

COMPARACIÓN HISTOLÓGICA FOLIAR DE *Gaultheria anastomosans* (L. f.) Kunth DE LA FAMILIA ERICACEAE PRESENTE EN BOSQUE DE NIEBLA Y PÁRAMO DEL PARQUE ECOLÓGICO MATARREDONDA VÍA BOGOTÁ-CHOACHÍ

LIZDEY CÁRDENAS ACEVEDO

**Proyecto de Trabajo de Grado para optar al título de
Licenciada en Biología**

Modalidad Pasantía

**Semillero GIECPC (Grupo de Investigación de ecología y conservación de
Plantas de Colombia)**

**UNIVERSIDAD DISTRITAL FRANCISCO JOSÉ DE CALDAS
FACULTAD DE CIENCIAS Y EDUCACIÓN
PROYECTO CURRICULAR LICENCIATURA EN BIOLOGÍA
BOGOTÁ D.C
2015**

COMPARACIÓN HISTOLÓGICA FOLIAR DE *Gaultheria anastomosans* (L. f.) Kunth DE LA FAMILIA ERICACEAE PRESENTE EN BOSQUE DE NIEBLA Y PÁRAMO DEL PARQUE ECOLÓGICO MATARREDONDA VÍA BOGOTÁ-CHOACHÍ

LIZDEY CÁRDENAS ACEVEDO

**DIRECTORA:
MERY HELEN TIJARO, M.Sc.,
DOCENTE UNIVERSIDAD DISTRITAL FRANCISCO JOSÉ DE CALDAS**

**UNIVERSIDAD DISTRITAL FRANCISCO JOSÉ DE CALDAS
FACULTAD DE CIENCIAS Y EDUCACIÓN
PROYECTO CURRICULAR LICENCIATURA EN BIOLOGÍA
BOGOTÁ D.C
2015**

DEDICATORIA

A Dios trino a quien le debo toda la gloria, honra y poder. En quien creo fielmente pues ha sido mi Ayudador mostrándome de muchas formas su amor y cuidados.

AGRADECIMIENTOS

Primero a mis hermosos padres Alfonso Cárdenas y Marina Acevedo les agradezco sus cuidados, amor, preocupación y ánimo en todo el proceso universitario y más en la realización de este trabajo de grado. Los amo.

A mis hermanos y cuñados: Jimmy y Yuly Cárdenas; Nubia Montaña y Nelson Yate quienes me han mostrado su ejemplo no sólo con palabras sino con evidencias en sus vidas pues son esforzados en sus roles y actividades, me animaron y también oraron y se preocupaban por mí,

A mis sobrinos pues son una gran motivación para mí grabado pues anhelo ser ejemplo para ellos desde que estaban en los vientres e sus mamitas, lo amo niños, sé que crecerán pero Sarita, Sumuel, Isabella y Matías quiero que esto quede en memoria porque aunque les puedo fallar recuerden que Dios no si vienen y acuden a Él.

Andrea Jaramillo, gracias, por tu amistad, tiempo, insistencia, enseñanzas, amor y ejemplo, tus palabras retumbaban en mi mente cuando quería flaquear.

A la IBMG pues muchos estuvieron pendientes de mi vida espiritual y me apoyaron con sus oraciones.

A Johan David Pérez Herrera mi amado anhelado, mi hermoso prometido, cuanta ayuda me fuiste con tu ejemplo y palabras, estuvieron en mi mente quería desmayar, tu amistad fue un refrigerio.

Juan David Guzmán mi amigo y compañero en la universidad, siempre presto a ayudarme y recordarme en mis olvidos de todo lo que necesitaba, me animó y prestarme su tranquilidad.

A la docente y directora Mery Helen Tijaro y a la Universidad Distrital por todos los beneficios y ayuda recibida en este proceso.

Al grupo de investigación GINUD por prestarme materiales y equipos y espacios para elaborar el trabajo de grado.

TABLA DE CONTENIDO

INTRODUCCIÓN	5
JUSTIFICACIÓN	6
1. PROBLEMA	7
2. PREGUNTA DE LA INVESTIGACIÓN	7
3. OBJETIVOS	7
3.1. Objetivo general	7
3.2. Objetivos específicos	8
4. MARCO DE REFERENCIA	8
4.1. Estudios relacionados	8
4.2. Antecedentes geográficos	9
4.3. Antecedentes taxonómicos	11
5. MARCO TEÓRICO	13
5.1. Morfología foliar	15
5.2. Tejidos	17
6. MATERIALES Y MÉTODOS	19
6.1 Determinación de especies ericáceas	19
6.2. Muestreos o fase de campo.	20
6.3. Entrenamiento en equipos, materiales y reactivos	21
6.4. Protocolo de microtomía para histología vegetal	26
6.5. Microfotografías y comparación	29
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	30

7.1. Determinación de especie <i>Gaultheria anastomosans</i>	30
7.2. Entrenamiento de uso de equipos, materiales y reactivos	30
7.3. Protocolo para estudio histológico foliar de <i>Gaultheria anastomosans</i>	31
7.4. Descripción anatómica	35
7.5. Mediciones anatómicas	44
8. CONCLUSIONES	52
9. BIBLIOGRAFÍA	54
ANEXO CARTA DIRECTORA DE TRABAJO DE GRADO Y SEMILLERO	

COMPARACIÓN HISTOLÓGICA FOLIAR DE *Gaultheria anastomosans* (L. f.) Kunth DE LA FAMILIA ERICACEAE PRESENTE EN BOSQUE DE NIEBLA Y PÁRAMO EN EL PARQUE ECOLÓGICO MATARREDONDA VÍA BOGOTÁ-CHOACHÍ

INTRODUCCIÓN

La histología vegetal es un campo en continuo crecimiento que genera conocimiento específico y que abre la ventana a la comprensión de temas en fisiología y anatomía vegetal. La investigación se hizo con el fin no sólo de describir los tejidos anatómicos encontrados sino de compararlos entre dos ecosistemas para reconocer si existen diferencias significativas en las mediciones para hallar la plasticidad o capacidad de elongación según el ambiente en que se encuentran.

Para el presente trabajo se requirió de diferentes procesos; en primera instancia, se identificó la especie a trabajar observando su presencia en los ecosistemas de bosque de niebla y páramo. En segunda instancia, se realizó un entrenamiento para el uso correcto de espacios, equipos, reactivos y materiales necesarios antes de iniciar un estudio histológico vegetal. Seguido, se ejecutaron ensayos de prueba-error que llevaran a la conclusión de un protocolo para observar los tejidos encontrados en cortes transversales de

hojas y finalmente, unas descripciones, mediciones y comparaciones estadísticas de los tejidos encontrados.

JUSTIFICACIÓN

Las caracterizaciones y comparaciones histológicas guían a futuras investigaciones en áreas tangenciales como la fisiología, anatomía y taxonomía, en este caso se deriva las temáticas de plasticidad vegetal entendida como la capacidad de las células de adaptación como respuesta a cambios hormonales o condiciones ambientales, también a la organización de los tejidos foliares de una especie nativa y se añade a su identificación la descripción de los tejidos encontrados.

La conservación y restauración ecológica son relevantes preocupaciones científicas, ambientales y sociales y la organización del Parque Ecológico Matarredonda ha tomado éste espacio para llevar a cabo estas labores reiterándolas al promover investigaciones científicas como el trabajo realizado y apoyar directamente la tarea de cuidar los recursos naturales y por supuesto la flora y fauna nativos propios de los cerros orientales en Colombia.

1. PROBLEMA

En los diferentes ecosistemas existen determinadas coberturas vegetales que se han adaptado de manera específica a exclusivas condiciones ambientales, otras, se adaptan fácilmente a diferentes condiciones y los órganos más sensitivos de las plantas son las hojas, ellas por excelencia están expuestas al entorno en que se encuentran y generalmente sus formas anatómicas responden a las condiciones ambientales en que se encuentran. (Gotor, 2008)

Es significativo realizar un estudio comparativo de la anatomía de las hojas de la misma especie vegetal en pro analizar si el ecosistema afecta la distribución y el grosor de los tejidos, en este caso la especie utilizada fue *Gaultheria anastomosans* ya que está presente en los ecosistemas de páramo y bosque de niebla.

2. PREGUNTA DE LA INVESTIGACIÓN

¿Existen diferencias histológicas en las hojas de *Gaultheria anastomosans* de la familia Ericaceae presente en dos ecosistemas que son bosque de niebla y páramo del Parque Ecológico Matarredonda?

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

Comparar la histología de las hojas de una especie de la familia Ericaceae presente en bosque alto-andino y páramo, sector camino de la abuela Parque Ecológico Matarredonda mediante, microtomía transversal, observación microscópica y análisis de parámetros histológicos.

3.2. Objetivos Específicos

Identificar la especie a trabajar para realizar la comparación histológica foliar mediante claves taxonómicas.

Realizar un debido entrenamiento en el manejo de equipos, materiales y reactivos.

Elaborar un protocolo de histología para las hojas de la especie a trabajar.

Describir las hojas a nivel histológico en una especie de la familia Ericaceae presente en el páramo y bosque de niebla del Parque Ecológico Matarredonda.

4. MARCO DE REFERENCIA

4.1. Estudios relacionados

Se han realizado diferentes estudios comparativos donde se analiza una variable y las condiciones son específicas a las que se someten los organismos a evaluar y tratan por lo general de descripciones generales y no específicas de algún órgano de las plantas. En el caso del presente trabajo se realizó con las condiciones ambientales naturales que presentan el páramo y bosque de niebla del Parque Ecológico Matarredonda. Hay pocos trabajos que comparan de manera histológica. Existen dos estudios de comparación foliar en los que incluyen descripciones histológicas.

En Santiago de Chile realizaron una comparación foliar entre plantas cuyas condiciones fueron controladas y la variable fue que se sometió a la mitad de la población estudio a un mayor riego que la otra. Se sembró Peumo (*Cryptocarya alba* (Mol.) Looser) y quillay (*Quillaja saponaria* Mol.) y se sometió a condiciones iguales exceptuando la intensidad de riego, se sometieron algunas hojas a estudios histológicos encontrando así presentaron diferencias

significativas por ejemplo en el grosor de la cutícula y la densidad de las células parenquimatosas, es específico de empalizada y esponjoso. (Gotor, 2008)

La revista CORPOICA publicó un artículo que menciona una comparación foliar entre dos diferentes variedades de lulo (*Solanum quitoense*) que presentan espinas y otras no bajo condiciones especiales en un laboratorio en Antioquia (Centro de Investigación La Selva) se encontraron diferencias en la dimensión de anchura y altura entre las células de parénquima, según los diferentes estratos. (Medina, Sánchez , Camayo, Lobo, & Martínez , 2008)

4.2. Antecedentes geográficos

4.2.1. Ecosistemas.

Los ecosistemas se diferencian no sólo por el biotopo al que está expuesto sino principalmente por el tipo de vegetación. En el presente trabajo, dos ecosistemas típicos presentes en la cordillera oriental colombiana: páramo y bosque de niebla éste último también denominado bosque alto-andino. La ley 99 de 1993, declara que las zonas de yacimientos de agua deben ser salvaguardadas en Colombia, su función e importancia ecológica debe ser sobrepuesta a intereses particulares. Los páramos y bosques de niebla están sujetos a ésta medida de protección, estudios que contribuyan al conocimiento de las dinámicas presentes en éstos biomas tienen entonces una suma relevancia.

Los dos ecosistemas presentan un clima frío, el promedio anual es de 8 °C, y varía entre +/- 12 °C, por lo general la humedad relativa es alta al igual que la pluviosidad, aunque puede llover durante todo el tiempo, los periodos de mayor frecuencia es entre mayo y agosto aportando el 60% de la pluviosidad anual a diferencia de un 17% en los otros meses. (Bonilla, 2005)

4.2.1.1. Bosque de niebla, alto andino o andino.

Los ecosistemas de niebla y los páramos comparten cualidades de importancia ya que prestan los mismos servicios como reguladores y sustentadores hídricos y anclaje de carbono en el medio, se suma a que son fuente de estabilidad climática, cabe resaltar que aunque compartan altitud con el páramo la flora y su agrupación es lo que hace la diferencia entre los ecosistemas, por lo general los bosques se encuentran más especies por área. (Higuera & Reyes, 2010)

En Colombia, la presencia de los bosques de niebla se ven presentes en las tres cordilleras, la Sierra Nevada de Santa Marta, la Sierra de la Macarena, se presentan a una altura superior aproximada a 2.800 msnm, la temperatura promedio anual es de 12 °C. Los bosques que se encuentran ubicados en la Región Andina son protegidos. (Artemeras, Cadena, & Moreno, 2007)

En cuanto a la presencia de flora, un estudio realizado por investigadores del Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt de Colombia en el 2007 menciona que los bosques de niebla albergan a 1.657 especies que son más que todo de las familias Rubiaceae, Ericaceae, Melastomateaceae, Gesneriaceae, Asteraceae, Araceae, Piperaceae, Orchidaceae, Bromeliaceae y Solanaceae.

En el parque Ecológico Matarredonda la zona se encuentra en las siguientes coordenadas: N: 04° 32.957' O: 74° 00.023' y la altitud está en 3290 msnm.

4.2.1.2. Páramo.

Los ecosistemas de páramo se caracterizan porque se encuentran ubicados en grandes alturas, aproximadamente se encuentra entre los 3.000 y 4.100 msnm. Es un bioma de suma importancia ya que presta un servicio de regulador y conservador de recursos hídricos, además, como lo menciona Hofstede *et al.*, (2003) con la retención de materia orgánica en el suelos capta y retiene moléculas de carbono atmosférico.

Los páramos se dividen en: subpáramos, páramo propiamente dicho y superpáramo, dependientes del tipo de vegetación principalmente, aunque en

los tres hay diferentes especies de frailejones son heterogéneos, es decir, no hay generalidades específicas en cuanto a altura, temperatura, flora, fauna, etc., sino que cada páramo tiene sus cualidades específicas. (Greenpeace, 2003).

En cuanto a la flora, en Colombia predominan especies pertenecientes a la familia Asteraceae, Poaceae, Orchidaceae y Ericaceae, destacándose los géneros *Espeletia*, *Chusquea*, *Calamagrosis*, *Pentacalia*, *Miconia*, *Hypericum*, *Pernettya*, *Gaultheria* y *Diplostegium*. (UN y CAR, 2004).

En el caso de los páramos de Colombia se han hecho diversos estudios que han contribuido a la comprensión de sus dinámicas con el fin principal de búsqueda de estrategias de conservación y restauración ecológica trabajo que ha adelantado el Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt de Colombia pues investiga acerca de todo lo relacionado con los páramos existentes a lo largo del país consignando así el documento Atlas de páramos de Colombia. (Morales, et al., 2007)

En el parque Ecológico Matarredonda la zona se encuentra en las siguientes coordenadas: N: 4.5624408 = 4° 33' 44.787" O: -74.0252256,359 = 74° 1' 30.8136" y la altitud: 3.534 msnm.

4.3. Antecedentes taxonómicos

4.3.1. Ericaceae.

En los ecosistemas mencionados anteriormente existen especies pertenecientes a la familia del brezo o Ericaceae que son un grupo de plantas angiospermas pertenecientes al orden Ericales.

Las ericáceas están presentes en la mayoría ecosistemas terrestres excepto en las zonas de temperaturas inferiores a -6 °C o lugares muy bajos como bosque tropicales, son especies que en el páramo y bosque alto andino tienen una

presencia dominante e importante. (Hammer, y otros, 2007).

Sus cualidades primarias es que presentan hojas coriáceas, tienen hábito arbustivo y son plantas perennes. Citando a Zomlefer (2004) menciona que las ericáceas son “Arbustos acidófilos con raíces micorrizadas; hojas simples, coriáceas y perennes; corola tetrámera o pentámera, simpétala, de campanulada a urceolada; estambres 8 ó 10 biseriados, a menudo apendiculados, con verticilo externo opuesto a los pétalos; anteras invertidas, a menudo con dehiscencia por poros apicales; polen en tétradas; ovario con numerosos óvulos y placentación axial en protuberancias de la pared del ovario. Presencia de compuestos iridoideos y di y triterpenos. Tejidos con cristales de oxalato de cálcico, caracteres anatómicos: óvulos unitegmentados y tenuinucleados; nudos unilacunares; canal estilar radial”.

Los géneros más representativos son *Rhododendron*, *Erica*, *Vaccinium*, *Gaultheria* y *Cavendishi*. (Zomlefer, 2004)

Las ericáceas presentan en la actualidad 126 géneros y aproximadamente 4.100 especies. (Luteyn & Pedraza, 2014)

En Colombia y su presencia en los ecosistemas a trabajar que son páramo y bosque de niebla que se ubican en complejo de la cordillera oriental llamado Cruz Verde, se han registrado las especies de *Vaccinium floribundum* (Morales, et al., 2007), especies endémicas como *Cavendishia albopicata*, *Diogenesia antioquensis* y *Macleania penduliflora*, (Artemeras, Cadena, & Moreno, 2007) una especie frutal típica que es *Macleania rupestris* (De Lozano & De Valencia, 1992) una especie conocida comúnmente como pegamosco debido a que atrapa insectos con una resina en sus flores, su nombre científico *Bejaria resinosa* (Ospina, 2003) especies usadas para propagación y restauración ecológica como *Vaccinium floribundum* (Camacho & Gutiérrez, 2011) y varias especies del género *Gaultheria* (Bonilla, 2005).

4.3.1.1. *Gaultheria anostomosans* (L. f.) Kunth (Cuadro 1)

Cuadro 1. Taxonomía científica *Gaultheria anastomosans* (L. f.) Kunth

Nombre Científico	Gaultheria anastomosans
Reino	Plantae
Phylum	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Ericales
Familia	Ericaceae
Género	Gaultheria
Epíteto Específico	anastomosans
Autor Epíteto Específico	(L. f.) Kunth

Es una especie arbustiva que vive en ecosistemas fríos, desde subpáramos hasta superpáramos adaptándose a alturas desde 3.200 msnm hasta 3.650 msnm. Es una especie que indica conservación y reserva ya que podría ser fácilmente arrasada por plantas invasoras. Es muy escaso el recurso teórico en relación al género *Gaultheria*. (Madriñán, 2010)

5. MARCO TEÓRICO

5.1. Morfología foliar.

Las hojas son los órganos fotosintéticos de las plantas gracias a que poseen

gran cantidad de cloroplastos en sus células; además, son las principales responsables de controlar la transpiración para evitar la pérdida excesiva de agua; por ello, el diseño y su distribución en la planta se pueden explicar si tenemos en cuenta estas funciones. Las características como el borde y la nervadura son cualidades que contribuyen a la diferenciación taxonómica. (Santamaría del Campo, Lloret Maya, & Cardona Florit, 1992)

5.1.1. Borde.

En cuanto a la morfología de la hoja que describe el borde o margen foliar, hace referencia al extremo del limbo o lámina de la hoja, este al ser comparados con una plantilla (ver Figura 1) pueden ser descritos como entero, dentado, aserrado, serrulado, ondulado, festoneado, crenado o lobulado. (Müller, Manual de Laboratorio de Morfología Vegetal, 2000)

Cada individuo vegetal presenta un margen foliar que puede compartir con otras especies lo que contribuye a realizar una comparación taxonómica a nivel morfológico externo y a hacer clasificación de especies aun cuando no compartan una genealogía, pero si un mismo ambiente o ecosistema. (Hernández & Lindström, 2007)

El borde de *Gaultheria anastomosans* es dentado.

5.1.2. Nervadura foliar.

La nervadura de la hoja hace referencia a conductos que componen el tejido. Son haces vasculares que se ramifican que funcionan como paso para los productos de la fotosíntesis elaborados hacia las demás partes de la planta, por otro lado contribuye a los procesos de transpiración que regula la humedad necesaria en la planta. (González, 2007)

En las plantas, el recorrido de los nervios es uniforme en cada especie, por lo tanto, se le da un valor taxonómico especial, los vasos que lo componen están lignificados y con tejido de sostén, es decir, por esclerénquima, así que también la nervadura contribuye a que la lámina foliar presente cierta rigidez, la nervadura encontradas en los folios de las especies de la familia Ericaceae del páramo de Matarredonda pueden ser comparadas con plantillas (González, 2007).

5.1.3. Base y ápice de las hojas

La base hace referencia al extremo foliar donde termina el peciolo que sostiene la hoja y el extremo terminal es el ápice, según la forma en que éstos terminan tienen una denominación que se pueden comparar con plantillas indicadoras. (Marzocca, 1985)

5.1.4. Filotaxis

La disposición de los folios en cuanto al tallo de las plantas es una cualidad específica ya que cada especie presente en su forma general una misma filotaxis y ésta cualidad fenotípica podría diferenciar entre una especie y otra, se dan tres tipos de categorización. Citando a Caballero (2008) menciona “se encuentran tres tipos de ordenamiento foliar: El primero se da mediante el crecimiento alternado de las hojas una sobre otra. El segundo patrón que existe es el que se produce cuando en cada nodo del tallo, crecen dos o más hojas con la misma cantidad de estas en cada uno. Las hojas de cada nodo van rotando, es decir ocupando los espacios vacíos del arreglo del nodo previo. Y el tercero y más común es el arreglo en forma de espiral, ya sea a favor de las manecillas de reloj o en contra, siguiendo un ángulo estable de 137.5° generalmente. También existe la posibilidad de que el arreglo de las hojas y las flores sea mixto, es decir que compartan varios arreglos en la misma planta”.

5.2. Tejidos

La histología vegetal foliar hace referencia al estudio de la conformación de los

tejidos al realizar cortes transversales o longitudinales según la directriz de la investigación en las hojas de la planta. La histología vegetal contribuye a la comprensión de la forma en que se organizan las diferentes células para cumplir con su función en la planta. Cada corte se observará al microscopio luego de hacer un micropreparado con los reactivos pertinentes para describir parénquima, colénquima, esclerénquima y epidermis de los órganos de las especies a comparar de la familia Ericaceae entre el páramo y bosque altoandino de Matarredonda. (Peña, 2011)

5.2.1. Tejidos de protección

Los tejidos de protección hacen referencia a todas las células que por lo general están expuestas al medio y que proporcionan resguardo de las acciones negativas de los patógenos. Además de ello, proporcionan impermeabilidad y al mismo tiempo evitan la desecación de los órganos, en éste caso de las hojas. Los tejidos de protección son llamados endodermis y la epidermis. (Alonso, 2011)

En el caso de las hojas, al epidermis se podría encontrar en forma diferente en corte transversal, en primera instancia por el haz se encuentra la epidermis adaxial y por el envés la epidermis abaxial, con el presente trabajo se pretende encontrar la organización y formas de éstos tejidos, los tejidos de protección pueden estar interrumpidos en el caso de las hojas por las células oclusivas que forman los estomas y se observarían espacios al realizar el corte longitudinal. (Müller, 2000)

En cuanto a la endodermis foliar se considera como otro tejido de protección que recubre rodeando los tejidos conectivos, fundamentales y de sostén. (González, 1993).

5.2.2. Tejidos meristemáticos

Los meristemas son células cuya función principal es su proliferación para el crecimiento de la planta, se denominan tejidos jóvenes, según la ubicación de

las células que permiten el desarrollo de la planta se pueden encontrar meristemos apicales y laterales, en cuanto a los órganos foliares de las plantas menciona que no sólo los tejidos meristemáticos proporcionan crecimiento en altura sino ensanchamiento o agrandamiento celular en cuanto va envejeciendo los meristemos y por tanto, en las hojas se podría encontrar éste tipo de tejido, además que se relacionarían más con tejidos laterales que son los que permiten la formación de tejidos conectivos, relacionados con células parenquimatosas (Santamaría del Campo, Lloret, Serra, Cardona, & Rossellis, 1992).

5.2.3. Tejidos fundamentales y de sostén

Parénquima

Se menciona como característico de este tejido que lo conforman células vivas, además de tener vacuolas de reserva que pueden estar o no ocupando buen espacio citoplasmático y por esto se les designa el nombre de tejido fundamental. Se le atribuye la capacidad hacer mitosis para conformar células nuevas lo que se denomina función meristémica. En cuanto a su histología, se observa que la pared y la membrana celular son finas, según la especie o según el órgano a observar, en éste caso, los folios, el parénquima se puede clasificar en clorofílico, de reserva, aerífero y acuífero. (Alonso, 2011)

La forma de las células parenquimatosas y su distribución según el órgano son diferentes en todas las especies y estas características únicas, en el caso de las hojas se define que debe existir parénquima clorofílico. El parénquima de reserva está especializado en acumular sustancias de reserva como almidón, grasas y proteínas. Las células del parénquima aerífero que lo componen están muy separadas para almacenar aire, sirven como sistema de flotación para las plantas acuáticas y el parénquima acuífero, son células que permiten la reserva de agua pues están expuestas a medios muy secos. (González, 2007)

Colénquima y esclerénquima

El colénquima se encuentra como primer elemento para el sostén de la planta, seguida del esclerénquima, se identifican por sus gruesas paredes, unos porque están en proceso de muerte celular y otros porque son células muertas. Se encuentran en la hoja; células de colénquima y en menor grado esclerénquima. (Estupiñan, 2002)

Con respecto al colénquima son células que están pasando por muerte celular y sus paredes son ligeramente gruesas de manera desigual, en las hojas se encuentra en la periferia en los cortes transversales. Se encuentra también allí clorofila, hay otro tipo de colénquima que se designan como: laminar, angular y lagunar. Con respecto al colénquima laminar forma paredes porque sus membranas están unidas tangencialmente. El colénquima angular se caracteriza porque son los ángulos de las células los que van formando el engrosamiento, mínimo en este tipo de tejido se observan tres células continuas. El colénquima lagunar hace referencia que sus células están dispersas en el tejido permitiendo así espacios intercelulares. (González, 1993)

Las células de esclerénquima son células que por lo general al observarlas al microscopio se distinguen fácilmente porque su pared es muy engrosada dejando un pequeño lumen donde se encontraba el citoplasma, se menciona que no es frecuente su presencia en los folios de la planta pero en el caso de las ericáceas sí pueden estar ya que sus hojas coriáceas. En su pared celular engrosada se forman punteaduras que son canales finos, que pueden ramificados o no, en tejidos maduros y lignificados estos canales son casi reducidos completamente. (Alonso, 2011)

Tejidos conductores

Los tejidos conectivos, conductores o de transporte son relacionados directamente con la fisiología de la planta y la forma en que realiza sus funciones según cada especie.

La nervadura de las hojas de las plantas son las que contienen las células conectivas como el floema y el xilema. El transporte de iones inorgánicos en las hojas no completamente conocido o estandarizado ya que depende de la especie, pero en general los iones son atrapados por protoplastos y

transportados de forma simplástica al xilema de la hoja e intercambiados por el floema que también en conjunto exporta sacararosa, eso en cuanto mención de la presencia de éstos tejidos en las hojas de las plantas y su importante presencia y ubicación en la nervadura. (Raven, Evert, & Eichhorn, 1992)

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. Determinación de especies ericáceas

Para la determinación de especies se hizo trabajo de campo y laboratorio. En campo se hicieron recorridos, muestreos y se usaron claves taxonómicas en laboratorio. En primera instancia se realizará transeptos rectangulares de 100x10 metros con ayuda de una cuerda de marcación, durante el recorrido se tuvo en cuenta las ericáceas que se observan en el transepto, ésta metodología se usa cuando se quiere muestrear algunas especies de interés. (Mostacedo & Fredericksen, 2000).

La misma metodología se empleó en las dos zonas: páramo y bosque de niebla, los transeptos rectangulares no se midieron cerca de caminos concurridos. Se tomaron muestreos de cada una de las ericáceas encontradas, una sola muestra por especie para la determinación, se marcaron cinco individuos al azar para el estudio con cintas de tela fosforescente con el número de individuo.

Se determinó que una especie estaba en las dos zonas a estudiar y con ayuda de claves taxonómicas propuestas en el libro Catálogo Ilustrado de Plantas de Cundinamarca del Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia (Pinto & Escobar, 1979). Se corroboró con muestras para herbario utilizando la guía para la recolección de muestras botánicas en campo propuesto por el Herbario forestal de la Facultad de medio ambiente y recursos naturales de la Universidad Distrital Francisco José de Caldas. (Herbario U. Distrital, 2015)

Se recolectaron muestras en campo tanto de páramo como de bosque de niebla, todas las muestras deben tener una rama en donde se pueda observar la disposición de las hojas, flor y fruto. Para la determinación con claves taxonómicas se usó muestras que se guardadas en bolsas de cierre hermético alcoholizadas, para las que se llevaron al herbario se cortó una rama, se alcoholizaron y fueron guardadas en bolsas de recolección de 30 cm x 40 cm en prensas dentro de hojas de papel periódico. Se hicieron etiquetas con datos de: localidad, coordenadas, fecha, número de colección, nombre del colector, familia botánica y algunas características morfológicas que se podrían perder como color de los pétalos, del fruto, si tenía tricomas, espinas, aguijones, altura de la planta y ecosistema, posterior se entregaron al Herbario. (Herbario U. Distrital, 2015)

6.2. Muestreos o fase de campo

Se tomó para estudio solo las especies que se encuentran presentes en los dos ecosistemas, en este caso *Gaultheria anastomosans*. Para cada caso se tomaron 5 individuos de la especie al azar de cada ecosistema, organismos sanos y que se encuentren dentro del rango de 80-120cm de altura, los individuos fueron marcados de manera seriada en las ramas con telas de marcación de color visible. Iniciando por el número de individuo, seguido de una letra A (estrato alto) o B (estrato bajo) y H que significa (Hoja) en un lugar aproximado y visible en donde se extraerán las muestras.

Se tomaron 5 hojas por estrato, es decir, 10 hojas por individuo para un total de 100 hojas por los dos ecosistemas.

Para la toma de muestras se tuvo en cuenta que las hojas son pequeñas menores a 2cm, en principio se guardaron en fijador completas, pero debido a que no estaban fijando se empezaron a cortar sólo transversalmente quitando ápice y borde foliar. (Sandoval, 2005)

El fijador que se usó es la mezcla de 35 partes de agua destilada, 50 de etanol, 5 de ácido acético y 10 de formaldehído al 37-40%. (Johansen, 1940)

Se tuvieron frascos de 10 ml con tapa que contenían el fijador previamente preparado y frío a 4°C, los frascos se marcan en la tapa según el individuo, ecosistema, estrato y hora de muestreo para realizar un recambio del mismo a las 24 horas, se mantienen en la nevera a 4°C. (Sandoval, 2005)

6.3. Entrenamiento en equipos, materiales y reactivos

Se realizó un entrenamiento y pruebas en un laboratorio de la Universidad Distrital Francisco José de Caldas que duró aproximadamente 4 semanas para realizar estudios histológicos específicos en el área vegetal para órganos de hoja, el desarrollo del curso se recibió por parte de una licenciada experta que enseñó el uso adecuado del laboratorio, equipos, materiales y diferentes reactivos.

6.3.1. Equipos.

- Micrótopo de rotación *Leica* (Imagen 1).
- Microscopio *Leica* (Imagen 2).
- Tanque y plancha de parafina *Leica* (Imagen 3).
- Piscina histológica *Leica* (Imagen 4).
- Incubadora
- Pinzas histológicas (Imagen 5)
- Nevera de -4°C
- Extractor

Imagen 1. Micrótopo de rotación.



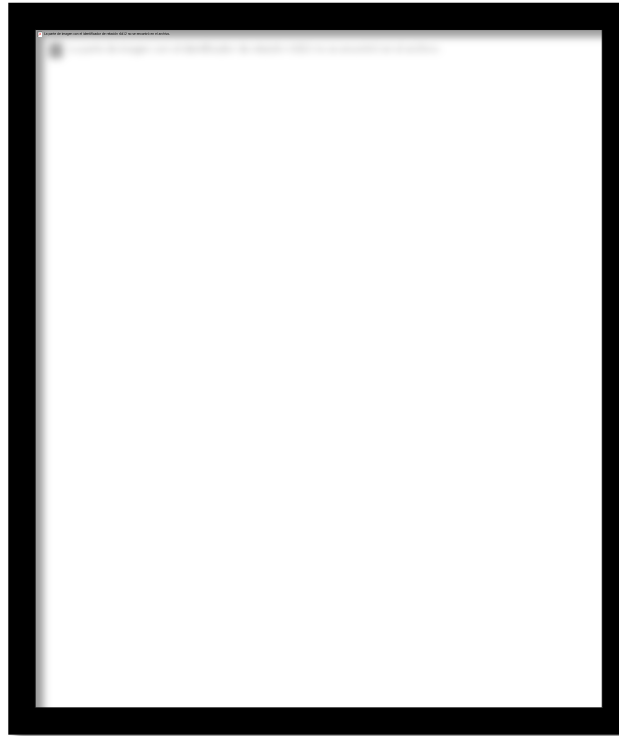
Imagen 2. Tanque, plancha y pinzas de parafina.



Imagen 4. Estanque histológico.



Imagen 5. Pinzas histológicas.



6.3.2. Reactivos

Los reactivos que se usan están enlistados abajo, sin embargo, a la hora de realizar protocolos los mencionados podría variar, esto debido a que la composición de los diferentes órganos es distinta y los tejidos vegetales tienden a ser delicados. Las sustancias a usar se clasifican en tres categorías: Los reactivos (Cuadro 1), las tinciones (Cuadro 2) y la fijación (Cuadro 3) en la segunda columna está las cantidades aproximadas.

Cuadro 1. Reactivos.

REACTIVOS	CANTIDAD APROX.
XILOL comercial	1 galón
Alcohol isopropílico	1 galón
Etanol	1 litro
Parafina PARAPLAST	2 kilos

Resina Entelan	250ml
Gelatina histológica	50 gr.

Cuadro 2. Tinciones.

TINCIÓN	CANTIDAD APROX.
Verde malaquita	250 ml
Safranina	250 ml
Azul de metileno	250 ml

Cuadro 3. Fijador vegetal

FIJACIÓN	CANTIDAD APROX.
Ácido acético glacial 99%	50 ml
Formol 37-40%	100ml
Agua destilada	350 ml
Etanol 96-100%	500ml

6.3.2.1. Materiales.

Los materiales a usar (Cuadro 4) pueden utilizarse tanto en las técnicas usadas para histología vegetal o animal, el cuidado, limpieza y uso moderado pueden permitir que se usen para distintos estudios.

Cuadro 4. Materiales para histología vegetal.

MATERIALES	CANTIDAD APROX.
Frascos de vidrio con tapa medianos	12

Frascos para muestreo	40
Cuchillas Minora	15
Copos laboratorio	2 cajas
Casetes para inclusión plásticos	100
Papel periódico	20 hojas
Papel filtro	20
Pinzas de agarre y normal	1/1
Moldes para histología de 2,5x2,5	12
Láminas	100
Laminillas (22x40mm)	200
Cuchillas micrótomo	2
Nevera pequeña de icopor	1
Frascos de laboratorio	

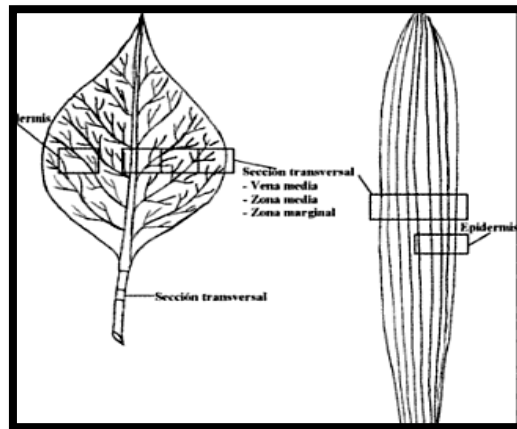
6.4. Protocolo de microtomía para histología vegetal

Se realiza teniendo en cuenta de fase campo y la fase de laboratorio la elaboración de protocolos de microtomía para la comparación histológica.

Para el procedimiento de microtomía se empleó los cortes de tejido foliar. Se empleó una técnica histológica vegetal, en el qué básicamente se obtienen

muestras, se cortan y se fijan, visitas regulares al páramo y bosque de niebla se requiere para la obtención de muestras de los individuos escogidos determinados para la investigación, las muestras de las hojas se tomaron en principio desde el peciolo hacia abajo y se cortarán inmediatamente con cuchillas de filo nuevo sobre una placa de vidrio o lámina quitando borde y ápice dejando la región media de la hoja, (Figura 1) El método de Johansen (1940) y citado por Sandoval (2005) se describe a continuación para fijación de los cortes las muestras se estabilizan para evitar que los tejidos se descompongan y detengan proceso celular en F.A.A. que “consiste en una mezcla de 50 partes de etanol al 95%, 10 partes de formalina, 5 partes de ácido acético glacial y 35 partes de agua destilada” en frascos marcados según especie, estrato, ecosistema y hora de muestreo, se hará un recambio del reactivo a las 24 horas exactas a la inicial fijación. El siguiente paso es un proceso de deshidratación, que remueve al máximo el agua y evita daños en los tejidos a la hora del corte, el proceso requiere que las muestras pasen por diferentes concentraciones de alcoholes graduales para evitar daños en los tejidos (Cuadro 5), el tiempo total estimado es de 30 minutos por alcohol pero puede ser regulado o cambiado según criterio del investigador precisamente porque no existe un procedimiento universal debido a la consistencia y gran diferencia de organización y tamaño de las células que conforman los tejidos de cada uno de los órganos de las plantas, en este caso el uso de alcohol isopropílico y etanol no funcionó en principio, se cambió toda la secuencia de deshidratación por el método que propone la doctora Estela Sandoval. Procede la inclusión en parafina PARAPLAST que también se dan series de parafina al 100% a temperatura de 60°C durante 30 minutos y repetición de 5 veces, sin embargo, se cambió para usar el método de inclusión gradual luego de estar las muestras en alcohol butílico 100% durante 12 horas y una segunda parafina durante mínimo 24 horas en incubadora con temperatura controlada de 60°C. Los trozos de hoja se ponen en cajas de inclusión para rellenar con parafina líquida, se acomoda el tejido según el interés de la investigación, en este caso, transversal, se deja solidificar a temperatura ambiente, se pasa a la nevera y al final se dejaron en congelador para posteriormente desmoldarlos. El corte se realizó con micrótopo de rotación, al tener los cortes, se pasaron por piscina o estanque histológico con agua 43°C para poder ubicar los cortes en las láminas, se fijan en la lámina pasando por un proceso de desparafinar en el que se ponen las láminas durante 30 min en un horno con una temperatura exacta de 60°C, se pasa por un proceso de hidratación comenzado por xilol al 100% terminando en alcohol isopropílico al 30% para el caso de tejidos foliares, se utiliza safranina durante 30 minutos como mínimo se juaga en agua destilada por un minuto y se deja en Verde Malaquita durante un minuto y se juaga con alcohol se fija con resina y se cubre con laminillas. (Sandoval, 2005)

Figura 1. Obtención de muestras de hojas vegetales. (Sandoval, 2005)



Cuadro 5. Serie graduada de alcoholes para deshidratación de tejidos para estudio histológico vegetal. (Sandoval, 2005)

Serie	ABT 100%(ml)	EtOH 100% (ml)	EtOH 95% (ml)	Agua destilada (ml)	Concentración final (%)	Tiempo (h)
1	5	0	30	65	35	24
2	10	0	40	50	50	12
3	15	0	45	40	60	12
4	20	0	50	30	70	12
5	35	0	50	15	85	12
6	55	0	45	0	95	12

7	75	25	0	0	100	12
8	100	0	0	0	100	12
9	100	0	0	0	100	12
10	100	0	0	0	100	12

6.5. Microfotografías y comparación

Luego del procedimiento de microtomía, se observaron las 40 láminas al microscopio en todos los aumentos, se realizan fotografías en 40 x con el programa de Leica Application Suite versión 2013 y se describen los tejidos observados (los tejidos meristemáticos no se tuvieron en cuenta ya que el ápice y el borde no están dentro del rango de estudio) de protección (cutina y epidermis), médula central (floema y xilema) fundamental (parénquima). No sólo formas, sino posiciones en el corte y tamaños de las células para que posteriormente se comparen si hay diferencias significativas entre los tejidos de las hojas de las ericáceas presentes en el páramo con las del bosque de niebla.

Se realizaron cinco mediciones de cada una de las láminas para un total de 25 datos para cada tejido excepto la médula ya que al procesar todo el material vegetal quedan sólo dos o tres cortes que se observa la médula del nervio central.

Los tejidos se midieron de forma longitudinal en milímetros, consignando los datos en un cuadro de Excel (Cuadro 6).

La comparación se realizó con el análisis estadístico de t-student que determina si hay o no diferencias significativas rechazando la hipótesis nula de enuncia que no hay diferencias entras las variables relacionadas.

Cuadro 6. MATRIZ DE MEDICIÓN								
Ecosistema:		Especie:				Características:		
Órgano:		Estrato:						
Bloque:		Lámina:						
Aumento:		Muestra #:						
Tejidos/Estructura	Forma	Grosor (milímetros. Mm)					Sumatoria	Promedio
Cutícula haz	Recto							
Epidermis adaxial	Doble							
Parénquima	Empalizada							
Parénquima	Lagunoso							
Epidermis abaxial	Sencillo							
Cutícula envés	Recto delgado							
Haz vascular central								

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Determinación de especie.

Las muestras fueron observadas al estereoscopio, se realizaron cortes para observar la inserción del ovario, contar el número de estambres, número de pétalos, descripción del fruto y las brácteas. Las claves taxonómicas utilizadas fueron las que se encontraban propuestas en el libro Catálogo Ilustrado de Plantas de Cundinamarca del Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia (Pinto & Escobar, 1979)

Como resultado se obtuvo el género *Gaultheria* por tener ovario súpero, corona gamopétala, diez estambres, fruto en cápsula, brácteas abundantes y sobresalientes.

Las muestras llevadas al herbario de la Universidad Distrital Francisco José de Caldas sede Vivero, confirmando el género que arrojó el uso de claves taxonómicas y observación en el estereoscopio y confirmando el epíteto que confirma la especie que es *Gaultheria anastomosans* (L. f.) Kunth.

7.2. Entrenamiento de uso de equipos, materiales y reactivos.

Para la fase de laboratorio hay diferentes actividades a tener en cuenta.

- ✓ El laboratorio debe estar limpio y organizado.
- ✓ Se sugiere usar papel periódico para forrar mesones y evitar posibles manchones de reactivos, tinciones o parafina.
- ✓ Los mesones deben estar libres.
- ✓ Se necesitará el uso de bata blanca, cabello recogido, guantes de látex, tapabocas.
- ✓ Los reactivos se ponen en un extractor encendido, como medida de seguridad y para el investigador es necesario el uso de careta.
- ✓ Posterior a los procedimientos se debe limpiar con papel periódico la plancha de parafina evitando rayones o raspaduras.
- ✓ Los mesones se limpian con un trapo húmedo con agua caliente.
- ✓ Los casetes, pinzas y frascos se limpian con agua hirviendo.
- ✓ El micrótopo debe estar libre de parafina, la cuchilla de alto perfil cubierta por el seguro.
- ✓ Todos los equipos tienen sus forros que deben tener puestos mientras no se usen.
- ✓ Todos los equipos tienen sus cables de conectar, están marcados y deben guardarse en una caja común.

7.3. Protocolo para estudio histológico foliar de *Gaultheria anastomosans*

Las actividades, los materiales, cantidades, tiempo y recomendaciones a tener en cuenta como resultado del entrenamiento se consignaron en un cuadro informativo (Cuadro 6).

Las actividades histológicas se dividen según los objetivos que cumplen:

Deshidratación (Cuadro 6) que remueve agua de los tejidos para endurecer. Parafinado (Cuadro 7) que incluye y mezcla la parafina con el tejido y posteriormente se arma los bloques. Corte (Cuadro 8) con uso de micrótopo de rotación, desparafinado luego de poner los cortes en las láminas y rehidratación para que el tejido tome forma natural. Tinción (Cuadro 9) que usa técnicas de contraste y finalizando con microscopia (Cuadro 10) etiquetado y observación.

✓ Cuadro 6. Deshidratación

Actividad	Material	Notas/ cantidades	Tiempo	Tener en cuenta
Preparación de muestras	Casetes de histología. Pinzas	Marcar y poner 3 muestras en los casetes	Lo más rápido posible	Cerrar bien los casetes. Marcarlos con lápiz
Tren de deshidratación	6 frascos grandes de vidrio con las indicaciones dadas abajo. Pinzas largas de agarre. Cronómetro. Casetes de histología con las muestras.	Empezar con el tren de deshidratación pasando los casetes ya listos con las muestras.		
	ETOH70%	Según el frasco se pone la cantidad.	30min	Tabla de Gay-Lussac (dilución de alcohol). Cada cambio debe ser en el tiempo exacto y lo más rápido.
	ETOH85%		30min	
	ETOH96%		30min	
	ETOH96%+Safranina		30min	
	ETOH100%+Safranina		30min	
50%Isopropílico+50% etanol	30min			

✓

✓ Cuadro 7. Parafinado

Actividad	Material	Notas/ cantidades	Tiempo	Tener en cuenta
Parafinado	6 frascos de vidrio grandes. Incubadora. Pinzas largas de agarre. Parafina 2Kg. Termómetro.	Se pone en los recipientes parafina a la mitad, se dejan en la incubadora hasta que se derrita y mantener la temperatura a 60°C		Se debe poner a calentar tiempo antes de empezar el parafinado para darle tiempo a que se derrita.
	Parafina+etanol		30min	Cada cambio debe ser en el tiempo exacto y lo más
	Parafina 1		24 horas	

	Parafina 2		30min	rápido posible.
	Parafina		30min	
	Parafina		30min	
	Parafina		30min	
Bloques	Cajas histológicas. Tanque de parafina (plancha). Pinzas de parafina. Casetes con muestras parafinadas. Casetes solos. Lápiz. Cuchillas.	Se pone un poco de parafina del tanque en las cajas. Se cortan sobre una lámina las muestras que no sean mayores de 5mm. Se ubican las muestras en las cajas, se cierra con la tapa de los casetes debidamente marcado se deja enfriar a ambiente, se pasa a la parte baja de la nevera y luego al congelador.	Lo más rápido posible	Se debe prender con tiempo el tanque de parafina y la plancha a 60°C. Se debe marcar más tapas de casetes debidamente.

✓ Cuadro 8. Corte.

Actividad	Material	Notas/ cantidades	Tiempo	Tener en cuenta
Cortes	Micrótopo y bloques con muestras. Piscina de agua. Gelatina sin sabor. Láminas. Lápiz con punta de diamante.	1 gr de gelatina a la piscina, se pone a calentar el agua. Se ubica el bloque en el cabezote del micrótopo, se procede a cortar. Los buenos cortes se van poniendo en la piscina y se "pescan" con láminas que se introducen a 45° aproximadamente y se dejan secar en el aire.		Se debe prender con tiempo la piscina de agua. El corte requiere de un buen pulso y que se haga de forma seca. Marcar con tiempo las láminas con el lápiz punta diamante. Ensayar grosor y marcar el grosor en las láminas.
Desparafinado	Plancha	Poner las láminas sobre la plancha caliente.	5min	
	Horno. Cajetilla de láminas	Precalentar el horno a 60°C poner la cajetilla con las láminas.	30min	

	Xileno en caja de coplin	Inmediatamente de sacar del horno	20min	Se puede calentar un poco el xileno
	Xileno+alcohol isopropílico 1:1		15min	
Rehidratación	Alcoholes graduales	La canastilla se pasa por los alcoholes de hidratación		Se deben preparar con tiempo antes de empezar el desparafinado
	Etanol 100%		15 min	
	Isopropílico 95%		15 min	
	Isopropílico 70%		15 min	
	Isopropílico 50%		15 min	
	Isopropílico 30%		15 min	

✓ Cuadro 9. Tinción.

Actividad	Material	Notas/ cantidades	Tiempo	Tener en cuenta
Tinción	Safranina		30min	Filtrar antes
	Agua destilada	2 lavados		Debe hacerse con suavidad para que no se caigan las muestras.
	Verde rápido (se usó verde malaquita)		1 min	Filtrar antes
	Alcohol absoluto (se usó isopropílico)	3 lavados	1min x lavado	Debe hacerse con suavidad para que no se caigan las muestras.

✓ Cuadro 10. Microscopia

Actividad	Material	Notas/ cantidades	Tener en cuenta
Observación al microscopio	Copos.	Limpiar residuos	Tener en cuenta la cara que da la muestra
	Resina.	Aplicar una gota en el centro	Quitar excedente
	Laminillas	Poner laminillas a 45°, hacer splash, la resina debe cubrir toda la laminilla. Limpiar excedente.	Dejar secar
	Microscopio	Observar	Todos los aumentos

7.4. Descripción anatómica

En el corte transversal de hojas de *Gaultheria anastomosans* se observa un mismo patrón general de organización de tejidos, desde protección, fundamental y vascular. Desde el haz al envés se encuentran los tejidos de cutina lineal, epidermis adaxial biestratificada sólo en el individuo 1 de estrato alto en bosque y el individuo 3 de estrato alto en páramo y en un solo corte (Imagen 6 y 8), y epidermis adaxial monoestratificada para el resto de cortes (Imagen 5 y 7), parénquima empalizada y lagunoso, epidermis abaxial monoestratificada y la cutina abaxial delgada.

En algunos cortes se observaron cristales de oxalato de calcio en forma de drusa (Imagen 10) y fibras esclerenquimáticas (Imagen 11) sin embargo, estos no se tuvieron en cuenta a la hora de realizar la comparación porque no se encontraron uniformemente en las láminas por estrato o ecosistema.

Con respecto al tejido vascular se encontró claramente el mismo patrón de forma de la nervadura o médula central (Imagen 13). En las láminas se observó la cubierta de colénquima para los tejidos conductores que son: protoxilema, metaxilema, profloema, metafloema y radios parenquimatosos (Imagen 12).

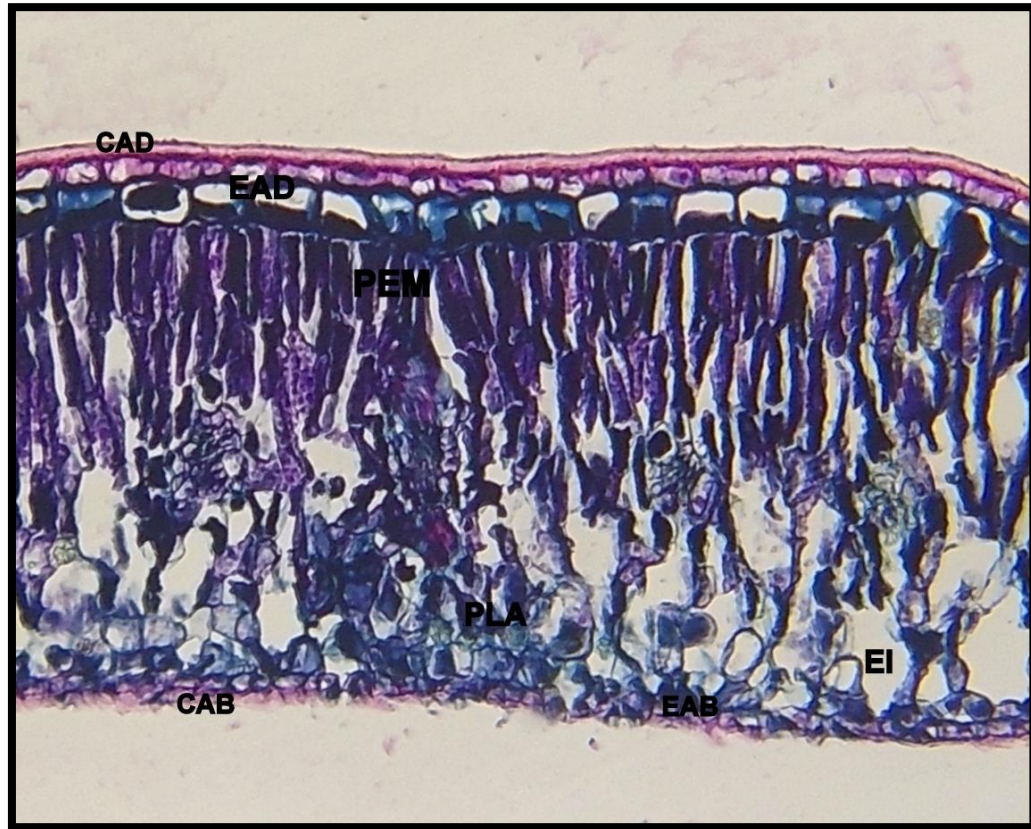


Imagen 6. (1HA-B) Corte transversal foliar de estrato alto del individuo 1 de *Gaultheria anastomosans* en Bosque de niebla. Epidermis doble adaxial. (10X)

Referencia: Cutícula adaxial (CAD); epidermis adaxial biestratificada (EAD); parénquima empalizada; (PEM); parénquima lagunoso o esponjoso (PLA); espacio intercelular (EI); epidermis abaxial (EAB); cutícula abaxial (CAB).

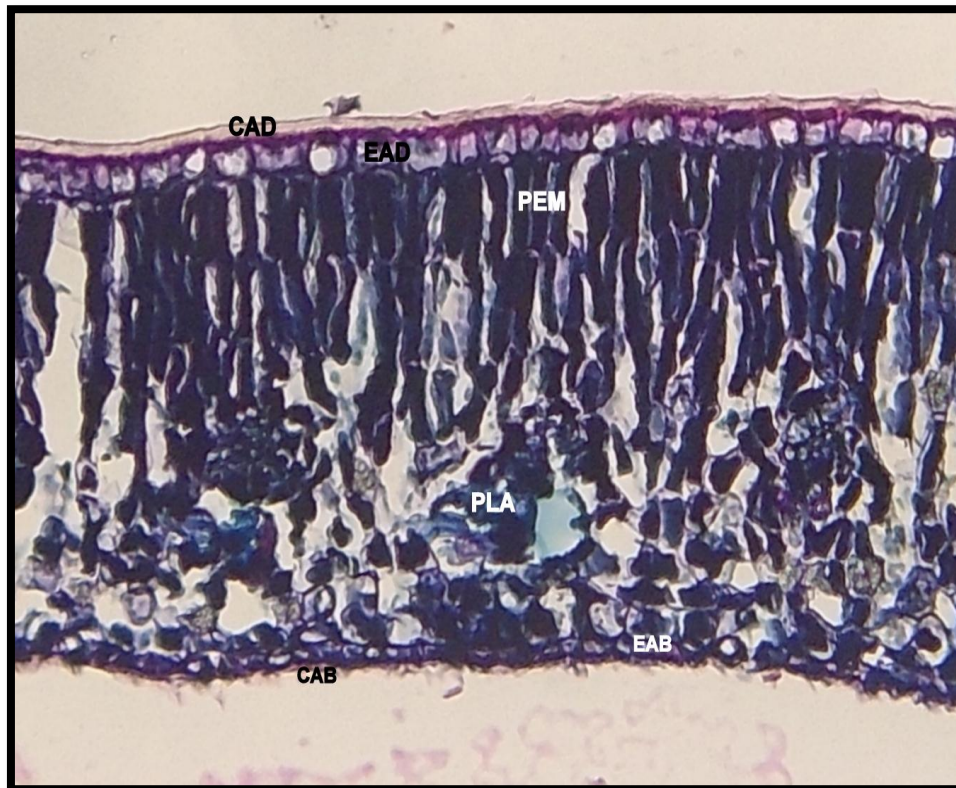


Imagen 7. (4HA-B) Corte transversal foliar de estrato alto del individuo 4 de *Gaultheria anastomosans* en Bosque de niebla. Epidermis monoestratificada adaxial. (10X)

Referencia: Cutícula adaxial (CAD); epidermis adaxial monoestratificada (EAD); parénquima empalizada; (PEM); parénquima lagunoso o esponjoso (PLA); espacio intercelular (EI); epidermis abaxial (EAB); cutícula abaxial (CAB).

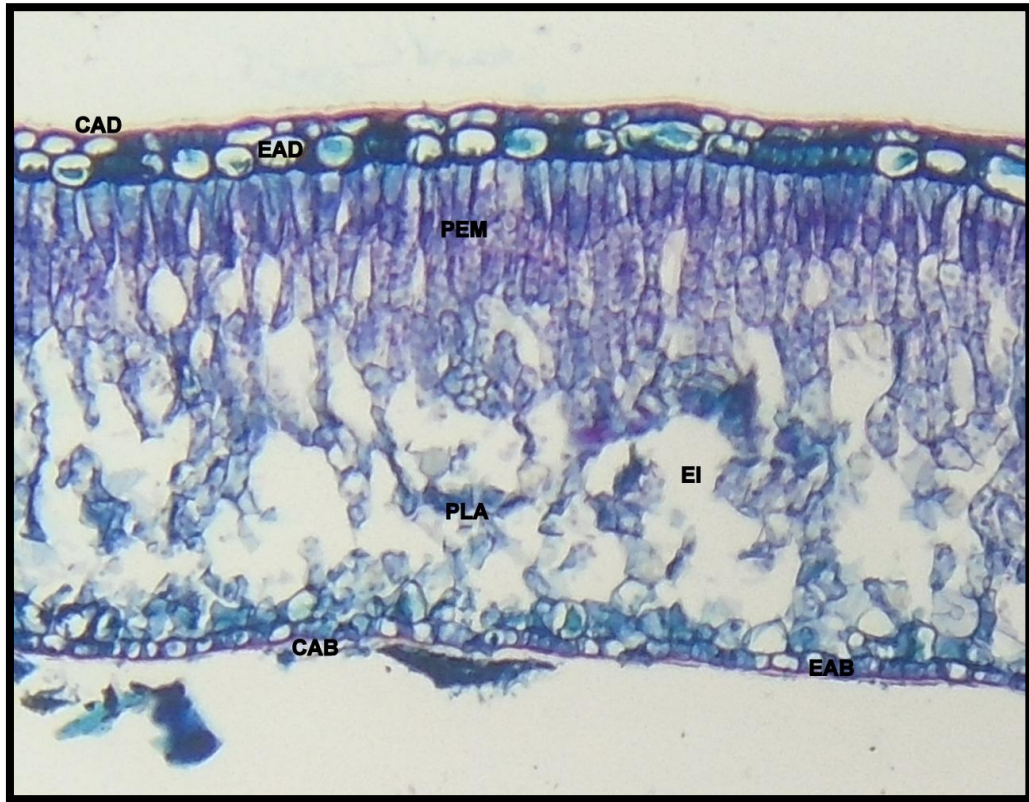


Imagen 8. (3HA-P) Corte transversal foliar de estrato alto del individuo 3 de *Gaultheria anastomosans* en páramo. Epidermis doble adaxial. (10X)

Referencia: Cutícula adaxial (CAD); epidermis adaxial biestratificada (EAD); parénquima empalizada; (PEM); parénquima lagunoso o esponjoso (PLA); espacio intercelular (EI); epidermis abaxial (EAB); cutícula abaxial (CAB).

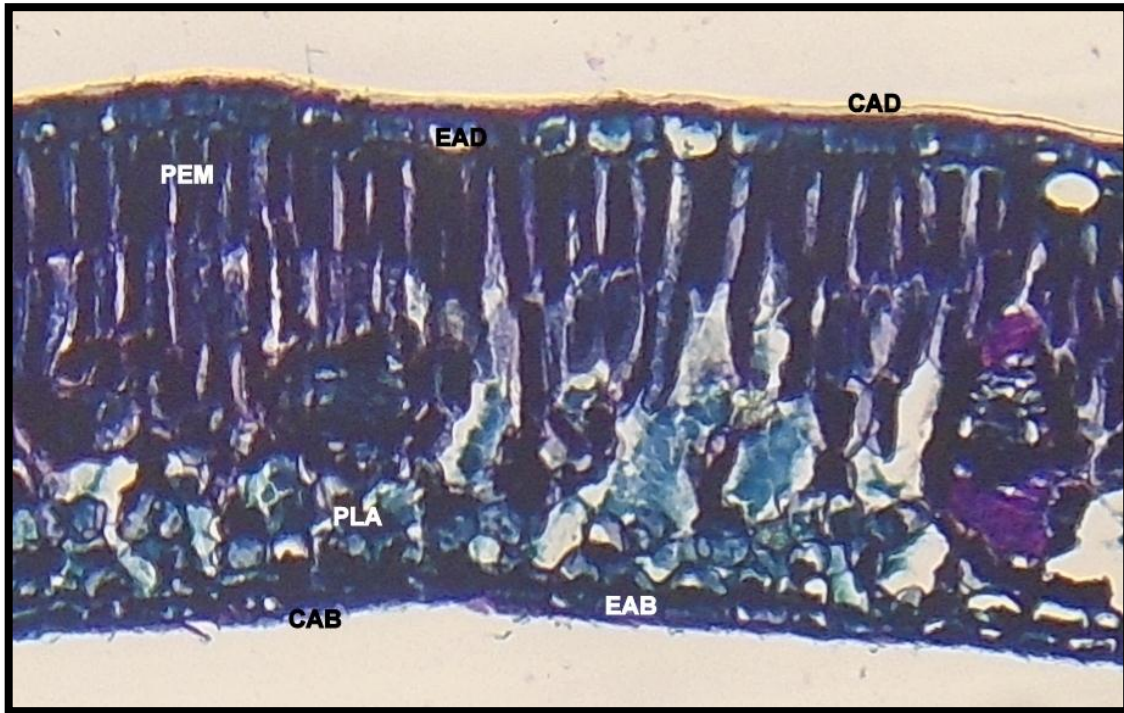


Imagen 9. (5HA-P) Corte transversal foliar de estrato alto del individuo 5 de *Gaultheria anastomosans* en páramo. Epidermis monoestratificada adaxial. (10X)

Referencia: Cutícula adaxial (CAD); epidermis adaxial monoestratificada (EAD); parénquima empalizada; (PEM); parénquima lagunoso o esponjoso (PLA); epidermis abaxial (EAB); cutícula abaxial (CAB).

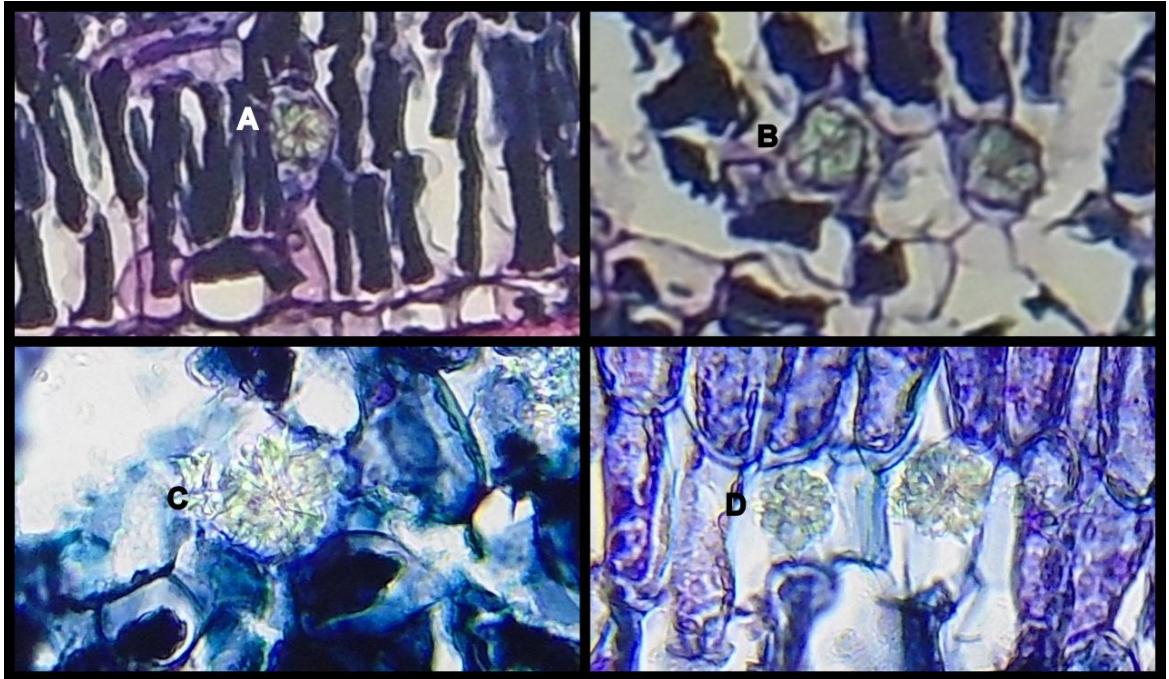


Imagen 10. Drusas o cristales de oxalato de calcio en corte transversal foliar de *Gaultheria anastomosans*. (40x)

Referencia: Drusa en parénquima empalizada en estrato alto del individuo 2 de bosque. B (A); drusas entre el límite entre parénquima empalizada y lagunoso en estrato bajo del individuo 2 de bosque (B); drusa en parénquima esponjoso al límite de un espacio intercelular y médula central en estrato bajo del individuo 2 de páramo (C); drusas en parénquima empalizada en estrato bajo del individuo 2 de páramo (D).

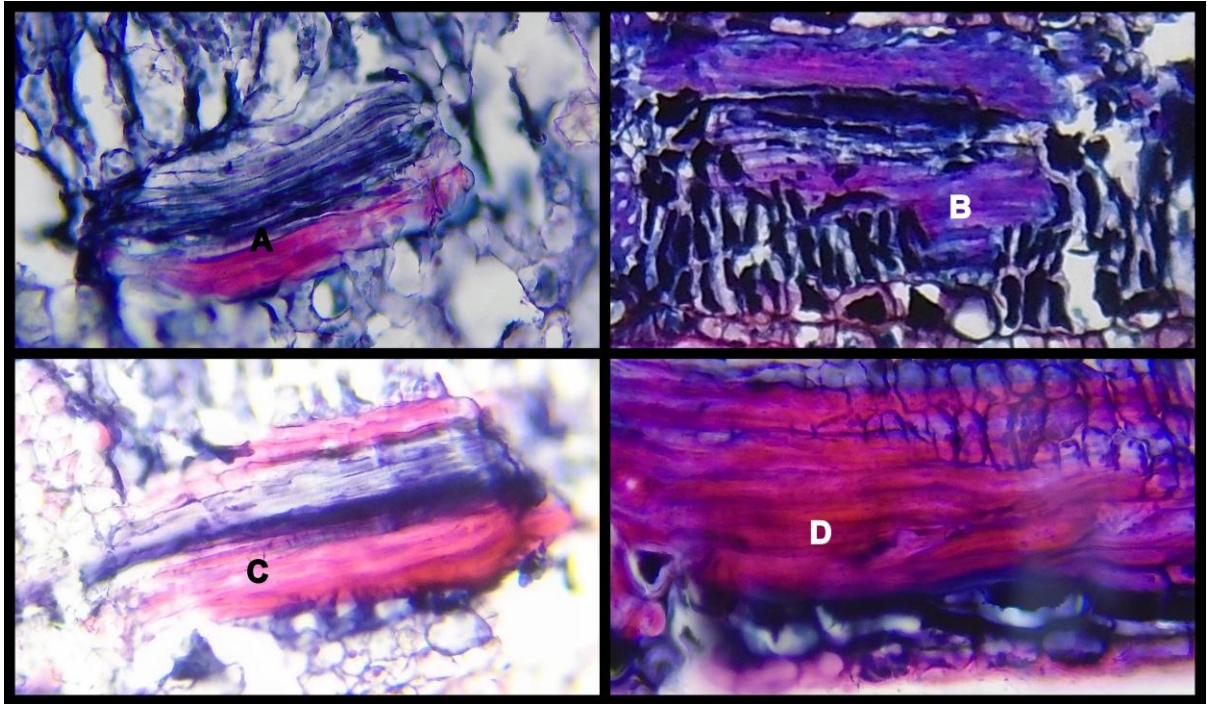


Imagen 11. Fibras esclerenquimáticas foliares en corte transversal de *Gaultheria anastomosans*. (10X)

Referencia: Fibras entre parénquima empalizada y lagunoso del individuo 2 de estrato bajo en bosque (A); fibras entre parénquima empalizada de individuo 4 de estrato alto en páramo (B); fibras entre parénquima lagunoso del individuo 5 de estrato alto en páramo (C); fibras entre el tejido fundamental del individuo 5 de estrato bajo en páramo (D).

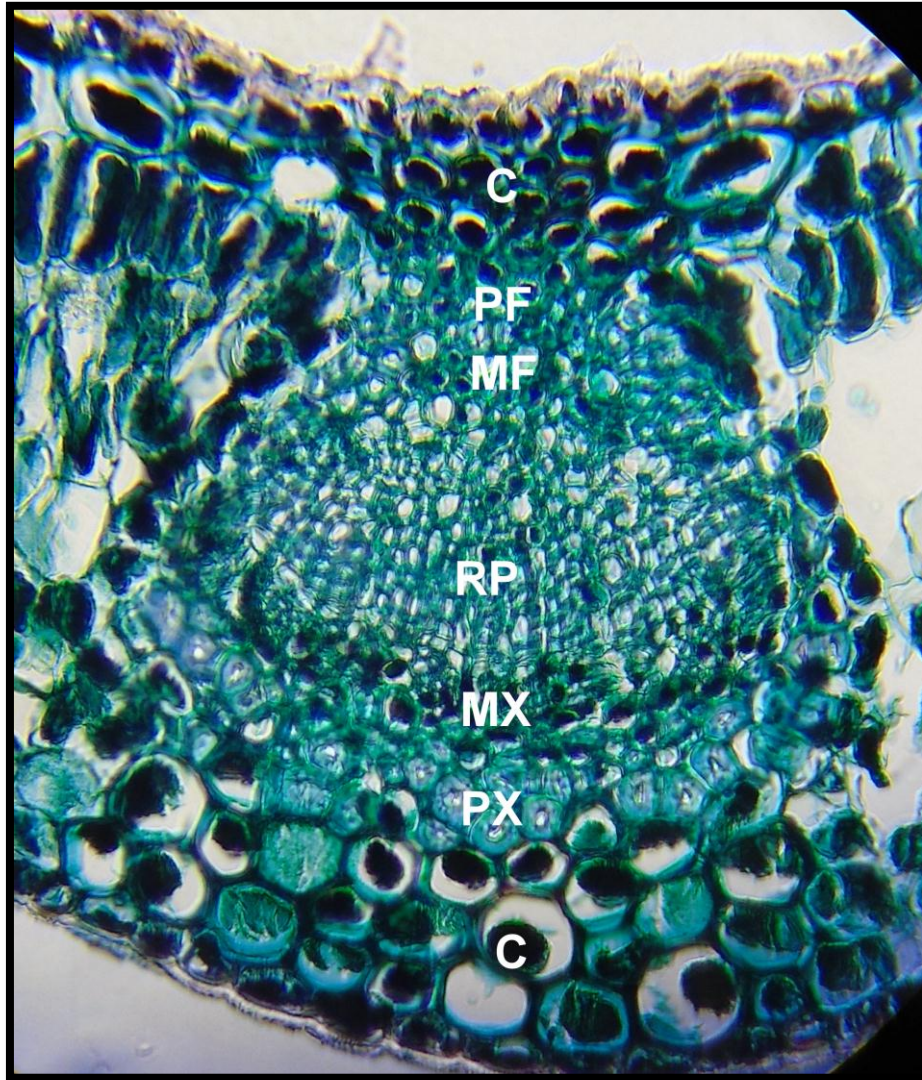


Imagen 12. Nervio central foliar en corte transversal de *Gaultheria anastomosans*. (40X)

Referencia: Colénquima (C); protofloema (PF); metafloema (MF); radios parenquimatosos (RP); metaxilema (MX); protoxilema (PX):

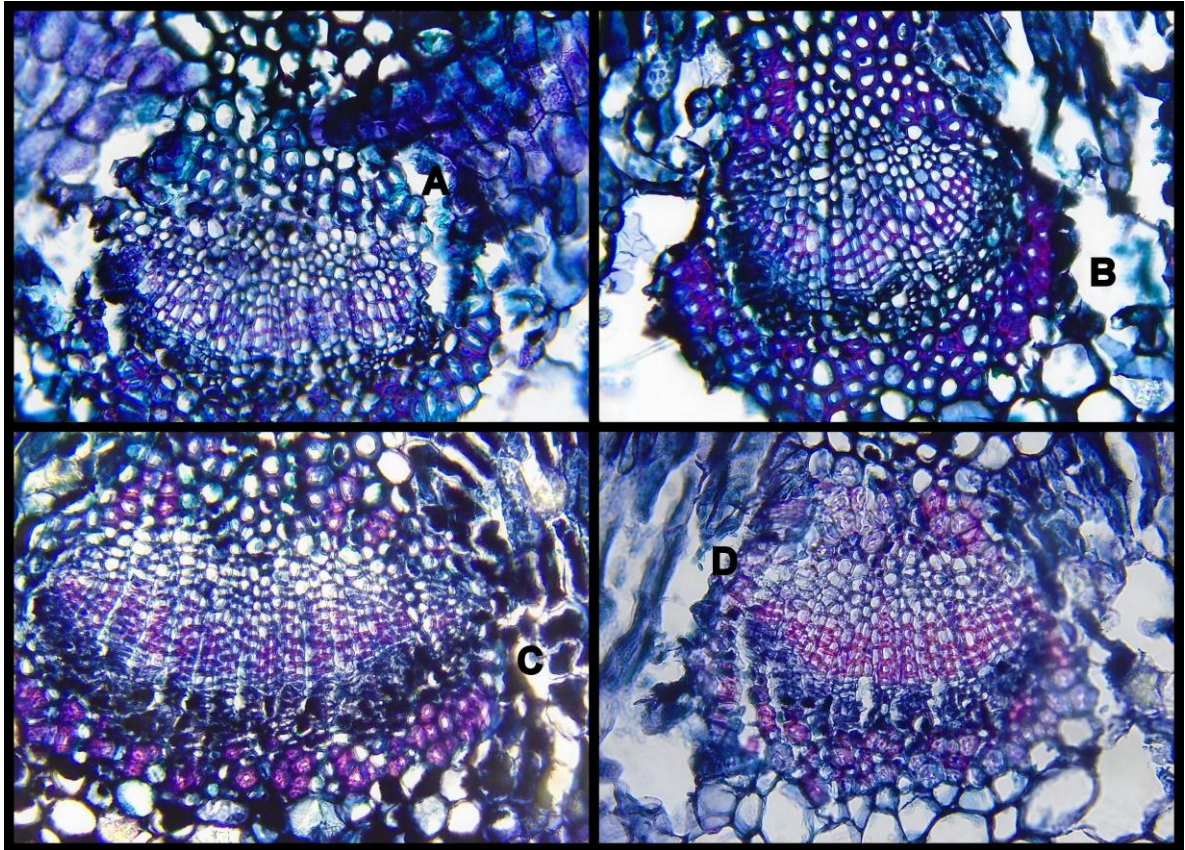


Imagen 13. Médulas o nervaduras centrales foliares en corte transversal de *Gaultheria anastomosans*. (40X)

Referencia: Nervio central de: estrato bajo de individuo 1 en bosque (A); estrato alto de individuo 4 en bosque (B); estrato bajo de individuo 4 en páramo (C); estrato alto de individuo 5 en páramo (D):

7.5. Mediciones anatómicas

Las mediciones anatómicas se realizaron con el fin de comparar si hay un nivel de significancia entre dos variables en este caso los ecosistemas de bosque y de páramo con muestras emparentadas que se refiere al factor de estrato como punto en común. Los datos se compararon a través del programa estadístico t-student que estima la significancia de diferencia entre la media de dos variables que provienen una muestra con menos de 30 datos como en el presente trabajo, si la comparación entre las dos colas de un gráfico de una muestra que se comporta normalmente y el dato es mayor a 0 se aceptaría la hipótesis nula que habla que si hay diferencias significativas, se rechaza en el caso de que sea igual a cero o mayor que el alpha que es de 0,5. (Barrientos, 1996)

Para cada tejido se comparó con el estrato pero las variables fueron los dos ecosistemas a comparar, para todos los casos se señaló en rojo el dato a analizar. Teniendo en cuenta la comparación estadística todos los tejidos de los estratos tuvieron un nivel de diferencia significativa excepto el tejido de epidermis abaxial encontrado en el corte transversal foliar en estrato alto cuya comparación de las dos colas fue de cero. Para el caso de parénquima empalizada el valor resultado comparado superó a 0,5 lo que indica que no existe una discrepancia en la media de sus medidas.

Cuadro 11. CUTINA ADAXIAL (ESTRATO ALTO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,0269	0,0241
Varianza	0,0001	0,0000
Observaciones	23,0000	23,0000
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	22,0000	
Estadístico t	1,4075	
P(T<=t) una cola	0,0866	
Valor crítico de t (una cola)	1,7171	
P(T<=t) dos colas	0,1732	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0739	

Cuadro 12. EPIDERMIS ADAXIAL (ESTRATO ALTO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,062	0,109
Varianza	0,000	0,000
Observaciones	23,000	23,000
Diferencia hipotética de las medias	0,000	
Grados de libertad	22,000	
Estadístico t	-7,212	
P(T<=t) una cola	0,000	
Valor crítico de t (una cola)	1,717	
P(T<=t) dos colas	0	
Valor crítico de t (dos colas)	2,074	

Cuadro 13. PARÉNQUIMA EMPALIZADA (ESTRATO ALTO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,3816	0,3977
Varianza	0,0056	0,0074
Observaciones	25,0000	25,0000
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	24,0000	
Estadístico t	-0,6576	
P(T<=t) una cola	0,2585	
Valor crítico de t (una cola)	1,7109	
P(T<=t) dos colas	0,5171	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0639	

Cuadro 14. PARÉNQUIMA LAGUNOSO (ESTRATO ALTO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,2800	0,3296
Varianza	0,0091	0,0055
Observaciones	25	25
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	24,0000	
Estadístico t	-2,2603	
P(T<=t) una cola	0,0166	
Valor crítico de t (una cola)	1,7109	
P(T<=t) dos colas	0,0332	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0639	

Cuadro 15. EPIDERMIS ABAXIAL (ESTRATO ALTO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,0421	0,0318
Varianza	0,0003	0,0000
Observaciones	25,0000	25,0000
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	24,0000	
Estadístico t	2,8566	
P(T<=t) una cola	0,0044	
Valor crítico de t (una cola)	1,7109	
P(T<=t) dos colas	0,0087	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0639	

Cuadro 16. CUTINA ABAXIAL (ESTRATO ALTO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,0128	0,0108
Varianza	0,0000	0,0000
Observaciones	25,0000	25,0000
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	24,0000	
Estadístico t	1,9046	
P(T<=t) una cola	0,0344	
Valor crítico de t (una cola)	1,7109	
P(T<=t) dos colas	0,0689	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0639	

Cuadro 17. NERVADURA CENTRAL (ESTRATO ALTO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,5789	0,5089
Varianza	0,0098	0,0068
Observaciones	8,0000	8,0000
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	7,0000	
Estadístico t	1,4253	
P(T<=t) una cola	0,0986	
Valor crítico de t (una cola)	1,8946	
P(T<=t) dos colas	0,1971	
Valor crítico de t (dos colas)	2,3646	

Cuadro 17. EPIDERMIS ADAXIAL (ESTRATO BAJO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,0703	0,0516
Varianza	0,0011	0,0001
Observaciones	25,0000	25,0000
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	24,0000	
Estadístico t	2,6241	
P(T<=t) una cola	0,0074	
Valor crítico de t (una cola)	1,7109	
P(T<=t) dos colas	0,0149	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0639	

Cuadro 18. PARÉNQUIMA EMPALIZADA (ESTRATO BAJO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,3806	0,3698
Varianza	0,0040	0,0062
Observaciones	25	25
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	24,0000	
Estadístico t	0,5072	
P(T<=t) una cola	0,3083	
Valor crítico de t (una cola)	1,7109	
P(T<=t) dos colas	0,6166	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0639	

Cuadro 19. PARÉNQUIMA LAGUNOSO (ESTRATO BAJO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,3160	0,3528
Varianza	0,0052	0,0089
Observaciones	25,0000	25,0000
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	24,0000	
Estadístico t	-2,4961	
P(T<=t) una cola	0,0099	
Valor crítico de t (una cola)	1,7109	
P(T<=t) dos colas	0,0198	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0639	

Cuadro 20. EPIDERMIS ABAXIAL (ESTRATO BAJO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,0250	0,0308
Varianza	0,0001	0,0000
Observaciones	20,0000	20,0000
Diferencia hipotética de las medias	0,0000	
Grados de libertad	19,0000	
Estadístico t	-3,0086	
P(T<=t) una cola	0,0036	
Valor crítico de t (una cola)	1,7291	
P(T<=t) dos colas	0,0072	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0930	

Cuadro 21. CUTINA ABAXIAL (ESTRATO BAJO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,0194	0,0125
Varianza	0,0001	0,0001
Observaciones	25,0000	25,0000
Diferencia hipotética	0,0000	
Grados de libertad	24,0000	
Estadístico t	2,4225	
P(T<=t) una cola	0,0117	
Valor crítico de t (una cola)	1,7109	
P(T<=t) dos colas	0,0233	
Valor crítico de t (dos colas)	2,0639	

Cuadro 22. NERVADURA CENTRAL (ESTRATO BAJO)		
Variables	Bosque	Páramo
Media	0,4891	0,5191
Varianza	0,0108	0,0025
Observaciones	11,0000	11,0000
Diferencia hipotética	0,0000	
Grados de libertad	10,0000	
Estadístico t	-0,9237	
P(T<=t) una cola	0,1887	
Valor crítico de t (una cola)	1,8125	
P(T<=t) dos colas	0,3774	
Valor crítico de t (dos colas)	2,2281	

Mediciones estadísticas: T-student.

Tejido	Estrato alto	Estrato bajo
Cutina adaxial	0,1732	0,1755
Epidermis adaxial	0	0,0149
Parénquima empalizada	0,5171	0,6166
Parénquima lagunoso	0,0332	0,0198
Epidermis abaxial	0,0087	0,0072
Cutina abaxial	0,0689	0,0233
Nervio central	0,1971	0,3774

8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

El uso de claves taxonómicas y protocolo del Herbario de la Universidad Distrital (HUD) son herramientas indispensables para determinar especies vegetales.

El entrenamiento para uso de materiales, reactivos y equipos en el laboratorio de histología se hacen indispensables para un estudio correcto y la realización de ensayos en pro de cumplir objetivos trazados y que las técnicas puedan ser estandarizadas.

Los reactivos y tiempos establecidos al pasar el material biológico vegetal para el caso de un estudio histológico deben ser probados seguido de análisis

basado en criterios como: órgano a trabajar, consistencia, ubicación específica a estudiar, si es de estrato alto o bajo, es decir si está expuesto directamente al factor lumínico o no. Para el caso del presente trabajo se tuvo en cuenta que el órgano a estudiar fueron las hojas cuya consistencia es coriácea, es decir, dura al tacto, la región a estudiar fue la región media del folio (ni ápice ni base) y se trabajó con los dos estratos siendo el factor común para comparar entre los dos ecosistemas. (Sandoval, Técnicas aplicadas al estudio de la anatomía vegetal, 2005)

Para la línea de deshidratación se debe tener en cuenta que hay alcoholes que son muy abrasivos o fuertes para el tejido y que rompen las células impidiendo observar la organización celular y medición correcta de los tejidos. (Sandoval, Técnicas aplicadas al estudio de la anatomía vegetal, 2005)

La tinción puede variar según el énfasis en el que se puede dar el estudio, en el mercado se encuentran tinciones que resaltan regiones o se compenetran con la polaridad de las células según la composición de la pared. (Müller, 2000)

Los tejidos encontrados en todas las hojas de la región media de *Gaultheria anastomosans* presentan una distribución uniforme. Se observaron cristales de oxalato de calcio y fibras esclerenquimáticas de forma aleatoria, es decir no en una región específica pero sí en la mayoría de los cortes.

La comparación arrojó que existía un nivel significativo de diferencia entre los tejidos en bosque y páramo del mismo estrato excepto en la cutina abaxial adaxial de estrato alto. Los datos de los promedios son suficientemente lejanos para el caso de epidermis adaxial de estrato alto y el programa estadístico t-student compara datos que parecen similares; lo que significa que si hay cambios sólo que su significancia es alta, la media de las medidas en páramo es mayor a la hallada en bosque (Cuadro 11) a esto se le llama a que el tejido tiene plasticidad, es decir, una respuesta fenotípica respondiendo a la interacción genotipo-ambiente, (Gómez & García, 2006) en este caso, se relaciona la auxina como una hormona del desarrollo celular cuya responsabilidad de la medida de crecimiento de la célula se relaciona con la función que cumple (Raven, Evert, & Eichhorn, 2002); para la epidermis adaxial está a cargo de la protección contra patógenos, evitar deshidratación o evaporación y traspaso de nutrientes ya que el ambiente de páramo es un ecosistema donde hay mayor altura, luminosidad y humedad relativa con respecto al bosque. (Mora, 1994)

Los tejidos medidos cuyos datos relacionados son mayores a 0.05 ya que no tienen diferencia significativa ni en estrato bajo, ni en estrato alto, es decir su medida no cambia comparando los dos ecosistemas, ya que no hay variabilidad plástica y presenta una consistencia.

9. BIBLIOGRAFÍA

- Alcaldía de Choachí - Cundinamarca.* (2010). Obtenido de <http://www.choachi-cundinamarca.gov.co/>
- Alonso, J. (2011). *Manual de histología vegetal.* México: Mundi-Prensa.
- Artemeras, D., Cadena, C., & Moreno, R. (2007). *Evaluación del estado de los bosques de niebla y de la meta 2010 en Colombia.* Bogotá: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt.
- Biosfera, P. (s.f.). *Recursos de biología y geología* . Obtenido de <http://recursostic.educacion.es/ciencias/biosfera/web/>
- Bogotá, R. G. (2002). *El polen de la subclase Asteridae en el Páramo de Monserrate.* Bogotá: CIDC.
- Bonilla, M. (2005). *Estrategias adaptativas de plantas del páramo y bosque altoandino en la cordillera oriental de Colombia.* Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.
- Breijo, F. J. (2003). *Universidad Politécnica de Valencia.* Obtenido de Escuela Técnica Superior del medio rural: <http://www.euita.upv.es/>
- Camacho, D., & Gutiérrez, V. (2011). *Biblioteca SIDRE Repositorio Institucional.* Obtenido de Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales (U.D.C.A) : <http://repository.udca.edu.co:8080/jspui/bitstream>
- Curtis, H. (2008). *Biología.* Santiago de Chile: Médica Pamericana S.A.
- De Lozano, N., & De Valencia, M. (1992). Anatomía floral de *Macleania rupestris* ((H.B.K.) A.C. SMITH (Uva camarona). *Agronomía Colombiana*, 85-101.
- Douglas, G. (2006). *Física principios con aplicaciones* . México: Pearson Educación.
- Estupiñan, L. (2002). *Manual de laboratorio de morfología vegetal.* Costa Rica: CATIE.
- Fernández, L., Rojas, N., Roldán, T., Ramírez, M., Zegarra, H., Hernández, R., . . . Arce, J. (2006). *Manual de técnicas de análisis de suelos aplicadas a la remediación de sitios contaminados.* México: Instituto Nacional de Ecología. Obtenido de <http://www.inecc.gob.mx/index.php>

- García, F., Roselló, J., & Santamaría, P. (2006). *Introducción al funcionamiento de las plantas*. Valencia: Universidad Politécnica de Valencia.
- González, B. (1993). *Nociones preliminares para prácticas de histología*. España: Complutense.
- Greenpeace. (2003). *Páramos en peligro*. Bogotá: Greenpeace.
- Gotor, B. (2008). *Caracterización y comparación anatómica de hojas de Peumo (Cryptocarya alba (Mol.) Looser) y Quillay (Quillaja saponaria Mol.) sometidas a condiciones de riego permanente y de restricción hídrica*. Santiago.
- Hammer, T. V., Otero, J., Morales, M., Torres, A., Cadena, C., Pedraza, C., . . . Cárdenas, L. (2007). *Atlas de páramos de Colombia*. Bogotá: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt.
- Higuera, D., & Reyes, M. (2010). *El caso de los bosques de niebla de la falla del tequendama: Cundinamarca-Colombia*. Bogotá: Universidad Sergio Arboleda.
- Luteyn, J., & Pedraza, P. (2014). *Neotropical Blueberries; The Plant Family Ericaceae*. Obtenido de Neotropical Blueberries; The Plant Family Ericaceae: <http://sweetgum.nybg.org/ericaceae/index.php>
- Marzocca, A. (1985). *Taxonomía vegetal*. San José: Instituto Interamericano de Cooperación para la agricultura (IICA).
- Morales, M., Otero, J., van de Hammer, T., Torres, A., Cadena, C., Pedraza, C., . . . Cárdenas, L. (2007). *Atlas de páramos de Colombia*. Bogotá: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt.
- Mostacedo, B., & Fredericksen, T. (2000). *Manual de métodos básicos de muestreo y análisis en ecología vegetal*. Santa Cruz: Proyecto de Manejo Forestal Sostenible (BOLFOS).
- Müller, L. (2000). *Manual de laboratorio de morfología vegetal*. Turrialba: CATIE.
- Ospina, M. (2003). *Sociedad Geográfica de Colombia*. Obtenido de Academia de Ciencias Geográficas: <http://www.sogeocol.edu.co/documentos/Paramos.pdf>
- Peña, J. R. (2011). *Manual de histología vegetal*. Madrid: Mundi-Prensa.

- Raven, P., Evert, R., & Eichhorn, S. (1992). *Biology of plants*. New York: Worth publishers.
- Sandoval, E. (2005). *Técnicas aplicadas al estudio de la anatomía vegetal*. México D.F.: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Santamaría del Campo, S., Lloret, F., Serra, M., Cardona, M., & Rossellis, L. (1992). *Biología de las plantas*. Barcelona: Reverté.
- Zomlefer, W. (2004). *Guía de las familias de plantas con flor*. Zaragoza: Acribia.

ANEXOS

Bogotá. Enero 2016

Saludo.

Yo, Mery Helen Tijaro, docente de la Universidad Distrital Francisco José de Caldas y directora en el 2015 del semillero de investigación GIECPC apruebo el trabajo de grado de la estudiante Lizdey Cárdenas Acevedo titulado COMPARACIÓN HISTOLÓGICA FOLIAR DE *Gaultheria anastomosans* EN BOSQUE DE NIEBLA Y PÁRAMO DEL PARQUE ECOLÓGICO MATARREDONDA VÍA BOGOTÁ-CHOACHÍ realizado en la Universidad Distrital Francisco José de Caldas.

La estudiante cumplió con los objetivos y las horas pertinentes para esta modalidad de trabajo de grado a cabalidad entregando todo el material del resultado y el presente documento.

Gracias por la atención.

Mery Helen Tijaro Orejuela

Docente Universidad Distrital Francisco José de Caldas.