



**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO**  
**FACULTAD DE RECURSOS NATURALES**  
**CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**

**“EFECTO DE LA ILUMINACIÓN LEDs DE 150 W EN LA PRODUCCIÓN  
AEROPÓNICA DE ACELGA (*Beta vulgaris subsp. Vulgaris L.*) VAR. FORD  
HOOK GIANT EN INVERNADERO”**

**TRABAJO DE TITULACIÓN:  
PROYECTO DE INVESTIGACIÓN PARA TITULACIÓN DE GRADO**

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO  
DE INGENIERA AGRÓNOMA**

**JESSENIA ALEJANDRA ESTRADA OROZCO**

**RIOBAMBA - ECUADOR**

**2020**

**CERTIFICACIÓN****ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO****FACULTAD DE RECURSOS NATURALES****ESCUELA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**

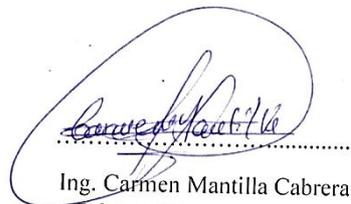
Riobamba 27 de febrero del 2020

**CERTIFICACIÓN DE CULMINACIÓN DE TRABAJO DE TITULACIÓN**

El suscrito TRIBUNAL DE TRABAJO DE TITULACIÓN, certifica: Que la Srta. Jessenia Alejandra Estrada Orozco, en virtud que la mencionada Egresada ha concluido el trabajo de investigación titulado “EFECTO DE LA ILUMINACIÓN LEDs DE 150 W EN LA PRODUCCIÓN AEROPÓNICA DE ACELGA (*Beta vulgaris subsp. Vulgaris L.*) var. Ford Hook Giant EN INVERNADERO” ha sido responsablemente revisado y aprobado, quedando autorizada su presentación y defensa.



Ing. Víctor Alberto Lindao Córdova  
DOCENTE FRN – ESPOCH  
DIRECTOR



Ing. Carmen Mantilla Cabrera  
DOCENTE FRN - ESPOCH  
ASESOR

## DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD

Yo Jessenia Alejandra Estrada Orozco, declaro que el presente trabajo de titulación es de mi autoría y que los resultados obtenidos en el mismo, son auténticos y originales. Los textos y los documentos que provienen de otra fuente, están debidamente citados y referenciados.

Como autor asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este trabajo de titulación.

Riobamba de 27 febrero de 2020



Jessenia Alejandra Estrada Orozco  
0603865296

**DEDICATORIA**

*A Dios quién siempre estuvo, está y estará por siempre junto a mí, en cada paso por esta efímera vida.*

*A mi madre Carmensita quién es mi fuerza motora, mi inspiración y el amor de mi vida.*

*A la memoria de mi padre Clemente*

*A mis hermanos Xavier, Luis y hermana Adela por ser parte de este peldaño más en la vida.*

*A mi tía Goita y primos David e Iván, quiénes siempre han estado junto a mí.*

*Y al amor de mi vida.*

*Jessenia Alejandra Estrada Orozco*

## AGRADECIMIENTO

*A Dios por sobre todas las cosas, por ponerme a las personas adecuadas en el lugar y momento preciso.*

*Un agradecimiento especial al Ingeniero Víctor Lindao, quién siempre de manera desinteresada me apoyo en cada fase del presente trabajo de investigación desde su inicio hasta la culminación; es inefable como pueden entrelazarse las circunstancias y momentos para tener la oportunidad de conocer a la calidad de ser humano, sintetizado en “buena gente” frase que hace alusión a profesar, la mejor religión del mundo, quedan impregnados sus explicaciones académicas y sabios consejos en mi mente y corazón.*

*A la estimada ingeniera Carmita Mantilla por guiarme, motivarme y ser el rostro visible de docentes que aman lo que hacen, por contribuir con la presente investigación en donde queda demostrado que en los ensayos experimentales muchas de las veces prevalece el error y acierto...*

*Gracias a este gran equipo de trabajo todo fue posible, así afirmo que por más genialidad que pueda poseer el ser humano siempre habrá algo más por investigar...*

*A cada uno de los docentes que en el transcurrir de la carrera dejaron huellas indelebles a la Ing. Normita Erazo, Ing. Karla Gavilanez, Ing. José Arcos, Ing. Norberto Maldonado Ing. Fernando Rivas, Ing. Wilson Yáñez, Ing. Fernando Romero, Ing. Amalia Cabezas, Ing. Roque García, Ing. Miguel Guallpa, , Msc. Marco Velazco, Ing. Jorge Cevallos, Ing. Marco Vivar, Ing. Galo Montenegro a la estimada secretaria de carrera Ruthsita.*

*A CBPOCH, Club de Becarios ESPOCH, por permitirme presidir y sentir el llamado a servir, a los amigos de lucha Steeve, Catalina, Carolina, Consuelo, Kurt, Sole, Isabel, Víctor. Al altruismo y pro actividad de Vicerrectorado Administrativo dirigido por la Doctorita Rosa Saeteros y a Bienestar Estudiantil representando por la Dra. Beatriz Viteri por todo el apoyo desplegado.*

*A los amigos y amigas de carrera, María José, Janneth, Víctor, José, Antoño, Robinson.*

*A cada uno de los integrantes GIDAC, Grupo de Investigación y Desarrollo para el Ambiente y Cambio Climático de manera especial a la doctorita Magdy, Lucesito, Robert, Rafa.*

*A mi querida ESPOCH, el alma máter que me abrió sus puertas y en la cual compartí momentos de alegría, locura, revolución, tristeza, cansancio y fe, el lugar en donde comencé a afrontar retos con optimismo, perseverancia y responsabilidad.*

*Jessenia Alejandra Estrada Orozco*

## ÍNDICE DE CONTENIDOS

CERTIFICACIÓN_____	ii
DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD _____	iii
DEDICATORIA _____	iv
AGRADECIMIENTO_____	v
ÍNDICE DE CONTENIDOS_____	vi
LISTA DE CUADROS _____	viii
LISTA DE GRÁFICAS_____	x
LISTA DE ANEXOS _____	x
<b>I. EFECTO DE LA ILUMINACIÓN LEDs DE 150 W EN LA PRODUCCIÓN AEROPÓNICA DE ACELGA (<i>Beta vulgaris subsp. Vulgaris L.</i>) var. Ford Hook Giant EN INVERNADERO _____</b>	<b>1</b>
<b>II. INTRODUCCIÓN_____</b>	<b>1</b>
A. IMPORTANCIA_____	1
B. PROBLEMA_____	2
C. JUSTIFICACIÓN _____	2
<b>III. OBJETIVOS _____</b>	<b>3</b>
A. GENERAL _____	3
B. ESPECÍFICOS _____	3
<b>IV. HIPÓTESIS _____</b>	<b>3</b>
A. HIPÓTESIS NULA_____	3
B. HIPÓTESIS ALTERNA_____	3
<b>V. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA _____</b>	<b>4</b>
A. ILUMINACIÓN ARTIFICIAL SOBRE ESPECIES VEGETALES._____	4
B. ACELGA ( <i>Beta Vulgaris L.</i> ) _____	11
C. AEROPONÍA _____	14
D. SOLUCIONES NUTRITIVAS. _____	18
<b>VI. MATERIALES Y MÉTODOS_____</b>	<b>20</b>
A. CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR_____	20
B. MATERIALES Y EQUIPOS _____	20
C. MÉTODOS _____	21

	D. MANEJO DEL ENSAYO _____	23
	E. ESPECIFICACIONES DEL CAMPO EXPERIMENTAL _____	26
	F. TIPO DE DISEÑO _____	28
<b>VII.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSION</b> _____	<b>29</b>
	A. PORCENTAJE DE PRENDIMIENTO _____	29
	B. ALTURA DE LA ACELGA ( <i>Beta vulgaris</i> L.), variedad FORD HOOK GIANT _____	30
	C. NÚMERO DE HOJAS EN EL CULTIVO DE ACELGA ( <i>Beta vulgaris</i> L.), variedad FORD HOOK GIANT _____	36
	D. LARGO DE LA RAÍZ, ACELGA ( <i>Beta vulgaris</i> L.), variedad FORDHOOK GIANT _____	42
	E. DIÁMETRO DEL PECIOLO EN LA ACELGA( <i>Beta vulgaris</i> L.), variedad FORDHOOK GIANT _____	48
	F. CONTENIDO DE CLOROFILA EN LA ACELGA ( <i>Beta vulgaris</i> L.), variedad FORDHOOK GIANT _____	54
	G. CONTENIDO DE MATERIA SECA EN LA ACELGA( <i>Beta vulgaris</i> L.), variedad FORDHOOK GIANT. _____	60
	H. ANÁLISIS BENEFICIO COSTO _____	62
<b>VIII.</b>	<b>CONCLUSIONES</b> _____	<b>63</b>
<b>X.</b>	<b>RESUMEN</b> _____	<b>65</b>
<b>XI.</b>	<b>SUMMARY</b> _____	<b>66</b>
<b>XII.</b>	<b>LITERATURA CITADA</b> _____	<b>67</b>
<b>XIII.</b>	<b>ANEXOS</b> _____	<b>70</b>

## LISTA DE CUADROS

N°	DENOMINACIÓN	PÁG.
1.	Composición nutritiva de la acelga en 100g de producto	12
2.	Requerimientos del cultivo	24
3.	Tratamientos de estudio	27
4.	Se realizará un análisis de varianza, ADEVA	28
5.	Análisis de Varianza para altura de la planta a los 15 días después de colocada en el sistema	30
6.	Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 23 días después de colocada en el sistema.	31
7.	Análisis de Varianza para altura de la planta a los 31 días después de colocada en el sistema.	32
8.	Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 39 días después de colocada en el sistema.	33
9.	Análisis de Varianza para la altura de la planta a la cosecha	34
10.	Análisis de Varianza para el número de hojas a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.	36
11.	Análisis de Varianza para el número de hojas a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.	37
12.	Análisis de Varianza para el número de hojas a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.	38
13.	Análisis de Varianza para el número de hojas a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.	39
14.	Análisis de Varianza para el número de hojas a la cosecha.	40
15.	Análisis de Varianza para el largo de la raíz a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.	42
16.	Análisis de Varianza para el largo de la raíz a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.	43
17.	Análisis de Varianza para el largo de la raíz a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.	44
18.	Análisis de Varianza para el largo de la raíz a los 39 días después de haber colocado la planta en el sistema.	45
19.	Análisis de Varianza para el largo de la raíz a la cosecha.	46
20.	Análisis de Varianza para el diámetro de la plántula a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.	48
21.	Análisis de Varianza para el diámetro de la planta a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.	49
22.	Análisis de Varianza para el diámetro de la planta a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.	50
23.	Análisis de Varianza para el diámetro del peciolo a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.	51
24.	Análisis de Varianza para el diámetro del peciolo a los 39 días después de colocada en el sistema.	52

25. Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.	54
26. Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.	55
27. Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.	56
28. Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.	57
29. Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a la cosecha.	58
30. Contenido de materia seca, cosecha.	60
31. Análisis económico según la relación beneficio costo	62

## LISTA DE GRÁFICAS

N°	DENOMINACIÓN	PÁG.
1:	Curva de sensibilidad de la fotosíntesis en función de la longitud de onda de la radiación recibida (Martín et al., 2010).....	5
2.	pH promedio durante el ciclo del cultivo.....	29
3.	Conductividad eléctrica promedio durante el ciclo del cultivo.....	29
4:	Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 23 días después de colocada en el sistema.....	31
5.	Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 31 días después de colocada en el sistema.....	32
6.	Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 39 días después de colocada en el sistema.....	33
7.	Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a la cosecha.....	34
8.	Prueba de Tukey al 5% para el número de hojas a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema. ....	36
9:	Prueba de Tukey al 5% para el número de hojas a los 23 días después de colocada la planta en el sistema. ....	37
10:	Número de hojas a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.....	38
11.	Número de hojas a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.....	39
12.	Número de hojas a la cosecha. ....	40
13.	Largo de la raíz a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.....	42
14.	Largo de la raíz a los 23 días después de colocada la planta en el sistema. ....	43
15.	Largo de la raíz a los 31 días después de colocada la planta en el sistema. ....	44
16.	Largo de la raíz a los 39 días después de colocada la planta en el sistema. ....	45
17.	Diámetro del peciolo a los 31 días después de colocada la planta en el sistema. ....	50
18.	Diámetro del peciolo a los 39 días después de colocada la planta en el sistema. ....	51
19.	Diámetro del peciolo a la cosecha.....	52
20.	Contenido de clorofila a los 23 días después de colocada la planta en el sistema. ....	55
21.	Contenido de clorofila a los 31 días después de colocada la planta en el sistema. ....	56
22.	Contenido de clorofila a los 31 días después de colocada la planta en el sistema. ....	57
23.	Contenido de clorofila a la cosecha. ....	58
24.	Contenido de materia secapromedio a la cosecha en 0,72m <sup>2</sup> .....	60
25.	Contenido de materia seca a la cosecha tn/ha. ....	61
26.	Relación Beneficio/Costo.....	62

## LISTA DE ANEXOS

N°	DENOMINACIÓN	PÁG.
1.	Análisis económico para el tratamiento 1, Luces LEDs 24 horas .....	70
2.	Análisis económico para el tratamiento 2, Luces LEDs 16 horas. ....	71
3.	Análisis económico para el tratamiento 3, Luces Natural. ....	72
4.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 15 días de colocada la plántula en el sistema, T1 (luces LEDs 24 horas). ....	73
5.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 23 días de colocada la planta en el sistema, T1 (luces LEDs 24 horas). ....	73
6.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 31 días de colocada la planta en el sistema, T1 (luces LEDs 24 horas). ....	74
7.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 39 días de colocada la planta en el sistema, T1 (luces LEDs 24 horas). ....	74
8.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a la cosecha- T1 (luces LEDs 24 horas). ....	75
9.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 15 días de colocada la plántula en el sistema, T2 (luces LEDs 16 horas). ....	76
10.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 23 días de colocada la planta en el sistema, T2 (luces LEDs 16 horas). ....	76
11.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 31 días de colocada la planta en el sistema, T2 (luces LEDs 16 horas). ....	77
12.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 39 días de colocada la planta en el sistema, T2 (luces LEDs 16 horas). ....	77
13.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a la cosecha T2 (luces LEDs 16 horas). ....	78
14.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 15 días de colocada la plántula en el sistema, T3 (Luz natural)..	79
15.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 23 días de colocada la planta en el sistema, T3 (Luz natural). ....	79
16.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 31 días de colocada la planta en el sistema, T3 (Luz natural). ....	80
17.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 39 días de colocada la planta en el sistema, T3 (Luz natural). ....	80
18.	Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a la cosecha T3 (Luz natural). ....	81

19. Datos de temperatura registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T1, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.....	82
20. Datos de humedad registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T1, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.....	82
21. Datos de temperatura registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T2, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.....	83
22. Datos de humedad registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T2, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.....	83
23. Datos de temperatura registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T3, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.....	84
24. Datos de humedad registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T3, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.....	84

# **I. EFECTO DE LA ILUMINACIÓN LEDs DE 150 W EN LA PRODUCCIÓN AEROPÓNICA DE ACELGA (*Beta vulgaris subsp. Vulgaris L.*) var. Ford Hook Giant EN INVERNADERO**

## **II. INTRODUCCIÓN**

### **A. IMPORTANCIA**

El crecimiento poblacional cada vez va en incremento, razón por la cual surgen nuevas técnicas de producción como la aeroponía, su principal fin es la producción sostenible, Oscanoa ( 2018), hace énfasis en que los sistemas aeropónicos permiten a los vegetales crecer en el aire y el consumo de agua es mucho menor en comparación al sistema tradicional. La implementación de este sistema permite la generación de cultivos dentro de localidades incentivando el desarrollo de ciudades sostenibles, mejorando la calidad de vegetales que consume la población, y reduciendo el uso de agua.

Además la aeroponía es una técnica de producción limpia, porque evita la volatilización de los elementos nutricionales ya que estos se encuentran disueltos en las soluciones nutritivas, lo que permite obtener cultivos de alta calidad tanto en las propiedades organolépticas como en el contenido nutricional óptimo para el consumo humano; evadiendo así el uso indiscriminado de pesticidas, pues de acuerdo a Zepeda (2012), los cultivos aeropónicos son capaces de limitar la transmisión de enfermedades dado que el contacto planta a planta es reducido y cada dosificación de componentes puede ser estéril.

A esta técnica productiva llamada aeroponía se la puede incorporar el factor luz, empleando la iluminación LEDs, a fin de generar mayor eficiencia productiva, ya sea en el incremento de la materia seca y/o calidad del producto final acorde a lo citado por Urrestarazu (2018), quién manifiesta que las iluminarias LEDs se han descrito como la invención más revolucionara en la luminotécnia hortícola en las últimas décadas, por sus ventajas medioambientales y de eficiencia productiva.

Así Paniagua et al. (2015), recalca la utilización de sistemas de iluminación artificial para la producción en ambiente controlado es una oportunidad para incrementar los rendimientos en cultivos. La luz LEDs de alta intensidad podría ser una alternativa viable para usarse con estos propósitos.

De la misma manera Martín et al.( 2010), manifiesta que los recientes desarrollos conseguidos en el área de la iluminación con diodos emisores de luz (LEDs, cuando son inorgánicos, y OLEDs, cuando son orgánicos) resultan de gran interés en horticultura, al permitir manipular el espectro radiante que va a incidir sobre las plantas, con el objetivo de aumentar su producción o de generar determinados efectos fisiológicos, sobre todo en invernaderos.

## **B. PROBLEMA**

El peso de la materia seca de la acelga obtenida en aeroponía es menor al obtenido en el campo, razón por lo cual es necesario investigar el efecto de las luces LEDs en el incremento de la materia seca.

## **C. JUSTIFICACIÓN**

De acuerdo a Paniagua et al. (2015), es necesario considerar que existen tres grandes problemáticas globales de las cuales es prioritario encontrar soluciones, la necesidad de reducir la emisión de gases de efecto invernadero, ligados al cambio climático y los desastres naturales, así como el incremento continuo en la demanda por energía y alimento. Se estima que para el año 2050 será necesario elevar la producción alimentaria en un 50%, para evitar un desastre alimentario en el futuro. Por ello es necesario el uso de los avances tecnológicos para enfrentar estas problemáticas, como la alimentación de generaciones futuras. Debido a ello, la producción de vegetales en ambientes controlados es una posibilidad a considerar por los resultados obtenidos en su aplicación.

La producción agrícola es uno de los mecanismo más importantes para la supervivencia del ser humano, conforme transcurre el tiempo y las condiciones ambientales-demográficas se van transformando, razón por la cual es necesario ejecutar investigaciones en el ámbito de la producción agrícola empleando métodos tecnológicos e innovadores que afronten las problemáticas actuales y futuristas.

En tal virtud, la presente investigación involucró dos parámetros fundamentales que pueden ser considerados como parte de la solución a la alimentación futurista. Dichos parámetros fueron la aeroponía con el de usar eficientemente los recursos como el agua y el área de producción además la iluminación LEDs en la producción del cultivo de acelga con la finalidad de incrementar la materia seca. Cabe recalcar que dichas problemáticas encajan dentro de los desafíos a los cuales se enfrenta el ingeniero agrónomo.

### **III. OBJETIVOS**

#### **A. GENERAL**

Evaluar el efecto de la iluminación LEDs de 150 W en la producción aeropónica de acelga (*Beta vulgaris* subsp. *Vulgaris* L.) var. Ford Hook Giant, en invernadero.

#### **B. ESPECÍFICOS**

1. Determinar el efecto de la iluminación LEDs de 150W en la producción de materia seca en acelga.
2. Estimar el tiempo de iluminación de 150W, adecuado para la producción de materia seca.
3. Establecer un análisis económico de los tratamientos, mediante la relación beneficio-costos

### **IV. HIPÓTESIS**

#### **A. HIPÓTESIS NULA**

Ningún tratamiento con luz artificial LEDs de 150 W influye en la producción aeropónica de materia seca en el cultivo de acelga (*Beta vulgaris* subsp. *Vulgaris* L.) var. Ford Hook Giant, en invernadero.

#### **B. HIPÓTESIS ALTERNA**

Al menos uno de los tratamientos con luz artificial LEDs de 150 W influye en la producción aeropónica de materia seca en el cultivo de acelga (*Beta vulgaris* subsp. *Vulgaris* L.) var. Ford Hook Giant, en invernadero.

## **V. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA**

### **A. ILUMINACIÓN ARTIFICIAL SOBRE ESPECIES VEGETALES.**

Los vegetales crecen mejor cuando son iluminados (irradiados) en las regiones roja y azul del espectro, resulta aconsejable sustituir los sistemas de iluminación fotosintética actuales, fundamentalmente mediante lámparas de descarga en gases (vapor de sodio a alta presión y, en menor medida, halogenuros metálicos), por LEDs comerciales que emiten separadamente en esas regiones o por OLEDs susceptibles de emisión conjunta (Martín et al., 2010).

Además, estos dispositivos son más eficientes que las lámparas incandescentes (consumen mucha menor energía eléctrica y poseen una vida media de uso mucho más larga), no generan exceso de calor (y por tanto no dañan a plantas térmicamente sensibles), e incluso, en el caso de los LEDs rojos, repelen insectos, por lo que contribuyen a la disminución en el uso de agrotóxicos (Martín et al., 2010).

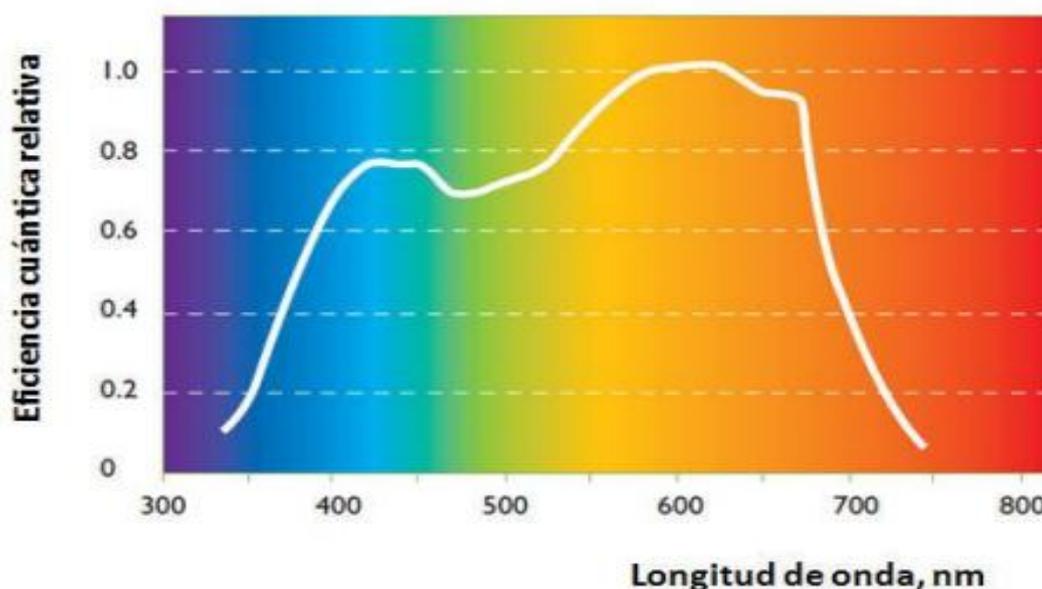
#### **1. Influencia del espectro electromagnético en el desarrollo vegetal**

La luz o radiación visible (región del espectro electromagnético comprendido entre los 380 y 760 nm) es fundamental para el crecimiento de las plantas. Los vegetales presentan una sensibilidad a la radiación muy diferente de la del ojo humano (con máximo de sensibilidad a 555 nm); y sus fotosensores, en las regiones del espectro electromagnético comprendidas desde el UV hasta los 740 nm, controlan varios aspectos de su crecimiento y desarrollo (Martín et al., 2010).

El autor Martín et al. (2010), menciona que los vegetales utilizan la luz desde los 400 hasta los 700 nm para la fotosíntesis (conocida como radiación PAR, radiación fotosintéticamente activa -Photosynthetic Active Radiation- o luz de crecimiento), variando el efecto de la longitud de onda según las horas del día y las fases de crecimiento de la planta. El espectro de la radiación recibida puede afectar propiedades como el aspecto y el momento de la floración, y, por ejemplo para plantas con aplicaciones medicinales, puede afectar al sabor, al olor y al valor farmacéutico y/o nutricional.

La percepción de la luz permite a los seres vivos adaptarse a los cambios en la iluminación, e influye considerablemente en el control de la morfogénesis, la fotosíntesis y la prevención de daños causados por las radiaciones nocivas (Casierra & Peña, 2015).

Es preciso indicar que, en el estudio de la irradiación fotosintética con radiación PAR, es fundamental conocer la cantidad de fotones (medida mediante el flujo fotosintético de fotones (PPF, Photosynthetic Photon Flux) responsables de la excitación de la clorofila, y que ésta depende de la longitud de onda. Así, la cantidad de fotones es mayor en la franja roja del espectro que en la azul, por lo que los vegetales emplean de forma más eficiente la radiación de la región del rojo. De esta manera surge la curva de sensibilidad fotosintética de las plantas, figura 2 (Martín et al., 2010).



**Gráfico 1:** Curva de sensibilidad de la fotosíntesis en función de la longitud de onda de la radiación recibida (Martín et al., 2010).

En su gran mayoría, las especies vegetales tienen la capacidad de responder de diferentes formas a la calidad de la luz, entendida esta como el color o la longitud de onda, a su intensidad, es decir, la densidad del flujo fotónico o irradiancia, y a la combinación de ambas. Este aspecto es de gran relevancia en comunidades vegetales como los cultivos y los ecosistemas vegetales, debido a que las plantas absorben ciertos rangos de la radiación incidente y transmiten la radiación no absorbida a las plantas vecinas (Casierra & Peña, 2015).

La luz, además de ser una fuente indispensable de energía para la fotosíntesis de las plantas, es también un factor importante para su crecimiento y desarrollo. Las plantas son capaces de responder a la intensidad y al color de la luz por medio de sus fotorreceptores: fitocromos, criptocromos y fototropinas, los cuales se activan bajo longitudes de onda específicas haciendo ajustes precisos en su desarrollo y crecimiento con respecto a las distintas condiciones ambientales. Debido a ello, los sistemas de iluminación para la producción en ambiente controlado son de suma importancia, así como los avances tecnológicos que puedan surgir en el área. Recientemente la luz LEDs (Light Emitting Diode) se ha convertido en una alternativa para el cultivo de plantas por las ventajas que este sistema de iluminación ofrece como son el control de la composición espectral, su tamaño pequeño, producción de altos niveles de luz con un índice de radiación calorífica bajo y una larga vida útil que les permite mantenerse trabajando por años sin necesidad de reemplazo (Paniagua et al., 2015).

La mayor parte de la luz solar que captan las plantas es convertida en calor y solamente la luz roja y la luz azul son esenciales para su crecimiento (iluminación o irradiación de crecimiento). Cuando para estimular el crecimiento se utiliza un suplemento de luz artificial, esta debe cumplir la condición de que la irradiación de crecimiento resulte eficiente. Las fuentes de luz más revolucionarias para cumplir este objetivo son los LEDs. Para agricultores e investigadores, la gran ventaja de los LEDs es que permiten eliminar aquellas longitudes de onda de la luz normal que son inactivas para la fotosíntesis, consiguiendo, entre otros efectos, un ahorro energético respecto a las lámparas tradicionales para el crecimiento de las plantas (Martín et al., 2010).

Es bien conocido que la luz roja y azul son factores importantes para el crecimiento de las plantas los fitocromos tienen sus picos de sensibilidad en la región roja (660 nm) e infrarroja (730 nm) y entre las respuestas fisiológicas donde se involucran están la expansión de la hoja, percepción de vecinos, evitar la sombra, elongación del tallo, germinación de la semilla y la inducción de la floración. Los fotorreceptores que absorben la luz azul son los criptocromos que controlan la morfología de la planta, la transición a la floración, contribuyen a la expansión de la hoja e inhiben fuertemente la elongación del tallo; las fototropinas también absorben la luz azul y regulan el contenido del pigmento y el movimiento de los órganos fotosintéticos para la captura de la luz (Paniagua et al., 2015).

Estudios mencionan la combinación de distintas longitudes de onda con estos dispositivos, como lo expuesto por Xiaoying et al. (2012) donde la combinación de LEDs rojos-azules y rojos-azules-verdes mostraron ser factores benéficos en el crecimiento y fotosíntesis de las plántulas de tomate cherry (*Solanum esculentum* var. *cerasiforme*). Cabe mencionar que cada especie vegetal reacciona en forma diferente a los componentes espectrales del flujo luminoso (Paniagua et al., 2015).

En su gran mayoría, las especies vegetales tienen la capacidad de responder de diferentes formas a la calidad de la luz, entendida esta como longitud de onda o intensidad (flujo fotónico o irradiancia) y así las plantas absorben ciertos rangos de la radiación incidente (Casierra & Peña, 2015).

Los órganos fotosintéticos de las plantas (hojas y tallos verdes) absorben los fotones en las franjas azul y roja del espectro de la radiación visible incidente, mientras que la absorción en la franja del verde y del infrarrojo es escasa, y la mayoría de estos fotones se reflejan como radiación difusa (Casierra & Peña, 2015).

La eficiencia de la luz, cuya energía es almacenada en los fotosintatos luego de un complejo proceso, es una medida muy útil para determinar la productividad de las plantas cultivadas. Las plantas poseen diferentes tipos de fotorreceptores que les son muy útiles para relacionarse con las variables de la oferta ambiental, y la captación de la luz les facilita el control de todos los procesos involucrados en el desarrollo y en la conservación de la homeostasis. Estos fotorreceptores son de diversos tipos y capturan la radiación en diferentes rangos del espectro. Algunos de ellos capturan la luz en el rango del UV-B, mientras que los criptocromos y las fototropinas reciben la luz en las franjas del UV-A y el azul. Las clorofilas, por su parte, absorben la radiación en las franjas del azul y el rojo, y los carotenos capturan los colores verde y amarillo. Por último, los fitocromos absorben en las franjas del rojo y el infrarrojo. La acción conjunta de estos pigmentos en cuanto a sus rangos de absorción induce en las plantas las respuestas fotomorfogénicas; no obstante, entre estos grupos de fotorreceptores los fitocromos y los criptocromos son los más estudiados en relación con la fotomorfogénesis en vegetales (Casierra & Peña, 2015).

La calidad de la radiación solar, medida en términos del color de la luz captada por las plantas, podría convertirse en una herramienta muy útil en el manejo de las plantas cultivadas y para lograr un aumento en la cantidad o en la calidad del producto cosechado. Teniendo en cuenta que las plantas cuentan con diversas rutas para llevar a cabo su metabolismo, la captación de luz y su posterior transformación en energía química, que finalmente es distribuida a lo largo del

vegetal, requiere de mecanismos complejos y fotoselectivos específicos para llevar a cabo procesos como la fotosíntesis (Casierra & Peña, 2015).

El crecimiento y el desarrollo de un vegetal están influenciados, entre otros factores, por la intensidad y la calidad de la luz captada por los órganos que realizan la fotosíntesis. Cuando se generan cambios en la calidad o en la intensidad de la radiación incidente, se producen modificaciones en la planta que afectan su anatomía y fisiología, así como su crecimiento y desarrollo, fuertemente influenciados por la calidad de la luz en términos del color o la longitud de onda que llega a la superficie de las hojas. Se ha encontrado que la calidad de la luz afecta la tasa fotosintética, la eficiencia cuántica para la asimilación del CO<sub>2</sub> y la máxima actividad de la fosfoenolpiruvato carboxilasa. Las modificaciones del ambiente lumínico en el cual la planta lleva a cabo su crecimiento y desarrollo, inducen en el vegetal varias respuestas morfogénicas que, por un lado, contrarrestan las condiciones adversas y, por otro, promueven respuestas fisiológicas que mejoran su funcionamiento y aumentan la cantidad y la calidad del producto cosechado (Casierra & Peña, 2015).

A pesar de los muchos estudios orientados a determinar y esclarecer los efectos de la luz y su influencia sobre el crecimiento y el desarrollo de los vegetales, los resultados relativos a las diferentes respuestas de las plantas a estímulos mediados por cambios en el ambiente lumínico han sido contradictorios y, en ocasiones, poco consistentes, dado que las variables que componen la oferta ambiental son numerosas y en muchos casos, además, estas respuestas dependen de la capacidad de la planta misma para reaccionar a los cambios en su entorno. Las plantas poseen diferentes tipos de fotorreceptores, cada uno con una función definida por la longitud de onda que incide sobre la hoja (Casierra & Peña, 2015).

Del mismo modo, la eficiencia con que cada fotorreceptor es capaz de captar determinado color de luz puede medirse, indirectamente, mediante diversas metodologías. El crecimiento vegetal es uno de tales recursos, y para medirlo se cuenta con variables como el peso seco, el área foliar y los índices de crecimiento (Casierra & Peña, 2015).

## **2. La calidad de la luz y su influencia sobre el crecimiento vegetal**

Los filtros fotoselectivos garantizan a la planta ambientes controlados con un determinado porcentaje de opacidad (disminución de la radiación directa), el cual depende del color y de la naturaleza del material de la cobertura, y causan modificaciones con respecto a la radiación fotosintética- mente activa (PAR) disponible para la planta (Casierra & Peña, 2015).

La luz influye igualmente en el peso seco total de la planta. Las plantas de diversos cultivos de interés agrícola presentan diferencias significativas en la producción de biomasa cuando son afectadas por la calidad de la luz. Las longitudes de onda entre 400 y 550 nm (Casierra & Peña, 2015).

Estos hallazgos demuestran que la exposición de las plantas a diferentes ambientes lumínicos mediada ya sea por filtros fotoselectivos o por fuentes de luz adicional, modifica el rendimiento fotoquímico de los vegetales y su eficiencia fotosintética, lo que incide directamente en la síntesis de fotoasimilados y, por ende, en el peso seco total de la planta (Casierra & Peña, 2015).

De acuerdo a Paniagua et al. (2015), la luz puede utilizarse para mejorar la calidad nutricional de los vegetales e incrementar la producción en plantas. El uso de luces LEDS afecta de manera diferenciada el metabolismo de las plantas y puede originar cambios en la acumulación de azúcares en las hojas, lo cual sería un parámetro deseable en términos de calidad nutricional de los alimentos.

Al exponer las plantas a ambientes previamente modificados por coberturas de colores, su funcionamiento se ve influenciado de distintas formas, lo que afecta igualmente su crecimiento y desarrollo. Cuando el crecimiento vegetativo incrementa con determinado color de cobertura, generalmente aumentan también la producción y la calidad del producto cultivado, debido, ante todo, al efecto positivo que genera la calidad de la luz disponible y la eficiencia fotosintética del vegetal bajo esas condiciones en particular (Paniagua et al., 2015).

Paniagua et al. (2015), menciona que la luz blanca combinada con luz roja y luz azul puede ser una buena estrategia de manejo para muchos cultivos en ambientes controlados, como en el caso de cultivos bajo invernadero o en cultivos in vitro, las plantas absorben fotones en los rangos del azul y el rojo del espectro, que la absorción de fotones en el rango del verde y el rojo lejano es muy débil, y que la mayoría de esos fotones son reflejados por las plantas en forma de radiación difusa.

El crecimiento de plantas y hortalizas en ambiente controlado requiere de nutrimentos, agua, CO<sub>2</sub>, temperatura y luz para un óptimo desarrollo. Diversas investigaciones han mostrado la influencia de la luz, como factor para controlar morfogénesis y crecimiento en plantas. Características de la luz, como longitud de onda, dirección, intensidad y duración, proporcionan a las plantas señales que monitorean a través de fotorreceptores altamente sensibles y lo traducen a señales celulares, que afectan los mecanismos endógenos de control de crecimiento y diferenciación. Como consecuencia, la luz modula una variedad de procesos en la vida de la planta, tales como germinación, etiolación de la plántula, evitación de sombra e inducción de floración, características definidas colectivamente como fotomorfogénesis (Paniagua et al., 2015).

El uso de la tecnología LEDs ha emergido como una opción atractiva para el crecimiento de plantas en ambiente controlado Yeh y Chung (2009), un menor consumo de energía (ahorro en costos del 40%), mayor vida útil del dispositivo en comparación a otros sistemas de iluminación, mayor velocidad de conmutación, mejor control del color y mayor intensidad luminosa son algunos de los beneficios de esta tecnología (Paniagua et al., 2015).

En la última década, se ha alcanzado un desarrollo espectacular de los LEDs y su optimización ha permitido que resulten económicos como fuentes de irradiación para el crecimiento de las plantas, tanto en invernaderos como en cámaras de crecimiento controlado, para aplicaciones de cultivos hidropónicos, aeropónicos o de cultivo en suelo o sustrato (Martín et al., 2010).

### **3. Los pigmentos fotorreceptores en las plantas, la fotosíntesis**

Las plantas utilizan el espectro de luz similar al que capta el ojo humano, pero a diferencia de los humanos, éstas captan principalmente la luz roja y la luz azul.

La molécula que tienen las plantas que es capaz de absorber la luz solar y utilizar su energía para transformar el agua y el dióxido de carbono en oxígeno y moléculas orgánicas complejas es la clorofila. Este proceso se denomina fotosíntesis. La clorofila es un fotorreceptor (receptor de fotones) que se encuentra en los cloroplastos de las plantas y confiere a las mismas la coloración verde (Urrestarazu, 2018).

Principalmente existen en las plantas superiores dos tipos de clorofilas, la clorofila a y la clorofila b que difieren poco entre ellas. Esta pequeña diferencia hace que capten luz ligeramente de diferentes longitudes de onda, complementándose ambas sustancias en la absorción de luz solar. Las clorofilas de las plantas absorben la luz roja y azul del espectro de luz, reflejando a nuestra vista la luz verde, que no es absorbida por ellas, siendo esta la razón por la cual vemos las plantas de color verde (Urrestarazu, 2018).

Pero en las plantas no solo existen los pigmentos verdes de la clorofila; también existen los denominados pigmentos accesorios (carotenoides, xantofilas) y sustancias fenólicas (flavonoides, antocianinas, flavones y flavonoides) que captan otros colores y proporcionan las coloraciones variadas de frutas y flores que atraen a insectos y aves, además pueden contribuir a proteger a los tejidos de la radiación excesiva (Urrestarazu, 2018).

Además de las antes mencionadas existen otras sustancias que absorben la luz de distinta longitud de onda y que se denominan fotorreceptores, estos son:

- Fotorreceptor específico para la luz ultravioleta, el UVR8.
- Las fototropinas inciden en la ubicación de los cloroplastos y en la apertura estomática, absorben luz azul.
- Los criptocromos captan estímulos externos relacionados con la luz y controlan el reloj interno de las plantas. Además, están relacionados con las respuestas morfogénicas, como la inhibición del alargamiento de los tallos, la expansión de los cotiledones, la producción de antocianos y la floración fotoperiódica. Absorben fotones de las longitudes de onda de UV (ultravioleta), azul y verde.
- Los fitocromos se encargan principalmente de hacerlas florecer y de generar semillas. Afectan a la elongación de los tallos, la expansión de las hojas, el “Síndrome de huida de la sombra” (Shade avoidance) y perciben los cambios entre las proporciones de luz roja y roja lejana (Urrestarazu, 2018).

#### **4. El fitocromo y el fotoperiodo**

De acuerdo a Urrestarazu (2018), la luz juega un papel primordial en el desarrollo de las plantas. De hecho, existen tres procesos que dependen de la luz:

- El fototropismo, que son los movimientos hacia la luz y que dependen principalmente de la luz azul (Urrestarazu, 2018).
- El fotoperiodismo, que depende de la relación entre el color rojo y el rojo lejano y que es la respuesta a la longitud del día en las diferentes estaciones del año (Urrestarazu, 2018).

- La fotomorfogénesis, que es el crecimiento y desarrollo vegetal que está directamente controlado por la luz, en especial por la luz azul (Urrestarazu, 2018).

El efecto de la duración del día sobre la floración se denomina fotoperiodismo. Se trata de la respuesta biológica de las plantas a las proporciones de horas de luz y de oscuridad que ocurren diariamente, y que varían a lo largo de año (Urrestarazu, 2018).

## **5. La luz como factor de crecimiento**

La luz tiene dos funciones importantes en el crecimiento de las plantas: como fuente de energía para la fotosíntesis, pues sin su participación las plantas superiores no pueden crecer, y como un estímulo, por ejemplo, para el control del crecimiento de las plantas, o para regular el momento de la floración o la morfogénesis (Casierra & Peña, 2015).

Por lo tanto, el crecimiento de las plantas y su desarrollo a veces se alteran como respuesta a los cambios en el color de la luz reflejada. Por otro lado, debido a la gran variación de las condiciones de iluminación natural y a su carácter sésil, las plantas se ven obligadas a aclimatare a nivel celular y molecular ante los cambios en la oferta ambiental. Los cambios en la intensidad o en la calidad de la luz inducen alteraciones en los estados de oxidación y reducción (redox) de la cadena transportadora de electrones para la fotosíntesis, que actúa como inicio de las respuestas de aclimatación compensatorias, incluidos los ajustes funcionales y estructurales de la fotosíntesis y el metabolismo de electrones para la fotosíntesis, que actúa como inicio de las respuestas de aclimatación compensatorias, incluidos los ajustes funcionales y estructurales de la fotosíntesis y el metabolismo (Casierra & Peña, 2015).

## **6. Las experiencias de la NASA con LEDs y OLEDs**

Las de mayor importancia son las procedentes de la NASA. Investigadores del Centro Espacial Kennedy de la NASA han venido trabajando, desde hace tres años, sobre la utilización de LEDs en un sistema de provisión de hortalizas capaz de cultivar y cosechar vegetales en el espacio. En este sistema, se comenzó utilizando LEDs inorgánicos cada uno de los cuales emitía un espectro estrecho e incoherente y cuyo color dependía de la composición del material semiconductor utilizado. Para convertir estas fuentes puntuales de luz en lámparas de iluminación de estado sólido (Solid-State Lighting Lamps, SSL) capaces de producir una salida luminosa uniforme y homogénea, se precisó utilizar componentes ópticos. Tales componentes presentaron la desventaja de un aumento del peso y el espacio requerido para el equipo de iluminación en el sistema, con lo que se hizo preciso arbitrar una mejor solución. Esta solución fue la utilización de diodos orgánicos emisores de luz (Organic Light Emission Diodes, OLEDs). Estos diodos son dispositivos que se basan en una capa electroluminiscente formada por una película de componentes orgánicos que reaccionan, a una determinada estimulación eléctrica, generando y emitiendo luz por sí mismos (Martín et al., 2010).

## **B. ACELGA (*Beta Vulgaris* L)**

La acelga (*Beta vulgaris*) tiene un importante valor nutricional y medicinal, posee cantidades mínimas de hidratos de carbono, proteínas y grasas, dado que su mayor peso se lo debe a su elevado contenido en agua, es rica en nutrientes reguladores, sales minerales y fibra, sus hojas más externas son las más vitaminadas. En la acelga el mineral más abundante es el potasio, sin embargo contiene magnesio, sodio, yodo, hierro y calcio (Ruddy, Pacheco, & Sossa, 2018).

### **1. Origen**

El origen de la acelga está vinculado a las tierras bañadas por el Mar Mediterráneo, sur de Europa y Norte de África, y algunos expertos consideran Italia como primera referencia para su utilización en la alimentación (Agrolanzarote, 2012).

### **2. Descripción Botánica**

Se trata de una planta bianual, de ciclo largo cuyo sistema radicular presenta una raíz bastante profunda y fibrosa que protege los nutrientes del suelo en el que es cultivada sin agotarlos. Sus hojas son la parte comestible mostrándose ovales, suavemente acorazonadas, con marcados nervios que nacen desde la zona central del tallo y un color uniforme que abarca toda la gama de verdes, dependiendo de la variedad. Las pencas son largas, anchas y carnosas, con tonos blancos, amarillentos e incluso rojos. Tras un periodo de temperaturas bajas ofrecen una floración con flores solas o en grupos de dos o tres, con cáliz verdoso compuesto por 5 sépalos y 5 pétalos. Su fruto contiene en el interior 3-4 semillas (Agrolanzarote, 2012).

### **3. Taxonomía**

Reino: Vegetal, Clase: Angiospermae, Subclase: Dicotysoneae, Orden: Centrospernales  
Familia: Chenopodiaceae, Género: *Beta*, Especie: *vulgaris* var. *ciela* (Proaño, 2015).

### **4. Variedades comerciales**

De acuerdo a Proaño (2015) se mencionan las siguientes variedades:

**Fordhook giant:** Hojas verde claro y pencas amarillos verdosas. Crece con rapidez y se adapta a muchos climas.

**Amarilla de Lyon:** Es la variedad de acelga más ampliamente cultivada. Esta variedad produce hojas abundantes con las pencas de color blanco y las hojas verde amarillentas.

**Gigante carmesí:** Hojas verde oscuro brillante. Tallos carmesí. Especialmente valiosa para comer muy tierna.

**Brightlights:** Llamada así por la variedad de colores de las pencas que pueden ser rojos, amarillos, blancos, anaranjados, verdes o violetas. Resulta muy sabrosa y decorativa tanto en el jardín como encima del plato.

**Bright yellow:** Posee pencas de un amarillo brillante, muy destacadas en el jardín.

**Lucullus.** Posee pencas blancas y hojas amplias de color verde claro. Variedad muy productiva y sabrosa.

Ruibarbo: Pencas de color rojo oscuro y hojas verde brillante oscuro con envés rojizo.

## 5. Composición nutricional

**Cuadro 1.** Composición nutritiva de la acelga en 100g de producto

Compuesto	Unidad	Cantidad	Compuesto	Unidad	Cantidad
Energía	Kcal	41	Yodo	ug	35
Proteínas	g	2	Magnesio	mg	71
Lípidos	g	0,4	Zinc	mg	0,02
Totales					
Hidratos de carbono	g	4,5	Sodio	mg	147
Fibra	g	5,6	Potasio	mg	550
Agua	g	87,5	Fósforo	mg	40
Calcio	mg	113	Selenio	mg	0,9
Hierro	mg	3	Tiamina	mg	0,07
Folatos	ug	140	Vitamina E	mg	0,03
Vitamina C	mg	20	Riboflamina	mg	0,06
Vitamina A	ug	183	E. niacina	mg	2,1
Vitamina D	ug	0	Vitamina B	mg	0

**Fuente:** (Chard, 2013)

## 6. Requerimientos edafoclimáticos

### a. Humedad

La acelga es una planta que necesita de humedad, especialmente en su etapa de desarrollo. En este periodo se debe mantener la tierra húmeda. En plantas que han existido ya algunos cortes a consecuencia de la cosecha se vuelven más resistentes a la sequía, aunque la calidad de las hojas disminuye considerablemente. En etapas calurosas, las plantas necesitan una humedad aún mayor, pero de ninguna manera se debe encharcar los surcos, puesto que esto sería una entrada para la proliferación de enfermedades. La humedad relativa que la acelga necesita está comprendida en un 60% en cultivos en invernadero, y en siembra directa se puede adaptar hasta un 40% (Pernasetti & DiBarbaro, 2012).

### b. Luminosidad

Manifiesta que no requiere excesiva luz, perjudicándole cuando ésta es elevada, especialmente si le acompaña altas temperaturas (Costa, 2015).

### c. Temperatura

En el desarrollo vegetativo las temperaturas están comprendidas entre un mínimo de 6°C y un máximo de 27 a 33° C, con un medio óptimo entre 15 y 25° C. Las temperaturas de germinación están entre 5°C de mínima y 30 a 35°C de máxima, con un óptimo 18 y 22° (Costa, 2015).

#### d. Cosecha

Según (Costa, 2015) la cosecha puede hacerse de dos maneras: Ya sea recolectando las plantas cuando tengan un peso comercial que varía entre 0,75 y 1 Kg de peso, o bien de la otra manera recolectando paulatinamente las hojas mientras estas se encuentran en un tamaño adecuado de comercialización

El período de cosecha varía según las diferentes zonas climáticas:

Zona Fría: Días a la madurez: 50 - 60.

Zona Cálida Templada: Días a madurez: 55 - 65.

La dimensión de las hojas a cortar se establece por los costos en el mercado, pero cuando tienen de 10 a 15 cm ya se puede iniciar el corte. La longitud de las hojas es un indicador visual en el momento de la cosecha; entre 18 a 25 cm es una longitud óptima para ser cortadas lo ideal es cosechar en horas del día, pues tienen mejor conservación. Lo importante es que se mantengan frescas de 24 a 48 horas, es recomendable cortar las hojas con cuchillos o navajas bien afilados, evitando dañar el cogollo o punto de crecimiento, ya que podría provocarse la muerte de la planta. De esta forma se puede obtener una producción media de 15 kilos por metro cuadrado (Costa, 2015).

#### e. Post-Cosecha

La técnica post-cosecha es el agregado de prácticas a la post-producción que incluyen limpieza, lavado, selección, clasificación, desinfección, secado, empaque y almacenamiento de la acelga, que se aplican para eliminar elementos no deseados, mejorar la presentación del producto y cumplir con normas de calidad establecidas, tanto para productos frescos, como para procesados (Costa, 2015).

#### f. Selección de hojas para la comercialización.

Una vez recolectadas las hojas, estas son seleccionadas, deben desecharse todas las hojas que se encuentren en mal estado o en descomposición, marchitas o infestadas de insectos u otras plagas. Posteriormente son clasificadas de acuerdo a su tamaño para así ser embaladas, transportadas si existiera el mercado y comercializadas (Costa, 2015).

#### g. Almacenamiento

Las hojas luego de su recolección y embalaje, tienen un periodo corto para mantenerse verdes, especialmente a temperatura ambiente, por ello el plazo entre la recolección, la venta o el consumo debe ser lo más rápido posible, incluso cuando se conservan en cámaras refrigeradas, la mayor parte de ellas solo duran dos semanas en buenas condiciones. Lo ideal sería que llegarán al consumidor dentro de 2 días posteriormente a la cosecha. La temperatura óptima de almacenamiento y conservación es de 1 a 4 °C, con una humedad relativa de 90% con esto puede permanecer en buen estado entre 8 a 10 días (Costa, 2015).

## C. AEROPONÍA

El término aeroponía se deriva de los términos griegos *aero* y *ponos* que significan respectivamente aire y trabajo; siendo este un proceso para cultivar plantas en un entorno aéreo o de agua nebulizada sin hacer uso del suelo. La aeroponía es un tipo de agricultura moderna, avanzada, y de alta tecnología, en el cual las plantas crecen suspendidas en el aire, utilizando el reciclaje de nutrimentos de la niebla que los asperjea, a través del sistema de riego, que es suministrado periódicamente en forma de nebulización o rocío, permitiendo así un mayor crecimiento y desarrollo de los cultivos (Rendón, 2013).

Por otro lado en este sistema de cultivo es muy importante mantener el agua con un alto grado de oxigenación y, todos los parámetros en estado adecuado, pH, EC y temperatura (Esquivel, 2017).

### 1. Cómo funciona la aeroponía

Si la hidroponía es el cultivo de plantas utilizando el agua como sustrato, la aeroponía da un paso más allá: el medio en el que viven las plantas es el aire. Y es que la aeroponía es el sistema más rápido para cultivar plantas. De forma similar a la hidroponía, tenemos que sostener las plantas de forma que mantengamos las raíces en un espacio total o parcialmente cerrado. Las sales necesarias se hacen llegar en una solución de nutrientes por medio de un spray o vaporización y entran en contacto con las raíces de las plantas. Desde gotas de tamaño normal a una neblina de micro gotas de 50 micrómetros o menos (lo que usan en la NASA), éstas facilitan la humedad y transporte de nutrientes necesarios, permitiendo además que la raíz tome todo el oxígeno y CO<sub>2</sub> que necesiten del aire (Esquivel, 2017).

### 2. Tipos de sistemas aeropónicos

De acuerdo a Rendón (2013), existen sistemas aeropónicos que permiten la producción de diversos cultivos, los más utilizados en la agricultura protegida son los que se describen a continuación:

#### a. Sistemas de baja presión

Este sistema de producción suele ser adecuado principalmente para el cultivo de lechuga, fresa y para demostraciones de los principios de aeroponía. Es frecuente en la mayoría de los jardines que se encuentra establecidos bajo sistemas aeropónicos; este consiste en la conexión de una bomba de baja presión, que arroja la solución nutritiva mediante transductores de ultrasonido que logran drenar en el depósito. En este caso las plantas logran crecer hasta alcanzar la madurez dentro de estas unidades, aunque tienden a sufrir a causa de tener zonas secas en las partes de sus raíces, lo cual impide una adecuada absorción de nutrientes. Otro inconveniente que presenta este tipo de sistema es que no poseen purificadores de nutrientes, ni remoción de desechos y patógenos indeseables (Rendón, 2013).

#### b. Sistemas de alta presión

Los sistema de aeroponía en alta presión incluye tecnologías para la purificación del aire y el agua, la esterilización de nutrientes, polímeros livianos y sistemas de suministro de nutrientes presurizados. Aquí la niebla es generada por una bomba de alta presión a diferencia del sistema anterior; normalmente esta técnica se utiliza en cultivos de cosecha con alto valor económico,

que logran compensar los altos costos de instalación de este método en la agricultura (Rendón, 2013).

c. Sistema comerciales

Incluyen equipos con un control de fluidos prevención de enfermedades, resistencia a patógenos, cronometraje de precisión, presurización de soluciones nutritivas, sensores de calefacción y refrigeración, control térmico de soluciones, iluminación con eficientes flujos de fotones, filtros de amplios espectros, protección con sensores a prueba de fallas, mantenimiento reducido, ahorro de trabajo, e innovaciones para la viabilidad a largo plazo y sistemas biológicos que incluyen mejorar la vida vegetal y maduración de los cultivos (Rendón, 2013).

d. Sistema aeropónico en contenedores

Este consiste en la aspersión de la solución nutritiva que va en la parte media del contenedor de plástico, y en la parte inferior consta de un tubo de drenaje que permite la recirculación de esta, para proporcionarle los nutrimentos adecuados al cultivo (Rendón, 2013).

e. Sistemas de NFT modificados o recirculantes.

El sistema de NFT fue desarrollado en la década de los sesenta por el doctor Allan Cooper en Inglaterra, ha sido utilizado en forma comercial en más de 68 países. El NFT es la técnica de la película de nutriente recirculante en el sistema hidropónico y actualmente en el aeropónico, también es el más popular en la producción de cultivos de hortalizas especialmente de hojas bajo invernadero a nivel mundial (Rendón, 2013).

f. Sistema acropónico vertical

Existen diferentes sistemas verticales, hay algunos llamados rotacionales, los cuales suelen llamarse estrellas productivas debido a la forma que toman los tubos cuando se encuentran instalados para la producción comercial y para optimizar el espacio dentro del invernadero. Estos tubos, giran constantemente para proporcionarle luz a todas las plantas, siendo comúnmente utilizado en el cultivo de lechuga y acelga. Este sistema utiliza tubos de PVC de 10 a 15cm de diámetro por 2m de largo, colocados verticalmente y cuenta con aproximadamente 3 perforaciones en las paredes. En la parte media consta de un tubo plástico de 1/2 pulgada en el que se encuentran colocados los nebulizadores (Rendón, 2013).

h. Sistemas aeropónicos en anaqueles triangulares

Es un sistema en el que las plantas crecen en las perforaciones del poliestireno expandido que tiene forma de triángulo cuenta con 3 caras con un metro de ancho y uno de largo cada una, los extremos son sellados totalmente, no permite el paso de luz, Tiene también un sistema de nebulización que asperja de 2 a 3 minutos la solución nutritiva sobre las raíces y en la base se recoge la solución para ser reciclada (Rendón, 2013)..

### **3. Importancia económica de la aeroponía**

Esta novedosa forma de cultivo de numerosas especies de plantas resulta ser muy importante desde el punto de vista estratégico y económico, ya que permite reducir considerablemente la

cantidad de agua y fertilizantes necesaria para la producción de las mismas. Estos factores resultan ser de suma importancia, ya que en grandes áreas semidesérticas del mundo, se están reduciendo las reservas de aguas superficiales y además se están abatiendo los acuíferos subterráneos que proveen aguas fósiles que tienen miles de años almacenadas en los acuíferos, y que difícilmente se volverán a recargar con agua de lluvia (Rendón, 2013).

Además, debido a que la aeroponía permite aportar de forma precisa la cantidad de elementos nutritivos que necesita la planta en cada fase de su desarrollo, se logra conseguir una producción más sostenible desde el punto de vista medio ambiental y económico (Rendón, 2013).

#### **4. Ventajas de la aeroponía**

De acuerdo a Zepeda (2012):

- La principal ventaja que aporta la aeroponía es la excelente aireación que el sistema proporciona a las raíces, uno de los factores limitantes con los que cuenta la hidroponía.
- Basta tan solo considerar que la cantidad de oxígeno disuelto en el agua se mide en mg/L, o partes por millón (ppm), siendo de 5-10 mg/L a 20° C, mientras que la cantidad de oxígeno disuelto en el aire se mide en porcentaje (21%), lo que nos indica que la concentración de oxígeno en el aire es del orden de 20.000 veces más elevada que la concentración del mismo gas disuelto en el agua.
- La principal ventaja ecológica de los aeropónicos es la conservación de agua y energía. Comparado con los hidropónicos, los aeropónicos ofrecen unos requerimientos de agua y energía menores por cada metro cuadrado de cultivo.
- Los principales inconvenientes que presentan los sistemas aeropónicos tradicionales son: el costo elevado de la instalación y las obstrucciones de las boquillas de pulverización que pueden producirse si no se dispone de presión suficiente y una instalación adecuada.

#### **5. Desventajas**

De acuerdo a Zepeda (2012):

- Depende de energía eléctrica constante. Si hay un mal manejo de solución nutritiva, se puede afectar la producción total del sistema.
- Si hay descuido en la higiene, las raíces de todas las plantas se pueden infectar con virus, bacterias y hongos. Se requiere un cuidado extremo con la higiene

#### **6. Componentes de un sistema aeropónico**

De acuerdo con lo señalado por Rendón (2013), los componentes de este sistema son los siguientes:

- Tanque: Es utilizado para el almacenamiento de las soluciones nutritivas y la concentración de esta dependerá del número de plantas a cultivar y del tamaño del contenedor.

- Electrohomba: La potencia de la bomba, dependerá de la cantidad del área de producción y funciona como impulsor de las soluciones de nutrimentos para las plantas, que empieza desde el tanque hasta la tubería de distribución y nebulizadores.
- Tanque electro neumático: Su principal función es aumentar la presión que ejerce con la finalidad de asperjar la solución nutritiva al interior del contenedor, donde las raíces se encuentran suspendidas en el aire, para proporcionarle todos los nutrientes adecuados que la planta necesite.
- Tubería de distribución: Sirve para hacer recircular la solución nutritiva para que logre salir en forma nebulizada hacia la raíz del cultivo.
- Tubería de recolección o drenaje: Funciona como recolección de la solución nutritiva que se distribuye por la base del contenedor y las lleva hacia el tanque donde se vuelve a almacenar.
- Reloj programador (timer): Este tiene como función controlar el encendido y apagado de la electrobomba en diferentes intervalos de tiempo según la programación del riego.
- Filtro de anillo: Este retiene posibles partículas que puedan obstruir los aspersores.
- Aspersor: Se encarga de asperjar la solución nutritiva en gotas muy finas, de tal forma que se encuentren suspendidas en el aire, y se logre formar una niebla.

## **7. Beneficios del oxígeno en las raíces**

La presencia de oxígeno en la rizosfera (zona de las raíces) es necesaria para que haya un crecimiento saludable de la planta. Como los aeropónicos se cultivan con aire en combinación con micro gotas de agua, casi cualquier planta puede crecer hasta la madurez en el aire, siempre y cuando cuente con suficiente oxígeno, agua y nutrientes. Algunos cultivadores favorecen los sistemas aeropónicos sobre los hidropónicos debido a que la aireación aumentada de los nutrientes hace que llegue más oxígeno a las raíces de las plantas, estimulando su crecimiento y ayudando a prevenir la formación de patógenos. El aire limpio abastece de oxígeno, el cual es un purificador excelente para las plantas y el entorno aeropónico. Para que la planta tenga un crecimiento natural debe tener acceso sin restricciones al aire. Debe permitirse que las plantas crezcan de forma natural para un desarrollo fisiológico exitoso. Entre más confinado sea el sistema, mayor será la probabilidad de que la presión enferme la planta y al entero sistema aeropónico (Zepeda, 2012).

## **D. SOLUCIONES NUTRITIVAS.**

La solución nutritiva consiste en agua con oxígeno y los nutrimentos esenciales en forma iónica. Algunos compuesto orgánicos como los quelatos de fierro también forman parte de la solución. Para que la solución tenga disponibles los nutrientes que contiene, debe ser una solución verdadera, todos los iones se deben encontrar disueltos. La pérdida por precipitación de una o varias formas iónicas de los nutrimentos puede ocasionar su deficiencia en la planta. Además de este problema se genera un desbalance en la relación mutua entre los iones. Las necesidades nutrimentales que tienen las plantas son satisfechas con los nutrimentos que se suministran en la solución nutritiva. La cantidad de nutrimentos que requieren las plantas depende de la especie, la variedad, la etapa fenológica y las condiciones ambientales (Hernández, 2016).

### **1. Conductividad eléctrica de la solución nutritiva**

De acuerdo a Hernández (2016), Existe una relación directa entre la concentración de nutrimentos y la conductividad eléctrica de la solución. Al aumentar la conductividad eléctrica, la planta debe destinar mayor energía para absorber agua y nutrientes, este desgaste de energía puede ser en detrimento de energía metabólica. El conjunto de estos fenómenos puede reflejarse en una disminución del desarrollo de la planta.

La conductividad eléctrica de la solución nutritiva influye en la composición química de las plantas, al aumentar la conductividad aumenta la concentración de  $K^+$  en las plantas a expensas principalmente de  $Ca^{2+}$ . También se incrementa la concentración de P y en menor medida de  $NO_3$ , ambos a costa de  $SO_4$ .

Esta respuesta se presenta en cualquier etapa de desarrollo. A medida que la solución aumente su conductividad eléctrica, disminuye la capacidad de la planta para absorber agua y nutrimentos. Pero una solución nutritiva con conductividad eléctrica menor que la que requieren las plantas induce deficiencias nutrimentales. Al aumentar la conductividad eléctrica a más de 6 dS m<sup>-1</sup>, además de inducir una deficiencia hídrica, aumenta la relación  $K^+$  ocasionando desbalances nutrimentales. No todos los nutrientes son afectados en igual medida, los que se mueven por flujo de masas como el  $Ca^{2+}$  y en menor medida el  $Mg^{2+}$ , se absorben en menor cantidad, de esta manera se induce deficiencia de  $Ca^{2+}$ .

El rango de conductividad eléctrica para un adecuado crecimiento del cultivo se encuentra entre 1.5 a 2.5 mS/cm. Se recomienda realizar esta evaluación por lo menos una vez por semana en las etapas de post-almácigo y trasplante definitivo (Zepeda, 2012).

### **2. pH En la solución nutritiva**

El pH indica el grado de acidez o alcalinidad de una solución. Si una solución es ácida su valor es menor a 7, si es alcalina su valor es mayor a 7 y si es neutra su valor es 7. La disponibilidad de nutrientes varía de acuerdo al pH de la solución nutritiva, por eso es recomendable mantenerlo dentro de un rango que va de 5.5 a 6.5 en el cual los nutrientes están disponibles para la planta (Rendón, 2013).

Para disminuir el pH se agrega ácido sulfúrico, ácido fosfórico o ácido nítrico y para aumentar el pH se debe adicionar una base o álcali como hidróxido de potasio o hidróxido de sodio (excepto para aguas con niveles significativos de sodio). Éstos ácidos y bases se deben utilizar

diluidos a concentraciones de 1N. Se sugiere el uso de un pH metro o cinta de pH para el control de éste parámetro. Asimismo, se recomienda calibrar el pH metro con una solución tampón (buffer) antes de utilizarlo (Zepeda, 2012).

### **3. Temperatura de la solución nutritiva**

Temperatura de la solución nutritiva La temperatura de la solución nutritiva influye en la absorción de agua y nutrimentos. Tiene un efecto mayor en la absorción de P que en N y agua. El agua además de disolver las sales que corresponden a los nutrimentos, en forma natural se disuelve el oxígeno que requieren las raíces de las plantas (Hernández, 2016).

La temperatura de la solución tiene una reacción directa con la cantidad de oxígeno consumido por la planta e inversa con el oxígeno disuelto en la solución nutritiva. A una temperatura menor de 22°C el oxígeno disuelto en la solución es suficiente para abastecer la demanda de este nutrimento; sin embargo, el requerimiento es pequeño debido a que se reduce la velocidad de un buen número de procesos fisiológicos, entre ellos la respiración y, por lo tanto, también se reduce el crecimiento en la planta. A temperaturas mayores a 22°C las condiciones son contrarias, la demanda de oxígeno no es satisfecha por la solución debido a que a mayor temperatura aumenta la difusión de este gas. Con altas temperaturas de la solución nutritiva también se aumenta el crecimiento vegetativo en una magnitud mayor que la deseable (Hernández, 2016).

## **VI. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **A. CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR**

#### **1. Localización**

La presente investigación se la lleva a cabo en el departamento de Horticultura de la carrera de ingeniería agronómica, facultad de Recursos Naturales de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo (**ESPOCH**), ubicada en la parroquia Iizarzaburu, Cantón Riobamba, Provincia Chimborazo.

#### **2. Ubicación geográfica**

Latitud: 9817945 UTM

Longitud: 758141 UTM

Altitud: 2838 msnm

#### **3. Condiciones climáticas dentro del invernadero**

a. Temperatura: 40-50°C

b. Humedad Relativa: 30-40%

#### **4. Clasificación ecológica**

Según Holdridge (1992), la zona en la que se encuentra el área de investigación pertenece a estepa espinosa Montano bajo (eeMB).

### **B. MATERIALES Y EQUIPOS**

#### **1. Material biológico**

Semillas de acelga (*Beta vulgaris* subsp. *Vulgaris* L.) var. Ford Hook Giant, plántulas de acelga.

#### **2. Materiales**

Bandejas de espuma flex, turba BM2, módulo de producción aeropónica, jarras de 1L, vasos térmicos de 2,5 oz, vasos plásticos, esponja, flexómetro, regla, baldes, manguera, mascarilla, guantes, jeringuillas de 25ml y 50ml, estilete, planchas de espuma flex, marcador permanente negro, cinta adhesiva masqui, bolsas de papel, fundas plásticas.

### **3. Equipos**

Sistema de aireación, 1 bomba de caudal, cámara fotográfica, balanza, pH metro, conductímetro, estufa, 2 lámparas LEDSs, estufas, temporizador o timer.

### **4. Fertilizantes**

Nitrato de calcio, sulfato de amonio, micronutrientes, 10-52-10, Agronutri K plus, Super K, Nitroplus.

### **5. Materiales de oficina**

Esferográficos, lápiz, borrados, libreta, memoria USB, computadora, regla, impresora, calculadora

## **C. MÉTODOS**

Se evaluarán los siguientes parámetros:

#### a. Determinación del porcentaje de prendimiento de la acelga

Se determinó el porcentaje de prendimiento en la acelga, bajo el sistema aeropónico, después de 8 días de colocada la plántula en el sistema.

#### b. Número de hojas

Se contabilizó el número de hojas de las plantas a los 15, 23, 31, 39 días y a la cosecha.

#### c. Altura de la planta

Se midió la altura de la planta, a los 15, 23, 31, 39 días y a la cosecha, considerando la base del tallo y la parte más alta de la planta.

#### d. Longitud de la raíz

Se midió la longitud de la raíz de la planta, a los 15, 23, 31, 39 días y a la cosecha, desde la base del cuello hasta el ápice radicular.

#### e. Contenido de clorofila

Se midió el contenido de clorofila presente en las hojas de acelga a los 15, 23, 31, 39 días y a la cosecha empleando el medidor SPAD 502-Plus de clorofila.

f. Diámetro del tallo

Se midió el diámetro del peciolo o penca a los 15, 23, 31, 39 días y a la cosecha.

g. Peso fresco de la parte aérea

Se cosecharon 3 plantas por repetición con un total de 9 plantas por tratamiento a la cosecha, se separó la parte aérea de la radicular e inmediatamente se procedió a pesar.

h. Peso fresco de la raíz

Se cosecharon 3 plantas por repetición con un total de 9 plantas por tratamiento a la cosecha, se separó la parte radicular de la aérea e inmediatamente se procedió a pesar.

i. Peso seco de la parte aérea

La muestra fresca de la parte aérea una vez pesada se colocó en bandejas metálicas y se procedió a llevar a la estufa a 105<sup>0</sup>C de temperatura, hasta mantener pesos constantes, después se colocó en un desecador y luego se procedió a pesar.

j. Peso seco de la raíz

La muestra fresca de la raíz, después de pesada se colocó en bandejas metálicas y se procedió a llevar a la estufa a 105<sup>0</sup>C de temperatura, hasta mantener pesos constantes, después se colocó en un desecador y luego se procedió a pesar.

k. Días a la cosecha

Se estimó los días a la cosecha, desde el momento de colocada la plántula en el sistema hasta que la planta alcanzo la mayor altura y las hojas se visualizaron con tamaño comercial adecuado.

l. Rendimiento neto por parcela neta y por hectárea

Se determinó el rendimiento neto de parcela expresado en kg y se proyectó en kg/ha.

m. Análisis económico

Se determinó el análisis económico de los tratamientos, empleando la relación beneficio-costos, considerando los gastos e ingresos en el sistema aeropónico y luces LEDs.

## **D. MANEJO DEL ENSAYO**

### **1. Construcción del módulo para el sistema aeropónico**

- a. Se procedió a la construcción de los módulos de producción aeropónico, para lo cual se realizó una limpieza previa de las fosas.
- b. Se consideró el área experimental para dividirla en tres tratamientos y posterior a esta incluir las estructuras de madera.

### **2. Adecuación de la base del el sistema aeroponico y su implementación de los bloques con luces LEDs.**

- a. Con el afán de incluir lámparas LEDs a dos de los tres tratamientos, se procedió a diseñar una infraestructura metálica.
- b. Se implementó estructuras de madera MDF de cuatro paredes y techo para los dos tratamientos simulando a un cuarto cerrado.

### **3. Adecuación de nebulizadores**

- a. Se consideró el largo de la unidad experimental y se procedió a instalar las mangueras para la aireación.
- b. Se insertó a lo largo de las dos mangueras los 18 nebulizadores, 9 en cada manguera, y asignando 6 nebulizadores para cada tratamiento.

### **4. Instalación del temporizador o timer**

Se instaló un temporizador electrónico digital para el control del encendido de la bomba con el fin de que se dé el debido suministro del agua mediante nebulización, este se programó con una fracción de 4 minutos por 30 segundos de duración las 24 horas del día y los 7 días de la semana desde que se colocó la plántula en el sistema hasta el momento de la cosecha.

### **5. Producción de plántulas de acelga**

- a. Se procedió al llenado de la bandeja de espuma flex con sustrato de germinación BM2.
- b. Se realizaron orificios en cada sección de la bandeja para la colocación de la semilla de acelga.
- c. Se humedeció el sustrato a capacidad de campo
- d. Se monitoreo humedad hasta la emergencia de la plántula

## **6. Lavado de raicillas de las plántulas previo al trasplante**

Se procedió a lavar cuidadosamente las raíces de cada plántula, retirando el sustrato adherido a éstas.

## **7. Trasplante**

- a. Para el trasplante se verifico el agua en el tanque de 250L, misma que debía estar a una medida de 200lt, se regulo el pH a 6,5 y se dieron ciclos del agua mediante el timer verificando la salida adecuada por cada nebulizador.
- b. Se realizaron orificios en los vasos de 2,5oz para introducir la plántula, se sujetó a la plántula en el vaso mediante una esponja.
- c. Se colocó cada vaso con su respectiva plántula sobre base de espuma flex colocada para cada tratamiento.

## **8. Preparación de las soluciones nutritivas**

- a. Se consideró el requerimiento nutricional para el cultivo de acelga.

### **Cuadro 2:** Requerimientos del cultivo

Datos	ppm /mg/L
N	200
P	100
K	200
Ca	90
Mg	40
S	60

Fuente: Estrada J, 2020.

## **9. Aplicación de solución madre**

- a. Antes de la aplicación de la solución nutritiva en el tanque de 250L, se procedió a regular el pH dejándolo en un rango de 5,5-6,5 empleándose ácido nítrico, esto con la finalidad de evitar bloqueo de nutrientes y facilitar la absorción de los mismos por parte de la planta.
- b. La solución nutritiva se preparó en un 1lt de acuerdo a cada fase fenológica y después se colocó en el tanque de 250L.

#### **10. Monitoreo de pH y conductividad eléctrica**

Se midió cada semana el pH empleando un pH metro portátil dejando la solución en rangos de 5,5-6,5 mientras que para la conductividad eléctrica se consideró rangos de 1,5-2,5 uS/cm, empleando un conductímetro, estos parámetros fueron evaluados después de colocada la planta en el sistema hasta la cosecha.

#### **11. Evaluación de parámetros**

Cada semana después de colocada la planta en el sistema se evaluaron los parámetros acorde a lo detallado en la metodología.

#### **12. Controles fitosanitarios**

Se realizó el monitoreo cada semana, no se aplicó ningún plaguicida al no existir la presencia de plagas ni enfermedades, garantizando un producto inocuo y amigable con el ambiente.

#### **13. Cosecha**

Se estimó los días a la cosecha, desde el momento de colocada la plántula en el sistema hasta que la planta alcanzo la madurez comercial.

## E. ESPECIFICACIONES DEL CAMPO EXPERIMENTAL

### 1. Especificaciones del ensayo experimental

Número de tratamientos	3
Número de repeticiones	3
Número de unidades experimentales	9

### 2. Módulos

Número de módulos	2
Forma de los módulos	rectangular
Longitud de los módulos	2,44m
Ancho de los módulos	1m
Altura de los módulos	1m
Número de divisiones por módulo	3
Nebulizadores por módulo	6
Número de lámparas LEDs por módulo	1

### 3. Plantación

Sistema de plantación	3 bolillos
Número total de plantas por el ensayo	90
Número total de plantas a evaluarse	90
Número total de plantas por repetición	10
Número total de plantas por tratamiento	30

#### 4. Tratamientos en estudio

**Cuadro 3.** Tratamientos de estudio

<b>TRATAMIENTO/ CODIFICACIÓN</b>	<b>DESCRIPCIÓN</b>
T1	Producción aeropónica de acelga sometida a 24 horas con iluminación artificial LEDs de 150W.
T2	Producción aeropónica de acelga sometida a 16 horas con iluminación artificial LEDs de 150W.
T3	Tratamiento testigo, Producción aeropónica de acelga sometida a 12 horas de luz natural día y 12 horas de luz natural nocturna.

**Fuente:** Estrada J, 2020

## F. TIPO DE DISEÑO

### 1. Características del diseño

Se realizará un diseño de tipo **BCA**, bloques completamente al azar, con tres tratamientos y tres repeticiones.

### 2. Esquema del análisis de varianza

**Cuadro 4:** Se realizará un análisis de varianza, ADEVA

Fuente de variación	Fórmula	gl
TOTAL	$(R*T)-1$	8
REPETICIONES	$R-1$	2
TRATAMIENTOS	$T-1$	2
ERROR	$(R-1)(T-1)$	4

Fuente: Estrada J, 2020.

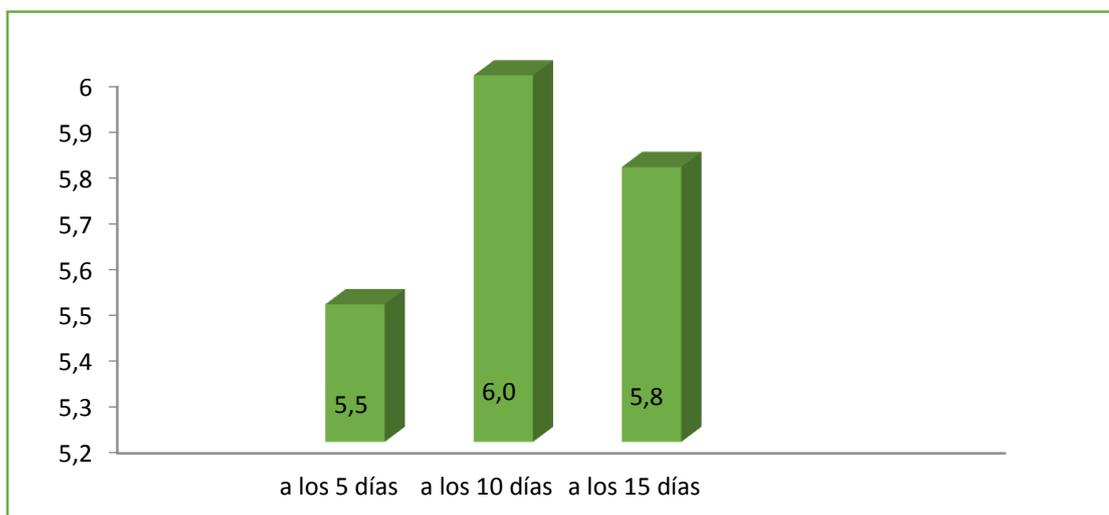
### 3. Análisis funcional

- a. Para separar media se utilizó la prueba de TUKEY al 5%.
- b. Se realizó el análisis económico mediante la relación beneficio costo.
- c. Se determinará el coeficiente variación expresado en porcentaje.

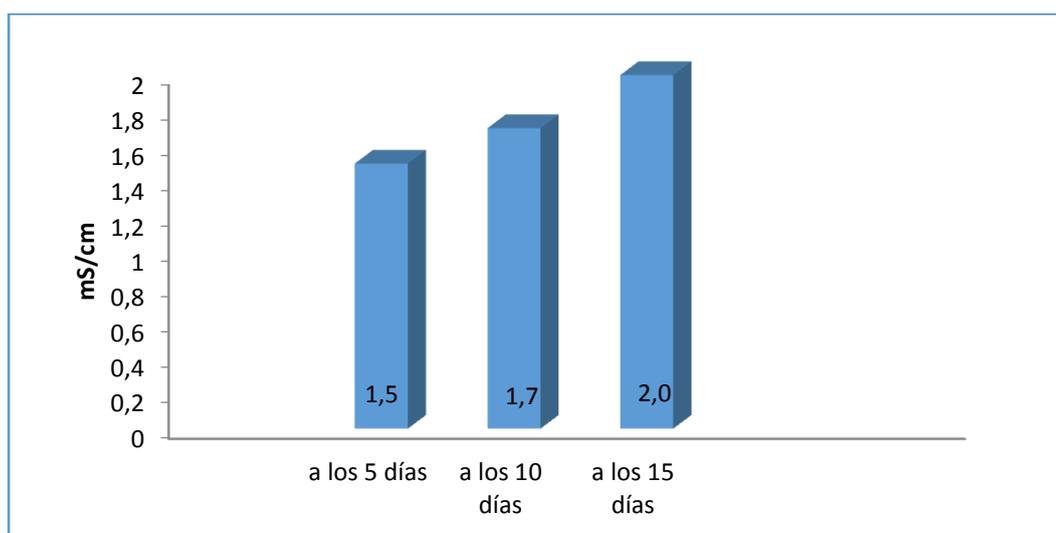
## VII. RESULTADOS Y DISCUSION

### A. PORCENTAJE DE PRENDIMIENTO

El porcentaje de prendimiento en todos los tratamientos a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema, fue del 100%, esto se debió al correcto manejo del pH y C.E que se encontró entre 5,5 y 6,0 y la CE 1,5 a 2,0 mS/cm en la solución del sistema, lo que garantizó un alto porcentaje de prendimiento, lo que concuerda con Rendón, (2013) quién manifiesta que la disponibilidad de nutrientes varía de acuerdo al pH de la solución nutritiva, por eso es recomendable mantenerlo dentro de un rango que va de 5.5 a 6.5 en el cual los nutrientes están disponibles para la planta y a su vez lo mencionado por Zepeda, (2012) quién menciona que el rango de conductividad eléctrica para un adecuado crecimiento del cultivo se encuentra entre 1.5 a 2.5 mS/cm. Se recomienda realizar esta evaluación por lo menos una vez por semana en las etapas de post-almácigo y trasplante definitivo. (Gráfico 2) y (Gráfico 3)



**Gráfico 2.** pH del agua a los 5, 10 y 15 días después de colocada la plántula en el sistema



**Gráfico 3.** Conductividad eléctrica del agua a los 5, 10 y 15 días después de colocada la plántula en el sistema.

## B. ALTURA DE LA ACELGA (*Beta vulgaris* L.), variedad FORD HOOK GIANT

### 1. Altura de la planta en cm a los 15 días después de colocada en el sistema.

El análisis de varianza para la altura de la planta a los 15 días después de colocada en el sistema, no presentó diferencias significativas para ninguno de los factores (Cuadro 5).

**Cuadro 5.** Análisis de Varianza para altura de la planta a los 15 días después de colocada en el sistema.

<b>F.V</b>	<b>SC</b>	<b>Gl</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>p-valor</b>	<b>Sign.</b>
<b>REPETICIONES</b>	0,97	2	0,48	1,39	0,3490	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	0,84	2	0,42	1,21	0,3888	ns
<b>Error</b>	1,40	4	0,35			
<b>Total</b>	3,21	8				
<b>CV</b>	7,57%					

**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

## 2. Altura de la planta en cm a los 23 días después de colocada en el sistema.

El análisis de varianza para la altura de la planta a los 23 días después de haber sido colocada en el sistema presentó diferencias altamente significativas para tratamientos, con un coeficiente de variación de 11,40%, (Cuadro 6).

**Cuadro 6.** Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 23 días después de colocada en el sistema.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	2,04	2	1,02	1,02	0,4386	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	43,91	2	21,95	21,93	0,0070	**
<b>Error</b>	4,00	4	1,00			
<b>Total</b>	49,96	8				
<b>CV</b>	11,40%					

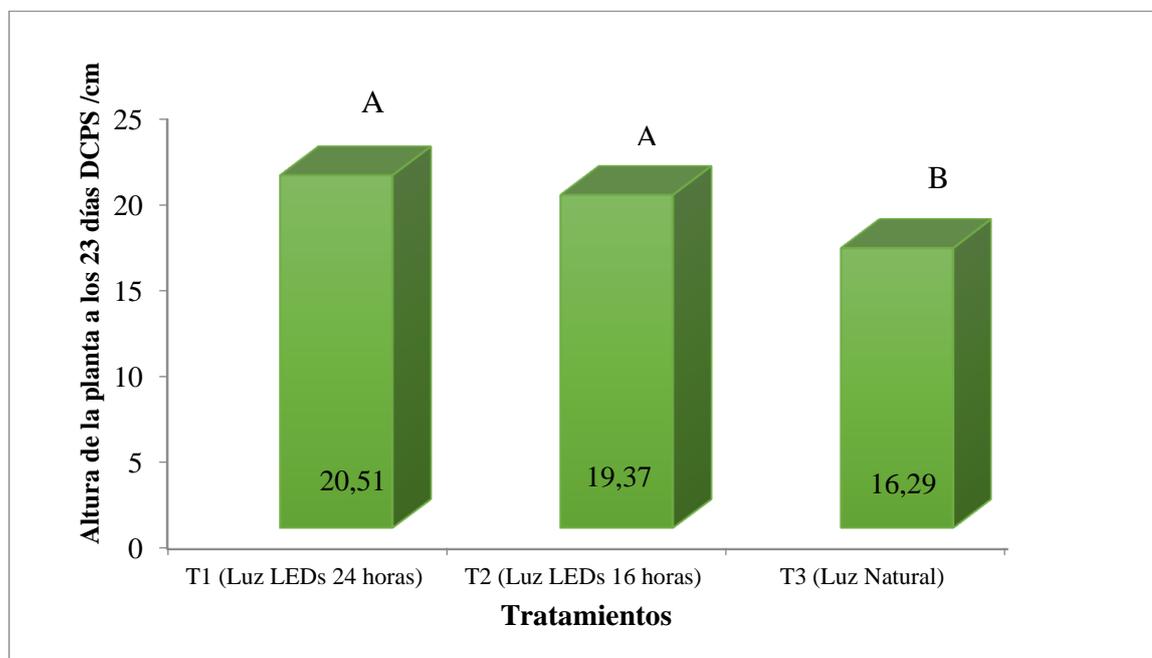
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para altura de planta a los 23 días para tratamientos presentó dos grupos estadísticos (Gráfico 4), el grupo A corresponde a tratamientos T1 (Luz LEDs 24 horas) y T2 (Luz LEDs 16 horas) con medias 20,51 y 19,37 cm respectivamente, en el grupo B se ubicó el tratamiento T3 (Luz Natural) con una media de 16,29 cm.



**Gráfico 4:** Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 23 días después de colocada en el sistema.

### 3. Altura de la planta en cm a los 31 días después de colocada en el sistema.

El análisis de varianza para la altura de la planta a los 31 días después de colocada en el sistema presento diferencias altamente significativas para tratamientos; con un coeficiente de variación de 3,91%, (Cuadro 7).

**Cuadro 7.** Análisis de Varianza para altura de la planta a los 31 días después de colocada en el sistema.

F.V	SC	gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	0,52	2	0,26	0,28	0,7663	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	42,05	2	21,02	22,80	0,0065	**
<b>Error</b>	3,69	4	0,92			
<b>Total</b>	46,26	8				
<b>CV</b>	3,91%					

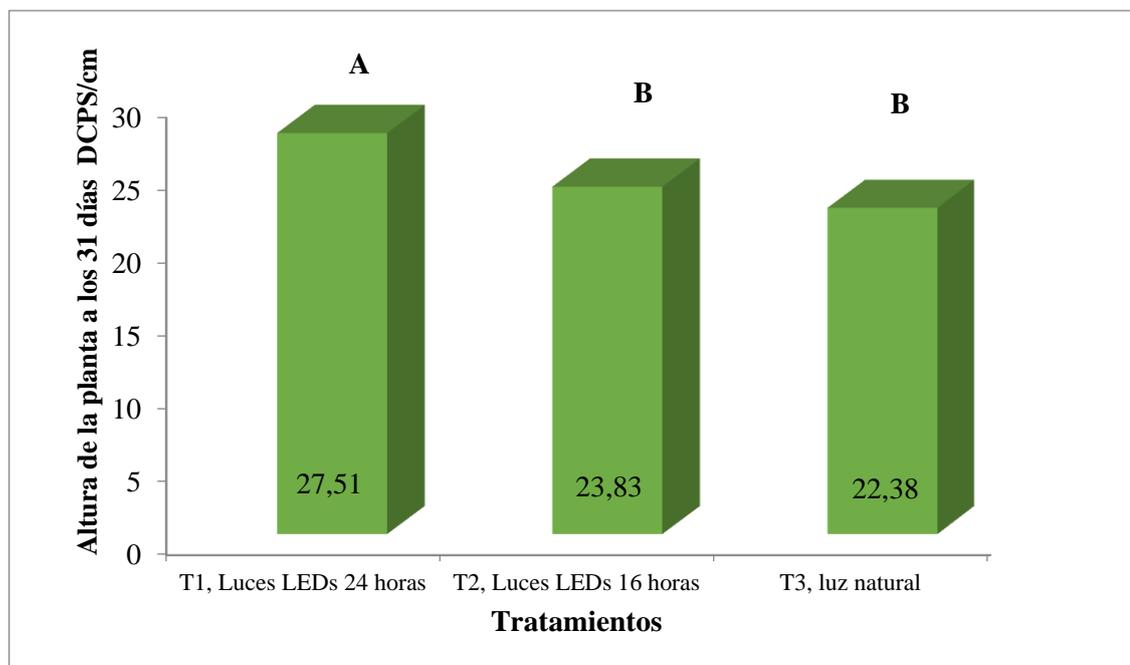
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

En la prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 31 días en tratamientos presentó dos grupos estadísticos (Gráfico 5), el grupo A corresponde al tratamiento T1 (Luz LEDs 24 horas) con una media de 27,51 cm, en el grupo B se ubicaron los tratamientos T2(Luz LEDs 16 horas) y T3(Luz Natural) con medias 23,83 y 22,38 cm respectivamente.



**Gráfico 5.** Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 31 días después de colocada en el sistema.

#### 4. Altura de la planta en cm a los 39 días después de colocada en el sistema.

El análisis de varianza para la altura de la planta a los 39 días después de colocada en el sistema presentó diferencias significativas para tratamientos, con un coeficiente de variación de 4,77%, (Cuadro 8).

**Cuadro 8.** Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 39 días después de colocada en el sistema.

F.V	SC	gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	0,13	2	0,06	0,03	0,9746	Ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	58,38	2	29,19	11,97	0,0205	*
<b>Error</b>	9,75	4	2,44			
<b>Total</b>	68,26	8				
<b>CV</b>	4,77%					

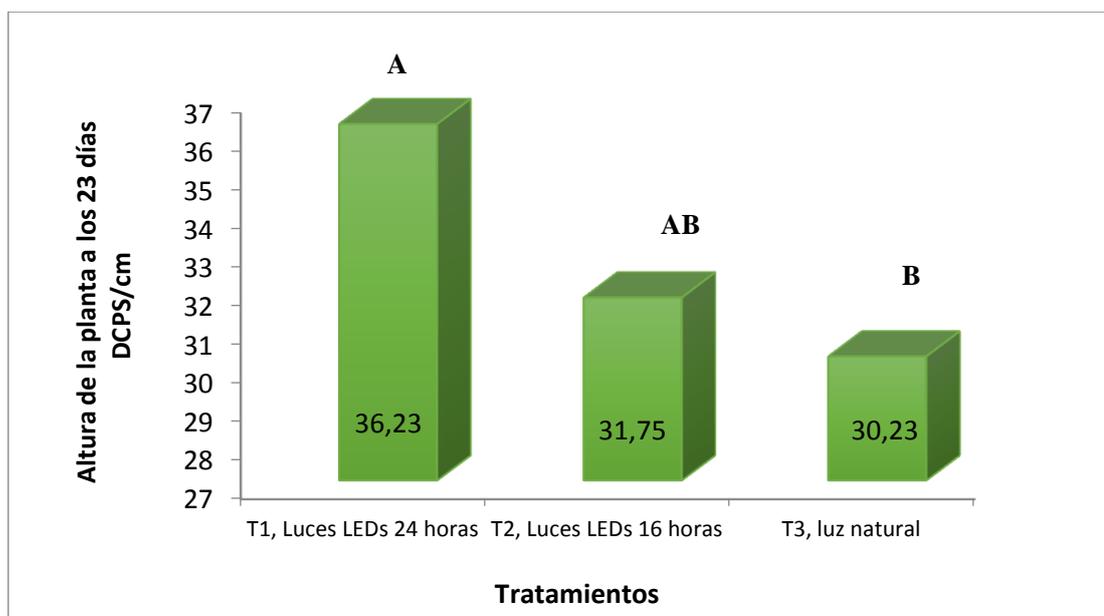
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 39 días, en los tratamientos presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 6), el grupo A corresponde al tratamiento T1(Luz LEDs 24 horas), con una media de 36,23cm; un grupo AB para el tratamiento T2 (Luz LEDs 16 horas), con una media de 31,75cm y el grupo B para el tratamiento T3 (Luz Natural) con una media de 30,23cm.



**Gráfico 6.** Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 39 días después de colocada en el sistema.

### 5. Altura de la planta en cm a la cosecha.

El análisis de varianza para la altura de la planta a la cosecha (Cuadro 9) presentó diferencias significativas para tratamientos, con un coeficiente de variación de 3,73%.

**Cuadro 9.** Análisis de Varianza para la altura de la planta a la cosecha

F.V	SC	GI	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	3,69	2	1,84	0,69	0,5548	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	39,07	2	19,53	7,26	0,0467	*
<b>Error</b>	10,76	4	2,69			
<b>Total</b>	53,52	8				
<b>CV</b>	3,73%					

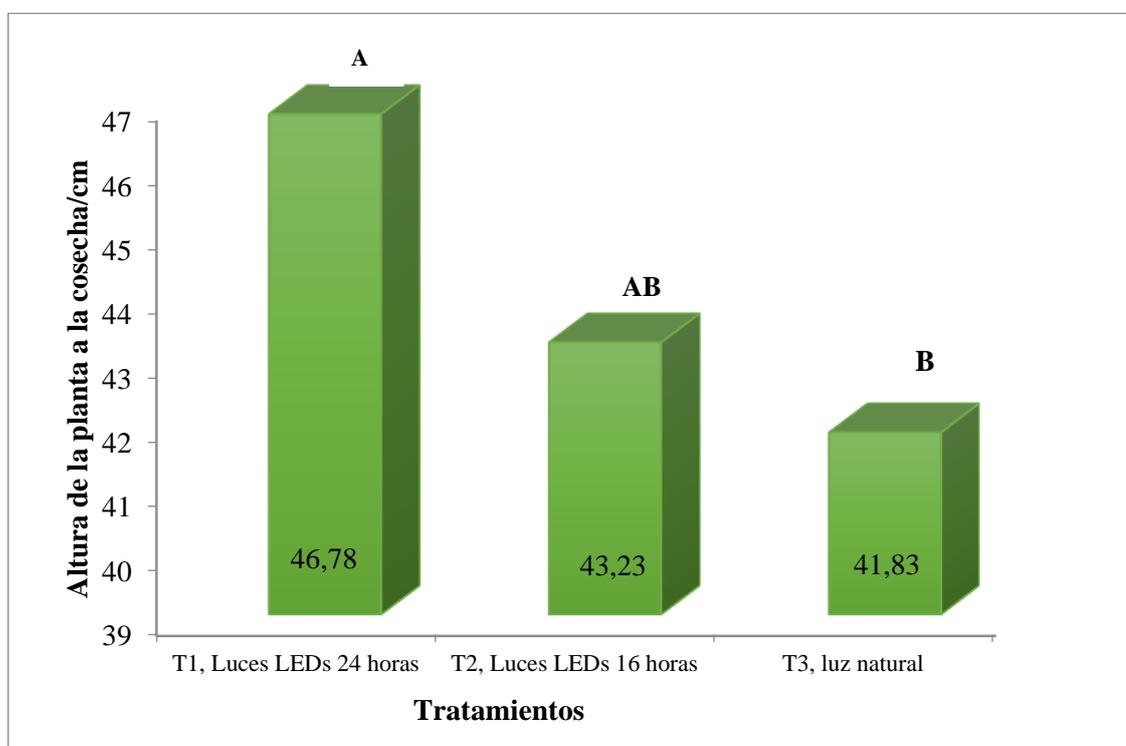
**Fuente:** Estrada J. 2020

*p-valor >0,05 y > 0,01 ns*

*p-valor <0,05 y > 0,01 \**

*p-valor <0,05 y < 0,01 \*\**

La prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a la cosecha, en los tratamientos se presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 7), un grupo A para el tratamiento T1(Luces LEDs 24 horas) con una media de 46,78cm; un grupo AB para el tratamiento T2 (Luces LEDs 16 horas) con una media de 43,23cm y el grupo B para el tratamiento T3(Luz Natural) con una media de 41,83cm.



**Gráfico 7.** Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a la cosecha

La mayor altura de planta a los 23, 31, 39 días y a la cosecha alcanzó el tratamiento T1 (Luces LEDs, 24 horas) con 20,51; 26,31; 36, 23 y 46,78 cm respectivamente, esto puede deberse a que el tratamiento T1 tuvo mayor horas luz que los otros tratamientos, lo que permitió mejorar la capacidad fotosintética dando lugar a una mayor altura de planta, lo que concuerda con Casierra & Peña (2015), quienes manifiestan que las plantas se ven obligadas a aclimatarse a nivel celular y molecular ante los cambios en la intensidad o en la cantidad de la luz e inducen alteraciones en los estados de oxidación y reducción (redox) de la cadena transportadora de electrones incrementando la fotosíntesis.

Si comparamos el tratamiento T1(Luces LEDs 24 horas) y T2(Luces LEDs 16 horas) con el tratamiento T3(Luz natural) observamos que los dos superan al T3, es decir que ocho Y cuatro horas adicionales de luz respecto al T3 se ve reflejado en una mayor altura de planta, esto lo corrobora Urrestarazu (2018), quien hace énfasis en que la luz artificial en horticultura permite un mejor crecimiento ya que se incrementa el fotoperiodo.

### C. NÚMERO DE HOJAS EN EL CULTIVO DE ACELGA (*Beta vulgaris* L.), variedad FORD HOOK GIANT

#### 1. Número de hojas a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.

El análisis de varianza para el número de las hojas a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema presentó diferencias significativas para tratamientos con un coeficiente de variación de 6,02%, (Cuadro 10).

**Cuadro 10.** Análisis de Varianza para el número de hojas a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.

F.V	SC	gl	CM	F	p-valor	Sign.
REPETICIONES	0,03	2	0,01	0,17	0,8512	ns
TRATAMIENTOS	1,28	2	0,64	7,45	0,0448	*
Error	0,34	4	0,09			
Total	1,66	8				
CV	6,02%					

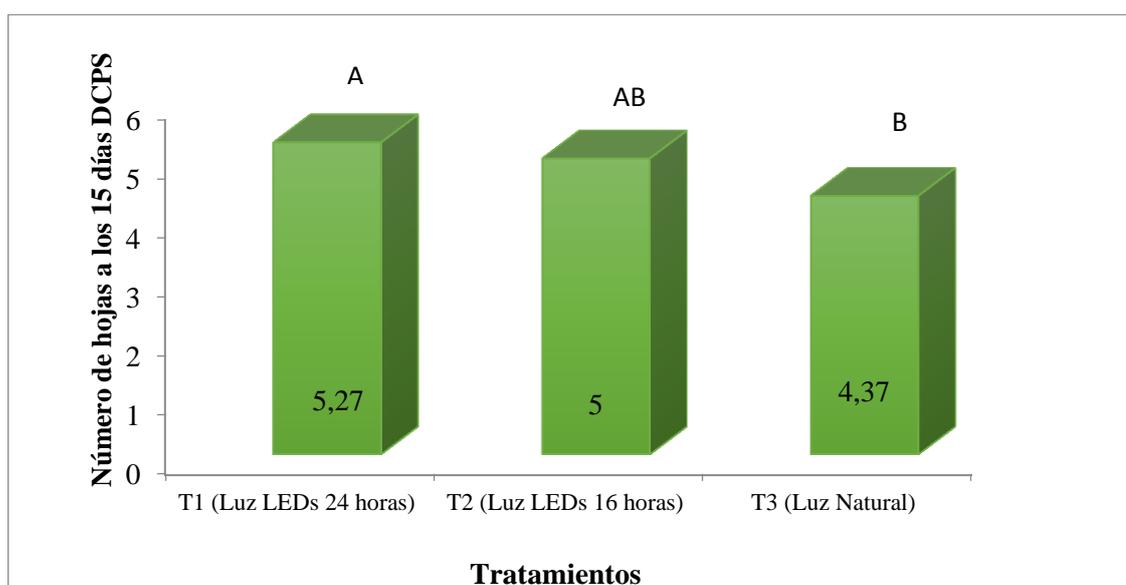
Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para el número de hojas a los 15 días, en los tratamientos presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 8), un grupo A para el tratamiento T1(Luz LEDs 24 horas) con una media de 5,27; un grupo AB para el tratamiento T2 (Luz LEDs 16 horas) con una media de 5 y el grupo B para el tratamiento T3(Luz Natural)con una media de 4,37 hojas.



**Gráfico 8.** Prueba de Tukey al 5% para el número de hojas a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.

## 2. Número de hojas a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el número de hojas a los 23 días después de colocada la planta en el sistema presentó diferencias altamente significativas para tratamientos, con un coeficiente de variación de 11,40%, (Cuadro 11).

**Cuadro 11.** Análisis de Varianza para el número de hojas a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	G	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	2,04	2	1,02	1,02	0,4386	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	43,91	2	21,95	21,93	0,0070	**
<b>Error</b>	4,00	4	1,00			
<b>Total</b>	49,96	8				
<b>CV</b>	11,4%					

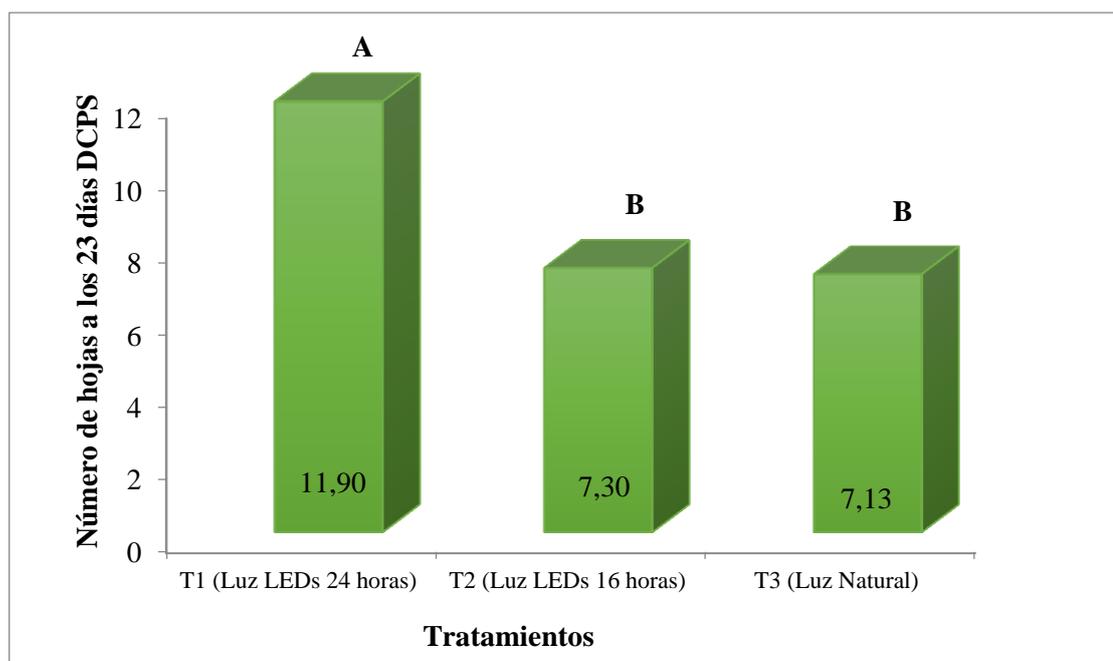
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para el número de hojas a los 23 días después de colocada en el sistema (Gráfico 9), presentó dos grupos estadísticos el grupo A corresponde al tratamiento T1 (Luz LEDs 24 horas) con una media de 11,90; el grupo B para los tratamientos T2 (Luz LEDs 16 horas) y T3 (Luz Natural) con medias de 7,30 y 7,13 respectivamente.



**Gráfico 9:** Prueba de Tukey al 5% para el número de hojas a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

### 3. Número de hojas a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el número de hojas a los 31 días después de colocada la planta en el sistema presentó diferencias altamente significativas para tratamientos, con un coeficiente de variación de 4,84%, (Cuadro 12).

**Cuadro 12.** Análisis de Varianza para el número de hojas a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	GI	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	0,98	2	0,49	2,53	0,2112	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	40,53	2	20,26	97,26	0,0004	**
<b>Error</b>	0,83	4	0,21			
<b>Total</b>	42,34	8				
<b>CV</b>	4,84%					

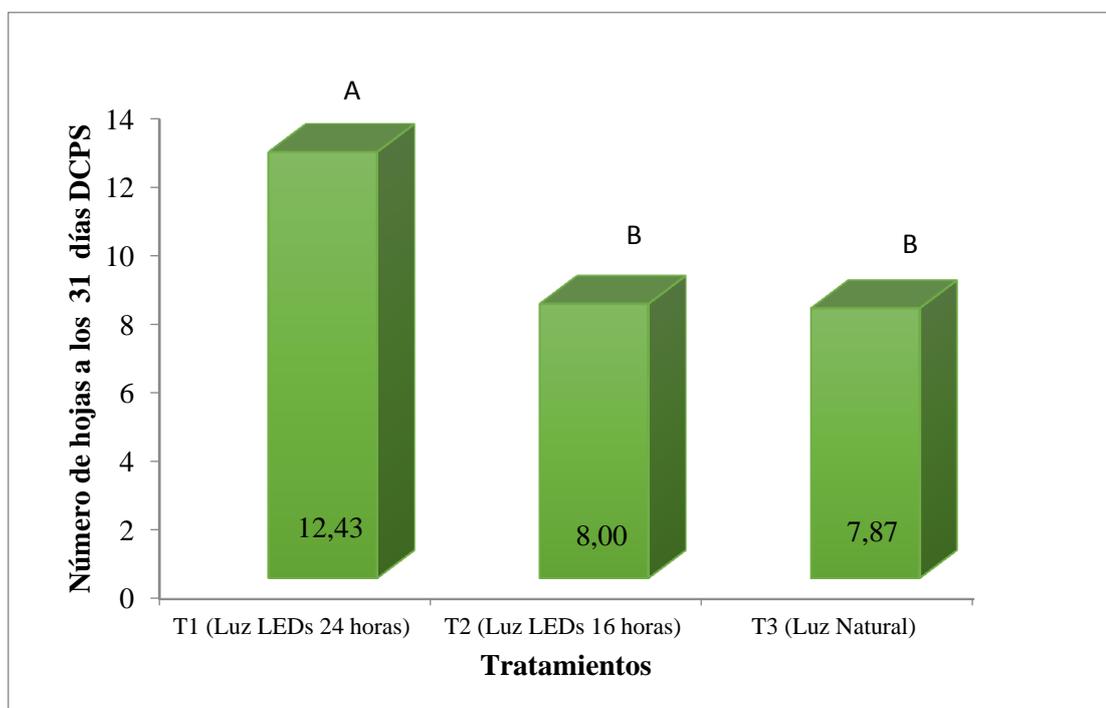
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para el número de hojas a los 31 días, presentó dos grupos estadísticos (Gráfico 10), el grupo A corresponde al tratamiento T1 (Luz LEDs 24 horas) con una media de 12,43 y el grupo B para los tratamientos T2 y T3, con una media de 8,00 y 7,87 respectivamente.



**Gráfico 10:** Número de hojas a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

#### 4. Número de hojas a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el número de hojas a los 39 días, de colocada la planta en el sistema presentó diferencias altamente significativas para tratamientos, con un coeficiente de variación de 4,08 %, (Cuadro 13).

**Cuadro 13.** Análisis de Varianza para el número de hojas a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	0,05	2	0,02	0,13	0,8788	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	20,40	2	10,20	55,45	0,0012	**
<b>Error</b>	0,74	4	0,18			
<b>Total</b>	21,18	8				
<b>CV</b>	4,08%					

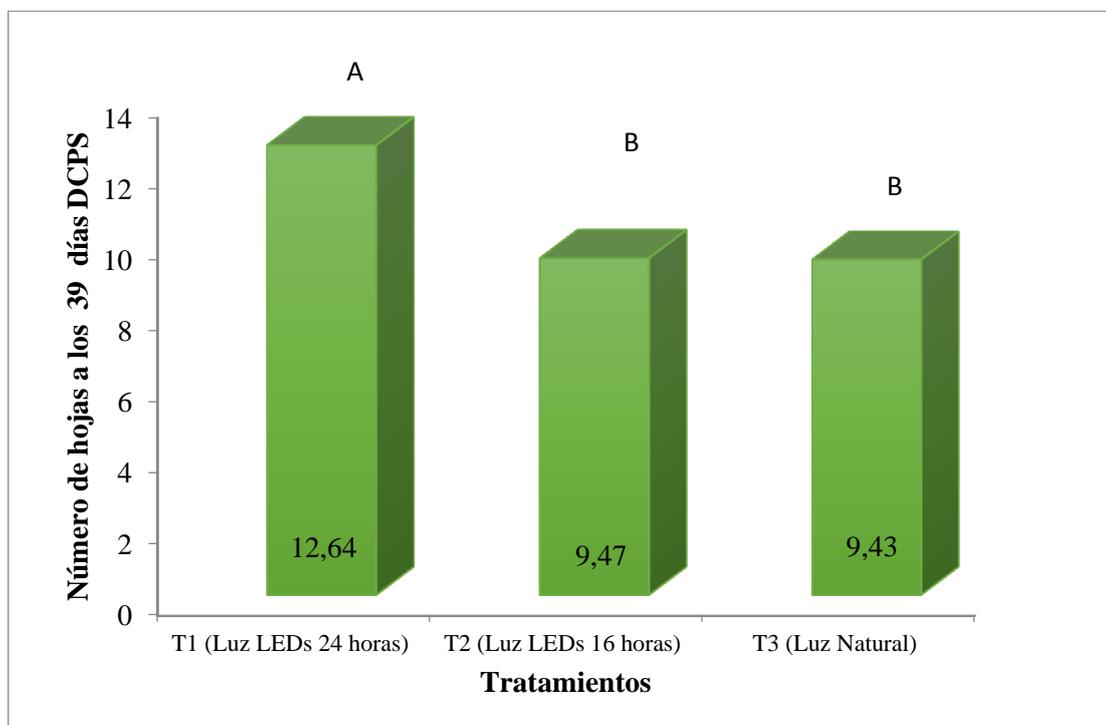
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para el número de hojas a los 39 días, presentó dos grupos estadísticos (Gráfico 11), el grupo A que corresponde al tratamiento T1 (Luz LEDs 24 horas) con una media de 12,64 y el grupo B para los tratamientos T2 (Luz LEDs 16 horas) y T3 (Luz Natural) con medias de 9,47 y 9,43 hojas respectivamente.



**Gráfico 11.** Número de hojas a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

## 5. Número de hojas a la cosecha

El análisis de varianza para el número de hojas a la cosecha presentó diferencias altamente significativas para tratamientos, con un coeficiente de variación de 2,99%, (Cuadro 14).

**Cuadro 14.** Análisis de Varianza para el número de hojas a la cosechan.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	1,34	2	0,67	5,15	0,0782	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	10,64	2	5,32	40,92	0,0022	**
<b>Error</b>	0,52	4	0,13			
<b>Total</b>	12,50	8				
<b>CV</b>	2,99%					

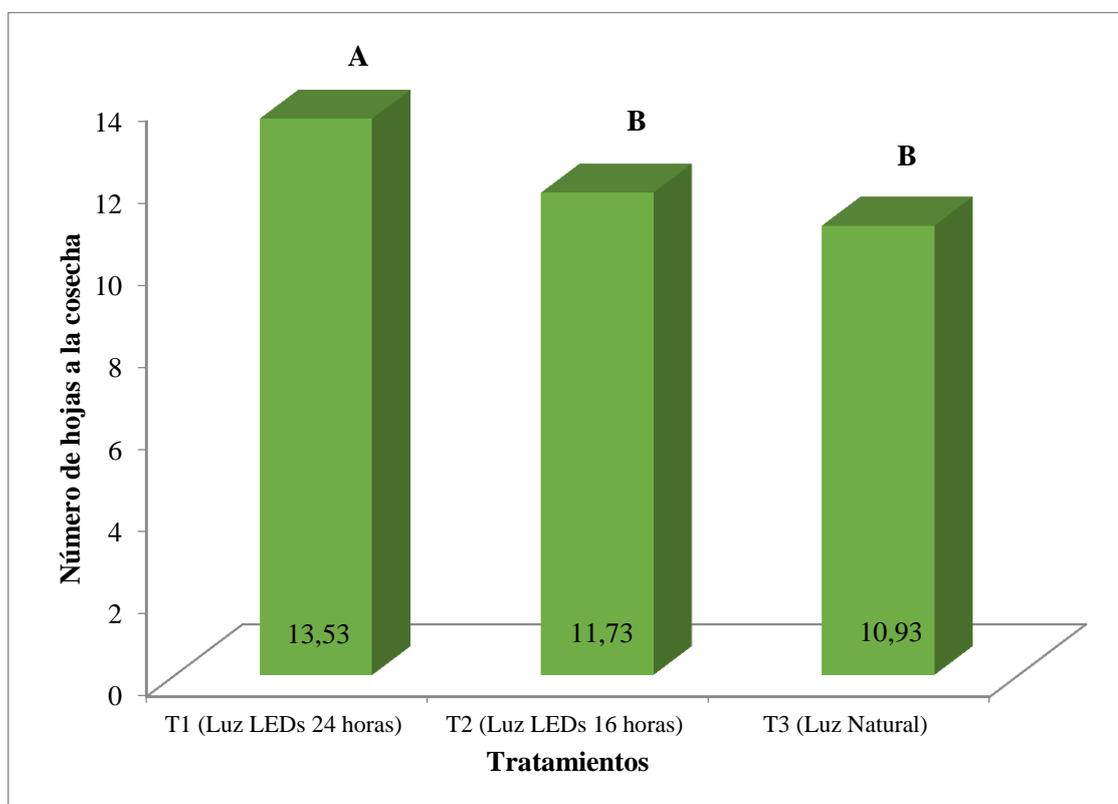
Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para el número de hojas a la cosecha en los tratamientos, presentó dos grupos estadísticos (Gráfico 12), el grupo A corresponde al tratamiento T1(Luz LEDs 24 horas) con una media de 13,53 y el grupo B para los tratamientos T2(Luz LEDs 16 horas) y T3(Luz Natural) con medias de 11,73 y 10,93 hojas respectivamente.



**Gráfico 12.** Número de hojas a la cosecha.

El mayor número de hojas en el cultivo de acelga a los 15, 23, 31, 39 días de colocada la planta en el sistema y a la cosecha se obtuvo en el T1 (Luces LEDs 24 horas) con promedios de 5,27; 11,90; 12,43; 12,64 y 13,53 esto pudo deberse al incremento de la intensidad de la luz LEDs, aumentando así la tasa fotosintética, los procesos de multiplicación celular y a su vez da lugar a un número mayor de hojas; acorde al proceso de captación de luz en las hojas, según Manrique Reol (2003), quién manifiesta que en las plantas vasculares las moléculas de clorofila están organizadas en estructuras captadoras de luz, denominados complejos antena, constituidos por pigmentos unidos a proteínas y que a su vez están conectados con sendos fotosistemas (PS I y PS II) a través de un centro de reacción y que contienen los aceptores y transportadores de electrones necesarios para llevar los electrones excitados por los fotones absorbidos hasta sus finales aceptores, las moléculas de NADP oxidado que pasarán a NADPH reducido incrementando la fotosíntesis.

El tratamiento T2 luces LEDs 16 horas, obtuvo a los 15, 23, 31, 39 y a la cosecha un promedio de número de hojas de 5, 7,30, 8,00, 9,47 y 11,73 respectivamente, predominando así más número de hojas que el tratamiento T3 luz natural, como resultado de haber tenido más horas de luz artificial lo cual incidió radicalmente en su morfología y productividad, desde el punto de vista de Rodríguez (2001), las hojas interactúan entre sí y el medio al interceptar luz y absorber dióxido de carbono.

## D. LARGO DE LA RAÍZ, ACELGA (*Beta vulgaris* L.), variedad FORDHOOK GIANT

### 1. Largo de la raíz en cm a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.

El análisis de varianza para el largo de la raíz a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema presentó diferencias significativas para tratamientos con un coeficiente de variación de 4,98 %, (Cuadro 15).

**Cuadro 15.** Análisis de Varianza para el largo de la raíz a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.

F.V	SC	gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	1,37	2	0,69	0,86	0,4876	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	15,94	2	7,97	10,05	0,0275	*
<b>Error</b>	3,17	4	0,79			
<b>Total</b>	20,49	8				
<b>CV</b>	4,98%					

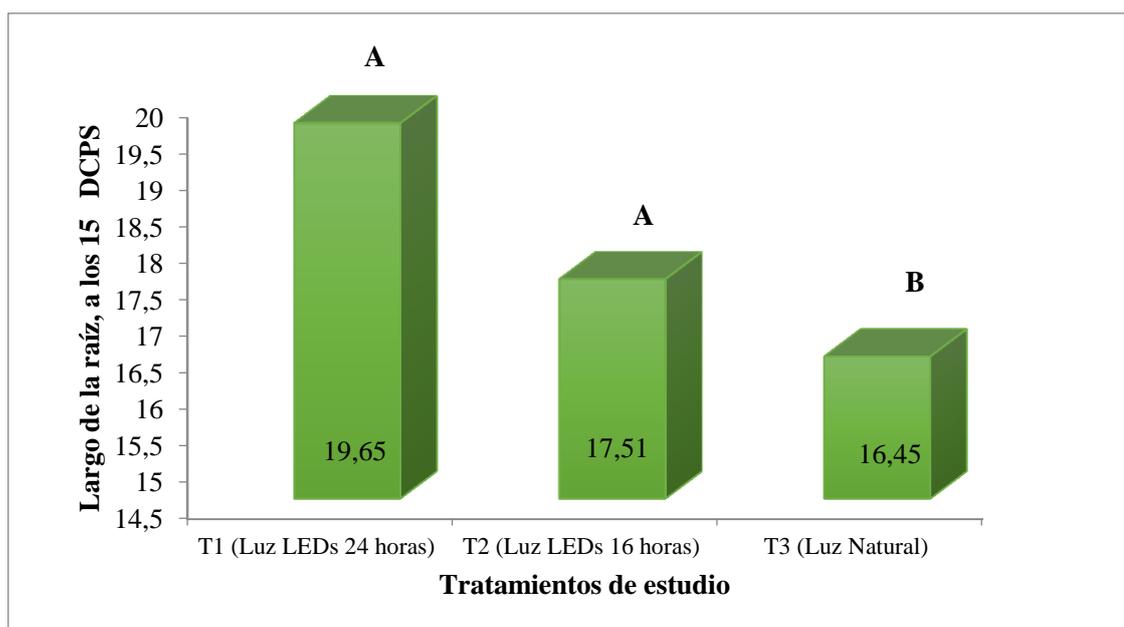
Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para el largo de la raíz a los 15 días, en tratamientos, presentó dos grupos estadísticos (Gráfico 13), el grupo A que corresponde a los tratamientos T1 (Luz LEDs 24 horas) con una media de 19,65 cm y el tratamiento T2 (Luz LEDs 16 horas) con una media de 17,51 cm y el grupo B para T3 (Luz Natural) con una media de 16,45 cm.



**Gráfico 13.** Largo de la raíz a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema

## 2. Largo de la raíz en cm a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el largo de la raíz a los 23 días después de colocada la planta en el sistema presentó diferencias significativas para tratamientos con un coeficiente de variación de 3,23%, (Cuadro 16).

**Cuadro 16.** Análisis de Varianza para el largo de la raíz a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	3,61	2	1,81	0,94	0,4619	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	55,66	2	27,83	14,54	0,0146	*
<b>Error</b>	7,66	4	1, 0,91			
<b>Total</b>	66,93	8				
<b>CV</b>	3,23%					

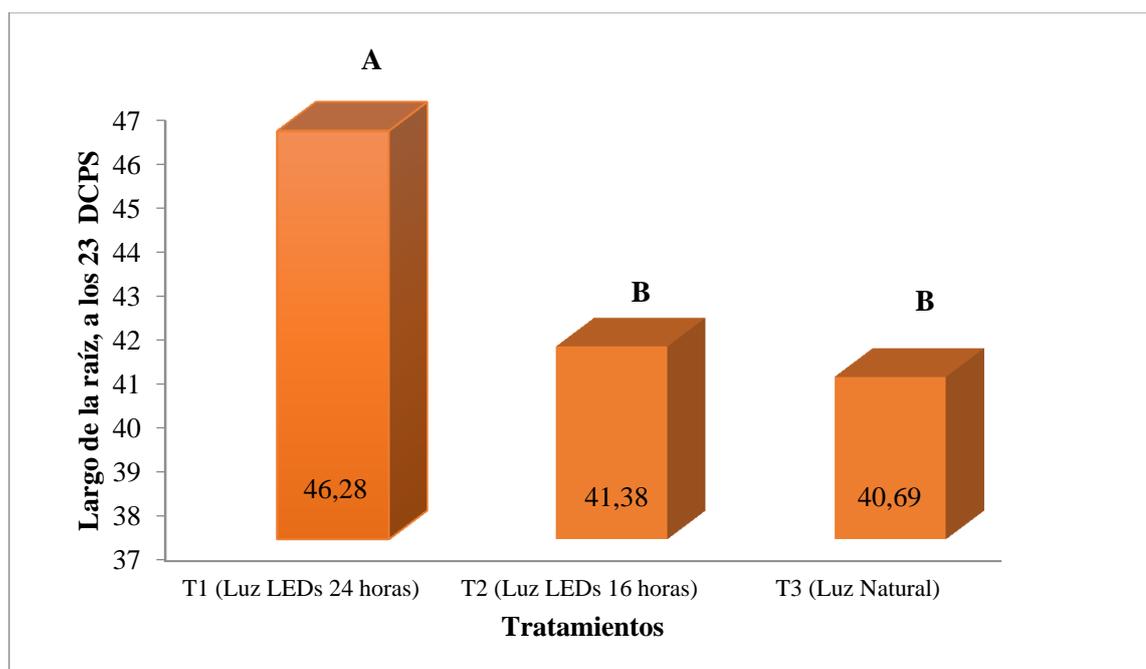
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para el largo de la raíz a los 23 días en el caso de tratamientos, presentó dos grupos estadísticos (Gráfico 14), el grupo A corresponde al tratamiento T1 (Luz LEDs 24 horas) con una media de 46,28 y un grupo B para los tratamientos T2 (Luz LEDs 16 horas) y T3 (Luz Natural), con medias de 41,38 y 40,69cm respectivamente.



**Gráfico 14.** Largo de la raíz a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

### 3. Largo de la raíz en cm a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el largo de la raíz a los 31 días después de colocada la planta en el sistema presentó diferencias significativas para los tratamientos con un coeficiente de variación de 4,40%, (Cuadro 17).

**Cuadro 17.** Análisis de Varianza para el largo de la raíz a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	12,74	2	6,37	0,93	0,4662	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	155,09	2	77,54	11,32	0,0226	*
<b>Error</b>	27,41	4	6,085			
<b>Total</b>	195,23	8				
<b>CV</b>	4,40%					

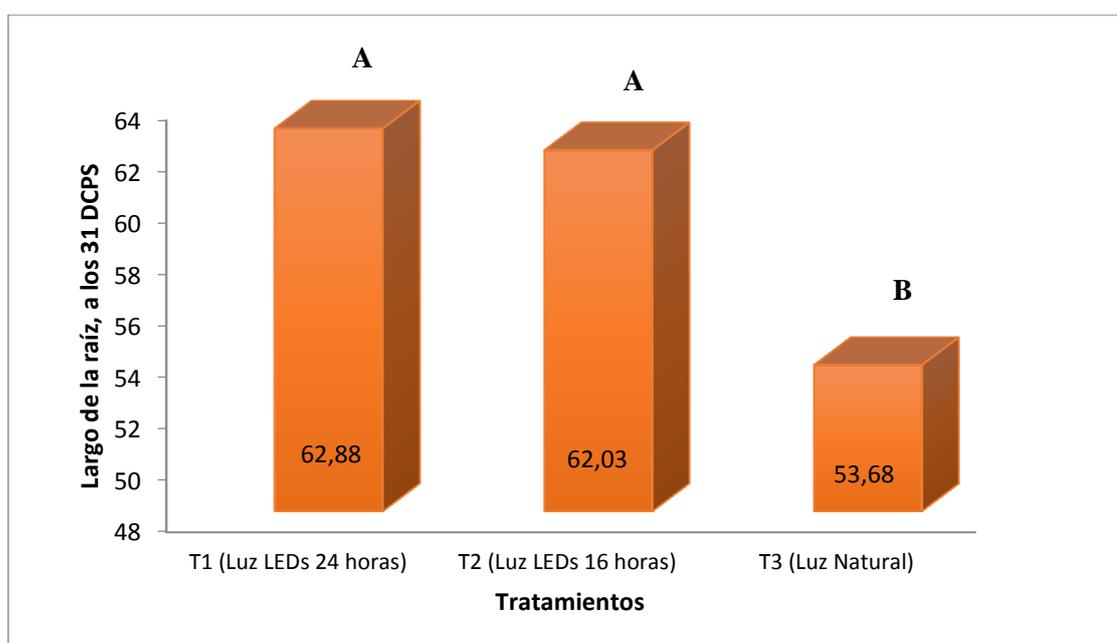
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5% para el largo de la raíz a los 31 días después de colocada la planta en el sistema (Gráfico 15), presento dos grupos estadísticos, el grupo A para los tratamientos T1 (Luz LEDs 24 horas) y T3 (Luz Natural) con medias de 62,88cm y 62,03cm respectivamente y el grupo B para el tratamiento T2 (Luz LEDs 16 horas) con una media de 53,68cm.



**Gráfico 15.** Largo de la raíz a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

#### 4. Largo de la raíz en cm a los 39 días después de haber sido colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el largo de la raíz a los 39 días después de haber sido colocada la planta en el sistema presentó diferencias significativas para tratamientos con un coeficiente de variación de 7,40%, (Cuadro 18).

**Cuadro 18.** Análisis de Varianza para el largo de la raíz a los 39 días después de haber colocado la planta en el sistema.

F.V	SC	GI	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	84,84	2	42,42	1,79	0,2790	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	423,77	2	211,89	8,92	0,0335	*
<b>Error</b>	95,00	4	23,75			
<b>Total</b>	603,62	8				
<b>CV</b>	7,40%					

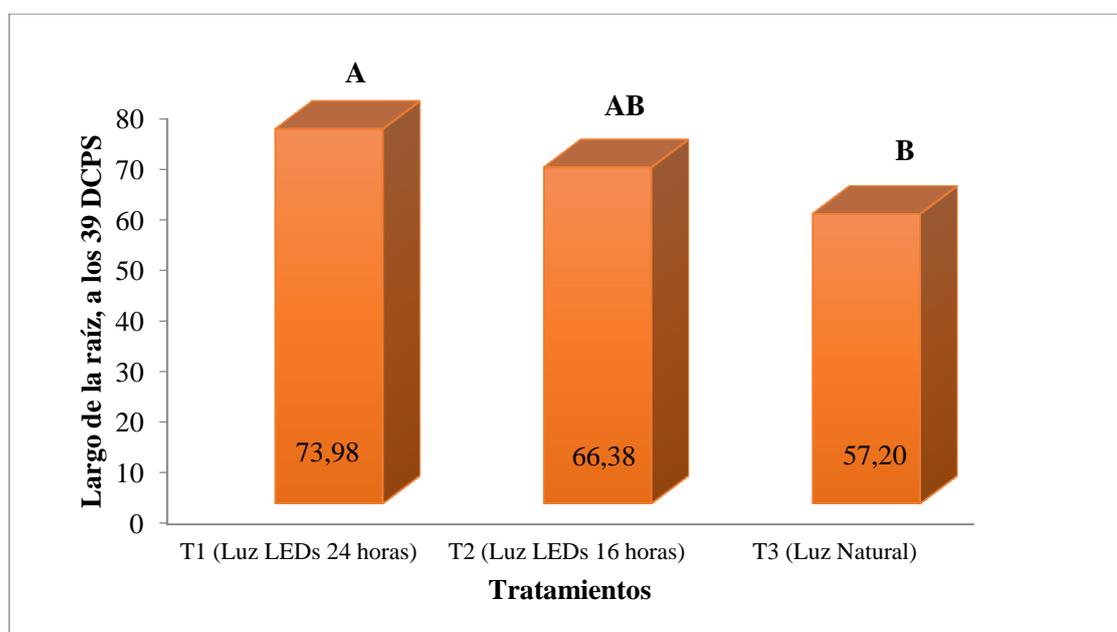
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5%, para el largo de la raíz en cm a los 39 días, en tratamientos presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 16), un grupo A, para T1 (Luces LEDs 24 horas) con una media de 73,98; un grupos AB para T2 (Luces LEDs 16 horas) con una media de 66,38 y un grupo B para T3 (Luz Natural) con una media de 57,20.



**Gráfico 16.** Largo de la raíz a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

### 5. Largo de la raíz en cm a la cosecha

El análisis de varianza para el largo de la raíz a la cosecha no presentó diferencias significativas para tratamientos y repeticiones con un coeficiente de variación de 7,98 %, (Cuadro 19).

**Cuadro 19.** Análisis de Varianza para el largo de la raíz a la cosecha.

<b>F.V</b>	<b>SC</b>	<b>Gl</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>p-valor</b>	<b>Sign.</b>
<b>REPETICIONES</b>	197,49	2	98,74	3,04	0,1575	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	358,53	2	179,26	5,52	0,0708	ns
<b>Error</b>	129,93	4	32,48			
<b>Total</b>	685,94	8				
<b>CV</b>	7,98%					

**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

El largo de la raíz a la cosecha no presentó diferencias significativas para ninguno de los factores, sin embargo a los 15, 23, 31 y 39 días, presentaron diferencias significativas para tratamientos, el tratamiento que alcanzó la mayor longitud de la raíz fue el tratamiento T1 con 19,65; 46,28; 62,88 y 73, 98cm respectivamente, esto puede deberse a que el tratamiento T1 tuvo 24 horas de luz LEDs lo que resulta en una mayor actividad metabólica y morfológica en las raíces por efectos de la luz, estimulando la producción de ácido idolacético, que promueve la división celular y el desarrollo de raíces laterales según Pernasetti & DiBarbaro (2012), y la acción de las fototropinas que también están presentes en raíz, donde median un fototropismo negativo como lo expresa (Raya Pérez, 2005).

Si comparamos el tratamiento T2(Luces LEDSS 16 horas) con el tratamiento T3(Luz natural) el tratamiento T2 a pesar de tener 8 horas de Luz LEDs menos que el T1 supera al tratamiento T3 luz natural, es decir que cuatro horas adicionales de luz respecto al T3 se ve reflejado en una mayor longitud de raíz. La relación de biomasa raíz: parte aérea, parece estar gobernada por un balance entre el agua absorbida por las raíces y la fotosíntesis de la parte aérea. Esto significa que los productos fotosintéticos que no son usados para el crecimiento foliar son acumulados en las extremidades de las raíces que crecen en busca de agua de acuerdo a Yepes & Silveira Buckeridge (2011), además a juicio de Gsh (2016), la luz es conducida eficazmente a través de los tallos hasta las raíces, donde es detectada por receptores especializados y estos receptores transmiten la señal y consecuentemente producen un crecimiento radicular.

La longitud de las raíces en esta investigación bajo sistema aerónico desde colocada la planta hasta la cosecha fluctuaron en un rango promedio de 16,45 cm hasta los 73,98 cm esto pudo deberse a que la cantidad de oxígeno disuelto en el agua se mide en mg/L, o partes por millón (ppm), siendo de 5-10 mg/L a 20° C, mientras que la cantidad de oxígeno disuelto en el aire se mide en porcentaje (21%), lo que nos indica que la concentración de oxígeno en el aire es del orden de 20.000 veces más elevada que la concentración del mismo gas disuelto en el agua según Zepeda(2012), reflejándose así el largo de las raíces.

## E. DIÁMETRO DEL PECIOLO EN LA ACELGA (*Beta vulgaris* L.), variedad FORDHOOK GIANT

### 1. Diámetro del peciolo en mm a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.

El análisis de varianza para el diámetro del peciolo a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema no presentó diferencias significativas para ninguno de los factores con un coeficiente de variación de 15,09 %, (Cuadro 20).

**Cuadro 20.** Análisis de Varianza para el diámetro del peciolo a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
REPETICIONES	0,02	2	0,01	0,07	0,9341	ns
TRATAMIENTOS	0,06	2	0,03	0,20	0,8249	ns
Error	0,61	4	0,15			
Total	0,69	8				
CV	15,09%					

Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

## 2. Diámetro del peciolo en mm a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el diámetro del peciolo a los 23 días después de colocada la planta en el sistema no presentó diferencias significativas para ninguno de los factores con un coeficiente de variación de 11,75%, (Cuadro 21).

**Cuadro 21.** Análisis de Varianza para el diámetro de la planta a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

<b>F.V</b>	<b>SC</b>	<b>Gl</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>p-valor</b>	<b>Sign.</b>
<b>REPETICIONES</b>	0,05	2	0,03	0,15	0,8691	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	0,04	2	0,02	0,12	0,8906	ns
<b>Error</b>	0,70	4	0,17			
<b>Total</b>	0,79	8				
<b>CV</b>	11,75%					

**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

### 3. Diámetro del peciolo en mm a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el diámetro del peciolo a los 31 días después de colocada la planta en el sistema presentó diferencias significativas para tratamientos con un coeficiente de variación de 13,66 %, (Cuadro 22).

**Cuadro 22.** Análisis de Varianza para el diámetro de la planta a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	1,01	2	0,51	1,26	0,3768	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	10,50	2	5,25	12,98	0,0178	*
<b>Error</b>	1,62	4	0,40			
<b>Total</b>	13,13	8				
<b>CV</b>	13,66%					

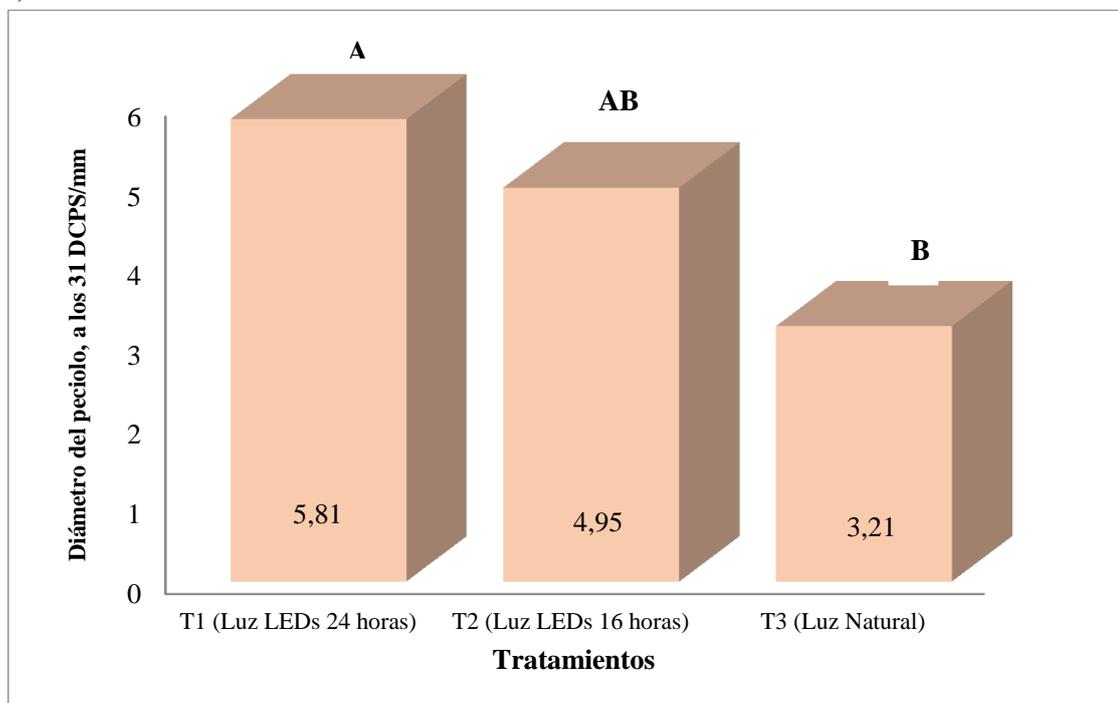
Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5%, para el diámetro del peciolo a los 31 días, en tratamientos presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 17), un grupo A, para el tratamiento T1 (Luces LEDs 24 horas) con una media de 5,81mm; un grupo AB para el tratamiento T2 (Luces LEDs 16 horas) con una media de 4,95mm y un grupo B para el tratamiento T3 (Luz Natural) con una media de 3,21.



**Gráfico 17.** Diámetro del peciolo a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

#### 4. Diámetro del peciolo en mm a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el diámetro del peciolo a los 39 días después de colocada la planta en el sistema presentó diferencias significativas para tratamientos con un coeficiente de variación de 10,53%, (Cuadro 23).

**Cuadro 23.** Análisis de Varianza para el diámetro del peciolo a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	2,24	2	1,12	1,55	0,3168	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	35,25	2	17,63	24,40	0,0057	*
<b>Error</b>	2,89	4	0,72			
<b>Total</b>	40,39	8				
<b>CV</b>	10,53%					

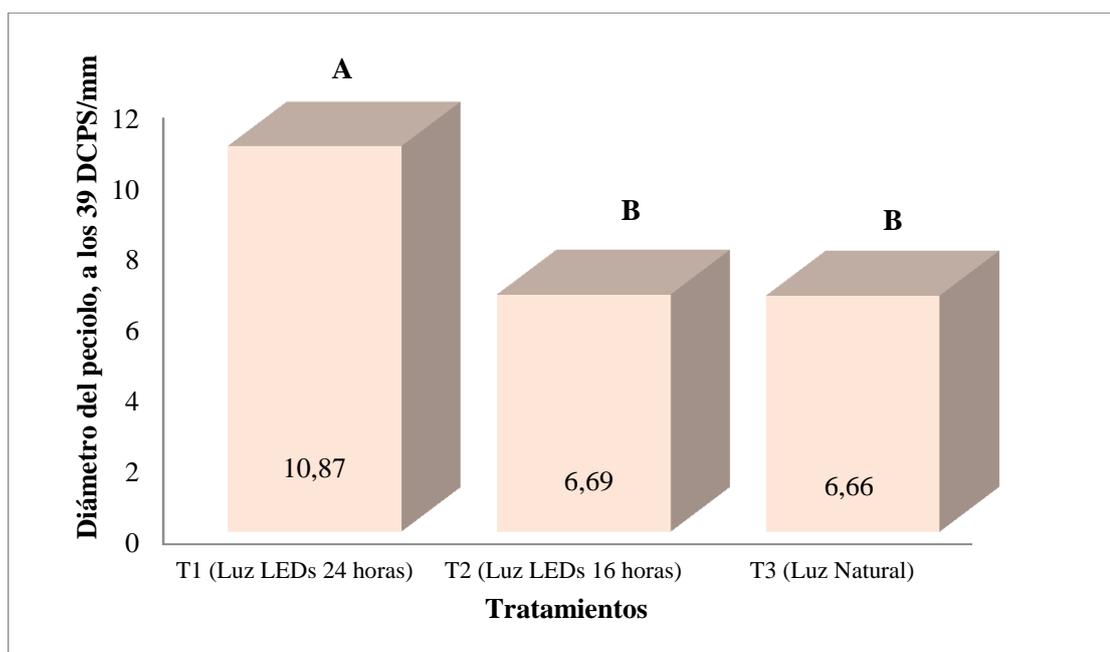
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5%, para el diámetro del peciolo a los 39 días, en tratamientos presentó dos grupos estadísticos (Gráfico 18), un grupo A para el tratamiento T1 (Luces LEDs 24 horas) con una media de 10,87mm, un grupo B para los tratamiento T2 (Luces LEDs 16 horas) y para el tratamiento T3 (Luz Natural) con medias de 6,69mm y 6,66mm respectivamente.



**Gráfico 18.** Diámetro del peciolo a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

### 5. Diámetro del peciolo en mm a la cosecha

El análisis de varianza para el diámetro del peciolo a la cosecha presentó diferencias altamente significativas para los tratamientos con un coeficiente de variación de 5,51%, (Cuadro 17).

**Cuadro 24.** Análisis de Varianza para el diámetro del peciolo a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	0,87	2	0,44	1,08	0,4222	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	40,41	2	20,20	50,02	0,0015	**
<b>Error</b>	1,61	4	0,40			
<b>Total</b>	42,89	8				
<b>CV</b>	5,51%					

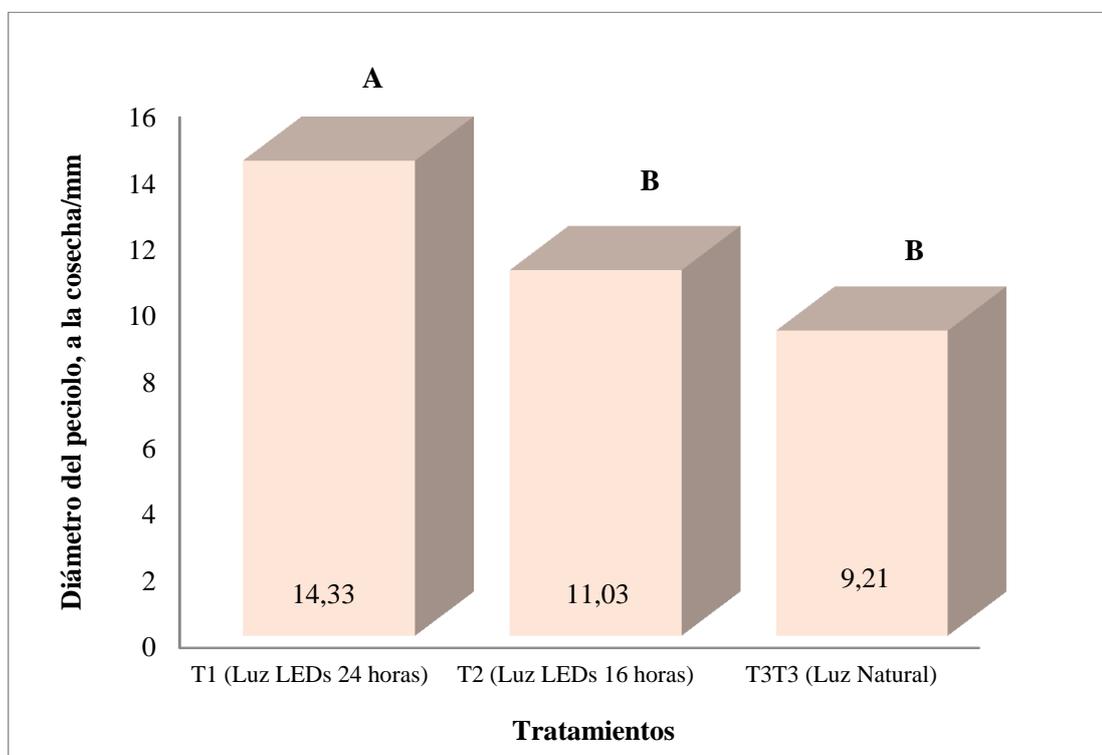
Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5%, para el diámetro del peciolo a la cosecha, en tratamientos presentó dos grupos estadísticos (Gráfico 19), un grupo A para el tratamiento T1 (Luces LEDs 24 horas) con una media de 14,33mm, un grupo B para los tratamiento T2 (Luces LEDs 16 horas) y T3 (Luz Natural) con medias de 11,03 mm y 9,21mm respectivamente.



**Gráfico 19.** Diámetro del peciolo a la cosecha.

De acuerdo a Krarup & Moreira (1998), el sistema caulinar que presenta la acelga en su fase inicial produce numerosas hojas dispuestas en roseta sobre un tallo muy corto, estas hojas son simples, alternas, de lámina muy desarrollada, el pecíolo se va desarrollando conforme al sistema caulinar de la acelga así se evaluó el diámetro de la penca predominando por grosor el tratamiento T1 (Luces LEDs 24 horas), durante los 31, 39 días y a la cosecha con datos de 5,81, 10,87, 14,33 mm seguido del T2 (Luces LEDs 16 horas) con medias de 4,95; 6,69; 11,03 mm y por último el T3 (Luz Natural) con medias de 3,21; 6,66; 9,21 mm, estas diferencias pueden ser el resultado de la intensidad lumínica artificial suministrado al cultivo de acelga.

Recalcando así que La luz, además de ser una fuente indispensable de energía para la fotosíntesis de las plantas, es también un factor importante para su crecimiento y desarrollo (Paniagua et al., 2015).

Por su parte Bernardo & Goyes (2004), nos menciona que los tejidos que se involucran en el desarrollo y crecimiento del tallo, son los meristemas primordiales derivados directamente del embrión y que presentan diferentes zonas celulares llamadas histógenos, a partir de las cuales se forman determinados tejidos en los diversos órganos de la planta como el; Pleroma: Porción axial del meristema situado en el ápice vegetativo del tallo o de la raíz que da origen al cilindro central; periblema: Capa de tejido envolvente del meristema primordial formada por varios estratos de células y en cuyo interior se aloja el pleroma. Origina la corteza; Dermatígeno: Capa externa, constituida generalmente por un solo estrato de células que se halla en contacto con el periblema dando a origen al tejido epidérmico.

## F. CONTENIDO DE CLOROFILA EN LA ACELGA (*Beta vulgaris* L.), variedad FORDHOOK GIANT

### 1. Contenido de clorofila a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.

El análisis de varianza para el contenido de clorofila a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema no presentó diferencias para ninguno de los factores, con un coeficiente de variación de 2,35 %, (Cuadro 25).

**Cuadro 25.** Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema.

<b>F.V</b>	<b>SC</b>	<b>Gl</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>p-valor</b>	<b>Sign.</b>
<b>REPETICIONES</b>	0,01	2	0,01	0,07	0,9310	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	0,18	2	0,09	1,09	0,4192	ns
<b>Error</b>	0,34	4	0,08			
<b>Total</b>	0,53	8				
<b>CV</b>	2,35%					

**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

## 2. Contenido de clorofila en SPAD a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el contenido de clorofila a los 23 días después de colocada la planta en el sistema presentó diferencias altamente significativas para los tratamientos, con un coeficiente de variación de 2,10 %, (Cuadro 26).

**Cuadro 26.** Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	0,05	2	0,02	0,29	0,7648	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	18,49	2	9,25	110,08	0,0003	**
<b>Error</b>	0,34	4	0,08			
<b>Total</b>	18,88	8				
<b>CV</b>	2,10%					

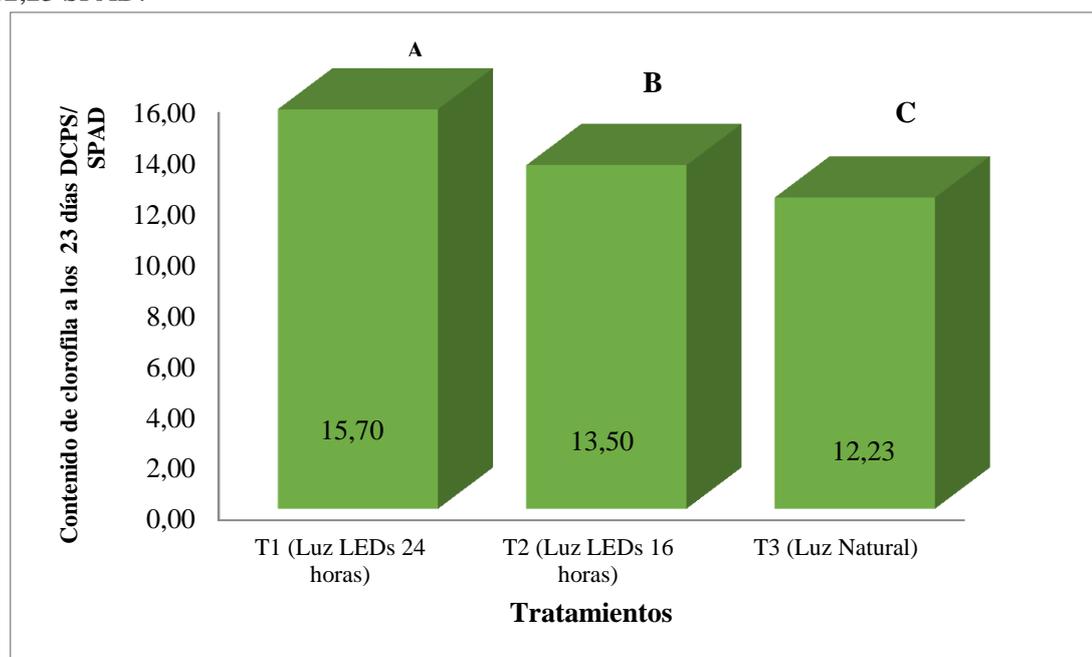
Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5%, para el contenido de clorofila en la planta, en tratamientos presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 20), un grupo A para el tratamiento T1 (Luz LEDs 24 horas) con una media de 15,70 SPAD, el grupo B para el tratamiento T2 (Luz LEDs 16 horas) con una media de 13,50 SPAD y el grupo C para el tratamiento T3 (Luz Natural) con una media de 12,23 SPAD.



**Gráfico 20.** Contenido de clorofila a los 23 días después de colocada la planta en el sistema.

### 3. Contenido de clorofila en SPAD a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el contenido de clorofila a los 31 días después de colocada la planta en el sistema presentó diferencias altamente significativas para los tratamientos con un coeficiente de variación de 2,00 %, (Cuadro 27).

**Cuadro 27.** Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	GI	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	1,46	2	0,73	1,74	0,2863	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	64,10	2	32,05	76,31	0,0007	**
<b>Error</b>	1,68	4	0,42			
<b>Total</b>	67,24	8				
<b>CV</b>	2,00%					

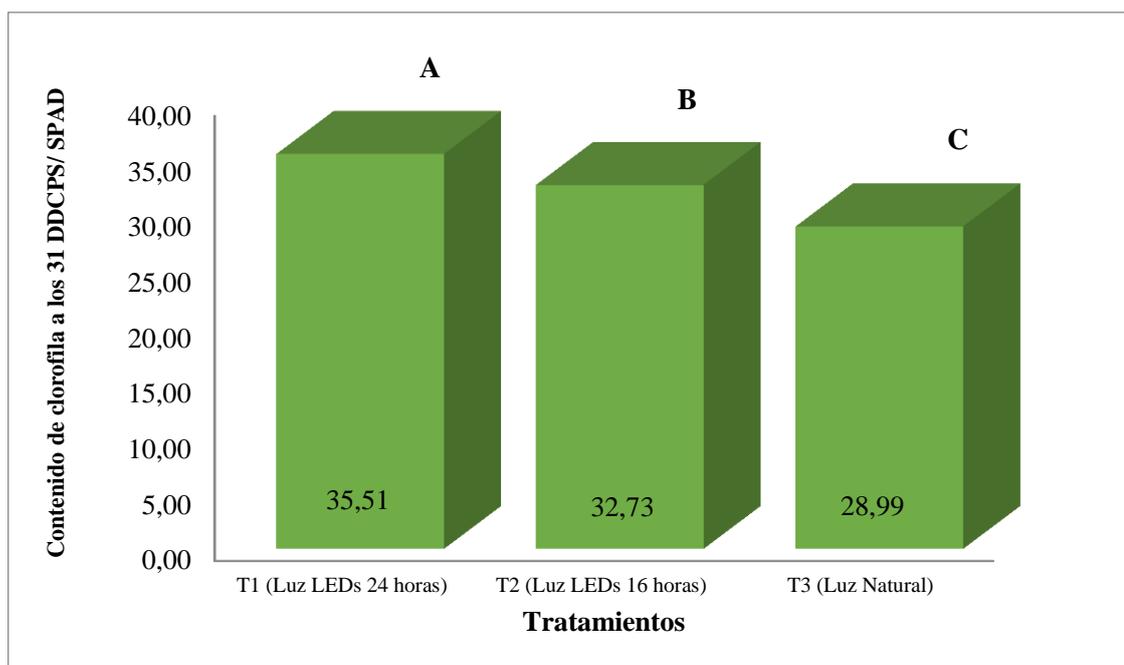
Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5%, para el contenido de clorofila en la planta a los 31 días, en tratamientos presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 21), un grupo A para el tratamiento T1 (Luz LEDs 24 horas) con una media de 35,51 SPAD, el grupo B para el tratamiento T2 (Luz LEDs 16 horas) con una media de 32,73 SPAD y el grupo C para el tratamiento T3 (Luz Natural) con una media de 28,99 SPAD.



**Gráfico 21.** Contenido de clorofila a los 31 días después de colocada la planta en el sistema.

#### 4. Contenido de clorofila en SPAD a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

El análisis de varianza para el contenido de clorofila a los 39 días después de colocada la planta en el sistema presentó diferencias altamente significativas para tratamientos con un coeficiente de variación de 1,81 %, (Cuadro 20).

**Cuadro 28.** Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	0,36	2	0,18	0,38	0,7068	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	87,00	2	43,50	91,48	0,0005	**
<b>Error</b>	1,90	4	0,48			
<b>Total</b>	89,27	8				
<b>CV</b>	1,81%					

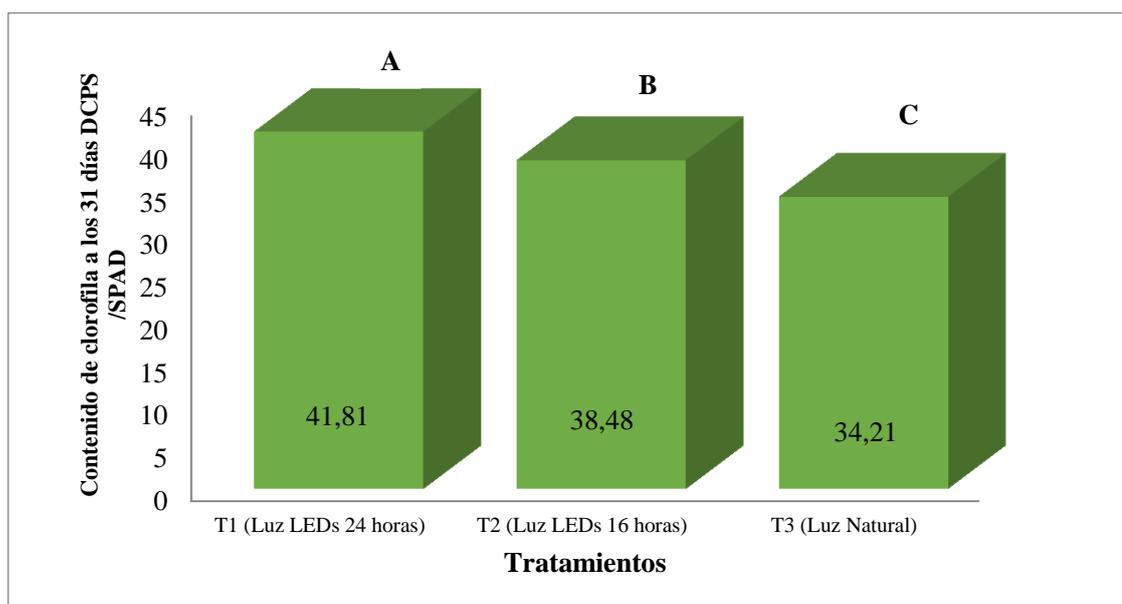
**Fuente:** Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5%, para el contenido de clorofila en la planta a los 39 días, en tratamientos presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 22), un grupo A para el tratamiento T1 (Luces LEDs 24 horas) con una media de 41,81 SPAD, el grupo B para el tratamiento T2 (Luces LEDs 16 horas) con una media de 38,48 SPAD y el grupo C para el tratamiento T3 (Luz Natural) con una media de 34,21 SPAD.



**Gráfico 22.** Contenido de clorofila a los 39 días después de colocada la planta en el sistema.

## 5. Contenido de clorofila en SPAD a la cosecha

El análisis de varianza para el contenido de clorofila a la cosecha, presentó diferencias altamente significativas para tratamientos con un coeficiente de variación de 1,95 %, (Cuadro 29).

**Cuadro 29.** Análisis de Varianza para el contenido de clorofila a la cosecha.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	1,64	2	0,82	1,24	0,3821	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	58,52	2	29,26	44,11	0,0019	**
<b>Error</b>	2,65	4	0,66			
<b>Total</b>	62,81	8				
<b>CV</b>	1,95%					

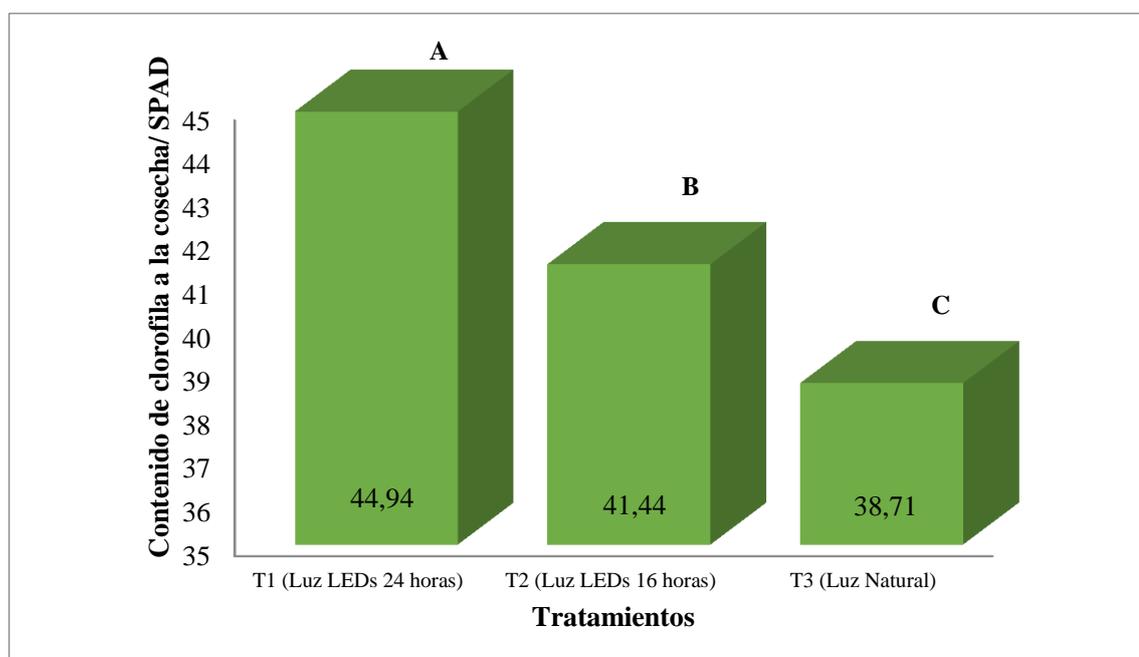
Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5%, para el contenido de clorofila a la cosecha presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 23), un grupo A para el tratamiento T1 (Luces LEDs 24 horas) con una media de 44,94 SPAD, el grupo B para el tratamiento T2 (Luces LEDs 16 horas) con una media de 41,44 SPAD y el grupo C para el tratamiento T3 (Luz Natural) con una media de 38,71 SPAD.



**Gráfico 23.** Contenido de clorofila a la cosecha.

El mayor contenido de clorofila presente en las hojas del cultivo de acelga a los 23, 31, 39 y a la cosecha obtuvo el T1 (Luces LEDs 24 horas) con promedios de 15,70; 36,51; 41,81, 44,94 de SPAD respectivamente acorde a lo citado por Macías De Costa et al. (2003), las clorofilas son los pigmentos responsables del color verde de las hojas de los vegetales y de los frutos inmaduros. Son piezas claves en la fotosíntesis, proceso que permite transformar la energía solar en energía química, y finalmente a partir de ella producir alimentos para todos los seres vivos y mantener el nivel de oxígeno en la atmósfera.

El tratamiento T2 (luces LEDSS 16 horas) a los 23,31, 39 días y a la cosecha tuvo como contenido de clorofila promedios de 13,50; 32,73; 38,48; 41,44 SPAD mientras que el tratamiento T3 (luz natural) a los 23,31, 39 días y a la cosecha tuvo como contenidos de clorofila promedios de 12,23; 28,99; 34,21; 38,71SPAD así Manrique Reol (2003) manifiesta que las moléculas de clorofila están organizadas en estructuras captadoras de luz, las cuales permiten incrementar la tasa fotosintética e incrementar el contenido de clorofila.

## G. CONTENIDO DE MATERIA SECA EN LA ACELGA (*Beta vulgaris* L.), variedad FORDHOOK GIANT.

### 1. Contenido de materia seca en g a la cosecha.

El análisis de varianza para el contenido de materia seca a la cosecha presentó diferencias altamente significativas para tratamientos con un coeficiente de variación de 5,50 %, (Cuadro 30).

**Cuadro 30.** Contenido de materia seca, cosecha.

F.V	SC	Gl	CM	F	p-valor	Sign.
<b>REPETICIONES</b>	2,58	2	1,29	2,93	0,1645	ns
<b>TRATAMIENTOS</b>	188,48	2	94,24	214,18	0,0001	**
<b>Error</b>	1,76	4	0,44			
<b>Total</b>	192,82	8				
<b>CV</b>	5,50%					

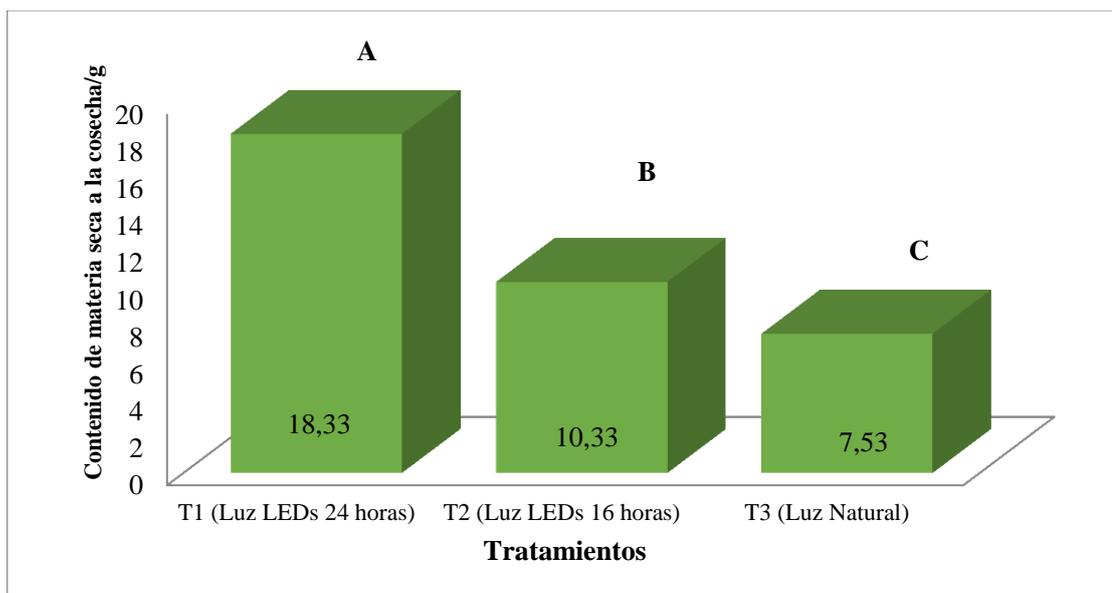
Fuente: Estrada J. 2020

p-valor >0,05 y > 0,01 ns;

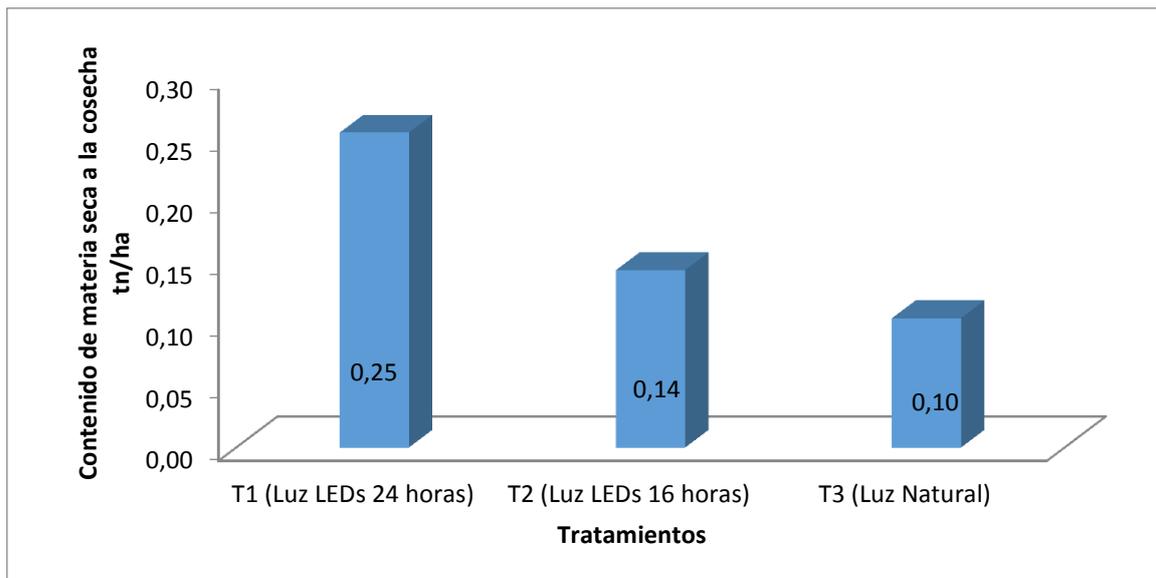
p-valor <0,05 y > 0,01 \*

p-valor <0,05 y < 0,01 \*\*

La prueba de Tukey al 5%, para el contenido de materia seca presentó tres grupos estadísticos (Gráfico 24), un grupo A para el tratamiento T1 (Luz LEDs 24 horas) con una media de 18,33g, el grupo B para el tratamiento T2 (Luz LEDs 16 horas) con una media de 10,33g y el grupo C para el tratamiento T3 (Luz Natural) con una media de 7,53g.



**Gráfico 24.** Contenido de materia seca promedio a la cosecha en 0,72m<sup>2</sup>.



**Gráfico 25.** Contenido de materia seca a la cosecha tn/ha.

La mayor cantidad de materia seca a la cosecha alcanzó el tratamiento T1 (Luces LEDs, 24 horas) con 18,33g en 0,72 m<sup>2</sup>, esto pudo deberse a que el tratamiento T1 tuvo mayor horas luz que los otros tratamientos y por supuesto a la eficiencia del proceso de fotosíntesis y respiración, acorde a lo citado por Mosquera-Sánchez et al., (1999) quien menciona que la fotosíntesis es el principal proceso en la producción de materia orgánica vegetal y paralelo a éste, ocurre el proceso respiratorio que afecta el balance de carbono y la acumulación de materia orgánica.

Cada tratamiento contó con el dispositivo del geodata que registró los valores de temperatura y humedad, variables climáticas que inciden en la producción de materia seca, producto del proceso de respiración y fotosíntesis (anexo19-24), cabe recalcar que procesos de fotorespiración provocan una disminución de hasta el 50% de los productos fotosintéticos de acuerdo a (Mosquera-Sánchez et al., 1999).

Mientras que los tratamientos T2 (Luces LEDs 16 horas) y el tratamiento T3(Luz natural), con medias de 10,33 y 7,53 gr respectivamente en los 0,72 m<sup>2</sup>, tuvieron pesos menores al tratamiento 1 por la disminución de la luz en 8 y 12 horas respectivamente lo que incide en la materia seca al final de la cosecha.

EL trabajo de investigación con luces LEDs, permitió corroborar que el cultivo de acelga al permanecer por un tiempo más prolongado de luz, obtuvo mejores resultados en producir más materia seca por efecto de la programación y duración de las horas con Luces LEDs lo que encaja perfectamente con lo mencionado por Casierra & Peña (2015), en donde se recalca que la exposición de las plantas a diferentes ambientes lumínicos ya sea por filtros fotoselectivos o por fuentes de luz adicional, modifica el rendimiento fotoquímico de los vegetales y su eficiencia fotosintética, lo que incide directamente en la síntesis de fotoasimilados.

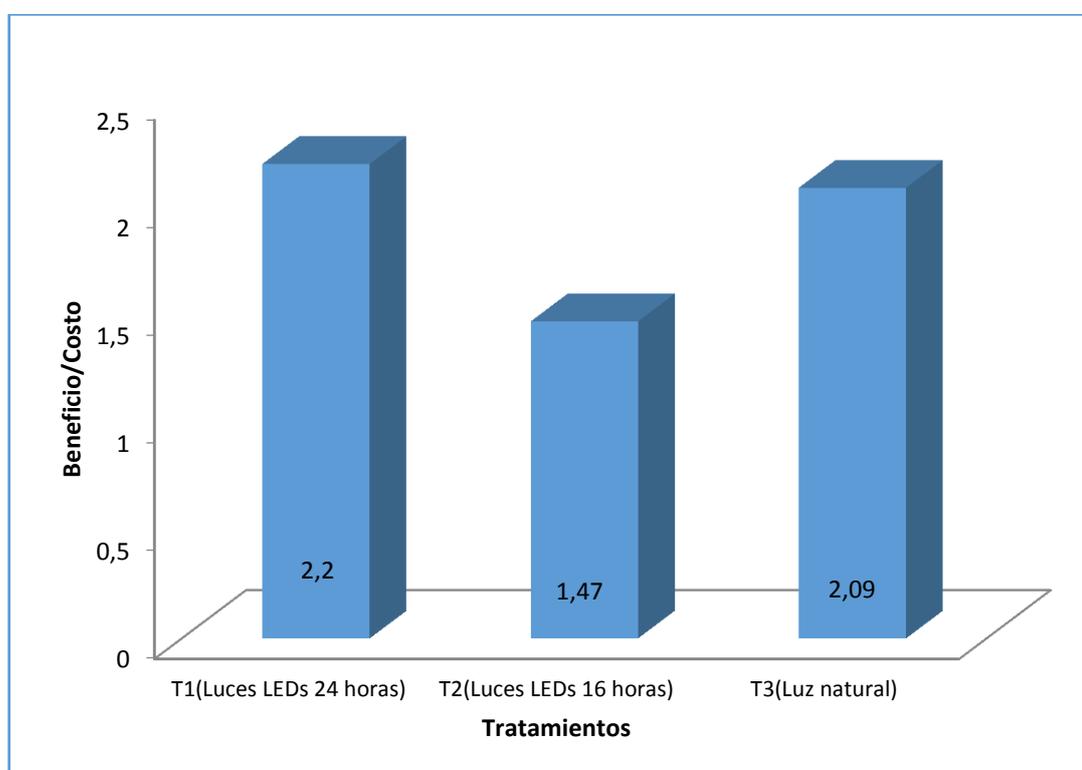
## H. ANÁLISIS BENEFICIO COSTO

Como se puede apreciar en la Cuadro 31, el T1 (Luces LEDs 24 horas) obtuvo el mayor beneficio costo, con un valor de 2,20 dólares, lo que equivale al 119,8 % de rentabilidad, así por cada dólar invertido se obtiene 1,20 dólares de ganancia, el T2 (Luces LEDs 16 horas) tuvo un beneficio costo de 1,47 dólares que equivalente al 47,1 % de rentabilidad y representa una ganancia de 0,47 centavos por cada dólar invertido, siendo el tratamiento con el menor beneficio costo, finalmente el T3 (Luz Natural) obtuvo un beneficio costo de 2,09 dólares, equivalente al 109,3% de rentabilidad que representa a una ganancia 1,09 dólares por cada dólar invertido.

**Cuadro 31.** Análisis económico según la relación beneficio costo

TRATAMIENTO	DESCRIPCION	B/C	% RENT.
T1	Luces LEDs 24 horas	2,20	119,8
T3	Luz natural	2,09	109,3
T2	Luces LEDs 16 horas	1,47	47,1

Fuente: Estrada J. 2020



**Gráfico 26.** Relación Beneficio/Costo

## **VIII. CONCLUSIONES**

El tratamiento T1 (Luz LEDs las 24 horas) alcanzó la mayor altura de planta a los 23, 31, 39 días, y a la cosecha con 20,51, 27,18, 36,23 y 46,78 cm respectivamente, a los 15 días no existió diferencias significativas entre tratamientos.

El tratamiento T1 (Luz LEDs las 24 horas) obtuvo el mayor número de hojas a los 15, 23, 31, 39 días y a la cosecha con 5,27, 11,90, 12,43, 12,64 13,53 hojas respectivamente.

El tratamiento T1 (Luz LEDs las 24 horas) logró alcanzó la mayor longitud de raíz a los 15, 23, 3, 39 días, con 19,65, 46,28, 62,88, 73,98 cm, a la cosecha no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos.

El tratamiento T1 (Luz LEDs las 24 horas) alcanzó el mayor diámetro a los, 31, 39 y a la cosecha, con 5,81, 10,87 y 14,33 mm respectivamente. No se encontraron diferencias significativas entre tratamientos a los 15 y 23 días.

El tratamiento T1 (Luz LEDs las 24 horas) obtuvo el mayor contenido de clorofila a los 23, 31, 39 y a la cosecha, con 15,70, 35,51, 41,81 44,94 SPAD respectivamente. No se encontraron diferencias significativas entre tratamientos a los 15 días.

El tratamiento T1 (Luz LEDs las 24 horas) alcanzó el mayor peso de materia seca a la cosecha con 18,33 g en 0,72 m<sup>2</sup> superando al T2 (16 horas de Luz LEDs) en un 77,44% y al T3 (Luz Natural) en un 143,43%.

El mayor beneficio costo con un valor de 2,20 dólares equivalente a un porcentaje de rentabilidad de 119,81 % se obtuvo con el tratamiento T1 luces LEDs 24 horas, mientras que con el T2 luces LEDs 16 se obtuvo una menor relación beneficio/costo de 1,47 dólares que equivale a 47,14%.

## **IX. RECOMENDACIONES**

- Para alcanzar un mayor peso de materia seca en el cultivo de acelga emplear luces LEDs 24 horas.
- Para obtener una mayor relación Beneficio-Costo utilizar el tratamiento 1.
- A la hora de hacer modificaciones en el ambiente lumínico como alternativas eficaces en rendimiento y calidad de vegetales, considerar: el espectro lumínico (color, longitud de onda en intensidad).
- Realizar estudios con OLEDs, diodos s emisores de luz orgánica.
- Realizar estudios con paneles solares como fuente de energía.

**X. RESUMEN**

V. Salinas  
10-111-200  
12/11

**RESUMEN**

La presente investigación propone: evaluar el efecto de la iluminación LEDs de 150W en la producción aeropónica de acelga (*Beta vulgaris subsp. Vulgaris L.*) Var Ford Hook Giant en invernadero del departamento de horticultura, ubicado en la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo; para ello se utilizaron tres tratamientos, T1 luces LEDs 24 horas, T2 luces LEDs 16 horas y T3 luz natural, el diseño fue un BCA bloques completos al azar, como resultado a los 15 días después de colocada la plántula en el sistema se obtuvo un porcentaje de prendimiento del 100% , El tratamiento T1 (Luz LEDs las 24 horas) alcanzó la mayor altura de planta a los 23, 31, 39 días y a la cosecha con 20,51, 27,51, 36,23 y 46,78 cm respectivamente, a los 15 días no existió diferencias significativas entre tratamientos; T1 alcanzó el mayor número de hojas a los 15, 23, 31, 39 días y a la cosecha con 5,27, 11,90, 12,43, 12,64, 13,53 hojas respectivamente; el T1 alcanzó la mayor longitud de raíz a los 15, 23, 31, 39 días, con 19,65, 46,28 62,88 y 73,98 cm y a la cosecha no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos, T1 alcanzó el mayor diámetro a los, 31, 39 y a la cosecha, con 5,81, 10,87 y 14,33 mm respectivamente, no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos a los 15 y 23 días. T1 alcanzó el mayor contenido de clorofila a los 23, 31, 39 y a la cosecha, con 15,70, 35,51, 41,81 44,94 SPAD respectivamente, no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos a los 15 días. Se concluye que el tratamiento T1 alcanzó el mayor peso de materia seca a la cosecha con 18,33 g en 0,72 m<sup>2</sup> y la mayor relación beneficio costo con 2,20% y un porcentaje de rentabilidad de 119,81%.

**Palabras clave:** PRODUCCIÓN AEROPONICA - ILUMINACIÓN LEDS – AGRICULTURA DE PRECISIÓN – CULTIVOS DE INVERNADERO.

**Por:** Jessenia Estrada



Rev 5400  
04 MAR 2020  
Jessenia

## **XI. SUMMARY**

The present investigation proposes: to evaluate the effect of LEDs lighting of 150W in the aeroponic production of chard (*Beta vulgaris* subsp. L.) Var Ford Hook Giant in the greenhouse of the horticultural department, at Escuela Superior Politecnica de Chimborazo; three treatments, T1 LEDS lights 24 hours, T2 LEDS lights 16 hours and T3 daylight were carried out, the design was a randomized complete block BCA, as a result, 15 days after the plant placed, a 100% yield percentage was obtained in the system, The T1 treatment (24 hours LED light) reached the higher plant height at 23, 31, 39 days and at harvest with 20,51, 27,51, 36,23 and 46.78 cm respectively, at 15 days there were no significant differences between treatments; T1 reached the highest number of leaves at 15, 23, 31, 39 days and the harvest with 5,27, 11,90, 12,43, 12,64, 13,53 leaves respectively; the T1 reached the longest root length at 15, 23, 31, 39 days, with 19, 65, 46, 28 62,88 and 73,98 cm and at harvest, no significant differences were found between treatments, T1 reached the largest diameter at 31, 39 and harvest, with 5,81, 10,87 and 14,33 mm respectively, no differences were found between treatments at 15 and 23 days. T1 reached the highest of chlorophyll at 23, 31, 39 and at harvest, with 15,70, 35,51, 41,81 44,94 SPAD respectively, no significant differences were found between treatments at the 15 days. It is concluded that the T1 treatment reached the highest weight of matter dry to harvest with 18,33 g in 0,72 m<sup>2</sup> and the highest benefit-cost ratio with 2.20% and a rate of return of 119,81%.

**KEYWORDS:** AEROPONIC PRODUCTION LIGHTING LEDS PRECISION AGRICULTURE - GREENHOUSE CROPS.



## **XII. LITERATURA CITADA**

Agrolanzarote. (2012). *Fichas técnicas de cultivos de lanzarote*. Retrieved from [http://www.agrolanzarote.com/sites/default/files/Agrolanzarote/02Productos/documentos/ficha\\_tecnica\\_del\\_cultivo\\_de\\_la\\_acelega.pdf](http://www.agrolanzarote.com/sites/default/files/Agrolanzarote/02Productos/documentos/ficha_tecnica_del_cultivo_de_la_acelega.pdf)

Bernardo, R., & Goyes, R. (2004). *Botánica: generalidades, morfología y anatomía de las plantas superiores*. Colombia: Universidad del Cauca.

Casierra, F., & Peña, J. (2015). Modificaciones fotomorfogénicas inducidas por la calidad de la luz en plantas cultivadas. *Rev. Acad. Colomb. Cienc*, 39, 84–92. Recuperado el 15 de noviembre de 2019 de <https://www.raccefyn.co/index.php/raccefyn/article/view/276/157>

Chard, S. (2013). *Acelga*. Recuperado el 15 de diciembre de 2019, de <http://www.fen.org.es/mercadoFen/pdfs/acelega.pdf>

Costa, T. (2015). Uso de estiércol caprino y bocashi en el cultivo de acelga (*Beta vulgaris* var. *cicla pers*). en el colegio de bachillerato puyango de la parroquia alamor. (*Tesis de grado, Tecnología en producción y extensión agropecuaria*) Universidad Nacional de Loja Recuperado el 28 de diciembre de 2019 de [http://dspace.unl.edu.ec:9001/jspui/bitstream/123456789/10819/1/TESINA\\_FINAL.pdf](http://dspace.unl.edu.ec:9001/jspui/bitstream/123456789/10819/1/TESINA_FINAL.pdf)

Esquivel, E. (2017). *Aeroponía*. México (Tesis de grado, Ingeniero Agrónomo en irrigación) Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna División. México Recuperado el 15 de noviembre de 2019 de <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/42371/EDUARDO%20ESQUIVEL%20CARDIEL.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Gsh, D. (2016). Demuestran que las raíces “ven” la luz ~ Artículos científicos para no científicos. Recuperado el 6 de febrero de 2020 de <https://articuloscientificosparanocientificos.blogspot.com/2016/11/raices-ven-la-luz.html>

Hernández, I. (2016). *Remoción de Na<sup>+</sup> y Cl<sup>-</sup> de la solución nutritiva hidropónica utilizando plantas de acelga (Beta vulgaris var. Cicla L.) sometidas a diferentes concentraciones de NaCl* (Tesis de grado, Ingeniero Agrónomo) Universidad Autónoma de Baja California Sur. México. Recuperado de <http://biblio.uabcs.mx/tesis/te3557.pdf>

Holdridge (1992). Zona de vida, Ecuador. obtenido de [http://www.ecotec.edu.ec/documentacion%5Cpropuestas%5Cturismo\\_hoteleria\\_2007/987\\_HTR\\_BS\\_AMB\\_256.pdf](http://www.ecotec.edu.ec/documentacion%5Cpropuestas%5Cturismo_hoteleria_2007/987_HTR_BS_AMB_256.pdf)

Krarp, C., & Moreira I. (1998). Hortalizas de estación fría. Recuperado el 10 de febrero de 2020, de [http://www7.uc.cl/sw\\_educ/hort0498/index.html](http://www7.uc.cl/sw_educ/hort0498/index.html)

Macías De Costa, S., Montenegro, M. A., Arregui, T., Inés Sánchez De Pinto, M., Nazareno, M. A., & López De Mishima, B. (2003). Caracterización de acelga fresca de Santiago del Estero (Argentina). comparación del contenido de nutrientes en hoja y tallo. evaluación de los carotenoides presentes. In *Ciênc. Tecnol. Aliment* (Vol. 23). Recuperado de <http://www.scielo.br/pdf/cta/v23n1/18251.pdf>

Manrique Reol, E. (2003). Los pigmentos fotosintéticos, algo más que la captación de luz para la fotosíntesis. *Ecosistemas, XII*(Los pigmentos fotosintéticos, algo más que la captación de luz para la fotosíntesis), 11. Retrieved from <http://www.aect.org/ecosistemas/031/informe4.htm>

Martín, P., Navas, L., Hernández, S., Corrêa, A., Martín, J., Martín, E., ... Durán, J. (2010). Diodos emisores de luz para la irradiación de plantas. *Scribd*, (May 2014), 17.

Mosquera-Sánchez, L. P., Néstor, Riaño-Herrera, M., Arcila-Pulgarín, J., César, A & Ponce-Dávila, A. (1999). *Fotosíntesis, respiración y fotorrespiración en hojas de café coffea sp* (Vol. 50).

Oscanoa, H. (2018). *Diseño mecatrónico de un ambiente controlado para el crecimiento de hortalizas empleando aeroponía*.(Tesis de posgrado, Mágister en Ingeniería Mecatrónica), Pontificia Universidad Católica del Perú. Perú.

Paniagua, G., Hernández, C., Rico, F., Domínguez, F., Martínez, E., & Martínez. (2015). Efecto de la luz LEDs de alta intensidad sobre la germinación y el crecimiento de plántulas de brócoli (*Brassica oleracea* L.). *Polibotánica*, 0(40), 199–212. <https://doi.org/10.18387/polibotanica.40.13>

Pernasetti, S., & DiBarbaro, G. (2012). Rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal como biofertilizante. *Biología En Agronomía*, 2(2), 1–10.

Proaño, F. E. A. (2015a). *Respuesta del cultivo de acelga (Beta vulgaris var. cicla L.) a la fertilización orgánica foliar*. Recuperad el 23 octubre de 2019 de [http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/8647/1/Acosta Proaño Felix Enrique.pdf](http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/8647/1/Acosta%20Proaño%20Felix%20Enrique.pdf)

Proaño, F. E. A. (2015b). *Respuesta del cultivo de acelga (Beta vulgaris var. cicla L.) a la fertilización orgánica foliar*. Guayaquil, Ecuador.

Raya Pérez, J. C. (2005). El Fototropismo en Plantas. *Acta Universitaria*, 15(2), 57–65. Recuperado el 24 de noviembre de 2019 de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=41613206>

Rendón, Y. (2013). *Sistemas aeroponicos en agricultura protegida (Tesis de posgrado, Especialización en Química Aplicada, opción agroplasticultura*. Centro de Investigación en Química Aplicada. Saltillo-Coahuila, Recuperado el 17 de octubre de 2019 de [https://ciqa.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1025/420/1/Yesica%20Rendon%20Aqui no.pdf](https://ciqa.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1025/420/1/Yesica%20Rendon%20Aqui%20no.pdf)

Rodríguez, W. (2001). *Interceptación de la luz y fotosíntesis del dosel*. Retrieved from <http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/InterceptacinLuzfotosntesisdosel.pdf>

Ruddy, L., Pacheco, C., & Sossa, M. Q. (2018). Production of acelga ( *Beta vulgaris* ) in vertical system at different distances in a protected environment. *Scielo*, 5, 101–116. Retrieved from [http://www.scielo.org.bo/pdf/riiarn/v5n2/v5n2\\_a12.pdf](http://www.scielo.org.bo/pdf/riiarn/v5n2/v5n2_a12.pdf)

Urrestarazu, M. (2018). Artículo técnico Iluminación artificial en agricultura Enero 2018 Silvia Bures , Miguel Urrestarazu Gavilán y Stiina Kotiranta. *ResearchGate*, (January), 0–46.

Yepes, A., & Silveira Buckeridge, M. (2011). *Respuestas de las plantas ante los factores ambientales del cambio climático global (revisión)*. 14.

Zepeda, I. L. (2012). *Efecto de la solución nutritiva en el rendimiento de lechuga (Lactuca sativaL.) en dos sistemas hidropónicos: camas flotantes y aeroponía*. lugar. p. 71.

### XIII. ANEXOS

#### Anexo 1. Análisis económico para el tratamiento 1, Luces LEDSS 24 horas

T1 LUZ LEDSS 24 HORAS					
RUBROS	UNIDAD	CANTIDAD	P. UNIT. (USD)	P. TOTAL (USD)	%
<b>Invernadero</b>					
Estructura metálica	Invernadero m2	10000	5,50	687,50	
Plástico	kg	5341	4,69	1042,61	
Sistema de Riego	Sistema	1	5600,00	233,33	
Lámparas LEDSS	Unidad	1200	200,00	10000,00	
Costo energía eléctrica	kWh	8640	0,06	64,80	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>12028,24</b>	70,62
<b>Preparación del suelo</b>					
Espuma flex	Planchas	2080	6,5	563,33	
Vasos plásticos	Paquetes	200	0,7	140,00	
Plástico para forrar espuma flex	metro	10690	2	668,13	
Bomba 0,5 HP	Unidad	120	58	108,75	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>1480,21</b>	8,69
<b>Fertilizantes</b>					
Nitrato de amonio	kg	37,57	0,66	24,83	
10-52-10	kg	59,24	0,66	39,14	
Super k	kg	64,43	0,66	42,57	
Nitro plus	kg	35,86	0,66	23,69	
Sulfato de mg	kg	70,29	0,66	46,44	
Sulfato de amonio	kg	40,38	0,66	26,68	
Nitrato de calcio	kg	43,86	0,66	28,98	
Mano de obra	Jornal	15,00	15,00	225,00	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>457,35</b>	2,69
<b>Trasplante</b>					
Plántula	Plántula	62400	0,007	436,80	
Transporte	Carro	1	20,00	20,00	
Mano de obra	Jornal	30	15,00	450,00	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>906,80</b>	5,32
<b>Cosecha</b>					
Mano de obra	Jornal	20	15,000	300,00	
Transporte	Gavetas	3120	0,100	312,00	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>612,00</b>	3,59
<b>TOTAL</b>				<b>15484,60</b>	
<b>Imprevistos 10%</b>				<b>1548,46</b>	9,09
<b>GRAN TOTAL</b>				<b>17033,06</b>	100,00
<b>NUMERO DE PLANTAS</b>	62400	37440			
<b>TOTAL INGRESO BRUTO</b>		37440			
<b>BENEFICIO COSTO</b>					
<b>INGRESO TOTAL</b>		37.440,00			
<b>COSTO TOTAL</b>		17.033,06			
<b>BENEFICIO/COSTO</b>		2,20			
<b>RENTABILIDAD</b>		119,81%			

**Anexo 2.** Análisis económico para el tratamiento 2, Luces LEDSS 16 horas.

T2 LUZ LEDSS 16 HORAS					
RUBROS	UNIDAD	CANTIDAD	P. UNIT. (USD)	P. TOTAL (USD)	%
<b>Invernadero</b>					
Estructura metálica	Invernadero m2	10000	5,50	687,50	
Plástico	kg	5341	4,69	1042,61	
Sistema de Riego	Sistema	1	5600,00	233,33	
Lámparas LEDSS	Unidad	1200	200,00	10000,00	
Costo energía eléctrica	kWh	230	0,06	1,73	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>11965,17</b>	70,25
<b>Preparación del suelo</b>					
Espuma flex	Planchas	2080	6,5	563,33	
Vasos plásticos	Paquetes	200	0,7	140,00	
Plastico para forrar espuma flex	metro	10690	2	668,13	
Bomba 0,5 HP	Unidad	120	58	108,75	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>1480,21</b>	8,69
<b>Fertilizantes</b>					
Nitrato de amonio	kg	37,57	0,66	24,83	
10-52-10	kg	59,24	0,66	39,14	
Super k	kg	64,43	0,66	42,57	
Nitro plus	kg	35,86	0,66	23,69	
Sulfato de mg	kg	70,29	0,66	46,44	
Sulfato de amonio	kg	40,38	0,66	26,68	
Nitrato de calcio	kg	43,86	0,66	28,98	
Mano de obra	Jornal	15,00	15,00	225,00	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>457,35</b>	2,69
<b>Trasplante</b>					
Plántula	Plántula	62400	0,007	436,80	
Transporte	Carro	1	20,00	20,00	
Mano de obra	Jornal	30	15,00	450,00	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>906,80</b>	5,32
<b>Cosecha</b>					
Mano de obra	Jornal	20	15,000	300,00	
Transporte	Gavetas	3120	0,100	312,00	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>612,00</b>	3,59
<b>TOTAL</b>				<b>15421,52</b>	
<b>Imprevistos 10%</b>				<b>1542,15</b>	9,05
<b>GRAN TOTAL</b>				<b>16963,68</b>	99,59
<b>NUMERO DE PLANTAS</b>	62400	24960			
<b>TOTAL INGRESO BRUTO</b>		24960			
<b>BENEFICIO COSTO</b>					
<b>INGRESO TOTAL</b>		24.960,00			
<b>COSTO TOTAL</b>		16.963,68			
<b>BENEFICIO/COSTO</b>		1,47			
<b>RENTABILIDAD</b>		47,14%			

**Anexo 3.** Análisis económico para el tratamiento 3, Luces Natural.

<b>T3 LUZ NATURAL</b>					
<b>RUBROS</b>	<b>UNIDAD</b>	<b>CANTIDAD</b>	<b>P. UNIT. (USD)</b>	<b>P. TOTAL (USD)</b>	<b>%</b>
<b>Invernadero</b>					
Estructura metálica	Invernadero m2	10000	5,50	687,50	
Plástico	kg	5341	4,69	1042,61	
Sistema de Riego	Sistema	1	5600,00	233,33	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>1963,44</b>	11,53
<b>Preparación del suelo</b>					
Espuma flex	Planchas	2080	6,5	563,33	
Vasos plásticos	Paquetes	200	0,7	140,00	
Plastico para forrar espuma flex	metro	10690	2	668,13	
Bomba 0,5 HP	Unidad	120	58	108,75	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>1480,21</b>	8,69
<b>Fertilizantes</b>					
Nitrato de amonio	kg	37,57	0,66	24,83	
10-52-10	kg	59,24	0,66	39,14	
Super k	kg	64,43	0,66	42,57	
Nitro plus	kg	35,86	0,66	23,69	
Sulfato de mg	kg	70,29	0,66	46,44	
Sulfato de amononio	kg	40,38	0,66	26,68	
Nitrato de calcio	kg	43,86	0,66	28,98	
Mano de obra	Jornal	15,00	15,00	225,00	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>457,35</b>	2,69
<b>Trasplante</b>					
Plántula	Plántula	62400	0,007	436,80	
Transporte	Carro	1	20,00	20,00	
Mano de obra	Jornal	30	15,00	450,00	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>906,80</b>	5,32
<b>Cosecha</b>					
Mano de obra	Jornal	20	15,000	300,00	
Transporte	Gavetas	3120	0,100	312,00	
<b>SUBTOTAL</b>				<b>612,00</b>	3,59
<b>TOTAL</b>				<b>5419,80</b>	
<b>Imprevistos 10%</b>				<b>541,98</b>	3,18
<b>GRAN TOTAL</b>				<b>5961,78</b>	35,00
<b>NUMERO DE PLANTAS</b>	62400	12480			
<b>TOTAL INGRESO BRUTO</b>		12480			
<b>BENEFICIO COSTO</b>					
<b>INGRESO TOTAL</b>	<b>12.480,00</b>				
<b>COSTO TOTAL</b>	<b>5.961,78</b>				
<b>BENEFICIO/COSTO</b>	<b>2,09</b>				
<b>RENTABILIDAD</b>	<b>109,33%</b>				

**Anexo 4.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 15 días de colocada la plántula en el sistema, T1 (luces LEDs 24 horas).



**Anexo 5.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 23 días de colocada la planta en el sistema, T1 (luces LEDs 24 horas).



**Anexo 6.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 31 días de colocada la planta en el sistema, T1 (luces LEDs 24 horas).



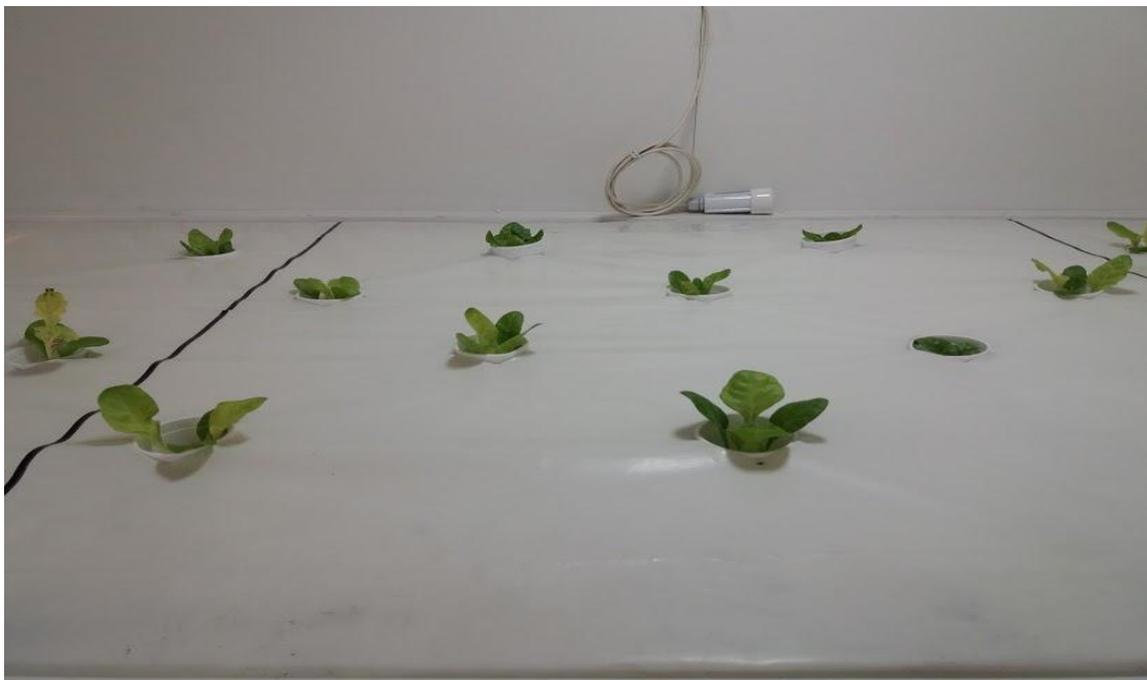
**Anexo 7.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 39 días de colocada la planta en el sistema, T1 (luces LEDs 24 horas).



**Anexo 8.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a la cosecha- T1 (luces LEDs 24 horas).



**Anexo 9.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 15 días de colocada la plántula en el sistema, T2 (luces LEDs 16 horas).



**Anexo 10.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 23 días de colocada la planta en el sistema, T2 (luces LEDs 16 horas).



**Anexo 11.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 31 días de colocada la planta en el sistema, T2 (luces LEDs 16 horas).



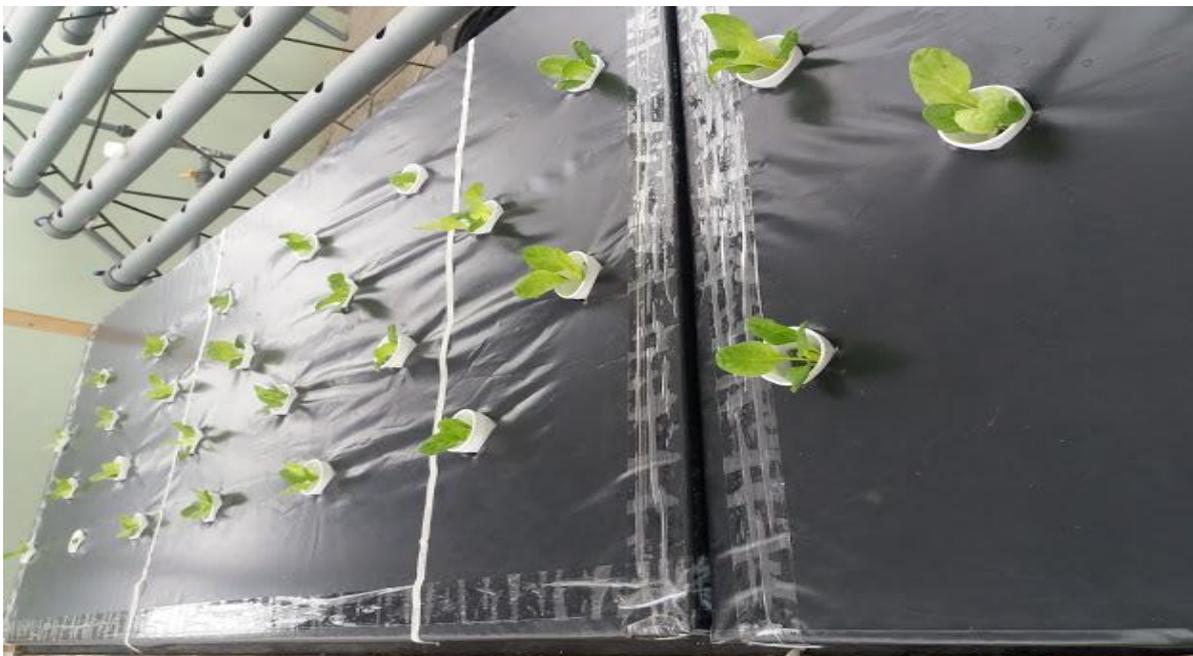
**Anexo 12.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 39 días de colocada la planta en el sistema, T2 (luces LEDs 16 horas).



**Anexo 13.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a la cosecha T2 (luces LEDs 16 horas).



**Anexo 14.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 15 días de colocada la plántula en el sistema, T3 (Luz natural).



**Anexo 15.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 23 días de colocada la planta en el sistema, T3 (Luz natural).



**Anexo 16.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 31 días de colocada la planta en el sistema, T3 (Luz natural).



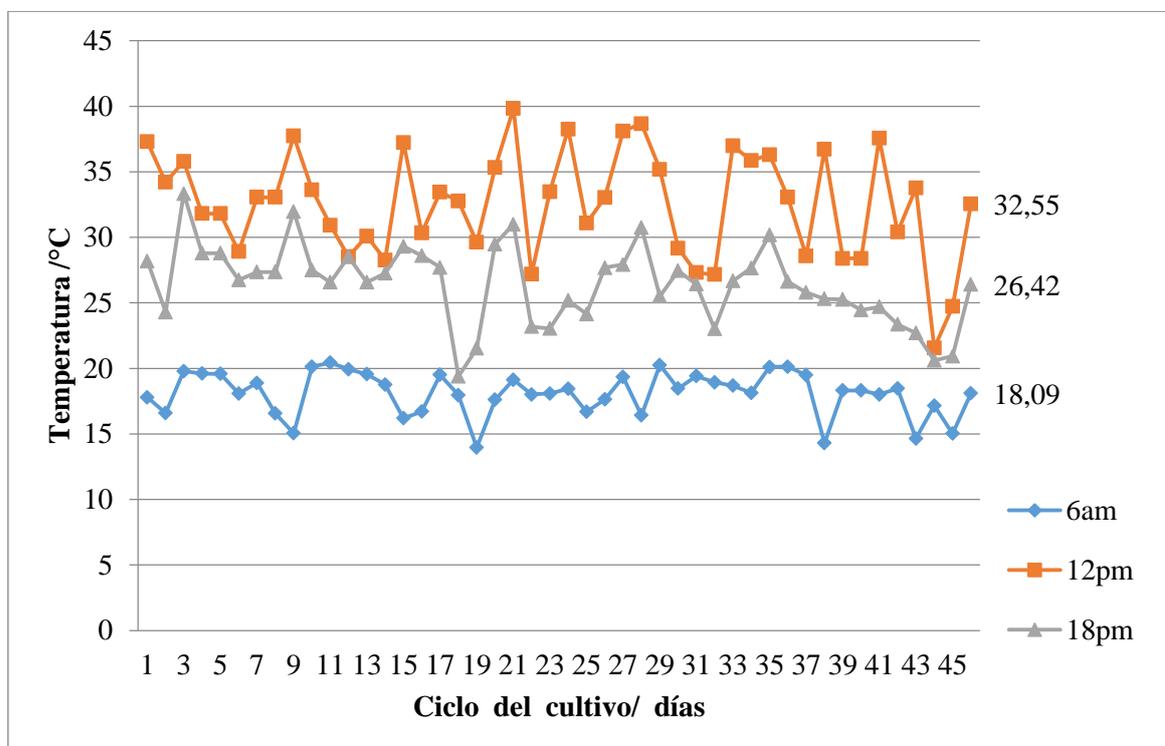
**Anexo 17.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a los 39 días de colocada la planta en el sistema, T3 (Luz natural).



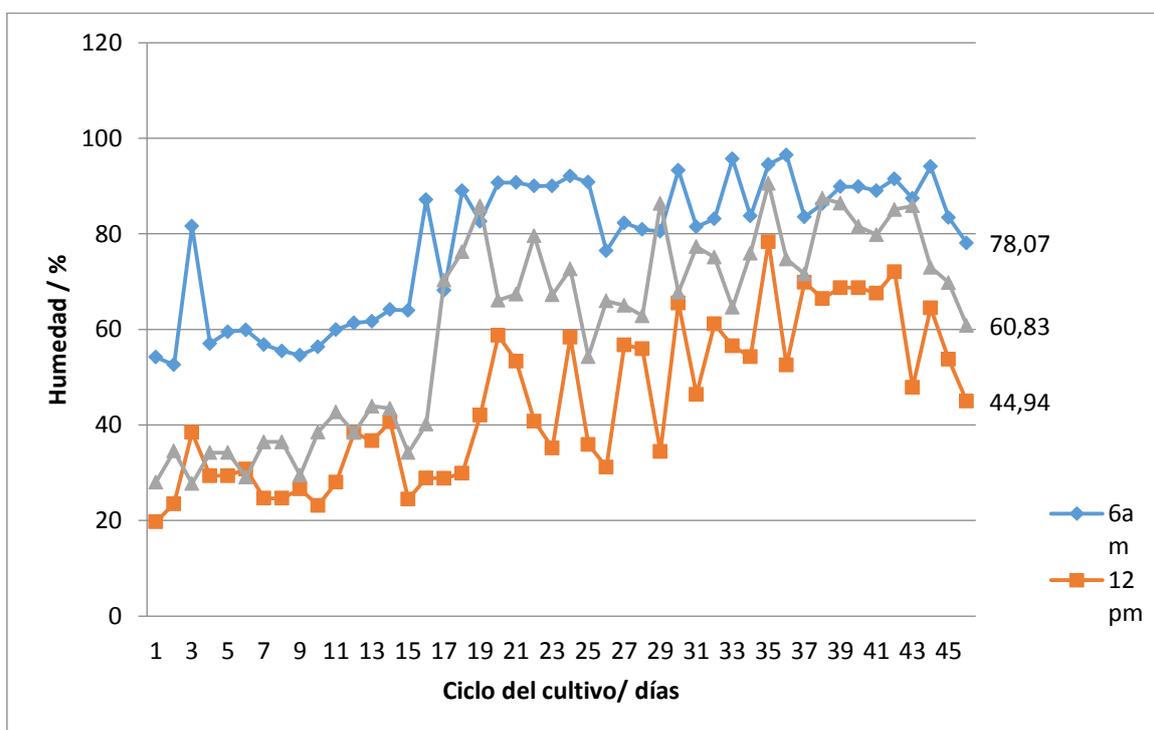
**Anexo 18.** Desarrollo morfológico de la acelga bajo iluminación artificial LEDs de 150 W, en el sistema aeropónico a la cosecha T3 (Luz natural).



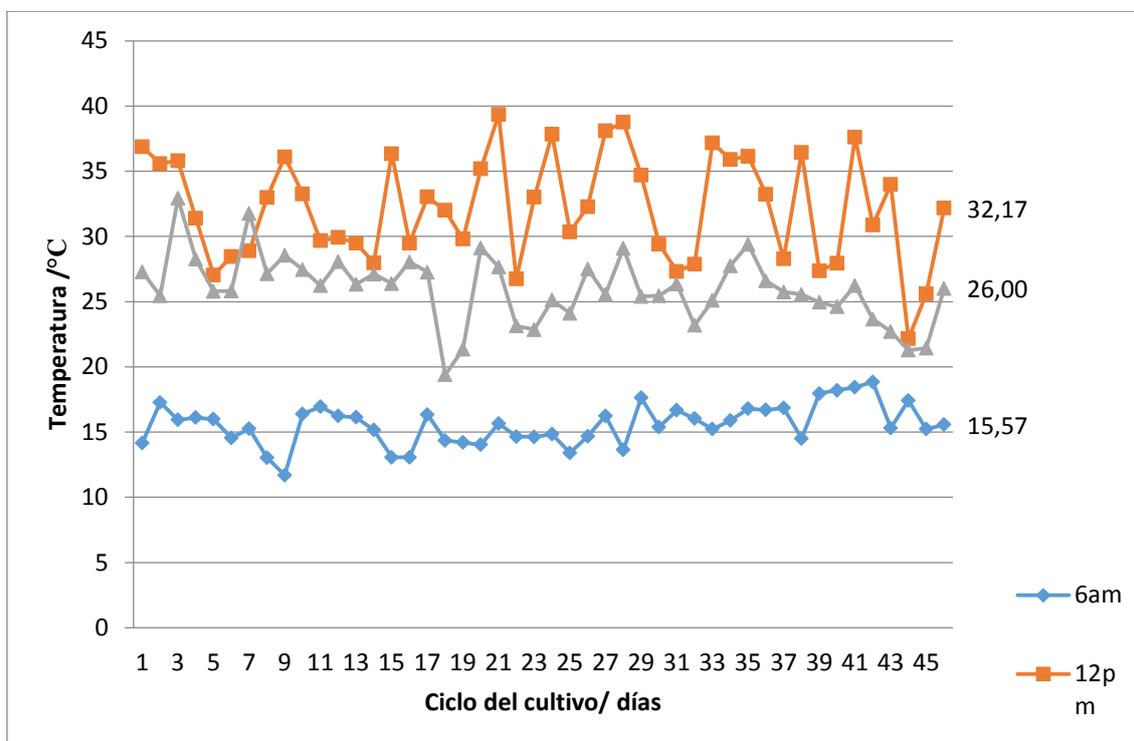
**Anexo 19.** Datos de temperatura registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T1, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.



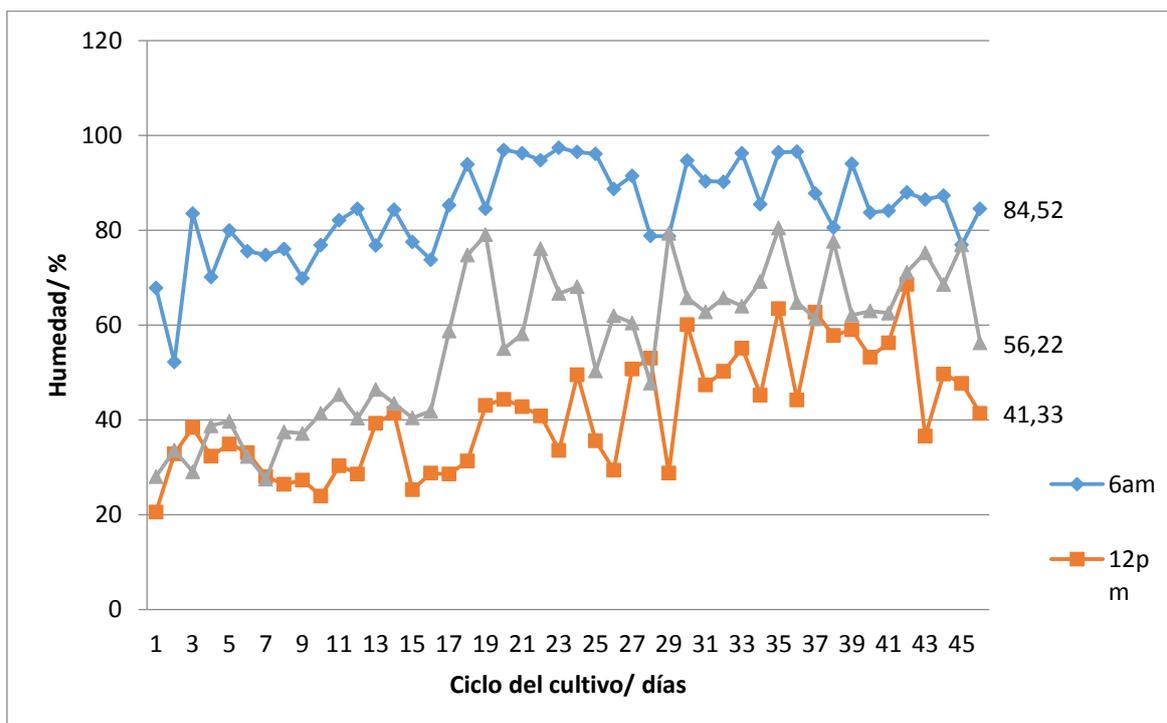
**Anexo 20.** Datos de humedad registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T1, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.



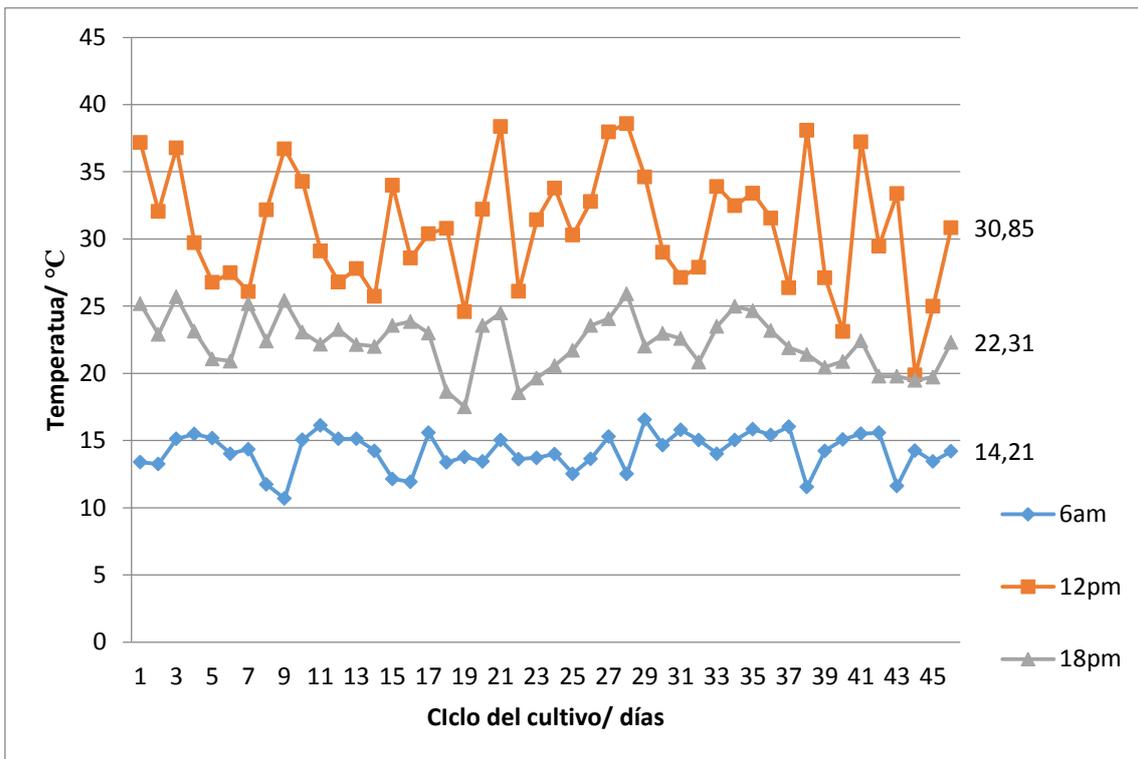
**Anexo 21.** Datos de temperatura registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T2, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.



**Anexo 22.** Datos de humedad registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T2, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.



**Anexo 23.** Datos de temperatura registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T3, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.



**Anexo 24.** Datos de humedad registrados con el geodata durante el ciclo del cultivo para T3, medias al final del ciclo del cultivo a las 6am, 12pm y 18pm.

