



**ESTUDIO ANATÓMICO DEL MAÍZ TOSTADO “*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*” Y
FITOQUÍMICO PRELIMINAR DEL FRUTO EN LA VEREDA LA PLATA DEL MUNICIPIO DE
NEIVA – HUILA - COLOMBIA.**

**SEMILLERO DE INVESTIGACIÓN FITOQ
INVESTIGACIÓN Y FORMACIÓN EN BIODIVERSIDAD**

**ALCIDES POLANIA PATIÑO
LAURA YERALDIN MEDINA RIVERA**

**FACULTAD DE EDUCACIÓN
PROGRAMA DE LICENCIATURA EN EDUCACIÓN BÁSICA CON ÉNFASIS EN CIENCIAS
NATURALES Y EDUCACIÓN AMBIENTAL**

2012



**ESTUDIO ANATÓMICO DEL MAÍZ TOSTADO “*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*” Y
FITOQUÍMICO PRELIMINAR DEL FRUTO EN LA VEREDA LA PLATA DEL MUNICIPIO DE
NEIVA – HUILA - COLOMBIA.**

SEMILLERO DE INVESTIGACIÓN FITOQ

INVESTIGACIÓN Y FORMACIÓN EN BIODIVERSIDAD

ALCIDES POLANIA PATIÑO

LAURA YERALDIN MEDINA RIVERA

TUTOR

MDQ CARLOS ARTURO FRANCO RUIZ

**Trabajo Realizado para Optar el Título de Licenciado en Educación Básica con Énfasis en
Ciencias Naturales y Educación Ambiental.**

FACULTAD DE EDUCACIÓN

**PROGRAMA DE LICENCIATURA EN EDUCACIÓN BÁSICA CON ÉNFASIS EN CIENCIAS
NATURALES Y EDUCACIÓN AMBIENTAL**

2012

DEDICATORIAS

A Dios, padre innato y glorioso quien ofreció su compañía y su voluntad para la realización de este trabajo, quien acudió en nuestra ayuda y protección durante los viajes y quien nos ofreció las herramientas para que este trabajo se culminara con éxito.

A mi Madre Lucia Patiño Castañeda, Mi Padre Pablo Enrique Sanabria Arias, Mis hermanos Lucia Polanía Patiño y Juan Pablo Sanabria Patiño; Mi prometida Martha Ligia Ospina Padilla. A todos ellos gracias por su amor, compañía, dedicación, confianza ofrecida para alcanzar mis metas, realizar mis sueños y aportar en mi, una excelente formación personal y profesional.

A mis maestros Carlos Arturo Franco Ruiz e Hilda del Carmen Dueñas por sus virtudes ofrecidas y a mi compañera Laura Yeraldin Medina quien con su dedicación y esfuerzo me acompaño en la culminación de este trabajo.

A mi padre Alcides Polanía Fierro por darme la vida.

ALCIDES POLANÍA PATIÑO

Esta meta se la dedico a Dios, por brindarme todo lo que poseo y me ha permitido seguir adelante a pesar de las adversidades, y siempre ha estado caminando junto a mí.

A mis padres queridos, Wilson Medina por su apoyo incondicional y Mi Ángel María Ofelia Rivera, porque creyeron en mi y porque con su esfuerzo me brindaron todo lo necesario para salir adelante, dándome ejemplos dignos de superación y entrega, siempre estuvieron impulsándome en los momentos más difíciles de mi carrera, el orgullo que sienten por mí, fue lo que me hizo ir hasta el final, la lucha constante por mi superación fue inigualable y sus cuidados formaron lo que soy,

A mi hermano, Andrés Trujillo, tías, primos, abuelos y amigos. Gracias por haber fomentado en mí el deseo de superación y el anhelo de triunfo en la vida.

LAURA YERALDÍN MEDINA

AGRADECIMIENTOS

A nuestro tutor Carlos Arturo Franco Ruiz MDQ y a la profesora Hilda del Carmen Dueñas González MSC por orientarnos en nuestro trabajo, por sus conocimientos, acompañamientos, críticas constructivas, experiencias, consejos, paciencias, amistades y por sus valiosas dedicaciones y sacrificios ofrecidos, para así hacernos cada día mejores profesionales.

A la decana de la Facultad de Educación María Ligia Lavao de Serrato por su gestión el cual permitió desarrollar oportunamente el trabajo de investigación.

A Sandra Cuellar Soto, secretaria de decanatura de Facultad de Educación, Arlin Gómez Trujillo secretaria del programa de Lic. Ciencias Naturales, Juan Manuel Perea Espitia Jefe de Programa de la Lic. Básica con énfasis en Ciencias Naturales y Ed. Ambiental y Silvestre Lozano representante del Consejo Estudiantil, quienes con su constancia gestionaron los espacios y recursos que permitieron el desarrollo de este trabajo de grado.

A los guardabosques de la Organización de las Naciones Unidas FAO y a la Oficina de Proyecto Cuenca del Rio Magdalena de la CAM, quienes nos permitieron acceder a la reserva a realizar el muestreo y desarrollar del proyecto de investigación.

Al Mgter Luis Javier Narvárez Zamorra quien nos ofreció asesorías y acompañamientos oportunos en el desarrollo del trabajo.

Al laboratorio de química de la Universidad Surcolombiana en especial a su Coordinadora Erika Lorena Garzón, por ofrecernos su disposición y colaboración en el desarrollo de las actividades programadas.

Al Doctor Jairo Saez Vega; PhD de la Universidad de Antioquia quien ofreció capacitarnos en métodos de separación cromatográfica sin compromiso alguno, en beneficio académico, científico y formativo para el desarrollo de nuestra región.

TABLA DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS.....	4
LISTA DE FIGURAS.....	8
LISTA DE TABLAS	10
RESUMEN.....	15
ABSTRACT.....	16
INTRODUCCIÓN	17
CAPITULO I.....	19
DESCRIPCION DEL PROBLEMA.....	19
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	19
JUSTIFICACIÓN	21
OBJETIVOS.....	22
GENERAL.....	22
ESPECIFICOS	22
CAPITULO II.....	23
MARCO TEÓRICO	23
ESTADO ACTUAL DEL CONOCIMIENTO (ANTECEDENTES)	23
AREA DE ESTUDIO.....	25
MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA VEGETAL.....	27
ANATOMÍA VEGETAL.....	27
MORFOLOGÍA EXTERNA DEL TALLO	27
ANATOMIA DEL TALLO.....	28
CILINDRO CENTRAL O VASCULAR	28
MORFOLOGÍA DE LA HOJA.....	29
ANATOMIA DE LA HOJA.....	29

MORFOLOGIA EXTERNA DE LA FLOR Y LA INFLORESCENCIA	29
ANATOMIA FLORAL	30
ANATOMIA FRUTO	30
PRUEBAS HISTOQUIMICAS	31
SUDAN III	31
LUGOL	31
FEHLING.....	32
AZUL DE METILENO:	33
RECONOCIMIENTO DE METABOLITOS EN LAS PLANTAS.....	33
METABOLITOS PRIMARIOS	33
METABOLITOS SECUNDARIOS.....	34
RECONOCIMIENTO DE METABOLITOS SECUNDARIOS.....	34
ALCALOIDES	34
FLAVONOIDES.....	37
CARDIOTÓNICOS.....	38
SAPONINAS.....	40
COUMARINAS	41
TANINOS	42
ESTEROIDES Y/O TRITERPENOIDES	43
QUINONAS.....	44
ANTOCIANINAS	46
CAPITULO III	47
METODOLOGÍA.....	47
FASE 1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	47
FASE 2. TRABAJO DE CAMPO (Recolección de la Muestra)	47
FASE 3. TRABAJO DE LABORATORIO	47

FASE 4. INTERPRETACIÓN Y SISTEMATIZACIÓN DE LOS RESULTADOS.....	48
CAPITULO IV	49
RESULTADOS	49
RESULTADOS MORFOLÓGICOS.....	49
RESULTADOS DE LA DESCRIPCIÓN ANATÓMICA.....	50
RESULTADOS DE LAS PRUEBAS HISTOQUÍMICAS.....	54
RESULTADOS DE PRUEBAS FITOQUÍMICAS.....	60
CAPITULO V	69
DISCUSIÓN.....	69
DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA.....	69
DESCRIPCIÓN ANATÓMICA.....	69
PRUEBAS HISTOQUÍMICAS	71
PRUEBAS FITOQUÍMICAS	72
CAPITULO VI	76
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	76
APÉNDICE.....	78
REFERENCIAS.....	81

LISTA DE FIGURAS

<i>Figura 1, 2 y 3. Semilla, Fruto y Árbol Respectivamente.....</i>	<i>49</i>
<i>Figura 4. Corte Transversal de Tallo, aumento 10X.....</i>	<i>50</i>
<i>Figuras 5 y 6. Corte Transversal de hoja, aumento 10X.</i>	<i>51</i>
<i>Figuras 7 y 8. Corte Longitudinal del envés de hoja, aumento 40X.</i>	<i>51</i>
<i>Figura 9. Corte Transversal del Fruto, aumento 10X.</i>	<i>52</i>
<i>Figura 10. Corte Transversal de la Semilla, aumento 10X.</i>	<i>53</i>
<i>Figuras 11 y 12. Cortes Transversales de tallo con Sudan III y Lugol respectivamente.....</i>	<i>55</i>
<i>Figuras 13 y 14. Cortes Transversales de tallo con Fehling y Azul de Metileno respectivamente. .</i>	<i>55</i>
<i>Figuras 15 y 16. Cortes Transversales de Hoja con Indicador Sudan III.</i>	<i>56</i>
<i>Figuras 17 y 18. Cortes Transversales de Hoja con Reactivo Lugol.</i>	<i>56</i>
<i>Figuras 19 y 20. Cortes Transversales de Hoja con Reactivo Fehling.</i>	<i>57</i>
<i>Figuras 21 y 22. Cortes Transversales de Hoja con Reactivo Azul de Metileno.</i>	<i>57</i>
<i>Figuras 23 y 24. Cortes Transversales de Fruto con Indicador Sudan III.</i>	<i>58</i>
<i>Figuras 27 y 28. Cortes Transversales de Fruto con Indicador Fehling.....</i>	<i>59</i>
<i>Figuras 29 y 30. Cortes Transversales de Fruto con Azul de Metileno.....</i>	<i>59</i>
<i>Figuras 31 y 32. Ensayo de alcaloides en extracto etanólico de semilla en frio y en extracto etanólico de semilla en soxhlet respectivamente.</i>	<i>60</i>
<i>Figuras 33 y 34. Ensayo de alcaloides en extracto etanólico de pulpa en soxhlet y extracto etanólico de cáscara en soxhlet respectivamente.</i>	<i>61</i>
<i>Figuras 35, 36, 37 y 38. Ensayos de flavonoides en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet.</i>	<i>62</i>
<i>Figuras 39, 40, 41 y 42. Ensayo de leucoantocianidinas en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet respectivamente.</i>	<i>62</i>
<i>Figuras 43, 44, 45 y 46. Ensayo general de saponinas en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet.....</i>	<i>63</i>
<i>Figuras 47 y 48. Ensayo de hemólisis para saponinas en extracto etanólico de cáscara y pulpa..</i>	<i>63</i>
<i>Figuras 49 y 50 Ensayo de hemólisis para saponinas en extracto etanólico de semilla en frio y semilla en soxhlet respectivamente.</i>	<i>63</i>
<i>Figuras 51, 52, 53 y 54. Ensayo de esteroides y/o triterpenos en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet respectivamente.....</i>	<i>64</i>
<i>Figuras 55, 56, 57 y 58. Ensayo de taninos en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet respectivamente.</i>	<i>64</i>
<i>Figuras 59, 60 y 61. Ensayo de quinonas en extracto etanólico de cáscara, pulpa y semilla en frio respectivamente.....</i>	<i>65</i>

<i>Figura 62. Ensayo de antocianinas en extracto etanólico de pulpa, cáscara, semilla en soxhlet y semilla en frio respectivamente.</i>	<i>65</i>
<i>Figuras 63 y 64. Ensayo de coumarinas en extracto etanólico de cáscara y pulpa respectivamente.</i>	<i>66</i>
<i>Figuras 65 y 66. Ensayo de coumarinas en extracto etanólico de semilla en frio y semilla en soxhlet.</i>	<i>66</i>
<i>Figura 67, 68, 69 y 70. Ensayo de antocianinas en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet respectivamente.....</i>	<i>67</i>
<i>Figura 71. Espectro Infrarrojo (IR) de los cristales obtenidos en el extracto etanólico de la semilla en soxhlet.</i>	<i>67</i>

LISTA DE TABLAS

<i>TABLA 1. Taxonomía (Biovirtual y Trópicos, 2011).....</i>	<i>23</i>
<i>TABLA 2. Resultados de Identificación de sustancias químicas contenidas en los tejidos de los diferentes órganos del Maíz Tostado (Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti).....</i>	<i>54</i>
<i>TABLA 3. Resultados de pruebas fitoquímicas preliminares para la Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti (Maíz Tostado).</i>	<i>60</i>

GLOSARIO

ALCALOIDES: Son sustancias con carácter básico, contienen nitrógeno heterocíclico, son obtenidos de plantas superiores y tienen actividades fisiológicas muy marcadas.

ALMIDON: Polímero de la glucosa que abunda en las estructuras de reservas de las plantas, raíces, tallos o semillas, formando gránulos con formas características, ovoides, hemisféricas, etc. A veces ocupan la mayor parte del interior de la célula.

ANATOMIA VEGETAL: Es el campo de la botánica que compete a las estructuras de los vegetales, y que considera la morfología vegetal como la manera de disponerse esas estructuras, que se ayudan de la taxonomía para clasificar.

ANTOCIANINAS: Pigmentos naturales pertenecientes al grupo de los flavonoides, se encuentran presentes en numerosos alimentos, frutos, flores, y verduras, especialmente en uvas, tintas y vinos, siendo por tanto un constituyente común en la dieta humana. Su uso como colorantes reviste un gran interés debido a sus características y a sus propiedades, principalmente el poder antioxidante.

ANTRAQUINONA: Son productos del metabolismo secundario, aromáticos polihidroxilados más o menos metilados, con gran importancia en la industria farmacéutica.

AZUCARES REDUCTORES: Son aquellos que, como la glucosa, fructuosa, lactosa y maltosa presentan un carbono libre en su estructura y pueden reducir, en determinadas condiciones, a las sales cúpricas.

CAMBIUM VASCULAR: Es una monocapa cilíndrica de células que se forma entre el xilema y el floema primario y da lugar por sucesivas divisiones (en el plano tangencial al tallo) al xilema y floema secundarios.

CANAL RESINIFERO: Estructura tubular típica, aunque no exclusiva de coníferas; consiste en una capa cilíndrica de células glandulares secretoras de resina. Se encuentran dispersos en el parénquima o en el leño de hojas y tallos.

CARDIOTONICOS: Son sustancias glicósidas, amargas, derivadas de los esteroides, que tienen acción sobre el corazón.

CARPELO: Hojas especializadas (megasporofilos) cerradas sobre si misma, que forman parte del gineceo. En su interior se forman los primordios seminales.

CELULAS PIREAS: Células parenquimatosas que engruesan considerablemente sus paredes con lignina, quedando multitud de canales muy ramificados que comunican a unas células con otras. La cavidad de las células queda muy reducida, el núcleo y protoplasma desaparecen, constituyendo elementos muertos.

CORTEZA VEGETAL: Tejido primario de raíces y tallos de las plantas vasculares que se extienden hacia adentro desde la epidermis hasta el floema.

CRISTAL DE OXALATO DE CALCIO: Acumulación de cristales de oxalato de calcio, que puede formar drusas prismas o rafidios (conjunto de varillas) en el interior de los idioblastos, células especializadas como acúmulos de residuos metabólicos que aparecen sobre todo en el parénquima y el floema.

COUMARINAS: Son principios activos fenólicos que se encuentran en plantas medicinales y tienen en común una estructura química de 1-benzopiran-2-ona.

CUTINA: Sustancia impermeable que se encuentra en la cutícula de las hojas y frutos de los vegetales. Es un polímero formado por muchos ácidos grasos de cadena larga, que están unidos unos a otros por uniones éster, creando una red rígida tridimensional.

ENDOCARPO: Capa interna del pericarpo o cubierta externa del fruto. Procede de la pared del ovario.

ENDODERMIS: Es la capa mas interna del córtex de la raíz primaria. Se caracteriza por sus estrechas uniones intercelulares mediante las llamadas bandas de Caspari, que impiden el paso de agua entre las células, obligándolas a pasar por el interior de las mismas.

EPIDERMIS: Capa externa protectora de células en los vegetales.

ESTELAS: Conjunto de xilema y floema (sistema vascular) que siempre están asociados.

ESTOMAS: Estructuras epidérmicas encargadas de controlar la transpiración en los tejidos frescos de la planta. Consta de dos células oclusivas que delimitan un orificio llamado ostiolo que se hace mayor cuando las células oclusivas están turgentes. Consta además de unas células anexas que rodean a las anteriores y que participan en la fisiología de la apertura y cierre del ostiolo.

EXOCARPO: Parte más externa del fruto o pericarpo.

FITOQUIMICA: Es el estudio de los principios activos de las plantas, especialmente de los llamados metabolitos secundarios.

FLAVONOIDES: Son un grupo de metabolitos secundarios ampliamente distribuidos en los vegetales, responsables de muchas coloraciones de las plantas y con actividades biológicas muy importantes, se forman a partir de una unidad de ácido cinámico (Vía Ácido Chiquimico) y 3 unidades de acetato.

FLOEMA: Tejido vegetal encargado del transporte de una solución de sacarosa y otras muchas sustancias orgánicas, conocidas tradicionalmente como savia elaborada.

HISTOQUIMICA: Es la aplicación de reacciones químicas y bioquímicas, con el fin de localizar y determinar de manera científica ciertas sustancias o su actividad.

LOCULO: Compartimiento lleno de aire dentro del ovario donde se desarrolla los óvulos.

MEDULA VEGETAL: Parte central del tallo esta formada por parénquima y dentro se encuentran los radios medulares. Algunos tallos no tienen medula porque están huecos.

MESOCARPO: En el fruto, capa intermedia del pericarpo, a veces carnosa, formada de parénquima.

MESOFILO: Como su nombre indica es la zona intermedia de los tejidos foliares. Esta delimitado por las dos epidermis, superior e inferior.

METABOLITOS SECUNDARIOS: Son compuestos químicos sintetizados por las plantas que cumplen funciones no esenciales en ellas, de forma que su ausencia no es fatal para ella, ya que no intervienen en su metabolito primario, además intervienen en las interacciones ecológicas entre las plantas y su ambiente.

MUCILAGO: Sustancia gelatinosa de alto peso molecular, que son principalmente polisacáridos y ácidos poligalacturónicos.

PARENQUIMA EN EMPALIZADA: Es un clorénquima típico de las hojas de dicotiledóneas, esta formado por células alargadas aplicadas estrechamente unas con otras, de ahí su nombre. Puede constar de una sola capa, si se trata de una planta u hoja de sombra, o de varias, si se trata de una planta u hoja de sol.

PARENQUIMA DE RESERVA: Parénquima que almacena en células con pequeños espacios intercelulares y con gran vacuola central cantidades notables de sólidos como almidón, granos de aleurona (proteína), azúcares, pigmentos, sales y líquidos principalmente agua.

PARENQUIMA ESPONJOSO: Es un clorenquima típico de las hojas. Sus células dejan abundantes espacios entre ellas para facilitar el intercambio de gases. En dicotiledóneas suele situarse bajo la epidermis inferior.

PERICICLO: Meristemo remanente propio de la raíz que se sitúa en la periferia del cilindro vascular. Colabora en la formación del córtex secundario, incluida la peridermis, del cambium vascular, y de las raíces laterales.

SAPONINAS: Posee propiedades tensoactivas, pues al disolverse en agua por agitación forman espuma persistente, tienen propiedades detergentes. Muchas de ellas tienen además propiedades hemolíticas debido a que se alteran la permeabilidad de las membranas biológicas resultando tóxicas para animales de sangre fría.

TANINOS: Son polifenoles de origen natural capaces de formar uniones estables con las proteínas y otros polímeros como la celulosa y la pectina. Se usan industrialmente para curtir cueros y pueden inhibir algunas enzimas, interfiriendo con procesos metabólicos.

TRITERPENOS: Este grupo de principios activos están constituidos por numerosos compuestos, estructuralmente muy similares, derivados mayoritariamente del epoxiescualeno o en menor número del propio escualeno. Todos ellos poseen un hidroxilo en el C₃ que les permite la unión con una o varias moléculas glúcidas, dando lugar a estructuras heterosídicas.

XANTOFILO: Pigmentos amarillos-anaranjados derivados del caroteno.

XILEMA: Tejido conductor que se encarga de transportar las materias primas (savia bruta) absorbidas por la raíz hasta los órganos productores (hojas).

XILEMA PRIMARIO: Forma parte de la estructura fresca de las plantas; hojas, tallos y raíces recientes. Se forman a partir de los meristemos apicales. Existe como único xilema en muchas plantas herbáceas.

XILEMA SECUNDARIO: Forma las estructuras leñosas de muchas plantas (tallos y raíces). Se forma a partir de los meristemos laterales mediante el llamado "engrosamiento secundario".

RESUMEN

En el presente estudio se caracteriza al Maíz Tostado (*Posoqueria M. Martens & Galeotti*) mediante el estudio anatómico, histoquímico y fitoquímico del tallo, hojas y fruto de especies localizados en la Vereda La Plata del Municipio de Neiva en el departamento del Huila. Se logro establecer que todos los órganos presentan los tejidos típicos de una dicotiledónea, cambium vascular (fascicular e interfascicular), corteza y medula con drusas en el tallo.

Desde el punto de vista histoquímico, cualitativamente se determinaron en el tallo, hoja y fruto grandes cantidades de aceites, grasas, almidón, azúcares reductores y mucilagos.

El estudio fitoquímico preliminar del fruto, se realizó cualitativamente con pruebas que desarrollan color o precipitados, dentro de los cuales se destacan: los reactivos de Wagner, Mayer, Marquis, Sheibler, para Alcaloides; reactivo de Shinoda para Flavonoides, Cloruro Férrico y solución de gelatina y sal para Taninos, Libermann-Buchard para Triterpenos y/o Esteroides, ensayo de Rosenhein para Leucoantocianidinas, ensayo de NaOH y H₂SO₄ para Antocianinas, ensayo con NaOH para Coumarinas, ensayo de Kedde para Cardiotónicos, con los cuales se determino la presencia de alcaloides en cáscara, pulpa y semilla, flavonoides en cáscara, saponinas en cáscara, pulpa y semilla, taninos en cáscara y pulpa, leucoantocianidinas en cáscara, y coumarinas en cáscara, pulpa y semilla.

PALABRAS CLAVES

Estudio Anatómico, Histoquímico, Fitoquímico, Maíz Tostado, Rubiácea, *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*, Metabolitos Primarios, Metabolitos Secundarios.

ABSTRACT

In the present study characterizes the Maiz Tostado (*Posoqueria Coriacea M. Martens & Galeotti*) by anatomical study, histochemical and phytochemical stem, leaves and fruit of the ground path in the department of Huila. Results showed that all organs have tissue typical of a dicotyledon, vascular cambium (fascicular and interfascicular), cortex and medulla with druses in the stem.

From the histochemical point of view, were determined qualitatively in the stem, leaf and fruit large amounts of oils, fats, starch, reducing sugars and mucilagos.

The preliminary phytochemical study was conducted qualitatively fruit color developing tests or precipitates, among which are: Wagner, Mayer, Marquis, Sheibler to Alkaloids, Shinoda reagent for flavonoids, and ferric chloride solution of gelatin and salt tannins, Libermann-Buchard for Triterpenes and / or steroids, for leucoanthocyanidins Rosenhein test, NaOH and H₂SO₄ assay for anthocyanins, coumarins NaOH to test, test for Cardiotonic Kedde; with which to determine the presence of alkaloids in peel, pulp and seed, peel flavonoids, saponins in pulp and seed husk, peel and pulp tannins, leucoanthocyanidins in shell, and coumarins in peel, pulp and seed.

KEYWORDS

Anatomic Study, Histochemical, Phytochemical, Maiz Tostado, Rubiaceae, *Posoqueria Coriacea M. Martens & Galeotti*, Primary Metabolites, Secondary Metabolites.

INTRODUCCIÓN

Es claro reconocer la importancia que tiene la flora en los ecosistemas día a día, sus frecuentes cambios y las incidencias que efectúa con su alrededor; creando con ello factores primordiales para el desarrollo y sustento de los ecosistemas bióticos naturales, incluyendo el antrópico, y también los agente abióticos. La flora es un recurso de gran importancia para el mundo, y desde sus estudios se comprenden los misterios biológicos y químicos que abarcan los mismos; dos ramas especializadas en la indagación de estos fenómenos son: La Botánica y La Fitoquímica; por consiguiente, si estas áreas trabajan en conjunto, logran convertirse en una herramienta para resolver problemas desconcertantes de índole científico, económico e industrial.

La Fitoquímica, en su objeto reconoce aquellos Metabolitos secundarios y demás sustancias químicas localizadas en las plantas, es decir, que estas sustancias químicas halladas en dichos vegetales son responsables de la coloración y aromas de flores y frutos, teniendo casi siempre funciones importantes para las interacciones ecológicas e igualmente a nivel industrial, agrícola, farmacéutica o medicinal, etc. Según Sanabria G. A. (1997), los análisis fitoquímicos preliminares, por muchos años también han demostrado ser un método adecuado para poner en manifiesto metabolitos secundarios relacionados con actividades biológicas interesantes.

En el presente estudio se evaluó la producción de extractos etanólicos de una especie de planta superior y se desarrollo sobre dicha especie un análisis fitoquímico preliminar para establecer la presencia de alcaloides, flavonoides, taninos, antraquinonas, esteroides y/o triterpenoides, coumarinas y agentes cardiotónicos siguiendo el Manual Farmacognosia y Fitoquímico de la Universidad de Antioquia de Medellín y el Modulo de fitoquímico de Xorge Domínguez. Estos resultados permitieron observar la relación que poseen algunas estructuras anatómicas frente a las pruebas histoquímicas y de metabolitos secundarios halladas en la especie estudiada.

La anatomía vegetal es una disciplina de la botánica que permite conocer toda la estructura interna y externa de las plantas e identificar las diferentes clases de células, tejidos y órganos que poseen; y ello es posible gracias a los innumerables instrumentos y métodos de observación microscópica, con el cual se corrobora, que muchos de los fenómenos y acciones vegetales en su entorno es debido a sus componentes celulares, diversidad en tejidos y formación anatómica. En otras palabras la anatomía vegetal logra de esta forma convertirse en la segunda área de más importancia para el desarrollo de conocimiento científico.

Comprendiendo la importancia del estudio vegetal, en el presente proyecto de investigación, se quiso ampliar el conocimiento partiendo del hecho de que en el departamento del Huila existe gran variedad florística, y por ende, a muchas especies no se les ha encontrado registro de estudios, comprobando con ello la necesidad de sus investigaciones. Un ejemplo claro es la *Posoqueria Coriácea M. Martens. & Galeotti* más conocida por los habitantes de la zona alta de la Cuenca Hidrográfica Rio las Ceibas como Maíz Tostado. En la región anterior y atendiendo a la necesidad de información sobre esta planta, se implementaron los estudios principales en fitoquímica y anatomía vegetal, logrando así realizar la caracterización correspondiente y reconocer los Metabolitos Secundarios presentes en el fruto.

CAPITULO I

DESCRIPCION DEL PROBLEMA

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El departamento del Huila se ha caracterizado por la biodiversidad que posee, convirtiéndolo en uno de los lugares pilotos para el turismo, recreación e investigaciones científicas, tal como indica la Corporación Autónoma del Alto Magdalena (CAM) (Charry, 1996; Herrera, 2000 y la Corporación Sembrar Progreso y Paz, 2003), además de sentir orgullo y privilegio por ubicarse en una de las zonas más ricas en términos de Diversidad Biológica del país y por qué no del planeta. En el departamento del Huila existe un afluente Hídrico muy importante para la región, la Cuenca del Rio las Ceibas ya que de esta abastece a la misma para su consumo doméstico e industrial. Descrito de otra manera, la Cuenca posee varias zonas específicas que permite la diversidad y complejidad, enfatizando así, la parte Alta, lugar donde se realiza el correspondiente estudio ubicando en ella la quebrada y la vereda La Plata (Charry, 1996).

No solo en la Vereda La Plata, es notorio observar la variabilidad en especies naturales originarias e igualmente introducidas por el hombre a dicho ambiente natural sino en todo el transcurso del Rio las Ceibas. Puntualizando en el factor antrópico este tiene presencia en la reserva con una actividad permanente, en especial con sus especies florísticas independientemente de sus usos.

Es importante resaltar, que una de estas especies naturales es la planta, Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*), variedad que no han notificado estudios, promoviendo de esta forma el interés a presentar y desarrollar proyectos de investigación en donde proporcione información de la misma y así muy probablemente generar cambios en la industria como en la ciencia.

La investigación realizada anteriormente desde el marco de estudios anatómicos, histoquímicos y fitoquímicos, aportó información necesaria que enriquece el conocimiento químico y profundiza el entorno biológico. Al prevalecer la razón de investigar y al proporcionar información sobre las características anatómicas del Maíz Tostado e igualmente identificar algunos de sus componentes fitoquímicos; ellos posibilitan el desarrollo farmacéutico e industrial.

De esta forma, se diseña como referente de trabajo el siguiente interrogante:

¿Es posible mediante un análisis anatómico caracterizar la especie y con un estudio fitoquímico preliminar determinar los metabolitos secundarios presentes en el fruto del Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea* M. Martens & Galeotti)?

JUSTIFICACIÓN

El municipio de Neiva cuenta con una gran biodiversidad floral a lo que respecta en el departamento del Huila, su localización morfogeográfica permite hallar pisos térmicos diversos que facilita una gran distribución de familias y géneros vegetales. La *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti* es una planta que según el ICN de la Universidad Nacional, localiza algunos especímenes en el Municipio de Gigante del departamento del Huila; pero, desafortunadamente no se logra hallar estudios respectivos a nivel anatómico y fitoquímico de planta.

La *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*, es fuente de interés investigativo debido a que el conocimiento que se ofrece consiste en el registro y generación de conocimiento científico a nivel botánico y fitoquímico, luego se brindó una mayor información sobre el espécimen estudiado y se obtuvo respuestas sobre su mecanismo anatómico y sobre sus propiedades fisiológicas que la abarcan; no obstante, se asoció con los datos acerca de las diferentes tipos de sustancias químicas que esta contiene; y así, se recurrió a su caracterización y posteriormente a su identificación química. Y con base en lo anterior, se desea hallar la mayor cantidad de información que permita ofrecer un referente de utilidad farmacológica y/o fitoquímico que sea dirigida también a la población campesina, comercial, industrial y científica.

Los resultados obtenidos en el trabajo se sintetizaron en datos que dan una idea clara de los principales metabolitos secundarios que contiene la *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*, y que sirven de base para continuar en la investigación y aislamiento de compuestos que tengan una actividad biológica o química (Valenzuela de Silva).

Según lo anterior, este estudio permitió desarrollar estudios anatómicos, histoquímicas y fitoquímico que a través de los análisis se indicó la presencia o ausencia de metabolitos y de sustancias que contiene dichas muestras anatómicas, morfologías e histológicas; por esta razón la determinación y el entendimiento de los mecanismos de adaptación y los procesos fisiológicos que allí se establece.

De esta manera se instauró una relación morfofisiológica de los principios activos allí evidenciados, y el desarrollo de conocimientos académicos sobre el estudio anatómico en la *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti* y fitoquímico preliminar de su fruto en la vereda de la plata de la ciudad de Neiva en el departamento del Huila.

OBJETIVOS

GENERAL

- ✓ Caracterizar el Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*) mediante un estudio anatómico de la planta e identificar los metabolitos secundarios del fruto a través de un estudio fitoquímico preliminar.

ESPECIFICOS

- ✓ Identificar los metabolitos secundarios presentes en el fruto del Maíz Tostado.
- ✓ Realizar el estudio anatómico y morfológico de la *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*.
- ✓ Identificar ciertas sustancias químicas en diferentes tejidos por medio de pruebas histoquímicas.
- ✓ Generar conocimiento científico y darlo a conocer a través de la publicación de los resultados.

CAPITULO II

MARCO TEÓRICO

ESTADO ACTUAL DEL CONOCIMIENTO (ANTECEDENTES)

TABLA 1 Taxonomía (Biovirtual y Trópicos, 2011).

Nombre Científico	Posoqueria Coriácea
Reino	Plantae
Phylum	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Rubiales
Familia	Rubiáceas
Género	Posoqueria
Epíteto Específico	Coriácea
Autor Epíteto Específico	M. Martens & Galeotti

La distribución general de la planta problema Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea* M. Martens & Galeotti) en Colombia se encuentra localizada según el Herbario COL de la Universidad Nacional de Colombia y la Organización Trópicos del Jardín Botánico de Missouri de los EE.UU, en los departamentos y municipios que a continuación se presentan:

Departamento de Antioquia municipio de Frontino

Departamento de Boyacá municipio Togui vereda Casanare

Departamento de Cauca municipio el Tambo

Departamento de Cundinamarca Valle San Antonio

Departamento de Choco

Departamento de Huila municipio de Gigante

Departamento de Magdalena Ciénaga y municipio San Andrés

Departamento de Nariño municipio Barbacoas vereda el Barro

Departamento de Putumayo municipio Mocoa vereda Alto de Campucana

Departamento de Quindío municipio de Salento

Departamento de Risaralda.

Departamento de Santander municipio Charala vereda el Reloj

Departamento de Valle del Cauca municipios el Cairo, la Cumbre, Tuluá y Cali.

A nivel internacional se ha logrado localizar el mismo espécimen de *Posoqueria Coriácea* M. Martens & Galeotti, en los países de centro y sur América como; Brasil, Costa Rica, Ecuador, Guatemala, México, Panamá, Perú y Venezuela.

En Colombia por su gran contenido en pisos térmicos y biodiversidad en especies vegetales, se presenta gran interés investigativo y es así como durante la realización de un listado taxonómico se logran localizar muestras botánicas de *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti* en el departamento de Nariño, en donde coexiste la reserva natural privada y un centro de investigación biológica llamada La Planada en los Andes Colombianos. Este ejemplo se sustenta en un hábitat de bosque maduro de elevaciones entre 1500-1850 m de altura, en donde según Mendoza y Ramírez, (2001), se hallan colectadas muestras del ejemplar de Maíz Tostado en los herbarios PSO de la universidad de Nariño y FMB del instituto Alexander von Humboldt.

Al noroccidente colombiano, según las corporaciones CORANTIOQUIA y CORNARE (2010), frente al listado de familias con el mayor número de especies y/o morfoespecies identificadas en seis sitios de muestreo localizada en el departamento de Antioquia, las rubiáceas son la segunda familia más abundante, el cual, se presenta en un área de Bosque natural que corresponde a la jurisdicción de CORNARE; este deduce, que un inventario Forestal efectuado en 235 parcelas entre permanentes y temporales, se hallan distribuidas en dos zonas de vida diferentes: bosque húmedo montano bajo (bh – Mb), denominado zona de altiplano (ZA), en donde categoriza globalmente a la *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*, con las siglas EN (en peligro) y CR (críticamente amenazado); basados en los estándares de clasificación de la UICN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza). Seguido a ello, las Especies de rubiáceas registrados en la vertiente oriental de la cordillera oriental de los Andes Colombianos, presenta una distribución geográfica por departamentos, hallándose muestras botánicas de Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*) en los departamentos de Cundinamarca y al sur del país, en el Putumayo a una altitud de 1400 – 2000 m de altura; colección que posee referencia en el herbario FMB (Mendoza 2000).

En el occidente colombiano el Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*) más exactamente en el departamento del valle del cauca, se reproduce el ejemplar en viveros con el nombre local o común de Cafetillo y se utiliza generalmente para la adecuación de cercas vivas, restringiendo el paso de personas o animales a una propiedad por parte de ella, y también son usados como árboles en contornos o de retención; es decir que son especies leñosas dispersas en curvas de vías en áreas de ladera de distintas magnitud que retiene el suelo con su sistema de raíces mientras debajo de su cobertura se desarrolla cultivos agrícolas transitorios (Rivas et al. 2004).

Una mirada hacia estancias internacionales, presentan caracterizaciones botánicas en donde son halladas listas de plantas vasculares del ejemplar en Ramal de Cuaracamal en los Andes Venezolanos a partir de las parcelas de estudios, dichas colectas halladas en la zona fueron depositadas en los herbarios PORT, MO, VEN, Y USA; ofreciendo un número de 15 ejemplares a

una altura de 1830 m de altitud y de otros 3 individuos botánicos a una elevación de 1850 metros de altura (Cuello, 2002). Según un Catálogo abreviado de las plantas con flores de los páramos de Venezuela; el Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea M. Martens Galeotti*) realiza presencia en las siguientes entidades federales de Aragua, Distrito Federal, Falcón, Lara, Trujillo Yaracuy, Zulia y Mérida, Venezuela; en donde son lugares que presentan ecosistemas de bosques montano (bm) y están a una altura entre los 2500-3000 metros de altitud con registros que establecen presencia en países que van desde México hasta Colombia, es así como en el territorio venezolano es conocido con el nombre vulgar de coco, azar montaño y limoncillo (Briseño y morrillo, 2002); la información correspondiente es confirmado por publicaciones realizadas en otros sectores de las mismas especies del sector del Rio Tumaque municipio de Crespo, Estado de Lara, Venezuela; que determinan muestras vegetales de *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti* con un nombre común de Cabimbo (Bravo V.), posterior a ello, una lista preliminar por familia de las especies vasculares, observadas y/o colectadas en el área de la cuenca del Rio Morón estado Carabobo, Venezuela (Díaz y Ortega, 2006) permite corroborar la presencia del ejemplar en dicha zona.

Otros lugares en donde es ubicado este tipo de espécimen botánico es en el Ecuador; desplegando un listado completo de plantas identificadas en la cuenca del Rio Abanico, en donde define su habito como árbol, su estatus nativa y su localización en las cercanías los Ríos Colimbo, Tello y Cosme a una elevación de 1650 metros de altitud (Lozano et al, 2008).

Aunque no se encontraron registros de su utilidad medica por parte de la *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*, se establece como referente la *Posoqueria Latifolia* más próxima según su género en donde es adecuada en la medicina popular brasileña como anti-séptico y cicatrizante de heridas, de donde se extraen sus principios, cuyas partes como las hastes finas contienen dichas propiedades (Fenner 2006).

AREA DE ESTUDIO

El espécimen a estudiar *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*, se encontró en la Zona Alta de la Cuenca Rio la Ceibas, específicamente en la vereda La Plata, perteneciente a la inspección del Motilón, corregimiento de San Bartolo, donde es necesario resaltar que dicha vereda recibe este nombre ya que se encuentra aledaño a la Quebrada la Plata, uno de los principales afluentes de la respectiva cuenca junto con el Rio Motilón, "En esta zona nacen los principales afluentes del Rio las Ceibas como son: el rio Motilón con caudales de 0.7 m³/s y la quebrada la Plata con 0.6 m³/s." (Hernández, 2000). Es necesario reconocer que la planta se halló a 2313 metros de altitud, aclarando que las 25 fincas pertenecientes a dicha vereda se encuentran en un lugar más bajo,

cerca a la quebrada. Específicamente, el cauce del río Motilón se encuentra en dirección Sur 43° E, en donde asciende a una altura de 2300 metros de altitud, y a una distancia de 1.550 m, hasta encontrar “filo frío” y la división de aguas entre las subcuentas del río Motilón y quebrada la Plata (Charry, A. 1996).

Se resalta el punto exacto en donde se encontró la planta de estudio, siendo necesario tomar tres puntos como referencia para asimilar la ubicación del mismo (datos recolectados el día martes 14 de diciembre del 2010 con ayuda del GPS):

- Lugar más cercano a la planta con presencia del factor antrópico: Kilometro 43 Vía San Vicente del Caguán (Departamento del Huila)
 - Latitud 02° 46´ 22” Norte
 - Longitud 075° 04´ 43” Occidente
 - Elevación 1880 m de altura.
- Cima de la respectiva vereda o vivero de la reserva forestal de la FAO:
 - Latitud 02° 46´ 31” Norte
 - Longitud 075° 04´ 13” Occidente
 - Elevación 2309 m de altura.
- Presencia de la planta problema “Maíz Tostado”:
 - Latitud 02° 46´ 28” Norte
 - Longitud 075° 04´ 12” Occidente
 - Elevación 2313 m de Altitud.

Con respecto a la flora que rodea al material vegetal, se hizo referencia a una zona de vida, Bosque muy Húmedo Premontano (bmh-PM) la cual permitió hallar una gran diversidad en flora, en especial especies arbóreas, igualmente al encontrarse en la zona alta de la cuenca presenta una mayor cobertura boscosa en la cima convirtiéndose así en una reserva forestal y ecosistémica, tal como indica Herrera (2000) en su Informe Anual sobre el estado de los Recursos Naturales y el Medio Ambiente.

Cabe destacar que en la Zona alta de la Cuenca, lugar donde se encuentra la planta en estudio, es frecuente observar deslizamientos y remociones de tierra, situación que describe Charry, A. (1996) en su informe Diagnostico Ambiental de la Cuenca Hidrográfica del Río las Ceibas:

Según CORPES (1990), en la parte alta (subcuenca de la Plata, Ceibas y Motilón) por acción antrópica (desmontes, desmames y quemas) se presentan desequilibrios aún en zonas cubiertas de bosques, dando origen a la formación aislada de movimientos en masa, como deslizamientos y socavamientos en lechos de corrientes.”

En resumen, es así como se accedió a la reserva forestal cuyo dominio se encuentra bajo la Organización de las Naciones Unidas de la FAO y la Oficina de Proyecto del Rio las Ceibas de la CAM, dicho parque se encuentra localizado hacia el kilometro 43 vía San Vicente del Caguán (Caquetá), en la vereda la Plata del municipio de Neiva; el corregimiento donde se realizo la toma de las muestras botánicas y los registros de su hábitat, se halla localizado con las coordenadas 02°42'28" latitud norte; 05°04'12" longitud occidental, a una elevación de 2.313 metros de altitud.

MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA VEGETAL

El referente primario para el estudio morfológico y anatómico de la *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti* se fundamentó en el libro de Anatomía y Morfología Vegetal de Becerra & Chaparro, (1999).

ANATOMÍA VEGETAL

Es el estudio de la estructura y forma que presentan las plantas, incluyendo observaciones a nivel citológico e histológico; que conjuntamente son necesarias para comprender la anatomía de las mismas; las plantas vasculares tienen ciertos órganos, que las ayudan a llevar a cabo cada una de sus funciones indispensables para su supervivencia, estos órganos son: Raíz, Tallo, Hoja, Flor y Fruto.

Según Torres (2005); el estudio de la estructura interna de las plantas superiores es una importante disciplina de la Botánica. Se trata de una vertiente de investigación muy tradicional dentro de la ciencia, pero que en los últimos años se ha visto tremendamente impulsada por el desarrollo de nuevos instrumentos y métodos de observación microscópica. Es un área cuya aplicabilidad práctica aparece ante la vista del neófito como abstracta y poco relacionada con la realidad. Nada más lejano a la interpretación de los fenómenos fisiológicos y cambios debidos a elementos externos bióticos o abióticos que depende grandemente de la anatomía vegetal. Sus observaciones contribuyen en gran medida a la interpretación de prácticas tan importantes como la poda o la aplicación de reguladores de crecimiento en la agricultura, sin dejar de mencionar su invaluable contribución a la patología vegetal.

MORFOLOGÍA EXTERNA DEL TALLO

El eje caulinar o tallo presenta un plan de estructura básica, tiene proporciones generalmente abultadas o nudos donde se insertan las hojas, entrenudos, es decir los segmentos comprendidos entre dos nudos, yemas terminales y yemas axilares, las yemas son ejes no extendidos, formados por tejido meristemático que constituye el punto vegetativo, protegido por hojas en diferentes

estados de desarrollo, son las encargadas del crecimiento del tallo y de la producción de hojas y ramificaciones.

ANATOMIA DEL TALLO

En el tallo se pueden distinguir las siguientes regiones: 1. Inicial o promeristémico; 2. Organogénesis o Morfo genética o de determinación; 3. Diferenciación histológica primaria y 4. Maduración (crecimiento primario). Si se trata de una gimnosperma o de una dicotiledónea leñosa existe además, la región 5. De los tejidos secundarios.

EPIDERMIS: Generalmente uniestratificada, su pared externa está cubierta por cutículas, que evita la pérdida de agua, presenta estomas, en algunas plantas lleva tricomas.

CÓRTEX: Está formado principalmente por parénquima con cloroplastos en los tallos aéreos, este tejido tiene paredes sin lignina y sus células dejan espacios entre ellas. El esclerénquima también puede estar presente en el córtex, ya sea en forma de fibras o de esclereidas. Las fibras son células largas, con paredes lignificadas, engrosadas uniformemente, sin protoplastos, pueden aparecer formando anillos.

CILINDRO CENTRAL O VASCULAR: Está formado por los tejidos conductores primarios xilema y floema.

EL XILEMA: Se encarga de la conducción del agua, es un tejido completo formado por varios tipos de células que cumplen diversas funciones. Dentro del xilema encontramos: elementos traqueales, parénquima, que son células vivas, con paredes delgadas, que almacenan diversos tipos de sustancias y colaboran en la conducción del agua, y fibras.

EL FLOEMA, conduce las sustancias elaboradas por la planta, está formado por varios tipos de células que desempeñan diversas funciones.

Dentro del floema encontramos: elementos cribosos, células acompañantes de los elementos cribosos, parénquima que funcionan como células de transferencia a corta distancia y fibras.

El xilema y el floema se encuentran asociados formando haces conductores cuya distribución permite saber si se trata del tallo de una planta monocotiledónea o dicotiledónea, debido a que en las monocotiledóneas los haces conductores se encuentran dispersos y en la dicotiledónea forman un anillo. En las monocotiledóneas no existe cambium entre xilema y floema y sus haces conductores son colaterales cerrados. En las dicotiledóneas entre el xilema y el floema primario existe cambium vascular conformando un haz conductor colateral abierto.

MORFOLOGÍA DE LA HOJA

Las hojas forman parte del vástago o brote, son órganos laterales de las plantas superiores, exógenas, de crecimiento limitado, generalmente laminares y dorsiventrales. La base es la parte de la hoja que la une al tallo, en algunas hojas tienen apéndices frecuentemente laminares denominados estipulas, en otras la base se ensancha formando un pulvinulo y en otras constituye una vaina que abraza total o parcialmente a la ramita en que se inserta.

El limbo consta de lámina generalmente aplanada y de peciolo más o menos cilíndrico, cuando el peciolo suele dilatarse y transformarse en un órgano laminar que recibe el nombre de filodio. La hoja puede ser simple cuando consta de una sola lamina o compuesta si está dividida en dos o más segmentos que reciben el nombre de foliolos, unidos por un peciolo a un eje central o raquis.

ANATOMIA DE LA HOJA

La hoja es el órgano más variable de la planta, tanto morfológica como anatómicamente presenta modificaciones en su estructura, como respuesta a diferentes hábitats.

La hoja al igual que la raíz y el tallo consta de: epidermis, tejidos fundamentales y tejidos vasculares; por lo general no tiene crecimiento secundario, o lo presenta en forma incipiente en algunos peciolos y nervios mayores.

EPIDERMIS. Está formado por diferentes tipos de células, las más abundantes son denominadas células epidérmicas típicas, que son de forma irregular, de paredes delgadas y se unen sin dejar espacios. Los estomas que están compuestos por dos células llamadas células de guarda o células oclusivas que dejan entre ellas un poro u ostiolo.

TEJIDOS VASCULARES. Forman los haces conductores que se distribuyen en toda la hoja, constituyendo las nervaduras. Los haces conductores de la mayoría de la hojas llevan el xilema hacia la haz y el floema hacia el envés; en las hojas unifaciales el floema se encuentra hacia las dos epidermis. En las nervaduras de mayor tamaño existen, además de tejidos conductores, colénquima y esclerénquima. La envoltura parenquimática o en algunos casos esclerenquimática de los haces conductores se conoce como vaina de haz conductor.

MORFOLOGIA EXTERNA DE LA FLOR Y LA INFLORESCENCIA

Generalmente consta de cuatro verticilos, dos estériles: cáliz (compuesto por sépalos) y corola (compuesta por pétalos), cuyas funciones principales son de protección y atracción, respectivamente; y dos verticilos fértiles: androceo (los estambres) y gineceo o pistilo (conjunto de ovario, estilo y estigma). Dichos verticilos se hallan insertados en un receptáculo o extremo más o menos dilatado de un pequeño tallo o pedúnculo.

ANATOMIA FLORAL

GINECEO. Constituido por carpelos que corresponden a hojas modificadas, plegadas sobre sí mismas. Si el gineceo formado por uno o más carpelos separados se denomina apocárpico y si está formado por varios carpelos unidos, se denomina gineceo sincárpico.

ANATOMIA DEL OVARIO: el ovario está constituido por partes diferenciadas como los carpelos, lóculos, placenta y ovulo.

CARPELO: Está constituido por epidermis externa, parénquima, tejidos conductores y epidermis interna.

LÓCULO: Cavidad en la cual se encuentran los primordios seminales (óvulos).

PLACENTA: Es la región en donde se originan los óvulos y en la cual permanecen unidos en la madurez; así, se reconocen los siguientes tipos de placentación: marginal, que se presenta en gineceos apocárpicos, y en los gineceos sincárpicos se puede presentar placentación basal, axilar, central o parietal.

OVULO: (Primordios o esbozo seminal) está constituido por: funículo, tegumentos, micrópilos, nucela, saco embrionario haz conductor o rafe y calaza.

ANATOMIA FRUTO

En el fruto se diferencian las siguientes partes:

Lóculos o cámaras donde se encuentran las semillas.

Pericarpo o pared del fruto se desarrolla principalmente a partir de la pared del ovario y está conformado por:

1. Exocarpo o epicarpo, capa externa
2. Mesocarpo parte media del pericarpo
3. Endocarpo capa interna.

EPICARPO O EXOCARPO. Está conformado por epidermis e hipodermis. El exocarpo también puede llevar tricomas o emergencias apropiadas para la diseminación del fruto.

MESOCARPO. Está constituido por parénquima esclerotizado y tejido mecánico en frutos secos y por parénquima de almacenamiento en los frutos carnosos. Entre las sustancias almacenadas se

encuentran azúcares como el durazno y uvas, lípidos como el aguacate y banano; ácidos en cítricos y tamarindo, almidones en chontaduro y banano. Puede presentar idioblastos de células pétreas como en la pera, guayaba, laticíferos en la papaya; mucílago en pitahaya, reciñas en mango. En frutos disseminados por el agua existe aerenquima, como el coco. El mesocarpo puede estar invadido por haces vasculares, muy numerosos y evidentes como en el estropajo.

ENDOCARPO. Puede generarse a partir de la epidermis interna del ovario como en las bayas (lulo), donde consta de una capa de células o, a partir de la epidermis interna y de capas subepidérmicas del ovario, como en la drupa del durazno y ciruela calentana, en este caso son muy frecuentes las esclereidas y las fibras dispuestas en diferentes direcciones para darle mayor resistencia. En el endocarpo algunas veces también se presentan estomas.

PRUEBAS HISTOQUÍMICAS

SUDAN III

Según Salamá (2005), los aceites fijos, volátiles y grasas; muy a menudo se encuentran en las semillas y sirven como material de reserva alimenticia, luego estas grasas existen frecuentemente en forma de masas sólidas cristalinas, las cuales se funden por medio de calentamiento. Los aceites son fijos existentes en forma de gotas pequeñas altamente refractivas asociadas con los gránulos de aleurona, como sucede con las semillas de lino, nuez vómica y los frutos de la familia umbelíferae/apiaceae. Los aceites fijos y las grasas toman una coloración café o negra en presencia de una solución de ácidos osmíco al 1% y color rojo con una tintura diluida de alcañán después de dejar actuar durante 30 minutos; Por lo tanto, Flores-Vindas (1999), Fahn (1976), Esau (1972), Gesen (1971) citados por Dávila y Moncada (2003); especifican que la estructura general de la pared celular de las células que se encuentran en contacto directo con el aire pueden formar una capa externa en la pared primaria, denominada cutícula, formada por cutina y cera, que a su vez, pueden tener modificaciones de la pared secundaria por adcrustación o aposición sustancial de cutina que reduce la evapotranspiración de hojas y tapiza los tejidos epidérmicos.

LUGOL

El reactivo de Lugol se halla constituido por 5 gramos de yodo y 10 gramos de yoduro potásico aforado en 100 ml de agua (Ficha de Seguridad; 2012). Por otra parte, los granos de almidón se identifican mediante examen microscópico, y se confirma por el color azul que desarrolla frente a la solución del reactivo de Lugol y un color amarillo los granos de aleurona. El almidón tiene una

importancia farmacéutica considerable. Existe en forma de granos de varios tamaños en casi todos los organismos de la planta, en especial en las raíces, rizomas, frutos y semillas. Existe como reserva alimenticia permanentemente de la planta, en las semillas, los frutos, los rayos medulares, y la corteza de los troncos y las raíces de las plantas perennes (Salamá, et al, 2005).

De igual forma, Salamá (2005) expresa que químicamente el almidón es una mezcla de dos polisacáridos estructuralmente distintos; uno de ellos es la amilosa, la cual es una molécula lineal compuesta de 250-300 unidades de la 1,4 α -D-glucopiranososa en forma helicoidal. El segundo polisacárido, la amilopectina, consta de 1000 o más unidades de 1,4 α -D-glucopiranososa con casi el 4% de 1,6 α -D-glucopiranososa en los puntos de ramificación. Debido a estas diferencias químicas, la amilosa es más soluble en agua que la amilopectina, por eso puede utilizarse como un medio para separar los dos componentes. Se obtienen separaciones más eficaces combinando y precipitando la amilosa con agentes adecuados, entre ellos diversos alcoholes o nitroparafinas. La amilosa reacciona con el yodo formando un complejo de color azul intenso, mientras que la amilopectina origina con el una coloración púrpura o azul violeta. La mayoría de los almidones presenta una proporción semejante de amilosa y amilopectina con un promedio de 25% y 75%, respectivamente. Sin embargo, existen ciertos almidones glutinosos y céreos que contienen poco o nada de amilosa (menos del 6%); y frente a sus propiedades físicas el almidón se presenta en forma de polvo o masas angulares irregulares, de color blanco, pero se observan muy ligeras diferencias del tono según su origen (gris pálido en el trigo y un ligero tinte amarillo en la papa). El almidón es insoluble en solventes orgánicos y en agua fría pero forma una solución coloidal al hervirse con 15 veces su peso en agua, debido a que los granos se hinchan y finalmente se rompen. Esta solución al enfriarse produce una jalea firme transparente. El almidón se gelatiniza también cuando se trata con hidróxido de potasio, solución concentrada de cloruro de calcio o de zinc o con hidratos de cloral. Tiene gran densidad, que varía de 1,62 a 1,65 y la suspensión en agua da un color azul con una solución de yodo, que desaparece al calentarse a 93°C pero reaparece por enfriamiento.

FEHLING:

Las propiedades reductoras de los azúcares dependen de la presencia de grupos aldehídos o cetonas, reales o potenciales. Al calentar ciertas soluciones de azúcares, en presencia de determinados iones metálicos, el grupo carbonilo se oxida y el ion metálico se reduce (Rendina, 1974).

Por otra parte el mismo Rendina (1974), argumenta que es importante tener en cuenta la enolización de los azúcares en medio alcalino durante las pruebas de reducción. La capacidad de un azúcar para reducir los reactivos alcalinos depende de la disponibilidad de un grupo aldehído o cetona para las reacciones de reducción. Varios azúcares, en especial los di o polisacáridos, que

poseen enlaces glucosídicos que suponen unión entre tales grupos, por lo cual no quedan grupos reductores sobre el azúcar. Así ocurre con la sacarosa, trehalosa, insulina, glucógeno, almidón y dextrina. En el caso de los azúcares reductores, la presencia de una base produce amplia enolización, especialmente en un pH alto y con una temperatura elevada. Esto facilita las reacciones de oxidación, mucho más que cuando se trabaja a pH neutro o ácido. Por lo tanto, estos azúcares se vuelven agentes poderosos, capaces de reducir Cu^{++} a Cu^+ , Ag^+ a Ag , etc. Los azúcares reductores pueden reaccionar con distintos agentes oxidantes. Se han empleado reacciones como la de Fehling, Benedict y Barfoed para distinguir los monosacáridos de los disacáridos en función de tiempos de reacción diferentes.

AZUL DE METILENO:

Las gomas y mucilagos son complejos de polisacáridos formados por monosacáridos y unidades de ácidos urónicos. Se depositan sobre la pared de la célula en capas sucesivas. De acuerdo con la naturaleza de estos compuestos, en cada planta se identifican por uno u otro de los siguientes reactivos solución de Rutenio (Salamá, 2005); así mismo Dávila, et al. (2003); confirma que un sector mucilaginoso que contiene un mucilago es compuesto de mucopolisacarido que puede ser partes asociadas a excrecencias; paralelamente, el mucilago de algunas semillas poseen una capa (epidermal o subepidermal) externa que se torna mucilaginoso en contacto con el agua. Sus funciones principales son permitir la adherencia de la semilla a los animales para su dispersión o fijar la semilla al suelo. Las pruebas histoquímicas sencillas que ayuda a identificar los mucilagos es el reactivo de azul de metileno con coloraciones azules en los tejidos que contiene mucilagos (Becerra, et al. 1999).

RECONOCIMIENTO DE METABOLITOS EN LAS PLANTAS

Martínez, et al. (2009); caracteriza las plantas según su contenido en metabolitos primarios y secundarios; dando a entender que:

METABOLITOS PRIMARIOS

Son los productos químicos necesarios para la vida, resultantes del metabolismo vital de todo ser vivo, son los: carbohidratos, los lípidos, las proteínas y los ácidos nucleicos.

METABOLITOS SECUNDARIOS

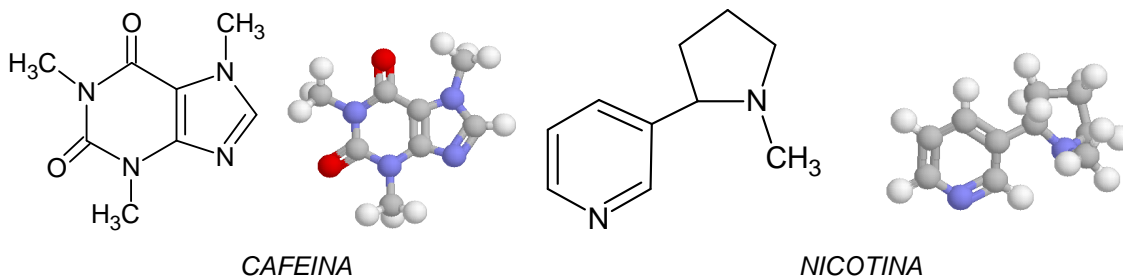
Los metabolitos secundarios son subproductos de rutas metabólicas normales que ocurren en ciertas especies, siendo particulares dentro de un grupo taxonómico, estado de vida o tejido presentado en una distribución restringida dentro del reino vegetal dando origen a la quimio-taxonomía. Su ocurrencia depende de condiciones externas tales como ataques de patógenos, predadores, cambios térmicos o lumínicos, deficiencias nutricionales o presencia de otros organismos intra o inter-específicos. El metabolismo secundario es una característica fundamental de la especialización, es decir que el compuesto resultante, puede no ser importante para la célula pero si para el organismo como un todo; estos metabolitos pueden ser bioactivos, pero no jugar un papel esencial en los procesos fisiológicos del organismo. Algunos metabolitos secundarios son “residuos bioquímicos”, es decir, productos de actividad enzimática de substratos no apropiados o productos de destoxificación o desecho de importancia para la supervivencia de la buena condición de los organismos. Con pocas excepciones, los metabolitos secundarios pueden clasificarlos dentro de cinco grupos, de acuerdo con su base biosintética: fenilpropanos, acetogeninas, terpenoides, esteroides y alcaloides.

RECONOCIMIENTO DE METABOLITOS SECUNDARIOS

El reconocimiento de metabolitos secundarios se realiza por medio de pruebas fitoquímicas preliminares, las cuales son pruebas químicas de caracterización cualitativa consistente en una reacción química que produce alteración rápida en la estructura molecular de un compuesto, por ejemplo, la modificación de un grupo funcional, la apertura de un sistema anular, la formación de un aducto o un complejo, lo cual da por resultado una manifestación sensible como el cambio de un color, la formación de un precipitado o el desprendimientos de un gas, dándonos indicios de la presencia o ausencia de un metabolito secundario en particular.

ALCALOIDES

Los alcaloides son sustancias básicas que contienen nitrógeno en un anillo heterocíclico, son derivados de aminoácidos, presentan distribución taxonómica limitada y se encuentran en las plantas superiores como sales de un ácido orgánico y atendiendo a su solubilidad, propiedad empleada para extraerlos y purificarlos, la base del alcaloide es soluble en solventes orgánicos y pueden formar sales solubles en solventes polares cuando se encuentran en ácidos minerales diluidos. (Martínez, et al. 2009)



Según Domínguez (1988), los alcaloides constituyen un grupo muy heterogéneo de bases vegetales nitrogenadas, con acción fisiológica más o menos intensa sobre los animales. Con escasas excepciones como la Efedrina y la Mezcalina que tienen cuando menos un nitrógeno en un heterociclo. Hay unos cuantos alcaloides de nitrógeno anódico que son neutros, como la Colchicina, Ricina, Rutacarpina. Sin considerar la Cafeína y la Teobromina; las bases purínicas y pirimidínicas están excluidas del grupo de alcaloides por carecer de acción fisiológica notable y por sus relaciones bioquímicas con los ácidos nucleicos.

Aunque se han encontrado unos 50 alcaloides en órganos animales, solo 12 no se han localizado en vegetales y por definición se acostumbra excluirlos del grupo. Los alcaloides aparecen en muy diversas familias de plantas, unos 256 en los hongos, algas y otros vegetales inferiores. De las gimnospermas se han aislado unos 115 alcaloides, dentro de las angiospermas, las monocotiledóneas han aportado 488 alcaloides. En tanto que de las dicotiledóneas se han obtenido unas 3600.

La mayoría de los alcaloides son sólidos incoloros, aunque algunos como la Coniina, y la Nicotina son líquidos y otros amarillos como la Beberina, o rojos como la Queliretrina.

Una gran cantidad significativa de los alcaloides se hallan en los vegetales como sales de ácidos orgánicos. En ciertas plantas puede haber un ácido especial asociado a los alcaloides; así, el ácido quínico está unido a los alcaloides de la quina, el ácido necónico con los del Opio y el ácido aconítico con las Aconitinas. Algunos alcaloides, como los del Solanum y el Veratrum se encuentran en forma de glucósidos de la rhanosa, galactosa y glucosa. Otros alcaloides se hallan en forma de ésteres de ácidos orgánicos de complejidad variable, por ejemplo, los de los grupos Tropano, del Senecio y de la Yohimbina. Aunque con frecuencia se agrupan los alcaloides de acuerdo con su procedencia botánica, es más racional clasificarlos de acuerdo con algunos de los 254 tipos estructurales.

Los más representativos aparecen en la distribución de alcaloides en plantas monocotiledóneas. Se ha tratado de conocer la función de los alcaloides en las plantas. Se les ha considerado como

productos terminales del metabolismo del nitrógeno, también se les ha asociado con la protección del vegetal ante los actos predatorios de los insectos y animales herbívoros, aunque hay alcaloides que son tóxicos tanto para el hombre como para los animales superiores, pero no para los insectos. Se han aportado datos que sugieren que algunos alcaloides intervienen en el crecimiento vegetal, ya sea por su capacidad de formar quelatos o intervenir en fenómenos de oxidación-reducción. En lo que concierne a su distribución en la planta, en ocasiones, se hallan restringidos a ciertos órganos o a ciertas partes de las plantas; a veces se les encuentra en toda la planta; hay casos en los cuales solo aparecen en algunas etapas de crecimiento o época del año, o determinadas condiciones ecológicas.

La evidencia biogénica hace derivar a los alcaloides del metabolismo de aminoácidos; y la propiedad química más característica de los alcaloides es su basicidad (exceptuando, la Ricina, Colchicina y otros casos muy particulares), por lo que los métodos para aislarlos, purificarlos e identificarlos por lo general aprovechan su basicidad. Aunque muchos alcaloides pueden extraerse con disolventes neutros, como alcoholes y cloroformo, es frecuente extraerlos con soluciones ácidas en agua con lo cual se separan los alcaloides y sus sales.

De los precipitados formados por los alcaloides al mezclarse con el mercurio yoduro de potasio (reactivo de Mayer), pueden descomponerse permitiendo la recuperación de los alcaloides. Estos métodos han sido usados con propósitos preparativos, particularmente de alcaloides con nitrógeno cuaternario.

REACCIONES CARACTERISTICAS

Las soluciones de varios ácidos de metales pesados, como el silicotungstico, cloroplatinico, fosfomolibdico, forman precipitados con la mayoría de los alcaloides, igualmente el mercuriyoduro de potasio (reactivo de Mayer), o el yodo-yoduro de potasio (Wagner). Las anteriores soluciones, preparadas en condiciones específicas, forman parte de los llamados reactivos de alcaloides, aunque los precipitados también pueden ser causados por proteínas, purinas, betainas, coumarinas y algunos polifenoles. Como la ausencia de precipitados es indicativa de que no hay alcaloides, se usan estos reactivos como prueba presuntiva de su presencia.

Por la gran heterogeneidad de los alcaloides aparecen numerosas pruebas coloridas o de precipitación que solo son positivas con ciertos grupos de alcaloides, por lo que se ha propuesto identificar con ensayos de tipo general y específico.

Según Franco, 2002 en la preparación de reactivos y soluciones, para los Reactivo de Mayer. Se disuelven 1,36 g de HgCl_2 en 60 ml de agua y 5 g de KI en 10 ml de agua. Se juntan las dos soluciones y se aforan a 100ml. El reactivo solo debe añadirse a soluciones previamente

aciduladas con HCl o H₂SO₄ diluidos. La solución no debe contener ácidos acético etanol, porque disuelven el precipitado. Solo deben agregarse unas cuantas gotas de reactivo porque algunos alcaloides son solubles en exceso del reactivo.

Reactivo de Wagner. Se disuelven 1.27 g de yodo sublimado y 2 gramos de yoduro de potasio en 20 ml de agua; la solución se afora a 100 ml con agua destilada. La mayoría de las soluciones aciduladas de alcaloides forman precipitados floculantes color marrón.

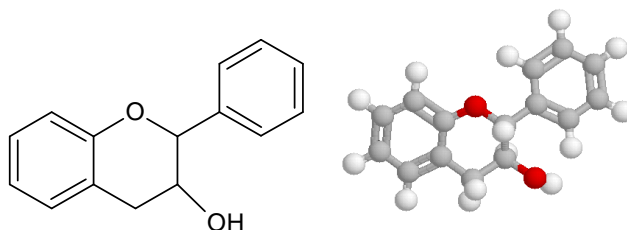
Reactivo de Scheibler. (Ácidos fosfotungstícico). Se disuelven en 50 ml de agua 10 g de tungstato de sodio y 7 g de fosfato disódico. La solución se acidula con ácido nítrico. El reactivo forma precipitados amorfos al mezclarse con soluciones de alcaloides en H₂SO₄ diluido. El precipitado es soluble en exceso de reactivo o en etanol.

Reactivo de Marquis. Se agregan 2-3 gotas de formaldehído al 40% a 3 ml de H₂SO₄ concentrado frío, forma coloraciones violeta oscuro o morado oscuro como positivo para alcaloides en opiáceas.

Reactivo de Erdmann. Se agregan 10 gotas de una mezcla de 10 gotas de HNO₃ y 100 ml de agua a 20 ml de H₂SO₄ concentrado.

FLAVONOIDES

Los flavonoides son pigmentos vegetales conformados por compuestos polifenólicos con quince átomos de carbono, cuya estructura consta de 2 anillos de benceno unidos por una cadena lineal de tres carbonos (Martínez, et al. 2009). El esqueleto de los flavonoides se representa por el sistema C₆-C₃-C₆ como se encuentra en la flavona, aurona, flavona, flavavonol, flavonol, flavandiol-3,4 (leucoantocianidina), antocianidina, catequina, isoflavona y neoflavona.



Según Domínguez (1988), Se conocen unos 300 flavonoides naturales, que se encuentran extensamente distribuidos entre las plantas libres como glucósidos; estos últimos contribuyen a darle color a las flores, frutos y hojas. Las agliconas son más frecuentes en tejidos leñosos. Hay poco más de 40 C-glicosilflavonoides que también contribuyen a darle color a numerosos vegetales.

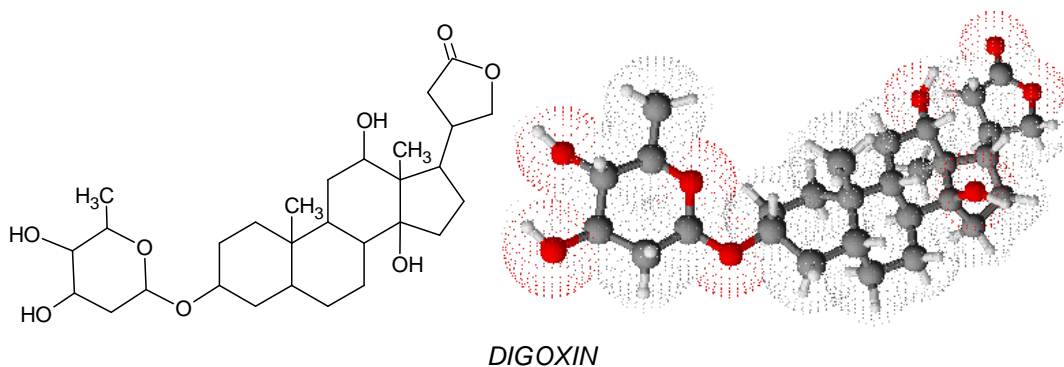
Además los C-glicosilflavonoides, que están por completo eterificados, como la nobiletina y la tangeretina que solo se encuentran como aglicona. Los flavonoides presentan todos los matices de solubilidad, desde totalmente solubles en agua hasta insolubles en ella pero solubles en éter etílico (las agliconas muy eterificadas), pasando por los solubles en etanol (agliconas). Por regla general los flavonoides son insolubles en éter de petróleo, lo que permite desengrasar un material antes de extraerlo.

Los poliglicósidos son muy solubles en agua y escasamente solubles en la mayoría de los disolventes orgánicos. La forma de actuar el reactivo se debe a la posición ocupada por la porción de azul que influye en la solubilidad de la molécula y su capacidad para formar lacas insolubles con los metales, así la quercimetrina es un 7-glicosido de la quercitina en tanto que la quercetrina es una 3-glicosido. La primera es poco soluble en agua y forma un precipitado rojo con el acetato neutro de plomo, en tanto que la última es muy soluble en agua y forma un precipitado amarillo con el acetato básico de plomo. Por lo tanto, se pueden separar como sales de plomo, y aprovechar esta diferencia. Las agliconas presentan una gran variedad de solubilidades y estabildades. Las flavonas y flavonoles son pocos solubles en agua, en tanto que los dihidroflavonoles si. Las diferencias anteriores se pueden usar para separarlos. Los 3-hidroxi flavanos (Catequinas), y las favandioles-3,4 son solubles en agua, pero las primeras se pueden extraer de dos soluciones acuosas con éter etílico y las ultimas con acetato de etilo. Los 5-hidroxi flavonoides se pueden separar con soluciones de bórax.

Los diferentes tipos de flavonoides se pueden identificar mediante reacciones coloridas y propiedades de solubilidad. Se han publicado listas muy amplias de estas pruebas. Cuando no hay interferencia de pigmentos no flavonoides, el material vegetal se puede ensayar directamente; si los pétalos blancos de una flor se ponen amarillos en presencia de vapores de amoniaco, deben contener flavonas y/o flavonoles. Las chalconas y las auronas viran de amarillo a rojo. Los pétalos que contienen antocianinas viran a rojo intenso en presencia de amoniaco. Los extractos acuoso de pigmentos también muestran variaciones en color cuando se les adiciona un álcali, las flavonas, y los flavonoles se ponen amarillos, las flavonas e isoflavonas viran a diversos tonos de rojo, las chalconas a purpura rojizo, los vanoles a café anaranjado y la antocianinas a azul.

CARDIOTÓNICOS

Una aglicona cardiotónica, estructuralmente esta constituida por el sistema anular esteroideal (ciclo pentano perhidrofenantreno) con los grupos metilos C-18 y C-19, un grupo hidroxilo en el carbono 3 y un anillo lactonico α - β insaturado de cuatro carbonos unidos al carbono 17 del núcleo esteroideal (Martínez, et al. 2009).



Estas agliconas toman el nombre de cardenolidas por presentar actividad estimulante sobre el musculo cardiaco, cuando están en forma de glucósidos.

Los glucósidos cardiotónicos son sustancias amargas, derivadas de los esteroides, la porción del azúcar contiene 3-5 moléculas de monosacáridos, por lo general, metilpentosa, y desoxiazucares muy especiales. La aglicona esteroidal, aunque toxica, no afecta el corazón, en ella hay varios hidroxilos, uno de ellos en el carbono 14 y otro en el carbono 3, al cual siempre va unida la porción del azúcar. La cadena unida al carbón 17, por lo general, corresponde a una γ -lactona α , β , insaturada, (butenolido o cardenolido), pero hay algunos en que es una δ -lactona; α , β , insaturada (pentadienolido, esciladienolidos o bufadienolidos). Son solubles en agua o alcoholes de bajo peso molecular, como las saponinas, disminuyen la tensión superficial del agua y son insolubles en éter de petróleo, cloroformo y otros disolventes de lípidos.

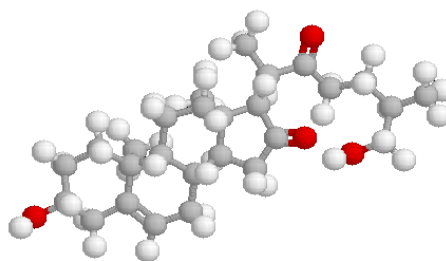
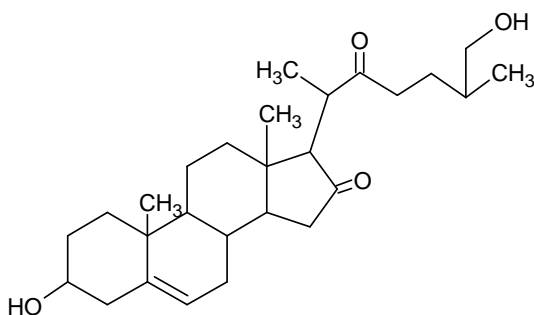
Los glucósidos cardiotónicos se han encontrado en plantas de la familias muy diversas, Apocináceas, Asclepiadáceas, Liliácea, Morácea, Escrofulariácea, Ranunculácea. Por lo que se refiere a su localización en los vegetales, se les ha encontrado en diversos géneros. La Oubaina, en las semillas de *Strophanthus Kombe*, la convalotoxina, en hojas y raíces de *Convallaria Majalis*, el escilareno, en la corteza de *Urginea Marítima*. La digitoxina, en el látex del *Antiaris Toxicaria* y la cimarina, en la raíz de *Adonis Vernalis*. Los azucares más frecuentes son: D-tevetosa, D-digitalosa; L-oleandrosa; digitoxosa, D-cimarsosa y L-rhamnosa.

En el aislamiento, si el material vegetal es rico en lípidos este se desengrasa antes con éter de petróleo y después, el glicósido se extrae en caliente (inactivándose las enzimas con etanol del 50% al 95% o con acetato de etilo). Como el glicósido va acompañado de enzimas hidrolíticas, cuando se desea evitar su degradación parcial durante la hidrólisis, es necesario tomar precauciones muy especiales.

La mayoría de las pruebas señalan la presencia de una aglicona esteroidal principalmente tipo cardenolido, ya que los esciladienolidos no dan la mayoría de estas pruebas. Otras, como la de Antrona, indican si hay carbohidratos y las de Keller-Kiliani y del xantidrol-9, si hay un 2-de –soxiazucar.

SAPONINAS

Según Martínez, et al. (2009); las saponinas son un grupo de glucósidos solubles en agua, que tienen la propiedad de hemolizar la sangre y disminuir la tensión superficial del agua, formando espuma abundante. Las saponinas por hidrólisis se desdoblan en carbohidratos y una aglicona llamada sapogenina.



CRIPTOGENINA

Además expresa Domínguez (1988), que la sapogenina puede tener el sistema anular esteroidal o el de un triterpeno pentacíclico. Los anillos de la saponina esteroidal conforman el llamado sistema espirostanal. El enlace glicosídico siempre se forma con el oxígeno del carbono 3.

Se le da el nombre de saponinas (del latín sapon = jabón) a un grupo de glucósidos que se disuelven en agua y disminuyen la tensión superficial de esta; por lo tanto, al sacudir sus soluciones, se forma una espuma abundante, y relativamente estable. Por hidrólisis de las saponinas se obtienen carbohidratos y una aglicona, llamada genéricamente sapogenina, la cual puede tener un esqueleto esteroidal (tipo colano) como en la Esmilagina, o de triterpenotipo β -amirina como en la Chipegénina, tipo α -amirina, como en el ácido asiático, tipo lupeol, como en la estalogénina o de tipo tetracíclico como en el panaxadiol.

Con excepción de la criptogenina, el sistema espiroacetal es una característica general de las sapogeninas esteroideas, y es variable el número de insaturación, hidrológicos, grupos cetónicos y otros grupos oxigenados, como lo ejemplifican la hecogenina, diosgenina, digitogenina. Las agliconas triterpenoides están también representadas por el ácido queretárico y la dumortiergenina. El enlace glicosídico siempre se forma con el oxígeno del carbono 3. Se conocen

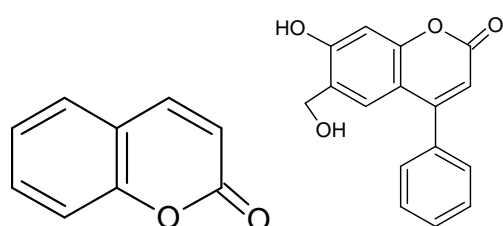
mas de 200 saponinas esteroidales, localizadas en las monocotiledóneas (Liliáceas, Amarilidáceas y Dioscoreáceas, principalmente, con excepción en Escrofulariáceas) y otras tantas saponinas triterpenoides, aisladas principalmente en dicotiledóneas. Como a menudo se obtienen por hidrólisis, unas mismas saponina, el número de estas es mucho menor.

Las saponinas son sustancias muy polares, y es posible extraerlas en caliente o frío, con agua o alcoholes de bajo peso molecular. Los materiales lipoides presentes en estos extractos se separan con benceno. Al calentar la solución alcohólica se separan las saponinas y después se cristalizan en mezclas de alcohol-agua. Para obtener saponinas, se pueden hidrolizar las saponinas con sus enzimas naturales, con enzimas de origen microbiológico o hidrolizarlas con ácido clorhídrico o ácido sulfúrico (este último se prefiere en caso de saponinas insaturadas). Después, se extraen las saponinas, que son poco polares, con benceno, éter de petróleo, o acetona y se recrystalizan. La presencia de las saponinas se averigua con las pruebas de la espuma y la de hemólisis.

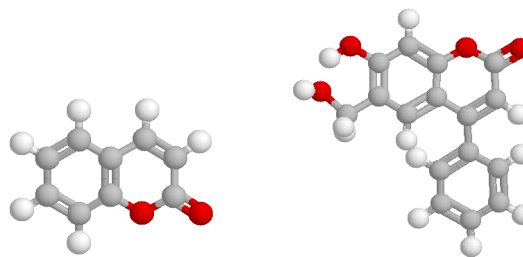
Las saponinas y sus saponinas insaturadas o con varios hidroxilos dan coloración con varios reactivos ácidos, de los empleados con los esteroides, como el de Lieberman Burchard, Salkowski, cloruro de tionilo y tricloruro de antimonio. Las saponinas dan positivas las pruebas para carbohidratos como la de Molisch.

COUMARINAS

Las coumarinas son un grupo muy amplio de principios activos fenólicos que tienen en común la estructura química de 1-benzopirano-2-ona. Se caracterizan porque presentan fluorescencia bajo la luz ultravioleta a 365 nm (Martínez, et al.)



COUMARINA



DALBERGINA

Las coumarinas constituyen un grupo importante de compuestos naturales, se les considera derivados de la lactona del ácido o-hidroxicinámico, usualmente llamada coumarina.

La mayoría de las coumarinas conocidas (poco más de 115), se encuentran libres en las plantas; pero se conocen glucósidos del psoraleno y otras coumarinas, la más abundante es la

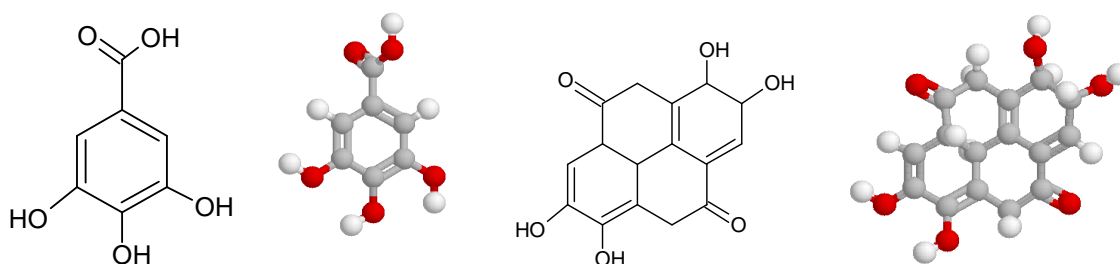
umbeliferina. Las coumarinas se encuentran con frecuencia en los extractos de Leguminosas, Orchidaceae, Rutaceae y Umbeliferae, y en cualquiera de los órganos vegetales, desde raíces hasta flores y frutos. Las coumarinas son sustancias fluorescentes, comúnmente fotosensibles. Hay muchas coumarinas con una o varias cadenas de isopreno, como la suberosina y colombianetina, o con un anillo de furano (furanocoumarinas). También es común la o-metilación como en la xantiletina, en la que se ha formado un anillo de cromano. Se conocen coumarinas con un grupo fenilo en la posición 4, como en la dalbergina, la cual algunos autores consideran como un neoflavoide Domínguez (1988).

Pese a su abundancia en la naturaleza y a su diversidad estructural, su papel fisiológico solo se conoce parcialmente. Se ha encontrado que pueden ser anticoagulantes como el dicoumarol y la coumarina, espasmolítico e hipercolesteremias o inhibidores del crecimiento vegetal.

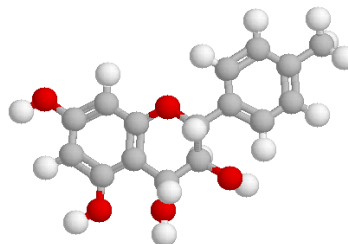
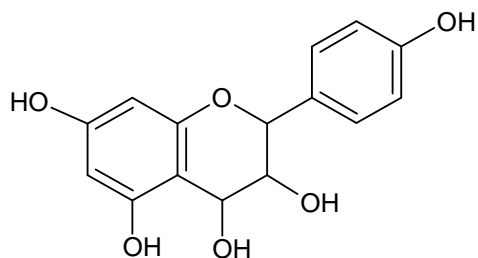
TANINOS

Según Martínez, et al. (2009); los taninos son productos de excreción de muchas plantas, involucrados en mecanismos de defensa de las mismas, contra organismos parásitos. Se encuentran más comúnmente en hojas ramas y debajo de la corteza. Químicamente los taninos son polímeros de polifenoles, sustancias con alto peso molecular (comprendido entre 500 a 3000), se clasifican en:

Taninos Hidrosolubles o Pirogálicos: son ésteres fácilmente hidrolizables formados por una molécula de azúcar (en general glucosa) unida a un número variable de moléculas de ácidos fenólicos (ácidos gálico o su dímero, el ácido elágico). Son comunes de observar en plantas Dicotiledóneas.



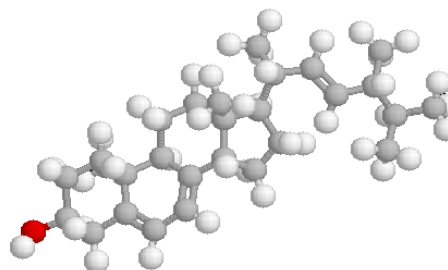
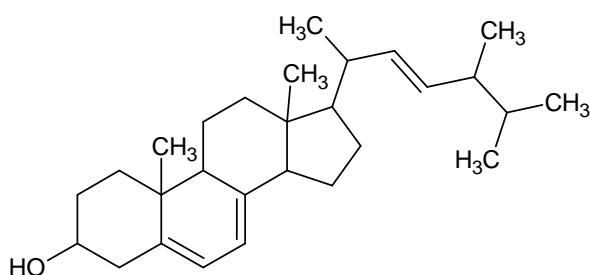
Taninos no Hidrosolubles o Condensados: tienen una estructura química similar a la de los flavonoides. Por hidrólisis dan azúcar y ácidos gálico, algunos taninos condensados son conocidos como pro-antocianidinas por que por hidrólisis acida producen antocinidinas y leucoantocinidinas.



Según Dávila (2003), los taninos son de sabor astringente, se usan industrialmente por sus propiedades curtientes en la industria del cuero. Le sirven a la planta como defensa contra el ataque de parásitos o la acción de animales fitófagos.

ESTEROIDES Y/O TRITERPENOIDES

Los esteroides son compuestos cuya estructura presenta el sistema anular del ciclo pentano perhidrofenantreno, metilos en los carbonos 10 y 13; y un radical lineal en el carbono 17 (Martínez et al 2009).



ERGOSTEROL

Según Domínguez (1988), los esteroides son alcoholes sólidos con C_{27} a C_{29} átomos, de origen animal (colesterol aun que reportado en algas rojas coprosterol, o vegetal (fitosteroides β -sitosterol, ergosterol, estigmasterol, cuyo esqueleto fundamental corresponde al ciclo pentano perhidrofenantreno, común de todos los esteroides y una cadena lateral en la que pueden insertarse radicales metilo (serie ergostano) o etilo (serie estigmastano), particularmente en C_{24} . Cuando grupos metilo se insertan en el C_4 , como el lofenol o en C_{14} se les denomina metilesteroides. Todos los esteroides tienen un hidroxilo en C_3 , los saturados se denominan más apropiadamente estanoles, los insaturados, estenoles.

En los vegetales se pueden encontrar libres, como ésteres o como glucósidos (esteroides), los extractos con disolventes no polares, como el éter de petróleo, bisulfuro de carbono, cloroformo, éter etílico, contienen esteroides y sus ésteres junto con otros lípidos, carotenoides y lecitinas. Para

separarlos, se saponifica el extracto y luego se sacan de la solución con disolvente no polar. Posteriormente se separan del insaponificable por cristalización fraccionada, cromatografía o precipitación con digitonina. Los glucósidos se extraen con etanol u otros disolventes polares.

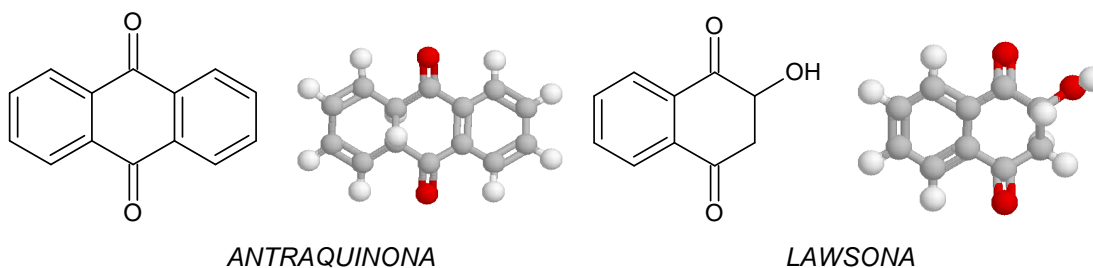
No hay reacciones verdaderamente específicas, ya que otros tipos de sustancias, tales como glucósidos cardiotónicos, esteroalcaloides, di y triterpénos, saponinas, también las dan por contener detalles estructurales comunes o análogos.

Con la prueba de Lieberman-Burchard es positiva con esteroides que contienen 2 enlaces dobles conjugados, que los pueden formar por una o dos deshidrataciones por isomerización. Otra técnica, añade a la solución clorofórmica de la sustancia (1mg), una gota de 1ml de anhídrido acético helado con una gota de H_2SO_4 .

QUINONAS

Las quinonas son dicetonas cíclicas insaturadas que por reducción se convierten en polifenoles, siendo reversible esta reacción; estas a su vez, derivan su nombre del miembro más simple de la serie: la p-benzoquinona obtenida en 1838 por Woskresensky, como producto de la oxidación de los ácidos quínico (Martínez, et al).

Domínguez (1988); expresa que las quinonas por el sistema aromático que dan al reducirse se puede clasificar en Benzoquinonas, Naftoquinonas, Antraquinonas (las más numerosas) y fenantroquinonas (las menos numerosas).



Las quinonas son dicetonas insaturadas, que por reducción, se convierten en polifenoles los que fácilmente se regeneran por oxidación. Se han aislado unas 300 quinonas. Por sus colores, amarillo a violeta, contribuyen a la pigmentación de numerosos vegetales y de algunos animales. Algunas, como la vitamina K, la ubiquinona (coenzima Q) y las plastoquinonas intervienen en los fenómenos respiratorios, transportando electrones, por lo que se les encuentra en todos los seres vivos. Sin considerar las anteriores, alrededor de la mitad de las conocidas se han encontrado en las angiospermas, otras tantas en hongos y vegetales unicelulares; pero casi no se han localizado quinonas en las monocotiledóneas.

Entre las plantas usadas en el pasado para teñir fibras, la raíz de rubia (*Rubia Tinctorum*) y las hojas de hena (*Lawsonia alba*) deben sus cualidades tintoreras a las quinonas alizarina y lawsona, el principio purgante, de plantas como el ruibarbo son antroquinonas.

Las benzoquinonas se han encontrado con frecuencia en los hongos la espinulosina del *penicillium spinulosum* y la muscarufina de la amanita muscaria. De las raíces de la compuesta *Perezia Adnata*, se obtuvo la presencia de (ácidos pipitzaico) y del fruto de la *Embelia Ribes*, *La Embelina*, ambas plantas se han usado contra parasitosis intestinales. Las plastoquinonas, se encuentran en los cloroplastos y difieren en la longitud de su cadena isoprenoide. Las ubiquinonas se encuentran en las mitocondrias, también difieren en la cadena isoprenoide. Las hidroxibenzoquinonas son frecuentes en las *Myrsinaceae*.

Las naftaquinonas colorean de amarillo a rojo diversos tejidos, incluyendo el interior de los erizos de mar. Fisiológicamente, la vitamina K es importante, y al igual que las ubiquinonas difieren en cadena isoprenoide. El lapacol, colorea de amarillo algunas maderas (*Tecoma sp*) y otras *Bignonaceae*. La alkannina se extrae de las raíces de *Alkanna Tinctoria*. La plumbagina (común en *Plumbago* y *Drosera sp*) y la juglona, en ocasiones, se encuentran como glucósidos de su forma reducida. La duniona extraída de las hojas, tallo y flores de *Streptocarpus Dunnii* es un ejemplo de un orto-naftaquinona.

Las antraquinonas constituyen el grupo más numeroso de quinonas. Son frecuentes en las *Rubiáceas*, *Rhamnaceae* y *Poligonaceae*. Las cualidades tintoreras y purgantes de algunas plantas de estas familias se debe a sus quinonas. La mayoría de las antraquinonas están hidroxiladas en C_1 y C_2 ; y con frecuencia están en forma de glucósidos, los que hidrolizan durante el aislamiento. Así, la alizarina se encuentra como un 2-primverosido (ácidos ruberitrico). A veces, el glicósido deriva de una forma reducida, antrona, pudiendo estar unido al azúcar al C_3 , como la barbaloina de los aloes o unido a un oxígeno como en los Senosidos.

Las fenantraquinonas naturales son muy escasas, en ciertos hongos; se ha aislado el ácido teleporico, en prismas casi negros. De la raíz de la Savia *Miltiorhiza* se han obtenido cristales rojos de las tashinonas.

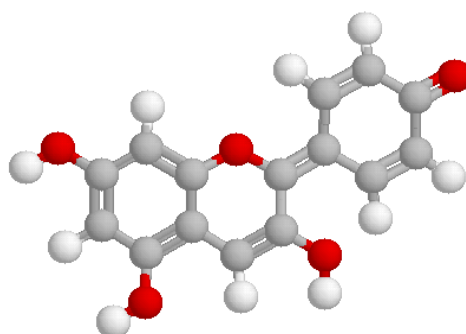
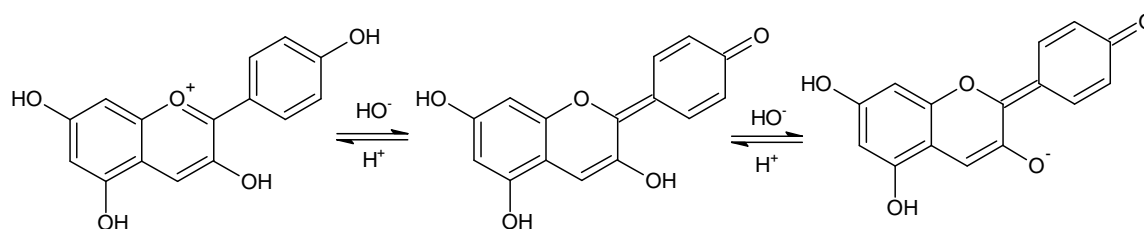
La biosíntesis de las quinonas ha sido estudiada y se le considera como acetogenianas, en particular las antraquinonas y naftoquinonas, las benzoquinonas pueden a veces provenir del ácido shikimico, unido en ocasiones a los ácidos mevalonicos.

Las para-benzoquinonas no hidroxiladas y algunas naftoquinonas parecidas pueden arrastrarse con vapor o extraerse con éter, benceno o disolventes no polares. Las hidroxilasas pueden

extraerse con solución acuosas de bicarbonato o carbonato de sodio. Las bases fuertes en presencia de aires favorecen su descomposición oxidativa. Las orto-benzoquinonas no son arrastrables con vapor. Las antraquinonas pueden extraerse con disolventes no polares, pero cuando están como glucósidos se extraen con agua, etanol o mezclas de ambos. Si se desea separar antronas o antranoles debe evitarse el contacto de sus soluciones con aire, especialmente en soluciones alcalinas pues fácilmente se convierten en antraquinonas, diatronas y poliantonas. Los extractos con glucósidos se concentran a presión reducida. Los cristales obtenidos se pueden purificar por cristalizaciones repetidas en acetona-agua.

ANTOCIANINAS

Las antocianinas son pigmentos flavonoides que se comportan como indicadores ácidos-bases debido al proceso:



PERLANGONIDINA

Estos pigmentos suelen presentarse en forma de glucósidos, lo que explica su solubilidad en agua y fácil extractabilidad por solventes acuosos. Se encuentran en la savia de las plantas y a menudo en forma de sólidos amorfos o cristalinos en las hojas de tejidos leñosos y frutos. Su color estas algunas veces enmascarado por otros pigmentos, como la clorofila. Las antocianinas solo son estables como sales y únicamente conviene trabajarlas en medio ácido y aislarlas como cloruros. Las chalconas y flavanonas son interconvertibles; por lo tanto, es ventajoso aislarlas con precaución para impedir la formación de mezclas. El benceno se puede emplear para obtener benzofenonas y estilbenos. (Domínguez, 1988).

CAPITULO III

METODOLOGÍA

El estudio contempla cuatro fases, que corresponden a revisión bibliográfica, fase de campo (recolección de la muestra), fase de laboratorio (Preparación de la Muestra, Estudio Morfológico, Estudio Anatómico, Pruebas Histoquímicas, Prueba Fitoquímicas y Espectro Infrarrojo) y procesamiento de la información.

FASE 1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

Se realizó una búsqueda exhaustiva bibliográfica, infográfica, y otras tipos de referencias halladas en las diferentes bases de datos de la Proquest, e-Library, Google Académico, Scielo, Redalyc y la Biblioteca de la Universidad Surcolombiana- Neiva, sede central.

FASE 2. TRABAJO DE CAMPO (Recolección de la Muestra)

Se recolectaron muestras botánicas de hojas, tallo y fruto aleatoriamente o al azar de la *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*, además el fruto fue colectado unánimemente en una sola cosecha debido al desconocimiento del mismo, escogiendo los diferentes arboles localizados en la zona de la Vereda la Plata del Municipio de Neiva.

FASE 3. TRABAJO DE LABORATORIO

Los ejemplares colectados de Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*) fueron divididos en tres etapas preparatorias para los análisis y estudios morfológicos, anatómicos y sus pruebas histoquímicas y fitoquímicas correspondientes. Siendo así que:

En la primera etapa, una parte de los ejemplares o muestras fueron prensadas y secadas en un horno a una temperatura de 70°C durante un periodo de 2 días consecutivos, montados y fijados para su preservación en el herbario.

La segunda etapa, consta de la recolección de las muestras frescas adecuadas para los estudios y análisis anatómicas e histoquímicas.

La tercera etapa, se inició con la utilización de las muestras frescas colectadas, con la que se procedió a la separación de la cáscara, pulpa y semilla del fruto, seguido del proceso de secado a través de la exposición a la luz solar, luego en un horno a una temperatura de 50 °C (secado total sin quemar las muestras), fueron pulverizadas en un molino, pesados en una

balanza analítica y continuo a ello se realizo el reflujo de 30g de la muestra en 200 ml de etanol al 96% a través de soxhlet, posteriormente se tomaron muestras de semilla en remojo con etanol al 96% durante 15 días aproximadamente para su correspondiente estudio fitoquímico preliminar.

Los estudios y pruebas consistieron en:

Estudio Morfológico. Se realizo el estudio teniendo en cuenta el libro morfología y anatomía vegetal becerra & chaparro (1999).

Estudio Anatómico. Se realizaron cortes de tallo, hojas y fruto y con base a los libros de morfología y anatomía vegetal Becerra & Chaparro (1999) y de Célula Vegetal Guía de Practica de Roberto Dávila y Bibiana Moncada (2003) identificando cada una de las partes.

Pruebas Histoquímicas. Se realizo el estudio aplicando colorantes como Sudan III para aceites y grasas, Lugol para almidón, Fehling para azucares reductores y azul de metileno para mucilagos, en los cortes de los órganos del Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*) y se identificaron sustancias contenidas en los tejidos se tuvo como referencia el libro de Morfología y Anatomía Vegetal de Becerra & Chaparro (1999), y del texto Célula Vegetal Guía de Practica de Roberto Dávila y Bibiana Moncada (2003).

Pruebas Fitoquímicas. Se tomaron los extractos etanólicos de cada muestra de pulpa, semilla y cáscara de la *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti* y se aplicaron los siguientes reactivos de identificación de metabolitos secundarios: Shinoda para flavonoides, Wagner, Marquis, Scheibler y Mayer para alcaloides, cloruro férrico, solución de gelatina y sal y solución salina para taninos, Liebermann-Burchard y Salkowski para triterpenos y/o esteroides, hidróxido de sodio para coumarinas, Keller-Killiani, Burchard para cardiotónicos. Tomando como referencia los textos de métodos de investigación fitoquímico de Xorge A. Domínguez (1988), manual de farmacognosia de Ahmed M. Salama (2005) y del manual de practicas de laboratorio de farmacognosia y fitoquímico de alejando Martínez y colaboradores (2009).

Espectroscopia Infrarroja (IR). Como complemento se corrió un espectro IR, a una sustancia cristalina hallada como precipitado en el extracto etanólico producto del reflujo de soxhlet de semilla.

FASE 4. INTERPRETACIÓN Y SISTEMATIZACIÓN DE LOS RESULTADOS

Los resultados obtenidos se relacionaron en tablas que posteriormente se interpretaron, además, con base en esos resultados se realizaron las discusiones y conclusiones.

CAPITULO IV

RESULTADOS

RESULTADOS MORFOLÓGICOS

Figura 1, 2 y 3. **Semilla, Fruto y Árbol Respectivamente.**



Según el libro de claves de Quiñones-Méndez, se caracterizó el Maíz Tostado (*Posoqueria M. Martens & Galeotti*) como una planta de la familia Rubiácea presentando la siguiente descripción:

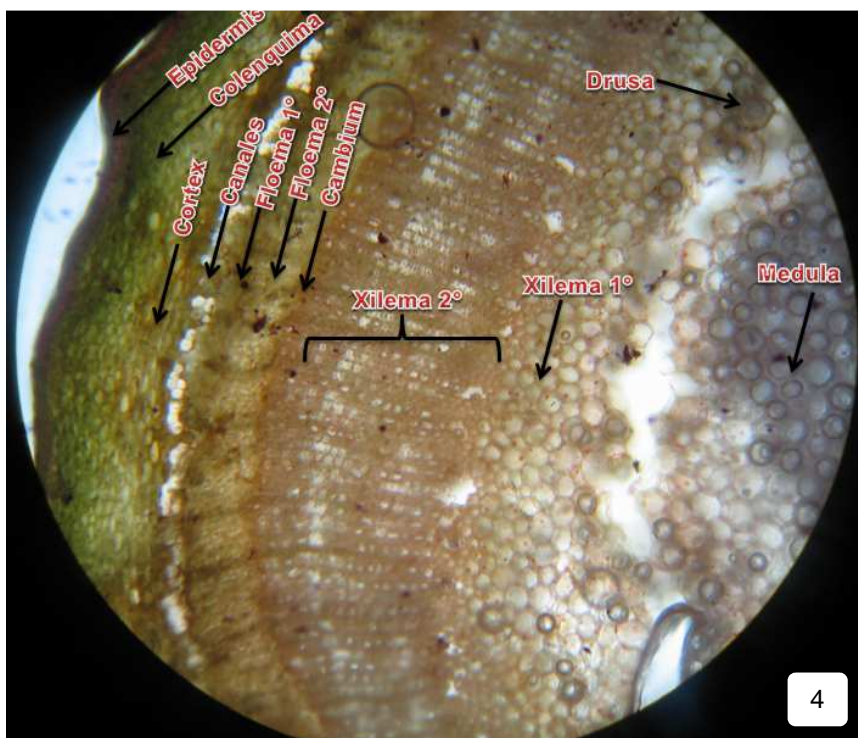
Árbol perenne, 10 – 14 metros de alto, ramas teretes o subcuadrangulares, glabras o puberulentas, usualmente gruesas, dicotiledóneo con tallo monopodial, estípulas interpeciolares, libres en la base o connadas y formando una vaina corta, grandes, triangulares, oblongas o deltoides, coriáceas; caducas o persistentes. Hojas simples, opuestas, decusadas, cortamente, peciolo de 1 – 1,5 cm de longitud; lámina elíptica, 10 – 12 cm de longitud, 6 – 8 cm de ancho, margen entero, ápice agudo, base redondeada y venación craspedódroma; presenta estípulas o base del peciolo connado; lámina elíptica, ovada, obovada u oblonga, algunas veces levemente cordada, coriácea; con o sin domacios; venación conspicua o inconspicua. Planta sin látex, con flores que posee pétalos o tépalos fusionados en tubo. Ovario ínfero, Fruto carnoso tipo baya, carnosa, globosa, por lo general grande (mayor de 5cm de diámetro), algunas veces se torna duro, con abundantes semillas. Semillas pequeñas a grandes (0,5- 1,5cm longitud), duras, redondeadas y obtusamente anguladas, embebidas en una pulpa gelatinosa, con numero de semillas variable.

RESULTADOS DE LA DESCRIPCIÓN ANATÓMICA

Se utilizó dos microscopios compuestos de marca Nikon y Olympus, acompañado de una cámara fotográfica Samsung de 10 Megapíxeles, portaobjeto, cubreobjetos y aceite de inmersión acompañado de los reactivos de safranina y tionina.

TALLO:

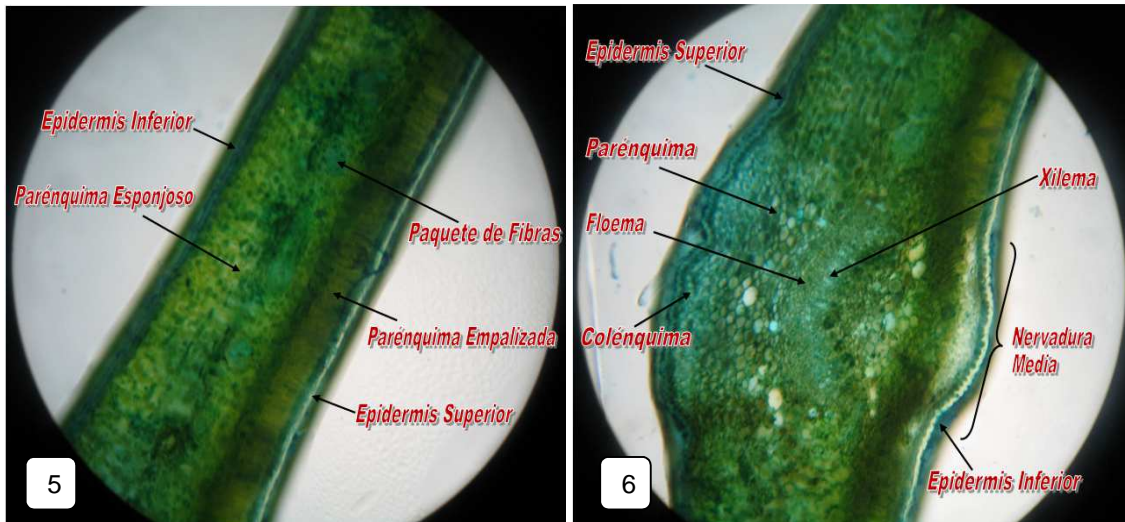
Figura 4. Corte Transversal de Tallo, aumento 10X.



Se presenta un corte transversal (Figura 4) que evidencia la presencia de tejidos como la epidermis, colénquima, córtex, una línea de canales tal como el floema primario, floema secundario, el cambium vascular (fascicular e interfascicular), xilema secundario, xilema primario y la medula, no obstante presenta algunos cristales de oxalato de calcio o carbonato de calcio más conocidas como drusas.

HOJA:

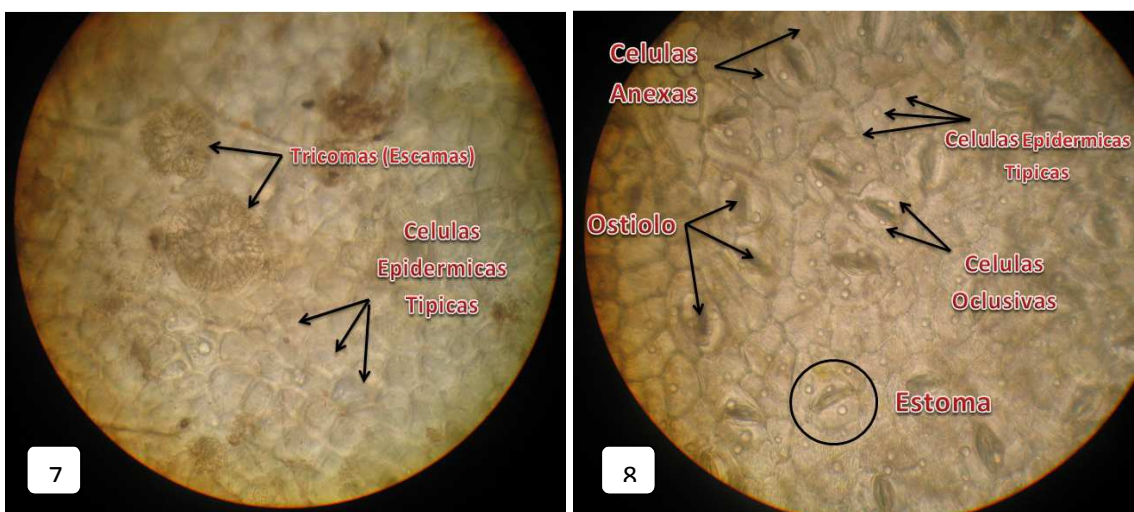
Figuras 5 y 6. **Corte Transversal de hoja, aumento 10X.**



Para la descripción anatómica de la hoja, se realizó un corte transversal donde se observan los tejidos típicos de una dicotiledónea, Epidermis (Superior e Inferior), Tejidos Fundamentales (Parénquima, Colénquima y Esclerénquima) y Tejidos Vasculares (Floema y Xilema). Posee un mesófilo bifacial constituido generalmente por parénquima empalizada hacia el haz y parénquima esponjoso direccionado hacia el envés; de la misma forma, posee esclerénquima en forma de paquetes de fibras (Figura 5); en la figura 6 se observa una nervadura media en forma de media luna, los tejidos vasculares (Floema y Xilema) seguido por tejidos fundamentales como parénquima y colénquima.

➤ EPIDÉRMIS

Figuras 7 y 8. **Corte Longitudinal del envés de hoja, aumento 40X.**



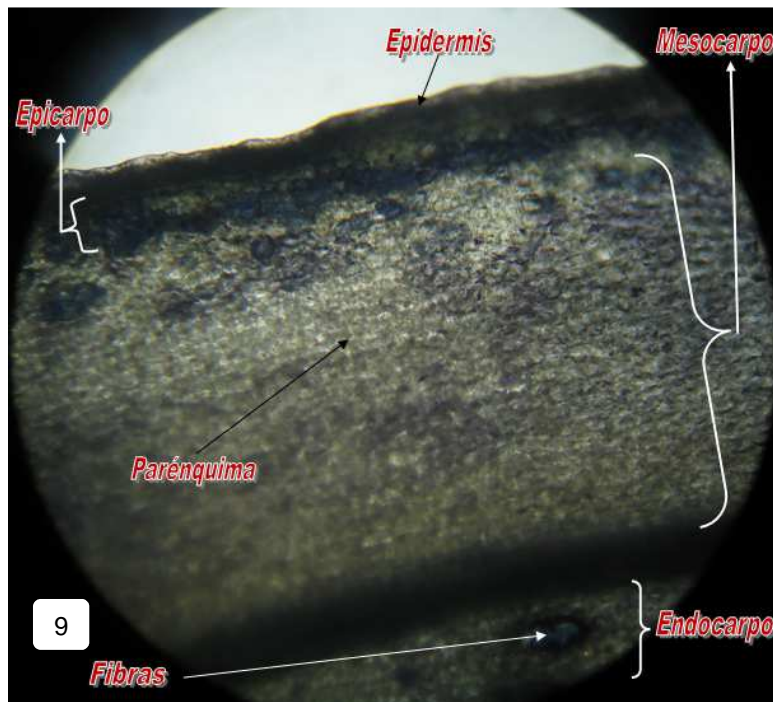
Haz

Envés

La hoja es de tipo hipostomática, es decir que presenta los estomas únicamente por el envés. En el haz de la hoja de la Posoqueria Coriácea (Figura 7), se evidencia la presencia de tricomas en tipo de escamas, con presencia de células epidérmicas típicas; no obstante, en el envés (Figura 8), los estomas presentan una clasificación parasiticos o rubiáceo de células paralelas, con dos células anexas que rodean al estoma y se disponen paralelas a las células oclusivas, evidenciando la presencia de ostiolos de los estomas y las células epidérmicas.

FRUTO:

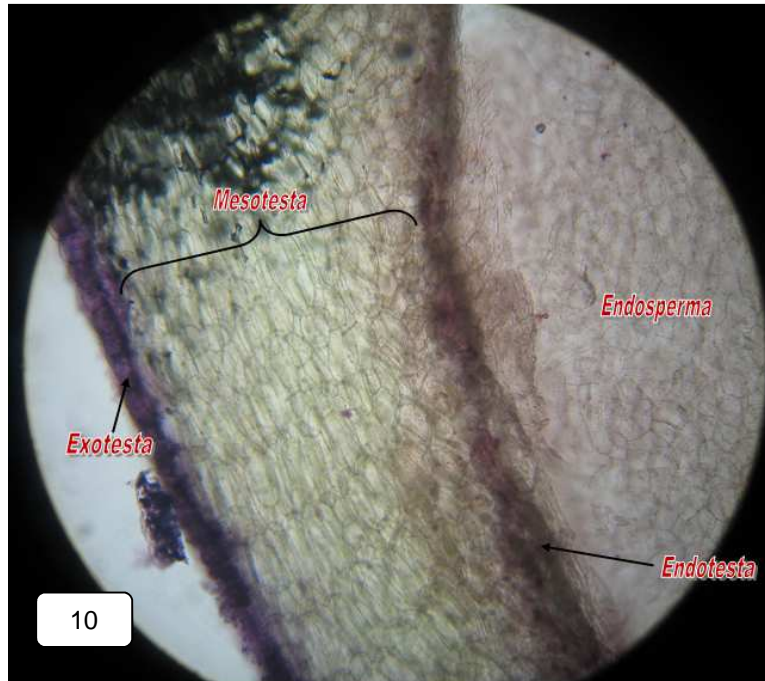
Figura 9. *Corte Transversal del Fruto, aumento 10X.*



La figura 9, evidencia la presencia y localización de epidermis, epicarpo, mesocarpo y endocarpo, todo el tejido fundamental de la pared del ovario se transforma en un tejido jugoso (Parénquima). El epicarpo es por lo general delgado, el endo y mesocarpo son carnosos y no se diferencian entre sí. La placenta crece y forma parte de la pulpa, este presenta el septo localizado entre las semillas; en el fruto se evidencia la presencia aleatoria del numero de semillas (3, 5 o 7 hasta 12 semillas). De la misma forma presenta tejido fundamental en forma de fibras.

➤ SEMILLA

Figura 10. *Corte Transversal de la Semilla, aumento 10X.*



Según Córner, 1976; (citado por Becerra, 1999) clasifico las semillas en exotestales, mesotestales o endotestales, tejidos que se evidencian en el corte transversal de la misma (Figura 10). Según el esclerénquima se presenta en el tejido seminal la división de la epidermis externa, del mesófilo o de la epidermis interna del tegumento externo. La semilla es endospermica o albuminosas, ya que poseen endosperma en su parte interna, donde por lo general poseen embriones pequeños (Becerra N. y Chaparro M, 1999).

RESULTADOS DE LAS PRUEBAS HISTOQUÍMICAS

TABLA 2. Resultados de Identificación de sustancias químicas contenidas en los tejidos de los diferentes órganos del Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*).

SUSTANCIA	INDICADOR	ORGANO	TEJIDOS	RESULTADO		
ACEITES, GRASAS Y CUTINAS	Sudan III	Tallo	Epidermis	+++		
			Xilema 2°	++		
			Medula	++		
		Hoja	Epidermis Superior e inferior	+++		
			Parénquima Esponjoso	+		
		Fruto	Epidermis	+++		
			Fibras del Endocarpo	++		
ALMIDÓN	Lugol	Tallo	Floema 2°	+		
			Floema 1°	++		
			Córtex y Colénquima	+++		
		Hoja	Parénquima esponjoso	+++		
			Parénquima empalizado	+++		
			Colénquima	+		
		Fruto	Epidermis	++		
AZUCARES REDUCTORES	Fehling A Fehling B	Tallo	Córtex	++		
		Hoja	Colénquima	++		
			Xilema	+		
			Paquetes de fibras	+		
		Fruto	Fibras del Endocarpo	++		
		MUSCÍLAGOS	Azul de Metileno	Tallo	Córtex y Colénquima	++
				Hoja	Epidermis superior e inferior	++
Colénquima	++					
Paquetes de fibras	+					
Fruto	Epicarpo			+		
	Mesocarpo			+		

+++ Abundante

++medio

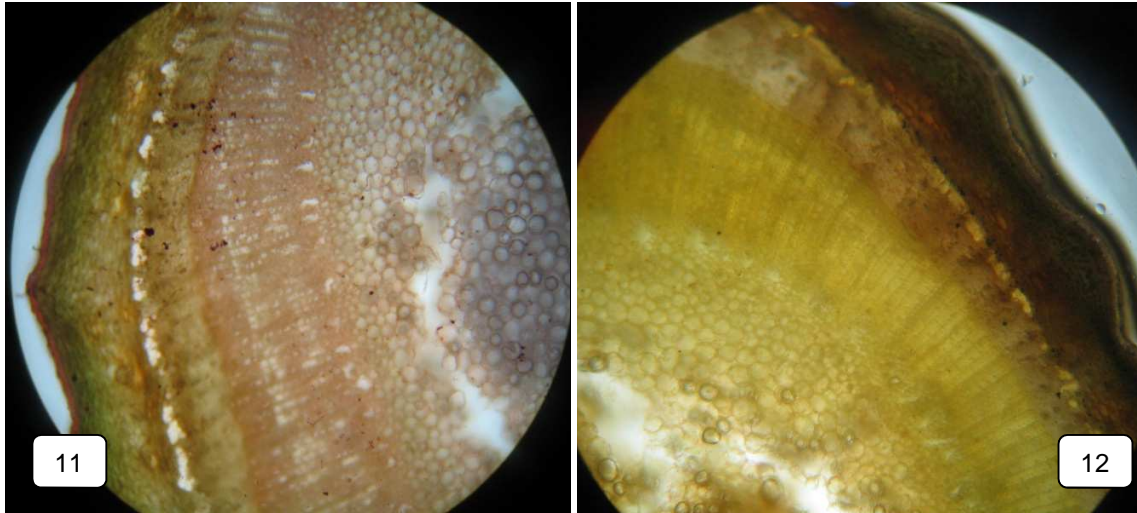
+escasa

- ausencia

+/- dudoso

TALLO:

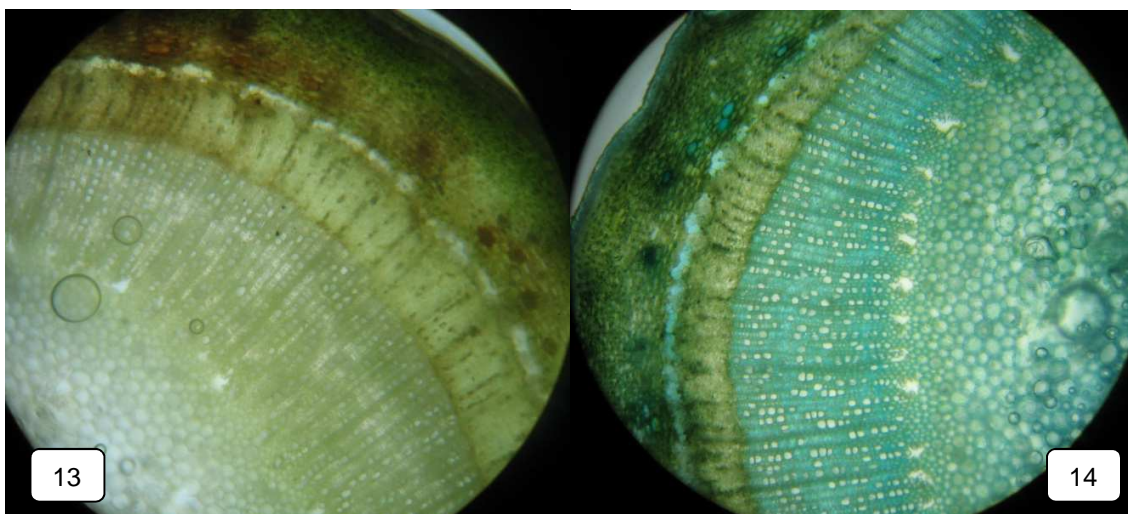
7Figuras 11 y 12. **Cortes Transversales de tallo con Sudan III y Lugol respectivamente.**



El indicador de Sudan III bajo una coloración rojo caracteriza la presencia de sustancias lipídicas; de esta forma se notifica en la (Figura 11), que la epidermis con un color rojo oscuro posee sustancias cutínicas, y de coloración rojiza se evidencia grasas y lípidos en el xilema secundario y medula.

Con el indicador de Lugol (Figura 12), se caracteriza la presencia de almidones evidenciándose de color negro; en donde este se representa en una gran cantidad en los tejidos del córtex, el colénquima y en menor proporción en el floema primario y secundario.

Figuras 13 y 14. **Cortes Transversales de tallo con Fehling y Azul de Metileno respectivamente.**

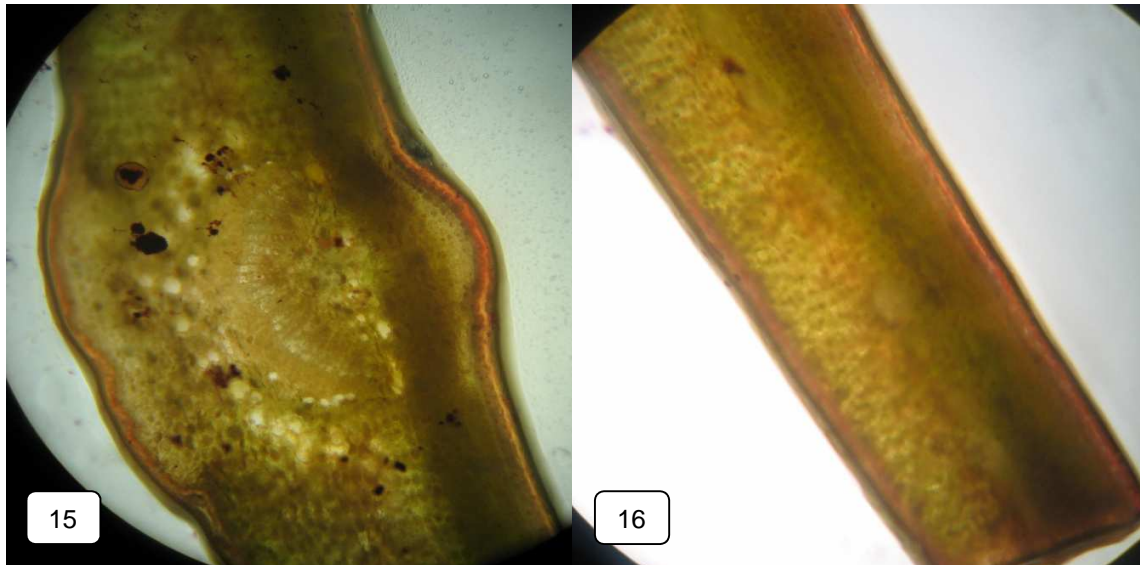


En la figura 13, con el indicador de Fehling, se caracteriza con una coloración rojo anaranjado la presencia de azúcares reductores en el tejido del córtex mas exactamente en los canales allí hallados.

Con el indicador de azul de metileno (Figura 14), La coloración azul oscuro permite notificar la presencia de mucílagos en los tejidos del córtex del colénquima.

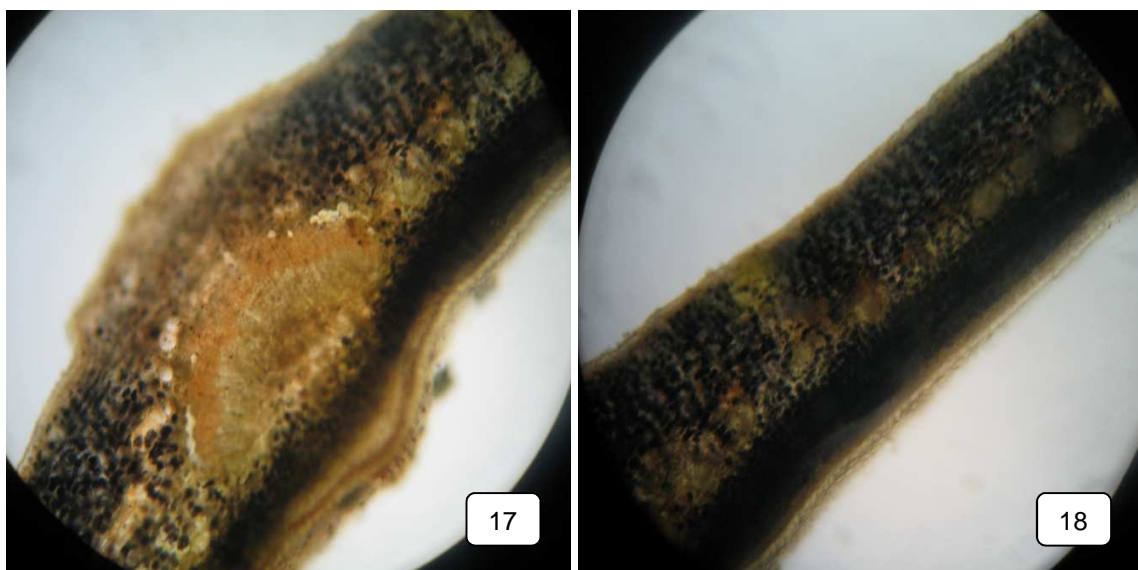
HOJA:

Figuras 15 y 16. **Cortes Transversales de Hoja con Indicador Sudan III.**



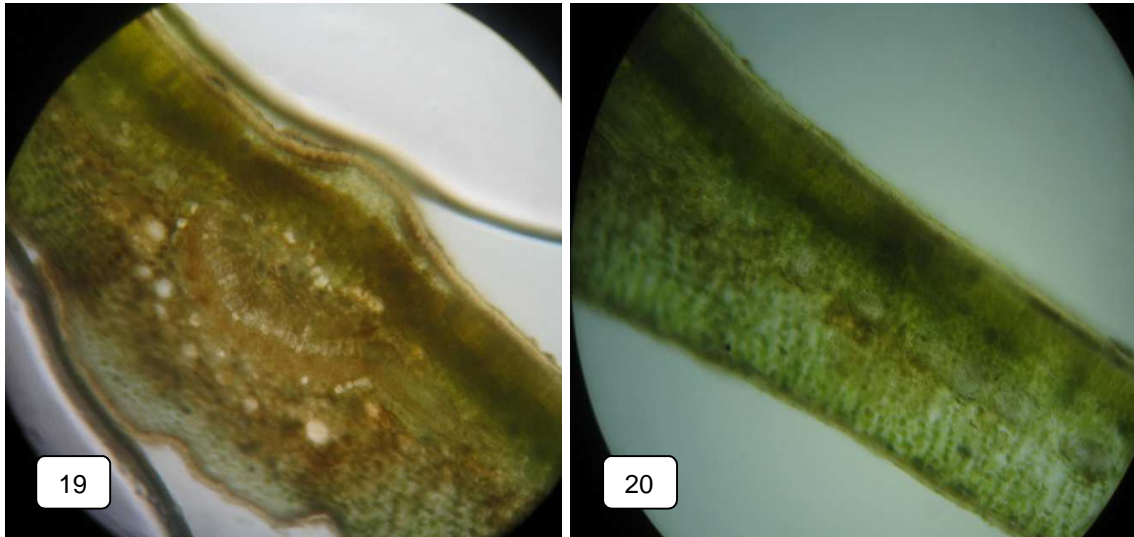
En las figuras 15 y 16 se identifica con el reactivo de Sudan III sustancias cutinizadas en los tejidos de la epidermis superior e inferior con un color rojo y presencia de aceites y grasas en el tejido del parénquima esponjoso.

Figuras 17 y 18. **Cortes Transversales de Hoja con Reactivo Lugol.**



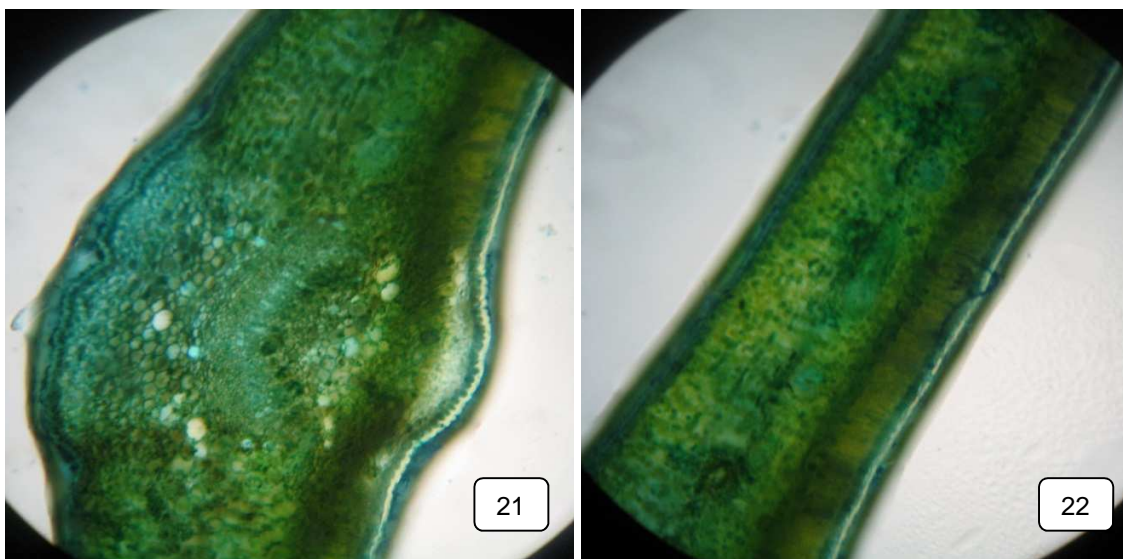
En las figuras 17 y 18, se caracteriza la presencia de almidones (coloraciones oscuras) con el uso del reactivo de Lugol, el cual se presenta en gran cantidad en los tejidos de parénquima esponjoso y del parénquima empalizado y en una menor proporción en el colénquima.

Figuras 19 y 20. **Cortes Transversales de Hoja con Reactivo Fehling.**



Se evidencia la presencia de azúcares reductores en mediana cantidad en el tejido del colénquima y en una menor cantidad en el xilema y en los paquetes de fibras, a partir de colores rojizos (Figuras 19 y 20 respectivamente).

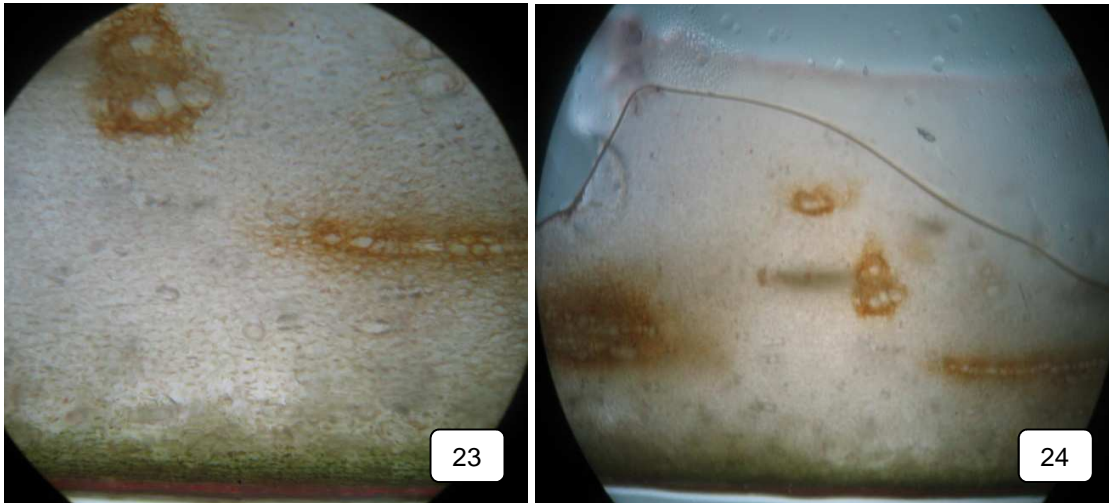
Figuras 21 y 22. **Cortes Transversales de Hoja con Reactivo Azul de Metileno.**



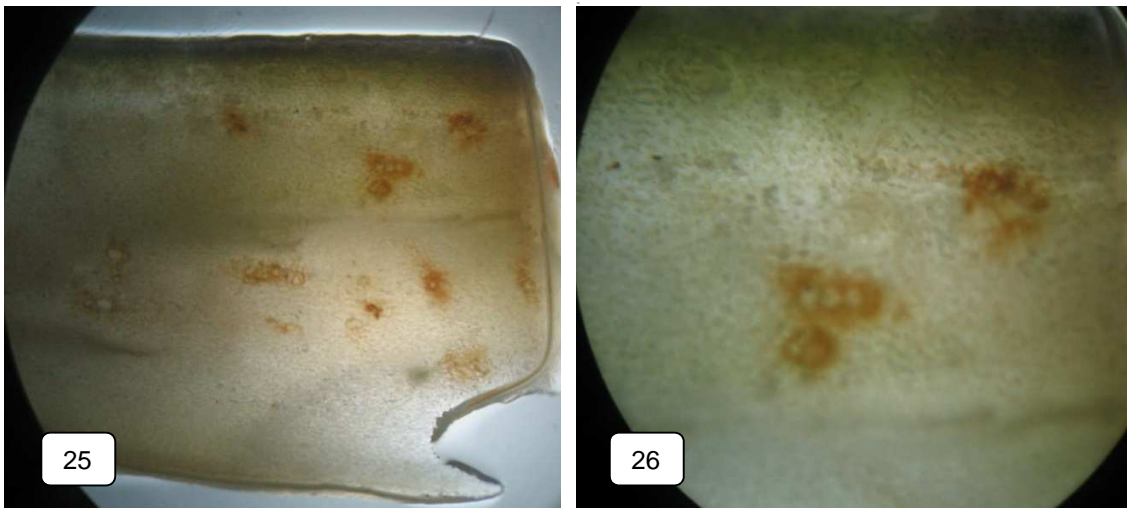
Se identificaron mucilagos con el indicador de azul de metileno a partir de coloraciones azul oscuro, en donde se establece una cantidad considerable en los tejidos de la epidermis superior e inferior y colénquima (Figura 21), en una más baja proporción en el tejido de los paquetes de fibras (Figura 22).

FRUTO:

Figuras 23 y 24. **Cortes Transversales de Fruto con Indicador Sudan III.**

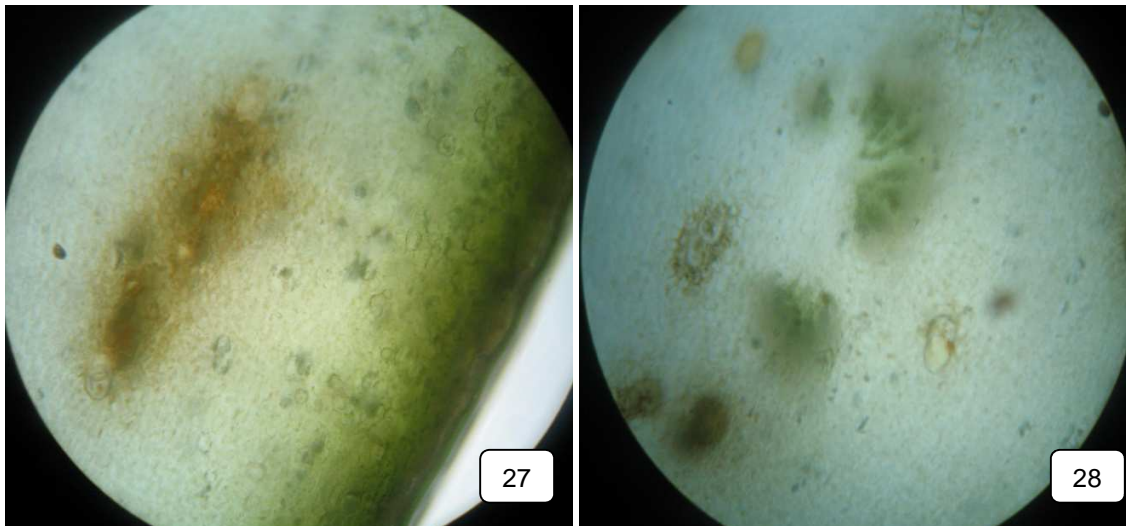


En la Figura 23, con el objetivo de 40X y Figura 24 con el objetivo de 10x, se evidencia la presencia de sustancias o paredes cutinizadas con un color rojo en la epidermis y con una coloración anaranjada rojiza en las fibras del endocarpo.



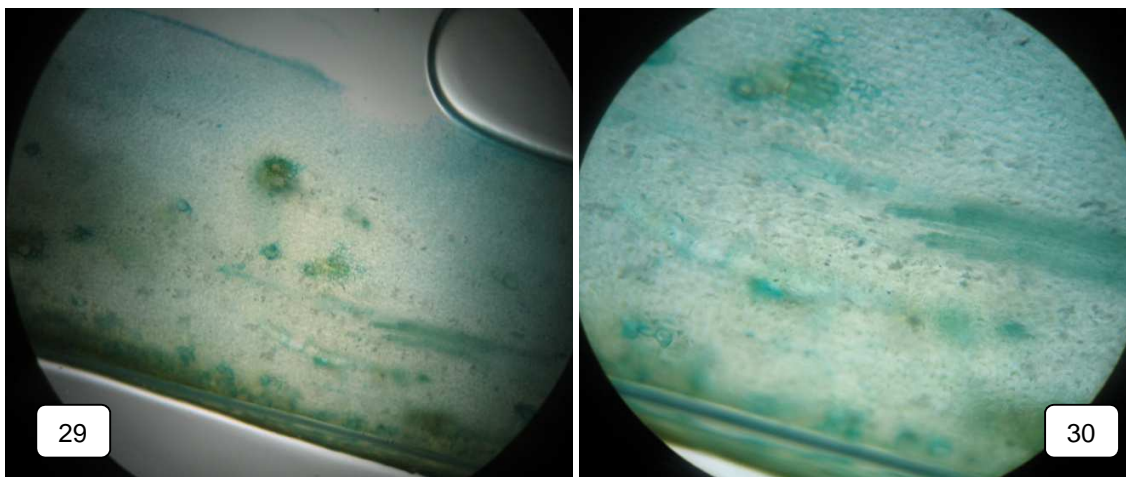
En la Figura 25, con el objetivo de 10X, se observa la presencia de almidones en el tejido de la epidermis la cual presenta una coloración oscura. En la Figura 26 con un aumento de 40X, no se logro observar dicho almidones.

Figuras 27 y 28. **Cortes Transversales de Fruto con Indicador Fehling.**



En la Figura 27, con el objetivo de 10X y Figura 28 con objetivo de 40X, se evidencia la presencia de azúcares reductores con el indicador de Fehling A y B con una caracterización de color rojo anaranjado en el tejido de fibras del endocarpo.

Figuras 29 y 30. **Cortes Transversales de Fruto con Azul de Metileno.**



En las figuras 29 y 30, Se lograron identificar la presencia de mucilagos a través del reactivo de azul de metileno con coloraciones azules oscuras en los tejidos del epicarpo y del mesocarpo en bajas cantidades (Figura 29, Aumento 10X y Figura 30, objetivo 40X).

RESULTADOS DE PRUEBAS FITOQUÍMICAS

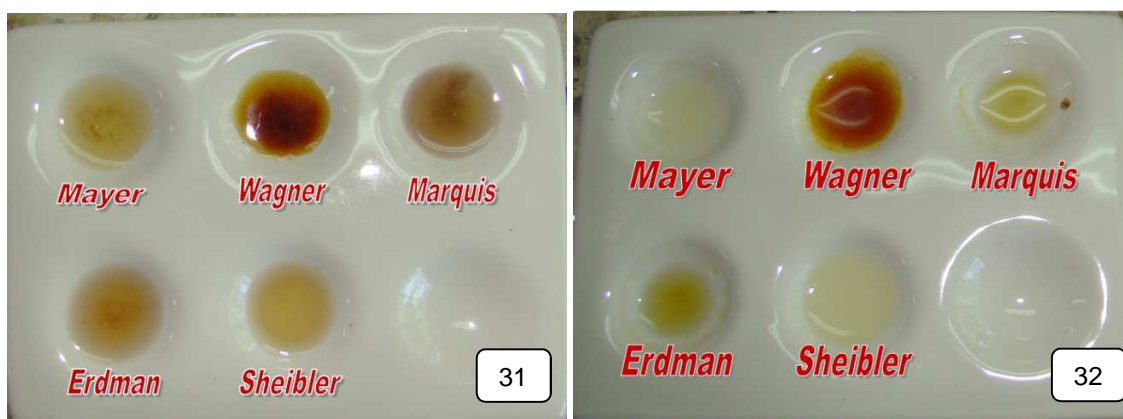
TABLA 3. Resultados de pruebas fitoquímicas preliminares para la *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti* (Maíz Tostado).

METABOLITOS SECUNDARIOS	REACTIVOS	CÁSCARA	PULPA	SEMILLA	
				EN FRIO	SOXHLET
ALCALOIDES	Mayer	-	+	+	++
	Wagner	+	++	++	+
	Marquis	-/+	+	-/+	+
	Erdmann	-	-	+	-
	Scheibler	-	-	-	++
FLAVONOIDES	Prueba de Shinoda	+	-	-	-
SAPONINAS	General	++	++	-	+++
	Hemolisis	++	++	-	+
TANINOS	Sln de Gelatina y Sal	+++	+++	-	-
TRITERPENOS Y/O ESTEROIDES	Liebermann-Burchard	-	-	-	-
QUINONAS	Bornträger-Kraus	-	-	-	-
LEUCOANTOCIANIDINAS	Ensayo de Rosenhein	+	-	-	-
ANTOCIANINAS	Ensayo de NaOH Y H ₂ SO ₄	-	-	-	-
COUMARINAS	NaOH	+++	+	-	++
CARDIOTONICOS	Ensayo de Kedde	-	-/+	-	-

+++ Abundante ++medio +escasa -ausencia +/- dudoso

1. ALCALOIDES

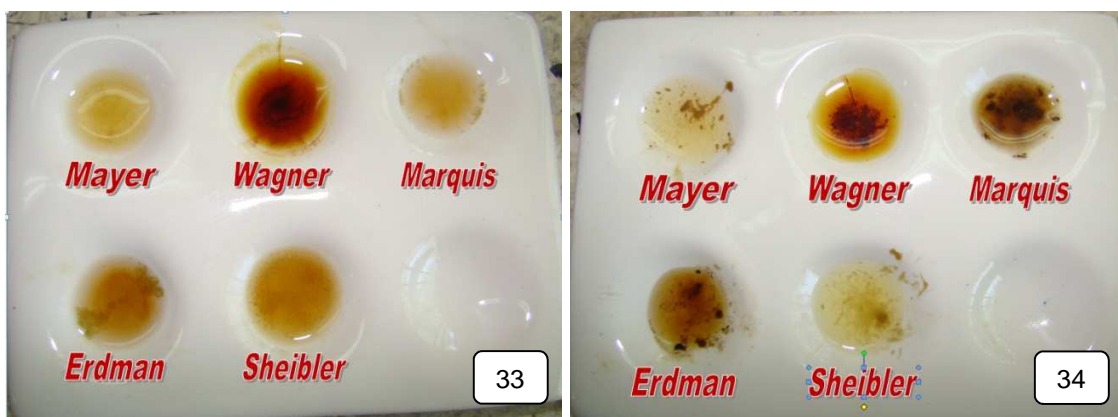
Figuras 31 y 32. *Ensayo de alcaloides en extracto etanólico de semilla en frio y en extracto etanólico de semilla en soxhlet respectivamente.*



En la figura 31; del extracto etanólico de semilla en frio, se evidencia con los reactivos indicadores de alcaloides, los resultados presuntamente positivos con el reactivo Mayer (precipitado amarillo claro), Wagner (precipitación marrón) y el reactivo de Erdmann [rosado (prueba positiva para Erdmann rojo o incoloro)]. Y este a su vez presenta, resultados negativos con el reactivo de Scheibler y resultado dudoso para el reactivo de Marquis (café).

En la figura 32; presenta el extracto etanólico de semilla en soxhlet. Evidenciando con los reactivos indicadores de alcaloides, la presunción de resultados positivos con los reactivos Mayer (precipitado blanco), Wagner (precipitado marrón) escaso, reactivo de Marquis (amarillo verdoso) y el reactivo de Scheibler (coloración blanca). A su vez se ofrece como prueba negativa con el reactivo de Erdmann.

Figuras 33 y 34. **Ensayo de alcaloides en extracto etanólico de pulpa en soxhlet y extracto etanólico de cáscara en soxhlet respectivamente.**

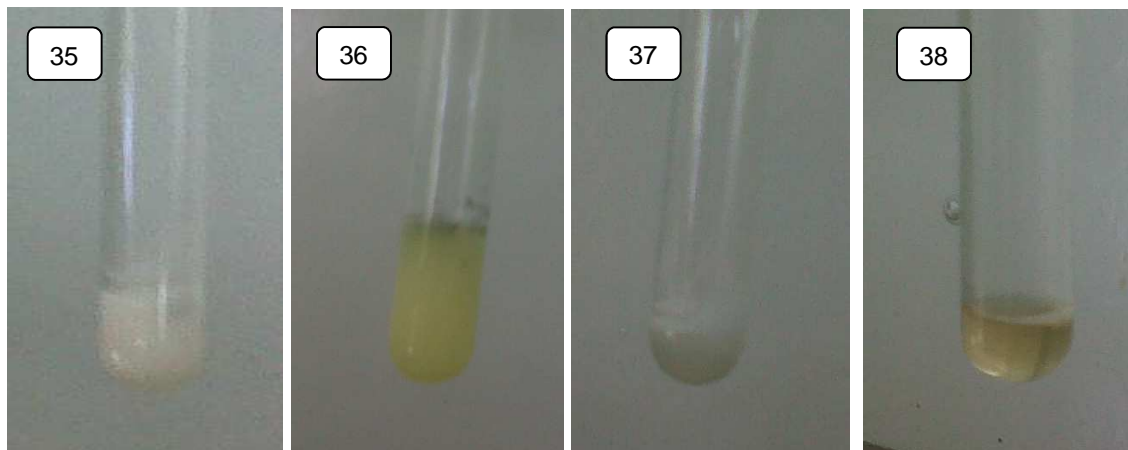


En la Figura 33; se establece los resultados obtenidos del extracto etanólico de la pulpa en soxhlet, en donde, presuntamente resultaron pruebas positivas con el reactivo de Mayer (precipitado amarillo claro), reactivo de Wagner (precipitado marrón) y con el reactivo de Marquis (precipitado amarillo verdoso). No obstante, los resultados negativos ocurrieron con los reactivos de Erdmann y Scheibler.

En la Figura 34; se hallan los resultados obtenidos del extracto etanólico de la cáscara en soxhlet. Presuntamente arroja un resultado positivo con el reactivo de Wagner (precipitado marrón), y resultados negativos con los reactivos Mayer, Erdmann y Scheibler. Y a su vez, se obtuvo un resultado dudoso con la prueba del reactivo de Marquis (café).

2. FLAVONOIDES

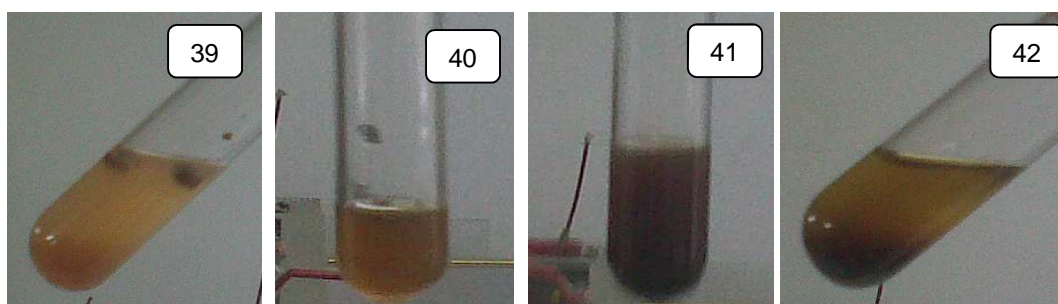
Figuras 35, 36, 37 y 38. **Ensayos de flavonoides en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet.**



En la figura 35, de la muestra etanólica de cáscara en soxhlet, evidenciaron como prueba positiva de la presencia de flavonoides con el ensayo de Shinoda (coloración rosada), luego en las 3 muestras siguientes de las figuras 36, 37, y 38 del extracto etanólico en soxhlet de pulpa (figura 36), semilla en frio (figura 37) y semilla en soxhlet (Figura 38), arrojaron resultados negativos. Era de esperarse que para que fuese positiva las coloraciones que debiesen haber presentado eran naranja, rosado, rojo o violeta.

2.1 LEUCOANTOCIANIDINAS

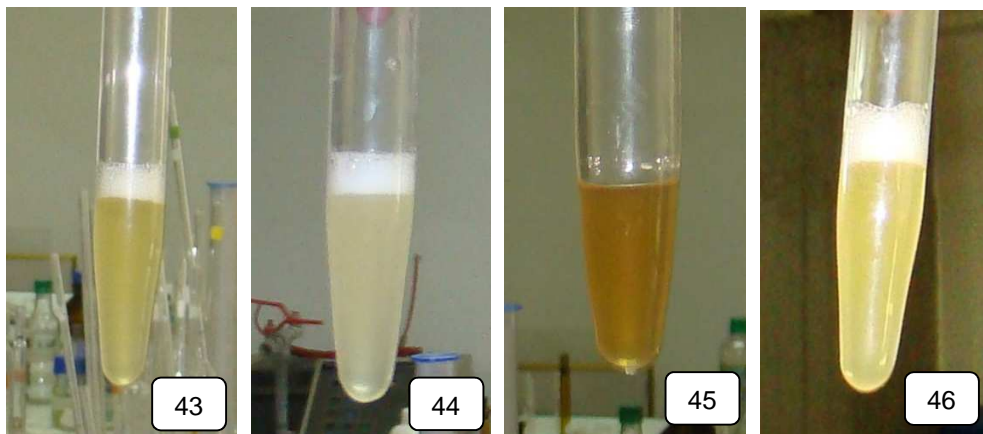
Figuras 39, 40, 41 y 42. **Ensayo de leucoantocianidinas en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet respectivamente.**



En la figura 39; del extracto de la cáscara en soxhlet arrojé resultado positivo con el ensayo de Rosenhein (precipitado rojizo anaranjado), luego en las pruebas del extracto etanólico de la pulpa (Figura 40), semilla en frio (Figura 41) y semilla en soxhlet (Figura 42) fueron negativas.

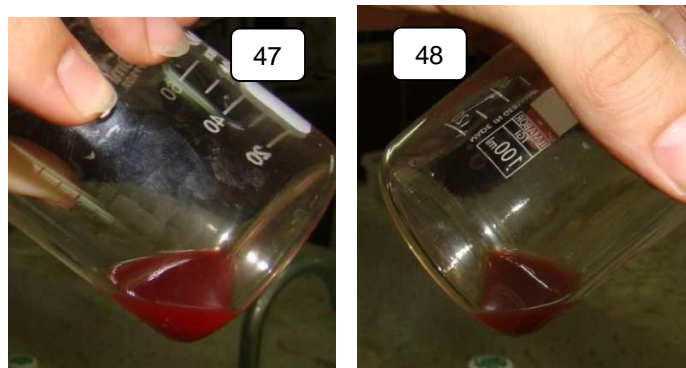
3. SAPONINAS

Figuras 43, 44, 45 y 46. **Ensayo general de saponinas en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet.**

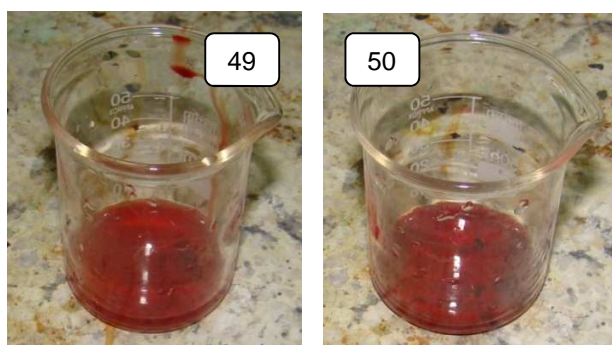


Se evidencia como prueba positiva de saponinas por la aparición de espuma en las muestras de los extractos etanólicos de cáscara (Figura 43), pulpa (Figura 44) y semilla en soxhlet (Figura 45); no obstante, resultado prueba negativa en el ensayo realizado en el extracto etanólico de la semilla en frio (Figura 46).

Figuras 47 y 48. **Ensayo de hemólisis para saponinas en extracto etanólico de cáscara y pulpa.**



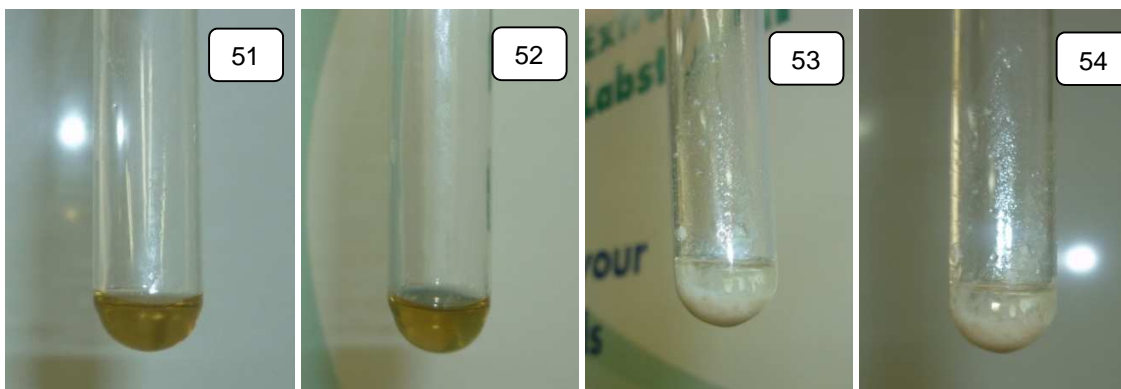
Figuras 49 y 50 **Ensayo de hemólisis para saponinas en extracto etanólico de semilla en frio y semilla en soxhlet respectivamente.**



Se observa como resultado positivo con el ensayo de hemolisis para determinación de saponinas en los extractos etanólicos de cáscara (Figura 47), pulpa (Figura 48) y semilla soxhlet (Figura 50); luego en el extracto etanólico de semilla en frío debido a que no presentó ruptura característica de membrana celulares de los hematíes se obtuvo un resultado negativo (Figura 49).

4. ESTEROIDES Y/O TRITERPENOS

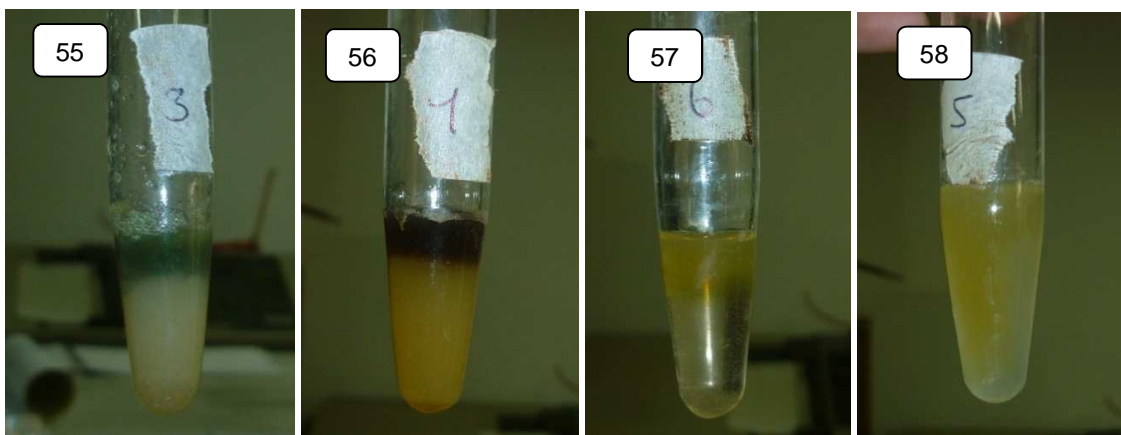
Figuras 51, 52, 53 y 54. **Ensayo de esteroides y/o triterpenos en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frío y semilla en soxhlet respectivamente.**



Se determina que en los extractos etanólicos de cáscara (Figura 51), pulpa (Figura 52), semilla en frío (Figura 53) y semilla en soxhlet (Figura 54), resultó la prueba negativa con el ensayo de Liebermann Burchard; no obstante, para que hubiesen arrojado resultado positivo, se esperaría la presencia de coloraciones azules, violetas, rojos o verdes.

5. TANINOS

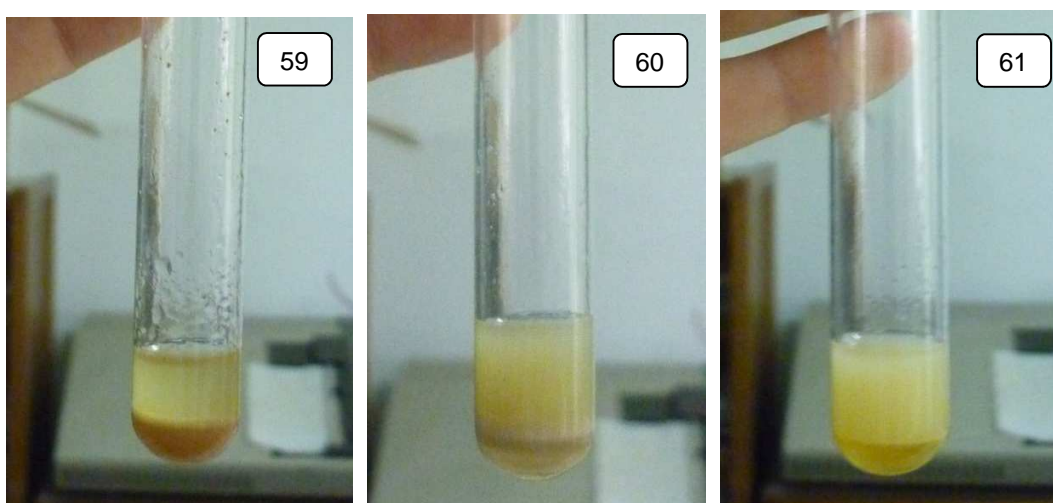
Figuras 55, 56, 57 y 58. **Ensayo de taninos en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frío y semilla en soxhlet respectivamente.**



Se evidencia en gran cantidad la presencia de taninos (prueba positiva) en los extractos etanólicos de cáscara (Figura 55) y pulpa (Figura 56) en (coloraciones verdes, azules o negros) con el reactivo de gelatina-sal y FeCl_3 ; y para ausencia de los mismos (resultado negativo), se halla en los extractos etanólicos de semilla en frío (Figura 57) y semilla en soxhlet (Figura 58).

6. QUINONAS

Figuras 59, 60 y 61. **Ensayo de quinonas en extracto etanólico de cáscara, pulpa y semilla en frío respectivamente.**



Se determinó la ausencia de quinonas (resultados negativos) establecidas con el ensayo de Borntranger; en las muestras de extracto etanólico de cáscara (Figura 59), pulpa (Figura 60) y semilla en frío (Figura 61); es de saberse, que para evidenciar la presencia de los metabolitos debió presentar coloraciones del rosado a rojo intenso.

7. ANTOCIANINAS

Figura 62. **Ensayo de antocianinas en extracto etanólico de pulpa, cáscara, semilla en soxhlet y semilla en frío respectivamente.**



En la figura 62, se evidencia la ausencia de antocianinas (prueba negativa) en las muestras etanólicas del extracto de pulpa, cáscara, semilla en soxhlet y semilla en frio; debido a que no sufrieron cambio alguno en el momento de realizarse con los ensayos de NaOH y H₂SO₃. La presentación de coloraciones variadas a pH diferentes es resultado positivo del metabolito secundario.

8. COUMARINAS

Figuras 63 y 64. *Ensayo de coumarinas en extracto etanólico de cáscara y pulpa respectivamente.*



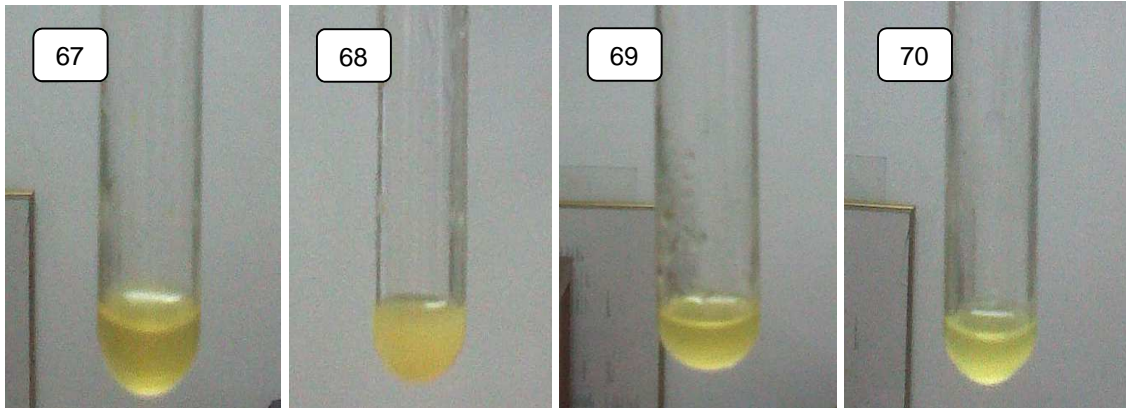
Figuras 65 y 66. *Ensayo de coumarinas en extracto etanólico de semilla en frio y semilla en soxhlet.*



Al realizar el estudio de coumarinas con el ensayo de NaOH arrojé resultados positivos con los extractos etanólicos de cáscara (Figura 63), pulpa (Figura 64) y semilla en soxhlet (Figura 66) (coloraciones verdes fluorescentes). En extracto etanólico de la semilla en frio evidencio ausencia del metabolito (Figura 65).

9. CARDIOTÓNICOS

Figura 67, 68, 69 y 70. **Ensayo de antocianinas en extracto etanólico de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet respectivamente.**

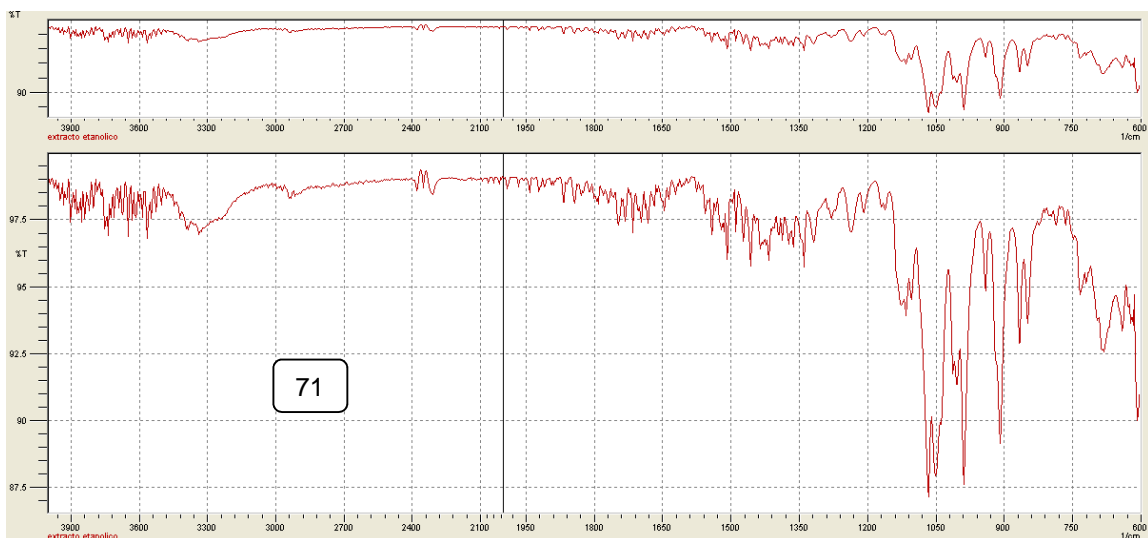


En la caracterización de cardiotónicos con el ensayo de Kedde, arrojando resultados negativos para los extractos etanólicos de cáscara (Figura 67), semilla en frio (Figura 69) y semilla soxhlet (Figura 70). Aun así, en la muestra del extracto etanólico de pulpa (Figura 68) se presenta un resultado dudoso debido a que presenta una coloración rojiza en el precipitado.

ESPECTROSCOPIA INFRARROJA

Se realizó la espectroscopia infrarroja a cristales de color beige amarillos hallados en el extracto etanólico de la semilla en soxhlet; el espectro se corrió en pastilla directa en un equipo Espectrofotometro IR SHIMATZU modelo IRAffinity-1 ubicado en el laboratorio de química de la universidad surcolombiana.

Figura 71. **Espectro Infrarrojo (IR) de los cristales obtenidos en el extracto etanólico de la semilla en soxhlet.**



INTERPRETACIÓN O LECTURA DEL ESPECTRO IR

Se presenta una banda de absorción para la extensión de N-H a $3600\text{--}3300\text{ cm}^{-1}$, haciendo referencia a un grupo amino o amida; entre los $3000\text{--}2900\text{ cm}^{-1}$ se evidencia una vibración de extensión C-H sp^3 ; posiblemente se halla una vibración de extensión C-O a $1200\text{--}1000\text{ cm}^{-1}$, se encuentran bandas de absorción tipo flexión fuera del plano en anillos aromáticos en $900\text{--}700\text{ cm}^{-1}$ y para corroborar se presenta sobre tonos y bandas de combinación en anillos aromáticos sustituidos, $1900\text{--}1700\text{ cm}^{-1}$ y para finalizar hace presencia de Sulfoxidos a los $1070\text{--}1030\text{ cm}^{-1}$ alquil- aril (f).

No existe banda amplia y marcada alrededor de los 1700 cm^{-1} , lo que descarta la presencia de grupos CO (carbonilo).

Por la resolución del espectro no se puede verificar la presencia de instauraciones alrededor de 1650 cm^{-1} ; sin embargo, abajo de 2000 cm^{-1} parece evidenciarse la presencia de vibraciones de tipo aromático.

Con lo anterior puede decirse que el compuesto puede ser un sulfoxido, o bien si se acepta la presencia de grupos NH o NH₂ entonces estaríamos bajo la presencia de una posible amina aromática.

Como no disponemos de otra información adicional, no se pueden hacer juicios de valor ni realizar inferencias que nos den claridad sobre la elucidación del espectro.

CAPITULO V

DISCUSIÓN

DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA

La caracterización morfológica del Maíz Tostado (*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*) se realizó con base en el manual de claves para la identificación de familias de magnoliopsida para dicotiledóneas, en donde se pudo observar e identificar caracteres de nuestro espécimen. Durante el periodo de realización del respectivo trabajo, se ejecutó un riguroso seguimiento de la planta problema, dando a conocer la ausencia de su fluorescencia durante el respectivo tiempo (aproximadamente un año, diciembre de 2010 a octubre de 2011).

Sin embargo, a través de otras características morfológicas se logro establecer así su familia, *RUBIÁCEA*; y corroborado por el texto de Rubiáceas de Colombia, dicha planta presenta características que permitió clasificarla de género *POSOQUERIA*, donde es importante resaltar la confirmación de la información, se recurrió a la ayuda del Herbario COL del Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia quien así mismo estableció el tipo de epitelio específico *CORIACEA*.

DESCRIPCIÓN ANATÓMICA

TALLO:

Se lograron observar las características principales de una dicotiledónea tal como se había referenciado desde un inicio, “es un tallo de crecimiento secundario el cual evidencia presencia de una epidermis uniestratificada, la cual tiene una pared externa recubierta por una cutícula” (Becerra y Chaparro 1999); El córtex que posee, permite dar lugar a tejidos como parénquima y colénquima angular “...es decir por tener las paredes con engrosamientos desiguales y dichos engrosamientos se presentan principalmente en las aristas de las células” (Becerra, et al. 1999). La presencia del Xilema y Floema, es la constitución de tejidos conductores o vasculares, siendo una dicotiledónea nuestro espécimen, dichos tejidos genera la principal característica que permite diferir en la anatomía del tallo entre una planta monocotiledónea y dicotiledónea, así como nos referencia Becerra et al. (1999) “El xilema y el floema se encuentran asociados formando haces conductores, cuya distribución permite saber que se trata del tallo de una planta monocotiledónea o dicotiledónea, debido a que en la monocotiledónea los haces conductores se encuentran dispersos y en la dicotiledónea forman un anillo, al igual, en la monocotiledónea no existe cambium entre xilema y floema, por el contrario, en la dicotiledónea entre el xilema y el floema primario existe

cambium vascular formando un haz conductor colateral abierto.” La aparición del xilema y floema secundario es gracias al cambium vascular “el cambium vascular genera los tejidos xilema secundario y floema secundarios, está integrado por cambium fascicular y cambium interfascicular.” De hecho como lo expresa Becerra, et al. (1999)

La presencia de drusas, hace nuestra planta muy particular compuesta por carbonato de calcio “La medula se halla en la región central de tallo, formada por parénquima sin cloroplastos. Y entre la región del xilema primario y la medula se hallan presencias de drusas que son un grupo de cristales no muy comunes, constituidos por carbonato de calcio, denominándose cistolitos y se encuentran en las células especializadas conocidas como litocistes.”, según lo planteado por Dávila y Moncada, (2003).

HOJA:

Los resultados de la descripción anatómica en la Hoja, nos permitió reconocer y confirmar que la planta estudiada es una dicotiledónea, presentando los tejidos típicos de la misma, epidermis Superior e Inferior, tejidos Fundamentales (Parénquima, Colénquima y Esclerénquima) y Tejidos Vasculares (Floema y Xilema). Igualmente se presenta un mesófilo bifacial constituido generalmente por parénquima empalizada hacia el haz cuyas células son cilíndricas y ricas en cloroplastos y parénquima esponjoso direccionado hacia el envés luego este presenta gran cantidad de espacios intercelulares que se comunican con las cámaras subestomáticas de los estomas, los cloroplastos están en menor cantidad que en el parénquima en empalizada, paralelamente a lo informado por Becerra et al. (1999).

➤ EPIDÉRMIS

Observando los resultados, con respecto a este punto, la hoja del Maíz Tostado solo presenta estomas en su envés debido a que es de tipo hipostomática; los tricomas que se observaron son de tipo escama o pelos peltados, “son más o menos laminares paralelos a la epidermis y generalmente pluricelulares con una cabeza más o menos discoidal; cuya función se asocian a la absorción, protección, secreción y percepción de estímulos donde incrementa la efectividad de la epidermis.” según lo reportado por Becerra et al. (1999).

En el envés, los estomas presentan una clasificación paracíticos del mismo modo como lo da a conocer Ahmed (2005), o que tiene dos células subsidiarias (células epidemiales acompañantes) cuyos ejes longitudinales son paralelos al eje del estoma, es decir, que este presenta dos células anexas que rodean al estoma y se disponen paralelas a las células oclusivas, evidenciando la presencia las células epidérmicas típicas y de los ostiolos de los estomas; todo esto corroborado por Becerra et al. (1999).

FRUTO:

Según lo comparado con Becerra et al. (1999), el fruto es tipo baya que forma parte de los grupos Carnosos quienes presentan el mesocarpo carnoso o jugoso como una adaptación a la dispersión zoocora (por animales). Toda lo correspondiente al mesocarpo carnoso no es más que un tejido de parénquima donde el epicarpo es por lo general delgado, el endocarpo y el mesocarpo son carnosos y no se diferencian entre sí.

SEMILLA:

El tipo de semilla que presenta esta espécimen, entra en la clasificación que realizó en 1976 el señor Córner, dividiendo las semillas en exotestales, mesotestales o endotestales según si el esclerénquima o tejido mecánico, presente en la cubierta seminal, se derive de la epidermis externa, del mesófilo o de la epidermis interna del tegumento externo, característica evidenciada por Becerra et al. (1999).

PRUEBAS HISTOQUÍMICAS**SUDAN III**

El uso de este reactivo tiene como fin el reconocimiento de triglicéridos o lípidos en general, su composición permite que al entrar en contacto con dicha grasa se solubilice en la misma, teniendo como característica la insolubilidad en agua, “El Sudán III es un colorante que se utiliza para detectar específicamente las grasas, porque es insoluble en agua y en cambio es soluble en la grasas. Al ser de color rojo, cuando se disuelve tiñe las grasas de color anaranjado.”

En el tallo se evidenciaron grasas en la epidermis que posee sustancias cutínicas, en donde según Dávila et al. (2003) este evita la pérdida de agua y se forman por el contacto directo con el aire llamada generalmente cutícula; y se torna de una coloración rojiza en el xilema secundario y medula el cual demostró la presencia de lípidos. Con respecto a la hoja al igual que en el tallo, las sustancias cutinizadas en la cutícula se logró identificar con el color rojo y la presencia de grasas en el tejido parénquima esponjoso. De la misma forma ocurrió en el fruto con su epidermis y fibras del endocarpo.

LUGOL

El reactivo del Lugol es el que permite identificar la presencia de polisacáridos, en especial del almidón, a partir de un procedimiento de inclusión en la estructura del polisacárido dando como resultado la coloración azul violeta, el almidón se identifica mediante examen microscópico se confirma por el color azul que desarrolla frente a la solución de Lugol, corroborado por Salamá

(2005); el tipo de almidón que se identifique a partir de dicho reactivo depende principalmente de las ramificaciones que posea. Los granos de almidón se forman por la deposición de capas sucesivas alrededor del hilio y se manifiestan en forma de anillos concéntricos o estriaciones. La posición y la forma del hilio y la presencia o ausencia de estriaciones bien definidas son de mayor importancia en la caracterización y la identificación de los almidones. Coloraciones que se lograron identificar en el tallo, hoja y fruto en algunos de sus tejidos.

FEHLING

Esta solución es la que da lugar a una reacción de reducción, donde actúan principalmente carbohidratos o azúcares reductores ante la solución alcalina, en este caso el Reactivo de Fehling dando como resultado un color rojo anaranjado, Las propiedades reductoras de los azúcares dependen de la presencia de grupos aldehídos o cetonas, reales o potenciales. Al calentar ciertas soluciones de azúcares, en presencia de determinados iones metálicos, el grupo carbonilo se oxida y el ion metálico se reduce y con ello evidenció la presencia de azúcares reductores en las tejidos del tallo, la hoja y el fruto. Es importante tener en cuenta la enolización de los azúcares en medio alcalino durante las pruebas de reducción. La capacidad de un azúcar para reducir los reactivos alcalinos depende de la disponibilidad de un grupo aldehído o cetona para las reacciones de reducción. Según lo reportado por Rendina (1974).

AZUL DE METILENO

La función de dicho reactivo es la tinción con color azul oscuro de los complejos de polisacáridos formados por monosacáridos y unidades de ácidos uránicos, conocidos como mucilagos; es decir estructuras similares a las halladas en las muestras de tallo, hojas y fruto analizadas. El mucilago es aquella que permite la adherencia y fijación de la semilla para su crecimiento; según Becerra et al. (1999), algunas semillas poseen una capa (epidermal o subepidermal) externa que se torna mucilaginosa en contacto con el agua. Sus funciones principales son permitir la adherencia de la semilla a los animales para su dispersión o fijar la semilla al suelo.

PRUEBAS FITOQUÍMICAS

ALCALOIDES

Para el reconocimiento de dichos metabolitos, se utilizaron variedad de reactivos permitiendo una gran gama de opciones en su reconocimiento. Los resultados de las pruebas para alcaloides muestran una diferencia notable en la presencia y/o ausencia del mismo dependiendo el reactivo, esto se debe a la diversidad de estructuras presentes y con ello los diferentes tipos de alcaloides. De la misma forma se verifica con Martínez (2009), que la presencia de alcaloides en la planta

depende en algunas ocasiones del crecimiento de la misma y de la función del metabolito en ella, en lo que concierne a su distribución en la planta, en ocasiones, se hallan restringidos a ciertos órganos o a ciertas partes de las plantas; a veces se les encuentra en toda la planta. Hay casos en los cuales solo aparecen en algunas etapas de crecimiento o época del año, o determinadas condiciones ecológicas.

La presencia de alcaloides en la cáscara del fruto del Maíz Tostado fue mínima, en la pulpa hallada en soxhlet, semilla en extracción en frío y en extracción en soxhlet notificó su contenido; es de dar a entender que solo algunos de los reactivos con los cuales se realizaron las pruebas reaccionaron, debido a que algunos alcaloides se identifican a través de pruebas específicas, es así como explícitamente Domínguez (1988) reporta, que por la gran heterogeneidad de los alcaloides aparecen numerosas pruebas coloridas o de precipitación que solo son positivas con ciertos grupos de alcaloides, por lo que se han propuesto clasificaciones parciales.

FLAVONOIDES

Los flavonoides son pigmentos vegetales conformados por compuestos polifenólicos con quince átomos de carbono, cuya estructura consta de 2 anillos de benceno unidos por una cadena lineal de tres carbonos (Martínez, et al. 2009); del mismo modo según la información de Domínguez (1988), durante el proceso de reconocimiento de diferentes metabolitos de tipo flavonoides se pueden identificar mediante reacciones coloridas y propiedades de solubilidad, por lo tanto durante la prueba realizada a las muestras etanólicas de cáscara, pulpa y semilla arrojaron presencia en la muestra de la cáscara y una ausencia en las muestras de pulpa y semilla, debido a que no presentaron coloración o diferencia de solubilidad durante el ensayo de Shinoda. En ese orden de ideas, el respaldo positivo arrojado en la muestra de cáscara, permite realizar un acercamiento a un posible flavonoide de clase aglicona, estos metabolitos, presentan todos los matices de solubilidad, desde totalmente solubles en agua hasta insolubles en ella pero solubles en éter etílico (las agliconas muy eterificadas), pasando por los solubles en etanol (agliconas).

LEUCOANTOCIANIDINAS

Las leucoantocianidinas son un tipo de flavonoides flavandiol-3,4 (Domínguez, 1988), y este es evidenciado en el extracto de la cáscara el cual arrojó un resultado positivo con el ensayo de Rosenhein (precipitado rojizo anaranjado) (Martínez, et al 2009), a diferencia de las muestras de pulpa y semilla, que presume la ausencia del metabolito los tejidos de dicho ejemplar.

SAPONINAS

Las saponinas son un grupo de glucósidos solubles en agua, que tienen la propiedad de hemolizar la sangre y disminuir la tensión superficial del agua, formando espuma abundante según lo reportado por Martínez, et al; (2009), a causa de ello, se evidenció como prueba positiva de

saponinas por la aparición de espuma en las muestras de los extractos etanólicos de cáscara, pulpa y semilla en soxhlet; posteriormente se confirmó este resultado con el ensayo de hemólisis arrojando positiva las mismas. No obstante, resultó como prueba negativa en el ensayo realizado en el extracto etanólico de la semilla en frío percibiéndose ausencia de espuma y una normalidad en el momento de reaccionar con las membranas celulares de los hematíes, es decir, sin presencia de dicha hemólisis.

ESTEROIDES Y/O TRITERPENOIDES

Los esteroides son compuestos cuya estructura presenta el sistema anular del ciclo pentano perhidrofenantreno, metilos en los carbonos 10 y 13; y un radical lineal en el carbono 17 (Martínez et al), es decir que durante el procedimiento de identificación se determinó que en los extractos etanólicos de cáscara, pulpa, semilla en frío y semilla en soxhlet, resultó la prueba negativa con el ensayo de Lieberman Burchard; no obstante, Domínguez (1988) corrobora que por su característica miscible posiblemente se hubiese esperado que para que fuese positiva los esteroides debieron ser de tipo esterolínicos.

TANINOS

Los taninos son productos de excreción de muchas plantas, involucrados en mecanismos de defensa de las mismas, contra organismos parásitos. Se encuentran más comúnmente en hojas, ramas y debajo de la corteza (Martínez, et al 2009); por ende, se establece una gran cantidad de taninos en los extractos etanólicos de cáscara y pulpa; y una ausencia de los mismos se halla en los extractos etanólicos de semilla en frío y semilla en soxhlet, además con los resultados en abundancia presuntamente se daría uso industrial por sus propiedades curtientes en la industria del cuero según lo planteado por Dávila et al. (2003).

QUINONAS

Las quinonas son dicetonas cíclicas insaturadas que por reducción se convierten en polifenoles (Martínez, 2009); sin embargo, se determinó la ausencia de quinonas establecidas con el ensayo de Borntranger; en las muestras de extracto etanólico de cáscara, pulpa y semilla en frío; es de saberse, que para evidenciar la presencia de los metabolitos debió presentar coloraciones del rosado a rojo intenso, que demostrara su potencialidad en la utilidad para teñir fibras debido a su cualidad tinturante y a su principio purgante o desparasitante, corroborado por Domínguez, (1988).

ANTOCIANINAS

Las antocianinas son pigmentos flavonoides que se comportan como indicadores ácidos-bases (Martínez, et al. 2009); estos pigmentos suelen presentarse en forma de glucósidos, lo que explica su solubilidad en agua y fácil extractabilidad por solventes acuosos y orgánicos polares como el etanol, (Domínguez, 1988) a pesar de que se evidencia la ausencia de antocianinas en las

muestras etanólicas del extracto de pulpa, cáscara, semilla en soxhlet y semilla en frio; ello debido a que no sufrieron cambio alguno en el momento de realizarse con los ensayos de NaOH y H₂SO₄.

COUMARINAS

Las coumarinas constituyen un grupo importante de compuestos naturales (Martínez, et al 2009), se les considera derivados de la lactona del ácido o-hidroxicinámico, al realizar el estudio de coumarinas con el ensayo de NaOH arrojó resultados positivos con los extractos etanólicos de cáscara, pulpa y semilla en soxhlet, luego estas son sustancias fluorescentes, comúnmente fotosensibles y del mismo modo Domínguez (1988) sustenta, que pueden ser utilizadas por sus propiedades anticoagulantes, espasmolítico e hipercolesterémicas o de inhibidores del crecimiento vegetal.

CARDIOTÓNICOS

Una aglicona cardiotónica, estructuralmente esta constituida por el sistema anular esteroideal (ciclo pentano perhidrofenantreno) (Martínez, et al. 2009), en la caracterización de cardiotónicos con el ensayo de Kedde, arrojando resultados negativos para los extractos etanólicos de cáscara, semilla en frio y semilla soxhlet. Aun así, en la muestra del extracto etanólico de pulpa se presenta un resultado dudoso debido a que presentó una coloración rosada roja en el precipitado demostrando la posible presencia de estas agliconas que toman el nombre de cardenolidas por presentar actividad estimulante sobre el músculo cardíaco; cuando están en forma de glucósidos. Es de anotar que si es evidente la presencia de este metabolito posiblemente una aglicona esteroideal principalmente tipo cardenolido.

CAPITULO VI

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

El Maíz Tostado es una dicotiledónea de Familia Rubiácea, genero *Posoqueria* y epitelio específico *Coriácea*, recibiendo como nombre científico "*Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*."

La *Posoqueria Coriácea M. Martens & Galeotti*, es un árbol perenne caracterizado por su tamaño entre 10 y 14 metros de altura, presenta un tronco principal que difiere de sus ramas laterales, con hojas simples, opuestas de color verde claro muy particular; sus frutos tipo baya son observados a simple vista debido a la cantidad presente y tamaño. Posee características anatómicas particulares de una dicotiledónea, tal como la formación del cambium vascular en el tallo que da origen al xilema y floema secundario, con presencia de drusas específicos de dicha planta; la hoja, presenta epidermis Superior e Inferior convirtiéndola en una hoja Bifacial, con tejidos Fundamentales como Parénquima, Colénquima y Esclerénquima, Tejidos Vasculares representados en Floema y Xilema, típicos de una dicotiledónea, además, presenta fibras en forma de paquetes, y por último, conserva un fruto con semillas características de tejidos exotestales, mesotestales y endotestales.

En el tallo, la hoja y el fruto se halla presencia de aceites, grasas y cutinas, a pesar de que su epidermis es significativa, no obstante; la cantidad de almidón en la hoja; el córtex y el colénquima del tallo, presenta Azúcares Reductores y Mucilagos en bajas proporciones.

Se evidencia la presencia de alcaloides en la cáscara del fruto del Maíz Tostado en una cantidad mínima, en la pulpa y semilla en extracción en frío y Soxhlet se notifica su contenido en una cantidad media, las cuales a pesar de aplicar algunas pruebas específicas estas no determinaron su estructura de manera eficaz.

Los pigmentos vegetales respaldados positivamente y arrojados en la muestra de cáscara, permiten realizar un acercamiento a un posible flavonoide de clase aglicona, luego estos metabolitos, presentan matices de solubilidad, pasando por los solubles en etanol como las agliconas.

El extracto de la cáscara arrojó un resultado positivo con el ensayo de Rosenhein (precipitado rojizo anaranjado), a diferencia de las muestras de pulpa y semilla, que presume la ausencia del metabolito secundarios de tipo antocianidinas, el cual permite confirmar la existencia o presencia de flavonoides.

Se evidencio como prueba positiva de saponinas por la aparición de espuma en las muestras de los extractos etanólicos de cáscara, pulpa y semilla en soxhlet, que tienen la propiedad de hemolizar la sangre y disminuir la tensión superficial del agua, formando espuma abundante.

Durante el procedimiento de identificación de esteroides y/o triterpenoides se determino como prueba negativa en los extractos etanólicos de cáscara, pulpa, semilla en frio y semilla en soxhlet, con el ensayo de Lieberman Burchard.

Se establece una abundante cantidad de taninos en los extractos etanólicos de cáscara y pulpa; y una ausencia de los mismos se halla en los extractos etanólicos de semilla en frio y semilla en soxhlet, presuntamente de uso industrial en curtientes.

Se determino la ausencia de quinonas establecidas con el ensayo de Borntranger; en las muestras de extracto etanólico de cáscara, pulpa y semilla en frio, demostrando la ausencia de estructuras moleculares de dicetónas cíclicas insaturadas.

Se evidencia la ausencia de antocianinas en las muestras etanólicas del extracto de pulpa, cáscara, semilla en soxhlet y semilla en frio; debido a que no sufrieron cambio alguno en el momento de realizarse con los indicadores ácidos-bases.

Arrojo resultados positivos para coumarinas con los extractos etanólicos de cáscara, pulpa y semilla en soxhlet, luego estas son sustancias fluorescentes, comúnmente fotosensibles y del mismo modo pueden ser utilizadas por sus propiedades anticoagulantes, espasmolítico e hipercolesteremicas o de inhibidores del crecimiento vegetal

Se presenciaron resultados negativos para metabolitos de cardiotónicos para los extractos etanólicos de cáscara, semilla en frio y semilla soxhlet. Aun así, en la muestra del extracto etanólico de pulpa se presenta un resultado dudoso debido a que presento una coloración rosada roja en el precipitado demostrando la posible presencia de estas agliconas que toman el nombre de cardenolidas por presentar actividad estimulante sobre el musculo cardiaco.

Con base en el estudio anterior se recomienda:

Realizar un estudio fitoquímico preliminar a toda la planta, aislando y caracterizar los metabolitos encontrados determinando la actividad biológica de la planta.

Desarrollar un estudio microbiológico y uno entomológico al fruto que permita confirmar la presencia de una larva que se evidencio dentro del fruto durante el proceso de colecta.

APÉNDICE

Ensayo para Alcaloides

Macerar la muestra seca de semilla, pulpa y cáscara finamente en un mortero, unos 10g de muestra fresca y colocarlos en un Erlenmeyer. Añadir un volumen suficiente de HCl al 5% para que toda la muestra esté en contacto con la solución acida. Calentar con agitación al baño maría durante unos 5 minutos. Enfriar. Filtrar.

Colocar en 4 tubos de ensayo; 2 ml de filtrado acido frio en cada uno. Añadir a tubos diferentes 2 gotas de los reactivos Mayer, Wagner, Scheibler, Erdmann y Marquis, Si se observa turbidez o precipitados en los 4 tubos, se considera que la muestra contiene alcaloides.

Procedimiento Experimental de Reconocimiento de Flavonoides, Leucoantocianidinas y Cardiotónicos.

En un Erlenmeyer colocar unos 10 g de muestra fresca finamente desmenuzada. Añadir suficiente alcohol etílico que cubra toda la muestra y le confiera fluidez. Calentar al baño maría durante unos 5 minutos, con agitación. Enfriar. Filtrar. Si hay presencia de clorofilas, al filtrado añadirle un volumen igual de solución de acetato de plomo al 4% que contenga ácidos acético al 0,5%, agitar, dejar reposar 15 minutos y filtrar. Con el filtrado realizar ensayos de reconocimiento de flavonoides, leucoantocianidinas y cardiotónicos.

Ensayo para Flavonoides

Colocar varias limaduras de magnesio en un tubo de ensayo. Añadir unos 2 ml del filtrado por la pared del tubo, gota a gota dejar caer varias gotas de HCl concentrado. La aparición de colores naranjas, rosado rojo o violeta es prueba positiva para la existencia de flavonoides en la muestra.

Ensayo para Leucoantocianidinas

Colocar unos 2 ml del filtrado en un tubo de ensayo. Añadir 1 ml de acido clorhídrico concentrado. Calentar en baño de agua hirviendo durante 15 minutos. La aparición de coloraciones rojas es prueba positiva de la existencia de leucoantocianidinas en la muestra.

Ensayo para Cardiotónicos

En un tubo de ensayo colocar 1 ml de filtrado. Añadir 0,5 ml de reactivo Kedde (mezclar 1 ml de sln A con 1 ml de solución B para preparar el reactivo antes de su uso). La aparición de coloración violetas o purpuras es prueba positiva de la existencia de cardiotónicos en la muestra.

Ensayo para Saponinas

Macerar con ayuda de un mortero unos 10 g de muestra fresca, con ayuda de unos pocos ml de agua. Filtrar. Agitar en un tubo de ensayo tapado, unos 4 ml de filtrado acuoso, vigorosamente durante un minuto. La formación de una espuma abundante y estable es prueba presuntiva de la presencia de saponinas en la muestra.

Ensayo para Coumarinas

En un tubo de ensayo grande colocar 1 g de material vegetal fresco y macerado y agregar cantidad suficiente de etanol comercial que cubra el material vegetal. Cubrir la boca del tubo de ensayo con un papel filtro blanco y sujetarlo con unas pinzas para tubo de ensayo o con una banda elástica. Agregarle unas gotas de NaOH diluido en el papel filtro que cubre la boca del tubo de ensayo. Calentar hasta ebullición el tubo de ensayo por 5 minutos. Enfriar y retirar el papel filtro. Observar bajo la luz ultravioleta a 365 nm la aparición de una coloración fluorescente que puede ser: verde, amarilla o roja en el papel filtro.

Nota: el papel filtro normalmente se observa azul fluorescente bajo la luz ultravioleta de 365 nm.

Ensayo para Taninos

Desmenuzar con la ayuda de un mortero unos 10 g de muestra fresca, con ayuda de unos pocos ml de agua. Filtrar. Tomar 1 ml de filtrado acuoso en un tubo de ensayo. Añadir 1 ml de reactivo gelatina y sal. Si se forma un precipitado, centrifugar a 2000 RPM durante 5 minutos. Desechar el sobrenadante. Re disolver el precipitado en 2 ml de Urea 1 M. añadir 2-3 gotas de solución de cloruro férrico al 10%.

La formación de precipitado al agregar el reactivo de gelatina y sal, y la aparición de colores o precipitados verdes, azules o negros es prueba positiva de la presencia de taninos en la muestra.

Ensayo para Esteroides y/o Triterpenoides

Moler la muestra vegetal seca. Agregar un volumen suficiente de cloroformo o diclorometano y extraer por agitación. Filtrar. Si el filtrado es turbio contiene humedad, secarlo agregando sulfato de sodio anhidro y filtrar. En un tubo de ensayo limpio y completamente seco, colocar 1 ml de filtrado orgánico. Añadir 1 ml de anhidro acético. Por la pared del tubo y con mucha precaución, dejar resbalar 1-2 gotas de ácido sulfúrico concentrado. La formación de coloraciones azules, violetas, rojos o verdes es prueba positiva de que la muestra contiene esteroides y/o triterpenoides.

Ensayo para Quinonas (con una fracción)

Colocar en un tubo de ensayo unos 5 ml de filtrado acuoso. Añadir 1 ml de peróxido de hidrogeno al 20% y 1 ml de ácido sulfúrico al 50% o 9 M. Calentar la mezcla en un baño de agua hirviendo

durante 15 minutos. Enfriar. Añadir 5 ml de tolueno. Agitar sin emulsionar. Recuperar la fase toluenica. Trasvasar 2 ml fase toluenica a un tubo de ensayo. Añadirle 1 ml de una solución de NaOH al 5% con amónico al 2%. Agitar sin emulsionar. Si la capa acuosa toma una coloración rosada a roja intensa es prueba positiva de al presencia de quinonas en la muestra.

Ensayo Directo

Colocar 5 g de muestra fresca (o 1 g de muestra seca y molida), en un sistema de reflujo, agregar 25 ml de HCl al 5%. Reflujar 5 minutos. Dejar enfriar y filtrar. Con el filtrado acuoso proceder como se describe para el ensayo con una fracción acuosa.

Reconocimiento de Antocianinas

En un Erlenmeyer colocar unos 100 g de muestra fresca finamente macerada. Añadir unos 200 ml de agua. Calentar a ebullición durante unos 5 minutos. Filtrar.

Ensayo para Antocianinas

En un tubo de ensayo colocar 2 ml de filtrado. Añadir 1 ml de NaOH diluido. Observar el color formado. En otro tubo de ensayo colocar otros 2 ml de filtrado. Añadir unas 6 gotas de un acido mineral diluido. Observar el color formado.

Nota: Las antocianinas se reconocen por producir diferentes colores a diferentes pH.

REFERENCIAS

- ✓ *Bravo Varas Adrián N (...). Análisis Ambiental de la Micro-cuenca del Río Tumaque Municipio de Crespo. Estado Lara. Venezuela.*
- ✓ *Becerra de Lozano Nubia, Caparro de Valencia Martha, (1999). Morfología y Anatomía Vegetal. Departamento de Biología. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá D.C.*
- ✓ *Briceño Benito, Morrillo Gilberto. (2002). Catalogo Abreviado de Plantas con Flores de los Paramos de Venezuela, Parte 1, Dicotiledóneas (Magnoliopsida). Facultad de Ciencias. Departamento de Biología. Facultad de Ciencias Forestales Y Ambientales. Escuela de Ingeniería Forestal. Universidad de Los Andes. Mérida. Venezuela.*
- ✓ *Charry Barrios A. (1996). Diagnóstico Ambiental De La Cuenca Hidrográfica Del Río Las Ceibas; CAM, Corporación Autónoma Del Alto Magdalena. Oficina De Archivo. Neiva.*
- ✓ *CORPES Centro De Oriente. (1990). Centro De Estudios Para El Desarrollo Agrario Regional-Cedar, Curso Taller Priorización De Cuencas Hidrográficas. Universidad Del Tolima, Ibagué.*
- ✓ *Corporación Autónoma Regional del Centro de Antioquia, "CORANTIOQUIA"; Corporación Autónoma Regional de los Ríos Río negro y Nare, "CORNARE". (2010). Caracterización y Propuesta para la Zonificación de la Zona Forestal Protectora Declarada. Reservada Mediante Acuerdo 0031 del 20 De Noviembre de 1970 por el Inderena y Aprobado por el Ministerio de Agricultura a Través de la Resolución No 024 Del 26 de Febrero de 1971. Documento Técnico. Antioquia. Colombia.*
- ✓ *Corporación Sembrar Progreso Y Paz. (2003). Plan De Inversiones Para La Protección Y Recuperación Del Río Las Ceibas. Neiva.*
- ✓ *Cuello L. Nidia. (2002). Altitudinal Changes of Forest Diversity and Composition in the Ramal De Guaramacal in the Venezuelan Andes. Programa de Recursos Naturales Renovables, Unellez-Guanare, Mesa de Cavacas, Estado Portuguesa 3323, Venezuela.*

- ✓ *Dávila Villamizar Roberto, Moncada Cárdenas Bibiana (2003). Célula Vegetal una Guía Práctica. Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Panamericana Formas e Impresos. Bogotá.*

- ✓ *Díaz Wilmer, Ortega Francisco. (2006). Inventario de Recursos Botánicos Útiles y Potenciales de la Cuenca del Rio Morón, Estado Carabobo, Venezuela. Fundación Jardín Botánico del Orinoco Programa de Recursos Naturales Renovables, Unellez, Mesa de Cavacas, Estado Portuguesa, Venezuela.*

- ✓ *Domínguez Xorge A. (1988) Métodos de Investigación Fitoquímico. Editorial Limusa. Cuarta Impresión. México.*

- ✓ *Fenner R, Haeemann Betti, Auler Mentz L, Kuze Rates Stela. (2006). Plantas Utilizadas Na Medicina Popular Brasileira com Potencial Atividade Antifúngica. Faculdade de Farmácia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Departamento de Botânica, Instituto de Biotecnologias, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Brasil.*

- ✓ *Franco Carlos A. (2002). Preparación de Reactivos y Soluciones para el Trabajo en Laboratorio. Universidad Pedagógica Nacional. Editorial Ápice. Bogotá.*

- ✓ *Herrera López J. I. Ramos Plazas H. (2000). SOS Rio Las Ceibas. Informe Anual Sobre El Estado De Los Recursos Naturales Y El Medio Ambiente. Contraloría. Archivos de la CAM Neiva.*

- ✓ *Lozano Pablo; Lozano Diego, Cuenca Pablo, Ortiz Mónica, Sagredo Yerka, Cumbe Luis. (2008). Plan de Manejo y Estudios Iniciales de Flora y Fauna del Bosque Protector Abanico. Fundación de Investigaciones y Asistencia Social "FIAS". Ecuador.*

- ✓ *Martínez M. Alejandro, Valencia Gloria Amparo, Galeano Elkin, Jiménez Nora, Mesa Mónica, (2009). Manual de Prácticas de Laboratorio de Farmacognosia y Fitoquímico. Universidad de Antioquia. Facultad de Química Farmacéutica. Departamento de Farmacia. Medellín*

- ✓ *Mendoza Cifuentes Humberto, Ramírez Padilla Bernardo. (2001). Dicotiledóneas de la Planada, Colombia: Listas de Especies. Biota Colombiana. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá. Colombia.*

- ✓ *Mendoza Cifuentes Humberto. (2000). Las Especies de Rubiáceas del Flanco Oriental de La Cordillera Oriental, Norte de Los Andes, Colombia. Biota Colombiana. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá. Colombia.*
- ✓ *Quiñones-Méndez, (...). Claves para las familias de magnoliopsida (dicotiledóneas). Universidad del Llano "Unillanos". Colombia.*
- ✓ *Sanabria-Galindo A, López S. I, Gualdron R. (1997). Estudio Fitoquímico Preliminar y Letalidad sobre Artemia Salina de Plantas Colombianas. Universidad Nacional de Colombia. Departamento de Farmacia. Bogotá.*
- ✓ *Rendina George (1974). Técnicas de Bioquímica Aplicada. Impreso por Talleres B de México, S. A. Naucalpan de Juárez. México.*
- ✓ *Rivas Luz Amparo, Jorge Gildardo G; Álvaro Castro R. (2004). Especies Vegetales Nativas en Tecnología Agroforestales "Una Experiencia en el Corregimiento La Elvira, Cali. Fundación Eco-vivero. Valle del Cauca. Colombia.*
- ✓ *Salamá Ahmed M. (2005) Manual de Farmacognosia. Análisis Microscópico y Fitoquímico y Usos de Plantas Medicinales. Notas de Clases. Facultad de Ciencias. Departamento de Farmacia. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá.*
- ✓ *Torres Amaro Jonathan, (2005). Anatomía Vegetal. Cátedra de Biología. Decanato de Agronomía. Universidad Centro occidental "Lisandro Alvarado". Tarabana. Estado de Lara. Venezuela. ([Http://Bibagr.Ucla.Edu.Ve/Biologia/Index.Htm](http://Bibagr.Ucla.Edu.Ve/Biologia/Index.Htm)).*
- ✓ *Valenzuela de Silva E. M, Gracia de García C. L, (...). Estudio Químico Preliminar de Algunas Plantas Colombianas. Universidad Nacional de Colombia. Departamento de Farmacia. Bogotá.*

INFOGRAFIA

- ✓ [\(http://www.biovirtual.unal.edu.co/ICN/?controlador=QuickSearch&accion=searchByScientific&keyword=Posoqueria%20coriacea\)](http://www.biovirtual.unal.edu.co/ICN/?controlador=QuickSearch&accion=searchByScientific&keyword=Posoqueria%20coriacea).(2011)
- ✓ [\(http://www.tropicos.org/Name/27901837?t\)](http://www.tropicos.org/Name/27901837?t).(2011).
- ✓ <http://www.fichasdeseguridad.com/lugol.htm> (2012).