



**COLEGIO DE POSTGRADUADOS**

---

**CAMPUS MONTECILLO**

**POSGRADO EN RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD**

**FISIOLOGÍA VEGETAL**

**CALIDAD Y PRODUCCIÓN DE FRUTOS DE *Physalis*  
*peruviana* L. EN RESPUESTA A LA INTENSIDAD  
LUMINOSA**

**PRESENTA:**

**VÁZQUEZ MELO EDGAR AMADEO**

**T E S I S**

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA  
OBTENER EL GRADO DE:**

**MAESTRO EN CIENCIAS**

**MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO**

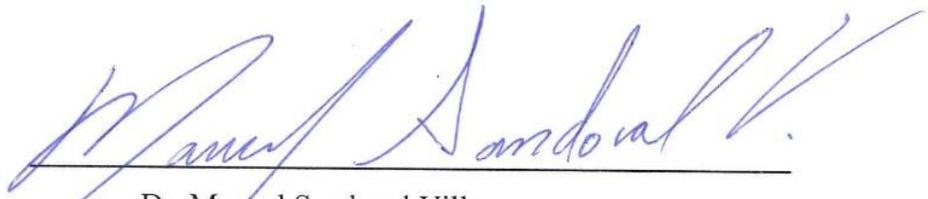
2017

La presente tesis titulada: **CALIDAD Y PRODUCCIÓN DE FRUTOS DE *Physalis peruviana* L. EN RESPUESTA A LA INTENSIDAD LUMINOSA**, realizada por el alumno: **Edgar Amadeo Vázquez Melo**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS EN  
RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD**

**CONSEJO PARTICULAR**

CONSEJERO:



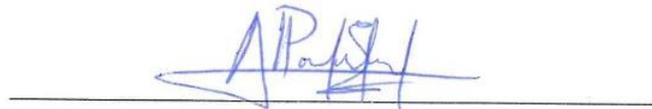
Dr. Manuel Sandoval Villa

ASESOR:



M.C. Jorge Alvarado López

ASESOR:



Dr. Porfirio Juárez López

**Montecillo, Texcoco, estado de México, enero de 2017**

# CALIDAD Y PRODUCCIÓN DE FRUTOS DE *Physalis peruviana* L. EN RESPUESTA A LA INTENSIDAD LUMINOSA

**Edgar Amadeo Vázquez Melo**  
**Colegio de Postgraduados, 2017**

## RESUMEN

La uchuva (*Physalis peruviana* L.) es una fruta promisoriosa para el consumo interno y mercado de exportación por las propiedades biológicas que se le atribuyen y su valor nutricional. La presente investigación tuvo como objetivo evaluar la calidad de los frutos y el rendimiento de plantas de *Physalis peruviana* L. en función de diferentes intensidades de luz, originadas por la poda. El estudio se llevó a cabo en el Colegio de Postgraduados, campus Montecillo, México, en un invernadero con plástico UVII. El factor densidad de plantación tuvo tres niveles: alta (tres plantas m<sup>-2</sup>) sin poda y baja (0.5 plantas m<sup>-2</sup>). En ambos casos se realizó poda y las plantas se dejaron crecer hasta 2.5 m. Se tomaron lecturas de incidencia de luz, fuera y dentro del dosel, a 1.0, 1.5, 2.0 y 2.5 m de altura, en ambos casos. Asimismo, se cosecharon frutos a esas alturas. Los resultados indican que la condición de luz directa (LD), sombra (S), altura (1, 1.5, 2, 2.5 m) y densidad tuvieron un efecto significativo ( $\alpha = 0.05$ ) sobre la concentración de sólidos solubles totales (SST), firmeza (F), acidez titulable (AT), pH del jugo del fruto, vitamina C (vitC) y metabolitos secundarios (MS) de los frutos. La mayor concentración de SST se obtuvo en frutos expuestos a baja densidad y luz directa (a 2.5 m); en contraste, F, AT y pH disminuyeron conforme la intensidad luminosa aumentó. El mayor contenido de vitC se obtuvo en frutos ubicados en densidades bajas de plantación; 15% menos en comparación con densidades altas. Los fenoles, flavonoides y triterpenos fueron los metabolitos secundarios presentes en los frutos. La maduración y la condición de luz fueron fundamentales para la concentración de los metabolitos secundarios.

**Palabras clave:** intensidad luminosa, metabolitos secundarios, uchuva.

# QUALITY AND PRODUCTION OF FRUITS OF *Physalis peruviana* L. IN RESPONSE TO LIGHT INTENSITY

**Edgar Amadeo Vázquez Melo**  
**Colegio de Postgraduados, 2017**

## ABSTRACT

Cape goseeberry (*Physalis peruviana* L.) is a promising fruit for domestic consumption and export market due to the biological properties attributed to it and its nutritional value. The present research had as objective to evaluate the quality of the fruits and the yield of *Physalis peruviana* L. plants in function of different light intensities, originated by the pruning. The study was carried out at the Colegio de Postgraduados, Montecillo campus, Mexico, in a greenhouse with UVII plastic. The plantation density factor had three levels: high (three plants m<sup>-2</sup>) without pruning and low (0.5 plants m<sup>-2</sup>). In both cases pruning was done and the plants were allowed to grow up to 2.5 m. Light incidence readings were taken, outside and inside the canopy, at 1.0, 1.5, 2.0 and 2.5 m height, in both cases. Also, fruits were harvested at these times. The results indicate that the direct light (LD), shadow (S), height (1, 1.5, 2, 2.5 m) and density had a significant effect ( $\alpha = 0.05$ ) on total soluble solids (SST), Firmness (F), titratable acidity (AT), pH of fruit juice, vitamin C (vitC) and secondary metabolites (MS) of fruits. The highest concentration of SST was obtained in fruits exposed to low density and direct light (at 2.5 m); In contrast, F, AT and pH decreased as light intensity increased. The highest vitC content was obtained in fruits located at low planting densities; 15% less compared to high densities. Phenols, flavonoids and triterpenes were the secondary metabolites present in fruits. The maturation and the light condition were fundamental for the concentration of the secondary metabolites.

**Key words:** light intensity, secondary metabolites, Cape goseeberry

## AGRADECIMIENTOS

A **Dios**, por haberme ayudado en todo momento a cumplir con mis objetivos, porque gracias a él tengo vida y salud para poder disfrutar de las cosas tan maravillosas que me ha regalado.

Al **pueblo de México**, que a través del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, hizo posible el financiamiento para finalizar mi estancia en el Colegio de Postgraduados.

Al **Dr. Manuel Sandoval Villa** por su confianza, amistad y el apoyo incondicional brindado en la dirección de esta tesis. Gracias Doctor.

Al **M.C. Jorge Alvarado López** por su experiencia y apoyo profesional para la realización de esta investigación.

Al **Dr. Porfirio Juárez López** por los grandes aportes en la realización del presente trabajo.

A los laboratoristas del área de **Nutrición Vegetal y Fitoquímica** por la invaluable ayuda que me brindaron.

A todos mis **amigos y compañeros** del postgrado, por haberme brindado su cariño y apoyo en los momentos más difíciles.

**GRACIAS**

## DEDICATORIA

*A mi hija "Val" Valeria Vázquez Tuxtla. Tu eres la luz de mi futuro, lo que me anima a seguir adelante, origen de las ganas de ser mejor persona. No hay día que agradezca a Dios que te pusiera en mi vida. Te amo.*

*A mi "Ma" Adriana Melo Herrera. Gracias madre por creer en mí, por alentarme a vencer las adversidades buscando la culminación de otro logro en mi vida. El amor que me brindas es invaluable y jamás me cansaré de agradecer todo lo que haces por mí. Te ama tu hijo "Luk".*

*A mi "Mama Lolita" Dolores Herrera de Felipe. Por tu apoyo incondicional en la vida porque gracias a ti he aprendido que se debe de luchar para obtener lo deseado. Gracias por llevarme en tus oraciones porque estoy seguro que siempre lo haces.*

*A mis hermanos "Bui y Richard" Oscar Manuel Vázquez Melo y Ricardo Melo Herrera. Gracias Bui por los momentos que pasamos juntos y compartir tu vida conmigo te quiero mucho hermano. Muchas gracias Richard porque siempre serás mi ejemplo a seguir y por tus valiosos consejos en la vida.*

*A mi amigo "Bock" Por tu amistad incomparable por estar conmigo en momentos de angustia e incertidumbre y también por los momentos alegres.*

## CONTENIDO

LISTA DE FIGURAS .....	x
LISTA DE CUADROS .....	xiii
<b>I. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA.....</b>	<b>3</b>
2.1 Generalidades del cultivo.....	3
2.2 Taxonomía y botánica.....	3
2.3 Ecotipos .....	5
2.4 Efectos de la luz en <i>Physalis peruviana</i> L. ....	6
2.5 Manejo del cultivo para aprovechamiento de luz.....	8
2.5.1 Tutorado y amarre .....	8
2.5.2 Tipos de Poda.....	8
2.6 Efecto de la luz sobre el crecimiento de la planta.....	9
2.7 Efecto de la luz sobre la morfogénesis de la planta .....	10
2.8 Efecto de la luz sobre la calidad del fruto .....	11
2.8.1 Carotenoides, antioxidantes, metabolitos secundarios y witanólidos .....	11
2.9 Transmisión de luz total (TLT) o visible .....	13
2.10 Transmisión de luz difusa.....	13
<b>III. OBJETIVOS .....</b>	<b>15</b>
3.1 Objetivo General .....	15
3.2 Objetivo Particular .....	15
<b>IV. HIPÓTESIS .....</b>	<b>16</b>
4.1 Hipótesis General .....	16
4.2 Hipótesis Particulares .....	16
<b>V. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>17</b>
5.1 Ubicación del experimento .....	17
5.2 Alta Densidad .....	17
5.3 Baja Densidad.....	18
5.4 Tratamientos con Incidencias de Luz.....	19
5.5 Modelo y Análisis Estadístico.....	19
5.6 Análisis Bioquímicos en Frutos.....	21
5.6.1 Sólidos solubles totales (SST) .....	21
5.6.2 pH del jugo del fruto .....	21

5.6.3	Acidez titulable .....	22
5.6.4	Vitamina C .....	23
5.7	Análisis morfométrico en frutos.....	24
5.7.1	Firmeza de los frutos .....	24
5.8	Análisis Preliminares de Metabolitos Secundarios en Tubos.....	24
5.8.1	Prueba para alcaloides .....	26
5.8.2	Prueba para saponinas.....	27
5.8.3	Prueba para flavonoides .....	27
5.8.4	Prueba para triterpenos.....	28
5.8.5	Prueba para taninos .....	28
5.8.6	Prueba para fenoles.....	29
5.8.7	Prueba para glucósidos cianogénicos .....	29
5.9	Metabolitos Secundarios en Placas Cromatográficas .....	29
5.10.	Cuantificación de metabolitos secundarios .....	30
5.10.1	Fenoles .....	30
5.10.2	Flavonoides .....	32
5.10.3	Triterpenos.....	34
<b>VI.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>37</b>
6.1	Intensidad Luminosa .....	37
6.1.1	Alta densidad de plantación .....	37
6.1.2	Baja densidad de plantación.....	38
6.2	Sólidos solubles totales (SST), firmeza (F), acidez titulable (AT) y pH.....	41
6.3	Análisis bioquímico del fruto .....	42
6.3.1	Sólidos solubles totales .....	42
6.3.2	Firmeza.....	45
6.3.3	Acidez titulable .....	47
6.3.4	pH .....	48
6.4	Vitamina C, Fenoles, Flavonoides y Triterpenos.....	51
6.4.1	Vitamina C .....	51
6.4.2	Análisis Preliminares de Metabolitos Secundarios en Tubos (método cualitativo)..	53
6.4.2.1	Fenoles .....	53
6.4.2.2	Flavonoides .....	53
6.4.2.3	Triterpenos.....	54

<b>6.5 Metabolitos Secundarios en Placas Cromatográficas .....</b>	<b>55</b>
<b>6.6 Cuantificación de metabolitos secundarios .....</b>	<b>56</b>
<b>6.6.1 Fenoles totales .....</b>	<b>56</b>
<b>6.6.2 Flavonoides totales .....</b>	<b>58</b>
<b>6.6.3 Triterpenos totales.....</b>	<b>60</b>
<b>VII. CONCLUSIONES.....</b>	<b>62</b>
<b>VIII. LITERATURA CITADA .....</b>	<b>63</b>
<b>IX. APÉNDICE.....</b>	<b>75</b>

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Frutos maduros de uchuva (a), planta en etapa de fructificación (b) y flor característica del cultivo (c).....	5
<b>Figura 2.</b> Plantación de uchuva sin poda y con tutoreo vertical.....	17
<b>Figura 3.</b> Plantación de uchuva de baja densidad con poda, amarre y tutoreo en forma cónica.....	18
<b>Figura 4.</b> Determinación de incidencia de luz con el fotómetro de luces LED LT-45® .....	19
<b>Figura 5.</b> Refractómetro digital marca Atago Pocket PAL-1 modelo PAL-TOMATO. ....	21
<b>Figura 6.</b> Determinación del pH en jugo de frutos de <i>Physalis peruviana</i> L. con un potenciómetro Conductronic modelo PC18. ....	21
<b>Figura 7.</b> Determinación de acidez titulable por titulación: a) pesado de pulpa, b) molienda del fruto, c) filtrado de la solución, d) alícuota de la muestra, e y f) titulación con NaOH. ....	22
<b>Figura 8.</b> Proceso para la determinar la concentración de vitamina C: a) corte y pesado de frutos frescos, b) solución de fruto fresco y ácido tricloroacético, c) homogenización de la solución, d) baño de hielo y reposo, e) centrifugación, f) lectura de absorbancia con espectrofotómetro. ....	23
<b>Figura 9.</b> Medición de la firmeza con el medidor Force Dial FDK 160. ....	24
<b>Figura 10.</b> Elaboración del extracto de las muestras: a) selección y picado de frutos frescos, b) pesado de frutos, c) tubos con muestra y metanol, d) baño ultrasonido, e) centrifugación de las muestras.....	26
<b>Figura 11.</b> Prueba para determinar alcaloides: a) aplicación de ácido clorhídrico, b) baño maría, c) aplicación del reactivo Dragendorff. ....	26
<b>Figura 12.</b> Determinación de saponinas: a) aplicación de agua destilada para cada muestra, b) agitación en vórtex .....	27
<b>Figura 13.</b> Procedimiento para flavonoides: a) tira de magnesio, b) suministro de HCl. ....	27
<b>Figura 14.</b> Prueba para triterpenos: a) ácido masticadiénoico en tubo, b) prueba de Libermann.....	28
<b>Figura 15.</b> Aplicación del reactivo cloruro férrico 3%.....	28
<b>Figura 16.</b> Incubación de las muestras en baño maría.....	29
<b>Figura 17.</b> Proceso para la cuantificación de fenoles totales en uchuva: a) toma de muestras, b) secado de frutos en estufa, c) pesado de frutos en balanza analítica, d) baño de	

ultrasonido, e) centrifugación de las muestras, f) aplicación de reactivos, g) lectura en el espectrofotómetro. ....	32
<b>Figura 18.</b> Cuantificación de triterpenos totales: a) pesado de muestra molida, b) adición de etanol a las muestras, c) baño ultrasónico, d) centrifugación para eliminar residuos, e) evaporación de la solución etanólica, f) lavados con butanol-agua en las paredes del matraz, g) separación de fases, h) refrigeración e incubación, i) secado final de muestras. ....	36
<b>Figura 19.</b> Intensidad luminosa en plantas adultas con tutoreo vertical y sin poda de uchuva ( <i>Physalis peruviana</i> L.) en los distintos estratos y condiciones durante mayo de 2016. LD = luz directa y S = sombra. ....	39
Figura 20. Intensidad luminosa en los distintos estratos y condiciones de plantas adultas con poda y tutoreo cónico de uchuva ( <i>Physalis peruviana</i> L.) en baja densidad de plantación durante mayo de 2016. LD = luz directa y S = sombra. ....	40
<b>Figura 21.</b> Interacción densidad × condición de luz × altura × madurez sobre la concentración de ácido ascórbico en <i>Physalis peruviana</i> L. DA = densidad alta, DB = densidad baja, LD = luz directa, S = sombra, Ana = anaranjados, Ama = amarillos y Ver = verdes. ....	51
<b>Figura 22.</b> Análisis preliminar de fenoles: a) prueba positiva y negativa, b), c), d), e) número de muestra según el Cuadro 3. ....	53
<b>Figura 23.</b> Análisis preliminar de flavonoides: a) prueba positiva y negativa, b),c),d),e) número de muestra, según el Cuadro 3. ....	53
<b>Figura 24.</b> Análisis preliminar de triterpenos: a) prueba positiva y negativa, b),c),d),e) número de muestra, según el Cuadro 3. ....	54
<b>Figura 25.</b> Revelado de metabolitos secundarios en placas cromatográficas: a) triterpenos, b) fenoles y c) flavonoides observados a luz UV. ....	55
<b>Figura 26.</b> Interacción densidad × condición de luz × altura × madurez sobre concentración de ácido gálico en <i>Physalis peruviana</i> L. DA = densidad alta, DB = densidad baja, LD = luz directa, S = sombra, Ana = anaranjados, Ama = amarillos y Ver = verdes. ....	57
<b>Figura 27.</b> Interacción densidad × condición de luz × altura × madurez sobre el contenido de quercetina en <i>Physalis peruviana</i> L. DA= densidad alta, DB= densidad baja, LD= luz directa, S = sombra, Ana = anaranjados, Ama = amarillos y Ver= verdes. ....	59

<b>Figura 28.</b> Interacción densidad × condición de luz × altura × madurez sobre concentración de ácido masticadienoico en <i>Physalis peruviana</i> L. DA = densidad alta, DB = densidad baja, LD = luz directa, S = sombra, Ana = anaranjados, Ama = amarillos y Ver = verdes.	60
<b>Figura 29.</b> Curva de calibración de ácido ascórbico en la solución madre .....	78
<b>Figura 30.</b> Curva de calibración de ácido gálico en la solución madre .....	81
<b>Figura 31.</b> Curva de calibración de quercetina en la solución madre.....	84
<b>Figura 32.</b> Curva de calibración de ácido masticadienoico en la solución madre.....	87

## LISTA DE CUADROS

<b>Cuadro 1</b> . Clasificación taxonómica de <i>Physalis peruviana</i> L. (USDA, 2013).....	4
<b>Cuadro 2</b> . Descripción de tratamientos aplicados a la plantas de uchuva, de acuerdo con la intensidad luminosa. ....	20
<b>Cuadro 3</b> . Descripción de las muestras de frutos de uchuva para la realización de los análisis preliminares y cuantificación de metabolitos secundarios .....	25
<b>Cuadro 4</b> . Reactivos aplicados para la curva de calibración de fenoles totales en peso seco de frutos de uchuva.....	31
<b>Cuadro 5</b> . Reactivos aplicados para la curva de calibración de flavonoides totales en peso seco de frutos de uchuva.....	33
<b>Cuadro 6</b> . Reactivos aplicados para la curva de calibración de triterpenos totales en peso seco de frutos de uchuva.....	35
<b>Cuadro 7</b> . Análisis de varianza para verificar el efecto de la densidad (alta y baja), condición de la planta (luz directa y sombra) y altura de dosel (2.5, 2.0, 1.5 y 1.0 m) e interacciones para la determinación de la calidad física (firmeza del fruto) y bioquímica (sólidos solubles totales, acidez titulable y pH) de los frutos de uchuva ( <i>Physalis peruviana</i> L.). ....	41
<b>Cuadro 8</b> . Interacción densidad, condición y altura sobre la concentración de sólidos solubles totales en uchuva ( <i>Physalis peruviana</i> L.). ....	43
<b>Cuadro 9</b> . Interacción densidad × condición, densidad × altura, condición × altura y condición × altura × densidad sobre la concentración de sólidos solubles totales en uchuva ( <i>Physalis peruviana</i> L.). ....	44
<b>Cuadro 10</b> . Interacción densidad, condición y altura sobre la firmeza del fruto de uchuva ( <i>Physalis peruviana</i> L.). ....	46
<b>Cuadro 11</b> . Interacción densidad, condición y altura sobre la acidez titulable del fruto de uchuva ( <i>Physalis peruviana</i> L.)......	48
<b>Cuadro 12</b> . Interacción densidad, condición y altura sobre el pH del fruto de uchuva ( <i>Physalis peruviana</i> L.). ....	49
<b>Cuadro 13</b> . Interacción densidad × condición, condición × altura y condición × altura × densidad sobre el pH del fruto de uchuva ( <i>Physalis peruviana</i> L.). ....	50
<b>Cuadro 14</b> . Reactivos utilizados para elaborar las cámaras de elución.....	75

<b>Cuadro 15.</b> Presencia de principios activos a través del desarrollo de color en la placa cromatográfica.....	75
<b>Cuadro 16.</b> Obtención de los extractos de muestra con cuatro repeticiones para elaborar la curva de calibración.....	177
<b>Cuadro 17.</b> Medias de concentración y absorbancia de ácido ascórbico (vitamina C) en <i>Physalis peruviana</i> L. (densidad alta y baja).....	79
<b>Cuadro 18.</b> Resultados obtenidos a partir de las lecturas de los extractos de las muestras en el espectrofotómetro .....	80
<b>Cuadro 19.</b> Medias de concentración y absorbancia de ácido gálico en <i>Physalis peruviana</i> L. (densidad alta y baja) .....	82
<b>Cuadro 20.</b> Resultados obtenidos a partir de las lecturas de los extractos de las muestras en el espectrofotómetro. ....	83
<b>Cuadro 21.</b> Medias de concentración y absorbancia de quercetina en <i>Physalis peruviana</i> L. (densidad alta y baja) .....	85
<b>Cuadro 22.</b> Resultados obtenidos para flavonoides a partir de las lecturas de los extractos de las muestras en el espectrofotómetro .....	86
<b>Cuadro 23.</b> Medias de concentración y absorbancia de ácido masticadienónico en <i>Physalis peruviana</i> L. (densidad alta y baja) .....	88
<b>Cuadro 24.</b> Resultados obtenidos para triterpenos a partir de las lecturas de los extractos de las muestras en el espectrofotómetro.....	89

## I. INTRODUCCIÓN

*Physalis peruviana* L. pertenece a la familia de las solanáceas y crece como planta silvestre en las zonas tropicales altas de América. Se conoce en distintos países Sudamericanos con el nombre de uvilla, aguaymantoy chuchuva; cape gooseberry, en países de habla inglesa, y uchuva, en México; *Physalis* proviene del griego “physa” (vejiga o ampolla).

En la actualidad, el fruto de uchuva se considera como un superfruto, en gran parte a su alto valor nutricional, destacando vitaminas, minerales y fibra. La variabilidad genética y el estado de madurez influyen en el contenido de los compuestos bioactivos y, por lo tanto, condicionan sus propiedades nutritivas y organolépticas para la alimentación, nutrición y salud.

La luz es fundamental para el crecimiento y desarrollo de la planta, además de la producción en los cultivos. Como impulsora para una fotosíntesis máxima, influye de manera directa en la parte más alta de un dosel, en una plantación, que para una sola hoja, ya que el sombreado producido sobre las hojas en estratos inferiores de la copa no permite que se realice la máxima fotosíntesis, con excepción a altas irradiancias.

El control de los niveles de iluminación dentro de los invernaderos se ajusta de acuerdo con las condiciones climáticas de la región donde se instala y el tipo de estructura o cubierta de cerramiento. Las propiedades aislantes del material afectan de manera directa la intensidad, longitud de onda de la luz, humedad y temperatura de la planta en el interior del invernadero. Longitudes de onda entre 400 y 700 nm (espectro de luz visible) se requieren para la fotosíntesis y, por lo tanto, varían y afectan de manera diferencial en la fisiología de la planta y la calidad del fruto.

La radiación solar presenta gran variabilidad durante el día y el año, y es el factor más importante en la ecofisiología de las plantas. En una plantación, la intercepción luminosa de un dosel depende del arreglo de siembra (distancia entre plantas e hileras, ubicación de las hileras) y el estado de desarrollo de la planta (altura de la planta e índice de área foliar). La captación de luz en una planta incrementa el consumo de agua y nutrientes hasta un nivel máximo de saturación.

En la mayoría de los trabajos realizados sobre la incidencia de luz o iluminancia han sido en cultivos de jitomate, papa y variedades de plantas ornamentales. En México, existen investigaciones en torno a *Physalis peruviana* L. que describen el manejo agronómico y la fertilización, expresando esta en concentración y proporción. Sin embargo, la luz (iluminancia) es de suma importancia para obtener plantas y frutos de alta calidad.

Por este motivo, en esta investigación se pretende investigar la calidad de los frutos con plantas expuestas a diferentes intensidades de luz, mediante la poda en invernadero.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Generalidades del cultivo

La uchuva (*Physalis peruviana* L.) es originaria de Perú, aunque algunas evidencias indican que proviene de Brasil y posteriormente se aclimató en los altiplanos de Chile y Perú (García, 2003). En la época precolombina crecía silvestre en la zona andina, donde era un alimento tradicional.

En Colombia, en tiempos más recientes, se descubrió en la zona de Tierradentro, del departamento del Cauca, donde inició su cultivo a escala semicomercial. En la actualidad se cultiva en una extensa porción del país, que incluye los departamentos de Nariño, Cauca, Huila, Antioquia, Cundinamarca y Boyacá (Madriñan-Palomino, 2010).

Es el segundo fruto de exportación de importancia en Colombia y es cultivada por pequeños productores, con bajo nivel de asistencia técnica y diferentes prácticas, con base en la experiencia de cada agricultor, lo cual implica alto consumo de insumos, ausencia de tecnología y elevado uso de mano de obra (Sanabria, 2005).

Los frutos son bayas apetecidas por su sabor y sus propiedades funcionales y medicinales (Ramadan, 2011; Puente *et al.*, 2011). El fruto de uchuva se destaca por su alto contenido de antioxidantes (ácido ascórbico y provitamina A), fósforo, hierro, proteína y fibra (Fischer *et al.*, 2011).

El nombre común uchuva proviene de la palabra indígena “ucuba”, que significa fruta redonda; por su amplia distribución se conoce con otros nombres, como: “uvilla”, en Ecuador; “teparee” y “makowi”, en India; “chuchuva”, en Venezuela; “aguaymanto”, en Perú; y “cape gooseberry”, en los países de habla inglesa (Lizana y Espina, 1991).

### 2.2 Taxonomía y botánica

*Physalis peruviana* L. es una planta con alto potencial de multiplicación, su clasificación taxonómica completa se muestra en el Cuadro 1.

**Cuadro 1 .** Clasificación taxonómica de *Physalis peruviana* L. (USDA, 2013).

<b>Jerarquía</b>	<b>Descripción</b>
Reino	Plantae
División	Angiospermae
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Asteridae
Orden	Solanae
Familia	Solanaceae
Género	<i>Physalis</i>
Especie	<i>Physalis peruviana</i> L.
Nombres comunes	Uchuva, uvilla, tomatillo, aguaymanto, capulí.

La planta de uchuva es arbustiva herbácea, generalmente mide de 1 a 1.8 m de altura. Presenta crecimiento indeterminado y ramificado desde la base. Sus hojas son alternas, pecioladas, pubescentes, ovaladas, de base obtusa y ápice acuminado; su tamaño varía de 5 a 15 cm de largo y de 4 a 10 cm de ancho, con un pecíolo que alcanza hasta 2.5 cm de longitud (Flórez *et al.*, 2000).

Toda la planta está cubierta por una suave vellosidad (Fischer, 2000). Las flores tienen forma de campana, crecen en las axilas de las hojas y son solitarias, pedunculadas y hermafroditas (Aristizábal, 2013). Tienen un cáliz verdoso, con coloraciones púrpura, pubescente, corola color amarillo-claro, con mancha morada en la base de los pétalos.



**Figura 1.** Frutos maduros de uchuva (a), planta en etapa de fructificación (b) y flor característica del cultivo (c).

### 2.3 Ecotipos

Según Legge (1974), el género *Physalis* incluye unas 100 hierbas perennes y anuales, con frutos encerrados en un cáliz; todas en estado silvestre, siendo la más utilizada, por su fruto azucarado, *Physalis peruviana*. Comúnmente, se cultivan tres ecotipos o plantas, procedentes de diferentes países, de donde han tomado su nombre; estas son originarias de Kenia, Sudáfrica y Colombia.

El fruto de cada ecotipo se diferencia por el tamaño y color, y la forma del cáliz. Los frutos maduros de los ecotipos Sudáfrica y Kenia tienen un peso promedio de 6 a 10 g, mientras que los de origen colombiano pesan de 4 a 5 g (Fischer y Almanza, 1993).

El ecotipo Sylvania muestra su potencial productivo y vigorosidad en su capacidad para mantener un mayor peso de frutos, lo cual puede atribuirse a una eficiente captación de radiación solar, mediante una estructura que permita una amplia área foliar que optimice sus procesos fotosintéticos y la distribución y asignación de la materia seca (Marcelis, 1992; Iglesias *et al.*, 2003).

Al realizar una poda de cuatro ramas secundarias se propicia una mayor entrada de intensidad luminosa a ecotipos como Sylvania y Kenia, los cuales producen frutos de mayor tamaño, y se presenta una menor competencia por nutrientes y asimilados (Marsal *et al.*, 2006).

#### **2.4 Efectos de la luz en *Physalis peruviana* L.**

La radiación solar directa favorece la fotosíntesis del cáliz y las primeras dos hojas adyacentes al fruto, lo cual se traduce en un mejor llenado y calidad del fruto de uchuva (Almanza y Fischer, 2012). Mora *et al.* (2006) mencionan que de 1500 a 2000 horas de luz solar directa al año son óptimas para el tamaño, la calidad y la maduración del fruto de uchuva. La planta percibe el efecto de la luz a través de la cantidad de luz (intensidad luminosa), la calidad de luz (longitud de onda) y las horas de luz por día (fotoperiodo).

Verhoeven (1991) indica que la uchuva también crece en asociación con un bosque abiertolo cual le produce una cierta sombra. Sin embargo, condiciones de menor luminosidad, como ocurre en invernadero, causan un mayor crecimiento longitudinal de las ramas, en comparación con el cultivo al aire libre o campo abierto, donde la luz UV y la menor temperatura restringen este crecimiento (Fischer, 2000).

La uchuva se clasifica como una planta de día corto, debido a que un fotoperiodo corto de 8 hs por día fomenta la inducción floral (fase juvenil más corta), con entrenudos más largos y una floración tardía en días de 16 horas (Heinze y Midash, 1991).

La temperatura, la luz y las condiciones del cultivo influyen sobre el porte de la planta, la cual puede comportarse como una planta anual o perenne, dependiendo del ambiente de producción, donde influye el clima, el suelo y el manejo agronómico (Lanchero *et al.*, 2007).

Las inducciones de callos en uchuva, con el suministro de hormonas de crecimiento como bencil amino purina (BAP) y ácido giberélico (AG), en combinación con ácido naftalenoacético (ANA), no depende de las condiciones de luz. Es decir, en presencia de

luz los callos presentaron brotes verdes debido a que la luz estimula la producción de clorofila (Lal y Lal, 1990). En general, la uchuva se adapta fácilmente a condiciones adversas de crecimiento: crece, por ejemplo, sobre la corteza de árboles grandes o bajo condiciones de poca luz (por debajo de las mesas de propagación en invernadero) (Fischer, 2000).

Gutiérrez *et al.* (2007) confirman que la radiación fluorescente de baja y alta iluminancia (5000 y 15000 lux) no afecta el contenido de ácido ascórbico en la uchuva, por lo que la incidencia de la radiación en la disponibilidad de ácido en la fruta es mínima.

La temperatura y la luz desempeñan un importante papel en cuanto a la calidad postcosecha, tamaño, color, contenido nutricional, sabor y tiempo de maduración del fruto (CCI, 2002).

Estudios previos reportan un mayor crecimiento de brotes laterales bajo 20% de sombra y en condiciones de invernadero, donde las temperaturas son altas y la radiación es baja (Florez y Fischer, 2000).

En el caso de la uchuva, el número de ramas cumple un papel importante, ya que según lo reportado por Fischer *et al.* (2008) en plantas de uchuva de 60 días, desde el trasplante, la parte basal (5-20 cm sobre la ramificación) de las dos ramas reproductivas (secundarias) almacena, en peso seco, 5.0% de almidón y 4.1% de sacarosa, mientras el tallo vegetativo primario, en su base, almacena 6.4% de almidón y 5.3% de sacarosa, fuentes importantes para el llenado de frutos, diferentes de las de las hojas (Minchin y Thorpe, 1996).

El cultivo se desarrolla con temperaturas mínimas de 13 a 15 °C y óptimas entre 27 y 30 °C, pero es susceptible a temperaturas extremas, ya que más de 35 °C dañan la floración y fructificación, y temperaturas constantes de 10 °C impiden que la planta prospere (MADR, 2002).

La temperatura, la intensidad luminosa y las condiciones de suelo influyen sobre el porte de la planta, la cual alcanza entre 60 y 90 cm de altura, pero que en condiciones óptimas logra hasta 180 cm. Conforme se desarrollan los brotes de la base del tallo, la planta tiende a acamarse y romperse, por lo que requiere apoyo adicional para mantener los tallos juntos y conservar su crecimiento erecto (Palme, 2002).

## **2.5 Manejo del cultivo para aprovechamiento de luz**

### **2.5.1 Tutorado y amarre**

Las plantas de uchuva se sostienen mediante tutores y amarre, debido a que cuando están en producción alcanzan mayor peso, lo cual produce volcamientos y rupturas de ramas. El tutorado y amarre más utilizado es el que permite la formación de la planta en forma de V, lo que facilita la entrada de luz y favorece la aireación del cultivo, lo cual reduce el ambiente favorable para el desarrollo de enfermedades y facilita la realización de algunas labores de cosecha y poda. El tutorado se debe efectuar inmediatamente después del trasplante, para mantener el crecimiento y desarrollo deseado de la planta (Zapata *et al.*, 2002).

### **2.5.2 Tipos de Poda**

Aregosez (1999) indica que el tipo de poda que se efectúa en la uchuva es de crecimiento y se lleva a cabo cuando la planta mide 15 cm de altura. A mayor número de brotes basales, el fruto tiende a disminuir.

Las podas de mantenimiento, producción y deshoje, que consisten en la eliminación de ramas rastreras, secas, quebradas, débiles y brotes, se realizan cada tres meses. Esto mejora la entrada de aire (parte basal) y luz para el cultivo. Los frutos distanciados del eje principal son de inferior calidad (Fischer y Angulo, 1999)

Angulo (2000) señala que las podas de formación o despunte y sanitaria se ejecutan haciendo un corte apical sobre la rama principal, eliminando ramas improductivas, débiles, enfermas o con ataques de plaga, lo cual favorece un crecimiento de ramas vegetativas y reproductivas, y regula el aprovechamiento de luz.

Efectuar una poda de formación, dejando un tutorado en V, ayuda a la formación de tallos basales e incrementa el peso de frutos y la producción de uchuva (Paloma, 2003).

Miranda (2004) indica que la poda sanitaria consiste en eliminar partes de plantas afectadas por enfermedades o plagas, con herramientas especiales y desinfectadas. Una vez que se hace, es recomendable retirar de la parcela o invernadero el material enfermo y desinfectar los sitios de poda, lo cual representa un alto costo económico.

La poda sanitaria, o de mantenimiento, es importante ya que permite mejor aprovechamiento de luz, aumenta la productividad, mejora la calidad de fruto y facilita la recolección de frutos (Duran, 2009).

## **2.6 Efecto de la luz sobre el crecimiento de la planta**

Dentro de los factores ecofisiológicos, la radiación solar ocupa el primer lugar, por su papel clave como fuente de energía que determina la producción de materia seca y el rendimiento de frutos de una planta (Dussi, 2007). Esta depende de la radiación incidente, la radiación absorbida y la capacidad de la planta de convertir la energía lumínica en hidratos de carbono (durante la fotosíntesis), considerando las pérdidas por respiración y fotorrespiración (Gariglio *et al.*, 2007).

El control de la intensidad de la luz también es importante, ya que las plantas provienen de un ambiente con intensidad baja; esta se debe regular y evitar la fotoinhibición del aparato fotosintético (Ziv, 1991; Haggman *et al.*, 1999; Sánchez, 2000).

En general, el factor más estudiado bajo condiciones de sombreado de las plantas es la inducción de la floración y la elongación de tallos y pecíolos (Franklin y Whitelam, 2005). El sombreado induce cambios en la morfología foliar y alteraciones en el desarrollo de las hojas, a nivel celular (Yano y Terashima, 2004).

Las hojas interceptan la radiación solar en diferentes ángulos, con respecto al plano horizontal. Algunas especies tienen una estructura más o menos planófila, es decir, cuánto mayores son los valores de índice de área foliar (IAF) menor es la penetración de luz en el interior del dosel (Dussi, 2007).

## 2.7 Efecto de la luz sobre la morfogénesis de la planta

La luz promueve o inhibe la germinación de semillas de algunas especies. Las semillas que se inhiben por la luz se denominan fotoblásticas negativas (Salisbury y Ross, 1992). Probablemente, la luz es el factor ambiental más complejo y variable que actúa sobre las plantas, y desempeña un papel crucial al proporcionar energía para la fotosíntesis y actuar como estímulo para el crecimiento y desarrollo.

En las hojas, la luz tiene un efecto importante sobre las estomas, independiente de la fotosíntesis. Es factible que la luz actúe sobre las células del mesófilo, las cuales envían algún mensaje a las células oclusivas, o puede ser que el fotorreceptor se encuentre en las células oclusivas mismas (Salisbury y Ross, 1992).

La fotomorfogénesis es la diferenciación en el desarrollo y crecimiento que se manifiesta entre plantas en ausencia y presencia de luz. Las plantas que crecen en condiciones de luz desarrollan una morfología denominada fotomorfogénica, en cambio, las plantas que crecen en oscuridad presentan una morfología etiolada o sktomorfogénica (Taiz *et al.*, 2015).

Las plantas fotomorfogénicas presentan inhibición de la elongación del hipocótilo, apertura del gancho y expansión y diferenciación de los cotiledones; los plastidios se convierten en cloroplastos fotosintéticamente activos y producen clorofilas a y b (Meisel *et al.*, 2011).

## **2.8 Efecto de la luz sobre la calidad del fruto**

### **2.8.1 Carotenoides, antioxidantes, metabolitos secundarios y witanóolidos**

Pérez *et al.* (2009) expusieron frutos de tomate a 0.075 y 0.15 Wh m<sup>-2</sup>, durante 10 y 20 h antes de la cosecha y después de 22 y 44 h de adaptación determinaron la concentración de carotenoides en el fruto maduro y encontraron que se incrementó la concentración de licopeno y betacaroteno, especialmente en la menor exposición de UV-B y al tiempo de adaptación de 22 h.

Existe un incremento de fenoles, después de 44 h de adaptación, mediante una radiación precosecha de los frutos con 0.075 Wh m<sup>-2</sup>. No obstante, la exposición de UV-B de 0.225 Wh m<sup>-2</sup> en pre y poscosecha de los frutos, a radiaciones antes y después de la cosecha a 0.03 y 0.225 Wh m<sup>-2</sup>, genera un aumento en la concentración de alcaloides (Pérez, 2010).

Los estudios de Pérez (2010) hicieron evidente que un estrés moderado de UV-B estimula el mecanismo de defensa de los frutos de tomate, originando variaciones favorables en el metabolismo de sustancias antioxidantes.

Algunos frutos, por ejemplo, el lulo (*Solanum quitoense* Lam.), en altitudes arriba de 2450 m sintetizan más antocianinas (pigmentos de color púrpura) en sus hojas, tallos y flores. Las antocianinas en hojas recién desenvueltas actúan como un filtro de absorción que sombrea el mesófilo foliar (Larcher, 2003).

Bajo intensidades lumínicas altas, pigmentos como el caroteno y el luteno, así como otros antioxidantes como los fenoles, se incrementan en los cloroplastos. Además, las plantas pueden incrementar su producción de flavonoides epidermales, que son absorbentes de la luz UV, y ceras epicuticulares protectoras (Fischer, 2000).

La radiación solar en árboles frutales favorece el color, al permitir una mayor síntesis de pigmentos rojos (antocianinas), lo cual mejora el índice refractométrico (°Brix) y aumenta el contenido de materia seca y ácido ascórbico (Dussi, 2007). De manera similar, existe una relación lineal entre la acumulación de antocianinas y la intensidad lumínica, en la cual los carbohidratos juegan un papel clave, debido a que proveen el sustrato para la biosíntesis de

flavonoides e inducen la expresión de genes implicados en la biosíntesis de antocianinas (Ubi, 2004).

Otros de los principios activos de las plantas son los metabolitos secundarios, compuestos químicos de estructura compleja y de distribución restringida. Se encuentran universalmente distribuidos y participan en la actividad celular de todo ser viviente (Lock, 1994).

Lock (1994) señala que los metabolitos secundarios son compuestos que participan en los procesos de adaptación de las plantas, como el establecimiento de la simbiosis con otros organismos y la atracción de insectos polinizadores y dispersores de las semillas y frutos. La síntesis de metabolitos secundarios en la planta cumplen funciones ecológicas específicas actuando en mecanismos de ataque, competencia, exposición a la luz u otros tipos de estrés abiótico con otro organismo.

En un medio de cultivo PDA (papa dextrosa agar) y después de mantenerse en incubación con luz roja y azul, durante 10 a 14 días y temperatura de 30 °C, *Monascus*, el cual se utiliza en comidas tradicionales orientales, puede producir metabolitos secundarios útiles que incluyen pigmentos rojos, ácido amino butírico (antihipertensivo) y monacolina K (fármaco reductor del colesterol). Por otro lado, *Monascus* también puede producir micotoxinas de citrinina (agente nefrotóxico), con incidencias de luz de 260 nm (Tsuyoshi *et al.*, 2005).

La uchuva se ha estudiado desde el punto de vista fitoquímico; por sus características terapéuticas, su actividad se atribuye a presencia de witanólidos. El 4β-hidroxiwitanólido E es uno de los constituyentes de *Physalis peruviana* que tiene efecto repelente contra insectos (Baumann, 1993). Este compuesto se detecta, en mayor concentración, en hojas y raíces del cultivo, y participa en la actividad citotóxica contra el cáncer de pulmón, seno y riñón (Lan *et al.*, 2009).

## **2.9 Transmisión de luz total (TLT) o visible**

La luz tiene forma de ondas, las cuales se miden en nanómetros (nm). La luz visible tiene tamaños de onda entre 400 y 700 nm, dentro de ella se encuentra la luz fotosintéticamente activa, es decir, la luz que las plantas utilizan en su proceso de fotosíntesis. Por eso es importante saber cuánta luz incide en el desarrollo de la planta (Shany, 2007).

La transmisión de luz total se refiere al paso de la luz a través del material vegetativo, se mide en porcentaje y tiene una influencia decisiva sobre la producción, calidad del fruto y balance energético, propiedades que se clasifican de acuerdo con la influencia sobre los diferentes campos de radiación.

La cantidad de luz visible que los invernaderos dejan pasar hacia el interior se encuentra sujeta al término de TLT y los materiales comúnmente utilizados para la elaboración de ellos son el polietileno, vidrio y el polipropileno (Jaramillo *et al.*, 2007).

Para el caso del polietileno, existe una transmisividad del 80% y el otro 20% se refleja, el vidrio tiene desventaja por su alto costo y la abundancia de elementos estructurales implica una menor transmisión de luz (Shany, 2007).

## **2.10 Transmisión de luz difusa**

La luz difusa llega a las plantas desde muchos ángulos, penetrando en los niveles más bajos del cultivo, la planta dispone del calor del ambiente de una forma más regular, lo cual significa menos calentamiento del manto superior de las hojas y así se reduce la necesidad de sombreo (Horticultura Internacional, 2009).

Se ha comprobado que la luz difusa incrementa tanto la calidad como la cantidad de la producción para una amplia variedad de plantas. La radiación difusa dentro de un invernadero puede estimarse si se conocen las condiciones de radiación exterior y depende del material de la cubierta y las características del invernadero (Horticultura Internacional, 2009).

Este tipo de luz es importante en la producción de solanáceas y la mayoría de plantas de follaje abundante en invernadero, donde hay un alto grado de sombreado entre las plantas. La alta difusión de la radiación incrementa la eficiencia fotosintética en las partes en que no llega la luz directa del sol (Jaramillo *et al.*, 2007).

Una transmisión de luz difusa de 20% significa que de la luz total que traspasa el polietileno 20% es luz difusa y 80% es luz directa. La parte del espectro que es benéfica e imprescindible para los procesos biológicos vitales es la luz visible (37% de la energía de la luz solar). La radiación ultravioleta (UV) (0.65%) y la radiación rojo lejano (FR) e infrarrojo cercano (NIR) (62.4%) contribuyen al incremento de la temperatura dentro del invernadero durante el día (Jaramillo *et al.*, 2007).

Al incidir una radiación negativa sobre cuerpos oscuros (suelo o plantas) esta se absorbe y se convierte en la radiación de calor que se refleja. Este calor se acumula dentro del invernadero. En la mayoría de los lugares del mundo no hay necesidad de incrementar la temperatura durante el día, al contrario, el problema siempre es cómo liberarse de los excesos de calor y humedad (Shany, 2007).

En países tropicales la cantidad de luz solar efectiva es limitada, debido a la alta nubosidad durante muchos días del año, y por eso es importante seleccionar películas de alta calidad para la cobertura de los invernaderos (Jaramillo *et al.*, 2007).

Para saber cuál es la radiación de luz efectiva para el cultivo, hay que medirla dentro del invernadero, a 2/3 de la altura de la planta (Shany, 2007).

### **III. OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo General**

Evaluar la calidad de frutos de *Physalis peruviana* L. en plantas adultas expuestas a intensidades de luz, mediante la e poda en invernadero.

#### **3.2 Objetivo Particular**

Determinar, en frutos, la concentración de sólidos solubles totales (°Brix), el pH, la acidez titulable, la firmeza, la vitamina C y los metabolitos secundarios, por efecto de la iluminancia.

## **IV. HIPÓTESIS**

### **4.1 Hipótesis General**

La incidencia de luz en las plantas de diferentes estratos modifica la calidad de fruto (vitamina C, acidez titulable, sólidos solubles totales, firmeza y pH) y metabolitos secundarios en *Physalis peruviana* L.

### **4.2 Hipótesis Particulares**

- La densidad, altura y condición de luz en las plantas de uchuva modificarán la concentración de sólidos solubles totales, el pH, la acidez titulable, la firmeza, la vitamina C y los metabolitos secundarios en el fruto.
- A mayor incidencia de luz mayor será la concentración de sólidos solubles totales (°Brix), el pH, la acidez titulable, la firmeza, la vitamina C y los metabolitos secundarios en el fruto.

## V. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1 Ubicación del experimento

La investigación se llevó a cabo en dos invernaderos del Área de Nutrición Vegetal localizados en las instalaciones del Colegio de Postgraduados, km 36.5 de la carretera México– Texcoco, Montecillo, Texcoco, estado de México.

El cultivo de *Physalis peruviana* L. ecotipo Colombia se desarrolló en condiciones de invernadero (plástico UVII, calibre 720  $\mu\text{m}$ ), con riego por goteo. Al inicio del experimento las plantas tenían 36 meses de edad.

El experimento se dividió en dos secciones, con base en densidad de plantación y poda.

### 5.2 Alta Densidad

La densidad de plantación fue de tres plantas  $\text{m}^{-2}$  sin poda, con hileras de 2.5 m y tutoreo vertical, en donde se determinaron tratamientos en los cuales las plantas quedaron expuestas a distintas incidencias de luz solar (bajo invernadero plástico UVII) (Figura 2). Los tratamientos a evaluar en frutos en estado de maduración 6 (amarillos) se reflejan de acuerdo con las combinaciones e interacciones de los siguientes factores:

Condición: luz directa, sombra. Altura: 2.5, 2.0, 1.5, 1.0 m



**Figura 2.** Plantación de uchuva sin poda y con tutoreo vertical.

### 5.3 Baja Densidad

Consistió en 0.5 plantas  $\text{m}^{-2}$ . Se realizó poda de 10 tallos por planta con tres hileras, manteniendo la misma altura (2.5 m) con tutoreo y amarre de ramas en forma cónica, donde las plantas quedaron expuestas a diferentes incidencias de luz solar (bajo invernadero plástico UVII, Figura 3).

Los tratamientos a evaluar se reflejan de acuerdo con las combinaciones e interacciones de los siguientes factores:

Condición: luz directa, sombra.

Altura: 2.5, 2.0, 1.5, 1.0 m.



**Figura 3.** Plantación de uchuva de baja densidad, con poda, amarre y tutoreo en forma cónica.

#### 5.4 Tratamientos con Incidencias de Luz

Se hicieron lecturas de luz diaria dentro de los invernaderos, durante mayo de 2016, con el fin de observar el comportamiento del flujo luminoso en ambas densidades, resaltando como factor principal la iluminancia en las hojas de la parte más alta (2.5 m) de la planta y de forma descendente cada 50 cm, tanto fuera (pasillo) como dentro del grupo de las plantas.

Se utilizó un fotómetro (Figura 4) que incluye un sensor de luz para determinar la incidencia de luz estándar en unidades de bujías pie o lux.



**Figura 4.** Determinación de incidencia de luz con el fotómetro de luces LED LT-45®.

#### 5.5 Modelo y Análisis Estadístico

El diseño de tratamientos se hizo considerando la condición de luz que presentó cada estrato de la planta, realizando cinco registros por cada combinación. El análisis de calidad de frutos este se llevó a cabo con cinco repeticiones de cada combinación. La unidad experimental fue una planta sembrada en una bolsa de plástico de color negro, en la cual se agregó tezontle con una granulometría menor de 1 cm; se utilizó riego por goteo, colocando un gotero por planta con gasto de 8 L/h.

Los datos obtenidos se sometieron a un análisis de varianza y prueba de separación de medias de Tukey, con nivel de significancia de 5%. Se utilizó un diseño experimental completamente aleatorio para cada invernadero.

Se utilizó el modelo estadístico siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + D_i + C_j + H_k + E_{ijk}$$

Donde:  $Y_{ij}$  = variable respuesta

$\mu$  = media poblacional

D = densidad de planta (alta y baja)

C = condición de luz (directa y sombra)

H = altura en dosel (2.5, 2.0, 1.5, 1.0 m)

E = error experimental

**Cuadro 2.** Descripción de tratamientos aplicados a las plantas de uchuva, de acuerdo con la intensidad luminosa.

Densidad	Condición	Altura (m)
Alta (5 plantas/m <sup>2</sup> )	Luz directa	2.5
		2.0
		1.5
		1.0
	Sombra	2.5
		2.0
		1.5
		1.0
Baja (0.5 plantas/m <sup>2</sup> )	Luz directa	2.5
		2.0
		1.5
		1.0
	Sombra	2.5
		2.0
		1.5
		1.0

## 5.6 Análisis Bioquímicos en Frutos

Al momento de llevar a cabo la cosecha de frutos se efectuó un análisis bioquímico y morfométrico, con el objetivo de determinar las propiedades químicas y calidad del fruto de *Physalis peruviana* L.

### 5.6.1 Sólidos solubles totales (SST)

Para la determinación de la concentración de sólidos solubles totales se utilizó el refractómetro digital portátil marca Atago Pocket PAL-1, modelo PAL-TOMATO, catálogo número 3848 (Figura 5) donde la calibración del instrumento inició con agua destilada, posteriormente se colocó jugo de fruto. Las lecturas se expresaron en °brix, las cuales también corresponden a porcentaje.



**Figura 5.** Refractómetro digital marca Atago Pocket PAL-1 modelo PAL-Tomato.

### 5.6.2 pH del jugo del fruto

Para determinar la concentración de esta variable, se colocó el jugo de la muestra en el electrodo de vidrio del potenciómetro (marca Conductronic modelo PC18) (Figura 6), previamente calibrado para realizar la lectura de pH.



**Figura 6.** Determinación de pH en jugo de frutos de *Physalis peruviana* L. mediante un potenciómetro.

### 5.6.3 Acidez titulable

Se midió conforme al método AOAC (1998). Se tomaron 10 g de pulpa de fruto fresco molido y se le añadieron 50 mL de agua destilada; posteriormente, una vez macerado, se filtró a través de papel Whatman No. 4. Del filtrado se tomaron alícuotas de 5 mL y se titularon con NaOH 0.1 N, dejando caer gota a gota hasta observar el cambio de color o vire, el cual permaneció de 10 a 15 s. Este cambio de color fue tenue, de un color rosa, utilizando fenolftaleína como indicador (Figura 7). La acidez se expresó como porcentaje de ácido cítrico, utilizando la fórmula:

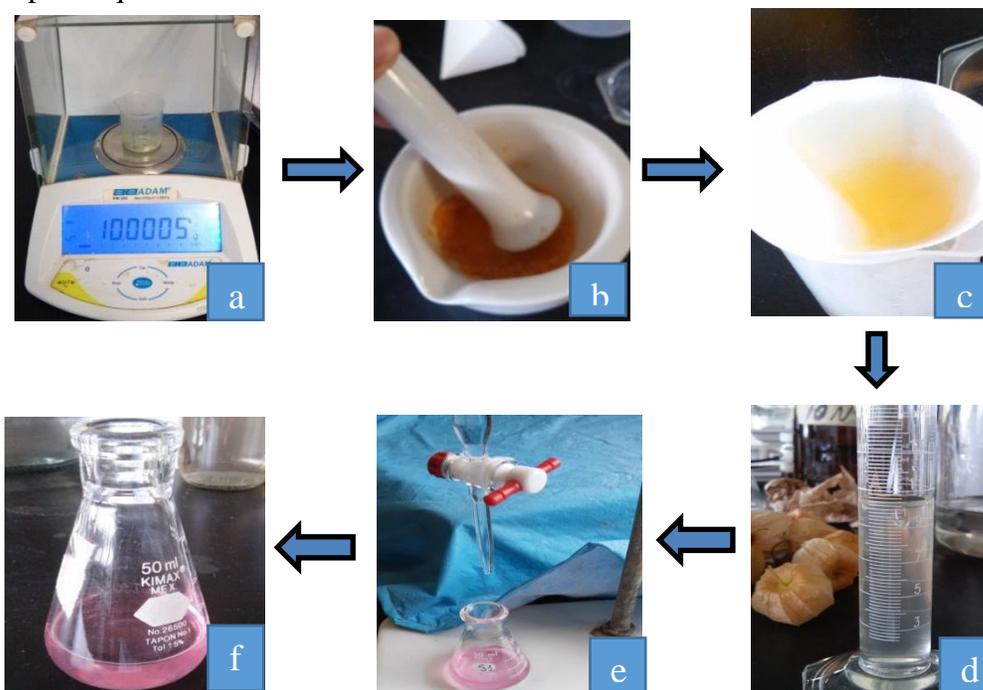
$$\text{ácido cítrico (\%)} = \frac{(\text{mL NaOH})(N \text{ de NaOH})(0.064)(VT)(100)}{(\text{peso muestra, g})(\text{alícuota})}$$

Donde: mL NaOH = volumen gastado de NaOH

N de NaOH = normalidad del NaOH

VT = volumen total de muestra

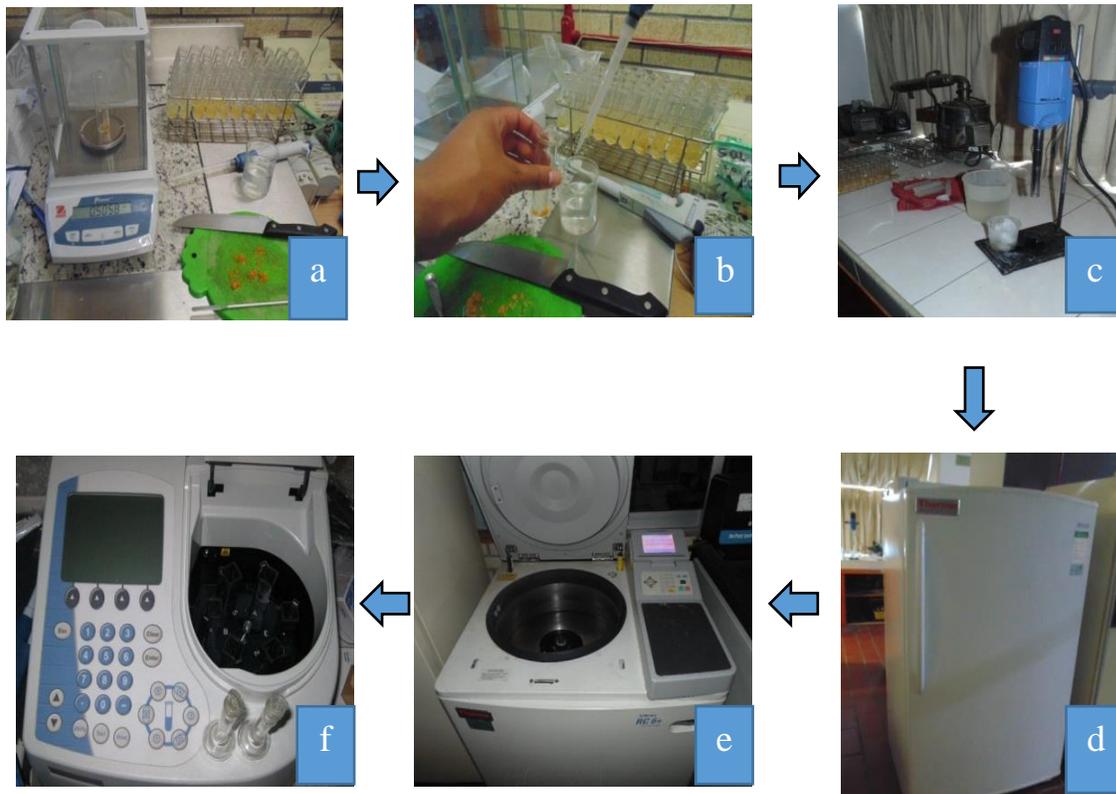
0.064 = peso equivalente del ácido cítrico



**Figura 7.** Determinación de la acidez titulable: a) pesado de pulpa, b) molienda del fruto, c) filtrado de la solución, d) alícuota de la muestra, e y f) titulación con NaOH.

### 5.6.4 Vitamina C

La vitamina C se cuantificó de acuerdo con el método de Jagota y Dani (1982). Este consiste en la elaboración de una curva de calibración con una solución madre con base en el estándar de ácido ascórbico (ver Apéndice para detalles).



**Figura 8.** Proceso para la determinar la concentración de vitamina C: a) cortado y pesado de frutos frescos, b) solución de fruto fresco y ácido tricloroacético, c) homogenización de la solución, d) baño de hielo y reposo, e) centrifugación, f) lectura de absorbancia con espectrofotómetro.

## 5.7 Análisis morfométrico en frutos

### 5.7.1 Firmeza de los frutos

Se utilizó un medidor de firmeza marca Wagner Force Dial FDK 160 (Figura 9), provisto de punta cónica. Se midió la firmeza de frutos en la región ecuatorial sobre la cutícula del fruto, registrando la resistencia a la punta en newtons (N), donde los kgf se convierten a N mediante un factor de conversión multiplicando por de 9.81.



**Figura 9.** Determinación de la firmeza del fruto, con un medidor Force Dial FDK 160.

## 5.8 Análisis Preliminares de Metabolitos Secundarios en Tubos

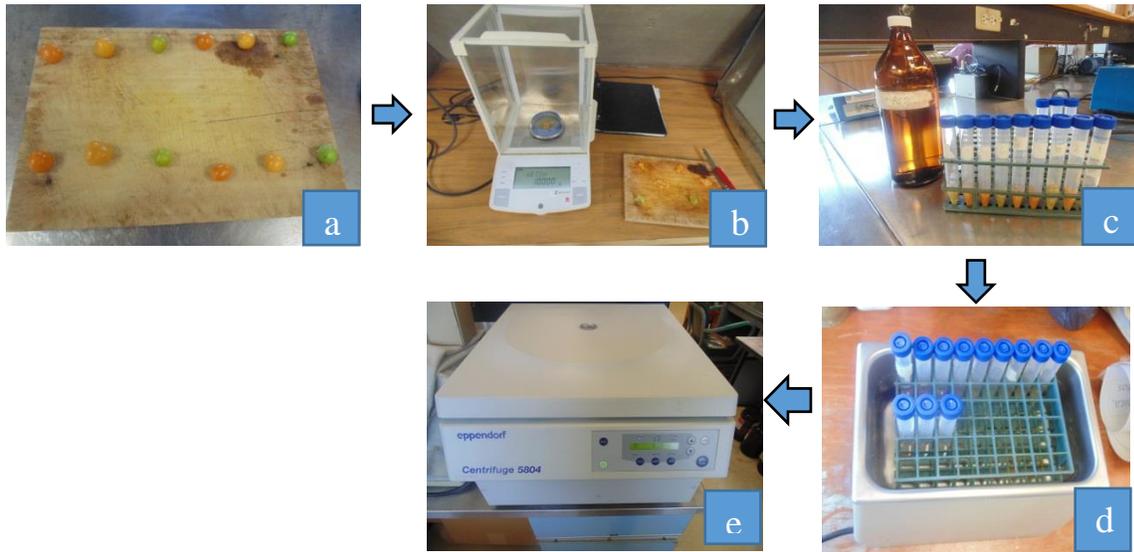
Para este análisis se utilizaron frutos de uchuva y se elaboraron 12 muestras compuestas, con las características que se muestran en el Cuadro 3.

**Cuadro 3.** Descripción de las muestras de frutos de uchuva para realizar los análisis preliminares y cuantificar metabolitos secundarios.

No. tubo	Condición de luz	Altura (m)	Estado de maduración
1	Directa	1.0	Anaranjado
2	Directa	1.0	Amarillo
3	Directa	1.0	Verde
4	Sombra	1.0	Anaranjado
5	Sombra	1.0	Amarillo
6	Sombra	1.0	Verde
7	Directa	2.5	Anaranjado
8	Directa	2.5	Amarillo
9	Directa	2.5	Verde
10	Sombra	2.5	Anaranjado
11	Sombra	2.5	Amarillo
12	Sombra	2.5	Verde

Este procedimiento se realizó de acuerdo con el método de Hernández (2013). Se pesaron 2 g de cada muestra (frutos frescos). El material fresco se cortó en pequeños trozos con una navaja, del cual se colectó una muestra compuesta, dependiendo de la condición, altura y estado de maduración; los trozos se colocaron en un tubo de ensaye y a este se le agregaron 5 mL de metanol a 80%. El tubo con la muestra y disolvente añadido se sometió a un baño de ultrasonido, por 10 min, después 5 min de descanso y luego de otros 10 min de ultrasonido. El siguiente paso fue retirarlo del baño y centrifugarlo a 5000 rpm.

Por último, se colectó y desechó el sobrenadante, quedando el extracto puro y libre de residuos vegetales de cada muestra, listo para realizar todas las pruebas preliminares de metabolitos secundarios (Figura 10).



**Figura 10.** Obtención del extracto de las muestras: a) selección y picado de frutos frescos, b) pesado de frutos, c) tubos con muestra y metanol, d) baño de ultrasonido, e) centrifugación de las muestras.

### 5.8.1 Prueba para alcaloides.

Del extracto en metanol a 80% se tomaron 0.5 mL y se depositaron en un tubo de ensaye, para cada muestra; enseguida se agregaron de cinco a seis gotas de ácido clorhídrico a 10%. Los tubos se agitaron por unos segundos y se colocaron en baño maría por 20 min. Posteriormente, se dejaron enfriar y se añadieron tres gotas del reactivo de Dragendorff (Figura 11). En caso de que la prueba fuera positiva a alcaloides se desarrolla un color naranja y un precipitado visible.



**Figura 11.** Prueba para determinar alcaloides: a) aplicación de ácido clorhídrico, b) baño maría, c) aplicación del reactivo Dragendorff.

### 5.8.2 Prueba para saponinas

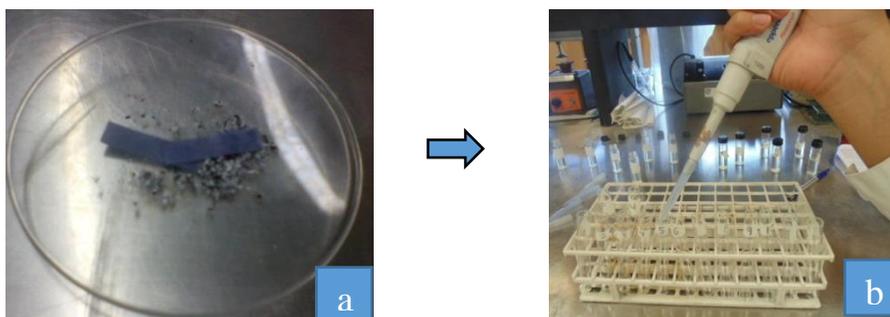
Se llevó a cabo por la prueba de la espuma; se tomaron 0.5 mL del extracto orgánico y se añadió 1 mL de agua destilada, después se agitó la solución por 1 min (Figura 12). Después de la agitación, en caso de que la prueba sea positiva, se formará espuma que persiste por más de 1 min.



**Figura 12.** Determinación de saponinas: a) aplicación de agua destilada para cada muestra, b) agitación en vórtex.

### 5.8.3 Prueba para flavonoides

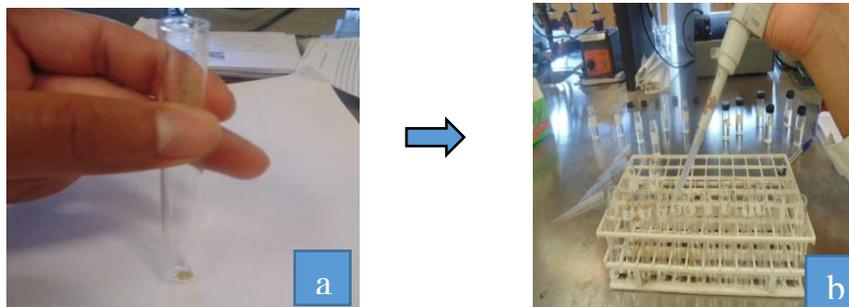
Del extracto metanólico de las muestras se tomó 1 mL y se añadió una pequeña tira de magnesio y cuatro gotas de ácido clorhídrico a 10% (HCl) (Figura 13). Cuando la prueba es positiva se desarrolla un débil color naranja, con apariencia de una solución efervescente.



**Figura 13.** Procedimiento para flavonoides: a) tira de magnesio, b) suministro de HCl.

#### 5.8.4 Prueba para triterpenos

Se usó 1 mg de ácido masticadiénoico, el cual se depositó, con una espátula, en el tubo de ensaye de cada muestra y se le agregó 1 mL de cloroformo, se agitó por 5 min. El siguiente paso fue realizar la prueba de Libermann, donde se añadieron tres gotas de anhídrido acético y tres gotas de ácido sulfúrico concentrado (Figura 14). La prueba será positiva si las muestras se tiñen de color morado.



**Figura 14.** Prueba para triterpenos: a) ácido masticadiénoico en tubo, b) prueba de Libermann.

#### 5.8.5 Prueba para taninos

Del extracto de metanol a 80% se tomó 0.5 mL e inmediatamente tres gotas del reactivo cloruro férrico a 3% y se agitó por 10 seg (Figura 15). Si la prueba es positiva se desarrolla una coloración azul oscura.



**Figura 15.** Aplicación del reactivo cloruro férrico 3%.

### 5.8.6 Prueba para fenoles

Se tomaron 0.5 mL del extracto metanólico a 80% y se agregaron 0.5 mL del reactivo de Folín-Ciocalteu a 10% y 0.5 mL de hidróxido de potasio a 10%. Cuando la prueba es positiva se desarrolla un color azul intenso.

### 5.8.7 Prueba para glucósidos cianogénicos

En frascos ámbar con tapa, en el fondo se colocó un círculo de papel Watman N° 1, el cual abarcó toda la base del frasco. Después se depositó 1 g del material fresco de fruto de uchuva de las distintas muestras. A cada frasco se agregó 500  $\mu$ L de agua destilada y se introdujo una tira de papel filtro, impregnada con picrato de sodio, compuesto químico derivado de las aminas, el cual será el indicador de esta prueba. Después, el frasco se tapó y se selló. Finalmente, se mantuvo en incubación a 30 °C por 16 h (Figura 16). Cuando la prueba es positiva la tira se tiñe de un color naranja a rojo intenso.



**Figura 16.** Incubación de las muestras en baño maría.

## 5.9 Metabolitos Secundarios en Placas Cromatográficas

Se determinaron de acuerdo con el método de Hernández (2013). Se obtuvieron extractos de las muestras con metanol y se concentraron en vasos de precipitado de 5 mL; para ello se colocaron en la planta de calentamiento a una temperatura entre 35 y 40 °C. Se cortaron placas de sílica gel de 7 × 6 cm y con capilares se les colocaron los extractos de muestra, se dejó secar y se observó bajo luz ultravioleta. Por último, se reveló dependiendo del tipo de metabolito que se aplicó.

Para todo esto, con anterioridad las cámaras cromatográficas se saturaron con los siguientes medios de elusión indicados en el Cuadro 14 en el apartado del apéndice.

## **5.10. Cuantificación de metabolitos secundarios**

### **5.10.1 Fenoles**

Se recolectó material fresco de uchuva y se colocó en la estufa, con el fin de deshidratar los frutos; se pesó 1 g de material seco y se molió con la ayuda de un mortero, para cada muestra. En cada caso, este material sumergió en 3 mL de etanol a 80%, hasta cubrir completamente la muestra. El siguiente paso consistió en someter las muestras a un baño sónico, durante 10 min; este se apagó por 5 min y se volvió a sonicar 10 min más. Se procedió a centrifugar durante 5 min, a 5000 rpm y por decantación se eliminó el precipitado y se tomó una alícuota de 1 mL para cuantificar fenoles totales (Figura 17).

Cabe señalar que se encontró una alta concentración de fenoles totales de los frutos secos de uchuva, por lo que se tuvo que hacer una dilución de 1:5 de cada muestra (20  $\mu$ L extracto de muestra y 80  $\mu$ L etanol).

Se llevó a cabo la cuantificación de los fenoles totales, depositando en los tubos los siguientes reactivos y muestra, en las cantidades y orden que señala el Cuadro 4.

**Cuadro 4.** Reactivos aplicados para hacer la curva de calibración de fenoles totales en frutos de uchuva.

Tubo	<sup>1</sup> Solución de ácido gálico (μL)	Extracto etanólico de la muestra (μL)	Agua destilada (μL)	<sup>2</sup> Folin (μL)	<sup>3</sup> Solución de carbonato de sodio (μL)	Incubar a temperatura ambiente por 1 h	Lectura a 740 nm después de incubar	Absorbancia (nm)	Concentración de ácido gálico usado 0.024 μg μL <sup>-1</sup>
1	0	0	500	25	975		0.001		
1'	0	0	500	25	975		0.003	0.002	0
2	25	0	475	25	975		0.073		
2'	25	0	475	25	975		0.069	0.071	0.60
3	50	0	450	25	975		0.106		
3'	50	0	450	25	975		0.109	0.107	1.20
4	100	0	400	25	975		0.158		
4'	100	0	400	25	975		0.156	0.157	2.40
5	200	0	300	25	975		0.257		
5'	200	0	300	25	975		0.256	0.256	4.80
6	300	0	200	25	975		0.384		
6'	300	0	200	25	975		0.392	0.388	7.20
7	400	0	100	25	975		0.508		
7'	400	0	100	25	975		0.521	0.514	9.60
8	500	0	0	25	975		0.689		
8'	500	0	0	25	975	1 hora	0.704	0.696	12.0

<sup>1</sup>Solución de ácido gálico a 0.024 μg μL<sup>-1</sup> (estándar concentrado en fenoles).

<sup>2</sup>Solución de reactivo de Folin-Ciocalteu 1:1

<sup>3</sup>Solución de carbonato de sodio a 2.5%.

Para determinar la concentración de ácido gálico usado en las muestras es necesario realizar la curva de calibración (ver Resultados y Discusión). Para el cálculo final se toma en cuenta la dilución de la muestra, si la hubo.



**Figura 17.** Proceso para la cuantificación de fenoles totales en uchuva: a) toma de muestras, b) secado de frutos en estufa, c) pesado de frutos en balanza analítica, d) baño de ultrasonido, e) centrifugación de las muestras, f) aplicación de reactivos, g) lectura en el espectrofotómetro.

### 5.10.2 Flavonoides

Se efectuó el mismo procedimiento que para cuantificar fenoles totales, hasta la obtención del extracto vegetal.

Los extractos de las muestras no se diluyeron, como en el caso de fenoles totales, para la lectura con el espectrofotómetro.

Los flavonoides totales se cuantificaron depositando en los tubos reactivos y muestra, en las cantidades y orden que señala el Cuadro 5.

**Cuadro 5** Reactivos utilizados en la curva de calibración de flavonoides totales en frutos de uchuva.

Número de tubo	<sup>1</sup> Solución de quercetina (μL)	Extracto etanólico de la muestra (μL)	Metanol al 80% (μL)	<sup>2</sup> Acetato de K (mL)	<sup>3</sup> AlCl <sub>3</sub> (mL)	Incubar a temperatura ambiente por 40 min	Lectura de 415 nm después de la incubación	Medias de absorbancia (nm)	Concentración de quercetina usada 0.024 μg mL <sup>-1</sup>
1	0	0	1000	2	2	40 min	0.000	0.0000	0.0000
1'	0	0	1000	2	2		0.000		
2	25	0	975	2	2		0.006	0.006	0.6
2'	25	0	975	2	2		0.006		
3	50	0	950	2	2		0.011	0.011	1.2
3'	50	0	950	2	2		0.011		
4	100	0	900	2	2		0.025	0.026	2.4
4'	100	0	900	2	2		0.027		
5	200	0	800	2	2		0.057	0.057	4.8
5'	200	0	800	2	2		0.057		
6	300	0	700	2	2		0.081	0.086	7.2
6'	300	0	700	2	2		0.091		
7	400	0	600	2	2		0.116	0.1155	9.6
7'	400	0	600	2	2		0.115		
8	500	0	500	2	2		0.143	0.148	12
8'	500	0	500	2	2		0.153		

<sup>1</sup>Solución de quercetina a 0.024 μg 1 mL<sup>-1</sup> (estándar concentrado en flavonoides).

<sup>2</sup>Solución de acetato de potasio 1 M.

<sup>3</sup>Solución de cloruro de aluminio a 10%.

Para determinar la concentración de quercetina usada en las muestras es necesario hacer la curva de calibración.

Para el cálculo final se toma en cuenta si hubo necesidad de diluir o no la muestra.

### **5.10.3 Triterpenos**

Como primer paso se pesó 1 g de muestra seca y molida, después se añadieron 10 mL de etanol a 75% y se dejó reposar a temperatura ambiente, por 10 h; el siguiente paso fue someter las muestras a un baño con ultrasonido a 60 °C, por 40 min. Después se centrifugaron a 5000 rpm, durante 5 min; el sobrenadante se evaporó en un rotoevaporador, utilizando vacío y procurando dejar un poco de etanol. La solución se guardó a 4 °C durante 12 h, al término de las cuales se centrifugó a 5000 rpm, por 5 min, y se evaporó por completo el etanol.

El siguiente paso fue extraer los residuos impregnados en las paredes del matraz de bola, con una mezcla de butanol: agua (1:1), con la cual se realizaron aproximadamente cuatro lavados. De estos se tuvieron dos fases, orgánica y acuosa; se descartó la acuosa y la fase orgánica se evaporó nuevamente por completo, al final se añadió éter etílico y se almacenó a 4 °C por 12 h.

Al paso del tiempo se centrifugó el residuo y se descartó el disolvente (éter etílico), por último el precipitado se conservó y se secó a 60 °C, en una estufa, donde quedó listo en fase sólida, para cuantificarse por colorimetría (Figura 18).

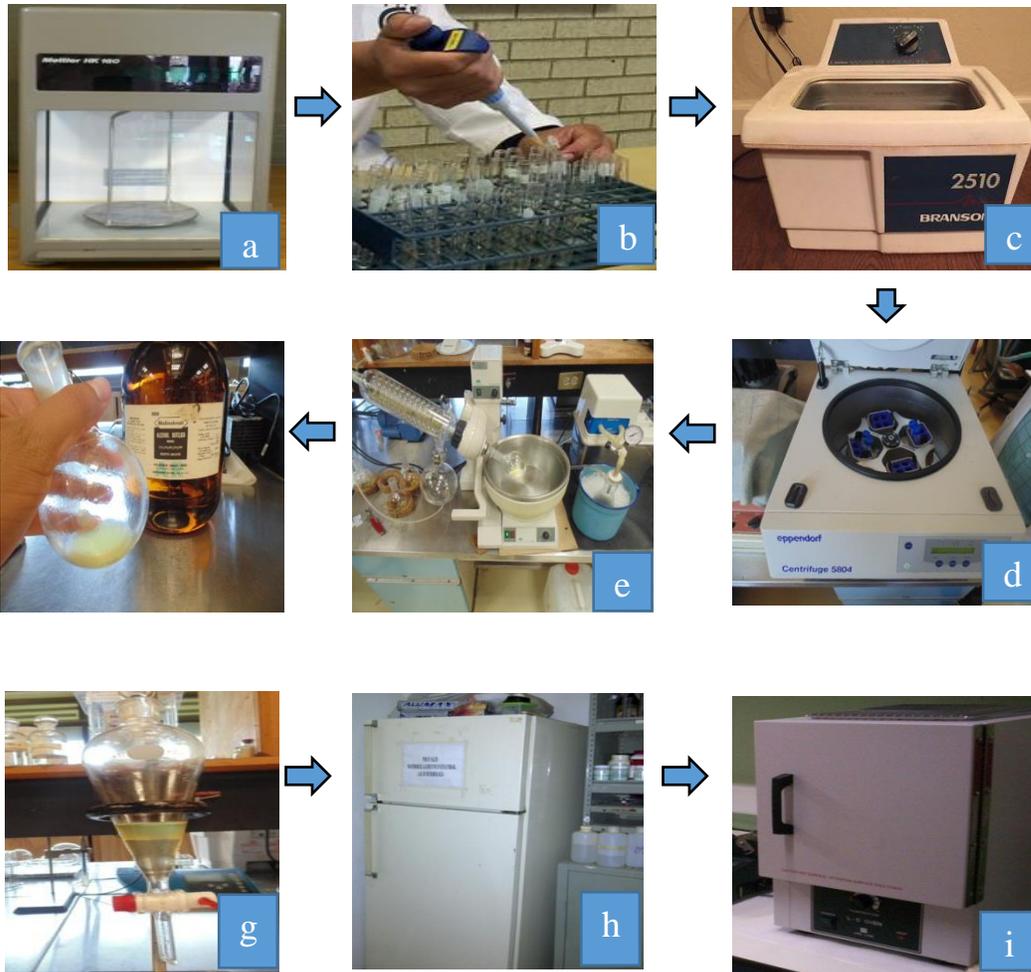
Para cada muestra se pesó 0.0025 g de esta fase sólida.

Los triterpenos totales se cuantificaron depositando en los tubos los reactivos y muestra, en las cantidades y orden que señala el Cuadro 6.

**Cuadro 6 .** Reactivos utilizados para la curva de calibración de triterpenos totales en frutos de uchuva.

Tubo	<sup>1</sup> Solución de ácido masticadienoico (µL)	Extracto metanólico de la muestra (µL)	Etanol absoluto (µL)	Vainillina 5% (µL)	Ácido perclórico absoluto (µL)	Baño maría a 60 °C.	Enfriar a temperatura ambiente	Ácido acético glacial absoluto (mL)	Lectura de 550 nm	Medias de absorbancia (nm)	Concentración de ácido masticadienoico usado 0.5 mg/mL
1	0	0	120	100	400			2.5	0.00		
1'	0	0	120	100	400			2.5	0.00	0.00	0.0000
2	20	0	100	100	400			2.5	0.166		
2'	20	0	100	100	400			2.5	0.172	0.169	10
3	60	0	60	100	400			2.5	0.581		
3'	60	0	60	100	400	15 min	15 min	2.5	0.592	0.5865	30
4	80	0	40	100	400			2.5	0.817		
4'	80	0	40	100	400			2.5	0.830	0.8235	40
5	100	0	20	100	400			2.5	0.996		
5'	100	0	20	100	400			2.5	1.012	1.004	50
6	120	0	0	100	400			2.5	1.188		
6'	120	0	0	100	400			2.5	1.184	1.186	60

<sup>1</sup>Solución de ácido masticadienoico a 0.5 mg 1 mL<sup>-1</sup> (estándar concentrado en triterpenos).



**Figura 18.** Cuantificación de triterpenos totales: a) pesado de muestra molida, b) adición de etanol a las muestras, c) baño ultrasónico, d) centrifugación para eliminar residuos, e) evaporación de la solución etanólica, f) lavados con butanol-agua en las paredes del matraz, g) separación de fases, h) refrigeración e incubación, i) secado final de muestras.

## **VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

### **6.1 Intensidad Luminosa**

#### **6.1.1 Alta densidad de plantación**

En la Figura 19 se observa la incidencia de luz debida a la altura de la planta y por las condiciones de manejo a las que estas se expusieron. En días soleados (7, 13 y 22 de mayo) se encontraron hasta 67 500 lux. Por el contrario, en días nublados (15 y 31 de mayo) se encontraron menos de 165 lux. La intensidad lumínica presenta gran variabilidad durante el día y el año, y es el factor más importante en la ecofisiología de las plantas (Ulrich, 2008).

La mayor luminosidad (70 414 lux) se encontró en el estrato superior de la planta (2.5 m). En sombra, a 1 m, se encontraron apenas 300 lux.

La intercepción luminosa de un dosel en una plantación depende del arreglo de siembra (distancia entre plantas e hileras ubicación de la hilera) y el estado de desarrollo de la planta (altura de la planta, índice de área foliar) (Hanan, 1998).

A 2.5 m bajo sombra se registraron más de 44 000 lux, en contraste con la situación de luz directa a 2 m; 40 000 lux. La intensidad luminosa se reduce casi 30% al pasar de 2.5 a 2 m bajo luz directa: 60 000 a 40 000, respectivamente.

La captura eficiente de la luz requiere una disposición de las hojas que minimice el auto-sombreado y mantenga un eficiente ángulo de despliegue, con respecto a la dirección de la luz predominante; la eficiencia en la iluminancia en un estrato de la planta disminuye con la elevación del ángulo foliar y aumenta con la longitud entre nodos (Brites y Valladares, 2005).

### **6.1.2 Baja densidad de plantación**

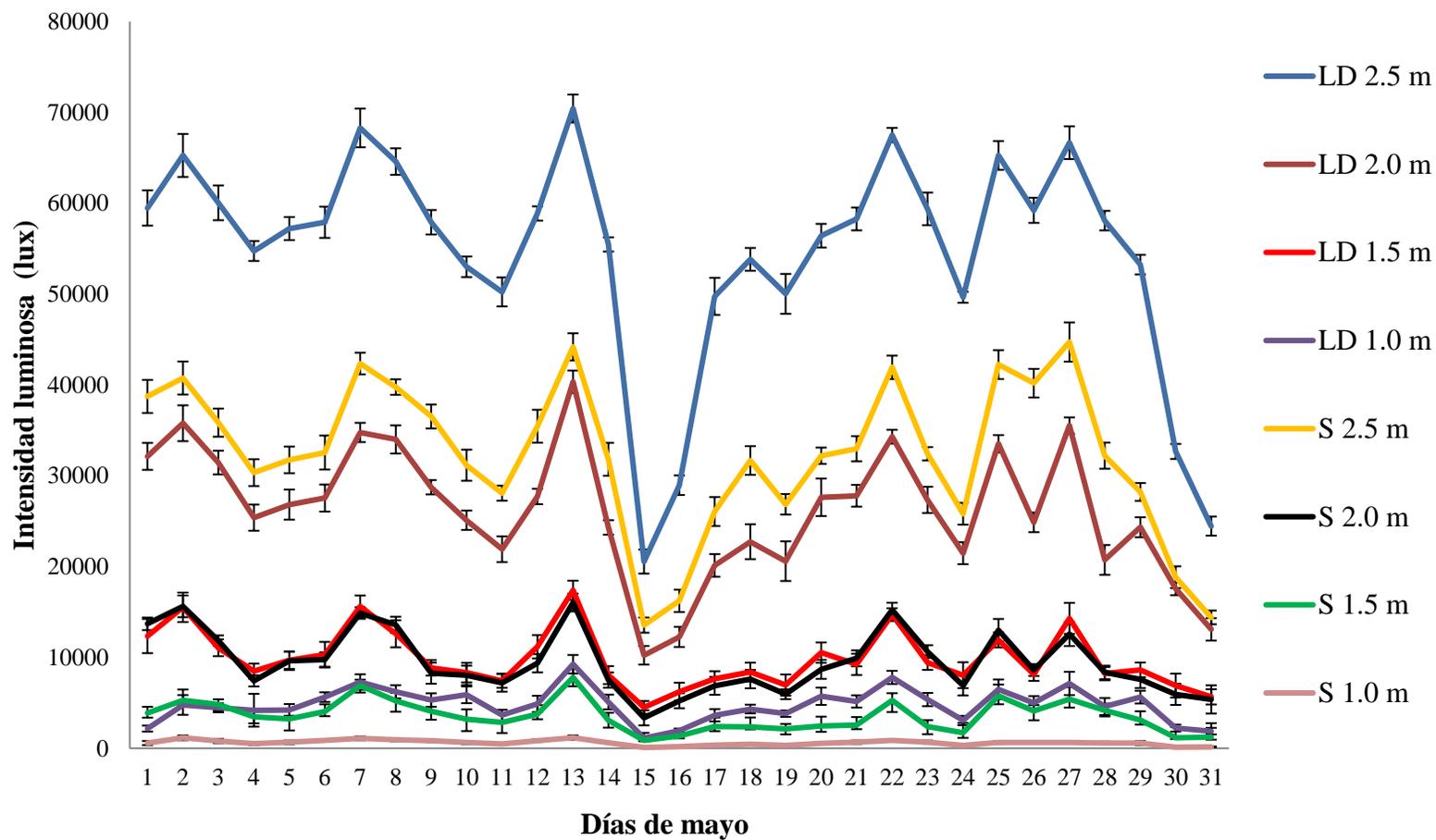
En condición de luz directa y a 2.5 m de altitud (13 y 22 de mayo) se obtuvieron más de 97000 lux, mientras que en condiciones a campo se detectó un valor promedio de 118 200 lux. en el intervalo de 12:00 a 14:00 h, esta diferencia se debe a la trasmittancia de luz, eficiencia térmica y ángulo de incidencia del plástico UVII, que es de 85% en polietileno térmico (Montero *et al.*, 2001).

La poda del cultivo de uchuva es una de las prácticas más recomendables, debido a que aumenta el tamaño del fruto, beneficia la arquitectura de la planta, provee una mejor captación de energía luminosa y ayuda en la efectividad del sistema de tutorado (Calvo, 2009).

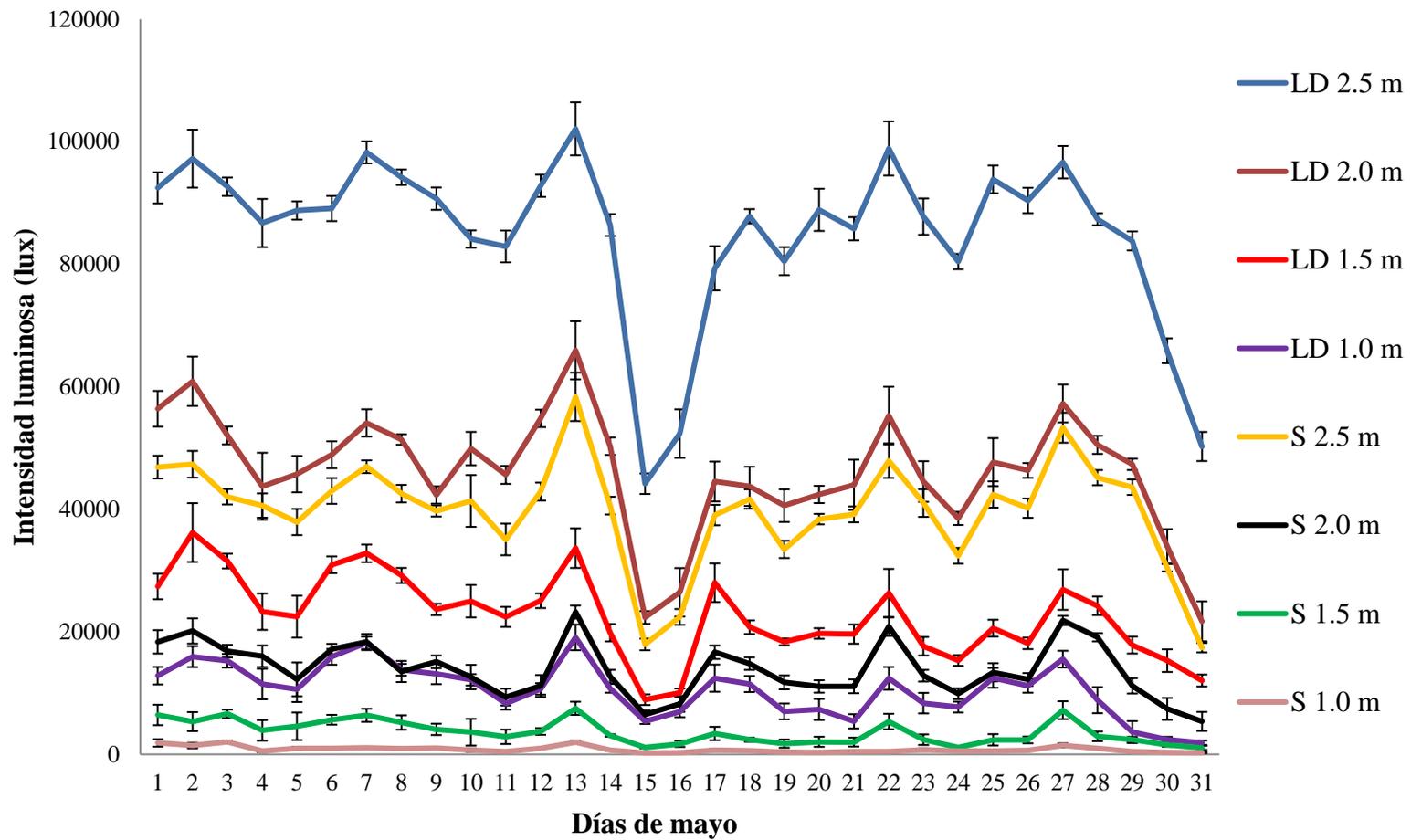
Por otra parte en condiciones de sombra (S 1.0 m) se encontraron menos de 300 lux; situación similar con plantaciones de alta densidad.

Cuando los niveles de luz son menores de 25% de la luz incidente total recibida por el dosel, el desarrollo de estructuras fructíferas disminuye el rendimiento y calidad del fruto (Dussi *et al.*, 2005).

En esta densidad de plantación, el estrato LD 2.0 m registró una incidencia de luz mayor que S 2.5 m: 65 954 lux, mientras que en sombra presentó 58 360 lux; es decir, una disminución de 11% (Figura 20).



**Figura 19.** Intensidad luminosa en plantas adultas de uchuva (*Physalis peruviana* L.), con tutoreo vertical y sin poda, en distintos estratos y condiciones durante mayo de 2016. LD = luz directa y S = sombra.



**Figura 20.** Intensidad luminosa en los distintos estratos y condiciones de plantas adultas con poda y tutoreo cónico de uchuva (*Physalis peruviana* L.) en baja densidad de plantación durante mayo de 2016. LD = luz directa y S = sombra.

## 6.2 Sólidos solubles totales (SST), firmeza (F), acidez titulable (AT) y pH.

La altura de muestreo de los frutos, es decir, su exposición a la luz, afectó SST, F, AT y pH de los frutos, con el grado de maduración 6 (Cuadro 10). Los estratos de 2.5 m obtuvieron valores superiores a 14.6 °Brix, valor similar al que presentan Dussi *et al.* (2005), quienes señalan que en alturas de manzanos de 1.0, 2.5 y 3.8 m se obtuvieron valores significativos para el estrato de 3.8 m, con valores de 13.39 °Brix y 12.49 °Brix para la altura media.

**Cuadro 7.** Análisis de varianza para verificar el efecto de densidad (alta y baja), condición de la planta (luz directa y sombra) y altura de dosel (2.5, 2.0, 1.5 y 1.0 m) e interacciones para la determinación de la calidad física (firmeza del fruto) y bioquímica (sólidos solubles totales, acidez titulable y pH) de los frutos de uchuva (*Physalis peruviana* L.).

FV	GL	Variables			
		SST	F	AT	pH
Densidad	1	***	***	NS	**
Condición	1	***	**	NS	***
Altura	3	***	***	***	***
Densidad × Condición	3	***	NS	NS	NS
Densidad × Altura	7	***	NS	NS	***
Condición × Altura	7	**	NS	***	**
Condición × Altura × Densidad	15	NS	NS	NS	NS

NS = no significativo; \*\* = significativo con  $P \leq 0.05$ ; \*\*\* = altamente significativo; GL = grados de libertad; FV = fuente de variación; SST = sólidos solubles totales; F = firmeza; AT = acidez titulable.

La densidad de plantación mostró resultados similares a factores como altura y condición de luz donde muestran diferencias significativas en SST, F y pH en la calidad del fruto de *Physalis peruviana* L. Se registraron más SST y pH con baja densidad (poda y tutoreo). Lo contrario ocurrió para la firmeza del fruto; se encontraron frutos más firmes con alta densidad (1.75 kgf), que los obtenidos con baja densidad (1.49 kgf).

Según Nuez (1995), una mayor densidad de plantas en el cultivo de tomate aumenta la precocidad de los frutos, e incrementa el grosor del pericarpio, generando resistencia y dureza en el mismo.

La interacción de los tres factores evaluados (condición × altura × densidad) no reveló diferencias significativas en las variables. En cambio, la interacción condición × altura indica significancia para AT, SST y pH del fruto.

### **6.3 Análisis bioquímico del fruto**

#### **6.3.1 Sólidos solubles totales**

En los Cuadros 11 y 12 se observan las interacciones de los factores estudiados; densidad, condición y altura resultaron significativas ( $P \leq 0.05$ ) para SST. En tanto que en densidad baja y condición de luz directa, a alturas de 2.5 m se obtuvieron frutos con contenidos mayores de SST ) (14. 24 °Brix)m, características reflejadas para frutos con incidencias de luz promedio de 85 000 lux. Esto concuerda con lo que dice Casierra-Posada *et al.* (2007), quienes encontraron incremento en SST en los frutos de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) de plantas cultivadas en campo. Al aire libre, las condiciones de luminosidad y transpiración incrementan los SST (Herrmann, 2001), mientras que en invernadero esta variable es altamente dependiente, no solo de la migración de fotosintatos a los frutos, sino también de la absorción de agua por estos, lo cual diluye o concentra los SST.

Los frutos localizados en los estratos de 2.5 m y con baja densidad presentaron las concentraciones más altas de SST (15.38 °Brix) y alcanzaron incidencias de luz de hasta 102 000 lux, en días soleados (Figura 20).

Los sólidos solubles totales en frutos de uva (*Vitis vinifera*) alcanzaron concentraciones de 23 °Brix, en racimos expuestos a radiaciones de 51-100  $\mu\text{moles m}^{-2} \text{s}^{-1}$  (Bergqvist *et al.*, 2001). De igual manera, Kurahashi y Takahashi (1995) afirman que los frutos de tomate expuestos a una iluminación intensa tienden a ser más dulces, al presentar mayor contenido de SST que los frutos desarrollados en la sombra; puesto que la planta es más eficiente fotosintéticamente, también aumenta la evapotranspiración, lo cual permite un intercambio gaseoso que mejora el metabolismo y la formación de azúcares.

**Cuadro 8.** Análisis de varianza de la densidad, condición y altura sobre la concentración de sólidos solubles totales en uchuva (*Physalis peruviana* L.).

<b>Factor</b>	<b>Sólidos solubles totales*</b>
Densidad	< 0.0001***
Alta	13.51 b
Baja	14.37 a
DMSH	0.146
Condición	< 0.0001***
Luz directa	14.24 a
Sombra	13.64 b
DMSH	0.147
Altura (m)	< 0.0001***
2.5	14.60 a
2.0	14.13 b
1.5	13.70 c
1.0	13.33 d
DMSH	0.2733

SST = sólidos solubles totales, DMSH = diferencia mínima significativa honesta. Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales, con base en la prueba de Tukey ( $P \leq 0.05$ ).

**Cuadro 9.** Interacción densidad\*condición, densidad\*altura, condición\*altura y condición\*altura\*densidad sobre la concentración de sólidos solubles totales en uchuva (*Physalis peruviana* L.).

<b>Factor</b>	<b>Sólidos solubles totales *</b>
Densidad × Condición	< 0.0001***
Alta × Luz directa	13.59 bc
Alta × Sombra	13.43 c
Baja × Luz directa	14.90 a
Baja × Sombra	13.85 b
DMSH	0.2733
Densidad × Altura (m)	< 0.0001***
Alta × 2.5	13.83 cd
Alta × 2.0	13.54 cde
Alta × 1.5	13.45 de
Alta × 1.0	13.23 e
Baja × 2.5	15.38 a
Baja × 2.0	14.73 b
Baja × 1.5	13.95 c
Baja × 1.0	13.44 de
DMSH	0.4592
Condición × Altura (m)	< 0.0193**
Luz directa × 2.5	14.92 a
Luz directa × 2.0	14.71 ab
Luz directa × 1.5	13.90 cd
Luz directa × 1.0	13.46 de
Sombra × 2.5	14.29 bc
Sombra × 2.0	13.56 de
Sombra × 1.5	13.50 de
Sombra × 1.0	13.21 e
DMSH	0.4592
Condición × Altura × Densidad	NS

SST = sólidos solubles totales, DMSH = diferencia mínima significativa honesta. Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales, con base en la prueba de Tukey ( $P \leq 0.05$ ).

### 6.3.2 Firmeza

La luz influyó directamente en la firmeza del fruto de uchuva; en condiciones de sombra se obtuvo 1.67 kgf, resultando significativo en comparación con la condición de luz directa, con un valor de 1.58 kgf (Cuadro 13).

Casierra-Posada *et al.* (2010) señalan que tomates con sombreado y con cobertura aluminizada presentan una menor producción de ácido -1- aminociclopropano -1- carboxílico (ACC) y poligalacturonasa (PG), lo cual disminuye el proceso de maduración y permite tener frutos más firmes.

Un efecto contrastante se observó en los frutos encontrados en estratos de 1.0 m, los cuales presentan un promedio de 1.75 kgf los de mayor firmeza, esto puede deberse a la incidencia de luz que induce a mejores respuestas morfogénicas en los fotorreceptores, fitocromos y criptocromos, y aumenta la cantidad y la calidad del producto cosechado (Rajapakse y Shahak, 2007; Cope y Bugbee, 2013; Casierra-Posada *et al.*, 2014a).

Asimismo, Callejón *et al.* (2009) y Kenig y Fernández (2002) utilizaron cubiertas aluminizadas con sombra (40, 50 y 60%) y encontraron que los tomates cosechados con 60% de sombra presentaron mayor firmeza y menor contenido de SST.

**Cuadro 10.** Influencia de la densidad, condición y altura de la plantación sobre la firmeza del fruto de uchuva (*Physalis peruviana* L.).

<b>Factor</b>	<b>Firmeza (kgf)</b>
Densidad	< 0.0001***
Alta	1.75 a
Baja	1.49 b
DMSH	0.0677
Condición	< 0.0191 **
Luz directa	1.58 b
Sombra	1.67 a
DMSH	0.0787
Altura (m)	< 0.0001***
2.5	1.52 b
2.0	1.64 ab
1.5	1.58 b
1.0	1.75 a
DMSH	0.1265
Densidad × Condición	NS
Densidad × Altura (m)	NS
Condición × Altura (m)	NS
Condición × Altura*densidad	NS

DMSH= diferencia mínima significativa honesta. Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales, con base en la prueba de Tukey ( $P \leq 0.05$ ).

### 6.3.3 Acidez titulable

La altura y la combinación altura  $\times$  condición afectaron ( $P \leq 0.5$ ) la AT del fruto; media de 1.46% de ácido cítrico en escenarios de 1.5 m  $\times$  condición de sombra con un promedio aproximado de 5000 lux de incidencia luminosa, mientras que en combinación de altura 2.5 m  $\times$  luz directa mostró un valor de 1.19% e incidencias de luz aproximadas de 97 000 lux, donde disminuyó casi 20% el contenido total de ácido cítrico (Cuadro 14).

Un resultado similar presenta Casierra-Posada *et al.* (2010), quienes obtuvieron la mayor acidez titulable en frutos de tomate sombreados con una cubierta de aluminio (0.83% AC), valor 30.6% más alto que en los frutos sin cobertura (0.55% acidez titulable). Posiblemente, este resultado se deba a que en la parte sombreada y expuesta a una temperatura se promueve una madurez fisiológica más tardada que en las partes expuestas a la luz directa, por lo cual los frutos demoran en la degradación de los ácidos (Stoll, 1997).

La acidez titulable de la uchuva presenta un valor promedio entre 1.3 y 1.8%, expresado en ácido cítrico, valor superado solo quizás por el de la de maracuyá y similar al de la acidez titulable de mora (*Rubus ulmifolius*), feijoa (*Acca sellowiana*) y lulo (Camacho y Sanabria, 2005).

**Cuadro 11.** Respuesta a la densidad, condición y altura de la plantación por parte de la acidez titulable del fruto de uchuva (*Physalis peruviana* L.).

Factor	AT
Densidad	NS
Condición	NS
Altura (m)	< 0.0001 ***
2.5	1.22 c
2.0	1.23 c
1.5	1.43 a
1.0	1.36 b
DMSH	0.0329
Densidad × Condición	NS
Densidad × Altura (m)	NS
Condición × Altura(m)	< 0.0001
Luz directa × 2.5	1.194 d
Luz directa × 2.0	1.201 dc
Luz directa × 1.5	1.412 a
Luz directa × 1.0	1.436 a
Sombra × 2.5	1.255 bc
Sombra × 2.0	1.256 b
Sombra × 1.5	1.462 a
Sombra × 1.0	1.286 b
DMSH	0.0552
Condición × Altura × Densidad	NS

AT = acidez titulable; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales, con base en la prueba de Tukey ( $P \leq 0.05$ ).

### 6.3.4 pH

La condición de luz afectó significativamente el pH de la uchuva (Cuadros 15 y 16). Los frutos en situaciones de sombra mostraron un ligero incremento del pH (3.102). Por lo contrario, en condiciones de luz directa se obtuvo un valor de 3.075. Esto concuerda con lo señalado por Bergqvist *et al.* (2001), quienes encontraron que en uvas “Grenache” el pH del jugo disminuyó en situaciones donde hubo una mayor intensidad luminosa.

Un pH en frutos de tomate de 3.0 a 4.2 los hace que estén dentro del intervalo de buena calidad (Aguayo y Artés, 2004). Sin embargo, los frutos que tienden a ser ácidos tienen la posibilidad de ser menos susceptibles al ataque de patógenos (Ciruelos *et al.*, 2008).

La altura fue otro factor significativo en el aumento del pH del fruto; en alturas de 1.0 m se encontraron valores pH de 3.125, mientras que en el estrato superior (2.5 m) esta variable presentó un valor de 3.063. Lo cual coincide con Martínez *et al.* (2008), quienes señalan que la luz directa tiene un efecto sobre el pH en los frutos de feijoa, donde frutos tomados de la parte baja mostraron un incremento del pH (2.96) con relación a los de la parte media del dosel (2.90).

El comportamiento del pH reportado por Keign y Fernández (2002) coincide con los resultados obtenidos en este trabajo: el pH más alto se encontró en los frutos obtenidos de plantas con mayor porcentaje de sombra.

**Cuadro 12.** Influencia de la densidad, condición y altura de la plantación sobre el pH del fruto de uchuva (*Physalis peruviana* L.).

<b>Factor</b>	<b>pH</b>
Densidad	< 0.0017 **
Alta	3.100 a
Baja	3.078 b
DMSH	0.0121
Condición	< 0.0001 ***
Luz directa	3.075 b
Sombra	3.102 a
DMSH	0.0120
Altura (m)	< 0.0001 ***
2.5	3.063 d
2.0	3.081 bc
1.5	3.086 b
1.0	3.125 a
DMSH	0.0225

DMSH= diferencia mínima significativa honesta. Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales, con base en la prueba de Tukey ( $P \leq 0.05$ ).

**Cuadro 13.** Respuesta de la interacción de la densidad × condición, condición × altura y condición × altura × densidad de la plantación sobre el pH del fruto de uchuva (*Physalis peruviana* L.).

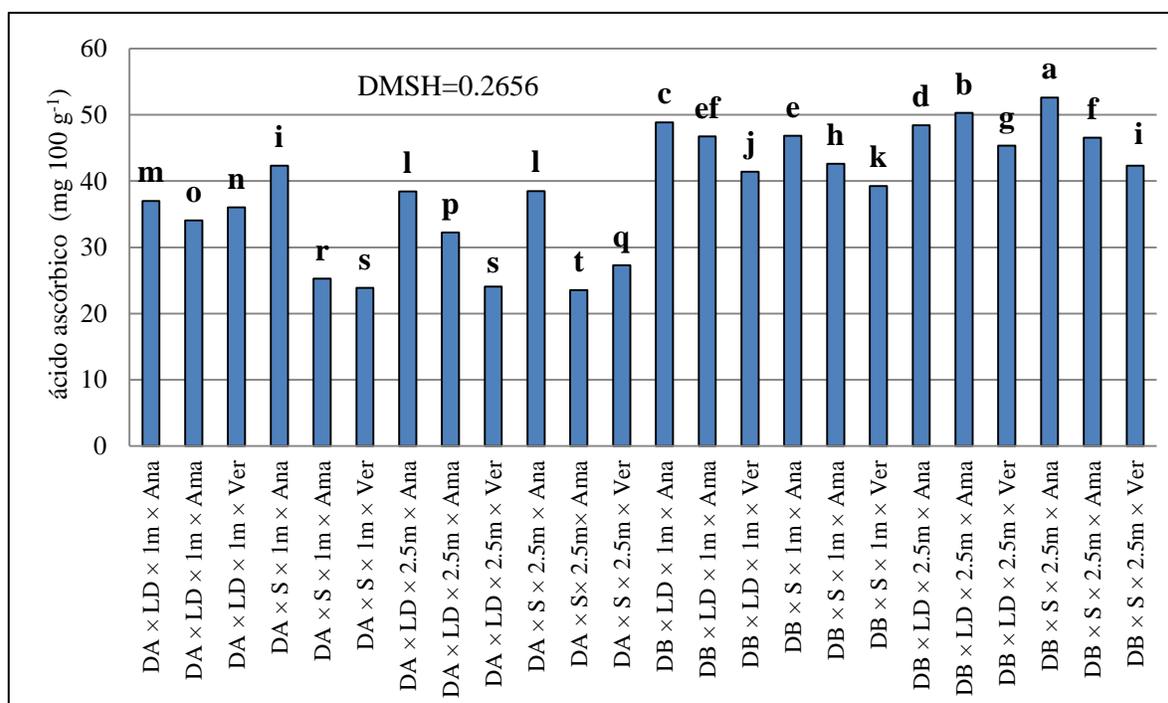
<b>Factor</b>	<b>pH</b>
Densidad × Condición	NS
Condición × Altura (m)	< 0.0491**
Luz directa × 2.5	3.044 e
Luz directa × 2.0	3.057 de
Luz directa × 1.5	3.081 cde
Luz directa × 1.0	3.121 ab
Sombra × 2.5	3.083 cd
Sombra × 2.0	3.106 abc
Sombra × 1.5	3.092 bcd
Sombra × 1.0	3.130 a
DMSH	0.0378
Condición × Altura × Densidad	NS

DMSH= diferencia mínima significativa honesta. Valores con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales, con base en la prueba de Tukey ( $P \leq 0.05$ ).

## 6.4 Vitamina C, Fenoles, Flavonoides y Triterpenos

### 6.4.1 Vitamina C

El factor determinante en esta variable es la densidad de plantación (Figura 21), donde con una densidad baja, promedio de 27 801 lux, se obtuvieron valores de 39.275-52.625 mg 100 g<sup>-1</sup> de ácido ascórbico en los frutos, mientras que el efecto negativo se reflejó en plantaciones con densidad alta, con una media de 17 645 lux y cantidades de 23.525-42.350 mg 100 g<sup>-1</sup> de ácido ascórbico.



**Figura 21.** Respuesta a densidad × condición de luz × altura × madurez en el ácido ascórbico en *Physalis peruviana* L. DA = densidad alta, DB = densidad baja, LD = luz directa, S = sombra, Ana = anaranjados, Ama = amarillos y Ver = verdes.

El valor más alto (52.625 mg 100 g<sup>-1</sup>) de ácido ascórbico en los frutos se obtuvo en el estrato de densidad baja × sombra × 2.5 m × anaranjados. En contraste con los frutos de interacción de densidad alta × sombra 2.5 m × amarillos con un promedio de 23.525 mg 100 g<sup>-1</sup> de ácido ascórbico, valor 55% menor que el contenido total (Cuadro 18).

Este incremento en el contenido de ácido ascórbico puede deberse a que frutos que se encuentran en la planta después de haber presentado madurez fisiológica y debido al cáliz casi traslucido permiten un mayor paso de energía lumínica y, por ende, el fruto sintetiza más ácido ascórbico por metabolismo secundario influenciado por la luz recibida (Kader,2002).

Harris (1975) indica que la cantidad y la intensidad de luz durante la estación de crecimiento tienen una influencia directa sobre la cantidad de ácido ascórbico formado, debido a que este se sintetiza a partir de azúcares suministrados a través de la fotosíntesis en las plantas. Asimismo, los frutos expuestos a una mayor cantidad de luz solar contienen mayor cantidad de vitamina C que aquellos que se encuentran en el interior del dosel o sombreados en la misma planta.

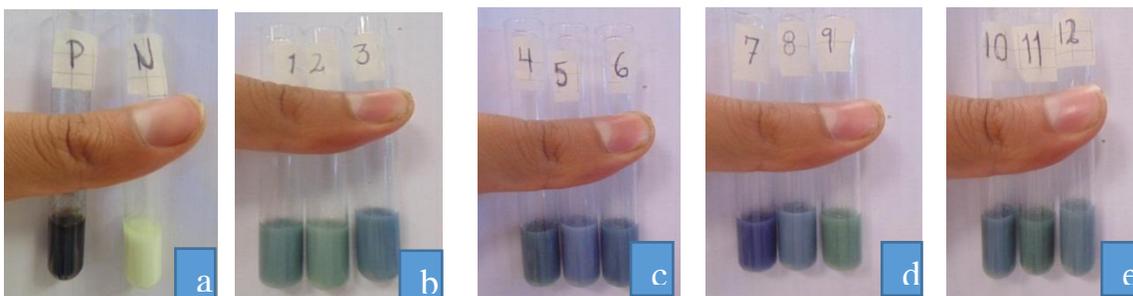
Según Fischer (2000), la poda y el raleo inciden sobre la luz, en la relación hoja/fruto, donde la densidad de plantación y la formación de la copa e influyen en la calidad de los frutos. La poda beneficia en al permitir una mayor penetración de la luz en el interior de la copa, lo cual aumentando la actividad fotosintética y mejora la coloración, el tamaño, el sabor y la concentración de ácidos orgánicos.

Los frutos de manzana y ciruela procedentes del interior de la copa de los árboles, presentan una relación azúcar/acidez menor, menor concentración de carbohidratos y vitamina C que los frutos de las partes exteriores de la corona del árbol.

## 6.4.2 Análisis Preliminares de Metabolitos Secundarios en Tubos (método cualitativo)

### 6.4.2.1 Fenoles

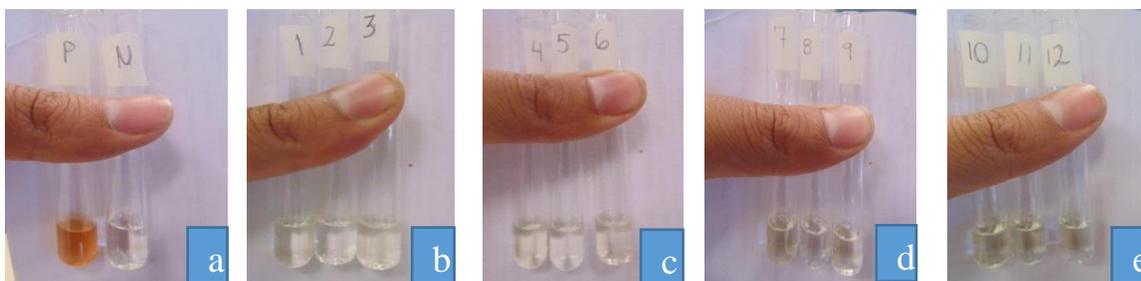
La presencia de fenoles fue positiva (Figura 22), la coloración azul intenso fue más evidente en las Muestras 4 (sombra  $\times$  1.0 m  $\times$  anaranjados), 6 (sombreados  $\times$  1.0 m  $\times$  verdes) y 7 (luz directa  $\times$  2.5 m  $\times$  anaranjados), respectivamente. Muñoz *et al.* (2007) reportan que existe actividad de la polifenol oxidasa en frutos de uchuva, además de un alto contenido de compuestos fenólicos, vitaminas y minerales.



**Figura 22.** Análisis preliminar de fenoles: a) prueba positiva y negativa, b), c), d), e) número de muestra, según el Cuadro 3.

### 6.4.2.2 Flavonoides

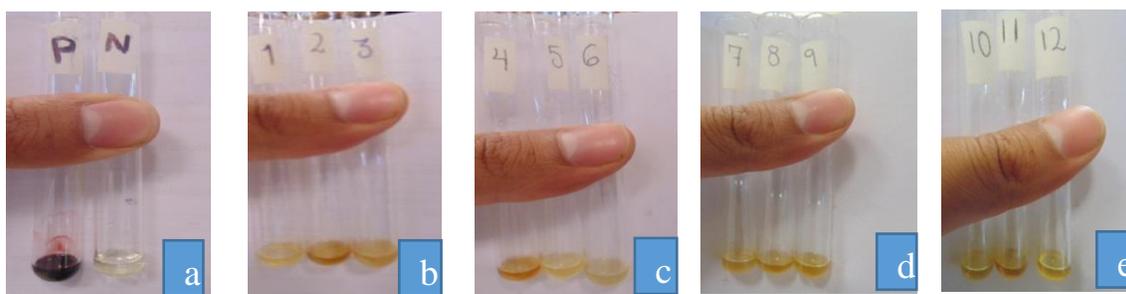
Se presentó una débil tonalidad naranja en las Muestras 7 (luz directa  $\times$  2.5 m  $\times$  anaranjados), 10 (sombra  $\times$  2.5 m  $\times$  anaranjados) y 11(sombra  $\times$  2.5 m  $\times$  amarillos), respectivamente, dando una apariencia de solución efervescente, lo cual indica la presencia de flavonoides en los frutos de uchuva (Figura 23). Los estudios fitoquímicos en los frutos del género *Physalis* han demostrado la presencia de witanólidos, esteroides y flavonoides (Wu *et al.*, 2005).



**Figura 23.** Análisis preliminar de flavonoides: a) prueba positiva y negativa, b),c),d),e) número de muestra, según el Cuadro 3.

### 6.4.2.3 Triterpenos

En las muestras de uchuva 2(luz directa  $\times$  1.0 m  $\times$  amarillos), 4(sombra  $\times$  1.0 m  $\times$  anaranjados), 10 (sombra  $\times$  2.5  $\times$  anaranjados) y 11(sombra  $\times$  2.5  $\times$  amarillos), respectivamente, hubo un cambio evidente de color de café claro a café oscuro, lo cual indica que existe una considerable cantidad de triterpenos (morado-café oscuro). En algunas especies de *Physalis* se reportan altos contenidos de fitoesteroles, hasta 5% del total de lípidos del fruto (Ramadán y Morsel, 2003). Los fitoesteroles son alcoholes de esteroides (triterpenos), compuestos complejos formados por seis unidades de isopreno que son importantes componentes de las membranas celulares vegetales (Taiz y Zieger, 2015).



**Figura 24.** Análisis preliminar de triterpenos: a) prueba positiva y negativa, b),c),d),e) número de muestra según el Cuadro 3.

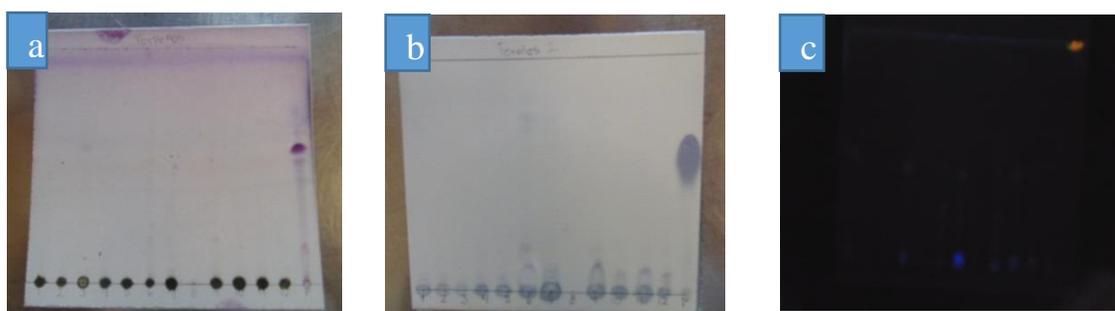
Las pruebas preliminares de alcaloides, saponinas, glucósidos cianogénicos y taninos resultaron **negativas** puesto que no presentaron características, según lo descrito por Hernández (2013).

## 6.5 Metabolitos Secundarios en Placas Cromatográficas

Los resultados de la cromatografía en capa fina (CCF) de las muestras no se mostró la relación de frentes (Rf), en la Figura 25 se observa la Rf del estándar utilizado para cada una de las placas: a) triterpenos = ácido masticadiénoico, b) fenoles = ácido gálico y c) flavonoides = quercetina.

Lo anterior se puede deber a que se pesó el fruto en estado fresco, con una humedad de 79.8 – 85.5%, según lo reportado por Erkaya Dağdemir y Şengül (2012), siendo esto un contenido bajo de los compuestos naturales ( metabolitos secundarios ) recolectados en *Physalis peruviana* L.

Por lo anterior, se recomienda deshidratar o liofilizar el, fruto con el propósito de obtener compuestos con mayor pureza y concentración. Ceballos (2008) indica que la liofilización permite disminuir la pérdida de compuestos volátiles o termosensibles, como son los antioxidantes.



**Figura 25.** Revelado de metabolitos secundarios en placas cromatográficas: a) triterpenos, b) fenoles y c) flavonoides observados a luz UV.

## 6.6 Cuantificación de metabolitos secundarios

### 6.6.1 Fenoles totales

Extracto de ácido gálico (EAG)

La interacción de los cuatro factores evaluados (densidad, condición de luz, altura y madurez) afectó significativamente en el contenido de fenoles totales de *Physalis peruviana* L. ( $P \leq 0.05$ ). La intensidad luminosa influyó de manera consistente en el contenido total de fenoles; la condición de luz directa (41 000 lux, en densidad baja, y 23 800 lux, en densidad alta) presentó medias con valores más altos que los frutos obtenidos en escenarios sombreados (14 800 lux, en densidad baja, y 11 400 lux, en densidad alta).

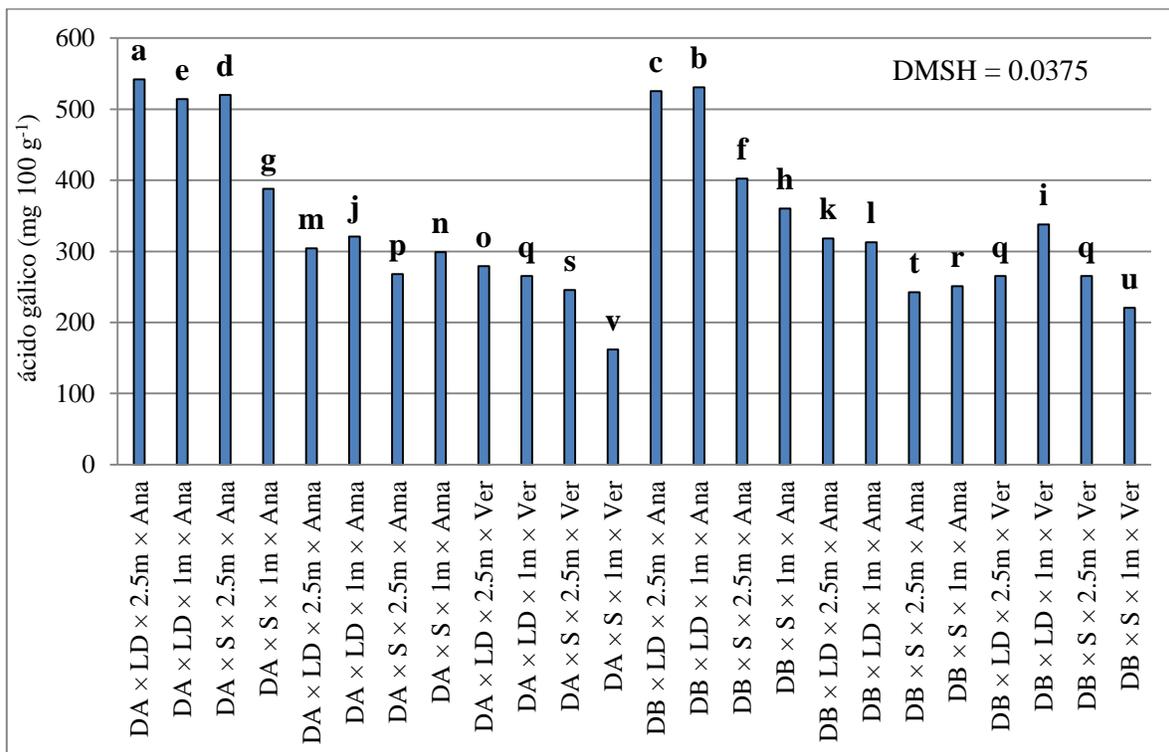
La Figura 26 y el Cuadro 18 indican que los valores más altos de compuestos fenólicos se encontraron en DA  $\times$  LD\*2.5 m  $\times$  Ana (542.1 mg EAG 100 g<sup>-1</sup>) y DB  $\times$  LD  $\times$  2.5 m  $\times$  Ana (531.0 mg EAG 100 g<sup>-1</sup>).

Resultados similares obtuvieron Narváez *et al.* (2014), quienes determinaron la capacidad de antioxidantes y contenido total de fenoles en *Physalis peruviana* L., en diferentes estados de maduración, y reportaron valores de 401.8 mg EAG 100g<sup>-1</sup> de ácido gálico, en frutos secos amarillos, y de 569.38 mg EAG 100g<sup>-1</sup>, en frutos secos anaranjados.

El menor contenido de compuestos fenólicos se obtuvo con las interacciones DA  $\times$  S  $\times$  1 m  $\times$  Ver (161.7 mg EAG 100 g<sup>-1</sup>) de fruto seco y DB  $\times$  S  $\times$  1 m  $\times$  Ver (220.5 mg EAG 100 g<sup>-1</sup>).

Tomates expuestos a luz directa y con temperaturas de la epidermis altas, presentan cambios en la concentración de los antioxidantes, con una disminución en el contenido de licopeno, pero con un incremento en los niveles de polifenoles y ácido ascórbico, en comparación con los frutos completamente sombreados (Pék *et al.*, 2011).

De igual manera, Luthria *et al.* (2006) señalan que tomates cultivados en un macrotúnel con plástico, cubierto con polietileno que transmite la radiación UV solar entre 290 y 400 nm, desarrollaron un contenido de fenoles totales 20% mayor que aquellos cultivados en un túnel que bloquea la transmisión de radiación UV < 380 nm, resultado que indica que la luz espectral influye directamente en el contenido de estos antioxidantes.



**Figura 26.** Respuesta a la densidad × condición de luz × altura × madurez en el contenido de ácido gálico en *Physalis peruviana* L. DA = densidad alta, DB = densidad baja, LD = luz directa, S = sombra, Ana = anaranjados, Ama = amarillos y Ver = verdes.

### 6.6.2 Flavonoides totales

El análisis de varianza indicó efectos estadísticos significativos para interacciones (Figura 27). Las interacciones significativas fueron  $DA \times LD \times 2.5m \times Ana$ , con 25.959 mg de quercetina  $100\text{ g}^{-1}$ , y  $DA \times S \times 2.5\text{ m} \times Ana$ , con 25.716 mg de quercetina  $100\text{ g}^{-1}$ .

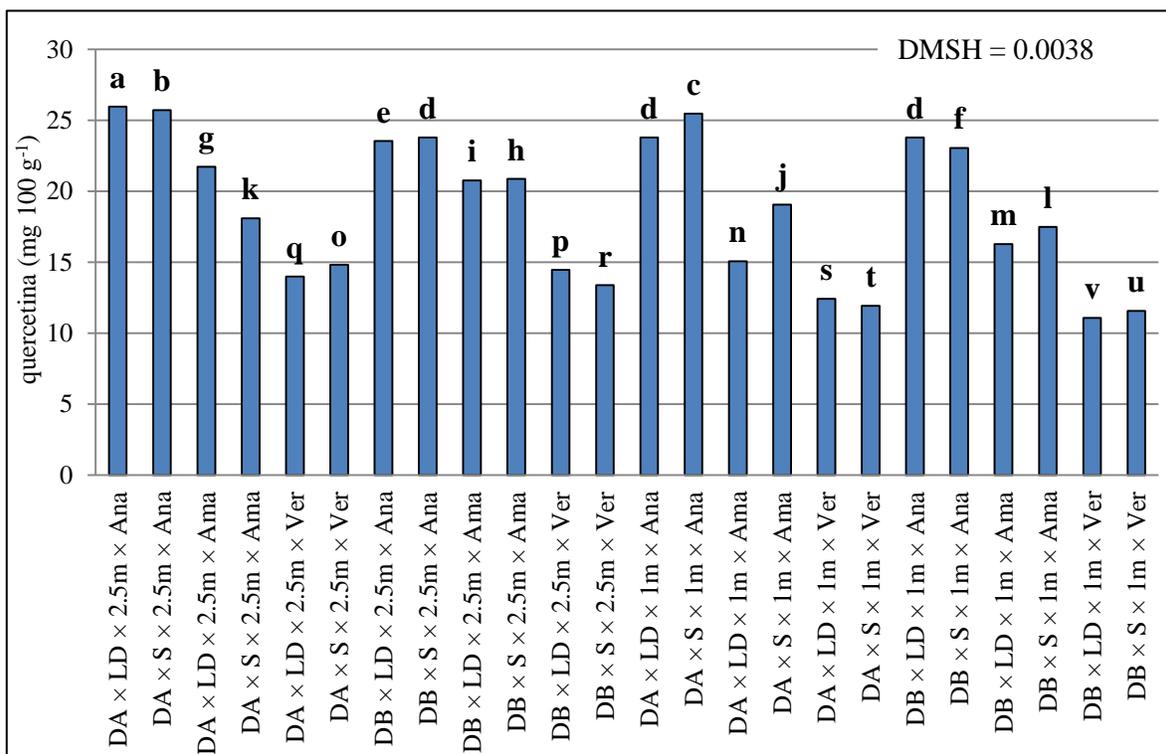
La intensidad luminosa afectó indirectamente el contenido total de flavonoides, por medio de la altura de muestreo, 5700 lux (densidad baja, a 1 m de altura), contra 62 300 lux (densidad baja, a 2.5 m de altura); en contraste con 2700 lux (densidad alta, a 1 m de altura) y 43 300 lux (densidad alta, a 2.5 m de altura). Las combinaciones  $DB \times LD \times 1\text{ m} \times Ver$  y  $DB \times S \times 1\text{ m} \times Ver$  presentaron los valores más bajos en la concentración de flavonoides, con 11.925 y 11.562 mg de quercetina  $100\text{g}^{-1}$  de fruto seco.

Resultados similares encontraron Bergqvist *et al.* (2001), quienes observaron un incremento de antocianinas (flavonoides) de 2.39 mg  $\text{g}^{-1}$  de peso fresco en frutos de uva, lo cual está directamente relacionado con la exposición al sol, dando valores de  $100\text{ }\mu\text{mol m}^{-2}\text{ s}^{-1}$  en la copa, por lo que existe consenso acerca de que la baja luminosidad reduce el contenido de flavonoides.

El contenido total de flavonoides para uchuva, variedades Pillaro y Mejía, fluctúa entre 17.50 y 19.50 mg de quercetina  $100\text{ g}^{-1}$  de muestra liofilizada, en estado de maduración amarillo (Poveda, 2014).

El estado de maduración fue otro factor que determinó el contenido de flavonoides totales en uchuva (Figura 27), donde se observa que los frutos de color anaranjado presentan concentraciones superiores a 23 mg de flavonoides  $100\text{ g}^{-1}$  de fruto seco, mientras que los frutos verdes tuvieron medias inferiores a 14.8 mg  $100^{-1}$  de fruto seco, reduciendo más de 55% del total entre el valor más alto y el valor más bajo.

Los flavonoides de las frutas pueden verse afectados por factores como la temperatura, la luz, el proceso y la maduración (Hinostraza, 2015). Dicha autora obtuvo valores superiores de flavonoles en estado maduro (40.862 mg quercetina 100 g<sup>-1</sup>) y en estado fisiológicamente maduro (27.34 mg quercetina 100 g<sup>-1</sup>), en la pulpa de zarzamora (¿nombre científico?). De igual manera, el contenido de flavanoles fue menor en estado fisiológicamente maduro, con un contenido de 12.321 mg catequina 100 g<sup>-1</sup>, que en estado maduro, con 13.552 mg catequina 100 g<sup>-1</sup> de pulpa.

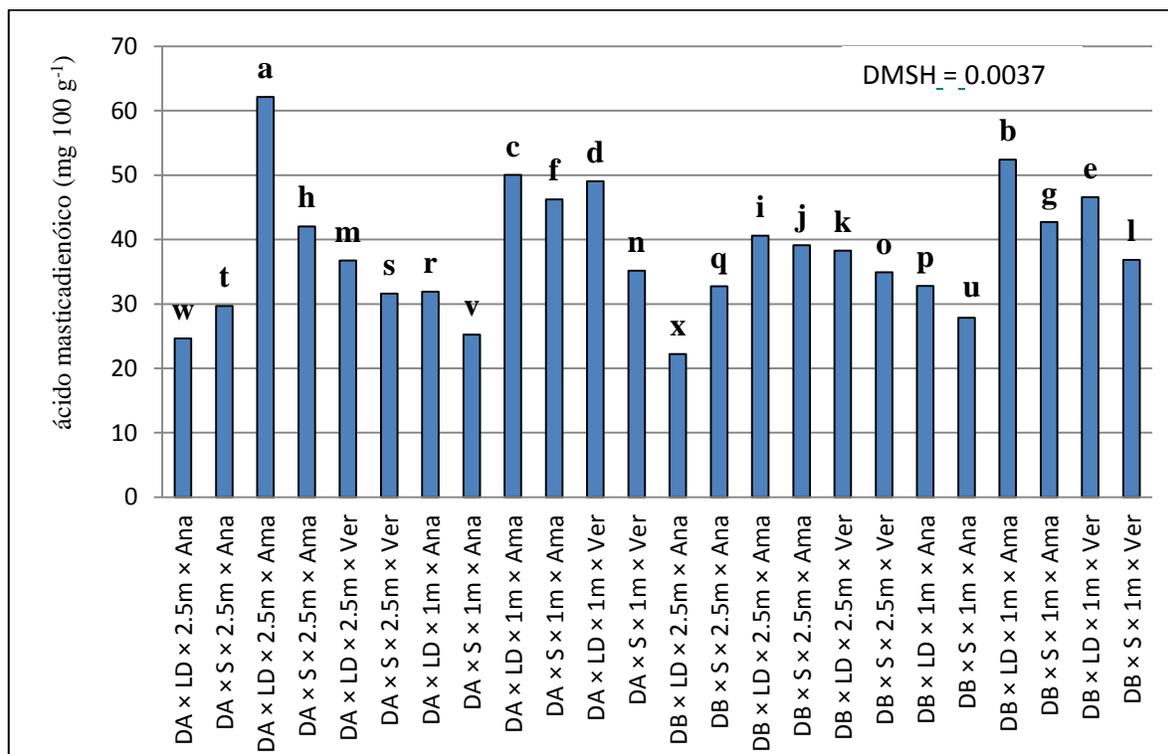


**Figura 27.** Interacción densidad × condición de luz × altura × madurez sobre el contenido de quercetina en *Physalis peruviana* L. DA = densidad alta, DB = densidad baja, LD = luz directa, S = sombra, Ana = anaranjados, Ama = amarillos y Ver = verdes.

### 6.6.3 Triterpenos totales

Las combinaciones DA × LD × 2.5 m × Ama y DB × LD × 1 m × Ama presentaron valores más altos en el contenido de triterpenos totales, 62.134 y 52.386 mg de ácido masticadiénico 100 g<sup>-1</sup> en fruto seco, en comparación con DA × LD × 2.5 m × Ana y DB × LD × 2.5 m × Ana, donde se encontraron valores de 24.654 y 22.218 mg de ácido masticadiénico 100 g<sup>-1</sup>, respectivamente, hasta 74% menor que el contenido total.

La intensidad luminosa afectó el contenido de triterpenos totales. En la Figura 28 se observan diferencias significativas en la condición de luz (LD) con medias de 41 000 lux, en densidad baja; 23 800 lux, en densidad alta y sombra (S), con promedios de 14 800 lux, en densidad baja, y 11 400 lux, en densidad alta.



**Figura 28.** Respuesta a la densidad × condición de luz × altura × madurez en el contenido de ácido masticadiénico en *Physalis peruviana* L. DA = densidad alta, DB = densidad baja, LD = luz directa, S = sombra, Ana = anaranjados, Ama = amarillos y Ver = verdes.

La intensidad y la calidad de la luz tienen un importante efecto en el metabolismo secundario de la vid; un incremento en la exposición de la radiación solar aumenta el contenido de terpenos en las uvas y disminuye los niveles de metoxipirazinas (Carbonell y Zapater, 2013).

De igual manera, Yamaura *et al.* (1989) obtuvieron cambios en la cantidad de monoterpenos (Y-terpineno, p-cimeno y timol) en cotiledones e hipocótilos de tomillo (*Thymus vulgaris*), en plántulas iluminadas durante 16 h que en plántulas expuestas a completa oscuridad.

No obstante, la maduración de la uchuva afecta de manera contrastante ¿a quien?, favoreciendo que los frutos de color amarillo tengan valores superiores a 39.1 mg de triterpenos 100 g<sup>-1</sup> fruto seco, mientras que el valor más alto en frutos anaranjados fue de 32.8 mg, respectivamente (Cuadro 20).

En los primeros estados de maduración del fruto de *Physalis peruviana* L. predominan compuestos terpenoides, los cuales disminuyen conforme el fruto madura. Lo anterior se puede entender como una expresión del metabolismo secundario, en una ruta bioquímica común entre carotenoides y terpenoides, lo cual explicaría tanto los cambios de color como la composición en el aroma de los frutos, una vez que se forman los carotenoides, no se producen o disminuye la producción de los terpenoides (Balaguera *et al.*, 2013).

## VII. CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados obtenidos y con base en las hipótesis planteadas en la presente investigación, se concluye lo siguiente:

La intensidad luminosa afectó la calidad del fruto de *Physalis peruviana* L.; los frutos cosechados en estratos con mayor luminosidad incrementaron los sólidos solubles totales y la vitamina C. Lo contrario ocurrió con los estratos de la planta; aquellos con un mayor sombreado (los inferiores) favorecieron que los frutos tuvieran mayor acidez titulable, pH y firmeza.

La altura de la planta, la densidad de plantación y la condición de luz influyeron en la intercepción de luz; está disminuyó en los estratos inferiores.

Frutos recolectados en condiciones de alta luminosidad en la planta y en condiciones de completa madurez presentan una mayor concentración de metabolitos secundarios.

## VIII. LITERATURA CITADA

**Aguayo, E. y F. Artés. 2004.** Elaboración de tomate mínimamente procesado en fresco. Ediciones de Horticultura S.L., Reus, España. 15: 95-102.

**Almanza P., J. y G. Fischer. 2012.** Fisiología del cultivo de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). In: Anais II Reuniao. Técnica da Cultura da *Physalis*, 3-4 Abr. 2012, UDESC. Lages, Brasil. pp. 32-52.

**Angulo, C., R. 2000.** Siembra, soporte, poda y fertilización de la uchuva. Unibiblos, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia 175 p.

**AOAC.1998.** Official Methods of Analysis of AOAC International. AOAC International. Gaithersburg, Maryland, USA. pp. 10-18.

**Aregosez, N. 1999.** Aspectos generales de la uchuva. Mimeografiado. Bogotá, Colombia. 16 p.

**Arizábal A., M. 2013.** Uchuva (*Physalis peruviana* L.) estudio de su potencial aplicación en el desarrollo de alimentos con características funcionales. Trabajo de grado para optar al título de especialista en alimentación y nutrición. Facultad de Ingenierías Especialización en Alimentación y Nutrición. Caldas- Antioquia, Colombia. 43 p.

**BalagueraL., H., A. Herrera., L. Ramírez y M. Espinal. 2013.** Emisión de compuestos volátiles durante el desarrollo del fruto de uchuva (*Physalis peruviana* L.). Congreso Ibérico de Agroingeniería y Ciencias Hortícolas. Bogotá, Colombia. pp. 1546-1551.

**Barden, J. A. 1978.** Apple leaves, their morphology and photosynthetic potential. HortScience 13: 644-646.

**Baumann, T. 1993** Chemical defence by withanolides during fruit development in *Physalis peruviana* L. *Phytochemistry* 33: 317-321.

**Bergqvist, J., N. Dokoozlian and N. Ebisuda. 2001.** Sunlight exposure and temperature effects on berry growth and composition of Cabernet Sauvignon and Grenache in the central San Joaquin Valley of California. *American Journal of Enology and Viticulture* 52: 1-7.

**Brites, D. and F. Valladares. 2005.** Implications of opposite phyllotaxis for light interception efficiency of Mediterranean woody plants. *Trees* 19: 671-679.

**Calvo, I. 2009.** El Cultivo de la Uchuva (*Physalis peruviana* L.). Manejo integrado de cultivos y frutales de altura. *Boletín Técnico* No. 10. San José, Costa Rica. 5 p.

**Callejón, F., A. J., F. Manzano, M. Díaz, A. Carreño y A. J. Pérez. 2009.** Effect of shading with aluminized screens on fruit production and quality in tomato (*Solanum lycopersicum* L.) under greenhouse conditions. *In: Journal of Agricultural Research* 7 (1): 41-49.

**Camacho, G. y G. Sanabria. 2005.** Alternativas de procesamiento y transformación de la uchuva. *In: Avances en cultivo, poscosecha y exportación de la uchuva Physalis peruviana* L. en Colombia. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. pp. 191-203.

**Carbonell, P. y J. M. M. Zapater. 2013.** Estructura y composición de la uva y su contribución al vino. *Revista de Enología* 139:2.

**Casierra, P., F., M.C. Cardozo y J.F. Cárdenas. 2007.** Análisis básico del crecimiento en frutos de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill. cv. Quindío) cultivado a campo abierto. *Revista Facultad Nacional de Agronomía - Medellín* 62 (1): 4815-4822.

**Casierra, P., F., O. J. Álvarez y N. Luque. 2010.** Calidad de frutos de tomate (*Solanum lycopersicum* L. cv. Rocío) producidos bajo coberturas reflectiva y plástica. Revista Colombiana de Ciencias Agrícolas4: 67-80.

**Casierra, P., F., J. E. Peña y E. Zapata. 2014.** Pigment content in strawberry leaves (*Fragaria* sp.) exposed to different light quality. Revista U.D.C.A . Actualidad & Divulgación Científica 17 (1): 87-94.

**Ciruelos, C., A., R. de la Torre y C. González. 2008.** Parámetros de calidad en el tomate para industria. *In: La agricultura y la ganadería extremeñas.* pp. 149-169.

**Cope, K. R. and B. Bugbee.2013.** Spectral effects of three types of white light-emitting diodes on plant growth and development: Absolute versus relative amounts of blue light. HortScience 48: 504-509.

**Corporación Colombiana Internacional. 2002.** Perfil del producto de uchuva. Boletín 13. Bogotá, Colombia. 12 p.

**Duran R., F. 2009.** Manual de la uchuva. Editorial Grupo Latino. Bogotá. Colombia. 48 pp.

**Dussi, M.C., G. Giardina and P. Reeb. 2005.** Shade nets effect on canopy light distribution and quality of fruit and spur leaf on apple cv. Fuji. Spanish Journal of Agricultural Research 3: 253-260.

**Dussi M., C. 2007.** Intercepción y distribución lumínica en agro-ecosistemas frutícolas. *In: Sozzi, G.O (ed.). Árboles frutales: ecofisiología, cultivo y aprovechamiento.* Universidad de Buenos Aires. Buenos Aires, Argentina. pp. 201-244.

**Erkaya, T., E. Dağdemir and M. Şengül. 2012.** Influence of Cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) addition on the chemical and sensory characteristics and mineral concentrations of ice cream. *Food Research International* 45: 331-335.

**Fischer, G. y P., J. Almanza. 1993.** La uchuva (*Physalis peruviana* L.) una alternativa promisoriosa para las zonas altas de Colombia. *Agricultura Tropical* 30:79-87.

**Fischer, G. y C., R. Angulo. 1999.** Los frutales de clima frío en Colombia. La uchuva. *Ventana al Campo Andino* 2: 3-6.

**Fischer, G. 2000.** Fisiología del cultivo de la uchuva (*Physalis peruviana* L.) *In: Tercer seminario de frutales de clima frío moderado. Memorias. Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales (CDTE). Manizales, Colombia. 406 p.*

**Fischer, G., F. Beran y Ch. Ulrichs. 2008.** Partitioning of non-structural carbohydrates in the fruiting Cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) plant. *In: Memorias Tropentag. University of Hohenheim. Stuttgart, Alemania. pp 22-24.*

**Fischer, G., A. Herrera y P. y J. Almanza. 2011.** Cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.). Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits. Acai to citrus. Woodhead Publishing. Cambridge, UK. pp. 374-396.

**Flórez, V. y G. Fischer. 2000.** Producción, poscosecha y exportación de la Uchuva. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía. Bogotá, Colombia. 322 p.

**Friedrich G. y M. Fischer 2000.** Physiologische Grundlagen des Obstbaues. Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart, Alemania.

**García M., C. 2003.** Uchuva: cosecha y poscosecha. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria- CORPOICA. Bogotá, Colombia. 70 p.

**Gariglio N., F., A. Pilatti R. y M. Agusti. 2007.** Requerimientos ecofisiológicos de los árboles frutales. *In: Sozzi, G.O (ed.). Árboles frutales: ecofisiología, cultivo y aprovechamiento.* Universidad de Buenos Aires. Buenos Aires, Argentina. pp. 41-82.

**Gutiérrez, T., M. Páez y O. Hoyos. 2007.** Seguimiento de la degradación térmica y lumínica del ácido ascórbico en uchuva (*Physalis peruviana L.*). *Scientia et Technica* Año XIII, No 33. UTP.

**Hanan, J. J. 1998.** Greenhouses advanced technology for protected horticulture. CRC Press. Boca Raton, Florida. 708 p.

**Haggman, H., A. Jokela, A. Krajnakova, K. Niemi y T. Aronen. 1999.** Somatic embryogenesis Scots pine: cold treatment and characteristics of explants affecting induction. *Journal of Experimental Botany*50:1769-1778.

**Harris, R. S., 1975.** Effects of agricultural practices on the composition of foods. *In: Harris, R.S., Karmas, E. (ed.). Nutritional Evaluation of Food Processing.* AVI, Westport, CT. pp. 33–57.

**Herrmann, K. 2001.** Inhaltsstoffe von Obst und Gemüse. Ulmer Verlag, Stuttgart, Germany. pp. 73-89.

**Hernández, G., A. Wang and A. Garcia. 2005.** Impulse response of pear fruit and its relation to Magness-Taylor firmness during storage. *Postharvest Biology and Technology* 35: 209-215.

**Hernández R., M. 2013.** Fitoquímica. Manual de prácticas. Programa de postgrado en Botánica. Colegio de Postgraduados. Campus Montecillo. Montecillo, Texcoco, México. 102 p.

**Heinze, W. y M. Midash. 1991.** Photoperiodische Reaktion von *Physalis peruviana* L. Gartenbauwissenschaft 56(6): 262-264.

**HinostrozaQ., G. 2015.** Evaluación de flavonoides y actividad antioxidante en la obtención de pulpa concentrada en dos estadios de madurez del fruto silvestre jarjancharzamorra (*Rubus* sp.). Docentes Investigadores 2:75-84.

**Horticultura Internacional. 2009.** Nuevo concepto en la producción de plantas con luz difusa. Revista Industria Hortícola 68: 32- 36.

**Iglesias, D.J., I. Lliso, F. Tadeo y M. Talón. 2003.** Regulation of photosynthesis through source-sink balance in citrus is mediated by carbohydrate content in leaves. Plant Physiol. 23:53-57.

**Jagota, S. y H. Dani1982.** A new colorimetric technique for the estimation of Vitamin C using Folin phenol reagent. Anal Biochem. 127: 178–182.

**Jaramillo, J., V. Rodríguez, P. Aguilary J. Restrepo.** Producción bajo condiciones protegidas. Corpoica Colombia Internacional. La Selva. 41 p.

**Jaramillo, J., Rodríguez, V., Guzmán, M., Zapata, M. y T. Renfijo. 2007.** Manual técnico BPA en la producción de tomate bajo condiciones protegidas. Colombia: Corpoica. 314 p.

**Kader, A. 2002.** Postharvest technology of horticultural crops. University of California. Agricultural and Natural Resources. Oakland, CA. 525 p.

**Kenig A. y E. Fernández. 2002.** Quality of trus tomatoes grown under aluminized reflective screens in Southern Spain. Editorial Agrícola Española 534: 125-130.

**Kharel, P., M. D. Manandhar, S. Kalauni, , S. Awale, and J. Baral.. 2011.** Isolation, Identification and antimicrobial activity of a withanolide (WS-1) from the roots of *Withania somnifera*. Nepal Journal of Science and Technology 12: 179-186.

**Kristoffersen, T. 1963.** Interactions of photoperiod and temperature in growth and development of young tomato plants. Physiol. Plant. Suppl 1: 1-98.

**Kurahashi, T. y K. Takahashi. 1995.** Comparison in light condition, fruit quality and photosynthetic rate between canopies of 'Fuji' apple trees trained to a Y-trellis and a central leader. Journal Japanese Society Horticultural Science 64: 499-508.

**Lal, R. y S. Lal. 1990.** Crop improvement utilizing biotechnology CRC. Press. Boca Raton, FL. pp: 1-59.

**Lan Y.H., Chang F.R., Pan M.J., Wu C.C., Wu S.J., Chen S.L., Wang S.-S., Wu M.-J., Wu Y.C. 2009.** New cytotoxic withanolides from *Physalis peruviana* L. Food Chemistry 116:462-469.

**Lanchero, O., G. Velandia, G. Fischer, N. Varela y H. García. 2007.** Comportamiento de la uchuva (*Physalis peruviana* L.) en postcosecha bajo condiciones de atmósfera modificada activa. Revista Corpoica-Ciencia y Tecnología Agropecuaria 8:61-68.

**Legge, A. P. 1974.** Notes on the history, cultivation and uses of *Physalis peruviana* L. Journal of the Royal Horticultural Society London 99: 310-315.

**Lizana, A. y S. Espina.1991.** Efecto de la temperatura de almacenaje sobre el comportamiento en postcosecha de frutos de uchuva (*Physalis peruviana* L.). Proceedings of the Interamerican Society for Tropical Horticulture 35: 278-284.

**Lock, O. 1994.** Investigación Fitoquímica. Métodos en el estudio de productos naturales. Fondo Editorial de la Pontificia Universidad Católica del Perú, Lima, Perú. 300 p.

**Madriñan-Palomino, C. E. 2010.** Caracterización morfológica de accesiones de *Physalis peruviana* L. del banco de germoplasma de la Universidad Nacional de Colombia sede Palmira. Tesis de Magister en Ciencias. Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Colombia. 70 p.

**Marcelis, L. 1992.** The dynamic of grow and dry matter distribution in cucumber. *Annals of Botany* 69:487-492.

**Marsal, J., G. López, M. Mata y J. Girona. 2006.** Branch removal and defruiting for the amelioration of water stress effects on fruit growth during stage III of peach fruit development. *Scientia Horticulturae* 108:55-60.

**Martínez-Vega, R., G. Fischer, A. Herrera, B. Chaves y O. C. Quintero. 2008.** Características físico-químicas de frutos de feijoa influenciadas por la posición en el canopi. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas* 2: 21-32.

**Meisel, L. A. , D. C. Urbina, y M. E. Pinto. 2011.** Fotorreceptores y respuestas de plantas a señales lumínicas. *In: F.A. Squeo y L. Cardemil (eds.). Fisiología Vegetal.* Ediciones Universidad de La Serena. La Serena, Chile. Capítulo 18 Disponible en: [http://www.biouls.cl/librofv/web/pdf\\_word/Capitulo%2018.pdf](http://www.biouls.cl/librofv/web/pdf_word/Capitulo%2018.pdf)

**Minchin, P.E.H. y M.R. Thorpe. 1996.** What determines carbon partitioning between competing sinks. *Journal of Experimental Botany* 47:1293-1296.

**Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR). 2002.** Uchuva. Sistema de Inteligencia de Mercados. Corporación Colombia Internacional. Bogotá, Colombia. 12 p.

**Miranda, D. 2004.** Informes de visitas de asesoría técnica a fincas productoras de uchuva (*Physalis peruviana* L.) en la Sabana de Bogotá y Antioquía. Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Colombia. Colombia, Bogotá. 35 p.

**Montero, J. I., A. Antón, J. Hernández, and N. Castilla. 2001.** Direct and diffuse light transmission of insect proof screens and plastic films for cladding greenhouses. *Acta Horticulturae* 559: 203-210.

**Mora, R., A. Peña, E. López, J.J. Ayala y D. Ponce. 2006.** Agrofología de *Physalis peruviana* L. en invernadero y fertirriego. *Revista Chapingo, Serie Horticultura* 12: 57-63.

**Muñoz, K., K. Bravo, P. Zapata y J. Londoño. 2007.** Caracterización preliminar de la enzima polifenol oxidasa en frutas tropicales: Implicaciones en su proceso de industrialización. *Scientia et Technica* 33 (8): 161-164.

**Nuez, F. 1995.** El cultivo del tomate. Mundi-Prensa. Madrid, España. pp. 190-219.

**Palme, W. 2002.** New cultivation systems for *Physalis peruviana* L. Effects on quality, physiology, productivity and storage. *HBLVA fur Gartenbau*. pp. 340-343.

**Paloma H., J. 2003.** Evaluación de tres sistemas de poda y dos clases de tutorado en uchuva (*Physalis peruviana* L.) en un cultivo comercial. Trabajo final. Especialización en Horticultura, Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. 61 p.

**Pék, Z., P. Szuvandzsiev, A. Nemenyi, L. Helyes y A. Lugasi. 2011.** The effect of natural light on changes in antioxidant content and color parameters of vine-ripened tomato (*Solanum lycopersicum* L.) fruits. *HortScience* 46: 583–585.

**Pérez, C., P. 2010.** Physiologische Veränderungen in Früchten der Solanaceengewächse in Abhängigkeit von physikalischen Elicitoren während der Produktion und nach der Ernte. Tesis de doctorado. Universidad de Humboldt, Berlín. 115 p.

**Pérez, C.P., C. Ulrichs., S. Huyskens-Keil, M.Schreiner, A. Krumbein, D. Schwarz. y H.-P. Kläring. 2009.** Composition of carotenoids in tomato fruits as affected by moderate UV-B radiation before harvest. *Acta Horticulturae* 821: 217-222.

**Poveda, N. M. 2014.** Determinación de la influencia de las zonas de producción sobre el contenido de componentes bioactivos y la capacidad antioxidante de cinco frutas andinas. Tesis de Ingeniería. Universidad Técnica de Ambato Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos. Ambato, Ecuador. 127 p. Disponible en: <http://repo.uta.edu.ec/bitstream/123456789/8454/1/BQ%2055.pdf>

**Ramadan, M. y J. Morsel. 2003.** Oil goldenberry (*Physalis peruviana* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51: 969-974.

**Ramadan, M. 2011.** Bioactive phytochemicals, nutritional, value and functional properties of Cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.). An overview. *Food Research International* 44: 1830-1836.

**Rajapakse, N.C., y Y. Shahak. 2007.** Light-quality manipulation by horticulture industry. *In: Whitelam, G.C. and K. J. Halliday, K.J. (eds.). Light and plant development.* Blackwell Publishers. Oxford, UK. p. 290-312.

**Salisbury, I. B. and C. W. Ross. 1992.** *Plant Physiology.* Wadsworth. Publishing, Belmont, CA, USA. 682 p.

**Sanabria, S. 2005.** Situación actual de la uchuva (*Physalis peruviana* L.) en Colombia. Unbiblos, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá. pp. 1-8.

**Sánchez, O. 2000.** Micropropagación de algunas leñosas nativas. Editorial Trama. Universidad de Concepción. Concepción, Chile. 322 p.

**Shany, M. 2007.** Tecnología de producción bajo cobertura. Edición Ing. Agr. Evelyn Rosenthal. Shfain, Israel. 69 p. Disponible en: <http://es.slideshare.net/utzsamaj/tcnologa-de-produccion-bajo-cobertura-m-shany>

**Silvia, A. 1985.** Aislamiento y elucidación estructural de withanolidos de la planta *Acnistus breviflorus*: Estudios preliminares sobre su biosíntesis. Tesis doctoral. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires. Argentina. 203 p. Disponible en: [http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis\\_1892\\_Veleiro.pdf](http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis_1892_Veleiro.pdf)

**Stoll, K, 1997.** Der Apfel; Inhaltstoffe, Fruchtaufbau, Qualitätserkennung. Enrico Negri AG, Buch- und Offsetdruckerei, Thurgauerstrasse, Zürich. 72, CH-8050.

**Taiz, L., E. Zeiger, I.M. Moller and A. Murphy 2015.** Plant Physiology and development. Sinauer Associates. Chapter 18, Sunderland, MA, USA. 761 p.

**Tsuyoshi, M., Akira, M., Toshie, K., Tadashi, O., Yasuaki, U., Fumihiko, S., Hiroyuki, S., Akira, W y Kariyama, M. 2005.** Light effects on cell development and secondary metabolism in *Monascus*. Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology 32:103-108.

**Ubi, B. 2004.** External stimulation of anthocyanin biosynthesis in apple fruit. Journal Food Agriculture Environment 2(2) ¿?. Disponible en: <http://world-food.net/external-stimulation-of-anthocyanin-biosynthesis-in-apple-fruit/>

**Ulrich, L. 2008.** Physiological ecology of tropical plants. Springer-Verlag Berlin, Heidelberg. 458 p.

**USDA. 2013.** Natural resources conservation service. Disponible en: <http://plants.usda.gov/java/ClassificationServlet?source=profile&symbol=PHPE4&display=31>.

**Verhoeven, G. 1991.** *Physalis peruviana* L. In: Verheij, E.W.M. y R.E. Coronel (eds.). Plant resources of South-East Asia. Pudoc, Wageningen, Holanda. pp. 254-256.

**Wu, S., Y. Huang, D. Liny S. Wang 2005.** Antioxidant activities of *Physalis peruviana*. Biological and Pharmaceutical Bulletin 28: 963- 966.

**Yamaura, T., S. Tanaka and M. Tabata.1989.** Light-dependent formation of glandular trichomes and monoterpenes in Thyme seedlings. Phytochemistry 28: 741-744.

**Yano, S. y I. Terashima. 2004.** Developmental process of sun and shade leaves in *Chenopodium album* L. Plant Cell Environment 27:781-793.

**Zapata, J., A. Saldarriaga, A., Londoño, M. y Díaz, C. 2002.** Manejo del cultivo de la uchuva (*Physalis peruviana* L.) en Colombia. Corporación Colombiana de Investigación Boletín Técnico 14: 40 p.

**Ziv, M. 1991.** Vitrification: morphological and physiological disorders of *in vitro* plant. In: Debregh, P.C., Zimmer, R. H. (eds.). Micropropagation Technology and Application. Kluwer Academic, Publishers, Dordrecht, pp. 49-69.

## IX. APÉNDICE

**Cuadro 14.** Reactivos utilizados para la elaboración de las cámaras de elución.

Tipo de metabolito	Sistema de elución básico	Revelador	Observaciones
Fenoles	Acetato de etilo-metanol 9:1	Reactivo de Folín-Ciocalteu	Ninguna
Flavonoides	Acetato de etilo-metanol 1:1	NP-PEG•	Ninguna
Terpenoides	Hexano-acetato de etilo 8:2	Vainillina y ácido sulfúrico 1% en etanol	Después de revelar se expone a 110 °C en estufa

• = difenilboriloxietilamina y polietilenglicol etanólico.

**Cuadro 15.** Presencia de principios activos a través de desarrollo de color en la placa cromatográfica.

Revelador	Color	Principios activos
FeCl <sub>3</sub> a 3%	Azul	Flavonoides, lignanos, taninos
Dragendorff	Manchas anaranjadas	Alcaloides
Liberman-Buchard	Rojo, azul violeta	Esteroides, triterpenos
Vapores de amoníaco	Amarillo	Específico para flavonoides
Anisaldehído	Azul, violeta, rojizo	Di y triterpenos

## Vitamina C

Se pesaron 10 mg de ácido ascórbico y se disolvieron en 100 mL de ácido tricloroacético a 10 %. También se utilizó el indicador Folín Ciocalteu a 10 %.

La concentración final de la solución fue de  $0.1 \text{ mg mL}^{-1}$  o bien  $0.1 \text{ } \mu\text{g } \mu\text{L}^{-1}$ . El siguiente paso fue tomar 10 alícuotas a partir de la solución madre, adicionando cada una de las sustancias mencionadas en el Cuadro 3.

El procedimiento para las muestras se llevó a cabo por colorimetría, de acuerdo con el método establecido por Jagota y Dani (1982). Para este procedimiento se utilizan 0.5 g de pulpa de fruto fresco en 5 mL de ácido tricloroacético a 10%. Se hace una unificación con un homogenizador mecánico, modelo ICA T-25®. Posteriormente, se expone a un baño de hielo por 10 min en un congelador. El siguiente paso fue centrifugarlo por 30 min a 17 000 rpm y una temperatura de 6 °C, para lo cual se manejó una centrifuga Sorvall® RG-5B. Al finalizar este paso se dejaron reposar las muestras 10 min. Con una pipeta de precisión y un tubo de fondo plano de 10 mL se elaboró una muestra compuesta de 3.2 mL de agua bidestilada, 400  $\mu\text{L}$  de la muestra y 400  $\mu\text{L}$  de Folín-Ciocalteu, el cual funcionó como indicador al llevar a cabo la lectura de absorbancia a 760 nm con el espectrofotómetro, modelo Genesys 10S UV-VIS ®. Los resultados se expresaron en  $\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$  de peso fresco (Figura 8).

**Cuadro 16.** Obtención de los extractos muestra con cuatro repeticiones para la elaboración de la curva de calibración

Número de tubo	Ácido ascórbico (mL)	Agua bidestilada (mL)	Reactivo Folín Ciocalteu (µL)	Incubación temperatura ambiente	Absorbancia a 760 nm	Medias de absorbancia	Concentración de ácido ascórbico 0.1 µg µL <sup>-1</sup>
1	50	3.55	400	15 minutos	0.027	0.0275	5
2	50	3.55	400		0.026		
3	50	3.55	400		0.026		
4	50	3.55	400		0.031		
5	100	3.5	400		0.062	0.061	10
6	100	3.5	400		0.06		
7	100	3.5	400		0.06		
8	100	3.5	400		0.062		
9	200	3.4	400		0.123	0.124	20
10	200	3.4	400		0.121		
11	200	3.4	400		0.126		
12	300	3.4	400		0.126		
13	300	3.3	400		0.194	0.1905	30
14	300	3.3	400		0.19		
15	300	3.3	400		0.189		
16	400	3.3	400		0.189		
17	400	3.2	400		0.261	0.26375	40
18	400	3.2	400		0.265		
19	400	3.2	400		0.264		
20	500	3.2	400		0.265		
21	500	3.1	400		0.339	0.341	50
22	500	3.1	400		0.338		
23	500	3.1	400		0.338		
24	600	3.1	400		0.349		
25	600	3	400		0.427	0.4215	60
26	600	3	400		0.415		
27	600	3	400		0.417		
28	700	3	400		0.427		
29	700	2.9	400		0.484	0.48025	70
30	700	2.9	400		0.481		
31	700	2.9	400		0.475		
32	800	2.9	400		0.481		
33	800	2.8	400		0.587	0.58525	80
34	800	2.8	400		0.586		
35	800	2.8	400		0.58		
36	900	2.8	400		0.588		
37	900	2.7	400		0.643	0.63825	90
38	900	2.7	400		0.635		
39	900	2.7	400		0.636		
40	900	2.7	400		0.639		

## Vitamina C

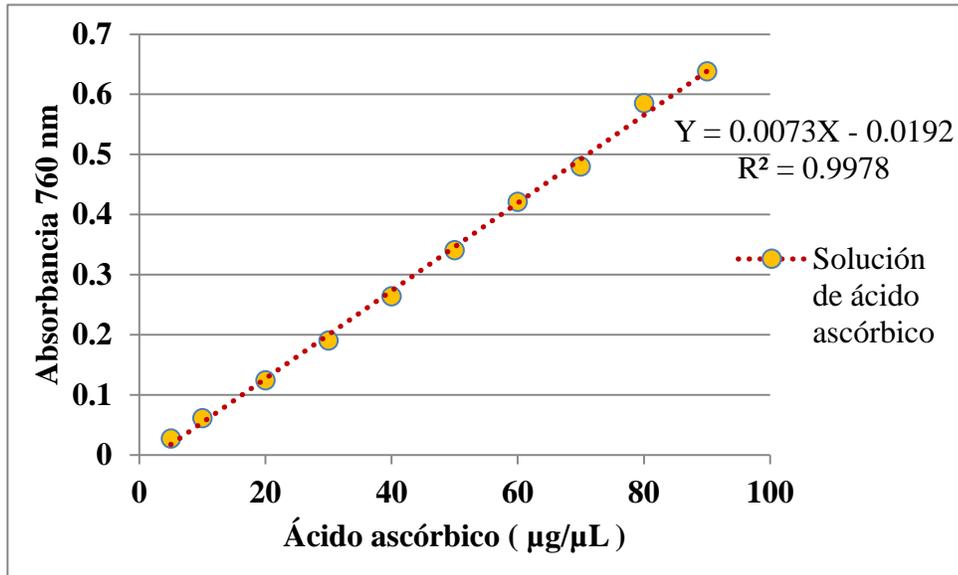


Figura 29. Curva de calibración de ácido ascórbico en la solución madre

$$Y = 0.0073 X - 0.0192$$

$X = \text{Ácido ascórbico } (\mu/\mu\text{L})$

$Y = \text{lectura de absorbancia a } 760 \text{ nm}$

despejando  $X$  de la fórmula tenemos que:

$$X = \frac{Y + 0.0192}{0.0073}$$

**Cuadro 17.** Medias de concentración y absorbancia de ácido ascórbico (vitamina C) en *Physalis peruviana* L. (densidad alta y baja)

Muestra	Absorbancia a 760 nm (DA)	Medias de absorbancia (DA)	Concentración de á. ascórbico (µg/µL) (DA)	Lectura a 760 nanómetros (DB)	Medias de absorbancia (DB)	Concentración de á. ascórbico 0.1 µg/µL (DB)
LD × 1m × Ana	0.089			0.125		
LD × 1m × Ana	0.088	0.08875	14.7876	0.121	0.1235	19.5447
LD × 1m × Ana	0.088			0.126		
LD × 1m × Ana	0.090			0.122		
LD × 1m × Ama	0.084			0.121		
LD × 1m × Ama	0.075	0.08025	13.6232	0.116	0.11725	18.6917
LD × 1m × Ama	0.085			0.117		
LD × 1m × Ama	0.077			0.115		
LD × 1m × Ver	0.096			0.103		
LD × 1m × Ver	0.080	0.086	14.4109	0.102	0.10175	16.5684
LD × 1m × Ver	0.094			0.102		
LD × 1m × Ver	0.074			0.100		
S × 1m × Ana	0.099			0.120		
S × 1m × Ana	0.109	0.1045	16.9452	0.114	0.1175	18.7260
S × 1m × Ana	0.110			0.116		
S × 1m × Ana	0.100			0.120		
S × 1m × Ama	0.050			0.111		
S × 1m × Ama	0.052	0.0545	10.0958	0.103	0.10525	17.0479
S × 1m × Ama	0.059			0.102		
S × 1m × Ama	0.057			0.105		
S × 1m × Ver	0.050			0.091		
S × 1m × Ver	0.049	0.0505	9.5479	0.097	0.0955	15.7123
S × 1m × Ver	0.052			0.094		
S × 1m × Ver	0.051			0.100		
LD × 2.5m × Ana	0.096			0.121		
LD × 2.5m × Ana	0.099	0.093	15.3698	0.119	0.12225	19.3767
LD × 2.5m × Ana	0.086			0.126		
LD × 2.5m × Ana	0.091			0.123		
LD × 2.5m × Ama	0.072			0.131		
LD × 2.5m × Ama	0.074	0.075	12.9041	0.128	0.12775	20.1301
LD × 2.5m × Ama	0.071			0.124		
LD × 2.5m × Ama	0.083			0.128		
LD × 2.5m × Ver	0.050			0.112		
LD × 2.5m × Ver	0.050	0.051	9.6164	0.108	0.11325	18.1438
LD × 2.5m × Ver	0.050			0.115		
LD × 2.5m × Ver	0.054			0.118		
S × 2.5m × Ana	0.094			0.135		
S × 2.5m × Ana	0.089	0.09325	15.4041	0.140	0.1345	21.0547
S × 2.5m × Ana	0.096			0.132		
S × 2.5m × Ana	0.094			0.131		
S × 2.5m × Ama	0.045			0.123		
S × 2.5m × Ama	0.049	0.0495	9.4109	0.114	0.11675	18.6232
S × 2.5m × Ama	0.051			0.116		
S × 2.5m × Ama	0.053			0.114		
S × 2.5m × Ver	0.059			0.099		
S × 2.5m × Ver	0.06	0.0605	10.9178	0.107	0.1045	16.9452
S × 2.5m × Ver	0.058			0.108		
S × 2.5m × Ver	0.065			0.104		

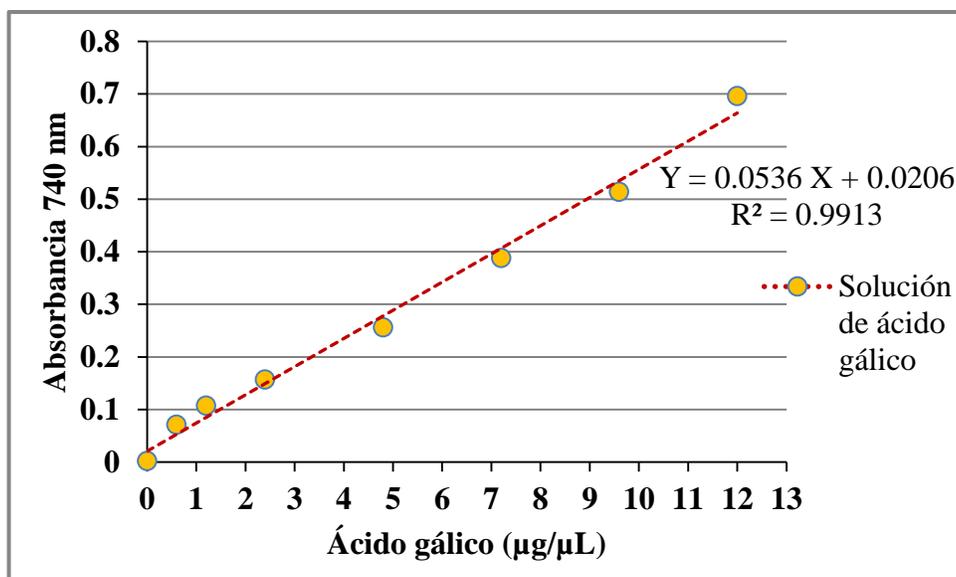
LD = luz directa; S = sombra; Ana = frutos anaranjados; Ama = frutos amarillos; Ver = frutos verdes; DA = densidad alta; DB = densidad baja.

**Cuadro 18.** Resultados obtenidos a partir de las lecturas de los extractos de las muestras en el espectrofotómetro

Densidad	Muestra	Ácido ascórbico $\mu\text{L}400 \mu\text{L}^{-1}$	Ácido tricloroacético a 10% (mL)	Ácido ascórbico $\mu\text{g} 1 \text{mL}^{-1}$	á. ascórbico en volumen total ( $\mu\text{g}$ )	á. ascórbico en volumen total (mg)	Peso de muestra (g)	Acido ascórbico en uchuva ( $\text{mg g}^{-1}$ )	Contenido de á. ascórbico en uchuva (mg $100 \text{g}^{-1}$ )
Alta	LD×1m×Ana	14.79	5	37	185	0.185	0.5	0.369	36.975
	LD×1m×Ama	13.62	5	34	170	0.170	0.5	0.340	34.050
	LD×1m×Ver	14.41	5	36	180	0.180	0.5	0.360	36.025
	S×1m×Ana	16.94	5	42	212	0.211	0.5	0.423	42.350
	S×1m×Ama	10.1	5	25	126	0.126	0.5	0.252	25.250
	S×1m×Ver	9.55	5	24	119	0.119	0.5	0.238	23.875
	LD×2.5m×Ana	15.37	5	38	192	0.192	0.5	0.384	38.425
	LD×2.5m×Ama	12.9	5	32	161	0.161	0.5	0.322	32.250
	LD×2.5m×Ver	9.62	5	24	120	0.120	0.5	0.240	24.050
	S×2.5m×Ana	15.4	5	39	193	0.192	0.5	0.385	38.500
	S×2.5m×Ama	9.41	5	24	118	0.117	0.5	0.235	23.525
	S×2.5m×Ver	10.92	5	27	137	0.136	0.5	0.273	27.300
Baja	LD×1m×Ana	19.54	5	49	244	0.244	0.5	0.488	48.850
	LD×1m×Ama	18.69	5	47	234	0.233	0.5	0.467	46.725
	LD×1m×Ver	16.57	5	41	207	0.207	0.5	0.414	41.425
	S×1m×Ana	18.73	5	47	234	0.234	0.5	0.468	46.825
	S×1m×Ama	17.05	5	43	213	0.213	0.5	0.426	42.625
	S×1m×Ver	15.71	5	39	196	0.196	0.5	0.392	39.275
	LD×2.5m×Ana	19.38	5	48	242	0.242	0.5	0.484	48.450
	LD×2.5m×Ama	20.13	5	50	252	0.251	0.5	0.503	50.325
	LD×2.5m×Ver	18.14	5	45	227	0.226	0.5	0.453	45.350
	S×2.5m×Ana	21.05	5	53	263	0.263	0.5	0.526	52.625
	S×2.5m×Ama	18.62	5	47	233	0.232	0.5	0.465	46.550
	S×2.5m×Ver	16.94	5	42	212	0.211	0.5	0.423	42.350

## Cuantificación de metabolitos secundarios (fenoles, flavonoides y terpenoides)

### Fenoles



**Figura 30.** Curva de calibración de ácido gálico en la solución madre.

$$Y = 0.0536 X + 0.0206$$

X = Ácido gálico (µ/µL)

Y = lectura de absorbancia 740 nm

despejando X de la fórmula tenemos que:

$$X = \frac{Y - 0.0206}{0.0536}$$

En los cuadros y figuras de las siguientes páginas, aplicar las mismas observaciones realizadas a los cuadros y figuras inmediatamente anteriores.

**Cuadro 19.** Medias de concentración y absorbancia de ácido gálico en *Physalis peruviana* L. (densidad alta y baja)

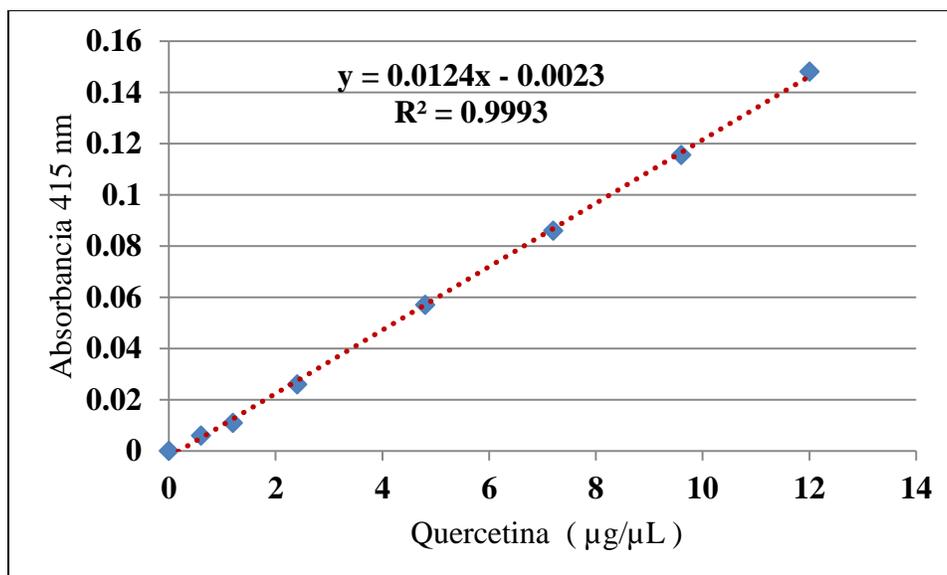
Muestra	Lectura a 740 nm (DA)	Medias de absorbancia (DA)	Concentración de á. gálico 0.024 (μg) (DA)	Lectura a 740 nm (DB)	Medias de absorbancia (DB)	Concentración de á. gálico 0.024 μg/μL (DB)
LD × 1m × Ana	0.109	0.1125	1.714	0.113	0.1155	1.770
LD × 1m × Ana	0.116			0.118		
LD × 1m × Ama	0.079	0.0780	1.070	0.075	0.0765	1.042
LD × 1m × Ama	0.077			0.078		
LD × 1m × Ver	0.064	0.0680	0.884	0.079	0.0810	1.126
LD × 1m × Ver	0.072			0.083		
S × 1m × Ana	0.096	0.0900	1.294	0.086	0.0850	1.201
S × 1m × Ana	0.084			0.084		
S × 1m × Ama	0.078	0.0740	0.996	0.067	0.0655	0.837
S × 1m × Ama	0.070			0.064		
S × 1m × Ver	0.053	0.0495	0.539	0.058	0.0600	0.735
S × 1m × Ver	0.046			0.062		
LD × 2.5m × Ana	0.123	0.1175	1.807	0.113	0.1145	1.751
LD × 2.5m × Ana	0.112			0.116		
LD × 2.5m × Ama	0.075	0.0750	1.014	0.084	0.0775	1.061
LD × 2.5m × Ama	0.075			0.071		
LD × 2.5m × Ver	0.073	0.0705	0.930	0.070	0.0680	0.884
LD × 2.5m × Ver	0.068			0.066		
S × 2.5m × Ana	0.116	0.1135	1.733	0.091	0.0925	1.341
S × 2.5m × Ana	0.111			0.094		
S × 2.5m × Ama	0.073	0.0685	0.893	0.068	0.0640	0.809
S × 2.5m × Ama	0.064			0.060		
S × 2.5m × Ver	0.062	0.0645	0.819	0.066	0.0680	0.884
S × 2.5m × Ver	0.067			0.070		

LD = luz directa; S = sombra; Ana = frutos anaranjados; Ama = frutos amarillos; Ver = frutos verdes; DA = densidad alta; DB = densidad baja.

**Cuadro 20.** Resultados obtenidos a partir de las lecturas de los extractos de las muestras en el espectrofotómetro.

Densidad	Muestra	$\mu\text{g}$ de compuestos fenólicos en $1 \mu\text{L}$	Volumen de etanol al 80 % (mL)	$\mu\text{g}$ de compuestos fenólicos en 1 mL	Compuestos fenólicos en volumen total ( $\mu\text{g}$ )	Compuestos fenólicos en volumen total (mg)	Peso de muestra (g)	Contenido de fenoles ( $\text{mg g}^{-1}$ )	Contenido de fenoles ( $\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$ )
Alta	LD $\times$ 1m $\times$ Ana	1.714	3	1714	5142	5.142	1	5.142	514.2
	LD $\times$ 1m $\times$ Ama	1.07	3	1070	3210	3.210	1	3.210	321.0
	LD $\times$ 1m $\times$ Ver	0.884	3	884	2652	2.652	1	2.652	265.2
	S $\times$ 1m $\times$ Ana	1.294	3	1294	3882	3.882	1	3.882	388.2
	S $\times$ 1m $\times$ Ama	0.996	3	996	2988	2.988	1	2.988	298.8
	S $\times$ 1m $\times$ Ver	0.539	3	539	1617	1.617	1	1.617	161.7
	LD $\times$ 2.5m $\times$ Ana	1.807	3	1807	5421	5.421	1	5.421	542.1
	LD $\times$ 2.5m $\times$ Ama	1.014	3	1014	3042	3.042	1	3.042	304.2
	LD $\times$ 2.5m $\times$ Ver	0.93	3	930	2790	2.790	1	2.790	279.0
	S $\times$ 2.5m $\times$ Ana	1.733	3	1733	5199	5.199	1	5.199	519.9
	S $\times$ 2.5m $\times$ Ama	0.893	3	893	2679	2.679	1	2.679	267.9
	S $\times$ 2.5m $\times$ Ver	0.819	3	819	2457	2.457	1	2.457	245.7
Baja	LD $\times$ 1m $\times$ Ana	1.770	3	1770	5310	5.310	1	5.310	531.0
	LD $\times$ 1m $\times$ Ama	1.042	3	1042	3126	3.126	1	3.126	312.6
	LD $\times$ 1m $\times$ Ver	1.126	3	1126	3378	3.378	1	3.378	337.8
	S $\times$ 1m $\times$ Ana	1.201	3	1201	3603	3.603	1	3.603	360.3
	S $\times$ 1m $\times$ Ama	0.837	3	837	2511	2.511	1	2.511	251.1
	S $\times$ 1m $\times$ Ver	0.735	3	735	2205	2.205	1	2.205	220.5
	LD $\times$ 2.5m $\times$ Ana	1.751	3	1751	5253	5.253	1	5.253	525.3
	LD $\times$ 2.5m $\times$ Ama	1.061	3	1061	3183	3.183	1	3.183	318.3
	LD $\times$ 2.5m $\times$ Ver	0.884	3	884	2652	2.652	1	2.652	265.2
	S $\times$ 2.5m $\times$ Ana	1.341	3	1341	4023	4.023	1	4.023	402.3
	S $\times$ 2.5m $\times$ Ama	0.809	3	809	2427	2.427	1	2.427	242.7
	S $\times$ 2.5m $\times$ Ver	0.884	3	884	2652	2.652	1	2.652	265.2

## Flavonoides



**Figura 31.** Curva de calibración de quercetina en la solución madre

$$Y = 0.0124 X - 0.0023$$

X = quercetina ( $\mu/\mu\text{L}$ )

Y = lectura de absorbancia 415 nm

despejando X de la formula tenemos que:

$$X = \frac{Y + 0.0023}{0.0124}$$

**Cuadro 21.** Medias de concentración y absorbancia de quercetina en *Physalis peruviana* L. (densidad alta y baja)

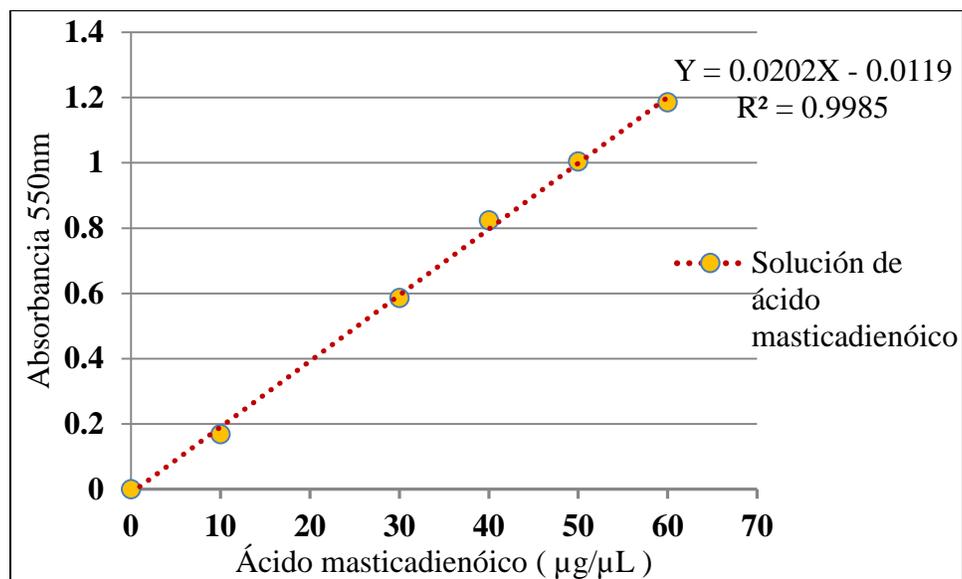
Muestra	Lectura a 415 nm (DA)	Medias de absorbancia (DA)	Concentración de quercetina 0.024 µg /µL (DA)	Lectura a 415 nm (DB)	Medias de absorbancia (DB)	Concentración de quercetina 0.024 µg/µL (DB)
LD × 1m × Ana	0.092	0.0960	7.927	0.094	0.0960	7.927
LD × 1m × Ana	0.100			0.098		
LD × 1m × Ama	0.062	0.0600	5.024	0.063	0.0650	5.427
LD × 1m × Ama	0.058			0.067		
LD × 1m × Ver	0.048	0.0490	4.137	0.043	0.0435	3.693
LD × 1m × Ver	0.050			0.044		
S × 1m × Ana	0.104	0.1030	8.491	0.091	0.0930	7.685
S × 1m × Ana	0.102			0.095		
S × 1m × Ama	0.077	0.0765	6.354	0.068	0.0700	5.830
S × 1m × Ama	0.076			0.072		
S × 1m × Ver	0.046	0.0470	3.975	0.043	0.0455	3.854
S × 1m × Ver	0.048			0.048		
LD × 2.5m × Ana	0.103	0.1050	8.653	0.098	0.0950	7.846
LD × 2.5m × Ana	0.107			0.092		
LD × 2.5m × Ama	0.088	0.0875	7.241	0.080	0.0835	6.919
LD × 2.5m × Ama	0.087			0.087		
LD × 2.5m × Ver	0.052	0.0555	4.661	0.057	0.0575	4.822
LD × 2.5m × Ver	0.059			0.058		
S × 2.5m × Ana	0.103	0.1040	8.572	0.098	0.0960	7.927
S × 2.5m × Ana	0.105			0.094		
S × 2.5m × Ama	0.074	0.0725	6.032	0.085	0.0840	6.959
S × 2.5m × Ama	0.071			0.083		
S × 2.5m × Ver	0.060	0.0590	4.943	0.053	0.0530	4.459
S × 2.5m × Ver	0.058			0.053		

LD = luz directa; S = sombra; Ana = frutos anaranjados; Ama = frutos amarillos; Ver = frutos verdes; DA = densidad alta; DB = densidad baja

**Cuadro 22.** Resultados obtenidos para flavonoides a partir de las lecturas de los extractos de las muestras en el espectrofotómetro

Densidad	Muestra	µg de flavonoides en 100 µL	Volumen de metanol al 80 % (mL)	µg de flavonoides en 1 mL	Flavonoides en volumen total (µg)	Flavonoides en volumen total (mg)	Peso de muestra en seco (g)	Contenido de flavonoides (mg g <sup>-1</sup> )	Contenido de flavonoides (mg 100 g <sup>-1</sup> )
Alta	LD × 1m × Ana	7.927	3	79.27	237.81	0.23781	1	0.23781	23.781
	LD × 1m × Ama	5.024	3	50.24	150.72	0.15072	1	0.15072	15.072
	LD × 1m × Ver	4.137	3	41.37	124.11	0.12411	1	0.12411	12.411
	S × 1m × Ana	8.491	3	84.91	254.73	0.25473	1	0.25473	25.473
	S × 1m × Ama	6.354	3	63.54	190.62	0.19062	1	0.19062	19.062
	S × 1m × Ver	3.975	3	39.75	119.25	0.11925	1	0.11925	11.925
	LD × 2.5m × Ana	8.653	3	86.53	259.59	0.25959	1	0.25959	25.959
	LD × 2.5m × Ama	7.241	3	72.41	217.23	0.21723	1	0.21723	21.723
	LD × 2.5m × Ver	4.661	3	46.61	139.83	0.13983	1	0.13983	13.983
	S × 2.5m × Ana	8.572	3	85.72	257.16	0.25716	1	0.25716	25.716
	S × 2.5m × Ama	6.032	3	60.32	180.96	0.18096	1	0.18096	18.096
	S × 2.5m × Ver	4.943	3	49.43	148.29	0.14829	1	0.14829	14.829
Baja	LD × 1m × Ana	7.927	3	79.27	237.81	0.23781	1	0.23781	23.781
	LD × 1m × Ama	5.427	3	54.27	162.81	0.16281	1	0.16281	16.281
	LD × 1m × Ver	3.693	3	36.93	110.79	0.11079	1	0.11079	11.079
	S × 1m × Ana	7.685	3	76.85	230.55	0.23055	1	0.23055	23.055
	S × 1m × Ama	5.830	3	58.30	174.9	0.17490	1	0.17490	17.490
	S × 1m × Ver	3.854	3	38.54	115.62	0.11562	1	0.11562	11.562
	LD × 2.5m × Ana	7.846	3	78.46	235.38	0.23538	1	0.23538	23.538
	LD × 2.5m × Ama	6.919	3	69.19	207.57	0.20757	1	0.20757	20.757
	LD × 2.5m × Ver	4.822	3	48.22	144.66	0.14466	1	0.14466	14.466
	S × 2.5m × Ana	7.927	3	79.27	237.81	0.23781	1	0.23781	23.781
	S × 2.5m × Ama	6.959	3	69.59	208.77	0.20877	1	0.20877	20.877
	S × 2.5m × Ver	4.459	3	44.59	133.77	0.13377	1	0.13377	13.377

## Triterpenos



**Figura 32.** Curva de calibración de ácido masticadienoico en la solución madre.

$$Y = 0.0202 X - 0.0119$$

X = Ácido masticadienoico (μ/μL)

Y = lectura de absorbancia 550 nm

despejando X de la fórmula tenemos que:

$$X = \frac{Y + 0.0202}{0.0119}$$

**Cuadro 23.** Medias de concentración y absorbancia de ácido masticadienónico en *Physalis peruviana* L. (densidad alta y baja)

Muestra	Lectura a 550 nm (DA)	Medias de absorbancia (DA)	Concentración de á. masticadienónico 0.5µg /µL (DA)	Lectura a 550 nm (DB)	Medias de absorbancia (DB)	Concentración de á. masticadienónico 0.5 µg /µL (DB)
LD × 1m × Ana	0.163	0.1695	15.941	0.172	0.1750	16.403
LD × 1m × Ana	0.176			0.178		
LD × 1m × Ama	0.287	0.2775	25.016	0.293	0.2915	26.193
LD × 1m × Ama	0.268			0.290		
LD × 1m × Ver	0.265	0.2715	24.512	0.254	0.2570	23.294
LD × 1m × Ver	0.278			0.260		
S × 1m × Ana	0.122	0.1300	12.621	0.144	0.1455	13.924
S × 1m × Ana	0.138			0.147		
S × 1m × Ama	0.245	0.2550	23.126	0.232	0.2340	21.361
S × 1m × Ama	0.265			0.236		
S × 1m × Ver	0.196	0.1890	17.579	0.202	0.1990	18.420
S × 1m × Ver	0.182			0.196		
LD × 2.5m × Ana	0.123	0.1265	12.327	0.114	0.1120	11.109
LD × 2.5m × Ana	0.130			0.110		
LD × 2.5m × Ama	0.344	0.3495	31.067	0.340	0.3405	30.310
LD × 2.5m × Ama	0.355			0.341		
LD × 2.5m × Ver	0.195	0.1985	18.378	0.205	0.2075	19.134
LD × 2.5m × Ver	0.202			0.210		
S × 2.5m × Ana	0.162	0.1565	14.848	0.179	0.1745	16.361
S × 2.5m × Ana	0.151			0.170		
S × 2.5m × Ama	0.221	0.2300	21.025	0.215	0.2125	19.554
S × 2.5m × Ama	0.239			0.210		
S × 2.5m × Ver	0.165	0.1680	15.815	0.186	0.1875	17.453
S × 2.5m × Ver	0.170			0.189		

LD = luz directa; S = sombra; Ana = frutos anaranjados; Ama = frutos amarillos; Ver = frutos verdes; DA = densidad alta; DB = densidad baja

**Cuadro 24.** Resultados obtenidos para triterpenos a partir de las lecturas de los extractos de las muestras en el espectrofotómetro

Densidad	Muestra	µg de triterpenos en 100 µL	Volumen de metanol al 100 % (mL)	µg de triterpenos en 1 mL	Triterpenos en volumen total (µg)	Triterpenos en volumen total (mg)	Peso de muestra en seco (g)	Contenido de triterpenos (mg g <sup>-1</sup> )	Contenido de triterpenos (mg 100 g <sup>-1</sup> )	
Alta	LD × 1m × Ana	15.941	2	159.41	318.82	0.31882	1	0.31882	31.882	
	LD × 1m × Ama	25.016	2	250.16	500.32	0.50032	1	0.50032	50.032	
	LD × 1m × Ver	24.512	2	245.12	490.24	0.49024	1	0.49024	49.024	
	S × 1m × Ana	12.621	2	126.21	252.42	0.25242	1	0.25242	25.242	
	S × 1m × Ama	23.126	2	231.26	462.52	0.46252	1	0.46252	46.252	
	S × 1m × Ver	17.579	2	175.79	351.58	0.35158	1	0.35158	35.158	
	LD × 2.5m × Ana	12.327	2	123.27	246.54	0.24654	1	0.24654	24.654	
	LD × 2.5m × Ama	31.067	2	310.67	621.34	0.62134	1	0.62134	62.134	
	LD × 2.5m × Ver	18.378	2	183.78	367.56	0.36756	1	0.36756	36.756	
	S × 2.5m × Ana	14.848	2	148.48	296.96	0.29696	1	0.29696	29.696	
	S × 2.5m × Ama	21.025	2	210.25	420.5	0.4205	1	0.42050	42.050	
	S × 2.5m × Ver	15.815	2	158.15	316.3	0.3163	1	0.31630	31.630	
	Baja	LD × 1m × Ana	16.403	2	164.03	328.06	0.32806	1	0.32806	32.806
		LD × 1m × Ama	26.193	2	261.93	523.86	0.52386	1	0.52386	52.386
LD × 1m × Ver		23.294	2	232.94	465.88	0.46588	1	0.46588	46.588	
S × 1m × Ana		13.924	2	139.24	278.48	0.27848	1	0.27848	27.848	
S × 1m × Ama		21.361	2	213.61	427.22	0.42722	1	0.42722	42.722	
S × 1m × Ver		18.42	2	184.2	368.4	0.3684	1	0.36840	36.840	
LD × 2.5m × Ana		11.109	2	111.09	222.18	0.22218	1	0.22218	22.218	
LD × 2.5m × Ama		20.31	2	203.1	406.2	0.4062	1	0.40620	40.620	
LD × 2.5m × Ver		19.134	2	191.34	382.68	0.38268	1	0.38268	38.268	
S × 2.5m × Ana		16.361	2	163.61	327.22	0.32722	1	0.32722	32.722	
S × 2.5m × Ama		19.554	2	195.54	391.08	0.39108	1	0.39108	39.108	
S × 2.5m × Ver	17.453	2	174.53	349.06	0.34906	1	0.34906	34.906		