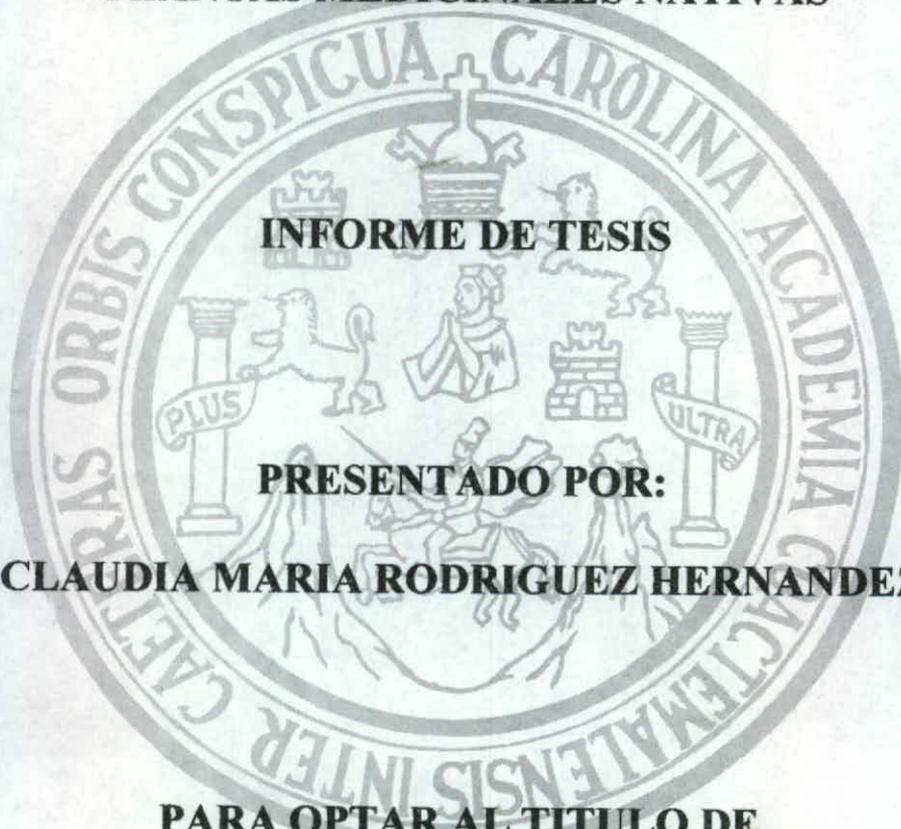


**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE CIENCIAS QUIMICAS Y FARMACIA**

**AUTENTICACION CITOHIISTOLOGICA DE CUATRO  
PLANTAS MEDICINALES NATIVAS**



**INFORME DE TESIS**

**PRESENTADO POR:**

**CLAUDIA MARIA RODRIGUEZ HERNANDEZ**

**PARA OPTAR AL TITULO DE  
QUIMICO FARMACEUTICO**

**Guatemala, marzo del 2,000.**

DL

06

†(2090)

## JUNTA DIRECTIVA

### FACULTAD DE CIENCIAS QUIMICAS Y FARMACIA

DECANA	LICDA. HADA MARIETA ALVARADO BETETA
SECRETARIO	LIC. OSCAR FEDERICO NAVE HERRERA
VOCAL I	DR. OSCAR MANUEL COBAR PINTO
VOCAL II	DR. RUBEN DARIEL VELASQUEZ MIRANDA
VOCAL III	LIC. RODRIGO HERRERA SAN JOSE
VOCAL IV	BR. DAVID ESTUARDO DELGADO GONZALEZ
VOCAL V	BR. ESTUARDO SOLORZANO LEMUS

## ACTO QUE DEDICO A:

- Dios: Por guiarme por el sendero del conocimiento.
- Mis padres: José Rodolfo Rodríguez Reyes  
María del Carmen Hernández de Rodríguez  
por su cariño y especial apoyo.
- Mi hermana: Ana Beatriz Rodríguez Hernández  
con amor fraternal.
- Mis abuelas: Lucila Hernández  
Guadalupe Reyes vda. de Rodríguez  
Por su cariño.
- Mi tía: Alicia Rosales Hernández †  
por todos sus recuerdos y amor.
- Mis tíos, primos y demás familiares: A todos con cariño.
- Mi novio: Leonel de León Salazar  
Por su cariño y apoyo en todas las actividades realizadas.
- Mi familia política: Higinio Abel de León, Emilia de de León, Javier de León, Irma de de León, Catherine de León, Ligia de León de Martínez, Juan Miguel Martínez y Ana Isabel Martínez.  
Por demostrarme cariño sincero.
- Mis amigos y compañeros: Especialmente a Mayra Susana Mazariegos Rabanales,  
por ofrecerme su amistad sincera.
- Mi patria: Por ser el país que me vió nacer.
- La Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia.
- La Universidad de San Carlos de Guatemala

## **AGRADECIMIENTO ESPECIAL**

A licenciada Haydee Paniagua de Díaz, por el asesoramiento, enseñanza y colaboración prestada durante la realización del presente trabajo de tesis, así como la oportunidad para llevarla a cabo.

A LABORATORIOS FARMAYA, S.A., especialmente a Licda. Lidia Girón y a Lic. Armando Cáceres por el apoyo y asesoría prestados durante la realización del trabajo de investigación.

A Ing. Negli Gallardo de la Facultad de Agronomía, USAC y a Lic. Juan Fernando Díaz, por su colaboración en la toma de fotografías.

A Ing. Leonel de León, por su apoyo y colaboración en los trabajos de impresión.

## INDICE

CONTENIDO	PAGINAS
Resumen	1
1. Introducción	2
2. Antecedentes	3 - 4
3. Justificación	5
4. Objetivos	6
5. Hipótesis	7
6. Materiales y Métodos	8 - 16
7. Resultados	17 - 39
8. Discusión de Resultados	40 - 45
9. Conclusiones	46
10. Recomendaciones	47
11. Bibliografía	48 - 51
12. Anexos	52 - 74

## RESUMEN

El objetivo del presente trabajo de tesis fue autenticar citohistológicamente 4 plantas utilizadas como antimicrobianas y a las cuales se les ha comprobado esta actividad farmacológica.

El estudio identificó las características citohistológicas de los órganos de las siguientes plantas medicinales: foliolas de *Simarouba glauca* DC. (aceituno), hoja de *Psidium Guajava* L. (guayaba), hojas de *Tagetes lucida* Cav. (pericón) y corteza de *Byrsonima crassifolia* L. (nance).

La metodología analítica comprendió la realización de cortes con micrótopo de parafina, cortes con hoja de afeitar, observación de epidermis a nivel superficial y diafanizaciones. A los cortes obtenidos se les agregaron reactivos histológicos específicos para la identificación de tejidos y sustancias segregadas por las plantas.

Cada una de las plantas estudiadas presentaron diferentes estructuras que hacen posible su diferenciación a nivel microscópico, lo cual proporciona información acerca de los tejidos que pudieran observarse en la materia prima pulverizada que es utilizada en laboratorios fitofarmacéuticos, y por consiguiente detectar posibles falsificaciones y adulteraciones.

Los resultados mostraron que las plantas estudiadas presentan las siguientes características:

*Simarouba glauca* DC (foliolas): epidermis uniestratificada compacta cutinizada, estomas anomocíticos de forma alargada, epidermis abaxial papilosa, mesófilo dorsiventral con espacios aéreos, estructuras secretoras, corpúsculos amorfos de taninos y compuestos fenólicos, tricoesclereidas con diferente grado de esclerosis, tricomas exógenos aciculares, colénquima secretor y haz vascular concéntrico anficribal, cristales de oxalato de calcio (fotografías No. 1 - 7).

*Psidium Guayava* L. (hojas): epidermis pluriestratificada cutinizada, estomas anomocíticos de forma arriñonada, glándulas lisígenas, tricomas estrigosos, corpúsculos amorfos de taninos y compuestos fenólicos, mesófilo dorsiventral, parénquima esponjoso casi compacto, haz vascular bicolateral, cristales de oxalato de calcio (fotografías No. 8 - 15).

*Tagetes lucida* Cav. (hojas): epidermis uniestratificada compacta, tricomas glandulares y tectores simples, estomas anomocíticos, mesófilo isobilateral, cavidades lisígenas, haz vascular colateral, parénquima esponjoso casi compacto, cristales de oxalato de calcio (fotografías No. 16 - 24).

*Byrsonima crassifolia* L. (corteza): células parenquimáticas que almacenan gran cantidad de gránulos de almidón y en sus paredes presentan taninos y compuestos fenólicos, braquiesclereidas, macroesclereidas, radios medulares multiseriados, fibras, traqueidas, pocos vasos cortos; pequeños corpúsculos de taninos y compuestos fenólicos, cristales de oxalato de calcio (fotografías No. 25 - 31).

## 1. INTRODUCCION

La flora guatemalteca es un potencial recurso para la investigación de plantas medicinales, las cuales han sido utilizadas como alternativa para tratar enfermedades. En la Universidad de San Carlos de Guatemala se han realizado varios estudios que han comprobado la efectividad terapéutica de las plantas; siendo de especial interés los que se refieren a la actividad antimicrobiana, ya que al ser confirmadas como tales, pueden ayudar a combatir enfermedades infecciosas, las cuales representan en nuestro país una de las principales causas de morbilidad y mortalidad.

En muchos establecimientos se dispensan plantas que dicen ser medicinales; sin embargo, su identidad puede ser dudosa, debido a que muchos de ellos se confían apenas de las propiedades organolépticas para asegurar la naturaleza de una planta determinada. La adulteración o falsificación de plantas medicinales, puede ocasionar una situación perjudicial en la enfermedad de un paciente, retardando o empeorando su curación, además de la pérdida de confianza en la actividad terapéutica de las plantas.

El propósito de esta investigación fue establecer un método de autenticación citohistológica, el que junto con la clasificación botánica, contribuya a garantizar la identidad de las plantas medicinales, lo cual es importante para confiar en su eficacia farmacológica y asegurar la curación del paciente.

Esto se alcanzó describiendo las características citohistológicas de las plantas en estudio: *Simarouba glauca* DC. (aceituno), *Psidium Guajava* L. (guayaba), *Byrsonima crassifolia* L. (nance), *Tagetes lucida* Cav. (pericón), a las cuales se les ha comprobado la presencia de principios activos con efecto antimicrobiano.

La citohistología se fundamenta en leyes y bases fisicoquímicas, y requiere habilidad en la preparación de tejidos y células para interpretar sus estructuras con la ayuda del microscopio. La preparación de tejidos obliga a interrelacionar otras ciencias, siendo la química, una de ellas, principalmente con lo que respecta al uso de colorantes y a proporcionar principios químicos que dan razón al procedimiento.<sup>1</sup>

Esta metodología será muy útil para conformar una farmacopea, la que servirá para certificar la identidad de las plantas medicinales y la presencia de sus principios activos que hacen posible su actividad terapéutica. En esta forma se emplean técnicas analíticas modernas para garantizar un producto natural de calidad para el consumo por la población.

## 2. ANTECEDENTES

Existen monografías de plantas medicinales europeas que contemplan su autenticación mediante la caracterización citohistológica y la utilización de cromatografía en capa fina (CCF), siendo esta metodología la base de su control de calidad para los mercados internacionales.

### 2.1 RECOPIACION DE INFORMACION:

"La British Herbal Pharmacopoeia", de 1989, publicada por "The British Herbal Medicine Association", brinda información acerca de las plantas de uso medicinal en Inglaterra, recopilando sus sinónimos, definición, descripción, acciones terapéuticas, indicaciones, usos, etc. Incluye monografías que describen a cada planta en forma macroscópica, microscópica y una técnica de cromatografía en capa fina.<sup>2</sup>

"European Scientific Cooperative on Phytotherapy" (ESCOP) es una organización europea que asesora sobre plantas medicinales e incentiva su utilización e investigación. ESCOP inicia la preparación de propuestas para monografías Europeas las que pueden servir como base para un Compendio Europeo sobre drogas botánicas, por lo que reúne a un número grande de científicos y fitoterapeutas para asesoramiento sobre la autorización y procesos técnicos sobre las plantas medicinales. El resultado ha sido la recopilación de monografías sobre plantas europeas, publicadas por ESCOP, conteniendo metodologías que garantizan la seguridad, calidad y eficacia de las plantas medicinales. Los países miembros fundadores de ESCOP son: Alemania, Bélgica, Francia, Holanda, Suiza, Reino Unido; y dentro de los países miembros asociados están: Austria, Croacia, Dinamarca, Finlandia, Hungría, Islandia, Noruega, Portugal, Rusia, Suecia y Turkía.<sup>3</sup>

La Organización Mundial de la Salud (OMS) asesora sobre la identificación segura y efectiva de plantas medicinales, utilizadas en los sistemas de cuidado de salud nacional.<sup>4</sup>

En "Plantas de uso medicinal en Guatemala; Colección de Monografías, de Armando Cáceres, se encuentra información de las plantas medicinales, recopilando datos citohistológicos de plantas europeas, y se presenta como un documento preliminar para la elaboración de una farmacopea nacional.<sup>5</sup>

### 2.2 METODOLOGIA ANALITICA:

En esta investigación se utilizó el análisis citohistológico que permita una identificación eficaz de las plantas medicinales descritas.

La Organización de Naciones Unidas por el Desarrollo Industrial (ONUDI), recomienda que dentro de los ensayos que deben realizarse a las drogas vegetales para evaluar su calidad, está la caracterización macro y microscópica, residuo de ignición, residuo de pesticida, mezclas, metales tóxicos; y que dentro de los ensayos de identificación de drogas vegetales, sus preparaciones y/o formulaciones, pueden utilizarse técnicas cromatográficas como la cromatografía en capa fina, cromatografía líquida de alta resolución, así como la cromatografía gas - líquido, de las que se obtienen resultados satisfactorios.<sup>6</sup>

El Consejo de la Comisión de la Farmacopea Europea, sugiere incluir dentro de los ensayos de identificación de plantas la observación de caracteres organolépticos, microscópicos y macroscópicos.<sup>7</sup>

Cáceres ha referido que la inspección histológica o microscópica puede hacerse en fresco o con coloraciones especiales después de clarificación. En el caso de las raíces se evalúa en el corte transversal: epidermis, corteza, periciclo y cilindro vascular. En los tallos se observa en los cortes transversales: la epidermis, corteza y disposición vascular. En las hojas se observa en las secciones superficiales o transversales: epidermis, mesófilo y nervio medio.<sup>8</sup>

### 2.3 PLANTAS A ESTUDIAR:

Los criterios para las plantas a estudiar fueron:

1. Plantas medicinales nativas descritas dentro de la "Flora of Guatemala".<sup>9, 10</sup>
2. Presencia de principios activos con efecto antimicrobiano.
3. Estudios farmacológicos que comprueben su efecto terapéutico.
4. Usadas a nivel industrial para preparar fitomedicamentos.

Las partes de las plantas seleccionadas que cumplen con los anteriores criterios son:

hoja de *Simarouba glauca* DC., hoja de *Psidium Guajava* L., corteza de *Byrsonima crassifolia* L., hoja de *Tagetes lucida* Cav.

### 3. JUSTIFICACION

La autenticación citohistológica de plantas medicinales nativas es necesaria como una metodología de control de calidad a nivel industrial y comercial, para certificar su identidad. Junto con cromatografía en capa fina puede asegurar que contengan los principios activos responsables de su actividad terapéutica, así como para detectar posibles adulteraciones o falsificaciones.

Guatemala no cuenta con una farmacopea vegetal que incluya autenticación citohistológica de la mayoría de plantas medicinales nativas.

El Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social y el Laboratorio Unificado de Control de Alimentos y Medicamentos (LUCAM), no cuentan actualmente con metodologías de identidad para plantas medicinales. Además no existe una farmacopea que respalde la autenticidad de las plantas que se utilizan como materia médica. Al realizar la autenticación de las plantas medicinales se expandirá el campo para la industrialización de plantas medicinales debido a que se proporcionarán referencias científicas para control de calidad que respalde su identidad, información requerida en países europeos.

Las empresas o laboratorios dedicados al proceso, industrialización y/o comercialización de plantas medicinales no disponen de metodologías científicamente válidas para llevar a cabo el control de calidad citohistológico de las plantas que manejan. Tampoco poseen información que apoye la calidad de sus plantas y que las certifique al momento de realizar su exportación, siendo uno de los motivos por los cuales industrialmente se opte por la utilización de plantas europeas, a pesar de ser un país rico en plantas medicinales.

El químico farmacéutico regente de un laboratorio fitoterapéutico no cuenta con bibliografía que lo respalde en cuanto a la autenticidad de las plantas medicinales utilizadas como materia prima, siendo esto importante dentro de un proceso de aseguramiento de calidad de los productos fabricados.

Pocas plantas tienen comprobada científicamente su actividad antimicrobiana, efecto terapéutico importante en nuestro país para combatir las enfermedades infecciosas, cuyas tasas de morbilidad y mortalidad son altas en nuestro país y en varios países latinoamericanos. En esas plantas es muy importante realizar la autenticación para evitar la resistencia antibiótica, por causa de su adulteración o falsificación, lo cual además de dificultar la rápida recuperación del paciente, también pondría en duda la actividad farmacoterapéutica y confianza de las plantas medicinales, por parte de las personas que la utilizan como materia médica.

## 4. OBJETIVOS

### 4.1 GENERAL:

Aportar elementos para la autenticación de plantas de uso fitofarmacéutico empleadas como materia médica por técnicas citohistológicas, a fin de certificar y garantizar su identidad.

### 4.2 ESPECIFICOS:

- 4.2.1 Efectuar los diferentes procedimientos empleados en la metodología micrográfica, que permitan observar las características citohistológicas de las plantas medicinales a estudiar.
- 4.2.2 Reconocer las características citohistológicas que diferencian a cada una de las especies vegetales a estudiar.

## 5. HIPÓTESIS

Las plantas medicinales nativas poseen características citohistológicas propias que permiten diferenciarlas.

## 6. MATERIALES Y MÉTODOS

### 6.1 UNIVERSO:

Plantas medicinales nativas, a las que se les ha comprobado científicamente su propiedad antimicrobiana y se encuentran descritas en "Flora of Guatemala",<sup>9, 10</sup> de las que se estudiaron las partes utilizadas como materia médica, indicadas a continuación:

6.1.1	<i>Simarouba glauca</i> DC	(aceituno, jocote de mico):	hoja
6.1.2	<i>Tagetes lucida</i> Cav	(pericón):	hoja
6.1.3	<i>Psidium Guajava</i> L	(guayaba):	hoja
6.1.4	<i>Byrsonima crassifolia</i> (L) HBK	(nance):	corteza

Algunas plantas se recolectaron en la Parcela El Cacaotal, Chiguasté-Samayac, Suchitepéquez, a excepción de *Tagetes lucida* Cav. (pericón), el cual se recolectó en el Vivero Experimental de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala. Las muestras debían estar en óptimas condiciones. Algunas se utilizaron en fresco para tinciones específicas y otras fueron fijadas.

### 6.2 MEDIOS:

#### 6.2.1 Recursos Humanos:

Tesista responsable: Bachiller Claudia María Rodríguez Hernández.

Asesora: Licda. en Biología Haydée Paniagua de Díaz.

Colaboradores: Ing. Negli Gallardo, Lic. José Fernando Díaz.

#### 6.2.2 Recursos Institucionales:

Laboratorios de Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.

Laboratorio de Productos Fitofarmacéuticos FARMAYA.

### 6.3 MATERIALES:

- 6.3.1 Agujas de disección
- 6.3.2 Bloques de madera para fijar la parafina
- 6.3.3 Cajas de petri
- 6.3.4 Cámara fotográfica
- 6.3.5 Cristalería en general
- 6.3.6 Cuaderno de apuntes
- 6.3.7 Cubetas para tinción
- 6.3.8 Cubreobjetos
- 6.3.9 Cuchillas para micrótopo
- 6.3.10 Estereoscopio
- 6.3.11 Estufa
- 6.3.12 Frascos de boca ancha grandes y pequeños con tapadera
- 6.3.13 Goteros
- 6.3.14 Horno

- 6.3.15 Hojas de afeitar
- 6.3.16 Hojas de papel
- 6.3.17 Microscopio
- 6.3.18 Microscopio con cámara fotográfica incorporada
- 6.3.19 Mecheros
- 6.3.20 Micrótopo
- 6.3.21 Papel filtro
- 6.3.22 Portaobjetos
- 6.3.23 Probetas graduadas
- 6.3.24 Tijeras
- 6.3.25 Vasos de precipitar (varios volúmenes)
- 6.3.26 Vasos de tinción

#### 6.4 REACTIVOS:

- 6.4.1 Aceite de clavo
- 6.4.2 Agua destilada
- 6.4.3 Alcohol etílico ( 95% y absoluto)
- 6.4.4 Cloro
- 6.4.5 Colorante: azul de toluidina.
- 6.4.6 Glicerina
- 6.4.7 Hidróxido de potasio al 10%
- 6.4.8 Merckoglas
- 6.4.9 Parafina
- 6.4.10 Solución fijadora: FAA (Formulación en anexo 2)
- 6.4.11 Terbutanol 100%
- 6.4.12 Timol
- 6.4.13 Xilol

#### 6.5 METODOS:

##### 6.5.1 Recopilación Bibliográfica:

Se recopiló información bibliográfica de *Simarouba glauca* DC. (aceituno), *Psidium Guajava* L. (guayaba), *Byrsonima crassifolia* L. (nance) y *Tagetes lucida* Cav. (pericón), principalmente sobre su descripción botánica, usos medicinales, composición química, farmacognosia y farmacología.

##### 6.5.2 Autenticación Citohistológica: <sup>1, 11</sup>

Para realizar la autenticación citohistológica se observó microscópicamente las partes de las plantas medicinales que tienen actividad antimicrobiana, realizando los dibujos que identificaron su anatomía interna, mediante cortes citohistológicos (manual y con micrótopo); también se utilizó el método de coloración con azul de toluidina y se realizaron preparaciones fijas. Las partes de las plantas estudiadas son: hojas de *Simarouba glauca* DC (aceituno), hojas de *Tagetes lucida* Cav (pericón), hojas de *Psidium Guajava* L (guayaba) y corteza de *Byrsonima crassifolia* (L) HBK (nance). A las hojas se realizaron los cortes en micrótopo (numeral 6.5.2.2.1) y con hoja de afeitar

(numeral 6.5.2.2.2); y la observación de epidermis (numeral 6.5.2.2.3). Para estudiar la corteza se realizaron cortes con micrótopo (numeral 6.5.2.2.4).

#### **6.5.2.1 Fundamento del Método:**

Se basa en la observación al microscopio de los tejidos de la planta para determinar sus estructuras y elementos celulares que ayudan a la identificación de la planta.

#### **6.5.2.2 Procedimiento:**

Al material vegetal se le realizaron cortes (dependiendo de la estructura u órgano a estudiar) con micrótopo y también con hojas de afeitar (lo más finamente posible).

Se realizaron cortes con micrótopo para hacer las preparaciones fijas de los órganos a estudiar, mientras que los cortes con las hojas de afeitar se realizaron para diferenciar ciertos compuestos (lignina, suberina, almidones, etc.) que se encuentran presentes dentro de las estructuras.

En cada paso, las muestras fueron identificadas con su nombre científico, tipo de corte y nombre del método realizado.

##### **6.5.2.2.1 Corte con micrótopo de parafina:** <sup>1, 11</sup>

El corte con micrótopo de parafina se utiliza cuando los objetos a cortar no poseen la consistencia necesaria para poder ser cortados, pues algunos son tan blandos que no ofrecen a la cuchilla la suficiente resistencia, otros contienen grandes cavidades en su interior y se deformarían al ser seccionados, otros son tan pequeños y delicados que no pueden ser tomados entre los dedos. También se utiliza para realizar preparaciones fijas. Consiste en la impregnación del objeto en un medio que al solidificarse lo convierta en una masa sólida, fácilmente seccionable. <sup>1</sup>

La inclusión en parafina es un método que a comparación de otros, conlleva uno de los procesos más largos y complejos, pero tiene la ventaja de que los montajes finales duran indefinidamente. <sup>1, 11</sup>

El método requiere los siguientes pasos:

- \* Fijación de tejidos.
- \* Corte y lavado.
- \* Deshidratación.
- \* Impregnación xilol-parafina.
- \* Preinclusión en parafina.
- \* Inclusión.
- \* Desparafinación y tinción.
- \* Montaje.

Se basa en la inclusión en parafina del material vegetal para realizar el corte. Debe procederse lentamente y escurrir la lámina de parafina o el material vegetal al sacarlo de las diferentes soluciones empleadas para evitar en lo posible, la contaminación de la solución siguiente.

##### **6.5.2.2.1.1 Fijación de tejidos:** <sup>1, 11</sup>

En este estudio se utilizó el fijador FAA (formol-alcohol-ácido acético). (Ver anexo 2 para información acerca de fijadores y FAA).

La muestra se fijó en el campo, al momento de ser recolectada y permaneció en el líquido fijador por un período mínimo de 24 horas.

*Esta fase tiene por objeto matar y fijar rápidamente a las células vegetales para poder conservar sus estructuras, lográndolo con el impedimento del desarrollo de los procesos post - mortem. Los tejidos se fijan en un estado lo más semejante posible a su estado vivo. Las sustancias químicas del fijador penetran rápidamente a los tejidos, coagulando las materias albuminoideas preservando, sin desintegrar, ni modificar su estructura general.*

*El fijador evita la acción de las bacterias y de la autolisis; hacen insoluble el contenido celular; disminuyen la retracción y la distorsión; aumentan la visibilidad de los componentes celulares y preparan dichos componentes para su coloración. La mayoría de los fijadores son soluciones que actúan sobre la porción proteica de la célula.<sup>1</sup>*

*El tiempo que un tejido va a permanecer conservado depende del tipo de tejido, grosor del mismo, y de la clase de fijador.*

*Las principales características que debe reunir un fijador son : que penetre rápidamente a las células y tejidos; que no arrugue los tejidos que se pretende fijar y que las estructuras celulares se mantengan lo menos alteradas posible. Un buen fijador tiene que lograr un buen equilibrio entre el arrugamiento y la hinchazón. El alcohol y la formalina actúan arrugando las células y el ácido acético los hincha o sea que los hace turgentes. El equilibrio se logra usando determinados porcentajes de cada sustancia.<sup>11, 12</sup>*

#### **6.5.2.2.1.2 Corte y lavado:**

Con ayuda de una hoja de afeitar o con una cuchilla se cortaron porciones del material a trabajar de aproximadamente 1 cm, los cuales se colocaron en frascos pequeños que contenían agua y se lavaron de una a dos horas, haciendo cambios periódicos de agua en el frasco, o dejando la muestra bajo goteo del grifo de agua. Después de lavar se colocaron en agua destilada.

*El objeto del lavado es eliminar el reactivo empleado en la fijación.*

*La naturaleza del lavado y su duración dependerán de los requerimientos personales del operador y del fijador empleado. Si la temperatura es un factor crítico, el lavado debe hacerse a la temperatura del fijador, pero en la mayoría de los casos será suficiente la temperatura del ambiente.<sup>13</sup>*

#### **6.5.2.2.1.3 Deshidratación:**

El material se sometió a proceso gradual de deshidratación con alcohol etílico y terbutanol, de acuerdo a la siguiente tabla:

MILILITROS DE ALCOHOL			ML DE AGUA DESTILADA	TIEMPO EN HORAS
30	mL	etílico absoluto	70 mL	2-4 horas
50	mL	etílico absoluto	50 mL	2-4 horas
70	mL	etílico absoluto	30 mL	2-4 horas
90	mL	etílico absoluto	10 mL	2-4 horas
100	mL	etílico absoluto	00 mL	2-4 horas
100	mL	terbutanol	00 mL	2-4 horas

Al trasladar las muestras de un alcohol a otro, se hizo rápidamente para que las muestras no se hidrataran con la humedad del ambiente. El frasco permaneció bien tapado.

*El objetivo de la deshidratación es el de retirar toda el agua libre de los tejidos y sustituirla por una solución que se mezcle con el medio de inclusión. Es esencial la remoción completa del agua, ya que la polimerización subsecuente del medio de inclusión puede ser impedida por ella. Durante esta etapa del procesamiento, puede ocurrir la extracción de componentes tisulares y el encogimiento, por lo cual en general la deshidratación debe ser lo más breve posible. La técnica habitual siguiendo al lavado es la de colocar los tejidos en diluciones graduales de etanol, hasta llegar al etanol absoluto, el cual es conservado en condición seca. Las concentraciones y el número de grados seleccionados dependerán tanto de la naturalezas de los tejidos como de las preferencias del operador. La remoción completa de cada dilución es esencial antes de colocar la muestra en otra concentración de etanol.<sup>13</sup> Frecuentemente el alcohol butílico contrae y endurece los tejidos debiendo controlarse este efecto.<sup>1</sup> (En el anexo 3 se encuentra información acerca de deshidratación).*

*La eliminación de agua permite que se endurezca y lave el tejido.*

#### **6.5.2.2.1.4 Impregnación xilol-parafina:**

Se decantó el último alcohol y se agregó una mezcla de xilol-parafina y dejándolo en horno bacteriológico, por 12 horas a una temperatura de 50 a 60 °C (según el punto de fusión de la parafina). Durante este tiempo el frasco permaneció destapado para facilitar la evaporación de cualquier residuo de alcohol.

*La infiltración de la parafina o de cualquier otro material plástico, consiste en hacer penetrar éstos hasta las estructuras más internas de las células. Esta sustancia no reacciona químicamente y le sirve al tejido de soporte (matriz) proporcionándole rigidez y resistencia, facilitando así el futuro corte.<sup>12</sup> El xilol es un reactivo diafanizante o clarificante, utilizado solamente después de eliminar todo el agua de los tejidos; confiere transparencia al material. Debe utilizarse exento de agua y ácidos.<sup>1</sup>*

#### **6.5.2.2.1.5 Preinclusión en parafina:**

Para preincluir las muestras vegetales en la parafina se decantó la mezcla anterior y se agregó parafina pura líquida. Los frascos se dejaron destapados en el horno por 24 horas a 50 - 60 °C.

*La inclusión consiste hacer penetrar materiales flexibles hacia los tejidos vegetales. Un medio ideal de inclusión sería aquel que tuviera la misma consistencia que la muestra analizada; pero la naturaleza variable de los materiales hace que esto sea virtualmente imposible.<sup>13</sup>*

#### **6.5.2.2.1.6 Inclusión en parafina y cortes con micrótopo:**

Se hicieron cajitas con papel bond o cartulina, de aproximadamente 1.5 a 2 cm de ancho, se agregó parafina pura y se transfirió el material preincluido, dándole a la pieza la orientación del tipo de corte que se deseaba realizar, dejando reposar hasta que se solidificara. Una vez solidificados los cubos de parafina, se fijaron a trozos de madera.

La pieza parafina-muestra se talló en forma de pirámide con una hoja de afeitar, de tal forma que en la cúspide de la misma quedara la muestra botánica. La pieza se fijó al micrótopo y se procedió a hacer los cortes con grosor de 10 a 15 micras, haciendo como mínimo 10 preparaciones. Se utilizó el micrótopo de Minot (ver anexo 4).

Los cortes se hicieron seriados y se fijaron al portaobjetos por medio de una película fina de una solución de Albúmina de Mayer<sup>1</sup> (la solución de albúmina se prepara mezclando partes iguales de glicerina, agua destilada y clara de huevo, filtrar y agregar un cristalito de timol disuelto previamente en una pequeña porción de alcohol, para evitar el crecimiento de hongos). Se agregó agua destilada sobre los cortes para extenderlos; se

dejó secar en el horno por aproximadamente 30 minutos, a 50 - 60 °C. En el anexo 4 se encuentra información acerca de los cortes en micrótomo.

#### **6.5.2.2.1.7 Desparafinación y tinción:**

Los cortes fueron sacados del horno y pasados por tres volúmenes de xilol, dejándolos tres minutos en cada uno. Para este paso se utilizaron cajas de vidrio con tapadera, y las canastas para tinción. Después se agregaron colorantes específicos para aumentar el contraste entre las estructuras vegetales y/o evidenciar su contenido.

Se utilizó azul de toluidina el cual es un colorante básico del grupo de las tiazinas que tiñe el núcleo y es metacromático.<sup>1</sup>

También se utilizaron floroglucinol y safranina para evidenciar lignina y suberina; sudán IV para colorear cutícula y cutina.

*La selección de un colorante para el estudio de las células por medio del microscopio óptico depende de distintos factores, que incluye la naturaleza del material a estudiar, del tipo de fijador utilizado y del tipo de reactividad química del colorante; además debemos considerar la concentración del mismo, la temperatura y el pH bajo los cuales su acción es más efectiva. En general las reacciones químicas involucran especialmente la coloración del material proteico, los fijadores al desnaturalizar las proteínas permiten la incorporación de colorante. Algunas veces es necesario incorporar un mordiente al colorante.*<sup>1</sup>

*En el anexo 5 se mencionan los colorantes mayormente utilizados.*<sup>14</sup>

#### **6.5.2.2.1.7.1 Tinción con colorantes:**

Se sumergieron los cortes en el colorante por 5 minutos. Se lavaron con agua destilada por 8 minutos para quitar el exceso de colorante. Fueron secados por 10 minutos a temperatura ambiente. Se lavaron con xilol puro por 15 minutos, garantizando que éste cubriera bien los cortes. Se secaron por 20 minutos a temperatura ambiente.

*Se requiere secar la muestra antes de someterla al xilol para asegurar que éste se encuentre lo más puro posible y así eliminar completamente la parafina. Si en esta fase quedan restos de parafina se altera la presentación del tejido.*

#### **6.5.2.2.1.8 Montaje:**

A las muestras se les agregó suficiente "Merckoglas" y se les colocó el cubreobjetos con cuidado para evitar la formación de burbujas. Se dejó secar por 2 a 5 días. Se etiquetó cada preparación con los siguientes datos: nombre científico de la planta, tipo de corte, coloración usada.

#### **6.5.2.2.2 Corte con hoja de afeitar:**

Se realizaron cortes de las muestras y después fueron observadas microscópicamente después de colorearlas con los reactivos específicos para identificar: taninos (cloruro férrico), cristales de oxalato de calcio o carbonato cálcico (ácido clorhídrico y ácido acético) y almidón (lugol).

*En ciertos casos se requiere de un reblandecimiento del material vegetal en agua si el mismo es lo suficientemente suave y transparente, o un tratamiento con hidrato de cloral en ebullición si requiere de clarificación previa. Se puede utilizar el material fijado según el procedimiento de corte en micrótomo de parafina (fijación de tejidos 6.5.2.2.1.1), teniendo el cuidado de lavar suficientemente con agua destilada la parte a utilizar, antes de realizar el corte. Cuando los objetos son muy pequeños o que por su consistencia o aplanamiento, no pueden ser cortados sin*

que se inclinen, es necesario utilizar 2 piezas de algún material de consistencia firme pero a su vez suave (corcho, médula de sauco, zanahoria, hinojo, etc.) que permitan sujetar la muestra a cortar. El corte se puede realizar transversalmente, y debe ser lo suficientemente fino para permitir la visualización de la estructura anatómica.<sup>1,15</sup>

#### **6.5.2.2.2.1 Determinación:**

Se montan los cortes en un portaobjetos con agua u otro solvente si se especifica, y se observan, describiendo las características y estructuras del material vegetal.

#### **6.5.2.2.3 Metodología de observación de epidermis:** <sup>15, 16, 17</sup>

Se hicieron cortes con una hoja de afeitar de aproximadamente 1 cm. de ancho de la hoja y se dejaron en un recipiente con cloro, fueron calentados en baño de agua por 10 ó 20 minutos o hasta que se tornaran transparentes. Se lavaron con agua destilada y se agregó safranina dejándolo así por 10 minutos o hasta que quede sobreteñido, este colorante tiñe la suberina de color rosado o rojo (ver anexo 5). Si el tejido se encontraba sobreteñido, era aclarado con aceite de clavo por 2 o 10 minutos. Las muestras se lavaron con agua destilada 2 veces y se prosiguió como se indica en el procedimiento de deshidratación (numeral 6.5.2.2.1.3), haciéndolo pasar por alcohol etílico al 30,50, 70 y 95 por ciento y etanol absoluto. Luego se agregó xilol, el cual aclara la muestra y la termina de deshidratar

*El cloro destruye la pared celular del mesófilo facilitando la separación de la epidermis del haz y del envés.*

#### **6.5.2.2.4 Metodología para cortes en corteza:** <sup>18</sup>

El material se hidrató dejándolo en agua a temperatura ambiente durante un día, luego se hervió 2 horas, se dejó reposar 2 horas y se repitió el procedimiento hasta que la madera se encontrara suave. Se realizaron los cortes por medio de una hoja de afeitar; luego se lavaron con hipoclorito de sodio al 10%, durante 3 minutos para eliminar cualquier resto de resina, taninos o suciedad en general. Se decantó el hipoclorito y se agregó ácido acético glacial para neutralizar durante 3 minutos. Se agregó azul de toluidina durante 15 minutos, se lavó con agua destilada. Se siguió el procedimiento de deshidratación con alcoholes 30, 50, 70, 100, terbutanol, durante 10 - 15 minutos en cada uno. Los cambios se realizaron rápidamente para evitar rehidratación. Los cortes se sumergieron en xilol durante 10 minutos. Se eliminó el xilol y se montó en portaobjetos con merckoglas.

#### **6.5.2.2.5 Metodología de diafanización de Strittmater:** <sup>15, 16, 17</sup>

*A las hojas en estudio se les realizó la diafanización de Strittmater. en preparaciones fijas, la cual permite lograr muestras histológicas semi transparentes muy útiles para estudios de venación. Los materiales que se someten a esta metodología, pueden ser recién cortados, herborizados o fijados en etanol al 96%. Los materiales herborizados deben ser sumergidos en agua caliente (80 °C) antes de diafanizar.*

El procedimiento utilizado fue:

- a. El material fresco o fijado fue hervido en etanol al 96%, durante 10 minutos.
- b. Luego se transfirió en una mezcla de hidróxido de sodio al 5% y etanol 96% (1:1) e hirvió durante 5 a 10 minutos dependiendo de la consistencia de la hoja.
- c. El material se lavó varias veces en agua destilada hasta que se observó totalmente limpio.

- d. Se introdujo en una solución de hipoclorito de sodio al 50% y se dejó hasta que estaba transparente (10 minutos a una hora).
- e. Se lavó varias veces en agua destilada, cambiándola cada 3 minutos.
- f. Para quitar la opacidad, se introdujo en hidrato de cloral al 5% durante 5 a 10 minutos como mínimo.
- g. Se colocó el material en etanol al 70% durante 10 minutos.
- h. Se tiñó con safranina en etanol al 80% (5.0 gramos de safranina en 100 mL de etanol al 80%) durante 15 - 20 minutos.
- i. Se deshidrató en serie etanólica (95%, 100%), durante 5 a 10 minutos cada vez.
- j. Se sumergió en xilol, realizándose dos baños de 5 minutos cada uno.

#### **6.5.2.2.6 Metodología de reconocimiento para taninos:**

Luego de hidratar se hicieron cortes a mano alzada (con hoja de afeitar) del material y se colocaron en agua. Los cortes se colocaron en un portaobjetos con unas gotas del reactivo de cloruro férrico al 10% sobre ellos (0.3 gramos de carbonato de sodio, 10 gramos de cloruro férrico hexahidratado y 100 mL de agua destilada). Se esperó 1 - 2 minutos y se montó en glicerina.

*Este método se basa en que los taninos y compuestos fenólicos adquieren una coloración negro azulada o verde oscuro cuando se les agrega cloruro férrico.*

### 6.5.3 Diseño De Investigación:

#### 6.5.3.1 Muestreo:

Se eligieron cuatro plantas medicinales con los siguientes criterios:

1. Plantas medicinales nativas descritas dentro de la "Flora of Guatemala".<sup>9, 10</sup>
2. Presencia de principios activos con efecto antimicrobiano.
3. Estudios farmacológicos que comprueben su efecto terapéutico.
4. Usadas a nivel industrial para preparar fitomedicamentos.
5. Existentes en la Parcela El Cacaotal, Chiguasté-Samayac, Suchitepéquez, propiedad de Laboratorio de Productos Fitofarmacéuticos "FARMAYA" y en el Vivero Experimental de la Facultad de Agronomía, de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

#### 6.5.3.2 Forma:

De las plantas en estudio se trabajaron los órganos utilizados como materia medica, siendo estos:

<i>Simarouba glauca</i> DC	(aceituno, jocote de mico):	hoja
<i>Tagetes lucida</i> Cav	(pericón):	hoja
<i>Psidium Guajava</i> L	(guayaba):	hoja
<i>Byrsonima crassifolia</i> (L) HBK	(nance):	corteza

#### 6.5.4.3 Tamaño:

La cantidad de órganos recolectados se detalla a continuación:

- *Simarouba glauca* DC.: 5 foliolas jóvenes, 5 foliolas medianamente maduras y 5 foliolas maduras, procedentes de distintos árboles, procedentes de distintos árboles y recolectadas durante la época seca (febrero a abril de 1999).
- *Simarouba glauca* DC.: 5 foliolas jóvenes, 5 foliolas medianamente maduras y 5 foliolas maduras, procedentes de distintos árboles, procedentes de distintos árboles y recolectadas durante la época lluviosa (agosto a septiembre de 1999).
- *Tagetes lucida* Cav.: 10 hojas maduras, procedentes de 10 distintos árboles, recolectadas en época lluviosa (agosto a septiembre de 1999).
- *Psidium Guajava* L.: 10 hojas procedentes de 10 distintos árboles, recolectadas en época lluviosa (agosto a septiembre de 1999).
- *Byrsonima crassifolia* (L.) HBK: 10 pedacitos de 2 cm por lado, procedentes de 10 distintos árboles, recolectados en época seca (febrero a abril de 1999).

#### 6.5.4.4 Manejo de la variable:

Se estudiaron las siguientes características:

- 6.5.4.4.1 Número de capas de epidermis adaxial y abaxial de la hoja.
- 6.5.4.4.2 Disposición de organelos en la hoja.
- 6.5.4.4.3 Disposición de sistemas conductores (xilema y floema) en la hoja.
- 6.5.4.4.4 Características de tricomas en la hoja.
- 6.5.4.4.5 Disposición de estructuras en la corteza de nance.

#### 6.5.4.5 Presentación de resultados.

Presentación de dibujos y fotos de las características citohistológicas más relevantes.

Presentación de preparaciones fijas.

Discusión y conclusión de los resultados obtenidos.

## 7. RESULTADOS

### 7.1 *Simarouba glauca* DC. (Aceituno, Jocote de Mico):

Las hojas de esta especie son compuestas, por lo que el estudio se realizó a nivel de foliolas jóvenes, medianamente maduras y maduras, recolectadas en época seca (febrero a abril 1999) y lluviosa (agosto a septiembre de 1999).

Entre las foliolas recolectadas durante la época seca y las foliolas recolectadas durante la época lluviosa, la única diferencia observada fue el grosor de la capa de cutícula, siendo mayor en la época seca.

#### Epidermis vista microscópicamente a nivel superficial:

En todas las foliolas recolectadas, las epidermis adaxial y abaxial, están constituidas por células poligonales cuyas paredes se colorearon de negro con cloruro férrico debido a la presencia de taninos y/o compuestos fenólicos (fotografías No. 1 y No. 2) (esquemas 1 y 2). La capa que rodea a las células epidérmicas se tiñó de rosado fuerte con safranina y de rosado anaranjado con sudán IV, por la presencia de cutina.

Estomas se observaron solamente en el envés, siendo de tipo anomocítico y muy abundantes (fotografía No. 1) (esquemas 3 y 4). Se encuentran formados por 2 células oclusivas de forma alargada que al abrirse dejan ver el poro u ostiolo. Se observó que entre estoma y estoma, se encuentran generalmente de 3 a 5 células epidérmicas, por lo que su frecuencia es alta.

Se observó que el envés de todas las foliolas estudiadas presenta estructuras papilosas, (esquema 3 y 4) de superficie rugosa y rodeadas por una capa de cutícula, que se tiñó de rosado naranja con sudán IV. Al agregarse floroglucinol, no se observó ninguna reacción en las foliolas medianamente maduras ni en las foliolas jóvenes; sin embargo, en las foliolas maduras la parte apical de las papilas fue teñida de rojo-naranja, indicando la presencia de lignina.

En todas las foliolas se observó que en ambas epidermis existen estructuras secretoras formadas por células poligonales, en cuyo interior se observaron masas granulares o corpúsculos amorfos de color rojo anaranjado, formados por aceite, taninos y compuestos fenólicos (fotografía No. 2) (esquemas 1 y 2). Estos corpúsculos se colorearon muy lentamente de negro con cloruro férrico, sin perder su tonalidad naranja. Cuando se agregó sudán IV, las células secretoras se colorearon de rojo anaranjado y los corpúsculos se disolvieron.

En las foliolas diafanizadas se observaron abundantes tricoesclereidas principalmente debajo de la epidermis adaxial; estas presentan una capa de cutina, la cual se tiñó de rosado fuerte con safranina (fotografía No. 3).

#### Epidermis vista microscópicamente en corte transversal:

El corte transversal mostró que la epidermis adaxial de todas las foliolas, es uniestratificada formada por células tabulares grandes, compactas, rodeadas por una gruesa capa de cutícula, que se coloreó de rosado fuerte con safranina y de rosado anaranjado con sudán IV (fotografías No. 4 y 5) (esquema 7).

La epidermis abaxial es uniestratificada, formada por células de bordes redondeados de menor tamaño que las del haz, están rodeadas por una capa delgada de cutícula. (fotografía No. 5) (esquema 7). A partir de la pared externa de las células epidérmicas

abaxiales, se desarrollan papilas cónicas con superficie rugosa, cuya pared de cutícula se tiñó de rosado anaranjado con sudán IV (fotografía No. 5) (esquema 7).

La altura de las papilas es mayor en las hojas grandes y maduras, y son de menor altura en las hojas pequeñas y jóvenes. Al agregarse floroglucinol, se observaron las deposiciones de lignina de color rojo-naranja, en la parte apical de la papila.

A nivel de la epidermis abaxial del haz vascular, éstas papilas desaparecen observándose solamente células epidérmicas con paredes gruesas de cutícula; las cuales son de menor tamaño que las demás células epidérmicas papilosas (fotografía No. 6) (esquemas 8 y 10).

Los estomas se observaron al mismo nivel que las células epidérmicas adyacentes (fotografía No. 5) (esquema 7). El citoplasma de las células oclusivas se coloreó de negro al agregarse lugol, evidenciando la presencia de almidón. La cámara subestomática es de muy poco espacio intercelular y comunica con el parénquima esponjoso del mesófilo.

Se observó que en la epidermis del haz, las estructuras secretoras están conformadas por 2 a 3 capas de células, más pequeñas que las demás células epidérmicas adaxiales (esquema 7); en su interior se encontraban los corpúsculos amorfos de color anaranjado, conformados por aceite, taninos y compuestos fenólicos (positivos a la prueba de cloruro férrico). Dichos corpúsculos también se encontraron aisladamente dentro de las células epidérmicas adaxiales.

En el envés, los corpúsculos anaranjados, se encontraron entre los espacios existentes entre papila y papila; así como en las células epidérmicas en forma aislada.

Las estructuras secretoras también fueron observadas en la epidermis abaxial del haz vascular, formadas por una serie de 3 a 4 células epidérmicas en cuyo interior se presentaron los corpúsculos de taninos y compuestos fenólicos que se tiñeron de negro luego de varios minutos, después de agregar cloruro férrico. Además se disolvieron lentamente con sudán IV y fueron insolubles en etanol al 50%. Cuando se agregó floroglucinol-HCl, se formaron dispersiones coloidales y gotas individuales aisladas de color rojo anaranjado. En este caso no se indica la presencia de lignina ya que los corpúsculos no cambian su color original, solamente son disueltos por la presencia de ácido clorhídrico en el reactivo de floroglucinol-HCl. Las células que contienen estas estructuras anaranjadas se tiñeron de rojo anaranjado cuando se agregó sudán IV, por encontrarse suberificadas.

Se observaron abundantes tricomas exógenos, aciculares, alargados, localizados únicamente en el envés (fotografía No. 5) (esquemas 5 y 7). Se encuentran rodeados por una gruesa capa de celulosa, cubierta por cutícula, la cual es independiente de la cutícula epidérmica del envés.

#### Mesófilo:

En el corte transversal se observó que la foliola es de estructura dorsiventral, en donde el tejido en empalizada se localizó en el lado adaxial y el tejido esponjoso en la parte abaxial (fotografías No. 4 y 5) (esquema 7).

El parénquima en empalizada está formado por una capa de células alargadas, de longitud uniforme, conteniendo gran cantidad de cloroplastos; también contienen gránulos de almidón los que se evidenciaron al colorearse de negro con lugol (fotografías No. 4 y 5) (esquema 7).

El parénquima esponjoso se localizó entre el parénquima en empalizada y la capa epidérmica papilosa del envés; se observó que está constituido por células amorfas que forman grandes espacios aéreos (fotografías No. 4 y 5) (esquema 7).

En la fase adulta y de mediana madurez de la foliola se observaron tricoesclereidas, (fotografías No. 4 y 7) (esquemas 6 y 7) formadas a partir de las papilas epidérmicas del envés, las cuales se localizaron en los espacios aéreos del parénquima esponjoso; siendo su longitud grande, debido a que se bifurcan o ramifican para recorrer la foliola, tanto a nivel transversal como tangencial. La gruesa membrana de las tricoesclereidas, se colorea de rosado pálido brillante con sudán IV. Algunas de las tricoesclereidas de las foliolas maduras, recolectadas de la parte central de la hoja, se colorearon de rojo con floroglucinol, por la presencia de lignina. Las foliolas de fase media de maduración no presentaron paredes lignificadas en las tricoesclereidas, conteniendo únicamente celulosa en su pared. Las foliolas muy jóvenes con textura suave y flexible, no presentaron tricoesclereidas, observándose únicamente la epidermis papilosa del envés.

En el mesófilo se observó de manera aislada la presencia de los corpúsculos amorfos, (fotografías No. 5 y 7) siendo positivos a la presencia de taninos y compuestos fenólicos, determinado con la reacción de cloruro férrico. Las células secretoras se encuentran suberificadas.

#### Sistema conductor:

En el corte transversal se observó que el sistema conductor está formado por una vena principal, la cual presenta haces vasculares concéntricos anficribales en donde el floema rodea al xilema (fotografía No. 6) (esquemas 8, 9 y 10).

Solamente las foliolas maduras presentaron de 2 a 4 capas de esclerenquima de diferente grado de esclerización; éstas forman la vaina que rodea al haz vascular.

El floema se coloreó de negro después de agregarse lugol, por contener almidón almacenado. Está formado por células parenquimáticas poligonales de pared delgada y miembros de tubos cribosos. También se tiñó de negro después de agregar cloruro férrico, por la presencia de taninos y compuestos fenólicos en sus paredes.

El xilema se localizó en la parte central del haz vascular, sus paredes se colorearon de rojo con floroglucinol. Los vasos xilemáticos se conectan longitudinalmente en filas, a través de las placas perforadas helicoidales. Las traqueidas del xilema presentan engrosamientos secundarios en las paredes laterales de tipo helicoidal.

El tejido de sostén del haz vascular, se localizó debajo de las epidermis en forma de colénquima angular (fotografía No. 6). En las foliolas maduras, se observaron de 3 a 5 capas de colénquima en el envés y de 3 a 4 capas en el haz. En las foliolas jóvenes, no se observó la vaina esclerenquimatizada por lo que las capas de colénquima son mayores, siendo de 6 a 7 capas en el envés y de 4 a 5 en el haz.

En el colénquima tanto adaxial como abaxial, de foliolas jóvenes y maduras, se observaron estructuras secretoras, (fotografía No. 6) (esquemas 8 y 10) algunas de aceite y otras de taninos y compuestos fenólicos. Todas las estructuras secretoras se tiñeron de rojo con sudán IV. Los taninos se evidenciaron al colorearse de negro con cloruro férrico.

En las foliolas maduras, a nivel del haz vascular, también se encontraron cavidades lisígenas, localizadas entre el xilema; las cuales se han formado por rompimiento de

células parénquimáticas (esquemas 8 y 9). El interior de estas cavidades lisígenas se coloreó de negro con cloruro férrico, por la presencia de taninos y compuestos fenólicos.

### 7.2 *Psidium Guajava* L. (Guayaba):

El estudio de esta planta se realizó a nivel de hojas simples maduras, recolectadas en época lluviosa (julio a septiembre de 1999).

#### Epidermis vista microscópicamente a nivel superficial:

La epidermis adaxial mostró células poligonales que se colorearon de rojo con safranina y de rosado anaranjado con sudán IV, por la presencia de cutina. No se observó la presencia de estomas (fotografía No. 8) (esquemas 11 y 12).

La epidermis abaxial mostró células poligonales con bordes aserrados, con paredes cutinizadas que se colorearon de rojo después de agregar safranina (fotografía No. 9) (esquema 11).

En el envés se observaron estomas anomocíticos formados por 2 células oclusivas de forma arriñonada, que encierran al poro u ostiolo (fotografía No. 9) (esquema 11).

En ambas epidermis se observaron estructuras secretoras en forma de glándulas, (fotografías No. 8 y 9) siendo de forma redonda, formadas por células que no varían considerablemente a la forma de las demás células adyacentes.

#### Epidermis vista microscópicamente en corte transversal:

La epidermis adaxial se mostró pluriestratificada, formada por 3 a 4 capas de células (fotografías No. 10 y 11) (esquema 14). La primer capa epidérmica está formada por células tabulares, pequeñas, de bordes redondeados. Sus paredes se encuentran rodeadas por una capa delgada de cutícula, que se coloreó de azul turquesa con el colorante metacromático azul de toluidina. La cutícula epidérmica cambió a amarillo brillante cuando se le agregó sudán IV.

La hipodermis, está formada por 3 capas formadas por células compactas, de mayor tamaño que la primer capa epidérmica; sus paredes son delgadas y se compactan unas con otras (fotografía No. 11) (esquema 14).

En las hojas jóvenes se observó que la epidermis adaxial se encuentra cutinizada; y en las hojas maduras la primer capa epidérmica y la primer capa de hipodermis, se colorean de anaranjado con floroglucinol por la presencia de lignina.

La epidermis abaxial se mostró pluriestratificada, formada por 2 capas de células de bordes redondeados y de menor tamaño que la primer capa epidérmica del haz (fotografías No. 10 y 11) (esquema 14). Están rodeadas por una capa delgada de cutícula, la cual es de menor grosor en comparación con la del haz. La cutícula se coloreó de naranja brillante con sudán IV y se tiñó de amarillo brillante después de agregarse floroglucinol, no evidenciándose la presencia de lignina.

Se observaron abundantes cavidades secretoras o glándulas de origen lisígeno, localizadas tanto a nivel adaxial como abaxial (fotografías No. 12, 13 y 14).

En el haz, la primer capa epidérmica de la cavidad secretora, se encuentra formada por células tabulares, las cuales se empujeñecen y rompen para dar espacio a la cavidad secretora. El espacio de la cavidad se halla delimitado por células parenquimáticas que se rompen con el fin de formar la figura redonda de la glándula secretora (fotografía No. 13). Algunas cavidades lisígenas se forman dentro de las capas hipodérmicas,

sustituyendo todas o algunas de las capas subepidérmicas, de acuerdo con el diámetro de la glándula (fotografía No. 13).

En el envés, las cavidades lisígenas se localizaron debajo de la primer capa de la epidermis pluriestratificada ocupando parte del parénquima esponjoso (fotografía No. 12). Las células parenquimáticas que delimitan las cavidades glandulares, presentan la misma forma y tamaño que las observadas en el haz.

A nivel de la vena principal, las células epidérmicas del envés se hacen más pequeñas conforme el haz vascular alcanza su mayor longitud (fotografía No. 14) (esquema 13). Estas células epidérmicas se encuentran en diferente grado de lignificación por esclerosis secundaria, evidenciándose la lignina al colorearse de rojo con floroglucinol.

Las células epidérmicas adaxiales se hacen más pequeñas a nivel de la vena principal, (fotografía No. 14) cubiertas por la delgada capa de cutícula. Las capas hipodérmicas reducen su tamaño hasta 2 capas.

En la vena principal también se observaron glándulas lisígenas, (fotografía No. 14) siendo mas abundantes a nivel del envés, presentan las mismas características de las glándulas observadas en el mesófilo, pero son de menor tamaño.

El interior de algunas de las glándulas del mesófilo y de la vena principal, fue teñido de negro después de agregarse cloruro férrico, evidenciando la presencia de taninos y compuestos fenólicos. Otras glándulas presentaron en su interior, un aceite traslúcido incoloro.

En ambas epidermis se observó la presencia de abundantes tricomas simples, unicelulares, tipo estrigoso, cuya base se inclina y extiende a lo largo de la longitud de la hoja, dando una apariencia de protección hacia las células epidérmicas (fotografías No. 10 y 12) (esquema 14). Los tricomas se encuentran cutinizados parcialmente, ya que con sudán IV, solo se coloreó de anaranjado la base de los mismos y la parte apical de los tricomas no se coloreó indicando que a este nivel solo se presenta celulosa.

En algunos tricomas se observaron corpúsculos amorfos amarillo-anaranjado, los cuales estaban incrustados sobre la pared (fotografía No. 12). Al agregarse cloruro férrico, estos corpúsculos fueron positivos a la prueba de taninos y compuestos fenólicos (prueba con cloruro férrico). Estos corpúsculos también se encontraron dentro de algunas células epidérmicas, en forma aislada.

Los estomas se presentaron solamente en la epidermis del envés, siendo abundantes. Las células oclusivas de los estomas observados en la epidermis del envés, no sobresalen del nivel de las otras células epidérmicas adyacentes. La cámara subestomática es de poco espacio intercelular y comunica con el parénquima esponjoso del mesófilo.

#### Mesófilo:

En el corte transversal se observó que las hojas simples son de estructura dorsiventral, localizándose el parénquima en empalizada después de las capas hipodérmicas adaxiales y el parénquima esponjoso entre el parénquima en empalizada y la capa epidérmica abaxial (fotografía No. 10) (esquema 14).

El parénquima en empalizada está constituido por 2 capas de mediana longitud, formada por células alargadas, casi cilíndricas, formando un tejido compacto; en su interior se observó gran cantidad de cloroplastos (fotografías No. 10, 11, 12 y 13) (esquema 14).

El parénquima esponjoso es un tejido casi compacto, con muy pocos espacios intercelulares; está formado por 3 a 4 capas de células casi cilíndricas, de tamaño

pequeño, en su interior se observan cloroplastos en menor cantidad que el parénquima en empalizada (fotografías No. 10, 12 y 13).

Tanto en el parénquima en empalizada como el esponjoso, se observó que el contenido de algunas células se tiñó de negro después de agregarse lugol, por el almacenamiento de almidón. También algunas paredes celulares se tiñeron de negro después de agregarse cloruro férrico, por la presencia de taninos y compuestos fenólicos.

#### Sistema conductor:

En el corte transversal se observó que el sistema conductor está formado por una vena principal, que presentó haces vasculares bicolaterales, en donde el xilema y el floema están en contacto radial, pero hay floema a ambos lados del xilema (fotografías No. 14 y 15) (esquema 13).

El xilema se encuentra en la parte central. Las paredes del xilema se colorearon de rojo purpúreo con floroglucinol (fotografías No. 14 y 15) (esquema 13).

El floema externo se encuentra más cercano hacia la parte adaxial y el floema interno se localiza hacia la parte abaxial. Ambos recubren al xilema, para lo cual se observan en forma de media luna. (fotografías No. 14 y 15). Sus paredes se tiñeron de negro verdusco después de agregarse cloruro férrico, por la presencia de taninos y compuestos fenólicos.

Las hojas que crecen en época seca, tienen capas de esclerénquima, que forman solamente un casquete, (fotografía No. 14) (esquema 13), el cual se encuentra rodeando principalmente las porciones laterales y la parte orientada hacia el haz, en donde las capas de esclerénquima se disponen hacia la parte central. Hacia el envés, se observaron pequeñas agrupaciones de fibras, las cuales no tienen continuidad con el casquete; observándose algunas porciones en las cuales el floema tiene contacto directo con el tejido de sostén.

El tejido de sostén está constituido por colénquima angular, y posee glándulas secretoras; fue localizado debajo de ambas epidermis, formado por células grandes y compactas (fotografía No. 14) (esquema 13). Las paredes del colénquima se tiñeron de negro verdusco con cloruro férrico por la presencia de taninos y compuestos fenólicos.

Las hojas que crecen en época lluviosa, presentan una vaina de esclerénquima que rodea todo el haz vascular, formada por 6 a 8 capas de fibras.

### **7.3 *Tagetes lucida* Cav. (Pericón):**

El estudio de esta especie se realizó en hojas simples maduras, recolectadas en época lluviosa, debido a que en ésta época florecen.

#### Epidermis vista microscópicamente a nivel superficial:

Las epidermis adaxial y abaxial fueron observadas microscópicamente, presentándose uniestratificadas formadas por células tabulares pequeñas y compactas, cuyas paredes se colorean de negro después de agregar cloruro férrico, por la presencia de taninos y compuestos fenólicos (fotografías No. 16 y 17) (esquema 15).

En ambas epidermis se observaron estomas anomocíticos, formados por 2 células oclusivas de forma arriñonada, cada una con núcleo localizado en la parte central; al abrirse muestran el poro u ostiolo (fotografías No. 17) (esquema 15).

#### Epidermis vista microscópicamente en corte transversal:

Se observó que las epidermis adaxial y abaxial, son uniestratificadas, formadas por células compactas, de bordes redondeados; sus paredes se tiñeron de rojo con safranina y de rosado anaranjado con sudán IV, indicando la presencia de cutina en sus paredes (fotografías No. 18, 19 y 20) (esquema 16).

Se encontraron 2 tipos de tricomas o pelos vegetales:

1. Pelos glandulares con pedicelo y cabeza pluricelulares, son escasos y generalmente se localizaron en el haz sobre la vena principal (fotografía No. 21) (esquema 19).
2. Pelos simples formados regularmente por 4 células rectangulares, siendo su ápice redondeado, son escasos y se localizaron a nivel de la vena principal y raramente a lo largo del corte transversal de la hoja (esquema 18).

Las células oclusivas de los estomas sobresalen del nivel de las células epidérmicas adyacentes (esquema 16). La cámara subestomática es de poco espacio intercelular, comunicando con el parénquima en empalizada del mesófilo (fotografías No. 19 y 20) (esquema 16).

#### Mesófilo:

En el corte transversal se observó que las hojas simples son de estructura isobilateral, en donde el parénquima en empalizada se localizó debajo de las dos capas epidérmicas, adaxial y abaxial (fotografía No. 22) (esquema 16).

El parénquima en empalizada está formado por una capa de células de forma alargada, casi cilíndrica, en cuyo interior se observó gran cantidad de cloroplastos (fotografías No. 18, 19, 20 y 22) (esquema 16).

El parénquima esponjoso se localizó entre las dos capas de parénquima en empalizada formado por células tabulares de bordes redondeados, dispuestas como un tejido casi compacto, con escasos espacios intercelulares; contienen cloroplastos en menor cantidad que el parénquima en empalizada (fotografías No. 19, 20 y 22) (esquema 16).

A lo largo del corte transversal, incluyendo en las cercanías del haz vascular, se observaron cavidades lisígenas, que difieren considerablemente de las células vecinas entre las cuales se encuentran dispersos, siendo éste el motivo por el que se denominan también idioblastos secretores (fotografías No. 19, 23 y 24). El espacio de dichas cavidades es grande, y las células que lo delimitan son parenquimáticas, las cuales se arquean para delimitar el espacio redondo (fotografías No. 19, 23 y 24).

#### Sistema conductor:

En la vena principal, la epidermis del envés presentó células uniestratificadas, redondas con bordes cutinizados. La epidermis del haz presentó células uniestratificadas, de forma tabular y rodeadas por una capa de cutícula delgada (fotografía No. 24) (esquemas 19 y 20).

Debajo de la epidermis a nivel de la vena principal, se observó que el tejido de sostén está constituido por 3 a 4 capas de colénquima laminar, formado por células compactas, de mayor tamaño que las de la vaina vascular (fotografía No. 24) (esquemas 19 y 20). El tamaño de las células del colénquima adaxial es mayor que las células del colénquima abaxial. La parte más ancha del tejido de sostén, se observó en el envés y la más estrecha en el haz.

En el corte transversal, se observó que la vena principal presenta haces colaterales en donde el floema se localizó orientado hacia el envés y el xilema, en la parte central (fotografía No. 24) (esquemas 19 y 20).

Todo el haz se rodea por una vaina de células parenquimáticas, de bordes ligeramente redondeados (fotografía No. 24) (esquemas 19 y 20). Estas células son más grandes y largas hacia los lados, donde se origina el mesófilo. Las células parenquimáticas de la vaina orientadas hacia el haz y el envés, son más pequeñas y cortas. Se observaron de 3 a 4 capas de esclerénquima, hacia dentro de la vaina, las cuales se encuentran dispuestas a su alrededor, rodeando al xilema y floema (esquema 19).

La forma de las células del coléquima es irregular y sus bordes son redondeados.

Los vasos y traqueidas xilemáticos presentaron engrosamientos secundarios de tipo helicoidal en sus paredes secundarias (fotografía No. 22) (esquema 17).

#### 7.4 *Byrsonima crassifolia* L. (Nance):

Para el estudio de esta planta, únicamente se utilizó la parte externa del tallo, pues ésta es la parte utilizada como materia médica, observándose que abarca peridermis y parénquima cortical (fotografías No. 25 - 31) (esquemas 21 - 27).

De la peridermis sólo se usa como materia médica la felodermis, ya que en las muestras no se observó súber. Esto puede deberse a que al tronco se le adhieren otras plantas costrosas (como líquenes); las cuales son raspadas por los usuarios y al hacerlo quitan la parte externa de la corteza que se encuentra suberificada, dejando solamente las capas internas, que recibe el nombre de felodermis.

La felodermis está constituida por células con paredes de diferente grosor con o sin suberina, las cuales se confunden con el parénquima cortical ya que la forma es isodiamétrica.

El parénquima cortical presenta paredes delgadas con celulosa observándose la presencia de sustancias de reserva tipo almidón, las cuales fueron evidenciadas con lugol al colorearse de negro (fotografías No. 25 - 31) (esquemas 21 - 27).

Además estos dos tejidos se colorean de negro con cloruro férrico por la presencia de taninos y compuestos fenólicos.

También se observaron corpúsculos anaranjados en forma aislada, los cuales son positivos a la prueba de taninos y compuestos fenólicos, con cloruro férrico (fotografías No. 26 y 29).

Dentro de este tejido se observaron células pétreas o braquiesclereidas, (fotografía No. 31) (esquemas 26 y 27) que son células cortas de forma isodiamétrica, con paredes gruesas de lignina ya que se colorean de rojo púrpúreo con floroglucinol-HCl dejando un lumen celular muy reducido.

También se presentan macrosclereidas con paredes gruesas de lignina evidenciadas con floroglucinol-HCl, las cuales se diferencian de las braquiesclereidas por su mayor tamaño y forma alargada (fotografías No. 25, 26, 30 y 31) (esquemas 21 y 22).

Tanto las braquiesclereidas como las macrosclereidas, representan el tejido de sostén mecánico, dando una consistencia dura y rígida a la muestra.

Las muestras de *Byrsonima crassifolia* L. se observaron microscópicamente en los siguientes niveles:

- Transversal externo e interno.
- Longitudinal radial externo e interno.
- Longitudinal tangencial externo e interno.

Corte transversal externo: (fotografía No. 25 y 27) (esquemas 21, 22 y 25)

Se observó parénquima cortical formado por células isodiamétricas, en cuyo interior se presentan gránulos de almidón, los cuales se tiñen de negro con lugol. También se observó en el interior de estas células, cristales prismáticos de oxalato de calcio, los cuales se disuelven en ácido acético y ácido clorhídrico.

Se presentan elementos xilemáticos formados por fibras y traqueidas.

Como tejido de sostén se observaron braquiesclereidas y macroesclereidas, formando grupos y también en forma aislada.

Corte transversal interno: (fotografía No. 26 y 28) (esquemas 21, 22 y 25)

El parénquima cortical se observó formado por células más grandes, con presencia de almidón y cristales prismáticos de oxalato de calcio.

Se observa el inicio de la formación de radios medulares; también se muestran agrupaciones de braquiesclereidas y macroesclereidas, vasos, traqueidas y fibras.

Corte longitudinal tangencial externo: (fotografía No. 29) (esquema 24)

En el interior de las células parenquimáticas se observaron gránulos de almidón y abundantes cristales. También se observaron que muy pocas células presentan paredes gruesas lignificadas, que se tiñen de rojo con floroglucinol.

Los radios se observan como líneas verticales paralelas a los otros elementos del xilema.

También se observaron braquiesclereidas formando grupos y en forma aislada; fibras con paredes delgadas llenas de cristales prismáticos de oxalato de calcio.

Corte longitudinal tangencial interno: (fotografía No. 29) (esquema 24)

Las células parenquimáticas se observaron de forma tabular, con gran cantidad de cristales de oxalato de calcio y almidón, con agrupaciones de braquiesclereidas como elementos de sostén. Se observaron radios medulares, los cuales son multiseriados, mezclados con gran cantidad de fibras, traqueidas, vasos cortos y agrupaciones de braquiesclereidas.

Corte longitudinal radial externo: (fotografía No. 31) (esquemas 23, 26 y 27).

El parénquima radio medular está formado por células las cuales se observaron más grandes en comparación con el corte transversal, en su interior se presentan gránulos de almidón y algunos cristales de oxalato de calcio. Se observan los vasos y braquiesclereidas. Se forman series paralelas de fibras y traqueidas.

Corte longitudinal radial interno: (fotografía No. 30) (esquemas 23, 26 y 27).

Se observaron elementos xilemáticos que empiezan a aparecer como bandas paralelas verticales que se cruzan en ángulos rectos con los radios medulares, los cuales están

formados por células parenquimáticas en forma de ladrillo. Dichas células parenquimáticas presentan cristales de oxalato de calcio y almidón.

Los vasos cortos se presentan rodeados por traqueidas y fibras que contienen cristales de oxalato de calcio.

Se observaron braquiesclereidas, como tejido de sostén, las cuales aparecen en grupos.

#### Dilaceración:

Al realizarse la dilaceración del tejidos se observaron las braquiesclereidas, macroesclereidas, células parenquimáticas con gránulos de almidón y cristales de oxalato de calcio.

También se observaron pocos vasos cortos que se unen a través de las placas de perforación con engrosamientos helicoidales en la pared secundaria.

Las traqueidas se presentan muy parecidas a las fibras.

Los pequeños corpúsculos anaranjados se observaron aislados y fueron positivos a la prueba de taninos y compuestos fenólicos con cloruro férrico.

## 7. A RESUMEN DE PRUEBAS HISTOQUIMICAS

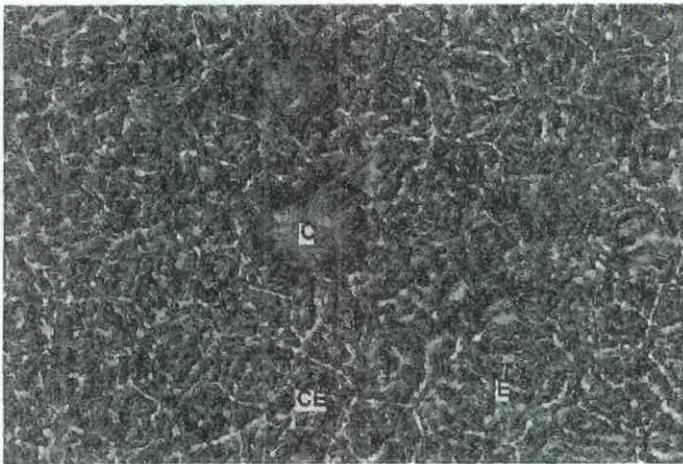
REACTIVO	TEJIDO O SUSTANCIA QUE DETERMINA	<i>Simarouba glauca</i> DC. (Aceituno)	<i>Psidium Guajava</i> L. (Guayaba)	<i>Tagetes lucida</i> Cav. (Pericón)	<i>Byrsonima crassifolia</i> (L) HBK (Nance)
Acido acético / Acido clorhídrico	Los cristales o depósitos de carbonato de calcio se disuelven lentamente con efervescencia cuando cualquiera de éstos reactivos es agregado. Los cristales de oxalato de calcio son insolubles en ácido acético pero se disuelven en HCl con efervescencia.	Reacción positiva para cristales de oxalato de calcio.	Reacción positiva para cristales de oxalato de calcio.	Reacción positiva para cristales de oxalato de calcio.	Reacción positiva para cristales de oxalato de calcio.
Cloruro férrico	Colorea de negro azulado o de verde oscuro los taninos y compuestos fenólicos.	Se colorean de negro las paredes de las epidermis adaxial y abaxial, elementos del floema, las sustancias secretadas en el colénquima del haz vascular, el interior de las cavidades lisígenas del haz vascular. Los corpúsculos de las estructuras secretoras se colorean lentamente de negro sin perder su tonalidad naranja.	Se colorean de negro las paredes de las epidermis adaxial y abaxial, paredes de xilema y paredes del colénquima del haz vascular. El interior de algunas glándulas del mesófilo y de la vena principal se tiñen de negro. Son positivos a esta prueba los corpúsculos anaranjados de taninos y compuestos fenólicos incrustados en las paredes de los tricomas y en el interior de algunas células epidérmicas.	Se colorean de negro las paredes de las células epidérmicas y algunas células del mesófilo.	Las paredes de las células del parénquima. Los corpúsculos naranjas contenidos dentro de las células parenquimáticas.
Lugol	Colorea de azul violeta los granos de almidón.	Se colorean de negro algunas células de colénquima, parénquima xilemático, floema, epidermis, mesófilo y células oclusivas de los estomas.	Se colorean de negro el contenido de algunas células del mesófilo.	Se colorean de negro el contenido de algunas células del mesófilo.	El interior de algunas células del parénquima.

COLORANTES	TEJIDO O SUSTANCIA QUE DETERMINA	<i>Simarouba glauca</i> DC. (Aceituno)	<i>Psidium Guajava</i> L. (Guayaba)	<i>Tagetes lucida</i> Cav. (Pericón)	<i>Byrsonima crassifolia</i> (L) HBK (Nance)
Azul de toluidina	Tiñe de diferentes tonalidades el tejido dependiendo de la composición de este último. Por ejemplo, el xilema se colorea en tono azul celeste, el parénquima con azul más oscuro, citoplasma de azul y las lipoproteínas de rojo.	Se diferenció el xilema del haz vascular y el parénquima. La capa de cutina se tiñe de turquesa.	Se diferenció el xilema del haz vascular y el parénquima. La capa de cutina se tiñe de turquesa.	Se diferenció el xilema del haz vascular y el parénquima. La capa de cutina se tiñe de turquesa.	Se tiñen las células parenquimáticas y las fibras de color azul. Las macrosclereidas y las braquiesclereidas se colorean de turquesa brillante.
Floroglucinol - HCl	Colorea la lignina de color rosado a rojo.	La lignina de la parte apical de las papilas abaxiales se colorea de naranja. Los corpúsculos de taninos y compuestos fenólicos se dispersan coloidalmente y también forman gotas aisladas de color rojo anaranjado. Algunas de las tricoesclereidas de las folíolas maduras se colorean de rojo, por la presencia de lignina. Las paredes del xilema se colorean de rojo.	Primer y segunda capas epidérmicas adaxiales, se colorean de color naranja, por la presencia de lignina. La cutícula de las epidermis, adaxial y abaxial, se tiñe de amarillo brillante. Las paredes del xilema se colorean de rojo purpúreo.	Se colorean de rojo naranja las paredes del esclerénquima. La vaina vascular se colorea de naranja. El xilema se tiñe de rojo amarillento.	Las paredes de las células del parénquima se tiñen de rojo.
Safranina	Tiñe de rojo la lignina y suberina; también tiñe de rosado la cutina.	Cutícula de células epidérmicas abaxiales y adaxiales coloreada de rosado fuerte	La cutícula de las epidermis abaxiales y adaxiales se colorea de rojo. La cutícula de las epidermis, adaxial y abaxial, se tiñe de naranja brillante.	La cutícula de las epidermis adaxial y abaxial se tiñe de rojo. La cutina de los tricomas se colorea de rojo pálido.	Las paredes de las células del parénquima se tiñen de naranja.
Sudán IV	Colorante neutro anaranjado rojizo, disuelve las grasas a las cuales colorea. Sirve para coloración de cutícula y cutina. También colorea suber de color rojo anaranjado o rojo.	Cutícula de células epidérmicas abaxiales y adaxiales coloreada de rosado anaranjado. Las células secretoras de taninos se colorean de rojo anaranjado y se disuelven los corpúsculos de taninos y compuestos fenólicos. La gruesa membrana de las tricoesclereidas se colorea de rosado pálido brillante.	La cutícula de las epidermis abaxiales y adaxiales se colorea de rosado naranja o amarillo brillante. La cutina de la base de los tricomas se colorea de anaranjado, no así la parte apical indicando la presencia de celulosa.	La cutícula de las epidermis adaxial y abaxial se tiñe de rosado anaranjado. La cutina de los tricomas se colorea de rosado anaranjado.	No se observó ninguna reacción.

## FOTOGRAFIAS

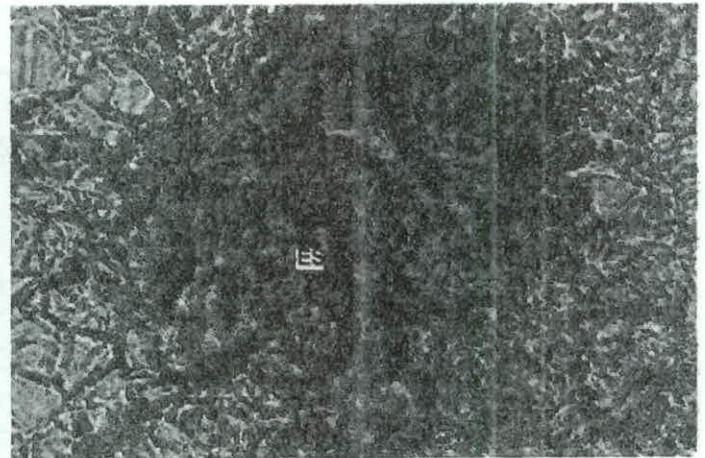
## ABREVIATURAS UTILIZADAS:

ABREVIATURA	INTERPRETACION
A	Almidón
B	Braquiesclereida
C	Corpúsculo de taninos y compuestos fenólicos
c	Cabeza
CE	Célula epidérmica
CL	Cavidad lisígena
CO	Colénquima
Co	Célula oclusiva
CP	Célula parenquimática
CR	Cristales de oxalato de calcio
CSE	Cámara subestomática
CU	Cutina o cutícula
E	Estoma
EC	Esclerénquima
EE	Epidermis del envés
EH	Epidermis del haz
ES	Estructura secretora
F	Floema
G	Glándula
g	Inicio de formación de glándula
L	Lumen
ME	Macroesclereida
P	Papila
p	Pedicelo
PC	Parénquima cortical
PEM	Parénquima en empalizada
PES	Parénquima esponjoso
RM	Radio medular
T	Tricoma
TE	Tricoesclereida
TQ	Traqueida
V	Venación
v	Vaina del haz vascular
VP	Vena Principal
VS	Vena Secundaria
X	Xilema



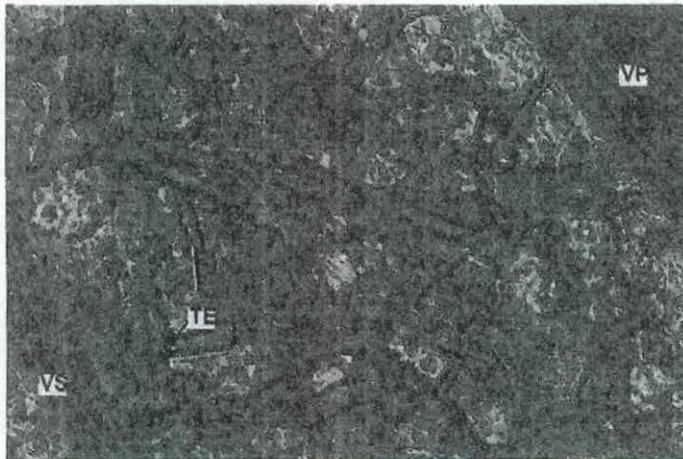
**FOTOGRAFIA No. 1**

Foliola de *Simarouba glauca* DC (Aceituno)  
Epidermis abaxial en vista superficial



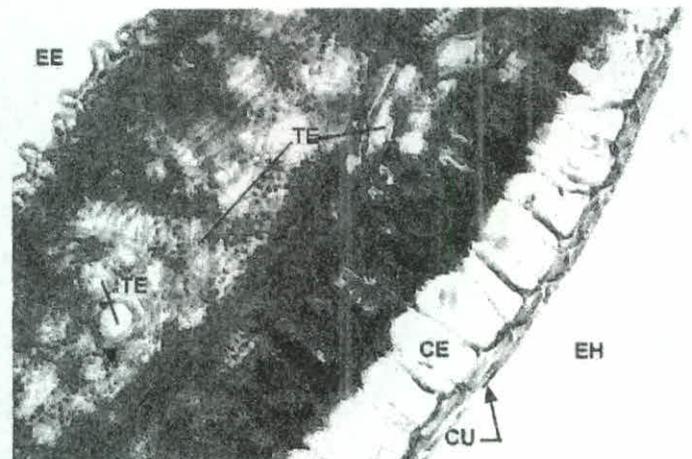
**FOTOGRAFIA No. 2**

Foliola de *Simarouba glauca* DC (Aceituno)  
Epidermis adaxial en vista superficial



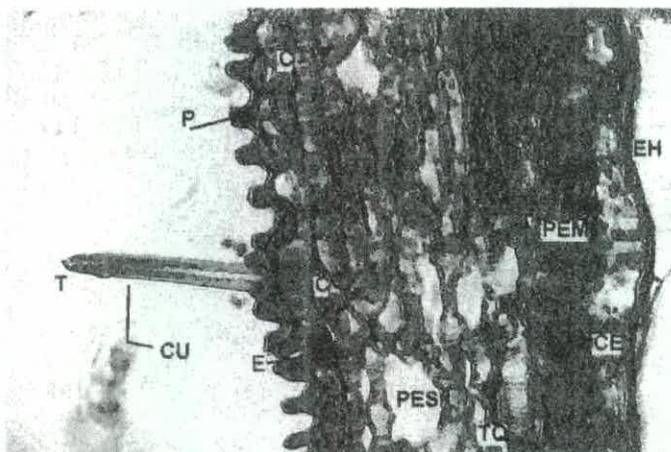
**FOTOGRAFIA No. 3**

Foliola diafanizada de *Simarouba glauca* DC (Aceituno)  
Epidermis abaxial de foliola diafanizada.



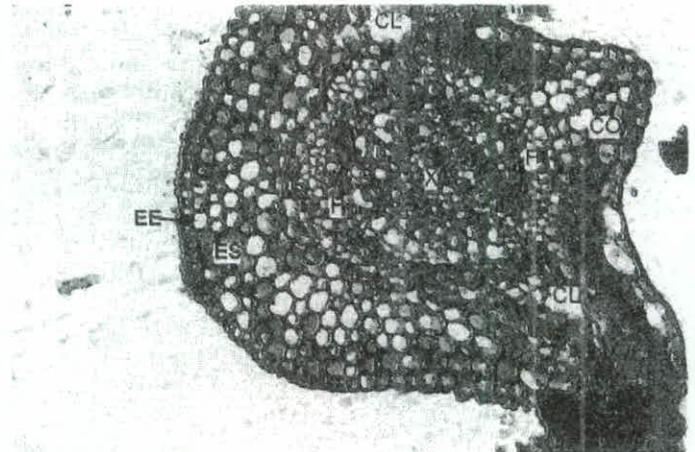
**FOTOGRAFIA No. 4**

Foliola de *Simarouba glauca* DC (Aceituno)  
Corte transversal en hoja madura



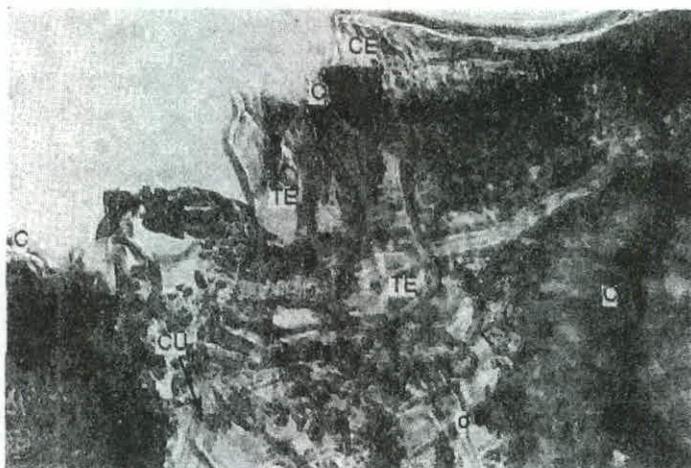
**FOTOGRAFIA No. 5**

Foliola de *Simarouba glauca* DC (Aceituno)  
Corte transversal en foliola joven

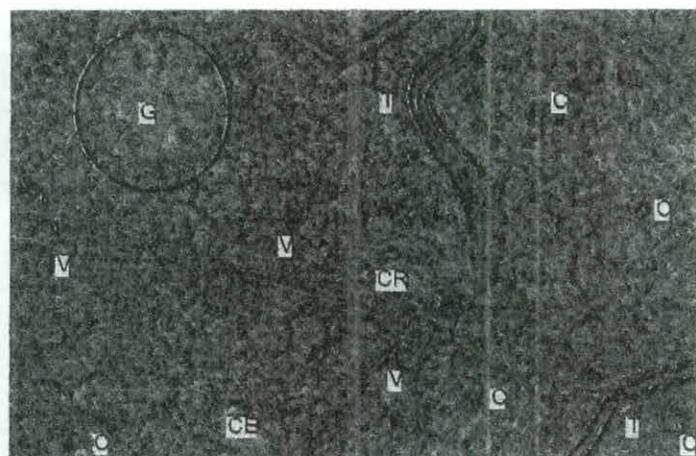


**FOTOGRAFIA No. 6**

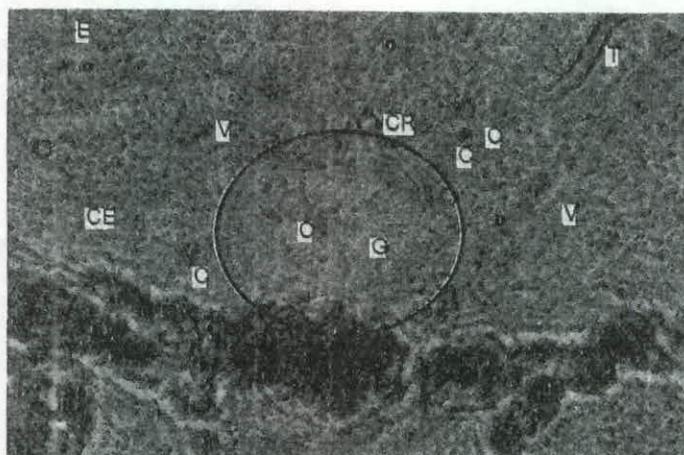
Foliola de *Simarouba glauca* DC (Aceituno)  
Vena principal de foliola joven vista en corte transversal

**FOTOGRAFIA No. 7**

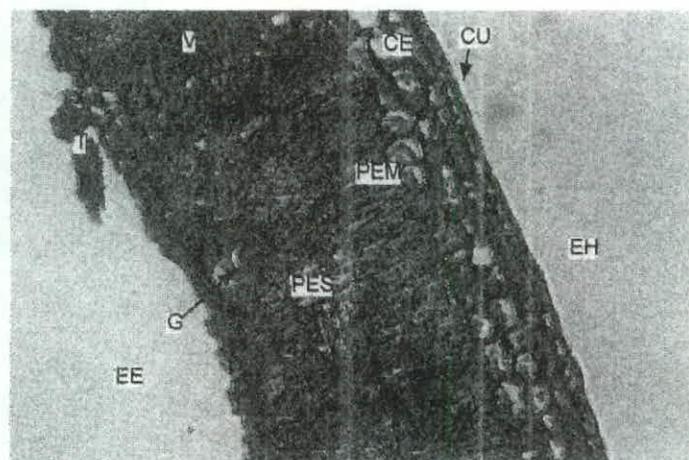
Foliola de *Simarouba glauca* DC (Aceituno)  
Corte transversal en foliola madura

**FOTOGRAFIA No. 8**

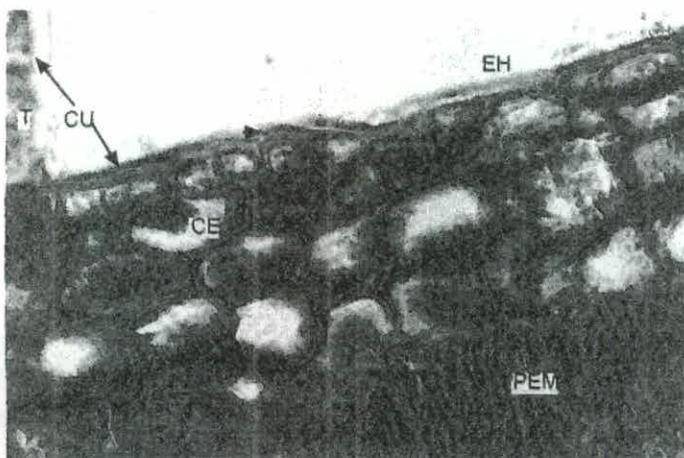
Hoja diafanizada de *Psidium Guajava* L (Guayaba)  
Epidermis de hoja diafanizada en vista superficial

**FOTOGRAFIA No. 9**

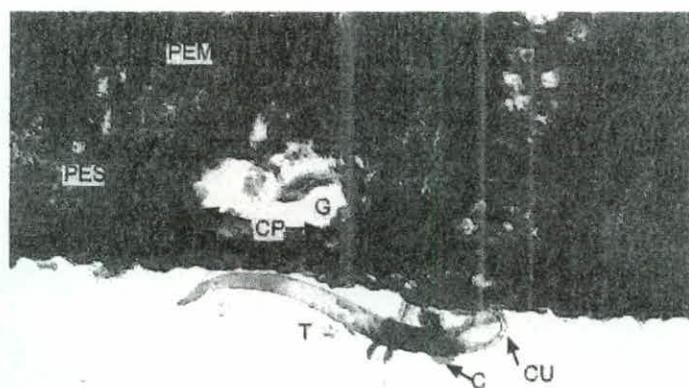
Hoja diafanizada de *Psidium Guajava* L (Guayaba)  
Epidermis de hoja diafanizada en vista superficial

**FOTOGRAFIA No. 10**

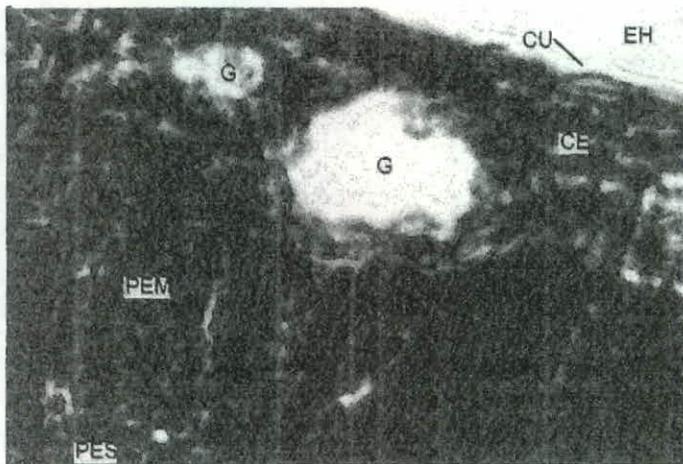
Hoja de *Psidium Guajava* L (Guayaba)  
Corte transversal

**FOTOGRAFIA No. 11**

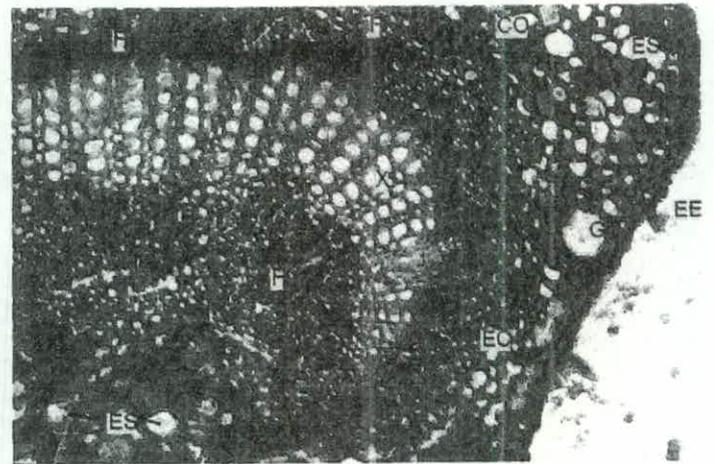
Hoja de *Psidium Guajava* L (Guayaba)  
Corte transversal

**FOTOGRAFIA No. 12**

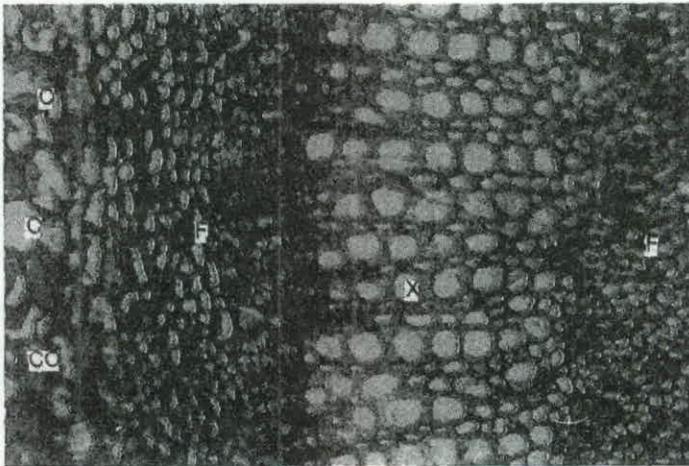
Hoja de *Psidium Guajava* L (Guayaba)  
Corte transversal

**FOTOGRAFIA No. 13**

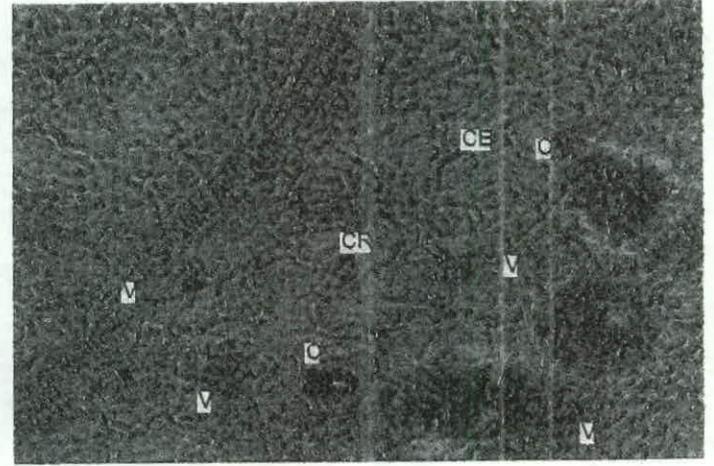
Hoja de *Psidium Guajava* L (Guayaba)  
Corte transversal

**FOTOGRAFIA No. 14**

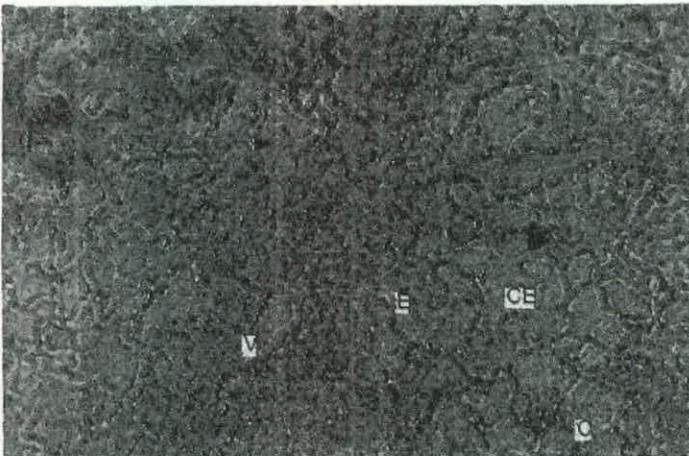
Hoja de *Psidium Guajava* L (Guayaba)  
Vena principal en corte transversal

**FOTOGRAFIA No. 15**

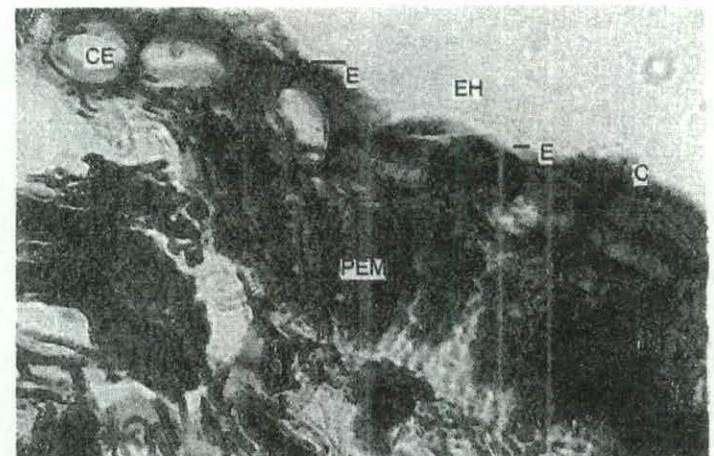
Hoja de *Psidium Guajava* L (Guayaba)  
Vena principal en corte transversal

**FOTOGRAFIA No. 16**

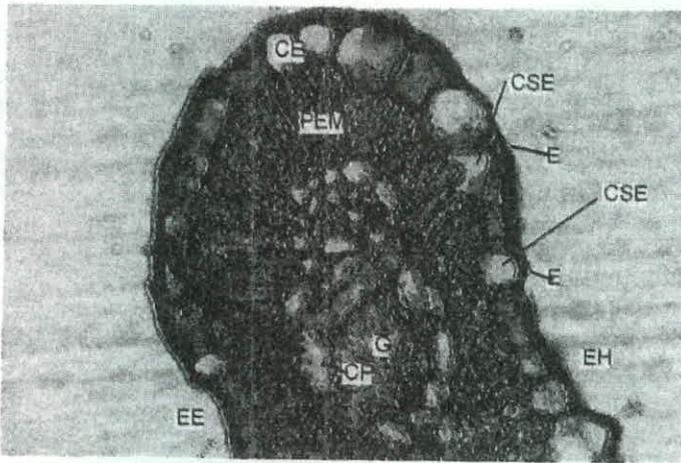
Hoja diafanizada de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
Epidermis adaxial en vista superficial

**FOTOGRAFIA No. 17**

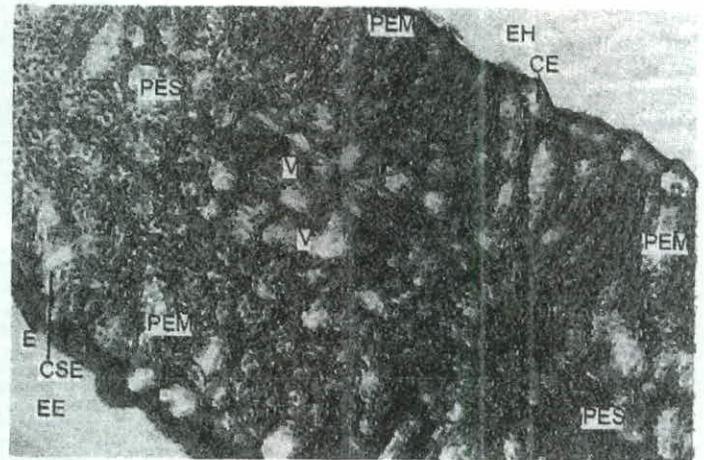
Hoja diafanizada de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
Epidermis abaxial en vista superficial

**FOTOGRAFIA No. 18**

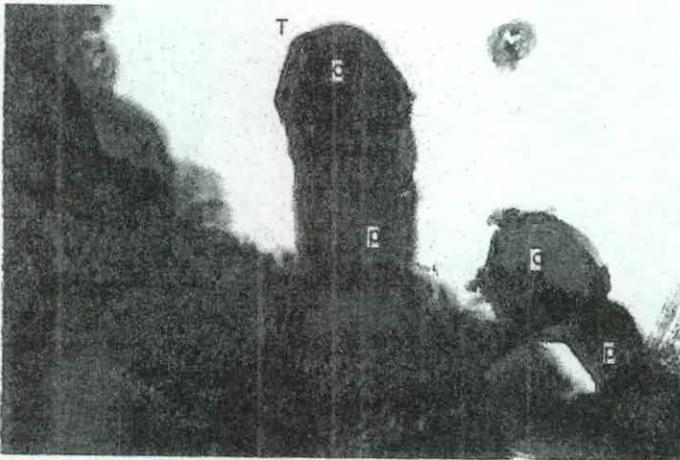
Hoja de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
Corte transversal



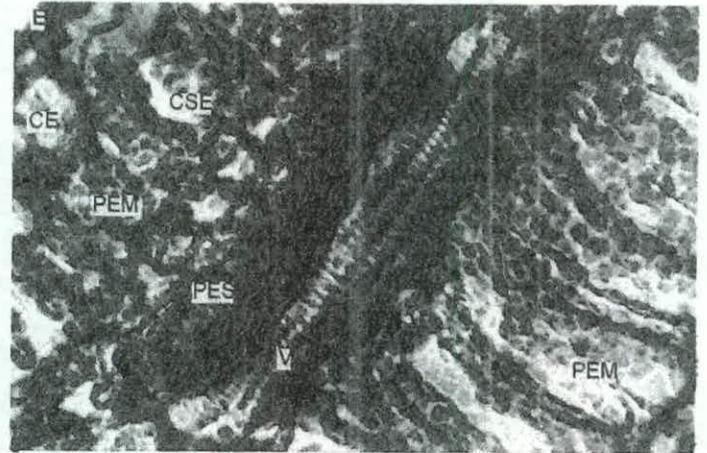
**FOTOGRAFIA No. 19**  
 Hoja de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
 Corte transversal



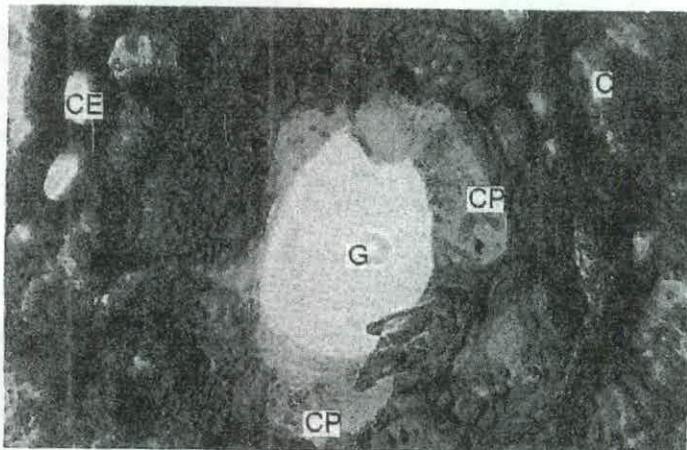
**FOTOGRAFIA No. 20**  
 Hoja de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
 Corte transversal



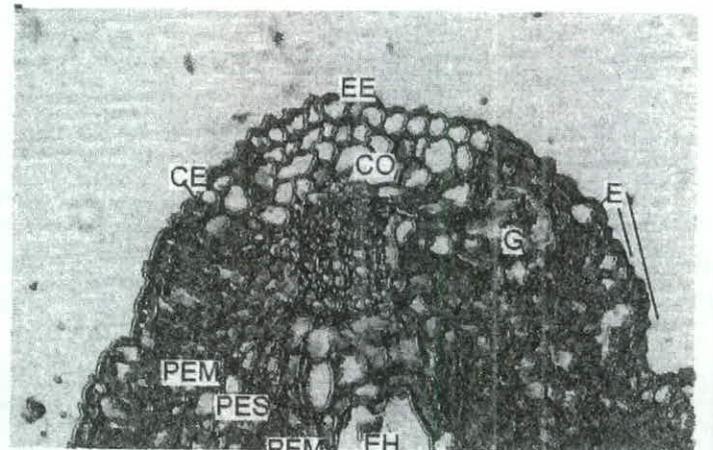
**FOTOGRAFIA No. 21**  
 Hoja de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
 Corte transversal



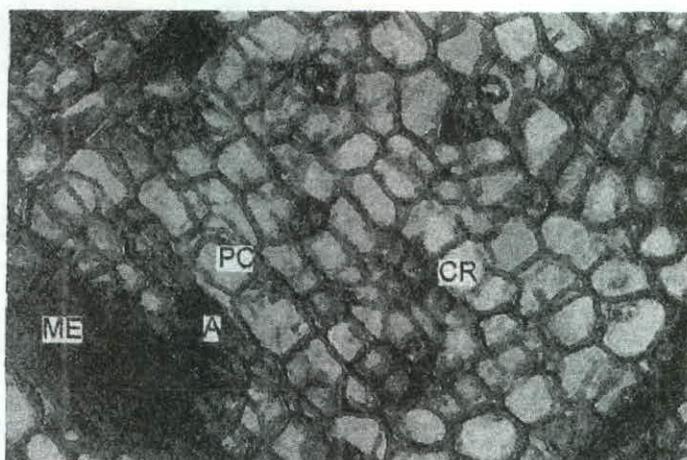
**FOTOGRAFIA No. 22**  
 Hoja de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
 Corte transversal



**FOTOGRAFIA No. 23**  
 Hoja de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
 Corte transversal

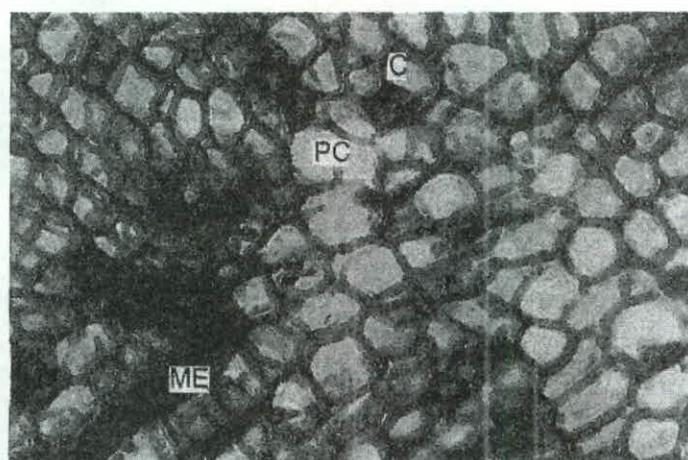


**FOTOGRAFIA No. 24**  
 Hoja de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
 Corte transversal



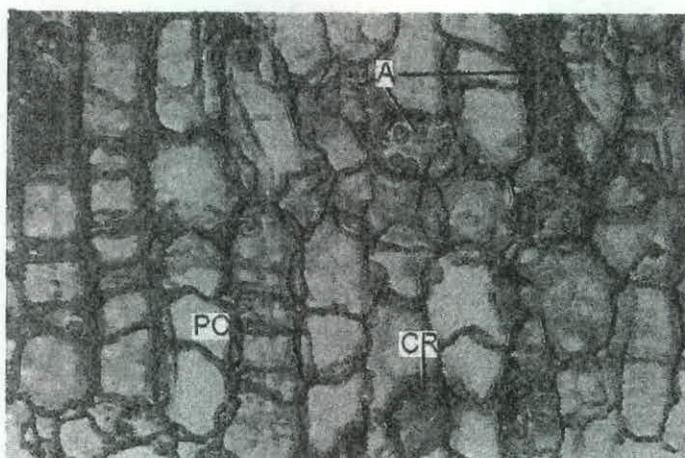
**FOTOGRAFIA No. 25**

Corteza de *Byrsonima crassifolia* L (Nance)  
Corte transversal externo



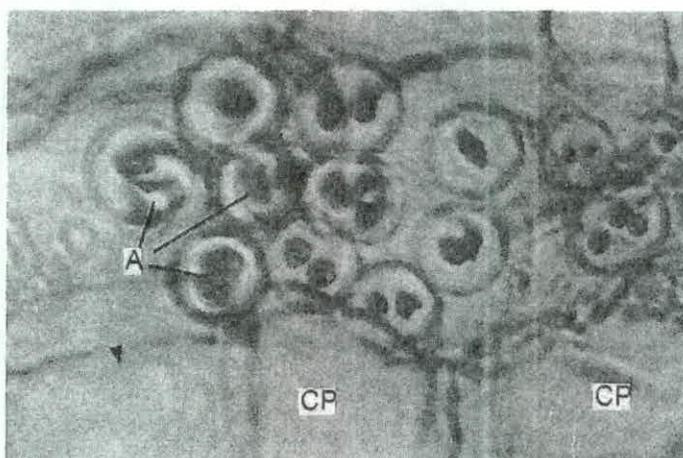
**FOTOGRAFIA No. 26**

Corteza de *Byrsonima crassifolia* L (Nance)  
Corte transversal interno



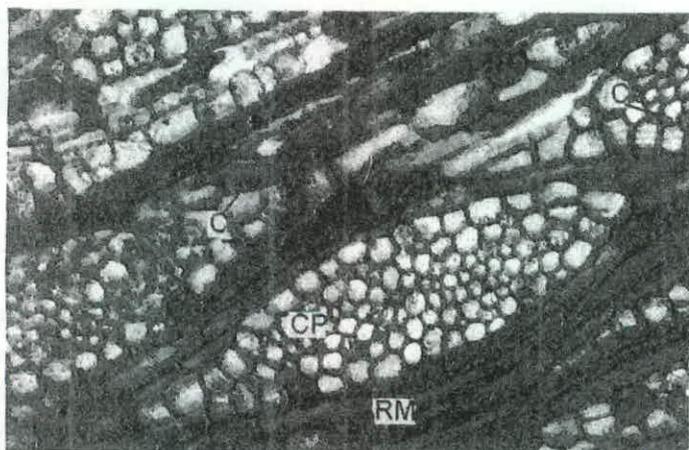
**FOTOGRAFIA No. 27**

Corteza de *Byrsonima crassifolia* L (Nance)  
Corte transversal externo



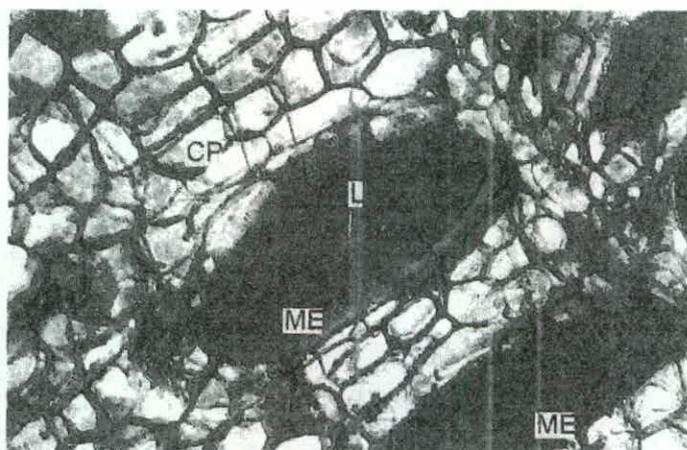
**FOTOGRAFIA No. 28**

Corteza de *Byrsonima crassifolia* L (Nance)  
Corte transversal interno



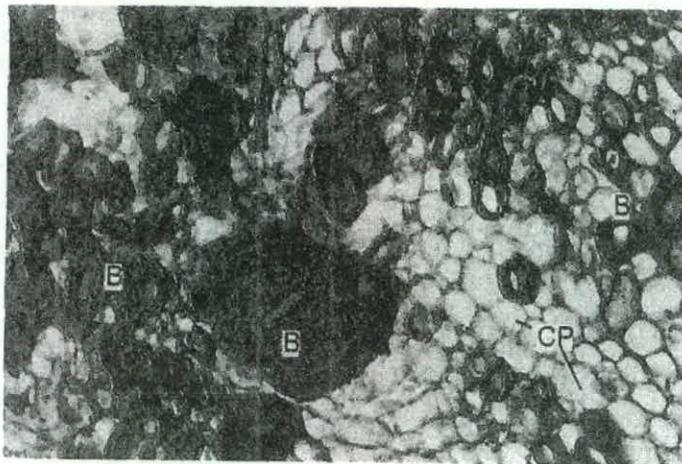
**FOTOGRAFIA No. 29**

Corteza de *Byrsonima crassifolia* L (Nance)  
Corte longitudinal tangencial



**FOTOGRAFIA No. 30**

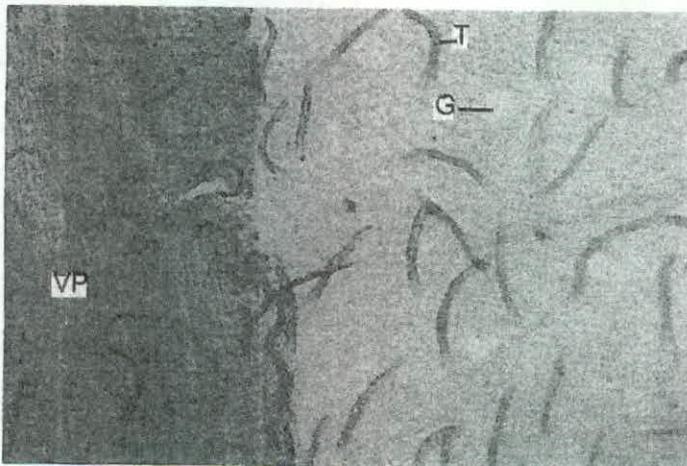
Corteza de *Byrsonima crassifolia* L (Nance)  
Corte longitudinal radial interno



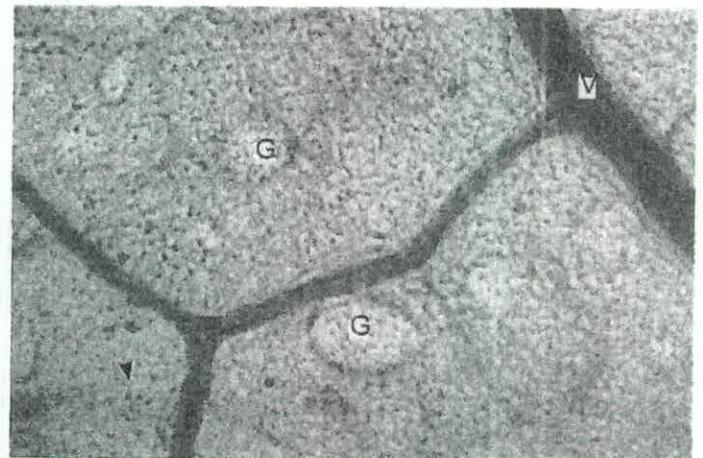
**FOTOGRAFIA No. 31**  
Corteza de *Byrsonima crassifolia* L (Nance)  
Corte longitudinal radial externo



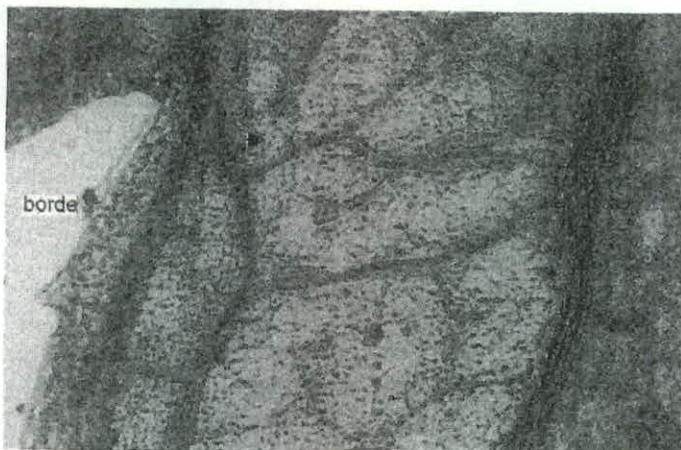
**FOTOGRAFIA No. 32**  
Hoja diafanizada de *Simarouba glauca* DC (Aceituno)  
Vista superficial



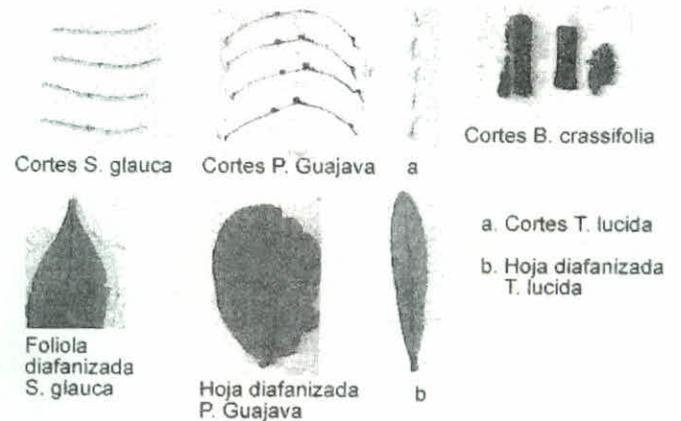
**FOTOGRAFIA No. 33**  
Hoja diafanizada de *Psidium Guajava* DC (Guayaba)  
Vista superficial



**FOTOGRAFIA No. 34**  
Hoja diafanizada de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
Vista superficial

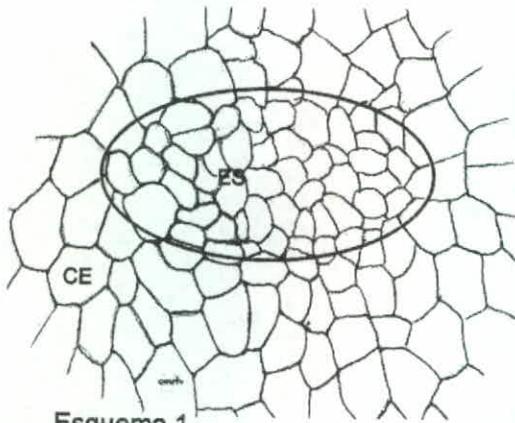


**FOTOGRAFIA No. 35**  
Hoja diafanizada de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)  
Vista superficial

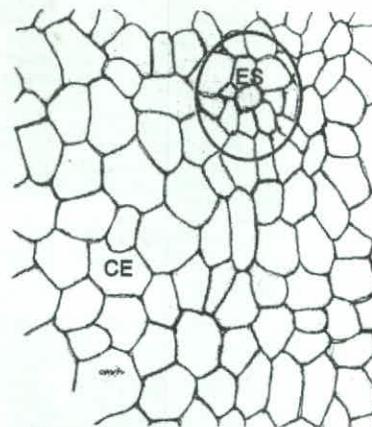


Esquemas de foliolas de *Simarouba glauca* DC (Aceituno)

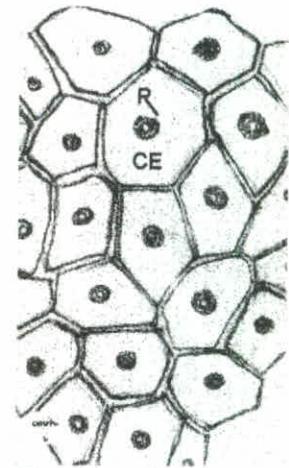
36



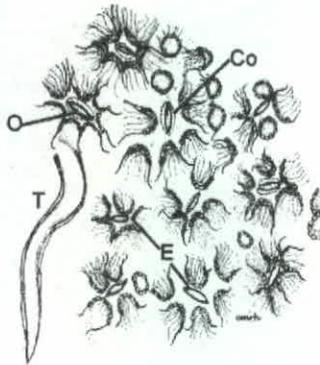
Esquema 1



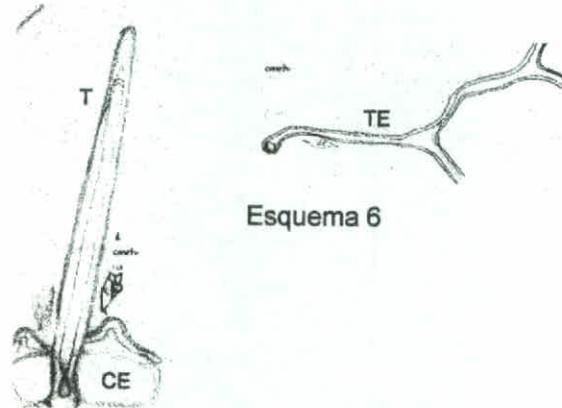
Esquema 2



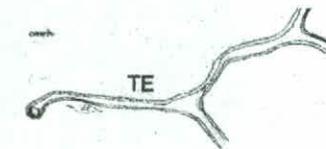
Esquema 3



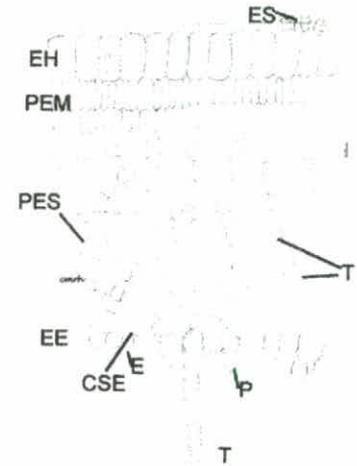
Esquema 4



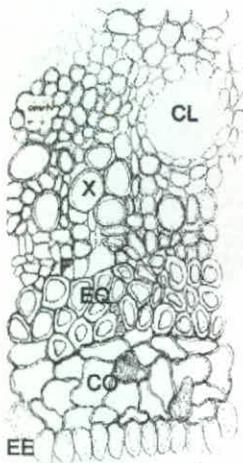
Esquema 5



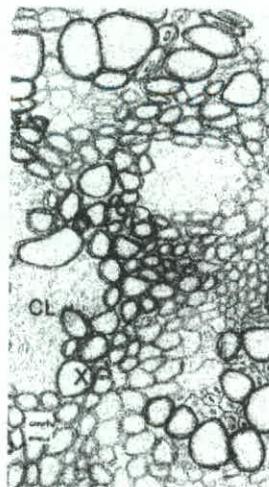
Esquema 6



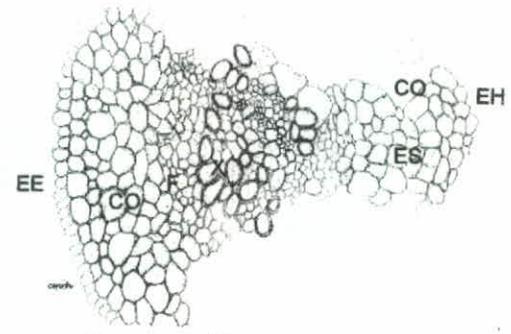
Esquema 7



Esquema 8



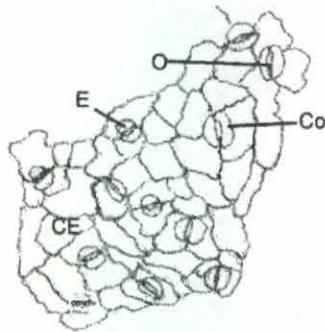
Esquema 9



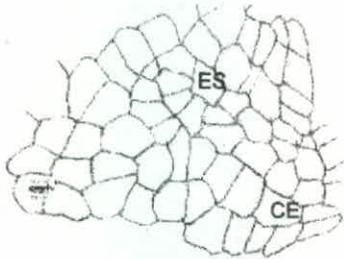
Esquema 10

- Esquema 1: Epidermis adaxial (vista superficial): células epidérmicas (CE), estructura secretora (ES) encerrada en círculo.  
 Esquema 2: Epidermis adaxial (vista superficial): células epidérmicas (CE), estructura secretora (ES) encerrada en círculo.  
 Esquema 3: Epidermis abaxial (vista superficial): células epidérmicas (CE), parte apical de papilas epidérmicas (P)  
 Esquema 4: Epidermis abaxial (vista superficial): estomas (E), células oclusivas (Co), ostiolo o poro (O), papilas (P).  
 Esquema 5: Epidermis abaxial (corte transversal): tricoma (T), célula epidérmica (CE), papila (P).  
 Esquema 6: Tricoesclerida (TE) dilacerada.  
 Esquema 7: Corte transversal de foliola madura: epidermis del haz (EH), célula epidérmica (CE), parénquima en empalizada (PEM), parénquima esponjoso (PES), tricoesclerida (TE), epidermis del envés (EE), papila (P), estoma (E), cámara sub-estomática (CSE).  
 Esquema 8: Vena principal (corte transversal): colénquima (CO), cavidad lisígena (CL), xilema (X), floema (F), esclerénquima (EQ), colénquima (CO), epidermis del envés (EE).  
 Esquema 9: Vena principal (corte transversal): xilema (X), cavidad lisígena (CL).  
 Esquema 10: Vena principal (corte transversal): epidermis del envés (EE), colénquima (CO), estructura secretora (ES), floema (F), xilema (X), epidermis del haz (EH).

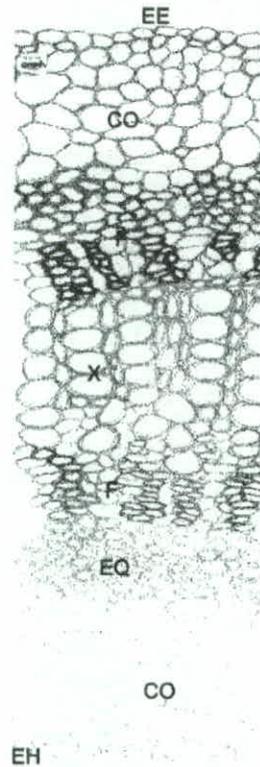
Esquemas de hoja de *Psidium Guajava* L (Guayaba)



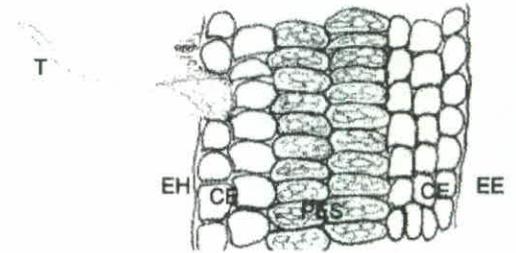
Esquema 11



Esquema 12



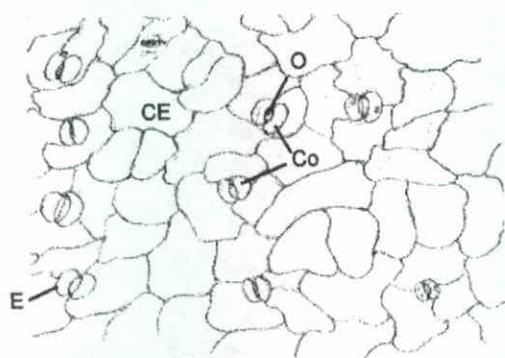
Esquema 13



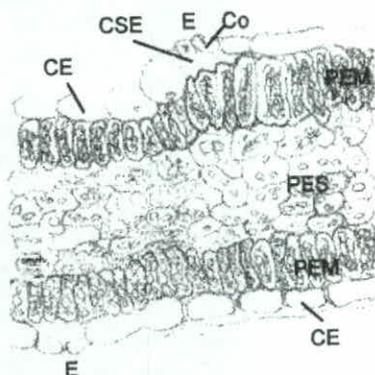
Esquema 14

- Esquema 11: Epidermis abaxial en vista superficial: Estoma (E), célula oclusiva (Co), poro u ostiolo (O), célula epidérmica (CE).  
 Esquema 12: Epidermis adaxial en vista superficial: Estructura secretora (ES), célula epidérmica (CE).  
 Esquema 13: Vena principal en corte transversal: Epidermis del envés (EE), colénquima (CO), floema (F), xilema (X), esclerénquima (EQ), epidermis del haz (EH).  
 Esquema 14: Mesófilo en corte transversal: Tricoma (T), epidermis del haz (EH), epidermis del envés (EE), parénquima en empalizada (PEM), parénquima esponjoso (PES), célula epidérmica (CE).

## Esquemas de hoja de *Tagetes lucida* Cav (Pericón)



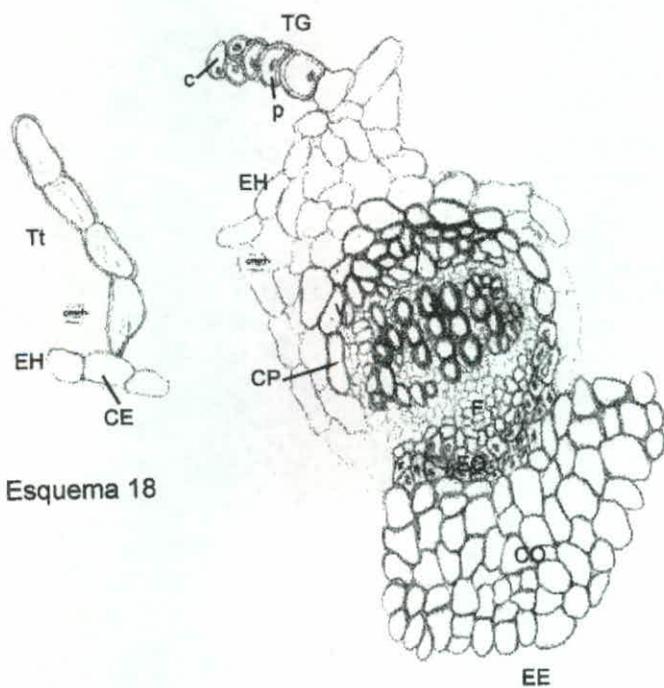
Esquema 15



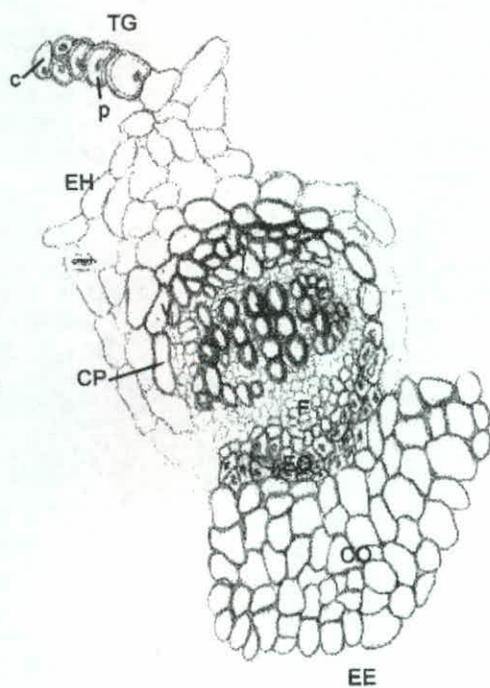
Esquema 16



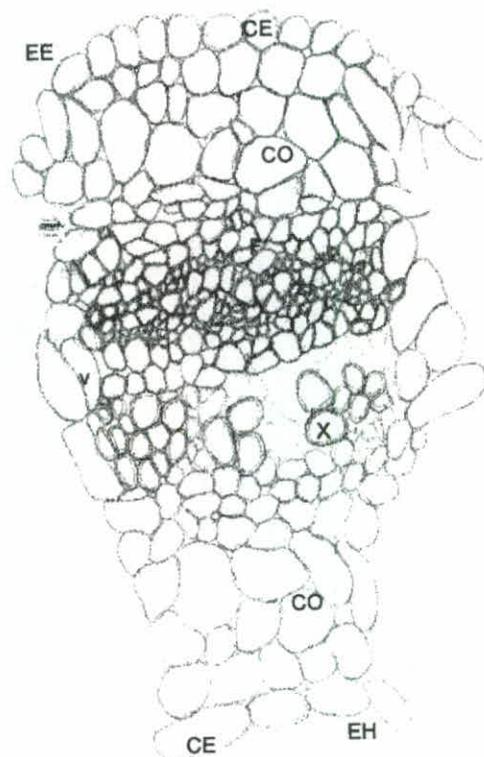
Esquema 17



Esquema 18



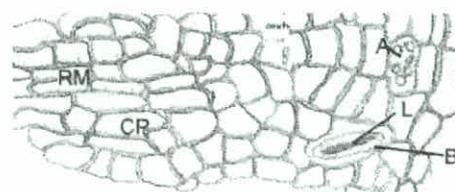
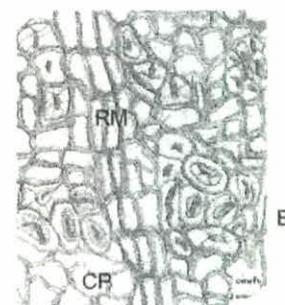
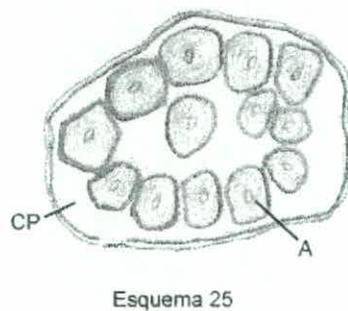
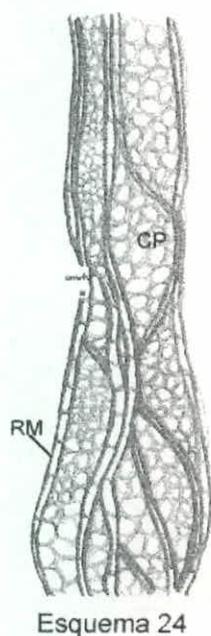
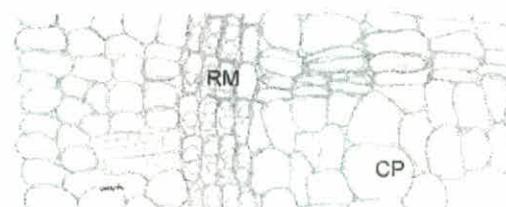
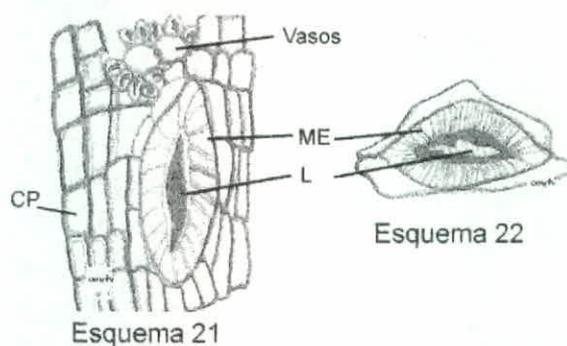
Esquema 19



Esquema 20

- Esquema 15: Epidermis abaxial en vista superficial: Estoma (E), célula oclusiva (Co), poro u ostiolo (O), célula epidérmica (CE).  
 Esquema 16: Mesófilo en corte transversal: Célula epidérmica (CE), parénquima en empalizada (PEM), parénquima esponjoso (PES), epidermis del haz (EH), epidermis del envés (EE).  
 Esquema 17: Vasos y fibras dilaceradas.  
 Esquema 18: Tricoma tector pluricelular (Tt), célula epidérmica (CE), epidermis del haz (EH).  
 Esquema 19: Tricoma glandular (Tg), epidermis del haz (EH), célula parenquimática (CP), vaina (v), xilema (X), floema (F), esclerénquima (EQ), colénquima (CO), epidermis del envés (EE).  
 Esquema 20: Epidermis del haz (EH), célula parenquimática (CP), vaina (v), xilema (X), floema (F), esclerénquima (EQ), colénquima (CO), epidermis del envés (EE).

Esquemas de corteza *Byrsonima crassifolia* L HBK (Nance)



- Esquema 21: Corte transversal: Macroesclereida (ME), vasos, célula parenquimática (CP), lumen (L).  
 Esquema 22: Corte transversal: Macroesclereida (ME), lumen (L).  
 Esquema 23: Corte longitudinal radial: Radio medular (RM), célula parenquimática (CP).  
 Esquema 24: Corte longitudinal tangencial: Radio medular (RM), célula parenquimática (CP).  
 Esquema 25: Corte transversal: Almidón (A), célula parenquimática (CP).  
 Esquema 26: Corte longitudinal radial: Radio medular (RM), célula parenquimática (CP), braquiesclereida (B), lumen (L), almidón (A).  
 Esquema 27: Corte longitudinal radial: Radio medular (RM), célula parenquimática (CP), braquiesclereida (B).

## 8. DISCUSION DE RESULTADOS

La metodología analítica utilizada permitió identificar las características citohistológicas de los órganos de las plantas medicinales estudiadas: foliolas de *Simarouba glauca* DC. (aceituno), hoja de *Psidium Guajava* L. (guayaba), hojas de *Tagetes lucida* Cav. (pericón) y corteza de *Byrsonima crassifolia* L. (nance).

En el presente estudio se observó que cada una de ellas presenta diferentes estructuras que hace posible su diferenciación a nivel microscópico, lo cual proporciona información acerca de los tejidos que pudieran observarse en la materia prima pulverizada que es utilizada en laboratorios fitofarmacéuticos, y por consiguiente detectar posibles falsificaciones y adulteraciones.

Los resultados demostraron que las plantas estudiadas presentan las siguientes características:

*Simarouba glauca* DC (foliolas): posee epidermis uniestratificada compacta cutinizada, estomas anomocíticos de forma alargada, epidermis abaxial papilosa, mesófilo dorsiventral con espacios aéreos, estructuras secretoras, corpúsculos amorfos de taninos y compuestos fenólicos, tricoesclereidas con diferente grado de esclerosis, tricomas exógenos aciculares, colénquima secretor y haz vascular concéntrico anficribal, cristales de oxalato de calcio (fotografías No. 1 - 7).

*Psidium Guayava* L. (hojas): presenta epidermis pluriestratificada cutinizada, estomas anomocíticos de forma arriñonada, glándulas lisígenas, tricomas estrigosos, corpúsculos amorfos de taninos y compuestos fenólicos, mesófilo dorsiventral, parénquima esponjoso casi compacto, haz vascular bicolateral, cristales de oxalato de calcio (fotografías No. 8 - 15).

*Tagetes lucida* Cav. (hojas): muestra epidermis uniestratificada compacta, tricomas glandulares y tectores simples, estomas anomocíticos, mesófilo isobilateral, cavidades lisígenas, haz vascular colateral, parénquima esponjoso casi compacto, cristales de oxalato de calcio (fotografías No. 16 - 24).

*Byrsonima crassifolia* L. (corteza): muestra células parenquimáticas que almacenan gran cantidad de gránulos de almidón y en sus paredes presentan taninos y compuestos fenólicos, braquiesclereidas, macrosclereidas, radios medulares multiseriados, fibras, traqueidas, pocos vasos cortos; pequeños corpúsculos de taninos y compuestos fenólicos, cristales de oxalato de calcio (fotografías No. 25 - 31).

Se observó que las epidermis de las foliolas y hojas estudiadas poseen epidermis compactas, cutinizadas, siendo esto una características que contribuyen a la protección del tejido contra una excesiva pérdida de agua y como protección mecánica.<sup>55</sup>

La epidermis pluriestratificada observada en *Psidium Guayava* L. (fotografías No. 10 y 11) es característica de las mirtáceas y la capa más externa recuerda a la epidermis uniestratificada ordinaria, en donde las células interiores crecen más que las externas

debido a que éstas últimas se extienden menos y además, porque experimentan divisiones anticlinales más numerosas que las internas.<sup>55</sup>

La epidermis abaxial de *Simarouba glauca* DC. es la única que desarrolla papilas cónicas, (fotografía No. 5) las cuales se desarrollan a partir de células epidérmicas, sirven de protección contra la desecación durante la época seca y además acumulan agua durante la época lluviosa, la cual servirá en época de sequía, pues esta planta crece en zonas secas. En la literatura se reporta que algunas pápilas son el resultado del desarrollo excesivo de la cutícula. En las foliolas maduras y de gran longitud, las papilas son de mayor altura y por lo tanto en estas se deposita la lignina en la parte apical, que sirve de protección contra las lesiones mecánicas, y para darles rigidez, ya que en la escala evolutiva se relaciona con el desarrollo de formas tridimensionales, erectas y aéreas en las cuales se hace necesario el soporte mecánico.<sup>56</sup>

La epidermis abaxial a nivel del haz vascular de *Simarouba glauca* DC. (fotografía No. 6) se encuentra ausente de papilas, y consta de paredes esclerenquimatizadas proporcionando resistencia frente a fuerzas mecánicas.<sup>55</sup>

La lignina se encuentra en las 2 capas de epidermis adaxial de *Psidium Guayava* L., (fotografías No. 10 y 11) y las macrosclereidas y braquiesclereidas de *Byrsonima crassifolia* L. (fotografías No. 25, 26, 30 y 31). La lignina teóricamente es un constituyente típico de la pared secundaria compuesta por moléculas amorfas de gran tamaño formada por p-hidroxifenil-propano también es observada en las paredes celulares del parénquima cortical de *Byrsonima crassifolia* L. En las células en que la lignina se encuentra presente confiere rigidez y resistencia a la degradación química.<sup>55, 56</sup>

La presencia de lignina, desde un punto de vista biológico, es la razón para la resistencia a la podredumbre que muestran muchas maderas; a nivel celular, su disposición localizada protege de la hidrólisis enzimática y contribuye al mantenimiento de la forma.

La cutina observada en las epidermis de las plantas en estudio forma una capa continua la cutícula, (fotografías No. 4, 5, 7, 10, 11, 12, 13) la cual por su composición química (polímero constituido por una mezcla de poliésteres de ácido palmítico hidroxilado [C<sub>16</sub>] y ácido oleico [C<sub>18</sub>]) y por su posición periférica es eficaz para disminuir la transpiración, lo que explica el mayor grosor en las foliolas de *Simarouba glauca* DC. recolectadas durante la época seca; además en época lluviosa la cutina sirve de protección contra la lixiviación producida por la lluvia. También se observa que las foliolas de *Simarouba glauca* DC. son brillantes, esto se debe a que la cutícula del haz que protege contra la penetración de parásitos potenciales en los tejidos vivos y contra las lesiones mecánicas.<sup>55, 56</sup>

Los estomas son característicos de cada planta, algunos sobresalen del nivel de las células epidérmicas adyacentes como en *Tagetes lucida* Cav. (fotografías No. 18, 19, 20 y 24) y otros se encuentran al mismo nivel como en *Simarouba glauca* DC. (fotografía No. 5) y *Psidium Guayava* L. La clasificación y descripción de éstos ayuda a diferenciar las especies. En esta investigación se observó que todos son del tipo anomocítico pero se diferencian en la forma de las células oclusivas, en el nivel en que se encuentran con respecto a las células epidérmicas adyacentes, y si se presentan en una o en ambas epidermis; éste último se relaciona con el habitat en el que se desarrolla la planta.<sup>55, 56</sup>

Los tricomas son importantes para diferenciar una planta pues muestran amplias variaciones dentro de las familias por lo que los distintos tipos de tricomas se han empleado para clasificar géneros e incluso especies de ciertas familias y en el reconocimiento de híbridos inter-específicos. Dentro de los órganos estudiados se observó diferencia entre los tipos de tricomas, por ejemplo, en *Simarouba glauca* DC., los tricomas son unicelulares en forma de aguja (aciculares) (fotografía No. 5), en *Psidium Guayava* L. son unicelulares pero de tipo estrigoso (fotografía No. 12) y en *Tagetes lucida* Cav. se presentan glandulares pluricelulares (fotografía No. 21) y simples tectores pluricelulares. Las membranas de todos estos tricomas son de celulosa cubierta por cutícula. En *Psidium Guayava* L. debido a la forma de los tricomas estrigosos la deposición de cutina se observa solamente en la base, ya que allí es donde se necesita más protección contra lesiones mecánicas (fotografía No. 12).

El mesófilo de las foliolas y hojas estudiadas es fotosintético (por la presencia de cloroplastos) y secretor; se clasifica de acuerdo con la posición de parénquima en empalizada y parénquima esponjoso, siendo de tipo dorsiventral con parénquima esponjoso que forma grandes espacios aéreos en *Simarouba glauca* DC. (fotografía No. 5); dorsiventral con parénquima esponjoso que forma un tejido casi compacto en *Psidium Guayava* L. (fotografía No. 10) e isobilateral en *Tagetes lucida* Cav. (fotografía No. 22). En estos órganos se rectifica la información acerca de que en las hojas con un mesófilo diferenciado en parénquima esponjoso y en empalizada, la mayor cantidad de cloroplastos se presenta en parénquima en empalizada, esto se debe a que por la disposición y forma de este tejido, los cloroplastos se presentan en posición más favorable con respecto a la luz para efectuar el proceso fotosintético.<sup>55</sup>

En *Simarouba glauca* DC. se observa la estructura lagunosa del mesófilo (amplios espacios aéreos) (fotografía No. 5) lo cual hace posible el completo intercambio gaseoso entre el aire exterior y el tejido fotosintético. Debido a la presencia de estos grandes espacios aéreos, las foliolas desarrollan tricoesclereidas las cuales sirven de sostén, observándose lignina en su etapa madura para proporcionar mayor rigidez. En las foliolas muy jóvenes no se observaron tricoesclereidas entre los espacios aéreos del mesófilo lo cual explica la flexibilidad de éstas, y confirma la función de estas estructuras en las foliolas maduras.

En todas las hojas estudiadas se observaron estructuras secretoras, las externas corresponden a los tricomas anteriormente descritos.

Las estructuras secretoras internas, de acuerdo con Eugenia Flores<sup>56</sup> son clasificadas así:

- 1) Idioblastos: células especializadas distribuidas entre otras menos especializadas que se distinguen por su forma, tamaño y contenido (cristales, taninos, aceites, etc.) dentro de este tipo de estructuras secretoras solo se observaron los corpúsculos anaranjados de taninos y compuestos fenólicos observados aisladamente en la epidermis y mesófilo de *Simarouba glauca* DC. (fotografías No. 1 y 5); en los tricomas estrigosos (fotografía No. 12) vena principal (fotografía No. 15) y mesófilo de *Psidium Guayava* L. y en la corteza de *Byrsonima crassifolia* L. (fotografía No. 26 y 29).
- 2) Células alargadas en forma de sacos o túbulos, como por ejemplo la células epidérmicas secretoras de *Simarouba glauca* DC. (fotografía No. 2) que contienen

masas granulares o corpúsculos anaranjados de aceite, taninos y compuestos fenólicos, los cuales forman un sistema de varias células que se encuentran suberificadas, y por lo tanto hace que el cloruro férrico reaccione lentamente con los corpúsculos de taninos. También se observa que en el colénquima de *Simarouba glauca* DC. se presentan estructuras secretoras de taninos y compuestos fenólicos (fotografía No. 6). Eugenia Flores reporta la presencia de este tipo de estructuras en tejido vascular y fundamental de varias familias, entre las cuales se encuentra *Simarouba glauca* DC. y explica que las células que contienen aceite se suberizan muy temprano. Los corpúsculos amorfos encontrados entre papila y papila tienen la finalidad de proteger a estas estructuras contra el daño que pudieran sufrir por insectos, los cuales se distancian por la acción astringente de los taninos que conforman dichos corpúsculos.

- 3) Las cavidades secretoras, canales o glándulas son estructuras más complejas, formadas por desintegración o separación de sus paredes celulares. Se observan cavidades y glándulas lisígenas en todas las hojas y foliolas estudiadas: En las foliolas de *Simarouba glauca* DC. a nivel de la vena principal (fotografía No. 6); en hojas de *Psidium Guayava* L. a nivel de epidermis, mesófilo y colénquima en haz vascular (fotografías No. 8, 9, 10, 12, 13 y 14) y en *Tagetes lucida* Cav. a nivel de mesófilo y en las cercanías del haz vascular (fotografías No. 19, 23 y 24). La teoría señala que en éstas cavidades lisígenas la secreción se forma en células que más tarde se desintegran y liberan el contenido en la cavidad resultante.

Dentro de las sustancias ergásticas segregadas también se encuentran los gránulos de almidón observados en todos los órganos estudiados, el cual constituye una sustancia de reserva en el mismo protoplasto se reporta que el almidón se deposita en todo el cuerpo de la planta, pero se acumula particularmente en el parénquima de los tejidos vasculares secundarios y en el parénquima de órganos de almacenamiento especializados; como es el caso de *Byrsonima crassifolia* L. (fotografías No. 27 y 28).

Otras sustancias ergásticas son los compuestos fenólicos detectados con la reacción con cloruro férrico, los cuales se refieren a un grupo de sustancias que poseen en común un anillo aromático con uno o más sustituyentes hidroxilos, y que se encuentran frecuentemente formando glicósidos, combinados con unidades de azúcar. Son relativamente polares y tienden a ser solubles en agua. En presencia de cloruro férrico al 1% producen color verde, púrpura, azul o negro.<sup>57</sup>

Dentro de los compuestos fenólicos se encuentran taninos, flavonoides, antocianinas, antraquinonas y cumarinas.<sup>57</sup>

Se recopiló información acerca de la composición química de los órganos de las plantas, la cual refiere que en todas las plantas se han detectado compuestos fenólicos, por ejemplo:

Las hojas de *Simarouba glauca* DC. contiene flavonoides, polifenoles, sesquiterpenlactonas, taninos, alcaloides y cuasinoides.

A *Psidium Guayava* L. se le ha detectado en sus hojas 9-10% de taninos dentro de los cuales existen taninos hidrolizables (ácido elágico) y taninos condensados, triterpenoides,

flavonoides derivados de quercetina, polifenoles, cumarinas, además de 6% de grasa y 0.1 a 0.3% de aceite esencial.

En hojas y flores de *Tagetes lucida* Cav. se reporta aceite esencial, alcaloides cuaternarios, flavonoides, saponinas, taninos, leucoantocianinas, poliacetilenos, glucósidos cianogénicos, cumarinas entre otros.

En *Byrsonima crassifolia* L. HBK la corteza contiene 20-30% de taninos, glucósidos, flavonoides, saponinas, sesquiterpenlactonas, leucoantocianidinas, entre otros.

Los taninos estan presentes en todos los órganos estudiados, se refiere bibliográficamente que son también abundantes en las hojas de muchas plantas, en el xilema, floema y se presentan abundantemente en áreas donde el tejido vascular termina en tejidos de almacenamiento.<sup>57</sup> La función de los taninos es proteger al protoplasto contra la desecación, putrefacción y destrucción por animales; como sustancias de reserva relacionadas de manera no determinada con el metabolismo del almidón; como sustancias asociadas a la formación y transporte de azúcares; como antioxidantes y como coloides protectores que mantienen la homogeneidad del citoplasma.<sup>57</sup>

Los taninos hidrolizables son ésteres de ácidos aromáticos carboxílicos, los cuales por hidrólisis ácida o enzimática producen un azúcar y un residuo fenólico de ácido gálico o sudímico, el ácido elálgico. Se presentan como sustancias higroscópicas amorfas de color café-amarillento, solubles en agua caliente, formando dispersiones coloidales. Los taninos condensados no son ésteres, sino unidades de estructura flavonoide polimerizadas. Los más importantes son las catequinas, leucoantocianidinas, y el producto de su copolimerización, los biflovanos. En cuanto a sus propiedades generales son similares a los taninos hidrolizables, pero no son muy solubles en agua, y el tratamiento mediante ebullición con ácido diluido da lugar a la formación de polímeros insolubles de color café-rojizo, conocidos como flobafenos o taninos rojos.<sup>57</sup>

Hasta hoy se conocen diez clases de flavonoides, todos contienen quince átomos de carbono en su núcleo básico, denominado "flavona", y están arreglados bajo un sistema CCC, en el cual 2 anillos aromáticos llamados 636 A y B están unidos por una unidad de tres carbonos que pueden o no formar un tercer anillo, que en caso de existir es llamado anillo C.<sup>57</sup>

Cada una de las clases de flavonoides suele encontrarse bajo la forma de glicósidos con una a tres unidades de azúcar, generalmente en los carbonos 3 y/o 7. Los flavonoides se encuentran en todas las partes de las plantas, algunas clases se hallan más ampliamente distribuidas que otras, siendo más comunes las flavonas y flavonoles, y más restringidas en su ocurrencia las isoflavonas, chalconas y auronas.<sup>57</sup>

Como características generales de estos compuestos puede señalarse su solubilidad en agua. Pueden ser extraídos con etanol al 70%, y el extracto obtenido someterse a partición con éter de petróleo.<sup>57</sup>

Por otro lado, las antocianinas, heterósidos estrechamente relacionados con los flavonoides, constituyen el grupo de pigmentos más importante y más ampliamente distribuido en las plantas. Son pigmentos acuosolubles responsables de casi todos los colores rosados, escarlata, rojos, violetas y azules en pétalos, hojas y frutos. Las antocianinas provienen químicamente de una sola estructura aromática, la de la cianidina, y todas derivan de este pigmento por adición o sustracción de grupos hidroxilo o por metilación o glicosilación.<sup>57</sup>

Las antraquinonas constituyen el grupo más grande de sustancias del tipo quinona presentes en la naturaleza. Suelen ser compuestos de color rojo-anaranjado.<sup>57</sup>

Los derivados antraquinónicos presentes en las drogas purgantes pueden ser dihidroxifenoles, como el crisofanol; trihidroxifenoles como la emodina, o tetrahidroxifenoles, como el ácido carmínico. Cuando estas sustancias se hallan formando heterósidos, el azúcar puede estar unido en posiciones diversas.<sup>57</sup>

Se observó que cada órgano estudiado presenta diferentes tipos de haces vasculares:

*Simarouba glauca* DC. presenta haz concéntrico anficribal, rodeados por una vaina de esclerenquima y colénquima angular como tejido de sostén (fotografía No. 6).

*Psidium Guayava* L. muestra haz vascular bicolateral, rodeados por una vaina de esclerenquima y colénquima angular como tejido de sostén (fotografía No. 14).

*Tagetes lucida* Cav. posee haz colateral rodeados por una vaina de parénquima y colénquima laminar como tejido de sostén (fotografía No.24).

En las mirtáceas, familia a la que pertenece *Psidium Guayava* L. se reporta que existe floema que ocupa una posición externa con respecto al xilema o posición abaxial en las hojas y también posee una parte del floema situado al lado opuesto al xilema; estas dos partes reciben el nombre de floema externo e interno, respectivamente. También pueden denominarse floema abaxial (apartado del eje) y adaxial (proximo al eje), respectivamente. En las hojas, estos términos señalan la posición del xilema con respecto al tallo o eje al cual la hoja está unida.<sup>55</sup>

En resumen, se observa que las características citohistológicas diferencian una planta de otra y que es posible determinar las sustancias que segregan a nivel microscópico con la ayuda de reacciones histoquímicas con colorantes histoquímicas de reacciones histoquímicas con colorantes y reactivos específicos.

Se debe tomar en cuenta la época de recolección de los órganos a estudiar pues existen algunas características que son particulares de una estación del año.

La autenticación citohistológica constituye uno de los elementos que pueden utilizarse para identificar una especie y detectar adulteraciones o falsificaciones en las plantas medicinales.

La identificación de algunas sustancias secretadas debe confirmarse con la composición química determinada por técnicas cromatográficas, para asegurar la presencia en algún órgano o tejido.

## 9. CONCLUSIONES

- 9.1 La autenticación citohistológica realizada en los órganos estudiados: foliolas de *Simarouba glauca* DC. (aceituno), hoja de *Psidium Guajava* L. (guayaba), hojas de *Tagetes lucida* Cav. (pericón) y corteza de *Byrsonima crassifolia* L. (nance), identificó las características microscópicas de cada tejido y las sustancias que se encuentran dentro de los mismos.
- 9.2 Al identificar las características propias de cada planta es posible tener la base científica que permita la detección de falsificaciones y adulteraciones en plantas medicinales utilizadas como materia prima para infusiones o como materia prima de laboratorios fitofarmacéuticos.
- 9.3 La autenticación citohistológica debe acompañarse de revisiones bibliográficas acerca de la composición química de las plantas, las cuales respaldarán los resultados obtenidos en las pruebas histoquímicas.
- 9.4 Los taninos y compuestos fenólicos fueron encontrados en las cuatro plantas medicinales estudiadas, mediante la reacción con cloruro férrico, debido a que dentro de este grupo se encuentran compuestos químicos con propiedades antimicrobianas.
- 9.5 Las foliolas de *Simarouba glauca* DC pueden reconocerse microscópicamente porque poseen epidermis uniestratificada compacta cutinizada, estomas anomocíticos de forma alargada, epidermis abaxial papilosa, mesófilo dorsiventral con espacios aéreos, estructuras secretoras, corpúsculos amorfos de taninos y compuestos fenólicos, tricoesclereidas con diferente grado de esclerosis, tricomas exógenos aciculares, colénquima secretor y haz vascular concéntrico anficribal, cristales de oxalato de calcio.
- 9.6 La autenticación de las hojas de *Psidium Guayava* L. comprende epidermis pluriestratificada cutinizada, estomas anomocíticos de forma arrañada, glándulas lisígenas, tricomas estrigosos, corpúsculos amorfos de taninos y compuestos fenólicos, mesófilo dorsiventral, parénquima esponjoso casi compacto, haz vascular bicolateral, cristales de oxalato de calcio.
- 9.7 A nivel microscópico las hojas de *Tagetes lucida* Cav. se presentan con epidermis uniestratificada compacta, tricomas glandulares y simples, estomas anomocíticos, mesófilo isobilateral, cavidades lisígenas, haz vascular colateral, parénquima esponjoso casi compacto, cristales de oxalato de calcio.
- 9.8 La parte utilizada como materia médica en *Byrsonima crassifolia* L. es la peridermis y el parénquima cortical, observándose células parenquimáticas que almacenan gránulos de almidón y en sus paredes presentan taninos y compuestos fenólicos, braquiesclereidas, macroesclereidas, radios medulares multiseriados, fibras, traqueidas, vasos cortos que se unen a través de placas de perforación para formar series; pequeños corpúsculos de taninos y compuestos fenólicos, cristales de oxalato de calcio.

## 10. RECOMENDACIONES

- 10.1 Realizar este tipo de investigaciones a nivel de todas las plantas medicinales para garantizar la calidad de las mismas, sin adulteraciones ni falsificaciones, lo que llevará a asegurar que las mismas contengan los principios activos que les confieren sus propiedades curativas.
- 10.2 Garantizar la clasificación botánica de las plantas medicinales utilizadas en cualquier tipo de investigación; consultando herbarios en los que profesionales certifiquen el género, especie y variedad (si aplica) de las muestras vegetales a estudiar.
- 10.3 Registrar la época del año en que se han recolectado las muestras de plantas medicinales para cualquier investigación; así como altura del suelo para identificar las diferentes variaciones debidas al habitat de cada especie a estudiar.
- 10.4 La detección de sustancias mediante técnicas histológicas debe ser confirmada mediante procedimientos cromatográficos confiables y específicos.
- 10.5 Se recomienda que las autoridades respectivas inicien los procesos legales que dicten que profesionales egresados de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, sean regentes de Farmacias de Plantas Medicinales o de Centros Naturistas, para tener un control de las mismas y con ello, asegurar el uso correcto y la dosificación de las plantas medicinales que cada día son más utilizadas como medicina alternativa.

## 11. BIBLIOGRAFIA

- 11.1 Gattuso AM, Gattuso SJ. Conocimientos Básicos de Técnicas Histológicas en Material Vegetal. Rosario, Argentina: Universidad Nacional de Rosario (Facultad de Agronomía), 1998. 88 p.
- 11.2 The British Herbal Medicine Association. British Herbal Pharmacopoeia. Gran Bretaña: CRC Press. 1989.
- 11.3 European Scientific Cooperative on Phytotherapy, ESCOP. In the frontiline for phytotherapy. USA: CRC Press. 1991. 6 p.
- 11.4 World Health Organization. WHO. Guidelines for the Assessment of Herbal Medicine. Programme on Traditional Medicines. Geneva: WHO. 1991.
- 11.5 Cáceres A. Plantas de uso medicinal en Guatemala; Colección de monografías. Guatemala: USAC, 1996. Vol. 1. 402 p. (51, 52, 194-197, 280-282, 305-307).
- 11.6 Bonati, A. Developing Countries for the Development of the Pharmaceutical Industry. New Delhi, India: United Nations Industrial Development Organization. UNIDO. Interregional Meeting on Co-operation among. Vol. 90-84400, 19-22. 1990. 18 p.
- 11.7 Consejo de Comisión Europea de Farmacopea Europea. Guía para la elaboración técnica de monografías de drogas vegetales; Documento de trabajo, Doc. Tec. No. 1. 1992. 17 p.
- 11.8 Cáceres A. Garantía de Calidad de Plantas medicinales y Productos fitofarmacéuticos. Guatemala: Laboratorio de Productos Fitofarmacéuticos FARMAYA. 1995.
- 11.9 Standley PC, Steyermark JA. Flora of Guatemala. USA: Press Fieldana: Botany. Chicago Natural History Museum. Vol 24, Part V; Vol 26, Part. V. 1946. 502 (p. 431, 434, 478).
- 11.10 Standley PC, Williams LO. Flora of Guatemala. USA: Press Fieldana: Botany. Chicago Natural History Museum. Vol. 24, Part VII: 392. 1963. (p. 391-393)S.
- 11.11 Normas ramales; Medicamentos de origen vegetal. Cuba: Ministerio de Salud, 1991. 45 p.
- 11.12 García MA. Estudio comparativo de la anatomía microscópica de *Tagetes lucida* Cav (Pericón) y *Tagetes erecta* L. (Flor de muerto). Honduras: UNAH (Tesis de graduación, Centro Universitario de Estudios Generales, Carrera de Biología), 1987. 143 p.
- 11.13 Roth I. Microtecnia Vegetal. Venezuela: Universidad de Venezuela. (Escuela de Biología). 1964.
- 11.14 Nunn R. Microscopía electrónica; preparación de muestras biológicas. México: El Manual Moderno. 1975. 72 p.
- 11.15 Nunn R. Microscopía electrónica; Microtomía, tinción y técnicas especializadas. México: El Manual Moderno. 1976. 78 p.
- 11.16 Johansen D. Plant Microtechnique. Londres: Mac Graw Hill. 1940. (p. 184 - 202).
- 11.17 Quality control Methods for medicinal plant material; USA: Word Health Organization. WHO/PHARM/92.559. 1992.
- 11.18 Montenegro, G. y Gomez, M. Manual de Trabajos Prácticos del curso: Anatomía y Evolución del Cuerpo Vegetativo de las plantas vasculares. Red

- Latinoamericana de Botánica. Cuba: Pontificia Universidad Católica de Chile: Departamento de Ecología, Facultad de Ciencias Biológicas. 1997. 91 p.
- 11.19 Seminario TRAMIL 7. Hacia una Farmacopea Caribeña; Investigación científica y uso popular de plantas medicinales en el caribe. Santo Domingo: Ediciones Emile Désormeaux. 1995. 696 p (p. 343, 315).
- 11.20 TRAMIL. Farmacopea Caribeña; Investigación científica y uso popular de plantas medicinales en el Caribe. Santo Domingo: Ediciones Emile Désormeaux, Endo Caribe. 1997. 1360 p.
- 11.21 De Mena Guerrero MG. Obtención y aprovechamiento de extracto vegetales de la flora salvadoreña. 2 ed. El Salvador: Editorial Universitaria. 1994. 564 p. (p. 313 - 314, 357 - 358, 477 - 478).
- 11.22 Moscoso AP. Recopilación botánica y análisis químico cualitativo de algunas especies de plantas consideradas medicinales en Guatemala. Guatemala: USAC (Tesis de graduación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1981 45 p. (17, 35).
- 11.23 Medinilla, B. y Echeverría, Y. Tamizaje fitoquímico y evaluación farmacológica *in vivo* de extractos alcohólicos de plantas comúnmente utilizadas en Guatemala contra la malaria. Informe final de investigación, DIGI. Guatemala: USAC (Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1995. 43 p.
- 11.24 Morton J. Atlas of Medicinal Plants of middle America Bahamas to Yucatan. USA: Charles C. Tomas Publisher. 1981. XXVIII + 1333 p. (392 - 393, 629 - 631, 971 - 972, 412 - 414).
- 11.25 NARPROLAT. Ethnomedical Information on *Simarouba glauca*; 3 part query for nap. 1992. 3 p.
- 11.26 Gupta M. (ed). Plantas medicinales iberoamericanas. Bogotá, Colombia: Editores Convenio Andrés Bello, CYTED - SECAB. 1995. (p. 157 - 160, 394, 413 - 420, 517).
- 11.27 Amour R. Investigations on *S. Glauca* DC. in El Salvador. Econ. Botany. 1959. Vol. 13 (1): 41-66.
- 11.28 Glasby J and Taylor S. Dictionary of Plants containing secondary metabolites. USA: British Library Cataloguing in Publitation Data. 1991. 488 p (p. 57, 264, 297, 314).
- 11.29 Bruneton J. Pharmacognosy, Phytochemistry, Medicinal Plantas; Technique & Documentation. England, UK: Lavoiser Intercept Ltd. 1995. (p. 611 - 612).
- 11.30 Medinilla, B. Evaluación farmacológica y toxicológica *in vivo* de algunas plantas comúnmente empleadas en Guatemala contra la malaria. Guatemala: USAC (Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1992. 42 p.
- 11.31 Medinilla, B. Evaluación farmacológica y toxicológica de plantas comúnmente empleadas en Guatemala contra malaria. I Congreso Nacional del Colegio de Farmacéuticos y Químicos de Guatemala (libro de resúmenes). Guatemala. 1994.
- 11.32 Medinilla, B. Plantas guatemaltecas muestran valor potencial como agentes antipalúdicos. Universidad. (Organo divulgativo de USAC). Guatemala: USAC. 1993. p. 3.
- 11.33 Medinilla, B. y Hernández, Yara. Fraccionamiento fitoquímico bioguiado de algunas plantas comúnmente usadas en Guatemala contra la malaria. Guatemala: USAC (Dirección General de Investigación - DIGI - ). 1996. p. 35.

- 11.34 Franssen, F.; Smeijsters, L.; Berger, I.; Medinilla, B. *In vivo* and *in vitro* antiplasmodial activities of some plants traditionally used in Guatemala against malaria. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*. July 1997. Vol. 41. No. 7. p. 1500 - 1503.
- 11.35 Ortíz PO. Determinación de la acción antiespasmódica del aceite esencial de *Tagetes lucida* (Pericón) y del extracto alcohólico de *Psidium Guajava* (guayava) obtenidas en la planta piloto de ingeniería química. Guatemala: USAC. (Tesis de graduación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1992. 49 p.
- 11.36 Khan M, Ahmed J. *Crude Drug Res. Int. J.* 1985 (23:95).
- 11.37 Luna S. et al. *Fitoterapia*. 1986 (57:223).
- 11.38 Orellana S. 1987. (p. 231-232).
- 11.39 Lutterodt G. *Journal Ethnopharmacology*. 1989 (25:235).
- 11.40 Bérdy J. et al. 1982 a. (p. 283).
- 11.41 Hui WH. and Arthur HR. *Chemical Abstracts*. 1955 (49:122-124).
- 11.42 Martínez R. Ensayo clínico en pacientes que acudieron a consulta externa de Ginecología de la Asociación Probienestar de la Familia (APROFAM), durante los meses de septiembre 1992 a enero 1993, utilizando para el tratamiento óvulos vaginales del extracto de hojas de *P. Guajava*. Guatemala: USAC. (Tesis de graduación, Facultad de ciencias médicas). 1993. 41 p.
- 11.43 Bérdy J. et. al. 1982 b. 245 p.
- 11.44 Morales, RO. Diseño de un método para evaluar el efecto de extractos vegetales sobre la viabilidad de huevos y larvas de *Ascaris lumbricoides*. Guatemala: USAC (Tesis de graduación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1989. 41 p.
- 11.45 Cárcamo, LM. Determinación de la actividad cicatrizante de hojas, tallos y flores de *Portulaca oleracea* L. (verdolaga) y de las hojas de *Byrsonima crassifolia* (L.) HBK (nance) en heridas producidas en ratas albinas. Guatemala: USAC (Tesis de graduación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1993. (p. 47 - 49).
- 11.46 Nonaka G et al. *Chemical Pharmacology Bull.* 1982. 30: 4277.
- 11.47 Behar E. et al. *Int. J. Pharmacog.* 1995. 33:25.
- 11.48 Madariaga L. Inhibición *in vitro* de *S. pyogenes* y *S. pneumoniae* por extractos etanólicos de las plantas: *Bougainvillea glabra* Choisy, *Byrsonima crassifolia* (nance), *Capraria biflora* (té de monte), *Punica granatum* (granado), *Ruta chalepensis* (ruda), *Sida acuta* Burn (escobillo), *Sida rhombifolia* (escobillo) y *Solanum torvum* Svartz (ruiz) popularmente usadas en el tratamiento de afecciones de las vías respiratorias. Guatemala: USAC (Tesis de graduación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1992. (p. 14 - 15).
- 11.49 Cáceres A. Actividad antimicrobiana de 21 plantas nativas utilizadas para tratamiento de infecciones por protozoarios en Guatemala. *Ciencia y Tecnología; Revista de Ciencia y Tecnología*. Guatemala: USAC. 1996;1:49-62.
- 11.50 Gonzalez JM. Efecto terapéutico del extracto de nance sobre Candidiasis oral. Guatemala: USAC (Tesis de graduación, Facultad de Odontología). 1993. 72 p.
- 11.51 Vides S. Recopilación botánica y análisis químico cualitativo de algunas especies de plantas consideradas medicinales en Guatemala. Guatemala: USAC (Tesis de graduación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1982. (p. 12).

- 11.52 Marroquin, E. Contribución al estudio farmacológico de *Tagetes lucida* (pericón) como antiespasmódico. Guatemala: USAC (Tesis de graduación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1981. (p. 26, 32 - 38).
- 11.53 Norma COGUANOR: NGO 6074:89. CDU 633:883. Guatemala. 1989. 9 p.
- 11.54 Valle, A. Inhibición de la infección por *Shigella dysenteriae* en córnea de cobayo, por extractos de hojas de *Psidium Guajava*, *Spondias purpurea* y *Tagetes lucida*. Guatemala: USAC (Tesis de graduación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia). 1989. (p. 7 - 9).
- 11.55 Esau, K. Anatomía Vegetal. 3a ed. España: Ediciones Omega S.A., 1976. 778 p. (p. 43-45, 65, 189, 196, 197, 226, 298, 299, 473, 541).
- 11.56 Flores V, E. La planta: Estructura y función. Costa Rica: Editorial Tecnológica de Costa Rica, 1989. 504 p. (p. 73, 121, 125, 226).
- 11.57 Medinilla, BE. Manual de Laboratorio de Fitoquímica. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, 1993. 29 p. (p. 12 - 29).
- 11.58 Gattuso, MA; Gattuso, SJ. Manual de Procedimientos para el análisis de drogas en polvo con glosario ilustrado. Argentina. 1999. 40 p.

## 12. ANEXOS

### 10.1 ANEXO 1

#### 10.1.1 DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DE LAS ESPECIES A ESTUDIAR:

##### 10.1.1.1 *Simarouba glauca* DC. Ann. Mus. Paris 17: 424. 1811. (Aceituno, Jocote de Mico)

##### 10.1.1.1.1 Nombres comunes:

*Aceituno, negrito, jucumico, zapatero* (Petén), *Pasac* (Petén, Maya), *Chapascuapul* (Petén), *jocote de mico*. Es presumiblemente la planta reportada de Guatemala por Hemsley como *S. versicolor* St. Hil. El fruto cerrado se parece a un olivo, de aquí su nombre local "aceituno".<sup>9</sup>

##### 10.1.1.1.2 Distribución geográfica:

Crece en bosquecillos húmedos o usualmente secos, frecuentemente en laderas rocosas secas abiertas. Común en varias regiones sobre 900 msnm. desde Baja Verapaz, Chiquimula, El Progreso, Izabal, Jutiapa, Petén, Quiché, Retalhuleu, Santa Rosa y Zacapa. También en el sur de Florida, sur de México, desde Honduras hasta El Salvador y Panamá, Cuba. El árbol es particularmente abundante en las laderas secas del bajo Valle Motagua, y sobre las laderas áridas cerca de Salamá.<sup>5, 9.</sup>

##### 10.1.1.1.3 Descripción Botánica:

Arbol pequeño o de mediano tamaño, algunas veces de 15 metros de alto, tronco de 30 cm o más en diámetro, glabro. Hojas alargadas, con 10 - 20 folíolos, coriáceas, oblongas u ovaladas oblongas, de 5 - 10 cm de largo, redondeadas en el ápice, agudas y desiguales en la base, verdes en la parte superior, pálida o glauscente en la parte inferior. Panículas grandes, a menudo más grandes que las hojas, más bien abiertas y laxas. Flores amarillo verdosas o blanquecinas; cáliz 3 - 3.5 mm de ancho, lóbulos ovalados o triangulares, obtusos o agudos, ciliados; pétalos oblongos u ovalados, de 4 - 6 mm de largo; drupas ovaladas u oblongas - ovaladas, mayormente de 1.5 - 2 cm de largo, levemente oblicuas, con gruesa pulpa blanca, roja brillante al principio, tornándose negra al madurar. Nativa de Mesoamérica, se cultiva con fines ornamentales en zonas de clima caliente seco.<sup>5, 9, 19, 20, 21, 22</sup>

##### 10.1.1.1.4 Usos:

En América Central se utiliza a veces como combustible, especialmente porque se quema rápidamente aún cuando está verde y frescamente cortada.<sup>9</sup> En El Salvador se prepara un vino a partir del jugo del fruto, y se emplea como estomáquico. De las semillas se obtiene 55-65 % de grasa y 14% de humedad. La grasa es verdosa y de ligero sabor amargo, que luego de refinada se torna blanca, inodora y prácticamente carece de sabor, y por lo tanto se utiliza. El residuo de las semillas sometidas a prensado es tóxico para el ganado. Las almendras de las semillas contienen 69% de aceite, que se emplea en El

Salvador para cocinar y elaborar jabón, así como para la manufactura de margarina.<sup>23, 24</sup> El jugo blanco de la pulpa es levemente astringente, dulce e insípido. En Guatemala los frutos maduran durante la parte larga de la estación seca, y frecuentemente son ofrecidos para ventas en los mercados. La madera es blanca, amarillenta, o ligeramente café, pálida y suave, con una gravedad específica de aproximadamente 0.40, fácil para trabajar, débil, amarga, inodora, y no durable.<sup>9</sup>

#### 10.1.1.1.5 Usos Medicinales:

En Cuba la madera se utiliza como emenagogo. En México, la infusión de corteza se emplea como antiamebiana. En Haití las hojas secas se utilizan contra afecciones cutáneas. En Guatemala la infusión de la corteza y raíz se usa por vía oral para tratar malaria, afecciones gastrointestinales, nerviosismo, fiebre intermitente y tos. La tintura de hojas tiene actividad antiamebiana. Las hojas machacadas se aplican tópicamente para el tratamiento de afecciones cutáneas, prurito y algunas formas de cáncer. Se le atribuye propiedad amebicida, antimalárica, astringente, estomáquica, febrífuga y tónica.<sup>5, 19, 20, 21, 22, 25</sup>

#### 10.1.1.1.6 Composición Química:

Las hojas y corteza contienen flavonoides, polifenoles, sesquiterpenlactonas, taninos, alcaloides y cuasinoides (15-O-β-D-glucopiranosilglaucarubol y glucopiranosil glaucorubolona). Las semillas contienen lípidos, alcoholes triterpénicos, ésteres de esteroides y del glauarrubol y glaucarrubina, hasta 62% de aceite y un glicósido cristalino tóxico (fórmula C<sub>22</sub>H<sub>36</sub>O<sub>9</sub>).<sup>24, 26</sup> Las semillas contienen los triterpenos glaucarubol-15-O-β-D-glucopirano y glaucarubolona-15-O-β-D-glucopirano. En el tejido del endocarpio existen los lípidos: glicerol-1,2-dilinoil-3-linoleoy, glicerol-1,2-dioleoil-3-palmitoil, glicerol-1,2-dioleoil-3-estearoil, glicerol-1-linolenoil-2-3-dilinoil, trilinoleína y trioleína.<sup>25</sup> En el tallo hay ausencia de alcaloides, pero se encuentran presentes en las hojas. La semilla contiene 24% de agua y 45.5% de grasa.<sup>5, 19, 20, 21, 22, 24, 25, 26, 27, 28, 29</sup>

#### 10.1.1.1.7 Farmacognosia y Farmacología:

La materia médica son las hojas y corteza secas.<sup>5</sup> Contiene el principio amargo llamado cuasina, con propiedad tónica y estimulante. La glaucarrubina (simarubidina) es un terpenoide de peso molecular 496, cristal blanco, α<sub>D</sub><sup>25</sup>: 50° a +45°, insoluble en agua alcalina, activa contra bacterias gram positivo y protozoos. Es un antiamebiano bien tolerado activo, contra formas vegetativas y quísticas de *Entamoeba histolytica*. La glaucarrubinona tiene peso molecular 492, cristal blanco, α<sub>D</sub><sup>25</sup>: +50°, activa contra líneas celulares de tumores malignos (P-388, KB, melanoma); inhibe *Plasmodium falciparum* *in vitro* (0.006 mg/mL), es insecticida con DL<sub>50</sub> de 4.5 mg/g en *Locusta migratoria*, actividad comparable a los piretros.<sup>5</sup>

La especie muestra actividad antimalárica contra *Plasmodium gallinaceum* sensible y resistente a cloroquina.<sup>19, 25</sup>

Se han realizado estudios con extractos metanólicos y acuosos de plantas utilizadas en Guatemala contra malaria, el cual incluye a *S. glauca* para demostrar su poder antiprotozoario, utilizando ratones albinos infectados con *Plasmodium berghei* y *Plasmodium falciparum*; y como antimaláricos de referencia artemisinina y cloroquina. Los resultados muestran que la corteza de *S. glauca* indujo acción esquizontocida similar

a la de artemisinina a 50 mg/Kg. Se confirmó que posee valor potencial como agente antimalárico debido a que los dos extractos indujeron marcadas reducciones de parasitemia al séptimo día post-infección.<sup>23, 30, 31, 32, 33, 34</sup>

Se encontró mediante un ensayo de citotoxicidad, realizado en *Artemia salina*, que la corteza de *S. glauca* induce efecto citotóxico en el camarón salino, obteniéndose una concentración letal media de 46.4 ppm, que es menor al valor correspondiente al control positivo, *Solanum nigrescens*: 126 ppm. Se ha concluido que todas las fracciones diclorometánicas obtenidas a partir de la corteza de *S. glauca* poseen potente acción inhibitoria sobre las cepas de *Plasmodium falciparum* Nf - 54 (sensible a cloroquina) y K1 (multiresistente a antimaláricos comunes) ya que indujeron significativas reducciones en la parasitemia, en comparación con controles negativos.<sup>23, 30, 31, 32, 33, 34</sup>

La glaucarrubina es un antiamebiano muy activo y relativamente bien tolerado, específico en las formas vegetativas y quísticas de *E. histolytica*.<sup>19</sup> Las propiedades insecticidas pueden atribuirse a glaucarrubinona.<sup>19</sup> *In vitro* la glaucarrubinona inhibe de manera significativa el crecimiento de *P. falciparum* a dosis 0.006 mg/mL.<sup>19</sup> La administración del extracto acuoso de esta vía subcutánea a ratas Wilson con ligación de píloro (modelo Shay), redujo el índice de ulceración y número de úlceras gástricas.<sup>19</sup> Redujo el volumen de líquido gástrico y el ácido libre en forma estadísticamente significativa.<sup>19</sup>

Al ser administrada por vía oral el mismo extracto careció de efecto antiulcerogénico y no modificó el índice de ulceración.<sup>19</sup> La hoja produce broncoconstricción, administrada por vía oral.<sup>19</sup> La maceración hidroalcohólica de la hoja inhibió el crecimiento de *Salmonella typhi* y *Shigella dysenteriae*.<sup>19</sup>

Vindas en Costa Rica ensayó en 1951 una tintura de corteza al 20% en 30 pacientes con amebiasis, encontrando curación sin efectos secundarios.<sup>5</sup>

### 10.1.1.2 *Psidium Guajava* L. Sp. Pl. 470. 1753. (Guayaba)

#### 10.1.1.2.1 Nombres comunes:

Guayaba (fruto); guayabo (planta); pataj, patá (Quechí); cac (Poconchí); ch'amxuy (Ixil); piac (Cacchiquel, Antigua); ikiec (Cacchiquel, Tecpam).<sup>10</sup>

#### 10.1.1.2.2 Distribución geográfica:

Mayormente en laderas húmedas o secas, especialmente en pastos, frecuentemente en grandes extensiones, de 1800 metros o menos, más común a 1000 metros o menos; plantada generalmente. Se encuentra en Florida, México, América Central, Costa Rica y Panamá, India Occidental, América del Sur Tropical. Naturalizada en los trópicos del Viejo Mundo.<sup>10</sup>

#### 10.1.1.2.3 Descripción Botánica:

Arbusto o árbol de 10 o más metros de altura, pubescente en los crecimientos nuevos, y la inflorescencia y por lo menos la superficie baja de las hojas levemente o densamente pubescente, pelos gris plateados suave o rojo pálidos de aproximadamente 0.5 mm de largo; ramificaciones rectas o cuadrangulares con ángulos pronunciados o ramas bajas abajo de los nodos. Hojas elípticas u oblongas, de 3 - 6 cm de ancho, (4.7-) 8 - 14 cm de largo, frecuentemente 2 - 3 veces tanto su largo como su ancho, más bien de quiebre redondeado u ocasionalmente estrecha, los márgenes decurren en el peciolo grueso

1 - 2 mm de grosor, 4 - 7 (-10) mm de largo; venas prominentes abajo, usualmente marcadamente impresas encima, venas laterales 12 - 20 pares, a menudo conspicuas y paralelas, no forman una vena marginal pero disminuyen en la distancia, cada aproximación es de 1 - 2 mm desde el margen; luego incurvan y se unen a la siguiente vena por una fuerte vena directa perpendicular; la superficie superior de la hoja es inconspicuamente glandulada, glabra o finamente pubescente; las venas pequeñas son delgadas o no se elevan y apenas aparecen; la superficie inferior finamente pubescente o glabra, espesamente glandulada; inflorescencia axilar, 1 - flor (raramente 3 - flores), pedúnculo (7-) 10 - 20 (-25) mm de largo, 1 mm o más de grosor, en la parte superior 2.5 mm de grosor en fruto; bracteolas subuladas, frecuentemente glabras, 3 - 4 mm de largo, botones maduros 13 - 16 mm de largo, completamente cerrada en la punta; el hipantio 5 - 7.5 mm de largo, se junta en la cima y de allí se engrandece en el cáliz ovoide puntiagudo; el cáliz se madura cortándose irregularmente en 4 - 5 lóbulos que son distalmente pubescentes; el tercero proximal al cáliz, y la cima del ovario, es glabro; estilo 10 - 12 mm de largo, plano, peltado, estigma de 0.5 mm de ancho; pétalos blancos elípticos, cuculados, de 10 - 12 mm de largo; estambres de aproximadamente 150 - 275, tan grandes como el largo del estilo; anteras 0.8 - 1.2 mm de largo. Fruto globoso o piriforme; 2 - 6 cm de largo, amarillo o rosado.<sup>5, 10, 28, 35</sup>

#### **10.1.1.2.4 Usos:**

En Guatemala la madera es poco utilizada excepto para leña. Se utiliza para fabricar peines. La corteza es empleada para curtir cuero. Las frutas tienen olor fuerte y agradable, varían grandemente en forma, tamaño, y sabor. Algunas son bastante ácidas. Es utilizada como alimento y a menudo se sirven como postre. Su uso más importante está en la preparación de la jalea espesa o pasta de la guayaba.<sup>10, 35</sup>

#### **10.1.1.2.5 Usos Medicinales:**

La decocción de flores es un remedio eficaz contra la diarrea. Las raíces se emplean contra hidropesías, tomando el cocimiento por largo tiempo. En México se usa como antiemético, antiparasitario, resolutivo, antiespasmódico. El extracto de hojas es bactericida.<sup>21</sup> En Guatemala se utiliza la decocción de las hojas como astringente, y además es administrada como antidiarreica.<sup>10</sup> La decocción de hojas y corteza se usa por vía oral para tratar afecciones digestivas, anemia, artritis, diabetes, hemorragia, hinchazón, uretritis, asma y resfrío. La decocción de raíz se usa para tratar hidropesía. La decocción por vía tópica se recomienda en baños y lavados para tratar enfermedades dermatomucosas, y enjuagues para lengua inflamada. Las hojas y corteza contienen una resina llamada "guafín" que tiene una acción marcada contra las fiebres palúdicas. A las hojas y corteza se les atribuye propiedad antibacteriana, antiemética, antiinflamatoria, antihelmíntica, lítica y tónica. El fruto se usa para aliviar la congestión respiratoria, se le atribuye propiedad astringente, febrífuga y desinflamante.<sup>5</sup>

#### **10.1.1.2.6 Composición Química:**

La planta es rica en taninos (hojas 9-10%, corteza 12-30%). Las hojas contienen 6% de grasa,  $\beta$ -sitosterol, ácido maslínico y elágico, aceite esencial (0.1-0.3%), triterpenoides ( $\beta$ -cariofileno,  $\beta$ -bisaboleno, aromadendreno, cadaleno, cineol, eugenol, limoneno, nerolidol,  $\beta$ -selineno), ácidos orgánicos (oleanólico, ursólico, cratególico y guayavólico),

flavonoides, derivados de quercetina como guayaverina (3- $\alpha$ -aravopiranósido) y avicularina (3-arabinósido).<sup>5</sup> También se refiere que en las hojas se encuentran el ácido ortocumárico, ácido melilótico coumarina, bitrato de potasio, kaempferol-3-ortoramnogalactósido, esteroides insaturados, flavonoides, polifenoles.<sup>35</sup>

El fruto contiene polifenoles, taninos, terpenos, glicósidos esteroidales (cardenólidos, bufadienólicos, saponinas), antraquinonas; la raíz contiene leucoantocianinas, esteroides y ácido gálico. La corteza contiene 10 % de elagitaninos (4-6 hexahidroxidifenilglucosa, telimagrandina I y II, peduncularina, casuarinina, estaquicerina, strictinitinina, casuarina. El extracto etanólico de flores contiene ácido oleanólico, ácido elágico, quercetina y glicósidos flavonoides (guayaverina).<sup>5, 26, 28</sup>

#### 10.1.1.2.7 **Farmacognosia y Farmacología:**

La materia médica son las hojas y corteza secas. Las características macroscópicas indican que la corteza es no fibrosa, contiene una variedad de oxalatos de calcio, taninos y almidones; las lenticelas son pequeñas y pronunciadas en la superficie; los tricomas de la epidermis de la piel son unicelulares y vermiformes, se presentan cavidades mucilaginosas.<sup>36, 37</sup> Por su contenido de taninos y su actividad astringente es efectiva en el tratamiento de diarrea, indigestión, y espasmo abdominal.<sup>38</sup> La actividad antidiarreica se atribuye a las quercetinas presentes en las hojas y corteza que tienen una definitiva acción antisecretoria en la liberación de acetilcolina e inhibitoria del peristaltismo intestinal, que no es reversible por naloxone; este efecto se debe al bloqueo de los canales de calcio o a la inhibición del sistema enzimático responsable de la síntesis de prostaglandinas, que se relacionan con la liberación de acetilcolina; el extracto alcohólico muestra una actividad similar a la producida por morfina.<sup>39</sup>

La actividad antibacteriana se atribuye a los flavonoides (avicularina, guayaverina y quercetina).<sup>40, 41</sup> La actividad antiprotozoárica se atribuye al ácido psidiólico que además tiene actividad contra *Mycobacterium phlei*<sup>42</sup>; es un triterpeno ácido, peso molecular 455, es un cristal blanco,  $\alpha_D^{25}$ : +39.9 en piridina, soluble en metanol, etanol y piridina, insoluble en hexano.<sup>43</sup>

La guayaverina y avicularina son flavonoles ácidos, cristales amarillos,  $\alpha_D^{25}$ : -97° en etanol, solubles en etanol, insolubles en agua y hexano, con actividad contra *Staphylococcus aureus*, la avicularina tiene  $\alpha_D^{25}$ : -162° y similares características y propiedades.<sup>5, 24</sup>

Estudios *in vivo* mostraron que los óvulos a base del extracto etanólico al 2% de *P. Guajava* (concentración de 250 mg, administrado 2 veces por días durante 10 días) eliminaron la presencia de *Tricomonas vaginalis* en un 88 por ciento de los casos, sin diferencia significativa con los resultados obtenidos de la administración del fármaco de referencia (metronidazol).<sup>42</sup>

Los extractos etanólicos al 10% de las hojas de *P. Guajava* presentó efecto inhibitorio sobre la viabilidad de *Ascaris lumbricoides*, presentando el 9% viabilidad después de 7 días de aplicación del extracto.<sup>43</sup> Estudios comparativos sobre la actividad antidiarreica de una preparación oral de hojas con suspensión de caolín y pectina en pacientes con diarrea aguda, presentaron resultados positivos, el número de casos mejorados o curados fue mayor al 70 por ciento.<sup>44</sup>

**10.1.1.3 *Byrsonima crassifolia* (L.) HBK. Nov. Gen. & Sp. 5:149. 1822.  
(Nance, Chí (Quecchí); Tapal (Cachiquel, Poconchí))**

**10.1.1.3.1 Sinónimos:**

*Malpighia crassifolia* L. Sp. Pl. 126. 1753. *B. cotinifolia* HBK. Nov. Gen & Sp. 5: 152. pl. 447. 1822. *B. pulchra* DC. Prodr. 1: 580. 1824. *B. rufescens* Betol. Fl. Guat. 418. 1840 (tipo de Escuintla, Velázquez). *B. Karwinskiana* Juss. Ann. Sci. Nat. II. Bot. 13: 333. 1840. *B. laurifolia* HBK. var. *guatemalensis* Niedenzu, Pflanzenreich IV. 141: 724. 1928. (tipo de San Antonio de las Flores, Rojas 362).<sup>9</sup>

**10.1.1.3.2 Distribución:**

Bosquecillos húmedos o secos o en bosque abierto, a menudo abundante en bosque de pino, plantado en muchas regiones, principalmente a 1,300 metros o menos. En Guatemala se ha descrito en Alta Verapaz, Baja Verapaz, Chiquimula, El Progreso, El Quiché, Escuintla, Huehuetenango, Izabal, Jalapa, Jutiapa, Petén, Quetzaltenango, Retalhuleu, San Marcos, Santa Rosa, Suchitupéquez y Zacapa. México, de Honduras a El Salvador y Panamá; Indias Occidentales; norte de América del Sur.<sup>5, 9</sup>

**10.1.1.3.3 Descripción Botánica:**

Arbusto o árbol, a menudo alcanza 1 – 2 metros de alto, pero frecuentemente es un árbol de 5 – 10 metros, copa redondeada o extendida, algunas veces alto y estrecho; el tronco recto o curvo, alto o corto, corteza castaño oscuro, áspero, corteza interno rosada; las ramas jóvenes cubiertas con pelos densos, laxos, tormentosos; peciolo principalmente de 8–15 mm largo; limbo foliar ovado, elíptico u oblongo – elíptico, principalmente de 8–15 cm de largo y 4–7 cm de ancho pero variable en tamaño, agudo o acuminado, a veces redondeado y apiculado en el ápice, agudo u obtuso en la base, normalmente lustroso y glabro encima, abajo escasamente o densamente tormentoso, laxo, vellos grisáceos; cartáceo; racimos igual o más grandes que las hojas, muy florido, escasamente o densamente tormentoso; pétalos amarillos, poniéndose rojo opaco, flor de 1.5–2 cm de ancho; ovario escasamente serioso; drupas de 8 –12 mm de diámetro, amarillo opaco o teñido con naranja, con carnosidad abundante.<sup>5, 9, 28</sup>

**10.1.1.3.4 Usos:**

La fruta se utiliza en Panamá para preparar una bebida fermentada llamada “chica” (probablemente una modificación de *chicha*). En Guatemala el nance se planta principalmente por su fruta comestible. Tiene un sabor agradable, dulzón o ligeramente agrio, algo insípido. A veces se hacen dulces o postres de la fruta. El jugo se utiliza como saborizante en aguas gaseosas, condimento y otras bebidas. La cáscara da un color castaño brillante, por lo que se utiliza en Guatemala para teñir textiles de algodón. A veces se hace tinta de la fruta verde amarga. La corteza es un material favorito para curtir pieles. La madera es castaño rojizo o rosado pálido; bastante dura y pesada, fuerte, quebradizo; textura bastante tosca; fácil de cortar, no toma un acabado natural liso; parece bastante durable. La madera se usa en cantidades pequeñas para la construcción, combustible y carbón de leña.<sup>9</sup>

#### 10.1.1.3.5 Usos Medicinales:

La infusión de corteza se utiliza como antidiarreico.<sup>9</sup> El cocimiento de corteza y flores se usa por vía oral para tratar afecciones respiratorias, digestivas, dolor de muelas, hemorragias,<sup>45</sup> mordedura de culebras, parásitos, y favorecer el parto y la expulsión de la placenta. El fruto se usa para tratar fiebres y las semillas para disentería. Por vía tópica se usa para tratar afecciones dermatomucosas, tumores. Se le atribuye propiedad acaricida, antifúngica, antineurálgica, antitusiva, astringente, cicatrizante, desinflamante, digestiva, emenagoga, febrífuga, galactogoga y tónica.<sup>5</sup>

#### 10.1.1.3.6 Composición Química:

La corteza contiene taninos (20-30%), ácido oxálico, (2.7%), glucósidos, flavonoides, saponinas, sesquiterpenlactonas y triterpenos ( $\beta$ -amirina). El tamizaje fitoquímico de hojas indica saponinas, esteroides insaturados, cardenólidos, bufadienólidos, flavonoides, leucoantocianidinas, taninos, polifenoles y triterpenoides (birsonimol); contiene terpenos (betulinaldehído, betulina, ácido betulínico, lupeol, ácido oleanólico, ursenaldehído), esteroides ( $\beta$ -sitosterol y su glicósido), flavonoides (catequina, epicatequina, guayaverina, hiperina, quercetina y galoilgalactósido), éster aromático (metil galato), aminoácidos (alanina, ácido aspártico, prolina, valina, ácido pipercolico y 5-hidroxi pipercolico) y un sulfonoglicolípido. La raíz contiene flavonoides, glicósidos cardiotónicos, sesquiterpenlactonas, taninos y triterpenos.<sup>5, 28</sup>

#### 10.1.1.3.7 Farmacognosia y Farmacología:

La materia vegetal usada como medicina es la corteza seca.<sup>5</sup>

La  $\beta$ -amirina tiene peso molecular 426, agujas de éter de petróleo, punto de fusión 197°C, punto de ebullición 260°C,  $\alpha_D^{25}$ : 99.8°, soluble en etanol (1:37 en alcohol 98%).<sup>5</sup> Presente en plantas oficiales chinas activas en el sistema cardiovascular y genitourinario.<sup>5</sup>

Por fraccionamiento bioquímico del extracto etanólico, análisis de masas y resonancia magnética nuclear se encontró que los principios antifúngicos son taninos condensados del grupo de los polifenoles, proantocianidina B2 (peso molecular 578) y su galato (peso molecular 730), un polvo café, amorfo, la reacción de cloruro férrico es positiva (detecta taninos).<sup>5, 46</sup> Las procianidinas de la corteza tienen actividad nematocida y antiinflamatoria.<sup>46</sup> La betulina, ácido betulínico, hiperina, quercetina y ursenaldehído son espasmogénicos en fundus aislado de rata; la hiperina, ácido pipercolico y 5-hidroxi pipercolico muestran antagonismo no competitivo a serotonina.<sup>47</sup>

Estudios antimicrobianos muestran que el extracto acuoso de hojas, corteza y raíz es activo contra *Escherichia coli* y *S. aureus*. La tintura de la corteza es activa contra *Shigella flexneri*, *S. typhi*, *V. cholerae*, *Staphylococcus pneumoniae*,<sup>48</sup> *Streptococcus pyogenes*,<sup>48</sup> *Cándida albicans*, *C. krusei*, *C. paapsilosis* y *C. stellatoidea* concentración inhibitoria mínima (CIM) de 1-2 mg/Kg; los mejores disolventes son etanol y acetona, la concentración inhibitoria mínima (CIM) del extracto acetónico para *S. pyogenes* es 1 mg/kg.<sup>5, 49</sup>

La decocción de corteza es activa contra *E. floccosum*, *M. canis*, *M. gypseum*, *T. rubrum*, y tiene actividad fungistática. La corteza es la más activa contra bacterias y el etanol el mejor disolvente por bioactividad y rendimiento (6.8%); las bacterias más sensibles fueron *P. aeruginosa*, *S. aureus*, *S. flexneri* y *S. pyogenes*; en la confirmación antifúngica,

tanto la corteza como los frutos fueron activos contra dermatofitos patógenos. El extracto de la planta completa no tiene actividad insecticida. El extracto etanólico tiene buena actividad nematocida (*Caenorhabditis elegans*).<sup>49</sup>

Estudios *in vivo* mostraron que el extracto de corteza de nance en trociscos disminuye o desaparece las lesiones clínicas y la sintomatología de Candidiasis bucal, además al ser aplicada en solución acuosa al 10% redujo en un 90% de los casos las lesiones clínicas.<sup>50</sup>

#### 10.1.1.4 *Tagetes lucida* Cav. Ic. 3: 33. t. 264. 1794. (Pericón)

##### 10.1.1.4.1 **Nombres comunes:**

Pericón (algunas veces escrito como Hipericón). Liya (Totonicapán, Tejada), iyá. Jolomocox, ucá (El Quiché, Tejada); hierba de San Juan (Quetzaltenango, Tejada).<sup>10</sup>

##### 10.1.1.4.2 **Distribución:**

Nativa de México a Honduras en bosques de encino y laderas de 1,000 a 2,000 msnm. Es abundante en la época de lluvia, desaparece en época seca. En Guatemala se ha descrito en Chimaltenango, El Quiché, Jalapa, Guatemala, Huehuetenango, Petén, Quetzaltenango, Sacatepéquez y San Marcos.<sup>5, 10, 28</sup>

##### 10.1.1.4.3 **Descripción Botánica:**

Glabra, erecta, perenne, comunmente de 30 – 75 cm de alto, fuerte olor, levantándose de una base leñosa, corta, gruesa. Arriba cimosamente ramificada. Hojas opuestas, sésiles, lineales o estrechamente oblongas, de 5 – 10 cm de largo, obtusas o agudas, densamente serradas, con numerosas glándulas diseminadoras pequeñas; cabezuelas pequeñas, densas o abiertas, con cimas. Involucro cilíndrico, de 9 – 10 mm de largo; 5 – 7 filarios, subulados en el ápice, con numerosas glándulas diseminadoras pequeñas. Rayos de la inflorescencia 3, flabeliformes, de 3 mm de largo, truncadas; flores del disco 5 - 7, corolas de 5 – 6 mm de largo, aquenios de 6 a 7 mm de largo, estriados, de 5 – 6 papus escamoso, de los cuales dos son setiformes de 3 mm de largo y los otros del primero al tercero son grandes, oblongos, obtusos. El ciclo vegetativo inicia unos veinte días después de iniciado el período de lluvia regular, dura aproximadamente tres meses y la planta se seca después de la floración.<sup>5, 10, 12, 51</sup>

##### 10.1.1.4.4 **Usos:**

En México, el polvo de las hojas se utiliza para repeler o destruir mosquitos, y otros insectos.<sup>10</sup>

##### 10.1.1.4.5 **Usos Medicinales:**

El pericón es una de las principales plantas medicinales del área rural guatemalteca. La infusión de flores y hojas se usa por vía oral para aliviar el parto, tratar anemia, inflamación de los ojos, afecciones nerviosas, gastrointestinales<sup>10</sup> y respiratorias, dolor menstrual, mordedura de escorpión, hepatitis, paludismo, reumatismo, retención urinaria, afecciones nerviosas, tumores y úlceras. Se le atribuye propiedad antiinflamatoria, antioxidante, antiséptica, aromática, carminativa, digestiva, diurética, emenagoga, espasmolítica,<sup>52</sup> galactogoga<sup>5</sup> y antimalárica.<sup>10</sup>

#### 10.1.1.4.6 Composición Química:

Las hojas y flores contienen: aceite esencial (limoneno, 16.5%;  $\beta$ -ocimeno, 14%;  $\beta$ -cariofileno, 28%; mirceno, 4-5%<sup>5, 35</sup>; anetol,<sup>5</sup> alilanisol, esdragol,<sup>5, 35</sup> éter metílico de eugenol, tagetona, dihidrotagetona,<sup>5, 35</sup> tetrahidrotagetona, linalool);<sup>5</sup> alcaloides cuaternarios,<sup>5, 35</sup> flavonoides (quercetagetina, patuletina),<sup>5</sup> saponinas, taninos,<sup>5, 35</sup> leucoantocianinas,<sup>5</sup> ácido gálico,<sup>5, 35</sup> poliacetilenos, glicósidos cianogénicos, cumarinas<sup>5, 35</sup> (dimetilaliléter de 7-hidroxycumarina,<sup>5</sup> 7-metoxicumarina<sup>5, 35</sup> y 6,7,8-trimetoxicumarina),<sup>5</sup> derivados de tiofeno,  $\alpha$ -tertienilo, oliacetilenos (5-(3-buten-1-inil)-2,2'-bitienol), goma, dextrina, grasas, pectina, tres resinas ácidas, taninos y sales minerales.<sup>5</sup> También posee N-fenilacetamida, alcohol cerílico, alcoholes cuaternarios, dextrinas.<sup>35</sup>

#### 10.1.1.4.7 Farmacognosia y Farmacología:

La materia médica son las hojas y flores secas.<sup>5</sup> Según la norma guatemalteca obligatoria, la materia seca vegetal para infusión debe ser aromática, las hojas y flores deben estar enteras, el extracto acuoso en masa puede tener un máximo de 32% y el material vegetal no contener más del 10 % de humedad.<sup>53</sup>

El aceite esencial tiene un agradable aroma anisado, es amarillo (1.77% de  $\text{FeCl}_3$ ), índice de refracción 1.53 a 26°C, punto de ebullición 233°C, soluble en etanol, cloroformo y acetona. Del extracto alcohólico se obtiene una miel color café (3.33 mg/mL igual a  $\text{FeCl}_3$  al 2%), soluble en etanol, densidad 1.474 a 26°C, concentración de 30 g/100 g de materia seca. La actividad biológica y farmacológica se atribuye al  $\alpha$ -tertienilo y herniarina que están presentes en las hojas y flores. El  $\alpha$ -tertienilo es un cristal amarillo, peso molecular 248, punto de fusión 93-94°C, soluble en éter, acetona y etanol, insoluble en agua; presenta actividad antimicrobiana (*C. albicans*). La herniarina (7-metoxicumarina) es un cristal blanco-amarillo, peso molecular 176, con actividad antibacteriana, espasmolítica, diurética y antiinflamatoria. *In vitro* se ha mostrado que 100 y 23  $\mu\text{g/mL}$  tienen actividad antifúngica que se manifiesta por inhibición del crecimiento de las hifas, furcación apical, alteración de la morfología nuclear, deposición de vesículas densas en el citoplasma, anormalidades mitocondriales y engrosamiento de la pared celular.<sup>5</sup>

El extracto de *T. lucida* presenta actividad inhibitoria en las cepas bacterianas de *S. flexneri*, *S. dysenteriae*,<sup>54</sup> *S. typhi*, *Salmonella enteritidis* y *E. coli*.<sup>12, 49</sup>

Algunas características citohistológicas de la planta se encuentran contempladas dentro de las normas COGUANOR para el registro de productos fitoterapéuticos. (Norma COGUANOR: NGO 6074:89).<sup>53</sup> Las especificaciones indican que debe contener aceite esencial: tagetona (5,7 octen-4-ona-2,6-dimetil) y tetrahidrotagetona (2,6-dimetil-4-octanona), compuesto alcaloidal N-fenilacetamida, compuestos no alcaloidales no identificados, resinas ácidas, taninos, materias pécticas difenilamina, alcohol cerílico, flavonas, glucósidos, lactonas, quinonas, saponinas y cumarinas. Dentro de los ensayos para identificación se refiere las características sensoriales organolépticas, microbiológicas y fisicoquímicas.<sup>53</sup>

## 10.2 ANEXO 2

### 10.4.1 FIJACIÓN - FIJADORES:

En la fijación es de gran importancia el poder de difusión del líquido fijador ya que en la mayoría de las células periféricas se fijan muy rápido y mejor que las centrales. Como consecuencia de ello en los tejidos fijados hay siempre un gradiente de fijación que depende del poder de penetración del fijador y de su dilución progresiva en los líquidos celulares. Si el líquido fijador presenta lentamente durante la fijación el material a fijar deberá ser dividido en fragmentos pequeños. Para facilitar la acción del fijador sobre todas las caras de la pieza es conveniente recubrir el fondo del recipiente donde se hace la fijación con lana de vidrio o papel filtro. La duración de la fijación varía según sea la composición del líquido y la naturaleza del material, así como también en atención a la clase de observaciones que se llevarán a cabo. Frecuentemente la fijación se hace lentamente, por lo cual no se deben sacar las piezas del líquido demasiado pronto; pero tampoco conviene prolongar indefinidamente la acción del fijador, pues muchos líquidos hacen con el tiempo al material quebradizo, dificultan su coloración ulterior, lo maceran, contraen o hinchan. La fijación se debe realizar en frascos cerrados y el volumen del líquido fijador no debe ser demasiado pequeño sino 50 – 100 veces por lo menos mayor que el de la pieza que se trata de fijar.

La elección del fijador depende del tipo de tejido y de la investigación que se va a realizar. El empleo de una secuencia de fijación primaria y una secundaria es ahora de aceptación general como una manera flexible de preservar los tejidos, en lugar de usar un solo fijador. Los distintos modos de acción de los distintos agentes químicos permiten el estudio de mayor número de organelos celulares y de estructuras tisulares. El uso primario de fijadores amortiguados a base de aldehídos permite que los estudios histológicos y los histoquímicos vayan paralelos o se combinen con las investigaciones de microscopía electrónica. La temperatura y la duración de la fijación pueden también tener algún efecto sobre la preservación de las estructuras celulares. Generalmente la fijación se lleva a cabo a 0 ó a 4 °C, ya que la actividad citolítica se hace mínima a bajas temperaturas, pero se pueden usar temperaturas más altas con grados variables de éxito. No obstante, para la mayoría de los materiales botánicos se prefieren las bajas temperaturas. Se recomienda el uso de fijadores fríos pues así la fijación se inicia inmediatamente que ocurre el contacto tejido/fijador. Los fijadores a base de aldehído permiten adoptar duraciones de fijación más flexibles, permitiendo así nuevas disecciones y selecciones de las muestras de tejidos. Estos fijadores también pueden emplearse con éxito en una gama más extensa de temperaturas y concentraciones. Una mala fijación se detecta fácilmente examinando a las mitocondrias, las cuales se vacuolan y se hinchan. También puede ocurrir alteraciones de los lisosomas, ruptura de las membranas de los gránulos con escape o falta de fijación de sus contenidos y la vacuolación del citoplasma. Son indicadores de mala fijación el enjuntamiento que se nota particularmente por la separación de las membranas y también el "desgarro" de las fibras colágenas. Sin embargo las membranas de Golgi y las vesículas parecen ser regularmente resistentes a los daños por fijación.<sup>43</sup>

Según los componentes de los fijadores, se pueden realizar dos tipos de fijación: fijación con ácidos y fijación con bases.

Los fijadores ácidos se utilizan para fijar núcleo y cromosomas. Para el estudio de la actividad enzimática se emplean acetonas, formaldehído o glutaraldehído que producen una mínima desnaturalización y preservan muchos sistemas enzimáticos.<sup>1</sup>

Al seleccionarse un buen fijador debe buscarse precipitar la proteína en la forma más fina y si es posible en agregados ultramicroscópicos para que el aspecto de la célula no se modifique. Algunos agentes fijadores como el formol, el bicromato, el bicloruro de mercurio dan lugar a fuertes uniones entre las moléculas proteicas. Por ejemplo, el formaldehído reacciona con los grupos aminos, carboxilo e indol de las proteínas; las sales de cromo ocasionan oxidación y uniones de cromo entre las proteínas y se unen también a los fosfolípidos. El bicloruro de mercurio actúa sobre los grupos sulfhídrico, carboxilo y amino de las proteínas.

#### **10.2.1.1 Fijador FAA:**

El fijador utilizado FAA es uno de los fijadores más útiles en estudios de la anatomía vegetal. Tiene la ventaja que preserva los tejidos indefinidamente. El tiempo mínimo de fijación es de 24 horas, pero varía para cada tejido.

Composición química del fijador FAA:

Para 100 mL:

50 mL de alcohol etílico absoluto

5 mL de ácido acético glacial

10 mL de formol comercial (37-40%)

35 mL de agua destilada.

Mezclar y conservar en frasco de vidrio.

Este reactivo fijador se emplea para cualquier material a los fines de estudios anatómicos y morfológicos. Es inapropiado para estudios cariológicos. El mínimo tiempo de fijación es de 18 horas. Es empleado como conservador de piezas vegetales.<sup>1</sup>

#### **10.2.1.2 Fijadores simples:**

El alcohol etílico absoluto se emplea para fijar pequeñas piezas. La fijación se efectúa con gran rapidez. La duración de la fijación debe ser precisa ya que un contacto demasiado largo en alcohol ocasiona dificultad en la confección de buenos cortes, también puede provocar contracción del material.

Con la fijación en alcohol se precipitan las proteínas, se fija al almidón y materias inorgánicas como hierro. Se disuelven las grasas.

El formol o formalina tiene bajo poder de penetración, puede en otros casos sobre-fijar el material. Conserva bien las grasas y fosfolípidos, además confiere al tejido un grado de endurecimiento adecuado. Forma parte de mezclas, reactivos, fijadores.

El ácido acético glacial constituye comúnmente mezclas fijadoras ya que evita la contracción del material provocada por éstos reactivos. Presenta rápida penetración y es principalmente conservador de cromatina nuclear.

### 10.3 ANEXO 3

#### 10.3.1 DESHIDRATANTES:

La deshidratación previa a una infiltración en parafina o después de colorear es uno de los pasos esenciales en la técnica histológica. <sup>1</sup>

#### 10.3.2 ALCOHOL ETILICO:

Se emplea en soluciones al 15 °, 35 °, 40 °, 50°, 60 °, 70 ° y 85°. Estas diluciones se logran con alcohol etílico al 95° y agua destilada. En la mayoría de las técnicas botánicas se emplea como reactivo deshidratante final el alcohol etílico al 95° y 96°. Sin embargo muchas veces es necesario emplear el alcohol etílico absoluto o comúnmente denominado alcohol 100°. El alcohol absoluto comercial casi siempre contiene una pequeña cantidad de agua que se elimina agregando óxido de bario al alcohol, se deja unos días agitando la mezcla varias veces, luego se destila el líquido. Para comprobar si el alcohol absoluto está exento de agua se le agrega un gramo de carburo de calcio, si hay presencia de agua, éste se enturbia y desprende burbujas gaseosas. <sup>1</sup>

#### 10.3.3 ALCOHOL BUTILICO:

Comercialmente contiene 10% de agua, la que se elimina agregando cloruro de calcio durante 24 horas.

El alcohol butílico terciario es un seguro reactivo deshidratante empleado antes de la infiltración en parafina.

## **10.4 ANEXO 4**

### **10.4.1 CORTES, NAVAJAS Y APARATOS:**

#### **10.4.1.1 NAVAJAS O CUCHILLAS:**

La elección de la adecuada cuchilla y el estado en que se encuentre su filo son elementos de decisiva importancia para realizar cortes con los micrótomos. Se utilizan las fabricadas de acero, vidrio y diamante. En este estudio se utilizará cuchilla de acero.

El poder cortante de una cuchilla de micrótopo depende del espesor de su filo (cuanto más delgada, mayor es el poder cortante). El espesor del filo de la cuchilla determina también su estabilidad (cuanto más grueso, mayor estabilidad).<sup>1</sup>

#### **10.4.2 CORTES CON MICRÓTOMO DE MINOT:**

Se utiliza para cortar objetos incluidos en parafina o celoidina. La navaja es fija y el block es móvil realizando un movimiento vertical y de avance. Consta de un sistema de engranajes, que transforma el movimiento de rotación de la rueda con manivela en un movimiento vertical y de avance del material a cortar que se halla incluido en parafina. El bloque de parafina con el material incluido se adhiere a la platina o a un prisma de madera y este a su vez es sujeto por una pinza. La cuchilla se fija por medio de dos pinzas porta cuchillas, montadas sobre un caballete porta cuchillas. El caballete tiene un movimiento de rotación parcial para poder dar la inclinación adecuada a la cuchilla.<sup>1</sup>

## 10.5 ANEXO 5

### 10.5.1 Colorantes:

Las sustancias que se usan para la coloración de los componentes celulares contienen dos clases de grupos químicos activos: grupo cromofórico y otro auxocrómico. El primero imparte el color a la tinción, por ejemplo los grupos carboxilo  $-\text{COOH}$ ; azo  $-\text{N}=\text{M}-$  y nitro  $-\text{NO}_2$ .

Los grupos auxocrómicos dan al colorante su capacidad para unirse al componente y para disolverse en agua. Si los grupos auxocrómicos son sulfatos, hidróxilos o carboxilos, el colorante es ácido y si son aminas, el colorante es básico, es decir, si el auxocromo forma una sal con una base, el colorante es ácido y si forma una sal con un ácido el colorante es básico.

Los colorantes ácidos tienen mayor capacidad de combinación a un pH más bajo que los ácidos y se utilizan para teñir el citoplasma; por ejemplo, fucsina ácida, rojo Congo, Orange G, azul de metileno, etc.

Los colorantes básicos tienen un poder de combinación mayor a pH altos y son útiles para colorear núcleos; por ejemplo, fucsina básica, safranina, verde de metilo, etc. <sup>1</sup>

#### 10.5.1.1 ORTOCROMACIA Y METACROMACIA:

Si el elemento teñido presenta un color semejante al colorante que actúa sobre él, ha habido ortocromacia.

Ciertos colorantes poseen una propiedad especial: la metacromacia; la cual consiste en que un colorante simple de un color determinado, es capaz de teñir dos categorías de elementos en dos colores distintos, por ejemplo: azul de toluidina, que colorea el citoplasma de azul, mientras que las lipoproteínas se colorean de rojo.

Se utilizan tipos específicos de color antes que se unan selectivamente a una o más moléculas de una sustancia dada, para la demostración de proteínas, ácidos nucleicos, lípidos y carbohidratos.

Los colorantes pueden ser naturales, cuya composición molecular es muy compleja y de los que se usan muy poco (carmín - hematxilina - orceína), mientras que la mayoría son colorantes artificiales y se clasifican de acuerdo a su estructura química. <sup>1</sup>

#### 10.5.2.1 ACIDO ACETICO (60 g/L) o HCl (70g/L):

Los cristales o depósitos de carbonato de calcio se disuelven lentamente con efervescencia cuando cualquiera de éstos reactivos es agregado.

Los cristales de oxalato de calcio son insolubles en ácido acético pero se disuelven en HCl con efervescencia. <sup>13</sup>

#### 10.5.2.2 AZUL DE TOLUIDINA:

Colorante básico del grupo de las tiazinas, nuclear y metacromático, es decir, que tiñe de diferentes tonalidades el tejido, dependiendo de la composición de este último. Por ejemplo, el xilema se colorea en un tono azul celeste, el parénquima con un azul más oscuro; el citoplasma de azul y las lipoproteínas de rojo. Su peso molecular es de 305.825 y su fórmula es  $\text{C}_{15}\text{H}_{16}\text{N}_3\text{SCl}$ . Los porcentajes de solubilidad a 15 °C son: 3.25% en agua, 1.75% en alcohol absoluto y 3.5% en cellosolve. Se prepara como una solución acuosa al 0.05% o al 0.1%. <sup>1,48</sup>

**10.5.2.3 AZUL DE METILENO:**

Colorea de azul intenso, sirve para identificar celulosa. Se prepara con 1 gramo de azul de metileno en 100 mL de agua destilada.<sup>48</sup>

**10.5.2.4 EOSINA:**

La eosina Y o eosina yellowish es un colorante ácido, citoplasmático, amarillo o anaranjado, del grupo xantene, cuyas soluciones acuosas diluidas rojizas exhiben fluorescencia verdosa – amarillenta; en soluciones alcohólicas la fluorescencia es mucho más notable. Es utilizado principalmente para contrastar la muestra en el interior del bloque de parafina y para contrastar las hemotoxilinas. Se utiliza con unas gotas de alcohol absoluto. Su peso molecular es 691.906 y su fórmula es  $C_{20}H_6O_5Br_4Na_2$ . Su solubilidad a 15 °C. es: 44% en agua, 2% en alcohol absoluto y 25% en cellosolve. Se prepara disolviendo 2 gramos de eosina en 100 mL de alcohol absoluto.<sup>1,48</sup>

**10.5.2.5 FAST GREEN: F:C:F**

Colorante ácido de la serie diamino trifenil metano. Se utiliza ampliamente en citohistología vegetal, coloreando intensamente en corto tiempo. En soluciones alcalinas muestra un tinte azul. Su peso molecular es 808.50 y su fórmula es  $C_{37}H_{34}N_2O_{10}S_3Na_2$ . Su solubilidad a 15 °C. es: 4% en agua, 9% en alcohol absoluto y 8% en cellosolve. Se prepara en tres tipos de soluciones:

Solución alcohólica saturada de Fast Green: solución saturada en alcohol de 100 °.

Solución alcohólica de Fast Green al 0.05% en alcohol de 95 °.

Solución de Fast Green en carboxilol: se mezclan 25 mL de ácido fórmico (cristales fundidos en baño de María); 75 mL de xilol y 10 mL de Fast Green en alcohol de 100 ° a saturación.<sup>1</sup>

**10.5.2.6 LUGOL:**

Colorea de azul violeta los granos de almidón. Se prepara con 2 gramos de yoduro de potasio mas 1 gramo de yodo en 100 mL de agua destilada.<sup>48</sup>

**10.5.2.7 SAFRANINA:**

Colorante básico rojo del grupo azina, utilizado extensamente como colorante nuclear, además tiñe de rojo la lignina y suberina; también tiñe de color rosado la cutina. De acuerdo a la regla fundamental de Johansen, se debe lavar el exceso de colorante con agua antes de proceder a la deshidratación y diferenciación, pues de lo contrario se produce un precipitado en los cortes, que no se puede eliminar. Su peso molecular es 350.841 y su fórmula molecular es  $C_{20}H_{19}N_4Cl$ . Su solubilidad a 15 °C. es: 5% en agua, 3.5% en alcohol absoluto y 5% en cellosolve.

Se prepara mezclando 0.25 g de safranina, 10 m de alcohol al 95% en 100 mL de agua destilada.

La solución alcohólica de safranina al 1% también es utilizada.<sup>1,48</sup>

**10.5.2.8 SUDAN IV:**

Colorante neutro anaranjado rojizo de los grupos dis-azo, el cual tiene la propiedad de disolverse en las grasas a las cuales colorea. Sirve para coloración de cutícula y cutina.<sup>40</sup>

También colorea suber de color rojo anaranjado o rojo. Su peso molecular es 380.432 y

su fórmula molecular es  $C_{24}H_{20}N_4O$ . Su solubilidad a 15 °C. es: 0.5% en alcohol absoluto y 2.25% en cellosolve, es insoluble en agua. <sup>1, 13</sup>

#### **10.5.2.9 SUDAN ROJO TS:**

Después de agregar una a dos gotas de sudán rojo TS y esperar unos pocos minutos o calentar lentamente, si es necesario, las sustancias grasosas se tiñen de rojo naranja o rojo. Si se agrega etanol (750 g/L) y se calienta lentamente, los aceites volátiles y resinas se disuelven en el solvente. <sup>13</sup>

#### **10.5.2.10 FLUROGLUCINOL-HCl:**

Colorante que colorea la lignina de color rosado a rojo. Si el fluroglucinol no contiene HCl. éste puede agregarse (1 gota a concentración de 420 g/L), después de agregar fluroglucinol. <sup>13, 48</sup>

## 10.6 ANEXO 5

### 10.6.1 GLOSARIO

- 10.6.1.1 ABAXIAL:** Dirigido hacia fuera desde un eje, por ejemplo, epidermis inferior de una hoja dorsiventral.<sup>58</sup>
- 10.6.1.2 ACICULAR:** En forma de aguja.<sup>58</sup>
- 10.6.1.3 ADAXIAL:** Dirigido hacia el eje, por ejemplo, epidermis superior en una hoja dorsiventral.<sup>58</sup>
- 10.6.1.4 ALMIDON:** Grano de inclusión celular citoplasmática compuesta de un hidrato de carbono.<sup>58</sup>
- 10.6.1.5 ANTICLINAL:** Usualmente referido a las paredes celulares perpendiculares a la superficie de un órgano.<sup>58</sup>
- 10.6.1.6 ASTROESCLEREIDA:** Esclereida ramificada, a veces de forma estrellada.<sup>56</sup>
- 10.6.1.7 BRAQUIESCLEREIDA O CELULA PETREA:** Esclereida de forma bastante isodiamétrica o levemente alargada.<sup>56</sup>
- 10.6.1.8 CASQUETE DEL HAZ:** Capa o capas de células de esclerénquima o de parénquima de paredes gruesas, ubicadas en los polos del floema y/o del xilema de los haces vasculares.<sup>58</sup>
- 10.6.1.9 CAVIDAD SECRETORA:** Cuidad ocupada por el producto de rotura de las células que dieron origen a la cavidad.<sup>58</sup>
- 10.6.1.10 CELULA INICIAL:** Célula del cambium vascular o felógeno, que por divisiones periclinales origina células hacia la parte externa o interna del eje. En el cambium vascular las células se clasifican en iniciales fusiformes (originan las células axiales del xilema y floema) e iniciales de los rayos (originan las células de los rayos).<sup>56</sup>
- 10.6.1.11 CELULA INICIAL DE LOS RAYOS:** Célula cambial corta, casi isodiamétrica. Aparece en pequeños grupos en sección tangencial y da origen a las células de los rayos.<sup>56</sup>
- 10.6.1.12 CELULA INICIAL FUSIFORME:** Célula cambial alargada, con paredes terminales cuneiformes; las paredes tangenciales son más anchas que las radiales, por lo que presenta forma rectangular en sección transversal.<sup>56</sup>
- 10.6.1.13 CELULA OCLUSIVA:** Célula par que rodea al poro del estoma. Está involucrada en la apertura y cierre del poro mediante cambios de turgencia.<sup>56</sup>
- 10.6.1.14 CELULA RADIAL ERECTA:** Células de los radios del tejido vascular secundario, axialmente más largas que radialmente.<sup>58</sup>
- 10.6.1.15 CELULA SECRETORA:** Célula viva especializada que secreta alguna sustancia.<sup>58</sup>
- 10.6.1.16 CELULA SUBEROSA:** Célula muerta originada del felógeno, cuyas paredes están impregnadas de suberina, tiene función protectora y sus paredes son impermeables al agua y a los gases.<sup>58</sup>
- 10.6.1.17 CELULA SUBSIDIARIA:** Células epidérmicas que difieren o no de las demás células epidérmicas, estructural y fisiológicamente asociada al estoma.<sup>56</sup> Células epidérmicas que junto con las células oclusivas de los estomas,

- constituyen el aparato estomático; puede distinguirse de las demás células epidérmicas por su tamaño o el espesor de sus paredes.<sup>58</sup>
- 10.6.1.18 CELULOSA:** Polisacárido constituyente de gran parte de la pared celular. Es una molécula cuya unidad básica es la glucosa. Los residuos se unen mediante enlaces  $\beta$ -1,4.<sup>56</sup> Hidrato de carbono constituido por largas cadenas de glucosa.<sup>58</sup>
- 10.6.1.19 CLORENQUIMA:** Tejido parenquimático provisto de cloroplastos y en particular, el mesófilo de la hoja.<sup>56</sup>
- 10.6.1.20 CLOROFILA:** Pigmento verde contenido en los cloroplastos.<sup>58</sup>
- 10.6.1.21 CLOROPLASTO:** Plastidios en los que se encuentra la clorofila. Tienen color verde y tilacoides organizados dentro de la grana. La grana está embebida en el estroma.<sup>56</sup>
- 10.6.1.22 COLENQUIMA:** Tejido de soporte (sostén) con células vivas más o menos alargadas y paredes primarias desigualmente engrosadas con celulosa. Común en regiones de crecimiento primario, en tallos y hojas.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.23 COLENQUIMA ANGULAR:** Tipo de colénquima en el cual la pared primaria es más gruesa en los ángulos donde varias células se unen.<sup>56</sup> Engrosamiento de paredes concentrado en los ángulos.<sup>58</sup>
- 10.6.1.24 COLENQUIMA LAGUNAR:** Tipo de colénquima en que los engrosamientos de la pared están próximos a los espacios intercelulares.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.25 COLENQUIMA LAMINAR O TANGENCIAL:** Tipo de colénquima en que la mayor parte de los engrosamientos ocurre en las paredes tangenciales o anticlinales.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.26 CORTE LONGITUDINAL RADIAL:** Corte efectuado paralelamente al eje mayor de un órgano cilíndrico, a lo largo de un radio.<sup>58</sup>
- 10.6.1.27 CORTE LONGITUDINAL TANGENCIAL:** Corte efectuado paralelo al eje mayor de un órgano cilíndrico, a lo largo de una tangente.<sup>58</sup>
- 10.6.1.28 CORTE TRANSVERSAL:** Corte efectuado en forma perpendicular al eje de un órgano cilíndrico.<sup>58</sup>
- 10.6.1.29 CORTEZA:** Término no técnico para designar a todos los tejidos que se encuentran fuera del cambium vascular.<sup>58</sup>
- 10.6.1.30 CRISTAL:** Inclusión celular, generalmente de oxalato de calcio, que se presenta en una amplia variedad de formas: arenas, rafidios, drusas, estiloides, cristales solitarios.<sup>58</sup>
- 10.6.1.31 CUTICULA:** Capa de materiales lipídicos, bastante impermeable al agua, localizada en las paredes externas de las células epidérmicas.<sup>56</sup> Capa de cutina, sustancia grasa que recubre externamente las células epidérmicas.<sup>58</sup>
- 10.6.1.32 CUTINA:** Polímero estructural de la cutícula, constituida por una mezcla de poliésteres de ácido palmítico hidroxilado y ácido oleico. Se relaciona con el control de la evaporación.<sup>56</sup>
- 10.6.1.33 ELEMENTO DE VASO:** Miembro traqueal de un vaso.<sup>58</sup>
- 10.6.1.34 ELEMENTO TRAQUEAL:** Término general para las células conductoras de agua, que pueden ser traqueidas o miembros de los vasos.<sup>56</sup>
- 10.6.1.35 EPIDERMIS:** Tejido protector, originado de protodermis (en tallos, hojas y estructuras reproductoras) y de rizodermis (en raíz), que cubre la planta durante el crecimiento primario y se encuentra en contacto directo con el

- ambiente.<sup>56</sup> Tejido adulto primario que envuelve el cuerpo primario de una planta.<sup>58</sup>
- 10.6.1.36 EPIDERMIS UNIESTRATIFICADA:** Epidermis formada por una sola capa de células.
- 10.6.1.37 EPIDERMIS PLURIESTRATIFICADA:** Epidermis formada por más de dos capas de células.
- 10.6.1.38 ESCALARIFORME:** En forma de escalera. Ordenamiento de estructuras paralelas y muy cercanas en la pared celular de un elemento; por ejemplo el espesamiento de la pared secundaria o de placas de perforación.<sup>58</sup>
- 10.6.1.39 ESCLEREIDA:** Célula esclerenquimática de forma variada, pero típicamente no muy alargada, con paredes gruesas, secundarias y lignificadas.<sup>56</sup> Célula mas bien corta con paredes muy engrosadas y lignificadas y con numerosas puntuaciones.<sup>58</sup>
- 10.6.1.40 ESCLERENQUIMA:** Tejido constituido por células de pared secundaria, engrosada y lignificada.<sup>56</sup> Comprende fibras y esclereidas.<sup>58</sup>
- 10.6.1.41 ESPACIO INTERCELULAR:** Espacio entre las células de un tejido.<sup>58</sup>
- 10.6.1.42 ESPESAMIENTO ANULAR:** Espesamiento de la pared secundaria que se deposita en forma de anillos sobre la pared primaria de los elementos traqueales, generalmente del protoxilema.<sup>58</sup>
- 10.6.1.43 ESPESAMIENTO ESCALARIFORME:** Barras o engrosamientos paralelos a través de la placa.<sup>56</sup>
- 10.6.1.44 ESPESAMIENTO HELICOIDAL:** Espesamiento de la pared secundaria que se deposita en forma de hélice sobre la pared primaria de los elementos traqueales, generalmente del protoxilema.<sup>58</sup>
- 10.6.1.45 ESPESAMIENTO RETICULADO:** Barra en forma de red o retículo a través de la placa.<sup>56</sup> Espesamiento de la pared secundaria que se deposita en forma de retículo sobre la pared primaria de los elementos traqueales, generalmente del metaxilema.<sup>58</sup>
- 10.6.1.46 ESQUIZOGENO:** Espacio originado por separación de las paredes celulares primarias, a nivel de lámina media, posiblemente por acción enzimática.<sup>56</sup> Espacio intercelular formado por separación de las células a lo largo de la lámina media.<sup>58</sup>
- 10.6.1.47 ESQUIZOLISIGENO:** Espacio intercelular formado por la separación y disolución de las células.<sup>58</sup>
- 10.6.1.48 ESTOMA:** Abertura en la epidermis de la hoja y el tallo bordeada por dos células guardianas, que sirve para el intercambio de gases.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.49 ESTOMA ACTINOCITICO:** Complejo estomático en el que hay varias células subsidiarias, con un eje mayor perpendicular al contorno de las células guardianas.<sup>56</sup>
- 10.6.1.50 ESTOMA ANISOCITICO:** O crucífero. Usualmente tres células subsidiarias rodean al estoma, una de menor tamaño que las otras dos.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.51 ESTOMA ANOMOCITICO:** O ranunculáceo. Estoma ausente de células subsidiarias. El meristemoide da origen solo a las células oclusivas.<sup>56</sup> Estoma en el que las células epidérmicas que rodean al par de células oclusivas no son morfológicamente diferentes del resto de las células epidérmicas.<sup>58</sup>

- 10.6.1.52 ESTOMA DIACITICO:** O cariofiláceo. Estoma en que las células subsidiarias presentan su pared común perpendicular al eje longitudinal de las células oclusivas.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.53 ESTOMA PARACITICO:** O rubiáceo. Estoma rodeado de células subsidiarias paralelas. El eje longitudinal de éstas es paralelo a los ejes longitudinales de las células oclusivas.<sup>56</sup> Estoma en que cada célula estomática se encuentra acompañada por una o más células subsidiarias, cuyos ejes longitudinales son paralelos a los de las células estomáticas y a la apertura del estoma.<sup>58</sup>
- 10.6.1.54 ESTRUCTURA SECRETORA:** Estructuras con función de secreción, que varían en complejidad. Las estructuras secretoras externas pueden ser parte de la epidermis, componentes de apéndices epidérmicos, tricomas glandulares, glándulas derivadas de la epidermis, o epidermis y capas subepidérmicas, nectarios, osmóforos e hidátodos. Dentro de las estructuras secretoras internas se encuentran los idioblastos, células alargadas y cavidades secretoras.<sup>56</sup>
- 10.6.1.55 EXTENSION DE LA VAINA DEL HAZ:** Láminas de células similares a las de la vaina que se extienden de la vaina hacia una o ambas epidermis; pueden contener lignina o suberina en las paredes de las células.<sup>56</sup> Banda de tejido fundamental presente en todo el largo de los nervios, y que se extiende abaxial y/o adaxialmente entre la vaina del haz y la epidermis o hipodermis; puede consistir de parénquima o esclerenquima.<sup>58</sup>
- 10.6.1.56 FELODERMIS:** Tejido semejante al parénquima cortical producido centripetamente por el felógeno (cambium de corcho) como parte de la peridermis de tallos y raíces en plantas con semillas.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.57 FELOGENO:** Meristemo lateral que forma la peridermis.<sup>56</sup>
- 10.6.1.58 FIBRA:** Célula esclerenquimática alargada, generalmente delgada, con paredes secundarias lignificadas o no lignificadas y extremos ahusados; puede tener o no protoplasma en la madurez.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.59 FIBRA SEPTADA:** Fibra con delgados septos o tabiques transversales, formados después de la formación de la pared secundaria.<sup>58</sup>
- 10.6.1.60 FLOEMA:** Principal tejido conductor de nutrientes en las plantas vasculares. Está compuesto principalmente de elementos cribosos, varios tipos de células parenquimáticas, fibras y esclereidas.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.61 FLOEMA EXTERNO:** El floema ocupa una posición externa con respecto al xilema en los tallos, o posición abaxial en las hojas y órganos similares.<sup>55</sup>
- 10.6.1.62 FLOEMA INTERNO:** O Interxilar: Floema primario que se localiza internamente al xilema primario.<sup>56</sup> Floema situado en el lado opuesto al xilema.<sup>55</sup>
- 10.6.1.63 GLANDULA:** Estructura secretora multicelular.<sup>56</sup>
- 10.6.1.64 HAZ VASCULAR:** Cordón organizado de tejido conductor compuesto de xilema y floema, y en casi todos los tallos de dicotiledóneas de cambium.<sup>58</sup>
- 10.6.1.65 HAZ VASCULAR ABIERTO:** Haz vascular con cambium.<sup>58</sup>
- 10.6.1.66 HAZ VASCULAR BICOLATERAL:** Haz vascular con dos polos del floema, uno en cada extremo del polo de xilema pero con un solo cambium.<sup>58</sup>

- 10.6.1.67 **HAZ VASCULAR CERRADO:** Haz vascular carente de cambium.<sup>58</sup>
- 10.6.1.68 **HAZ VASCULAR COLATERAL:** Haz vascular con un polo de xilema y otro de floema.<sup>58</sup>
- 10.6.1.69 **HAZ VASCULAR CONCENTRICO ANFICRIBAL:** Haz en el que el floema circunda al xilema.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.70 **HAZ VASCULAR CONCENTRICO ANFIVASAL:** Haz en que el xilema rodea al floema.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.71 **HIPODERMIS:** Capa o capas de células inmediatamente debajo de la epidermis.<sup>58</sup>
- 10.6.1.72 **HOJA DORSIVENTRAL O BIFACIAL:** Hoja que presenta parénquima en empalizada en una cara de la lámina y mesófilo esponjoso en la otra.<sup>58</sup>
- 10.6.1.73 **HOJA ISOBILATERAL O ISOLATERAL:** Hoja con parénquima en empalizada en ambas caras de la lámina.<sup>58</sup>
- 10.6.1.74 **IDIOPLASTO:** Célula marcadamente diferente en forma, tamaño o contenido de las otras células en el mismo tejido.<sup>56</sup> Célula que en un tejido cualquiera se distingue claramente del resto por su tamaño, estructura y contenido.<sup>58</sup>
- 10.6.1.75 **LIGNIFICACION:** Impregnación de lignina.<sup>58</sup>
- 10.6.1.76 **LIGNINA:** Constituyente típico de la pared secundaria, formado por derivados de p-hidroxifenil-propano.<sup>56</sup> Polímero mixto que contiene derivados fenólicos de fenil propano.<sup>58</sup>
- 10.6.1.77 **LISIGENO:** Espacio intercelular que se forma por desintegración de células.<sup>58</sup>
- 10.6.1.78 **LUMEN O LUZ:** Espacio interno de una célula vegetal, limitado por la pared celular.<sup>58</sup>
- 10.6.1.79 **MACROESCLEREIDA:** Esclereida de forma alargada y columnar, con pared desigualmente engrosada.<sup>56</sup>
- 10.6.1.80 **MESOFILO:** Parénquima fotosintético de la hoja, que se localiza entre las dos epidermis.<sup>56</sup>
- 10.6.1.81 **NERVIACION:** Disposición de los nervios en un órgano.<sup>58</sup>
- 10.6.1.82 **NERVIO:** Haz vascular o grupo de haces vasculares estrechamente paralelos en una hoja, bráctea, sépalo, pétalo o tallo aplanado.<sup>58</sup>
- 10.6.1.83 **OSTEOESCLEREIDA:** Esclereida columnar, de extremos ensanchados, lobulados, a veces ramificados, semejantes a huesos.<sup>56</sup>
- 10.6.1.84 **PARED PRIMARIA:** Capa más externa de la pared celular en la cual las microfibrillas de celulosa se disponen de manera aparentemente desordenadas.<sup>58</sup>
- 10.6.1.85 **PARED SECUNDARIA:** Pared celular que se deposita en ciertas células una vez que se ha completado el aumento de volumen de la célula, las microfibrillas de celulosa presentan una disposición ordenada.<sup>58</sup>
- 10.6.1.86 **PARENQUIMA:** Células vivas a la madurez, generalmente de paredes delgadas, relacionadas con una o más actividades fisiológicas en las plantas. Varían en forma y tamaño.<sup>56</sup>

- 10.6.1.87 PARENQUIMA EN EMPALIZADA:** Parte del mesófilo de la hoja que se caracteriza por tener células de forma alargada y dispuestas perpendicularmente a lo largo de la superficie de la hoja.<sup>56</sup>
- 10.6.1.88 PARENQUIMA ESPONJOSO:** Parte del mesófilo de la hoja constituido por células de forma redondeada unidas entre sí, a través de ciertas áreas y, por tanto, con espacios intercelulares conspicuos.<sup>56</sup>
- 10.6.1.89 PERICLINAL:** División paralela a la superficie.<sup>58</sup>
- 10.6.1.90 PERIDERMIS:** Tejido secundario, protector, que reemplaza la epidermis en el tallo y la raíz; raramente en otros órganos. Consiste de felema (corcho), felógeno y felodermis.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.91 PLACA DE PERFORACION:** Porción de la pared terminal de una tráquea que presenta perforaciones.<sup>58</sup>
- 10.6.1.92 PLACA DE PERFORACION ESCALARIFORME:** Barras o engrosamientos paralelos a través de la placa.<sup>56</sup> Presenta numerosos poros alargados, paralelos y próximos.<sup>58</sup>
- 10.6.1.93 PLACA DE PERFORACION FORAMINAL:** Perforación del mismo tamaño, generalmente se presenta en gimnospermas.<sup>56</sup> Perforación con numerosos poros aproximadamente circulares.<sup>58</sup>
- 10.6.1.94 PLACA DE PERFORACION RETICULADA:** Barras en forma de red o retículo a través de la placa.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.95 PLACA DE PERFORACION SIMPLE:** Perforación sola en sus paredes terminales.<sup>56, 58</sup>
- 10.6.1.96 PORO U OSTIOLO:** Abertura del estoma.<sup>56</sup> Abertura que queda entre las dos células oclusivas del estoma.<sup>58</sup>
- 10.6.1.97 PORO:** Termino aplicado a maderas cuando se quiere designar a los elementos de vasos en corte transversal.<sup>58</sup>
- 10.6.1.98 RADIO HETEROCELULAR O HETEROGENO:** En el xilema secundario, radio constituido por más de una forma celular.<sup>58</sup>
- 10.6.1.99 RADIO HOMOCELULAR:** En el xilema secundario, radio constituido por un solo tipo celular.<sup>58</sup>
- 10.6.1.100 RADIO MEDULAR:** Región interfascicular parenquimática del tallo.<sup>58</sup>
- 10.6.1.101 RADIO MEDULAR MULTISERIADO:** Radio del tejido vascular secundario cuyo ancho es de dos o más células, en el corte longitudinal tangencial.<sup>58</sup>
- 10.6.1.102 RADIO MEDULAR UNISERIADO:** Radio del tejido vascular secundario cuyo ancho es de una célula, en el corte longitudinal tangencial.<sup>58</sup>
- 10.6.1.103 SUBERINA:** Polímero insoluble de naturaleza lipídica relacionado con el control de la evaporación en la planta.<sup>56</sup>
- 10.6.1.104 SUSTANCIA ERGASTICA:** Productos pasivos del protoplasto tales como gránulos de almidón, glóbulos de grasa, cristales y fluidos; se encuentran en el citoplasma, organelas, vacuolas y pared celular.<sup>56</sup>
- 10.6.1.105 TANINO:** Compuestos polifenólicos depositados en ciertas células vegetales.
- 10.6.1.106 TRAQUEIDA:** Elemento traqueal del xilema que no tiene perforaciones en la pared terminal.<sup>56</sup>

- 10.6.1.107 TRICOESCLEREIDA:** Células filiformes con ramas que se proyectan hacia los espacios intercelulares.<sup>56</sup>
- 10.6.1.108 TRICOMA:** Células epidérmicas modificadas. Pueden tener varios tamaños y grados de complejidad; incluyen pelos, escamas y otras estructuras. Pueden ser glandulares o no glandulares.<sup>56</sup>
- 10.6.1.109 VAINA AMILIFERA:** Capa interna de las células corticales con abundante almidón.<sup>56</sup>
- 10.6.1.110 VAINA DEL HAZ VASCULAR:** Células de parénquima con pocos cloroplastos que rodean a las venas mayores y menores.<sup>56</sup>
- 10.6.1.111 VASCULAR:** Referente al xilema o floema o a ambos.<sup>58</sup>
- 10.6.1.112 VASO:** Serie de elementos de vasos perforados, unidos por los extremos.<sup>58</sup>
- 10.6.1.113 XILEMA:** Principal tejido conductor de agua y sales minerales en las plantas vasculares, que se caracteriza por la presencia de elementos traqueales. El xilema puede también servir como tejido de soporte, especialmente xilema secundario (madera).

---

**CLAUDIA MARIA RODRIGUEZ HERNANDEZ**  
**ESTUDIANTE**

---

**LICDA. HAYDEE PANIAGUA DE DIAZ**  
**ASESORA**

---

**LICDA. LUCRECIA PERALTA DE MADRIZ**  
**DIRECTORA DE ESCUELA**

---

**LICDA. HADA MARIETA ALVARADO BETETA**  
**DECANA**