



CARTA DE AUTORIZACIÓN

CÓDIGO

AP-BIB-FO-06

VERSIÓN

1

VIGENCIA

2014

PÁGINA

1 de 2

Neiva, 06 de Noviembre de 2019

Señores

CENTRO DE INFORMACIÓN Y DOCUMENTACIÓN

UNIVERSIDAD SURCOLOMBIANA

Ciudad

El (Los) suscrito(s):

Floralba Tacumá Bautista, con C.C. No. 1075229724,

Autor(es) de la tesis y/o trabajo de grado o Proyecto de investigación de investigación

Titulado Elaboración de Material de Apoyo de Histología vegetal para la Enseñanza y Aprendizaje de Botánica a nivel Universitario

presentado y aprobado en el año 2019 como requisito para optar al título de

Licenciada en Ciencias Naturales: Física, Química y Biología;

Autorizo (amos) al CENTRO DE INFORMACIÓN Y DOCUMENTACIÓN de la Universidad Surcolombiana para que, con fines académicos, muestre al país y el exterior la producción intelectual de la Universidad Surcolombiana, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera:

- Los usuarios puedan consultar el contenido de este trabajo de grado en los sitios web que administra la Universidad, en bases de datos, repositorio digital, catálogos y en otros sitios web, redes y sistemas de información nacionales e internacionales "open access" y en las redes de información con las cuales tenga convenio la Institución.
- Permita la consulta, la reproducción y préstamo a los usuarios interesados en el contenido de este trabajo, para todos los usos que tengan finalidad académica, ya sea en formato Cd-Rom o digital desde internet, intranet, etc., y en general para cualquier formato conocido o por conocer, dentro de los términos establecidos en la Ley 23 de 1982, Ley 44 de 1993, Decisión Andina 351 de 1993, Decreto 460 de 1995 y demás normas generales sobre la materia.
- Continúo conservando los correspondientes derechos sin modificación o restricción alguna; puesto que, de acuerdo con la legislación colombiana aplicable, el presente es un acuerdo jurídico que en ningún caso conlleva la enajenación del derecho de autor y sus conexos.

De conformidad con lo establecido en el artículo 30 de la Ley 23 de 1982 y el artículo 11 de la Decisión Andina 351 de 1993, "Los derechos morales sobre el trabajo son propiedad de los autores", los cuales son irrenunciables, imprescriptibles, inembargables e inalienables.

EL AUTOR/ESTUDIANTE:

FLORALBA TACUMÁ BAUTISTA
C.C. 1075229724

Vigilada Mineducación



**UNIVERSIDAD SURCOLOMBIANA
GESTIÓN SERVICIOS BIBLIOTECARIOS**



CARTA DE AUTORIZACIÓN

CÓDIGO

AP-BIB-FO-06

VERSIÓN

1

VIGENCIA

2014

PÁGINA

2 de 2

Vigilada Mineducación

La versión vigente y controlada de este documento, solo podrá ser consultada a través del sitio web Institucional www.usco.edu.co, link Sistema Gestión de Calidad. La copia o impresión diferente a la publicada, será considerada como documento no controlado y su uso indebido no es de responsabilidad de la Universidad Surcolombiana.



TÍTULO COMPLETO DEL TRABAJO: Elaboración de Material de Apoyo de Histología Vegetal para la Enseñanza y Aprendizaje de Botánica a nivel Universitario

AUTOR O AUTORES:

| Primero y Segundo Apellido | Primero y Segundo Nombre |
|----------------------------|--------------------------|
| Tacumá Bautista | Floralba |

DIRECTOR Y CODIRECTOR TESIS:

| Primero y Segundo Apellido | Primero y Segundo Nombre |
|----------------------------|--------------------------|
| | |

ASESOR (ES):

| Primero y Segundo Apellido | Primero y Segundo Nombre |
|----------------------------|--------------------------|
| Dueñas Gómez | Hilda del Carmen |

PARA OPTAR AL TÍTULO DE: Licenciada en Ciencias Naturales: Física, Química y Biología.
FACULTAD: de Educación

PROGRAMA O POSGRADO: Licenciatura en Ciencias Naturales: Física, Química y Biología.

CIUDAD: Neiva **AÑO DE PRESENTACIÓN:** 2019 **NÚMERO DE PÁGINAS:**261

TIPO DE ILUSTRACIONES (Marcar con una **X**):

Diagramas___ Fotografías **X** Grabaciones en discos___ Ilustraciones en general___
Grabados___ Láminas___ Litografías___ Mapas___ Música impresa___ Planos___
Retratos___ Sin ilustraciones___ Tablas o Cuadros_ x_

SOFTWARE requerido y/o especializado para la lectura del documento:

MATERIAL ANEXO:

PREMIO O DISTINCIÓN (*En caso de ser LAUREADAS o Meritoria*): Aprobación Meritoria

PALABRAS CLAVES EN ESPAÑOL E INGLÉS:

Español

1. Apoyo Docente
2. Histología vegetal

inglés

- Teacher support
- Plant Histology



- | | |
|--------------------------------|--------------------------------|
| 3. Prácticas de laboratorio | Laboratory practices |
| 4. Recursos didácticos | Didactic resources |
| 5. Técnicas Histológicas | Histological Techniques. |
| 6. Formas de crecimientos | Forms of growth |
| 7. Mundo microscópico | Microscopic world |
| 8. Anatomía Vegetal | Vegetal Anatomy |
| 9. Morfología vegetal | Plant morphology |
| 10. Formación teórico-práctica | theoretical-practical training |

RESUMEN DEL CONTENIDO: (Máximo 250 palabras)

Como en todo aprendizaje, existen dificultades para la comprensión de distintos temas, aún más aquellos, que no son percibidos a simple vista, sino que es necesario el apoyo de un instrumento, como el microscopio, que tiene la capacidad de mostrarnos un mundo microscópico, el cual, hace parte la Histología vegetal, una de las subáreas de la Botánica. Además, por la cantidad de estudiantes inscritos semestralmente en la asignatura, para la persona que orienta las prácticas de laboratorio, suele ser desgastantes y poco funcional, por lo cual, una guía práctica se constituye en una herramienta de apoyo docente, que busca facilitar el aprendizaje de botánica a nivel universitario. Como una estrategia didáctica para las prácticas de histología vegetal en el laboratorio, se elaboró un material de apoyo en la Universidad Surcolombiana, con base en el estudio anatómico de 6 especies de plantas con hábitos de crecimiento como: árbol, arbusto, arbusto hemiparásita, hierba y trepadora. Se obtuvieron como resultados recursos didácticos para la enseñanza de histología vegetal basados en las necesidades específicas del área, cuyo uso en las prácticas de laboratorio permitirá desarrollar distintas habilidades en los estudiantes, tales como: la capacidad de observación, descripción, análisis, síntesis e indagación. De esta forma podrán comprender mejor los conceptos de histología vegetal, profundizarlos y tener una idea práctica para aplicarlos en futuros estudios u otros programas, incluso, con este proyecto se busca que el proceso de enseñanza-aprendizaje esté más a la vanguardia en la utilización de herramientas que permitan al estudiante tener una formación teórico-práctica significativa.

ABSTRACT: (Máximo 250 palabras)

As in all learning, there are difficulties for the understanding of different topics, which are not perceived by the naked eye, but rather the support of an instrument, such as the microscope, that can the ability to show us a world microscopic, which is part of Plant Histology, one of the sub-areas of Botany. In addition, for the number of students enrolled semiannually in the subjects, for the person who guides the practices of the Laboratory, it is usually debilitating and not very functional, for which reason, a practical guide is constituted as a teacher support, which seeks to facilitate the learning of botany at the university level. As a didactic strategy for the practices of plant histology in the laboratory, a support material was elaborated in the Surcolombiana University, based on the anatomical study of 6 species of plants with growth habits such as: tree, shrub, hemiparasitic shrub, grass and



climb plant. The results obtained were didactic resources for the teaching of plant histology based on the specific needs of the area, whose use in laboratory practices will allow students to develop different skills, such as: observation capacity, description, analysis, synthesis and Inquiry. In this way they will be able understand better the concepts of plant histology, deepen them and have a practical idea to apply them in future studies or other programs, even with this project seeks to ensure that the teaching-learning process is at the forefront in the use of tools that allow the student to have a significant theoretical-practical training.

APROBACION DE LA TESIS

JEISON HERLEY ROSERO T.
Jurado

LUIS HERNANDO ESTUPIÑAN B.
Jurado

JHON FREDY CASTAÑEDA GÓMEZ
Jefe de Programa



UNIVERSIDAD
SURCOLOMBIANA

**ELABORACIÓN DE MATERIAL DE APOYO DE HISTOLOGÍA VEGETAL PARA LA
ENSEÑANZA Y APRENDIZAJE DE BOTÁNICA A NIVEL UNIVERSITARIO**

FLORALBA TACUMÁ BAUTISTA

**FACULTAD DE EDUCACIÓN
LICENCIATURA EN CIENCIAS NATURALES: FÍSICA, QUÍMICA Y BIOLOGÍA
NEIVA – HUILA, COLOMBIA
SEPTIEMBRE 2019.**



UNIVERSIDAD
SURCOLOMBIANA

**ELABORACIÓN DE MATERIAL DE APOYO DE HISTOLOGÍA VEGETAL PARA LA
ENSEÑANZA Y APRENDIZAJE DE BOTÁNICA A NIVEL UNIVERSITARIO**

**TRABAJO DE GRADO PARA OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIADO EN CIENCIAS
NATURALES: FÍSICA, QUÍMICA Y BIOLOGÍA**

GRUPO SEMILLERO MAMAKIWE

GRUPO DE INVESTIGACIÓN Y PEDAGOGÍA EN BIODIVERSIDAD “GIPB”

FLORALBA TACUMÁ BAUTISTA

ASESORA:

MSC. HILDA DEL CARMEN DUEÑAS GÓMEZ

FACULTAD DE EDUCACIÓN

LICENCIATURA EN CIENCIAS NATURALES: FÍSICA, QUÍMICA Y BIOLOGÍA

NEIVA – HUILA, COLOMBIA

SEPTIEMBRE 2019.

NOTA DE ACEPTACIÓN

JEFE DE PROGRAMA

JURADO

JURADO

NEIVA, 24 DE SEPTIEMBRE 2019

DEDICACIÓN

A Dios, por la dicha de vivir cada día y la fortaleza de enfrentar cada prueba de la vida, para crecer y ser mejor.

A mi madre, que con su amor incondicional hizo posible lograr este sueño, que hoy se hace realidad, por sus cuidados, su apoyo y su fortaleza para no darse por vencida. Por todo lo que me ha dado y me ha enseñado toda la vida. Por ser la mejor madre del mundo.

AGRADECIMIENTOS ESPECIALES

A Dios por darme la dicha de vivir cada día, permitiéndome compartir con todos mis seres queridos la culminación de mi proceso de aprendizaje profesional.

A mi Madre Rosa Elvira Bautista que sin su ayuda no habría sido posible terminar mis estudios, por su apoyo, su paciencia y amor incondicional que durante mi desarrollo profesional siempre estuvo presente, dándome fuerzas y creyendo en mí en todo momento, a mi padre, a mis hermanos y toda mi familia que estuvieron acompañándome en este largo proceso de aprendizaje personal y profesional.

A mi pareja Ferney A. Castellanos P., por creer en mí, por darme su apoyo, su comprensión y su amor, por estar siempre ahí para mí, en toda situación de dificultad, por ser mi cómplice y mi amigo, por sus consejos, enseñanzas y la paciencia que tuvo para transformar mis errores.

A mis compañeros y amigos, Cristhian, Erika, Cristian, Linda y María Mercedes, por sus consejos, su compañía y por la amistad que se ha fortalecido durante todo mi proceso de aprendizaje.

UNIVERSIDAD SURCOLOMBIANA

A la Universidad Surcolombiana, mi alma mater por la oportunidad de ingresar a ella para culminar con éxito mi formación académica y mi carrera profesional. Por las experiencias vividas durante mi desarrollo, en este hermoso lugar, en donde conocí grandes personas que me ayudaron a crecer como ser humano y ser profesional, sobre todo por brindarme un nuevo hogar de crecimiento personal e intelectual.

Magister Hilda del Carmen Dueñas Gómez, Por compartir su tiempo en las asesorías, por el acompañamiento brindado durante el desarrollo profesional y terminación de mi proyecto, por su paciencia, apoyo, consejos y enseñanzas.

A los docentes jurados y estudiantes quienes estuvieron presentes, que dedicaron su tiempo para dar sus aportes y dar calidad al desarrollo del proyecto.

AGRADECIMIENTOS ESPECIAL

Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambiental (UDCA)

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento, por todo el apoyo que me brindaron para la culminación de mi proyecto de Grado: **Elaboración de Material de apoyo de Histología Vegetal para la Enseñanza y Aprendizaje de Botánica a Nivel Universitario**. Llegué a Bogotá con amplias expectativas para terminar mi tesis de grado y realmente me siento afortunada por haber encontrado en la Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales (UDCA) y de la mano de todo un equipo de profesionales de alto nivel como: los Doctores German Anzola Montero Rector U.D.C.A., Teresa Carvajal Decana de facultad de Ciencias Agropecuaria, el Doctor Leonardo Roa Director Programa Medicina Veterinaria Zootecnia, Carolina Gallego Coordinadora Laboratorio Histopatología, Cristina Cárdenas Jiménez Histotecnóloga, Concepción Bailon Facultad Ciencias y Luis Hernando Estupiñan Facultad Ciencias Ambientales, un acompañamiento tan cercano como el que me brindaron, gracias! muchas gracias reitero, por incentivar proyectos de investigación, por permitir este espacio de formación práctica, en el cual, he logrado visualizar y vivenciar la histología vegetal paso a paso y de forma minuciosa. Estar inmersa en todo el proceso histológico, aprender sobre la importancia de los protocolos, la paciencia, exactitud de tiempos en los procedimientos, delicadeza con las muestras, en fin, me han mostrado un universo que hasta hace unas semanas era desconocido y que hoy gracias a lo experimentado, me resulta muy interesante, me enamora de mi carrera y me siento orgullosa, pues ya entiendo lo que realmente representa la histología vegetal, siento que es una línea de especialización, en la cual me gustaría capacitarme. ¡Por lo anterior mencionado y muchas más razones, les expreso al grupo de profesionales este gran sentimiento de gratitud y aprecio! Felicitaciones por contribuir en la creación de comunidades de aprendizaje colaborativo.

Magister Luis Hernando Estupiñan de la Facultad de Ciencias Ambientales de la UDCA, un agradecimiento especial al docente por la oportunidad que me ha dado, por ser parte de mis jurados en su evaluación y aprobación de mi proyecto final, por todos sus aportes y enseñanzas, el cual, fueron de gran ayuda para mejorar cada día profesionalmente. Siendo un excelente profesor y una gran persona durante el desarrollo de mi trabajo profesional.

LISTA DE TABLAS

| | |
|--|------------|
| <i>Tabla 3. 1. Microtécnicas Histológicas.....</i> | <i>129</i> |
| <i>Tabla 5. 1. Coloraciones que se utilizaron para la Tinción de las muestras.....</i> | <i>152</i> |
| <i>Tabla 6.1. Comparación de tejidos vegetales en las especies estudiadas.</i> | <i>237</i> |
| <i>Tabla 6.2.Sustancias ergásticas y conductos observados en las muestras.....</i> | <i>238</i> |
| <i>Tabla 6.3. Organización y entrega de la Histoteca para uso de las prácticas de laboratorio.....</i> | <i>240</i> |

LISTA DE FIGURAS

| | |
|---|-----|
| Figura 3. 1. Cuadro comparativo de órganos: A. Monocotiledóneas, B. Dicotiledóneas. Fuente: Audesirk et al. (2013). | 107 |
| Figura 3. 2. Diferentes formas de crecimiento de las plantas. A. Árboles, B. Arbustos, C. Sufrutice, D. Hierbas terrestres, E. Hierbas Epifitas, F. Hemiparásitas, G. Trepadora o escandentes, H. Lianas, I. Trepadoras herbáceas o enredaderas, J. Hemiepífitas, K. Estranguladora, L. Palmas y M. Helechos..... | 110 |
| Figura 3. 3. Organización del cuerpo de la planta. Fuente: Audesirk et al. (2013). | 113 |
| Figura 3. 4. Anatomía del cuerpo vegetal. A. Raíz, B. Tallo, C. Hoja. Fuente: Audesirk et al., (2013)..... | 116 |
| Figura 3. 5. Tipos de células. a. Células parenquimatosas, b. células colenquimatosas y c. Células esclerenquimatosas Fuente: Audesirk et, al., (2013)..... | 120 |
| Figura 3. 6. Posición de los meristemas apicales y laterales. Fuente: Nabors, (2006)..... | 121 |
| Figura 3. 7. Diferentes tipos de tejidos parenquimáticos. Fuente: Santamaría y Roselló, (2018). | 122 |
| Figura 3. 8. Colénquima (Col.) en la hoja del <i>Malpighia glabra</i> | 123 |
| Figura 3. 9. Traqueidas. Fuente: Nabors, (2006)..... | 124 |
| Figura 3. 10. Elementos de los tubos cribosos. Fuente: Nabors, (2006). | 124 |
| Figura 3. 11. Corteza interna y externa. Fuente: Nabors, (2006) | 127 |
| Figura 3. 12. Sistemas de tejidos: Dérmicos, vascular y fundamental. Fuente: Santamarina y Roselló, (2018). (Modificado por Rost et al.,2006)..... | 127 |
| | |
| Figura 5. 1. Se recolectó el material vegetal de las 6 especies de plantas angiospermas | 137 |
| Figura 5. 2. Preparación de las muestras en el laboratorio (A, B, C, D, E y F), donde se le realizó los cortes transversales y longitudinales de 5mm o 1cm. | 138 |
| Figura 5. 3. Recolección de las muestras botánicas en la Universidad Surcolombiana y cercanías. | 139 |
| Figura 5. 4. Prensado y preservación del material botánico . Prensado y preservación del material botánico. A. La planta ubicada sobre el papel periódico B. Organización de las muestras unas encima de otras, protegidas por dos cartones y C. Amarre final con las muestras apiladas. D. Muestras alcoholizadas al 70% y E. Proceso finalizado en la recolección de campo para el herbario. | 140 |
| Figura 5. 5. Proceso de secado de las muestras. A. Listas las plantas recolectadas para ser prensadas, B. Prensado de las plantas recolectadas y C. El material botánico en el horno para el proceso de secado. Laboratorio de química. Usco..... | 141 |
| Figura 5. 6. Montaje del material botánico para el herbario. | 142 |
| Figura 5. 7. Procesamientos de los cortes transversales y longitudinal en el fijador FAA. | 144 |
| Figura 5. 8. Frascos con cada especie sumergida en 30ml del fijador..... | 144 |
| Figura 5. 9. Obtención de 6 Cápsulas de parafina listas para su procesamiento. | 145 |
| Figura 5. 10. Cápsulas de parafina lavadas para remover el fijador..... | 145 |
| Figura 5. 11. Deshidratación con las diferentes concentraciones, teniendo en cuenta el tiempo para cada uno. ... | 146 |
| Figura 5. 12. Proceso de Aclaramiento con xilol. | 147 |
| Figura 5. 13. Procedimiento de Parafinación para inclusión de las muestras. | 148 |
| Figura 5. 14. Pasos para el proceso de Inclusión A. Elementos de inclusión, B. Dispensador de parafina, C. Termostato, D Cápsulas con muestras, E. Muestras sobre soportes de parafina F.G. Proceso de inclusión con el dispensador de parafina H.I. Marcado y solidificación de bloques de parafina..... | 149 |
| Figura 5. 15. Micrófono Leica. A. Bloques listos para cortar, B. Poner bloque, C. Ubicación de la cuchilla, D. posición del bloque, E. Devastó del bloque, F. Hielo para endurecer, G. Muestras a baño María H. Se recogen sobre un portaobjeto, I. laminas en la caja. | 150 |
| Figura 5. 16. Ingreso de las láminas a la estufa. | 151 |
| Figura 5. 17. Deshidratación de las láminas con Xilol..... | 151 |
| Figura 5. 18. Hidratación decreciente en alcohol etílico de las láminas. | 152 |

| | |
|--|-----|
| Figura 5. 19. Tinción realizada con Azul de metileno, Safranina y Tionina sobre las láminas con diferentes tiempos | 153 |
| Figura 5. 20. Se realizó el montaje luego de la coloración para ser observadas en el microscopio..... | 153 |
| Figura 5. 21. Observación de los micropreparados en el microscopio. Laboratorio de Biología de la Universidad Surcolombiana. A. Histoteca, B. Implementación del programa y C. Foto de tejido vegetal..... | 154 |
| Figura 5. 22. Área de estudio en el municipio de Neiva- Huila. En el territorio colombiano. Fuente: (Google Mapa, 2017 y Planeación Surcolombiana, 2016)..... | 155 |
| Figura 5. 23. Ubicación de las especies seleccionadas en la Universidad Surcolombiana..... | 156 |
| | |
| Figura 6. 1. Aspectos de habito y morfología del Gualanday (<i>Jacaranda caucana</i>). A. Árbol. B. Hojas. C. Inflorescencia y D. Fruto, ubicación Café y letras, Universidad Surcolombiana..... | 158 |
| Figura 6. 2. Sección transversal de raíz de <i>Jacaranda caucana</i> , con crecimiento secundario. Mostrando: Cam. Cambium, Fl. Floema sec, P.cor. Parénquima cortical, Peri. Peridermis, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con azul de metileno. 40x..... | 161 |
| Figura 6. 3. Sección transversal de raíz con crecimiento secundario de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Cam. Cambium vascular, Fel. Felógeno, FFl.p. Fibras del floema Primario, Fl.sec. Floema Secundario, P.cor. Parénquima cortical, Súb. Súber, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema Secundario. Tinción con azul de metileno. 100X..... | 161 |
| Figura 6. 4. Sección transversal de raíz con crecimiento secundario de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Fel. Felógeno, FFl.p. Fibras del floema Primario, P.cor. Parénquima cortical, Peri. Peridermis, Súb. Súber y Tan. Taninos. Tinción con azul de metileno. 400x..... | 162 |
| Figura 6. 5. Sección transversal de raíz de <i>Jacaranda caucana</i> . Detalle de la Peridermis. Fel. Felógeno, Tan. Taninos. Tinción con azul de metileno. 100x..... | 162 |
| Figura 6. 6. Sección transversal de raíz de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Fib. Fibras, R.med. Radio medular uniseriado, Va. Vaso y Xi.pr. Xilema Primario. Tinción con azul de metileno. 400x..... | 162 |
| Figura 6. 7. Raíz de <i>Jacaranda caucana</i> . A. Sección transversal de raíz, 400x; B. Sección longitudinal, plano radial 1000x. Mostrando parénquima esclerótico con: Amil. Amiloplastos; Hi. Hilio céntrico del grano de almidón, Ca.pu. Campo de punteaduras, R.med. Radio medular uniseriado, Tra. Traqueida y Va. Vaso. Tinción con safranina y azul de metileno. 1000x..... | 163 |
| Figura 6. 8. Sección longitudinal de ápice de raíz de <i>Jacaranda caucana</i> . Detalle de la Zona Meristemática. C.qui. Centro quiescente, Cal. Caliptra y Me.pr. Meristemas primarios. Tinción con azul de metileno. 4x..... | 163 |
| Figura 6. 9. Sección longitudinal, plano tangencial de raíz de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Amil. Amiloplastos, Cam. Cambium vascular, Fib. Fibras, Fl.s. Floema secundario y R.med. Radio medular uniseriado. Tinción con azul de metileno. 400x..... | 163 |
| Figura 6. 10. Sección longitudinal, plano tangencial de raíz de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: P. xi. Parénquima xilemático, Va.p. Vasos con paredes punteadas y Tra. Traqueidas. Tinción con azul de metileno. 400x..... | 164 |
| Figura 6. 11. Sección longitudinal, plano radial de raíz de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Ca.pu. Campo de puntuaciones en vista frontal y Cri.pr. Cristales prismáticos. Tinción con azul de metileno. 1000x..... | 164 |
| Figura 6. 12. Sección transversal de tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . Crecimiento primario. Cam. Cambium, Epi. Epidermis, FFl.p. Fibras de floema primario, Fl.sec. Floema secundario, Méd. Médula, P.cor. Parénquima cortical, Tr. Tricoma, Va. Vaso, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con safranina 40x..... | 167 |
| Figura 6. 13. Sección transversal de tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Col. Colénquima, Cut. Cutícula, Epi. Epidermis, Esca. Escamas y Pe.s. Pelos simples. Tinción Safranina 1000x..... | 167 |
| Figura 6. 14. Sección transversal de tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . Cam. Mostrando: Cambium, Cel.ac. Células acompañantes, El.cr. Elementos cribosos, Fi.x. Fibras xilares, FFl.p. Fibras de floemas primario, Tra, Traqueida y Va. Vaso. Tinción con safranina. 400x..... | 168 |
| Figura 6. 15. Sección Transversal de tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: A.cre. Anillo de crecimiento, Cam. Cambium, Fl.sec. floema secundario, Méd. Médula, Peri. Peridermis Xi.pr. Xilema Primario y Xi.sec. Xilema Secundario. Tinción con azul de metileno. 100x..... | 168 |

| | |
|---|-----|
| Figura 6. 16. Tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . Sección longitudinal, 400x. Mostrando: Dru. Drusa, P.cor. Parénquima cortical, Fder. Felodermis, Fel. Felógeno, Fib. Fibras, FFl.p. Fibras de floema primario, Fl.s. Floema secundario y Súb. Súber. Tinción con azul de metileno. | 168 |
| Figura 6. 17. Tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . A. Sección transversal, 400x; B. Sección longitudinal, plano radial 400x mostrando: Fib. Fibras, P.med. Parénquima medular, R.med. Radio medular uniseriado y Va. Vaso. Tinción con azul de metileno. | 169 |
| Figura 6. 18. Sección longitudinal, plano radial de tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Fib. Fibras, P.ax. Parénquima axial, Tra. Traqueida y Va.p. Vasos con paredes punteadas. Tinción con safranina .400x | 169 |
| Figura 6. 19. A.B. Sección Longitudinal, plano axial de tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Fib. Fibras, Pf.si. Placa de perforación simple y Va p. Vasos con paredes punteadas. Tinción con azul de metileno. 1000x | 169 |
| Figura 6. 20. Sección Longitudinal, plano radial de tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Fib. Fibra, Va.esc. Vaso con paredes escaleriforme y Va.p. Vaso con paredes punteadas. Tinción con tionina. 1000X. | 170 |
| Figura 6. 21. Sección longitudinal plano radial de tallo de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando P.med. Parénquima medular y Cri.pr. Cristales prismáticos. Tinción con safranina 1000x..... | 170 |
| Figura 6. 22. Sección Longitudinal, plano radial de Tallo de <i>Jacaranda caucana</i> , Detalle de radio medular. Fib. Fibras, C.R.pro. Célula radial procumbente y C.R.ver. Célula radial vertical. Tinción con azul de metileno. 400x. | 170 |
| Figura 6. 23. Seccion transversal de hoja de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostarndo: Cut. cuticula, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Esca. Escama, Hv. Haz vascular, Mes. Mesofilo y Tr. Tricoma. Tincion con azul de metileno. 400x..... | 172 |
| Figura 6. 24. Seccion transversal de hoja de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Cut. Cuticula, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, P.emp. Parénquima empalizada y P.esp Parénquima esponjoso. Tincion con tionina 1000x. | 172 |
| Figura 6. 25. Epidermis adaxial de hoja de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando: Cel.ep. Células epidérmicas. 1000x respectivamente. | 172 |
| Figura 6. 26. Epidermis abaxial de hoja de <i>Jacaranda caucana</i> . Mostrando en detalle la epidermis abaxial, constituida por células epidérmicas (Cel.ep.), estomas, conformados por las (Cel.an). Células anexas, (Ce. ocl). Células oclusivas y Ost. Ostíolo. 1000x. | 173 |
| Figura 6. 27. Detalle de Escama de hoja de <i>Jacaranda caucana</i> . A. En vista frontal B. en vista lateral. Tinción con azul de metileno.1000x..... | 173 |
| Figura 6. 28. Aspectos de hábito de creciemitno y morfología del Cerezo (<i>Malpighia glabra</i>) A. Arbol, B. Hojas, C. Inflorescencia y D. fruto. Ubicación café y letras. Universidad Surcolombiana. | 175 |
| Figura 6. 29. Seccion transversal de Raiz de <i>Malpighia glabra</i> , con crecimiento secundario. Mostrando: A.cre. Anillo de crecimiento, Cam. Cambium vascular, Fl. Floema, Méd. Médula, P.cor. Parénquima cortical, Peri. Peridermis, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema Secundario. Tinción con safranina.40x..... | 177 |
| Figura 6. 30. Sección transversal de Raíz de <i>Malpighia glabra</i> . Detalle de la Peridermis. Fder. Felodermis, Fel. Felógeno y Súb. Súber. Tinción con safranina. 400x. | 177 |
| Figura 6. 31. Sección transversal de raíz de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Cam. Cambium, FFl.p. Fibras de floema primario, Fl.sec. Floema secundario, P.cor. Parénquima cortical, R.med. Radio medular Uniseriado y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con tionina.400x..... | 178 |
| Figura 6. 32. Sección transversal de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Cam. Cambium, Cel.ac. Células acompañantes, Dru. Drusas, El.cri. Elemento criboso, Fib. Fibras, R.med. Radio medular Uniseriado y Tra. Traqueida. Tinción con azul de metileno. 1000x..... | 178 |
| Figura 6. 33. Sección Transversal de raíz de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Fi.x. Fibras xilares, R.med. Radios medulares uniseriados, Tra. Traqueida y Va. Vaso. Tinción con azul de metileno. 1000x | 179 |
| Figura 6. 34. Sección longitudinal, plano radial de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando parénquima floemático: Cri.pr. Cristales prismáticos y Dru. Drusas. Tinción con eosina y hematoxilina. 1000x | 179 |
| Figura 6. 35. Sección Longitudinal, plano radial de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: PPs. Placa de perforación simple y Va.p. Vaso con paredes punteadas. Tinción con eosina y hematoxilina. 1000x..... | 179 |
| Figura 6. 36. Sección longitudinal de Raíz de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Tra. Traqueida. Tinción con eosina y hematoxilina.1000x..... | 180 |

| | |
|--|-----|
| Figura 6. 37. Sección Transversal de Tallo de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Epi. Epidermis, FFL.p. Fibras del Floema primario, Fl.sec. Floema secundario, Méd. Médula, P.cor. Parénquima cortical, Tr.f. Traza foliar, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Azul de metileno. 40x. | 182 |
| Figura 6. 38. Diferentes tipos de tricomas en la epidermis del Tallo de <i>Malpighia glabra</i> . A. B. y C. Pelos glandulares, D. Pelo simple, E. Pelos multicelulares. Tinción B, C, D, E, azul de metileno, A. Safranina. 1000x. | 182 |
| Figura 6. 39. Sección Transversal de Tallo de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Bra. Braquiesclereidas, Fib. Fibras, Fl.sec. Floema secundario, P.cor. Parénquima cortical, R.med. Radio medular, Va. Vasos y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Azul de metileno. 400x. | 182 |
| Figura 6. 40 . Sección Transversal de Tallo de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Bra. Braquiesclereidas, Fib. Fibras, P.cor. Parénquima cortical y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Tionina. 1000x. | 183 |
| Figura 6. 41. Tallo de <i>Malpighia glabra</i> . Sección longitudinal, plano radial 100x. Mostrando: Epi. Epidermis, Fib. Fibras, Pe.s. Pelos simples, P.cor. Parénquima cortical, P.med. Parénquima medular y P.ra. Parénquima radial. Tinción con Azul de metileno. | 183 |
| Figura 6. 42. Sección Longitudinal, plano radial de Tallo de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Ca.pu. Campo de punteaduras, Fib. Fibras, P.ra. Parénquima radial, R.med. Radio medular multiseriado, Tra. Traqueida y Va.p. Vasos con paredes punteadas. Tinción con Azul de metileno. 400x. | 183 |
| Figura 6. 43. Sección Longitudinal, Plano radial de Tallo de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Cri.pr. Cristales prismáticos y P.med. Parénquima medular. Tinción con Azul de metileno. 1000x. | 184 |
| Figura 6. 44. Sección Transversal de hoja de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Ce.bu. Células buliformes, Col. Colénquima, Dru. Drusa, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi. ad. Epidermis adaxial, Fib. Fibras, Fl. Floema, Np. Nervadura principal, P.emp. Parénquima empalizada, P.esp. Parénquima esponjoso y Xi. Xilema. Tinción con azul de metileno. 100x. | 186 |
| Figura 6. 45. Sección Transversal de la hoja de <i>Malpighia glabra</i> . A. 400x B. 1000x. Mostrando: Col. Colénquima, Fib. Fibras, Fl. Floema y Xi. Xilema. Tinción con Tionina. | 186 |
| Figura 6. 46. Sección transversal de la hoja de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Ca.fib. Casquete de fibras, Clor. Cloroplastos, Dru. Drusa, Ep.ad. Epidermis adaxial, P.emp. Parénquima empalizado y P.esp. Parénquima esponjoso. Tinción con Safranina. 400x. | 187 |
| Figura 6. 47. Sección Transversal de la hoja de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Amil. Amiloplastos, Ca.sub. Cámara subestomática, Cut. Cutícula y P.esp. Parénquima esponjoso. Tinción con safranina. 1000x. | 187 |
| Figura 6. 48. Sección superficial de la hoja de <i>Malpighia glabra</i> . A. Epidermis adaxial. B. Epidermis abaxial: Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas. Cel.ocl. Células oclusivas, Est. Estomas. y Ost. Ostiolos. 1000x. | 187 |
| Figura 6. 49. Sección Transversal de la hoja de <i>Malpighia glabra</i> . Mostrando: Ca. Fib. Casquete de fibras, Ce.bu. Células buliformes, Cut. Cutícula. Dru. Drusas y P.emp. Parénquima empalizada. Tinción con safranina. 1000x. | 188 |
| Figura 6. 50. Aspectos de habito de crecimiento y Morfológico de <i>Bijao (Calathea lutea)</i> , A Hábito de crecimiento. B. Hoja, C. Flor, y D. Inflorescencia con frutos. Ubicación Facultad de economía. | 190 |
| Figura 6. 51. Sección transversal de raíz de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: End. Endodermis, Epi. Epidermis, Fl. Floema, Hip. Hipodermis, P.cor. Parénquima cortical, P.med. Parénquima medular y Xi. Xilema. Tinción con A. Safranina. 40x vista panorámica y B. Azul de metileno. 100x. | 192 |
| Figura 6. 52. Sección transversal de raíz de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: Epi. Epidermis, Hip. Hipodermis, Muc. Mucílago y P.cor. Parenquima cortical. Tinción con Azul de metileno. 400x. | 192 |
| Figura 6. 53. Sección transversal de raíz de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: End. Endodermis, Fl. Floema, Me.xi. Metaxilema, P.cor. Parenquima cortical, Per. Periciclo, P.med. Parenquima medular y Pr.xi. Protoxilema. Tinción con Safranina. 400x. | 192 |
| Figura 6. 54 . Sección transversal de raíz de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: End. Endodermis, Fl. Floema, Me.xi. Metaxilema, P.cor. Parenquima cortical, Per. Periciclo, Pr.xi. Protoxilema y Tan. Tanino. Tinción con Safranina. 100x. | 193 |
| Figura 6. 55. Sección transversal de raíz de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: End. Endodermis, Muc. Mucílago. P.cor. Parenquima cortical y Per. Periciclo. Tinción con Azul de metileno. 1000x. | 193 |
| Figura 6. 56. Sección Transversal de Tallo de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: Epi. Epidermis, Esc. Esclerénquima, Hv. Haz vascular, Lag. Lagunas y P.cor. Parénquima cortical. Tinción con Azul de metileno. 40x. | 195 |

| | |
|---|-----|
| Figura 6. 57. Sección transversal de tallo de <i>Calathea lutea</i> . A. en aumento 100x, B. en aumento 400x. Mostrando: Aer. Aerénquima, Epi. Epidermis, Es. Esclerénquima, Hv. Haz vascular, P.cor. Parénquima cortical y Xi. Xilema. Tinción con Azul de metileno. | 195 |
| Figura 6. 58. Sección transversal de tallo de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: Ca.sub. Cámara subestomática, Epi. Epidermis y P.cor. Parenquima cortical.Tinción con Azul de metileno.1000x. | 196 |
| Figura 6. 59. Sección transversal de tallo de <i>Calathea lutea</i> , con Células de parénquima cortical. A. en aumento 1000x, B. en aumento 400x. Mostrando: Cri.pr, Cristal prismático, Fib. Fibras, Muc. Mucílago y Tan. Tanino. Tinción con Azul de metileno..... | 196 |
| Figura 6. 60. Sección Trasversal de tallo de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: Fib.cor. Fibras corticales, Fib.va. Fibras de esclerénquima (Fib.esc.), Fl. Floema, Hv. Haz vascular, Par. Parénquima y Xi. Xilema. Tinción con Azul de metileno.400x..... | 196 |
| Figura 6. 61. Sección Trasversal de Tallo de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: Cel.ac. Células acompañantes, El.cri. Elemento criboso y Fib.va. Fibra vascular. Tinción con Azul de metileno.400x. | 197 |
| Figura 6. 62. Sección longitudinal, plano radial de tallo de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: Epi. Epidermis, Fib.cor. Fibras corticales, P.cor. Parenquima cortical y P.fun. Parénquima fundamental. Tinción con Azul de metileno.100x. | 197 |
| Figura 6. 63. Sección longitudinal, plano radial de tallo de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: El.cri. Elementos cribosos, Fib.va. Fibras vasculares y Va.esc. Vasos con pared escaleriforme.Tinción con Azul de metileno.400x. | 197 |
| Figura 6. 64. Sección longitudinal de tallo de <i>Calathea lutea</i> . A. en aumento 100x, B. en aumento 1000x. Mostrando: Lag. Laguna, Hv. Haz vascular y Trab. Trabécula. Tinción con Azul de metileno. | 198 |
| Figura 6. 65. Sección transversal de la hoja de . Mostrando: Ce.bu. Células buliformes, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Est. Estoma, Hv. Haz vascular, P.emp. Parénquima en empalizada y P.esp. Parénquima esponjoso. Tinción con azul de metileno. 100x. | 199 |
| Figura 6. 66. Sección transversal de la hoja de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: Clor. Cloroplastos, Fib. Fibras, Fl. Floema, Hv. Haz vascular, P.emp. Parenquima en empalizada, P.esp. Parénquima esponjoso, Tan. Taninos y Xi. Xilema. Tinción con Azul de metileno. 400x..... | 200 |
| Figura 6. 67. Sección superficial de la hoja de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: Cel.ep. Células epidérmicas. A (Epi.ad). Epidermis adaxial, B (Epi. ab.). Epidermis abaxial y Est. Estomas. 400x..... | 200 |
| Figura 6. 68. Sección de la epidermis abaxial de la hoja de <i>Calathea lutea</i> . Mostrando: Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.an. Células anexas, Cel.ocl. Células oclusivas y Ost. Ostiolo. Tinción con azul de metileno 1000x..... | 200 |
| Figura 6. 69. Aspectos de habito de crecimiento y Morfológico de Verdolaga (<i>Portulaca oleracea</i>) A. Hierba, B. Hojas, C. Inflorescencia y D. Frutos. Ubicación Estación Terpel-Chicala. | 202 |
| Figura 6. 70. Sección Transversal de raíz de <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Cam. Cambium, Epi. Epidermis, Fl.sec. Floema secundario, P.cor. Parénquima cortical, R.la. Raíz lateral, R.med. Radios medulares, Xi.pri. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Azul de metileno. 40x.y 100x..... | 204 |
| Figura 6. 71. Sección Transversal de raíz de <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Ra. xi. Radios xilemáticos, Xi.pri. Xilema primario, Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Tionina.100x..... | 204 |
| Figura 6. 72. Sección Transversal de raíz de <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Amil. Amiloplastos, Fel. Felógeno, Fder. Felodermis, Fl. Floema, P. Cor, Parénquima cortical, Peri. Peridermis, Raf. Rafidios, Sub. Súber, Tinción con Azul de metileno.400x..... | 205 |
| Figura 6. 73. Sección transversal de raíz de <i>Portulaca oleracea</i> . A. Tinción Azul de metileno, B. Tinción Safranina. Mostrando: Amil. Amiloplastos y Dru. Drusa. 1000x..... | 205 |
| Figura 6. 74. Sección transversal de raíz de <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Fl.s. Floema secundario, Va. Vasos y Xi. Xilema. Tinción Azul de metileno 400x..... | 205 |
| Figura 6. 75. Sección longitudinal, plano radial de raíz de <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Amil. Amiloplastos, Pf.si. Perforaciones simples, y Va.p. Vasos con paredes punteadas. Tinción con Azul de metilenoTionina.1000x. .206 | 206 |
| Figura 6. 76. Sección transversal de tallo de <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Epi. Epidermis Hv. Haz vascular, Med. Medula y P.Cor. Parenquima Cortical. A. Vista panorámica 40x.y B. 100x. Tinción con Azul de metileno.... | 207 |

| | |
|--|-----|
| Figura 6. 77. Tallo de <i>Portulaca oleracea</i> . A. sección transversal, Tinción con safranina. B. sección longitudinal radial, Tinción con azul de metileno. Mostrando: Epi. Epidermis, Hv. Haz vascular, Méd. Médula y P.Cor. Parenquima Cortical. 100x. | 207 |
| Figura 6. 78. Sección transversal del Tallo de la <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Dr. Drusa. Tinción Tionina.1000x. | 208 |
| Figura 6. 79. Sección transversal del Tallo de la <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Cam. Cambium, FFl.pr. Fibras del floema primario, Fl.sec. Floema secundario, Me. xi. Metaxilema, P.cor. Parénquima cortical, Pr. xi. Protoxilema, Xi.pri. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con azul de metileno.400x. | 208 |
| Figura 6. 80. Sección longitudinal radial del Tallo de <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Etr.he. Elementos traqueales con paredes helicoidales y P.xil. Parénquima xilemático. Tinción con Tionina.1000x. | 208 |
| Figura 6. 81. Sección transversal de la hoja de <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Ant. Antocianinas, Clor. Cloroplastos, Epi.ab. Epidermis, abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Esp.int. Espacio intercelular, Est. Estoma y Hv. Haz vascular. 100x..... | 210 |
| Figura 6. 82. Sección transversal de la hoja de <i>Portulaca oleracea</i> . Mostrando: Clor. Cloroplastos, Cri.pr. Cristales prismáticos, Cut. Cutícula, Dru. Drusas, Ep.ad. Epidermis adaxial, Esp.int. Espacio intercelular, Est. Estoma, Hv. Haz vascular y Mes. Mesófilo. 400x. | 211 |
| Figura 6. 83. Secciones Transversales de hoja de <i>Portulaca oleracea</i> . A. estoma con células acompañantes (flecha roja) y cámara subestomática (flecha negra), 1000x. B. Antociano con cloroplastos (estrella roja), 1000x. C. Haz vascular con aerénquima (estrella negra), 1000x y D. cristales en forma de drusas (flecha azul) con cloroplastos (Flecha fucsia) 1000x. | 211 |
| Figura 6. 84. Epidermis adaxial de la hoja de <i>Portulaca oleracea</i> . A. 400x, B. 1000x. Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.ocl. Células oclusivas, Clor. Cloroplastos y Ost. Ostiolo. | 212 |
| Figura 6. 85. Epidermis abaxial de la hoja de <i>Portulaca oleracea</i> . A. 400x, B. 1000x. Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.ocl. Células oclusivas, Clor. Cloroplastos y Ost. Ostiolo. | 212 |
| Figura 6. 86. Aspectos de Habito de crecimiento de Pajarito (<i>Oryctanthus alveolatus</i>) A. Arbusto Epifito hemiparásita, B. Hoja, C. Inflorescencia y D. Frutos. Ubicación parqueadero Universidad Surcolombiana. | 214 |
| Figura 6. 87. Sección Transversal de raíz de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . A. 40x, B. 100x. Mostrando: Br. Braquiesclereidas, El.Tr. Elementos traqueales, y P.res. Parénquima reservante. Tinción con Tionina. | 216 |
| Figura 6. 88. Sección Transversal de raíz de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . A. 400x. B. 1000x. Mostrando: Amil. Amiloplastos, P.res. Parénquima de reserva y Va. Vasos del xilema. Tinción con safranina. | 216 |
| Figura 6. 89. Secciones Transversales de raíz de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . A. Haz de Braquiesclereidas, con cristal en forma de drusa (flecha roja), 400x. B. Haz de Braquiesclereidas, con cristal en forma piramidal (estrella roja), 1000x. C. Parénquima reservante con amiloplastos (flecha negra) y cristales en forma de drusa (flecha roja), 1000x. D. Tan. Parénquima reservante con Tanino, 1000x. A y B. Tinción con Azul de metileno, C. y D. Tinción con safranina. | 217 |
| Figura 6. 90. Sección Transversal de tallo de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . Mostrando: Cor. Corteza., Cut. Cutícula, Ep. Epidermis, , Hv. Haz vascular, Méd. Médula y Vista panorámica. Tinción con Azul de metileno.40x..... | 218 |
| Figura 6. 91. Tallo de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . A. Sección transversal de tallo, 100x; B. Sección longitudinal, plano radial 100x. Mostrando:Br. Braquiesclereidas, Cut. Cutícula, Dru. Drusa, Epi. Epidermis, Fib. Fibras,Méd.Médula, P.Cor. Parénquima cortical y Va.p. asos con paredes punteadas. Tinción con Azul de metileno.100x..... | 219 |
| Figura 6. 92. Sección Transversal de tallo de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . Mostrando: Cel.ep. Célula epidérmica. Clq. Clorénquima, Clor. Cloroplastos, Cut. Cutícula, FFl.p. Fibras del floema primario, Fl.sec. Floema secundario, N.cel. Núcelos celulares y P.cor. Parénquima cortical. Tinción con Azul de metileno.400x..... | 219 |
| Figura 6. 93. Sección Longitudinal de tallo de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . Mostrando: Clq. Clorénquima, Dru. Drusas, Est. Estoma, FFl.pr. Fibras del floema primario y P.cor. Parénquima cortical. A. Tinción con azul de metileno, B. Tinción con Safranina. 400x..... | 220 |
| Figura 6. 94. Sección Transversal de tallo de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . Mostrando: Cél.ac. Células acompañantes, El.cri. Elementos cribosos, El.tr. Elementos traqueales, FFl.pr. Fibras del Floema primario, y Fi.xi. Fibras del Xilema. Tinción con Azul de metileno.400x..... | 220 |
| Figura 6. 95. Sección longitudinal de tallo de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . Mostrando: A. Elemento traqueal con paredes helicoidales (flecha amarilla), Traqueidas (flecha blanca) y Vaso con paredes punteadas (flecha roja), | |

| | |
|--|-----|
| 400x. B. Rafidios (estrella roja) y Vaso con paredes punteadas (flecha roja), 1000x. Tincion con azul de metileno. | 220 |
| Figura 6. 96. Seccion transversal de la hoja de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . Mostrando: Clor. Cloroplastos ,Cut. Cutícula, Dr. Drusas, Epi. ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Hv. Haz vascular y Mes. Mesòfilo. Tinción con Safranina 100x. | 221 |
| Figura 6. 97. Seccion transversal de la hoja de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . Mostrando: Cel.ep. Células epidermicas, Clor. Cloroplastos ,Cut. Cutícula, Dr. Drusas y P.ho. Paréquima Homogeneo clorofiliano .Tinción con safranina. 1000x. | 222 |
| Figura 6. 98. Seccion transversal de la hoja de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . Mostrando: Dru. Drusas, Fl. Floema y Xi. Xilema. Tincion con azul de metileno 400x. | 222 |
| Figura 6. 99. Seccion transversal de la hoja de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . Mostrando: Cri.pr. Cristales prismáticos y Dr. Drusas.Tinción con safranina 1000x. | 222 |
| Figura 6. 100. Sección superficial de la hoja de <i>Oryctanthus alveolatus</i> . A Epidermis adaxial, B Epidermis abaxial. Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.ocl. Células oclusivas, Esc. Escama. y Ost. Ostiolo. 400x. | 223 |
| Figura 6. 101. Aspectos de habito de crecimiento de Balazo (<i>Monstera adansonii</i>) A. Trepadora, B Hoja., C. Inflorescencia y D. Inflorescencia Joven. Ubicación Zonas verdes Universidad Surcolombiana. | 225 |
| Figura 6. 102. Sección Transversal de raíz de <i>Monstera adansonii</i> . Vista Panorámica. Mostrando: End. Endodermis, Epi. Epidermis, Exo. Exodermis, Hv. Haz vascular, Méd. Médula y P.cor. Parénquima cortical. Tinción con azul de metileno. 40x | 228 |
| Figura 6. 103. Sección Transversal de raíz de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: Dr. Drusas, Epi. Epidermis, Exo. Exodermis y P.cor. Parénquima cortical. Tinción con tionina. 400x. | 228 |
| Figura 6. 104. Sección longitudinal de raíz de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando con flechas de color azul o rojo: A. Amiloplastos. (1000x.), Tinción con safranina, B. Rafidios (1000x), Tincion con Tionina, C. Drusas y D. Tanino. C.D. tinción con Eosina- Hematoxilina, (400x). | 229 |
| Figura 6. 105. Sección Transversal de Raíz de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: End. Endodermis, Fl. Floema, L. mexi, Laguna del metaxilema, P.med. Parénquima medular, P.cor. Parénquima Cortical, Per, Periciclo y Xi. Xilema. Tinción con Azul de metileno. 100x. | 229 |
| Figura 6. 106. Sección Transversal de raíz de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: Cel-pa, Células de paso, End. Endodermis, Fl. Floema, L. mexi, Laguna del metaxilema, Me-xi, Metaxilema, Per, Periciclo y Pr-xi. Protoxilema. Tinción con Azul de metileno. 400x. | 230 |
| Figura 6. 107. Sección longitudinal de raíz de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: El.cri. Elementos cribosos, Va.esc. Vasos con paredes escaleriformes. Tinción con tionina. 400x. | 230 |
| Figura 6. 108. Sección longitudinal de raíz de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: A. Esca. Escama (1000x.) y B. Raf. Rafidios (1000x). Tinción con Tionina B. y Eosina- Hematoxilina A.C.D. | 230 |
| Figura 6. 109. Tallo de <i>Monstera adansonii</i> . A. Sección transversal de tallo; B. Sección longitudinal, plano radial Mostrando: End. Endodermis, Epi. Epidermis, Fib. Fibras, Hv. Haz vascular, P.med. Parénquima medular y P.cor. Parénquima cortical. Tinción con safranina. 40x | 232 |
| Figura 6. 110. Sección transversal de tallo de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: Epi. Epidermis, Hv. Haz vascular, P.cor. Parénquima cortical, P.med. Parénquima medular. A. Tinción con tionina, B. Tinción con azul de metileno. 100x. | 232 |
| Figura 6. 111. Sección transversal de tallo de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: Amil. Amiloplastos, Dru. Drusa, El.cri. Elementos cribosos, Fib. Fibras, Me-xi. Metaxilema y Pr-xi., Protoxilema. Tinción con Tionina. 400x. | 233 |
| Figura 6. 112. Sección longitudinal de tallo de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: Fib. Fibras, Va.esc. Vasos con pared escaleriforme y Va.esp. Vasos con pared espiralada. Tinción con Azul de metileno. 400x. | 233 |
| Figura 6. 113. Sección transversal del pecíolo de la hoja de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Hv. Haz vascular y P.fun. Parénquima fundamental. Tinción con Tionina. 100x. | 235 |
| Figura 6. 114. Sección transversal de lámina de hoja de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Hv. Haz vascular y Mes. Mesòfilo. Tinción con Safranina. 100x. | 235 |

| | |
|--|-----|
| Figura 6. 115. Sección transversal de lámina de hoja de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: Clor. Cloroplastos, Cut. Cutícula, Dru. Drusa, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial y Mes. Mesófilo. Tinción con Safranina. 400x..... | 235 |
| Figura 6. 116. Sección transversal de hoja de <i>Monstera adansonii</i> . Mostrando: Dru. Drusas, Epi.ab. Epidermis abaxial, Fib. Fibras, Fl. Floema, Mes. Mesófilo y Xi. Xilema. Tinción con Safranina. 400x. | 236 |
| Figura 6. 117. Epidermis de la hoja de <i>Monstera adansonii</i> . A. superficie adaxial, B. superficie abaxial. Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.ocl. Células oclusivas, Clor. Cloroplastos y Ost. Ostiolo. 1000x. | 236 |

TABLA DE CONTENIDO

LISTA DE TABLAS

LISTA DE FIGURAS

| | |
|---|-----|
| 1. RESUMEN | 89 |
| 2. INTRODUCCIÓN | 91 |
| 3. PLANTEAMIENTO DE PROBLEMA | 94 |
| 3.1. ANTECEDENTES | 94 |
| 3.2. JUSTIFICACIÓN | 102 |
| 3.3. PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN | 104 |
| 3.4. MARCO TEÓRICO | 106 |
| 3.4.1. ANGIOSPERMAS | 106 |
| 3.4.2. HÁBITOS DE CRECIMIENTO | 107 |
| 3.4.3. MORFOLOGÍA VEGETAL | 111 |
| 3.4.4. ANATOMÍA VEGETAL | 113 |
| 3.4.5. CITOLOGÍA VEGETAL | 117 |
| 3.4.6. HISTOLOGÍA VEGETAL | 120 |
| 3.4.7. MICROSCOPIA | 128 |
| 3.4.8. MICROTÉCNICAS HISTOLÓGICAS | 129 |
| 3.4.9. CONCEPTO DE PROCESOS DE ENSEÑANZA- APPRENDIZAJE | 133 |
| 4. OBJETIVOS | 135 |
| 4.1. OBJETIVO GENERAL | 135 |
| 4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS | 135 |
| 5. METODOLOGÍA | 136 |
| 5.1 FASE DE CAMPO O DE MUESTREO: | 136 |
| 5.1.1. SELECCIÓN DE PLANTAS | 136 |
| 5.1.2. TOMA DE MUESTRA PARA HISTOLOGÍA | 138 |
| 5.1.3. TOMA DE MUESTRAS PARA EL HERBARIO | 139 |
| 5.2. FASE DE LABORATORIO: | 141 |
| 5.2.1. EXICADOS PARA EL HERBARIO | 141 |
| 5.2.2. PROCEDIMIENTO HISTOLÓGICO | 143 |

| | |
|--|-----|
| 5.3. FASE DE ESCRITURA | 154 |
| 5.4. ÁREA DE ESTUDIO..... | 154 |
| 6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 156 |
| 6.1. GUALANDAY (<i>Jacaranda caucana</i>) | 157 |
| 6.2. CEREZO (<i>Malpighia glabra</i>) | 174 |
| 6.3. BIJAO (<i>Calathea lutea</i>)..... | 189 |
| 6.4. VERDOLAGA (<i>Portulaca oleraceae</i>)..... | 201 |
| 6.5. PAJARITO (<i>Oryctanthus alveolatus</i>)..... | 213 |
| 6.6. BALAZO (<i>Monstera adansonii</i>) | 224 |
| 7. CONCLUSIONES..... | 244 |
| 8. BIBLIOGRAFÍA..... | 247 |

1. RESUMEN

Como en todo aprendizaje, existen dificultades para la comprensión de distintos temas, aún más aquellos, que no son percibidos a simple vista, sino que es necesario el apoyo de un instrumento, como el microscopio, que tiene la capacidad de mostrarnos un mundo microscópico, el cual, hace parte la Histología vegetal, una de las subáreas de la Botánica. Además, por la cantidad de estudiantes inscritos semestralmente en la asignatura de esta área, para la persona que orienta las prácticas de laboratorio, suele ser desgastantes y poco funcional, por lo cual, una guía práctica se constituye en una herramienta de apoyo docente, que busca facilitar el aprendizaje de botánica a nivel universitario. Como una estrategia didáctica para las prácticas de histología vegetal en el laboratorio, se elaboró un material de apoyo en la Universidad Surcolombiana, con base en el estudio anatómico de 6 especies de plantas con hábitos de crecimiento como: árbol, arbusto, arbusto hemiparásita, hierba y trepadora. Se obtuvieron como resultados recursos didácticos para la enseñanza de histología vegetal basados en las necesidades específicas del área, cuyo uso en las prácticas de laboratorio permitirá desarrollar distintas habilidades en los estudiantes, tales como: la capacidad de observación, descripción, análisis, síntesis e indagación. De esta forma podrán comprender mejor los conceptos de histología vegetal, profundizarlos y tener una idea práctica para aplicarlos en futuros estudios, incluso, con este proyecto se busca que el proceso de enseñanza-aprendizaje esté más a la vanguardia en la utilización de herramientas que permitan al estudiante tener una formación teórico-práctica significativa.

Palabras clave: Apoyo docente, Histología vegetal, Prácticas de laboratorio, Recursos didácticos, Técnicas Histológicas.

ABSTRACT

As in all learning, there are difficulties for the understanding of different topics, which are not perceived by the naked eye, but rather the support of an instrument, such as the microscope, that can the ability to show us a world microscopic, which is part of Plant Histology, one of the sub-areas of Botany.. In addition, for the number of students enrolled semiannually in the subjects in this area, for the person who guides the practices of the Laboratory, it is usually debilitating and not very functional, for which reason, a practical guide is constituted as a teacher support, which seeks to facilitate the learning of botany at the university level. As a didactic strategy for the practices of plant histology in the laboratory, a support material was elaborated in the Surcolombiana University, based on the anatomical study of 6 species of plants with growth habits such as: tree, shrub, hemiparasitic shrub, grass and climb plant. The results obtained were didactic resources for the teaching of plant histology based on the specific needs of the area, whose use in laboratory practices will allow students to develop different skills, such as: observation capacity, description, analysis, synthesis and Inquiry. In this way they will be able understand better the concepts of plant histology, deepen them and have a practical idea to apply them in future studies, even with this project seeks to ensure that the teaching-learning process is at the forefront in the use of tools that allow the student to have a significant theoretical-practical training.

Keywords: Teacher support, Plant Histology, Laboratory practices, Didactic resources, Histological Techniques.

2. INTRODUCCIÓN

El material de apoyo de histología vegetal fue elaborado como una estrategia didáctica para facilitar el proceso de enseñanza- aprendizaje en el laboratorio, respaldar la labor docente y despertar habilidades en los estudiantes para generar un conocimiento significativo en la asignatura, de acuerdo con las necesidades del programa. El impacto que tendrán las herramientas didácticas, es que serán un apoyo para los estudiantes mientras interactúan con ellas en el laboratorio. De esta forma, les permitirá corroborar, experimentar e interiorizar los conceptos teóricos sobre histología vegetal. Con la elaboración de la histoteca y la guía de laboratorio se desarrollará el trabajo experimental y esto despertará habilidades como: la capacidad de observación, descripción, análisis, síntesis e indagación en los estudiantes.

Al cursar la asignatura de Botánica, se generaron dificultades para comprender los tejidos de las plantas, por tal, se quiso profundizar las formas en que están representados los conceptos de histología vegetal, ya que, lo visto en ese tiempo, no fue suficiente para comprenderlos. Además, el laboratorio no contaba con herramientas para apoyar el trabajo experimental de los estudiantes y tampoco ayudaba la teoría utilizada. Por todo lo anterior, se ve reflejada una problemática en la ausencia de herramientas que respalden el proceso de aprendizaje y más teniendo en cuenta la alta demanda de estudiante respecto al docente disponible.

Por otro lado, el proyecto de investigación fue estructurado por temáticas en su desarrollo que comprende: los dos grupos de plantas angiospermas clasificadas en monocotiledóneas y dicotiledóneas, tipos de hábitos de crecimiento, la descripción de las estructuras externas del cuerpo de la planta (Morfología) y las estructuras internas de los tejidos que componen los órganos (Anatomía), esto es fundamental para comprender los principales grupos de plantas angiospermas que existen. Además, se tienen en cuenta, las células, tipos de células que abarca la

citología vegetal, que, a su vez, se relaciona con el estudio de los tejidos vegetales, las técnicas histológicas usadas y la importancia referente al proceso de enseñanza – aprendizaje.

Para dar inicio al trabajo, se investigó los antecedentes de proyectos realizados a nivel histológico como Tamez, (1999), Saraiv (2012), Cardona, (2013), (Morales y Jimenez,2013), Verdín et al., (2013) y Megías et al., (2018) y de allí se obtuvo la metodología descriptiva y cualitativa de la investigación. Por tanto, se hizo la recolección de 6 especies de plantas nativas y se buscaron las herramientas necesarias para su procesamiento. Luego, se inició toda la fase de laboratorio, que corresponde a la preparación de las muestras y usos de procesos histológicos, hasta la obtención de las láminas permanentes. De esta manera se obtuvo la histoteca, un compendio de muestras histológicas para su observación, identificación y análisis al microscopio.

A continuación, podrán encontrar en detalle de lo expuesto anteriormente y seguir paso a paso el desarrollo de la investigación: principalmente se aborda la problemática del profesorado y los estudiantes, en cuanto a la enseñanza -aprendizaje de conceptos en el área Botánica, se habla de la importancia de los recursos didácticos como herramienta vital para el proceso de aprendizaje significativo, se mencionan las especies de plantas incluidas en el estudio, así como las diferentes fases del proyecto de investigación. Además, se expone el impacto del proyecto en la comunidad educativa y se manifiesta el interés al realizar el presente trabajo, el objetivo de la investigación, la metodología y estrategias utilizadas, por último, se muestra la distribución de los temas en la estructura de la tesis. Como primera medida se buscan antecedentes respecto a los proyectos de investigación con objetivos relacionados a facilitar el aprendizaje en los estudiantes. Se obtienen citas importantes sobre morfología, anatomía, citología, microscopia vegetal y estrategias de enseñanza, dentro de las cuales se destacan desde libros, manuales, atlas de anatomía vegetal, experiencias docentes, guías de laboratorio, artículos científicos, hasta técnicas para procesos

histológicos, entre otras. Luego, se exponen las razones por las cuales es importante el proyecto de investigación, y la creación de futuros trabajos que aporten nuevo conocimiento a la comunidad educativa y el desarrollo de habilidades en los estudiantes de botánica.

Todo lo anterior permite ver el enfoque del proyecto, las herramientas de enseñanza-aprendizaje que vale la pena desarrollar para lograr un ambiente educativo que combine la teoría con la práctica. Por ello, se plantea el siguiente interrogante: ¿Cuál es el material de apoyo apropiado para realizar las prácticas de Histología vegetal en los laboratorios de botánica a nivel universitario?, el cual, contesta el interrogante que se plantea en el trabajo de investigación por medio de una meta clara, que responde estrechamente a la necesidad ya expuesta en la comunidad estudiantil y docente.

De esta forma se hace una organización de las temáticas desarrolladas en el proyecto y se enuncian las etapas desarrolladas tales como: la fase de campo, fase de laboratorio y fase de escritura. Se presenta la información obtenida de las especies estudiadas, organizada en aspectos taxonómicos, morfológicos (hábito de crecimiento, descripción botánica y anatómica), origen, estado de conservación, distribución, nombre común y usos que se le atribuyen a cada una de ellas. Por medio de fotografías microscópicas de las especies y con las diferentes tinciones usadas, se muestra en detalle las partes de los órganos, la forma como se pueden visualizar los tejidos de la planta. Para terminar, se exponen hallazgos respecto a temas como el desarrollo del proceso histológico, las herramientas para realizarlo, algunas consideraciones respecto al proceso de corte, las alianzas entre universidades y las ventajas que representa el material de apoyo histológico para el proceso de investigación.

3. PLANTEAMIENTO DE PROBLEMA

3.1. ANTECEDENTES

Las especies seleccionadas en el desarrollo del trabajo no se han hecho investigaciones, pero pertenecen a la familia donde sí se han realizados estudios histológicos, de esta forma se logran comparar e identificar los diferentes tejidos vegetales de cada una de ella. Algunos de estos trabajos fueron realizados por: en el estado Lara, Venezuela, Laskowski (2000) quien realizó un trabajo donde propone determinar para la hoja y tallo de *Malpighia emarginata* la estructura histológica general, donde comparó la estructura anatómica a partir de dos huertos en localidades en Bobare. Se describe la estructura anatómica de la hoja y tallo de *Malpighia* a partir de muestras provenientes de dos huertos con marcadas diferencias en cuanto a manejo hortícola, precipitación y temperatura promedio anual, ubicados. Las muestras fueron procesadas según las técnicas tradicionales para inclusión en parafina de tejidos vegetales, realizándose secciones al micrótomato de rotación. En cambio, Saraiv (2012) Presenta un estudio detallado sobre la anatomía del hábito secundario de la hemiparásita *Phthirusa ovata* que se llevó a cabo en la Reserva Ecológica del IBGE en Brasilia se eligieron diferentes tipos de individuos, donde se determinó una conexión vascular de esta especie, desde la penetración en el hospedero hasta su etapa de desarrollo adulta, aporta un conocimiento para el estudio anatómico de la hemiparásita como contribución en futuras investigaciones. Se tomaron las imágenes de los micropreparados de los órganos vegetales de la hoja, tallo y raíz, donde los autores analizaron la distribución y participación de cristales, laticíferos y granos de almidón, siendo los responsables del grado de toxicidad en la planta. La anatomía de la hoja, del tronco, rizoma y raíz, fue descrita por medio de secciones histológicas. Esta investigación sirve como guía en el reconocimiento de los tejidos vegetales que pertenecen a la familia Araceae.

Atiénzar et al, (2011) exponen una guía práctica que ha sido concebida en la enseñanza de la Biología en las secciones Bilingües en Eslovaquia, con el propósito de facilitar el aprendizaje de la materia a los estudiantes con materiales didácticos, para el reconocimiento y comprensión de la biología. Igualmente, Megías et al (2014) desde España, presentan un trabajo completo sobre la importancia de los meristemas para el desarrollo y evolución de las plantas, respaldados por fotografías de los micropreparados realizados con su respectiva descripción de la especie, corte realizado y tinción utilizada.

Aunque estos autores han abarcados varios temas para dar una mayor comprensión a todo lo relacionado con Histología vegetal, Morfología y Anatomía, se crearon varios documentos pdf para el alcance de todos entre ellos los órganos vegetales (2018) que abarca la morfología vegetal. Un trabajo elaborado fue hecho por Nabors. (2006) en un compendio de capítulos que cubre toda la temática tradicional de rigurosa cobertura con todos los temas esenciales de la botánica moderna, enfatizando a la par los aspectos importantes y de actualidad, en el abarca todo lo referente a la Botánica, fue realizado para facilitar información importante, actualizada y esencial sobre los vegetales y sobre la biología vegetal moderna de una forma interesante y amena. A su vez Quintana (2016) realizó una investigación muy concreta donde expone los conceptos de histología vegetal y la organografía vegetal, se muestra una información sencilla pero concreta respaldadas con contenido e imágenes para cada tema desarrollado. Por ultimo Fonturbel et al. (2007). Elaboro este libro sobre la introducción de la botánica que consta de 9 capítulos fundamentales de conceptos claros, concretos y detallados sobre la morfología, anatomía e histología vegetal, entre otros temas siempre acompañados de imágenes que permiten una mejor comprensión de la información.

Becerra et al (2002). Presenta una recopilación completa por capítulos, temas y subtemas sobre la anatomía y morfología de los órganos vegetativos en las plantas vasculares, esto con el

fin de corresponder a las necesidades de los estudiantes para comprender los conceptos de la biología. Además del estudio de Histología donde se pueden encontrar la clasificación de los tejidos, explica anatómicamente los órganos con cada tejido vegetal. A diferencia de Arias et al, (s/f). quien presenta un atlas sobre anatomía vegetal que les servirán a docentes y estudiantes que decidan emprender con éxito la enseñanza y aprendizaje dentro del universo de la biología vegetal. Los autores de esta obra se vieron motivados a enfrentar el desafío de compilar, ordenar y presentar la información disponible, correspondiente a cada uno de los órganos vegetales. También Cosa et al, (2013). Proponen un atlas de anatomía vegetal como un material didáctico destinado a Profesores y Alumnos de Ciencias Biológicas e interesados en el conocimiento de la estructura interna de las plantas. Ilustra los tejidos vegetales y la anatomía de los órganos vegetativos de Plantas Vasculares, recopilados en once temas específicos y concretos. Los autores prepararon micropreparados temporales y permanentes de cortes transversales y longitudinales de la raíz, tallo y hoja. Las fotografías obtenidas se usarán como material didáctico en el reconocimiento e identificación de los tejidos vegetales. En cambio, Esau (1985) resalta en forma amplia la materia correspondiente a un curso de anatomía de las plantas con semillas. El libro ha sido planeado para alumnos de botánica adelantados y para profesoras de anatomía vegetal. Siendo un libro muy completo donde se hace una descripción detallada, desde la unidad más pequeña que es la célula hasta los principales tejidos vegetales. como Silva (2014), Santamarina & Roselló (2018), Speroni (2018) y Nabors (2006). Realizaron una recopilación de la información más detallada, clara y concreta sobre anatomía vegetal, cada uno maneja sus temáticas de manera muy organizada que facilita al estudiante tenerlo a su alcance para ser uso de los conceptos y darle la mayor facilidad para comprenderlo con sus respectivas imágenes. Como Nasca (2010). Propone la escritura de un libro que le permita al estudiante abarcar los conceptos sobre la histología vegetal de manera muy

concreta y detallada. Este facilitará a los estudiantes obtener una mayor comprensión de la anatomía vegetal, haciendo un acercamiento al mundo microscópico que muchas veces es incomprensible y delimitado para su asimilación y reconocimiento. En él se exponen los conceptos básicos de la anatomía vegetal.

Silva (2014) que realizó un trabajo sobre Biología de las plantas I en la I.S.F.D. Escuela Normal Superior – Maestros Argentinos, destinado a la formación de profesorado de educación secundaria en Biología. La autora presenta en su libro contenidos muy concretos y detallados, no tan extensos relacionados a la biología de las plantas, para el manejo, comprensión y reconocimiento por parte de los docentes y alumnos para la asignatura de Biología. Para la parte de los micropreparados se hace la presentación de algunos autores que realizaron investigaciones sobre las microtécnicas histológicas entre ellos esta: Rolls, (2008). Que da un reconocimiento detallado del funcionamiento, manipulación y cuidados del microtomo, comúnmente utilizado en los cortes con parafina, una guía rápida y concreta que permite la comprensión de manera sencilla y clara todo su uso. Además, el usuario debe tener en cuenta todas las advertencias, instrucciones referentes a la seguridad del funcionamiento y mantenimiento del equipo. El manual Leica de instrucciones (2016), Es una versión mejorada del manual del microtomo de rotación. fue elaborado para los estudiantes y docente que quieran indagar el mundo de la microscopia, contiene toda la información de las instrucciones y advertencias del funcionamiento, manipulación y uso del equipo para histología vegetal. Además, en el manual se encuentra soluciones de problemas o errores que se cometen, garantía del servicio y el certificado de descontaminación de este. Como los autores Armiñana & García (S/f), exponen de manera muy clara y sencilla las técnicas inmediatas que se deben seguir en el procesamiento histológico para la elaboración de preparados

anatómicos, observación y el registro de los tejidos vegetales. El presente trabajo hace una recopilación sobre las técnicas de histología vegetal.

Todas las investigaciones poseen un fin, dan a conocer la importancia de realizar esos estudios, tales como los enfocados en plantas ya sean ecológicos, es decir, que relaciones tienen las plantas con otros organismos o entre ellas mismas, como se organizan en un ecosistema determinado, también existen estudios en Biodiversidad, saber que especies de plantas hay en determinados ecosistemas, el cual, se necesitan hacer descripciones morfológicas y anatómicas, como también lo relacionado a lo etnobotánico, donde se analiza la relación planta – humano, como las actividades humanas y las investigaciones fitoquímicas, por esta razón es importante conocer los nombres de las especies, que características químicas.

En relación con la docencia determinar porque es importante y primordial la educación ambiental, ya que, conocer muchos aspectos esenciales de las plantas para ser ver la importancia de las plantas para nosotros y toda la vida en la tierra, por eso, la necesidad de crear métodos y procesos de enseñanza –aprendizajes para educar las mentes de las personas. Taméz (1999) Dice que los recursos didácticos permiten generar habilidades y destrezas para la descripción, análisis, comparación y relación de los diferentes tipos de tejidos siguiendo dos patrones: la observación de las microfotografías y el microscopio, esto proporciona información práctica, fácilmente comprensible combinando palabras, dibujos, ideas y habilidades significativas. Se realizó una consulta de los diferentes atlas, manuales y guías de histología para conocer los invariantes de cada uno de ellos, de esta forma se planteó el manual en tres fases: se obtuvieron laminillas histológicas permanentes, mediante una serie de procesos histológicos, seleccionando las mejores y tomando las microfotografías describiendo cada una de ellas, se creó el manual como un recurso que proporciona al estudiante una experiencia indirecta de la realidad (Castañeda 1981). Morales y

Jiménez (2013) Proponen la elaboración de un laminario histológico vegetal en el laboratorio de la Universidad de Carabobo, ya que la histología se dificultad en el proceso de aprendizaje de los estudiantes respecto al estudio microscópico de las estructuras vegetales, y por ello, nace la necesidad de implementar el laminario como una estrategia didáctica consolidar la enseñanza y fortalecer el nivel de conocimiento de los docentes y estudiantes, este permitirá elevar el conocimiento Teórico- práctico en los estudiantes. En cambio, Mengascini (2005). Plantea una visión general de las características de los organismos vegetales, donde los estudiantes han estudiado con anterioridad la organización celular, tema que se expone en dos trabajos prácticos al tratamiento de los tejidos y se observan con detalle las estructuras propias de estas células. Presenta este trabajo como una contribución a una propuesta didáctica para abordar los tejidos que se ha implementado en el ámbito universitario en la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de la Universidad Nacional de La Plata, Argentina. Comprende tres trabajos prácticos basados en la observación de cortes de órganos y tejidos en su orden determinado. Por otro lado, Ponessa et al, (2006). Presentan una propuesta didáctica para el reconocimiento de tejidos vegetales con la presentación de fotografías, descripción de los tejidos y diseños a mano, en el atlas de anatomía vegetal, el cual , los autores buscan que el atlas, no solo deba usarse para reconocer la imagen al microscopio o limitarse a copiar términos técnicos, sino que deberá exigir a través del pensamiento del observador, plantear problemas o dudas de lo captado, para que los estudiantes que deseen comprender e identificar los diferentes tejidos, tengan una guía que les permitan reconocerlos, no solo les dé una orientación de las fotografías obtenidas, descripciones y dibujos de las diferentes especies usadas en el atlas, sino que los invita a que sean participe de todo aquello que observan , interpretan y analizan. A su vez Carmona (2007). Realizo un manual en colaboración con los docentes del área de Biología vegetal donde recopiló las experiencias en la enseñanza de esta

materia a nivel de licenciatura, en él incluye la documentación actualizada de los temas y proporciona indicaciones pertenecientes, sobre la labor docente en su práctica, usando métodos actuales de enseñanza- aprendizaje. Los docentes han procurado usar técnicas sencillas, para la observación de los tejidos como también usar reactivos al alcance de todos, con el fin de introducir a los alumnos al mundo de los tejidos vegetales (angiospermas - gimnospermas). Pero Appezzato et al, (2009). Propusieron un libro que sirviera como guía para el reconocimiento y comprensión de la Anatomía vegetal. Los autores ofrecen a estudiantes, investigadores, profesores y los que estén interesados en el tema, la base para el conocimiento de la estructura interna del mundo vegetal, abordando la organización vegetal, diferentes tipos de células y tejidos, como también la anatomía de los órganos vegetativos reproductivos. Las fotografías son un medio didáctico para ayudar con la identificación de los tejidos vegetales de la planta, ya que se pueden apreciar de manera muy clara y detallada con sus respectivas descripciones como complementar los conceptos conocidos y profundizarlos. Por último, Cardona (2013) propone una implementación didáctica de estrategias pedagógicas en donde los estudiantes deberán aplicar el método de indagación, de esta manera se identificarán los saberes previos, con el fin de generar una reflexión en su aprendizaje, que les permitirá usarlos en su contexto cotidiano. La autora pretende desarrollar una secuencia didáctica en las ciencias naturales sobre la enseñanza aprendizaje de los tejidos vegetales y Becerra et al, (2002) fomentan la enseñanza y aprendizaje con cada capítulo, temas y subtemas al utilizar las prácticas de laboratorios como una estrategia didáctica que pueden ser desarrolladas por los estudiantes para una mayor comprensión al estudio de los tejidos vegetales.

El presente estado revisa algunos ejemplos importantes de la bibliografía disponible, que permite identificar a grandes rasgos la atención investigativa y analítica que se está teniendo

recientemente en la elaboración de material de apoyo de histología vegetal para el laboratorio de botánica a nivel universitario

3.2. JUSTIFICACIÓN

En el caso de una asignatura tan importante como la botánica y siendo mucho más específico el estudio de esta por medio del laboratorio, se debe contar con todas las herramientas necesarias tanto en materia de implementos físicos y pedagógicos, para la comprensión de las diferentes prácticas, en las cuales, se aplican los conocimientos teóricos de la botánica, como los enfocados a la histología vegetal, la cual, es la encargada de estudiar los tejidos vegetales como un grupo de células microscópicas esenciales de las plantas.

En este mundo microscópico, contamos con la Botánica que estudia un poco el funcionamiento de ellas, dentro de la misma existe una subárea llamada Histología vegetal que nos permite acercarnos al estudio de los tejidos, de ahí la importancia del trabajo, ya que, tenemos en este lado como son las plantas morfológicamente, pero desconocemos como funcionan realmente, tenemos el conocimiento de que existen procesos de la enseñanza como por ejemplo la fotosíntesis, los estomas y otras estructuras generales de las plantas, pero cuando queremos que los estudiantes relacionen el mundo macroscópico con el microscópico se pierde.

Esto se debe a que los estudiantes pueden observar, como está constituida el cuerpo de una planta, ya sea un rosa, un cactus o un árbol que pueden ver a simple vista, pero el momento de mostrarles las imágenes de como son las estructuras celulares de dichas plantas, no hay comprensión de los conceptos. Entonces poderles mostrar fotografías de estas plantas, que existe algo en su interior lo que permiten que funcionen y esto es posible por medio de los tejidos vegetales.

Por tal motivo se elaboró una herramienta o material de apoyo enfocada en desarrollar distintas habilidades en los estudiantes y a su vez como un apoyo docente para el aprendizaje de la asignatura y beneficiar a distintos programas. A partir de esta información se le está entregando

un insumo para que ellos lo tengan, no sólo está sirviendo a los estudiante de la licenciatura, sino a los futuros docentes para que puedan acceder a las láminas o las imágenes para poder desarrollar trabajos con sus estudiantes, como también entrega la histoteca al servicio de los futuros docentes, además favorecer a otros programas como la biología donde podemos trabajar estas laminas permanente, no sólo en reconocer las plantas a nivel morfológico ,ni las láminas a nivel histológico sino que estamos haciendo la relación entre los campos de la docencia, la formación docente y los estamos vinculando con los demás programas, es decir, que la investigación beneficia a muchas personas

Además, reconocemos que hay una problemática asociada, a la falta de herramientas necesarias para desarrollar ese tipo de investigación, que al tener una primera histoteca nos permite avanzar y entregar unos resultados. Siendo la Surcolombiana pionera en la investigación poder entregar en este tipo de material de apoyo de las especies seleccionadas en el proyecto, el cual, no se encuentran ninguna información, esto quiere decir , que se está generando nueva información para las ciencias relacionadas a la histología, no solo con eso , estoy siendo pionera en la investigación en la docencia, al generar nuevas estrategias , como una guía de laboratorio e instrumentos para la formación docente.

3.3. PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

El proceso de enseñanza – aprendizaje es importante y determinante para adquirir un conocimiento significativo en una asignatura, por esto jamás se deben subestimar los recursos económicos que se brinda para los medios didácticos, ya que estos, son actualmente utilizados para el aprendizaje de una materia o como este caso en un laboratorio, siendo fundamental, ya que en él, se aplican los conocimientos teóricos por medio de la práctica, para cumplir con las exigencias que amerita proporcionar un aprendizaje como construcción social del conocimiento, así como garantizar que los estudiantes adquieran habilidades y destrezas en su formación profesional. Según Tamez, (1999), Atiénzar et al (2011), Cardona, (2013), y Morales y Jiménez, (2013).

Como estudiantes e investigadores del semillero de investigación Mamakiwe adscrito al grupo de investigación en pedagogía y biodiversidad GIPB de la Universidad Surcolombiana ubicada en la ciudad de Neiva Huila Colombia y tras haber cursado la asignatura de botánica nos vimos interesados en el estudio histológico de las plantas, pero nos encontramos con el problema que el aprendizaje obtenido sobre esta temática en la asignatura no fue suficiente ya que pese a tener un excelente profesor en el área este no daba abasto para el acompañamiento y asesoramiento de la gran cantidad de estudiantes que semestralmente desarrollan las prácticas en el laboratorio el cual no cuenta con las suficientes herramientas físicas y Didácticas generando dificultad para la comprensión de los temas y prácticas enfocadas hacia el estudio base de la histología vegetal.

En la búsqueda de solución de esta problemática, así como el deseo de aportar nuevo conocimiento y herramientas para al aprendizaje de los estudiantes que cursan la asignatura de botánica en la Universidad Surcolombiana nace la idea de esta investigación la cual consiste en la elaboración de material de apoyo de histología vegetal para la enseñanza y aprendizaje en el laboratorio de botánica a nivel universitario. Igualmente, implementar el uso de técnicas de

microscopía e histología tanto en procesos de docencia como en investigación.

Con base en lo antes mencionado, se plantea la siguiente pregunta de investigación: ¿Cuál es el material de apoyo apropiado para realizar las prácticas de Histología vegetal en los laboratorios de botánica a nivel universitario?

3.4. MARCO TEÓRICO

3.4.1. ANGIOSPERMAS

Las angiospermas: se caracterizan por la presencia de estructuras reproductivas llamadas flores, es el grupo más diverso y dominante en la tierra, está basada en el reconocimiento de dos grandes grupos: Las Monocotiledóneas (o clase Liliopsida) y las Dicotiledóneas (o clase Magnoliopsida), desde el punto de vista práctico, las características diferenciales entre estos taxones son fáciles de observar y parecen ser mutuamente excluyentes. Que genera un sistema de dos clases opuestas entre sí, pero de igual rango taxonómico. (Gonzáles, 1999).

✚ MONOCOTILEDÓNEAS

La característica distintiva elemental de las monocotiledóneas, es la presencia de un solo cotiledón, en lugar de dos. Además, presentan raíces primarias que abordan tempranamente, originando un sistema de raíces adventicias (Figura 3.1. **A**); haces vasculares dispersos y cerrados (Figura 3.1.**A**), en vez de cilíndricos y abiertos, sin engrosamiento secundario; hojas con los nervios paralelos (Figura 3.1.**A**); verticilos florales 3 meros, nunca 4-5 meros; y polen uniaperturado, más comúnmente monosulcado. (Bacigalupo et, al., 2008).

✚ DICOTILEDÓNEAS

Se diferencia de las monocotiledóneas por una serie de características florales y vegetativas. En las dicotiledóneas tienen dos cotiledones; las raíces pueden ser axonomorfas o fasciculada (Figura 3.1. **B**), los tallos tienen, en sección transversal, los haces conductores dispuestos en círculos y abiertos (Figura 3.1. **B**), lo que permite el crecimiento secundario en grosor. Las hojas pueden ser simples o compuestas, en general tienen un peciolo bien diferenciado (Figura 3.1. **B**), aunque hay hojas sésiles; a menudo poseen estípulas y no presentan vainas. Las láminas tienen nerviación reticulada. La disposición de las hojas en los tallos es alterna u opuesta

y, a veces, verticiladas. En las flores, las piezas florales se hallan en verticilos 5 meros o 4meros, tienen sépalos y pétalos diferenciados. (Hurrell & Deluchi, 2006).

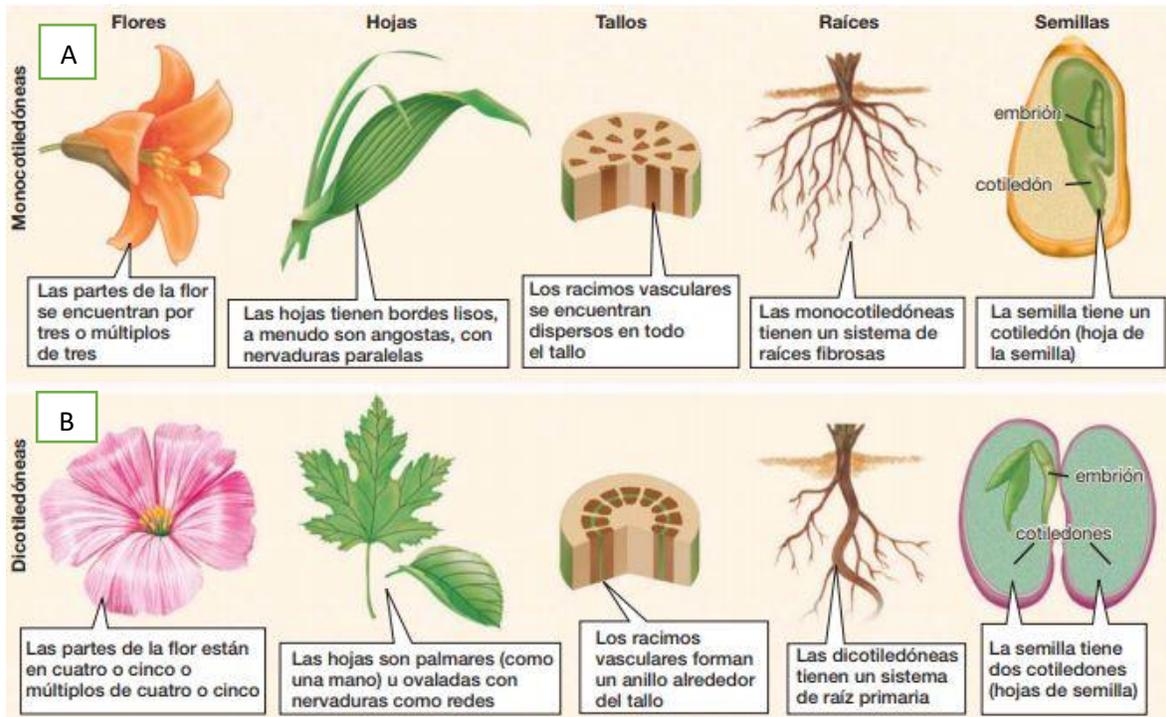


Figura 3.1. Cuadro comparativo de órganos: A. Monocotiledóneas, B. Dicotiledóneas. Fuente: Audesirk et al. (2013).

3.4.2. HÁBITOS DE CRECIMIENTO

Tradicionalmente existen varias clasificaciones de la vegetación con base en criterios fisonómicos propuesta por Raunkiaer (1934), pero por su facilidad de diferenciar cada una de ellas, se hace referencia el término de formas de crecimiento según, (Galeano et al., 1998), mencionado por (Vallejo et al., 2005). Estas son las clasificaciones presentes de los diferentes tipos de formas de crecimiento. (Vallejo et al., 2005):

- **Arboles:** planta con crecimiento secundario y acumulación de tejido leñoso que forman un tallo definido y alcanza la madurez a la altura mayor o igual de 4 m. (Figura 3.2- A).
- **Arbustos:** plantas leñosas sin tronco claramente definido, muy ramificadas desde la base del tallo, alcanza la madurez a una altura menor de 4 m. (Figura 3.2- B).

- **Sufrútice:** plantas pequeñas, leñosas en la base, con altura menor que 1 m. (Figura 3.2- C).
- **Hierbas terrestres:** plantas sin crecimiento secundario, o poco aparente, con corte pequeño que crecen directamente sobre el suelo. (Figura 3.2 –D).
- **Hierbas epifitas:** Hierbas que crecen sobre un soporte, a menudo tronco a las ramas de los árboles, pero no se alimentan del hospedero. Pueden ser erectas o trepadoras. (Figura 3.2- E).
- **Hemiparásitas:** Plantas con frecuencia leñosas o subleñosas que crecen sobre un árbol o arbusto; aunque fotosintetizan obtienen parte de su alimento del hospedero. (Figura 3.2 –F).
- **Trepadoras o escandentes:** plantas que necesitan un soporte para su desarrollo, de otras plantas, ya que sus tallos, aunque leñosos carecen de capacidad mecánica de soporte. Mantienen el contacto de la raíz con el suelo durante todo su desarrollo. (Figura 3.2- G).
- **Lianas:** (Bejucos). Son plantas trepadoras leñosas, que ascienden hasta la parte superior de las copas de los árboles y que tienen tallos gruesos y ramificados. (Figura 3.2 -H).
- **Trepadoras herbáceas o enredaderas:** plantas con crecimiento secundario ausente o poco notorio. Pueden trepar mediante varios mecanismos, como zarcillos, raicillas, ramas volubles, espinas, etc. (Figura 3.2- I).
- **Hemiepífitas:** plantas que tienen una fase epifita durante alguna parte de su desarrollo. Hay de dos tipos: Las Hemiepífitas primarias inician su vida como holoepifitas, o epifitas verdaderas. Después se establecen sobre las copas de los

árboles desarrollan raíces adventicias desde el dosel hasta alcanzar el suelo. Las Hemiepífitas secundarias inician su desarrollo en el suelo del bosque como hierbas o arbustos escandentes y trepan por los troncos de los árboles. (Figura 3.2- J).

- **Estranguladoras:** son un tipo particular de Hemiepífitas primarias. Luego de que la planta inicia su crecimiento como epífita comienza a emitir raíces adventicias, las cuales tienen capacidad de producir crecimiento secundario. Al proseguir su desarrollo, las raíces adventicias aumentan de grosor y pueden hacer contacto mutuo, lo que ocasiona que se fusionen entre sí formando un tejido reticular alrededor del árbol hospedero. (Figura 3.2- K).
- **Palmas:** Plantas de la familia Aracaceae. Pueden ser palmas arbóreas que desarrollan sus tallos, estipes o cuales, de manera clara, puede ser cespitosas cuando hay ramificación basal y por consiguiente se desarrollan varios tallos. (Figura 3.2 – L).
- **Helechos:** Comprenden la división Pteridophyta y las plantas afines. Pueden ser arbóreos, trepadores, herbáceos o epífitos. (Figura 3.2- M).

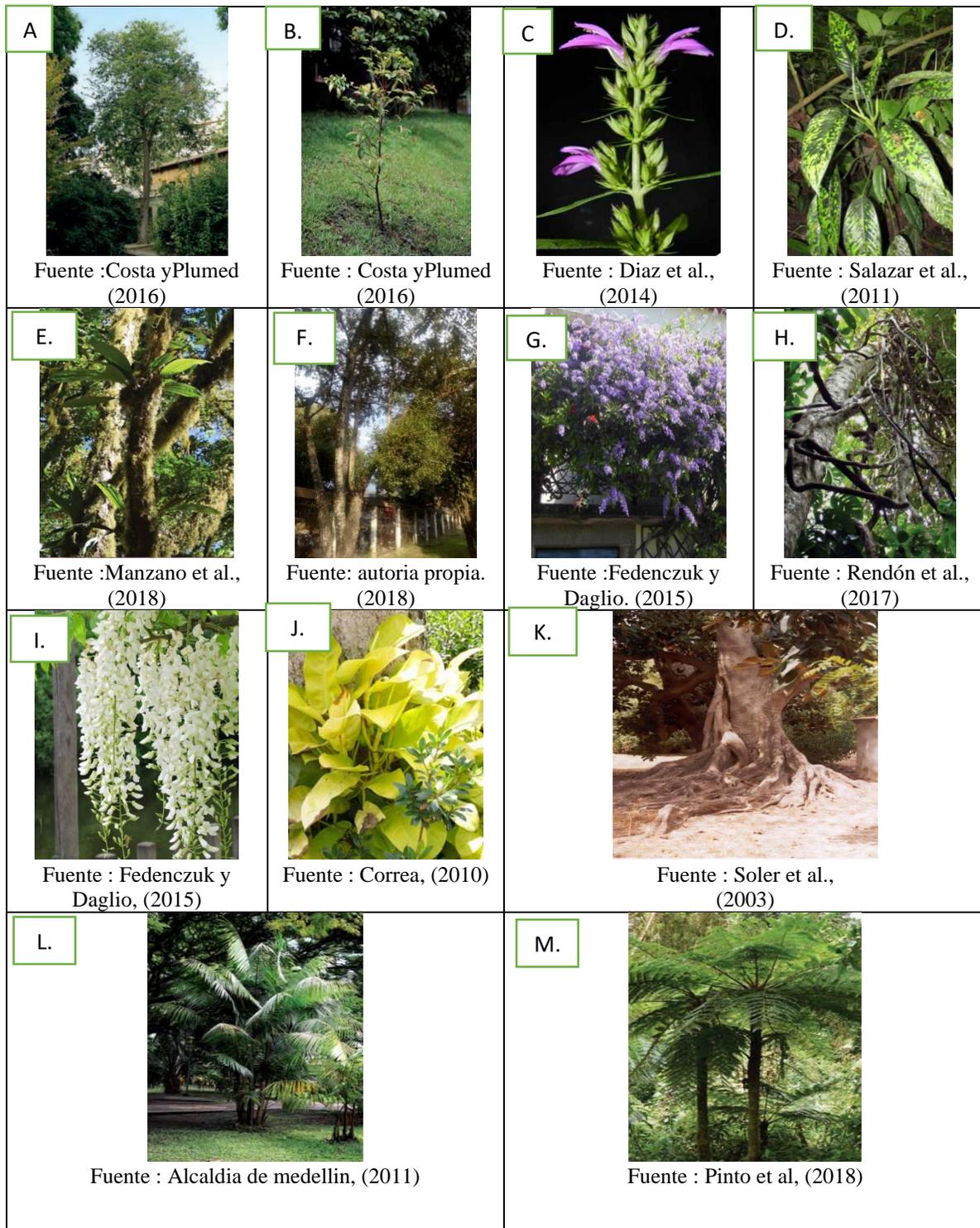


Figura 3. 2. Diferentes formas de crecimiento de las plantas. A. Árboles, B. Arbustos, C. Sufrútice, D. Hierbas terrestres, E. Hierbas Epifitas, F. Hemiparásitas, G. Trepadora o escandentes, H. Lianas, I. Trepadoras herbáceas o enredaderas, J. Hemiepífitas, K. Estranguladora, L. Palmas y M. Helechos.

3.4.3. MORFOLOGÍA VEGETAL

- **ÓRGANOS VEGETALES**

Durante décadas, los procesos de evolución han dado lugar a la aparición de diversos niveles de organización vegetal principalmente los reproductores. Los grupos más evolucionados estructuralmente, presentan un aparato vegetativo correspondiente a un eje puntal que comprende la raíz y el vástago. El vástago a su vez está formado por el tallo y las hojas (incluyendo las estructuras de origen foliar, tales como flores y frutos). Los órganos de las plantas superiores presentan una estructura característica y funciones específicas; no obstante, por la circunstancia de que dichas plantas han colonizado diferentes hábitats (terrestres, semiacuáticos, húmedos, secos, con suelos ricos o con escasez de nutrientes), tales órganos, en muchas ocasiones, muestran modificaciones morfológicas y funcionales que les permiten adaptarse a las condiciones imperantes en el medio. (Ramírez y Goyes, 2004).

La raíz es la parte inferior del eje de la planta y, por lo general, está enterrada en el suelo, aunque hay raíces que se desarrollan en el aire o en el agua. Al conjunto de raíces que una planta tiene en el suelo se le denomina sistema radicular. Las principales funciones de la raíz son: fijar la planta al suelo, la absorción de agua y sales minerales. (Megías et al, 2018), en los espacios aéreos que hay entre las partículas del suelo, conduce el agua y las sales hacia el tallo a través del xilema y el floema y acumulan sustancias de reserva en sus células. La raíz está constituida por una Caliptra en el ápice que protege al meristemo apical y ayuda en la penetración de las raíces al suelo. Existe una zona donde se origina el crecimiento primario que permite que la raíz se alargue, es la zona de crecimiento, también podemos encontrar pelos radiculares en la epidermis que aumentan la superficie de absorción de la raíz llamada zona pilífera y raíces laterales extendiéndose hacia la parte más superior de la raíz donde se une el tallo, formando la zona de ramificación. La

planta posee una estructura que soporta al resto de los órganos aéreos laterales como son las hojas en la fase vegetativa y las flores o inflorescencias en la fase reproductiva, además a los órganos derivados de ellas como son los frutos y semillas, función que realiza el tallo, el cual, permite la conducción, la fotosíntesis y el almacén de sustancias (Figura 3.3). La forma del tallo se denomina porte depende de la interacción de la información genética de la planta con el medio ambiente. (Megías et al, 2018). Además, presenta un conjunto de nudos, entrenudos y yemas axilares dispuestos de manera ordenada denominado fitómetro. Este diseño modular de las plantas facilita su construcción y adaptación al medio (Figura 3.3). Existen diferentes tipos de tallos tales como los leñosos, herbáceos y algunos presentan tallos modificados como los tubérculos, haustorios, etc. Por último, las plantas presentan órganos generalmente aplanados derivados de un meristemo caulinar apical fotosintéticos por la enorme cantidad de cloroplastos que poseen sus células que son las principales responsables de controlar la transpiración para evitar la pérdida excesiva de agua órgano llamado Hoja. (Megías et al, 2018). Las hojas se pueden dividir en: El limbo es la parte de la hoja encargada de realizar la fotosíntesis y regular la transpiración. Aquí se encuentran estomas y el parénquima clorofílico de la planta. El limbo posee dos superficies, una superior, denominada haz o adaxial y otra inferior, denominada envés o abaxial. Se denomina contorno al borde del limbo y puede ser muy variado en su forma. El peciolo es una estructura más o menos larga y cilíndrica que une el limbo al tallo a nivel de los nudos. En el ángulo agudo que se forma en el punto de unión entre el tallo y el peciolo se localizan las yemas axilares de las que partirán nuevas ramas. Hay hojas denominadas sésiles, que carecen de peciolo, donde el limbo se une directamente al tallo. (Figura 3.3). En función de la complejidad del limbo se puede dividir a las hojas en simples y compuestas. Las simples tienen un limbo continuo y sin dividir, mientras que

las compuestas poseen varias subunidades, denominadas foliolos, cada una de ellas asemejándose a una hoja distinta. (Megías et al, 2018).

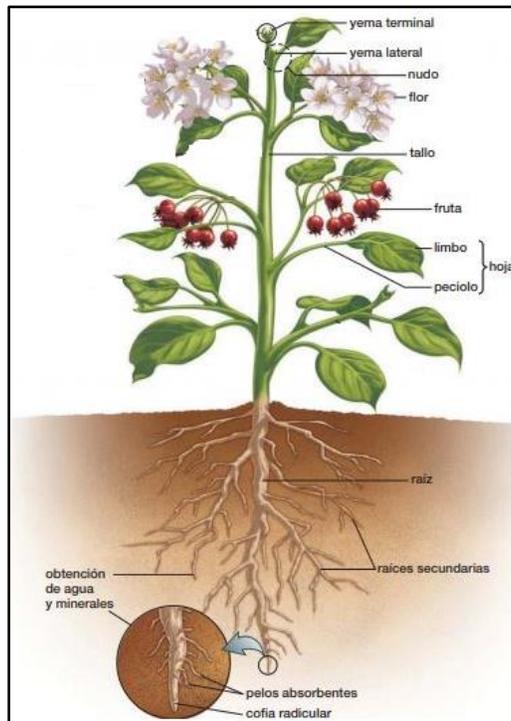


Figura 3. 3. Organización del cuerpo de la planta. Fuente: Audesirk et al. (2013).

3.4.4. ANATOMÍA VEGETAL

La anatomía es una ciencia que estudia la estructura de los seres vivos, es decir, Analiza la estructura interna, incluyendo la célula, su organización en tejidos y la disposición de estos en órganos (Arias et al., 1986), constituye una herramienta fundamental que se utiliza para resolver problemas botánicos, ya sean interés económico como científico. Entre sus aplicaciones se destacan la identificación y clasificación de especies, reconocimiento de plantas medicinales, adulteración y contaminación de alimentos, hábitos alimenticios de animales, determinación del hábitat, reconocimiento de la madera en construcción, en restos arqueológicos y en material forense entre otros. (Cosa et al., 2013).

- **Anatomía de raíz:** se origina a partir de la radícula del embrión y continúa su alargamiento a partir de la actividad del meristema apical de raíz (MAR). A partir del MAR se produce el

crecimiento en longitud de la raíz durante toda la vida de la planta y el crecimiento en diámetro inicial (Figura 3.4). Al igual que en el tallo, a partir del promeristema derivan los tejidos meristemáticos primarios: protodermis, procambium y meristema fundamental los cuales se ubican en el extremo subapical de raíz. Una de las diferencias principales que existen entre el tallo y la raíz es la distribución del procambium y, por lo tanto, de los tejidos vasculares. En la raíz el procambium ocupa una posición central, lo que determina que no ocurra una región medular originada del meristema fundamental como sucede en el tallo, y el cilindro vascular ocupa el centro del órgano. (Speroni, 2018).

- **Anatomía del tallo:** se origina a partir del promeristema o meristema apical del tallo (MAT). El MAT es el responsable del crecimiento en longitud del tallo durante toda la vida de la planta. Se ubican en el extremo apical del tallo, inmediatamente por debajo del MAT. La protodermis consiste de una capa superficial de células y a partir de ella se origina la epidermis (sistema dérmico), tejido de protección de los tallos herbáceos (Figura 3.4). En los tallos herbáceos la epidermis es generalmente monoestratificada y está compuesta por muchos tipos celulares: células epidérmicas, células estomáticas, tricomas, etc. El procambium se presenta en forma de haces longitudinales de células meristemáticas y a partir de él se originan los tejidos del sistema vascular (xilema I y floema I). El sistema vascular se organiza en haces vasculares aislados con los tejidos vasculares enfrentados: xilema dispuesto hacia el centro del órgano y floema hacia la periferia. En el tallo se reconocen cuatro regiones, de afuera hacia adentro: 1) dérmica, 2) cortical, 3) cilindro vascular y 4) medular. La región dérmica es la más externa y está ocupada por el tejido de protección. El área ocupada por los haces vasculares define la región del cilindro vascular, hacia el exterior de esta última se encuentra la región de la corteza y hacia el interior la región medular. (Speroni, 2018). El crecimiento en diámetro (grosor) de los tallos leñosos ocurre principalmente

por la actividad del meristema lateral llamado cambium vascular, el cual origina tejidos secundarios que determinan el crecimiento secundario de la planta. En los tallos, el cambium tiene un origen mixto, a nivel de los haces vasculares deriva de las células del procambium, mientras que, a nivel de la región interfascicular, deriva de la diferenciación de células parenquimáticas, formándose de este modo un anillo continuo de células meristemáticas. (Speroni, 2018).

- **Anatomía de la hoja:** se desarrollan a partir de primordios foliares originados inmediatamente por debajo del meristema apical del tallo. En la hoja adulta se reconoce una parte basal denominada pecíolo y una distal, generalmente aplanada, denominada lámina o limbo. En claro contraste con la simetría radiada de la raíz y el tallo. la hoja es un órgano con simetría bilateral, la cual se manifiesta generalmente en su morfología externa y siempre en la organización interna de sus tejidos, tanto a nivel del pecíolo como de la lámina. El sistema de protección en la hoja está representado por la epidermis (Figura 3.4). Las células típicas de la epidermis son células vivas, de paredes primarias, sin espacios intercelulares y con una deposición de ceras en la cara tangencial externa denominada cutícula. Además de estas células, la epidermis presenta células estomáticas (células oclusivas y acompañantes), y otras células epidérmicas modificadas denominadas tricomas. En el mesófilo es común encontrar tejidos mecánicos ubicados en posición subepidérmicas. También es frecuente encontrar cristales formados por oxalato de calcio, de variadas morfologías: arenilla cristalina (pequeños gránulos), rafidios (manojos de agujas), prismas, drusas (agregados esferoidales de cristales prismáticos) y estiloides (cristales columnares alargados). El sistema vascular en las hojas está representado por haces vasculares, cuya organización determina el patrón de nerviación de las hojas. Por esta razón, el xilema, que en el tallo ocupa la región interna del órgano, en las hojas se presenta en el lado adaxial, mientras que

el floema, que en el tallo ocupa la región externa del órgano, en las hojas se presenta en el lado abaxial. (Speroni, 2018).

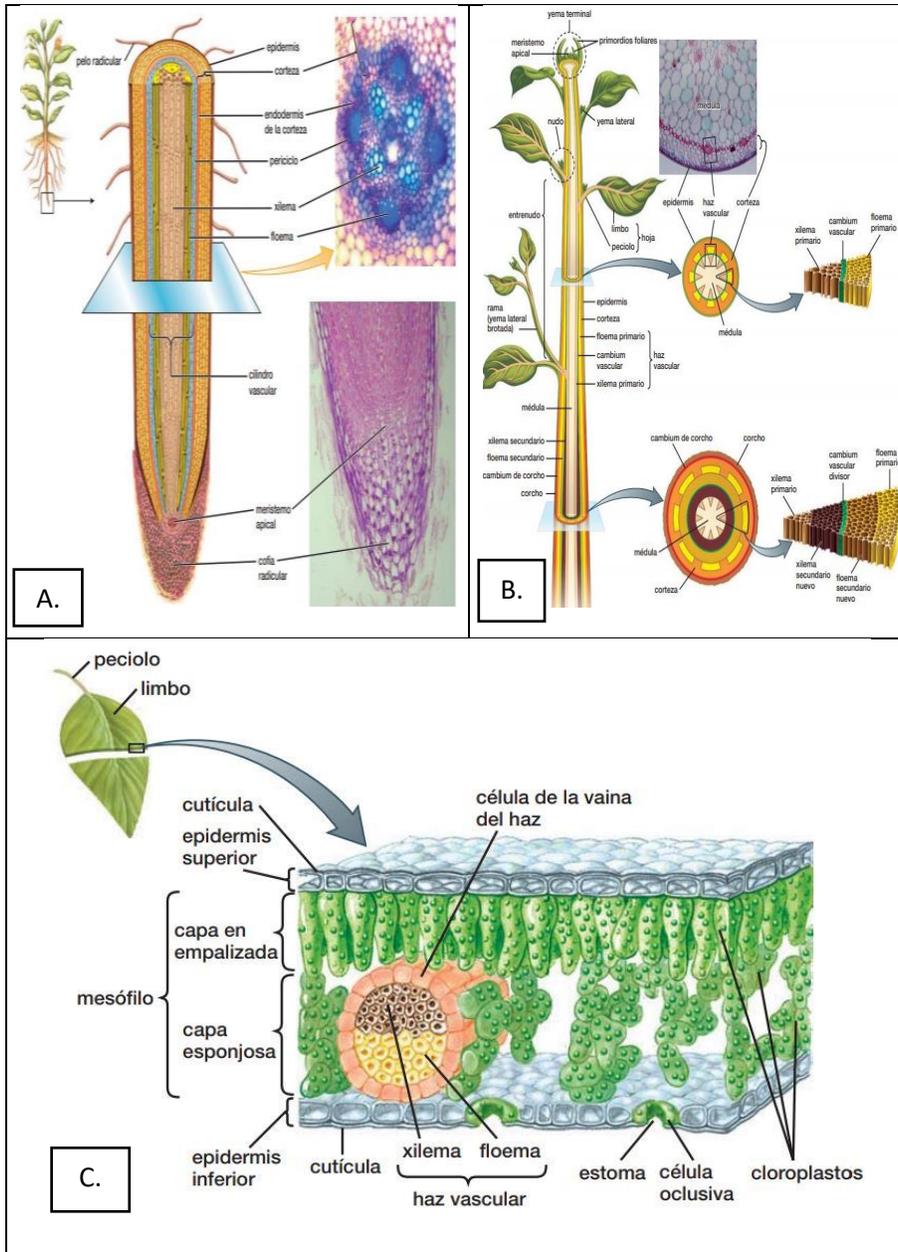


Figura 3. 4. Anatomía del cuerpo vegetal. A. Raiz, B. Tallo, C. Hoja. Fuente: Audesirk et al., (2013).

3.4.5. CITOLOGÍA VEGETAL

La construcción conceptual de este párrafo corresponde a (Hernández, 2007). La citología es la rama de la biología que estudia las células en lo que concierne a su estructura, sus funciones y su importancia en la complejidad de los seres vivos. Una de ellas es el estudio de la célula vegetal; es un tipo de célula eucariota de la que se componen muchos tejidos en las plantas. Es descrita con los rasgos de una célula del parénquima asimilador de una planta vascular. Las células vegetales tienen una pared rígida de celulosa, que le brinda protección, sin impedir la difusión de agua e iones desde el medio ambiente hacia la membrana plasmática, que es la verdadera barrera de permeabilidad de la célula. La membrana plasmática, tanto de las células procariontas como eucarióticas, son básicamente similares. En ambos casos, regula el flujo de sustancias disueltas hacia adentro y hacia afuera de la célula. El contenido del protoplasto se puede dividir en tres partes fundamentales: citoplasma, núcleo y vacuola(s); así mismo se encuentran sustancias ergásticas y órganos de locomoción. El protoplasto se encuentra ausente en los elementos xilemáticos maduros (vasos y traqueidas). La presencia de vacuolas y sustancias ergásticas, es una característica de las células de hongos y de las plantas. Los cloroplastos son Plastidios que contienen los pigmentos verdes clorofila a y b, poseen la maquinaria enzimática para transformar la energía solar en energía química, a través de la fotosíntesis. Las células eucarióticas poseen organelos complejos, denominados mitocondrias. Observadas con el microscopio óptico, se ven como pequeñas esferas, bastones o filamentos, que varían en forma y tamaño. Las Vacuolas son organelos característicos de las células vegetales, rodeados por una membrana denominada tonoplasto, que controla el transporte de solutos hacia adentro y hacia afuera de la vacuola; regulando el potencial hídrico de la célula a través del osmosis. El núcleo es el organelo celular más conspicuo, tiene forma esférica o globular.

- **LA CÉLULA**

La célula representa la unidad anatómica y funcional de los seres vivos. De acuerdo con la teoría celular, propuesta por Schleiden y Schwann en el año 1838, “todos los organismos vivos están formados por la asociación de células y sus productos”. En consecuencia, para iniciar el estudio de la estructura microscópica y la organización de los tejidos, órganos que integran la planta, es necesario indagar las características estructurales de las células. Estas características se observan de diversas formas, según sean la técnica histológica empleada para la preparación de las muestras de células y el tipo de instrumento utilizado para su observación como es el microscopio óptico, que facilita la identificación de algunos de sus componentes resaltándolas por medio de las tinciones. (Sepúlveda y soto, 2014).

- **TIPOS DE CÉLULAS**

Las células meristemáticas: La mayor parte de la mitosis tiene lugar dentro de las células meristemáticas, que son células no especializadas que puede dividirse indefinidamente para producir otras nuevas. Las regiones de estas células meristemáticas que originan el nuevo crecimiento se denominan meristemos y están presentes en todo tipo de vegetales. También llamadas iniciales, permanecen dentro del meristemo como fuente de nuevo crecimiento (Nabors, 2006). Cuando una célula inicial se divide mediante mitosis. La otra célula hija, que se dice derivada, es expulsada del meristemo y puede dividirse de nuevo o comenzar los procesos de elongación y diferenciación, mediante los cuales una célula no especializada se convierte en una célula especializada. De esta manera, un vegetal conserva siempre un suministro de células iniciales meristemáticas no especializadas para generar el nuevo crecimiento, mientras que otras nuevas células especializadas se desarrollan para cubrir determinadas funciones. Las células

especializadas, que tienen estructuras y funciones específicas, se conocen como células diferenciadas. Las células vegetales poseen varios grados de diferenciación, es decir, algunas están más especializadas que otras. Ocasionalmente, en los vegetales, el proceso de diferenciación puede invertirse, es decir, una célula diferenciada puede convertirse en una célula Meristemática indiferenciada. Los tres tipos básicos de células diferenciadas que se dan normalmente en los vegetales: células del parénquima, células del colénquima y células del esclerénquima (Nabors, 2006)

➤ **Células de parénquima:** La mayoría de las células vegetales vivas son células de parénquima (Figura 3.5.a), que actúan como «bestia de carga» en un vegetal. En la mayoría de las plantas, son la célula viva más habitual, como célula diferenciada, y como tipo de célula. Las células de parénquima tienen una pared celular primaria delgada y normalmente carecen de secundaria. Esta delgada pared las capacita para adquirir formas variadas durante el crecimiento y rellenar el espacio disponible, pero lo más normal es que sean esféricas, cúbicas o alargadas (Nabors, 2006)

➤ **Células de colénquima:** La principal función de las células de colénquima (Figura 3.5.b) es proporcionar un soporte flexible. Las células de colénquima son normalmente alargadas y pueden adquirir formas variadas durante el crecimiento, pues permanecen vivas en la madurez y carecen de pared secundaria. Las células de colénquima poseen una pared primaria que se engruesa en algunas zonas donde contiene celulosa adicional, habitualmente en los bordes de la pared celular (Nabors, 2006).

➤ **Células de esclerénquima:** Constan de pared secundaria, a menudo fortalecida con lignina. La palabra esclerénquima procede del término griego skleros, y significa «duro», aludiendo al hecho de que la gruesa pared secundaria proporciona un sostén rígido. No en vano, la

pared celular de una célula de esclerénquima (Figura 3.5.c) es mucho más dura que la de una célula de colénquima o de parénquima. En consecuencia, las células de esclerénquima son menos comunes en vegetales pequeños que las de parénquima o las de colénquima. Al contrario que éstas dos últimas, las células de esclerénquima mueren al alcanzar la madurez. (Nabors, 2006).

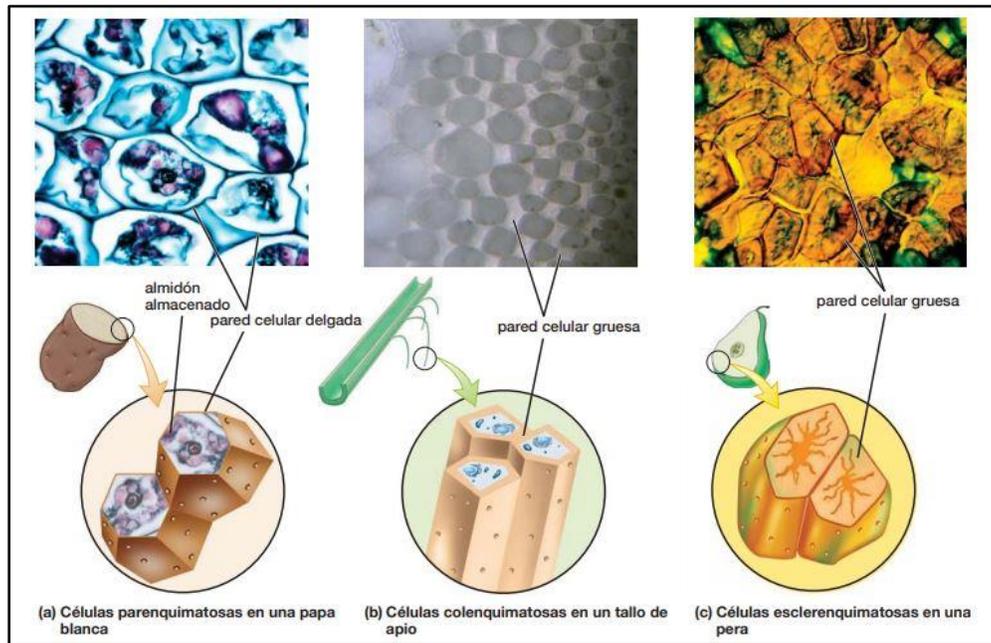


Figura 3. 5. Tipos de células. a. Células parenquimatosas, b. células colenquimatosas y c. Células esclerenquimatosas
Fuente: Audesirk et al., (2013).

3.4.6. HISTOLOGÍA VEGETAL

La Histología es la disciplina que estudia como se asocian las células y sus derivados para formar los tejidos de los organismos. (Herrero et al. 2006).

- **TEJIDOS VEGETALES**

El cuerpo vegetal está formado por células que se organizan en agregados, llamados tejidos. Las células de un tejido desempeñan una función determinada, además las células adultas y funcionales no necesariamente tienen que ser células vivas. Un tejido es un grupo de células organizadas entre sí, cuya estructura es semejante y cuyas funciones en la planta son muy

específicas. Los dos tipos de tejidos son: los meristemáticos y los adultos. (Santamarina y Roselló, 2018).

✓ TEJIDOS MERISTEMÁTICOS

Los meristemos están formados por células que continuamente están dividiéndose, a partir de estas se forman nuevas células y tejidos. Están localizadas en los extremos apicales de brotes y de raíz, en los nudos que adquieren posición lateral con respecto al órgano vegetal. Se pueden clasificar en:

Meristemos apicales: Están situados en los ápices de los brotes y de las raíces, principales y laterales (Figura 3.6). Son los responsables del crecimiento en longitud de las plantas, crecimiento primario. Además de nuevas yemas, hojas y flores. (Santamarina y Roselló, 2018).

Meristemos laterales: Están en posición lateral, son los encargados del crecimiento en grosor, crecimiento secundario (Figura 3.6), tales como: el cambium vascular (da origen a nuevos tejidos de conducción) y el cambium subérogeno o felógeno (origina nuevos tejidos protectores). (Santamarina y Roselló, 2018).

Meristemos intercalares: Zonas de tejido primario (Figura 3.6), en crecimiento activo. Apartadas de los ápices de la planta. Que se hallan entrenudos y en las vainas de las hojas de monocotiledóneas. (Santamarina y Roselló, 2018).

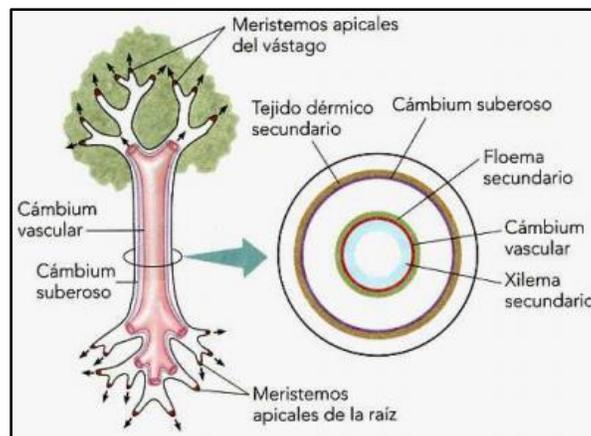


Figura 3. 6. Posición de los meristemos apicales y laterales. Fuente: Nabors, (2006).

✓ TEJIDOS ADULTOS

Los tejidos adultos pueden ser simples o complejos.

- Un tejido simple (parénquima, colénquima y esclerénquima) consta de un solo tipo de estructura celular. (Silva, 2013).

✓ **Parénquima:** En la (figura 3.7) se muestran los tipos de parénquimas que existen. (Silva, 2013). Es un tejido simple de poca especialización y primitivo, formado por células vivas en la madurez, que conservan su capacidad de dividirse. Se origina de los meristemas apicales o laterales. Se encuentra en diversas partes de la planta como en: medula y corteza del tallo y raíz, mesófilo de la hoja, placenta, frutos y haces conductores.

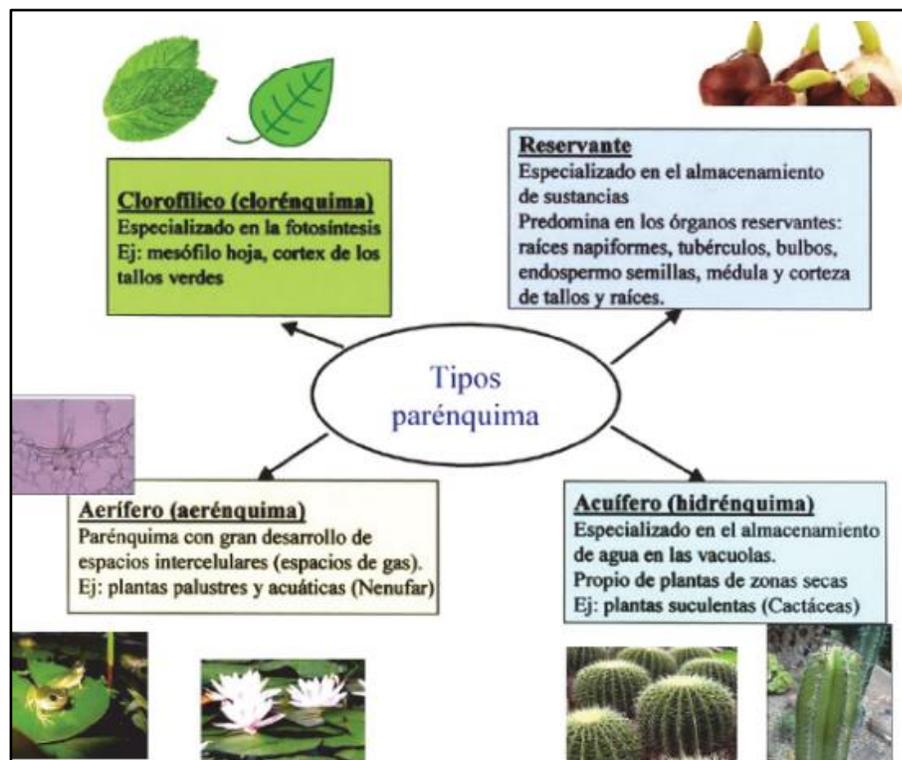


Figura 3. 7. Diferentes tipos de tejidos parenquimáticos. Fuente: Santamaría y Roselló, (2018).

✓ **Colénquima:** Es un tejido vivo formado por un solo tipo celular, presenta una gruesa pared celular primaria caracterizada por engrosamientos distribuidos desigual (Figura 3.8) y esto confiere al tejido gran fuerza de tensión y resistencia al estrés mecánico. (Silva. 2013).

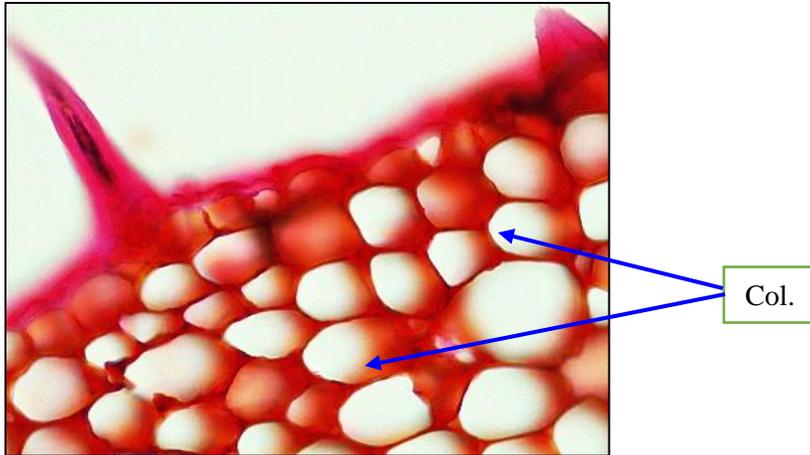


Figura 3. 8. Colénquima (Col.) en el tallo de *Malpighia glabra*.

✓ **Esclerénquima:** Es el tejido de sostén por excelencia y se caracteriza por estar formado por células generalmente “muertas” a su madurez y con gruesas paredes secundarias muy lignificadas, incapaces de dividirse. Hay dos tipos celulares: fibras y esclereidas. (Silva, 2013).

✓ **Fibras:** Tienen forma alargada y se disponen en cordones constituyendo la materia prima de las fibras vegetales como lino o cáñamo. Tienen elasticidad y soportan la tracción y las flexiones laterales.

✓ **Esclereidas:** de forma variada se encuentran dispersas por toda la planta. Abundan en las cubiertas de las semillas, nuez, almendra, etc.

▪ Tejido complejo (Xilema y Floema) consta de dos o más tipos celulares.

✓ **Xilema:** El xilema de todas las plantas vasculares contiene traqueidas, que son células largas que se estrechan en los extremos. (figura 3.9). Las traqueidas se alinean unas con otras para formar un sistema continuo de conducción de agua. La pared celular secundaria de una Traqueida presenta unas regiones más finas denominadas punteaduras, en las que sólo existe pared primaria. Las punteaduras de traqueidas adyacentes están normalmente alineadas, lo que permite que el agua y los minerales fluyan de una Traqueida a otra que esté por encima, por debajo o al lado de la misma (Nabors, 2006).

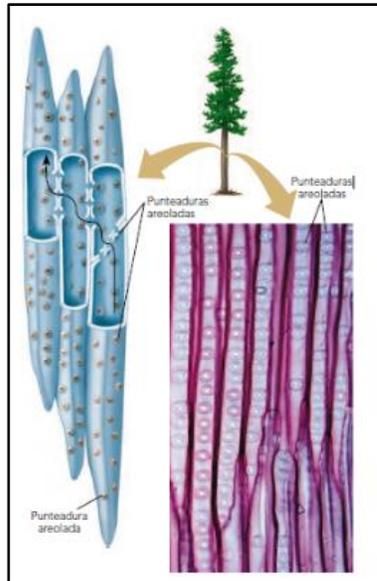


Figura 3. 9. Traqueidas. Fuente: Nabors, (2006).

✓ **Floema:** Transporta la savia elaborada desde las hojas al resto de la planta. El floema es un tejido vivo. Las células del floema forman los tubos cribosos (Figura 3.10) que se caracterizan por presentar áreas cribosas que son placas perforadas que se encuentran entre dos células contiguas y que permiten el paso de la savia. Los tubos cribosos son tubos continuos formados por células en las que ha desaparecido el núcleo (López, 2008).

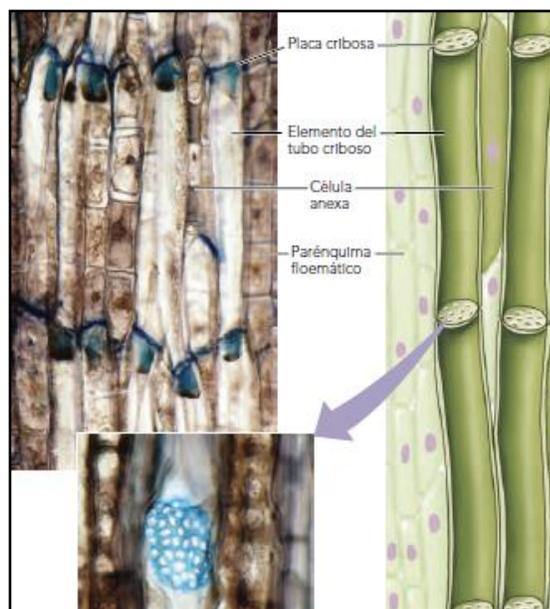


Figura 3. 10. Elementos de los tubos cribosos. Fuente: Nabors, (2006).

Los tejidos principales de la planta están organizados en grandes unidades que se encuentran en todas las partes del cuerpo vegetal. Según como lo menciona Santamarina y Roselló, (2018) estos grupos de tejidos se denominan sistemas de tejidos. Los tres sistemas de tejidos son: Dérmico, vascular y fundamental,

SISTEMA DÉRMICO

Es la cubierta externa de protección de una planta, comienza siendo células del parénquima, que después se convierte en varios tipos de células que protegen al vegetal. Durante el primer año de crecimiento, una planta presenta una capa de tejido dérmico que se conoce como epidermis, cuyas células se encuentran muy juntas formando barrera de seguridad. En las plantas que viven más de un periodo vegetativo, la epidermis del tallo y de la raíz se sustituye por un tejido protector llamado peridermis, que consiste fundamentalmente en células no vivas de corcho que protegen al vegetal de los depredadores y la pérdida de agua (Figura 3.12). La peridermis produce el cámbium suberoso y está formada por el súber o corcho, la felodermis y las células del propio cámbium suberoso. Las células dérmicas pueden modificarse mediante formación de prolongaciones similares a pelos denominadas tricomas. El tejido dérmico también contribuye a controlar intercambio de gases. Muchos tallos y hojas vegetales producen cutícula, una capa externa a la pared celular compuesta por cera y por una sustancia grasa llamada cutina, que contribuye a limitar la pérdida de agua. El tejido dérmico primario de la parte superficial del vegetal también contiene poros, que pueden abrirse para permitir el intercambio de gases y cerrarse para evitar la pérdida de agua llamados estomas. Cada uno consiste en un poro regulado por las células oclusivas o células de guarda, cada una a un lado del poro. A menudo los estomas se presentan en mayor número en el envés de la hoja. (Nabors, 2006).

SISTEMA VASCULAR

El sistema de tejido vascular (un sistema de tejido continuo que conduce agua, minerales y nutrientes) está formado por dos tejidos complejos: xilema y floema (Figura 3.12). El xilema transporta agua y nutrientes minerales desde la raíz hasta el resto del vegetal. El floema transporta azúcares y otros nutrientes orgánicos desde las hojas hasta el resto del vegetal. En otras palabras, el floema transporta los alimentos resultantes de la fotosíntesis. La suma de lo que transportan el xilema y el floema se conoce como savia. (Nabors, 2006).

SISTEMA FUNDAMENTAL

El tejido fundamental, también llamado sistema fundamental, consiste en el resto de tejido que no es vascular ni dérmico. Incluye tres tejidos simples: parénquima (predominante), colénquima y esclerénquima. Las células del tejido fundamental suelen hacerse cargo de la fotosíntesis, así como de almacenar nutrientes. Por ejemplo, las partes fotosintéticas de un vegetal están formadas principalmente por tejido parenquimático y son parte del tejido fundamental. El sistema fundamental también rellena el espacio que no ocupa el tejido dérmico o el vascular, y en este caso se le da el nombre de córtex (Figura 3.12). Sin embargo, en ocasiones aparece también en el interior del tejido vascular, y en este caso se le llama médula. (Nabors, 2006).

Córtex: En el desarrollo primario de la planta, el córtex, al igual que la médula se originan del meristemo fundamental, mientras en el desarrollo secundario, las células del córtex se originan del parénquima fundamental primario (Paniagua,2007). Consiste en todos los tejidos comprendidos por debajo de la epidermis, constituidos por tejido fundamental, principalmente parénquima, pero pueden estar presentes células de colénquima, como refuerzo en tallos herbáceos y hojas, además de células de esclerénquima como fibras y esclereidas (Paniagua, 2007; Becerra y Chaparro, 1999).

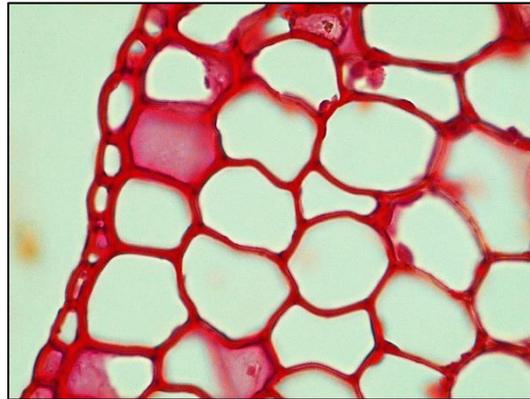


Figura 3. 11. CórteX(Cor.) en el tallo de Portulaca oleraceae.

Médula: Este concepto se refiere simplemente a la localización del tejido fundamental, que está formado esencialmente por parénquima. El tejido fundamental existente en el interior del tejido vascular se le denomina médula. (Nabors. 2006).

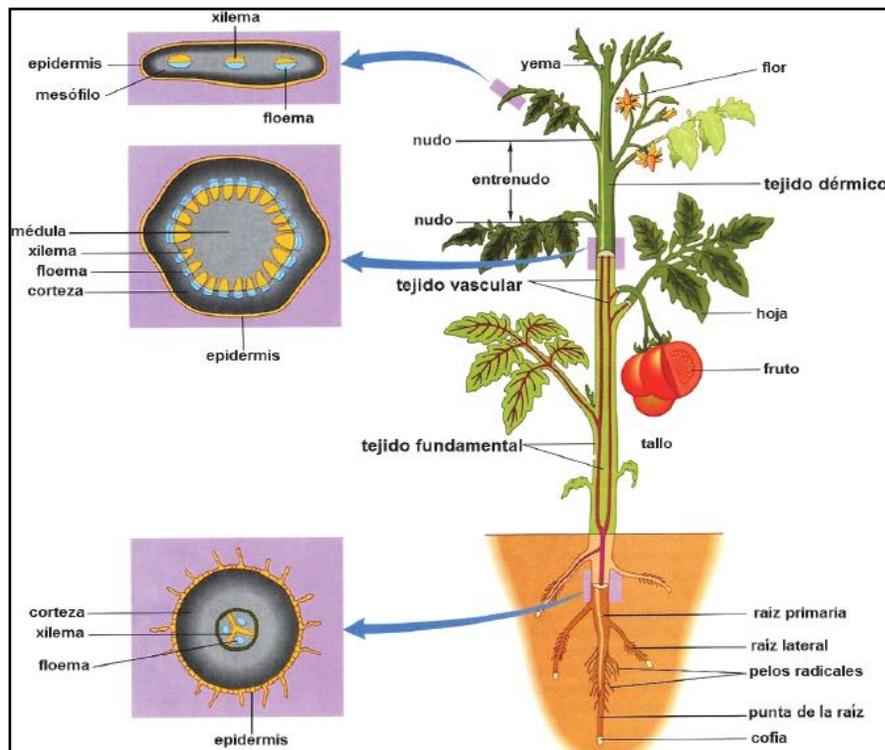


Figura 3. 12. Sistemas de tejidos: Dérmicos, vascular y fundamental. Fuente: Santamarina y Roselló, (2018). (Modificado por Rost et al.,2006).

3.4.7. MICROSCOPIA

Una de las principales herramientas para el estudio de la célula es el microscopio. En general las células y tejidos vivos son difíciles de estudiar, se pueden realizar estudios de tejidos, realizando cortes a mano alzada con una hojilla bien afilada y haciendo observaciones con el microscopio óptico, previo montaje de la muestra sobre un portaobjeto de vidrio, con una gota de agua y cubriendo con un vidrio cubre objeto. Inicialmente el estudio detallado de las células se ha favorecido con el mejoramiento de los microscopios y el desarrollo de métodos y técnicas para preparación y observación de las células. (Hernández Gil, 2007). Los Microscopios pueden ser Simples o compuestos. Otro instrumento actualmente utilizado en microscopia es el microtomo.

- **MICROTOMO**

El micrótopo es un equipo mecánico de precisión que se utiliza para realizar cortes en tejidos que han sido objeto de inclusión en parafina, siendo las secciones conseguidas de espesor micrométrico lo suficientemente delgadas para permitir su examen por el microscopio. Existen diversos tipos de micrótopos (de mano, de balanceo, de rotación, de deslizamiento, criostato, ultra micrótopo, etc.) siendo el más empleado el de rotación por las ventajas que aporta: gran precisión y la posibilidad de producir secciones en serie muy finas, gracias a la desmultiplicación que produce el cambio de un movimiento de rotación a otro de traslación (Ainciburu, 2010).

El micrótopo consta de 4 mecanismos:

- Sujeción de bloques de parafina
- Sujeción de navajas
- Permite que el filo de la navaja seccione al bloque en cortes delgados y de grosor uniforme en 10 a 30 micrómetros.

- El avance del bloque en un número determinado de micrómetros después de obtenido un corte. (Montalvo, 2010).

3.4.8. MICROTÉCNICAS HISTOLÓGICAS

Son aquellos procedimientos o pasos que se deben seguir en histología vegetal, el cual, se someten las muestras a un proceso de conservación, experimentación, observación y análisis, resultando un material de apoyo necesarios en las prácticas de laboratorios (Tabla 3.1). En general, todos los pasos en el procedimiento histológico son esenciales, desde la selección del tamaño y zona de muestra, la elección y tiempo de fijación, la deshidratación que involucra la inmersión en el medio de inclusión, el corte con el micrótomo, la tinción y montaje para finalmente realizar su identificación y observación, ya listos los micropreparados permanentes. (Verdín et al, 2013). La información anexada en la Tabla 3.1 fue tomada de los siguientes autores:

Tabla 3. 1. Microtécnicas Histológicas.

| TÉCNICAS | CONCEPTOS |
|----------------------------------|--|
| PRESERVACIÓN DE MATERIAL VEGETAL | Permite conservar estructuras externas e internas. Los métodos más utilizados son: preservación en hielo, preservación de las muestras envueltas en papel húmedo y colocado en bolsas plásticas, y el secado. De esta manera se pueden transportar las muestras hasta el laboratorio. (Roth, 1964) |
| TOMA DE MUESTRA | En principio, con el material vegetal se pueden realizar cortes a mano de material fresco, sin que haya recibido ningún tratamiento previo, para ser observados al microscopio de luz; sin embargo, a medida que se requieran más detalles estructurales se deben utilizar técnicas y aparatos cada vez más complicados para la preparación de las muestras. (Roth, 1964). |
| FIJACIÓN | Es el proceso de conservación estructural y química de las células y materiales extracelulares; es decir, sin ser desplazadas, las proteínas estructurales y los otros constituyentes del tejido deben volverse insolubles a los reactivos a los que posteriormente serán expuestos. La interacción del fijador con los componentes moleculares de los tejidos para su ulterior procesamiento histológico y estudio microscópico mantiene estables las estructuras al estimular la formación de enlaces cruzados entre las proteínas. (Verdín et al, 2013; Miller, 1996; Kiernan, 1990; Luna, 1968). Se llama fijadores a las sustancias químicas o a los agentes físicos que se utilizan para fijar las muestras. Estos presentan las siguientes cualidades para facilitar la fijación: Actúa con rapidez, matando y fijando las células antes de que aparezcan los fenómenos post mortem (autólisis), posee alto poder de penetración para asegurarla fijación correcta hasta en las capas profundas de la pieza a fijar, conserva los detalles estructurales que presentaban in vivo, favorecer el empleo de los procedimientos necesarios para su observación. |

| | |
|----------------|---|
| | <p>✓ MÉTODOS FÍSICOS: Los principales agentes físicos utilizados para fijar material biológico son el calor y la congelación: El calor es el más simple de los métodos; produce coagulación de las proteínas y licuefacción de los lípidos. (Verdín et al, 2013).</p> <p>✓ MÉTODOS QUÍMICOS: Utilizan soluciones acuosas compuestas por moléculas fijadoras que establecen puentes entre las moléculas del tejido, manteniéndolas en sus lugares originales e impidiendo su degradación. (Megías et al, 2019).</p> |
| LAVADO | Proceso que se realiza para quitar el exceso del fijador para conservación de la muestra vegetal que se use, se lavan las muestras con suficiente agua de la llave o agua destilada, que será deshidratada y aclarada para su debida Parafinación en los bloques sólidos de parafina. |
| DESHIDRATACIÓN | Para realizar la inclusión en medios hidrofóbicos como la parafina, los tejidos fijados se deshidratan en alcoholes de concentración creciente hasta llegar a alcohol absoluto, esto se hace porque si se colocara el tejido en una solución de alcohol al 100%, el agua saldría muy rápido del tejido y se deformaría. El alcohol etílico es el de uso más común; excelente deshidratante, aunque tiene el inconveniente de que es muy inflamable. (Verdín et al, 2013). |
| ACLARAMIENTO | También se denominan líquidos intermediarios y se manejan mediante la realización de baños sucesivos de duración variable en función de las características del agente y del volumen de la pieza. (Verdín et al, 2013). Presentas algunas ventajas como: es un buen agente aclarante, No disuelve la celoidina, Endurece poco los tejidos, elimina fácil el medio de inclusión y permite apreciar el punto óptimo de dosificación. |
| PARAFINACIÓN | Para las técnicas más frecuentes de tinción se emplea el método de inclusión; para los cortes que deben observarse con el microscopio óptico se usa casi exclusivamente la parafina, que ha sido utilizado por más de cien años. Su función es difundirse en los tejidos cuando está derretida en aquellos lugares en que la muestra tenía agua, habiendo sido deshidratada y tratada con un líquido intermediario previamente (Benítez, 2008). Después las muestras se colocan en una estufa con parafina fundida entre 56 y 60 °C, dado que ésta es sólida a temperatura ambiente. Luego de impregnar el tejido, se deja solidificar la parafina junto con aquél, constituyendo los bloques histológicos. (Verdín et al, 2013). |
| INCLUSIÓN | La inclusión permite obtener cortes finos y homogéneos, por lo que las piezas a cortar deberán tener una determinada consistencia y uniformidad. El medio de inclusión debe ser líquido que posteriormente se solidifique de manera homogénea y debe, asimismo, penetrar en todos los espacios libres de los tejidos. Algunos medios de inclusión son solubles en agua, otros no; caso en el que ha de ser reemplazado por el solvente apropiado al medio de inclusión que se utilice. (Verdín et al, 2013). |
| CORTE | Los tejidos deben cortarse en láminas delgadas para posibilitar su observación con el microscopio; esto exige experiencia y paciencia, ya que se debe tener en cuenta que cortes demasiado finos facilitarían el desprendimiento en los múltiples lavados; en tanto que los de mayor grosor originarán superposición celular, dificultades en la Desparafinación y disminución en el número de muestras. Los instrumentos utilizados para la obtención de cortes son los microtomos que constan, básicamente, de una navaja muy afilada que seccionará el bloque con la muestra y un mecanismo de avance automático regulable de unos pocos micrones. (Verdín et al, 2013). |

| <p>DESPARAFINACIÓN E HIDRATACIÓN</p> | <p>Para teñir cortes en parafina debe procederse, antes que nada, a eliminar ésta, puesto que no existe ningún colorante que pueda teñir a través de ella; con estos fines se recurre al proceso inverso al utilizado durante la elaboración de los bloques de parafina. Es decir, en primer lugar, se procede a una mediante el empleo de un disolvente, esto se consigue bañando los portaobjetos con los cortes en un disolvente, usualmente el xilol; a continuación, se procede a una hidratación mediante baños sucesivos de alcohol en graduación decreciente. Una vez en medio acuoso, se pueden emplear colorantes hidrosolubles. (Verdín et al, 2013).</p> | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---|--|---|--|-------------------------------|----------------|-------------------------|---|---|---------------------------------------|------------------|--|---|---|----------------|---|---|--|
| <p>TINCIÓN</p> | <p>La tinción histológica es un proceso utilizado para proveer de color a los componentes de un tejido; para ello, existen múltiples métodos, unos generales, otros específicos, que permiten poner de manifiesto tipos celulares concretos, determinados organelos o estructuras intracelulares. Las tinciones pueden ser simples cuando se utiliza un solo colorante o múltiples cuando se usan dos o más. (Verdín et al, 2013).</p> <table border="1" data-bbox="490 695 1409 1140"> <thead> <tr> <th>Reactivo</th> <th>Preparación</th> <th>Función (Para que se utiliza)</th> <th>Uso (Reacción)</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>Azul de metileno</td> <td> <ul style="list-style-type: none"> En solución de 1% 1gr de azul de metileno 100ml de agua destilada </td> <td>Se utiliza para poner de manifiesto las paredes celulares de naturaleza celulósica.</td> <td>Colorea de azul las paredes primarias</td> </tr> <tr> <td>Safranina</td> <td> <ul style="list-style-type: none"> En solución 1% 1gr de safranina 100ml de alcohol etílico 50°C (Armiñana y García, (s/f)) </td> <td>Es muy usada en histología vegetal, donde tiñe de rojo los nubes y la lignina de las paredes celulares secundarias.</td> <td>Se usa en las tinciones gram para bacterias. (Mejías et al.,2018)</td> </tr> <tr> <td>Tionina</td> <td> En solución de 1% 0.1gr de Tionina 10ml de etanol absoluto. 100ml de agua destilada. (Patiño y Ramírez, 2006) </td> <td>Colorea de azul a los núcleos y otras estructuras basófilas</td> <td>Se tiñe de violeta o rosado. Los componentes tisulares, la mucina, la matriz cartilaginosa o el ácido hialurónico.</td> </tr> </tbody> </table> | Reactivo | Preparación | Función (Para que se utiliza) | Uso (Reacción) | Azul de metileno | <ul style="list-style-type: none"> En solución de 1% 1gr de azul de metileno 100ml de agua destilada | Se utiliza para poner de manifiesto las paredes celulares de naturaleza celulósica. | Colorea de azul las paredes primarias | Safranina | <ul style="list-style-type: none"> En solución 1% 1gr de safranina 100ml de alcohol etílico 50°C (Armiñana y García, (s/f)) | Es muy usada en histología vegetal, donde tiñe de rojo los nubes y la lignina de las paredes celulares secundarias. | Se usa en las tinciones gram para bacterias. (Mejías et al.,2018) | Tionina | En solución de 1% 0.1gr de Tionina 10ml de etanol absoluto. 100ml de agua destilada. (Patiño y Ramírez, 2006) | Colorea de azul a los núcleos y otras estructuras basófilas | Se tiñe de violeta o rosado. Los componentes tisulares, la mucina, la matriz cartilaginosa o el ácido hialurónico. |
| Reactivo | Preparación | Función (Para que se utiliza) | Uso (Reacción) | | | | | | | | | | | | | | |
| Azul de metileno | <ul style="list-style-type: none"> En solución de 1% 1gr de azul de metileno 100ml de agua destilada | Se utiliza para poner de manifiesto las paredes celulares de naturaleza celulósica. | Colorea de azul las paredes primarias | | | | | | | | | | | | | | |
| Safranina | <ul style="list-style-type: none"> En solución 1% 1gr de safranina 100ml de alcohol etílico 50°C (Armiñana y García, (s/f)) | Es muy usada en histología vegetal, donde tiñe de rojo los nubes y la lignina de las paredes celulares secundarias. | Se usa en las tinciones gram para bacterias. (Mejías et al.,2018) | | | | | | | | | | | | | | |
| Tionina | En solución de 1% 0.1gr de Tionina 10ml de etanol absoluto. 100ml de agua destilada. (Patiño y Ramírez, 2006) | Colorea de azul a los núcleos y otras estructuras basófilas | Se tiñe de violeta o rosado. Los componentes tisulares, la mucina, la matriz cartilaginosa o el ácido hialurónico. | | | | | | | | | | | | | | |
| <p>MONTAJE</p> | <p>Las preparaciones permanentes se montan con medios disueltos aplicados sobre la preparación y que endurecen por evaporación del disolvente. En tanto, las preparaciones histológicas y citológicas deben deshidratarse completamente antes del montaje. Como última etapa debe usarse xileno o un sustituto de éste, lo que asegura que el tejido se transparente y al poner el medio de montaje se extienda perfectamente bien, pues la mayor parte de los medios de montaje están diluidos en xilol. (Verdín et al, 2013).</p> <p>TIPOS DE MONTAJES</p> <ul style="list-style-type: none"> • Montaje en seco <p>En un montaje en seco, el tipo más sencillo de montar, el objeto no es más que colocar en la diapositiva. Una hoja de cubierta se puede colocar en la parte superior para proteger la muestra y el objetivo del microscopio, para mantener la muestra, se presiona. Este montaje se puede utilizar con éxito para ver las muestras como el polen, plumas, pelos, etc. (Rovira, 2005).</p> <ul style="list-style-type: none"> • En fresco o montaje temporal <p>En un montaje húmedo, son aquellas que solo se van a utilizar durante la práctica, unos días posteriormente se lavan (Montoya, 2007). Se debe tener cuidado para eliminar las burbujas de aire que puedan interferir con la visualización.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Montaje preparado o montaje permanente <p>La técnica de montaje consiste en depositar sobre el portaobjetos una gota de resina en solución que solidifica ulteriormente por polimerización al</p> | | | | | | | | | | | | | | | | |

| | |
|------------------------------|--|
| | evaporarse su solvente (xilol). Para no dañar el corte con el objetivo se cubre el mismo con un cubreobjetos evitando la formación de burbujas de aire. Se retira el exceso de bálsamo con una gasa húmeda en xilol y se deja secar unas horas a temperatura ambiente. (Celaya y Carranza, 2015) |
| OBSERVACIÓN E IDENTIFICACIÓN | Al obtener los micropreparados permanentes se llevan al microscopio para realizar su debida identificación y observación de los tejidos vegetales de las diferentes muestras que se utilicen. |

3.4.9. CONCEPTO DE PROCESOS DE ENSEÑANZA- APRENDIZAJE

PROCESO DE ENSEÑANZA

Es muy importante, ya que el docente es el que acompaña en el aprendizaje y desarrollo del estudiante durante su vida. La enseñanza es el resultado de una relación personal entre el docente y el estudiante. El docente debe tomar en cuenta los contenidos, la forma de desarrollo de las actividades y las diferentes estrategias didácticas para enseñar a aprender en la formación y valores de cada estudiante.

PROCESO DE APRENDIZAJE:

La persona usa consciente e inconscientemente los aspectos cognitivos como procesamiento para controlar, transformar y dirigir sus actividades mentales, que le permitirán desarrollar habilidades, destrezas y técnicas para el manejo de las estrategias de enseñanza-aprendizaje.

En este proceso de aprendizaje, las ideas principales que se plantean son:

1. El docente como orientador en el aprendizaje del estudiante.
2. El aprendizaje de un tema en particular requiere una secuencia lógica y psicológica.
3. El pensamiento individual en cada estudiante debe ser respetado.

Es necesario comprender que el aprendizaje es personal, centrado en objetivos y que necesita una continua y constante retroalimentación. Principalmente, el aprendizaje debe estar basado en una buena relación entre docente, estudiante y compañeros. (Meneses, 2007)

¿Cómo funciona el proceso de enseñanza-aprendizaje?

El aprendizaje y la enseñanza son procesos que se presentan diariamente en la vida de todo ser humano, por eso es primordial hablar de los dos. El proceso de enseñanza-aprendizaje está compuesto por cuatro elementos esenciales para su desarrollo tales como: el docente, el alumno,

los contenidos y el aula donde se desarrollan las estrategias didácticas. Cada uno influye en mayor o menor grado, dependiendo de la forma que se unen en un determinado contexto.

Estrategias de enseñanza - aprendizaje

La enseñanza es impartida por un docente como organizador, pero es una construcción de intercambio de conocimientos con los alumnos y el contexto en que se desarrollan, esto quiere decir que ambos son los encargados de contribuir y hacer que la enseñanza – aprendizaje sean efectivos.

Las estrategias de enseñanza- aprendizaje son los procedimientos o recursos que los docentes utilizan con el fin de promover aprendizaje significativo, que se desarrollan a través de los contenidos en las estrategias cognitivas, siendo el docente como mediador del aprendizaje en su área, como también tener la responsabilidad de enseñar a aprehender (Parra, 2013.)

Las estrategias de la enseñanza que eligen los docentes es el planificador (sistematizan todas las actividades que se realizaran en clase de forma programada y didáctica) innovación y creatividad en los materiales y manejo de la red de información. Esto hace parte de las estrategias de enseñanza-aprendizaje que se les proporcionan a los estudiantes facilitando la asimilación de los contenidos y su procesamiento. En los nuevos modelos educativos les exigen a los docentes que conviertan su rol de expositores del conocimiento al de monitores del aprendizaje y a los estudiantes, cambiar su estilo de espectadores del proceso de enseñanza, al de integrantes activos, participativos, propositivos y críticos en la construcción de su propio conocimiento. De esta manera el estudio y la generación de innovaciones en el ámbito de las estrategias de enseñanza-aprendizaje, se establecen como líneas prioritarias de investigación para cambiar el conjunto de conocimiento que se imparten en la Ciencia de la educación. (Parra, 2013).

4. OBJETIVOS

4.1. OBJETIVO GENERAL

- Elaborar material de apoyo para las prácticas de los laboratorios de botánica, con base en el estudio anatómico de seis especies de plantas Angiospermas.

4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Analizar aspectos anatómicos de raíz, tallo y hojas de 6 especies de plantas Angiospermas
- Elaborar una guía de laboratorio para apoyar el trabajo práctico en los laboratorios de anatomía en botánica.
- Elaborar una Histoteca como material de apoyo para los estudios anatómicos del área de botánica del grupo GIPB y del programa.

5. METODOLOGÍA

Esta investigación es de tipo cualitativa, ya que se basa en una lógica y proceso inductivo (explorar y describir, y luego generar perspectivas teóricas), el cual va de lo particular a lo general, no requiere el planteamiento ni prueba de hipótesis y se basa en métodos de recolección de datos no estandarizados (datos cualitativos). Según Hernández, Fernández y Baptista, (2014), “el enfoque cualitativo puede concebirse como un conjunto de prácticas interpretativas que hacen al mundo “visible”, lo transforman y convierten en una serie de representaciones en forma de observaciones, anotaciones, grabaciones y documentos. Es naturalista (porque estudia los fenómenos y seres vivos en sus contextos o ambientes naturales y en su cotidianidad) e interpretativo (pues intenta encontrar sentido a los fenómenos en función de los significados que las personas les otorguen)”.

A su vez, este trabajo es una investigación descriptiva, ya que consiste en detallar los fenómenos, situaciones, contextos y sucesos; es decir, definir cómo son y cómo se manifiestan. Con los estudios descriptivos se busca especificar las propiedades, las características de los objetos o cualquier otro fenómeno que se someta a un análisis. (Hernández et al., 2014).

Para cumplir con los objetivos trazados, el trabajo se desarrolló en tres fases:

5.1 FASE DE CAMPO O DE MUESTREO:

5.1.1. SELECCIÓN DE PLANTAS.

Fue de gran ayuda la información obtenida del Herbario, dando la ubicación de las especies que se seleccionaron para el desarrollo del proyecto, como podemos ver en la Figura 5.1. se puede apreciar las 6 especies de plantas como la Gualanday, Cerezo, Bijao, verdolaga, Pajarito y balazo cada una, con sus nombres científicos que hacen parte del presente estudio, las cuales fueron elegidas bajo los siguientes criterios.

| | | |
|--|--|--|
| Árbol: Gualanday <i>(Jacaranda caucana)</i> | Arbusto: Cerezo <i>(Malpighia glabra)</i> | Hierba monocotiledónea: Bijao (<i>Calathea lutea</i>) |
|  |  |  |
| Hierba dicotiledónea Verdolaga (<i>Portulaca oleraceae</i>) | Hemiparásita: Pajarito <i>(Oryctanthus alveolatus)</i> | Enredadera: Balazo <i>(Monstera adansonii)</i> |
|  |  |  |

Figura 5. 1. Se recolectó el material vegetal: A. Gualanday, B. Cerezo, C. Bijao, D. Verdolaga, E. Pajarito y f. Balazo.

según la información de la figura 5.1 donde se muestran las diferentes especies, se toman en cuenta los siguientes criterios para su selección para el proyecto de investigación: están deben ser especies nativas y estar ubicadas en la ciudad de Neiva, ya que estas plantas determinan una importancia y uso para la región, a su vez, poseen una estructura que facilita su estudio, de esta forma, se obtuvieron las muestras de tallos, raíces y hojas de las mismas. Por otro lado, geográficamente hablando son accesibles para recolectarlas, ya que la gran mayoría de estas fueron elegidas en la Universidad Surcolombiana y cercanías, presentando diferentes formas de crecimiento tales como: Árbol, Arbusto, Hierbas: monocotiledónea y dicotiledónea, hemiparásita y trepadora, que incorporan características diversas en el estudio histológico.

5.1.2. TOMA DE MUESTRA PARA HISTOLOGÍA.

En la (Figura 5.2.) se observan las plantas listas para ser cortadas y recuadros más pequeños donde se realizaron los cortes de los órganos de cada especie, con la medida de (1cm) aproximadamente. Se debe evitar la autólisis (autodestrucción de los tejidos) de los órganos obtenidos frescos, esto se logra con un fijador que permite preservarlos, el cual, se utilizó el fijador FAA, llenando los frascos con 30ml de la sustancia, sobre las muestras ya cortadas y se dejaron durante 24 horas.



Figura 5. 2. Preparación de las muestras en el laboratorio (A. *Jacaranda caucana*, B. *Malpighia glabra*, C. *Calathea lutea*, D. *Portulaca oleracea*, E. *Oryctanthus alveolatus* y F. *Monstera adansonii*), donde se le realizó los cortes transversales y longitudinales de 5mm o 1cm.

5.1.3. TOMA DE MUESTRAS PARA EL HERBARIO.

Fueron seleccionadas en las zonas verdes de la Universidad Surcolombiana donde se proporcionó el fácil acceso para la recolección de los órganos de las especies (Figura 5.3.) teniendo en cuenta principalmente su inflorescencia. En la salida de campo se tomaron las muestras con la ayuda de la tijera de podar en la proporción terminal de la rama con varias hojas e inflorescencia para el árbol Gualanday (*Jacaranda caucana*) y para el arbusto Cerezo (*Malpighia glabra*). Al recolectar las hierbas Bijao (*Calathea lutea*) y verdolaga (*Portulaca oleraceae*), estas representan al individuo completo sus hojas, tallo y raíz, ya que era necesario como requisito para el ingreso al herbario. La hierba dicotiledónea (verdolaga) fue recolectada a las a fueras de la Universidad. Para el pajarito (*Oryctanthus alveolatus*) se hizo el corte sobre el árbol hospedero, que está ubicado en el parqueadero de la misma institución y por último se recolectó la trepadora el balazo (*Monstera adansonii*) con cuidado de no dañarlo, que se puede observar en la Figura 5.3.



Figura 5. 3. Recolección de las muestras botánicas en la Universidad Surcolombiana y cercanías.

Se escribieron los datos de las características cualitativas de las especies observadas, tales como: modificaciones en raíz o tallo, color de las hojas, forma de la inflorescencia, colores observados y olores percibidos etc. A medida que se recolectaban las plantas, con la información de los rasgos morfológicos que se pierden cuando se toman la muestra. En la figura 5.4. se evidencia las indicaciones del Herbario para el prensaron y alcoholización las muestras botánicas,

se prepararon las especies para ponerlas sobre el pliego de papel periódico (A.), para acomodar las muestras de las hojas, se debe mostrar tanto el haz como el envés. Cuando son muy grandes como el balazo se pone la muestra entre un pliego adicional de papel periódico (B.), en la parte inferior izquierda se debe escribir con lápiz los datos generales recolectados de las especies. Las muestras se van apilando sucesivamente ya preparadas dentro de la bolsa plástica, amarradas con una cuerda (C.) y se humedecen con etanol al 70% (D.). Se sella la bolsa, percatando que no tenga espacios vacíos, se marca el material con datos del colector (E.). El material botánico se preserva durante un mes.

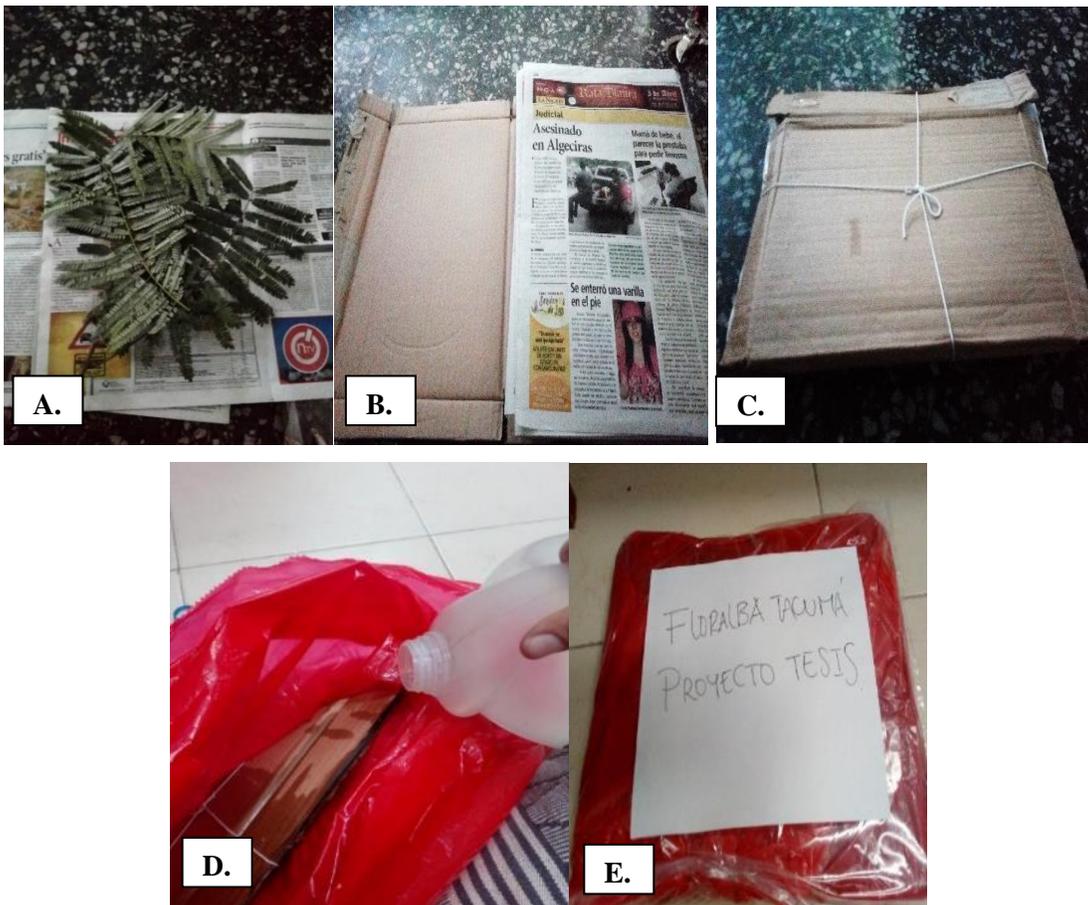


Figura 5. 4. Prensado y preservación del material botánico. A. La planta ubicada sobre el papel periódico B. Organización de las muestras unas encima de otras, protegidas por dos cartones y C. Amarre final con las muestras apiladas. D. Muestras alcoholizadas al 70% y E. Proceso finalizado en la recolección de campo para el herbario.

5.2. FASE DE LABORATORIO:

5.2.1. EXICADOS PARA EL HERBARIO

Teniendo en cuenta los criterios de selección del material recolectado en campo, que se procesó de acuerdo con las especificaciones del Herbario SURCO. Fue llevado al laboratorio para continuar con los siguientes pasos:

SECADO

El material recolectado en campo se preservó de manera adecuada con alcohol al 70%, y en los hornos de la Usco, se llevó a cabo el secado, a 80° C, por 2 o 3 días, según el grosor de las muestras, hasta que estuvieron totalmente secas. En la figura 5.5. se muestra el proceso para el proceso de secado de las muestras.

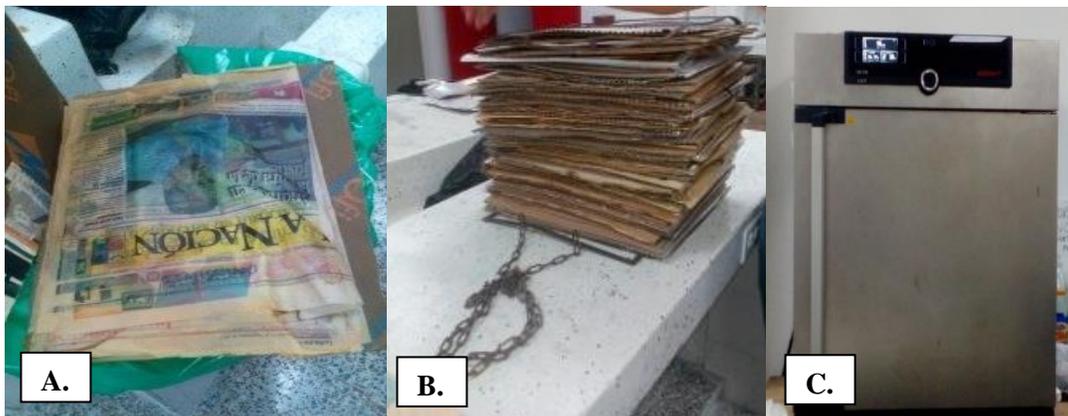


Figura 5. 5. Proceso de secado de las muestras. A. Listas las plantas recolectadas para ser prensadas, B. Prensado de las plantas recolectadas y C. El material botánico en el horno para el proceso de secado. Laboratorio de química. Usco

MONTAJE, ETIQUETADO E INGRESO AL HERBARIO

El montaje se realizó en el herbario, donde se llevaron las muestras previamente secadas. Listas para fijarlas o adherirlas sobre la cartulina blanca y asegurarlas cosiéndolas con hilo blanco. Es importante dejar una buena distribución de las especies sobre la lámina, procurando dejar espacio al lado derecho inferior para poner la etiqueta y un espacio en la esquina superior izquierdo o derecho para pegar allí el sobre con el tejido que se cae de la muestra. Proceso que se llevó a

cabo con todas las especies recolectadas, que se ubicaron sobre la cartulina y se procedieron a coserlas, se realizaron costuras en puntos específicos para que quedarán bien fijas las muestras y cuando se terminó de coser, en la parte de atrás se aseguró la costura cubriéndola con cinta de enmascarar (Figura 5.6). Al ser la inflorescencia y hoja muy grande, se tuvo que montar en una sola lámina de cartulina blanca. Esto se hizo con la hoja del Bijao (*Calathea lutea*) y la flor del Balazo (*Monstera adansonii*), puesto que sus órganos eran muy grandes, por tal motivo, se montaron por separado de la muestra completa.



Figura 5. 6. Montaje del material botánico para el herbario.

se elaboraron las etiquetas para el ingreso de las muestras a la colección del Herbario. Se escribieron los datos observados, que se anotaron en la libreta de campo en el momento que se realizó la colecta, la información escrita fue: el nombre del herbario, nombre de la familia, nombre de la especie, nombre común, la persona quien identifico la muestra, localidad, coordenadas, datos morfológicos, numero de colecta con la fecha de colección y colectores. Al terminar el proceso de laboratorio en el prensado, secado, montaje y etiquetado, se elaboró una carta para solicitar un

permiso de ingreso de las muestras para la colección del Herbario SURCO, como una contribución y evidencia del trabajo tesis realizada en la Universidad Surcolombiana.

5.2.2. PROCEDIMIENTO HISTOLÓGICO

Se llevó a cabo en los laboratorios de la Universidad de ciencias Aplicadas y Ambiental (UDCA), con la colaboración de los Doctores Teresa Carvajal Decana de facultad de Ciencias Agropecuaria, Leonardo Roa Director Programa Medicina Veterinaria Zootecnia, Carolina Gallego Coordinadora Laboratorio Histopatología, Cristina Cárdenas Jiménez Histotecnóloga.

En el laboratorio, teniendo los órganos ya seccionados en 5 mm de las muestras, se realizó el procedimiento histológico, donde se sometió el material botánico en un proceso de conservación y preservación permanente. Los requerimientos para la histología vegetal que se usaron, fueron esenciales como la fijación, lavado, deshidratación, aclaramiento, parafinación, inclusión, corte con el micrótopo, desparafinación e hidratación, tinción, montaje y observación al microscopio con los micropreparados permanentes listos, que facilitaron la identificación de los tejidos de las especies seleccionadas en el estudio. La información obtenida para los procesos Histológicos fue extraída de los siguientes autores: Armiñana & García, (S/F), (Ainciburu.2010), Benítez. (2008), Castañeda. (2009), Celaya & Carranza. (2015), Mejías et al. (2018), Montalvo. (2010), Montoya. (2007), Patiño y Ramírez. (2006), Roth. (1964), Rovira. (2005) y Verdín et al. (2013). Estos pasos se llevaron a cabo como se muestra a continuación:

FIJADOR

El FAA fue preparado con las siguientes cantidades:

1. Alcohol etílico de 60° (180ml)
2. Ácido acético glacial (10ml)
3. Formaldeído 40% (10ml) (Armiñana & García, S/F)

1. Fijación: Se utilizó el FAA (FORMOL- ÁCIDO ACETICO-ALCOHOL) Como fijador para preservar y endurecer las muestras vegetales. Se preparó 200ml en el laboratorio y se dejaron durante 24 horas sumergidas. Cada una de las muestras previamente cortadas en sección trasversal y longitudinal, con medida de 1cm aproximadamente (Figura 5.7.), se guardaron en frascos de manera individual por especie y se les agregó el fijador en 30ml, estos frascos se marcaron con cada especie y sus órganos seccionados (hoja, tallo y raíz) para su procesamiento (Figura 5.8.). Al finalizar se procesó el material botánico y se obtuvieron un total 6 cápsulas de parafina (Figura 5.9.).

A. Cortes para procesamiento



Figura 5. 7. Procesamientos de los cortes transversales y longitudinal en el fijador FAA.

B. Inmersión de muestras en FAA para fijación



Figura 5. 8. Frascos con cada especie sumergida en 30ml del fijador.

C. Ubicación de muestras en cápsulas de parafina



Figura 5. 9. Obtención de 6 Cápsulas de parafina listas para su procesamiento.

LAVADO

Anteriormente, se procesó la muestra de las especies en las cápsulas de parafina que fueron usadas durante el procesamiento de cada una de ellas en la fijación y se lavaron con agua para remover el exceso de este, ya que al momento de la infiltración o incluso en la microtomía, podría afectar los cortes histológicos impidiendo su estudio (Figura 5.10.).



Figura 5. 10. Cápsulas de parafina lavadas para remover el fijador.

DESHIDRATACIÓN

Deshidratación, el proceso de la deshidratación (Figura 5.11.) fue llevado a cabo con porcentajes crecientes así:

Alcohol etílico al 70% (30min)

ACLARAMIENTO

Después de la deshidratación, el tejido se pasó por el solvente intermediario, como es el xilol, sustancia que tiene la particularidad de ser miscibles tanto en el agente deshidratante (alcohol etílico) como en la parafina (Figura 5.12.). Esto se determinó al momento en que fueron expuestas las muestras al químico, donde perdieron su color y algunas quedaron transparentes. Se realizó el aclaramiento, para las plantas de pajarito (*Oryctanthus alveolatus*), Bijao (*Calathea lutea*), balazo (*Monstera adansonii*) y verdolaga (*Portulaca oleraceae*) en dos periodos de 1 hora cada una, en una concentración de 70ml.

Por otro lado, se realizó el aclaramiento del material de tallo y raíz de las especies gualanday (*Jacaranda caucana*) y cerezo (*Malpighia glabra*) y hoja del balazo (*Monstera adansonii*), pero hubo una modificación en el tiempo así: dos periodos de 40 minutos cada una con la misma concentración de Xilol.

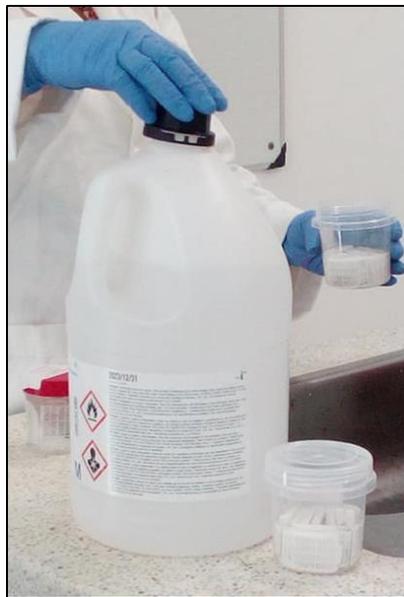


Figura 5. 12. Proceso de Aclaramiento con xilol.

Es importante resaltar que, al ser realizado el proceso de aclaramiento con el xilol, las muestras mostraban una apariencia transparente, esto quiere decir que su deshidratación ha sido

exitosa, por el contrario, si las muestras sumergidas en el xilol mostraban una apariencia traslucida, esto nos indicaría que no se realizó adecuadamente la deshidratación. Pero afortunadamente en el desarrollo del proceso de aclaramiento, las muestras en los diferentes francos con xilol siempre fueron positivas

PARAFINACIÓN

El proceso de Parafinación se llevó a cabo mediante el procesador de tejido de la máquina Tissue- Tek VIP 5Jr (Figura 5.13.), la etapa fue elaborada en tres periodos de 1 hora cada una, dos ciclos en la máquina, que se tuvieron que cambiar al cumplir su tiempo en ellas y un ciclo más en la parafina que se trasladó al termostato de esta, que luego se incluyeron.



Figura 5. 13. Procedimiento de Parafinación para inclusión de las muestras.

INCLUSIÓN

Se conectó el dispensador de parafina para que se calentara a una temperatura de 60°C cambiando la parafina sólida a estado líquido. Mientras las muestras se encontraban en el termostato, transcurrido el tiempo se prendió el mechero y se comenzó a sacar cada cápsula con los órganos de las especies cortadas y se fue depositando sobre los soportes con un poco de parafina para adherirlo a ella y así se cubrió con el anillo de parafina para llenarlo completamente del mismo líquido (Figura 5.14.). Esto con el objetivo de que la inclusión facilite la sección del tejido a cortes, suficientemente delgados como para permitir el paso de la luz y ser examinados mediante el

microscopio. Aunque es un procesamiento lento se obtuvieron preparados de gran calidad con bloques histológicos solidificados.



Figura 5. 14. Proceso de inclusión con el dispensador de parafina H.I. Marcado y solidificación de bloques de parafina.

CORTE

Se utilizó el micrótopo Leica para piezas en parafina de cuchillas fijas y bloque móvil. Se efectúa la rotación de una gran rueda, por medio de un mango, lo que produce el movimiento de ascenso y descenso de un cañón que lleva la pieza portabloque. Al extremo anterior donde se ubica la pieza portabloque, posee como una prensa que tiene unos tornillos anexos que pueden ser ajustados a voluntad para alterar la inclinación del bloque. En el extremo opuesto presenta una plataforma rectangular de acero, inclinada en un ángulo de 45° apoyada de un cono de acero, el cual, se encuentra en contacto con un tornillo micrométrico y a su vez con la rueda dentada que efectúa los movimientos de ascenso y descenso. De esta manera el cono de acero va recorriendo la superficie de la plataforma, que mueve el bloque a la distancia requerida hacia adelante en cada revolución. El movimiento de avance se regula a voluntad mediante una escala graduada, en cada división que corresponde a una micra, da menores defectos por medio de una palanca de retroceso, que se puede regresar al principio. Siendo la cuchilla fija, está montada sobre la plataforma que se

desliza por unos rieles, lo que permite alejar o acercar la cuchilla al encuentro con el bloque. La plataforma tiene un semicilindro donde se monta la cuchilla. Se ajusta con los tornillos que garantiza la inclinación necesaria para un buen corte a su encuentro con el bloque. El ángulo de la cuchilla debe estar entre 0 y 15°. Una vez efectuada la microtomía, se obtiene una tira larga de parafina que contiene al interior los cortes de la pieza de estudio, se ingresaron las tiras obtenidas sobre una estufa baño maría a 45°C, se ubicó en una lámina y se dejó secar para su coloración. (Leica, 2018.)

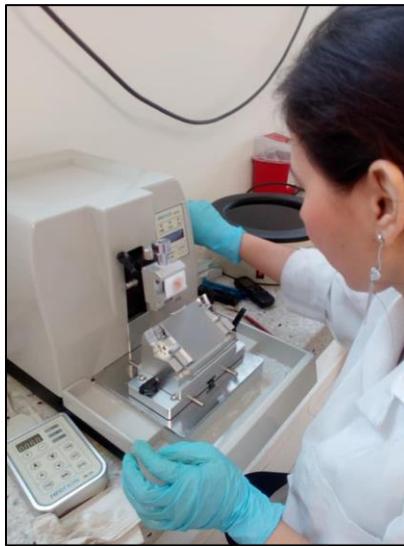


Figura 5. 15. Micrótopo Leica. Bloques listos para cortar,

Todos los pasos fueron realizados en el laboratorio como se muestra en la Figura 5.15. El bloque de parafina listo para ser cortado, los cortes salen de manera seriada, se ponen en baño maría y se almacenan en cajas para láminas. Los cortes se hicieron con el micrótopo Leica, donde fueron elegidas las medidas en micras desde 8, 10 y 12.5 μm , para las plantas Balazo (*Monstera adansonii*), Pajarito (*Oryctanthus alveolatus*), Verdolaga (*Portulaca oleraceae*) y Bijao (*Calathea lutea*) en cada bloque se hicieron cortes de 8 micras. En cambio, para el Gualanday (*Jacaranda caucana*) y el Cerezo (*Malpighia glabra*) su corte fue de 10 a 12.5 micras. Se recogieron los cortes con la ayuda de la aguja de disección, luego los cortes se depositaron sobre la superficie de baño

agua maría a 45 °C con dicromato de potasio y gelatina en pequeñas cantidades, donde el calor los estiró, se recogieron sobre las láminas portaobjetos que se adhieren a ellos y se dejaron secar en la caja de láminas.

DESPARAFINACIÓN E HIDRATACIÓN

Se ingresaron a la estufa durante 3 a 4 horas removiendo la parafina, luego se sacaron de la estufa las laminillas (Figura 5.16.) y (Figura 5.17.). Se dejaron en 100ml de xilol al 96%, 3 veces por 5 minutos cada una. Luego se pasaron por alcohol en diferentes porcentajes decrecientes 96% 96% 80% 70% cinco minutos cada uno y por último se lavan con agua del grifo. (Figura 5.18.)

A. Eliminación de la parafina en la estufa.



Figura 5. 16. Ingreso de las láminas a la estufa.

B. Deshidratación en concentración decreciente de xilol.



Figura 5. 17. Deshidratación de las láminas con Xilol.

C. Hidratación en alcohol etílico decreciente.



Figura 5. 18. Hidratación decreciente en alcohol etílico de las láminas.

TINCIÓN

Estuvieron expuestas con azul de metileno, safranina y Tionina, que pusieron de manifiesto los tejidos vegetales facilitando su identificación. Aplicando 1 gota sobre cada lámina con la ayuda de un gotero, según especificaciones de Armiñana & García, (S/F), Benítez. (2008), Castañeda. (2009), Mejías et al. (2018), Patiño y Ramírez. (2006) y Verdín et al. (2013). (Tabla 5.1.); posteriormente se lavaron con abundante agua para eliminar el exceso y se elaboraron los respectivos montajes con resina para su posterior observación al microscopio. (Figura 5.19).

Tabla 5. 1. Coloraciones que se utilizaron para la Tinción de las muestras.

| <i>TINCIONES</i> | <i>CONCENTRACIÓN</i> | <i>TIEMPO</i> |
|-------------------------|----------------------|---------------|
| Azul de metileno | 1% | 5 minutos |
| Safranina | 1% | 1 a 2 minutos |
| Tionina | 0.1% | 10 minutos |



Figura 5. 19. Tinción realizada con Azul de metileno, Safranina y Tionina sobre las láminas con diferentes tiempos.

MONTAJE

Para realizar el montaje, se colocó una gota de resina, sustancia capaz de solidificarse a temperatura ambiente, se debe evitar la formación de burbujas y se dejan secar por 10 minutos.

Figura 5.20.



Figura 5. 20. Se realizó el montaje luego de la coloración para ser observadas en el microscopio.

OBSERVACIÓN E IDENTIFICACIÓN

Los micropreparados permanentes fueron marcados y se organizaron en la Histoteca (Figura 5.21. A), para luego ser entregados a la Universidad Surcolombiana. La identificación de tejidos se llevó a cabo utilizando un microscopio Leica con cámara digital, previa instalación del software para microscopía Leica LAS EZ al portátil (Figura 5.21.B.), para facilitar la toma de

fotografías de cada muestra. Se tomaron las fotografías en todos los aumentos (40x, 100x, 400x y 1000x) y se identificaron los tejidos de cada uno de los órganos de las especies. (Figura 5.21.C.).

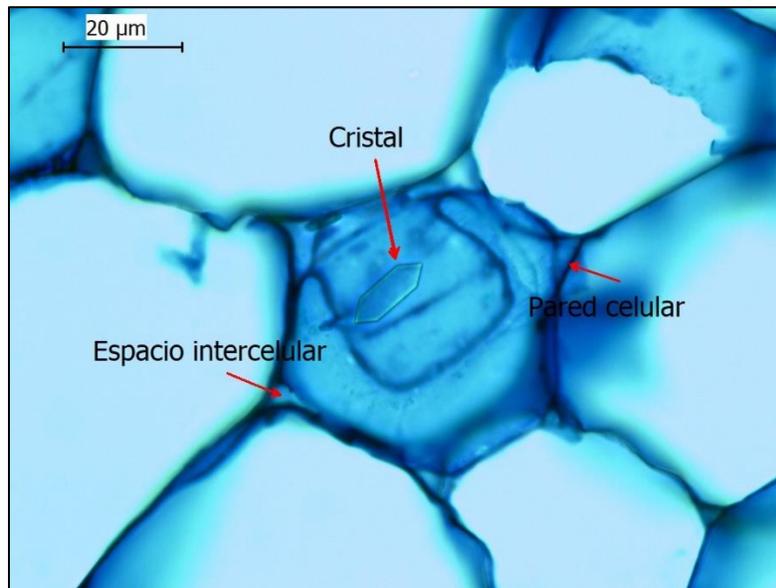


Figura 5. 21. Observación de los micropreparados en el microscopio. Laboratorio de Biología de la Universidad Surcolombiana.. Foto de tejido vegetal.

5.3. FASE DE ESCRITURA

Se procesó la información obtenida, y se elaboró el trabajo final y la guía de laboratorio.

5.4. ÁREA DE ESTUDIO

El área de estudio seleccionada es la universidad Surcolombiana ubicada en la ciudad de Neiva. (Figura 5.22).

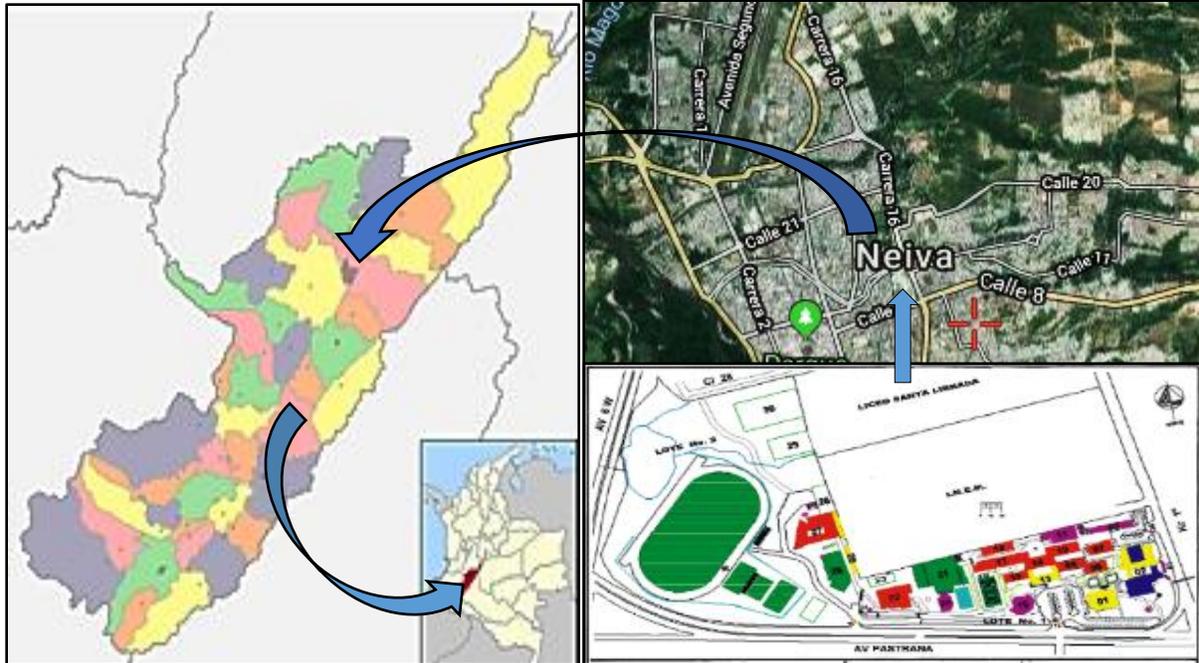


Figura 5. 22. Área de estudio en el municipio de Neiva- Huila. En el territorio colombiano. Fuente: (Google Maps, 2017 y Planeación Surcolombiana, 2016).

Neiva es la Capital del departamento del Huila, Colombia, ciudad que cuenta con un total de 346.991 habitantes. Está ubicada entre la cordillera Central y Oriental, en una planicie sobre la margen oriental del río Magdalena, en el valle del mismo nombre, cruzada por el Río Las Ceibas y el Río del Oro. Está en las coordenadas: $2^{\circ}59'55''N$ $75^{\circ}18'16''O$, su extensión territorial de 1533 km², su altura de 442 metros sobre el nivel del mar y su temperatura promedio de 24 a 33 °C. Tiene una extensión de 1.553 km² que abarcan desde la cordillera oriental hasta la cordillera central, pasando por el Valle del Río Magdalena. Su división política y administrativa se ha estructurado a partir de 10 comunas con 117 barrios y 377 sectores en la zona urbana y 8 corregimientos con 73 veredas en la zona rural, con un área estimada de 4.594 y 150.706 Hectáreas respectivamente. Cada corregimiento está asociado a un centro poblado rural que se constituye en el epicentro de las actividades económicas, culturales, sociales y políticas de la población circundante. En Neiva, se presenta una amplia gama de formaciones vegetales destacándose el bosque seco tropical esto de acuerdo con la interacción de los componentes de clima, geología, hidrología y suelos, resultando las más representativas: Ecosistema de La Siberia, Cerros, Serranías, Lomas,

Cordilleras, Cuchillas. (Alcaldía de Neiva, 2016). Se denomina así a las instalaciones ubicadas en el Barrio Cándido Leguizamo Carrera 1 No. 26-67.

Las fases del proyecto se llevaron a cabo en distintos sectores de la Universidad Surcolombiana, diversos espacios abiertos, parqueaderos, zonas verdes en el centro de algunas edificaciones y lugares de vegetación abundante en la zona Norte de la Universidad.

En la figura 5.23. Se puede apreciar las zonas donde se encuentran ubicadas la mayoría de las especies que fueron recolectadas para el estudio dentro de la Universidad.



Figura 5. 23. Ubicación de las especies seleccionadas en la Universidad Surcolombiana.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se presenta la información obtenida de las especies estudiadas, organizada en aspectos taxonómicos (Familia y nombre científico), morfológicos (hábito de crecimiento, descripción botánica y anatómica), origen, estado de conservación, distribución Global y Geográfica, nombre común y usos que se le atribuyen a cada una de ellas. La Información sobre origen, distribución y estado de conservación fue tomada de Bernal, Gradstein & Celis (2015). La información de nombres comunes y usos fue tomada de Bernal, G. Galeano, A. Rodríguez, H. Sarmiento & M. Gutiérrez. (2017), (Echeverry y Villegas, 2003), (Prada et al., 2006) y (Mera et al, 2010). Al

finalizar el proceso Histológico, se obtuvieron un total de 54 micropreparados permanentes que fueron observados e identificados al microscopio.

6.1. GUALANDAY (*Jacaranda caucana*)

6.1.1. Aspectos generales

Familia: Bignoniaceae

Especie: *Jacaranda caucana* Pittier

Nombre común: Gualanday

Distribución Global: Costa Rica a Venezuela.

Origen: Nativa

Estado de conservación: Preocupación menor.

Distribución en Colombia: Antioquia, Bolívar, Caldas, Caquetá, Cesar, Chocó, Córdoba, Cundinamarca, Huila, Magdalena, Meta, Nariño, Risaralda, Santander, Tolima, Valle.

6.1.2. Descripción Botánica

Árbol, 14 a 20 m de altura, tallo grueso, corteza grisácea con puntuaciones blancas (Figura 6.1.A). Hojas con vellosidad, opuestas, compuestas bipinnadas, de 45-50 cm de longitud, en el haz verde oscuro y el envés verde claro; sin estípulas (Figura 6.1.B). Inflorescencia terminal, en tirso. Botones florales morados, con indumento escaso; flor zigomorfa, hipógina, hermafrodita, cáliz gamosépalo, sépalos 5, al interior blancos, externamente morados; corola gamopétala, infundibuliforme, con los lóbulos bilabiados, pétalos 5, lóbulos de color lila, tubo de la corola al interior blanco, con vellosidades en el cuello, al exterior del cuello tiene un color lila y hacia los lóbulos color blanco con indumento escaso (Figura 6.1.C). Estambres epipétalos, 5; antera basifija, diteca, con nectarios como pelos glandulares, dehiscencia longitudinal; polen granular. Gineceo sincárpico, ovario súpero, bicarpelar, bilocular, placentación marginal, estilo apical. Frutos leñosos, cápsula dehiscente, oblonga comprimida. Semillas planas, aladas, dispersadas por el viento. (Figura 6.1.D).

Usos: El árbol se utiliza como ornamental y maderable, y sus hojas como antibiótico en la medicina tradicional. (Bernal et al., 2017).

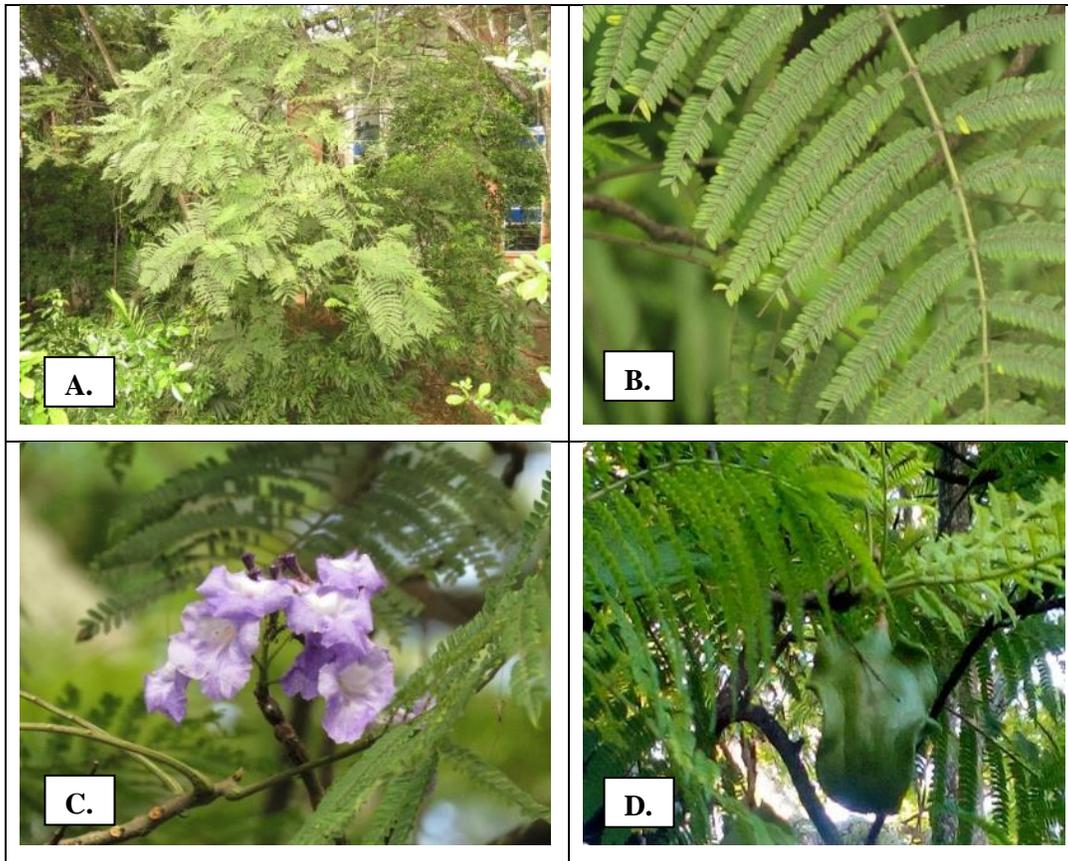


Figura 6. 1. Aspectos de habito y morfología del Gualanday (*Jacaranda caucana*). A. Árbol. B. Hojas. C. Inflorescencia y D. Fruto, ubicación Café y letras, Universidad Surcolombiana.

6.1.3. Descripción anatómica

a) Raíz

En la sección transversal de raíz de *Jacaranda caucana* (Figura 6.2.) se observa que presenta crecimiento secundario, evidenciado por el comienzo de la formación de la peridermis (Peri.), hacia el exterior del corte, con células que reemplazaron a la epidermis, al aumentar de grosor; seguido por el parénquima cortical (P.cor.), sistema fundamental pluriestratificado, que tiene actividades esenciales de la planta como la respiración y almacenamiento. (Esau,1972), más al interior el haz vascular colateral abierto, conformado, en sentido centrípeto, por el floema (Fl.),

el cambium vascular (Cam.) capa del tejido meristemático y el xilema, dividido en xilema secundario (Xi.sec) y xilema primario (Xi.pr.).

En la Figura 6.3 y 6,4 se observa, en mayor aumento (100x y 400x), la peridermis, diferenciada en súber (Súb.), felógeno (Fel.) y felodermis, tejidos protectores que posee la planta, este último sin un límite preciso con el parénquima cortical (P.cor.), donde se evidencian taninos (Tan.), que son sustancias amorfas amarillentas, rojas o pardas (Esau,1972) o también pueden ser corpúsculos de diversos tamaños (Rivera, 2016) (Figura 6.5.). Tanto en el floema como en el xilema se pueden distinguir primario y secundario, encontrándose el floema primario en forma de fibras (FFl.p.), hallados en la parte más externa del floema como casquetes o vainas asociados a los haces vasculares (Esau, 1972), justo debajo de la corteza, claramente distinguibles en color azul claro; contiguo al cambium (Cam.), el floema secundario (Fl.sec.) y el xilema secundario (Xi.sec.) En relación con el xilema, el primario (Xi.pr.) se puede observar justo al centro del corte, con forma tetraarca (Figura 6.6.) por los cuatro cordones de xilema en la parte central de la raíz, (Gonzales y Arbo, 2001-1013) y el xilema secundario, tejido que ocupa la mayor parte del corte, conformado por vasos (Va.), fibras xilares (Fib.) y radios medulares (R.med.), con parénquima de reserva (Figura 6.6.). Adicionalmente, en el tallo de *Jacaranda caucana*. (Figura 6.7. **A**). Sección transversal, 400x; (Figura 6.7. **B**). Sección longitudinal, plano radial 1000x se muestra entre los radios medulares y las células conductoras del xilema, las células con gran cantidad de amiloplastos (Amil.) (Plastidios que almacenan almidón), constituyendo parénquima xilemático, el cual, por sus paredes evidentemente engrosadas (y teñidas) (Figura 6.7.) se denominan parénquima esclerótico (Esau, 1972); en relación con los granos de almidón, por su forma y estructura se consideran simples, poliédricas y con hilio céntrico (Dávila y Moncada, 2003).

En el corte longitudinal del ápice de la raíz de *Jacaranda caucana* se puede identificar la zona meristemática de la raíz, la cual incluye la caliptra (Cal), el centro quiescente (C.qui.) y los meristemas primarios (Me.pr.) (Figura 6.8.). En un aumento de 400x (Figura 6.9.) en el plano tangencial, se puede observar una sección del haz vascular, que evidencia células de floema secundario (Fl.sec.), con gran cantidad de amiloplastos (Amil.), el cambium (Cam.), donde se evidencian las células iniciales fusiformes, algunas fibras (Fib.), células xilemáticas sin diferenciar, y parénquima de los radios medulares (R.med.).

En la Figura 6.10 se detalla el xilema secundario, con presencia de vasos con paredes punteadas (Va.p.), traqueidas, y parénquima xilemático (P.xi.) con abundantes amiloplastos (Amil.). Al observar en aumento de 1000x (Figura 6.11), también se pueden apreciar cristales prismáticos (Cri.pr), que se forman generalmente en las vacuolas, y se los considera como productos de excreción, aunque se ha comprobado que en ciertos casos el calcio es reutilizado (Gonzales y Arbo, 2001-2013), y en células de parénquima radial (P.ra) e igualmente campo primario de puntuaciones en vista frontal (Ca.pu.), zonas adelgazadas de la pared primaria, con punteaduras y plasmodesmos agrupados (González y Arbo, 2001-2013).

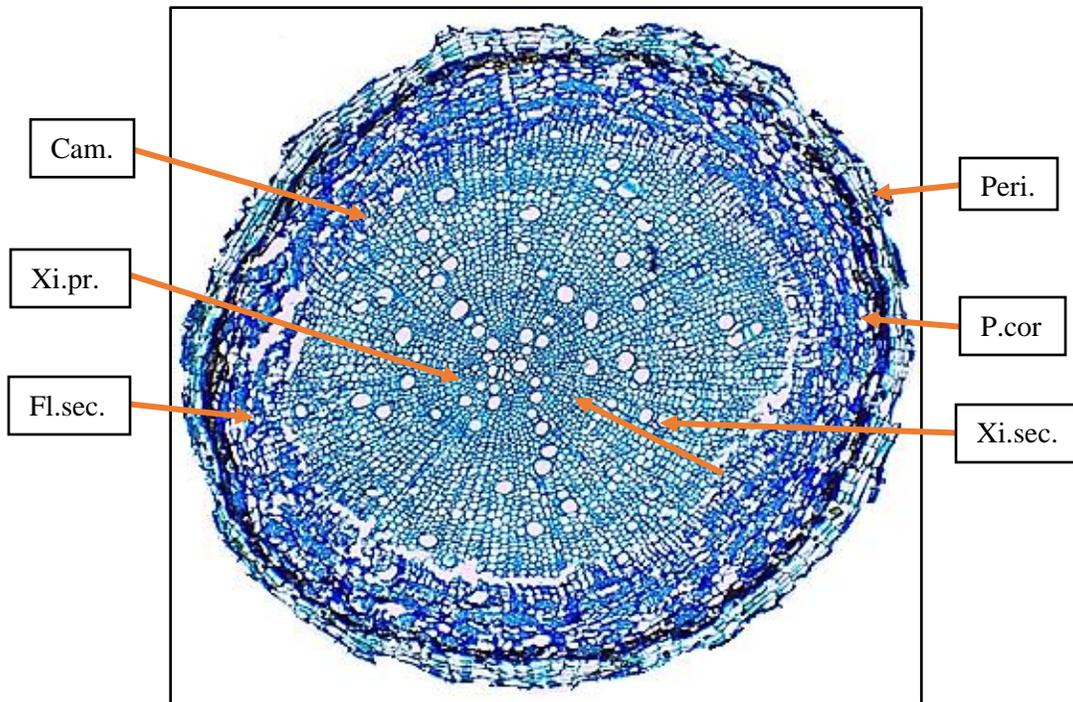


Figura 6. 2. Sección transversal de raíz de *Jacaranda caucana*, con crecimiento secundario. Mostrando: Cam. Cambium, Fl. Floema sec, P.cor. Parénquima cortical, Peri. Peridermis, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con azul de metileno. 40x.

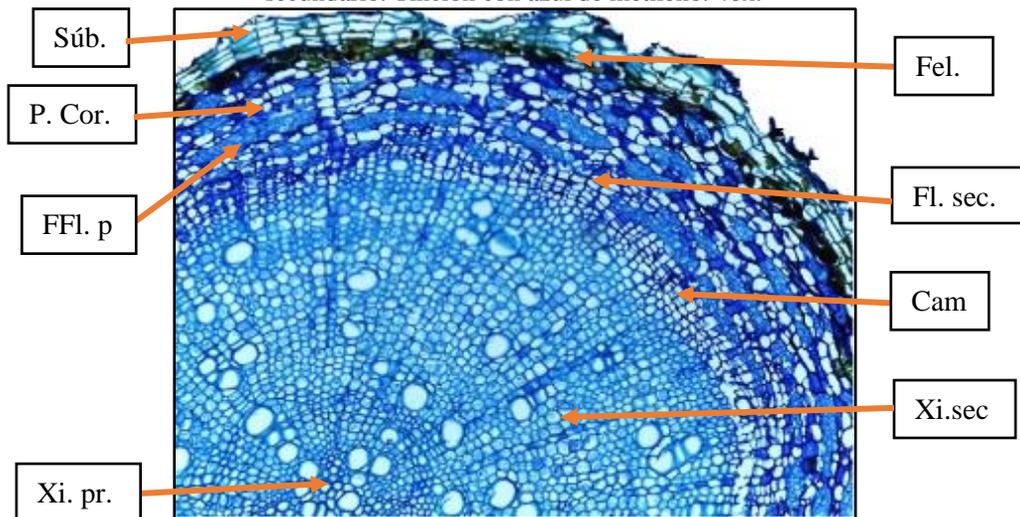


Figura 6. 3. Sección transversal de raíz con crecimiento secundario de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Cam. Cambium vascular, Fel. Felógeno, FFl.p. Fibras del floema Primario, Fl.sec. Floema Secundario, P.cor. Parénquima cortical, Súb. Súber, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema Secundario. Tinción con azul de metileno. 100x.

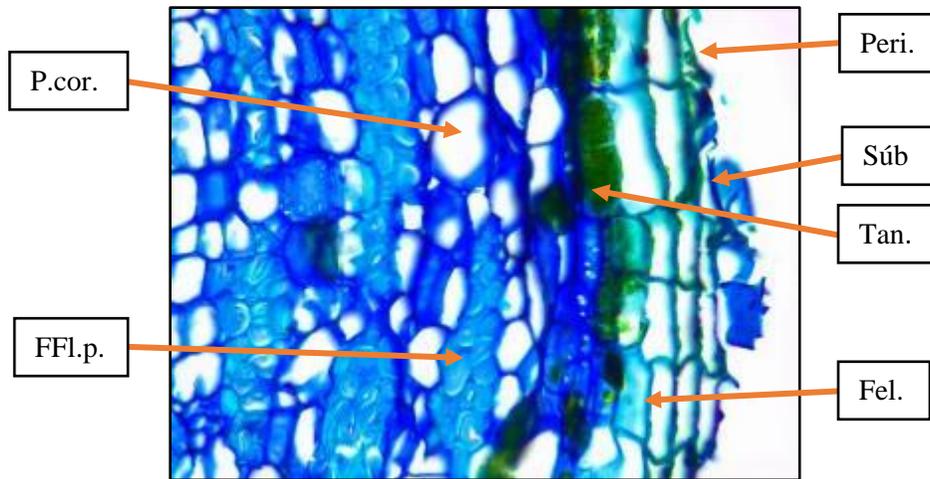


Figura 6. 4. Sección transversal de raíz con crecimiento secundario de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Fel. Felógeno, FFl.p. Fibras del floema Primario, P.cor. Parénquima cortical, Peri. Peridermis, Súb. Súber y Tan. Taninos. Tinción con azul de metileno. 400x



Figura 6. 5. Sección transversal de raíz de *Jacaranda caucana*. Detalle de la Peridermis. Fel. Felógeno, Tan. Taninos. Tinción con azul de metileno. 100x

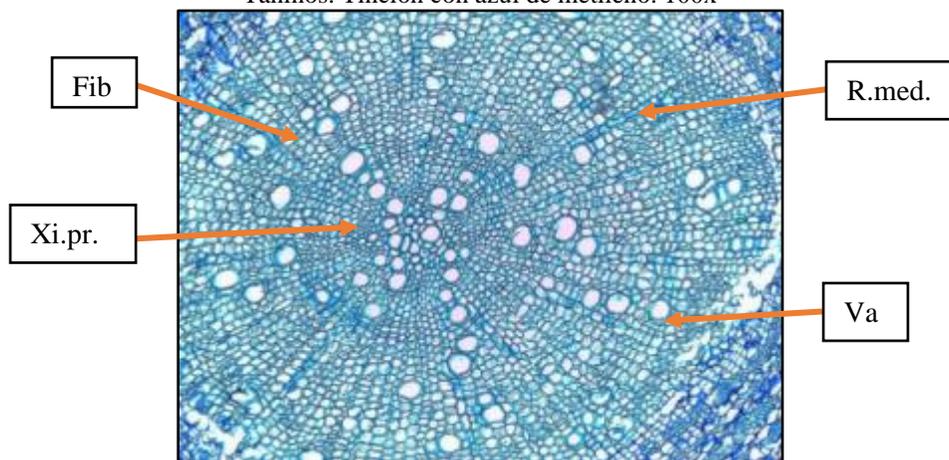


Figura 6. 6. Sección transversal de raíz de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Fib. Fibras, R.med. Radio medular uniseriado, Va. Vaso y Xi.pr. Xilema Primario. Tinción con azul de metileno. 400x.

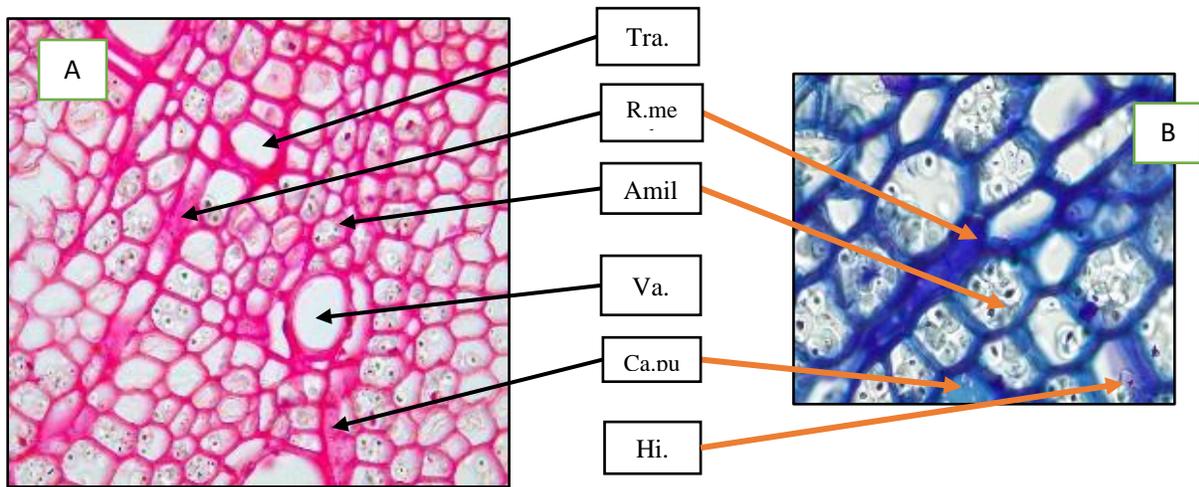


Figura 6. 7. Raíz de *Jacaranda caucana*. A. Sección transversal de raíz, 400x; B. Sección longitudinal, plano radial 1000x. Mostrando parénquima esclerótico con: Amil. Amiloplastos; Hi. Hilio céntrico del grano de almidón, Ca.pu. Campo de punteaduras, R.med. Radio medular uniseriado, Tra. Traqueida y Va. Vaso. Tinción con safranina y azul de metileno. 1000x

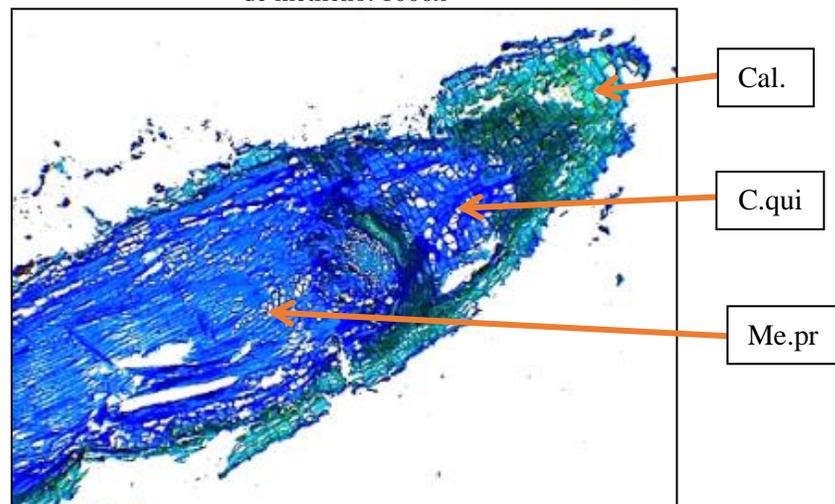


Figura 6. 8. Sección longitudinal de ápice de raíz de *Jacaranda caucana*. Detalle de la Zona Meristemática. C.qui. Centro quiescente, Cal. Caliptra y Me.pr. Meristemos primarios. Tinción con azul de metileno. 4x

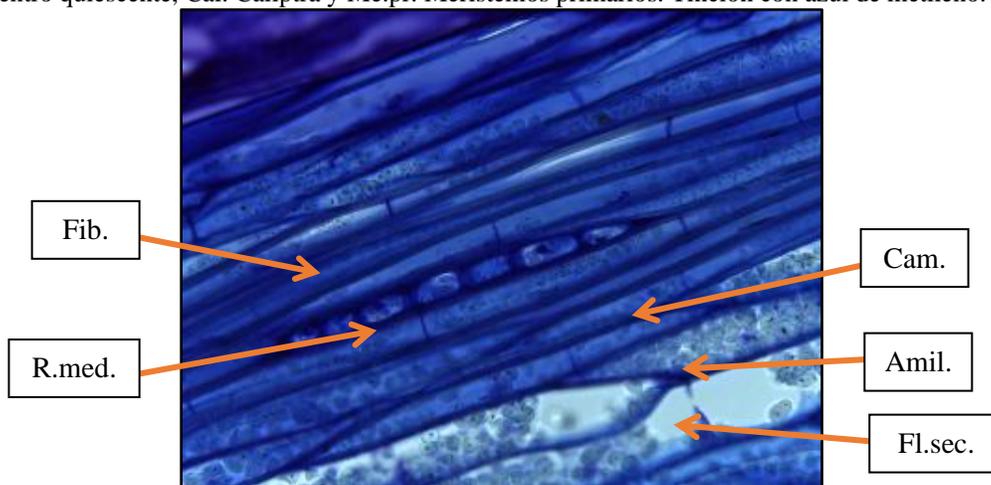


Figura 6. 9. Sección longitudinal, plano tangencial de raíz de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Amil. Amiloplastos, Cam. Cambium vascular, Fib. Fibras, Fl.s. Floema secundario y R.med. Radio medular uniseriado. Tinción con azul de metileno. 400x

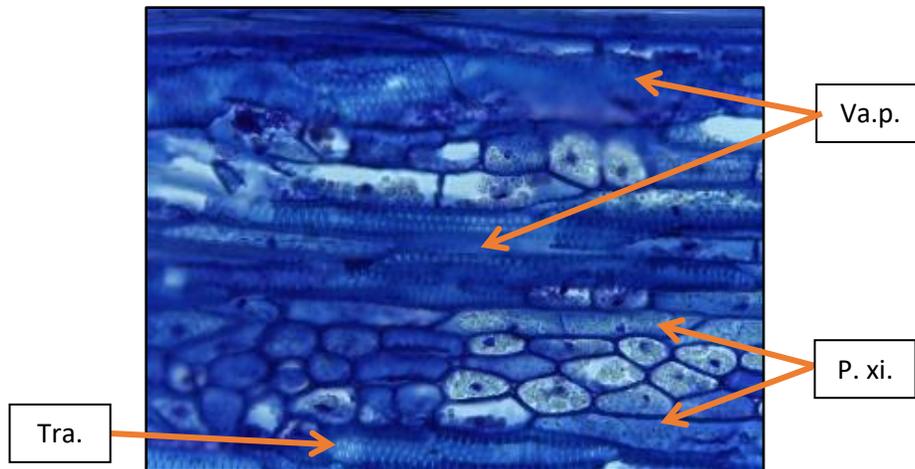


Figura 6. 10. Sección longitudinal, plano tangencial de raíz de *Jacaranda caucana*. Mostrando: P. xi. Parénquima xilemático, Va.p. Vasos con paredes punteadas y Tra. Traqueidas. Tinción con azul de metileno. 400x

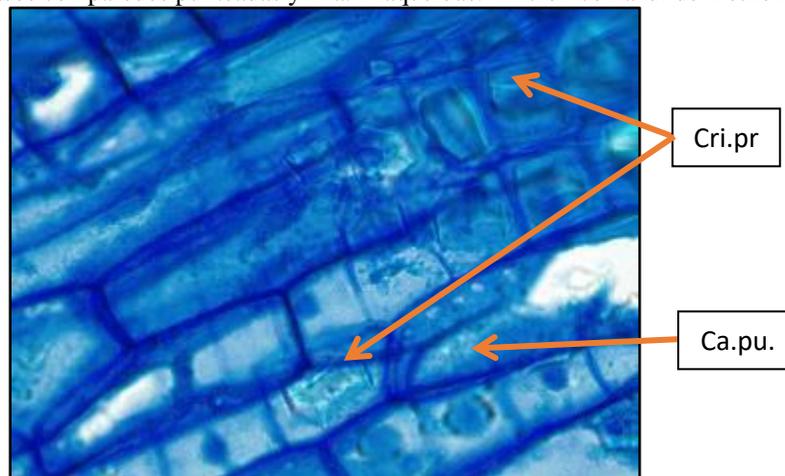


Figura 6. 11. Sección longitudinal, plano radial de raíz de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Ca.pu. Campo de puntuaciones en vista frontal y Cri.pr. Cristales prismáticos. Tinción con azul de metileno. 1000x

b) Tallo

Crecimiento primario: En la sección transversal de tallo de *Jacaranda caucana* (Figura 6.12), se evidencia un crecimiento primario, con epidermis (Epi.) hacia la superficie exterior como tejido protector de este órgano, con tricomas (Tr.), seguido por la corteza formada por parénquima cortical (P.cor.), como sistema fundamental y en seguida el haz vascular colateral abierto, conformando una estela tipo eustela, con el floema externo, tanto primario (Fl.pr.) como secundario (Fl.sec.), y el xilema, interno, igualmente primario (Xi.pr.) y secundario (Xi.sec.), y en medio de los dos el cambium (Cam.); es de señalar, que todos los elementos constitutivos del

xilema secundario se encuentran organizados en hileras radiales, tal como se puede observar en la Figura 6.12. Por último, en el centro del corte, se aprecia una médula (Méd.) con parénquima de almacenamiento.

Al observar más detalladamente (1000x) la epidermis (Epi.), se evidencia que corresponde a un tejido uniestratificado, con tricomas en forma de pelos simples (Pe.s.) y escamas (Esca.), recubiertos con una gruesa capa de cutícula (Cut.) (Figura 6.13). Por debajo de la epidermis, en esta misma Figura, se empieza a manifestar la formación de colénquima (Col.), fácilmente distinguible por la coloración más oscura de sus paredes primarias engrosadas.

En la Figura 6.14 podemos apreciar parte del haz vascular del tallo del gualanday, donde se distinguen perfectamente los elementos constitutivos del xilema y el floema. En el caso del floema, también llamado líber o tejido criboso, formado por células vivas, cuya principal misión es transportar y repartir por todo el cuerpo de la planta las sustancias carbonadas producidas durante la fotosíntesis (Mejías et al., 2018), resaltan las fibras del floema primario (FFl.p.), paquetes de células con paredes secundarias engrosadas y floema secundario (Fl.sec.), con elementos cribosos (El.cr.) y células acompañantes (Cel.ac.), que constituyen los elementos conductores y almacenamiento de sustancias nutritivas (Esau, 1972). Con respecto al xilema, tejido encargado del transporte y reparto de agua y sales minerales provenientes fundamentalmente de la raíz al resto de la planta (Mejías et al, 2018), se pueden detallar vasos (Va.), traqueidas (Tra.), fibras xilares (Fi.x.) y parénquima xilemático conformando radios medulares uniseriados (R.med.). Intermedio entre el floema y el xilema es fácilmente visible el cambium, el cual origina células del floema secundario (Fl.sec.) hacia el exterior y de xilema secundario (Xi.sec) hacia el interior, lo que constituye el inicio del crecimiento secundario, que produce el aumento en grosor del tallo.

Crecimiento secundario: En la Figura 6.15. se puede observar una sección transversal de tallo de gualanday adulto, donde se evidencia el crecimiento secundario por la presencia de peridermis (Peri.) como tejido dérmico y gran cantidad de xilema secundario (Xi.sec.) con anillos de crecimiento (A.cre.), además de un cambium (Cam.) que desplaza al xilema primario (Xi.pr) hacia la zona medular (Méd). En un acercamiento de 400x, en corte longitudinal (Figura 6.16.) se observa detalle de la peridermis, dividida en súber (Súb.) felógeno (Fel.) y felodermis (Fder.), corteza (Cor.), con parénquima, y presencia de algunas drusas (Dru.), floema primario, como fibras (FFl.p.), que se observan alargadas, y floema secundario (Fl.sec.), con células de parénquima, diferenciadas en elementos cribosos y células acompañantes, levemente más pequeñas.

En la sección transversal 400x (Figura 6.17. A) y longitudinal 400x (Figura 6.17. B.) se observa el xilema secundario (Xi.sec), constituido por vasos (Va), fibras (Fib.) y radios medulares uniseriados (R.med.), así como el parénquima medular (P.med.) en la parte central del tallo. En la Figura 6.18., se evidencia más en detalle este xilema, donde se pueden identificar vasos con paredes punteadas (Va.p.), traqueidas (Tra), fibras (Fib.), como también el parénquima Axial (P.ax.). Al realizar un aumento de 1000x en el corte longitudinal, se evidencian con mayor facilidad los elementos de los vasos, con placas de perforación simple (Pf.si), que se encuentran en las paredes de los extremos, y paredes punteadas (Va.p.), en las cuales casi toda la pared primaria está cubierta por la secundaria, excepto en las puntuaciones (Apezato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006), de tal manera que solo se pueden distinguir esos pequeños puntos (Figura 6.19.A. y 6.19.B); igualmente se identifican algunas fibras (Fib.). En la Figura 6.20 podemos evidenciar adicionalmente, vasos con paredes escaleriformes (Va.esc), diferenciados de los punteados (Va.p.), por la disposición de la pared secundaria en forma de bandas regulares (Apezato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006). Por otra parte, en la Figura 6.21. se distinguen

cristales prismáticos, en parénquima medular y en la Figura 6.22, en el plano radial, en aumento 400x, se observan hacia los radios medulares dos tipos de células, que se diferencian por su disposición y forma: las células radiales procumbentes (CR.pro), con su eje mayor orientado radialmente y las células radiales verticales (CR.ver), con su eje mayor orientado verticalmente (Esau, 1972).

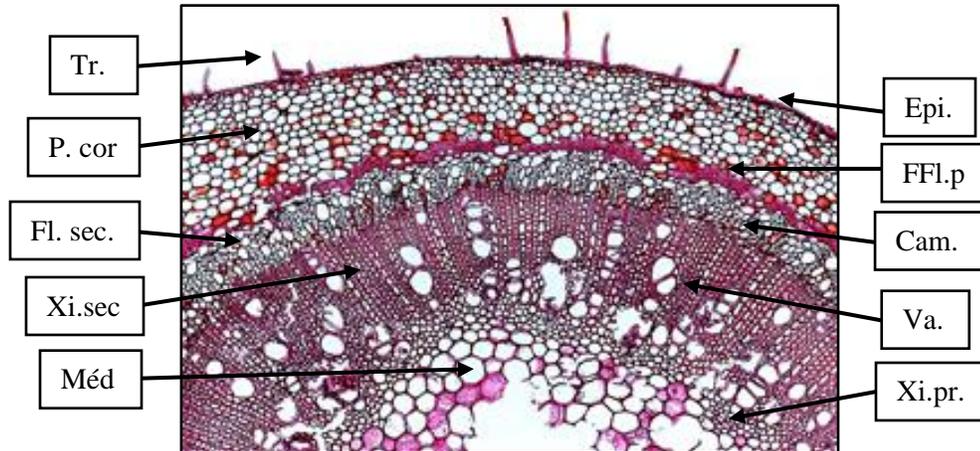


Figura 6. 12. Sección transversal de tallo de *Jacaranda caucana*. Crecimiento primario. Cam. Cambium, Epi. Epidermis, FFl.p. Fibras de floema primario, Fl.sec. Floema secundario, Méd. Médula, P.cor. Parénquima cortical, Tr. Tricoma, Va. Vaso, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con safranina 400x.



Figura 6. 13. Sección transversal de tallo de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Col. Colénquima, Cut. Cutícula, Epi. Epidermis, Esca. Escamas y Pe.s. Pelos simples. Tinción Safranina 1000x

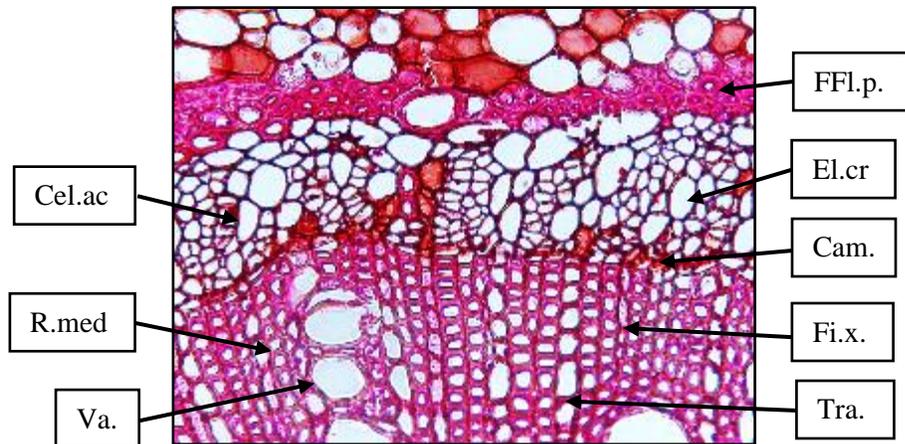


Figura 6. 14. Sección transversal de tallo de *Jacaranda caucana*. Cam. Mostrando: Cambium, Cel.ac. Células acompañantes, El.cr. Elementos cribosos, Fi.x. Fibras xilares, FFl.p. Fibras de floemas primario, Tra, Traqueida y Va. Vaso. Tinción con safranina. 400x

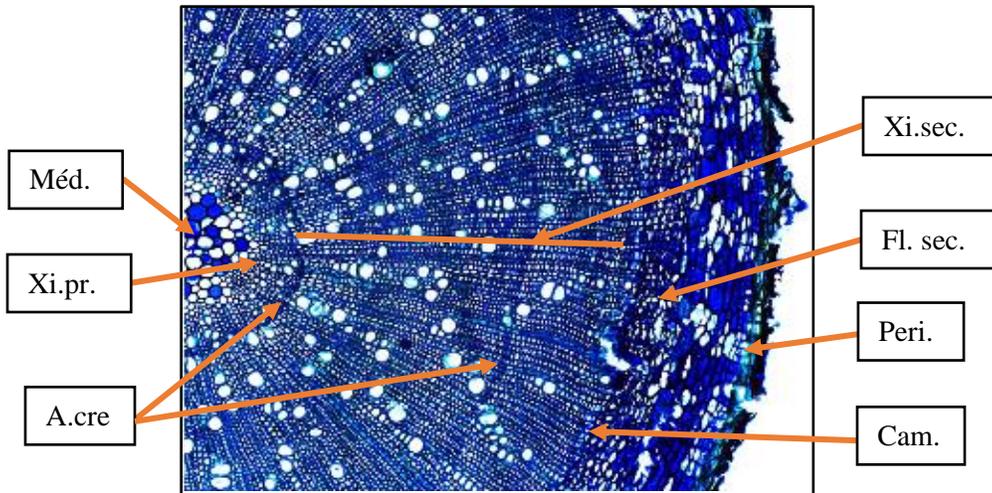


Figura 6. 15. Sección Transversal de tallo de *Jacaranda caucana*. Mostrando: A.cre. Anillo de crecimiento, Cam. Cambium, Fl.sec. floema secundario, Méd. Médula, Peri. Peridermis Xi.pr. Xilema Primario y Xi.sec. Xilema Secundario. Tinción con azul de metileno. 100x

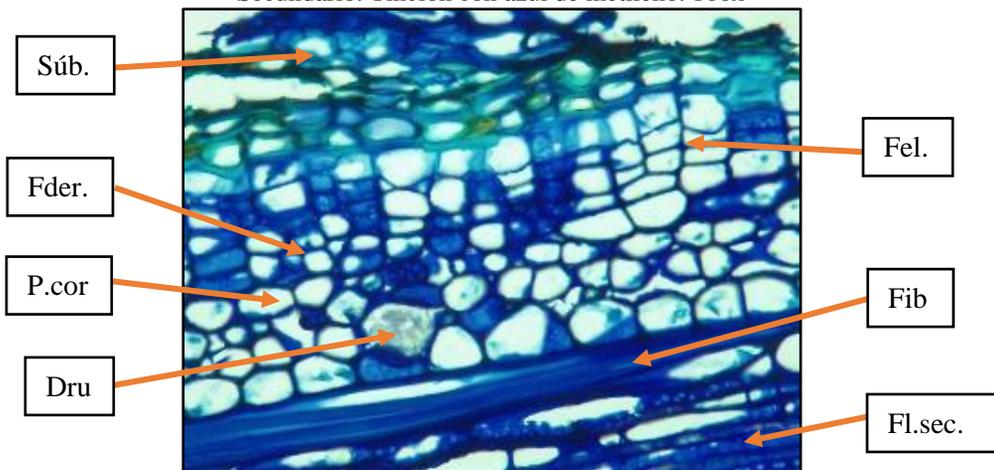


Figura 6. 16. Tallo de *Jacaranda caucana*. Sección longitudinal, 400x. Mostrando: Dru. Drusa, P.cor. Parénquima cortical, Fder. Felodermis, Fel. Felógeno, Fib. Fibras, FFl.p. Fibras de floema primario, Fl.s. Floema secundario y Súb. Súber. Tinción con azul de metileno.

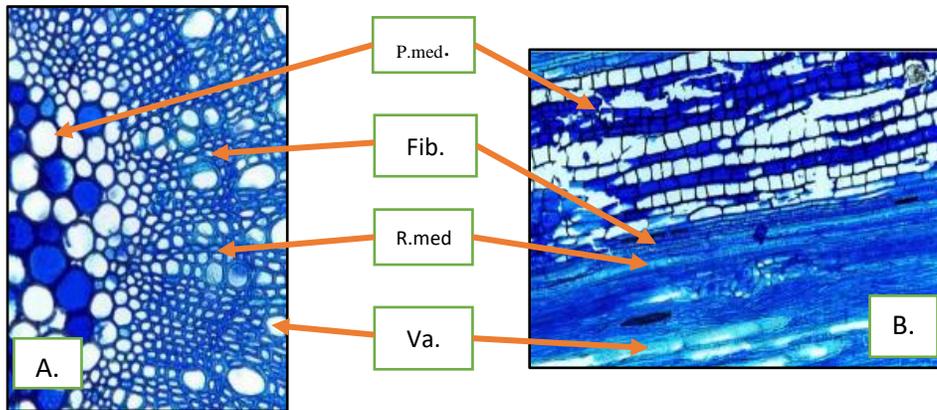


Figura 6. 17. Tallo de *Jacaranda caucana*. A. Sección transversal, 400x; B. Sección longitudinal, plano radial 400x mostrando: Fib. Fibras, P.med. Parénquima medular, R.med. Radio medular uniseriado y Va. Vaso. Tinción con azul de metileno.

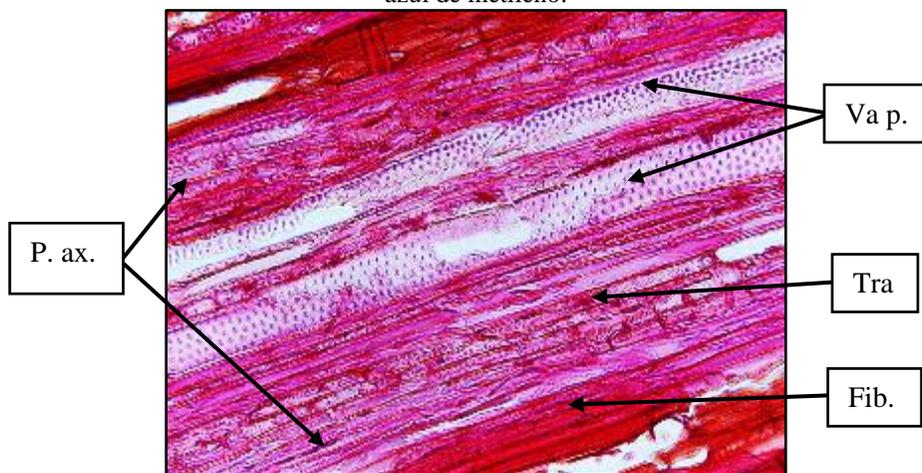


Figura 6. 18. Sección longitudinal, plano radial de tallo de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Fib. Fibras, P.ax. Parénquima axial, Tra. Traqueida y Va.p. Vasos con paredes punteadas. Tinción con safranina .400x

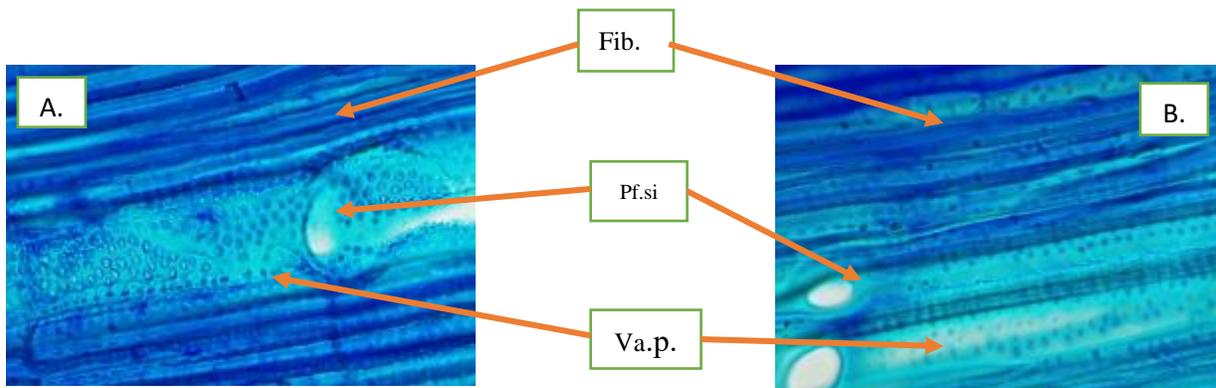


Figura 6. 19. A.B. Sección Longitudinal, plano axial de tallo de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Fib. Fibras, Pf.si. Placa de perforación simple y Va.p. Vasos con paredes punteadas. Tinción con azul de metileno. 1000x

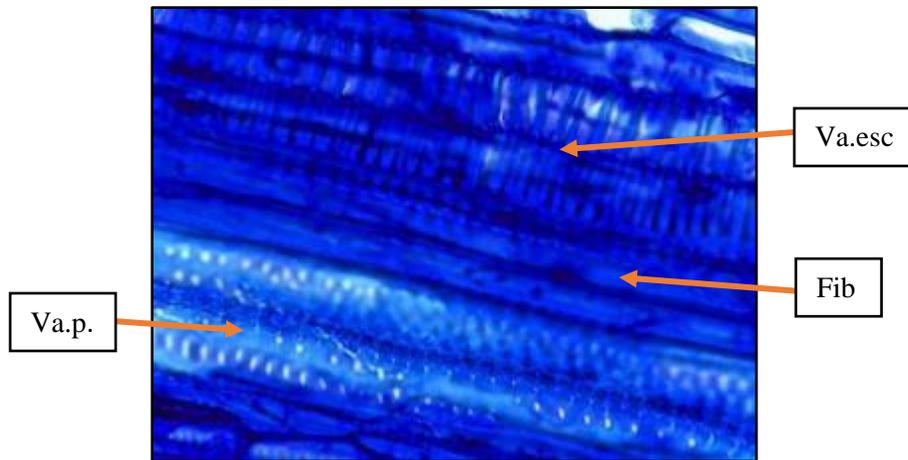


Figura 6. 20. Sección Longitudinal, plano radial de tallo de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Fib. Fibra, Va.esc. Vaso con paredes escaleriforme y Va.p. Vaso con paredes punteadas. Tinción con tionina. 1000x.



Figura 6. 21. Sección longitudinal plano radial de tallo de *Jacaranda caucana*. Mostrando P.med. Parénquima medular y Cri.pr. Cristales prismáticos. Tinción con safranina 1000x.

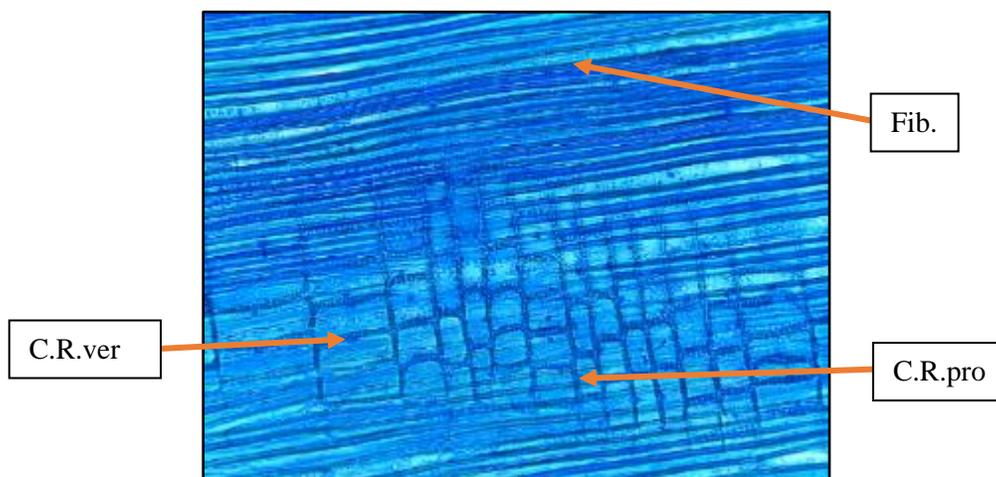


Figura 6. 22. Sección Longitudinal, plano radial de Tallo de *Jacaranda caucana*, Detalle de radio medular. Fib. Fibras, C.R.pro. Célula radial procumbente y C.R.ver. Célula radial vertical. Tinción con azul de metileno. 400x.

c. Hoja

En la sección transversal de la hoja de *Jacaranda caucana* (Figura 6.23.), se evidencian, hacia la superficie exterior, como tejido protector de este órgano, la Epidermis adaxial (Epi.ad.) y la Epidermis abaxial (Epi.ab.), constituidas por células epidérmicas (Cel.ep.), Tricomas en forma de pelos simples (Pe.s.) y escamas (Esca.), recubiertos con una capa de cutícula (Cut.), el mesófilo (Mes.), y hacia el centro un haz vascular (Hv.).

Observando con mayor aumento (1000x), se evidencia que el mesófilo foliar es dorsiventral o bifacial, constituido por parénquima en empalizada, también llamado clorofiliano, situado hacia la cara superior de la hoja formado por células cilíndricas, alargadas, que logran así más superficie y menor volumen, muy ricas en cloroplastos, con espacios intercelulares pequeños. A su vez, tiene una amplia zona con parénquima lagunoso o esponjoso, situado hacia la cara inferior de la hoja, formado de células cortas, redondeadas o variadamente lobuladas, menos ricas en cloroplastos y dejando espacios intercelulares grandes, llamados lagunas, por donde circula el aire necesario para el intercambio gaseoso y la respiración (Gonzales y Arbo,2001-2013). (Figura 6.24).

En el corte superficial de la hoja de *Jacaranda caucana* (Figura 6.25 al 6.27.), se observan los diferentes tipos de células de las epidermis adaxial y abaxial, donde se puede determinar que, según la ubicación de los estomas, corresponde a una hoja hipostomática (Gonzales y Arbo,2001-2013), esto quiere decir, que presenta estomas en la epidermis abaxial (Figura 6.26) y no en la adaxial (Figura 6.25); además, el tipo de estoma es ciclocítico, ya que, alrededor de las células oclusivas (Cel.ocl.) se forma un anillo de 5 o más células anexas (Cel.an.) (LAWG, 1999). En la Figura 6.27 se aprecia igualmente una escama (Esca.), pluricelular, de tipo peltada, que consiste en un disco (Figura 6.27.A), sostenido sobre un pedúnculo (Figura 6.27.B) (Esau, 1972).

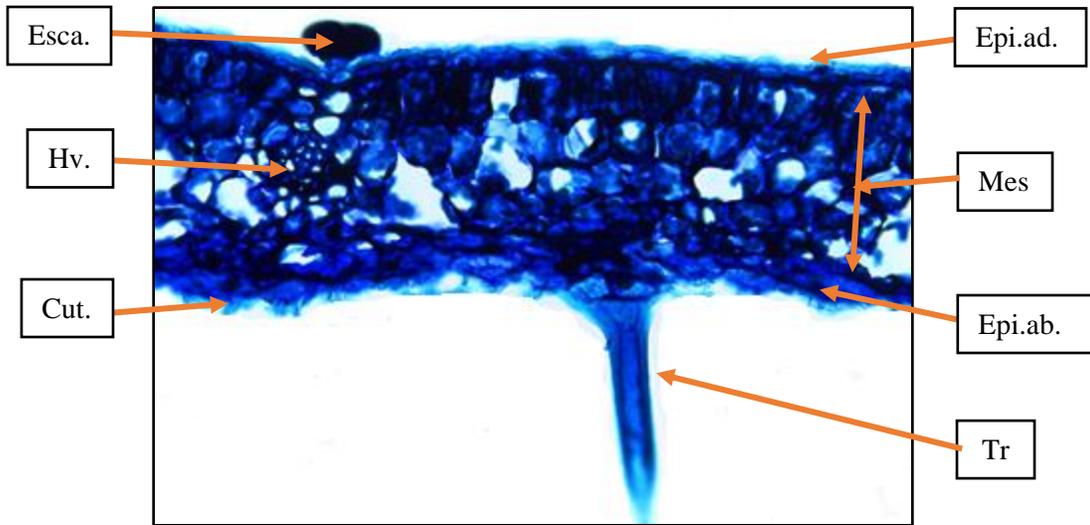


Figura 6. 23. Sección transversal de hoja de *Jacaranda caucana* . Mostrando: Cut. cutícula, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Esca. Escama, Hv. Haz vascular, Mes. Mesofilo y Tr. Tricoma. Tinción con azul de metileno. 400x

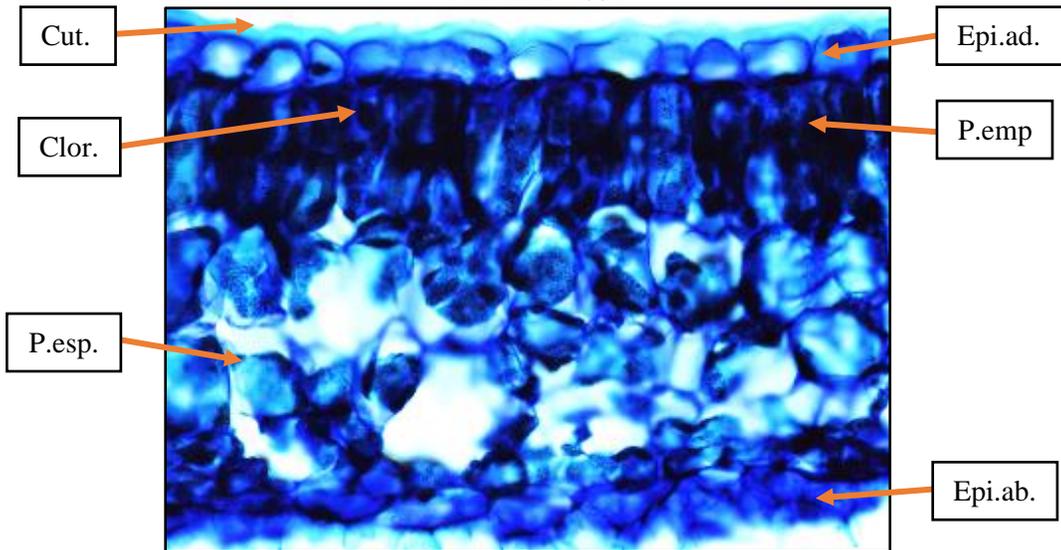


Figura 6. 24. Sección transversal de hoja de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Cut. Cutícula, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, P.emp. Parénquima empalizada y P.esp Parénquima esponjoso. Tinción con tiónina 1000x.

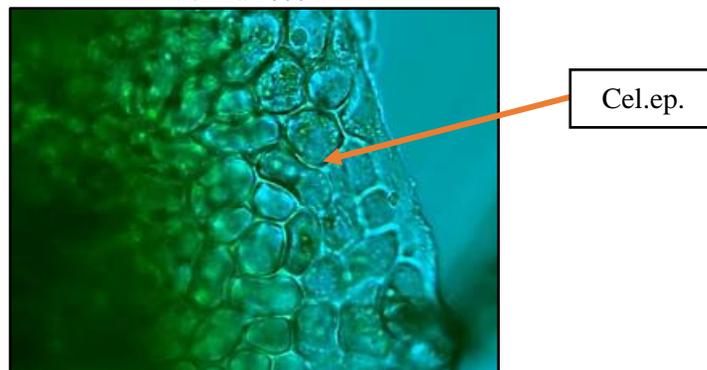


Figura 6. 25. Epidermis adaxial de hoja de *Jacaranda caucana*. Mostrando: Cel.ep. Células epidérmicas. 1000x respectivamente.

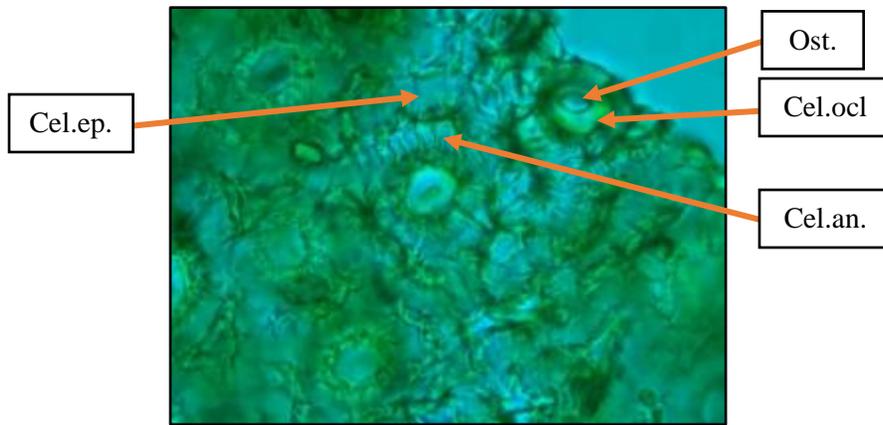


Figura 6. 26. Epidermis abaxial de hoja de *Jacaranda caucana*. Mostrando en detalle la epidermis abaxial, constituida por células epidérmicas (Cel.ep.), estomas, conformados por las (Cel.an). Células anexas, (Ce. ocl). Células oclusivas y Ost. Ostíolo. 1000x.

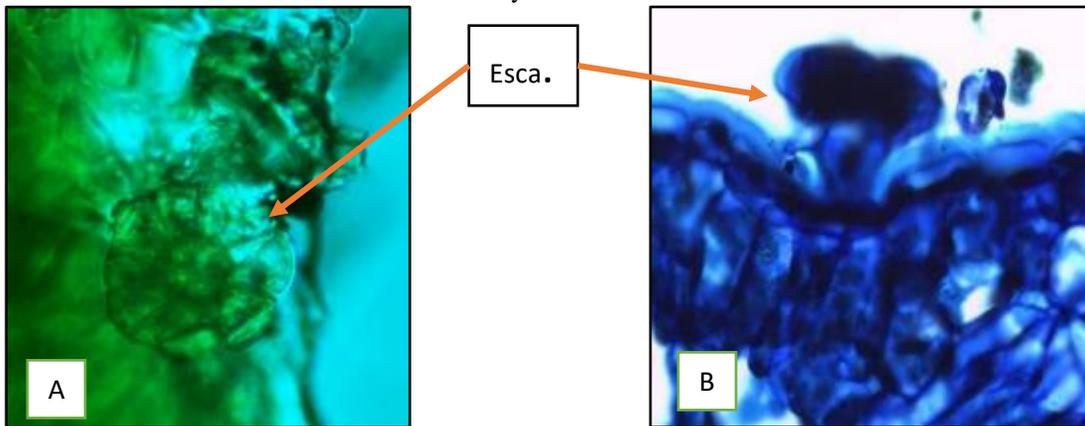


Figura 6. 27. Detalle de Escama de hoja de *Jacaranda caucana*. A. En vista frontal B. en vista lateral. Tinción con azul de metileno.1000x

6.2. CEREZO (*Malpighia glabra*)

6.2.1. Aspectos Generales

Familia: Malpighaceae

Especie: *Malpighia glabra* L

Nombre común: Cerezo

Estado de conservación: No Evaluada

Origen: Nativa y cultivada

Distribución Global: Texas (Estados Unidos) a Perú y Venezuela; Antillas Mayores.

Distribución en Colombia: Antioquia, Atlántico, Bolívar, Cauca, Cesar, Chocó, Cundinamarca, La Guajira, Huila, Magdalena, Nariño, Santander, Sucre, Tolima, Valle.

6.2.2. Descripción Botánica: Arbusto 3 m de altura, tallo bajo y torcido, copa frondosa y globosa (Figura 6.28. A). Hojas simples, opuestas, verde brillante por el haz, envés más pálido, nerviación camptódroma, sin estípulas (Figura 6.28. B). Inflorescencia axilar, racemosa, en forma de umbela. Botones florales rosado con pintas blancas; flores actinomorfas, hermafroditas, periginas; cáliz dialisépalo, sépalos 5, de color verde amarillento, con dos glándulas color curuba o verde brillante hacia la parte externa; corola dialipétala, aclavelada, pétalos 5, rosado intenso hacia el centro y blanco hacia el borde (Figura 6.28.C); estambres amarillos, libres, 10, antera subbasifija, diteca, dehiscencia longitudinal, polen granular; gineceo sincárpico, ovario súpero, carpelos 3, lóculos 3, un ovulo por carpelo, estilo apical. Fruto simple carnososo, en forma de baya (Figura 6.28. D), semillas redondas, blancas.

Usos: “Los frutos se consumen crudos o cocidos, tienen un sabor un tanto dulce o ácido. En el campo, los frutos son aprovechados principalmente por los animales domésticos y silvestres. De la corteza y los frutos se extrae un tinte de color marrón claro, empleado para teñir las telas de algodón. La corteza es también empleada para curtir pieles y el té de esta misma corteza es

ástringente y se usa en medicina popular contra las diarreas, como febrífugo y para combatir las úlceras”. (Echeverry y Villegas, 2003).

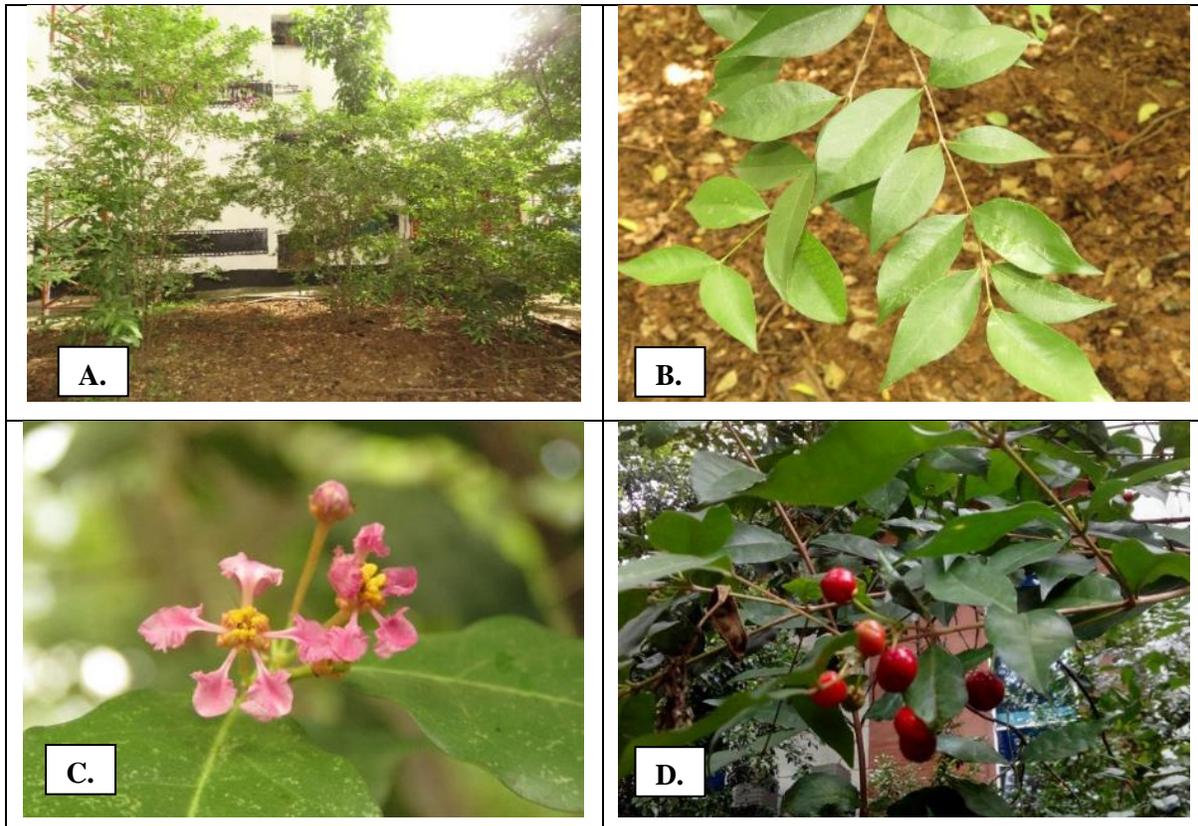


Figura 6. 28. Aspectos de hábito de creciemitno y morfología del Cerezo (*Malpighia glabra*) A. Arbol, B. Hojas, C. Inflorescencia y D. fruto. Ubicación café y letras. Universidad Surcolombiana.

6.2.3. Descripción anatómica

a. Raíz

En la sección transversal de raíz de *Malpighia glabra* (Figura 6.29.) se observa que presenta crecimiento secundario, evidenciado por la formación de la peridermis (Peri.), hacia el exterior del corte, con células que reemplazaron a la epidermis, al aumentar en grosor, seguido por el parénquima cortical (P.cor.) del sistema fundamental, con función de almacenamiento y respiración (Esau, 1972). Más al interior el haz vascular colateral abierto, llamado así por la existencia de cambium vascular entre el xilema y el floema (Rivera, 2016); está conformado, en sentido centrípeto, por el floema (Fl.), el cambium vascular (Cam.), y el xilema, este último

dividido en xilema secundario (Xi.sec) y xilema primario (Xi.pr.); hacia el centro del corte se encuentra la médula (Méd.); en esta figura se evidencia que la estela, a diferencia de la mayoría de dicotiledóneas, es una Eustela, es decir, hay presencia de médula en el centro del corte, e igualmente, se observa la formación de un anillo de crecimiento (A.cre.), el cual constituye el xilema secundario producido por el cambium durante un determinado periodo de crecimiento (Esau, 1972).

En la Figura 6.30, se observa, en mayor aumento (400x), la peridermis diferenciada en súber (Súb.), felógeno (Fel.) y felodermis (Fder.). Se aprecia en la Figura 6.31, en 400x, el parénquima cortical, seguido del haz vascular, donde se pueden distinguir el floema primario en forma de fibras (FFl.p.), justo debajo de la corteza, formado paquetes claramente distinguibles y, contiguo al cambium (Cam.), el floema secundario (Fl.sec.) (Figura 6.31), el cual presenta claramente tres tipos de células, los elementos cribosos (El.cri.), células acompañantes (Cel.ac.), asociadas a los tubos cribosos (Silva, 2014) y parénquima floemático rico en drusas (Dru.) (Figuras 6.32), inclusiones de oxalato de calcio u otros compuestos, almacenados en las vacuolas (Apezzato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006), con forma irregular y erizada de puntos, debido a que es un conjunto de cristales incompletos dispuestos en torno a un núcleo común de cristales bipiramidales, sobre cuyas paredes se depositan otros cristales piramidales (Rivera, 2016). En relación con el xilema, el primario (Xi. pr.) se puede observar justo al centro del corte (Figura 6.29), y el xilema secundario (Xi.sec.), ocupando la mayor parte del corte, es un tejido conformado por traqueidas (Tra.) y vasos (Va.), con función conductora y de soporte mecánico (Rivera, 2016), fibras xilares (Fi.x.), de soporte y radios medulares (R.med.), regiones interfasciculares parenquimáticas, que comunican el parénquima cortical con el parénquima medular (Rivera, 2016) (Figuras 6.32 y 6.33).

En la sección longitudinal de raíz de *Malpighia glabra* (Figura 6.34), además de gran cantidad de drusas, se pueden observar cristales prismáticos (Cri.pr.), sustancias ergásticas producto del metabolismo como alimento o desecho de la planta (Esau, 1972.). En un mayor aumento (1000x) también se pueden apreciar una placa de perforación simple (PPs.), vasos con paredes punteadas (Va.p.) (Figura 6.35), y traqueidas (Figura 6.36).

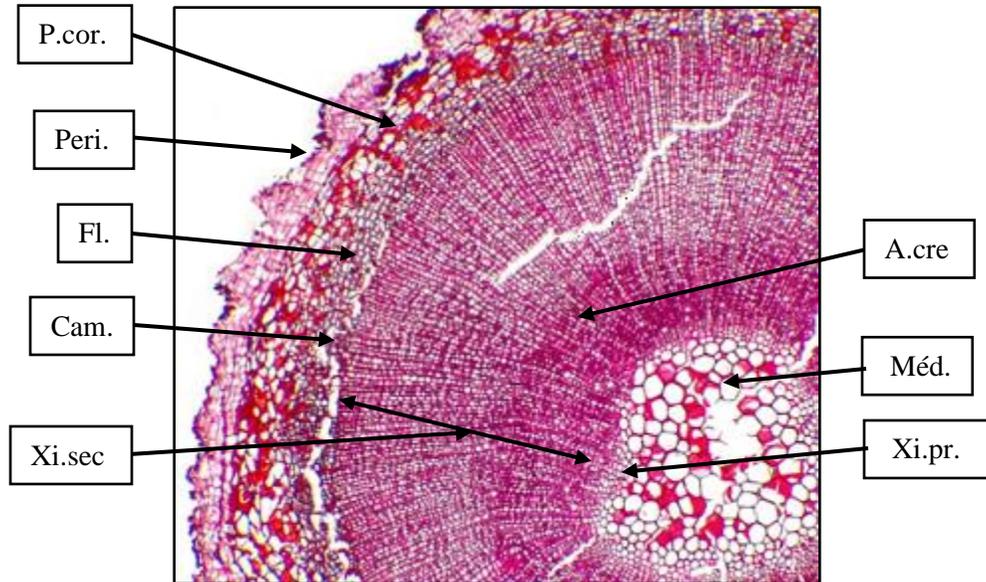


Figura 6. 29. Sección transversal de Raíz de *Malpighia glabra*, con crecimiento secundario. Mostrando: A.cre. Anillo de crecimiento, Cam. Cambium vascular, Fl. Floema, Méd. Médula, P.cor. Parénquima cortical, Peri. Peridermis, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema Secundario. Tinción con safranina.40x

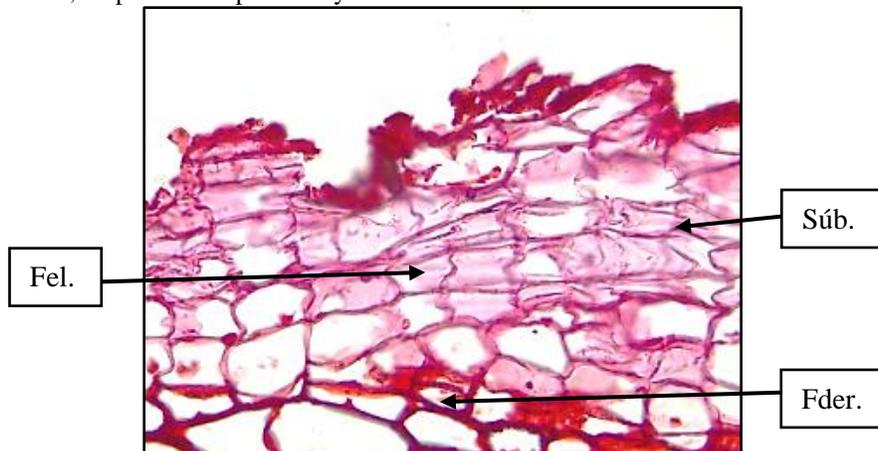


Figura 6. 30. Sección transversal de Raíz de *Malpighia glabra*. Detalle de la Peridermis. Fder. Felodermis, Fel. Felógeno y Súb. Súber. Tinción con safranina. 400x.

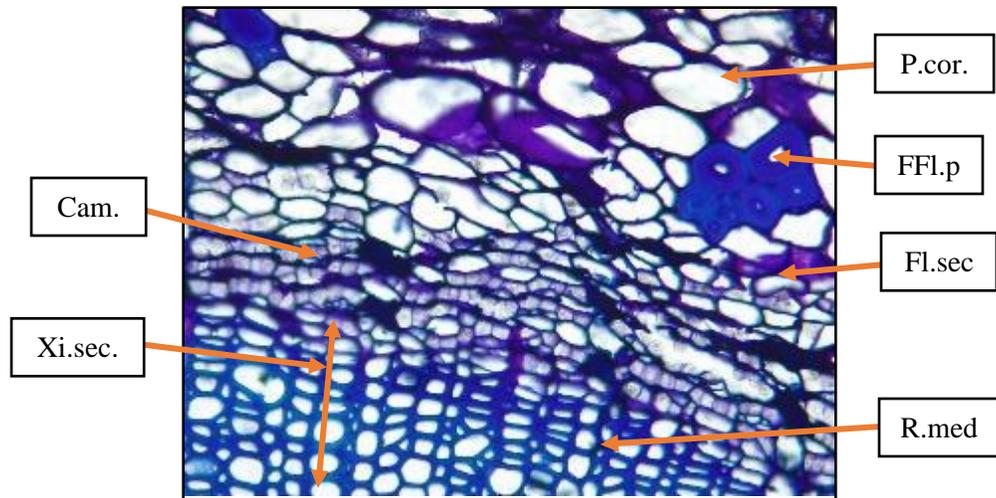


Figura 6. 31. Sección transversal de raíz de *Malpighia glabra*. Mostrando: Cam. Cambium, FFl.p. Fibras de floema primario, Fl.sec. Floema secundario, P.cor. Parénquima cortical, R.med. Radio medular Uniseriado y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con tionina.400x

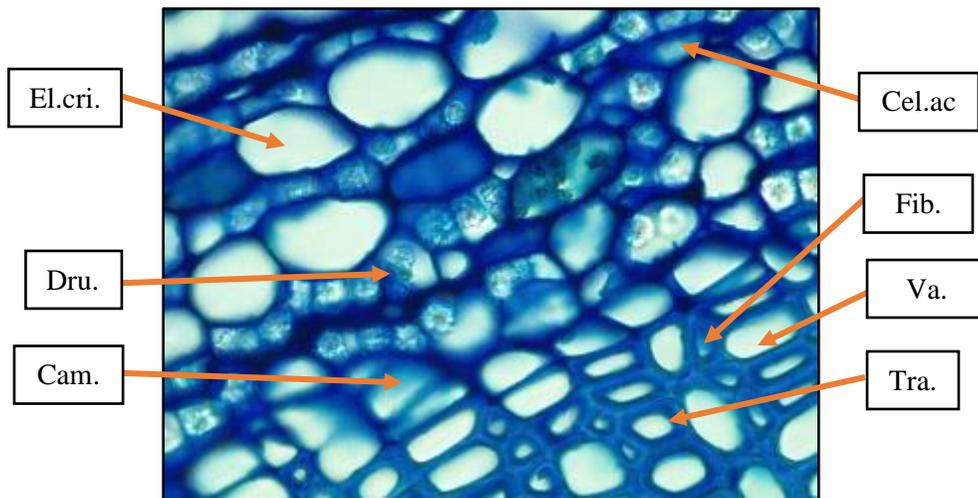


Figura 6. 32. Sección transversal de *Malpighia glabra*. Mostrando: Cam. Cambium, Cel.ac. Células acompañantes, Dru. Drusas, El.cri. Elemento criboso, Fib. Fibras, R.med. Radio medular Uniseriado y Tra. Traqueida. Tinción con azul de metileno. 1000x

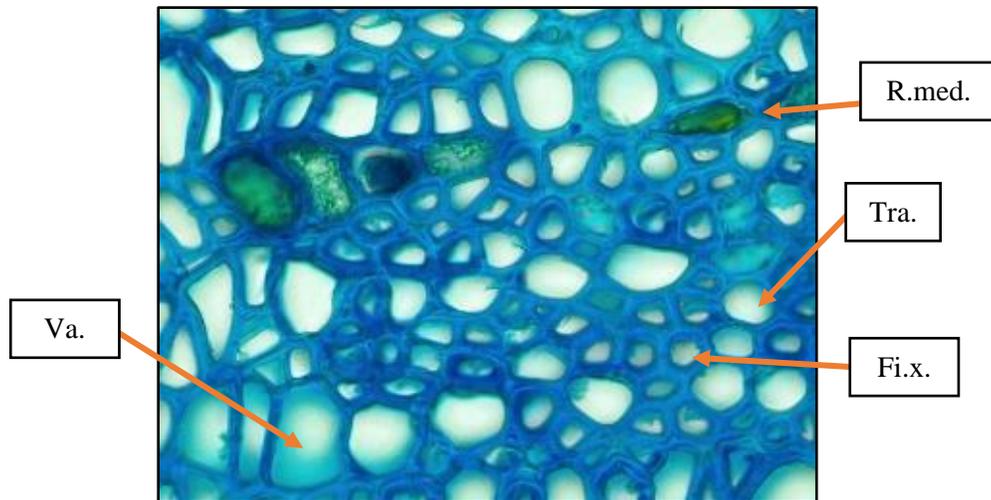


Figura 6. 33. Sección Transversal de raíz de *Malpighia glabra*. Mostrando: Fi.x. Fibras xilares, R.med. Radios medulares uniseriados, Tra. Traqueida y Va. Vaso. Tinción con azul de metileno. 1000x

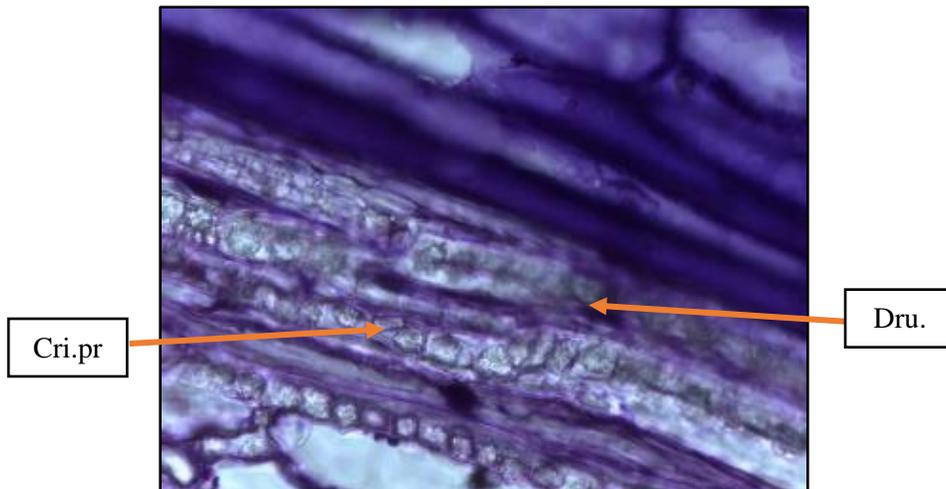


Figura 6. 34. Sección longitudinal, plano radial de *Malpighia glabra*. Mostrando parénquima floemático: Cri.pr. Cristales prismáticos y Dru. Drusas. Tinción con eosina y hematoxilina. 1000x

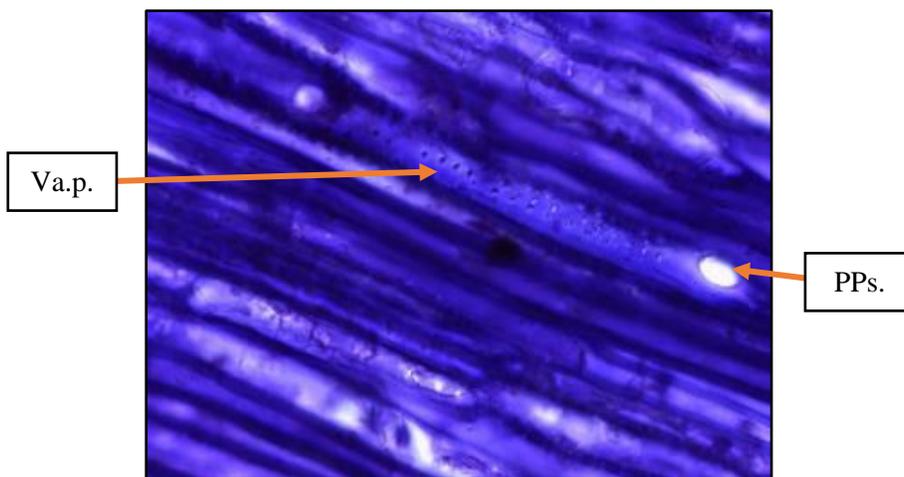


Figura 6. 35. Sección Longitudinal, plano radial de *Malpighia glabra*. Mostrando: PPs. Placa de perforación simple y Va.p. Vaso con paredes punteadas. Tinción con eosina y hematoxilina. 1000x

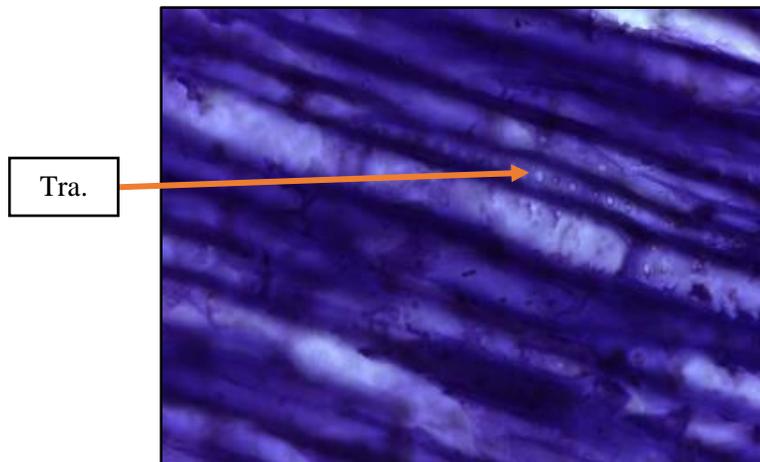


Figura 6. 36. Sección longitudinal de Raíz de *Malpighia glabra*. Mostrando: Tra. Traqueida. Tinción con eosina y hematoxilina.1000x.

b. Tallo

En la sección transversal de tallo de *Malpighia glabra* (Figura 6.37.), se evidencia una epidermis (Epi.) hacia la superficie exterior como tejido protector de este órgano, seguido por la corteza formada por parénquima cortical (P.cor.), y en seguida el haz vascular colateral abierto, conformando una estela tipo eustela, con el floema externo, tanto primario, en forma de fibras (FFl.p.), como secundario (Fl.sec.) y el xilema hacia el interior, igualmente primario (Xi.pr.) y secundario (Xi.sec.), y en el centro del corte, una medula (Méd.), constituida fundamentalmente por parénquima (Rivera, 2016).

Al observar más detalladamente la epidermis (Epi.) (1000x), se evidencia que corresponde a un tejido uniestratificado, con tricomas en forma de pelos simples, multicelulares y glandulares (Figura 6.38), estos últimos conformados por un pie y una cabeza pluricelular (Apezzato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006), que como se aprecia en las Figuras 6.38 A, B y C, pueden tener diferente forma y ser unicelulares (A) o pluricelulares (B y C) y están asociados con la secreción de diversos metabolitos (Ascensão, 2007, en Figueiredo, Barroso y Pedro, 2007). Por debajo de la epidermis, en esta misma Figura se empieza a manifestar la formación de colénquima (Col.) células más o menos alargadas, con paredes primarias gruesas, no lignificadas, cuya

principal función es de sostén (Rivera, 2016), el parénquima cortical y braquiesclereidas (Bra.), células cortas isodiamétricas, con paredes gruesas y numerosas puntuaciones, también llamadas células pétreas (Mejías et al., 2018; Appezzato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006).

En la Figura 6.39 podemos apreciar parte del haz vascular del tallo del cerezo, donde se distinguen los elementos constitutivos del xilema y el floema. En el caso del floema, resaltan las fibras del floema primario (FFl.p.), paquetes de células con paredes secundarias engrosadas y floema secundario (Fl.s.) que constituye el elemento conductor de sabia elaborada. A continuación, se observa el cambium (Cam.), y más internamente los elementos del xilema secundario (Xi.sec.), tales como los Vasos (Va.), fibras xilares (Fi.x.) y radios medulares uniseriados (R.med.).

En la Figura 6.40., en mayor aumento (1000x), se pone en detalle una sección del córtex y el floema, donde se distinguen el floema secundario (Fl.sec.), junto con fibras del floema primario (FFl.p.) y braquiesclereidas (Bra.) más evidentes, además del parénquima cortical (P.cor.), que rodea los tejidos conductores.

En la Figura 6.41, en el corte longitudinal, se aprecia la epidermis, constituida por células epidérmicas, pelos simples (Pe.s.), el cual, se encuentra el parénquima cortical (P.cor.), seguido por la presencia de algunas fibras (Fib.). Además, se distingue el parénquima radial (P.ra) junto al parénquima medular (P.med.).

En mayor aumento (400x), en el corte longitudinal de tallo de *Malpighia glabra* (Figura 6.42.), en el plano radial, se observa el parénquima radial (P.ra.), originado por células iniciales radiales del cambium, que puede ser de dos tipos por su disposición y forma: las células radiales procumbentes (CR.pro) y células radiales verticales (CR.ver), con campos de puntuaciones (Ca.pu.), así como el parénquima de los radios medulares (R.med.) multiseriados. Además, se pone en evidencia algunas traqueidas (Tra.), fibras (Fib.) y vasos con paredes punteadas (Va.p). En la

Figura 6.43., en aumento 1000x, se evidencia el parénquima medular (P.med.) del tallo, acompañado por células con cristales prismáticos (Cri.pr).

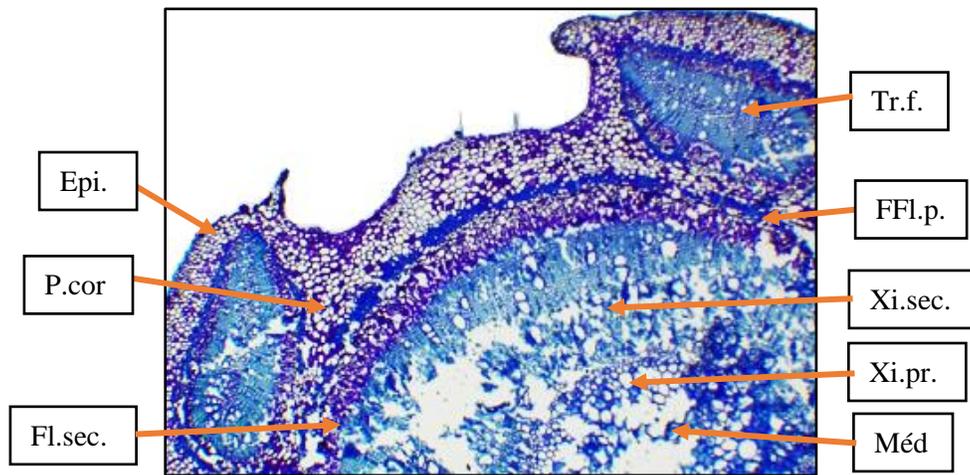


Figura 6. 37. Sección Transversal de Tallo de *Malpighia glabra*. Mostrando: Epi. Epidermis, FFl.p. Fibras del Floema primario, Fl.sec. Floema secundario, Méd. Médula, P.cor. Parénquima cortical, Tr.f. Traza foliar, Xi.pr. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Azul de metileno. 40x.

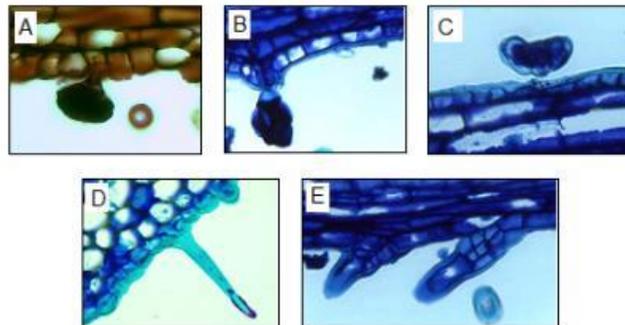


Figura 6. 38. Diferentes tipos de tricomas en la epidermis del Tallo de *Malpighia glabra*. A. B. y C. Pelos glandulares, D. Pelo simple, E. Pelos multicelulares. Tinción B, C, D, E, azul de metileno, A. Safranina. 1000x.

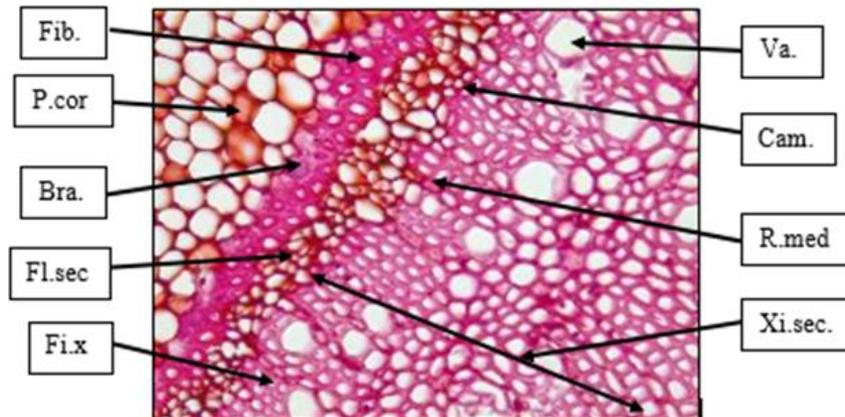


Figura 6. 39. Sección Transversal de Tallo de *Malpighia glabra*. Mostrando: Bra. Braquiesclereidas, Fib. Fibras, Fl.sec. Floema secundario, P.cor. Parénquima cortical, R.med. Radio medular, Va. Vasos y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Azul de metileno. 400x.

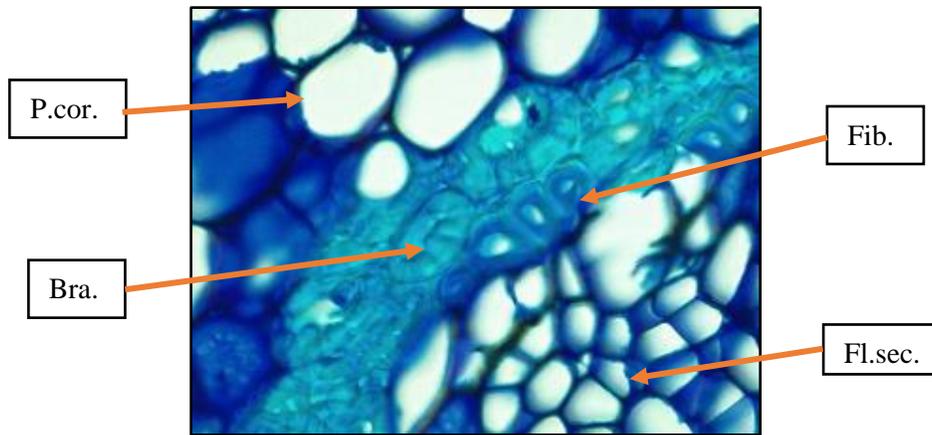


Figura 6. 40 . Sección Transversal de Tallo de *Malpighia glabra*. Mostrando: Bra. Braquiesclereidas, Fib. Fibras, P.cor. Parénquima cortical y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Tionina. 1000x.

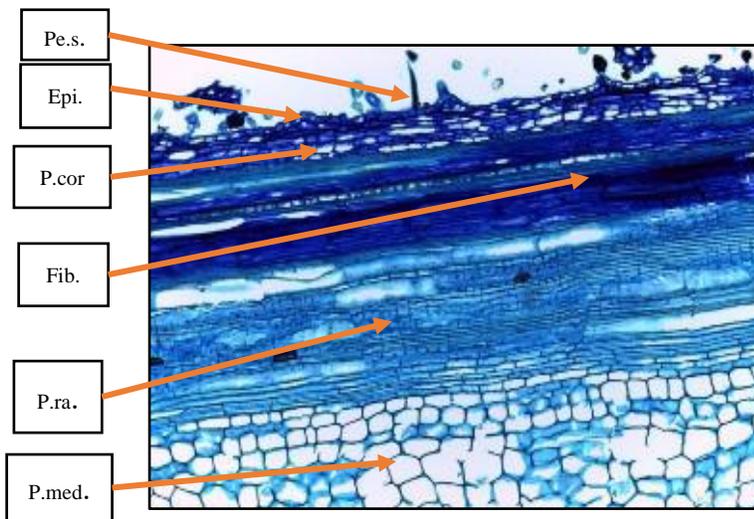


Figura 6. 41. Tallo de *Malpighia glabra*. Sección longitudinal, plano radial 100x. Mostrando: Epi. Epidermis, Fib. Fibras, Pe.s. Pelos simples, P.cor. Parénquima cortical, P.med. Parénquima medular y P.ra. Parénquima radial. Tinción con Azul de metileno.

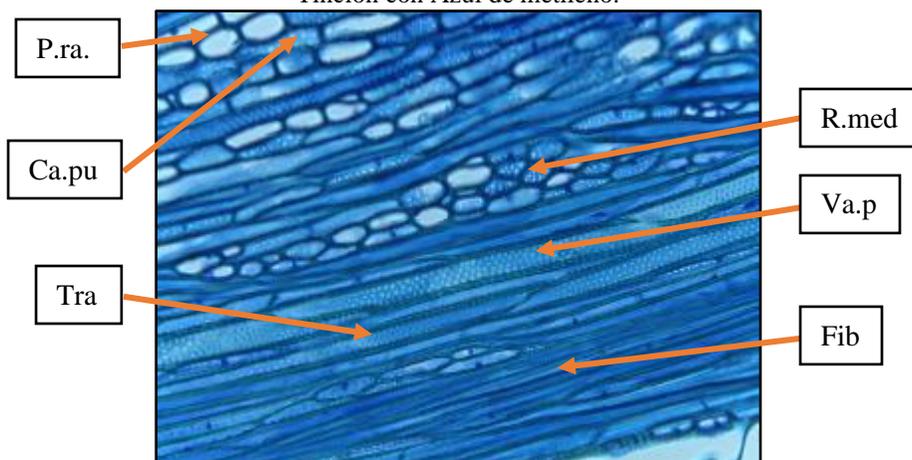


Figura 6. 42. Sección Longitudinal, plano radial de Tallo de *Malpighia glabra*. Mostrando: Ca.pu. Campo de punteaduras, Fib. Fibras, P.ra. Parénquima radial, R.med. Radio medular multiseriado, Tra. Traqueida y Va.p. Vasos con paredes punteadas. Tinción con Azul de metileno. 400x.

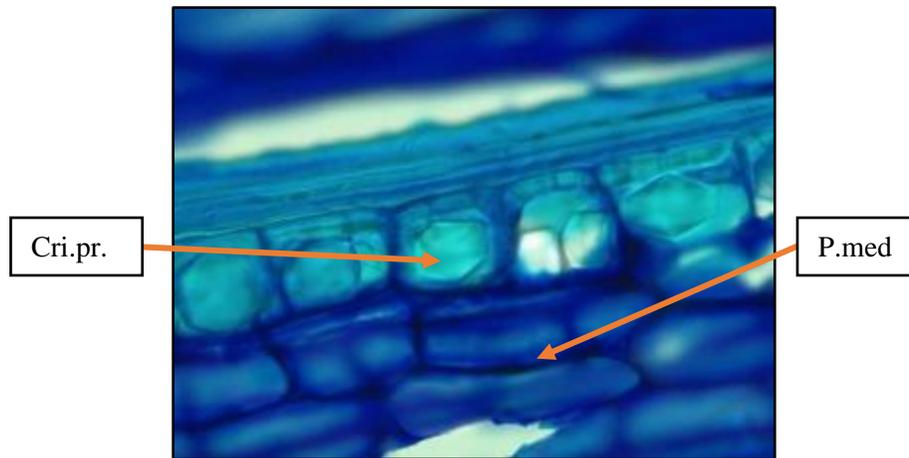


Figura 6. 43. Sección Longitudinal, Plano radial de Tallo de *Malpighia glabra*. Mostrando: Cri.pr. Cristales prismáticos y P.med. Parénquima medular. Tinción con Azul de metileno. 1000x.

c. Hoja

En la sección Transversal de la hoja de *Malpighia glabra* (Figura 6.44), se aprecia, hacia la superficie, como tejido protector, la epidermis, en su parte adaxial (Epi.ad) (haz) y abaxial (Epi.ab) (envés), las cuales están constituidas por células epidérmicas (Cel.ep), una capa de células grandes, cuadrangulares y tabulares (Laskowski,2000), células buliformes (Ce.bu.), células muy grandes, como burbujas, que permiten cambio de turgencia o almacenamiento de agua (Gonzales y Arbo, 2001-2013) y estomas; el mesófilo (Mes.) y la nervadura principal (Np.), que lleva, en su parte central el haz vascular, donde se distinguen el floema (Fl) hacia la superficie inferior y el xilema (Xi) hacia la superior, rodeados por fibras (Fib.), que conforman la vaina del haz vascular. También podemos encontrar colénquima (Col) hacia ambos lados del haz vascular, como tejido de soporte, formando las extensiones de la vaina, que llegan hasta las dos epidermis.

En la Figura 6.45., en 400x (A) y 1000x (B), se puede apreciar en detalle el haz vascular de la hoja de *Malpighia glabra*, donde se evidencia el xilema (Xi.) y el floema (Fl.), con cambium (Cam.) entre los dos tejidos, y las fibras (Fib.) que rodean el haz, conformando la vaina del haz vascular.

En la sección transversal de la hoja de *Malpighia glabra* (Figura 6.46), en aumento 400x, se puede apreciar el mesófilo foliar constituido por parénquima en empalizada (P.emp.) próximo a la epidermis adaxial, tejido fotosintético con gran cantidad de cloroplastos (Clor.) y parénquima esponjoso (P.esp.), hacia la epidermis abaxial, con células más redondeadas, menor cantidad de cloroplastos y grandes espacios intercelulares (Esp.in), así como con algunos cristales de oxalato de calcio en forma de drusas (Dru.). Como se observa, en mayor aumento (1000x), en la Figura 6.47., los espacios intercelulares (Esp.in.) del parénquima esponjoso (P.esp.) están conectados, a través de la cámara subestomática (Ca.sub.) con los estomas (Est.), y son importantes para el intercambio de gases necesarios para la fotosíntesis (Mejías et al, 2018). La cámara subestomática, de esta manera, es un amplio espacio intercelular que funciona como un sistema de comunicación entre el exterior e interior de la hoja (Gonzales y Arbo, 2001-2013), mientras los estomas son las células especializadas de la epidermis encargada de regular la transpiración y la entrada de CO₂ (Gonzales y Arbo, 2001-2013), procesos fundamentales para la fotosíntesis.

En el corte superficial de la hoja de *Malpighia glabra* (Figura 6.48), se observan la epidermis adaxial (**A.**), solamente con células epidérmicas (Cel.ep.) irregulares y la epidermis abaxial (**B.**), con células epidérmicas (Cel.ep.), además de estomas (Est.); teniendo en cuenta esta ubicación de los estomas en la superficie foliar, se define que corresponde a una hoja hipostomática (Gonzales y Arbo,2001-2013). En la figura 6.48.**B.** se puede observar que los estomas están conformados por un par de células oclusivas (Cel.ocl.) y su respectivo ostiolo (Ost.), y que presentan un par de células anexas (Cel.an.) paralelas a las oclusivas, por lo cual el tipo de estoma es considerado paracítico (LAWG, 1999).

Por último, en la Figura 6.49., se evidencia con detalle (1000x.) la epidermis adaxial (Epi.ad.), con una capa de cutícula (Cut.), de grosor intermedio, el parénquima empalizada (P.emp)

con abundantes cloroplastos (Clor.) y el parénquima esponjoso (P.esp.) con un casquete de fibras (Ca.fib.), siendo células fusiformes, elásticas que pueden encontrarse aisladas o formando haces o paquetes (Becerra et al., 2002), reciben el nombre de fibras perivasculares, ya que son células del esclerénquima que se encuentran rodeando a los haces vasculares. Por no encontrarse en el xilema se denominan también extraxilares (Mejías et al., 2018), así como también cristales de oxalato de calcio en forma de drusas (Dru.).

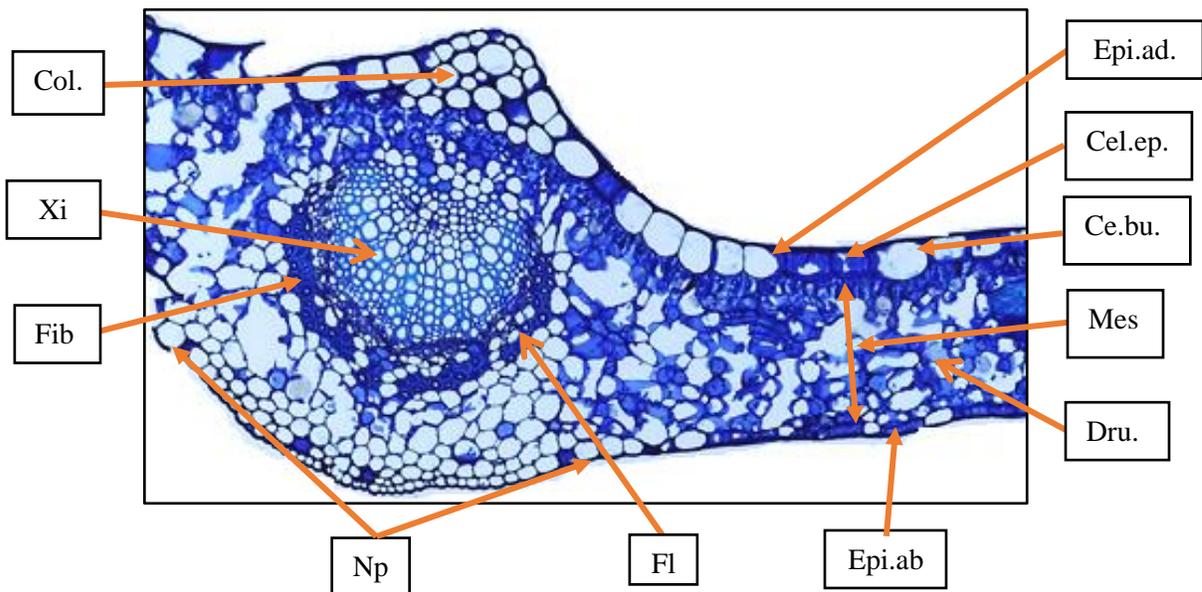


Figura 6. 44. Sección Transversal de hoja de *Malpighia glabra*. Mostrando: Ce.bu. Células buliformes, Col. Colénquima, Dru. Drusa, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi. ad. Epidermis adaxial, Fib. Fibras, Fl. Floema, Np. Nervadura principal, P.emp. Parénquima empalizada, P.esp. Parénquima esponjoso y. Xi. Xilema. Tinción con azul de metileno. 100x

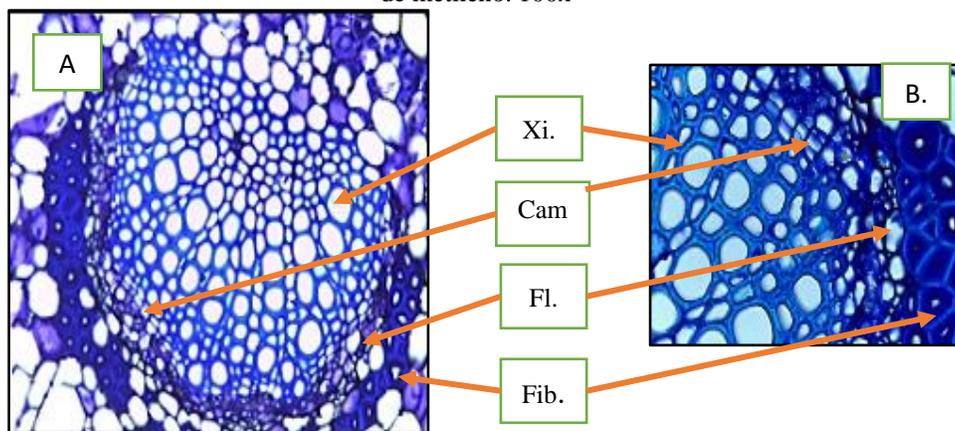


Figura 6. 45. Sección Transversal de la hoja de *Malpighia glabra*. A. 400x B. 1000x. Mostrando: Col. Colénquima, Fib. Fibras, Fl. Floema y Xi. Xilema. Tinción con Tionina.

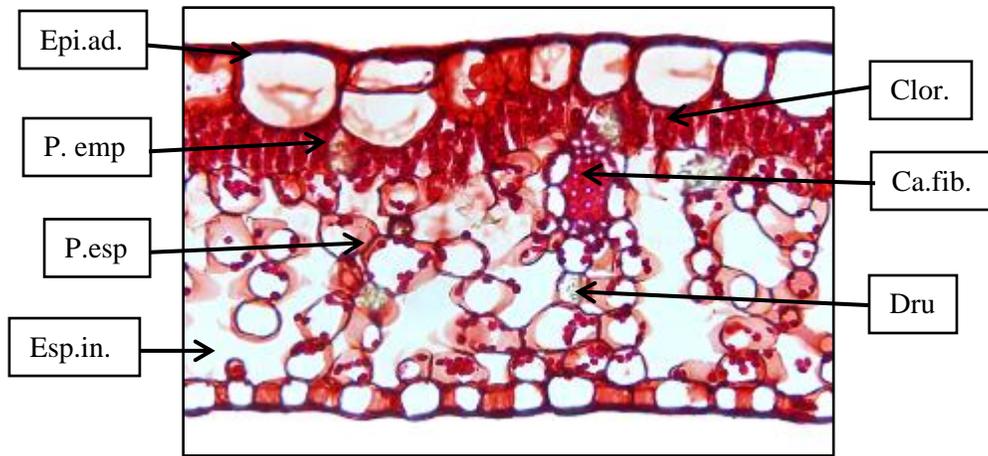


Figura 6. 46. Sección transversal de la hoja de *Malpighia glabra*. Mostrando: Ca.fib. Casquete de fibras, Clor. Cloroplastos, Dru. Drusa, Ep.ad. Epidermis adaxial, P.emp. Parénquima empalizado y P.esp. Parénquima esponjoso. Tinción con Safranina. 400x

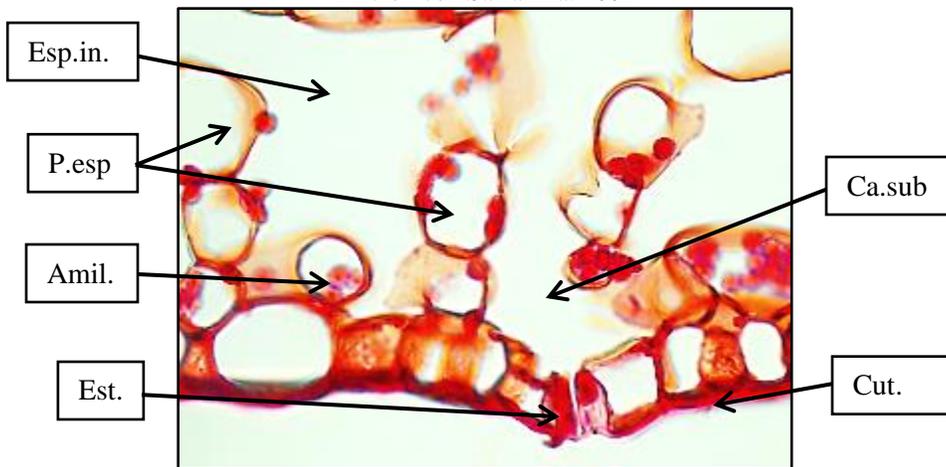


Figura 6. 47. Sección Transversal de la hoja de *Malpighia glabra*. Mostrando: Amil. Amiloplastos, Ca.sub. Cámara subestomática, Cut. Cutícula y P.esp. Parénquima esponjoso. Tinción con safranina. 1000x.

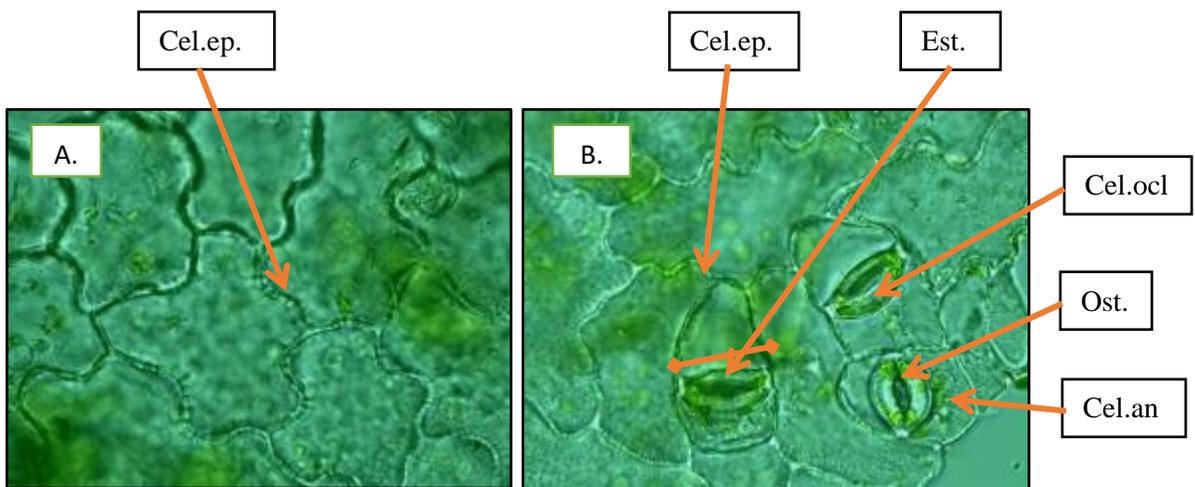


Figura 6. 48. Sección superficial de la hoja de *Malpighia glabra*. A. Epidermis adaxial. B. Epidermis abaxial: Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas. Cel.ocl. Células oclusivas, Est. Estomas. y Ost. Ostiolos. 1000x.

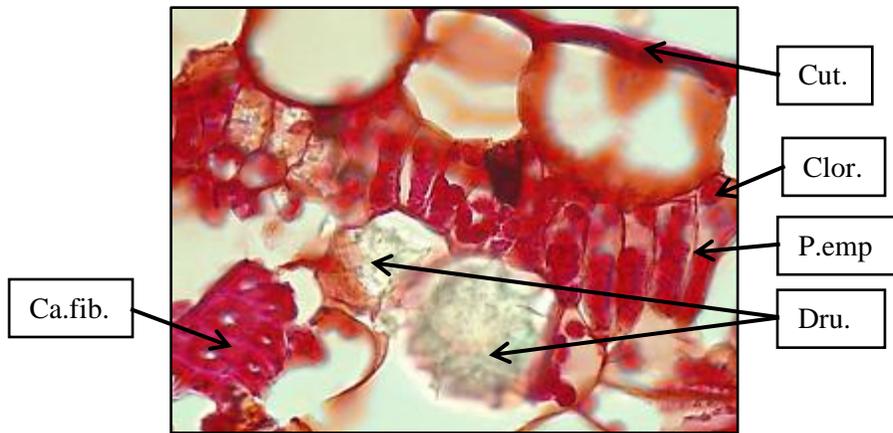


Figura 6. 49. Sección Transversal de la hoja de *Malpighia glabra*. Mostrando: Ca. Fib. Casquete de fibras, Ce.bu. Células buliformes, Cut. Cutícula. Dru. Drusas y P.emp. Parénquima empalizada. Tinción con safranina.1000x.

6.3. BIJAO (*Calathea lutea*).

6.3.1. Aspectos Generales

Familia: Marantaceae

Especie: *Calathea lutea* (Aubl.) Schult

Nombre común: Bijao

Estado de conservación: Preocupación

Origen: Nativa y cultivada

Menor.

Distribución Global: Centroamérica a Brasil

Distribución en Colombia: Antioquia, Bolívar, Boyacá, Caldas, Caquetá, Casanare, Cauca, Cesar, Chocó, Cundinamarca, Huila, Magdalena, Meta, Nariño, Norte de Santander, Putumayo, Quindío, Risaralda, Santander, Sucre, Tolima, Valle.

6.3.2. Descripción Botánica: Hierba de 3 m de altura (Figura 6.50. A.), Tallo delgado liso de color verde oscuro. Hojas simples, reunidas en la base de la planta, con venación estriada pinnada (Figura 6.50. B.), verde oscuro por el haz y claro por el envés. Inflorescencia apical, espiga compuesta, cilíndrica, con brácteas vistosas de color verde o vináceo, envolventes, aparentemente en dos filas, en cuyas axilas crecen 3 flores zigomorfas, hermafroditas, epíginas, en forma de trompeta (Figura 6.50. C), cáliz gamosépalo, sépalos 3, con tinte rosado, tubo de la corola amarillo, unido con un estaminodio petaloide, los lóbulos blanquecinos, con manchas moradas, estambres 1 de color blanco, tecas 2; ovario ínfero, carpelos 3, lóculos 3, cada uno con un ovulo, placentación axilar. Frutos en forma de cápsula de color naranja (Figura 6.50.D).

Usos: Es una planta utilizada principalmente para la protección de cuencas hídricas y como empaque del bocadillo veleno (Prada et al., 2006).



Figura 6. 50. Aspectos de hábito de crecimiento y Morfológico de Bijao (*Calathea lutea*), A Hábito de crecimiento. B. Hoja, C. Flor, y D. Inflorescencia con frutos. Ubicación Facultad de economía.

6.3.3. Descripción anatómica

a. Raíz

En la sección transversal de la raíz de *Calathea lutea* (Figura 6.51), se observa una vista panorámica en 40x (A) y, con un poco más de aumento, 100x (B). la epidermis (Epi.), tejido protector de la planta, debajo una capa delgada constituida por células con paredes suberizadas llamada Exodermis (Exd.) (Mejías et al., 2018), luego aparece la corteza, formada por parénquima cortical (P.cor.) sistema fundamental, dentro del cual se evidencian grandes espacios intercelulares; la parte más interna del córtex es la endodermis (End.), localizada internamente en la raíz, protegiendo los haces conductores conformado por varios paquetes con floema (Fl) y

xilema (Xi.) y hacia el centro parénquima medular (P.med.). Esta distribución de tejidos determina una raíz poliarca, ya que esta posee numerosos cordones de xilema y floema que se disponen de manera circular (Mejías et al., 2018).

En detalle (400x) en la Figura 6.52 se observa la epidermis (Epi.), constituida por dos estratos de células epidérmicas, condición poco común en angiospermas, encontrándose sólo en unas pocas familias de dicotiledóneas y grupos de monocotiledóneas (Esau, 1972), como es el caso del bihao; por debajo de la epidermis se observa claramente la hipodermis (Hip.) con dos o tres capas de células con paredes engrosadas, además, se evidencia parte del parénquima cortical (P.cor.), en su mayoría parénquima de reserva de agua, y algunas células con mucílago (Muc.), carbohidrato que se caracteriza por su alto contenido de polisacáridos, proveniente de la degradación de la celulosa entre otros, el cual tiene la propiedad de hincharse con el agua (Gonzales y Arbo, 2019).

En la Figura 6.53, se aprecian los haces vasculares de raíz de *Calathea lutea*, donde se observan floema (Fl.) y xilema (Xi) intercalados, el xilema formando radios, con metaxilema (Me.xi.), constituido por elementos xilemáticos de mayor tamaño, hacia el centro del corte y el protoxilema (Pr.xi.), con células más pequeñas, formando una hilera próxima al periciclo (Per.) y la endodermis (End.), aspectos que se observan con más detalle en la Figura 6.54 (1000x). Por último, en la figura 6.55. (1000x), se evidencia la presencia de un tanino (Ta.) en el parénquima cortical (P.cor.).

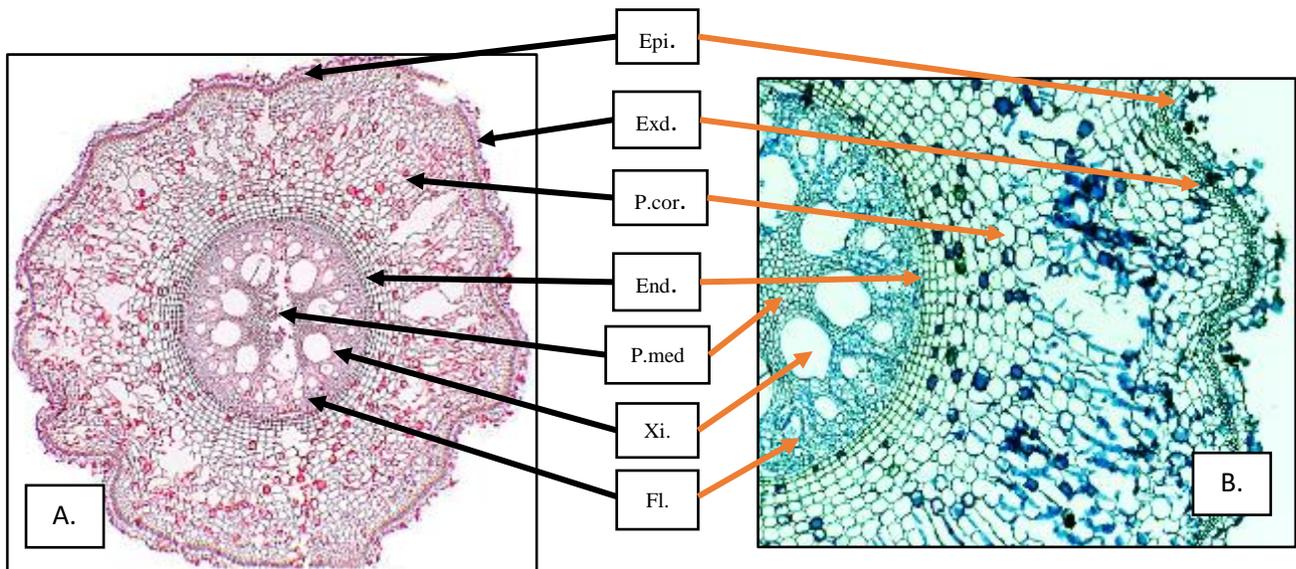


Figura 6. 51. Sección transversal de raíz de *Calathea lutea*. Mostrando: End. Endodermis, Epi. Epidermis, Fl. Floema, Exd. Exodermis, P.cor. Parénquima cortical, P.med. Parénquima medular y Xi. Xilema. Tinción con A. Safranina.40x vista panorámica y B. Azul de metileno. 100x

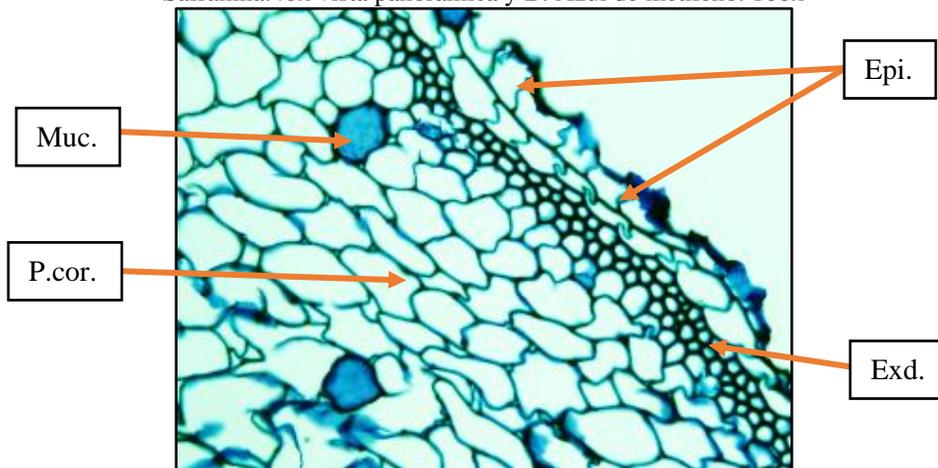


Figura 6. 52. Sección transversal de raíz de *Calathea lutea*. Mostrando: Epi. Epidermis, Exd. Exodermis, Muc. Mucílago y P.cor. Parenquima cortical. Tinción con Azul de metileno.400x.

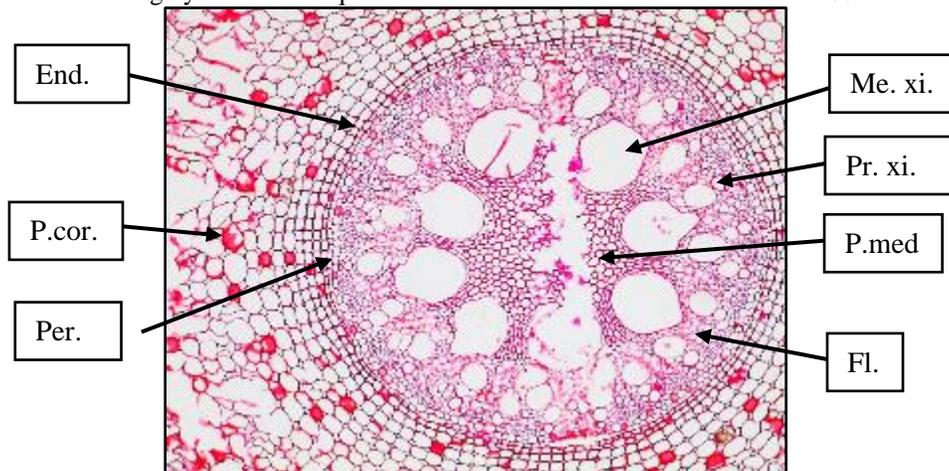


Figura 6. 53. Sección transversal de raíz de *Calathea lutea*. Mostrando: End. Endodermis, Fl. Floema, Me. xi. Metaxilema, P.cor. Parenquima cortical, Per. Periciclo, P.med. Parenquima medular y Pr.xi. Protoxilema. Tinción con Safranina.400x.

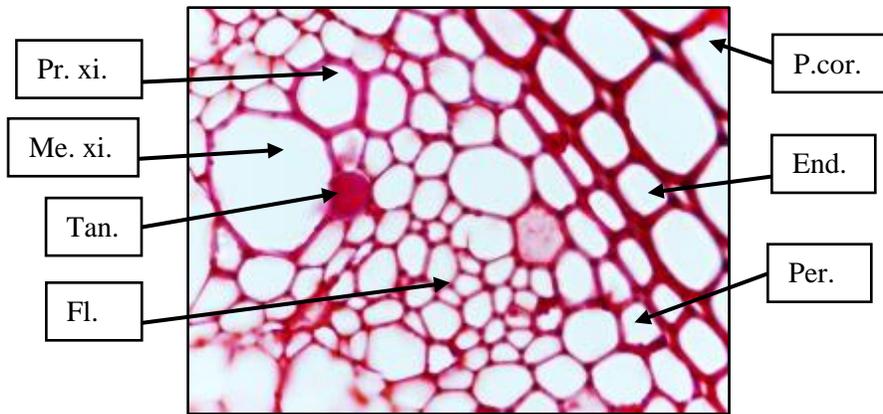


Figura 6. 54 . Sección transversal de raíz de *Calathea lutea*. Mostrando: End. Endodermis, Fl. Floema, Me.xi. Metaxilema, P.cor. Parenquima cortical, Per. Periciclo, Pr.xi. Protoxilema y Tan. Tanino. Tinción con Safranina. 100x

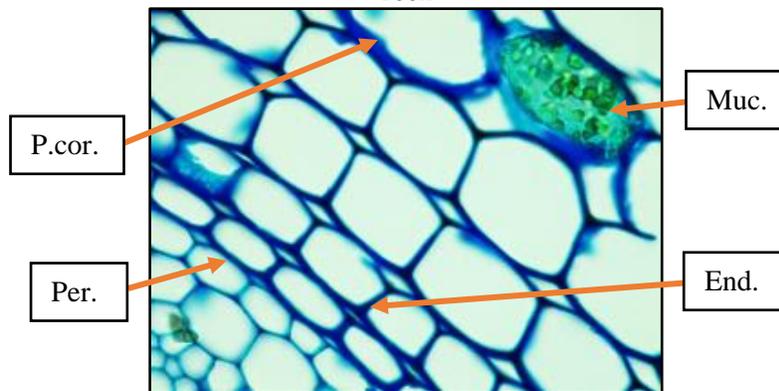


Figura 6. 55. Sección transversal de raíz de *Calathea lutea*. Mostrando: End. Endodermis, Muc. Mucílago. P.cor. Parenquima cortical y Per. Periciclo. Tinción con Azul de metileno. 1000x.

b. Tallo

En la sección transversal de tallo de *Calathea lutea* (Figura 6.56), se observa, hacia la parte exterior, la epidermis (Epi.), rodeando una serie de tejidos distribuidos uniformemente, sin límite exacto entre corteza y médula, entre los cuales se puede evidenciar la presencia de esclerénquima (Esc.), como un cinturón ubicado más hacia la periferia y el resto constituido por haces vasculares (Hv.), parénquima (Par.) y grandes espacios intercelulares de origen esquizógenos, llamados lagunas (Lag.) o cámaras, que pueden constituir el 70% del volumen del órgano (Gonzales y Arbo, 2001-2013). Los haces vasculares se ven esparcidos por todo el tallo, formando una estela llamada atactostela (Gonzales y Arbo, 2001-2013).

En la Figura 6.57 (**A** en 100x y **B** en 400x), y con más detalle en la Figura 6.58 (1000x), se observa la conformación de la epidermis (Epi.), con una capa de células epidérmicas y estomas (Est.), constituidos por células oclusivas (C.ocl.), anexas (C.an.) y la cámara subestomática (Ca. Est.); inmediatamente por debajo de la epidermis se encuentra lo que se puede denominar “corteza”, con parénquima cortical (P.cor), el cual presenta células con cristales prismáticos, mucílago y taninos, tal como se muestra en la Figura 6.59 (**A** y **B**); además se evidencia en la figura 6.60 (aumento 400x), que el cinturón de esclerénquima (Esc.) corresponde a fibras corticales (Fib.cor.).

En la Figura 6.60 se visualiza el haz colateral cerrado; haz vascular colateral sin cambium, característico en las monocotiledóneas (Becerra et al., 2002), conformado por xilema (Xi) y floema (Fl), rodeados por fibras de esclerénquima (Fib. esc.). En la figura 6.61, se observa aún más en detalle el floema, donde se evidencia un elemento criboso (El.cri.), con su característica placa cribosa, estas son áreas cribosas especializadas, en zona de la pared de los elementos cribosos con poros, rodeadas por células acompañantes (Cel.ac.), que interviene en la carga y descarga de los tubos cribosos (Becerra et al., 2002).

En sección longitudinal, plano radial de tallo de *Calathea lutea*, en la Figura 6.62 en aumento 100x, se aprecia nuevamente la epidermis (Epi.), la corteza con parénquima cortical (P.cor.), seguido por las fibras corticales (Fib.cor.) y parénquima fundamental (P.fun.). En la Figura 6.63, se puede ver con más detalle el xilema con fibras vasculares (Fib.va.), células delgadas y largas con paredes secundarias teñidas fuertemente y vasos, elementos traqueales bastante anchos y menos largos que las fibras, con paredes secundarias escaleriforme (Va.esc.), e igualmente se distingue el floema, con elementos cribosos (El.cri.). También se observan cristales de oxalato de calcio en forma de drusas.

Por su parte, en la sección longitudinal observada en la Figura 6.64 (**A** en 100x y **B** en 1000x), se pueden apreciar más en detalle las lagunas (Lag), las cuales se encuentran atravesadas por células parenquimáticas llamadas trabéculas (Trab.), fila de células que atraviesa una laguna o espacio intercelular (Font, 1989), se le atribuyen al espacio trabecular un papel en el transporte de gas, por lo que se podría interpretar como un aerénquima (Stewart y Rotwell, 1993); igualmente se observa que los haces vasculares (Hv.) se encuentran intercalando con estas lagunas.

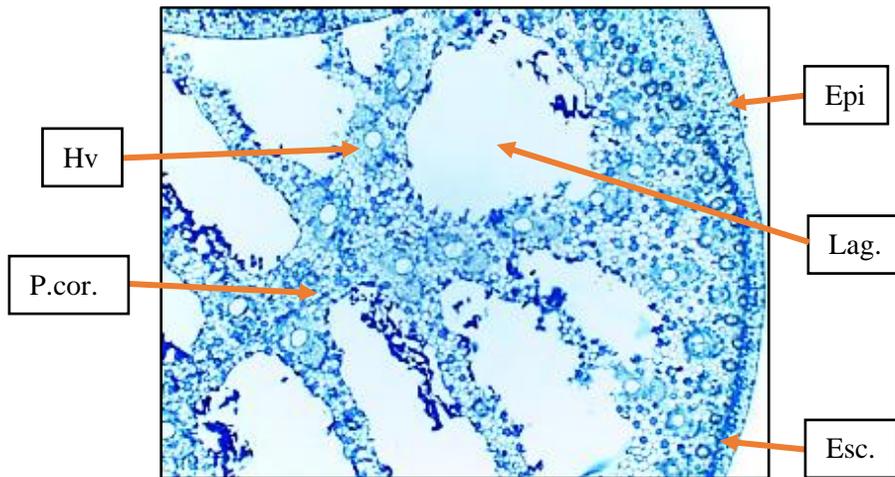


Figura 6. 56. Sección Transversal de Tallo de *Calathea lutea*. Mostrando: Epi. Epidermis, Esc. Esclerenquima, Hv. Haz vascular, Lag. Lagunas y P.cor. Parénquima cortical. Tinción con Azul de metileno.40x

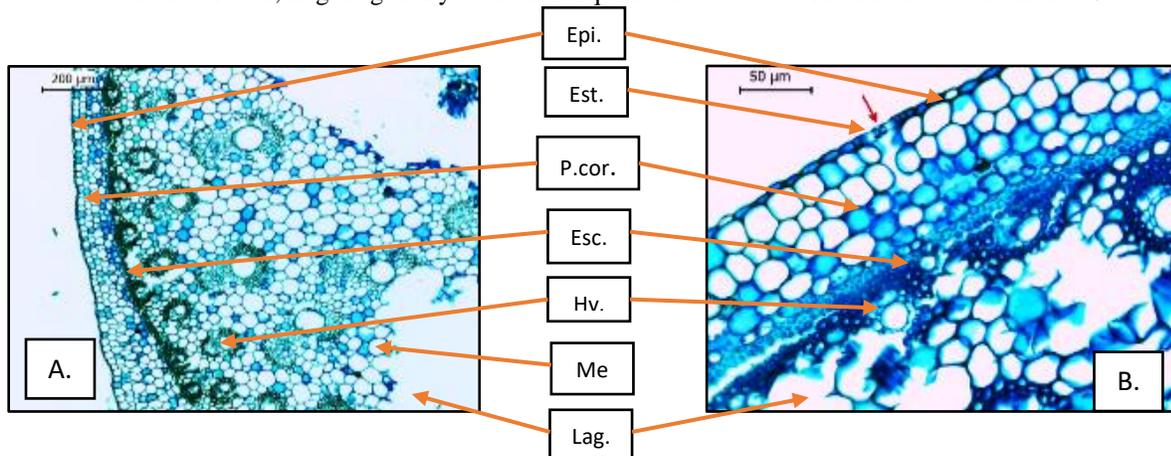


Figura 6. 57. Sección transversal de tallo de *Calathea lutea*. A. en aumento 100x, B. en aumento 400x. Mostrando: Epi. Epidermis, Esc. Esclerenquima, Hv. Haz vascular, Lag. Lagunas, Me. Médula, P.cor. Parénquima cortical y Xi. Xilema. Tinción con Azul de metileno.

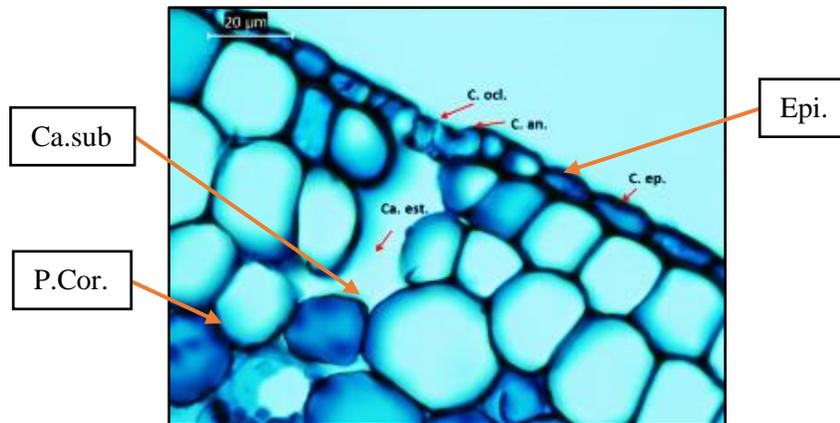


Figura 6. 58. Sección transversal de tallo de *Calathea lutea*. Mostrando: Ca.sub. Cámara subestomática, Epi. Epidermis y P.cor. Parenquima cortical. Tinción con Azul de metileno. 1000x.

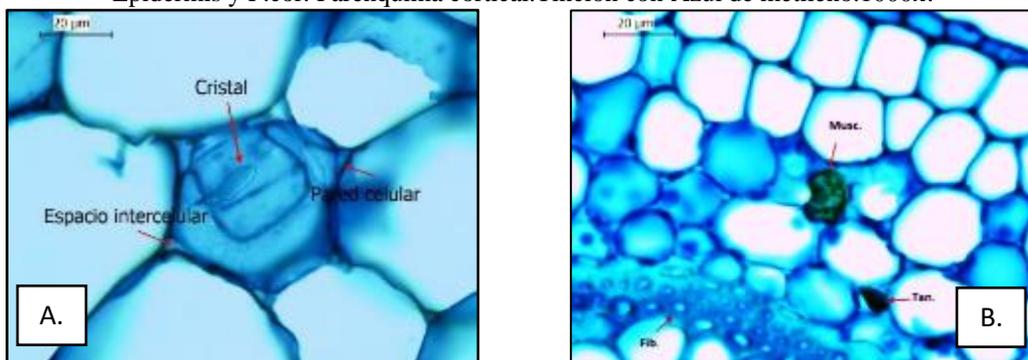


Figura 6. 59. Sección transversal de tallo de *Calathea lutea*, con Células de parénquima cortical. A. en aumento 1000x, B. en aumento 400x. Mostrando: Cri.pr, Cristal prismático, Fib. Fibras, Muc. Mucílago y Tan. Tanino. Tinción con Azul de metileno.

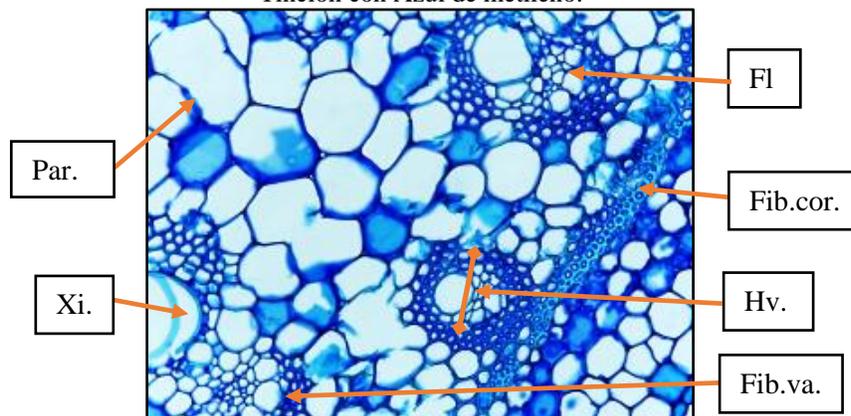


Figura 6. 60. Sección Transversal de tallo de *Calathea lutea*. Mostrando: Fib.cor. Fibras corticales, Fib.va. Fibras vasculares, Fl. Floema, Hv. Haz vascular, Par. Parénquima y Xi. Xilema. Tinción con Azul de metileno. 400x.

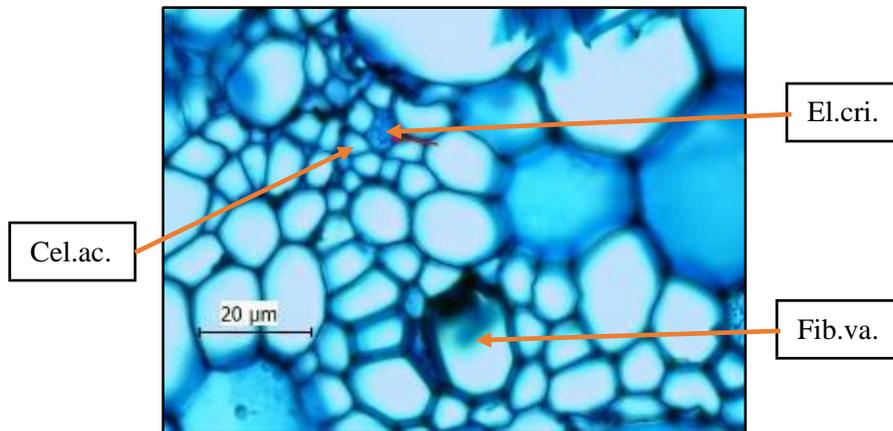


Figura 6. 61. Sección Transversal de Tallo de *Calathea lutea*. Mostrando: Cel.ac. Células acompañantes, El.cri. Elemento criboso y Fib.va. Fibra vascular. Tinción con Azul de metileno.400x.

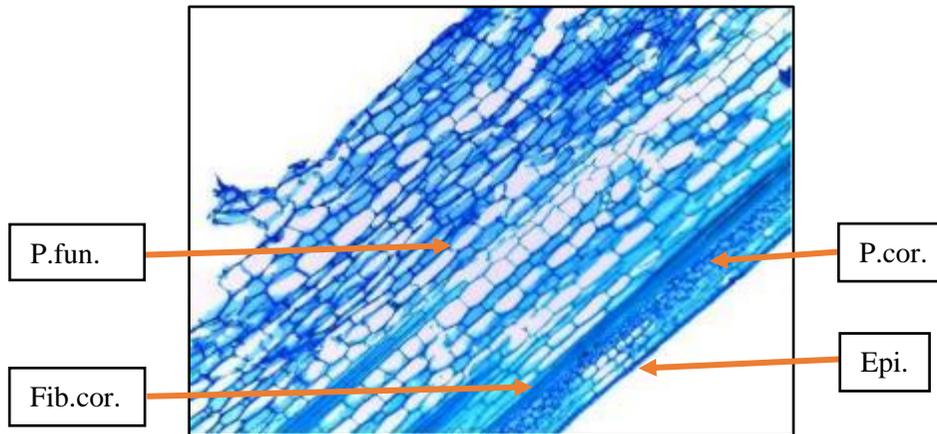


Figura 6. 62. Sección longitudinal, plano radial de tallo de *Calathea lutea*. Mostrando: Epi. Epidermis, Fib.cor. Fibras corticales, P.cor. Parenquima cortical y P.fun. Parénquima fundamental. Tinción con Azul de metileno.100x.

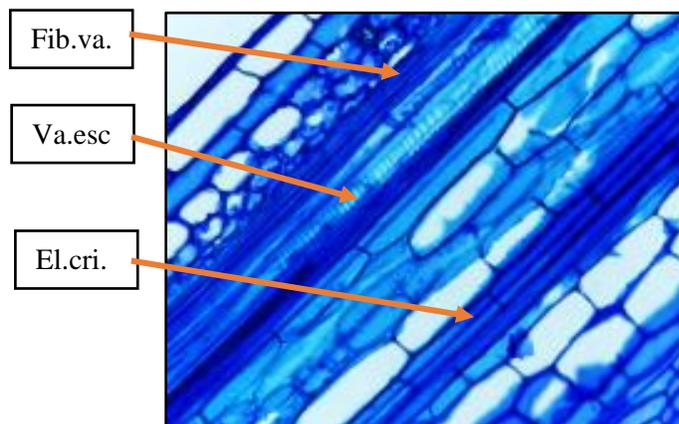


Figura 6. 63. Sección longitudinal, plano radial de tallo de *Calathea lutea*. Mostrando: El.cri. Elementos cribosos, Fib.va. Fibras vasculares y Va.esc. Vasos con pared escaleriforme. Tinción con Azul de metileno.400x.

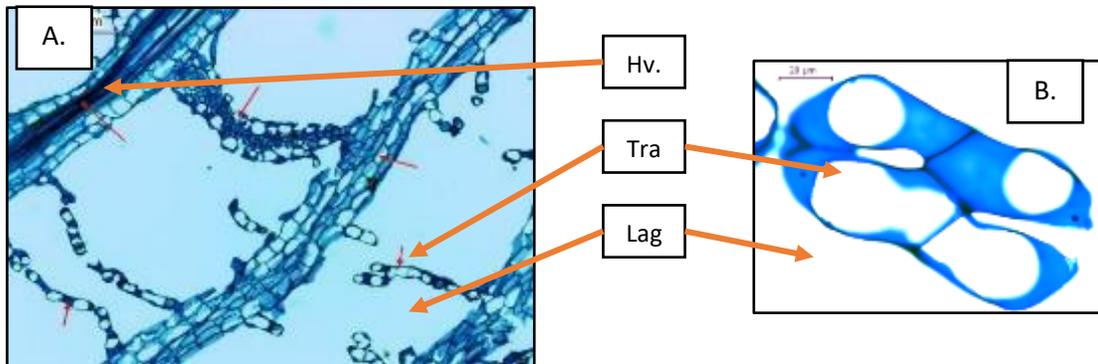


Figura 6. 64. Sección longitudinal de tallo de *Calathea lutea*. A. en aumento 100x, B. en aumento 1000x. Mostrando: Lag. Laguna, Hv. Haz vascular y Trab. Trabécula. Tinción con Azul de metileno.

c. Hoja

En la sección transversal de la hoja de *Calathea lutea* (Figura 6.65), se aprecia el sistema dérmico, constituido por epidermis adaxial (Epi.ad) y epidermis abaxial (Epi.ab.), con células epidérmicas y estomas (Est.), más evidentes en la cara abaxial; por debajo de estas dos capas se observa una hipodermis, en el caso de la cara adaxial constituida por células buliformes (Ce.bu.); células muy grandes, como burbujas, que permiten cambio de turgencia o almacenamiento de agua (Gonzales y Arbo, 2001-2013), también se aprecian haces vasculares (Hv.), y el mesófilo (Mes.), constituido, hacia la cara adaxial por dos capas de parénquima en empalizada (P.emp.), con células alargadas y abundantes cloroplastos, y por la cara abaxial parénquima esponjoso, con espacios intercelulares más grandes; este mesófilo, en apariencia homogéneo, por ser el parénquima empalizada débilmente diferenciado del esponjoso, es netamente dorsiventral.

En mayor aumento, en la Figura 6.66 se evidencia el haz vascular de la hoja, con xilema hacia la cara adaxial y floema hacia la abaxial, rodeados por fibras (Fib.). El mesófilo igualmente se aprecia en más detalle, evidenciando que está conformado por parénquima en empalizada (P.emp) y parénquima esponjoso (P.esp.), levemente diferenciados y se observa también la

presencia de mucílago (Muc.) son fibras solubles constituyentes del vegetal, productos fisiológicos que se hallan localizadas en células especiales dentro de los tejidos, corresponde a polisacáridos heterogéneos (Serbán, 2018), además que poseen la capacidad de absorber gran cantidad de agua (Naab, 2006) y taninos (Tan) Son un grupo heterogéneo de derivados fenólicos, que impiden el crecimiento de hongos y microorganismos cuando ocurren lesiones (Naab. 2006). También se observan cristales de oxalato de calcio en forma de drusas.

En la figura 6.67 se observa una sección de la hoja de *Calathea lutea* (A. epidermis adaxial, Epi.ad. B. epidermis abaxial, Epi.ab.), conformada por células epidérmicas (Cel.ep.) y estomas (Est.); según la distribución de los estomas, solamente en la cara abaxial, se puede determinar que corresponde a una hoja hipostomática (Gonzales y Arbo,2001-2013). En la figura 6.68. se aprecia en detalle (1000x) el estoma, constituido por células oclusivas (Cel.ocl.), con su respectivo ostiolo (Ost.), y acompañado por las células anexas (Cel.an.); el tipo de estoma es paracítico, ya que, alrededor de las células oclusivas (Cel.ocl.) están dispuestas paralelamente dos células anexas (Cel.an.) (LAWG, 1999).

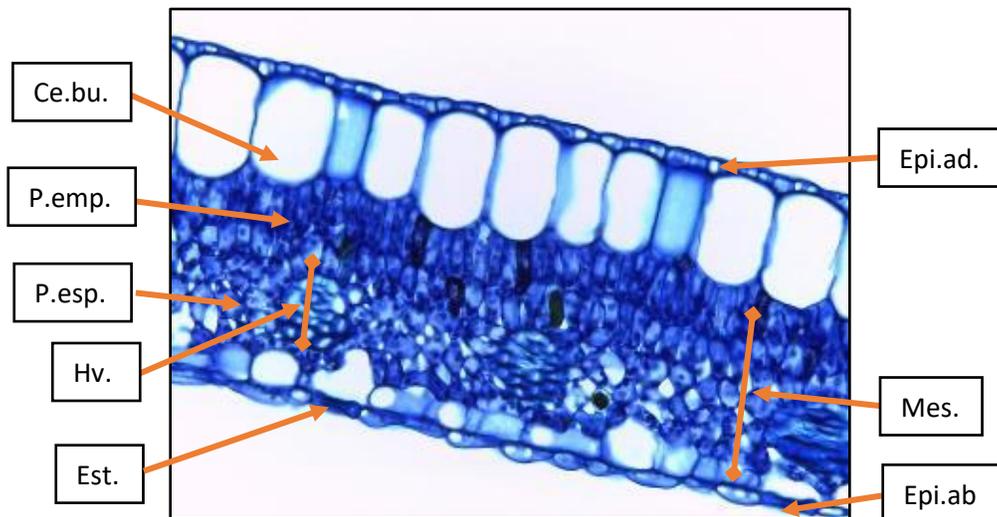


Figura 6. 65. Sección transversal de la hoja de *Calathea lutea* . Mostrando: Ce.bu. Células buliformes, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Est. Estoma, Hv. Haz vascular, P.emp. Parénquima en empalizada y P.esp. Parénquima esponjoso. Tinción con azul de metileno. 100x.

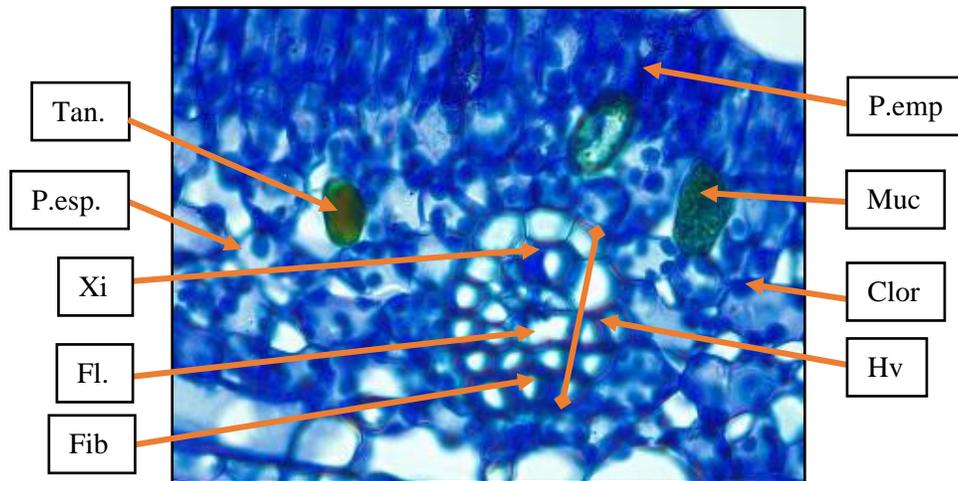


Figura 6. 66. Sección transversal de la hoja de *Calathea lutea*. Mostrando: Clor. Cloroplastos, Fib. Fibras, Fl. Floema, Hv. Haz vascular, P.emp. Parenquima en empalizada, P.esp. Parénquima esponjoso, Tan. Taninos y Xi. Xilema. Tinción con Azul de metileno. 400x.

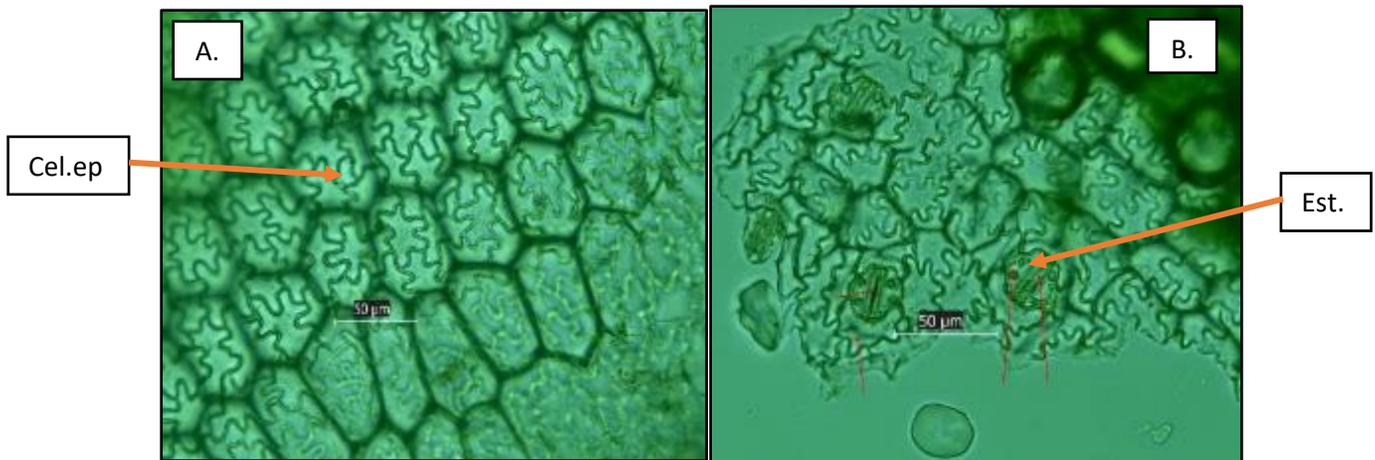


Figura 6. 67. Sección superficial de la hoja de *Calathea lutea*. Mostrando: Cel.ep. Células epidérmicas. A (Epi.ad). Epidermis adaxial, B (Epi. ab.). Epidermis abaxial y Est. Estomas. 400x.

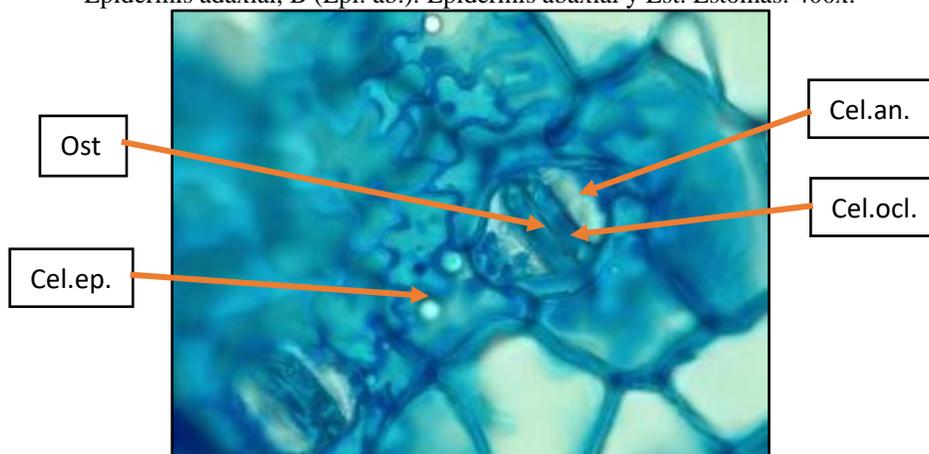


Figura 6. 68. Sección de la epidermis abaxial de la hoja de *Calathea lutea*. Mostrando: Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.an. Células anexas, Cel.ocl. Células oclusivas y Ost. Ostiolo. Tinción con azul de metileno 1000x

6.4. VERDOLAGA (*Portulaca oleraceae*).

6.4.1. Aspectos Generales

Familia: Portulacaceae

Especie: *Portulaca oleracea* L.

Nombre común: Verdolaga

Estado de conservación: No evaluada

Origen: Naturalizada

Distribución Global: Nativa de la India y Oriente Medio: naturalizada alrededor del mundo

Distribución en Colombia: Amazonas, Antioquia, Bolívar, Caquetá, Casanare, Chocó, Córdoba, Cundinamarca, Guainía, La Guajira, Guaviare, Magdalena, Meta, Nariño, Putumayo, San Andrés, Providencia y Santa Catalina, Tolima, Valle.

6.4.2. Descripción Botánica: Es una planta anual, herbácea, con hábito de crecimiento decumbente, de 5 a 40 cm de largo. Presenta tallos cilíndricos, a veces rojizos, ramificados, con las ramas extendidas radialmente (Figura 6.69. **A**); en los nudos de los tallos se pueden formar raíces adventicias, al estar en contacto con la superficie del suelo. Posee hojas simples verticiladas (Figura 6.69. **B**), con nerviación camptódroma, ápice redondeado y base cuneada. La flor está ubicada en los ápices de las ramas (Figura 6.69.C.), es solitaria, actinomorfa, sésil, unisexual monoica, perigina; cáliz dialisépalo, los sépalos ovados a orbiculares; corola dialipétala, rosácea, pétalos 5, amarillos; Estambre 1 fértil, antera subbasifija, con dos tecas, dehiscencia longitudinal y con polen granular; ovario semiínfero, unicarpelar, unilocular, placentación central libre y con muchos óvulos. Los frutos son cápsulas (Figura 6.69. **D**) y las semillas negras arriñonadas.

Usos: De acuerdo con la literatura se recomienda para problemas digestivos, tales como infecciones intestinales, calor en el estómago, estreñimiento, parasitosis, todos ellos referidos en el centro del país (Argueta et al., 1994). El primer reporte como planta comestible se encuentra en

el Códice Florentino. Tradicionalmente la verdolaga se consume cocida, hervida o bien se prepara con carne de cerdo o pollo en una salsa de chile verde y tomate. (Mera et al, 2010).

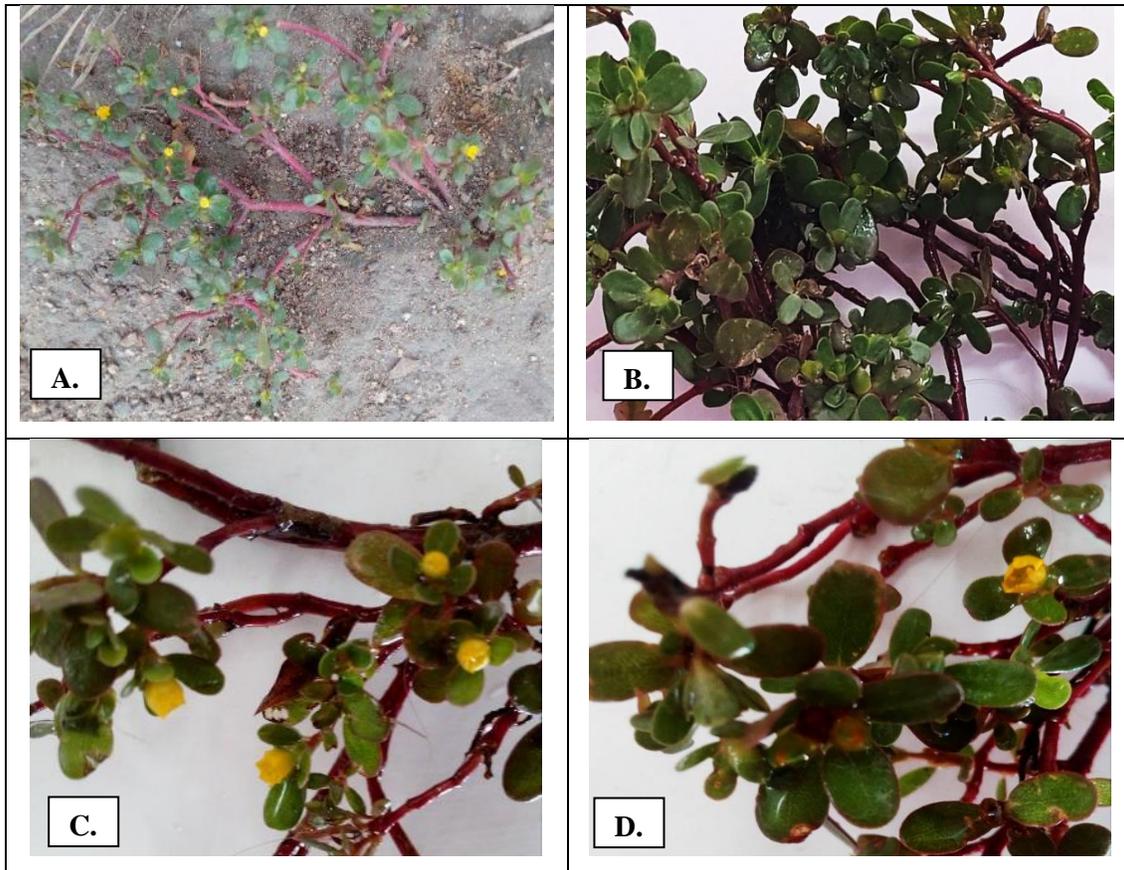


Figura 6. 69. Aspectos de habito de crecimiento y Morfológico de Verdolaga (*Portulaca oleracea*) A. Hierba, B. Hojas, C. Inflorescencia y D. Frutos. Ubicación Estación Terpel-Chicala.

6.4.3. Descripción Anatómica

a. Raíz

En la sección transversal de raíz de *Portulaca oleracea* (Figura 6.70.A y B.), se evidencia un crecimiento secundario, por la presencia de xilema y floema secundarios, así como la desaparición del periciclo y la endodermis, tejidos típicos de una raíz con crecimiento primario. La raíz aún conserva su epidermis (Epi.), hacia la superficie exterior como tejido protector, pero se evidencia ya la aparición de la peridermis (Peri.) en algunos sectores; le sigue la corteza, formada por parénquima cortical (P.cor.), como sistema fundamental y en seguida el sistema vascular, constituido por un haz vascular colateral abierto, donde se aprecia el floema secundario

(Fl.sec.), xilema secundario (Xi.sec.), y en la mitad de los dos el cambium, (Cam.) débilmente diferenciado. Además, se observa la formación de una raíz lateral (R.la.) de crecimiento endógeno, ya que se forma a partir del periciclo (Becerra et al, 2002). Hacia el centro del tejido se encuentra el xilema primario (Xi.pri.), sin una médula, por lo cual se determina que posee una estela Actinostélica, y por el número de radios de xilema (Ra.xi.), aunque levemente distinguibles, se puede decir que tienen forma Hexarca (Figura 6.71.).

Al observar con más detalle en la Figura 6.72 (400x) el sistema dérmico, es notorio que corresponde a una peridermis (Peri.), conformado por una capa muy incipiente de súber (Sub.), cambium del felógeno (Fel.) bien diferenciado y una felodermis (Fder.) que se diferencia escasamente de la corteza. Se observan también las células del parénquima cortical (P.cor.), con gránulos de almidón, es decir, amiloplastos (Amil.), los cuales, según Gonzales y Arbo (2001-2013), se encuentran frecuentemente en células parenquimáticas de corteza, médula y tejidos vasculares de tallos y raíces; además se evidencian algunos cristales en forma de aguja, que forman haces llamados rafidios (Raf.), cuyo componente es oxalato de calcio, que resulta por la acumulación intracelular de calcio. (Gonzales y Arbo, 2019.). En la Figura 6.73.A se observan con mayor detalle (1000x) los granos de almidón, que son de forma poliédricas y con hilo central (Dávila y Moncada, 2003), al igual que otro tipo de cristal de oxalato de calcio, las drusas (Dru.), es un conjunto redondeado de cristales dispuestos en torno a un núcleo común, que por lo regular es un cristalino (Font,1989) (Figura 6.73.B).

En la Figura 6.74. en un aumento de 400x, es más visible el haz vascular de la raíz de verdolaga, con el floema (Fl.), el cambium (Cam.) y el xilema (Xi.), con abundantes vasos (Va.) y fibras (Fib.). Por su parte, en la Figura 6.75, de la sección longitudinal de esta raíz, se observan

células de parénquima xilemático con presencia de algunos amiloplastos (Amil.) y elementos traqueales correspondientes a vasos con paredes punteadas (Va.p.) y perforaciones simples (Pf.si.).

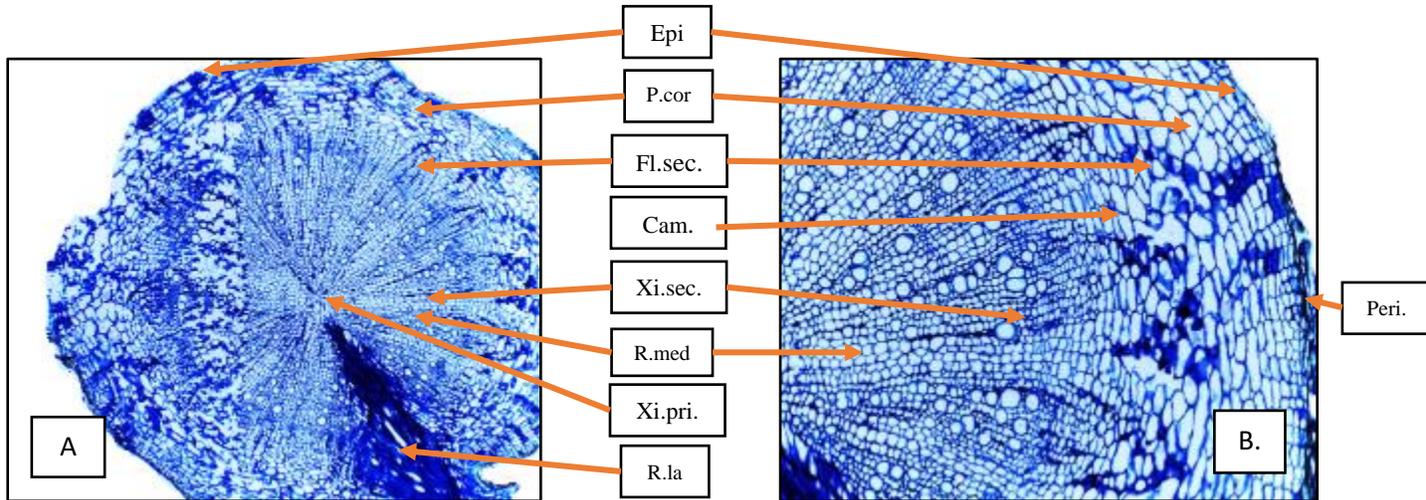


Figura 6. 70. Sección Transversal de raíz de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Cam. Cambium, Epi. Epidermis, Fl.sec. Floema secundario, P.cor. Parénquima cortical, R.la. Raíz lateral, R.med. Radios medulares, Xi.pri. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Azul de metileno. 40x.y 100x

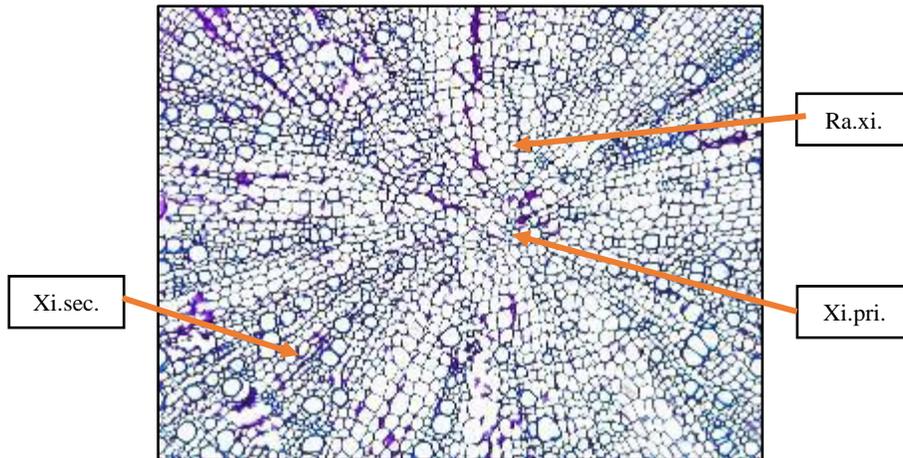


Figura 6. 71. Sección Transversal de raíz de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Ra. xi. Radios xilemáticos, Xi.pri. Xilema primario, Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con Tionina.100x

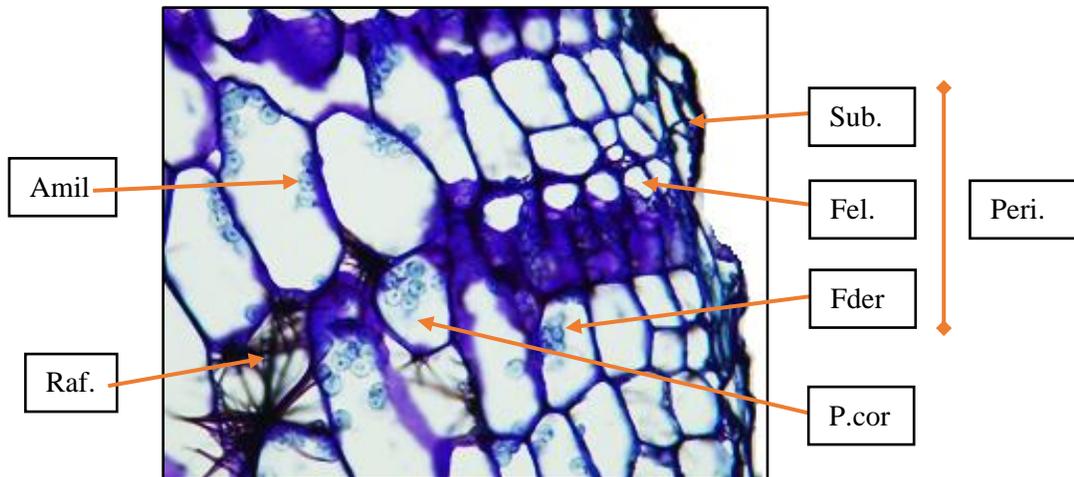


Figura 6. 72.Sección Transversal de raíz de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Amil. Amiloplastos, Fel. Felógeno, Fder. Felodermis, Fl. Floema, P. Cor, Parénquima cortical, Peri. Peridermis, Raf. Rafidios, Sub. Súber, Tinción con Azul de metileno.400x

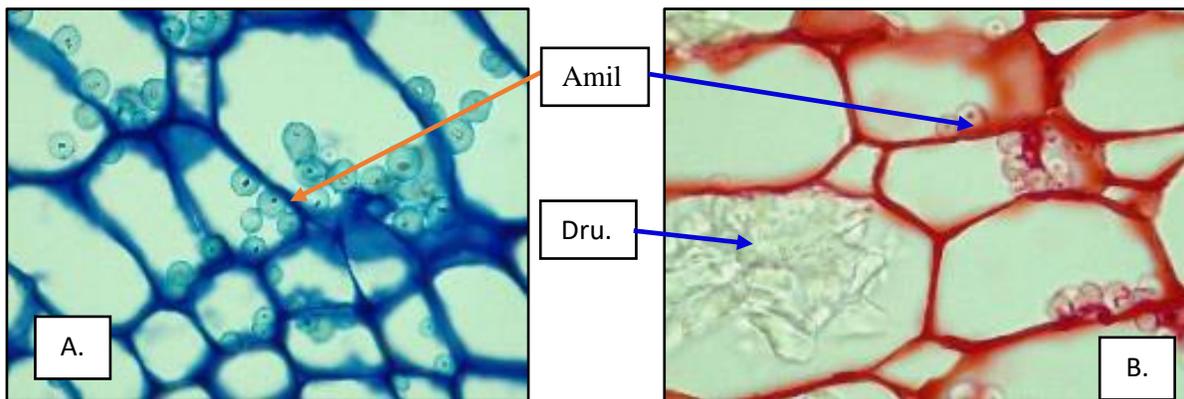


Figura 6. 73. Sección transversal de raíz de *Portulaca oleracea*. A. Tinción Azul de metileno, B. Tinción Safranina. Mostrando: Amil. Amiloplastos y Dru. Drusa. 1000x

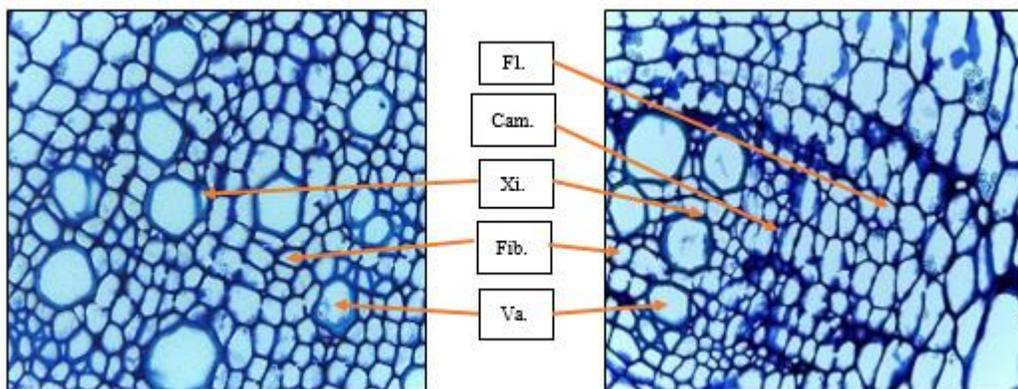


Figura 6. 74. Sección transversal de raíz de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Fl.s. Floema secundario, Va. Vasos y Xi. Xilema. Tinción Azul de metileno 400x

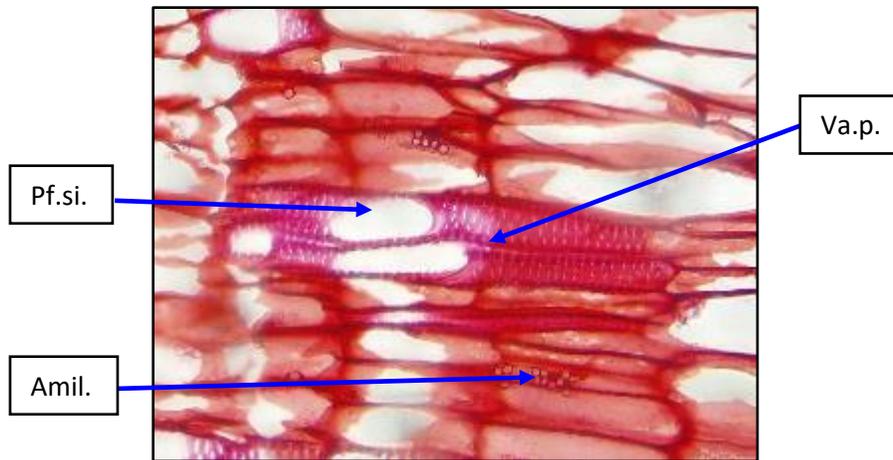


Figura 6. 75. Sección longitudinal, plano radial de raíz de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Amil. Amiloplastos, Pf.si. Perforaciones simples, y Va.p. Vasos con paredes punteadas. Tinción con Azul de metilenoTionina.1000x.

b. Tallo

En la sección transversal de tallo de *Portulaca oleracea* (Figura 6.76.A.B.), se evidencia un crecimiento primario, con epidermis (Epi.) hacia el exterior como tejido protector, seguido por la corteza formada por gran cantidad de parénquima cortical (P.cor.), como sistema fundamental y en seguida el haz vascular colateral abierto, conformando una estela tipo eustela, con el floema (Fl.) externo, y el xilema (Xi.) interno, por último, en el centro del corte, una pequeña médula (Méd.) con parénquima de almacenamiento.

En la Figura 6.77 se presenta la sección transversal (A.) y longitudinal radial (B.) del tallo de *Portulaca oleracea*, donde se observa la epidermis (Epi.) uniestratificada, homogénea, sin tricomas, el Parénquima cortical (P.cor.), tejido homogéneo conformado por células de almacenamiento, con cristales de oxalato de calcio, en forma de drusas (Dru.), que se evidencian más en detalle en la Figura 6.78 (aumento 1000x), el haz vascular (Hv.) constituido por el floema (Fl.) y xilema (Xi.) y hacia el centro la médula, igualmente tejido homogéneo, con células de almacenamiento.

El haz vascular se detalla mejor en la Figura 6.79, y se puede definir que está conformado por xilema, floema y cambium, el xilema dividido en primario (Xi.p.) y secundario (Xi.s.), el

primero perfectamente diferenciado en protoxilema (Pr.xi.), capa de células más pequeñas al interior del tejido y metaxilema (Me.xi.), con células de mayor tamaño, todas con paredes engrosadas y más teñidas, muy evidentes en el corte, células que en la vista longitudinal de la Figura 6.80 presentan paredes helicoidales (Eltr.he), caracterizada por tener pared secundaria en forma de hélice, paredes anulares (Eltr.an), cuyas paredes secundarias corresponden a anillos sueltos dispuestos sobre la pared primaria y paredes escaleriformes (Eltr.es), cuyas paredes secundarias cubren más espacio, formando un entramado en forma escalonada (Gonzales y Arbo, 2001-2013). El floema a su vez está diferenciado en floema secundario, evidente junto al cambium (Cam.), y floema primario, transformado en fibras, por lo que recibe el nombre de fibras del floema primario (FFl.pr.).

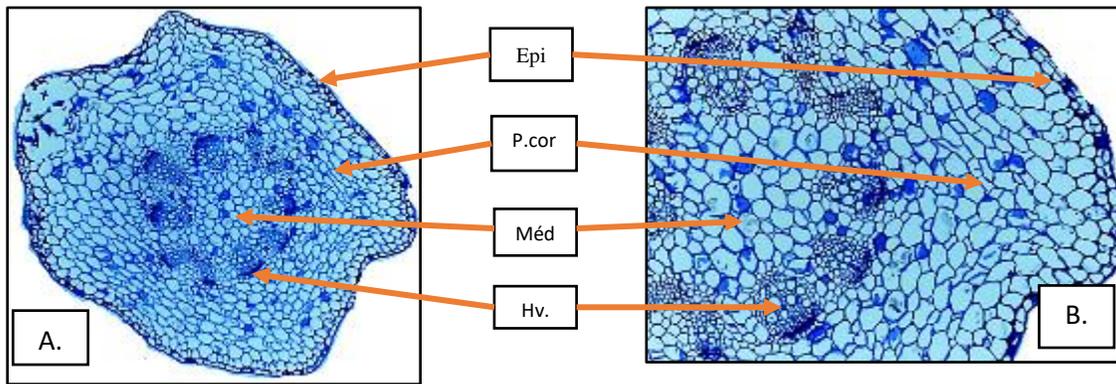


Figura 6. 76. Sección transversal de tallo de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Epi. Epidermis Hv. Haz vascular, Méd. Medula y P.Cor. Parenquima Cortical.A. Vista panorámica 40x.y B. 100x. Tinción con Azul de metileno.

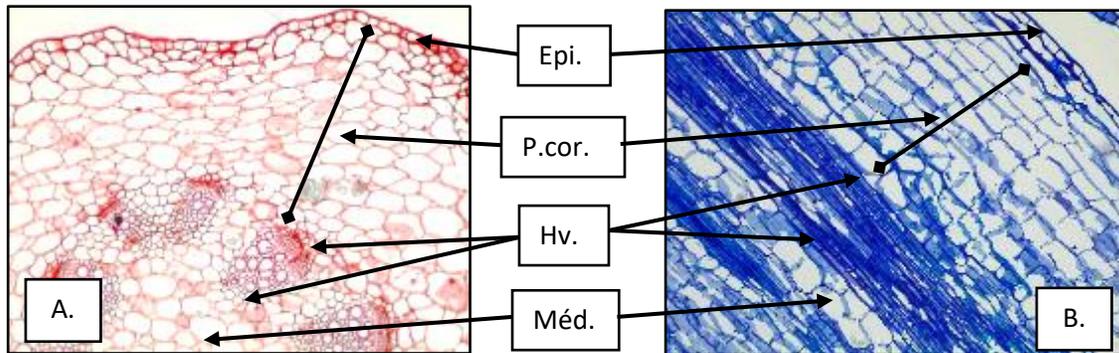


Figura 6. 77. Tallo de *Portulaca oleracea*. A. sección transversal, Tinción con safranina. B. sección longitudinal radial, Tinción con azul de metileno. Mostrando: Epi. Epidermis, Hv. Haz vascular, Méd. Médula y P.Cor. Parenquima Cortical. 100x.



Figura 6. 78. Sección transversal del Tallo de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Dr. Drusa. Tinción Tionina.1000x

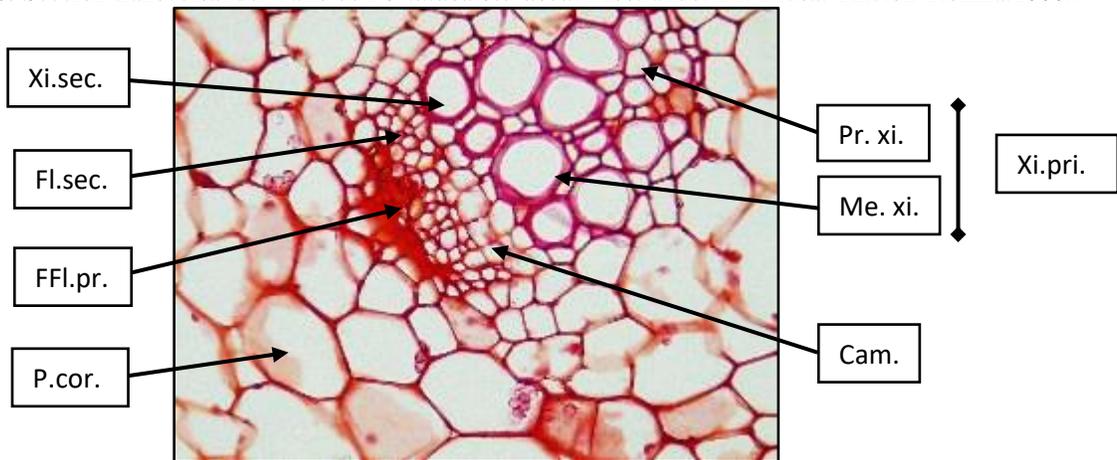


Figura 6. 79. Sección transversal del Tallo de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Cam. Cambium, FFl.pr. Fibras del floema primario, Fl.sec. Floema secundario, Me. xi. Metaxilema, P.cor. Parénquima cortical, Pr. xi. Protoxilema, Xi.pri. Xilema primario y Xi.sec. Xilema secundario. Tinción con azul de metileno.400x

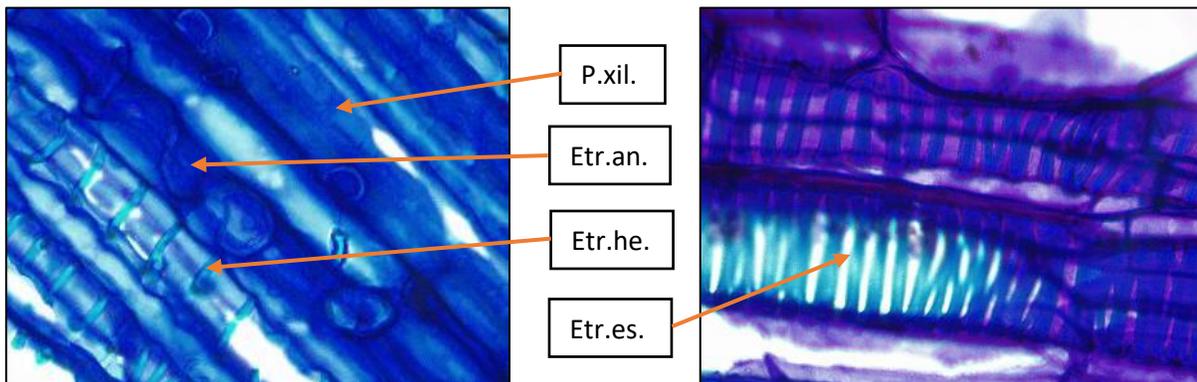


Figura 6. 80. Sección longitudinal radial del Tallo de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Etr.an. Elementos traqueales con paredes anulares, Etr.es. Elementos traqueales con paredes escaleriformes, Etr.he. Elementos traqueales con paredes helicoidales y P.xil. Parénquima xilemático. Tinción con Tionina.1000x.

c. Hoja

En la sección transversal de hoja de *Portulaca oleracea* (Figura 6.81.) se aprecia, como tejido protector, la epidermis adaxial (Epi.ad.) y la epidermis abaxial (Epi.ab.), que está constituida por células epidérmicas, estomas acompañados por antocianos muy visibles de color rosado, que son pigmentos hidrosolubles y poseen diferentes funciones en la planta como: atracción de polinizadores y protección contra los efectos de la radiación ultravioleta, como la contaminación viral y microbiana (Garzón, 2008). El mesófilo foliar presenta anatomía tipo Kranz, debido a la forma ordenada las células del mesófilo con relación a la vaina vascular, formando capas concéntricas alrededor del haz y posee un contraste con los espacios intercelulares (Becerra et al., 2002) con muchos cloroplastos. Es importante resaltar que el género *Portulaca* posee varios tipos de rutas fotosintéticas, que pueden ser C3, C4 y CAM (Lara et al.,2000) y que la especie seleccionada para el estudio histológico, posee mesófilo Kranz, como se observa en la Figura 6.81. y fotosíntesis C4.

En la Figura 6.82 en 400x., se observa más visible la epidermis adaxial (Epi.ad), cubierta por la cutícula y estomas, también se puede evidenciar el mesófilo rodeando la vaina vascular y el haz , donde se encuentran dos tipos de cristales como las drusas y un cristal prismático , por último se ve en mejor detalle los cloroplastos de la vaina vascular que son más grandes que los cloroplasto de las células del mesófilo, en esta planta los haces conductores se encuentran más cerca los uno de los otros (Becerra et al., 2002). Forma en la cual, están constituidas en las gramíneas. Igualmente, al realizarse un acercamiento, como el de la Figura 6.83., se pueden observar con más detalle el estoma (Est.) y la cámara subestomática (Ca.sub) (Figura 6.83.A) y los antocianos (Figura 6.83.B.), se aprecia el haz vascular (Figura 6.83.C) rodeado de cloroplastos de diferentes

tamaños. Además, en el mesófilo se encuentran un cristal en forma de drusa (Dru.) y los cloroplastos (Clor.) del mesófilo en la Figura 6.83. D.

En el corte superficial de la hoja *Portulaca oleracea*, se observan los diferentes tipos de células de las epidermis adaxial (Figura 6.84) y abaxial (Figura 6.85.), en aumento de 400x y 1000x, donde se determina que, según la ubicación de los estomas, corresponde a una hoja anfistomática, esto quiere decir, que presenta estomas tanto en la epidermis adaxial como en la abaxial (Gonzales y Arbo, 2001-2013); además, el tipo de estoma es anfiparacítico, ya que se forma un anillo doble de 4 células anexas (Cel.an.) que encierran las células oclusivas (Cel.ocl.), con sus ejes largos paralelos con los ejes largos de las células oclusivas (Cel.ocl) (LAMG, 1999).

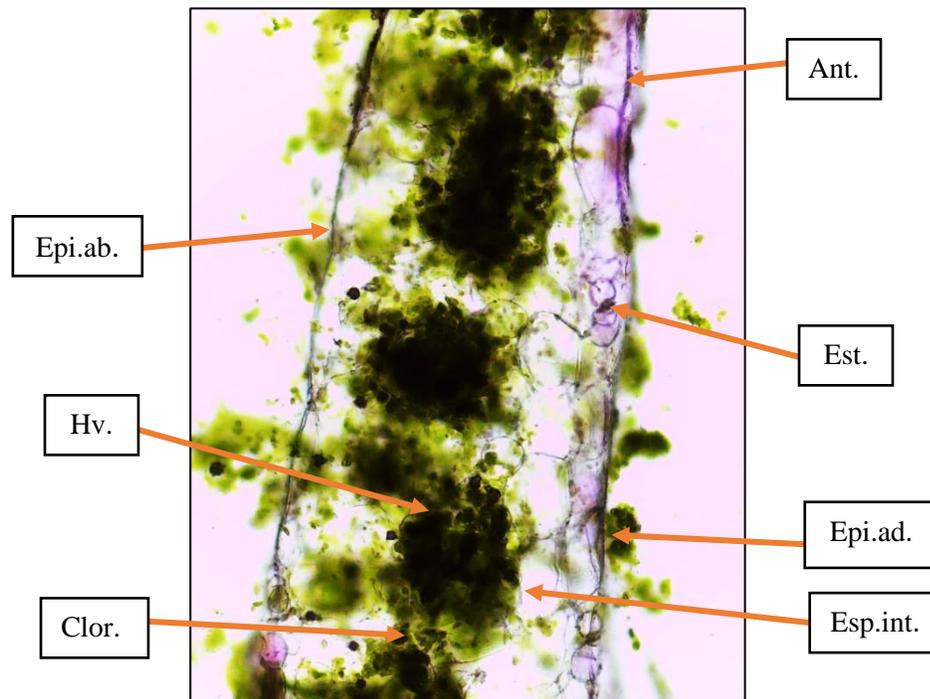


Figura 6. 81. Sección transversal de la hoja de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Ant. Antocianinas, Clor. Cloroplastos, Epi.ab. Epidermis, abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Esp.int. Espacio intercelular, Est. Estoma y Hv. Haz vascular. 100x

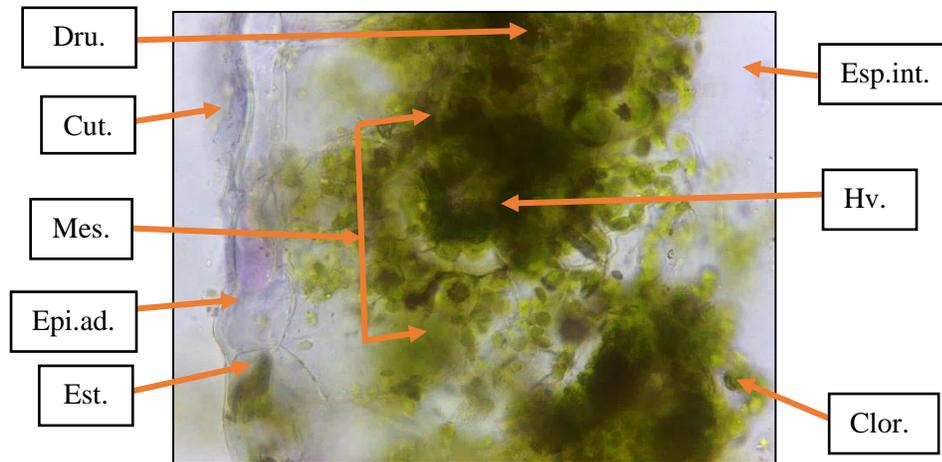


Figura 6. 82. Sección transversal de la hoja de *Portulaca oleracea*. Mostrando: Clor. Cloroplastos, Cut. Cutícula, Dru. Drusas, Ep.ad. Epidermis adaxial, Esp.int. Espacio intercelular, Est. Estoma, Hv. Haz vascular y Mes. Mesófilo. 400x

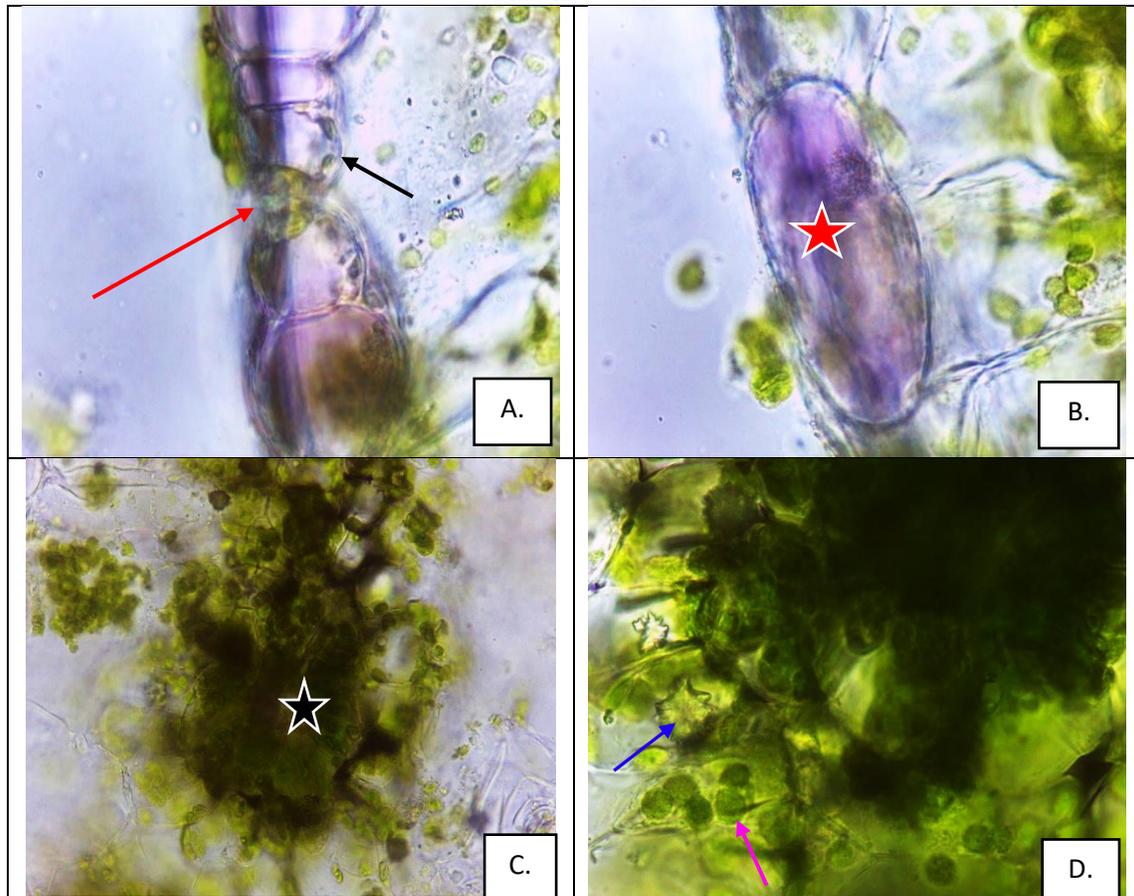


Figura 6. 83. Secciones Transversales de hoja de *Portulaca oleraceae*. A. estoma con células acompañantes (flecha roja) y cámara subestomática (flecha negra), 1000x. B. Antociano con cloroplastos (estrella roja), 1000x. C. Haz vascular con aerénquima (estrella negra), 1000x y D. cristales en forma de drusas (flecha azul) con cloroplastos (Flecha fucsia) 1000x

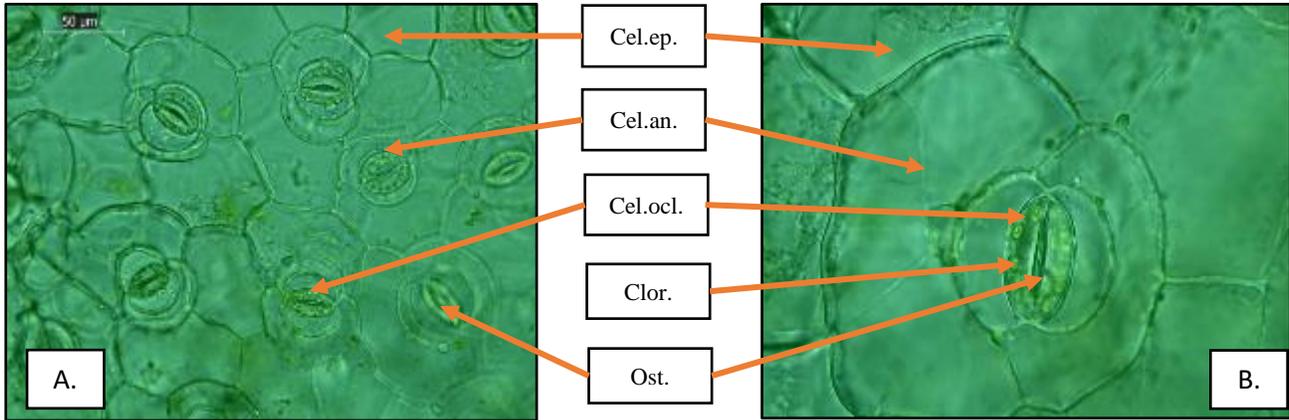


Figura 6. 84. Epidermis adaxial de la hoja de *Portulaca oleracea*. A. 400x, B. 1000x. Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.ocl. Células oclusivas, Clor. Cloroplastos y Ost. Ostiolo.

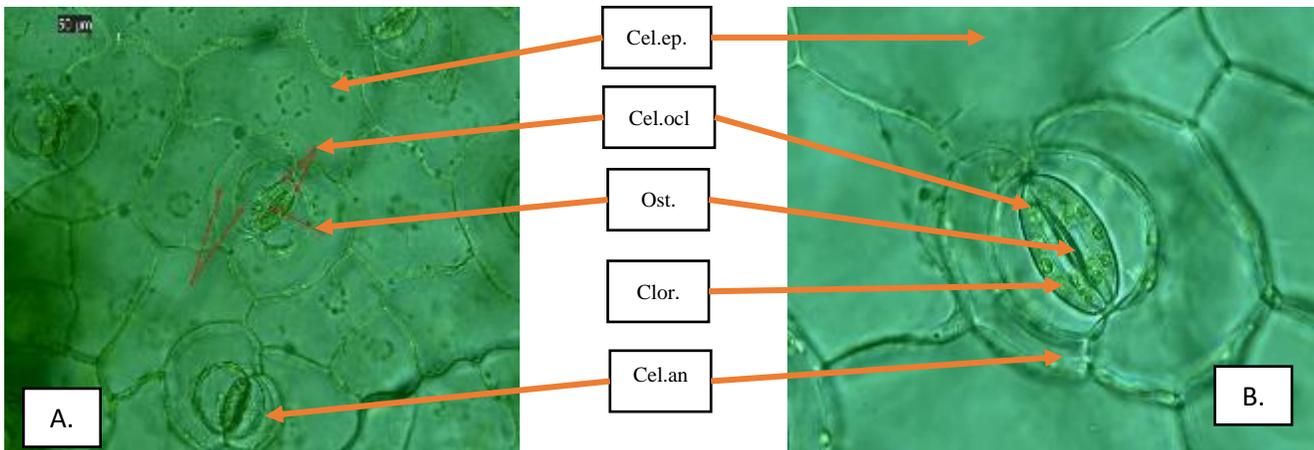


Figura 6. 85. Epidermis abaxial de la hoja de *Portulaca oleracea*. A. 400x, B. 1000x. Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.ocl. Células oclusivas, Clor. Cloroplastos y Ost. Ostiolo.

6.5. PAJARITO (*Oryctanthus alveolatus*).

6.5.1. Aspectos Generales

Familia: Loranthaceae **Especie:** *Oryctanthus alveolatus* (Kunth) Kuijt

Nombre común: Pajarito **Estado de conservación:** No evaluada

Origen: Nativa.

Distribución Global: Centroamérica, Suramérica, Antillas

Distribución en Colombia: Amazonas, Antioquia, Atlántico, Bolívar, Boyacá, Caldas, Caquetá, Cauca, Chocó, Córdoba, Cundinamarca, La Guajira, Guaviare, Huila, Magdalena, Meta, Nariño, Putumayo, Quindío, Risaralda, Santander, Tolima, Valle, Vaupés, Vichada.

6.5.2. Descripción Botánica: Arbusto hemiparásito (Figura 6.86.A) sobre un iguá (*Pseudosamanea guachapele*), con tallo aplanado, verde oscuro, se fija al hospedero por medio de haustorios masivos, promoviendo el crecimiento del hospedero en el sitio de contacto. Hojas coriáceas, opuestas, subsésiles, alargadas, margen ondulado, venación actinódroma, evidente en ambas caras y en relieve, haz verde oscuro y envés más opaco (Figura 6.86.B.). Inflorescencias axilares, espiciformes (Figura 6.86.C.). Flores en fóveas, cada una subtendida por una bráctea escamosa y dos bractéolas membranosas, una a cada lado de la flor); corola con 6 lóbulos; estambres dimórficos, anteras dorsifijas. Fruto en baya (Figura 6.93.D.). (Dueñas et al., 2001).

Usos: Esta especie es tintórea, su madera también es utilizada para leña, Sus frutos son consumidos por aves silvestres (Echeverry y Villegas, 2003; Toro y Vanegas, 2002).



Figura 6. 86. Aspectos de Habito de crecimiento de Pajarito (*Oryctanthus alveolatus*) A. Arbusto Epifito hemiparásita, B. Hoja, C. Inflorescencia y D. Frutos. Ubicación parqueadero Universidad Surcolombiana.

6.5.3. Descripción Anatómica

a. Raíz

Debido a que esta especie es una planta hemiparásita, las raíces están transformadas en haustorios, que penetran en los tejidos del hospedero para tomar de él agua y sales minerales (Alvarado-Rosales et al., 2009; Ramos, 2011), y presentan una anatomía algo diferente de las raíces normales, tal como se observa en la sección transversal de raíz de *Oryctanthus alveolatus* (Figura 6.87.), conformado principalmente por parénquima reservante (P.res.) que almacena sustancias que se encuentran en solución o partículas sólidas como los almidones (Gonzales y Arbo, 2001-2013) y haces de braquiesclereidas (Br.), dispersos por todo el tejido, que la planta utiliza como soporte. Es importante señalar que, no se observaron haces vasculares como tal, sino

filas de elementos traqueales (El.tr.), poco perceptibles en estos aumentos, pero evidenciados en mayor aumento en la Figura 6.88, correspondiendo a vasos del xilema (Va.). Teniendo en cuenta esta distribución de tejidos en el haustorio, se puede decir que, al parecer, es un tejido simple, tal como ocurre en otras especies de la familia, como algunas del género *Cladocolea* (Rivera, 2016).

Igualmente, al realizarse un acercamiento, como el de la Figura 6.89., se pueden observar con más detalle las braquiesclereidas (A. y B.), que en este caso son cristalíferas, por contener, en el caso de la Figura 6.89.A., un cristal en forma de drusa, y en la Figura 6.89.B., un cristal en forma piramidal, una característica anatómica de algunas especies de *Ligaria* y de *Psittacanthus*, de esta familia de plantas hemiparásitas (Varela y Cambi, 2003); también están presentes amiloplastos en todo el parénquima reservante, así como idioblastos con cristales de oxalato de calcio de forma de drusas, acompañadas por un cristal prismático (Cri.pr.) y parte del parénquima reservante (P.res.) constituido principalmente por amiloplastos (Amil.). En la Figura 6.96 se evidencian en diferentes secciones transversales de raíz de *Oryctanthus alveolatus*, campo de punteadura (Ca.pu.), drusa (Dru.), fibras (Fib.) y taninos (Tan.). Por último, se pone en detalle la estructura de las braquiesclereidas (Br.) identificando la pared secundaria (Ps.) celulósica o más frecuentemente lignificada, paredes engrosadas (Mejías et al, 2012), con lumen (L.) evidente, cavidad celular limitada por las paredes y puntuaciones ramificadas (Gonzales y Arbo, 2019) (Figura 6.97, aumento 1000x). Tanto las esclereidas como los taninos son estrategias de estas plantas en la zona de contacto con el hospedero, para evitar el ataque de patógenos (Rivera, 2016).

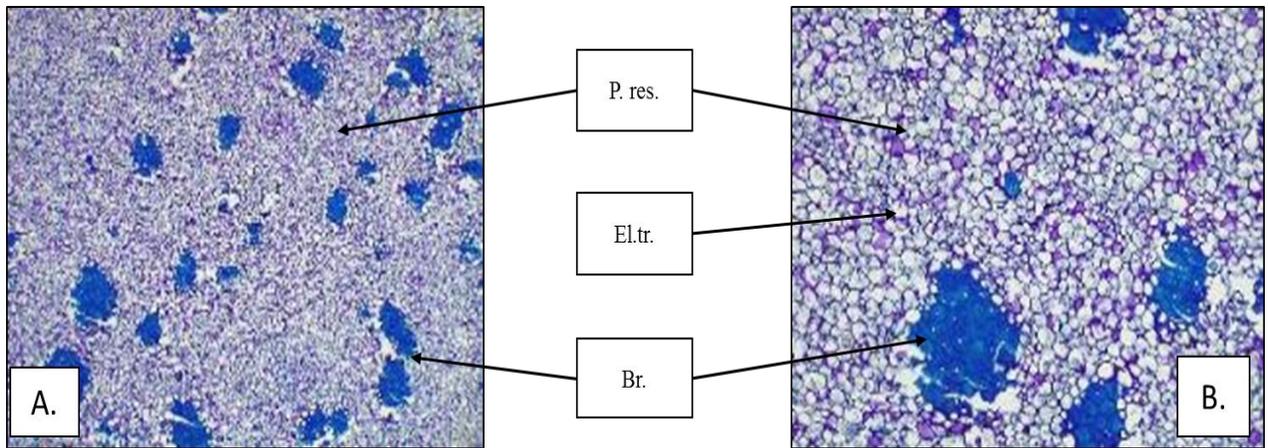


Figura 6. 87. Sección Transversal de raíz de *Oryctanthus alveolatus*. A. 40x, B. 100x. Mostrando: Br. Braquiesclereidas, El.Tr. Elementos traqueales, y P.res. Parénquima reservante. Tinción con Tionina.

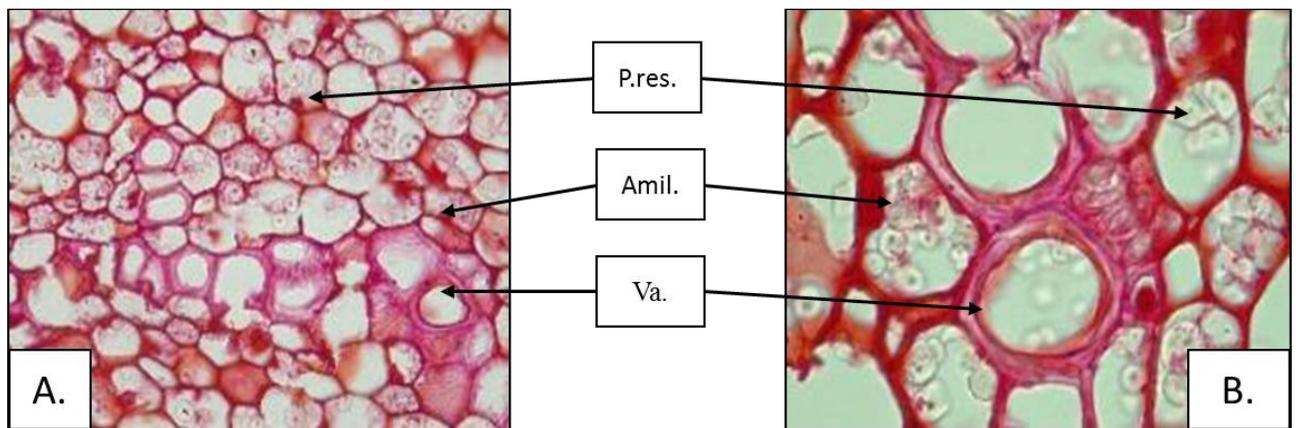


Figura 6. 88. Sección Transversal de raíz de *Oryctanthus alveolatus*. A. 400x. B. 1000x. Mostrando: Amil. Amiloplastos, P.res. Parénquima de reserva y Va. Vasos del xilema. Tinción con safranina.

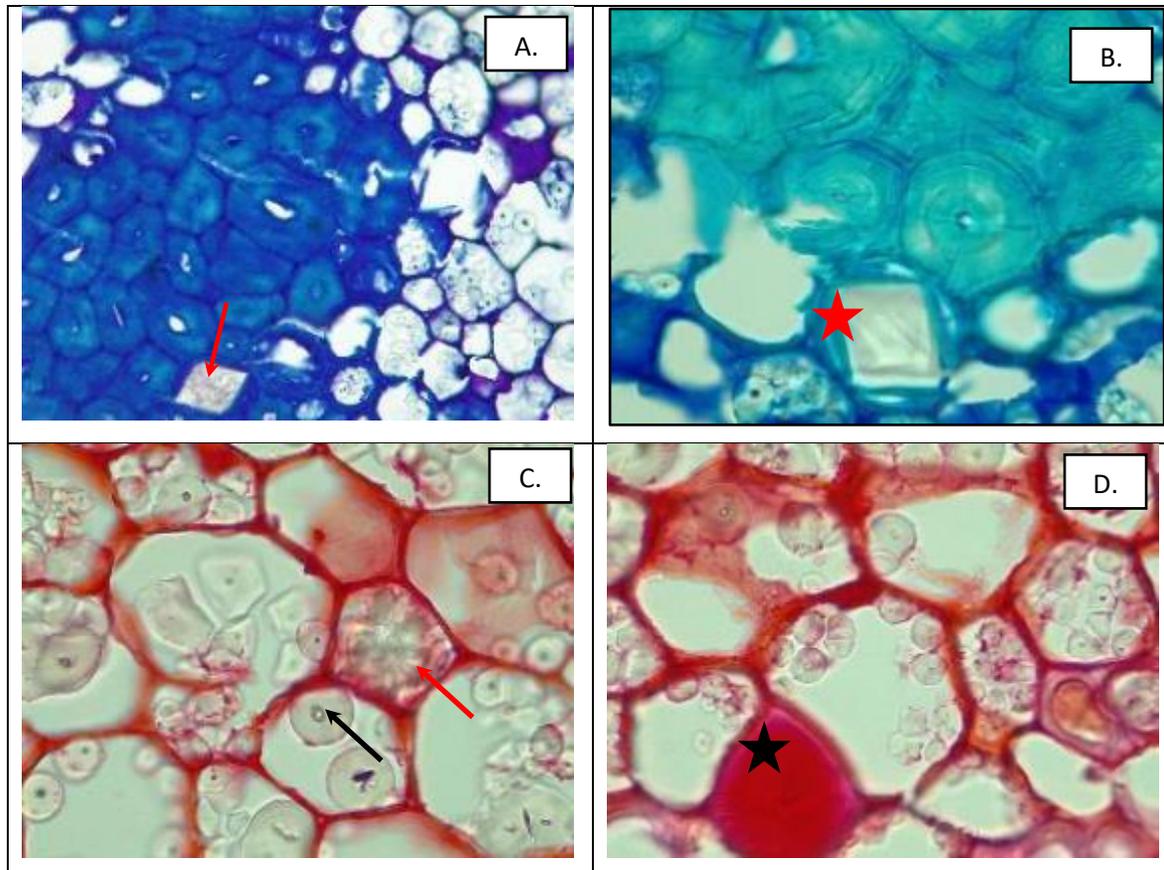


Figura 6. 89. Secciones Transversales de raíz de *Oryctanthus alveolatus*. A. Haz de Braquiesclereidas, con cristal en forma de drusa (flecha roja), 400x. B. Haz de Braquiesclereidas, con cristal en forma piramidal (estrella roja), 1000x. C. Parénquima reservante con amiloplastos (flecha negra) y cristales en forma de drusa (flecha roja), 1000x. D. Tan. Parénquima reservante con Tanino, 1000x. A y B. Tinción con Azul de metileno, C. y D. Tinción con safranina.

b. Tallo

En la sección transversal de tallo de *Oryctanthus alveolatus* (Figura 6.90), se evidencia un crecimiento secundario, con epidermis (Epi.) hacia la superficie exterior, seguido por la corteza (Cor.), el haz vascular, con el floema externo (Fl.) y el xilema interno (Xi.), por último, en el centro del corte, una amplia médula (Méd.), comprobando que el haz vascular es colateral abierto y la estela tipo Eustela.

En aumento 100x (Figura 6.91. **A.** sección transversal y **B.** sección longitudinal), se aprecia la epidermis (Epi.), con más detalle en las Figuras 6,92 y 6.93, donde se evidencia que es uniestratificada, está compuesta por células epidérmicas (Cel.ep.) y estomas (Est.) (Figura 6.93.A)

y se encuentra recubierta con una gruesa capa de cutícula (Cut.), revestimiento ceroso e impermeable que reduce la evaporación del agua de la hoja y tallos jóvenes (Audesirk et al, 2013), la corteza, conformada por clorénquima (Clq.), tejido fotosintético que muestra gran cantidad de cloroplastos (Clor.) y parénquima cortical (P.cor.), como sistema fundamental, con abundantes cristales de oxalato de calcio en forma de Drusa (Dru.) (Figura 6.93.B), el haz vascular, formado por el floema, dividido en primario y secundario, el primero como fibras (FFl.pr.) y el segundo, perfectamente distinguible en las Figuras 6.92. y 6.94., con elementos cribosos (El.cri.) y células acompañantes (Cél.ac.), y el xilema, también dividido en primario (Xi.pr.) y secundario (Xi.sec.), este último con elementos traqueales (El.tr.), fibras (Fib) y parénquima xilemático (P.xi.) (Figura 6.94.). Los elementos traqueales se pueden diferenciar en la figura 6.95., como traqueidas y vasos, ambos con paredes punteadas, aunque también se observan algunos elementos con paredes helicoidales y escaleriformes. También se identificaron cristales de oxalato de calcio en forma de rafidios (Raf.) reconocibles por su forma de agujas (Figura 6.95. B).

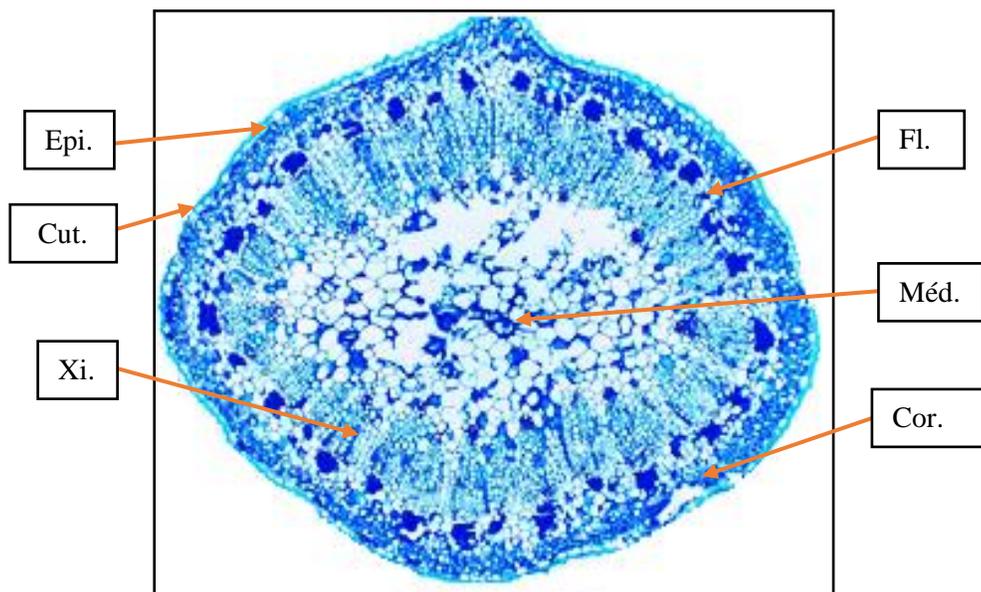


Figura 6. 90. Sección Transversal de tallo de *Oryctanthus alveolatus*. Mostrando: Cor. Corteza., Cut. Cutícula, Epi. Epidermis, , Hv. Haz vascular, Méd. Mèdula y Vista panorámica. Tinción con Azul de metileno.40x

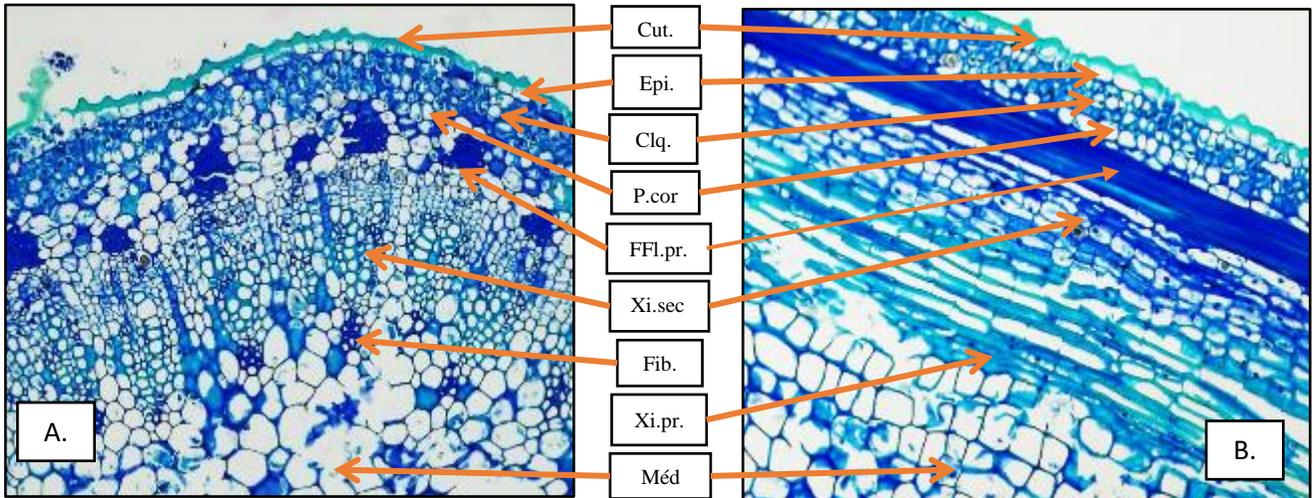


Figura 6. 91. Tallo de *Oryctanthus alveolatus*. A. Sección transversal de tallo, 100x; B. Sección longitudinal, plano radial 100x. Mostrando: Br. Braquiesclereidas, Clq. Clorénquima, Cut. Cutícula, Dru. Drusa, Epi. Epidermis, Fib. Fibras, Méd. Médula, P.cor. Parénquima cortical y Va.p. Vasos con paredes punteadas. Tinción con Azul de metileno. 100x

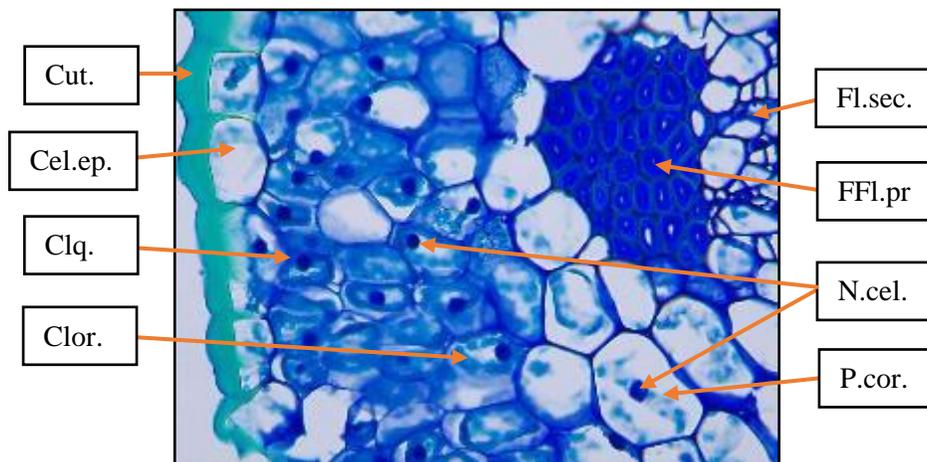


Figura 6. 92. Sección Transversal de tallo de *Oryctanthus alveolatus*. Mostrando: Cel.ep. Célula epidérmica, Clq. Clorénquima, Clor. Cloroplastos, Cut. Cutícula, FFl.p. Fibras del floema primario, Fl.sec. Floema secundario, N.cel. Núcelos celulares y P.cor. Parénquima cortical. Tinción con Azul de metileno. 400x

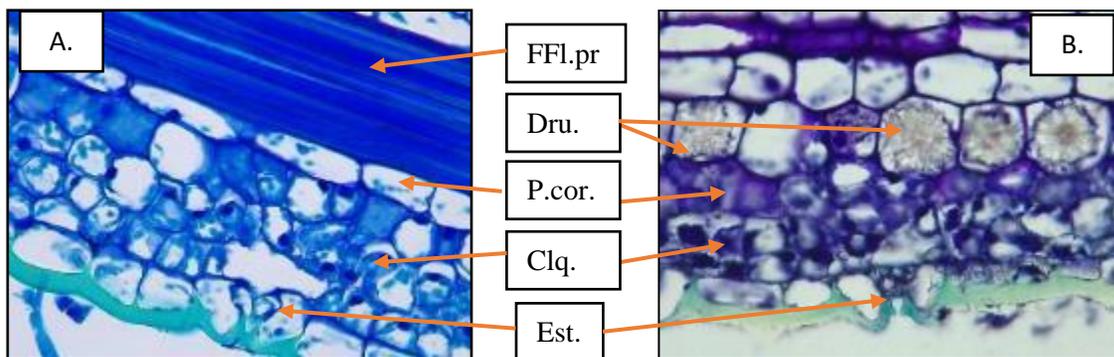


Figura 6. 93. Sección Longitudinal de tallo de *Oryctanthus alveolatus*. Mostrando: Clq. Clorénquima, Dru. Drusas, Est. Estoma, FFl.pr. Fibras del floema primario y P.cor. Parénquima cortical. A. Tinción con azul de metileno, B. Tinción con Safranina. 400x

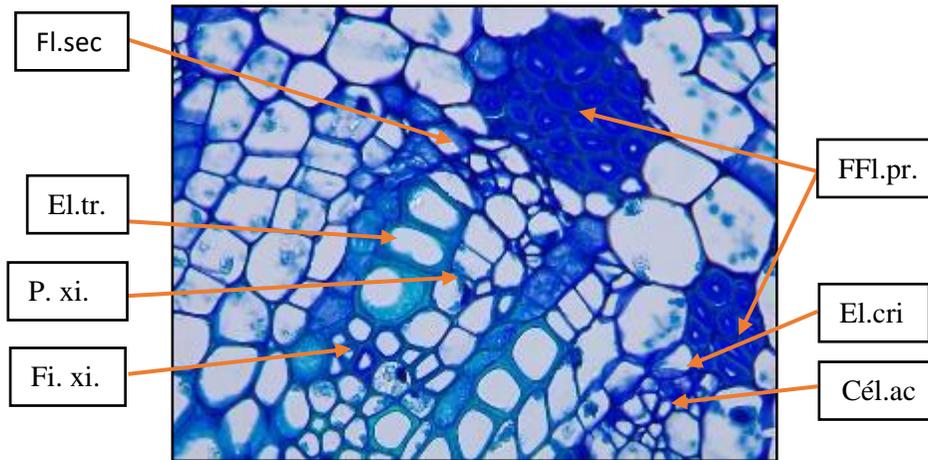


Figura 6. 94. Sección Transversal de tallo de *Oryctanthus alveolatus*. Mostrando: Cél.ac. Células acompañantes, El.cri. Elementos cribosos, El.tr. Elementos traqueales, FFl.pr. Fibras del Floema primario, Fi.xi. Fibras del Xilema, P.xi. Parénquima xilemático. Tinción con Azul de metileno.400x

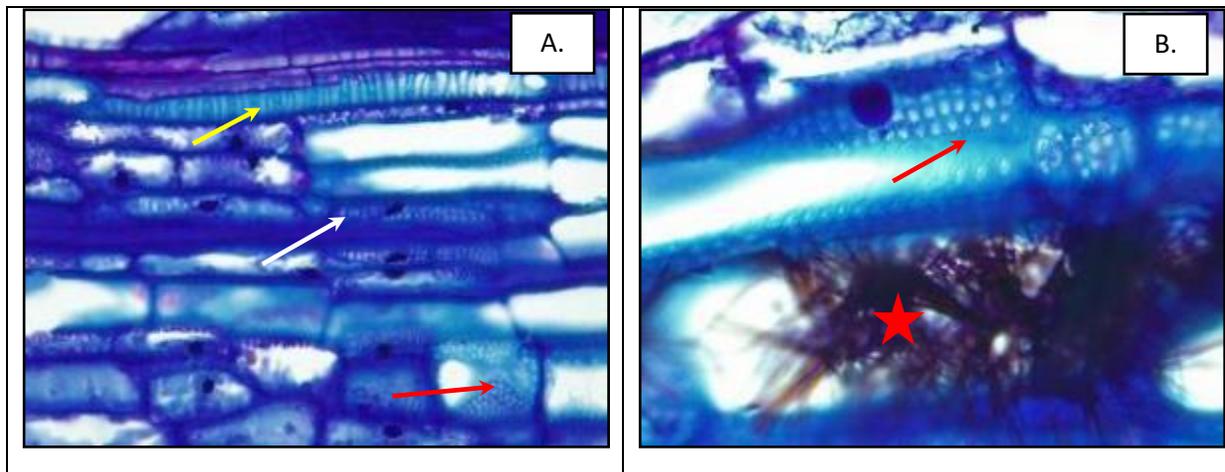


Figura 6. 95. Sección longitudinal de tallo de *Oryctanthus alveolatus*. Mostrando: A. Elemento traqueal con paredes helicoidales (flecha amarilla), Traqueidas (flecha blanca) y Vaso con paredes punteadas (flecha roja), 400x. B. Rafidios (estrella roja) y Vaso con paredes punteadas (flecha roja), 1000x. Tincion con azul de metileno.

c. Hoja

En la sección transversal sobre la hoja de *Oryctanthus alveolatus* (Figura 6.96), se aprecia, hacia la parte exterior, como tejido protector, la epidermis adaxial (Epi.ad.) y la epidermis abaxial (Epi.ab.), las cuales, están constituidas por células epidérmicas (Cel.ep.) y estomas (Est.) (Figura 6.97), una capa gruesa de cutícula cubriéndola, y el haz vascular (Hv.) de nervios secundarios, con xilema (Xi.) y Floema (Fl.) (Figura 6.98).

El mesófilo foliar en *Oryctanthus alveolatus* (apreciado mejor en la Figura 6.96) es tipo isobilateral, tal como lo reportan Rueda y Cerros (2014) para especies de Loranthaceae, el cual está constituido por un parénquima clorofiliano, con pequeñas células levemente alargadas, con abundantes cloroplastos, tanto por debajo de la epidermis adaxial (Epi.ad.), como por encima de la epidermis abaxial (Epi.ab.), y hacia el centro se observa parénquima esponjoso, con células redondeadas de mayor tamaño, con gran cantidad de drusas (Dru.), las cuales se pueden apreciar con más detalle en la Figura 6.99, acompañadas por cristales prismáticos.

En el corte superficial de la hoja *Oryctanthus alveolatus* (Figura 7.10.), se observaron los diferentes tipos de células de las epidermis adaxial y abaxial en un aumento de 400x. Se determina que, según la ubicación de los estomas, corresponde a una hoja anfistomática, esto quiere decir, que presenta estomas tanto en la epidermis adaxial (Figura 6.100.A.) como la epidermis abaxial (Figura 6.100.B.), además, el tipo de estoma es paracítico, ya que, alrededor de las células oclusivas (Cel.ocl.) están dispuestas dos células anexas (Cel.an.) paralelas (LAWG, 1999).



Figura 6. 96. Sección transversal de la hoja de *Oryctanthus alveolatus*. Mostrando: Clor. Cloroplastos, Cut. Cutícula, Dr. Drusas, Epi ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Hv. Haz vascular y Mes. Mesófilo. Tinción con Safranina 100x.



Figura 6. 97. Sección transversal de la hoja de *Oryctanthus alveolatus*. Mostrando: Cel.ep. Células epidérmicas, Clor. Cloroplastos ,Cut. Cutícula, Dr. Drusas y Mes. Mesófilo .Tinción con safranina. 1000x.

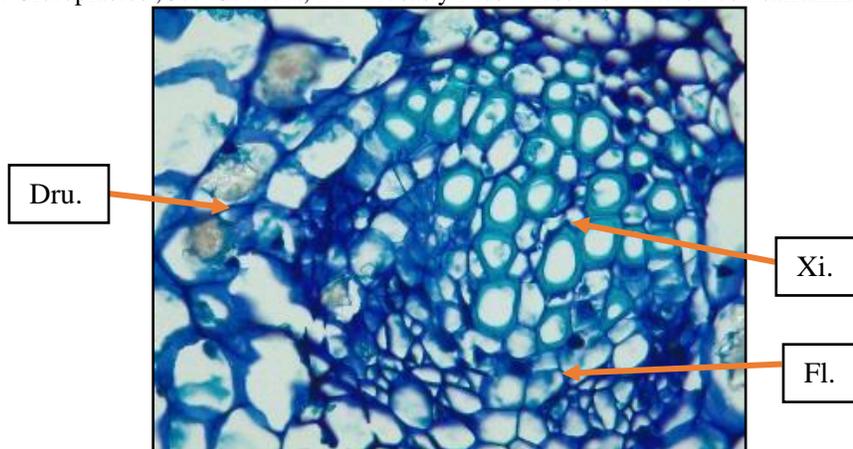


Figura 6. 98. Sección transversal de la hoja de *Oryctanthus alveolatus*. Mostrando: Dru. Drusas, Fl. Floema y Xi. Xilema. Tincion con azul de metileno 400x

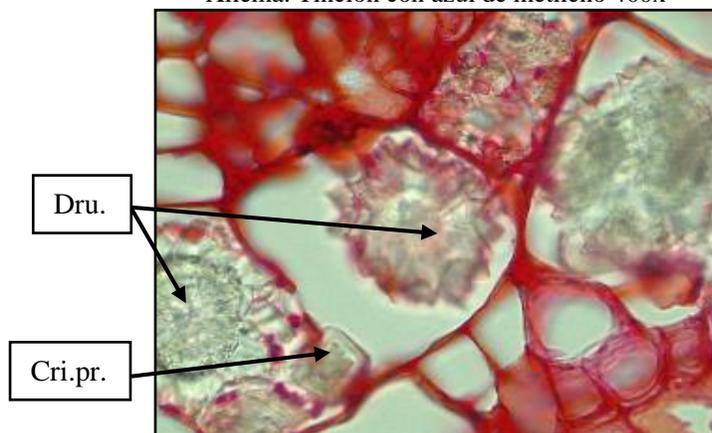


Figura 6. 99. Sección transversal de la hoja de *Oryctanthus alveolatus*. Mostrando: Cri.pr. Cristales prismáticos y Dr. Drusas.Tinción con safranina 1000x.

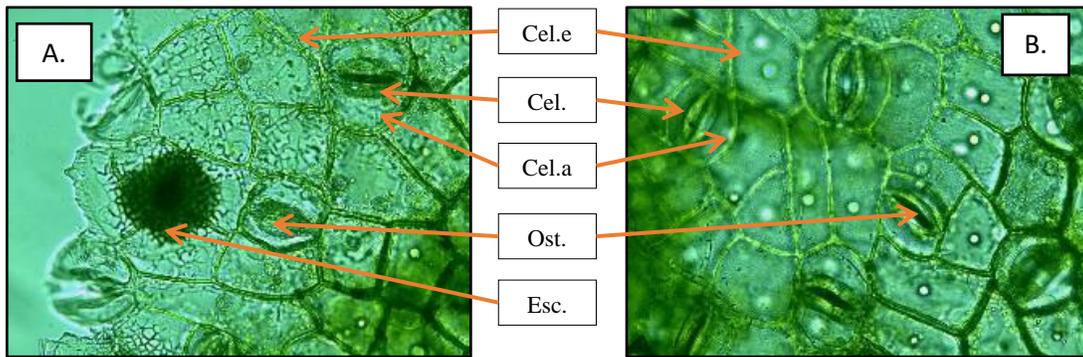


Figura 6. 100. Sección superficial de la hoja de *Oryctanthus alveolatus*. A Epidermis adaxial, B Epidermis abaxial. Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.ocl. Células oclusivas, Esc. Escama. y Ost. Ostiolo. 400x.

6.6. BALAZO (*Monstera adansonii*)

6.6.1. Aspectos Generales

Familia: Araceae

Especie: *Monstera adansonii* Schott

Nombre común: Balazo

Estado de conservación: Preocupación menor

Origen: Nativa

Distribución Global: Belice a Bolivia y S Brasil; Antillas Menores

Distribución en Colombia: Amazonia, Andes, Guayana y Serranía de La Macarena, Llanura del Caribe, Orinoquia, Pacífico, Sierra Nevada de Santa Marta, Valle del Cauca, Valle del Magdalena.

6.6.2. Descripción Botánica: Trepadora, tallos lisos. (Figura 6.101.A). Las hojas discoloras, venas prominentes por el envés, color verde claro, las hojas adultas de la planta acompañan los espádices: son enteras o con algunos orificios (fenestras) (Figura 6.101.B.) que excepcionalmente alcanzan el margen; son ampliamente ovadas, miden hasta 65 cm de largo, y en plantas juveniles no poseen orificios. Inflorescencias una o dos por axila, en espádice, de color amarillo verdoso, alcanzan los 12 cm de largo, con secreción de resina amarillenta en la base de la inflorescencia, la espata es de color blanco verdoso (Figura 6.101 C.). Las flores son hermafroditas, asépalas y apétalas, estambres 4, rodeando cada ovario, antera basifija, diteca, con dehiscencia longitudinal, polen granular, ovario súpero, bicarpelar, bilocular, sin estilo, los estigmas de color negro, placentación basal. Fruto en forma de cápsula de color verde. (Figura 6.101.D.). Semillas ovaladas negras.

Usos: Planta ornamental. (Bernal, et al. 2017).



Figura 6. 101. Aspectos de habito de crecimiento de Balazo (*Monstera adansonii*) A. Trepadora, B Hoja., C. Inflorescencia y D. Inflorescencia Joven. Ubicación Zonas verdes Universidad Surcolombiana.

6.6.3. Descripción Anatómica

a. Raíz

En la sección transversal de raíz de *Monstera adansonii* (Figura 6.102), se observa en la superficie exterior una epidermis (Epi.), tejido que protege este órgano, debajo una exodermis (Exo.), seguido por parénquima cortical (P.cor.) sistema fundamental en mayor cantidad, delimitado internamente por la endodermis (End.), capa que protege los haces conductores de floema (Fl) y xilema (Xi.), con forma poliarca, ya que posee numerosos cordones de xilema y

floema que se disponen de manera circular (Mejías et al, 2018). Hacia el centro se observa, por último, el parénquima medular (P.med.).

En la Figura 6.103., se observa en mayor aumento (400x) la epidermis (Epi.), capa uniestratificada, con presencia de algunos pelos radicales (Pe-ra.) muertos, evidencia del envejecimiento de esta parte de la raíz (Esau, 1972), seguido por la exodermis (Exo.), correspondiente a la capa más externa de la corteza radical, constituida por células cuyas paredes pueden tener bandas de Caspary, como barrera para el paso del agua e iones vía apoplasto (Apezzato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006); esta parte del sistema fundamental de la raíz, está conformado también por parénquima cortical (P.cor.) con drusas (Dru.), rafidios (Raf.), taninos y unos pocos granos de almidón, vistos con más detalle en la Figura 6-104.

En la Figura 6.105. (100x), es más reconocible la estela en forma poliarca, con xilema (Xi.) y floema (Fl.) intercalando, rodeada por una capa concéntrica de células que constituyen el periciclo (Per.), y otra más externa, la endodermis (End.), capa de células sin espacios intercelulares, que limita con el parénquima cortical (P.cor.). No obstante, el haz vascular cerrado, común en las plantas monocotiledóneas, así como el periciclo y endodermis se distinguen mejor en la Figura 6.106. La endodermis (End.) se observa con paredes engrosadas, debido a la presencia de bandas de Caspary, estrías en forma de banda presentes en la porción media de la pared primaria de estas células, compuestas de lignina, suberina, celulosa y otros carbohidratos y proteínas (Apezzato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006), que además presentan engrosamientos o en las paredes radiales y o las transversales, formando bien sea la típica forma de “U”, o paredes con forma de “O”, con ambos engrosamientos, como en este caso; esta capa se presenta en casi todas las células de la endodermis, excepto en unas pocas, llamadas células de paso (Cel-pa.), que no sufren engrosamientos adicionales.

En la Figura 6.106. también se detalla el periciclo (Per.), capa de células muy importante en pues allí se forman las raíces laterales, en las plantas con crecimiento secundario parte del cambium, y el felógeno (Apezzato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006). Por su parte, en esta misma figura se observa en detalle que el xilema está dividido en protoxilema (Pr-xi) y metaxilema (Me-xi), organizados de forma exarca, ya que los elementos traqueales maduraron de forma centrípeta (Apezzato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006) (hacia el centro del tejido), por ello se observa el metaxilema hacia el interior del corte, limitando con la médula (Figura 6.105); como se observa en las Figuras 6.105. y 6.106., los elementos más internos del xilema constituyen lagunas del metaxilema (L.mexi.), formadas por el rompimiento de sus paredes. Si bien el floema se divide también en profloema y metafloema, en las figuras analizadas no se distingue esta diferenciación. El tipo de estela de esta raíz es sifonostela, por la presencia de médula, debido a que estas raíces son caulinares (Apezzato-da-Glória y Carmello-Guerreiro, 2006).

En la sección longitudinal de raíz de *Monstera adansonii* (Figura 6.107.) se observan elementos traqueales, posiblemente vasos, con paredes escaleriformes (Va.esc.), donde las bandas helicoidales de paredes secundarias se interconectan en ciertas áreas determinando en corte una estructura similar a una escalera de mano (Gonzales y Arbo, 2019), así como elementos cribosos, intercalando con los traqueales. En la figura 6.108 se aprecia escama (Esca) en 1000x.

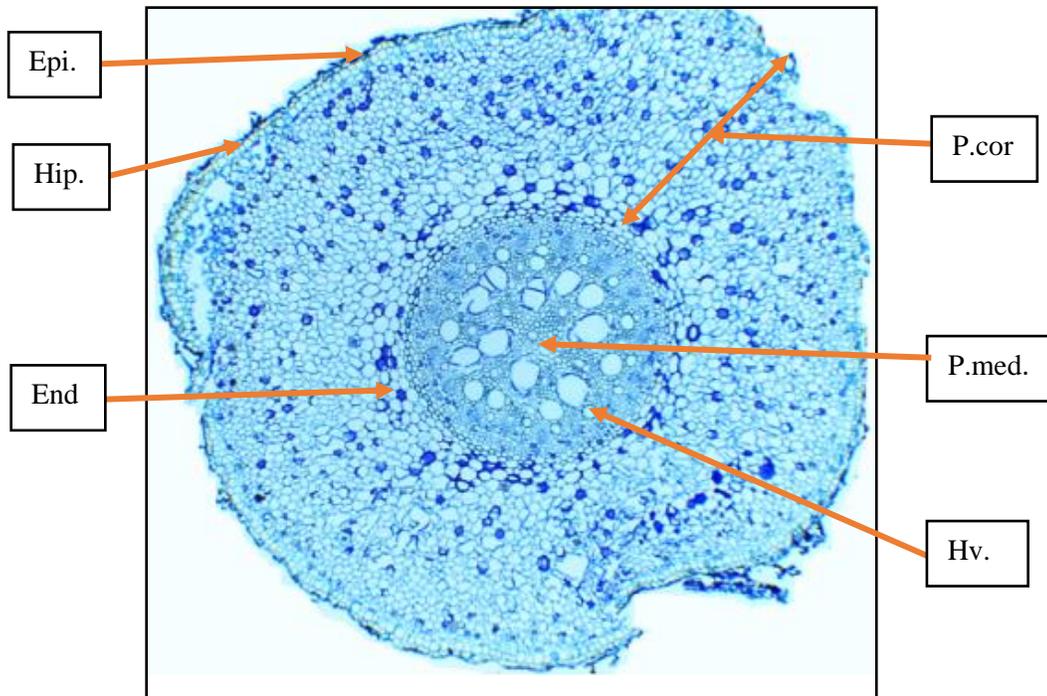


Figura 6. 102. Sección Transversal de raíz de *Monstera adansonii*. Vista Panorámica. Mostrando: End. Endodermis, Epi. Epidermis, Exo. Exodermis, Hv. Haz vascular, Méd. Médula y P.cor. Parénquima cortical. Tinción con azul de metileno. 40x

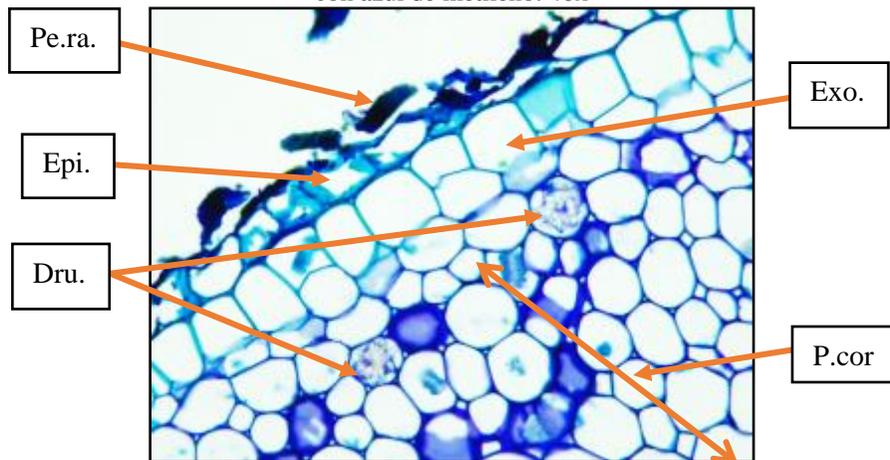


Figura 6. 103. Sección Transversal de raíz de *Monstera adansonii*. Mostrando: Dr. Drusas, Epi. Epidermis, Exo. Exodermis y P.cor. Parénquima cortical. Pe.ra- Pelo radical. Tinción con tionina. 400x

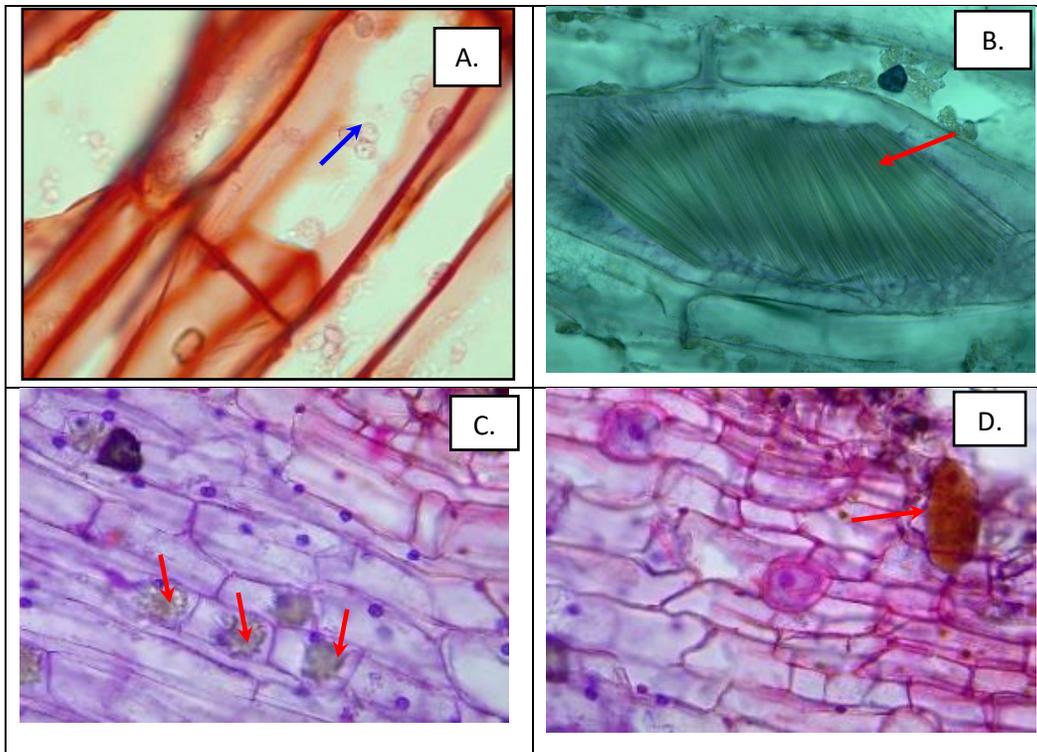


Figura 6. 104. Sección longitudinal de raíz de *Monstera adansonii*. Mostrando con flechas de color azul o rojo: A. Amiloplastos. (1000x.), Tinción con safranina, B. Rafidios (1000x), Tincion con Tionina, C. Drusas y D. Tanino. C.D. tinción con Eosina- Hematoxilina, (400x).

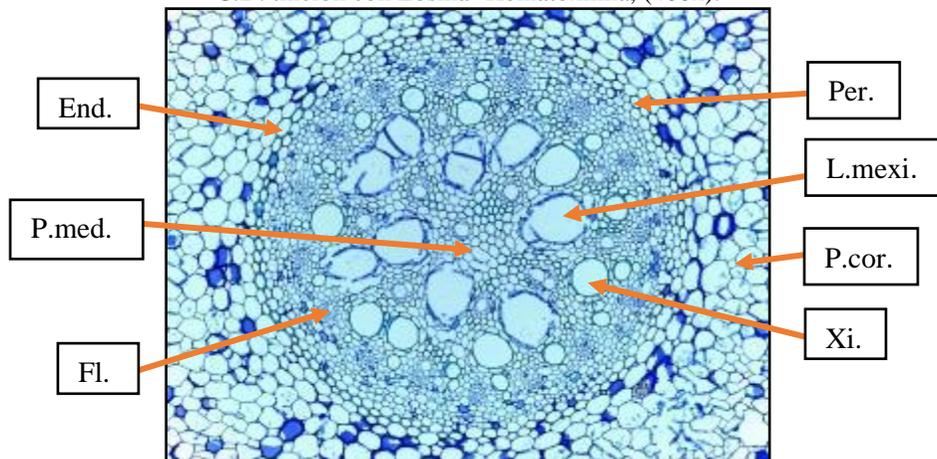


Figura 6. 105. Sección Transversal de Raíz de *Monstera adansonii*. Mostrando: End. Endodermis, Fl. Floema, L. mexi, Laguna del metaxilema, P.med. Parénquima medular, P.cor. Parénquima Cortical, Per, Periciclo y Xi. Xilema. Tinción con Azul de metileno. 100x

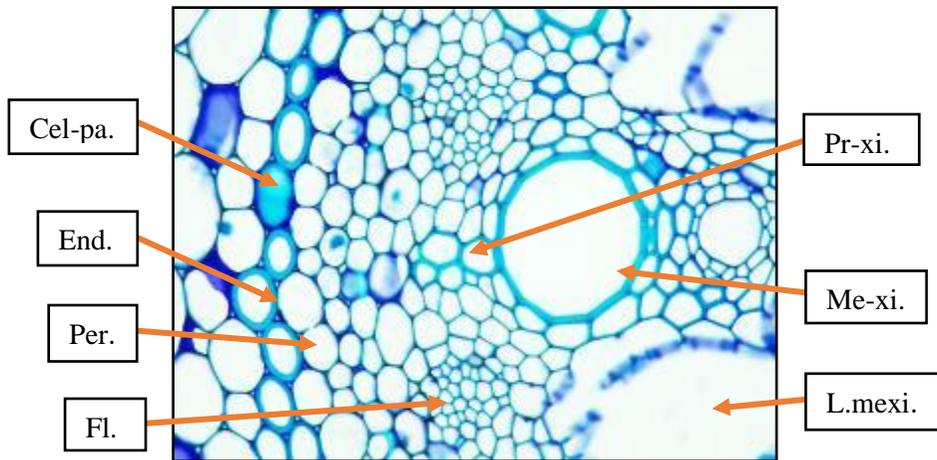


Figura 6. 106. Sección Transversal de raíz de *Monstera adansonii*. Mostrando: Cel-pa, Células de paso, End. Endodermis, Fl. Floema, L. mexi, Laguna del metaxilema, Me-xi, Metaxilema, Per, Periciclo y Pr-xi. Protoxilema. Tinción con Azul de metileno. 400x

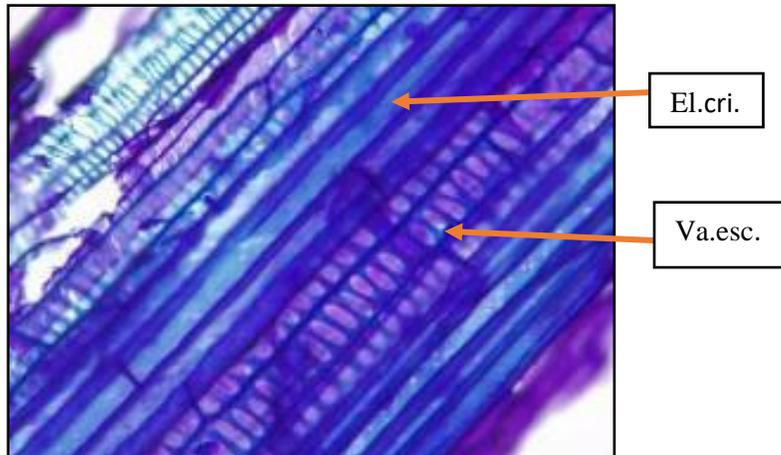


Figura 6. 107. Sección longitudinal de raíz de *Monstera adansonii*. Mostrando: El.cri. Elementos cribosos, Va.esc. Vasos con paredes escaleriformes. Tinción con tionina. 400x.



Figura 6. 108. Sección longitudinal de raíz de *Monstera adansonii*. Mostrando: Epi. Epidermis. (1000x). Tinción con Eosina- Hematoxilina.

b. Tallo

En el tallo de *Monstera adansonii*, sección transversal (Figura 6.109.A) y longitudinal (Figura 6.109. B.), se evidencia un crecimiento primario, con epidermis (Epi.) hacia la superficie exterior como tejido protector, seguido de la corteza, formada por parénquima cortical (P.cor.) como sistema fundamental que abarca gran parte del órgano, terminando en una franja de fibras (Fib.) que limitan, al interior del tallo, una gran médula con parénquima medular (P.med.). Dispersos entre estas dos zonas se observan una serie de haces vasculares colaterales cerrados, formados por floema (Fl) y xilema (Xi), rodeados por un casquete de fibras, conformando una estela llamada atactostela (Gonzales y Arbo, 2001-2013). En un aumento de 100x de la Figura 6.110.A., se evidencia la epidermis (Ep.), uniestratificada, con células epidérmicas bien definidas, el parénquima cortical (P.cor.), y medular (P.med.) (Figura 6.110.B.), relativamente homogéneos, presentando cristales de oxalato de calcio en forma de drusa (Dru.) y amiloplastos (Amil), vistos un poco más en detalle en la Figura 6.110. Igualmente, en la figura 6.110. A. y B., se observan los haces vasculares (Hv.) esparcidos, los cuales se detallan en la Figura 6.111, en un aumento de 400x, constituidos por el floema, con elementos cribosos (El.cri.) y el xilema, dividido en protoxilema (Pr.xi.) y metaxilema (Me.xi.), y rodeando el haz un casquete de fibras (Fib.). Por su parte, en el corte longitudinal de tallo de *Monstera adansonii* (Figura 6.112.), se pueden apreciar vasos con paredes helicoidales, (Va.hel.) y escaleriformes (Va.esc.), además de elementos cribosos (El.cri.).

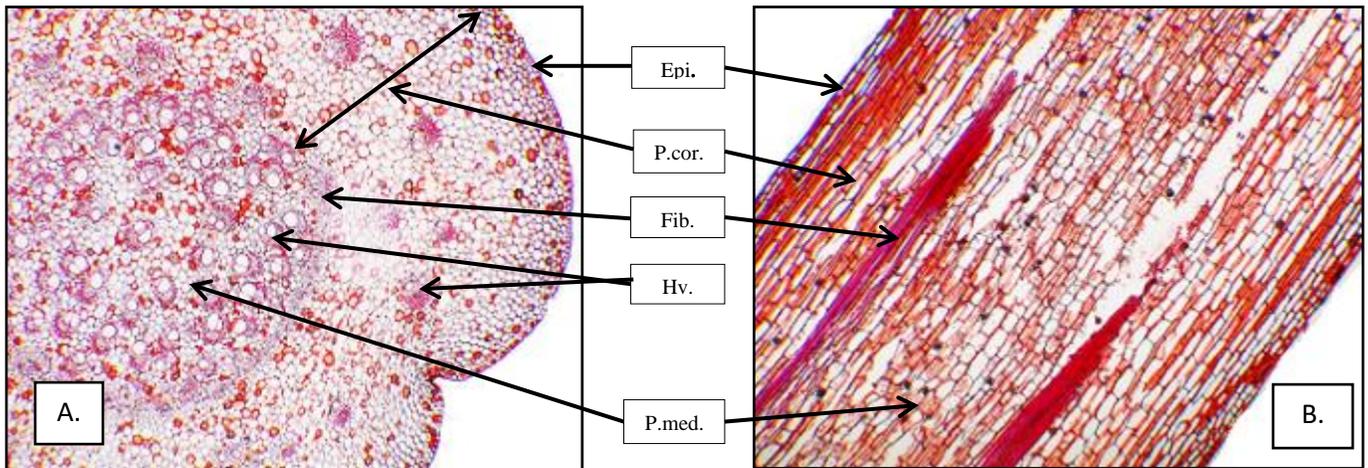


Figura 6. 109. Tallo de *Monstera adansonii*. A. Sección transversal de tallo; B. Sección longitudinal, plano radial. Mostrando: End. Endodermis, Epi. Epidermis, Fib. Fibras, Hv. Haz vascular, P.med. Parénquima medular y P.cor. Parénquima cortical. Tinción con safranina. 40x

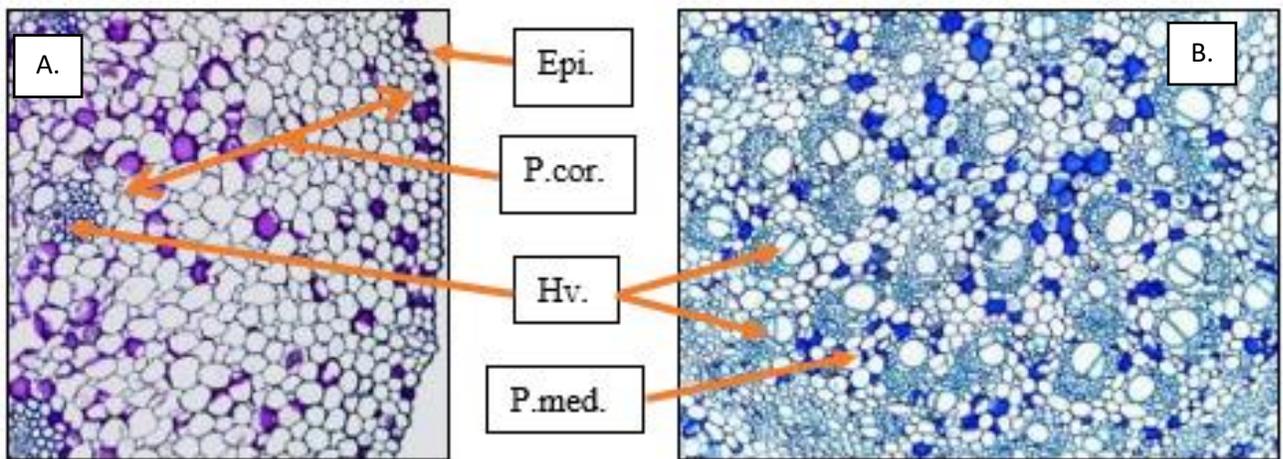


Figura 6. 110. Sección transversal de tallo de *Monstera adansonii*. Mostrando: Epi. Epidermis, Hv. Haz vascular, P.cor. Parénquima cortical, P.med. Parénquima medular. A. Tinción con tianina, B. Tinción con azul de metileno. 100x.

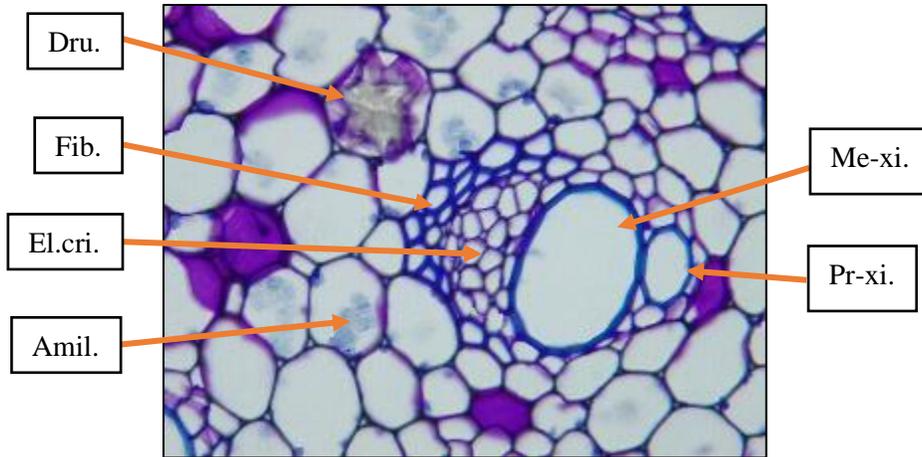


Figura 6. 111. Sección transversal de tallo de *Monstera adansonii*. Mostrando: Amil. Amiloplastos, Dru. Drusa, El.cri. Elementos cribosos, Fib. Fibras, Me-xi. Metaxilema y Pr-xi., Protoxilema. Tinción con Tionina. 400x

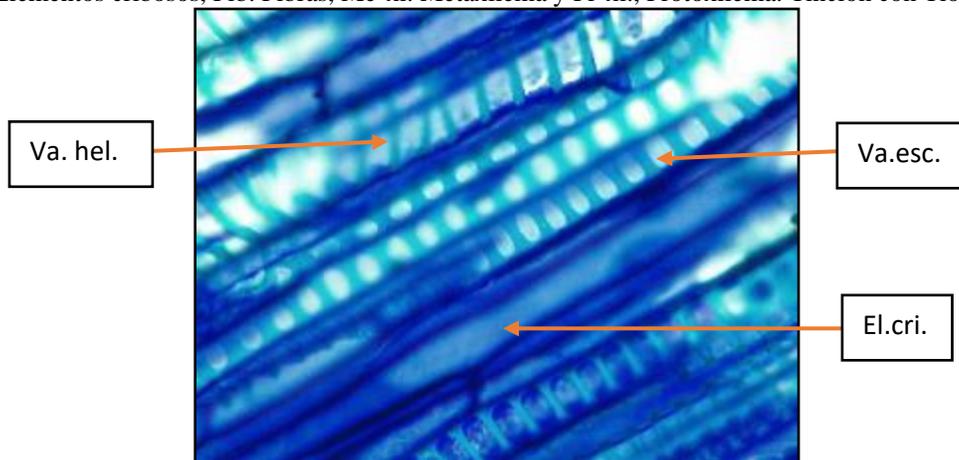


Figura 6. 112. Sección longitudinal de tallo de *Monstera adansonii*. Mostrando: Fib. Fibras, Va.esc. Vasos con pared escaleriforme y Va.hel. Vasos con pared helicoidal. Tinción con Azul de metileno. 400x.

c. Hoja

En la sección transversal de la hoja de *Monstera adansonii* (Figura 6.113), al nivel de la vena media se aprecia, hacia la superficie exterior, como tejido protector del este órgano, la epidermis adaxial (Epi.ad) y la epidermis abaxial (Epi.ab.), las cuales están constituidas por células epidérmicas (Cel.ep.), que forman una capa bastante irregular, el parénquima fundamental (P.fun.) y los haces vasculares (Hv.), dispersos en este tejido, dando una apariencia muy parecida a la atactostela del tallo.

En la Figura 6.114, se observa el mesófilo foliar de la lámina de *Monstera adansonii*, el mesófilo es unifacial, es decir, solo se observa un tipo de parénquima esponjoso con grandes espacios intercelulares, con células irregulares en ambas epidermis adaxial (Epi.ad.) y abaxial (Epi.ab.). (Gonzales y Arbo, 2019); igualmente se observa un haz vascular (Hv.) de una vena menor, con xilema hacia la epidermis adaxial y floema hacia la abaxial. Con mayor aumento (400x), en la Figura 6.115., se puede observar con mayor detalle el mesófilo, con numerosos cloroplastos (Clor), así como algunas drusas (Dru.); también se evidencian la epidermis abaxial (Epi.ab.) y la adaxial (Epi.ad.), uniestratificadas y cubiertas con una capa de cutícula (Cut.). Los haces vasculares, en la Figura 6.116., están constituidos por floema (Fl.) y xilema (Xi.), rodeados por un casquete de fibras (Fib.); allí también se detalla el mesófilo con cloroplastos y cristales de oxalato de calcio en forma de drusas (Dru.).

En el corte superficial de la hoja de *Monstera adansonii* (Figura 6.117.), se observan los diferentes tipos de células de las epidermis adaxial y abaxial en un aumento de 1000x, donde se determina que, según la ubicación de los estomas, corresponde a una hoja anfistomática, esto quiere decir, que presenta estomas tanto en la epidermis adaxial (Figura 6.117.A.) como la epidermis abaxial (Figura 6.117.B.), además, el tipo de estoma es tetracíticos, ya que, posee cuatro células anexas (Cel.an.), dos paralelas a las células oclusivas (Cel.ocl.) del estoma y las otras dos en los extremos. (Mejías et al., 2012).

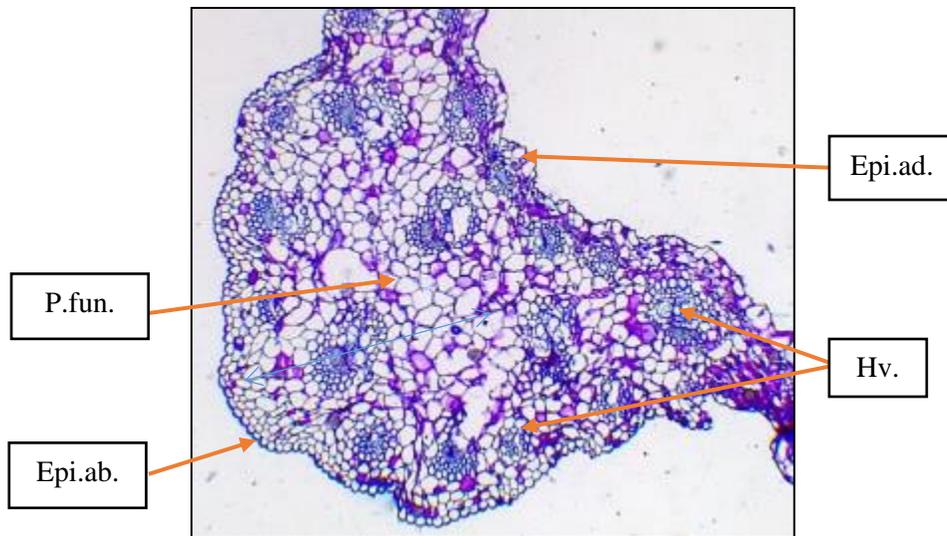


Figura 6. 113. Sección transversal del pecíolo de la hoja de *Monstera adansonii*. Mostrando: Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Hv. Haz vascular y P.fun. Parénquima fundamental. Tinción con Tionina. 100x.

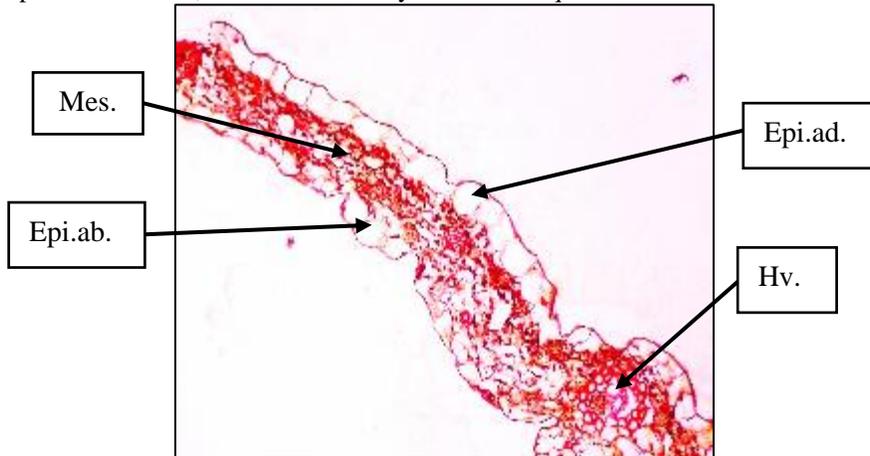


Figura 6. 114. Sección transversal de lámina de hoja de *Monstera adansonii*. Mostrando: Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial, Hv. Haz vascular y Mes. Mesófilo. Tinción con Safranina. 100x.

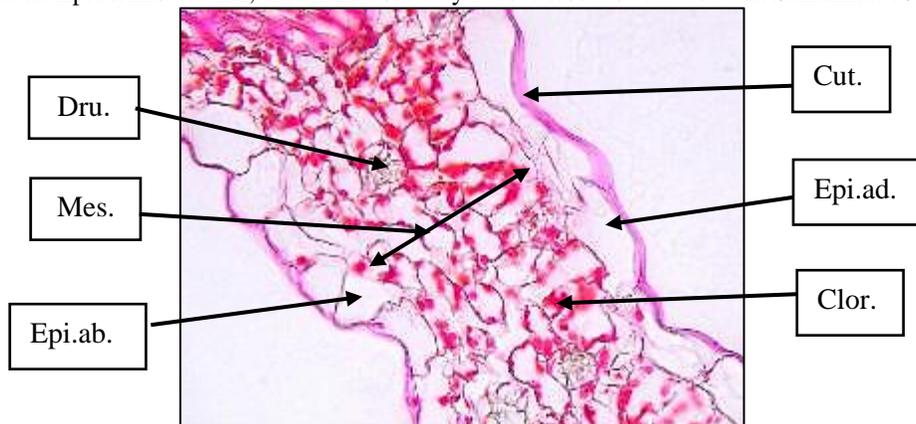


Figura 6. 115. Sección transversal de lámina de hoja de *Monstera adansonii*. Mostrando: Clor. Cloroplastos, Cut. Cutícula, Dru. Drusa, Epi.ab. Epidermis abaxial, Epi.ad. Epidermis adaxial y Mes. Mesófilo. Tinción con Safranina. 400x.

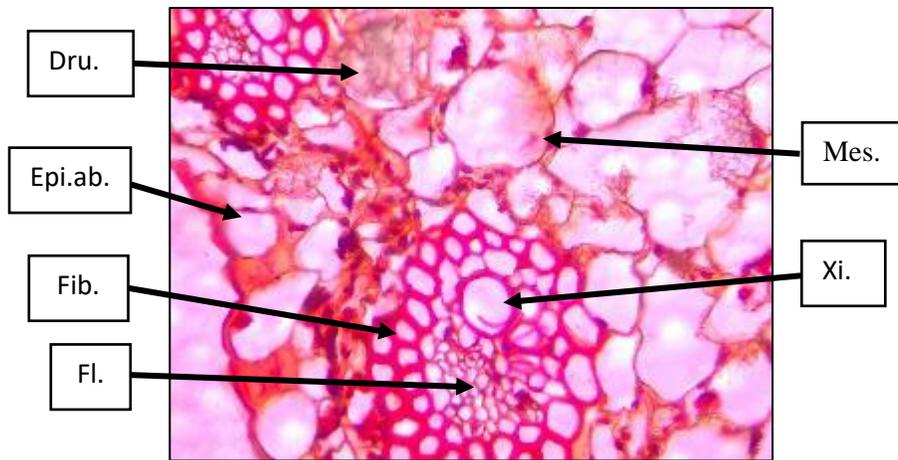


Figura 6. 116. Sección transversal de hoja de *Monstera adansonii*. Mostrando: Dru. Drusas, Epi.ab. Epidermis abaxial, Fib. Fibras, Fl. Floema, Mes. Mesófilo y Xi. Xilema. Tinción con Safranina. 400x.

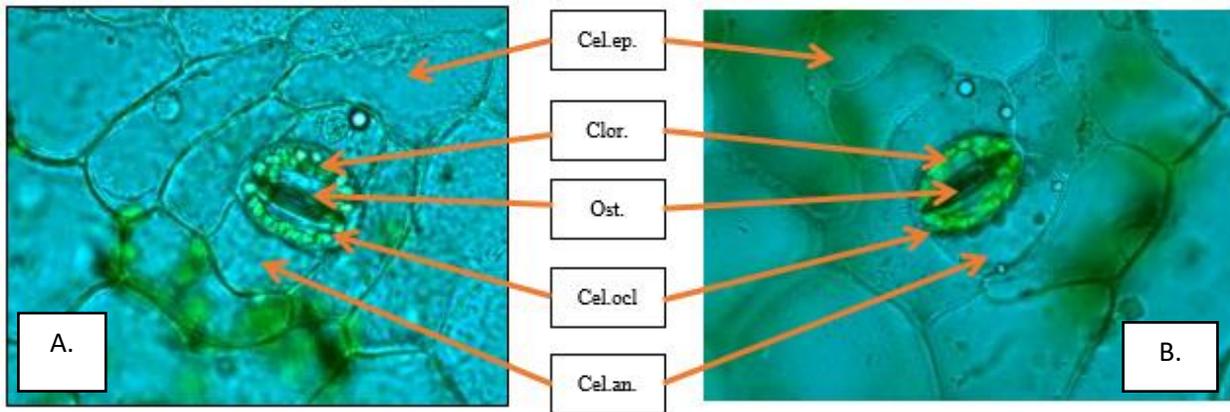


Figura 6. 117. Epidermis de la hoja de *Monstera adansonii*. A. superficie adaxial, B. superficie abaxial. Mostrando: Cel.an. Células anexas, Cel.ep. Células epidérmicas, Cel.ocl. Células oclusivas, Clor. Cloroplastos y Ost. Ostiolo. 1000x.

Tabla 6. 1. Comparación de tejidos vegetales en las especies estudiadas.

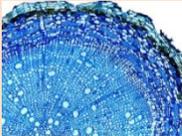
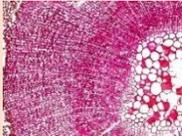
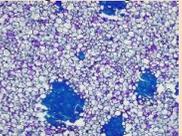
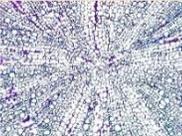
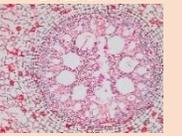
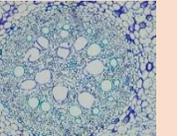
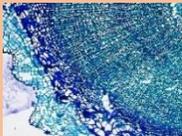
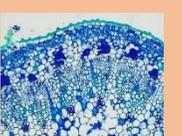
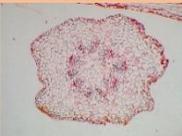
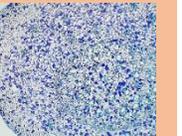
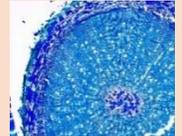
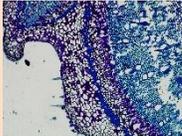
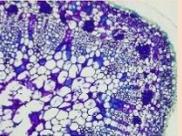
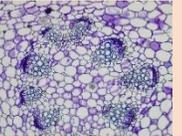
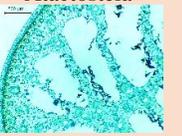
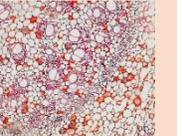
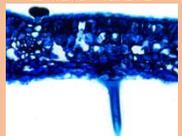
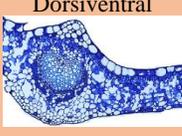
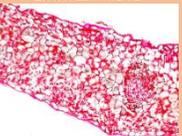
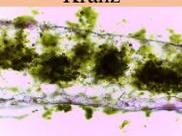
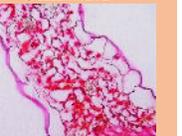
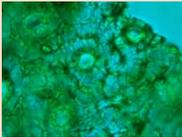
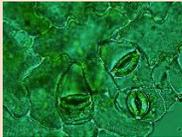
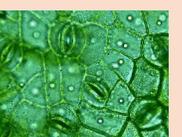
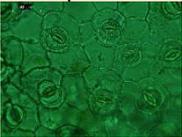
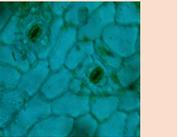
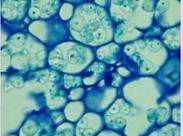
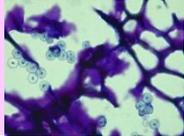
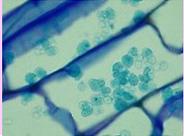
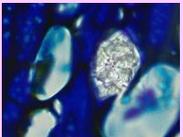
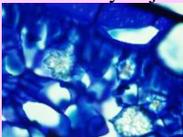
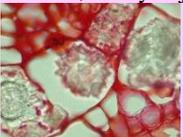
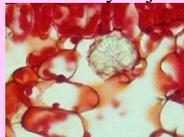
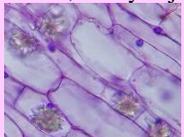
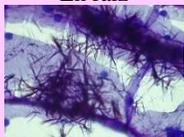
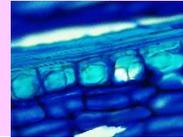
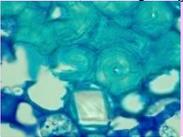
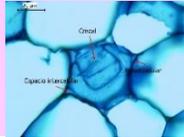
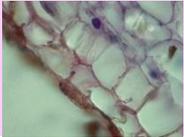
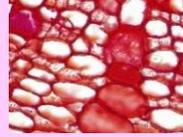
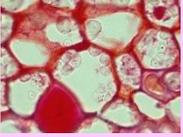
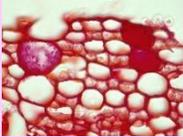
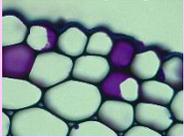
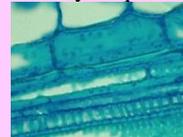
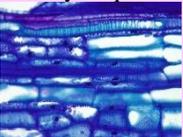
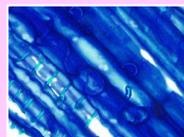
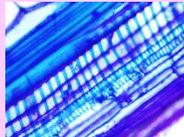
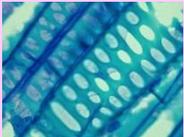
| ESPECIES | <i>Jacaranda caucana</i> Bignoniaceae (Gualanday) | <i>Malpighia glabra</i> Malpighiaceae (Cerezo) | <i>Oryctanthus alveolatus</i> Loranthaceae (Pajarito) | <i>Portulaca oleracea</i> Portulacaceae (Verdolaga) | <i>Calathea lutea</i> Marantaceae (Bijao) | <i>Monstera adansonii</i> Araceae (Balazo) |
|---------------------------------------|--|---|--|---|--|--|
| HÁBITO | Árbol Dicotiledónea  | Arbusto Dicotiledónea  | Arbusto Hemiparásito Dicotiledónea  | Hierba Dicotiledónea  | Hierba Monocotiledónea  | Trepadora Monocotiledónea  |
| ANATOMÍA RAÍZ | Tetrarca  | Eustela  | Tejido simple  | Hexarca  | Poliarca  | Poliarca  |
| ANATOMÍA TALLO. CRECIMIENTO | Secundario  | Secundario  | Secundario  | Primario  | Primario, con amplias lagunas  | Primario  |
| HAZ VASCULAR Y ESTELA EN TALLO | Colateral Abierto Eustela  | Colateral Abierto Eustela  | Colateral Abierto Eustela  | Colateral Abierto Eustela  | Colateral Cerrado Atactostela  | Colateral Cerrado Atactostela  |
| TIPO DE MESOFILO | Dorsiventral  | Dorsiventral  | Isobilateral  | Kranz  | Dorsiventral  | Unifacial  |
| TIPOS DE ESTOMAS | Hipostomática Ciclocíticos  | Hipostomática Paracíticos  | Anfistomática Paracíticos  | Anfistomática Anfiparacítico  | Hipostomática Paracíticos  | Anfistomática Tetracíticos  |

Tabla 6. 2. Sustancias ergásticas y conductos observados en las muestras.

| Característica | <i>Jacaranda caucana</i> Bignoniaceae (Gualanday) | <i>Malpighia glabra</i> Malpighiaceae (Cerezo) | <i>Oryctanthus alveolatus</i> Loranthaceae (Pajarito) | <i>Portulaca oleracea</i> Portulacaceae (Verdolaga) | <i>Calathea lutea</i> Marantaceae (Bijao) | <i>Monstera adansonii</i> Araceae (Balazo) |
|------------------------------|---|---|---|---|--|---|
| Almidón | En raíz  | X | En haustorio, tallo  | En raíz  | X | En raíz y tallo  |
| Drusas | En tallo  | En raíz y hoja  | Haustorio, tallo y hoja  | En raíz, tallo y hoja  | En tallo y hoja  | En raíz, tallo y hoja  |
| Rafidios | X | X | En haustorio y tallo  | En raíz  | X | En raíz, tallo y hoja  |
| Cristales prismáticos | En raíz, tallo  | En raíz, tallo  | Haustorio, tallo y hoja  | X | En tallo  | En raíz  |
| Taninos | En raíz  | En raíz y tallo  | En haustorio  | X | En raíz, tallo y hoja  | En raíz y hoja  |
| Mucílagos | X | En raíz y tallo  | X | X | En raíz, tallo y hoja  | En tallo y hoja  |
| Elementos traqueales | Vasos y traqueidas  Paredes escaleriformes y punteadas | Vasos y traqueidas  Paredes escaleriformes y punteadas | Vasos y traqueidas  Paredes helicoidales, escaleriformes y punteadas | Vasos  Paredes anulares, helicoidales, escaleriformes y punteadas | Vasos  Paredes escaleriformes | Vasos  Paredes helicoidales y escaleriformes |
| Braquiesclereidas | X | En tallo  | En haustorio, tallo  | X | X | En raíz  |

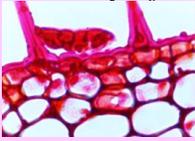
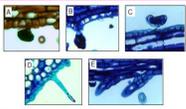
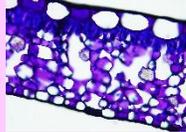
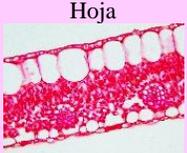
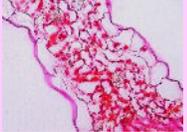
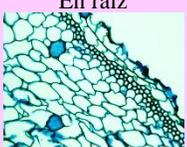
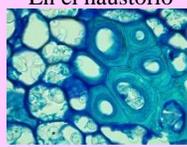
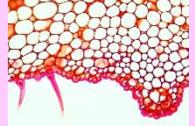
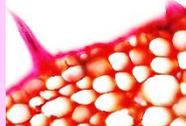
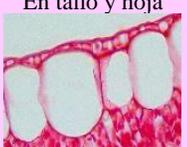
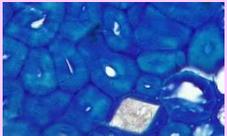
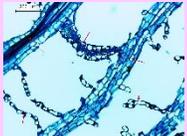
| | | | | | | |
|----------------------------|--|--|---|--|--|---|
| Tricomas | En tallo y hoja  Pelos simples y escamas peltadas | En tallo  Pelos simples, glandulares y multicelulares | X | X | X | X |
| Células Buliformes | X | Epidermis de hoja  | X | X | Hipodermis de Hoja  | Epidermis de hoja  |
| Exodermis | X | X | | X | En raíz  | En raíz  |
| Casquetes de Fibras | X | En hoja  | En el haustorio  | X | En tallo Fibras corticales  | En tallo Fibras corticales  |
| Colénquima | En tallo primario y hoja  | En tallo primario y hoja  | X | X | X | X |
| Cutícula | Tallo primario, hoja  Gruesa | Tallo primario, hoja  Grosor intermedio | En tallo y hoja  Gruesa | En tallo y hoja  Grosor intermedio | En tallo y hoja  Delgada | En tallo y hoja  Grosor intermedio |
| Otras | X | X | Esclereidas cristalíferas en haustorio  | Antocianos en hoja  | Trabéculas en tallo  | |

Tabla 6.3. Organización y entrega de la Histoteca para uso de las prácticas de laboratorio

| HISTOTECA | | | | | |
|---|-------------------------------|---|----------|----------|-------------------------|
|  | Especies | Cantidad de láminas por especies | | | Total de Láminas |
| | | R | T | H | |
| | <i>Jacaranda caucana</i> | 3 | 3 | 3 | 50 |
| | <i>Malpighia glabra</i> | 3 | 3 | 3 | |
| | <i>Oryctanthus alveolatus</i> | 3 | 3 | 3 | |
| | <i>Portulaca oleraceae</i> | 3 | 3 | 0 | |
| | <i>Calathea lutea</i> | 3 | 3 | 3 | |
| | <i>Monstera adansonii</i> | 3 | 3 | 2 | |
| ETIQUETAS | | | | | |
| Nombre científico Nombre común Órgano: Raíz (R)/ Tallo (T)/ Hoja (H) Corte: Transversal / Longitudinal Tinción: Azul de metileno (A) / Safranina (S) / Tionina (T) Colector/ Fecha | | | | | |

Como resultado del estudio anatómico de las 6 especies de plantas, y la elaboración de material de apoyo para el trabajo en los laboratorios de anatomía a nivel universitario, se obtuvieron en total 50 micropreparados, los cuales se incluyeron en un estuche, el cual recibe el nombre de Histoteca. Estos micropreparados fueron organizados de acuerdo al hábito de crecimiento de las especies: árbol, arbusto, hemiparásita, hierbas y trepadora, los órganos de las plantas: raíz, tallo y hoja, y las tinciones utilizadas: Azul de metileno, safranina y tionina (Tabla 6.3.).

Igualmente, a cada lámina se le colocó el número respectivo según el orden establecido, y mencionado antes. El listado completo es el siguiente:

| RAÍZ | TALLO |
|-----------------------------------|--|
| 1). Gualanday (Azul de metileno) | 19). Gualanday (Azul de metileno) |
| 2). Gualanday (Safranina) | 20). Gualanday (Safranina) |
| 3).Gualanday (Tionina) | 21).Gualanday (Tionina) |
| 4).Cerezo (Azul de metileno) | 22).Cerezo (Azul de metileno) |
| 5).Cerezo (Safranina) | 23).Cerezo (Safranina) |
| 6).Cerezo (Tionina) | 24).Cerezo (Tionina) |
| 7). Pajarito (Azul de metileno) | 25). Pajarito (Azul de metileno) |
| 8). Pajarito (Safranina) | 26). Pajarito (Safranina) |
| 9). Pajarito (Tionina) | 27). Pajarito (Tionina) |
| 10). Verdolaga (Azul de metileno) | 28). Verdolaga (Azul de metileno) |
| 11). Verdolaga (Safranina) | 29). Verdolaga (Safranina) |
| 12). Verdolaga (Tionina) | 30). Verdolaga (Tionina) |
| 13). Bijao (Azul de metileno) | 31). Bijao (Azul de metileno) |
| 14). Bijao (Safranina) | 32). Bijao (Safranina) |
| 15). Bijao (Tionina) | 33). Bijao (Tionina) |
| 16). Balazo (Azul de metileno) | 34). Balazo (Azul de metileno) |
| 17). Balazo (Safranina) | 35). Balazo (Safranina) |
| 18). Balazo (Tionina) | 36). Balazo (Tionina) |
| HOJA | |
| 37). Gualanday (Azul de metileno) | 44). Pajarito (Safranina) |
| 38). Gualanday (Safranina) | 45). Pajarito (Tionina) |
| 39).Gualanday (Tionina) | 46). Bijao (Azul de metileno) |
| 40).Cerezo (Azul de metileno) | 47). Bijao (Safranina) |
| 41).Cerezo (Safranina) | 48). Bijao (Tionina) |
| 42).Cerezo (Tionina) | 49). Balazo (Tionina – Verde de malaquita) |
| 43). Pajarito (Azul de metileno) | 50). Balazo (Azul-safranina- verde) |

RECOMENDACIONES

Para el desarrollo del proceso histológico, el uso de un protocolo es de gran ayuda ya que con él se lleva a cabo de forma eficiente cada uno de los pasos, con su tiempo específico.

Las prácticas de laboratorio son un recurso didáctico para la enseñanza de las ciencias naturales y en especial la botánica. Por esta razón se elaboró un material de apoyo para las prácticas, ya que este, es complemento a las teorías y facilita la comprensión de los diferentes conceptos que se estudian en la Botánica, como lo es la histología vegetal, que permite acercarnos a un mundo microscópico que en ocasiones es difícil comprender. Al obtener la histoteca (Tabla 6.3.) para ser utilizada por los estudiantes de botánica, esto se convierte en un apoyo fundamental a la hora de realizar las prácticas de laboratorio, ya que, al estudiar las diferentes estructuras y como están constituidas las plantas, les permite conocer de fondo los conceptos e identificarlos por medio de la observación de las láminas permanentes obtenidas. Es un recurso metodológico que ayuda a recordar los órganos, detallar estructuras importantes en la identificación de las especies. Cuando el estudiante observe las láminas por el microscopio, podrá identificar tejidos vegetales que se usaron en el proyecto, de esta manera, tendrá la oportunidad de hacer observaciones, análisis y descripciones. Incluso, la variedad de láminas de tejidos vegetales, que tendrá disponibles serán de gran ayuda a la hora de comprender los temas de histología vegetal (Ponessa et, al.2006). Por otro lado, las figuras obtenidas, servirán de referencia respecto a otras muestras que realice el estudiante, ya que, podrá hacer comparaciones.

De acuerdo con lo establecido en años recientes (Morales y Jiménez. 2013), la implementación de recursos didácticos para el proceso enseñanza-aprendizaje, especialmente en la asignatura histología vegetal, es de vital importancia dado a que se fundamenta en el estudio de características morfo-microscópicas en cortes vegetales, por lo tanto, es importante la

disponibilidad de la Histoteca, con variedad de cortes de tejidos vegetales que presenten características más resaltantes para el estudio de esta asignatura.

Se determinó que al estudiar las 6 especies de plantas angiospermas cada una poseía sus tejidos epidérmicos, fundamental y vascular semejantes, aunque con posiciones diferentes de sus estructuras, se lograron identificar marcadas diferencias una de otras.

Aprender a usar el microtomo siguiendo las recomendaciones, evitará dañar las muestras en el momento de hacer los cortes. También es importante tener en cuenta la inclusión en parafina, dejar que los bloques estén bien secos para ser cortados, poner las muestras de forma adecuada para que no queden dobladas y no se pierda el tejido.

Se determinó que la dificultad para realizar los cortes depende de la especie de planta utilizada, siendo menor la dificultad en las especies herbáceas y arbustivas (verdolaga, bijao, pajarito y enredadera), y mayor en los árboles y arbustos (gualanday y cerezo), lo cual puede afectar la eficiencia para el desarrollo de cada paso, y en la cantidad de material utilizado.

Es importante el apoyo de la universidad para incentivar los procesos de investigación, pero también aporta en gran medida establecer alianzas con otras universidades, que puedan prestar el servicio a determinada situación.

7. CONCLUSIONES

- Es recomendable la utilización de materiales de apoyo para las prácticas en los laboratorios de botánicas, porque con ellas se les facilitará a los estudiantes la comprensión de los diferentes conceptos que abarca la botánica, siendo una ventaja para la identificación y descripción de los diferentes tejidos vegetales de las plantas, el uso de los micropreparados servirá de guía para el estudio anatómicos, además que podrán crear sus propias laminas en fresco , que les permitirán comparar su trabajo obtenido con las láminas permanente que estarán en el laboratorio de botánica.

- Todas las plantas están formadas por los mismos tejidos dérmicos, fundamental y vascular, sin embargo, la manera como están organizadas sus células dentro de cada una es muy variable, por ejemplo, la presencia de diferentes tipos de pelos en la epidermis: (Escamas, pelos simples glandulares) grosor de la cutícula (gruesa, intermedia o delgada), tipos de hojas según la orientación de sus estomas (Hipostomática y anfistomática) y diferentes tipos de estomas (Paracíticos, anfiparacítico, ciclocíticos y tetracíticos), los haces vasculares de la raíz (poliarca, petrarca y tetrarca).diferentes formas estelas en tallo (Eustela, atactostela y sifonostela), diversos tipos de mesófilos en las hojas según la disposición de su parénquima (Dorsiventral, kranz, isobilateral y unifacial).

- Se determinó que la especie Verdolaga (*Portulaca oleraceae*) presenta un tipo de mesófilo muy distinto de las otras especies. El mesófilo foliar presenta anatomía tipo Kranz, debido a la forma ordenada las células del mesófilo con relación a la vaina vascular, formando capas concéntricas alrededor del haz y posee un contraste con los espacios intercelulares (Becerra et al., 2002) con muchos cloroplastos. Es importante resaltar que el género *Portulaca* posee varios tipos de rutas fotosintéticas, que pueden ser C3, C4 y CAM (Lara et al.,2000) y que la especie

seleccionada para el estudio histológico, posee mesófilo Kranz, como se observa en la Figura 6.81. y fotosíntesis C4.

- Se evidencio varias sustancias ergásticas: tales como los amiloplastos (almidón) como reserva, los rafidios, cristales prismáticos y drusas de oxalato de calcio según la organización como se presentan, los taninos y mucílagos, unos usados como defensa por las plantas y otros como sustancias desechos o alimento cada uno en determinado órgano de las plantas. Además, se pudo observar en la *Portulaca oleraceae* la presencia de antocianos, que son usados en el proceso de polinización y agentes microbianos de esta planta, el cual, no se pudo observar en las otras especies seleccionadas.

- La raíz de *Oryctanthus alveolatus* presenta una modificación, por lo cual se dificultó recolectar la muestra, ya que posee haustorios que penetran al hospedero, haciendo difícil obtener la muestra. Al realizar su estudio histológico, esta especie estaba constituido solo por parénquima reservante (P.res.), braquiesclereidas (Br.) y algunos vasos xilemáticos que le permiten penetrar los tejidos de la planta para tomar agua y sales, que necesita para su alimentación.

- Se evidencia que, en el estudio de la anatomía de la raíz de las especies, la *Malpighia glabra* presenta una diferenciación en las estructuras de su órgano, ya que posee una medula, que es característico en tallo y no en este órgano, además presenta una estela con forma de eustela a diferencia de los otros órganos de raíz que tiene forma de tetarca, poliarca y hexarca de las especies estudiadas.

- Se pudo observar el crecimiento secundario en la *Jacaranda caucana*, *Malpighia glabra* y *Oryctanthus alveolatus* ya que estas especies se les evidenció los tejidos con crecimiento secundario tales como : la peridermis constituida por súber, felógeno y felodermis, además del haz colateral abierto presente en las especies donde el floema se encuentra hacia la parte externa y el

xilema en la parte interna separadas por el cambium vascular, donde se detalla los anillos de crecimientos , vasos y fibras común en las plantas dicotiledóneas, a diferencia de la *Portulaca oleraceae* , *Calathea lutea* y *Monstera adansonii*, cuyas especies presentaban un crecimiento primario, ya que posee en la parte externa la epidermis, en algunas de estas especies se le detallo la exodermis y la endodermis muy diferenciadas como también, el haz colateral cerrado común en planta monocotiledóneas que no presenta crecimiento secundario.

- Las células buliformes es una capa de células grandes, cuadrangulares y tabulares (Laskowski,2000), como burbujas, que permiten cambio de turgencia o almacenamiento de agua, estructura característica en las especies monocotiledóneas, pero al realizar el estudio anatómico de la *Malpighia glabra* se observaron estas células buliformes, siendo una planta dicotiledónea, es muy extraño poder observar estas células en la especie.

8. BIBLIOGRAFÍA

Aguirre S, H.I. (2012). Tecnología en salud. Colorante Safranina O. Laboratorio de Ingeniería en Tejidos, INR.

Ainciburu S, A. (2010). Micrótopo de rotación. Manual de instrucción. Ausilab S.L.

Alcaldía de Medellín. (2011). Árboles nativos y ciudad, aportes a la silvicultura urbana de Medellín. Medellín: Secretaría del Medio Ambiente de Medellín: Fondo Editorial Jardín Botánico de Medellín. 206 páginas.

Alcaldía de Medellín. (2010) Manual para Jardineros. Fondo Editorial Jardín Botánico de Medellín. 180p.

Alonso P, J.R. (2011). Manual de Histología Vegetal. Ediciones Mundi-Prensa. España.

Amador, A.G., Día, L.L., Fuentes, R.I., Hernández, F.V., Lara, S. I., Montero, J.C., Ortega, J.M. y, Silva, P. (2014). Botánica III. Manual de prácticas de laboratorio. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo Facultad de Biología. 95p.

Apézzato da Glória, B. y Carmello, M.S. (2006). Anatomia Vegetal. 2º Edição revista e atualizada. Universidade Federal de Vicosa. Editora UFV. Brasil.438p.

Arambarri, A.M., Novoa, M.C., Hernández, M.P., Corales, M.N. y, Perrotta, V.G. (2013). Anatomía de Dicotiledóneas: Tallos de Hierbas Terrestres Medicinales Rioplatenses. Bonplandia Vol. 22 (2): 107-130. Buenos aires, Argentina.

Arias, E. M., Albornoz, L. P., Debes, A.M., Huarte, G.C. y, Martínez, E. S. (S/F). Atlas de Anatomía Vegetal. UNCa-UNT. 10-40p.

Arraiza, N., Viguria, P.M., Navarro, J. y, Ainciburu, A. (S/F) Manual de microscopia, historia, descripción y uso del microscopio óptico. Auxilab, S.L. Material para laboratório.

Ascensao, L. Estrutura secretoras em plantas. Uma abordagem Morfo-Anatómica in: Figueiredo AC, JG Barroso, LG Pedro (Eds), (2007), Potencialidades e Aplicacoes das Plantas

- Aromáticas e Medicinaiis. Curso Teórico-Práctico, pp. 19-28, 3 Ed., Edicao da Faculdade de Ciencias da Universidade de Lisboa-Centro de Biotecnología Vegetal, Lisboa, Portugal.
- Atiénzar, E.M, Ballesté C, J.C., Castro, R. L., Navarro F, I., Reguero, A.M., Medel, R.A., Ruiz, M. J., Ros L, M.V. y, Huerga, N.S. (2011). Materiales didácticos de BIOLOGÍA. Guía práctica de Maturita. Secciones Bilingües de Eslovaquia. Editoriales. Bratislava. Extraído de: <http://coac.fmvz.usac.edu.gt/Aspirantes/Facultad/biologia%20PCE.pdf>
- Audesirk, T., Audesirk, G. y, Byers, B.E. (2013). Biología. La vida en la Tierra. Editorial Pearson Educación de México, S.A de C.V. Novena Edicion., México. 1000p.
- Bacigalupo, N.M., Delucchi, G., Hurrell, J.A. y, Tur, N.M. (2008). Flora Rioplatense. Sistemática, ecología y etnobotánica de las plantas vasculares rioplatenses. Parte 3. Monocotiledóneas. Volumen 1. Alismatales, Arecales, Commelinales, Zingiberales. Editorial LOLA. Buenos Aires. Argentina .336p.
- Baroli, I. y Rodríguez, M.C. (2018). Introducción a la Botánica. Guía de Trabajo Prácticos 1er. Cuatrimestre. Departamento de Biodiversidad y Biología Experimental Facultad de Ciencias Exactas y Naturales – Universidad de Buenos Aires. 186p.
- Becerra de Lozano, N., Barrera, E. y, Marquínez C, X. (2002). Facultad de ciencias. Notas de clase. Anatomía y morfología de los órganos vegetativos de las plantas vasculares. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de ciencias Departamento de Biología. Santa fe de Bogotá.
- Becerra, N. y Chaparro, M. (1999). Morfología y Anatomía Vegetal. Universidad Nacional de Colombia. Departamento de Biología. Bogotá.
- Bernal, R., Galeano, G., Rodríguez, A., Sarmiento, H. y, Gutiérrez, M. (2017). Nombres Comunes de las Plantas de Colombia. Extraído de: <http://www.biovirtual.unal.edu.co/nombrescomunes/>

- Bernal, R., Gradstein, S.R. y, Celis, M. (2015). Catálogo de plantas y líquenes de Colombia. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. Extraído de: <http://catalogoplantasdecolombia.unal.edu.co>
- Bonifacino, M. (2015). Introducción a la Anatomía de las plantas vasculares. Laboratorio de Botánica. Facultad de Agronomía. Laboratorio de Sistemática de Plantas Vasculares. Facultad de Ciencias. 42p.
- Bousoño, C. (2008). Histología Animal y Vegetal. Biología y Geología. Forma de organización de la materia viva. Universidad de Oxford Press España S.A. Extraído de: http://www.iescarlosbousoño.com/wordpress/wp-content/uploads/2008/04/09_presentacion_histologia_animal_vegetal.pdf
- Botero, R. H., (2011). Plantas Medicinales, pasado y Presente. Corporación Autónoma Regional del Centro de Antioquia. CORANTIOQUIA. Medellín.
- C/ San Nicolás- Alicante. (2014). Itinerario, Paseos y árboles singulares en el centro Tradicional de Alicante. Ayuntamiento de Alicante. Fichas: Arboles.
- Cardona A, M.L. (2013). Diseño e implementación de una estrategia didáctica para la enseñanza aprendizaje de los tejidos vegetales utilizando una secuencia didáctica en grado séptimo: Estudio de caso en la Institución Educativa la Candelaria de Medellín. Universidad Nacional.
- Cabral, E.L., Casco, S.L., Medina, W.A., Salas, R.M. y, Cabaña, A.A. (1993). Introducción al estudio de las Angiospermas. Diversidad Vegetal Biotaxonomía de Spermatofitas. Facultad de Ciencias Exactas, Naturales y Agrimensura. Universidad Nacional del Nordeste. Corrientes Argentina.

- Carmona, G.I., Murillo S, J.S., Rincón B, E.J. y, Alzate G, F.A. (2017). Anatomía Foliar Comparada de *Gaiadendron punctatum* y *Tripodanthus belmirensis* (Loranthaceae). Acta Biológica Colombiana, Vol. 23(1): 66-72.
- Carmona, V.T. (2013). Manual de Prácticas de la Experiencia Educativa Biología Vegetal. Modelo Educativo Integral Y Flexible. Universidad Veracruzana. Facultad de Biología Zona Xalapa. 89p.
- Celaya, G. y Carranza, M. (2015). Histotecnología aplicada al procesamiento y diagnóstico de los tejidos animales. Guía de contenidos teóricos-prácticos. Taller de Histotecnología aplicada cátedra de morfología animal. Escuela de biología. Fac. ciencias exactas, físicas y naturales. UNC. 32p
- Cortez. P, A., Delmira da Costa, S. y, Fonseca CH, A.L. (2016). Manual Práctico de Morfología e Anatomía Vegetal. Universidad de Estadual de Santa Cruz. Brasil.
- Cosa, M.T., Dottori, N., Hadid, M., Stiefkens, L., Matesevach, A.M., Bruno, G., Liscovsky, I. y, Delbón, N. (2013). Atlas de Anatomía Vegetal. Tejidos y Órganos Vegetativos. Cátedra de Morfología Vegetal, Facultad de Ciencias Exactas Físicas y Naturales. Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba – Argentina. Arnaldoa, Vol. 20(2): 179-252.
- Costa, M. y Plumed, J. (2016). Monografías botánicas. La Arboleda Monumental. Jardín Botánico de la Universidad de Valencia Méthode. 228p.
- David H, H., Díaz, V.O., Urrea, L.M. y, Cardona N. F. (2014). Guía Ilustrada Flora Cañón del río Porce, Antioquia. EPM E.S.P. Universidad de Antioquia, Herbario Universidad de Antioquia - Medellín, Colombia. 264 pp.
- Dávila V, R. y Moncada C.B. (2003). Célula Vegetal. Una guía Práctica. Desarrollo editorial: Asesorías creativas. Primera edición. Bogotá – Colombia. 11-56p.

- Dueñas, H. y Franco, P. (2001). Sinopsis de las Loranthaceae de Colombia. *Caldasia*. 23(1): 81-99.
- Duran L, J.E. (2010). Practica de Organografía vegetal. El profe de Naturales del IES Gran Capitán de Madrid. Agenda de las actividades de aula de un profesor de ciencias de la naturaleza. Extraído de: <http://naturalesmorato.blogspot.com/2010/05/practica-de-organografia-vegetal.html>
- Echeverry, G. A. y Villegas, M. (2003). Programa Biodiversidad para el Desarrollo Proyecto Manejo y Conservación de la Flora. Compendio de 151 especies de flora nativa de uso tradicional o potencial en el área de la jurisdicción de la Corporación Autónoma Regional del Centro de Antioquia CORANTIOQUIA. Medellín. 165-166p. Extraído de : http://www.corantioquia.gov.co/ciadoc/FLORA/AIRNR_CN_3885_2002.pdf
- Esau, K. (1972). Anatomía Vegetal. Universidad de California. Ediciones Omega, S.A. Casanova,220. Segunda Edición. Barcelona. 780p.
- Estupiñan B, L.H. (2000). Manual de Laboratorio de Morfología Vegetal. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CA2014TIE). Turrialba, Costa Rica.
- Farfán, F.V. (2012). Árboles con potencial para ser incorporados en Sistemas agroforestales con Café. Federación Nacional de Cafeteros de Colombia. 88p.
- Fedenczuk, R. y Daglio, N.T. (2015). Vegetación II. Las plantas trepadoras. Catedra planificación de Espacios Verdes. Licenciatura en Planificación y Diseño del Paisaje Departamento de Ingeniería Agrícola y Uso de la Tierra. Facultad de Agronomía. Universidad de Buenos Aires. FAUBA.106p.

- Ferrucci, M. S., Cáceres M, S. A., Casals G, G., Martínez, M. y, Walter, J. (2014). Cátedra de Morfología de Plantas Vasculares - Facultad de Cs. Agrarias – UNNE. Instituto de Botánica del Nordeste (IBONE). Argentina.
- Font, Q. P. (1989). Diccionario de Botánica. Ed. Labor, S.A. Barcelona. 1053p.
- Fonturbel, F. E., Acha. D. y, Moncada, D.A. (2007). Manual de Introducción a la Botánica. 2º Edición. Editorial Publicaciones Integrales. La Paz, 252p.
- García, C. J. (2010). Identificación de plantas: Raíces, tallos y hojas. Polinización. La guía. Biología. Extraído de: <https://biologia.laguia2000.com/tecnicas-en-biologia/taxonomia/identificacion-de-plantas-raices-tallos-y-hojas-polinizacion>
- García M, H. A., (2007). Proyecto Salón hogar. Oficina: Avenida Domenech 415. Puerto Rico tomado a las 8: 35 Pm el 28/10/2015. https://www.salonhogar.net/Salones/Ciencias/1-3/Las_plantas/Indice2.htm
- García, M.I. y Segovia, Y.H. (2013). Manual d´ Histología Vegetal. Departament de Biotecnología Universitat D´ Alacant. 82p.
- Garzón, G.A. (2008). Las Antocianinas como colorantes Naturales y Compuestos Bioactivos: Revisión. Acta Biológica Colombiana, Vol. 13(3): 27-36p.
- Gentry, A. H. (2009). Bignoniaceae. Flora de Colombia No. 25. Instituto de ciencias Naturales, universidad Nacional de Colombia. Bogotá d. c. Colombia. 462 p.
- Geoffrey Rolls Scientia Leica Microsystems' Education Series (S/F). Microtomía y preparación de la sección en parafina.
- Gómez, M.S., Sánchez, L.F. y, Salazar, L.A. (2011). Anatomía de especies mexicanas de los géneros *Phoradendron* y *Psittacanthus*, endémicos del Nuevo Mundo. Revista Mexicana de Biodiversidad, Vol. 90 (82): 1203-1218.

- Gómez, S.M. y Saco, D. (2012). Estudio De los tejidos para la caracterización de las plantas. Reduca (Recursos Educativos). Serie Farmacia, Vol. 4 (5): 1-26.
- Gonzales, A.M. y Arbo, M.M. (2001-2013). Botánica Morfológica. Morfología de las plantas Vasculares. Facultad de Ciencias Agrarias. Corrientes, Argentina. Recuperado de: <http://www.biologia.edu.ar/botanica/>
- Gonzales, O.M. y Supe A, P.A. (2017). Servicios Ecosistémicos Asociados al Bijao (*Calathea lutea*) en el Municipio de Moniquirá, Boyacá. Corporación Universitaria Minuto de Dios, Uniminuto105p.
- González, F. (1999). Monocotiledóneas y Dicotiledóneas: Un sistema de Clasificación que acaba con el siglo. Instituto de Ciencias Naturales. Universidad de Colombia. Santafé de Bogotá.
- Google maps. (2017). Ubicación de la Universidad Surcolombiana, sede Neiva. Extraído de: <https://www.google.com/maps/>.
- Grego-V, D., Terrazas, T., Tejero-D, J.D., Lara, R.M., Jiménez L, F.G. y, Aguilar-R, S. (2018). Variación anatómica del tallo y ultraestructura de la membrana de la punteadura en los elementos traqueales de *Selaginella pallescens* (Selaginellaceae). Botánica Estructural. 96 (4): 662-677p.
- GOV. (2006). Preparación de Material Botánico para su Estudio Anatómico Y Morfológico.
- Henrique M, M.C. (1993). Anatomía dos órgãos Vegetativos de Camarea (Malpichiaceae). Acta Botánica Brasilica. Vol. 7(1): 3-19.
- Hernández G, R. (2007). Libro de Botánica Online. Este es un Material didáctico elaborado por el Profesor de Fisiología Vegetal, Departamento de Botánica, Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. Universidad de Los Andes - Mérida – Venezuela. Extraído de: [http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/celula/#célula vegetal](http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/celula/#célula%20vegetal).

- Hernández, M.P., Novoa, M. C., Colares, M. N., Perrotta, V. G., Nughes, L. M. y, Arambarri, A. M. (2015). Anatomía foliar de hierbas terrestres medicinales que crecen en la región rioplatense (buenos aires, argentina). *Bonplandia*, Vol. 24 (2): 97-123
- Hernández, R., Fernández, C. y, Baptista, P. (2014). *Metodología de la Investigación*. Editorial Mc Graw Hill Education. 6° Edición. 634p.
- Herrero, J.J. (2011). Practica N° 2. La técnica histológica (2): Preparación del material para ser cortado. *Universitat d'Alacant. Departament de Biotecnología*.
- Hurrel, J.A., Bazzano, D.H., y Delucchi, G. (2006). *Biota Rioplatense XI. Dicotiledóneas herbáceas 1 nativas y exóticas*. Editorial LOLA (Literature of Latin America). *Biota Rioplatense Inventario temático de la biota de la región del delta del Paraná, la Isla Martín García y la ribera platense*. Buenos Aires-Argentina. 291p.
- Jaramillo-P, A.T., Quintanar-I, Fraile-O, M.E., Martínez-B, A. y, Sepúlveda-S, J.D. (2015). *Morfoanatomía Foliar de Alvaradoa Amorphoides Liebm del Estado de Morelos, México*. *Polibotánica*. Vol.43. 79-98p.
- Jáuregui-Z, D. y Moreno, A.C. (2004). La Biomineralización del Oxalato de Calcio en Plantas: Retos y Potencial. *Revista de Educación Bioquímica*. Vol. 23(1): 18-23.
- Armiñana R, J. y García. F. (S/F). *Técnicas de histología Vegetal*. Departamento de Ecosistemas Agroforestales. Universidad Politécnica de Valencia.
- Lara, M.V., Drincovich, M.F. y, Andreo, C.S. (2000). *Transiciones metabólicas en la fijación fotosintética del carbono en plantas del género Portulaca*. Centro de Estudios Fotosintéticos y Bioquímicos, CONICET. Facultad de Ciencias Bioquímicas y Farmacéuticas. Universidad Nacional de Rosario. Suipacha 531. Rosario, Argentina.

- Laskowski, L.E. (2000). Características anatómicas de la hoja y el tallo del semeruco (*Malpighia emarginata* dc) cultivado en dos localidades del estado Lara. Universidad Centrocidental Lisandro Alvarado. Venezuela. Bioagro vol. 12 (2): 33-40.
- LAWG. Leaf Architecture Working Group. (1999). Manual of Leaf Architecture –morphological description and categorization of dicotyledonous and net-veined monocotyledonous angiosperms. Smithsonian Institution. 65p.
- López J, A.S. (2015). Anatomía de plantas cultivadas. Ingeniero Agrónomo Fitotecnista. Facultad de Ciencias Agrícolas. Universidad Autónoma del Estado de México. (UAEM). 53:235p.
- López, M. N. (2008). Biología y Geología 1º Bachillerato. Editorial Editex
- López, N.E., Arnelas, S. I., Rodríguez, I.V., Gonzáles, M.E., Martínez, S.G. y, Devesa A, J.A. (2014). Manual de laboratorio de Botánica. Morfología básica de Angiospermas: terminología práctica. Universidad de Córdoba. Reduca (Biología). Serie Botánica, Vol. 7 (2): 133-150.
- Loza, C.S. y Terrazas, T. (2011). Morfo-Anatomía de Plántulas en Especies de Pachicereae: ¿Hasta Cuándo son Plántulas? Boletín de la Sociedad Botánica de México (88): 1-13.
- Manual de instrucciones. Leica RM2125 RTS. Micrótomos de rotación. (2016). Leica Biosystems.
- Manzano, E.R., Andrade, J.L. y, Torres, J.A. (2018). Biodiversitas. Boletín Bimestral de la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Las Orquídeas Epifitas. CONABIO (138). 20p.
- Megías, M., Molist, P. y, Pombal, M.A. (2018). Atlas de Histología Vegetal y Animal Departamento de Biología Funcional y Ciencias de la Salud. Facultad de Biología. Universidad de Vigo. Órganos vegetales: Hoja, Tallo y Raíz.

- Mengascini, A. (2005). La enseñanza y el aprendizaje de los tejidos vegetales en el ámbito universitario. Revista electrónica de enseñanza de las ciencias, Vol. 4 N° 2. ISSN-e 1579-1513. Recuperado de: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=1213089>
- Mera O, L.M., Castro, B. D. y, Villanueva, V.C. (2010). Importancia de la Verdolaga em MEXICO. Jardín Botánico. Instituto de Biología. UNAM.ISBN: 1° Edicion. México.
- Montalvo A, C.E., (2010). Microscopia. Facultad de Medicina. Universidad nacional autónoma de México UNAM. México DF.
- Montoya-H, T. (2007). Manual de Laboratorio de Biología. Bachicherato. Universidad Autónoma Aguascalientes. 49p. Extraído de : https://www.uaa.mx/direcciones/dgdp/escuelas/descargas/manuales/MANUAL_PRACTI CAS BIOLOGIA I.pdf
- Morales, B. y Jiménez, S. (2013). Laminario de Histología Vegetal: Herramienta Didáctica de estudio en el Laboratorio Dr. Guillermo Mujica Sevilla de la Universidad de Carabobo. Valencia. Facultad de Ciencias de la Salud. Escuela de Ciencias Biomédicas y Tecnológicas. Departamento de salud Pública. T.S.U. en Histotecnología. trabajo Monográfico. 23p.
- Morales V, S.G. (2014). Tejidos vegetales. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Sistema de Universidad Virtual. Extraído de: https://www.uaeh.edu.mx/docencia/VI_Lectura/bachillerato/documentos/2014/LECT108.pdf
- Moreno, N.P. (1984). Glosario Botánico Ilustrado. Instituto Nacional de Investigaciones Sobre Recursos Bióticos, México, D.F.

- Naab, O.A. (2006). Catedra de Biología. Apunte Teórico. Vacuolas y sustancias ergásticas. Facultad de agronomía. Extraído de : https://www.academia.edu/7599431/C%C3%81TEDRA_DE_BIOLOG%C3%8DA_Apunte_Te%C3%B3rico_VACUOLAS_Y_SUSTANCIAS_ERG%C3%81STICAS
- Nabors, M.W. (2006). Introducción a la estructura de las plantas. En Introducción a la Botánica. Madrid- España: PEARSON EDUCACIÓN, S. A. (Paginas 55; 136)
- Nazca-Z, P. (2010). Histología Vegetal. Morfología de las plantas Vasculares. Botánica General. Facultad de Agronomía y Zootecnia UNT.
- Nieto Y, O., Vieira, T. y, Dos Santos, A. (2016). Estudios Micromorfológicos em Portulaca L. (Portulacaceae) do Brasil. Universidad de Estadual de Feira de Santana. Departamento de Ciencias Biológicas. Programa de Pós Graduação em Botânica Feira de Santana – BA
- Ojeda, D. y Yzaguirre, E. (2014). Laminario de la estructura de la célula para el aprendizaje significativo en los estudiantes de 3er año de la u. e. “San Benito de Palermo” valencia, edo. Carabobo. Universidad de Carabobo. Facultad de ciencias de la educación escuela de educación. Departamento de biología seminario: proyecto de investigación. 118p.
- Organero R, A. y, Mico, M.G. (S/F). Conceptos Básicos de botánica. Jardín Botánico de la Universidad de Valencia, Gabinete de Didáctica. <http://www.jardibotanic.org/fotos/pdf/pub37CONCEPTOS%20BASICOS.pdf>
- Paniagua, R., Nistal, M., Sesma, P., Álvarez-U, M., Fralle, B., Anadón, R. y, Sáez, F.J. (2007). Citología e Histología Vegetal y Animal. Editorial McGRAW- HILL- INTERAMERICANA. 4º Edición. 568p.
- Patiño, M. P. y, Ramírez, E. (2006). Manual de preparación de reactivos. Facultad de Ciencias exactas Física y Naturales. Universidad de Santander. Bucaramanga – Colombia.

- Pérez C, V. y Cambi, V. (2017). Calcium oxalate crystals in halo-xerophytic species and their macropatterns trends. The importance of a multivariate analysis considering soil characteristics. *Revista Flora* Vol. 234. 187-194p.
- Pérez, M. R. y Olmedo, V.M. (2006). *Manual de Prácticas del Laboratorio de Biología Vegetal*. Unidad Académica de Ciencias Químicas Departamento de Farmacia. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. 54p.
- Pérez, V.C. (2012). Tesis de doctor en Biología. *Anatomía Ecológica de la Vegetación del Salitral de la Vidriera*. Universidad del Sur Bahía Blanca, Argentina. 214p.
- Pinto, E., Pérez, A. J., Ulloa U, C. y, Cuesta, F. (2018). *Árboles representativos de los bosques montanos del noroccidente de Pichincha, Ecuador*. CONDESAN, Quito, Ecuador. 105p.
- Ponessa, G. I., Mercado, M. I. y, Parrado, M. F. (2006). *Atlas de Anatomía vegetal plantas con semillas. Tallo (Estructura Primaria y secundaria)*. Instituto de Morfología Vegetal. San Miguel de Tucumán, Argentina.
- Prada, E., García, H., Koop, E., y, Cáceres, J. (2006). *BIJAO: un empaque para la certificación de origen del bocadillo veleño (Produmedio)*. Bogotá. (Cartilla).
- Ramírez P, B.R. y Goyes A, R.I. (2004). *Botánica. Generalidades, Morfología y Anatomía de plantas superiores*. Editorial Universidad del Cauca. Serie Estudios Aplicados. Popayán, Colombia. 195p.
- Raven, P.H., Evert, F. y, Eichhorn, S. (1992). *Biología de las plantas*. Editorial Reverte, S.A. 4^o Edición. Barcelona. 402p.
- Raven, P.H., Evert, R.F. Eichhorn, S.E. (2005). *Biology of plants (7th Edition)*. W.H. Freeman, New York. Page 9, ISBN 0-7167-1007-2.

- Rendón- S, F.J., Ibarra-M, G., Cornejo-T, G. y, Carrillo-R, P. (1992-2017). Biodiversitas. Boletín semestral de la comisión Nacional para el conocimiento y uso de la Biodiversidad. Las lianas mexicanas. CONABIO. ISSN: 1870-1760
- Rivas, C. (2009). Compendio de Botánica. Imprenta Rocafuerte.
- Rivera, E.F., Jhon, M.A., Govea, T., Lusarreta, P., Rivadeneira, R., García, D., Maldonado, A. y, Bustos, C. (2011). Curso de Morfología Vegetal. Universidad Nacional de la Plata. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales.
- Rivera T, J. (2016). Anatomía e histoquímica del establecimiento del haustorio de *Struthanthus interruptus* (Kunth) Blume, planta parásita de *Populus tremuloides* Michx. Especie abundante en el arbolado del Distrito Federal. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa. Casa abierta al tiempo. México D.F. 70p
- Rivera, P.CH. (2016). Morfoanatomía Vegetal. Universidad de los Andes Venezuela. Fondo Editorial “Mario Briceño-Iragorry”. Primera Edición. 221p.
- Rodríguez, C. A. (2014). Estudio Comparativo de la Propagación y el Efecto de la Radiación Lumínica, en una Variedad Comercial y una Población Natural de *Portulaca oleracea* L. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agronómica. Universidad de Sevilla. 61p.
- Rodríguez, M.R. (2009). Morfología y Anatomía Vegetal. Kipus. Cuarta Edición. Cochabamba-Bolivia. 502p
- Roselló, C.J. y Santamarina S, M.P. (2018). Anatomía y Morfología de las Plantas Superiores. Universitat Politècnica de Valencia. Segunda Edición. España. 146p.
- ROTH, I. (1964). Microtécnicas Vegetal. Ediciones de la Biblioteca, U.C.V., Caracas
- Rovira, S.J. (2004-2005). Pequeño Manual Básico de Microscopía. Universidad de Valencia. Departamento de Biología y Geología, I.E.S. 41p.

- Rueda O, N.R. y Cerros T, R. (2014). XXXVII Congreso nacional de histología y 1er Congreso Iberoamericano de Histología.
- Sachs, J. (1875). Text-book of botany: morphological and physiological. Clarendon Press. London
- Salazar R, M., Covantes R, D. y, Lara R, J. (2013). Enseñanza comprensiva de la histología apoyada en objetos de aprendizaje. Universidad Autónoma Indígena de México. Ra Ximhai, vol. 9 (4): 55-66pp.
- Santamarina S, MP., Roselló, C.J. y, García B, F.J. (2002). Histología Vegetal. Universitat Politècnica de Valencia. Primera Edicion. 108p.
- Saraiva, S. I. (2012). Anatomía do haustório secundário da hemiparasita *Phthirusa ovata* (Pohl ex DC.) Eichler, respostas fisiológicas e seus efeitos em distintas hospedeiras. Universidade de Brasília. Instituto de Ciências Biológicas. Departamento de Botânica. Programa de Pós-Graduação em Botânica. Brazilia D.F.
- Sepúlveda, J. S. y Soto, A. D. (2014). Texto Atlas de Histología Biología Celular y Tisular. 2º Edición. Mc Graw-Hill Interamericana Editores. S.A. de C.V.
- Serván M, A.A. (2018). Interés Farmacéutico de los Mucílagos. Universidad de Sevilla. Departamento de Farmacología. Área de Farmacognosia. 42p.
- Silva, S. A. 2014. Biologías de las plantas I. I.S.F.D- Escuela Normal Superior - Maestros Argentinos. Profesorado de Educación Secundaria en Biología. Corral de BUSTOS-IFFLINGER-CORDOBA. Argentina. 39-80p.
- Simões, C. C. (2012). Estudos Taxonómicos Aprofundades de *Oryctanthus* (GRISED) Eichler, *Oryctina* Tiech. E *Pusillanthus* Kuijt (Loranthaceae). Brasília-D F.

- Soler, M.T., Medrano, A., Prieto, A., Sancho, C. y, Botella, V. (2003). Catálogo de Árboles y arbustos Singulares del Municipio de Sant Joan D´Alacant (Alicante). Savia Arboricultura, S.L. – Cota Ambiental, S.L. 194p.
- Speroni, G. (2018). Botánica. Laboratorio de Botánica. Departamento de Biología Vegetal. Guía-Curso. Facultad de Agronomía. Universidad de la República de Uruguay. 50p. Extraído de: <http://www.fagro.edu.uy/bioveg/assets/guiabot2018.pdf>
- Stewart, W.N. y Rothwell, G.W. (1993). Paleobotany and the Evolution of plants. Cambridge University Press Second Edition. United States of America. 521p.
- Tamez C, E.M. (1999). Manual de Histología. Estrategia Didáctica en la Enseñanza para el nivel superior. Universidad Autónoma Nuevo León. 147p.
- Tapia, L.F. y Rita, J. L. (2014). Posibilidades de Cultivo y Aprovechamiento *Portulaca oleracea* L. ARXIUS de l´ESC. Sup. d´ Agricultura. Barcelona.
- Vallejo-J, M.I., Londoño-V, A.C. López-C, R., Galeano, G., Álvarez-D, E. y Devia-Á, W. (2005). Establecimiento de parcelas permanentes en bosques de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá D. C., Colombia. 310 p. (Serie: Métodos para estudios ecológicos a largo plazo; No. 1).
- Varela, B.G y Gurni, A.A. (2002). Análisis Micrográfico de Dos Hemiparásitas Argentinas Usadas en Medicina Popular y su Aplicación en el Control de Calidad. Cátedra de Farmacobotánica. Facultad de Farmacia y Bioquímica (U.B.A), Buenos Aires, Argentina. Acta Farmacéutica Bonaerense 22 (1): 45-52.
- Vázquez-S, M., Terrazas, T. y, Arias, S. (2012). El hábito y la forma de crecimiento en la tribu Cactaeae (Cactaceae, Cactoideae). Departamento de Botánica, Instituto de Biología,

- Universidad Nacional Autónoma de México. Jardín Botánico, Instituto de Biología,
Universidad Nacional Autónoma de México. *Botanical Sciences* 90 (2): 97-108
- Velásquez, E.V., Benavides, J.C., Hinestroza, T. y, Castro, J.H. (2014). *Las Plantas del Aire y la Lluvia. Epifitas de san Andrés de Cuerquia, Antioquia*. Editorial Celsia S.A.E.S.P. Medellín-Colombia. 87p.
- Verdín T, S.L., Moreno. F. L., Rojo B. N.R., García H. A.L., Omaña M. M. y, Aguirre A.M. (2013). *Histología e Inmunohistoquímica. Manual de Métodos*. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. Primera Edición. México. 44p.
- Vidal, J. (S/F). *Curso de Botánica: 28avo. ed. Edit. Bruño. Lima Perú.*
- Vieira, T.A. (2016). *Estudos Micromorfológicos em Portulaca L. (Portulacaceae) do Brasil Feira de Santana-Ba. Brasil*. 101p.