COMPARACIÓN HISTOLÓGICA DE HOJA Y TALLO DE *Solanum phureja* VARIEDAD COLOMBIA Y LINEAS MUTANTES PRESENTES EN UN CULTIVO DEL MUNICIPIO EL ROSAL - CUNDINAMARCA (COLOMBIA)

NICOL STEVEN CAMARGO DUEÑAS

Grupo de Investigación de Ecología y Conservación de Plantas de Colombia (GIECPC)

UNIVERSIDAD DISTRITAL FRANCISCO JOSÉ DE CALDAS
FACULTAD DE CIENCIAS Y EDUCACIÓN
PROYECTO CURRICULAR DE LICENCIATURA EN BIOLOGÍA
BOGOTÁ D.C.
2024

COMPARACIÓN HISTOLÓGICA DE HOJA Y TALLO DE *Solanum phureja* VARIEDAD COLOMBIA Y LINEAS MUTANTES PRESENTES EN UN CULTIVO DEL MUNICIPIO EL ROSAL - CUNDINAMARCA (COLOMBIA)

NICOL STEVEN CAMARGO DUEÑAS

Directora
MSc. MERY HELEN TIJARO OREJUELA

Grupo de Investigación de Ecología y Conservación de Plantas de Colombia (GIECPC)

UNIVERSIDAD DISTRITAL FRANCISCO JOSÉ DE CALDAS
FACULTAD DE CIENCIAS Y EDUCACIÓN
PROYECTO CURRICULAR DE LICENCIATURA EN BIOLOGÍA
BOGOTÁ D.C.
2024

Dedicatoria

A Luz Mery, Martha Lucia, Katherin, Jonathan, Santiago, Karen, Samuel, Pedro, Milka y Tony;

Faros, guías y columnas de mi existencia.

Agradecimientos

Agradezco a Dios y la vida por darme la fuerza el carácter y sapiencia para sacar este proyecto adelante.

A mi directora Mery Helen Tijaro Orejuela por darme la oportunidad, guía y confianza para continuar. Al director del Grupo de Investigación en Ecología y Conservación de Plantas de Colombia (GIECPC), German Niño por abrirme las puertas del semillero y darme la oportunidad de lograr mis objetivos.

A mi familia; Mis madres Luz Mery Dueñas y Martha Dueñas por darme su amor y llenarme de valentía el corazón para lograr mis metas y sueños, a mi hermana Katherin por ser ese soporte que me hizo falta tantas veces y alegrarme la vida al verla sonreír, a mis hermanos, Jonathan, Santiago y Karen por brindarme su amor y vida, enseñarme, corregirme y ser parte importante de lo que soy y seguiré siendo, a mi tío Pedro, por estar ahí, silencioso pero pendiente, aconsejándome y apoyándome desde el más profundo cariño, a mis amigos, Juan, Nicolas, Mariana, Felipe, Nadya, Edwin, Giselle, y Paula por compartir aventuras, platicas, juegos, risas, fiestas y dramas que hicieron ameno este viaje, a Melissa al amor que fue amiga, amante, compañera, pilar y motor en este camino, a Milka y Tony los seres vivos más puros y hermosos de este planeta, por acompañarme y cuidarme, leales y amorosos.

Y por último a la Universidad Distrital Francisco José de Caldas y a cada uno de los profesores que contribuyeron en mi correcta formación como Licenciado en biología.

Gracias totales.

Tabla de contenido

Dedicatoria 3
1 INTRODUCCIÓN 1
2 Descripción del problema 2
2.1 Pregunta problema 2
3 Justificación 3
4 Objetivos 4
4.1 Objetivo General 4
4.2 Objetivos Específicos 4
5 Marcos de referencia 5
5.1 Antecedentes 5
5.2 Marco geográfico 6
6 Marco teórico 7
6.1 Historia y origen de Solanum tuberosum, grupo Phureja 7
6.2 Taxonomía de *Solanum tuberosum,* grupo Phureja. 9
6.3 Generalidades de *Solanum tuberosum*, grupo Phureja 10
6.4 Mutagénesis *en plantas* 11
6.5 *Papa* variedad *criolla Colombia (yema de huevo)* 12
6.5.1 Raíz 12
6.5.2 Tallo 13
6.5.3 Tallos Aéreos 13
6.5.4 Hoja 13
6.5.5 Estolones 14
6.5.6 Tubérculos 14
6.5.7 Flor 14
6.5.8 Fruto 14
6.5.9 Tejidos Vegetales 15
6.5.10 Parénquima 15
6.5.11 Colénquima 15
6.5.12 Tejidos vasculares o conductores 16
6.5.13 Tejidos protectores 16
7 Metodología: 17

7.1 Fase de campo: 17
7.2 Fase de laboratorio: 17
7.3 *Fase de medición:* 19
8 Resultados 20
8.1 Caracterización histológica de hoja *de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.* 20
8.1.1 Área foliar del foliolo de la hoja. 20
8.1.2 Nervadura central: 23
8.2 Caracterización histológica del tallo aéreo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. 29
9 Discusión de resultados. 34
10 Conclusiones 74
11 Recomendaciones 74
12 Referencias bibliográficas 75

Tabla de imágenes

Imagen 1. *Mapa del lugar de estudio,..... 7*

Imagen 2. *Corte transversal de lámina foliar de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; epidermis adaxial (EAD); parénquima clorofílico de empalizada (PEM); parénquima clorofílico lagunar(PLA). 21*

Imagen 3. *Corte transversal de lámina foliar de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; Cutina adaxial (CAD); epidermis adaxial mono-estratificada (EAD). Aumento 40x, tinción, tionina. 22*

Imagen 4*. Corte transversal de lámina foliar de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; Parénquima clorofílico de empalizada (PEM); Aumento 40x, tinción tionina. 22*

Imagen 5. *Corte transversal de lámina foliar de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; Parénquima clorofílico lagunar (PLA); Epidermis abaxial (EAB); cutina abaxial (CAB); espacio intercelular lisigénico (EIL). Aumento 40x, tinción tionina. 23*

Imagen 6*. Nervadura central de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; Epidermis (EPD); Parénquima (PAR); Floema (FLO); Xilema (XIL). Aumento 10x..... 25*

Imagen 7. *Epidermis (EPD);Colénquima angular (CA); de la nervadura central de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento 40x, tinción tionina. 26*

Imagen 8*. Parénquima de la nervadura central de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia..... 26*

Imagen 9*. Floema; Metafloema (METF);Protofloema (PRTF); Xilema; Metaxilema (METX); Protoxilema (PRTX); Traqueidas(TRA); de la nervadura central de foliolo de S.tuberosum G.phureja variedad Colombia. Aumento 40x, tinción tionina 27*

Imagen 10. *Tricoma de pelo simple; Tricoma glandular..... 28*

Imagen 11. *Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento: 10X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Epidermis (EPD);Colénquima laminar (CL); Parénquima (PAR); Fibras extra xilematicas (FEX);Floema secundario (FS); Floema primario (FP); Procambium (PRC); Xilema primario (XIL); Parénquima medular (PARM). 31*

Imagen 12. *Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento: 40X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Cutina (CUT); Epidermis (EPD); Colénquima laminar (CL).* *32*
Imagen 13. *Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento: 40X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Colénquima laminar (CL); Parénquima cortical (PC); Fibras de esclerénquima (FE).* *32*
Imagen 14. *Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento: 40X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Parénquima cortical(PC);Fibras de esclerénquima (FE); Floema; Metafloema (MTF); Protofloema(PTF); Procambium (PRC).* *33*
Imagen 15. *Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia Aumento: 40X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Xilema primario; Metaxilema (METX); Protoxilema (PRTX); Traqueidas (TRQ); Parénquima medular (PARM).* *33*
Imagen 16. *Perímetro de la célula de la epidermis.* *36*
Imagen 17. *Lumen célula de la epidermis.* *39*
Imagen 18. *Grosor pared primaria de las células de la epidermis.* *48*
Imagen 19. *Grosor de la cutícula de las células de la epidermis.* *53*
Imagen 21. *Perímetro interno del xilema.* *59*
Imagen 20. *Grosor pared secundaria del xilema.* *59*
Imagen 22. *Lumen del xilema.* *59*

Tabla de tablas

Tabla 1*.Taxonomía Solanum tuberosum, Fuente: García, Parra (2019) Evaluación de la expresión del gen nced, que codifica para la enzima 9-cis epoxi-carotenoide di-oxigenasa, en tubérculos de mutantes sólidos (irradiados con cobalto 60) de Solanum tuberosum.. 10*

Tabla 2.*Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el perímetro interno de las células en la epidermis de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.* *38*

Tabla 3*.Agrupación de Tukey sobre el perímetro interno de las células de epidermis de tallo aéreo.* *39*

Tabla 4.*Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el tamaño del lumen de las células de tallo aéreo de la epidermis en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.* *40*

Tabla 5.*Agrupación de Tukey sobre el tamaño del lumen de las células de tallo aéreo.* *41*

Tabla 6*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el perímetro interno de las células de epidermis de los folíolos de la hoja en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.* *42*

Tabla 7*.Agrupación de Tukey de perímetro interno de las células de epidermis de los foliolos de las hojas.* *43*

Tabla 8*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el tamaño del lumen de las células de la epidermis de los foliolos de la hoja en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.* *44*

Tabla 9*.Agrupación de Tukey sobre el tamaño del lumen de las células de la epidermis de los foliolos de las hojas.* *45*

Tabla 10*. Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la pared de las células en la epidermis de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.* *49*

Tabla 11*.Agrupación de Tukey del grosor de la pared celular de las células de la epidermis de tallo aéreo.* *50*

Tabla 12*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la pared de las células en la epidermis de los foliolos de las hojas en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.* *51*

Tabla 13.*Agrupación de Tukey sobre el grosor de la pared celular de las células de la epidermis en los foliolos. 52*
Tabla 14*..Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la cutina de las células de epidermis de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. 54*
Tabla 15.*Agrupación de Tukey sobre el grosor de la cutina de las células de la epidermis del tallo aéreo. 55*
Tabla 16.*Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la cutina de las células de epidermis de los foliolos de las hojas en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. 56*
Tabla 17.*Agrupación de Tukey del grosor de la cutina en las células de la epidermis de los foliolos de la hoja 57*
Tabla 18*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el perímetro interno del xilema de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. 60*
Tabla 19*.Agrupación de Tukey sobre el perímetro interno del xilema del tallo aéreo.... 61*
Tabla 20*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el lumen del xilema de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. 62*
Tabla 21*.Agrupación de Tukey sobre el lumen del xilema de tallo aéreo. 63*
Tabla 22*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la pared secundaria del tejido xilematico del tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. 64*
Tabla 23.*Agrupación de Tukey para grosor de la pared secundaria del xilema de tallo aéreo. 65*
Tabla 24*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el perímetro de las células de xilema de los foliolos de las hojas en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. 66*
Tabla 25*.Agrupación de Tukey para perímetro de xilema de los foliolos de las hojas. .. 67*
Tabla 26*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el lumen de las células de xilema de los foliolos de las hojas en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. 68*
Tabla 27*.Agrupación de Tukey sobre el lumen del xilema de los foliolos de las hojas.. 69*

Tabla 28.*Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la pared secundaria de las células de xilema de los foliolos de la hoja en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.* *70*
Tabla 29*.Agrupación de Tukey sobre el grosor de la pared secundaria del xilema de los foliolos de la hoja.*..... *71*

Tabla de graficas

***Gráfica 1**. Perímetro interno de las células epiteliales de tallo aéreo..... 38*

***Gráfica 2**. Lumen de las células de epidermis de tallo aéreo. 41*

***Gráfica 3**.Perímetro interno de las células de la epidermis de los foliolos de las hojas. 43*

***Gráfica 4.** Lumen de las células epidérmicas de los foliolos de las hojas. 45*

***Gráfica 5**. Grosor de la pared celular en las células de la epidermis de tallo aéreo. 49*

***Gráfica 6.** Grosor de la pared celular de la epidermis en los foliolos de las hojas..... 51*

***Gráfica 7.** Grosor de la cutina de las células de la epidermis de tallo aéreo..... 54*

***Gráfica 8**.Grosor de la cutina de las células de la epidermis de los foliolos de las hojas 56*

***Gráfica 9**.Perímetro interior del xilema de tallo aéreo..... 60*

***Gráfica 10**.Lumen del xilema de tallo aéreo. 62*

***Gráfica 11**. Grosor pared secundaria del xilema de tallo aéreo. 64*

***Gráfica 12**.Perimetro del xilema de los foliolos de las hojas. 66*

***Gráfica 13**.Lumen del xilema de los foliolos de las hojas..... 68*

***Gráfica 14**. Grosor de la pared secundaria del xilema de los foliolos de la hoja 70*

1 INTRODUCCIÓN

La papa o patata es uno de los cultivos con mayor producción y desarrollo en América latina, es el tercer cultivo alimenticio más importante del mundo en términos de consumo humano después del arroz y del trigo. Aproximadamente 1.4 mil millones de personas consumen papa regularmente y la producción total mundial del cultivo sobrepasa los 300 millones de toneladas métricas (Internacional Potato Center [CIP],2021).

En Colombia, ocupa el segundo lugar como producto alimenticio, detrás del arroz. Se siembra en 9 departamentos y al menos 300 municipios en todo el país. Convirtiéndose en un cultivo de suma importancia para la economía rural colombiana.

Según el Ministerio de Agricultura, 2019. El 90% de papa sembrada en el país se concentra en 4 departamentos: Cundinamarca (37%), Boyacá (27%), Nariño (20%) y Antioquia (6%).

Al ser una de las principales fuentes alimenticias y una de las de mayor importancia para el país a nivel económico, es importante fomentar el desarrollo de investigaciones en torno a la siembra, y cultivo, que faciliten los procesos de producción a grande y pequeña escala.

La mejora por inducción de mutaciones es una de las técnicas utilizadas para modernizar las características morfológicas y fisiológicas de las plantas, logrando avances en la producción, mejora de la resistencia al soportar diferentes tipos de estrés abiótico como heladas, plagas, estrés hídrico, o calor extremo, que puedan afectar la supervivencia y productividad del cultivo. Esta técnica se basa en la inducción de mutaciones, detección de mutaciones, y presenta muchas ventajas comparativas: es eficaz en función del costo, rápida, está comprobada y es robusta. También es transferible, se puede aplicar en cualquier lugar, no entraña riesgos y no daña el medio ambiente. (IAEA,2023)

Por eso, esta investigación pretende describir las características morfológicas y fisiológicas de los tejidos protectores y conductores presentes en hojas y tallo de cada muestra observada producidas mediante un proceso de mejora por inducción de mutaciones, definir si existen variaciones entre estas y describir como estas posibles variaciones ayudan a las plantas a afrontar las condiciones ambientales expuestas. Estas muestras están en un cultivo del municipio el Rosal, Cundinamarca, en la sabana de Bogotá, que tradicionalmente es prolífica para el cultivo de papa gracias a las condiciones climáticas y del suelo.

2 Descripción del problema

Actualmente, existe una falta de conocimiento sobre la organización estructural de los tejidos internos de la papa amarilla variedad Colombia, lo cual dificulta la comprensión de cómo estos posibles cambios estructurales se ven reflejados en el funcionamiento fisiológico de la planta. El problema radica en la necesidad de determinar si existen cambios histológicos en las hojas y el tallo del mutante y su líneas clonales en comparación con la variedad original, y cómo estas diferencias podrían influir en la fisiología y desarrollo de la planta a la hora de afrontar condiciones ambientales adversas.

2.1 Pregunta problema

¿Existen diferencias histológicas de tallo y hoja de *Solanum phureja* variedad Colombia, el mutante y las líneas 37,67 y 107?

3 Justificación

Solanum tuberosum grupo *phureja variedad Colombia* (papa criolla) es uno de los tubérculos de mayor relevancia para la economía interna del país, al ser un cultivo de gran extensión la investigación de sus características fisiológicas, desarrollo y producción deben ser prioridad. Por esto es importante realizar estudios que nos ayuden a comprender la organización tisular de la planta, como las posibles variaciones fisiológicas en estos pueden mejorar la eficiencia y resistencia a las implicaciones climáticas o ambientales a las que se puede enfrentar un cultivo, por ejemplo, las heladas comunes en la sabana de Bogotá lugar de donde se obtuvieron las muestras, o plagas que afecten directamente a la planta.

Estas investigaciones adquieren una importancia fundamental, ya que son promotoras de información relevante a la hora del mejoramiento y optimización en el proceso de producción de cultivos de *Solanum phureja variedad Colombia.*

4 Objetivos

4.1 Objetivo General

- Evaluar a nivel histológico las foliolos de la hoja y tallo aéreo de *Solanum phureja* variedad Colombia, el mutante y las líneas 37, 67, y 107 presentes en un cultivo ubicado en el Rosal, Cundinamarca, Colombia.

4.2 Objetivos Específicos

1. Caracterizar los tejidos presentes en los foliolos de las hojas y tallo aéreo de *Solanum phureja* variedad Colombia, el mutante y las líneas 37, 67, y 107.

2. Comparar los tejidos protectores y conductores de *Solanum phureja* variedad Colombia, el mutante y la línea de clones 37, 67, y 107.

3. Analizar los cambios histológicos de los foliolos de las hojas y tallo aéreo para las líneas comparadas.

5 Marcos de referencia

5.1 Antecedentes

Entre las investigaciones realizadas para el comportamiento de *Solanum phureja variedad Colombia* frente al estrés hídrico encontramos, una tesis de maestría realizada por Ariza (2017), Titulada "Respuestas fisiológicas, bioquímicas y rendimiento en tres variedades de papa criolla (*Solanum tuberosum* grupo Phureja) en déficit hídrico" donde se realiza la determinación de las respuestas fisiológicas, bioquímicas y de rendimiento de tres variedades de *Solanum phureja* en estrés hídrico, presentando un déficit de rendimiento en las tres variedades cuando había un estrés prolongado, otra investigación referente al tema es una tesis de maestría realizada por Diaz (2016), titulada "Evaluación de la tolerancia al estrés hídrico en genotipos de papa criolla (*Solanum phureja* Juz et Buk)" en la cual se evalúa el comportamiento y el rendimiento de *Solanum phureja* bajo estrés hídrico, buscando la identificación de características fisiológicas asociadas al a la tolerancia del mismo, proporcionando las primeras bases para la evaluación de ese carácter en pro del mejoramiento de la especie.

Gabriel *et al, (2011),* desarrollo una investigación titulada "Resistencia genética de híbridos de papa (*Solanum tuberosum L.*) al estrés hídrico por sequía" estudio en cual se buscaba obtener las muestras que mejor resistieran el estado de estrés hídrico, para esto se evaluaron nueve familias de cruzamientos que fueron sometidas a diez días de sequía al inicio del proceso de tuberización.

Respecto a la anatomía especifica de *Solanum phureja* no encontramos información, por ende, nos basamos en investigaciones anatómicas de las Solanáceas, como dos artículos realizados por Cosa *et al, (2002),* el primero titulado "Anatomía de órganos vegetativos en *Solanum palinacanthum, S. sisymbriifolium y S. euacanthum* (Solanaceae)" en el cual se dan a conocer las características anatómicas de los órganos vegetativos de estas especies, analizando su organización estructural, y describiendo sus semejanzas y diferencias, encontrando patrones anatómicos muy similares entre estas, el segundo articulo realizado, fue "Anatomia de los órganos vegetativos en *Solanum juvenale* y su comparación con *S.elaeagnifolium*" en esta investigación los autores analizan la anatomía interna de raíz, tallo y hoja haciendo énfasis en la epidermis, la pared celular, estomas y tricomas, con el fin de delimitar las especies.

Por otra parte, Salas *et al,* (2009), realiza un estudio en el cual analiza las características histológicas de la lámina foliar de *S.tuberosum* titulado "Anatomía foliar comparada de materiales geneticos in vitro de papa (*Solanum tuberosum L.*)" este estudio tuvo la finalidad de encontrar como se relacionan las características histológicas con la respuesta la planta ante la *Phytophtora infestans Montagne*, como resultado se obtuvo que la presencia de tricomas en la planta, y una densidad estomática amplia podría funcionar como barrera física ante el patógeno.

Sam *et al,* (1997), realiza un estudio titulado "Anatomical characteristics of the leaf epidermis of potato plants (*Solanum tuberosum L.*) under water déficit conditions" en el que se evaluaron características anatómicas en dos variedades de papa, sometidas a diferentes tratamientos de déficit hídrico, donde se observaron cambios estructurales en las células epidérmicas y la cutícula.

Este estudio contribuirá, con el objetivo de aportar conocimiento sobre la anatomía especifica de *Solanum phureja variedad Colombia*, y como los cambios en esta podrían representar mejoras para al mantenimiento del cultivo frente a factores ambientales adversos.

5.2 Marco geográfico

El Municipio de El Rosal forma parte de la provincia Cundinamarquesa Sabana de Occidente, Localizado al Noroccidente de la Sabana de Bogotá, con territorio sobre la Autopista Bogotá – Medellín, en el Valle del Río Subachoque, y aproximadamente a 20 kilómetros de Bogotá D.C.

El territorio municipal se divide en dos áreas definidas perfectamente, la primera que se extiende en forma plana, localizada al oriente, que corresponde a la sabana de Bogotá y la segunda con orientación preferencial Noroeste y elevaciones entre 2650 y 3450 m.s.n.m., en donde se destacan los Cerros de la Piñuela, Camacho del Oso y La Carbonera. (Alcaldía el Rosal, 2018)

La hacienda donde se realizó la recolección del material vegetal se llama el Pino, esta se ubica en las coordenadas 4.876821334905934, -74.23295091675817 suministradas por Google maps, esta se encuentra aproximadamente a 2.5 km de la carretera principal, Km 16 el Rosal Subachoque.

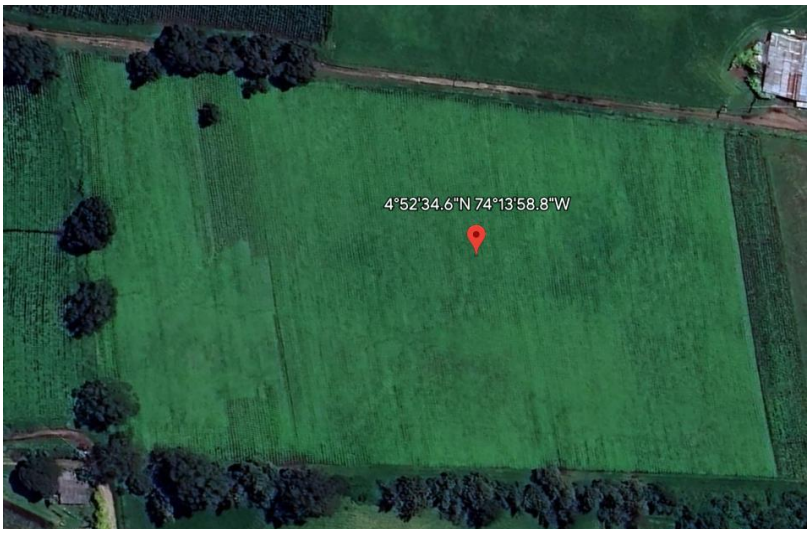


Imagen 1. *Mapa del lugar de estudio,*
Fuente*: Google Earth, 2022.*

6 Marco teórico

6.1 Historia y origen de Solanum tuberosum, grupo Phureja

La historia de la existencia, uso y domesticación de la papa es amplia, algunos autores como National Academies Press en su libro Lost Crops of the Inca (Popenoe, King, Leon, & Sumar Kalinowski, 1989) afirman que la papa ha sido cultivada desde hace 8000 años aproximadamente, sin embargo autores como Jeff Chapman en su artículo del impacto de la papa "Relato histórico de la hortaliza más importante de la historia" muestra que la papa ha sido plantada desde hace 3000 a 7000 años, aunque aclara que esta ha crecido de forma silvestre desde hace 13.000 años. Los patrones genéticos de la distribución de la papa muestran que posiblemente se originó en la región montañosa del centro-oeste del continente Sur Americano, y fue cultivada en la región montañosa de los Andes a lo largo de 4000 km, el origen más probable de la papa se halla entre el sur del Perú y el noreste de Bolivia según registros arqueológicos que datan de 400 años A.C. encontrados a orillas del lago Titicaca Se piensa que los agricultores andinos seleccionaron los mejores tipos para satisfacer sus necesidades alimentarias, adecuando los microhábitats que brinda la cordillera para su propagación, llegando a tener siembras de hasta 200 variedades de papa en un mismo cultivo. Según los primeros cronistas españoles, los incas llamaban batata a un tubérculo del que se alimentaban, la cual deshidrataban y maceraban, formando una sustancia que denominaron Chuñu, este podía ser almacenado en una habitación hasta por 10 años,

proporcionando una excelente forma de reserva alimenticia. Además de usar la papa como alimento básico, los Incas pensaban que la papa facilitaba el parto usándola también para tratar lesiones (Chapman, 2018).

Lujan en el año 1996 realizo un recorrido que buscaba los orígenes prehispánicos de la domesticación y uso de la papa así corno la acción hispánica en el proceso de dispersión mundial; dentro de ese marco ubica la papa criolla, nombre vernáculo, resaltando la capacidad de sustento a los pueblos andinos de origen indígena:

"*La expedición del licenciado Gonzalo Jiménez de Quesada, después de subir el valle del rio Magdalena por el Ópon, llego a la cordillera Oriental y aquí en el valle de la Crita en la providencia de Vélez, Colombia, en abril de 1537 encontró papa en Sorocota, pueblo sobre el rio Suarez al oeste de Moniquirá, Boyacá. La relación escrita por el conquistador anónimo dice:*

"Las comidas de esta gente son las de otras partes de Indias y algunas más, porque su principal mantenimiento es maíz y yuca, esto tienen dos o tres maneras de plantas que se aprovechan mucho para su mantenimiento, que son unas a manera de turmas de tierra que llaman "yomas" y otras a maneras de nabos que llaman "Cubias" que echan a sus guisados y les es grande mantenimiento" (Epitome del nuevo reino de Granada, 1920).

Esta relación fue ampliada por Gonzalo Fernández de Oviedo en "Historia general y natural de las Indias". Pero la mejor descripción es quien se duda que formo parte de la expedición, posiblemente su historia escrita en 1601 la tomo de un manuscrito de Quesada y dice: "Allí hicieron noche y otro día entraron por las grandes poblaciones de Sorocotá ya todas de ciertas con el mismo temor de sus vecinos, aunque las casas todas proveídas de su maíz, frijol, y de turmas redondillas raíces que se siembran y producen un tallo con sus ramas y hojas y unas flores, aunque raras de purpureo color amortiguados; y a las raíces de esta dicha hierba, que será de tres palmos de altura, están asidas ellas so la tierra, del tamaño de un huevo, más o menos, unas redondas y otras perlongadas: son blancas, moradas y amarillas, harinosas, raices de buen gusto, regalo de los indios bien acepto y aun de los españoles golocina".

Fragmentos de relatos realizados por colonizadores tras su encuentro con diversas variedades de papa. Tomado del libro Recopilación de la investigación del sistema productivo papa criolla. (Federación Colombiana de Productores de Papa, 2009)

Esta descripción hecha en Tunja, Boyacá, se refiere a las variedades de "papa de año" *Solanum tuberosum* ssp. Indígena ("yoma", "yomza", "yomuy", "yomi" y "yomogó") y "criolla" de la especie *Solanum phureja*, adaptada por los chibchas a sus condiciones agroecológicas (FEDEPAPA, 2009)

Según Ochoa (2001), en su libro las *Papas de Sudamérica.* Nos cuenta que *S. tuberosum grupo phureja* se encuentra cultivado, preferentemente, en la parte oriental de los Andes y usualmente entre los 2000 - 3400 msnm. Su distribución geográfica se extiende desde el noroeste de Bolivia, toda la región oriental de los Andes peruanos, hasta Colombia y parte de Venezuela. Los cultivares pertenecientes a este grupo son precoces, de ahí su nombre nativo en *Aymara, phureja.*

Los primeros registros escritos de la papa en Suramérica datan de 1536 en la obra "Historia del Nuevo Reino de Granada" y anotaciones contables sobre el comercio de papa como alimento para pacientes del Hospital de Sangre de Sevilla, los españoles en su primera llegada a Perú en 1532 en busca de oro y plata observaron a los mineros Incas consumir Chuñu, muy valioso para ellos. Con el tiempo se observaron las papas entre las raciones básicas de los embarques españoles, introduciéndose de esta forma en España en el siglo XVI, en 1570 agricultores españoles comenzaron a cultivar la papa como alimento para ganado, extendiéndose lentamente a Italia y otros países europeos a finales del siglo (Galarreta, Pascualena, Legorburu, Barandalla, & Ritter, 2006).

6.2 Taxonomía de *Solanum tuberosum,* grupo Phureja.

A través del tiempo se ha ajustado la denominación y clasificación de la papa; en 1971, Bukasov clasificó los cultivares de papa cultivada en 21 especies; posteriormente, en 1990 Hawkes clasificó en siete especies con siete subespecies; por otra parte, Ochoa en 1990 clasificó la papa en nueve especies con dos subespecies. En el año 2002, Huarnán y Spooner, plantearon una especie simple *Solanum tuberosum* y ocho Grupos Morfológicos dentro de los que se encuentra el Grupo *phureja*. La más reciente actualización se aceptó en 2007, en la que Spooner y colaboradores ampliaron el número de especies a cuatro y eliminaron los Grupos Morfológicos propuestos en el año 2002. (FEDEPAPA,2009)

Este tubérculo ha sido clasificado como *Solanun tuberosum* (Hawkes, 1990), *Solanun tuberosum* Grupo Phureja (Huamán y Spooner, 2002), y recientemente como *Solanun tuberosum* Grupo *Andigena* (Spooner *et al*., 2007).

En Colombia se reconoce una especie vulgarmente llamada criolla y con la clasificación dada por Juz. & Bukasov (1929) con el nombre de *Solanum phureja*. A la fecha no se ha aceptado ningún nombre a las distintas variedades presente, aunque sí se han descrito y dado una nomenclatura científica en discusión aún, por ese motivo a todas las especies en general se dejan en el mismo grupo de la especie cultivada descrita por Linnaeus, con una serie de variedades dependiendo de la planta que se cultiva. La nomenclatura es estas especies salvajes se puede consultar en el "Atlas Wild Potatoes" (Hijmans, Spooner, Salas, & Guarino, 2002). Según el sistema de clasificación taxonómica Angiosperm Phylogeny Group (APG), en su última clasificación APG IV (2016), ilustra un árbol filogenético donde representa los 64 órdenes y las 416 familias, clasificándolas según: homomorfas y plesiomorfias, características anatómicas,

morfológicas y fitoquímicas diagnósticas y no diagnósticas. (Cole Tch, Hilger, Stevens, & Medan, 2017). El Integrated Taxonomic Information System, se encuentra que para el caso *Solanum phureja* es una sinonimia de *Solanum tuberosum* siendo esta la especie, dejando a *Solanum phureja* como nombre no aceptado, refiriéndose a la papa criolla como un polimorfismo de *Solanum tuberosum.*

Tabla 1*.Taxonomía Solanum tuberosum, Fuente: García, Parra (2019) Evaluación de la expresión del gen nced, que codifica para la enzima 9-cis epoxi-carotenoide di-oxigenasa, en tubérculos de mutantes sólidos (irradiados con cobalto 60) de Solanum tuberosum.*

Reino:	Plantae
Subreino:	Viridiplantae
Infrareino:	Streptophyta
Superdivisión:	Embryophyta - Plantas terrestres
División:	Tracheophyta – Plantas Vasculares, tracheophytes
Subdivisión:	Spermatophyta–spermatophytes, seed plants, Fanerógamas
Clase:	Magnoliopsida
Superorden:	Asteranae
Orden:	Solanales
Familia:	Solanaceae – nightshades, solanáceas
Genus:	*Solanum L. – nightshade*
Especie:	*Solanum tuberosum L. – Irish potato*

6.3 Generalidades de *Solanum tuberosum*, grupo Phureja

El centro de diversidad del *Grupo phureja* se localiza en el sur de Colombia y el norte de Ecuador. En Colombia se distribuye a lo largo de las cordilleras, de sur a norte, en zonas con altitud superior a los 2000 msnm. En el departamento de Nariño se cultivan y mercadean múltiples variedades de estas papas diploides (Tornilla, Mambera y Ratona, entre otras) y hay gran arraigo en las comunidades nativas. En el país, desde hace muchas décadas, se difundieron ampliamente para cultivo y consumo las papas redondas de este grupo diploide, de color de piel y carne amarilla, que se conocen comúnmente con el nombre de “papa criolla” (fenotipo “yema de huevo”). Su periodo vegetativo es de 120 días bajo las condiciones de la sabana de Bogotá (2600 msnm), periodo corto frente al de las papas tetraploides cultivadas (papas de año), que tienen un periodo superior a los 165 días.

La papa criolla se produce en diferentes regiones de Colombia, principalmente en las zonas interandinas, ya que las condiciones climáticas son adecuadas para la producción de la misma, Su calidad depende del microclima, altitud, radiación solar y humedad durante el ciclo de producción

(Carmona et al., 1998), para Colombia constituye un recurso genético de gran importancia ya que se han identificado una diversidad de genotipos con altos contenidos de proteína y materia seca los cuales son vitales para una producción industrial (Rodríguez et al., 2006)

6.4 Mutagénesis *en plantas*

La inducción artificial de mutaciones por radiación ionizante data de principios del siglo XX, 30 años después se demostró que estas transformaciones podían usarse en la fitotecnia. En los intentos iniciales para inducir mutaciones en las plantas se utilizó fundamentalmente la técnica de rayos X; más tarde, en los comienzos de la "era atómica", se emplearon las radiaciones gamma y de neutrones, ya que estos tipos de radiación ionizante podían obtenerse fácilmente en los centros de investigación nuclear recién creados. (Organismo internacional de energía atómica [IAEA (internacional de energía atómica)], 1992)

Desde el punto de vista biotecnológico el uso de agentes de radiación representa una herramienta para promover mutaciones de punto, aberraciones cromosómicas o ruptura de cromosomas, los cuales generan cambios en la información genética (aparición de mutaciones), el uso de estas radiaciones para la inducción de mutagénesis puede ser de tipo ionizante o no ionizante. Entre las ionizantes se encuentran los rayos X, gamma, alfa, beta, protones y neutrones; los rayos ultravioletas son ejemplo de radiaciones no ionizantes (Swanson, 1958; Citado por (Gómez Cuervo, 1970).

La obtención de variedades vegetales perfeccionadas constituye una contribución muy fundamental a la producción agrícola y hortícola. "Mejores variedades" significa genotipos o poblaciones de genotipos que se hallen bien adaptados a las condiciones agroclimáticas y que reaccionen de manera favorable ante las condiciones del medio ambiente y las operaciones de cultivo. (IAEA,1992)

La mejora por inducción de mutaciones se basa en la inducción de mutaciones y en la detección de mutaciones, y presenta muchas ventajas comparativas: es eficaz en función del costo, rápida, está comprobada y es robusta. También es transferible, se puede aplicar en cualquier lugar, no entraña riesgos y no daña el medio ambiente. (IAEA, 1981)

Las técnicas de mutagénesis o inducción de mutaciones en plantas son utilizadas por los Fito mejoradores para generar diversidad genética. Esta diversidad puede afectar diversos caracteres de utilidad agronómica como: el rendimiento, la calidad, la resistencia a plagas y enfermedades, y la tolerancia a estreses abióticos, como el estrés hídrico y la salinidad, y, además,

la tolerancia a herbicidas. El estudio de las técnicas de mutaciones inducidas en plantas comenzó en la década de 1920 y el primer logro comercial fue en 1936. Hoy en día existen más de 3275 cultivares mutantes liberados oficialmente en más de 220 especies de cultivos en todo el mundo (IAEA, 2023)

6.5 *Papa* variedad *criolla Colombia (yema de huevo)*

Esta variedad surgió de la necesidad de registrar oficialmente el Clon Uno, seleccionado dentro del convenio CORPOCEBADA - FEDEPAPA, a partir de la multivariada "Yema de Huevo". Las características corresponden a plantas con hábito de crecimiento erecto, follaje de color verde claro, flor lila oscuro; maduración temprana (120 días); tubérculos redondos amarillos, ojos semi profundos; gravedad específica de 1.088; excelente calidad culinaria para consumo fresco y rendimiento promedio de 13 a 15 ton/ha (Zapata et al., 2006).

6.5.1 Raíz

La planta que se origina de un tubérculo semilla forma primero las raíces adventicias en la base de cada brote y, posteriormente, se forman por encima de los nudos subterráneos; ocasionalmente forma raíces en los estolones. En comparación con otros cultivos que se originan de semilla botánica, como los cereales, el sistema de raíces de la papa es débil; por ello demanda suelos en buenas condiciones (texturas francas) (Huamán, 1986)

La raíz de la papa criolla, como la de la gran mayoría de papas, es escasa, de poco volumen de expansión e ineficiente a la hora de tomar y absorber agua y nutrientes. (Cabezas y Corchuelo, 2005).

Cuando las plantas de papa crecen a partir de una semilla, germina una fina raíz axonomorfa con divisiones laterales. Cuando crecen de tubérculos, forma inicialmente raíces adventicias en la base de cada brote y luego sobre los nudos en la zona subterránea de los tallos, de vez en cuando forman raíces en los estolones. El sistema radicular de la papa es débil, debido a esto el suelo debe tener muy buenas condiciones físicas y químicas, este sistema radicular varía de delicado y superficial a fibroso y profundo. En los primeros estados de desarrollo y hasta el momento de aparición de los tubérculos las raíces presentan un rápido crecimiento (Faiguenbaum & Zunino, 2017).

6.5.2 Tallo

Posee tallos verdaderos (aéreos) y tallos modificados (estolones y tubérculos). Los tallos aéreos son herbáceos, de longitud y diámetro variables. Las plantas provenientes del tubérculo semilla presentan en promedio cinco tallos principales, los cuales ramifican de acuerdo con la densidad de siembra; cada tallo principal se considera una unidad de producción independiente (planta) y puede llegar a producir entre 2,5 y 8 tubérculos (Cabezas y Corchuelo, 2005). El color del tallo en las diferentes variedades de papa criolla es verde uniforme, relativamente claro.

6.5.3 Tallos Aéreos

Tallos que pueden alcanzar de 0.6 a 1 metro de longitud, de color verde o pueden presentar color rojizo a púrpura, se originan a partir de yemas presentes en el tubérculo (utilizado como semilla). de formas erectas a decumbentes, normalmente se van inclinando a medida que avanza la madurez de la planta, pueden tornarse leñosos en su parte basal (Zunino, 2019).

6.5.4 Hoja

Son compuestas (presentan raquis y foliolos), insertadas sobre los nudos del tallo en espiral. Sobre el raquis central de la hoja se desarrollan pares de foliolos laterales primarios y un foliolo terminal de mayor tamaño. Los foliolos se unen al raquis mediante un peciolo pequeño que se conoce como peciólulo (Huamán, 1986).

Las hojas son usualmente amplias y abreviadas, 15-23 cm de longitud por 8-10 cm de ancho, con 5-6 pares de foliolos y un número variable (18-30) de foliolos interpuestos de diferentes tamaños. Foliolos pilosos, algunos brillantes por encima, algo ovalados a elíptico-lanceolados o elípticos, el ápice puntiagudo y la base redondeada, sésiles o nacen en cortos peciolos u ocasionalmente decurrentes en el raquis. (Fedepapa 2009).

Posee hojas Compuestas de siete a nueve folios, imparipinnadas, lanceoladas con disposición espiralada en los tallos. Hojas bifaciales a nivel de tejidos sus epidermis compuestas por células de paredes sinuosas a vista superficial. Presentan tricomas en la superficie variando su cantidad dependiendo del cultivar, los tricomas son uniseriados, glandulares y de cabeza pluricelular (Zunino,2019).

6.5.5 Estolones

Son tallos modificados laterales de crecimiento subterráneo; su origen tiene lugar en las yemas axilares de los nudos basales en los tallos principales, los estolones presentan variación en su longitud entre genotipos, y en los materiales mejorados se busca que sean cortos. Cuando los estolones no quedan cubiertos por el aporque, se convierten en tallos aéreos laterales (Huamán, 1986).

6.5.6 Tubérculos

El tubérculo es el órgano de almacenamiento de nutrientes de la planta, se considera como tallo subterráneo, el tubérculo se forma a partir de los rizomas por un engrosamiento radial, producto de la elongación de las células parenquimáticas y la pérdida de polaridad, (Smith, et al., 1937).

Son órganos subterráneos cuyo origen lo conforma la curvatura suba pical de los estolones. Funcionalmente, son estructuras de almacenamiento y conforman la principal forma de propagación asexual de la especie. Morfológicamente, este tallo modificado presenta dos caras bien definidas, una proximal o basal, en el punto de inserción con el estolón y una apical, en el extremo opuesto, la cual contiene yemas potencialmente habilitadas para generar nuevos tallos y raíces. (Cabezas, 2002).

6.5.7 Flor

La inflorescencia de la planta de papa es una cima, caracterizada porque el pedúnculo suele dividirse en dos ramas y cada una se subdivide en otras dos. Las flores de la inflorescencia son hermafroditas, poseen cáliz, corola, estambres (androceo) y pistilo (gineceo). El androceo consta de cinco estambres o anteras de color amarillo con poro terminal, por donde sale el polen. El gineceo tiene un solo pistilo con ovario súpero y es variable en longitud, dependiendo del genotipo (Huamán, 1986)

6.5.8 Fruto

El fruto de la planta de papa es una baya verde, regularmente esférico y bilocular. El tamaño del fruto y el número de semillas por fruto depende de la fertilidad del polen del genotipo. La semilla es pequeña, de forma ovalada y plana. Estas semillas se conocen como semilla botánica o verdadera (Huamán, 1986)

6.5.9 Tejidos Vegetales

Según Paniagua et al., (2002) un tejido es un grupo de células de origen, estructura y funciones comunes, que atendiendo a su función se pueden clasificar en meristemos, parénquima, de sostén, vasculares o conductores, protectores y secretores.

6.5.10 Parénquima

Se considera un tejido de relleno, ocupando espacios entre otros más diferenciados; los parenquimatosos adquieren funciones como fotosíntesis, elaboración y almacenamiento de sustancias, secreción, excreción, entre otras (Paniagua et al., 2002). Entre los tipos de parénquima podemos encontrar: 1. Parénquima asimilador o clorofílico en este se realizara la fijación del carbono mediante la fotosíntesis, por lo que se localizara debajo de la epidermis, este tendrá un desarrollo mayor en las hojas donde puede ser de dos formas: a. Parénquima en empalizada: constituido por células prismáticas y b. Parénquima lagunar: formado por células más redondeadas y con espacios intercelulares amplios; 2. Parénquima de reserva: encargado del almacenamiento de diversas sustancias la más frecuente y abundante es el almidón que se encuentra en amiloplastos; 3. Parénquima aerífero: lo poseen plantas acuáticas o que crecen en lugares encharcados donde se forman cordones celulares donde se conducirá el aire; 4. Parénquima acuífero: se encuentra en plantas de climas secos, sus tejidos poseen parénquima almacenador de agua (Paniagua et al.,2002)

6.5.11 ***Colénquima***

El colénquima es un tejido vivo formado por un solo tipo celular, la célula colenquimática. Se caracteriza por estar viva, por tener paredes engrosadas y por tener una morfología elongada en la dirección del eje principal. Presentan una gruesa pared celular primaria que las diferencias de las células parenquimáticas y caracterizada por engrosamientos distribuidos de manera desigual, lo que confiere al tejido gran resistencia a la tensión y a otros tipos de estrés mecánico. Se considera pared primaria puesto que puede crecer en superficie, además de en grosor. Las células colenquimaticas, al igual que las células parenquimáticas, son capaces de reanudar una actividad meristemática gracias a que sus paredes celulares son primarias y no lignificadas, a pesar de su grosor. (Megías M, 2023).

6.5.12 Tejidos vasculares o conductores

Xilema: transporta agua y sustancias tales como sales minerales y compuestos nitrogenados, se realiza desde la raíz y a través de toda la planta, este transporte es unidireccional hacia las superficies de evaporación. Durante el crecimiento primario se forma el xilema primario (primero el protoxilema y luego el metaxilema) y posteriormente el xilema secundario (Paniagua et al., 2002).

Floema: transporta productos de la fotosíntesis, como azucares y materias orgánicas elaboradas, en múltiples direcciones a través de la planta desde su sitio de producción (fuentes) hasta los lugares donde son consumidos o almacenados (sumideros). Durante el crecimiento primario se forma el floema primario (primero el protofloema y luego el metafloema) y posteriormente el floema secundario (Paniagua et al., 2002).

6.5.13 Tejidos protectores

Epidermis: es la capa celular más externa en hojas, verticilos florales, frutos, semillas, tallos y raíces. Su función es la de intercambios entre el interior y el exterior de la planta, así mismo, funciona como defensa ante los agentes externos físicos, ayuda en la regulación de la transpiración y el intercambio de gases a través de los estomas, acumulación de sustancias que posteriormente son segregadas, entre otras. No es completamente impermeable ya que deja salir agua con algunos solutos, proceso que se denomina transpiración cuticular (Paniagua et al., 2002). Las células epidérmicas tienen varias formas y tamaños relacionados con su medio externo, pero suelen ser aplanadas y unidas sin espacios intercelulares. El CO2 penetra a través de las células epidérmicas, en algunas plantas se utilizan vías proporcionadas por las estomas y en algunas cutículas existen diminutos canales que permiten la salida de secreciones (Paniagua et al., 2002).

Cutícula: La cutícula está en la parte más externa de la pared celular de las células epidérmicas, constituyendo una interfase entre la planta y el medio ambiente.

Según Jeffree (2006) describió la cutina como una capa fundamentalmente laminar en la podían diferenciarse a su vez una serie de capas, las cuales estaban definidas en función de suposición y composición química. Este autor distinguió diferentes regiones desde el interior hacia el exterior de la cutícula: la cutícula secundaria (o capa cuticular o cutinizada), la cutícula primaria (también llamada capa cuticularizada o cutícula propiamente dicha) con ceras embebidas (intracuticulares) y, por último, las ceras epicuticulares (Segado Haro,2015)

7 Metodología:

La presente investigación se dividió en tres fases, una fase de campo y una fase de laboratorio, las cuales se plantearon teniendo en cuenta la metodología sugerida por Sandoval (2006) y una última fase de medición de tejidos que se realizó con ayuda del programa ConfocalUnioviImageJ.

7.1 Fase de campo:

En esta fase se llevó a cabo la recolección del material vegetal a estudiar, la hacienda donde se plantó el cultivo se llama el Pino, esta se ubica en las coordenadas 4.876821334905934, -74.23295091675817 suministradas por Google maps, esta se encuentra aproximadamente a 2.5 km de la carretera principal, Km 16 el Rosal Subachoque. Para realizar la colecta se definieron los surcos del cultivo que tengan *Solanum phureja variedad Colombia* en su estado comercial, el mutante y los clones de está, línea 37, 67, y 107. Se recolectaron 5 especímenes en su tercera semana de maduración para obtener un total de 25 muestras de tallo aéreo y foliolos de hoja. Las muestras fueron colectadas de surcos de cultivo diferentes, con el fin de abarcar una mayor cantidad de variables de crecimiento y así observar las posibles variaciones existentes en los tejidos analizados.

Finalmente, cada muestra fue individualizada en un recipiente plástico con tapa rosca, previamente lleno de fijador FAA (Formaldehido-ácido acético- alcohol-agua) según el protocolo de (Sandoval, 2006), estas se introdujeron en el frasco con 500 ml de fijador, se etiquetaron con los datos correspondientes a cada planta, tales como, surco, numero de planta, variedad de planta y fecha de recolección. Finalmente, para el transporte de estas, se ubicó cada una de las muestras en una nevera manteniendo una temperatura entre 3 y 4 grados centígrados para así evitar cambios en los tejidos a analizar.

7.2 Fase de laboratorio:

En esta fase se inició con la preparación del fijador de tejidos vegetales a utilizar, para esta investigación se utilizó el fijador simple FAA (Formaldehido-ácido acético- alcohol-agua), permitiendo con ello endurecer los tejidos de los foliolos de las hojas y el tallo aéreo, permitiendo con ello, que las estructuras de estos duren años, según (Sandoval, 2006) esta mezcla debe tener concentraciones de Etanol al 96% por 50ml, ácido acético glacial al 2 o 6% por 5 ml, formaldehido

entre un 36 y 40% por 10 ml y finalmente 35 ml de agua, aunque la formula se puede balancear según el tamaño de la muestra, en este caso las cantidades de cada uno de los compuestos del fijador se modificó. Las cantidades que se usaron fueron las siguientes: 5 litros de Etanol al 96%, 500 ml de ácido acético glacial al 3%, 1 litro de formol al 37% y 3.5 litros de agua destilada.
Para sintetizar el ácido acético glacial en la concentración requerida se usó como base 16.6 ml de ácido acético glacial al 90% como soluto, y 500 ml de agua destilada como solvente, todo mezclado en un balón aforado de 500 ml, luego para la síntesis del formol al 37% se utilizó, 416 ml de formol al 96% como soluto, 1 litro de agua destilada como solvente y dos balones aforados de 1 litro para su mezcla, cada uno de estos se llenó con 208 ml de formol y con 500 ml de agua destilada, posteriormente se mezclaron cada una de las partes en un recipiente plástico, sintetizando así la cantidad de formol requerida con la concentración correspondiente.

Tras completar la fase de campo, se realizó la selección del material vegetal viable para estudio, luego se realizó un lavado siguiendo el protocolo de fijación de las muestras sugerido por Sandoval (2006) donde expresa que por cada 24 horas en fijación se recomienda lavar a chorro de agua la muestra 1 hora para obtener mejores resultados.

Posteriormente, se seleccionó una sección de tallo y la ubicamos sobre una lámina porta objeto, luego procedimos a realizar un corte transversal para muestra histológica, seguidamente inicio el proceso de tinción donde se utilizó tionina diluida en agua, en proporción 1:5 (gotas), una vez finalizado el proceso de creación de muestras histológicas del tallo aéreo. Para el estudio descriptivo o comparativo de los foliolos de la hoja; se tomó un foliolo al cual se le realizo un corte transversal, de 1cm² de la región media o más ancha de la lámina del folíolo, tomando parte de la nervadura principal; una vez separada esta sección, se ubicó sobre una lámina porta objeto, posteriormente se realizaron cortes transversales, luego, se procedió a realizar la tinción de con tionina diluida en agua, en proporción 1:5 (gotas) finalizando así el proceso de corte y tinción de tejidos, finalmente se procedió con el montaje de los cortes, con gelatina glicerinada. Las observaciones de los cortes histológicos se hicieron mediante el empleo de un microscopio binocular, Leica HD 13… y se tomaron microfotografías de los cortes seleccionados en los aumentos 10x y 40x.

7.3 *Fase de medición:*

Para la medición de las células de los tejidos seleccionados, tanto de tallo aéreo como del foliolo de la hoja; se utilizó el programa imageJ. Las células de epidermis del tallo aéreo y de foliolo de hoja, fueron analizadas según 4 parámetros de medida, el primero de estos fue la medición del perímetro interno de la célula, para esto por medio del programa se trazó una línea que siguiera la estructura de la célula, una vez finalizado esto el programa arroja un resultado según la unidad de medida utilizada, en este caso fue um; el segundo parámetro de medida fue la medición del lumen de las células, para esto se trazó una línea en el eje **X** en la parte central de la célula y una en el eje **Y**, ubicada también en el centro, luego por medio de este programa se realizó el cálculo del diámetro de Feret y así se obtuvo esta medición; el tercer parámetro utilizado fue la medición del grosor de la cutina, para esto se trazaron tres líneas que atravesaran la cutina por el eje **Y**, luego estos valores se promediaron y así se obtuvo el resultado, finalmente, para la medición del grosor de la pared celular, se trazaron tres líneas desde el borde interno de la pared celular de una célula hasta el borde interno de la pared celular de la otra célula, atravesando la lámina media; posteriormente los resultados obtenidos se promediaron y dividieron para obtener el valor real de la pared celular primaria, ya que la definición de las imágenes y precisión del programa no lo permitía realizar la medición desde la lamina media hasta el borde interior de pared celular de cada una de las células.

Para el proceso de medición del xilema, tomamos tres parámetros de medida, perímetro interno del xilema, lumen del xilema y grosor de la pared secundaria, para la medición del perímetro interno y lumen se siguió el protocolo establecido para las células de la epidermis, para la medida del grosor de la pared secundaria trazamos líneas de pared a pared rodeando el tejido, luego esas medidas fueron promediadas y divididas en dos para determinar el grosor de la pared.

Las mediciones se llevaron a cabo en células individuales, en total se trabajó con N (número de células) de 291, posteriormente se ingresaron los datos al programa minitab 18, esto con la finalidad de realizar un análisis de la varianza (ANOVA), el cual es un método estadístico que se utiliza para examinar las diferencias de las medidas de tres o más grupos de datos, junto a este realizamos la prueba de Tukey que establece intervalos de confianza entre los grupos analizados, para confirmar o no si existen diferencias significativas en los tejidos, en esta medición se debe tener en cuenta el valor de *p*, este debe ser menor o igual a 0.05.

8 Resultados

Los foliolos de la hoja compuesta son un órgano que se divide en dos partes principales el área foliar y la nervadura que se encuentran unidos al eje central o raquis que se encuentran unidos a través por medio de un peciolulo; al ser la parte aérea más expuesta al ambiente cumple con funciones vitales para el desarrollo de la planta, como la respiración, la fotosíntesis, entre otros. A continuación, se presenta la caracterización histológica del área foliar y la nervadura de los foliolos de la hoja de *S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

8.1 Caracterización histológica de hoja *de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

8.1.1 Área foliar del foliolo de la hoja.

La imagen 2 muestra la organización general de los tejidos que se encuentran en un corte transversal del área foliar en los foliolos de las hojas en *S. tuberosum G. phureja variedad Colombia***.** Se observa una capa de epidermis adaxial caracterizada por células ovaladas, paredes delgadas. Las células de este tejido protector posee diferentes tamaños unas más largas que otras, bajo este ubicamos el parénquima clorofílico de empalizada, la organización de sus células asemeja una barrera de palos de ahí su nombre, luego nos encontramos con el parénquima clorofílico lagunar, sus células no son simétricas y no se encuentran juntas, entre estas podemos encontrar un espacio intercelular de origen lisigénico, finalmente observamos la epidermis abaxial, que se compone por células epiteliales de menor tamaño y con una estructura más irregular que las células de la capa adaxial.

En el tejido epidérmico de protección se aprecia una capa de cutina delgada de 9,5 um promedio de grosor, con algunas verrugas que recubre cada celda de la epidermis formando una cobertura externa para el foliolo. Este tejido se puede diferenciar, ya que su color es fucsia y recubre la cara adaxial de la hoja. Las células epidérmicas tienen formas redondeadas u ovoides, su tamaño promedio es de 367,6 um; poseen paredes celulares delgadas con un grosor aproximado de 7,8 um que impiden el contacto entre sí *imagen 3*. Bajo la epidermis y lo largo de esta encontramos un estrato de parénquima clorofílico de empalizada, este tejido es una estructura compacta que forma una hilera de bastones con un largo y grosor aproximado de 239 um y 56 um respectivamente *imagen 4*, se caracteriza por poseer cloroplastos ovalados con una posición parietal, los cuales se encargan de realizar el proceso de fotosíntesis, al estar más cerca de la cara

adaxial del foliolo recibe una mayor cantidad de luz solar, lo que hace que sea el órgano que lleva una mayor carga fotosintética. Bajo el parénquima clorofílico de empalizada encontramos el tejido más próximo a la cara abaxial del foliolo de la hoja como, es el parénquima clorofílico lagunar imagen 5. Este tejido tiene forma irregular, el tamaño promedio de su perímetro es de 440 um, no es compacto, al igual que el parénquima de empalizada en su interior se puede encontrar cloroplastos, sin embargo, en menor cantidad. Entre células se encuentra espacio intercelular, lo que convierte al parénquima lagunar en un tejido óptimo para el intercambio de gases y agua con la atmosfera. Como tejido de cierre encontramos una capa de epidermis abaxial y cutina.

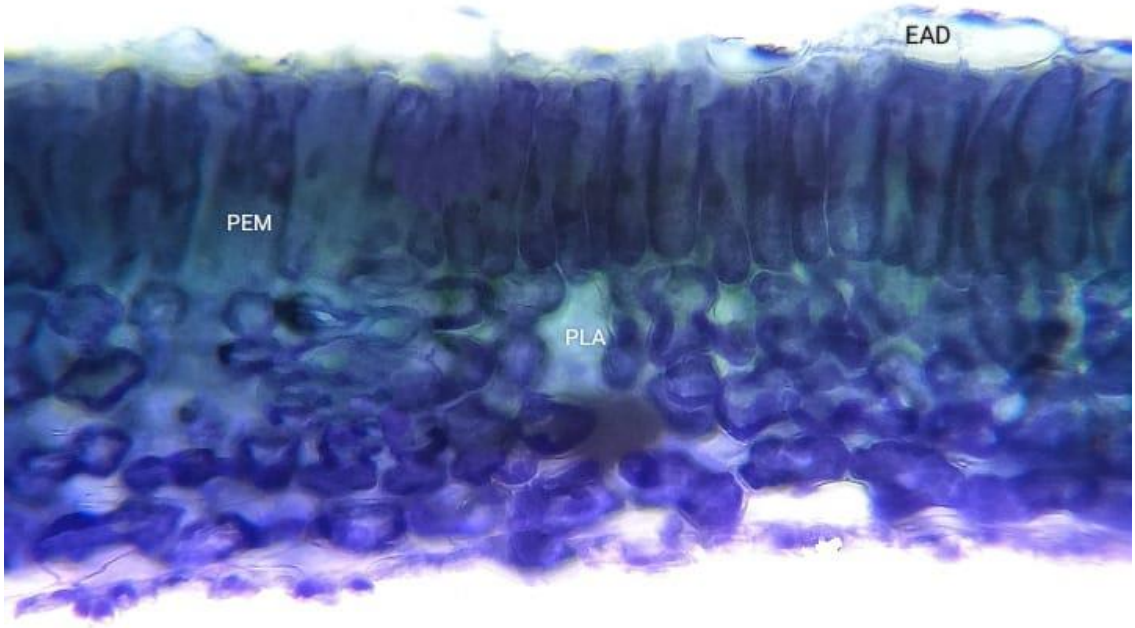


Imagen 2. *Corte transversal de lámina foliar de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; epidermis adaxial (EAD); parénquima clorofílico de empalizada (PEM); parénquima clorofílico lagunar(PLA).*

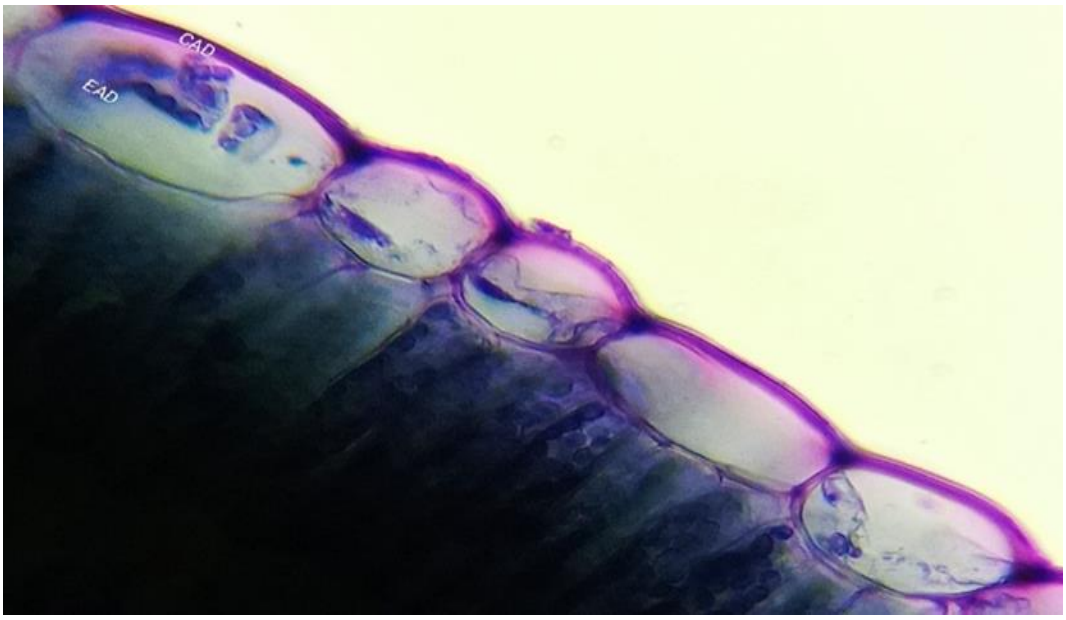


Imagen 3. *Corte transversal de lámina foliar de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; Cutina adaxial (CAD); epidermis adaxial mono-estratificada (EAD). Aumento 40x, tinción, tionina.*

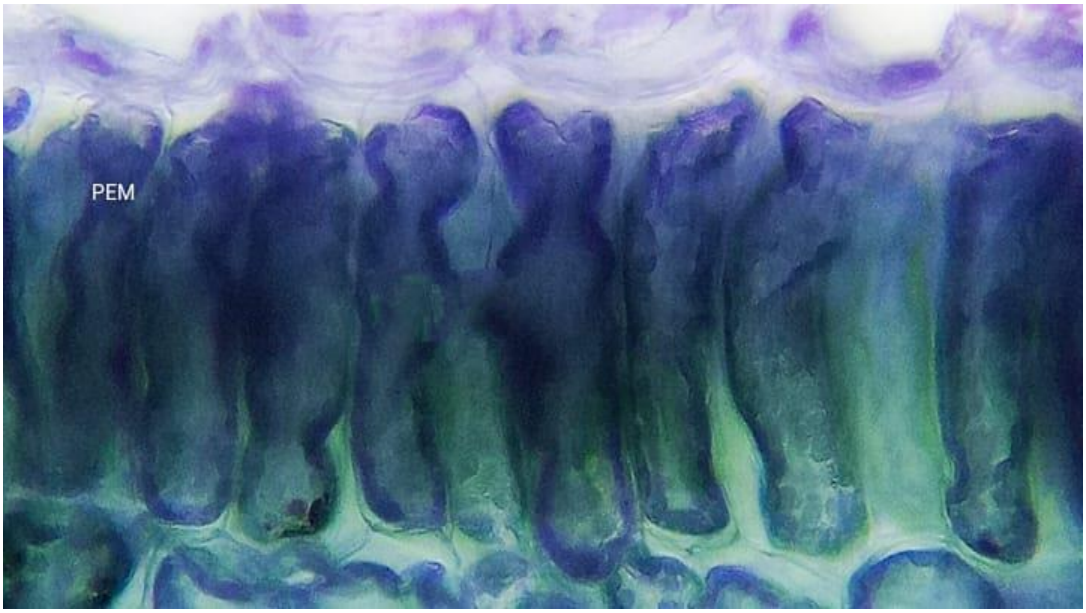


Imagen 4*. Corte transversal de lámina foliar de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; Parénquima clorofílico de empalizada (PEM); Aumento 40x, tinción tionina.*

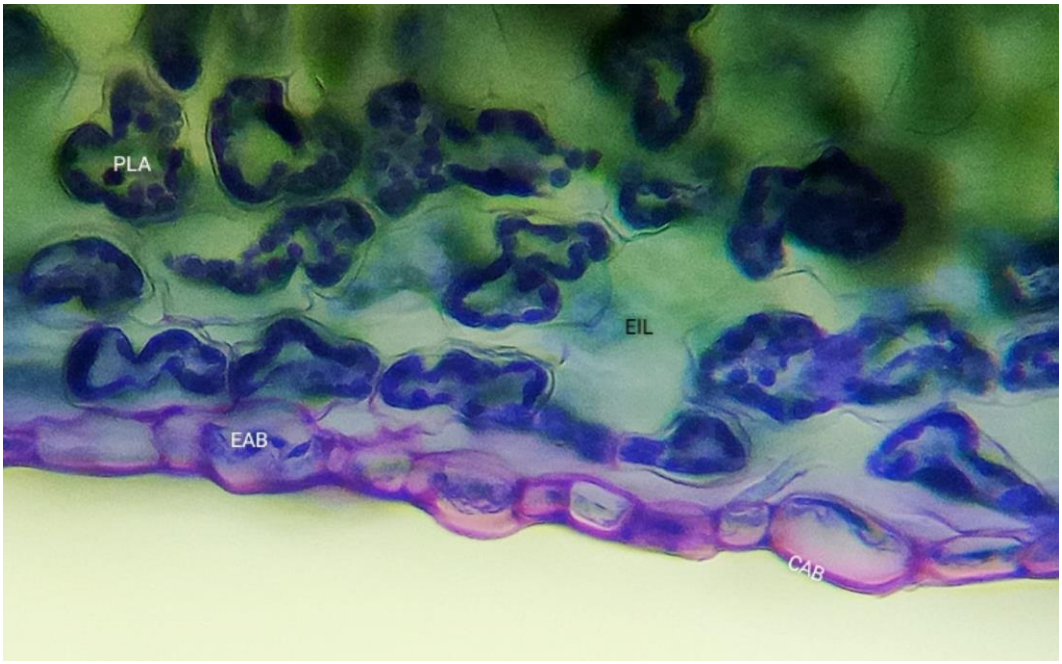


Imagen 5. *Corte transversal de lámina foliar de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; Parénquima clorofílico lagunar (PLA); Epidermis abaxial (EAB); cutina abaxial (CAB); espacio intercelular lisigénico (EIL). Aumento 40x, tinción tionina.*

8.1.2 Nervadura central:

Los foliolos de las hojas poseen, nervios principales o centrales y secundarios, compuestos por tejido conductor; en la descripción de los tejidos se tuvo en cuenta la nervadura central, para la descripción del tejido vascular, como los tejidos adyacentes a este, ubicados en los foliolos de las hojas de *S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

La imagen 6 nos muestra un corte transversal de nervadura central del folíolo de hoja de *S. tuberosum G. phureja variedad Colombia***,** en la que se observan cuatro tejidos principales, en la cara adaxial de la nervadura central del foliolo de la hoja se encontró la epidermis imagen 7, constituida por una hilera de células con forma más o menos romboidales, con un perímetro promedio de 150um, la pared celular externa de dichas células esta provista de cutina con grosor promedio de 11um y una textura corrugada; al ser el nervio central la parte de distribución y comunicación más importante del folíolo requiere una estructura sólida y resistente para su protección y soporte, bajo las células de epidermis hay una capa de colénquima angular, luego se encuentra una estructura muy importante para la planta que es el parénquima, imagen 8 es un tejido de soporte constituido por células isodiametricas, con espacios intercelulares esquizógenicos llamados trígonos, el perímetro de su estructura es aproximadamente de 605um, al ser tejido vivo

se adapta fácilmente al crecimiento de la planta. Este parénquima se encuentra rodeando un haz vascular del tipo colateral, compuesto por un floema primario externo compuesto por células de metafloema y protofloema y un xilema primario interno compuesto por células de metaxilema y protoxilema, en medio de estas células de xilema primario encontramos traqueidas imagen 9. En el caso particular del floema primario está formado, por una conjunción de estructuras tubulares llamadas tubos cribosos, su particularidad es la ausencia de orgánulos, esta particularidad es óptima para el transporte de materiales, se encuentra rodeado de parénquima, es muy común que junto a esta estructura se puedan encontrar vacuolas, en la parte inferior del floema se identifica el xilema, teñido de azul cuya pared celular mide aproximadamente entro 8 a 9um de grosor; esta forma tubos que atraviesan toda la hoja transportando productos de la fotosíntesis, el lumen de estas células de xilema corresponde al espacio por la que se mueven los fluidos, esta es aproximadamente de 107um.

Por último, se encontraron, tricomas del tipo pelo simple multicelular, y tricoma glandular; el tricoma de pelo simple multicelular es una estructura que se proyecta desde la epidermis de la planta, estos pueden desempeñar varias funciones, como proteger la planta de la desecación, los rayos UV y los herbívoros; mientras que los tricomas glandulares son una estructura multicelular con una cabeza glandular, que tiene la capacidad de secretar diversas sustancias, sus funciones varían, estas van desde la protección química de la planta, hasta la regulación de temperatura y humedad, imagen 10.



***Imagen 6**. Nervadura central de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia; Epidermis (EPD); Parénquima (PAR); Floema (FLO); Xilema (XIL). Aumento 10x.*

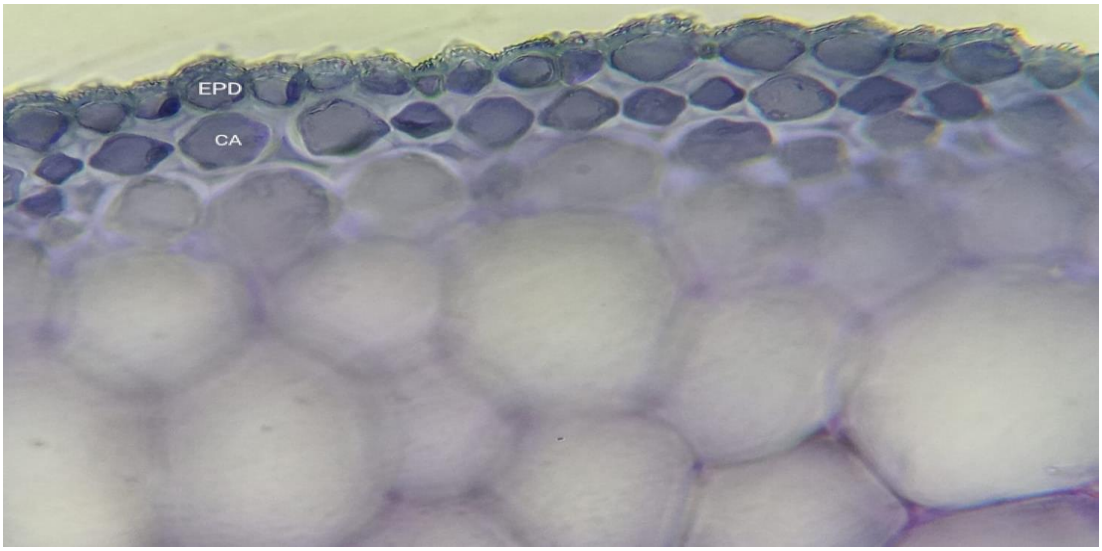


Imagen 7. *Epidermis (EPD);Colénquima angular (CA); de la nervadura central de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento 40x, tinción tionina.*

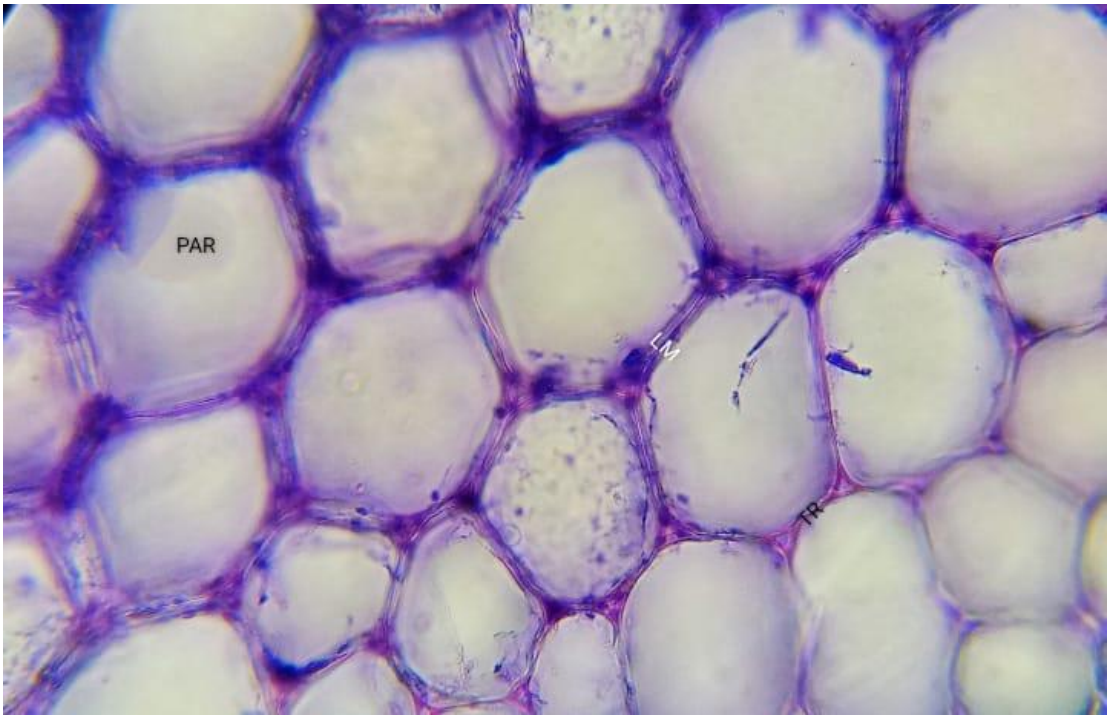


Imagen 8*. Parénquima de la nervadura central de foliolo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Lamina media (LM); Trígonos (TR); Aumento 40x, tinción tionina.*

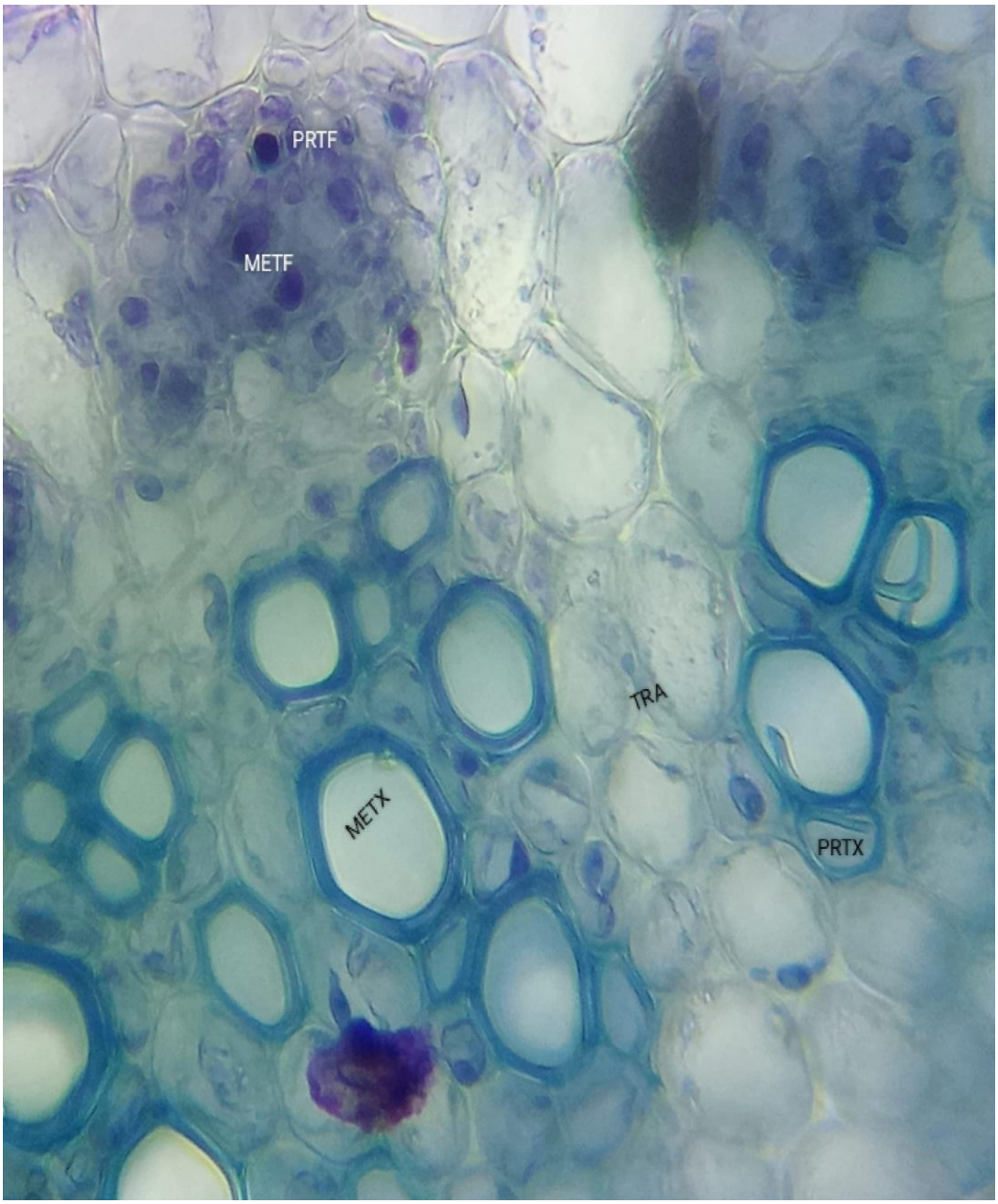


***Imagen 9**. Floema; Metafloema (METF);Protofloema (PRTF); Xilema; Metaxilema (METX); Protoxilema (PRTX); Traqueidas(TRA); de la nervadura central de foliolo de S.tuberosum G.phureja variedad Colombia. Aumento 40x, tinción tionina*



Imagen 10. *Tricoma de pelo simple; Tricoma glandular*

8.2 Caracterización histológica del tallo aéreo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.

Solanum phureja Variedad Colombia es una planta eudicotiledónea, herbácea perenne, con crecimiento primario determinado por la organización tisular que se describirá a continuación.

La imagen 11 nos muestra la organización estructural interna de los tejidos del tallo aéreo de *S. tuberosum G. phureja variedad Colombia***,** en este corte transversal se observa cómo se distribuyen los tejido a lo largo del tallo; el primer tejido que se encuentra en el tallo aéreo es la epidermis uniestratificada (imagen 12), la cual posee una capa de células con forma de bloques semi ovalados con un perímetro aproximado de 361,7um, exteriormente presenta pequeñas mamilas. En la parte exterior de la epidermis se encuentra una capa de cutina recubriendo todo el tejido creando así una cobertura completa para el tallo, esta tiene un grosor aproximado de 19,0 um. Bajo la epidermis se halla la zona del córtex que está compuesta por un parénquima clorofílico formando un anillo discontinuo, luego encontramos colénquima laminar de aproximadamente 8 estratos celulares, esta estructura está constituida por células ovaladas de con un tamaño promedio de 615,4 um, seguida de un parénquima cortical, en el que se pueden observar algunos gránulos de almidón cuya característica principal es tener paredes celulares delgadas, su tamaño varía según la posición en la que se encuentren en el tallo, por lo general se ubican en medio de otros tejidos rellenando espacios intracelulares; el parénquima constituye un conjunto continuo de células en la corteza y medula de tallos y raíces en este caso encontramos 2 estratos de células parenquimáticas distribuidos en la circunferencia del córtex del tallo aéreo, en medio de parénquima cortical se ubican las fibras de esclerénquima, que sirven de reforzamiento mecánico para el tallo, su estructura se asemeja a la del xilema, sin embargo la pared secundaria es engrosada y lignificada, su perímetro promedio es de 52,1 um y su grosor es de 2.5 um (imagen 13). A continuación, encontramos el floema primario, cuyas células son de pared fina, y está compuesto por células de metafloema y proto floema. En esta imagen, se observa una capa de procambium, este es el tejido que da origen a los tejidos conductores primarios (floema y xilema primarios) siendo una zona que hace parte del promeristema del meristemo apical del tallo su estructura consta de células agrupadas una sobre otra, de tamaño muy reducido y de forma rectangular semejando agrupaciones de ladrillos uno sobre otro (imagen 14).

Una capa más abajo podemos encontrar el xilema primario, con pared celular gruesa y lignificada, conformado por un protoxilema interno cercano al parénquima medular y un metaxilema externo, ambas células inmersas en medio de traqueidas de tamaño pequeño con pared celular engrosada y lignificada, por la disposición del protoxilema con respecto al metaxilema nos indica que es una eustela típica de las eudicotiledóneas herbáceas, el xilema tiene una tamaño aproximado de 692,7 um. Finalmente, como tejido más profundo y central del tallo aéreo se localiza el parénquima medular formado principalmente por tejido parenquimático de reserva que contiene gran cantidad de gránulos de almidón, este tiene una estructura compacta, con células de diversos tamaños, agrupadas que forman un cumulo en el centro del tallo, el cual brinda un lugar donde la planta mantiene elementos importantes para su metabolismo (imagen 15).

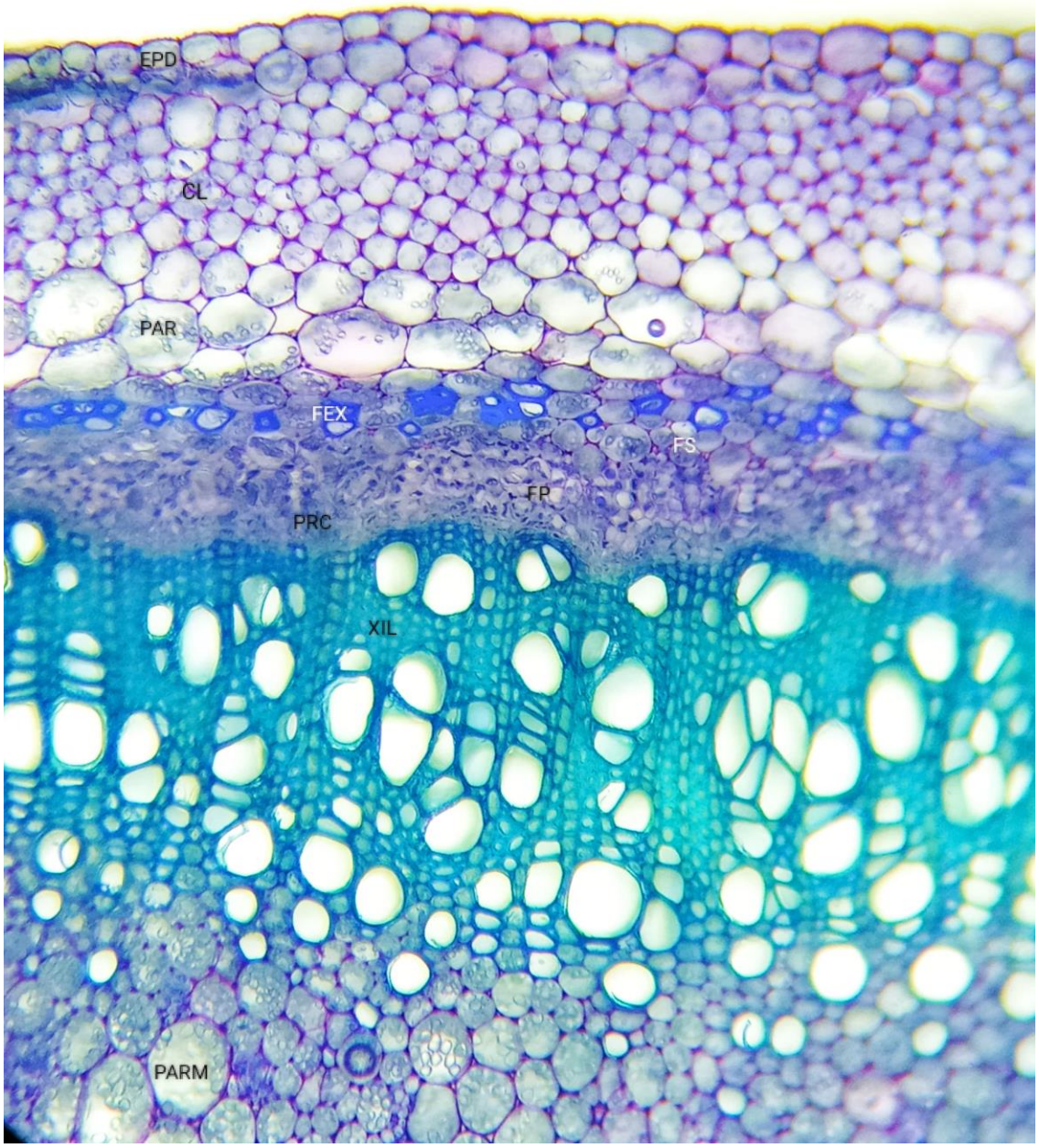


Imagen 11. *Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento: 10X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Epidermis (EPD);Colénquima laminar (CL); Parénquima (PAR); Fibras extra xilematicas (FEX);Floema secundario (FS); Floema primario (FP); Procambium (PRC); Xilema primario (XIL); Parénquima medular (PARM).*

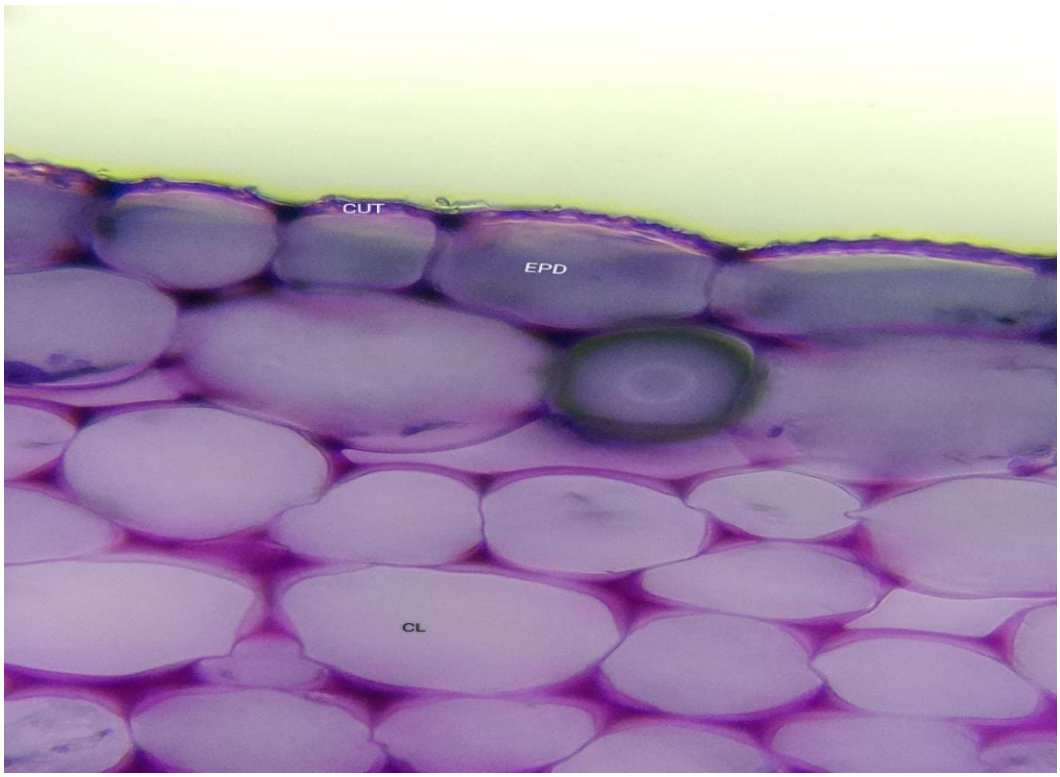


***Imagen 12**. Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento: 40X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Cutina (CUT); Epidermis (EPD); Colénquima laminar (CL).*

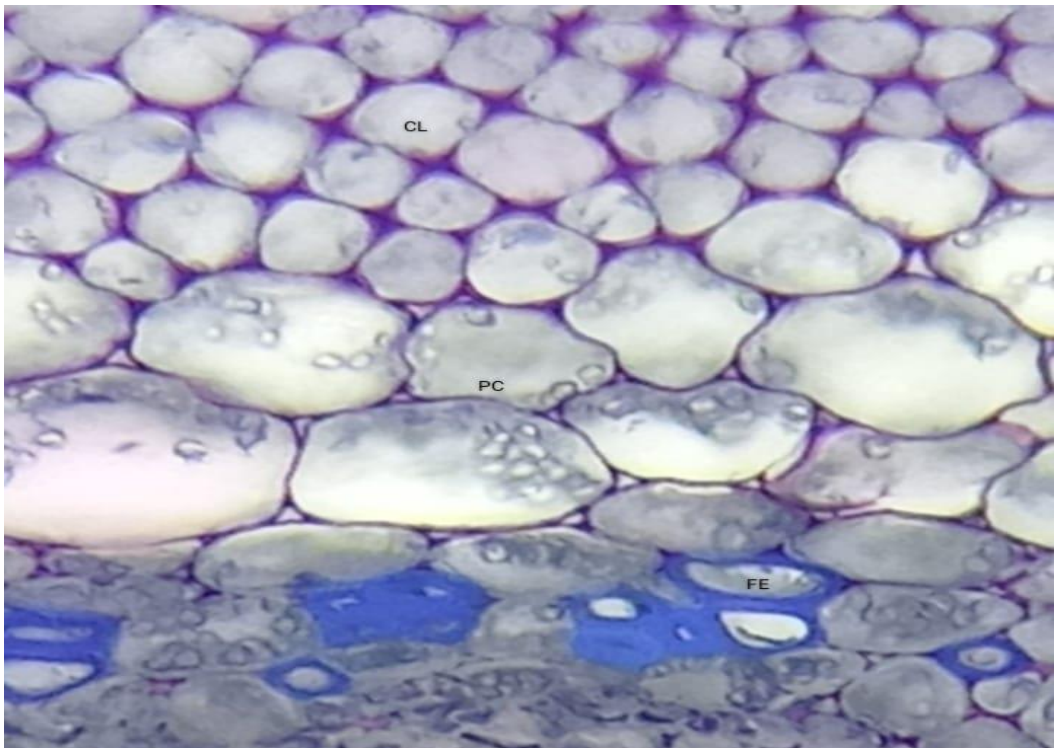


***Imagen 13.** Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento: 40X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Colénquima laminar (CL); Parénquima cortical (PC); Fibras de esclerénquima (FE).*

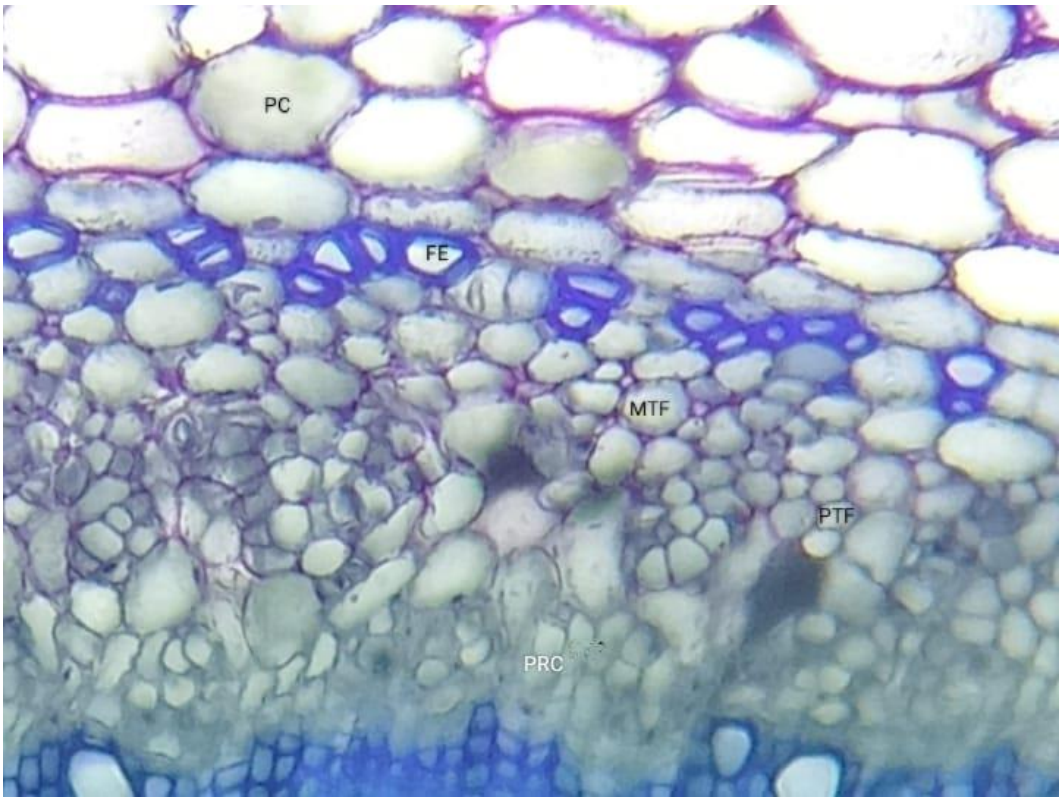


Imagen 14. *Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia. Aumento: 40X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Parénquima cortical(PC);Fibras de esclerénquima (FE); Floema; Metafloema (MTF); Protofloema(PTF); Procambium (PRC).*

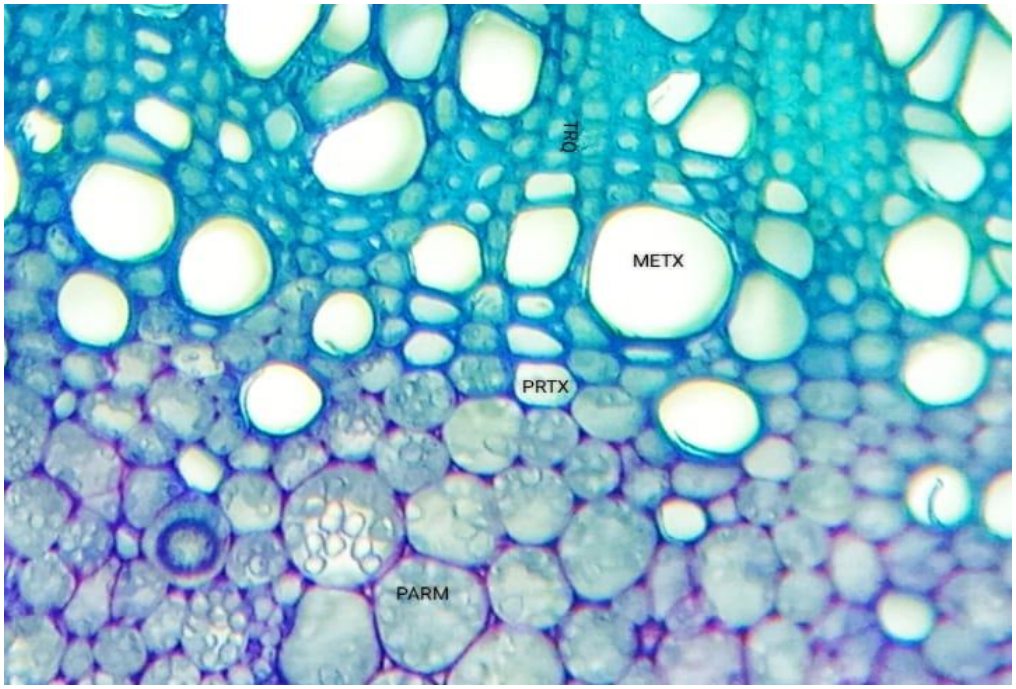


Imagen 15. *Corte transversal de tallo de S. tuberosum G. phureja variedad Colombia Aumento: 40X; Tinción tionina diluida en agua; Tejidos: Xilema primario; Metaxilema (METX); Protoxilema (PRTX); Traqueidas (TRQ); Parénquima medular (PARM).*

9 Discusión de resultados.

El género de plantas *Solanum* muestra una situación taxonómica compleja. Las similitudes morfológicas, la hibridación seguida de introgresión y la plasticidad fenotípica dificultan la delimitación de especies (Bello et al. 2013, Levin et al. 2005, Spooner y van den Berg 1992).

La familia Solanaceae tiene características morfológicas consistentes, una organización estructural similar en sus especies, esto se puede corroborar observando los resultados propuestos por Cosa *et al.*, (2002) en su investigación acerca de la anatomía en tres especies de *Solanum*, los resultados de esta muestran cómo se organizan los tejidos internos en corte transversal del área foliar de los foliolos de las hojas compuestas y la comparación realizada con las especies de Solanaceae con hojas simples. La epidermis posee una cubierta de cutina, estos resultados corroboran los encontrados en nuestra investigación. Sin embargo, existen estructuras que cambian en su distribución, por ejemplo, bajo la epidermis en *Solanum tuberosum* podemos encontrar un estrato de parénquima clorofílico de empalizada y cuatro estratos de parénquima clorofílico lagunar, siendo este un mesófilo dorsiventral. Mientras que, en las especies revisadas por Cosa *et al.*, (2002) *S. euacanthum*, igual que en *S. elaeagnifolium*, el mesófilo es isobilateral; Estas características determinan una mayor adaptabilidad en entornos xerofíticos (Fahn et al ,1990).

S. phureja posee características intermedias, pues al comparar su organización con la de *Solanum hieronymi* y *S. juvenale* observamos que sus estructuras son similares puesto que estas no poseen muchos espacios intercelulares, rasgo característico de una mejor adaptación a ambientes con escasa disponibilidad de agua (Fahn y Cutler, 1992). La epidermis abaxial es una estructura diferente a la epidermis adaxial, sus células tienen características únicas ya que su constitución depende la función que estas tengan la cual puede participar en el proceso de fotosíntesis o la resistencia al estrés por sequía, esta diferenciación permite a la planta una mejor distribución de sus tejidos internos, dependiendo la necesidad.

La nervadura central de los foliolos de las hojas o vena media consta de una estructura compacta, poco variable en Solanaceae (Cosa et al, 2002). Con una capa única de células de la epidermis, bajo esta colénquima angular, luego una amplia zona de parénquima y haz vascular colateral que contiene xilema y floema. Esta disposición facilita el transporte de fluidos y nutrientes a través de la hoja, contribuyendo a su funcionamiento eficiente en la fotosíntesis y otros procesos metabólicos (Megías et al, 2024).

El tallo aéreo posee una estructura definida por estratos celulares, con una epidermis uniestratificada, con cobertura de cutina, un córtex con colénquima laminar y parénquima cortical, este ocupa entre 7 y 8 estratos celulares del tallo, según una investigación realizada por Shtein *et al.*, (2020) en la cual se analizó el tallo de *Solanum tuberosum,* el colénquima ocupa un 7 u 8% aproximadamente entre 3 y 4 estratos de tejido, este resultado corrobora la presencia de colénquima en el tallo aéreo de *Solanum phureja,* sin embargo remarca una diferencia considerable en la distribución de los tejidos de cada especie, bajo el colénquima una capa de parénquima constituida por dos estratos celulares, la existencia de parénquima y la organización de los tejidos en el tallo aéreo de *Solanum phureja,* reafirma los resultados propuestos por Caro *et al,* (2002), otras investigaciones realizadas afirman la existencia de estos tres tejidos, sin embargo, alegan que el número total de estratos corticales y capas de clorénquima es variable, según la especie. Bajo el parénquima encontramos la zona de los tejidos conductores, en esta zona podemos observar una variedad de tejidos como las fibras de esclerénquima, muy cerca a este tejido podemos ubicar al floema primario compuesto por, metafloema y protofloema , bajo el floema encontramos un estrato de procambium, el cual separa la zona del floema con el xilema primario, compuesto por células de metaxilema y protoxilema, la presencia de estas estructuras se confirma en un estudio comparativo de tres especies de *Solanum* (Shtein, et al, 2020). La caracterización histológica que se realizó en esta investigación determinó qué no existen diferencias anatómicas notorias entre V.col y sus clones, además de esto se confirmó qué *S.phureja* posee características estructurales propias de las Solanaceae como estipuló Cosa *et al.*, *(*2002*).*

Las características anatómicas de las plantas determinan la ajustabilidad que poseen para adaptarse a un ambiente especifico, su anatomía y cambios morfológicos son importantes para su supervivencia ya que, al ser seres vivos sésiles dependen de estos ajustes.

En el marco de la investigación institucional realizada por la Universidad Distrital Francisco José de Caldas, donde se irradio *Solanum phureja Variedad Colombia* con cobalto 60, con la finalidad de encontrar una sepa de papa mejorada en el aspecto productivo y más resistente a los cambios ambientales, se realizó un estudio conjunto donde se investigaron varias características propias del mutante generado, en este caso buscamos los posibles cambios morfológicos dados entre *S. phureja variedad Colombia,* el mutante y los clones generados a partir de esta mutación.

Para realizar el estudio estadístico comparando el tamaño del tejido epidérmico de *S. tuberosum G. phureja variedad Colombia* y sus respectivos clones se realizó una matriz con la siguiente información: planta de la cual provenía el corte, grosor de cutina de cada célula, diámetro interno de las células o lumen, perímetro de la célula y grosor de la pared celular. Estos datos se obtuvieron de los 5 tipos de planta estudiados (*V.col, Mut, Clon 37, Clon67, Clon 107*) siendo *V.col* el grupo de control.

Para determinar cambios en la estructura tisular de las células epidérmicas, se usó parámetros de medidas que tuvieran relación con el tamaño, una de estas fue el perímetro, (imagen 16) este se determinó trazando una línea que siguiera el contorno interno de la célula.

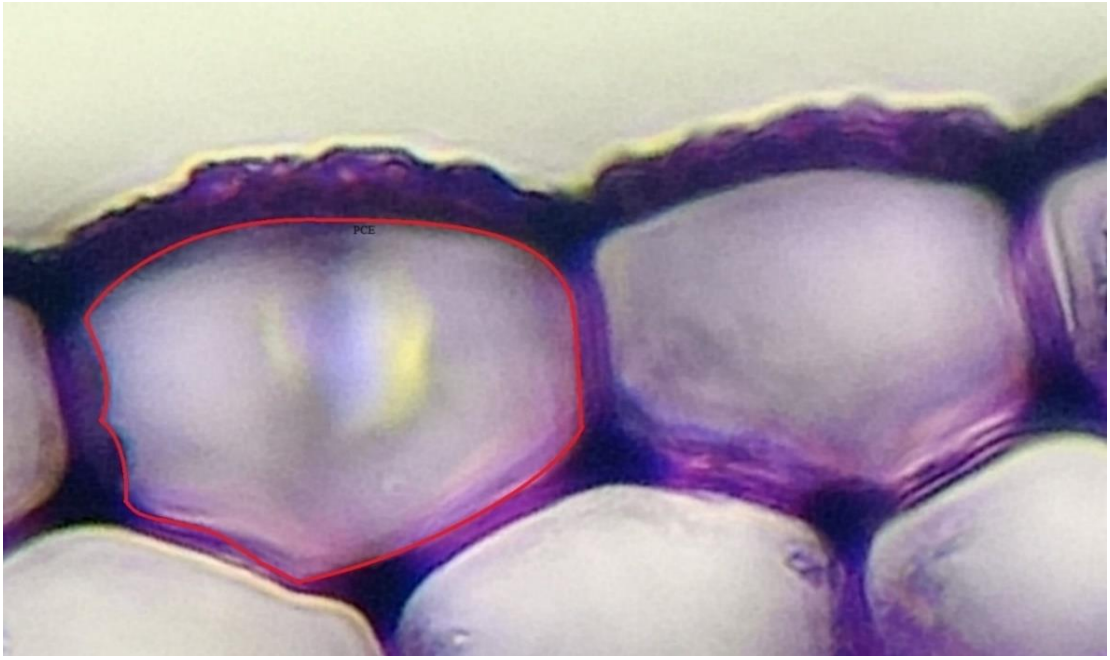


***Imagen 16**. Perímetro de la célula de la epidermis.*

Estos datos fueron analizados estadísticamente por medio del ANOVA, según Dagnino, (2014) este es, un conjunto de técnicas estadísticas de gran utilidad y ductilidad. Es útil cuando hay más de dos grupos que necesitan ser comparados, cuando hay mediciones repetidas en más de dos ocasiones, cuando los sujetos pueden variar en una o más características que afectan el resultado y se necesita ajustar su efecto o cuando se desea analizar simultáneamente el efecto de dos o más tratamientos diferentes. En nuestro caso puede ser aplicado ya que nuestra investigación cumple con los parámetros correspondientes para aplicar este análisis estadístico. A continuación, se observan, los resultados obtenidos al realizar la comparación estadística a los datos compilados en la matriz. Las siguientes tablas corresponden a los resultados obtenidos por medio de la

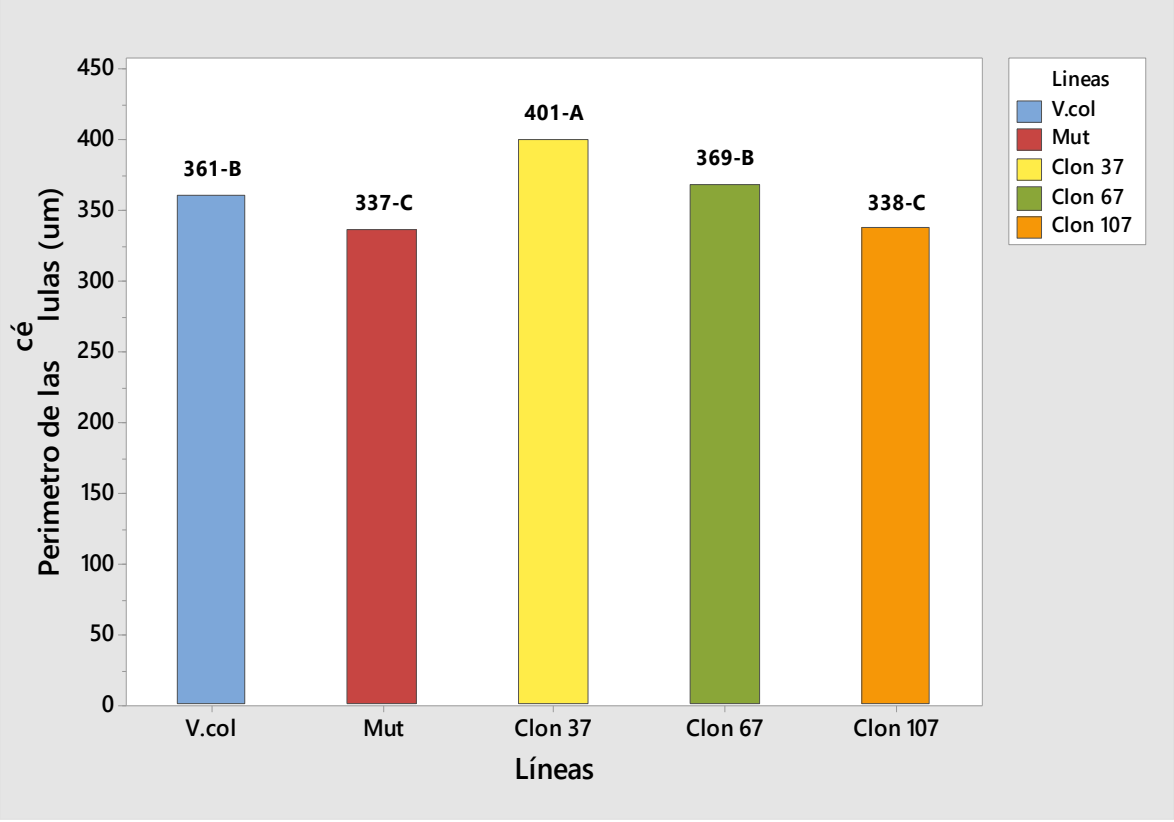
comparación estadística con el fin de encontrar o no diferencias significativas entre los tejidos estudiados de cada una de las plantas.

Como se puede observar en los resultados de comparación del perímetro de las células de epidermis del tallo aéreo revelan diferencias significativas entre los grupos de plantas estudiados, como se detalla en la tabla 2.

Inicialmente, al comparar los datos de V.col y Mut, se observa una diferencia significativa (p=000,1), respaldada por el análisis de agrupación de Tukey (tabla 3), las células de V.col tienen un tamaño medio de 361,9 um mientras que las de Mut tienen un tamaño medio de 337,7 um. De manera similar, al comparar V.col con clon 37, se encuentra una diferencia significativa (p=0,000), con una media de 401,4 um para clon 37. En contraste, no se observan diferencias significativas entre V.col y clon 67 (p=0,287), indicando que sus células pertenecen al mismo grupo con tamaños medios de 361,9um y 369,9 um. Finalmente, al comparar *V.col y Clon 107*, se encuentra otra diferencia significativa, ya que (p= 0,001), se ubican en grupos diferentes, la media correspondiente a las células de *V.col* es de 361,999 µm, mientras que para *Clon 107* fue 338,088 µm lo que confirma diferencias en el tamaño celular.

Tabla 2.*Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el perímetro interno de las células en la epidermis de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est**		
V.col; Mut	Factor	1	8.55E+14	8.55E+14	10,59	0,001	361,999	87103	A	
	Error	580	4,68148E+12	8071515037			337,765	92499		B
	Total	581	4,76693E+12							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	2,26808E+11	2,26808E+11	23,74	0,000	361,999	87103	A	
	Error	580	5,54102E+12	9553489758			401,481	107331		B
	Total	581	5,76783E+12							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	8619235313	8619235313	1,14	0,287	361,999	87103	A	
	Error	580	4,40210E+12	7589827884			369,696	87136	A	
	Total	581	4,41072E+12							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	8.32E+14	8.32E+14	10,68	0,001	361,999	87103	A	
	Error	580	4,51778E+12	7789272332			338,088	89396		B
	Total	581	4,60096E+12							



Gráfica 1*. Perímetro interno de las células epiteliales de tallo aéreo.*

***Tabla 3**.Agrupación de Tukey sobre el perímetro interno de las células de epidermis de tallo aéreo.*

Factor	N	Media	Agrupación		
37	291	401,481	A		
67	291	369,696		B	
V.col	291	361,999		B	
107	291	338,088			C
Mut	291	337,765			C

Otro parámetro de medida usado en esta investigación fue, el tamaño del lumen, que determina que tan grande es la estructura completa de la célula.

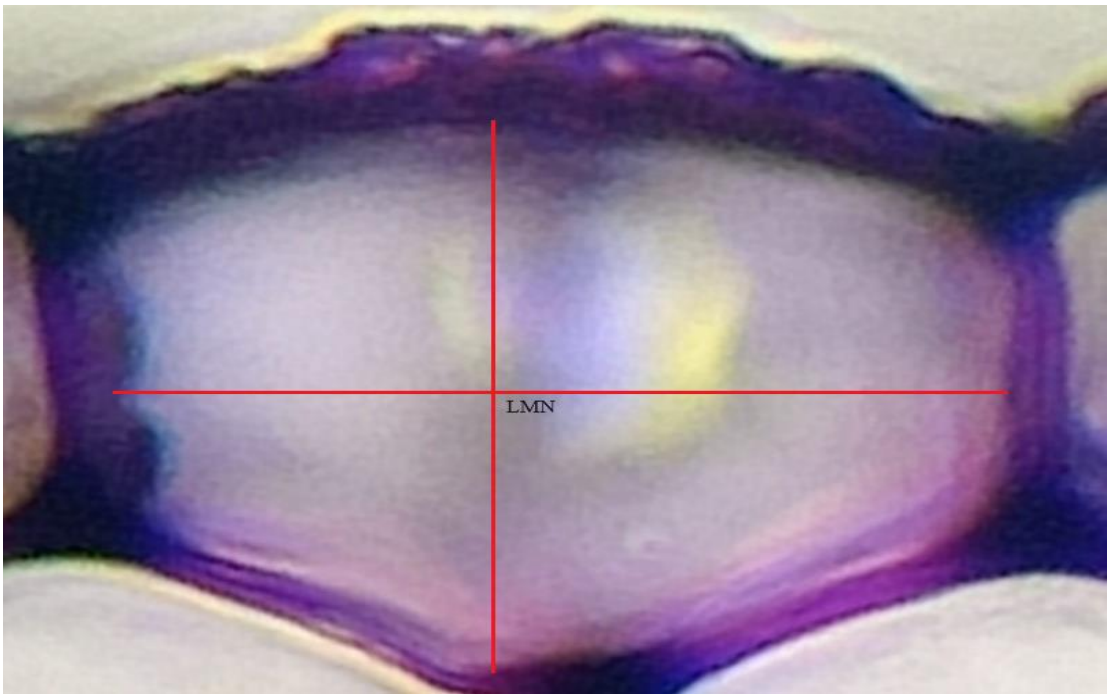
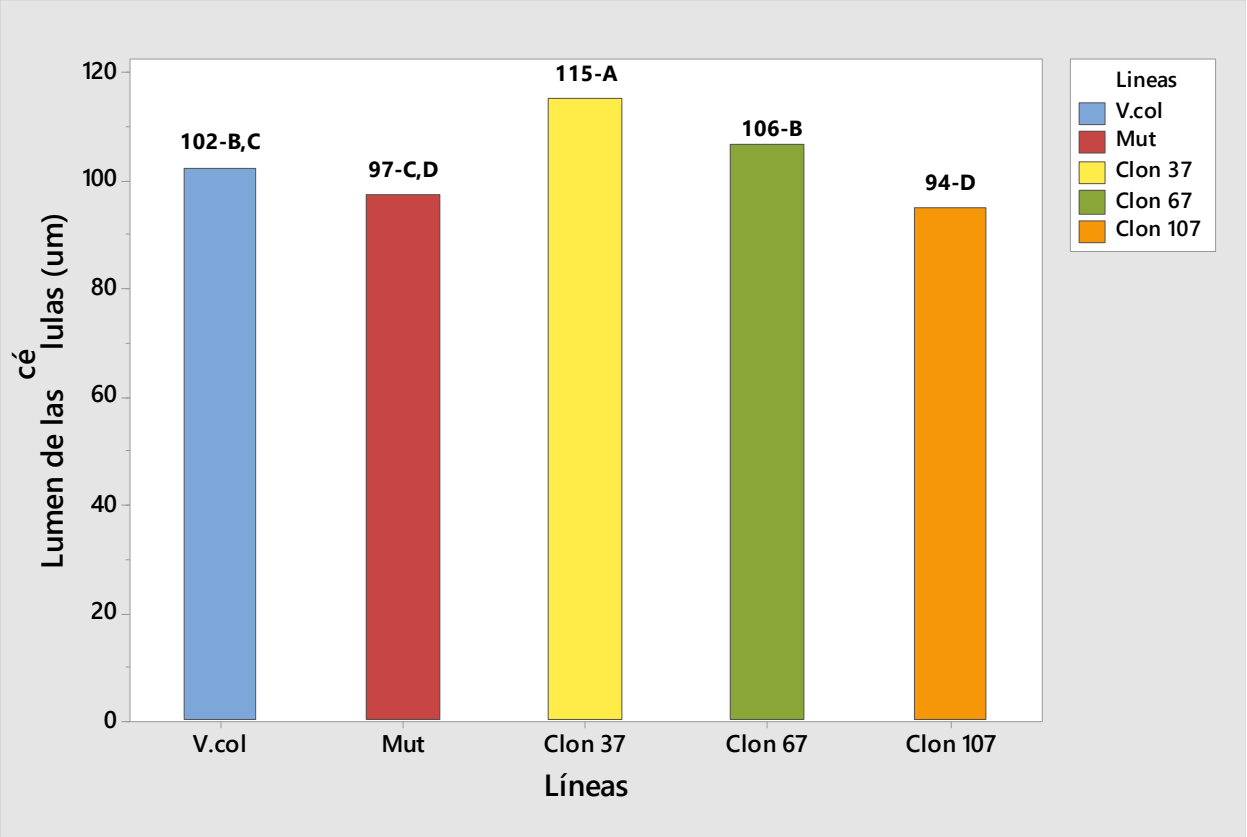


***Imagen 17**. Lumen célula de la epidermis.*

Los resultados de la comparación del tamaño del lumen de las células de la epidermis del tallo aéreo en la tabla 4, en la que se contempla una diferencia significativa entre *V.col* con *Mut,* , ya que (p = 0,023), esto se corrobora observando el método de agrupación (tabla 5) donde la media en tamaño es en *V.col* es 102,3 µm, mientras que *Mut* es de 97,2 µm. Al comparar *V.col* y *Clon 37*, como en el caso anterior, hubo una diferencia significativa (p=0,000), reflejando un aumento considerable en el tamaño celular, en el caso de *Clon 37* fue 115,266 µm mientras que la media de *V.col* fue de 102,397 µm. En la comparación entre *V.col* y *Clon 67*, no hubo una diferencia, ya que (p=0,058), el método de agrupación arroja que su distancia no es significativa, la media correspondiente a las células de *V.col* es de 102,3 µm, mientras que para *Clon 67* fue 106,6 µm. Finalmente, al comparar *V.col y Clon 107* , existe una diferencia significativa (p=000,1), según el método de agrupación, se ubican en grupos diferentes, la media correspondiente a las células de *V.col* es de 102,3µm, mientras que para *Clon 107* fue 94,8 µm lo que confirma diferencias en el tamaño celular.

Tabla 4.*Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el tamaño del lumen de las células de tallo aéreo de la epidermis en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est.**		
V.col; Mut	Factor	1	3802003988	3802003988	5,18	0,023	102,397	26242	A	
	Error	572	4,20091E+11	734424319			97,250	27932		B
	Total	573	4,23893E+11							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	23767067645	23767067645	28,40	0,000	102,397	26242	A	
	Error	572	4,78736E+11	836950631			115,266	31389		B
	Total	573	5,02503E+11							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	2537210800	2537210800	3,62	0,058	102,397	26242	A	
	Error	572	4,01268E+11	701517482			106,602	26728	A	
	Total	573	4,03805E+11							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	8218492309	8218492309	12,00	0,001	102,397	26242	A	
	Error	572	3,91891E+11	685124642			94,829	26108		B
	Total	573	4,00110E+11							



Gráfica 2*. Lumen de las células de epidermis de tallo aéreo.*

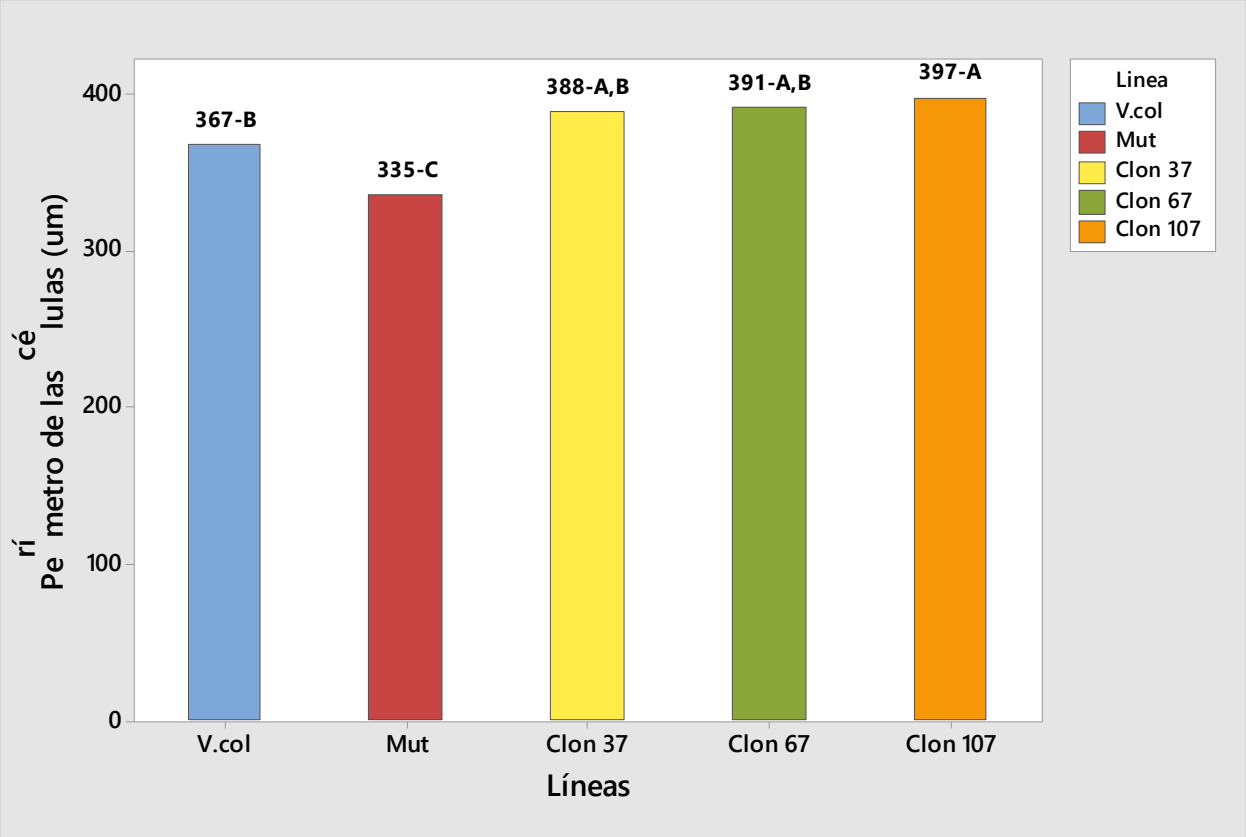
Tabla 5.*Agrupación de Tukey sobre el tamaño del lumen de las células de tallo aéreo.*

Factor	**N**	**Media**	**Agrupación**			
37	291	115,266	A			
67	291	106,602		B		
V.col	291	102,397		B	C	
Mut	291	97,250			C	D
107	291	94,829				D

En la tabla 6 se observan los resultados de la comparación del tamaño de perímetro en las células epidérmicas de los folíolos de las hojas, entre los grupos de plantas estudiados se contemplan los datos de *V.col* con *Mut*, donde hubo diferencia significativa, (*p*=0,003) esto se corrobora observando el método de agrupación (tabla 7). Según los valores obtenidos, la media de tamaño en *V.col* es de 367,6 µm, mientras que para *Mut* es de 335,6 µm. La comparación entre *V.col* y *Clon 37*, enseña una diferencia significativa, (*p*=0,060), la media obtenida para *Clon 37* fue 388,7 µm, y la de *V.col* 367,6 µm. El símil entre *V.col* y *Clon 67*, muestra una diferencia, (*p* = 0,044), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 367,6 µm, mientras que para *Clon 67* fue 391,3 µm. Finalmente, la comparación entre *V.col y Clon 107*, nos mostró una diferencia significativa, (*p*= 0,009), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 367,673µm, y para *Clon 107* fue 397,877µm confirmando las diferencias en el tamaño.

Tabla 6*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el perímetro interno de las células de epidermis de los folíolos de la hoja en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							**Medias**		**Tukey**	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est.**		
V.col; Mut	Factor	1	82181790157	82181790157	8,90	0,003	367,637	107527	A	
	Error	320	2,95585E+12	9237023622			335,686	83139		B
	Total	321	3,03803E+12							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	35891540947	35891540947	3,57	0,060	367,637	107527	A	
	Error	320	3,21512E+12	10047260637			388,752	92372	A	
	Total	321	3,25101E+12							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	45271140573	45271140573	4,10	0,044	367,637	107527	A	
	Error	320	3,53660E+12	11051868307			391,351	102673		B
	Total	321	3,58187E+12							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	73612294568	73612294568	7,01	0,009	367,637	107527	A	
	Error	320	3,36045E+12	10501400819			397,877	97164		B
	Total	321	3,43406E+12							



Gráfica 3*.Perímetro interno de las células de la epidermis de los foliolos de las hojas.*

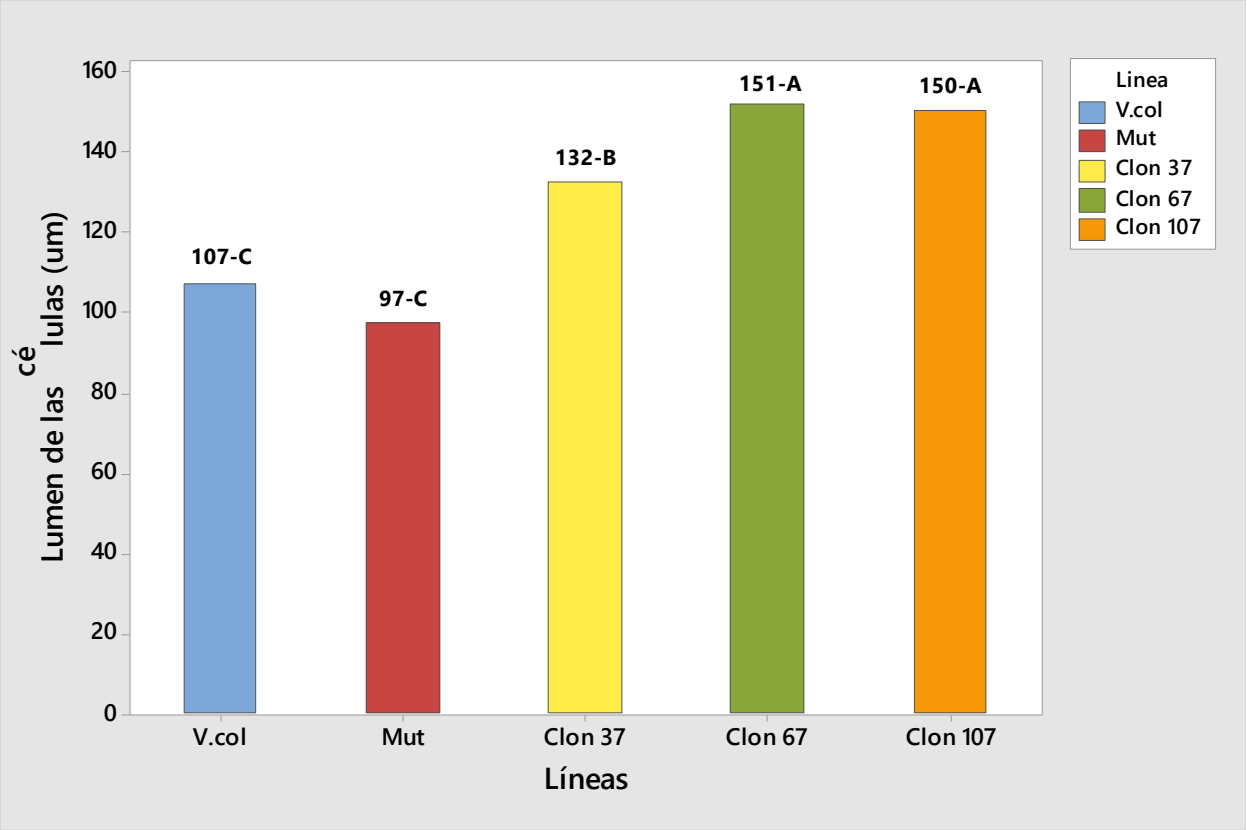
Tabla 7*.Agrupación de Tukey de perímetro interno de las células de epidermis de los foliolos de las hojas.*

Factor	N	Media	Agrupación		
107	161	397,877	A		
67	161	391,351	A	B	
37	161	388,752	A	B	
V.col	161	367,637		B	
Mut	161	335,686			C

En la tabla 8 se observan los resultados de la comparación del tamaño del lumen en las células epidérmicas de la hoja. Entre los datos de *V.col* con *Mut*, hubo una diferencia significativa (p =0,001), esto se corrobora observando el método de agrupación (tabla 9). La media de tamaño en *V.col* es de 107,4 µm, mientras que para *Mut* es de 97,6 µm. Entre *V.col* y *Clon 37*, también hubo una diferencia significativa (p=0,000), la media obtenida para *Clon 37* fue 132,5µm la media de *V.col* 107,4 µm. El símil entre *V.col* y *Clon 67*, muestra una diferencia significativa, valor de (p = 0,000), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 107,4 µm, mientras que para *Clon 67* fue 151,8 µm. Finalmente, observamos la comparación entre *V.col y Clon 107* donde también existe una diferencia significativa (p=0,000), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 107,4 µm, mientras que para *Clon 107* fue 150,2 µm lo que confirma la disparidad en el tamaño.

Tabla 8*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el tamaño del lumen de las células de la epidermis de los foliolos de la hoja en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							**Medias**		**Tukey**	
	Fuente	**GL**	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p	Media	Desv.Est.		
V.col; Mut	Factor	1	7730465418	7730465418	10,71	0,001	107,400	29630	A	
	Error	320	2,30884E+11	721513279			97,601	23772		B
	Total	321	2,38615E+11							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	51071062865	51071062865	47,41	0,000	107,400	29630	A	
	Error	320	3,44738E+11	1077307038			132,588	35731		B
	Total	321	3,95809E+11							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	1,59368E+11	1,59368E+11	108,60	0,000	107,400	29630	A	
	Error	320	4,69580E+11	1467437748			151,894	45353		B
	Total	321	6,28948E+11							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	1,47553E+11	1,47553E+11	107,35	0,000	107,400	29630	A	
	Error	320	4,39839E+11	1374497723			150,213	43256		B
	Total	321	5,87392E+11							



Gráfica 4. *Lumen de las células epidérmicas de los foliolos de las hojas.*

Tabla 9*.Agrupación de Tukey sobre el tamaño del lumen de las células de la epidermis de los foliolos de las hojas.*

Factor	N	Media	Agrupación		
67	161	151,894	A		
107	161	150,213	A		
37	161	132,588		B	
V.col	161	107,400			C
Mut	161	97,601			C

Como podemos observar en las gráficas 1 y 2, clon 37 muestra mejor rendimiento en los parámetros de medición sobre el perímetro y lumen de las células epidérmicas del tallo aéreo ya que posee una diferencia significativa de tamaño según el método de agrupación de Tukey (tabla 3 y 5) frente a V.col que es el grupo de control, Mut que es la planta mutante de origen, clon 67 y clon 107, también es evidente que Mut y clon 107son los grupos que tuvieron un menor desarrollo en las células; los resultados de las mediciones realizadas en los foliolos de la hoja (grafica 8 y 9), muestran que clon 37 nuevamente posee cambios significativos respecto a V.col, y Mut, siendo la planta de mayor desarrollo celular en los dos órganos estudiados, sin embargo en los foliolos de la hoja hubo otros cambios relevantes que vale la pena resaltar; clon 67 y clon 107 mostraron una diferencia significativa positiva (tablas 7 y 9), frente V.col sugiriendo así que estos clones muestran variabilidad en la respuesta de crecimiento según el órgano, mientras que Mut fue la variedad que obtuvo reducción importante de tamaño en la epidermis de los foliolos de la hoja, lo que determina un cambio generalizado de la mutación en el crecimiento celular.

Estos resultados sugieren que clon 37 principalmente muestra características estructurales diferentes, en el tallo aéreo y los foliolos de la hoja, lo que podría mejorar la resistencia de *Solanum phureja variedad Colombia* frente al estrés hídrico, por otro lado, es importante resaltar que clon 67 y clon 107 podrían ser especímenes que también puedan mostrar ajustes que determinen una mayor resistencia en casos de estrés, ya que ya que, es uno de los atributos que se ve afectado a la hora de enfrentar condiciones ambientales adversas, según Taiz y Zeiger, (2006) la sequía limita el proceso de crecimiento celular principalmente debido a la pérdida de turgencia, la reducción del tamaño celular trae consigo otros síntomas evidentes, por ejemplo, la disminución de la altura de la planta, el marchitamiento de las hojas y cambios en el número y área de las hojas. La altura de la planta, afectada severamente por la sequía, está estrechamente relacionada con la expansión celular y la senescencia de las hojas. La disminución en la altura de la planta se debe principalmente a la disminución de la expansión celular (Yang *et al*, 2021). Las condiciones de escasez de agua resultan en la elongación celular deteriorada principalmente debido al pobre flujo de agua desde el xilema hacia las células cercanas (Nonami,1998). El número de hojas y el tamaño de cada hoja también se reducen bajo condiciones de sequía. La expansión de la hoja normalmente depende de la presión de turgencia y del suministro de asimilados. La reducción de la presión de turgencia y la lenta tasa de fotosíntesis bajo condiciones de sequía limitan principalmente la expansión de la hoja (Rucker *et al*., 1995). Estudios relacionados al comportamiento celular de los

cultivos de maíz frente al estrés hídrico determinan que la altura de la planta, el tamaño de la hoja y el grosor del tallo se redujeron significativamente bajo condiciones de escasez de agua en el maíz (Khan *et al*., 2015). Mientras que para papa se observó una eficiencia reducida en el uso del agua en la papa (*Solanum tuberosum L*.) cuando se expuso a una escasez de agua en la temporada temprana y, en última instancia, resultó en una acumulación de biomasa y rendimiento pobres (Costa *et al*., 1997).

Estas investigaciones determinan que el tamaño celular está estrechamente relacionado con la funcionalidad y vitalidad de la planta, Hale y Orcut, (1987) realizaron un estudio sobre resistencia al estrés hídrico en dos tipos de papa diferentes, en este descubrieron que la respuesta de un espécimen analizado fue un aumento en la longitud como en el ancho de las células epidérmicas en condiciones de estrés severo, en las hojas el tamaño de las células de la epidermis determina el crecimiento del área foliar. Es posible que un mayor tamaño en las células de la epidermis represente una mayor capacidad para soportar el actuar de los factores abióticos que afecten a la planta, pues le permitirá un mejor desarrollo de sus estructuras internas, por esta razón las plantas *clon 37, clon 67 y clon 107* podrían mostrar mejores resultados en la respuesta ante un evento de estrés hídrico. Es conveniente recordar una cita de Vos y Groenwold (1988): "bajo condiciones de estrés hídrico, la planta posiblemente hace un ajuste osmótico para ser capaz de resistirlo mediante un crecimiento del órgano". (Sam, *et al*., 1997).

Otra de las características morfológicas analizadas fue el grosor de la pared primaria de las células de la epidermis de tallo aéreo y los foliolos de la hoja; el grosor de la pared celular es relevante en la formación celular ya que, al ser una estructura con funciones mecánicas importantes para el crecimiento de la planta, se ve afectada al enfrentar cambios en el ambiente como el estrés hídrico.

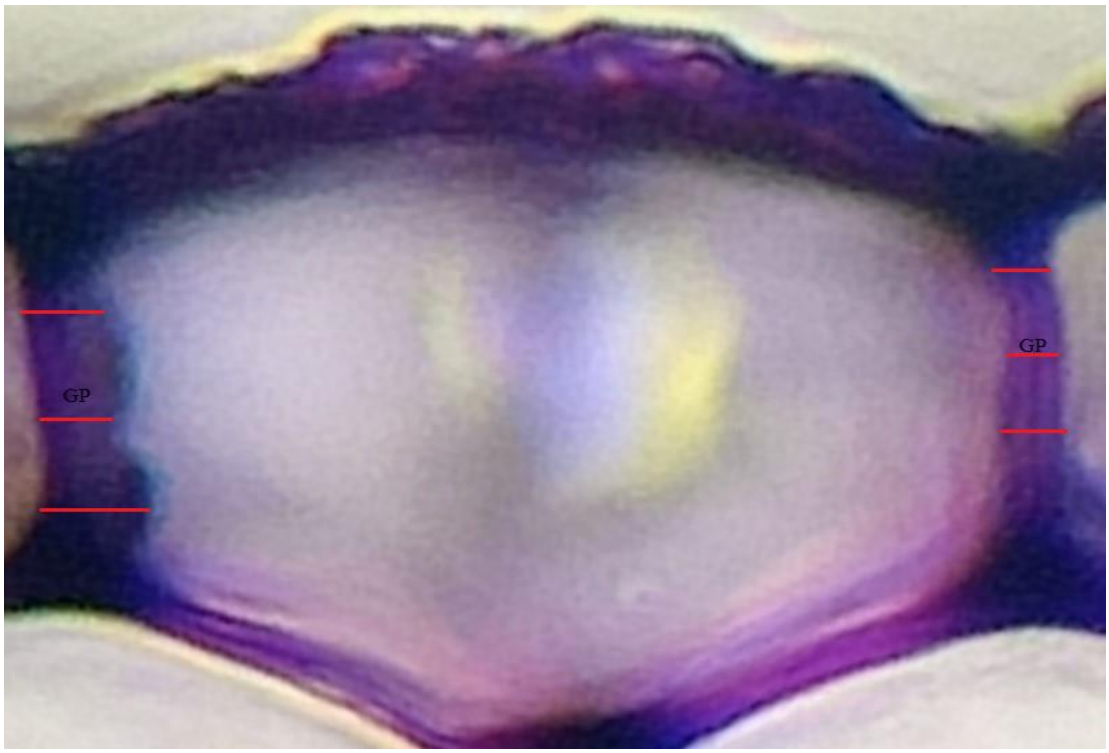
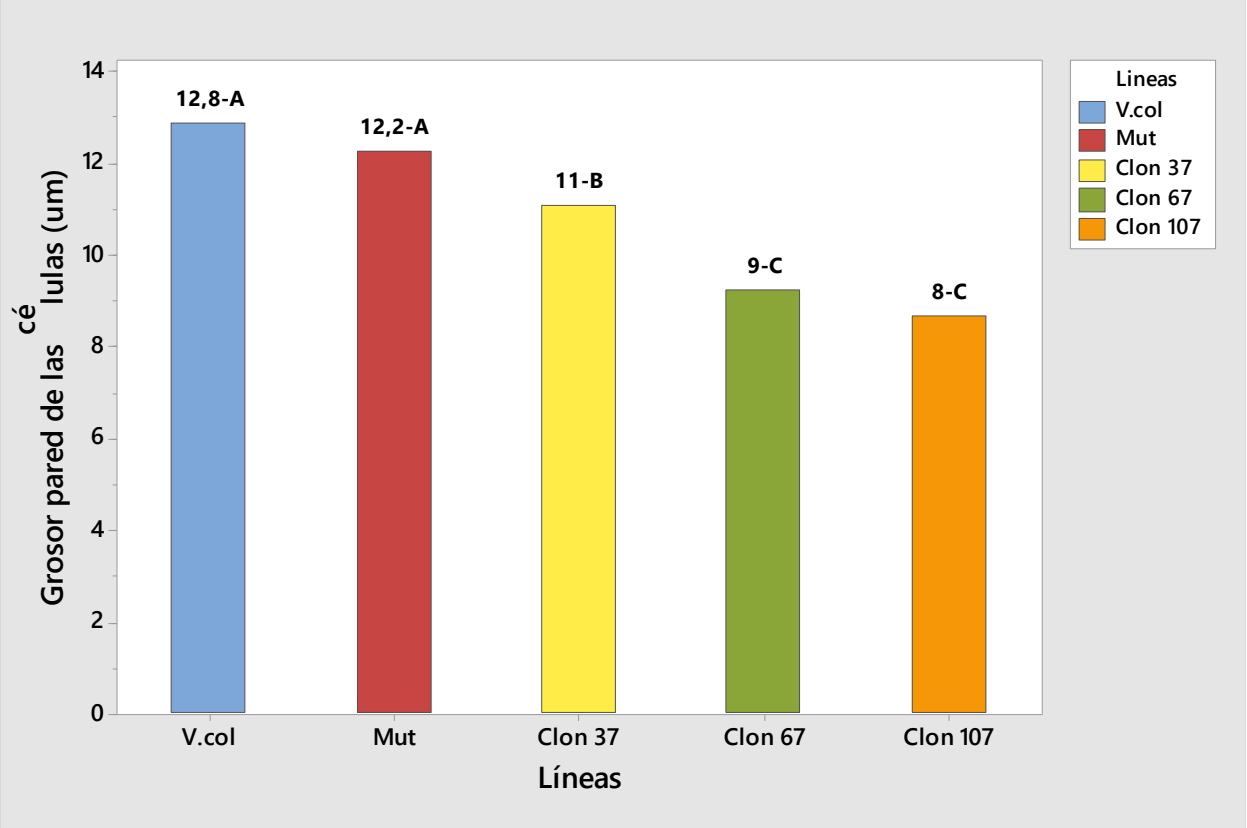


Imagen 18. *Grosor pared primaria de las células de la epidermis.*

Como se puede observar en los resultados de la comparación de tamaño del grosor de la pared de las células en la tabla 10. Inicialmente al comparar los datos de *V.col* con *Mut*, no hubo una diferencia significativa, (p=0,166), respaldada por el método de agrupación de Tukey en la tabla 11. La media en tamaño celular en *V.col* es de 12,8 µm, mientras que para *Mut* es de 12,2 µm. La comparación entre *V.col* y *Clon 37*, mostro una diferencia significativa (p=0,000), la media obtenida para *Clon 37* fue 11,0 µm mientras que para *V.col* 12,8 µm. El símil entre *V.col* y *Clon 67*, arrojo una diferencia,(p =0,000), la media celular de *V.col* es de 12,8 µm, mientras que en *Clon 67* fue 9,2 µm. Finalmente, observamos la comparación entre *V.col y Clon 107* donde hubo una diferencia significativa, (p=0,000) según el método de agrupación se ubican en grupos diferentes, la media correspondiente a las células de *V.col* es de 12,8 µm, mientras que para *Clon 107* fue 8,6 µm.

***Tabla 10**. Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la pared de las células en la epidermis de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est.**		
V.col; Mut	Factor	1	53818949	53818949	1,92	0,166	12,851	5455	A	
	Error	580	16254393910	28024817			12,242	5127	A	
	Total	581	16308212859							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	462958711	462958711	16,32	0,000	12,851	5455	A	
	Error	580	16452275119	28365992			11,067	5193		B
	Total	581	16915233831							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	1892313424	1892313424	84,63	0,000	12,851	5455	A	
	Error	580	12968116278	22358821			9,244	3867		B
	Total	581	14860429701							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	2540804841	2540804841	119,94	0,000	12,851	5455	A	
	Error	580	12287029518	21184534			8,672	3551		B
	Total	581	14827834359							



***Gráfica 5**. Grosor de la pared celular en las células de la epidermis de tallo aéreo.*

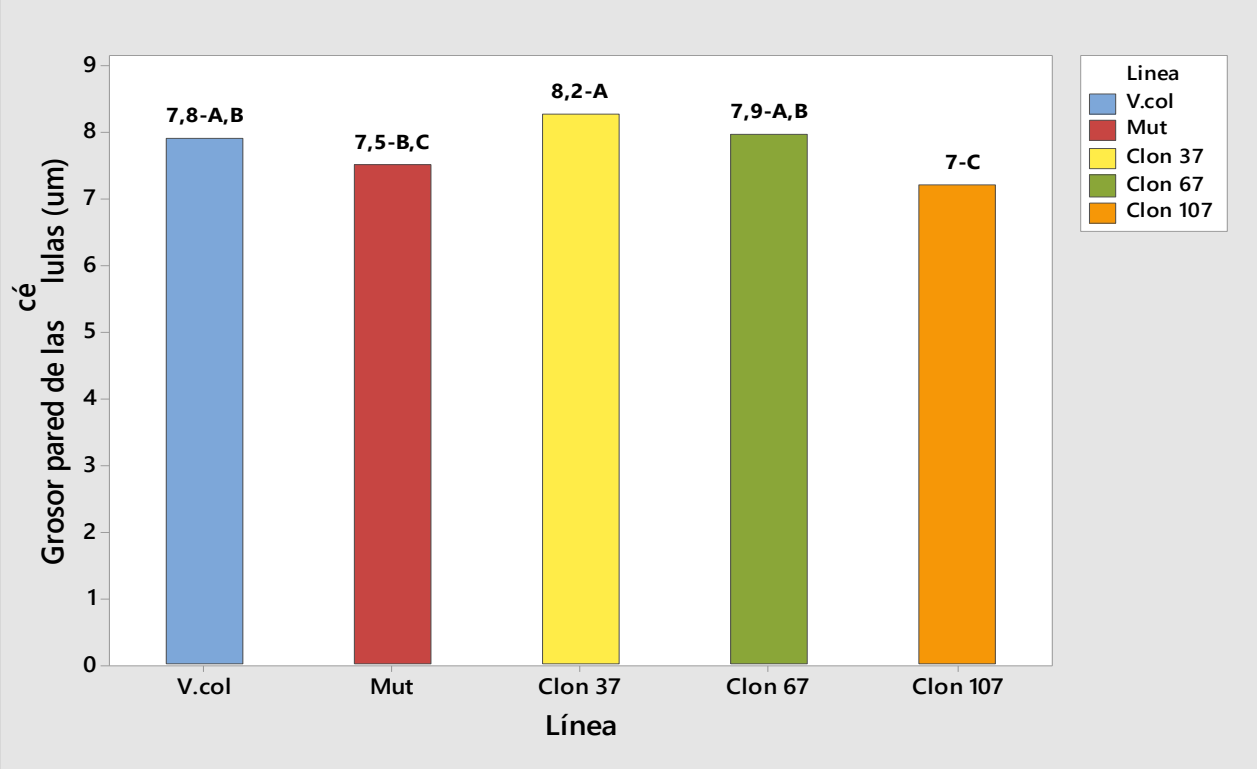
Tabla 11*.Agrupación de Tukey del grosor de la pared celular de las células de la epidermis de tallo aéreo.*

Factor	**N**	**Media**	**Agrupación**		
V.col	291	12,851	A		
Mut	291	12,242	A		
37	291	11,067		B	
67	291	9,244			C
107	291	8,672			C

En la tabla 12 se observan los datos sobre el grosor de la pared en las células epidérmicas de los foliolos de las hojas, al comparar *V.col* con *Mut*, no hubo diferencia significativa (p= 0,059), esto se corrobora observando el método de agrupación en la tabla 13, según los valores obtenidos, la media de tamaño en *V.col* es de 7,8 µm, mientras que para *Mut* es de 7,5 µm. Entre *V.col* y *Clon 37*, hubo una diferencia significativa (p=0,066), la media de *Clon 37* fue 8,2 µm y la media de *V.col* 7,8 µm. El símil entre *V.col* y *Clon 67*, al contrario, no evidencia una diferencia significativa (p = 0,758), la media de *V.col* es de 7,8 µm, y para *Clon 67* fue 7,9µm. La comparación entre *V.col y Clon 107* tuvo una diferencia significativa (p= 0,001), la media de *V.col* es de 7,8 µm, mientras que para *Clon 107* fue 7,217 µm.

***Tabla 12**.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la pared de las células en la epidermis de los foliolos de las hojas en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est.**		
V.col; Mut	Factor	1	12091647	12091647	3,58	0,059	7,893	1681	A	
	Error	320	1079646214	3373894			7,506	1981	A	
	Total	321	1091737861							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	12243270	12243270	3,40	0,066	7,893	1681	A	
	Error	320	1153286590	3604021			8,283	2094	A	
	Total	321	1165529860							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	331073	331073	0,09	0,758	7,893	1681	A	
	Error	320	1116232392	3488226			7,957	2038	A	
	Total	321	1116563465							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	36773049	36773049	11,72	0,001	7,893	1681	A	
	Error	320	1004006532	3137520			7,217	1858		B
	Total	321	1040779581							



***Gráfica 6.** Grosor de la pared celular de la epidermis en los foliolos de las hojas.*

Tabla 13.*Agrupación de Tukey sobre el grosor de la pared celular de las células de la epidermis en los foliolos.*

Factor	N	Media	Agrupación		
37	161	8,283	A		
67	161	7,957	A	B	
V.col	161	7,893	A	B	
Mut	161	7,506		B	C
107	161	7,217			C

Las tablas 11 y 13 nos enseñan el comportamiento de la pared celular primaria en el tallo aéreo y los folículos de la hoja, en estos, podemos observar que ninguno de los grupos analizados presento cambios significativos positivos frente a V.col, aunque , clon 37 muestra un promedio de medida mayor en los foliolos de la hoja y respecto a tallo es el tercer promedio de medida, detrás de V.col y Mut; (grafica 5 y 6) clon 37 no posee una diferencia significativa frente al grupo control, sin embargo, ese pequeño aumento en los foliolos, y la corta diferencia de medida en tallo aéreo, podrían determinar que existe este grupo, puede ser el más apto a la hora de enfrentar eventos abióticos que puedan afectar la planta como el estrés hídrico, ya que, la respuesta de la pared primaria frente estos eventos es la síntesis de celulosa que podría ser un medio mediante el cual se mantienen la integridad de la pared celular y la presión de turgencia celular, permitiendo así un crecimiento celular continuo bajo un potencial hídrico bajo (Le Gall *et al*., 2015), un mecanismo que es acorde a lo visto anteriormente respecto al comportamiento de las células epiteliales frente al estrés hídrico pues la pared celular juega un papel importante en mantener la disposición de la planta y conservar su crecimiento, para lograr esto su estructura debe ser lo suficientemente gruesa para resistir los cambios de presión, y lo bastante flexible para permitir un continuo crecimiento. Según Wu y Cosgrove, (2000) Los tejidos que son esenciales para mantenerse en un estado de crecimiento "listo" se aflojan, mientras que los tejidos no esenciales se endurecen (se vuelven

inextensibles), lo que permite que puntos de crecimiento importantes, como los ápices, continúen creciendo a presiones de turgor más bajas. Al tener en cuenta las respuestas comunes de las plantas frente al estrés hídrico, vemos posible que *clon 37* pueda ser el grupo que mejor resista eventos abióticos como el estrés hídrico.

Otro de los parámetros aplicados para obtener datos fue el grosor de la cutícula, la imagen 19 muestra cómo se realizó el proceso de medida de este tejido.

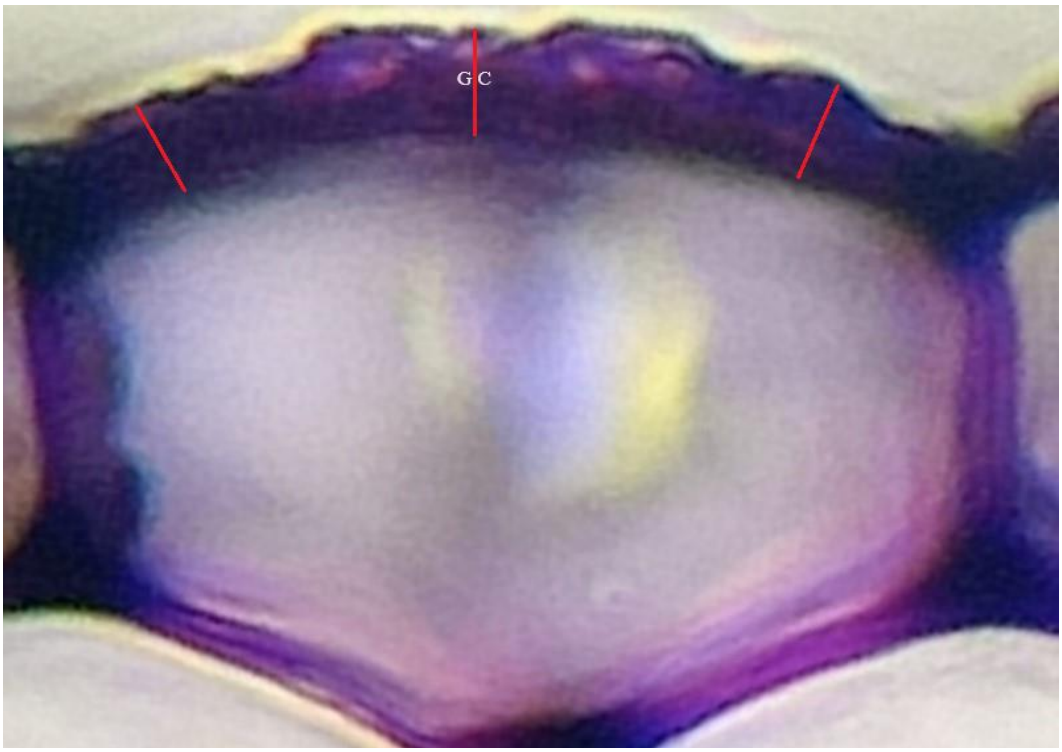
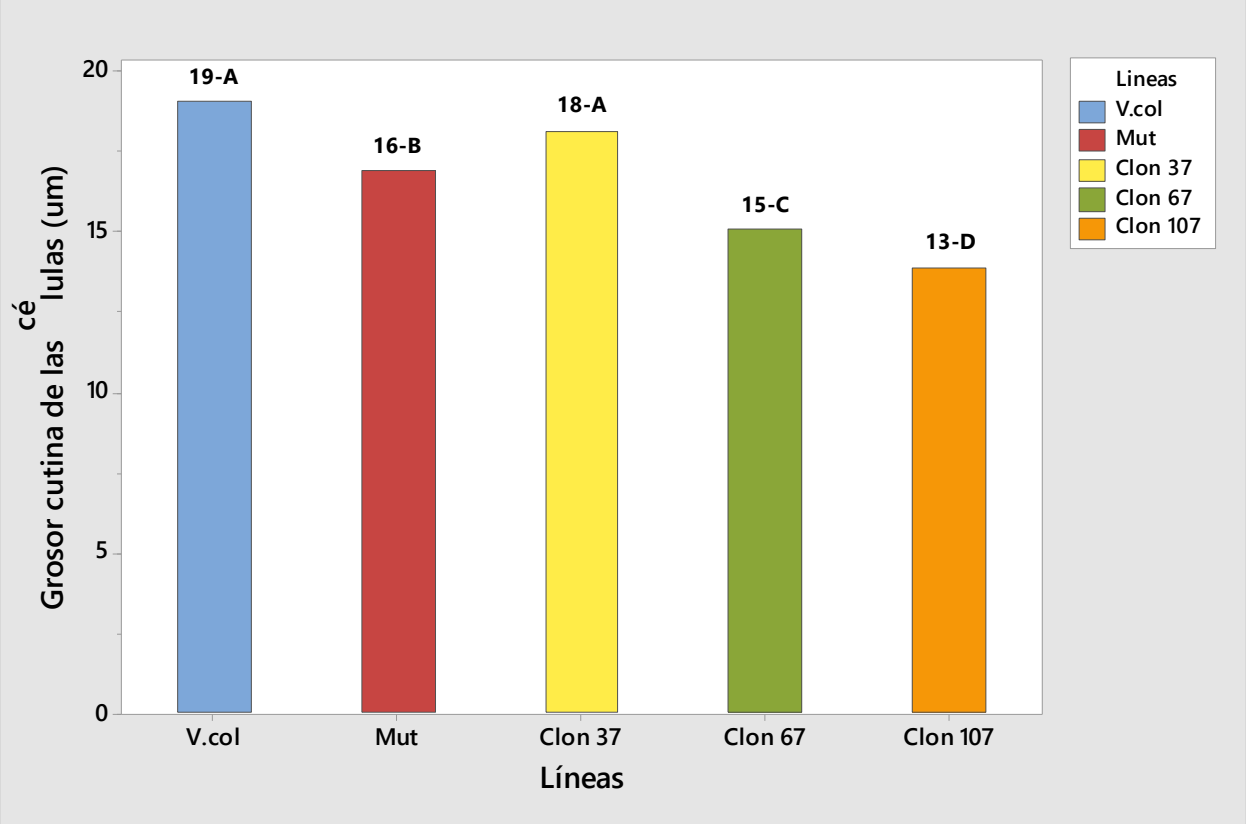


***Imagen 19**. Grosor de la cutícula de las células de la epidermis.*

En los resultados de la comparación de tamaño del grosor de la cutina de las células de la epidermis de tallo aéreo en la tabla 14, los datos de *V.col* con *Mut*, mostraron una diferencia significativa, (*p=0,000*), esto se corrobora observando el método de agrupación en la tabla 15, la media celular en *V.col* es de 19 µm, mientras que para *Mut* es de 16 µm. De manera similar entre *V.col* y *Clon 37*, hubo una diferencia significativa (*p*=0,016), la media obtenida para *Clon 37* fue 18 µm mientras que la media de *V.col* 19 µm. En el símil de *V.col* y *Clon 67*, hubo una diferencia, (*p*=0,000), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 19 µm, mientras que en *Clon 67* fue 15 um. Finalmente, observamos la comparación entre *V.col y Clon 107* donde hubo una diferencia significativa, (*p*= 0,000), la media *V.col* es de 19 µm, mientras que en *Clon 107* fue 13 µm.

***Tabla 14**.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la cutina de las células de epidermis de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p	Media	Desv.Est		
V.col; Mut	Factor	1	684073389	684073389	33,91	0,000	19,051	4760	A	
	Error	580	11700557718	20173375			16,882	4205		B
	Total	581	12384631107							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	119663687	119663687	5,85	0,016	19,051	4760	A	
	Error	580	11862498111	20452583			18,144	4271		B
	Total	581	11982161797							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	2270463960	2270463960	125,43	0,000	19,051	4760	A	
	Error	580	10498691210	18101192			15,100	3680		B
	Total	581	12769155169							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	3865319616	3865319616	235,48	0,000	19,051	4760	A	
	Error	580	9520563397	16414764			13,896	3189		B
	Total	581	13385883013							



***Gráfica 7.** Grosor de la cutina de las células de la epidermis de tallo aéreo.*

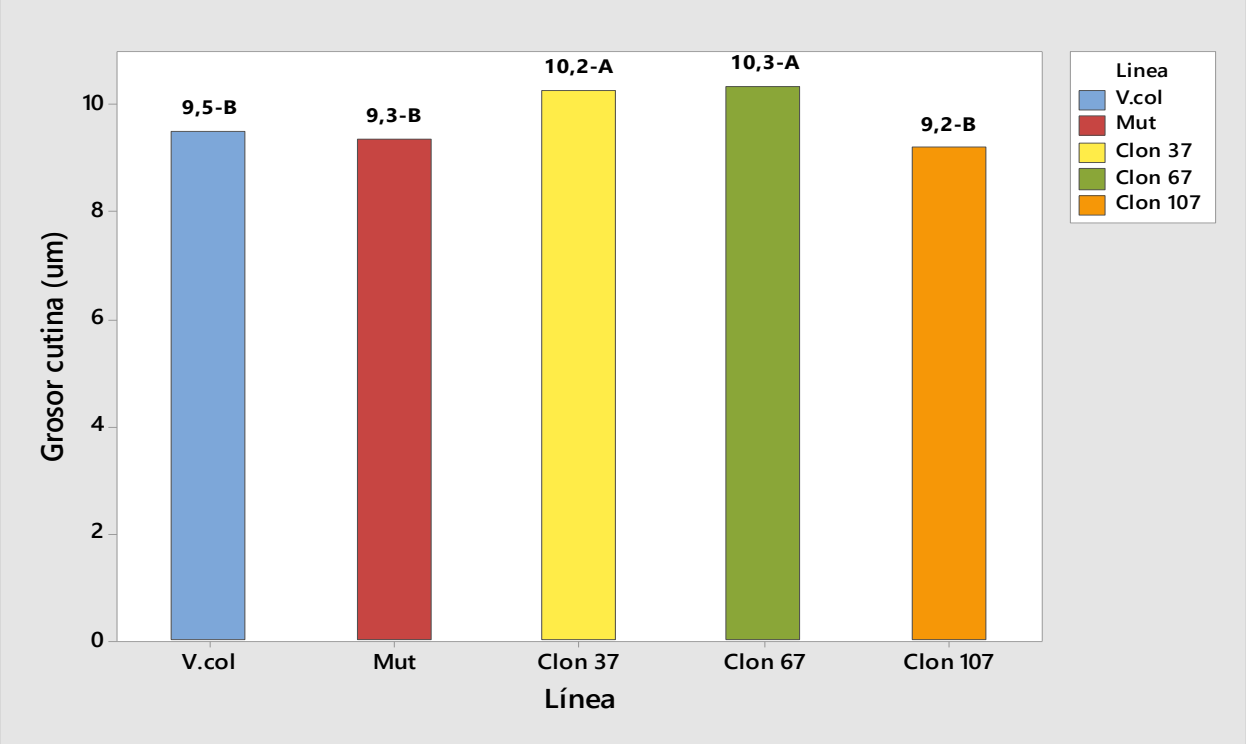
Tabla 15.*Agrupación de Tukey sobre el grosor de la cutina de las células de la epidermis del tallo aéreo.*

Factor	N	Media	Agrupación			
V.col	291	19,051	A			
37	291	18,144	A			
Mut	291	16,882		B		
67	291	15,100			C	
107	291	13,896				D

En la tabla 16 se observan los resultados de la comparación del grosor de la cutina en las células epidérmicas de los foliolos de las hojas, entre *V.col* y *Mut,* no hubo diferencia significativa (p= 0,509), esto se corrobora observando el método de agrupación en la tabla 17, la media de tamaño en *V.col* es de 9,5 µm, mientras que para *Mut* es de 9,3 µm. En la comparación entre *V.col* y *Clon 37*, hubo una diferencia significativa (p=0,001), la media para *Clon 37* fue 10,2 µm y para *V.col* fue 9,5 µm. El símil entre *V.col* y *Clon 67*, nos muestra una diferencia significativa, (p=0,001), la media correspondiente a *V.col* es de 9,5µm, mientras que para *Clon 67* fue 10,3 µm. Finalmente, en la comparación entre *V.col y Clon 107* no mostro una diferencia significativa, (p=0,186), la media correspondiente a las células de *V.col* es 9,5 µm, para *Clon 107* fue 9,2 µm lo que confirma que no existen diferencias relevantes en el tamaño.

Tabla 16.*Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la cutina de las células de epidermis de los foliolos de las hojas en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est.**		
V.col; Mut	Factor	1	1704423	1704423	0,44	0,506	9,517	2098	A	
	Error	320	1228089594	3837780			9,371	1809	A	
	Total	321	1229794018							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	47324289	47324289	10,99	0,001	9,517	2098	A	
	Error	320	1377446299	4304520			10,283	2051		B
	Total	321	1424770588							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	57230008	57230008	11,18	0,001	9,517	2098	A	
	Error	320	1638455887	5120175			10,360	2416		B
	Total	321	1695685894							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	7503770	7503770	1,76	0,186	9,517	2098	A	
	Error	320	1365753123	4267979			9,211	2033	A	
	Total	321	1373256893							



Gráfica 8*.Grosor de la cutina de las células de la epidermis de los foliolos de las hojas*

Tabla 17.*Agrupación de Tukey del grosor de la cutina en las células de la epidermis de los foliolos de la hoja*

Factor	N	Media	Agrupación	
67	161	10,360	A	
37	161	10,283	A	
V.col	161	9,517		B
Mut	161	9,371		B
107	161	9,211		B

Las tablas 15 y 17 nos enseñan los resultados obtenidos al comparar el grosor de la cutina de los grupos analizados, podemos observar que clon 37 y clon 67 son los grupos que presentan una diferencia significativa frente a V.col en tallo aéreo, mientras que para folículo de la hoja hubo diferencias significativas pero con un promedio de medida menor que V.col; sin embargo en este aspecto, es importante resaltar que el grupo clon 37 es el único que comparte grupo con V.col, esto es importante ya que, es el único grupo que tiene 2 promedios de medida altos, lo que podría darle relevancia frente cambios ambientales que puedan perturbar el crecimiento óptimo de las plantas, como el estrés hídrico. V.col posee una cutícula más gruesa en el tallo aéreo, esto sugiere que *V.col* podría estar priorizando el flujo de agua y la protección en el tallo aéreo, mientras que *clon 37 y 67* protegen de mejor manera el flujo en los foliolos de las hojas, algo que puede ser beneficioso en épocas de sequía. La importancia de la cutícula va más allá de su función primaria como barrera contra la transpiración, ya que esta juega roles relevantes en procesos como el desarrollo, hasta la interacción con microbios. Según Xue Dawei *et al*., (2017), la cera cuticular desempeña funciones significativas en la tolerancia al estrés abiótico y biótico de las plantas, y se ha implicado en mecanismos de defensa contra la radiación ultravioleta excesiva, altas temperaturas, patógenos bacterianos y fúngicos, insectos, alta salinidad y bajas temperaturas.

Cuando la planta se encuentra bajo estrés hídrico, responde de diferentes maneras, esto incluye el cierre estomático inducido por el ácido abscísico (ABA), la acumulación de cera cuticular y la formación de un sistema de raíces profundo, lo que a su vez mejorará aún más la tolerancia a la sequía de las plantas (Xue Dawei *et al*., 2017), respecto a la cutícula la planta tiende a desarrollar más cera cuticular, estudios realizados han demostrado que la sequía aumenta el

contenido y cambia la composición de la cera cuticular en Arabidopsis (Aharoni *et al*., 2004; Kosma *et al*., 2009; Seo *et al*., 2011; Lee and Suh, 2015a), trigo (Zhang et al., 2013; Zhang Z. et al., 2015), guisante (Sánchez et al., 2001), alfalfa (Zhang *et al*., 2005), rosa (Jenks *et al*., 2001) y tabaco (Cameron *et al*., 2006), Un estudio con maíz (Ristic y Jenks, 2002) reveló una relación inversa entre la pérdida de agua epidérmica y el grosor de la cutícula en el que una línea de maíz con tasas más bajas de pérdida de agua en brotes y hojas desprendidas tenía cutículas más gruesas que una línea con tasas más altas de pérdida de agua. Una adaptación a la vida vegetal en ambientes secos incluye cutículas gruesas y capas de cera a través de una transpiración extrastomática reducida (Arve *et al*., 2011). Las plantas adaptadas a ambientes secos tienen cutículas más gruesas y tasas más bajas de transpiración a través de la capa cuticular que las plantas de ambientes menos secos (Oppenheimer, 1960). Muchas plantas poseen la capacidad de responder a ambientes con limitaciones de agua aumentando la deposición de ceras epicuticulares, lo que probablemente aumenta la capacidad de la cutícula para funcionar como una barrera hidrofóbica (Mamrutha et al., 2010). Dado que la fijación máxima de CO2 es esencial para la producción óptima de cultivos de papa (Blum, 2009), la restricción de la transpiración a través del control estomático puede no ser una opción realista para los sistemas de producción (Levy *et al*., 2013). Sin embargo, un factor que debe considerarse es el impacto del grosor cuticular en la reducción de la pérdida de agua por transpiración. Si un genotipo a través de la aclimatación a la sequía puede aumentar tanto la absorción de CO2 (estomas parcialmente abiertos durante el estrés por sequía) como reducir la pérdida de agua por transpiración (cutículas más gruesas), una planta adaptada puede tanto ganar carbono como reducir el estrés por desecación al mismo tiempo. (Pankaj *et al*.,2016). Estas investigaciones nos brindan herramientas para identificar cual espécimen tiene las mejores características morfológicas de adaptación frente a los cambios abruptos en el ambiente, V.col, *clon 37 y clon 67* podrían ser las plantas más adecuadas pues, al tener una combinación de características estructurales de mayor promedio de medida y una cutícula más gruesa permitiría que la planta mejore sus mecanismos de defensa.

Otro tejido analizado en esta investigación fue el xilema primario, acá nos enfocamos en tres características morfológicas, grosor de la pared secundaria, perímetro y el lumen, estas mediciones se hicieron en tallo aéreo y los foliolos de la hoja.



***Imagen 21**. Grosor pared secundaria del xilema.*



***Imagen 20**. Perímetro interno del xilema.*

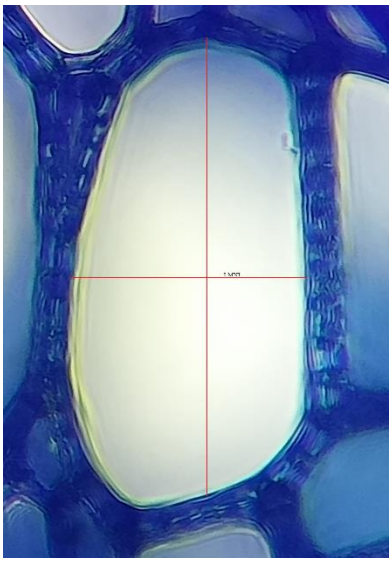


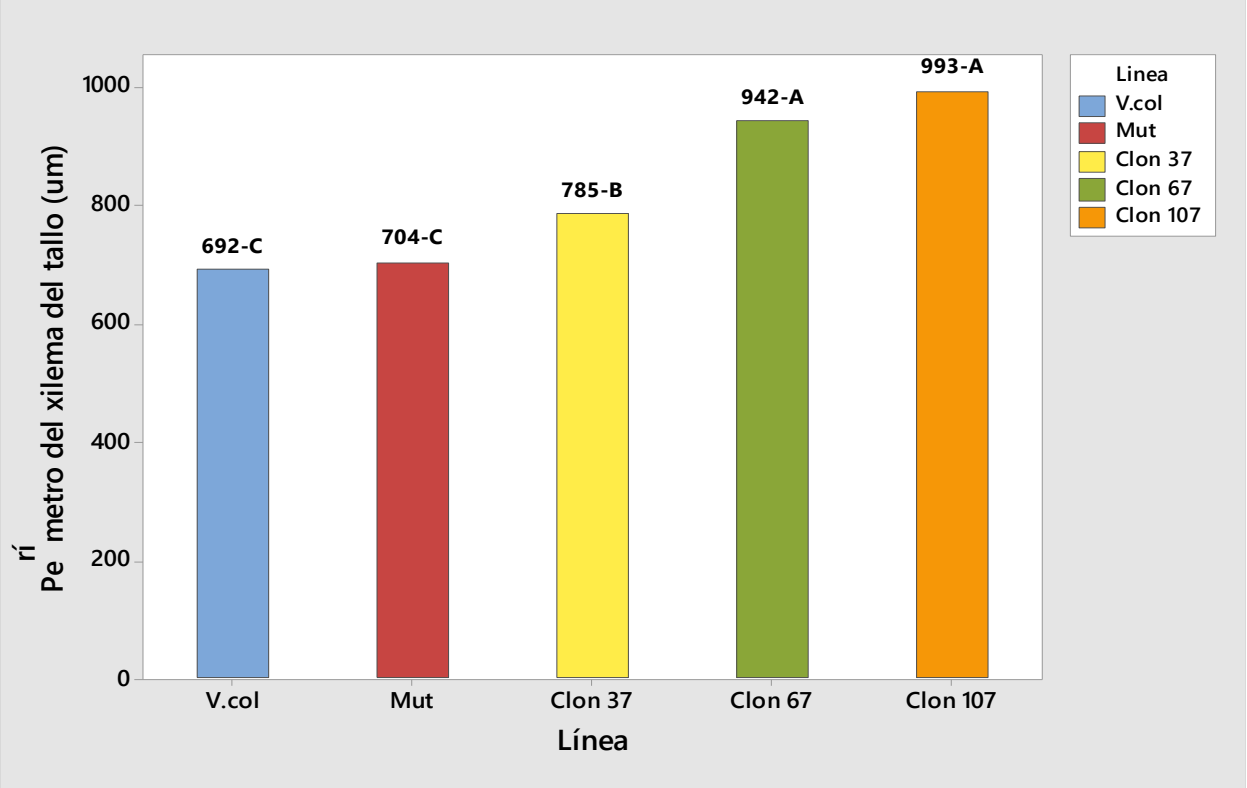
***Imagen 22**. Lumen del xilema.*

Al ser un tejido tan relevante en la funcionalidad de la planta, generalmente se ve afectada en su anatomía en casos de estrés causado por factores abióticos, como canal responsable del transporte de agua, toma un papel importante en la respuesta frente cambios ambientales que puedan generar fallas en su desarrollo.

Como se puede observar en los resultados de la comparación de tamaño del perímetro del tejido xilematico del tallo aéreo en la tabla 18, entre *V.col* y *Mut*, no hubo diferencia significativa, (p= 0,580), observando el método de agrupación de Tukey (tabla 19) se confirma, la media de tamaño en *V.col* es de 692,7 µm, mientras que para *Mut* es de 704,3 µm. En contraste en *V.col* y *Clon 37*, hubo una diferencia significativa (p=0,000), la media obtenida para *Clon 37* fue 785,4 µm y la media de *V.col* 692,7 µm. El símil entre *V.col* y *Clon 67*, mostro diferencia, ya que el valor de (p=0,000), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 692,7 µm, mientras que para *Clon 67* fue 942,2 µm. Por último, observamos la comparación entre *V.col y Clon 107* donde hubo una diferencia significativa, (p=0,000), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 692,7 µm, y para *Clon 107* fue 993,9 µm.

***Tabla 18**.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el perímetro interno de xilema de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est**		
V.col; Mut	Factor	1	8651348409	8651348409	0,31	0,580	692,718	166025	A	
	Error	254	7,15475E+12	28168288608			704,344	169624	A	
	Total	255	7,16340E+12							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	5,50118E+11	5,50118E+11	18,15	0,000	692,718	166025	A	
	Error	254	7,69887E+12	30310507808			785,430	181815		B
	Total	255	8,24899E+12							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	3,98592E+12	3,98592E+12	76,17	0,000	692,718	166025	A	
	Error	254	1,32917E+13	52329525901			942,278	277660		B
	Total	255	1,72776E+13							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	5,80553E+12	5,80553E+12	160,67	0,000	692,718	166025	A	
	Error	254	9,17765E+12	36132477072			993,901	211426		B
	Total	255	1,49832E+13							



***Gráfica 9**.Perímetro interior del xilema de tallo aéreo.*

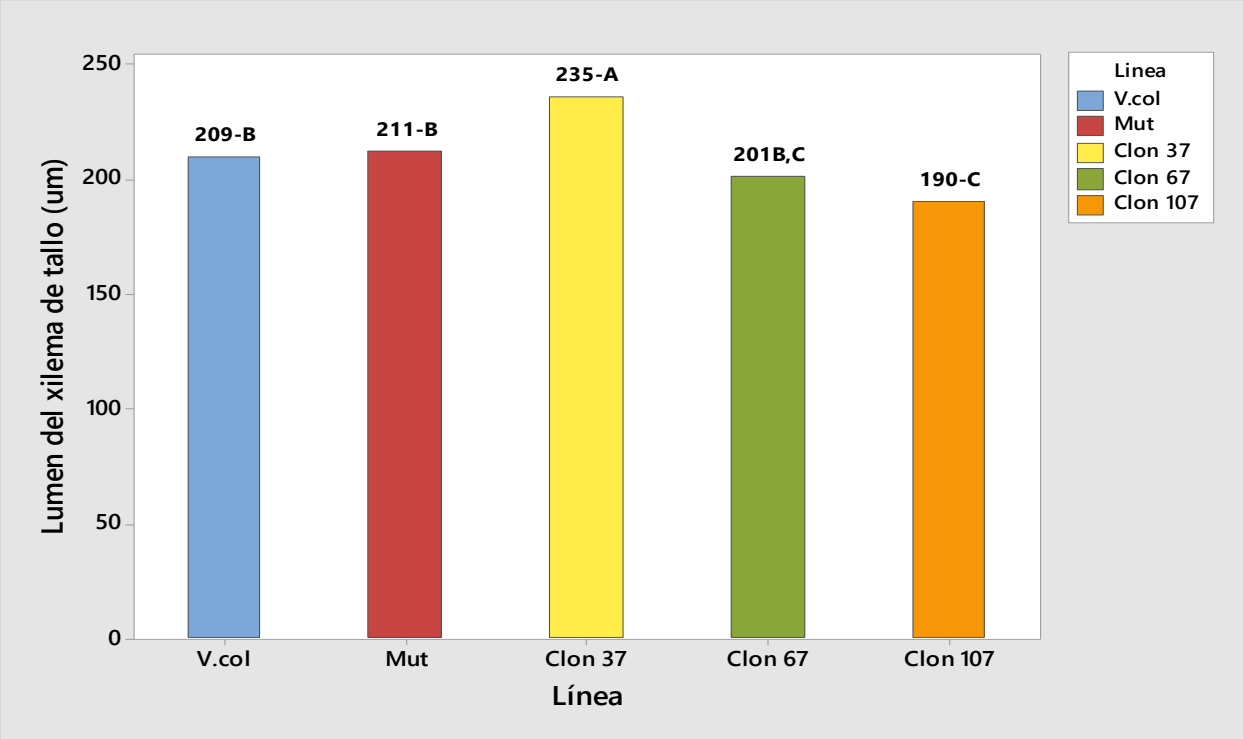
Tabla 19*.Agrupación de Tukey sobre el perímetro interno del xilema del tallo aéreo.*

Factor	N	Media	Agrupación		
107	128	993,901	A		
67	128	942,278	A		
37	128	785,430		B	
Mut	128	704,344			C
V.col	128	692,718			C

Acá se pueden observar en los resultados de la diferenciación de tamaño del lumen de xilema de tallo aéreo en la tabla 20. En la comparación de datos de *V.col* con *Mut,* no hubo diferencia significativa, (*p*=0,692), esto se corrobora observando el método de agrupación en la tabla 21, la media de tamaño en *V.col* es de 209,3 µm, mientras que para *Mut* es de 211,9 µm. En contraste entre *V.col* y *Clon 37*, hubo una diferencia significativa (*p*= 0,000), la media obtenida para *Clon 37* fue 235,9 µm y la media de *V.col* 209,3 µm evidencia una diferencia de tamaño significativa en el tejido. Como en la primera observación, entre *V.col* y *Clon 67*, acá no se encontró una diferencia significativa, (*p*=0,214), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 209,3 µm, mientras que para *Clon 67* fue 201,4 µm mostrando así un tamaño no diferencial entre el tejido xilematico de los grupos de plantas. Finalmente, observamos la comparación entre *V.col y Clon 107* donde hubo una diferencia significativa, (*p*=0,002), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 209,3 µm, y para *Clon 107* fue 190,3 µm.

***Tabla 20**.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el lumen de xilema de tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est.**		
V.col; Mut	Factor	1	426742635	426742635	0,16	0,692	209,326	52173	A	
	Error	254	6,87590E+11	2707045562			211,908	51885	A	
	Total	255	6,88016E+11							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	45434467851	45434467851	15,33	0,000	209,326	52173	A	
	Error	254	7,52988E+11	2964518060			235,970	56631		B
	Total	255	7,98422E+11							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	4006874175	4006874175	1,55	0,214	209,326	52173	A	
	Error	254	6,56778E+11	2585740842			201,414	49492	A	
	Total	255	6,60785E+11							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	23003978488	23003978488	10,00	0,002	209,326	52173	A	
	Error	254	5,84078E+11	2299520225			190,367	43325		B
	Total	255	6,07082E+11							



***Gráfica 10**.Lumen del xilema de tallo aéreo.*

Tabla 21*.Agrupación de Tukey sobre el lumen del xilema de tallo aéreo.*

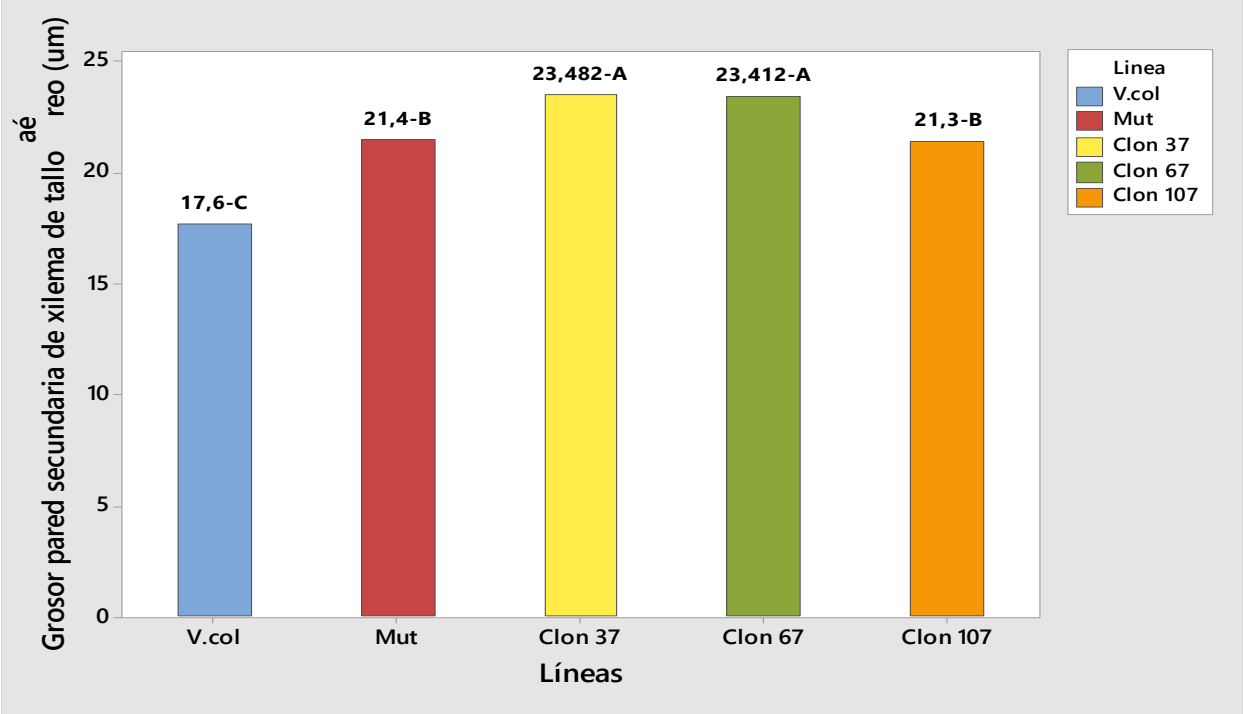
Factor	N	Media	Agrupación		
37	128	235970	A		
Mut	128	211908		B	
V.col	128	209326		B	
67	128	201414		B	C
107	128	190367			C

En la tabla 22 se observan los resultados de la comparación del grosor de la pared secundaria de xilema del tallo aéreo, en los datos de *V.col* con *Mut*, hubo una diferencia significativa, ya que el valor de *p* fue de 0,000 esto se corrobora observando el método de agrupación en la tabla 23, la media de tamaño en *V.col* es de 17 µm, mientras que para *Mut* es de 21 µm, entre *V.col* y *Clon 37*, existe una diferencia significativa (*p*=0,000), la media obtenida para *Clon 37* fue 23 µm la media de *V.col* 17 µm, el símil entre *V.col* y *Clon 67*, muestra una diferencia significativa (*p*=0,000), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 17 µm, mientras que para *Clon 67* fue 23 µm. Finalmente, observamos la comparación entre *V.col y Clon 107* donde también hay una diferencia significativa (*p*=0,000), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 17 µm, y para *Clon 107* su media fue 21 µm lo que confirma diferencias en el tamaño.

Tabla 22*.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la pared secundaria del tejido xilematico del tallo aéreo en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p	Media	Desv.Est.		
V.col; Mut	Factor	1	900866458	900866458	44,62	0,000	17,679	5230	A	
	Error	254	5127695855	20187779			21,430	3609		B
	Total	255	6028562313							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	2155535970	2155535970	111,79	0,000	17,679	5230	A	
	Error	254	4897761218	19282524			23,482	3349		B
	Total	255	7053297188							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	2103477831	2103477831	90,69	0,000	17,679	5230	A	
	Error	254	5891585620	23195219			23,412	4363		B
	Total	255	7995063451							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	869652728	869652728	38,52	0,000	17,679	5230	A	
	Error	254	5733806934	22574043			21,365	4219		B
	Total	255	6603459661							

.



Gráfica 11*. Grosor pared secundaria del xilema de tallo aéreo.*

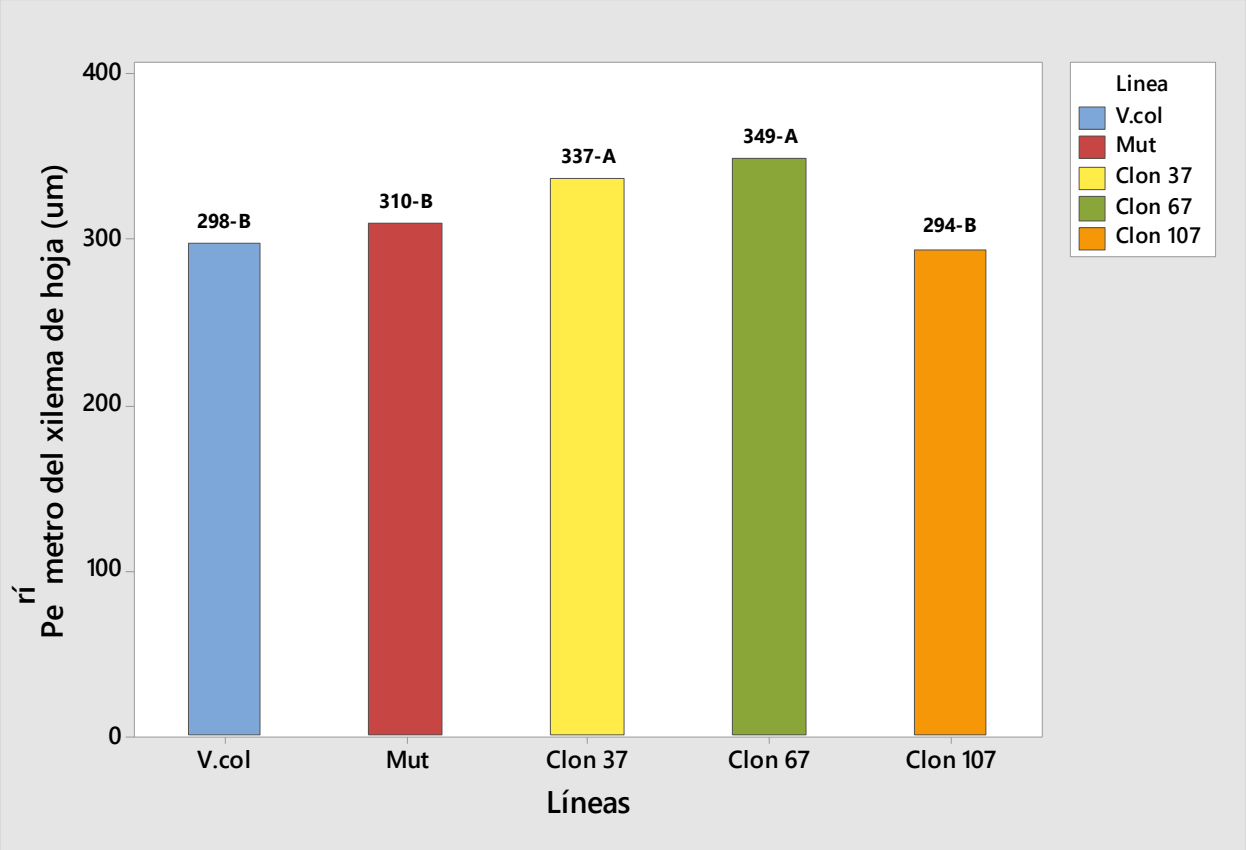
Tabla 23.*Agrupación de Tukey para grosor de la pared secundaria del xilema de tallo aéreo.*

Factor	N	Media	Agrupación		
37	128	23,482	A		
67	128	23,412	A		
Mut	128	21,430		B	
107	128	21,365		B	
V.col	128	17,679			C

La comparación de tamaño del perímetro del tejido xilematico de los foliolos de las hojas se encuentra en la tabla 24. Entre los datos de *V.col* y *Mut*, no hubo diferencia significativa, (p=0,206), esto se corrobora observando el método de agrupación en la tabla 25, la media de tamaño en *V.col* es de 298,0µm, mientras que para *Mut* es de 310,1µm. La diferencia entre *V.col* y *Clon 37*, mostro una diferencia significativa (p=0,000), la media obtenida para *Clon 37* fue 337,0 µm y la media de *V.col* fue 298,0 µm. El símil entre *V.col* y *Clon 67*, evidencia una diferencia significativa (p=0,000), la media de *V.col* es de 298,0 µm, mientras que para *Clon 67* fue 349,2 µm. Finalmente, entre *V.col y Clon 107* no hubo una diferencia significativa, (p=0,656), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 298 µm, mientras que en *Clon 107* fue 294,2 µm.

***Tabla 24**.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el perímetro de las células de xilema de los foliolos de las hojas en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est.**		
V.col; Mut	Factor	1	14125842631	14125842631	1,60	0,206	298,085	98802	A	
	Error	384	3,38321E+12	8810443295			310,184	88651	A	
	Total	385	3,39734E+12							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	1,46318E+11	1,46318E+11	13,19	0,000	298,085	98802	A	
	Error	384	4,25927E+12	11091838554			337,024	111453		B
	Total	385	4,40558E+12							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	2,53009E+11	2,53009E+11	31,82	0,000	298,085	98802	A	
	Error	384	3,05289E+12	7950244257			349,289	78349		B
	Total	385	3,30590E+12							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	1452582765	1452582765	0,20	0,656	298,085	98802	A	
	Error	384	2,80133E+12	7295141903			294,206	69487	A	
	Total	385	2,80279E+12							



***Gráfica 12**.Perimetro del xilema de los foliolos de las hojas.*

Tabla 25*.Agrupación de Tukey para perímetro de xilema de los foliolos de las hojas.*

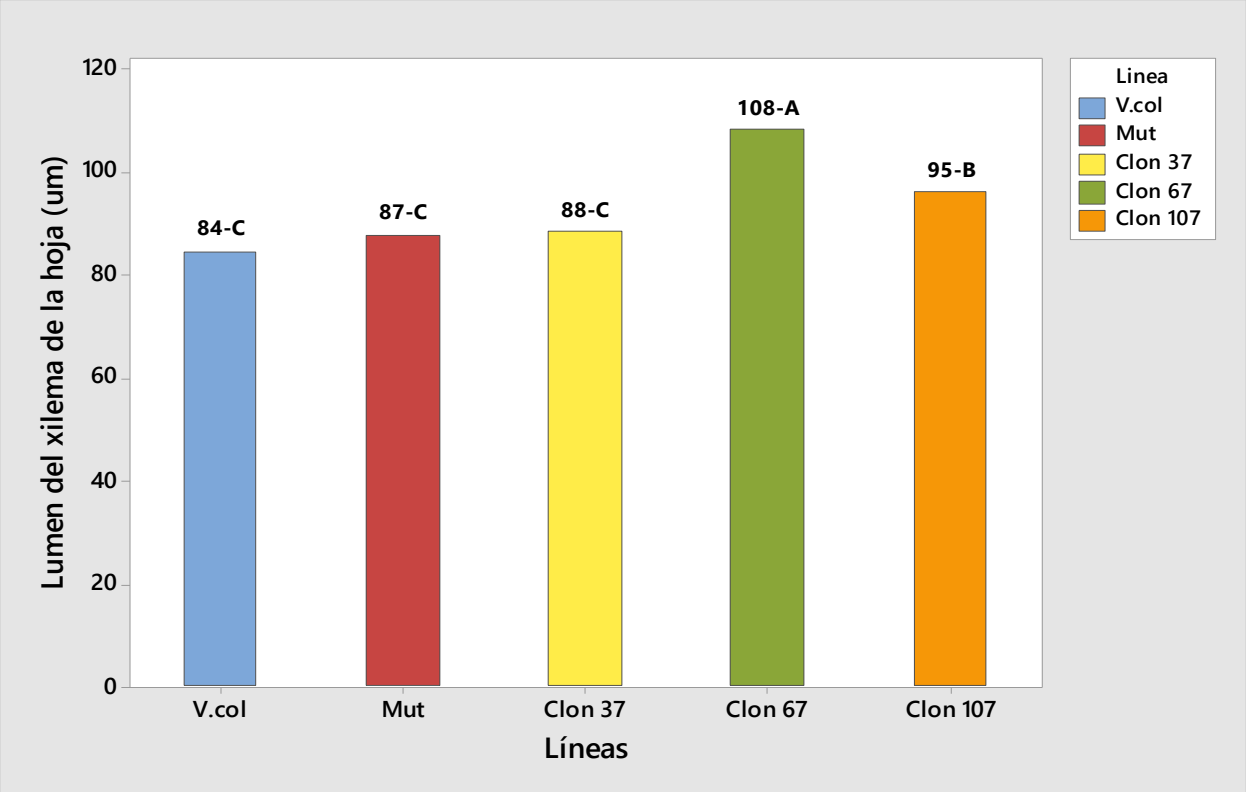
Factor	N	Media	Agrupación	
67	193	349,289	A	
37	193	337,024	A	
Mut	193	310,184		B
V.col	193	298,085		B
107	193	294,206		B

.

Como se puede observar en la comparación de tamaño del lumen del tejido xilematico del folíolo de hoja en la tabla 26, se contempla V.col con *Mut,* donde no hubo diferencia significativa (*p*= 0,060), esto se corrobora observando el método de agrupación en la tabla 27, la media de tamaño en *V.col* es de 84,2µm, mientras que para *Mut* fue de 87,5 µm. Entre *V.col* y *Clon 37*, hubo una diferencia significativa (*p*=0,018), la media obtenida para *Clon 37* fue 88,2µm mientras que la media de *V.col* fue 84,2 µm. El símil entre *V.col* y *Clon 67*, mostro una diferencia significativa (*p*=0,000), la media de *V.col* es 84,2µm, mientras que para *Clon 67* fue 108µm. Finalmente, la comparación entre *V.col y Clon 107* evidencio una diferencia significativa (*p*=0,000), la media de *V.col* es de 84,2µm, mientras que para *Clon 107* fue 95,8µm.

***Tabla 26**.Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el lumen de las células de xilema de los foliolos de las hojas en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est.**		
V.col; Mut	Factor	1	1060688960	1060688960	3,56	0,060	84,246	16749	A	
	Error	384	1,14496E+11	298167732			87,562	17771	A	
	Total	385	1,15557E+11							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	1521629621	1521629621	5,61	0,018	84,246	16749	A	
	Error	384	1,04151E+11	271227160			88,217	16184		B
	Total	385	1,05673E+11							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	54534013973	54534013973	153,52	0,000	84,246	16749	A	
	Error	384	1,36406E+11	355223432			108,018	20734		B
	Total	385	1,90940E+11							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	13059269783	13059269783	44,64	0,000	84,246	16749	A	
	Error	384	1,12345E+11	292566008			95,879	17453		B
	Total	385	1,25405E+11							



***Gráfica 13**.Lumen del xilema de los foliolos de las hojas.*

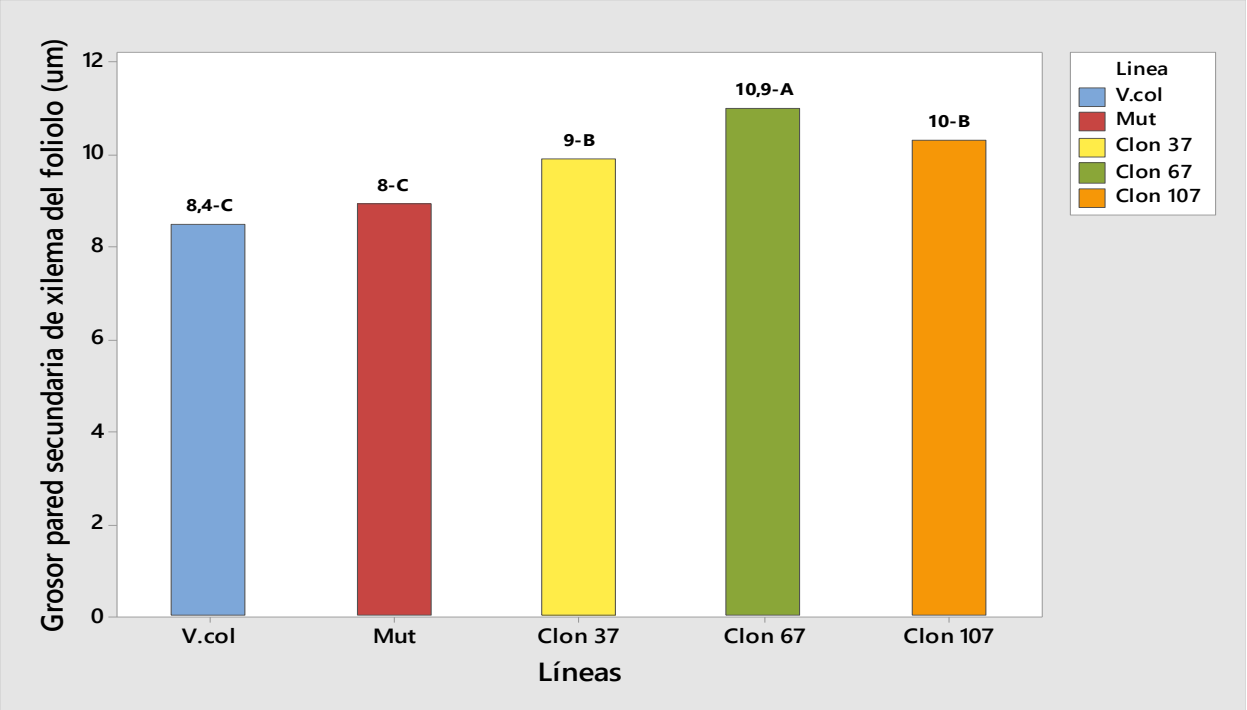
Tabla 27*.Agrupación de Tukey sobre el lumen del xilema de los foliolos de las hojas.*

Factor	N	Media	Agrupación		
67	193	108,018	A		
107	193	95,879		B	
37	193	88,217			C
Mut	193	87,562			C
V.col	193	84,246			C

Al observar los resultados de la comparación del grosor de la pared secundaria de xilema de los foliolos de la hoja en la tabla 28, vemos que entre *V.col* con *Mut*, hubo una diferencia significativa (p=0,012), esto se corrobora observando el método de agrupación en la tabla 29, la media de tamaño en *V.col* es de 8,4µm, mientras que para *Mut* es de 8,9um. La comparación entre *V.col* y *Clon 37*, muestra una diferencia significativa (p=0,000), la media obtenida para *Clon 37* fue 9,9µm y la media de *V.col* 8,4µm. El símil entre *V.col* y *Clon 67*, resalta una diferencia significativa (p=0,000), la media de *V.col* es de 8,4µm, mientras que para *Clon 67* fue 10,9µm. Finalmente, entre *V.col y Clon 107* hubo una diferencia significativa (p=0,000), la media correspondiente a las células de *V.col* es de 8,4 µm, mientras que para *Clon 107* fue 10,3 µm.

Tabla 28.*Resultados del Análisis de varianza y comparación de Tukey sobre el grosor de la pared secundaria de las células de xilema de los foliolos de la hoja en S. tuberosum G. phureja variedad Colombia.*

ANOVA de un solo factor							Medias		Tukey	
	Fuente	**GL**	**SC Ajust.**	**MC Ajust.**	**Valor F**	**Valor p**	**Media**	**Desv.Est.**		
V.col; Mut	Factor	1	16858776	16858776	6,37	0,012	8,489	1602	A	
	Error	384	1016311565	2646645			8907	1651		B
	Total	385	1033170342							
V.col; Clon 37										
	Factor	1	192217014	192217014	74,26	0,000	8,489	1602	A	
	Error	384	993998454	2588538			9,900	1615		B
	Total	385	1186215467							
V.col; Clon 67										
	Factor	1	606655151	606655151	193,58	0,000	8,489	1602	A	
	Error	384	1203398824	3133851			10,996	1924		B
	Total	385	1810053975							
V.col; Clon 107										
	Factor	1	322272772	322272772	111,77	0,000	8,489	1602	A	
	Error	384	1107168028	2883250			10,316	1789		B
	Total	385	1429440800							



Gráfica 14*. Grosor de la pared secundaria del xilema de los foliolos de la hoja*

***Tabla 29**.Agrupación de Tukey sobre el grosor de la pared secundaria del xilema de los foliolos de la hoja.*

Factor	N	Media	Agrupación		
67	193	10,996	A		
107	193	10,316		B	
37	193	9,900		B	
Mut	193	8,907			C
V.col	193	8,489			C

Para el desarrollo de este análisis se examinan los tres parámetros de medida juntos ya que todos tienen relación en cuanto a la morfología del tejido y como los posibles cambios en esta pueden afectar la forma de reacción de la planta frente a posibles cambios ambientales.

En este caso observamos que clon 37, clon 67 y clon 107 poseen una diferencia significativa positiva (tabla 19) frente V.col y Mut respecto al perímetro interno del xilema de tallo aéreo (grafica 9); en el caso del foliolo de la hoja, esta diferencia positiva (tabla 25) frente a los demás grupos la podemos encontrar en clon 37 y clon 67 (grafica 12); para el lumen de xilema del tallo aéreo los resultados obtenidos muestran que clon 37 muestra un promedio de medida significativamente más amplio que los demás grupos, los cuales no tienen una diferencia importante entre sí (tabla 21); si hablamos del tamaño del lumen de en los foliolos de la hoja nos encontramos que en este caso clon 67 y clon 107 marcan una diferencia relevante (grafica 13) frente a los demás grupos incluido clon 37 (tabla 27); finalmente el promedio de medida obtenido para el grosor de la pared secundaria del xilema en tallo aéreo, presento cambios significativamente mayores respecto a V.col (tabla 23) en los grupos 37 y 67, sin embargo Mut y clon 107 también presentan cambios significativamente positivos frente a V.col pero, menores respecto a clon 37 y 67 (grafica 11); los resultados obtenidos en los foliolos de las hojas muestran que clon 67 obtuvo el mayor promedio de medida, además clon 37 y clon 107 también presentaron cambios

significativos respecto V.col y Mut (grafica 14), sin embargo estos se ubican en un grupo diferente al de clon 67 según la agrupación de Tukey (tabla 27).

Estos resultados exponen frente a la agrupación de características específicas dos grupos marcaron especial diferencia con los demás, estos son clon 37 y clon 67, los cuales hemos visto a lo largo de la investigación son los que poseen una mayor cantidad de diferencias importantes siendo estos grupos los que posiblemente presenten una mejor adaptación a eventos ambientales que puedan alterar el crecimiento normal de la planta, por ejemplo el estrés hídrico; respecto al xilema podemos decir que estos grupos muestran condiciones morfológicas con los ajustes necesarios para mejorar el transporte de agua de la planta cuando se encuentre bajo estrés hídrico ya que, la respuesta general de la planta cuando se enfrenta a esta condición ambiental es evitar la mayor pérdida de agua posible, estudios realizados en diferentes cultivos muestran que el xilema de las plantas tiende a reducir su perímetro y lumen, mientras que aumenta su grosor, un análisis sobre el comportamiento del sistema vascular de un cultivo de soja bajo estrés hídrico dio como resultado un diámetro de vasos de xilema reducido y un aumento en el grosor de la pared bajo déficit hídrico. Una disminución en el diámetro del xilema de las raíces en respuesta a la sequía es un mecanismo para evitar la influencia del embolismo en el xilema (Kisman *et al,* 2022). Un estudio realizado por Boughalleb *et al.,* (2014) afirma que el grosor del tejido xilemático y el diámetro de los vasos xilemáticos mostraron una reducción significativa en los tallos de las plantas sometidas a déficit hídrico prolongado (20-30 días). Después de 30 días de déficit hídrico, el grosor del tejido xilemático y el diámetro de los vasos xilemáticos disminuyeron en un 46.5% y un 41.5%, respectivamente, en comparación con las plantas de control. Las condiciones de sequía moderada a severa causaron aumentos en el grosor de la pared del vaso y esta aumentación fue de aproximadamente 8.7% y 8.9% bajo 20 y 30 días de déficit hídrico, respectivamente. El mismo estudio detalla que en hoja también existen cambios estructurales, Para los elementos vasculares, encontramos una reducción significativa del tejido xilemático del 34.6% a un 37.7% en comparación con las plantas de control sometidas a déficit hídrico de 20 y 30 días, respectivamente. Otro estudio realizado por Pire *et al.,* (2007), demuestra que el grosor promedio de los vasos del xilema tendió a disminuir en las plantas sometidas a estrés hídrico como una respuesta a la condición de sequía. Esta respuesta de la planta frente al estrés hídrico busca optimizar el flujo del agua en estos eventos, y prevenir la cavitación y embolia de los conductos xilematicos, ya que al haber menos agua disponible se corre el riesgo de la creación de burbujas

de aire que puedan atrofiar los tubos de xilema, una revisión realizada por Hernández (2015) muestra diferentes estudios que podrían demostrar la relación entre el tamaño del xilema y la prevención de la cavitación. “Basándose en estudios florísticos como los del botánico Carlquist (1984), en los que se observa que en las zonas tropicales la evolución ha conducido a la existencia de plantas con tejido xilemático muy eficiente desde el punto de vista conductivo y muy vulnerables a la cavitación, y que las plantas de zonas desérticas presentan xilemas de numerosos vasos de pequeño diámetro y muy resistentes a la cavitación, se han realizado numerosos estudios anatómicos del xilema buscando las causas de las diferencias en la vulnerabilidad a la cavitación en las plantas, pensando que el diámetro de los elementos de los vasos podría ser un elemento de gran importancia a la hora de determinar la vulnerabilidad a la cavitación y la capacidad de crecimiento de la planta, pues dentro de una planta sí se ha comprobado que se embolizan en primer lugar los vasos de mayor tamaño (Hacke & Sperry 2001). Hay muchos resultados apoyando la relación entre el diámetro del vaso y la mayor vulnerabilidad de éstos a la cavitación; por ejemplo, en climas fríos, hay una selección natural de especies con vasos de diámetros pequeños (Schreiber et al.2011), pues los vasos de grandes diámetros son embolizados fácilmente por la formación de burbujas que tiene lugar durante el deshielo.”

Los resultados obtenidos en esta investigación ayudarían al desarrollo de una planta resistente a eventos abióticos que perjudiquen el rendimiento de los cultivos, en este caso *S.phureja variedad Colombia,* los clones 37 y 67 con el mejor promedio de medida morfológica podrían traer una solución a la producción limitada por el estrés en los cultivos de papa criolla.

10 Conclusiones

La histología de tallo y hoja de *Solanum phureja variedad Colombia* en la planta de origen el mutante y clones, presentaron características histológicas similares, no hubo una diferencia anatómica notoria en los tejidos analizados, sin embargo, se presentaron variaciones de tamaño aunque visualmente no sean perceptibles al momento de realizar la medición y comparación de los resultados hubo diferencias, especialmente en los clones 37 y 67, cambios que podrían representar mejoras adaptativas frente eventos abióticos como el estrés hídrico, en todas las líneas analizadas encontramos la misma distribución tisular en el corte transversal de tallo aéreo y en los foliolos de hoja.

11 Recomendaciones

Es necesario realizar un estudio similar, pero controlando la mayor cantidad de variables posibles las cuales puedan afectar el resultado del estudio, como, temperatura, pH del suelo, salinidad, flujo de agua, etc.

Es importante realizar una ampliación a la investigación referente a la histología tisular de *Solanum tuberosum* y todas sus variantes

Se sugiere realizar estudios específicos a los grupos de plantas clon 37 y clon 67 para corroborar si los cambios anatómicos observados afectan de alguna manera el rendimiento de la planta para su supervivencia y productividad.

Realizar una investigación sobre la bioquímica, comportamiento genético y hormonal de las plantas, especialmente de clon 37 y clon 67, para determinar si sus cambios estructurales se deben por modificaciones causadas por el ambiente, o si su desarrollo se debe a cambios más profundos en su morfología.

12 Referencias bibliográficas

- Alcaldía el Rosal. (2018). *Generalidades del Rosal* (p. http://www.elrosal–cundinamarca.gov.co/municipio/generalidades–el–rosal–Cundinamarca). El Rosal: Agencia de ordenamiento territorial de Cundinamarca.
- Aharoni, A., Dixit, S., Jetter, R., Thoenes, E., van Arkel, G., and Pereira, A. (2004). The SHINE clade of AP2 domain transcription factors activates wax biosynthesis, alters cuticle properties, and confers drought tolerance when overexpressed in Arabidopsis. Plant Cell 16, 2463–2480. doi: 10.1105/tpc.104.022897.
- Arve LE, Torre S, Olsen JE, Tanino KK (2011) Stomatal responses to drought stress and air humidity. In: Shanker A (ed) Abiotic Stress, Book 1. Intech Open Access Publisher, pp 267-280
- Blum A (2009) Effective use of water and not water-use efficiency (WUE) is the target of crop yield improvement under drought stress. Field Crop Res 112: 119-123.
- Boughalleb, F., Abdellaoui, R., Ben-Brahim, N. & Neffati, M. (2014). Anatomical adaptations of Astragalus gombiformis Pomel. under drought stress. Open Life Sciences,9(12), 1215-1225. https://doi.org/10.2478/s11535-014-0353-7
- Burrows, GE, White, RG, Harper, JD, Heady, RD, Stanton, RA, Zhu, X., Wu, H. y Lemerle, D. (2013): Bases de tricomas intrusivas en las hojas de solanáceas (Solanum elaeagnifolium; Solanaceae) no facilitan la absorción del marcador fluorescente. –Amer. J.Bot. 100(12): 2307–2317. https:// doi.org/10.3732/ajb.1300034
- Cabezas, M. (2002). Estimación de la interceptación de la radiación solar en papa criolla *Solanum phureja* (Juz et Buk) en tres localidades colombianas [Tesis inédita de Maestría]. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia.
- Cabezas, M. and Corchuelo, G. (2005). Estimación de la interceptación de la radiación solar en papa criolla (*Solanum phureja* Juz. et Buk.) en tres localidades colombianas. *Agronomía Colombiana*, *23*(1), 62–73. https://revistas.unal.edu.co/index.php/agrocol/article/view/19908

- Cameron, K. D., Teece, M. A., and Smart, L. B. (2006). Increased accumulation of cuticular wax and expression of lipid transfer protein in response to periodic drying events in leaves of tree tobacco. Plant Physiol. 140, 176–183. doi: 10.1104/pp.105.069724.
- Carmona, G., H. Fano, M. Ordinola y G. Scott. 1998. Experiencias de exportación de la papa amarilla peruana. Centro Internacional de la Papa (CIP); Asociación de Exportadores (ADEX), Lima.
- Carlquist (1984) Vessel grouping in dicotyledon wood: significance and relationship to imperforate tracheary elements. Aliso 10, 505-525.
- Cole Tch, Hilger, H., Stevens, P., & Medan, D. (2017). Filogenia de las Angiospermas. Retrieved from Sistemática de las plantas con flores: https://www.researchgate.net/profile/Diego_Medan/publication/299604398_Filogenia_de_las_Angiospermas_Sistematica_de_las_plantas_con_flores_Poster_APG_IV_2016/data/5b154bd4a6fdcce2 057dbac7/2017-Cole-Hilger-Stevens-Medan.pdf
- Cosa, M. T., Hadid, M., Dottori, N., & Bruno, G. (2002). Anatomía de órganos vegetativos en Solanum palinacanthum, S. sisymbriifolium y S. euacanthum (Solanaceae). Anales del Instituto de Biología. Serie Botánica, 73(1), 27-38.
- Costa, L. D., Vedove, G. D., Gianquinto, G., Giovanardi, R., and Peressotti, A. (1997). Yield, water use efficiency and nitrogen uptake in potato: influence of drought stress. Potato Res. 40, 19–34. doi: 10.1007/BF02407559
- Chapman, J. (2018). The Impact of the Potato. The story of history's most important vegetable. Retrieved from History Magazine: https://www.history-magazine.com/potato.html
- Dagnino, J. (2014) Análisis de varianza. *Revista chilena de anestecia*, volumen (43) número 4, 306-310. DOI https://revistachilenadeanestecia.cl/PII/revchilanestv43n04.07.pdf
- De Micco, V., Paradiso, R., Aronne, G., De Pascale, S., Quarto, M. y Arena, C. (2014): Anatomía de las hojas y comportamiento fotoquímico de plantas de Solanum lycopersicum L. a partir de semillas irradiadas con Radiación ionizante

de baja LET. – Ciencia. Mundo J. 2014: 1–13. https://doi.org/ 10.1155/2014/428141

- Esau, K. (1977). Anatomy of Seed Plants. Wiley.
- FAHN, A. 1990. Plant anatomy, I-XI, 1-588, f. 1-305. 4th edition. Pergamon, Oxford.
- FAHN, A. Y D. F. CUTLER. 1992. Xerophytes. Encyclopedia of plant anatomy XIII (3). I-IX: 1- 177, f. 1-90, tab 20. Gebruder Borntraeger, Berlin.
- Faiguenbaum, M., & Zunino, P. (2017). Biología de Cultivos Anuales, Papa. Sistema radicular. Pontificia Universidad Católica de Chile: Facultad de Agronomía e Ingeniería Forestal.
- Fedepapa. (2009). Recopilación de la investigación del sistema productivo de papa criolla. Compilador: Clara Janneth Piñeros Niño. Bogotá, Colombia.
- Fukuda, S., Satoh, A., Kasahara, H., Matsuyama, H., and Takeuchi, Y. (2008). Effects of ultraviolet-B irradiation on the cuticular wax of cucumber (Cucumis sativus) cotyledons. J. Plant Res. 121, 179–189. doi:10.1007/s10265-007-0143-7
- Galarreta, J., Pascualena, J., Legorburu, F., Barandalla, L., & Ritter, E. (2006). The History of Potato (Solanum tuberosum L.) Research in Spain. Potato Research, 49, 19-25. doi: doi:10.1007/s11540-006-9001-6
- Gomez Cuervo, P. (1970). Instituto Colombiano Agropecuario. Inducción artificial de mutantes en papas criollas *Solanum phureja* Juz. et Buk. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.
- Hale, M. C. The physiology of plant under stress. /M. C. Hale, D. M. Orcut.- New York : ed John Wiley and Sons. 1987.- 195 p.
- Hacke UG, Stiller V, Sperry JS, Pittermann J, McCulloh KA (2001) Cavitation fatigue. Embolism and refilling cycles can weaken the cavitation resistance of xylem. Plant Physiology 125:779-786
- HAWKES J. G. 1990. The Potato: Evolution, Biodiversity, and Genetic Resources. Belhaven Press, London UK. 229 p.

- Hernández Garasa, María José (2015). Respuestas anatómico-fisiológicas frente a estrés hídrico en plantaciones de especies de crecimiento rápido para la producción de biomasa. Tesis (Doctoral), E.T.S.I. Montes (UPM) [antigua denominación]. https://doi.org/10.20868/UPM.thesis.39604.
- Hijmans, R., Spooner, D., Salas, A., & Guarino, L. (2002). Atlas of Wild Potatoes. Wisconsin: Future Harvest Center.
- Huamán, Z. (1986). Botánica sistemática y morfología de la papa [Boletín de Información Técnica n.° 6]. Lima, Perú: Centro Internacional de la Papa (CIP).
- Huamán, Z. S, (2002). Reclassification of landrace populations of cultivated potatoes (So-Reclassification of landrace populations of cultivated potatoes (Solanum sect. Petota). Am. J. Bot. 89, 947-965.
- Jansen, M. A. K., Gaba, V., and Greenberg, B. M. (1998). Higher plants and UV-B radiation: balancing damage, repair and acclimation. Trends Plant Sci. 3, 243–243. doi: 10.1016/S1360-1385(98)01215-1.
- Javelle, M., Vernoud, V., Rogowsky, P.M. and Ingram, G.C. (2011), Epidermis: the formation and functions of a fundamental plant tissue. New Phytologist, 189: 17-39. https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03514.x
- Jeffree, C. (11 2006). The Fine Structure of the Plant Cuticle. doi: 10.1002/9780470988718.ch2
- Jenks, M. A., Andersen, L., Teusink, R. S., and Williams, M. H. (2001). Leaf cuticular waxes of potted rose cultivars as affected by plant development, drought and paclobutrazol treatments. Physiol. Plant. 112, 62–70. doi: 10.1034/j.1399-3054.2001.1120109.x
- Jiang, L., Wang, Y., Bjorn, L. O., and Li, S. S. (2009). Arabidopsis RADICAL-INDUCED CELL DEATH1 is involved in UV-B signaling. Photochem. Photobiol. Sci. 8, 838–846. doi: 10.1039/b901187k
- Kisman et al 2022 IOP Conf. Ser.: Earth Environ. Sci. 1107 012031
- Kosma, D. K., and Jenks, M. A. (2007). “Eco-physiological and molecular-genetic determinants of plant cuticle function in drought and salt stress tolerance,” in Advances in Molecular Breeding Toward drought and Salt Tolerant Crops, eds M.

A. Jenks, P. M. Hasegawa, and S. M. Jain (Dordrecht: Springer Publishing), 91–120.

- Khan, M. B., Hussain, M., Raza, A., Farooq, S., and Jabran, K. (2015). Seed priming with CaCl2 and ridge planting for improved drought resistance in maize. Turk. J. Agric. For. 39, 193–203. doi: 10.3906/tar-1405-39
- Le Gall H, Philippe F, Domon JM, Gillet F, Pelloux J, Rayon C. Cell Wall Metabolism in Response to Abiotic Stress. Plants (Basel). 2015 Feb 16;4(1):112-66. doi: 10.3390/plants4010112. PMID: 27135320; PMCID: PMC4844334.
- Lee, S. B., and Suh, M. C. (2015b). Cuticular wax biosynthesis is up-regulated by the MYB94 transcription factor in Arabidopsis. Plant Cell Physiol. 56, 48–60. doi: 10.1093/pcp/pcu14
- Levitt, J. Responses of plant to environmental stresses. /J. Levitt. - In: Wate radiation, salt and other stresses. New York: AcademicPress. 1980.- 607 p.
- Levy D, Coleman WK, Veilleux RE (2013) Adaptation of potato to water shortage: irrigation management and enhancement of tolerance to drought and salinity. Am J Potato Res 90: 186- 206
- Lolle SJ, Pruitt RE. 1999. Epidermal cell interactions: a case for local talk. Trends Plant Sci 4: 14-20.
- Matias, L. J., Mercadante-Simões, M. O., Royo, V. A., Ribeiro, L. M., Santos, A. C. and Fonseca, J. M. (2016): Structure and histochemistry of medicinal species of Solanum. – Rev. Bras. Farmacogn. 26(2): 147–160. https://doi.org/10.1016/j.bjp.2015.11.002
- Mamrutha HM, Mogili T, Lakshmi KJ, Rama N, Kosma D, Kumar MU, Jenks MA, Nataraja KN (2010) Leaf cuticular wax amount and crystal morphology regulate post-harvest water lost.
- Megías M, Molist P, Pombal MA. Atlas de histología vegetal y animal. http://mmegias.webs.uvigo.es/inicio.html. Consultado: (20 de noviembre de 2023).
- Megías M, Molist P, Pombal MA. Atlas de histología vegetal y animal. http://mmegias.webs.uvigo.es/inicio.html. Consultado: (14 de abril de 2024).
- Moore JP, Vicré-Gibouin M, Farrant JM, Driouich A. Adaptations of higher plant cell walls to water loss: drought vs desiccation. Physiol Plant. 2008

Oct;134(2):237-45. doi: 10.1111/j.1399-3054.2008.01134.x. Epub 2008 Jun 28. PMID: 18494857.

- Mosaferi, S., Hasanabadi, H., Keshavarzi, M., & Eskandari, M. (2021). Leaf Anatomical Study of Solanum Species (Solanaceae) in Iran. Acta Botanica Hungarica, 63(3-4), 401-416. https://doi.org/10.1556/034.63.2021.3-4.10
- Nasca, P. (2010). Histología vegetal. Recuperado el 4 de diciembre de 2015, de caths1.s3.amazonaws.com/plantas/1910772263.Histología%202011.pd.
- Nonami, H. (1998). Plant water relations and control ofcell elongation at low wáter potentials. J. Plant Res. 111, 373–382. doi: 10.1007/BF02507801
- Ñustez C, Estrada N, Rodríguez L, Pineda R, Carrasco C. (2005). variedades colombianas de papa facultad agronómica, universidad nacional de Colombia, sede Bogotá.
- OCHOA C. M. 2001. Las Papas de Sudamérica: Bolivia.oP - COSUDE - CID - IFEA.Bolivia. 536 p.
- Organismo internacional de energía atómica (septiembre de 1981) *Mejoramiento de las plantas mediante mutaciones inducidas.* https://www.iaea.org/sites/default/files/23305485052_es.pdf
- Organismo internacional de energía atómica (abril de 1992) *Fitotecnia: Tecnología de mutación inducida para el mejoramiento de los cultivos.* https://www.iaea.org/sites/default/files/34405682533_es.pdf
- Organismo internacional de energía atómica (2023) *Mutant Variety Database https://nucleus.iaea.org/sites/mvd/SitePages/Home.aspx*
- Oppenheimer, HR (1960) Adaptation to drought and xerophytism. Arid Zone Res 15: 105- 138.
- Paniagua, R., Nistal, M., Sesma, P., Álvarez, M., Fraile, B., Anadón, R. & Sáez, F. (2002). Citología e histología vegetal y animal. 3 edición. Editorial McGraw-Hill.
- Pankaj Banik, Wiepeng Zeng, Helen Tai, Benoit Bizimungu, Karen Tanino, Effects of drought acclimation on drought stress resistance in potato (Solanum tuberosum L.) genotypes, Environmental and Experimental Botany, Volume 126, 2016, Pages 76-89, ISSN 0098-8472, https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2016.01.008.

- Pire, Reinaldo, Sanabria, María Elena, Pereira, Aracelys, & Díez, Julio. (2007). Conductividad hidráulica y grosor de los vasos del xilema en cinco materiales de vid sometidos a déficit hídrico. Interciencia, 32(1), 35-40. Recuperado en 29 de abril de 2024, de http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0378-18442007000100008&lng=es&tlng=es.
- Popenoe, H., King, S., Leon, J., & Sumar Kalinowski, L. (1989). Lost Crops of the Incas: LittleKnown Plants of the Andes with Promise for Worldwide Cultivation. Washington, DC: The National Academies Press. doi: https://doi.org/10.17226/1398.
- Rodríguez L.E., Nustez C. y Estrada Ramos N. 2006. Nuevas variedades de papa a nivel diploide en Colombia (Criolla Latina, Criolla Paisa y Criolla Colombia). Memorias del XXII Congreso de la Asociación Latinoamericana de la Papa. Toluca, México. pp C-10
- Rodríguez, F.; Feinan, W.; Cécile, A.; Tanksley, S. y Spooner, D. M. (2009). Do potatoes and tomatoes have a single evolutionary history, and what proportion o the genome supports this history? (En línea): BMCEvolutionaryBiology 9(191) http://www.biomedcentral.com/1471-2148/9/191
- Rucker, K. S., Kvien, C. K., Holbrook, C. C., and Hook, J. E. (1995). Identification of peanut genotypes with improved drought avoidance traits. Peanut Sci. 24, 14–18. doi: 10.3146/pnut.22.1.0003
- Sánchez, F. J., Manzanares, M., de Andrés, E. F., Tenorio, J. L., and Ayerbe, L. (2001). Residual transpiration rate, epicuticular wax load and leaf colour of pea plants in drought conditions. Influence on harvest index and canopy temperature. Eur. J. Agron. 15, 57–70. doi: 10.1016/S1161-0301(01)00094-6
- Sanghvi, G. V., Koyani, R. D., Patil, V. S. and Rajput, K. S. (2011): Morpho-anatomy of Solanum pseudocapsicum. – Rev. Bras. Farmacogn. 21(1): 11–15. https://doi.org/10.1590/S0102-695X2011005000026
- Seo, P. J., Xiang, F., Qiao, M., Park, J. Y., Lee, Y. N., Kim, S. G., et al. (2009). The MYB96 transcription factor mediates abscisic acid signaling during drought stress response in Arabidopsis. Plant Physiol. 151, 275–289. doi: 10.1104/pp.109.144220

- Schopfer P. Biomechanics of plant growth. Am J Bot. 2006 Oct;93(10):1415-25. doi: 10.3732/ajb.93.10.1415. PMID: 21642088.
- Schreiber SG, Hacke UG, Hamann A, Thomas BR (2011) Genetic variation of hydraulic and Wood anatomical traits in hybrid poplar and trembling aspen. New Phytol. 190(1), 150-60.
- Segado, P., Domínguez, E., & Heredia, A. (12 2015). Ultrastructure of the Epidermal Cell Wall and Cuticle of Tomato Fruit (Solanum lycopersicum L.) during Development. Plant Physiology, 170(2), 935–946. doi:10.1104/pp.15.01725
- Shtein I, Koyfman A, Schwartz A, Popper ZA, Bar-On B. Solanales Stem Biomechanical Properties Are Primarily Determined by Morphology Rather Than Internal Structural Anatomy and Cell Wall Composition. Plants (Basel). 2020 May 27;9(6):678. doi: 10.3390/plants9060678. PMID: 32471114; PMCID: PMC7356250.
- Smith, G., James, B., Oberton, Gilbert, E., Denniston, R., Bryan, G., & Allen, C. (1937). A textbook of general Botany. The macmillan Company, 78-80. Retrieved 2017.
- Taiz, L., and Zeiger, E. (2006). Plant Physiology, 4th Edn. Sunderland, MA: Sinauer Associates Inc Publishers.
- Vos, J. and J Groenwold. Water relations of potato leaves. l. Diurna1 changes, gradients in the canopy, and effects of leaf-insertion number, cultivar and drought. Annals o? Botany 62:363-371,1988.
- Xue D, Zhang X, Lu X, Chen G and Chen Z-H (2017) Molecular and Evolutionary Mechanisms of Cuticular Wax for Plant Drought Tolerance. Front. Plant Sci. 8:621. doi: 10.3389/fpls.2017.0062.
- Yajun Wu, Daniel J. Cosgrove, Adaptation of roots to low water potentials by changes in cell wall extensibility and cell wall proteins, Journal of Experimental Botany, Volume 51, Issue 350, September 2000, Pages 1543–1553, https://doi.org/10.1093/jexbot/51.350.1543
- Yang, X.; Lu, M.; Wang, Y.; Wang, Y.; Liu, Z.; Chen, S. Response Mechanism of Plants to Drought Stress. Horticulturae 2021, 7, 50. https://doi.org/10.3390/ horticulturae7030050

- Yeats TH, Rose JK. The formation and function of plant cuticles. Plant Physiol. 2013 Sep;163(1):5-20. doi: 10.1104/pp.113.222737. Epub 2013 Jul 26. PMID: 23893170; PMCID: PMC3762664.
- Zapata J., Navas G., Tamayo A. y Díaz C. (2006). Manejo agronómico de la papa criolla para el procesamiento industrial. CORPOICA. Boletín Técnico No. 19. Centro de Investigación La Selva. Rionegro, Antioquia. 44 p
- Zhao, T. J., Sun, S., Liu, Y., Liu, J. M., Liu, Q., Yan, Y. B., et al. (2006). Regulating the drought-responsive element (DRE)-mediated signaling pathway by synergic functions of trans-active and transinactive DRE binding factors in Brassica napus. J. Biol. Chem. 281, 10752–10759. doi: 10.1074/jbc.M510535200
- Zhang, Z., Wei, W., Zhu, H., Challa, G. S., Bi, C., Trick, H. N., et al. (2015). W3 is a new wax locus that is essential for biosynthesis of beta-diketone, development of glaucousness, and reduction of cuticle permeability in common wheat. PLoS ONE 10:e0140524. doi: 10.1371/journal.pone.0140524
- Zhang, J., Broeckling, C., Blancaflor, E., Sledge, M., Sumner, L., and Wang, Z. (2005). Overexpression of WXP1, a putative Medicago truncatula AP2 domain-containing transcription factor gene, increases cuticular wax accumulation and enhances drought tolerance in transgenic alfalfa (Medicago sativa). Plant J. 42, 689–707. doi: 10.1111/j.1365-313X.2005.02405.x