> al 1% en etanol en el caso de flavonoides y en el caso de cumarinas se empleó una solución de KOH al 10% en etanol (Wagner, 2009). Cuando el agotamiento del metabolito secundario recolectado fue comprobado, se procedió a detener la adición de nuevo solvente para la percolación de las respectivas plantas.



**Figura 2.6** Cámara cromatográfica

### **2.3.7. Concentración del extracto vegetal**

La fracción B del extracto vegetal se transfirió a un balón de fondo redondo y se adaptó al Rotavapor Laborota 4000 Eficient HB digit (Alemania), figura 2.7; inmediatamente se encendió la bomba generadora de vacío y se cerró la llave del refrigerante para crear el vacío, luego se sumergió parcialmente el balón hasta que el extracto alcance la temperatura del baño (40°C), se ajustó las revoluciones de manera gradual hasta alcanzar una velocidad constante de aproximadamente 90 rpm y se esperó hasta que el solvente se haya eliminado completamente. Se procedió a apagar el equipo y retirar el balón redisolviendo

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





## UNIVERSIDAD DE CUENCA

el residuo seco adherido en la pared con la menor cantidad de solvente. Se transfirió a un tubo tapa rosca debidamente etiquetado. (Vásquez, 2004).



**Figura 2.7** Rotavapor

### 2.3.8. Eliminación del solvente

Para eliminar el solvente se colocó los tubos que contienen la fracción B de los extractos en un baño ultrasónico Cole-Palmer 8893-21 (Vernon Hills, Illinois), se ajustó la temperatura a 40°C y se procedió a eliminar el solvente mediante una corriente de N<sub>2</sub> (figura 2.8). Se eliminó el solvente hasta obtener una cantidad aproximada de 5ml del extracto, a la cual se le adicionó la fracción A y se llevó a un volumen final equivalente al peso de la droga (extracto fluido).



**Figura 2.8.** Eliminación del solvente con nitrógeno en baño ultrasónico

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### 2.3.9. Liofilización

El extracto fluido se transfirió a un tubo para liofilizar y se redisolvió el residuo con aproximadamente 20 ml de agua purificada empleando el baño ultrasónico, se taparon los tubos con el tapón de goma e inmediatamente se llevaron a congelación (-80°C) en el congelador Dairei Freezer, girando los tubos constantemente hasta permitir la formación una película uniforme por aproximadamente 15-20 minutos. Luego de este tiempo se retiró el tapón y cubrió con suficiente papel aluminio para dejar reposar en el congelador hasta que el extracto se congele completamente, lo cual se lleva a cabo en aproximadamente 2h.

Se procedió a cargar las muestras en el liofilizador Labconco 7670520 (Labconco, Kansas, Missouri), como se muestra en la figura 2.9, luego se cerraron las válvulas que regulan la presión y se dejó por 22-24h hasta obtener el extracto seco, transcurrido este tiempo se retiraron los tubos. El extracto seco obtenido se pesó y transfirió a un tubo tapa rosca debidamente etiquetado. Los pesos obtenidos se relacionaron con el peso de droga seca (5,05g) para calcular el rendimiento de los extractos secos, según Gaedckie y col, la ecuación es:



**Figura 2.9** Liofilizador

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

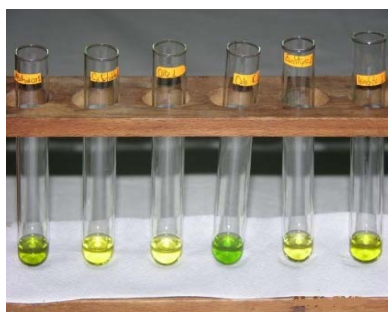
### 2.3.10. Análisis cualitativo

**2.3.10.1. Ensayo para Cumarinas:** En un tubo de ensayo se pesó 5mg de la droga seca y se redisolvió en 1ml de etanol al 80%, se cubrió el tubo con papel filtro humedecido en solución de hidróxido de sodio al 10% y se colocó en el baño maría a 80°C por 5 minutos.

Si el papel exhibe puntos fluorescentes (azul, amarillo, verde, púrpura) bajo la luz U.V. la prueba es positiva. (Astudillo, 2005; Dominguez, 1973)

**2.3.10.2. Reacción de Shinoda:** Permite reconocer la presencia de flavonoides en un extracto vegetal.

Se partió de 5mg de extracto seco que se redisolvieron en 1 ml de etanol absoluto (figura 2.10), se diluyó con 1 ml de ácido clorhídrico concentrado, se adicionaron unas limaduras de magnesio metálico y se esperó 5 minutos, luego se adicionó 1 ml de alcohol amílico, se mezclaron las fases y se dejó reposar hasta que se separen, como se indica en la figura 2.11. Se consideró positiva la prueba cuando el alcohol amílico se coloreó de amarillo, naranja o rojo. (Astudillo, 2005)



**Figura 2.10** Extracto vegetal antes del ensayo de Shinoda



**Figura 2.11** Ensayo de Shinoda

### Interpretación de la reacción

Amarillo	+
Naranja	++
Rojo	+++

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### 2.3.11. Análisis cuantitativo

#### 2.3.11.1. Espectrofotometría

La espectrofotometría de absorción consiste en la medida de la absorción, por las diferentes sustancias, de una radiación electromagnética de longitudes de onda situadas en una banda definida y estrecha, esencialmente monocromática, por lo tanto la absorción de la energía radiante depende de la estructura de la materia. Generalmente se añade un reactivo a la muestra preparada para producir un color que se compara con el de una sustancia que se ha preparado al mismo tiempo y contiene aproximadamente una cantidad igual de un patrón.

Cuando la absorbancia de una sustancia repetidamente valorada se ajusta a un intervalo razonable de concentración, es posible utilizar una curva que se prepara con el correspondiente patrón para la interpolación de los datos obtenidos con la muestra. (Pino y Col, 1983; Martin y col, 1965)

#### 2.3.11.2. Cuantificación de Cumarinas

Debido a que las lecturas de absorbancia obtenidas presentaban algunas variaciones al uso de papel filtro de distintos proveedores, cuyas características se describen en la tabla 2.2., se procedió a realizar la curva de calibración y la determinación de la concentración de las muestras, modificando la metodología descrita por Osorio y col (2004), cambiando el proceso de filtrado por centrifugado y disminuyendo las cantidades de reactivos indicadas en la técnica.

**Tabla 2.2:** Características de los dos tipos de papel filtro

Tipo	Tamaño de poro
Papel filtro Marienfeld 391	2-3 $\mu\text{m}$
Papel filtro en pliegos	8 $\mu\text{m}$

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### **2.3.11.2.1. Elaboración de la Curva de Calibración**

Para realizar la curva de calibración se partió de 3 soluciones patrón de las que posteriormente se realizó por triplicado el ensayo que se describe a continuación:

Se pesó 0,1g de patrón de cumarina (Umbelliferona) y se disolvió en 5ml de etanol absoluto en un matraz de aforo de 50ml completando el volumen con agua destilada, se transfirió alícuotas de 50 $\mu$ l, 100 $\mu$ l, 200 $\mu$ l, 300 $\mu$ l, 400 $\mu$ l, 500 $\mu$ l y 600 $\mu$ l de la solución patrón de cumarina en matraces de aforo de 10ml, posteriormente se añadió 2ml de agua destilada y 500 $\mu$ l de acetato de plomo al 5% y se completó el volumen con agua destilada, se centrifugó empleando centrífuga Sigma 2-6 (Laborzentrifugen, Alemania) indicada en la figura 2.12, por 10 minutos a 3500rpm y transfirió una alícuota de 1ml de sobrenadante a un tubo llevando a un volumen de 5ml con una solución de HCl 0,1M y se procedió a obtener las lecturas de absorbancia a 320nm, en el espectrofotómetro Genesys 10UV Scanning (Madison, USA) por la técnica de encerado empleando como blanco una solución de HCl 0,1M. (Ósorio y col 2004)



**Figura 2.12** Centrífuga Sigma 2-6

### **2.3.11.2.2. Aplicación del método para el extracto seco**

Se preparó una solución de 80mg/ml en etanol absoluto del extracto seco de cada una de las muestras.

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

Luego se transfirió alícuotas de 200 $\mu$ l de la solución anterior a un matraz de aforo de 10ml y se adicionó a cada matraz aproximadamente 2ml de agua destilada, 500 $\mu$ l de acetato de plomo al 5% y se completó el volumen con agua destilada, con el centrifugado se procedió de la misma forma que en la curva de calibración hasta obtener las lecturas de las muestras.

De igual manera, se obtuvieron nueve lecturas de cada muestra al preparar 3 soluciones de 80mg/ml y realizar el ensayo por triplicado. (Ósorio y col 2004)

### **2.3.11.3. Cuantificación de flavonoides**

Para la cuantificación de Flavonoides se procedió de la misma manera, partiendo de 3 soluciones patrón y realizando los ensayos por triplicado. Según metodología descrita por Carrión y García (2010), se debería precipitar la clorofila con acetato de plomo al 1% antes de realizar el ensayo para evitar interferencias en las lecturas de concentración. Aplicando este método se obtuvo concentraciones menores que conllevaron a realizar una valoración cromatográfica de los extractos secos con la precipitación de la clorofila, al igual que sin la precipitación de la misma. La cromatografía en capa fina permitió diferenciar que la concentración de los metabolitos fue menor en los extractos precipitados con acetato de plomo, por lo tanto se evitó el uso de este reactivo.

#### **2.3.11.3.1. Elaboración de la curva de calibración**

Para la elaboración de la curva de calibración se pesó 2,7 mg de quercetina en un balón de aforo de 10 ml y se llevó a volumen con etanol al 80%, luego se tomaron alícuotas de 700  $\mu$ l, 350  $\mu$ l, 175  $\mu$ l y 100  $\mu$ l de esta solución en balones de aforo de 10ml, y se añadió en cada uno 200  $\mu$ l de acetato de potasio 1M y 200  $\mu$ l de nitrato de aluminio al 10%, se aforó con etanol al 80% y se procedió a su lectura a 415 nm, usando esta curva se calculó la concentración de flavonoides totales expresados como quercetina. (Lock y col, 2006)

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### **2.3.11.3.2. Aplicación del método para el extracto seco**

Se pesó 5 mg del extracto seco de la muestra problema que se disolvió en 1ml de alcohol al 80%, se colocó 100  $\mu$ l de la solución anterior en un balón de aforo de 10 ml, se adicionó 200  $\mu$ l de acetato de potasio 1M, 200  $\mu$ L de nitrato de aluminio al 10% y aforó con etanol al 80%, luego se dejó reposar por 40 minutos y procedió a determinar la absorbancia a 415nm, como se indica en la figura 2.13. (Lock y col, 2006)



**Figura 2.13** Cuantificación de flavonoides

## **2.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO**

Los diseños estadísticos aplicados en nuestro estudio son un soporte para poder llegar a los resultados del trabajo investigativo, siendo una herramienta analítica efectiva que permite obtener valiosa información del análisis comparativo de los métodos de secado, por lo tanto se describirán los fundamentos básicos para llevar a cabo la interpretación de los resultados.

### **2.4.1. Prueba “T” pareada**

La prueba se usa para comparar dos conjuntos de datos cuantitativos, cuando los datos en cada conjunto de muestras se relacionan. Este diseño de muestras pareadas se utiliza para poner a prueba una hipótesis alternativa de que la media de la diferencia pareada es mayor a una diferencia aceptada como cierta, hipótesis nula usualmente cero. (Caprette,2005; Shier 2004)

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

La media de las diferencias entre ambos valores y un intervalo de confianza planteado por el investigador (95%), revela si se debe aceptar o rechazar  $H_0$  (hipótesis nula); si el valor especificado en  $H_0$  ( $\mu=0$ ) está contenido en el intervalo, la hipótesis nula será aceptada; en caso contrario, rechazada.

$$H_0 = \mu - \mu_0 = 0$$

$$H_a = \mu \neq \mu_0$$

El valor estadístico  $t$  y su probabilidad asociada (valor  $p$ ), permiten constatar la existencia de una diferencia estadísticamente significativa. El  $t$  estadístico de la prueba se calcula como:

$$\frac{\bar{d}}{s_d / \sqrt{n}}$$

Donde  $\bar{d}$  es la media de las diferencias pareadas,  $s_d$  es la desviación estándar de las diferencias pareadas de la muestra,  $n$  es el tamaño de la muestra (en este caso el número de plantas que recibieron los dos tratamientos) y  $t$  es un cuantil  $t$  de Student con  $n-1$  grados de libertad, para un ensayo de una cola con 95% de probabilidad. (Boubeta, 2008; Pagano, 2006)

### 2.4.1.1. Interpretación de la prueba T

La interpretación de la prueba consiste en aceptar o rechazar la hipótesis nula, comparando los valores de  $\alpha$  (nivel de significancia=0,05) frente a la probabilidad asociada y el estadístico  $t$  frente al valor  $t_c$  ( $t$  crítico) encontrado en la tabla de distribución  $t$ , para  $n-1$  grados de libertad, con un nivel de confianza=95% a una cola. La hipótesis nula se rechaza cuando el valor  $p$  es inferior al valor de  $\alpha$  (0,05) ó cuando el valor estadístico  $t$  es superior al  $t$  crítico, de lo contrario la hipótesis nula no se rechaza.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### 2.4.1.2. Metodología

Inicialmente se plantearon las hipótesis I y II para el análisis estadístico realizando dos pruebas t, en la primera se compararon los pesos de las drogas obtenidas por secado al ambiente y secado artificial para un mismo peso inicial de droga fresca seleccionada de forma aleatoria. En la segunda prueba t se relacionaron los pesos de los extractos secos de los dos métodos de secado, obtenidos a partir de un mismo peso de material seco según sea secado al ambiente o secado artificial. Los valores se analizaron mediante Microsoft Excel 2007.

- **Hipótesis I** para los pesos de las drogas secas.
  - **Hipótesis nula:** El peso de la droga seca obtenido por el secado al ambiente es inferior o igual al peso obtenido por el secado artificial.
  - **Hipótesis alternativa:** El peso de la droga obtenido por el secado al ambiente es superior al obtenido por secado artificial.
  
- **Hipótesis II** para los pesos de los extractos secos.
  - **Hipótesis nula:** El peso del extracto seco obtenido por el secado artificial es inferior o igual al peso obtenido por el secado al ambiente.
  - **Hipótesis alternativa:** El peso del extracto seco obtenido por el secado artificial es superior al obtenido por el secado al ambiente.

### 2.4.2. Diseño de bloques completos al azar

Este diseño consiste en asignar los tratamientos en forma completamente al azar a un grupo de unidades experimentales, llamados bloques o repeticiones, con la condición que dicho bloque o conjunto de unidades experimentales sea lo más homogéneo posible. Es llamado *completo* debido a que cada bloque recibe todos los tratamientos.

El análisis de varianza para este diseño se presenta en la tabla 2.3. (Vega, 2009)

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

Tabla 2.3: Análisis de varianza para diseños de bloques completos al azar.

Fuente de variación (F.V.)	Grados de Libertad (G.L.)	Suma de Cuadrados (S.C.)	Cuadrados Medios (C.M.)	F calculada (Fo)
Tratamientos	t - 1	SCA	CMA = SCA / t-1	CMA / CME
Bloques	b -1	SCB	CMB = SCB / b-1	CMB / CME
Total	t.b -1	SCT		

2.4.2.1. Interpretación de la Prueba

Al igual que la prueba T pareada la interpretación del diseño consiste en aceptar o rechazar la hipótesis nula, comparando los valores de  $\alpha$  (nivel de significancia=0,05) frente a la probabilidad asociada (valor-p) y el estadístico F frente al valor Fc (F crítico), producto de la tabla del análisis de varianza (ANOVA), usando como numerador los grados de libertad del tratamiento, de los factores o sus combinaciones y como denominador los grados de libertad del error. La hipótesis nula se rechaza cuando la probabilidad asociada es inferior al valor de  $\alpha$  (0,05) y cuando la F estimada es superior que la F crítica, de lo contrario la hipótesis nula será aceptada.

2.4.2.2. Metodología

En primer lugar se plantearon las hipótesis para evaluar la diferencia entre los dos métodos de secado y se procedió a comparar las concentraciones de flavonoides presentes en las drogas vegetales, según la metodología descrita en los apartados 2.3.11., se obtuvieron t unidades experimentales para r bloques que fueron introducidos en el programa “R” a través de comandos que permitieron obtener la tabla de análisis de varianza para diseños de bloques completos al azar, luego este mismo procedimiento se aplicó para comparar las concentraciones de Cumarinas. (Bustos y col, 2008)

- **Hipótesis III** para la comparación de los métodos de secado
  - **Hipótesis nula:** No hay diferencia en las concentraciones obtenidas por los dos métodos de secado.
  - **Hipótesis alternativa:** El secado artificial ofrece mayor concentración de metabolitos debido al control de las variables.

AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### 2.4.2.2.1. Comandos para el programa “R”

Bustos y col (2008) indican que el programa “R” diseñado para el análisis estadístico, permite analizar los bloques y los factores para presentar los resultados del análisis de varianza de los datos, en este caso de las concentraciones de Flavonoides por los dos métodos de secado, a través de los comandos que se indican a continuación:

```
table<-read.table(file.choose(),header=TRUE,dec=",")
attach(table)
pl<-factor(Plantcod)
se<-factor(Secado)
rep<-factor(Ensayo)
resp<-Concentracion
x2<-lm(resp~pl*se+rep)
anova(x2)
fcrit_se<-qf(.95,1,152)
fcrit_se
fcrit_pl<-qf(.95,9,152)
fcrit_pl
fcrit_plse<-qf(.95,9,152)
fcrit_plse
```

Para el análisis de varianza de las concentraciones de Cumarinas se procedió de manera similar, introduciendo los comandos arriba indicados, cambiando únicamente los comandos para el cálculo de F crítica, por los indicados a continuación:

```
fcrit_se<-qf(.95,1,168)
fcrit_se
fcrit_pl<-qf(.95,10,168)
fcrit_pl
fcrit_plse<-qf(.95,10,168)
fcrit_plse
```

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

### **CAPÍTULO III**

## **3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

### **3.1. DESECACIÓN**

Para realizar la valoración comparativa de los métodos de secado se partió de las especies vegetales indicadas en la tabla 2.1, iniciando con el muestreo de la droga vegetal, selección, lavado y posterior distribución aleatoria en cantidades iguales del peso total de la droga fresca, para proceder al secado por el Método Natural y Artificial, según el método descrito en el punto 2.3.3. El peso inicial y peso constante obtenido luego del proceso de secado se indican en la tabla 3.1. y su representación gráfica se observa en la figura 3.1.

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Tabla 3.1:**

Comparación de los pesos de las drogas secas obtenidas por los dos métodos de secado

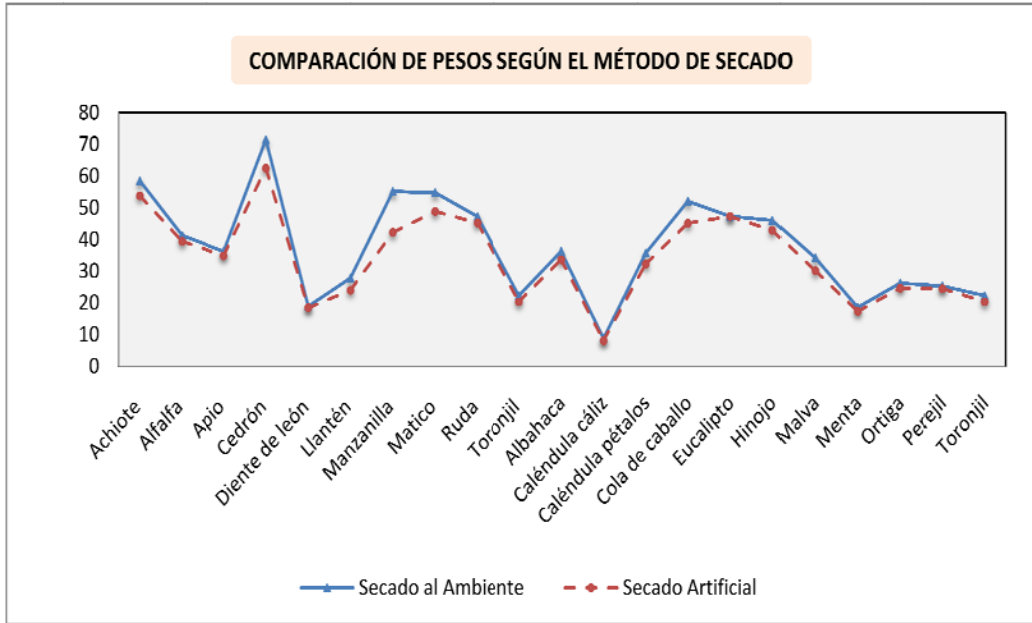
Planta	Pesos de las Drogas(g)		
	Droga fresca	Peso constante(g)	
		Secado al Ambiente	Secado Artificial
Achiote	126,79	58,44	53,76
Alfalfa	182,89	41,27	39,37
Apio	132,11	36,19	34,86
Cedrón	126,50	71,50	62,49
Diente de león	138,06	18,86	18,42
Llantén	183,36	27,80	23,96
Manzanilla	246,02	55,12	42,24
Matico	162,52	54,74	48,84
Ruda	254,09	47,23	45,24
Toronjil	97,96	22,19	20,31
Albahaca	185,33	36,27	33,62
Caléndula cáliz	43,23	8,75	8,08
Caléndula pétalos	309,58	35,67	32,24
Cola de caballo	198,62	52,06	45,12
Eucalipto	115,70	47,34	47,30
Hinojo	230,81	46,03	42,90
Malva	111,90	34,19	30,12
Menta	133,52	18,55	17,30
Ortiga	110,62	26,20	24,59
Perejil	139,67	25,27	24,45
Toronjil	97,96	22,24	20,32
<b>Media</b>		<b>37,42</b>	<b>34,07</b>

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
 Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA



**Figura 3.1.** Representación de los pesos de las drogas secas

La figura 3.1 nos permite distinguir que todas las plantas desecadas al ambiente poseen mayor peso comparado con las mismas drogas sometidas a secado artificial.

De los datos obtenidos en la tabla 3.1 se procedió a realizar una prueba T pareada para valorar la eficiencia de los métodos de secado según las hipótesis planteadas:

- **Hipótesis I** para los pesos de las drogas secas.
  - **Hipótesis nula:** El peso de la droga seca obtenido por el secado al ambiente es inferior o igual al peso obtenido por el secado artificial.
  - **Hipótesis alternativa:** El peso de la droga obtenido por el secado al ambiente es superior al obtenido por secado artificial.

Según Kreyszig (1974), para un nivel de significancia  $\alpha$ , se calculará las medias y las desviaciones estándar de las diferencias de las muestras, considerando  $n-1$ =grados de libertad, que ubicados en la tabla de distribución t de Student de una cola, proporcionarán los valores de  $t_c$  (valor crítico), siendo:

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

n=21-1      n=20 grados de libertad

Donde  $t_c=1,73$  para 20 grados de libertad, con  $p=95\%$  (nivel de confianza) y nivel de significancia  $\alpha=0,05$ .

**Tabla 3.2:** Análisis de datos para la prueba "T" pareada

Planta	S. Ambiente (g)	S. Artificial(g)	Diferencia (g)
Achiote	58,44	53,76	4,68
Albahaca	36,27	33,62	2,65
Alfalfa	41,27	39,37	1,90
Apio	36,19	34,86	1,33
Caléndula cáliz	8,75	8,08	0,67
Caléndula pétalos	35,67	32,24	3,43
Cedrón	71,50	62,49	9,01
Cola de caballo	52,06	45,12	6,94
Diente de león	18,86	18,42	0,44
Eucalipto	47,34	47,30	0,04
Hinojo	46,03	42,90	3,13
Llantén	27,80	23,96	3,84
Malva	34,19	30,12	4,07
Manzanilla	55,12	42,24	12,88
Matico	54,74	48,84	5,90
Menta	18,55	17,30	1,25
Ortiga	26,20	24,59	1,61
Perejil	25,27	24,45	0,82
Ruda	47,23	45,24	1,99
Toronjil	22,19	20,31	1,88
Toronjil	22,24	20,32	1,92
<b>Media</b>			3,35
<b>Desviación estándar</b>			3,15
<b>Prueba T pareada</b>			0,000045189

**Tabla 3.3:** Resultados de la Prueba T para la comparación de los métodos de secado

Número de observaciones	21
Diferencia hipotética de las medias	0
Grados de libertad	20
P(T<=t) una cola	4,5189E-05
Estadístico t	4,88111572
Valor crítico de t (una cola)	1,72471822

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
 Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

Dado que el valor de  $p$  asociado es menor al nivel de significancia ( $\alpha$ ) y valor estadístico  $t=4,8811$  es mayor al valor crítico de  $t=1,72$ , se rechaza la hipótesis nula, es decir, por el método de secado artificial se obtiene menor peso de droga seca que en el secado al ambiente, debido a la mayor eliminación de humedad en la materia vegetal.

El menor peso alcanzado por el secado artificial pudiera estar dado porque este secado es un proceso continuo, ya que se mantiene constante la temperatura y la humedad, mientras que en el secado al ambiente el peso es mayor por las variaciones día/noche de la humedad relativa y la temperatura ambiental, que aparentemente influyen en la eliminación del agua libre presente en la droga vegetal. (Rodríguez, 2005)

De los resultados expuestos mediante el análisis  $t$  pareado, se confirma que a través del método de secado artificial la droga presenta menor cantidad de humedad, debido a que a temperatura de  $38^{\circ}\text{C}$  existe mayor eliminación de agua libre como explica Oteiza (2003) en su artículo "Boletín de Plantas aromáticas y medicinales", indicando que al eliminar rápidamente el agua presente en la droga se inhibe las reacciones enzimáticas que alteran su composición química, ya que el tiempo de secado prolongado (Secado al Ambiente) favorece la hidrólisis enzimática de los compuestos fenólicos y la afectación en la concentración de Flavonoides, esto es también mencionado por Rodríguez y col (2005).

### 3.2. OBTENCIÓN DE EXTRACTOS VEGETALES

El proceso de obtención de los extractos vegetales para la determinación de cumarinas y flavonoides descrito en el apartado 2.3.5, indica la obtención de dos fracciones de menstuo partiendo de 5,05 g de droga seca, cuyas cantidades se muestran en la tabla 3.4.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





UNIVERSIDAD DE CUENCA

Tabla 3.4: Fracciones del menstuo obtenidas por percolación.

Fracción del menstuo	Flavonoides	Cumarinas
Fracción A	3,75ml	3,75ml
Fracción B	140ml	160ml

La mayor cantidad de agua presente en la droga desecada al ambiente podría interferir en la extracción ya que no permite que el solvente penetre en la estructura celular, disuelva las sustancias solubles y salga de la célula hacia el menstuo, en un proceso normal de difusión descrito por Kuklinski (2000).

3.3. CROMATOGRAFÍA EN CAPA FINA

Las fracciones B señaladas en la tabla 3.4 fueron determinadas a través del método cromatográfico y se consideran como el volumen final con el cual se obtuvo el agotamiento de la droga vegetal en la muestra.

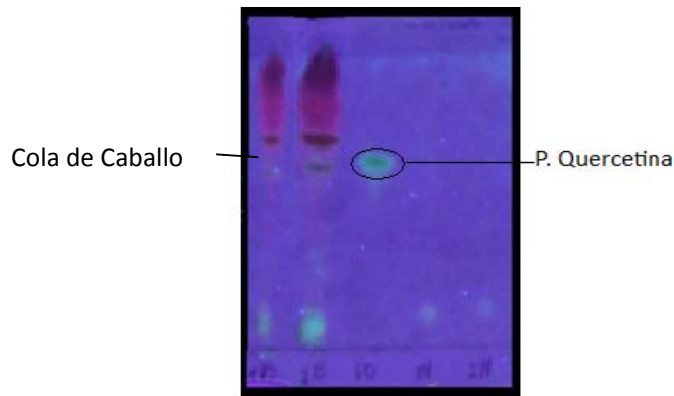


Figura 3.2. Agotamiento de droga en la cola de caballo, 1= secado al ambiente, 2=secado artificial, fracción B=20ml y H=140ml, observado a 356nm.

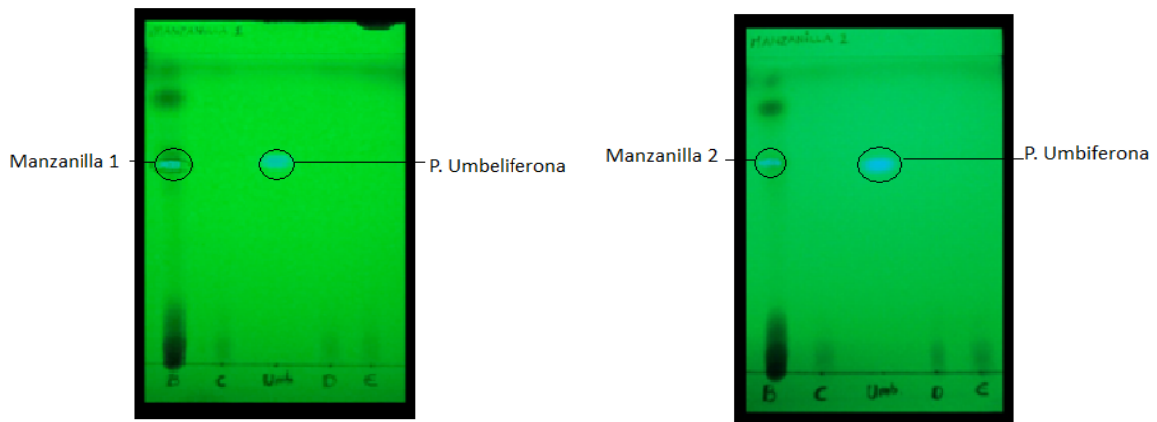
AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

La figura 3.2. presenta las bandas cromatográficas que permiten determinar el agotamiento de la droga en las plantas con Flavonoides, en donde se observa que en la fracción “H” correspondiente a 140ml no se distingue la presencia de los metabolitos de la droga vegetal.



**Figura 3.3. y 3.4.** Agotamiento de droga de la manzanilla, 1= secado al ambiente, 2=secado artificial, fracción B=20ml y E=160ml.

El agotamiento de la droga en las plantas con Cumarinas se evidenció en la fracción “E” correspondiente a 160ml (Figura 3.3 y 3.4) donde se compara el patrón de umbeliferona con las fracciones de menstuo, que permiten determinar que a este volumen ya no existe metabolitos en la droga vegetal.

Al emplear la ruda y la manzanilla además de determinar el agotamiento de droga para las plantas con cumarinas, se comprobó la presencia de Umbeliferona en estas drogas como describe Berdonces (1998), Sung y col (2004), Arias (2009), al comparar las bandas cromatográficas de las muestras frente al patrón, apreciando un mismo Rf e igual fluorescencia que la observada para la umbeliferona.

### 3.4. LIOFILIZACIÓN

Para conseguir el valor real del peso del extracto seco se realizó pesaje de los tubos de liofilizar antes y después del proceso, luego se obtuvo la diferencia que corresponde al extracto seco.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

La valoración del proceso de secado se realizó mediante el análisis comparativo de los pesos de los extractos secos indicados en la tabla 3.5, a través de una prueba T pareada para evaluar las hipótesis II:

- **Hipótesis II** para los pesos de los extractos secos.
  - **Hipótesis nula:** El peso del extracto seco obtenido por el secado artificial es inferior o igual al peso obtenido por el secado al ambiente.
  - **Hipótesis alternativa:** El peso del extracto seco obtenido por el secado artificial es superior al obtenido por el secado al ambiente.

**Tabla 3.5:** Pesos de los extractos secos para cuantificación de Cumarinas.

Planta	Dr og a (g)	Deseccación al Ambiente (A)			Deseccación Artificial (B)			Diferenc ia (B-A)
		Tubo (g)	Tb + Extract o (g)	Extra cto seco (g)	Tubo (g)	Tb + extract o (g)	Extra cto seco (g)	
Achiote	5,0	62,880	63,838	<b>0,958</b>	62,190	63,170	<b>0,98</b>	0,0219
	5	8	9	<b>1</b>	9	9	<b>1</b>	
Alfalfa	5,0	64,579	65,667	<b>1,087</b>	62,172	63,219	<b>1,046</b>	-0,041
	5	7	2	<b>5</b>	5	5	<b>5</b>	
Apio	5,0	62,504	63,799	<b>1,294</b>	62,172	64,005	<b>1,833</b>	0,5385
	5	6	3	<b>7</b>	2	4	<b>2</b>	
Cedrón	5,0	62,923	63,680	<b>0,757</b>	65,090	65,860	<b>0,769</b>	0,0122
	5	6	6	<b>6</b>	4	2	<b>8</b>	
Diente de león	5,0	62,687	63,707	<b>1,020</b>	62,552	63,517	<b>0,964</b>	-0,0556
	5	3	4	<b>1</b>	8	3	<b>5</b>	
Llantén	5,0	62,553	63,766	<b>1,213</b>	65,292	66,762	<b>1,469</b>	0,2559
	5	9	9	<b>9</b>	7	5	<b>8</b>	
Manzanilla	5,0	63,359	64,254	<b>0,895</b>	65,089	66,024	<b>0,934</b>	0,0392
	5	3	3	<b>3</b>	8	3	<b>5</b>	
Matico	5,0	62,922	64,482	<b>1,559</b>	64,133	65,604	<b>1,471</b>	-0,0879
	5	8	2	<b>2</b>	5	8	<b>3</b>	
Ruda	5,0	64,102	65,258	<b>1,156</b>	62,687	63,82	<b>1,132</b>	-0,0232
	5	6	7	<b>1</b>	1	9	<b>9</b>	
Toronjil	5,0	63,359	64,067	<b>0,707</b>	65,292	66,020	<b>0,727</b>	0,0199
	5	6	5	<b>9</b>	4	2	<b>8</b>	
<b>Media</b>								0,06799
<b>Desviación estándar</b>								0,18998
<b>Prueba T</b>								2
								0,14350
								6

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Tabla 3.6:** Resultados de la prueba T pareada para Cumarinas

Número de observaciones	10
Diferencia hipotética de las medias	0
Grados de libertad	9
P(T<=t) una cola	0,143505587
Estadístico t	1,131702741
Valor crítico de t (una cola)	1,83311292

**Tabla 3.7:** Pesos de los extractos para cuantificación de Flavonoides

EXTRACTO SECO FLAVONOIDES								
Planta	Droga (g)	Deseccación al Ambiente (A)			Deseccación Artificial (B)			Diferencia (B-A)
		Tubo (g)	Tb+extracto seco	Extracto seco (g)	Tubo (g)	Tb +extracto seco	Extracto seco (g)	
Albahaca	5,05	62,5051	62,9679	<b>0,4628</b>	62,9224	63,2573	<b>0,3349</b>	<b>-0,1279</b>
Caléndula pétalos	5,05	63,3595	64,6071	<b>1,2476</b>	62,5054	63,8395	<b>1,3341</b>	<b>0,0865</b>
Caléndula cáliz	5,05	64,1342	64,5440	<b>0,4098</b>	62,1728	62,7162	<b>0,5434</b>	<b>0,1336</b>
Cola de caballo	5,05	65,2917	65,6804	<b>0,3887</b>	62,8811	63,1812	<b>0,3001</b>	<b>-0,0886</b>
Eucalipto	5,05	62,9232	63,9470	<b>1,0238</b>	64,5510	65,4680	<b>0,9170</b>	<b>-0,1068</b>
Hinojo	5,05	62,8805	63,1852	<b>0,3047</b>	64,1341	64,5511	<b>0,4170</b>	<b>0,1123</b>
Malva	5,05	62,5551	62,9675	<b>0,4124</b>	64,1341	64,5616	<b>0,4275</b>	<b>0,0151</b>
Menta	5,05	63,3590	63,8251	<b>0,4661</b>	64,9565	65,2788	<b>0,3223</b>	<b>-0,1438</b>
Ortiga	5,05	62,5070	62,7892	<b>0,2822</b>	62,6900	62,9862	<b>0,2962</b>	<b>0,014</b>
Perejil	5,05	64,9559	65,3087	<b>0,3528</b>	62,1907	62,5999	<b>0,4092</b>	<b>0,0564</b>
Toronjil	5,05	62,1912	62,5215	<b>0,3303</b>	62,1740	62,4833	<b>0,3093</b>	<b>-0,021</b>
<b>Media</b>								<b>-0,00638</b>
<b>Desviación estándar</b>								<b>0,0989</b>
<b>Prueba T pareada</b>								<b>0,417427</b>

**Tabla 3.8:** Resultados de la prueba T pareada para Flavonoides

Número de Observaciones	11
Diferencia hipotética de las medias	0
Grados de libertad	10
P(T<=t) una cola	0,41742688
Estadístico t	-0,2139917
Valor crítico de t (una cola)	1,8124611

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
 Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

En la tabla 3.6 y 3.8 se muestra que  $t$  estadístico es menor que  $t$  crítico y  $p$  asociado es mayor al nivel de significancia (0,05), por lo tanto no se rechaza la hipótesis nula, no hay diferencia en los métodos de secado. Aparentemente a este nivel no hay razón alguna para concluir que alguno de los dos métodos de secado es mejor.

**3.4.1. Rendimiento de extractos liofilizados**

Para calcular el rendimiento de los extractos secos se consideró el peso inicial de la droga vegetal empleado para la percolación y el peso del extracto obtenido luego del proceso de liofilización para cada uno, expresando la relación peso: peso, como se muestra en la tabla 3.9.

**Tabla 3.9:** Rendimiento de los extractos secos obtenidos por los dos métodos de secado.

RENDIMIENTO DE LOS EXTRACTOS SECOS						
Planta	Droga (g)	Secado al Ambiente		Secado Artificial		
		Extracto seco (g)	Rendimiento	Extracto seco (g)	Rendimiento	
<b>CUMARINAS</b>	Achiote	5,05	0,9581	5:1	0,9800	5:1
	Alfalfa	5,05	1,0875	5:1	1,0465	5:1
	Apio	5,05	1,2947	4:1	1,8332	3:1
	Cedrón	5,05	0,7576	7:1	0,7698	7:1
	Diente de león	5,05	1,0201	5:1	0,9645	5:1
	Llantén	5,05	1,2139	4:1	1,4698	3:1
	Manzanilla	5,05	0,8953	6:1	0,9345	5:1
	Matico	5,05	1,5592	3:1	1,4713	3:1
	Ruda	5,05	1,1561	4:1	1,1329	4:1
	Toronjil	5,05	0,7079	7:1	0,7278	7:1
<b>FLAVONOIDES</b>	Albahaca	5,05	0,4628	11:1	0,3349	15:1
	Caléndula pétalos	5,05	1,2476	4:1	1,3341	4:1
	Caléndula cáliz	5,05	0,4098	12:1	0,5434	9:1
	Cola de caballo	5,05	0,3887	13:1	0,3001	17:1
	Eucalipto	5,05	1,0238	5:1	0,917	6:1
	Hinojo	5,05	0,3047	17:1	0,417	12:1

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
 Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

Malva	5,05	0,4124	12:1	0,4275	12:1
Menta	5,05	0,4661	11:1	0,3223	16:1
Ortiga	5,05	0,2822	18:1	0,2962	17:1
Perejil	5,05	0,3528	14:1	0,4092	12:1
Toronjil	5,05	0,3303	15:1	0,3093	16:1

De los resultados expuestos en la tabla anterior se observa que 5 de 21 plantas secadas artificialmente presentan mayor rendimiento de extracto seco, 9 poseen igual rendimiento en los dos métodos de secado, y las 7 restantes muestran un rendimiento superior de extracto en las plantas secadas al ambiente, por lo que estos resultados no constituyen un indicador que afirme que método de secado es mejor.

### 3.5. ANÁLISIS CUALITATIVO

Según la metodología descrita en el capítulo anterior, se procedió a verificar la presencia de los metabolitos de interés, para ello se realizó la reacción de identificación de cumarinas y flavonoides en las plantas indicadas en la tabla 2.1. El ensayo experimental demostró la presencia de estos metabolitos en todas las plantas investigadas a través de la positividad de las pruebas, confirmando la información bibliográfica descrita por Berdonces, (1998) y Sung (2004).

#### 3.5.1. Ensayo para Cumarinas

La positividad de esta prueba se expresó según el tipo de fluorescencia que presenten a la luz ultravioleta. Los resultados se indican en la tabla 3.10.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Tabla 3.10:** Resultados del ensayo para Cumarinas aplicado a los extractos secos obtenidos por los dos métodos de secado.

<b>Planta</b>	<b>Fluorescencia</b>	
	<i>Secado al Ambiente</i>	<i>Secado Artificial</i>
Achiote	Amarillo	Amarillo
Alfalfa	Amarillo	Amarillo
Apio	Amarillo verdoso	Amarillo verdoso
Cedrón	Amarillo	Amarillo
Diente de león	Amarillo verdoso	Amarillo verdoso
Llantén	Amarillo verdoso	Amarillo verdoso
Manzanilla	Azul	Azul
Matico	Verde	Verde
Ruda	Amarillo	Amarillo
Toronjil	Verde	Verde

**3.5.2. Ensayo de Shinoda**

La interpretación de la prueba se realizó según la intensidad de coloración que va de amarillo a rojo como se describe en el punto 2.3.10.2. Los resultados se indican en la tabla 3.11.

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

Tabla 3.11: Resultados del Ensayo de Shinoda

<i>Planta</i>	<b>Flavonoides</b>	
	<i>Secado al Ambiente</i>	<i>Secado Artificial</i>
Albahaca	+	+
Caléndula cáliz	+	+
Caléndula pétalos	++	++
Cola de caballo	+	++
Eucalipto	+	+
Hinojo	+	+
Malva	++	++
Menta	++	++
Ortiga	++	++
Perejil	+	++
Toronjil	++	++

**3.6. ANÁLISIS CUANTITATIVO**

**3.6.1. Cuantificación de Cumarinas**

Según la metodología descrita en el punto 2.3.11.2. se procedió a la cuantificación mediante la centrifugación ya que la técnica descrita por Osorio y col (2004), no especifica las características del papel filtro a utilizar, observándose diferentes valores de absorbancia al emplear dos tipos de papel filtro, efecto que podría estar dado por el tamaño de poro y el paso de partículas suspendidas que provocan interferencia en las lecturas, generando menor transmitancia y por lo tanto un aumento en la concentración.

Para obtener la concentración de cumarinas en las drogas vegetales se realizó la curva de calibración según la metodología descrita en el punto 2.3.11.2.1 empleando como patrón Umbelliferona, partiendo de 3 soluciones patrón de las que se realizó el ensayo por triplicado, obteniendo nueve lecturas de cada solución de umbelliferona, sesenta y tres en total, de las cuales se calculó la

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





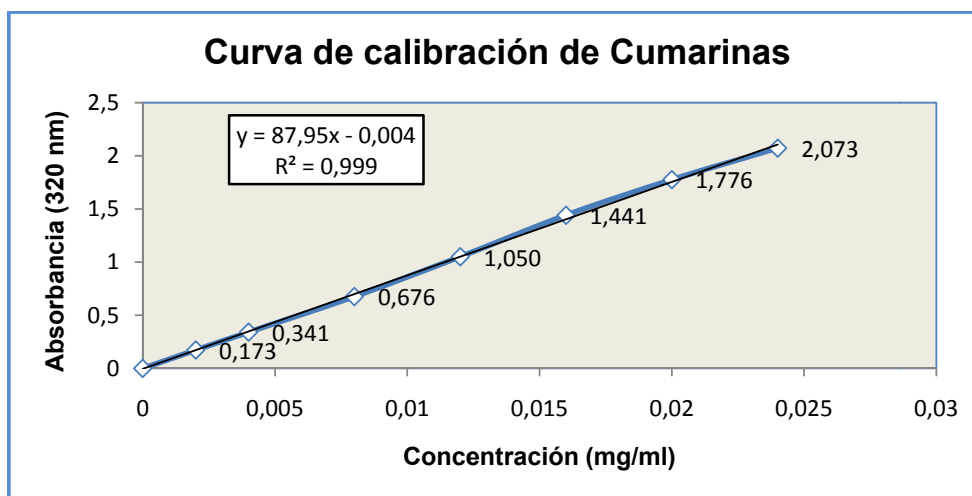
UNIVERSIDAD DE CUENCA

media aritmética y la desviación estándar. En la tabla 3.12 se muestran las concentraciones dependientes de los valores de absorbancia.

**Tabla 3.12:** Valores de absorbancia y concentración para la elaboración de la curva de calibración.

CURVA DE CALIBRACIÓN DE CUMARINAS													
Solución		Concentración (mg/ml)	ABSORBANCIA (320 nm)									□ ± σ	
			Patrón 1			Patrón 2			Patrón 3				
			A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9		
Umbelliferona	S1	0,002	0,174	0,179	0,172	0,173	0,170	0,169	0,170	0,172	0,174	0,173 ± 0,0030	
	S2	0,004	0,347	0,342	0,349	0,335	0,344	0,334	0,340	0,344	0,337	0,341 ± 0,0052	
	S3	0,008	0,670	0,676	0,676	0,671	0,674	0,678	0,677	0,679	0,680	0,676 ± 0,0034	
	S4	0,012	1,053	1,052	1,050	1,048	1,047	1,051	1,049	1,053	1,048	1,050 ± 0,0023	
	S5	0,016	1,441	1,446	1,437	1,440	1,442	1,436	1,441	1,446	1,440	1,441 ± 0,0034	
	S6	0,020	1,775	1,779	1,780	1,778	1,774	1,772	1,774	1,779	1,769	1,776 ± 0,0037	
	S7	0,024	2,075	2,070	2,074	2,073	2,076	2,071	2,069	2,073	2,074	2,073 ± 0,0023	

De los datos resultantes se graficó la curva de calibración (figura 3.5.) obteniendo la ecuación de la recta cuyo factor  $R^2=0,999$  indica mayor precisión en la elaboración de la curva, permitiendo usar este factor de corrección y la ecuación para el cálculo de las concentraciones de las muestras.



**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
 Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### **Figura 3.5** Curva de calibración para la cuantificación de Cumarinas

Para encontrar la concentración de cumarinas en cada muestra se reemplazó el valor de “y” de la ecuación de la recta por cada lectura de absorbancia, los resultados se muestran en las tablas 3.13. y 3.14.

#### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

Tabla 3.13 Cuantificación de Cumarinas empleando filtración en el ensayo.

CUANTIFICACIÓN DE CUMARINAS (FILTRADO)																					
Plantas	Secado	LECTURAS ESPECTROFOTOMÉTRICAS (nm)									CONCENTRACION (mg de cumarina/ml)										
		Patrón1			Patrón2			Patrón3			$\bar{x}$	Patrón1			Patrón2			Patrón3			$\bar{x} \pm \sigma$
		1	2	3	4	5	6	7	8	9		1	2	3	4	5	6	7	8	9	
Achiote	1	0,228	0,228	0,229	0,258	0,243	0,255	0,261	0,235	0,231	0,241	0,0026	0,0026	0,0026	0,0030	0,0028	0,0029	0,0030	0,0027	0,0026	0,0027 ± 1,78E-04
Achiote	2	0,265	0,262	0,259	0,263	0,264	0,260	0,263	0,258	0,262	0,262	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030 ± 3,02E-05
Alfalfa	1	0,218	0,209	0,208	0,208	0,207	0,208	0,215	0,209	0,202	0,209	0,0024	0,0023	0,0023	0,0023	0,0023	0,0023	0,0024	0,0023	0,0022	0,0023 ± 6,00E-05
Alfalfa	2	0,245	0,243	0,251	0,244	0,241	0,246	0,253	0,259	0,246	0,248	0,0028	0,0028	0,0029	0,0028	0,0027	0,0028	0,0029	0,0030	0,0028	0,0028 ± 7,38E-05
Apio	1	0,317	0,312	0,314	0,319	0,309	0,310	0,306	0,310	0,301	0,311	0,0037	0,0037	0,0037	0,0037	0,0036	0,0036	0,0036	0,0036	0,0035	0,0036 ± 7,10E-05
Apio	2	0,404	0,401	0,405	0,409	0,408	0,400	0,402	0,408	0,406	0,405	0,0048	0,0048	0,0049	0,0049	0,0049	0,0048	0,0048	0,0049	0,0049	0,0049 ± 4,23E-05
Cedrón	1	0,442	0,441	0,440	0,469	0,487	0,487	0,451	0,450	0,462	0,459	0,0053	0,0053	0,0053	0,0057	0,0059	0,0059	0,0055	0,0054	0,0056	0,0056 ± 2,42E-04
Cedrón	2	0,511	0,506	0,513	0,514	0,508	0,510	0,507	0,514	0,513	0,511	0,0062	0,0062	0,0063	0,0063	0,0062	0,0062	0,0062	0,0063	0,0063	0,0062 ± 3,99E-05
Diente de León	1	0,261	0,264	0,261	0,261	0,251	0,265	0,263	0,261	0,261	0,261	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0029	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030 ± 5,20E-05
Diente de León	2	0,277	0,276	0,270	0,273	0,276	0,279	0,279	0,272	0,279	0,276	0,0032	0,0032	0,0031	0,0031	0,0032	0,0032	0,0032	0,0031	0,0032	0,0032 ± 4,29E-05
Llantén	1	0,199	0,196	0,191	0,189	0,198	0,199	0,201	0,198	0,197	0,196	0,0022	0,0021	0,0021	0,0021	0,0022	0,0022	0,0022	0,0022	0,0022	0,0022 ± 5,10E-05
Llantén	2	0,248	0,252	0,256	0,249	0,256	0,253	0,246	0,250	0,252	0,251	0,0028	0,0029	0,0029	0,0028	0,0029	0,0029	0,0028	0,0028	0,0029	0,0029 ± 4,44E-05
Manzanilla	1	1,731	1,700	1,729	1,715	1,736	1,733	1,716	1,715	1,736	1,723	0,0220	0,0216	0,0220	0,0218	0,0221	0,0220	0,0218	0,0218	0,0221	0,0219 ± 1,61E-04
Manzanilla	2	1,830	1,820	1,845	1,826	1,838	1,830	1,838	1,824	1,846	1,833	0,0233	0,0232	0,0235	0,0233	0,0234	0,0233	0,0234	0,0232	0,0235	0,0233 ± 1,19E-04
Matico	1	0,200	0,205	0,198	0,198	0,195	0,206	0,197	0,195	0,203	0,200	0,0022	0,0023	0,0022	0,0022	0,0021	0,0023	0,0022	0,0021	0,0022	0,0022 ± 5,34E-05
Matico	2	0,381	0,375	0,387	0,381	0,387	0,380	0,384	0,382	0,390	0,383	0,0045	0,0045	0,0046	0,0045	0,0046	0,0045	0,0046	0,0046	0,0047	0,0046 ± 5,86E-05
Ruda	1	1,820	1,815	1,812	1,826	1,815	1,833	1,836	1,834	1,823	1,824	0,0232	0,0231	0,0231	0,0233	0,0231	0,0233	0,0234	0,0234	0,0232	0,0232 ± 1,17E-04
Ruda	2	1,850	1,846	1,840	1,844	1,854	1,847	1,849	1,846	1,844	1,847	0,0236	0,0235	0,0234	0,0235	0,0236	0,0235	0,0235	0,0235	0,0235	0,0235 ± 5,22E-05
Toronjil	1	0,193	0,190	0,196	0,202	0,207	0,204	0,200	0,202	0,199	0,199	0,0021	0,0021	0,0021	0,0022	0,0023	0,0023	0,0022	0,0022	0,0022	0,0022 ± 6,99E-05
Toronjil	2	0,240	0,241	0,246	0,245	0,241	0,239	0,247	0,242	0,241	0,242	0,0027	0,0027	0,0028	0,0028	0,0027	0,0027	0,0028	0,0027	0,0027	0,0028 ± 3,67E-05

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





## UNIVERSIDAD DE CUENCA

Los resultados expuestos en la tabla 3.14 muestran concentraciones menores de cumarinas, en comparación con los resultados obtenidos en la tabla 3.13 donde se aplicó filtración en el ensayo de cuantificación. Estos resultados permiten establecer que la falta de especificaciones del tipo de papel filtro a usar en la técnica, promueva el empleo de la centrifugación como alternativa, para garantizar la menor interferencia de las partículas en la lectura de las muestras, por lo tanto para el posterior análisis se emplearan los datos expresados en la tabla 3.14.

En la bibliografía revisada no se han encontrado datos de concentración de cumarinas que se puedan comparar con los resultados obtenidos en nuestra experimentación.

De los valores de concentración obtenidos se procedió a realizar el diseño de bloques completos al azar, planteando la hipótesis III y organizando inicialmente las concentraciones por método de secado, planta y ensayos en Microsoft Excel 2007 que luego se introdujeron en el programa "R" para su análisis mediante los comandos indicados en el punto 2.4.2.2.1, obteniendo los resultados que se muestran en la tabla 3.15 para la comparación de los métodos de secado.

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Tabla 3.15:** Análisis de varianza de las concentraciones de Cumarinas

Fuente	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Valor F	Pr (>F)	Valor F crítico
Planta	9	0.0083296	0.00092551	2,53E+09	<2e-16 ***	1.941.958
Secado	1	0.0000178	0.00001784	4,88E+07	<2e-16 ***	3.903.366
Replica	8	0.0000000	0.00000000	4,72E+03	0.8745	1.999.796
Planta:Secado	9	0.0000103	0.00000115	3,15E+06	<2e-16 ***	1.941.958
<b>Residuales</b>	152	0.0000006	0.00000000			
<b>Significado de los códigos</b> 0 '***' 0,001 '***' 0,010 '*' 0,05 '.' 0,1 '' 1						

**3.6.1.1. Interpretación**

A partir de los resultados de varianza obtenidos en la tabla 3.14, se observa que los valores de F experimental son superiores a los de de F crítico, de igual manera la probabilidad es menor que el nivel de significancia (0,05), por lo tanto se rechaza la hipótesis nula, los métodos de secado no son iguales y el secado artificial ofrece mayor concentración de metabolitos debido al control de las variables.

**3.6.2. Cuantificación de Flavonoides**

De forma similar a la cuantificación de cumarinas, para obtener la concentración de flavonoides en las drogas vegetales se empleó la ecuación de la recta obtenida mediante regresión lineal de la curva de calibración (figura 3.6), elaborada a partir de los datos que se disponen en la tabla 3.16, según metodología descrita para la

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

cuantificación de flavonoides, obteniendo nueve lecturas de las muestras a partir de tres soluciones patrón que se realizaron por triplicado para once plantas y dos métodos de secado, ciento noventa y ocho en total, de las cuales se calculó la media aritmética y la desviación estándar que se presenta en la tabla 3.17.

**Tabla 3.16:** Valores de absorbancia y concentración empleados para la curva de calibración

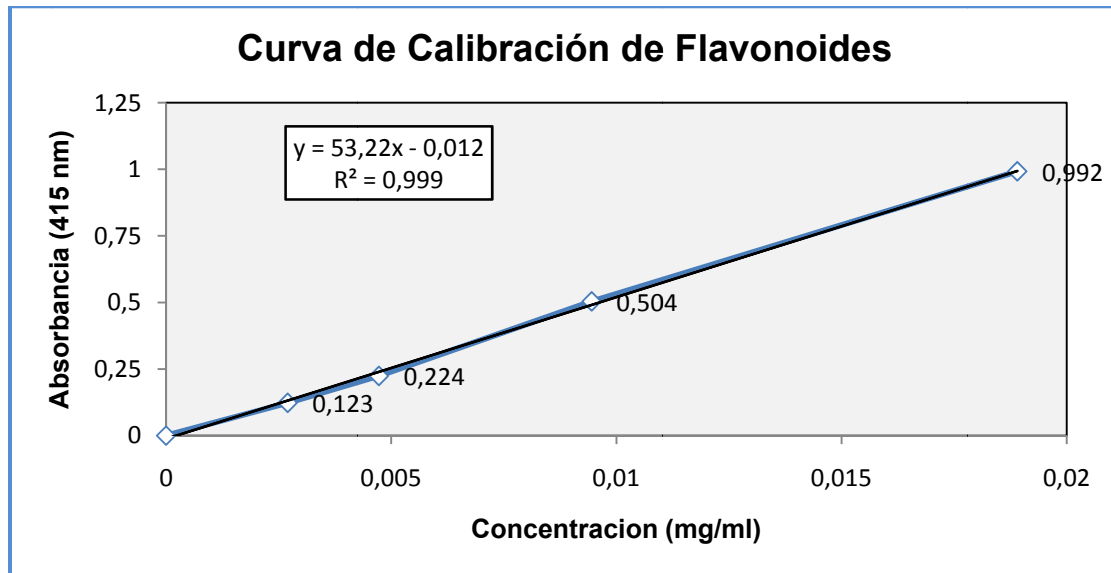
Curva de calibración de Flavonoides													
Solución	Concentración (mg/ml)	ABSORBANCIA (415 nm)										□ ± σ	
		Patrón 1			Patrón 2			Patrón 3					
		A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9			
Quercetina	S1	0,0027	0,120	0,124	0,121	0,125	0,120	0,114	0,127	0,129	0,125	0,123 ± 03	4,52E-
	S2	0,0047	0,221	0,225	0,225	0,190	0,226	0,216	0,245	0,244	0,224	0,224 ± 02	1,61E-
	S3	0,0095	0,507	0,500	0,502	0,496	0,501	0,497	0,496	0,512	0,524	0,504 ± 03	9,21E-
	S4	0,0189	0,980	0,961	0,954	1,003	1,004	0,978	1,000	1,010	1,040	0,992 ± 02	2,67E-

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
 Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA



**Figura 3.6** Curva de calibración para la cuantificación de Flavonoides

Al realizar la cuantificación de Flavonoides empleando acetato de plomo para evitar la interferencia de la clorofila, como recomienda Carrión y García (2010), se observó valores de concentración menores comparados con los datos de concentración obtenidos en el ensayo sin adición de acetato de plomo, para ello se efectuó un análisis cromatográfico considerando las muestras de ruda y toronjil, antes y después de la precipitación, observándose disminución de la concentración de las sustancias activas al precipitar la clorofila, lo que demuestra que el acetato de plomo influye en la concentración de los metabolitos (Ver anexos). Además se realizó una comparación de la metodología empleada por Carrión y García (2010) basada en la técnica descrita por Lock (2006) para la cuantificación de flavonoides, en donde estos autores modifican el ensayo utilizando mayor concentración, al emplear una cantidad equivalente a 2ml en lugar de 100  $\mu$ l de muestra como indica la técnica, lo que podría provocar lecturas elevadas que promuevan el uso del acetato de plomo para evitar gran interferencia de la clorofila, obteniendo valores de concentración diferentes a los expuestos en nuestro estudio.

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





UNIVERSIDAD DE CUENCA

Tabla 3.17 Absorbancia y concentración de Flavonoides en plantas desecadas por los dos métodos.

CUANTIFICACIÓN DE FLAVONOIDES																					
Plantas	Secado	LECTURAS ESPECTROFOTOMÉTRICAS (nm)									CONCENTRACION expresados como quercetina mg/ml										
		Patrón1			Patrón2			Patrón3			$\bar{x}$	Patrón1			Patrón2			Patrón3			$\bar{x} \pm \sigma$
		1	2	3	4	5	6	7	8	9		1	2	3	4	5	6	7	8	9	
Albahaca	1	0,167	0,164	0,171	0,172	0,163	0,173	0,160	0,171	0,178	0,169	0,0034	0,0033	0,0034	0,0035	0,0033	0,0035	0,0032	0,0034	0,0036	0,0034 ± 1,1E-04
Albahaca	2	0,196	0,193	0,186	0,201	0,202	0,192	0,200	0,189	0,196	0,195	0,0039	0,0039	0,0037	0,0040	0,0040	0,0038	0,0040	0,0038	0,0039	0,0039 ± 1,0E-04
Caléndula cáliz	1	0,128	0,126	0,127	0,119	0,128	0,123	0,125	0,124	0,122	0,125	0,0026	0,0026	0,0026	0,0025	0,0026	0,0025	0,0026	0,0026	0,0025	0,0026 ± 5,6E-05
Caléndula cáliz	2	0,279	0,265	0,270	0,275	0,280	0,280	0,280	0,279	0,281	0,277	0,0055	0,0052	0,0053	0,0054	0,0055	0,0055	0,0055	0,0055	0,0055	0,0054 ± 1,0E-04
Caléndula pétalos	1	0,171	0,182	0,183	0,179	0,180	0,176	0,176	0,173	0,179	0,178	0,0034	0,0036	0,0037	0,0036	0,0036	0,0035	0,0035	0,0035	0,0036	0,0036 ± 7,5E-05
Caléndula pétalos	2	0,181	0,187	0,185	0,189	0,187	0,190	0,199	0,200	0,206	0,192	0,0036	0,0037	0,0037	0,0038	0,0037	0,0038	0,0040	0,0040	0,0041	0,0038 ± 1,5E-04
Cola de Caballo	1	0,273	0,265	0,279	0,280	0,275	0,269	0,281	0,269	0,271	0,274	0,0054	0,0052	0,0055	0,0055	0,0054	0,0053	0,0055	0,0053	0,0053	0,0054 ± 1,0E-04
Cola de Caballo	2	0,332	0,339	0,330	0,340	0,331	0,333	0,341	0,334	0,333	0,335	0,0065	0,0066	0,0064	0,0066	0,0064	0,0065	0,0066	0,0065	0,0065	0,0065 ± 7,7E-05
Eucalipto	1	0,125	0,127	0,121	0,130	0,125	0,128	0,125	0,122	0,127	0,126	0,0026	0,0026	0,0025	0,0027	0,0026	0,0026	0,0026	0,0025	0,0026	0,0026 ± 5,3E-05
Eucalipto	2	0,182	0,181	0,185	0,183	0,178	0,171	0,181	0,172	0,189	0,180	0,0036	0,0036	0,0037	0,0037	0,0036	0,0034	0,0036	0,0035	0,0038	0,0036 ± 1,1E-04
Hinojo	1	0,181	0,185	0,178	0,170	0,179	0,189	0,189	0,189	0,185	0,183	0,0036	0,0037	0,0036	0,0034	0,0036	0,0038	0,0038	0,0038	0,0037	0,0037 ± 1,2E-04
Hinojo	2	0,191	0,199	0,194	0,189	0,196	0,185	0,190	0,182	0,191	0,191	0,0038	0,0040	0,0039	0,0038	0,0039	0,0037	0,0038	0,0036	0,0038	0,0038 ± 9,8E-05
Malva	1	0,256	0,266	0,261	0,246	0,250	0,253	0,247	0,256	0,261	0,255	0,0050	0,0052	0,0051	0,0048	0,0049	0,0050	0,0049	0,0050	0,0051	0,0050 ± 1,3E-04
Malva	2	0,343	0,350	0,334	0,326	0,346	0,331	0,338	0,329	0,332	0,337	0,0067	0,0068	0,0065	0,0063	0,0067	0,0064	0,0066	0,0064	0,0065	0,0065 ± 1,5E-04
Menta	1	0,342	0,350	0,339	0,351	0,348	0,349	0,347	0,352	0,340	0,346	0,0066	0,0068	0,0066	0,0068	0,0068	0,0068	0,0067	0,0068	0,0066	0,0067 ± 9,2E-05
Menta	2	0,375	0,366	0,368	0,374	0,365	0,371	0,368	0,379	0,362	0,370	0,0073	0,0071	0,0071	0,0073	0,0071	0,0072	0,0071	0,0073	0,0070	0,0072 ± 1,0E-04
Ortiga	1	0,388	0,384	0,406	0,408	0,410	0,413	0,409	0,408	0,403	0,403	0,0075	0,0074	0,0079	0,0079	0,0079	0,0080	0,0079	0,0079	0,0078	0,0078 ± 1,9E-04
Ortiga	2	0,443	0,432	0,441	0,444	0,436	0,445	0,421	0,422	0,415	0,433	0,0085	0,0083	0,0085	0,0086	0,0084	0,0086	0,0081	0,0082	0,0080	0,0084 ± 2,1E-04
Perejil	1	0,131	0,136	0,131	0,138	0,137	0,130	0,140	0,132	0,135	0,134	0,0027	0,0028	0,0027	0,0028	0,0028	0,0027	0,0029	0,0027	0,0028	0,0028 ± 6,7E-05
Perejil	2	0,302	0,318	0,302	0,322	0,312	0,300	0,317	0,308	0,312	0,310	0,0059	0,0062	0,0059	0,0063	0,0061	0,0059	0,0062	0,0060	0,0061	0,0061 ± 1,5E-04
Toronjil	1	0,305	0,304	0,307	0,304	0,288	0,310	0,309	0,316	0,301	0,305	0,0060	0,0059	0,0060	0,0059	0,0056	0,0060	0,0060	0,0062	0,0059	0,0060 ± 1,4E-04
Toronjil	2	0,399	0,391	0,397	0,422	0,433	0,437	0,392	0,415	0,413	0,411	0,0077	0,0076	0,0077	0,0082	0,0084	0,0084	0,0076	0,0080	0,0080	0,0079 ± 3,3E-04

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

Los valores de concentración de los dos métodos de secado fueron analizados empleando el diseño de bloques completos al azar, de la misma forma que se aplicó a los valores de concentración de cumarinas, introduciendo los comandos en el programa “R”, variando únicamente los datos asignados de la tabla de valores de flavonoides para su análisis, obteniendo los resultados que se muestran en la tabla 3.18 para la comparación de los métodos de secado.

Fuente	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Valor F	Pr(>F)	Valor F crítico
Planta	10	0.00051386	5,14E-01	26.650.197	<2e-16 ***	1.887.438
Secado	1	0.00007735	7,74E-01	40.116.270	<2e-16 ***	3.897.407
Replica	8	0.00000008	1,00E-04	0.5145	0.8444	1.993.884
Planta : Secado	10	0.00005108	5,11E-02	2.649.104	<2e-16 ***	1.887.438
Residuales	168	0.00000324	1,90E-04			

**Tabla 3.18.** Análisis de varianza para la concentración de Flavonoides

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

Significado de los códigos 0 '\*\*\*\*' 0,001 '\*\*' 0,010 '\*' 0,05 '.' 0,1 '.' 1

### 3.6.2.1. Interpretación

De los datos de varianza obtenidos en la tabla 3.18 se deduce:

- La interacción significativa planta:secado, los métodos de secado no actúan de la misma forma para cada tipo de planta.
- La concentración de Flavonoides para los dos métodos es diferente, observándose mayor concentración en el método de secado artificial.
- Aunque la planta es factor bloqueo, también es significativa en los resultados, es decir no existe la misma concentración de Flavonoides entre las diferentes plantas.
- La réplica no es significativa porque su valor es superior a 0,05.

Al comparar los valores de F experimental y F crítico, este último posee un valor menor, de igual manera la probabilidad es menor que el nivel de significancia (0,05), lo que implica el rechazo de la hipótesis nula planteada que hace referencia a la igualdad de los métodos de secado, concluyendo que el secado artificial permite un mayor rendimiento de las sustancias activas.

Mediante el Diseño de Bloques completos al azar se evidenció una diferencia significativa de la concentración de Flavonoides en las plantas secadas por los dos métodos, obteniendo una mayor concentración en las especies vegetales secadas artificialmente, contribuyendo a lo expuesto por Milanés y col (1999) quienes explican que al realizar la extracción de Flavonoides con etanol y al comparar los extractos obtenidos de drogas expuestas a secado a la estufa y secado a la sombra, se alcanzaron valores más altos de concentración de Flavonoides en la droga sometida a proceso de secado artificial.

#### AUTORES:

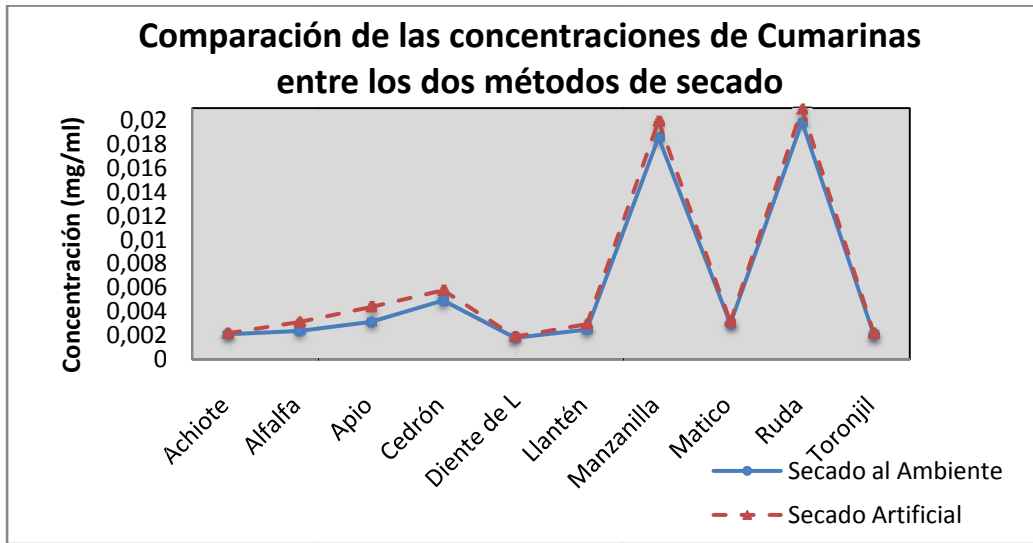
Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

**3.6.3. Comparación gráfica de las concentraciones de flavonoides y cumarinas**

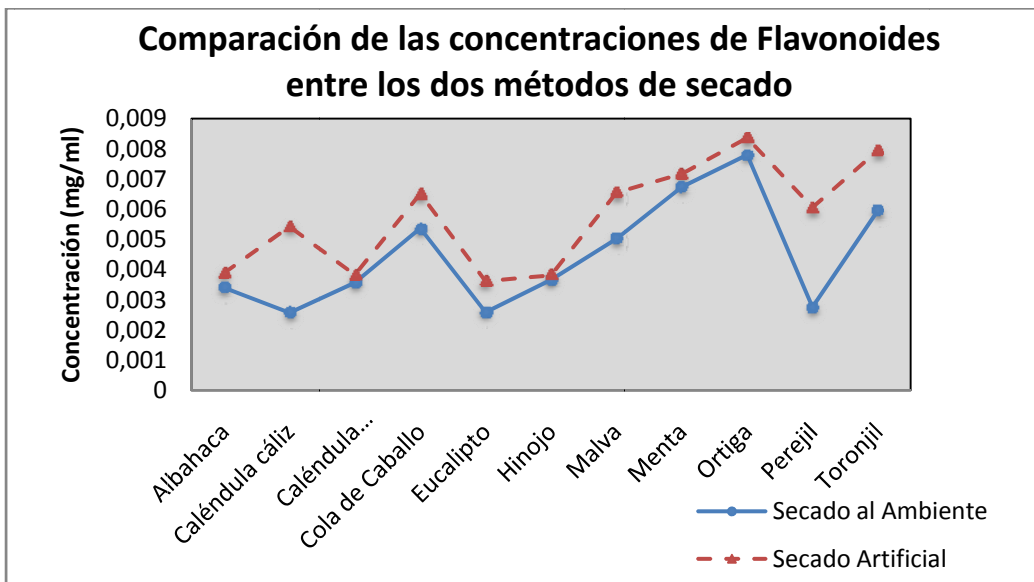
Para realizar una comparación gráfica de las concentraciones de los metabolitos obtenidos por secado al ambiente y secado artificial se consideraron las medias de las concentraciones de flavonoides y cumarinas que se representan en las figuras 3.7 y 3.8.



**Figura 3.7** Ilustración comparativa de las concentraciones de Cumarinas entre el Secado al ambiente y el Secado artificial.



UNIVERSIDAD DE CUENCA



**Figura 3.8** Ilustración comparativa de las concentraciones de Flavonoides entre el Secado al ambiente y el Secado artificial.

En las figuras 3.7 y 3.8 se observa que la concentración de Flavonoides y Cumarinas en las especies vegetales sometidas a secado artificial es superior, comparado con el método de secado al ambiente. La disminución de la concentración de los metabolitos puede depender de las condiciones de humedad y temperatura a las que se expuso la droga en el proceso de secado provocando que el contenido de agua presente en la droga secada al ambiente sea mayor, Kuklinski (2000) indica que la cantidad de agua superior al 10%, favorece la actividad enzimática, catalizando reacciones que generan deterioro en la composición química, dando lugar a hidrólisis y oxidación de los principios activos, siendo la oxidación la principal reacción de deterioro de los flavonoides por considerarse sustancias fácilmente oxidables.

En las plantas desecadas artificialmente, la concentración de flavonoides se incrementa considerablemente desde el 6-54% en relación al secado al ambiente, lo mismo sucede con las plantas que contienen Cumarinas, su incremento de

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

concentración varía del 4-28% dependiendo de la especie vegetal. Al respecto Acosta (2003) y Oteiza (2003), señalan que la desecación constituye la etapa más importante en el manejo post cosecha de las plantas, pues el método de secado y la temperatura utilizada en cada uno influye considerablemente en la efectividad de los principios activos y, por lo tanto, en su calidad, lo que se demuestra a través de los resultados expuestos en nuestro trabajo al confirmar que el método de secado artificial brinda mayores ventajas frente al secado natural por el adecuado control de las variables de tratamiento.

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### 4. CONCLUSIONES

Nuestro estudio se fundamentó en la valoración comparativa de dos métodos de secado de plantas medicinales, en los que se conservó homogéneas las condiciones de tratamiento pre y post secado para la posterior identificación y cuantificación de flavonoides y cumarinas. Los resultados de concentración obtenidos para ambos métodos de secado fueron analizados y se concluyó que:

- El análisis estadístico confirma que los dos métodos son diferentes y que el método artificial ofrece mayores beneficios, pues la concentración de los metabolitos resultó ser mayor en las plantas desecadas artificialmente, debido principalmente a la rápida y mayor eliminación de H<sub>2</sub>O presente en la droga vegetal y su control de variables como temperatura, tiempo, luz, lo que no es posible en el secado al ambiente.
- La diferencia de concentración en las plantas desecadas al ambiente se debe a los cambios inducidos por la presencia de H<sub>2</sub>O dentro de la droga, que provoca una serie de reacciones enzimáticas generando cambios en la composición química de la misma, lo que se evidenció con el cambio de color de la estructura vegetal. (Ver Anexos)
- El inconveniente del secado artificial es su alto costo por el consumo de energía, sin embargo optimiza el tiempo y acelera el proceso ya que existe una relación inversa entre la temperatura y el tiempo de secado.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



**UNIVERSIDAD DE CUENCA**

## **5. RECOMENDACIONES**

- Valorar metabolitos más sensibles como los ácidos fenólicos, a través de su cuantificación para estandarizar el método de secado artificial.
- Al usar la técnica descrita por Osorio y col (2004), para la cuantificación de cumarinas, se debe emplear la centrifugación en lugar de la filtración ya que estos autores no especifican las características del papel filtro a utilizar.
- Evaluar el uso del acetato de plomo utilizado en la cuantificación de flavonoides para evitar la interferencia de la clorofila y de esta manera expresar valores reales de concentración de los metabolitos.

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### 6. BIBLIOGRAFÍA

- **Acosta Lerida**, *La Producción Agrícola de Plantas Medicinales en Cuba*, 2003
- **Álvarez Analia**, *Química Orgánica 1*, 2009, Cibex.
- **Alvarez Néstor, Martínez José L.**, *Algunos Procedimientos Para Asegurar la Calidad de los Medicamentos Herbarios*, Chile, 2004, Pág. 6
- **Arango Acosta Gabriel Jaime**, *Introducción al Metabolismo Secundario, Compuestos Derivados del Ácido Shiquímico*, Medellín, 2008, pág.
- **Arias Chalico Luis**, *Atlas de las Plantas de la Medicina Tradicional Mexicana*, Mexico, 2009. Biblioteca digital de la medicina tradicional mexicana.
- **Ariza Sandra Y., Rueda Diana C., Rincón V. Javier, Linares Edgar L. y Guerrero Mario F.**, *Efectos Farmacológicos sobre El Sistema Nervioso Central Inducidos por Cumarina, Aislada de Hygrophila Tyttha Leonard*, vol.14, Bogotá, Colombia, 2007.
- **Arraiza Paz**, *Métodos analíticos para identificación de plantas medicinales*, 2005, pág.254
- **Astudillo Adelina**, *Prácticas de Farmacognosia*, Cuenca 2005, Pág. 6, 24.
- **Ávalos García Adolfo, Pérez-Urria Carril Elena**, *Serie Fisiología Vegetal, Metabolismo secundario de plantas*, Madrid, 2009, La Reduca (Biología), pág 129,130,131.
- **Badilla P.**, *Boletín de Plantas Medicinales y Aromáticas*, Calidad en la Elaboración y Producción de Plantas Medicinales, Chile, 2003
- **Berdonces I Serra Josep Lluís**, *Gran Enciclopedia de las Plantas Medicinales*, Tomos 1°, 2°, 3°, Barcelona, 1998, Tikal Ediciones, págs. 61, 62, 297, 626, 92,93, 102,103, 147, 148, 332, 333, 395, 638, 639, 650, 651, 666, 672, 673, 680, 681, 732, 762, 840.

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

- **Boubeta** Antonio Rial, Jesús Varela Mallou, *Estadística Práctica para la investigación en ciencias de la salud*, España 2008, Netbiblo, pág.112.
- **Bustos Alexander, Rodriguez Caicedo Daniel, Cantor Fernando,** Andeva para Diseño Completamente al Azar (DCA), Vol 4, Nueva Granada, 2008, Págs144-147.
- **Caprette David R.,** *La prueba t de Student*, 2005.
- **Carrión Jara Ana Victoria, García Gómez Cándida Rafaela,** Tesis “Preparación de extractos vegetales: Determinación de la Eficiencia Metódica”, Cuenca, 2010, págs. 57, 70, 76, 84.
- **Cartaya O. E Reinaldo Inés,** *Cultivos Tropicales, Flavonoides: Características químicas y aplicaciones*, 2001, vol.22, No. 2, p. 5-14
- **Cortés Diego, Andreu Inmaculada, Bermejo Almudena, Zafra-Polo M. Carmen,** *Fitoterapia, Vademecum de Prescripción*, Cuarta Edición Barcelona – España, 2003, MASSON, págs.29, 31.
- **Cruz V. Sully,** Control de Calidad de materia prima y productos fitoterapéuticos, 2005.
- **Dattoli Edgar,** *Cátedra de Farmacognosia y Productos Naturales, Preparación de Extractos*, 2001, pág.3.
- **Dominguez, X. A.,** *Métodos de investigación Fitoquímica*, segunda edición, Mexico, 1973, Limusa.
- **Evans William Charles,** *Farmacognosia Trease- Evans*, Décima tercera Edición, Traducido por: Jesús Cabo Torres, México, 1991, Editorial Interamericana, págs. 288, 449, 560-563.
- **Faulí i Trillo C.** Tratado de Farmacia Galénica. Madrid: Farmacia **2000,** Luzán S.A. Ediciones.
- **Grünwald, Jörg, Jänicke Chirstof,** *La Farmacia Verde*, 2006, Editorial Everets, págs. 324,325.

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

- **Kreyszig Erwin**, *Introducción a la Estadística Matemática, Principios y métodos*, México, 1974, Editorial Limusa, pág. 234-237, 490.
- **Kuklinski Claudia**, *Farmacognosia*, Barcelona, 2000, Ediciones Omega, págs.4, 51,52
- **Lock Olga, Cabello Isabel, Doroteo Víctor Hugo**, *Análisis De Flavonoides en plantas*, Práctic VI, Lima – Perú, 2006, pág 2-6.
- **Martin W. Eric, Cook E. Fullerton, Leuallen E. Emerson, Osol Arthur, Tice Linwood F., Van Meter Clarence T.**, *Farmacología Práctica de Remington*, Segunda Edición, México, 1965, Traducción de la duodécima edición en inglés por Carrera Oscar G. y Contró Malo Francisco, Editorial Hispano América, pág. 1523.
- **Martínez José L, Rodríguez José, Bandoni, Arnaldo, Medina María Engracia, Morón Francisco, Moyna Patrick**, *Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas*, BLACMA Vol.3, Santiago de Chile, 2004. Pág. 4
- **Martinez M. Alejandro**, *Flavonoides*, 2009, página 10, 15.
- **Merck**, *Reactivos Productos químicos*, 2002, págs. 42, 238, 155, 156, 673, 835, 844, 855, 921.
- **Milanés Santana Rafael, Alonso Rodríguez Dalyla, González Aguilar Gerardo**, *Farmacognosia de la droga "flores de majagua". Estandarización de la droga cruda. Alteraciones de la droga*, Revista Cubana de Plantas Medicinales, 1999, págs. 79-81.
- **Navarro Alfano Marisell**, *La Liofilización de productos Farmacéuticos*, Sintefarma, 1998.
- **Osório De Carvalho Adriana E Seferin Martins Jorge Luiz**, *Determinação de cumarina em extrato fluido e tintura de guaco por espectrofotometria derivada de primeira orden*, Rev. Bras. Cienc. Farm, vol. 40, n. 4, São Paulo, Brazil, 2004, pág. 481-485.

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

- **Oteiza Fidel**, *Boletín de Plantas Medicinales y Aromáticas*, Santiago de Chile, 2003, Centro de Documentación,.
- Pagano Robert R., *Estadística para las ciencias del comportamiento*, séptima edición, Australia 2006, Thomson ediciones, págs. 277, 280, 281,296
- **Parker Philip M.**, *Absorbs Webster's Quotations, Facts and Phrases*, ICON Group International San Diego California, 2008, Publicado por Icon, impreso en USA, pág.422.
- **Parkway Twinbrook, Rockvill**, *USP XXII The United States Pharmacopedia The National Formulary*, The United States, 1989, Printed by Mack Printin Company, Easton PA, NF XVII, Twenty second revision.
- **Pino Pérez F., Perez Benito D.**, *Análisis de elementos-traza por espectrofotometría de absorción molecular uv-visible*, Murcia, 1983, Impreso por San Pablo, pág.36.
- **Primo Yúfera Eduardo**, *Química Orgánica Básica y Aplicada de la Molécula a la Industria*, Tomo II, Barcelona, 2007, Editorial Reverté, págs. 915-924.
- **Rodríguez Ferradá Carlos Alberto, Carballo Guerra Caridad, Hechevarría Sosa Isabel, Acosta de la Luz Lérica**, *Revista Cubana de Plantas Medicinales "Ahorro de energía en el secado de plantas medicinales"*, La Habana, Cuba, 2005, págs.
- **Seigler David S.**, *Metabolismo secundarios de las plantas*, 1995, United States of American, 2002, Segunda impresión Kluwer Academic Publishers, págs. 130,131,132.
- Shier Rosie, *Pruebas T pareadas*, 2004 págs 1-4
- **Soberón Acevedo Guillermo, Lieberman L. Mario Y Col**, *Farmacopea de los Estados Unidos Mexicanos*, Quinta edición, México, 1988, págs. 113, 114.

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

- **Soriano De Richard Eva**, *Los Metabolitos de las Plantas y células cancerosas*, 2003, pág 194.
- **Sung Isabel, Agapito Teodoro**, *Fito Medicina 1100 Plantas Medicinales*, Lima- Perú, 2004, Editorial Isabel, Tomo I, II, págs. 6, 24, 68, 135, 188, 222, 254, 325, 356, 449,
- **Tejero Isis Saz**, *Recolección y conservación de plantas* 2003, págs. 3,4.
- **Tenorio López Fermin Alejandro, Del Valle Mondragón Leonardo, Pastelín Hernández Gustavo**, *Los Flavonoides y el Sistema Vascular ¿Pueden ser una alternativa Terapéutica?*, Archivos de Cardiología México, 2006, México, Vol 76, supl 4.
- **Tlacuilo Morales Alejandra, Acosta Lomas Antonio**, *Aislamiento de Nuevos Principios Activos a partir de plantas terrestres*, México, 2007, Año 3, Número 16.
- **Torrecilla Victorio A.**, *Liofilización*, 2003, pág 1.
- **Vásquez Henry Estuardo Del Cid**, *Extracción a nivel de laboratorio, de los pigmentos colorantes del tipo Flavonoides contenidos en la Flor del Subín (Acacia Farnesiana L. Willd) proveniente de un Bosque silvestre Guatemalteco*, Guatemala, 2004, Pág. 10, 58,59.
- **Vega Murillo Vicente E.**, *Diseño de Bloques completos al azar*, 2009, págs. 1,2.
- **Wagner Hildebert, Blatt Sabine, Rickl V**, *Plant Drug Analysis: A Thin Layer Chromatography Atlas*, 2009, Edición 2, Springer.

### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

### 7. GLOSARIO

- **Astringente:** Seca y contrae los tejidos inflamados o supurantes.
- **Carminativo:** Agente que previene la formación de gases en el tubo digestivo o provocan la expulsión de los mismos, aliviando así los cólicos y los espasmos.
- **Colagogo:** Sustancia o medicamento que provoca la evacuación de la bilis.
- **Emenagogo:** Que promueve el flujo menstrual.
- **Emoliente:** Alivia, suaviza y protege la piel y las mucosas
- **Estomáquico:** Que favorece la digestión gástrica.
- **Glucósidos:** son un conjunto de moléculas compuestas por un glúcido (generalmente monosacáridos) y un compuesto no glucídico. En las plantas se hidrolizan en presencia de agua y una enzima, generando azúcares importantes en su metabolismo.
- **Grados de libertad:** Para cualquier estadística es el número de datos que se pueden variar libremente al calcular dicha estadística.
- **Hemoptisis:** Consiste en la expulsión de sangre, con la tos, procedente de la vía respiratoria subglótica.
- **Heterósido:** Estructura formada por la unión de un azúcar y un aglicón.
- **Percolador:** recipiente estrecho en forma de cono con ambos extremos abiertos
- **Planta medicinal:** Vegetal que contenga en cualquiera de sus partes alguna sustancia con actividad farmacológica que pueda utilizar con fines terapéuticos o que se pueda emplear como prototipo para obtener nuevos fármacos por síntesis o hemisíntesis farmacéutica.
- **Vitamina P:** Bajo este nombre se agrupa el complejo de bioflavonoides tales como la citrina, la rutina, la hesperidina, los flavones y los flavonoles, un grupo de componentes ligados a la vitamina C. Su función es la de potenciar la acción de la vitamina C además de ayudar a que esta no sea destruida por la oxidación del

#### AUTORES:

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



## UNIVERSIDAD DE CUENCA

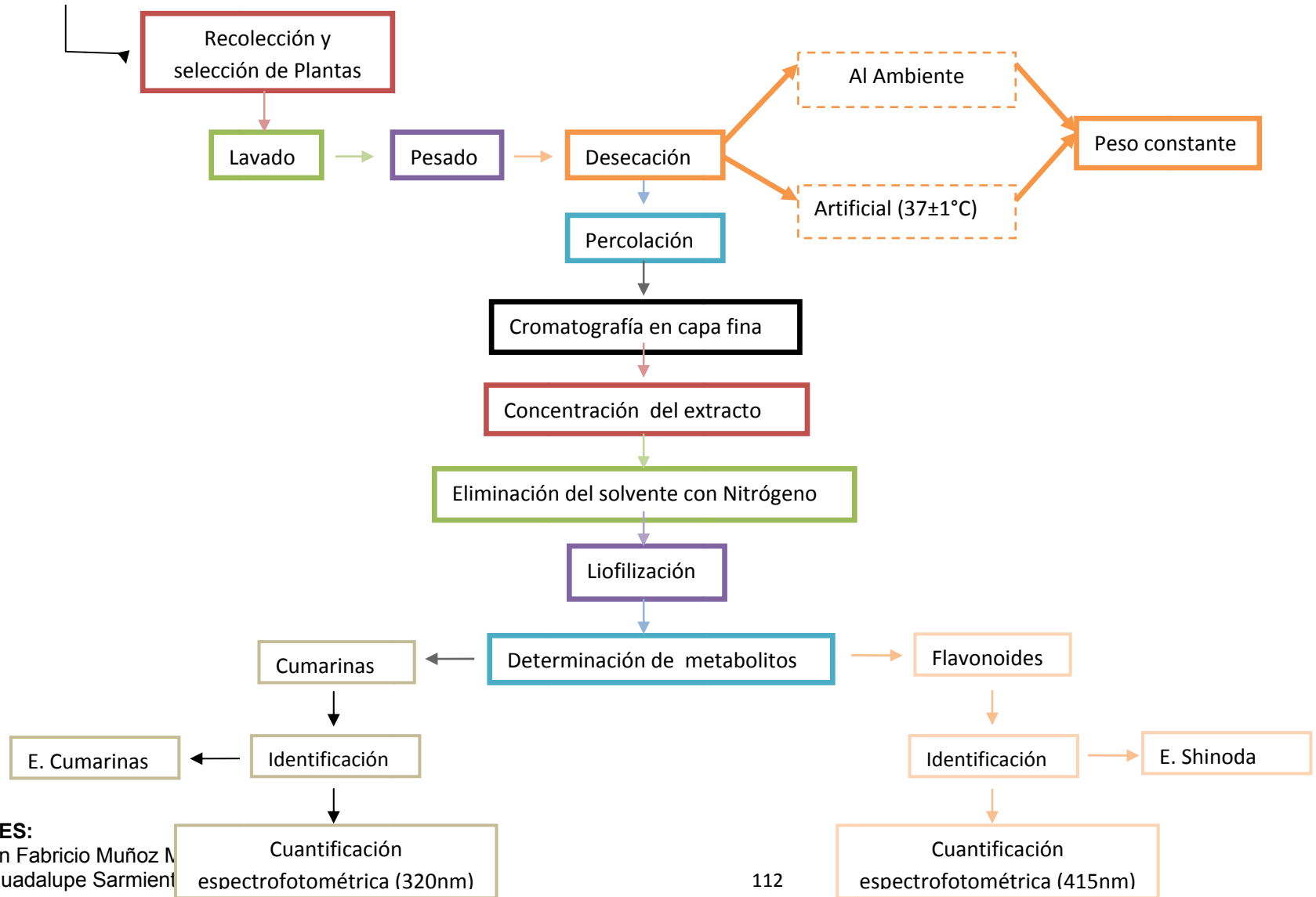
aire, tiene un gran poder antioxidante y fortalece las paredes de los capilares, siendo un factor de eficacia antihemorrágica.

### **AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



### PROCESO DE EXTRACCIÓN DE FLAVONOIDES Y CUMARINAS



**AUTORES:**  
Jonathan Fabricio Muñoz M  
Digna Guadalupe Sarmient

Gráfico 8.1 Procedimiento de obtención de extractos secos y cuantificación





UNIVERSIDAD DE CUENCA

PLANTAS CON CUMARINAS

PLANTAS CON FLAVONOIDES

**Tabla 8.1: Datos de recolección de Plantas medicinales**

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

PLANTAS CON CUMARINAS							
Nombre de la planta	Droga	Lugar de recolección	Fecha de recolección y lavado	Nombre de la planta	Droga	Lugar de recolección	Fecha de recolección y lavado
Achiote	Hojas	Cuenca-Azuay	30/01/2010	Albahaca	Hojas	Cuenca-Azuay	14/01/2010
Alfalfa	Hojas	Cuenca-Azuay	19/01/2010	Caléndula	Flores	Cuenca-Azuay	30/01/2010
Apio	Hojas	Cuenca-Azuay	02/02/2010	Cola de caballo	Hojas	Cuenca-Azuay	05/01/2010
Cedrón	Hojas	Cuenca-Azuay	28/01/2010	Eucalipto	Hojas	Cuenca-Azuay	05/01/2010
Diente de león	Hojas	Cuenca-Azuay	19/01/2010	Hinojo	Hojas	Cuenca-Azuay	05/01/2010
Llantén	Hojas	Cuenca-Azuay	21/01/2010	Malva	Hojas	Cuenca-Azuay	05/01/2010
Manzanilla	Flores	Cuenca-Azuay	02/02/2010	Menta	Hojas	Cuenca-Azuay	14/01/2010
Matico	Hojas	Cuenca-Azuay	05/02/2010	Ortiga	Hojas	Cuenca-Azuay	14/01/2010
Ruda	Hojas	Cuenca-Azuay	21/01/2010	Perejil	Hojas	Cuenca-Azuay	05/01/2010
Toronjil	Hojas	Cuenca-Azuay	05/01/2010	Toronjil	Hojas	Cuenca-Azuay	05/01/2010

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

Nombre de la planta	Droga	Peso inicial (g)	Tiempo de secado* (días) – Peso (g)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13		
Secado al Ambiente	Achiote	Hojas	126,79	64,88	59,90	58,95	58,43	58,44									
	Alfalfa	Hojas	182,89	118,69	85,35	60,42	42,91	41,79	41,28	41,27							
	Apio	Hojas	132,11	101,73	76,08	69,54	56,31	40,63	36,89	36,18	36,19						
	Cedrón	Hojas	126,50	100,14	84,69	72,48	71,50	71,50									
	Diente de león	Hojas	138,06	77,70	49,83	32,33	20,21	19,26	18,86	18,86							
	Llantén	Hojas	183,36	76,46	65,93	51,03	41,29	33,99	31,09	29,09	28,45	27,81	27,80				
	Manzanilla	Flores	246,02	183,02	135,35	102,50	91,14	88,67	62,79	57,88	57,56	57,16	55,71	55,12	54,78	54,77	
	Matico	Hojas	162,52	111,20	79,20	60,97	57,81	56,86	55,53	55,01	54,63	54,64					
	Ruda	Hojas	254,09	155,29	138,10	127,51	106,94	90,55	76,75	67,06	59,46	51,36	50,11	47,62	47,21	47,23	
	Toronjil	Hojas	97,96	65,22	22,76	22,33	22,25	22,20	22,19								
Artificial	Achiote	Hojas	126,79	54,22	54,14	53,77	53,76										
	Alfalfa	Hojas	182,89	39,90	39,35	39,37											
	Apio	Hojas	132,11	34,97	34,86	34,86											

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
 Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

**Tabla 8.2: Deseccación de plantas medicinales con Cumarinas**

	Cedrón	Hojas	126,50	62,47	62,49				
	Diente de león	Hojas	138,06	18,41	18,42				
	Llantén	Hojas	183,36	34,53	24,08	23,99	23,96		
	Manzanilla	Flores	246,02	45,06	42,23	42,24			
	Matico	Hojas	162,52	50,22	49,12	48,85	48,84		
	Ruda	Hojas	254,09	79,95	55,68	45,25	45,24		
	Toronjil	Hojas	97,96	20,37	20,32	20,31			

**Tabla 8.3: Deseccación de plantas medicinales con Flavonoides**

PLANTAS CON FLAVONOIDES													
Nombre de la planta	Droga	Peso inicial (g)	Tiempo de secado* (días) – Peso (g)										
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	
Secado al Ambiente	Albahaca	Hojas	185,33	101,89	45,41	39,10	37,21	36,67	36,28	36,27			
	Caléndula	Cáliz	43,23	30,70	24,65	14,24	12,60	11,52	10,43	9,80	8,76	8,75	
	Caléndula	Pétalos	309,58	119,44	83,96	63,19	44,74	40,95	38,20	35,87	35,81	35,68	35,67
	Cola de caballo	Hojas	198,62	71,36	52,88	52,48	52,14	52,06	52,06				
	Eucalipto	Hojas	115,70	86,54	70,72	56,94	47,09	47,31	47,30				
	Hinojo	Hojas	230,81	131,74	93,27	64,13	47,65	47,49	47,05	46,02	46,03		
	Malva	Hojas	111,90	82,98	69,54	57,40	40,45	36,68	34,95	34,33	34,25	34,20	34,19

\* Tiempo de secado hasta peso constante para plantas con Cumarinas



UNIVERSIDAD DE CUENCA

	Menta	Hojas	133,52	46,53	19,22	18,62	18,59	18,55	18,55				
	Ortiga	Hojas	110,62	36,90	26,94	26,46	26,31	26,22	26,20				
	Perejil	Hojas	139,67	67,81	46,59	33,71	26,81	26,56	26,12	25,91	25,87	25,28	25,27
	Toronjil	Hojas	97,96	22,76	22,30	22,23	22,13	22,25	22,24				
Secado Artificial (37±1°C)	Albahaca	Hojas	185,33	35,12	33,82	33,76	33,63	33,62					
	Caléndula	Cáliz	43,23	8,37	8,08	8,08							
	Caléndula	Pétalos	309,58	32,55	32,48	32,24	32,24						
	Cola de caballo	Hojas	198,62	45,34	45,11	45,12							
	Eucalipto	Hojas	115,70	47,64	47,33	47,34							
	Hinojo	Hojas	230,81	43,00	42,91	42,90							
	Malva	Hojas	111,90	30,69	30,37	30,13	30,12						
	Menta	Hojas	133,52	17,31	17,30								
	Ortiga	Hojas	110,62	24,60	24,59								
	Perejil	Hojas	139,67	24,61	24,45	24,45							
	Toronjil	Hojas	97,96	20,37	20,32	20,32							

\*Tiempo de secado hasta peso constante para plantas con Flavonoides

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA

Tabla 8.4: Cuantificación de Cumarinas empleando filtración en el ensayo.

CUANTIFICACIÓN DE CUMARINAS (FILTRADO)																					
Plantas	Secado	LECTURAS ESPECTROFOTOMÉTRICAS (nm)									CONCENTRACION (mg/ml)										
		Patrón1			Patrón2			Patrón3			x̄	Patrón1			Patrón2			Patrón3			x̄ ± σ
		1	2	3	4	5	6	7	8	9		1	2	3	4	5	6	7	8	9	
Achiote	1	0,228	0,228	0,229	0,258	0,243	0,255	0,261	0,235	0,231	0,241	0,0026	0,0026	0,0026	0,0030	0,0028	0,0029	0,0030	0,0027	0,0026	0,0027 ± 1,78E-04
Achiote	2	0,265	0,262	0,259	0,263	0,264	0,260	0,263	0,258	0,262	0,262	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030 ± 3,02E-05
Alfalfa	1	0,218	0,209	0,208	0,208	0,207	0,208	0,215	0,209	0,202	0,209	0,0024	0,0023	0,0023	0,0023	0,0023	0,0023	0,0024	0,0023	0,0022	0,0023 ± 6,00E-05
Alfalfa	2	0,245	0,243	0,251	0,244	0,241	0,246	0,253	0,259	0,246	0,248	0,0028	0,0028	0,0029	0,0028	0,0027	0,0028	0,0029	0,0030	0,0028	0,0028 ± 7,38E-05
Apio	1	0,317	0,312	0,314	0,319	0,309	0,310	0,306	0,310	0,301	0,311	0,0037	0,0037	0,0037	0,0037	0,0036	0,0036	0,0036	0,0036	0,0035	0,0036 ± 7,10E-05
Apio	2	0,404	0,401	0,405	0,409	0,408	0,400	0,402	0,408	0,406	0,405	0,0048	0,0048	0,0049	0,0049	0,0049	0,0048	0,0048	0,0049	0,0049	0,0049 ± 4,23E-05
Cedrón	1	0,442	0,441	0,440	0,469	0,487	0,487	0,451	0,450	0,462	0,459	0,0053	0,0053	0,0053	0,0057	0,0059	0,0059	0,0055	0,0054	0,0056	0,0056 ± 2,42E-04
Cedrón	2	0,511	0,506	0,513	0,514	0,508	0,510	0,507	0,514	0,513	0,511	0,0062	0,0062	0,0063	0,0063	0,0062	0,0062	0,0062	0,0063	0,0063	0,0062 ± 3,99E-05
Diente de León	1	0,261	0,264	0,261	0,261	0,251	0,265	0,263	0,261	0,261	0,261	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0029	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030	0,0030 ± 5,20E-05
Diente de León	2	0,277	0,276	0,270	0,273	0,276	0,279	0,279	0,272	0,279	0,276	0,0032	0,0032	0,0031	0,0031	0,0032	0,0032	0,0032	0,0031	0,0032	0,0032 ± 4,29E-05
Llantén	1	0,199	0,196	0,191	0,189	0,198	0,199	0,201	0,198	0,197	0,196	0,0022	0,0021	0,0021	0,0021	0,0022	0,0022	0,0022	0,0022	0,0022	0,0022 ± 5,10E-05
Llantén	2	0,248	0,252	0,256	0,249	0,256	0,253	0,246	0,250	0,252	0,251	0,0028	0,0029	0,0029	0,0028	0,0029	0,0029	0,0028	0,0028	0,0029	0,0029 ± 4,44E-05
Manzanilla	1	1,731	1,700	1,729	1,715	1,736	1,733	1,716	1,715	1,736	1,723	0,0220	0,0216	0,0220	0,0218	0,0221	0,0220	0,0218	0,0218	0,0221	0,0219 ± 1,61E-04
Manzanilla	2	1,830	1,820	1,845	1,826	1,838	1,830	1,838	1,824	1,846	1,833	0,0233	0,0232	0,0235	0,0233	0,0234	0,0233	0,0234	0,0232	0,0235	0,0233 ± 1,19E-04
Matico	1	0,200	0,205	0,198	0,198	0,195	0,206	0,197	0,195	0,203	0,200	0,0022	0,0023	0,0022	0,0022	0,0021	0,0023	0,0022	0,0021	0,0022	0,0022 ± 5,34E-05
Matico	2	0,381	0,375	0,387	0,381	0,387	0,380	0,384	0,382	0,390	0,383	0,0045	0,0045	0,0046	0,0045	0,0046	0,0045	0,0046	0,0046	0,0047	0,0046 ± 5,86E-05
Ruda	1	1,820	1,815	1,812	1,826	1,815	1,833	1,836	1,834	1,823	1,824	0,0232	0,0231	0,0231	0,0233	0,0231	0,0233	0,0234	0,0234	0,0232	0,0232 ± 1,17E-04
Ruda	2	1,850	1,846	1,840	1,844	1,854	1,847	1,849	1,846	1,844	1,847	0,0236	0,0235	0,0234	0,0235	0,0236	0,0235	0,0235	0,0235	0,0235	0,0235 ± 5,22E-05
Toronjil	1	0,193	0,190	0,196	0,202	0,207	0,204	0,200	0,202	0,199	0,199	0,0021	0,0021	0,0021	0,0022	0,0023	0,0023	0,0022	0,0022	0,0022	0,0022 ± 6,99E-05
Toronjil	2	0,240	0,241	0,246	0,240	0,241	0,245	0,241	0,242	0,241	0,242	0,0027	0,0027	0,0028	0,0028	0,0027	0,0027	0,0028	0,0027	0,0027	0,0028 ± 3,67E-05

AUTORES: Jonathan Fabricio Muñoz Montero  
Digna Guadalupe Sarmiento Sidor

- 1) Secado al Ambiente
- 2) Secado Artificial



UNIVERSIDAD DE CUENCA



**Figura 8.1** Lavado



**Figura 8.2** Dsecación



**Figura 8.3** Apio 1(secado al ambiente),  
Apio 2 (Secado Artificial)



**Figura 8.4** Fracciones de 20ml para la  
cromatografía

**AUTORES:**

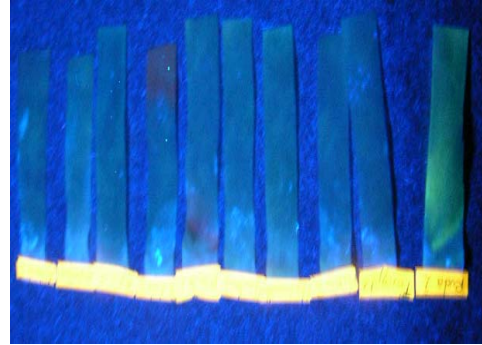
Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi



UNIVERSIDAD DE CUENCA



**Figuras 8.4** Ensayo para Cumarinas en muestras desecadas al ambiente



**Figura 8.5** Ensayo para Cumarinas en muestras desecadas artificialmente



**Figura 8.6** Ensayo de Shinoda en muestras desecadas al ambiente.



**Figura 8.7** Ensayo de Shinoda en muestras desecadas artificialmente.

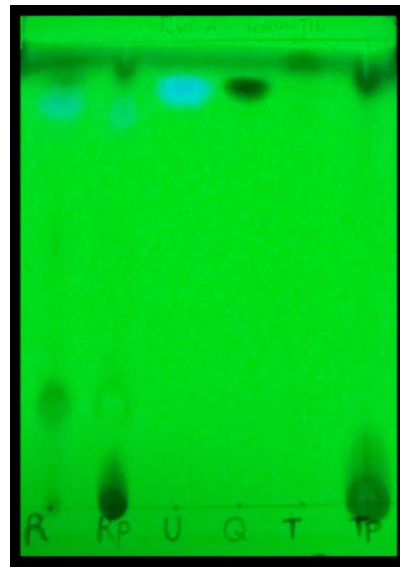
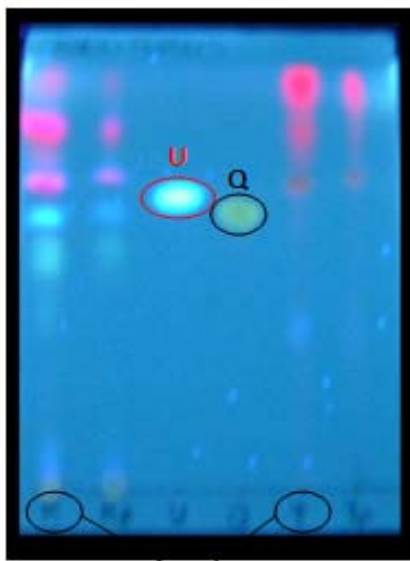
**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi





UNIVERSIDAD DE CUENCA



R y T sin precipitar

**Figuras 8.8 y 8.9** Placas cromatográficas de la Ruda (R) y Toronjil (T) sin precipitación de la clorofila y con precipitación de la clorofila con acetato de plomo (Rp y Tp).

**AUTORES:**

Jonathan Fabricio Muñoz Montenegro  
Digna Guadalupe Sarmiento Sinchi