



ESPE

UNIVERSIDAD DE LAS FUERZAS ARMADAS
INNOVACIÓN PARA LA EXCELENCIA



DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA

CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

TRABAJO DE TITULACIÓN, PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERO AGROPECUARIO

**“EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LUCES LED EN LA
PROPAGACIÓN DE DOS ESPECIES DE FLORES DE VERANO:
GYPSOPHILA (*Gypsophila paniculata*) y TRACHELIUM
(*Trachelium caeruleum*)”**

AUTOR: PACHACAMA MORENO, DORIS MELISSA

DIRECTOR: ING. URBANO SALAZAR, RUTH ELIZABETH PhD

SANGOLQUÍ

2018



DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

CERTIFICADO DEL DIRECTOR

Certifico que el trabajo de titulación *“EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LUCES LED EN LA PROPAGACIÓN DE DOS ESPECIES DE FLORES DE VERANO: GYPSOPHILA (Gypsophila paniculata) y TRACHELIUM (Trachelium caeruleum)”* fue realizado por la señorita *PACHACAMA MORENO, DORIS MELISSA* el mismo que ha sido revisado en su totalidad, analizado por la herramienta de verificación de similitud de contenido; por lo tanto cumple con los requisitos teóricos, científicos, técnicos, metodológicos y legales establecidos por la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, razón por la cual me permito acreditar y autorizar para que lo sustente públicamente.

Sangolquí, diciembre del 2018

Firma:


PhD. Urbano Salazar Ruth Elizabeth

C.C. 1209282939



DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

AUTORÍA DE RESPONSABILIDAD

Yo, *Pachacama Moreno, Doris Melissa*, declaro que el contenido, ideas y criterios del trabajo de titulación: *Evaluación del efecto de luces led en la propagación de dos especies de flores de verano: Gypsophila (Gypsophila paniculata) y Trachelium (Trachelium caeruleum)*, es de mi autoría y responsabilidad, cumpliendo con los requisitos teóricos, científicos, técnicos, metodológicos y legales establecidos por la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, respetando los derechos intelectuales de terceros y referenciando las citas bibliográficas.

Consecuentemente el contenido de la investigación mencionada es veraz.

Sangolquí, diciembre del 2018

.....
Pachacama Moreno Doris Melissa

C.C: 020202435-2



DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

AUTORIZACIÓN

Yo, *Pachacama Moreno, Doris Melissa* autorizo a la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE publicar el trabajo de titulación: *Evaluación del efecto de luces led en la propagación de dos especies de flores de verano: Gypsophila (Gypsophila paniculata) y Trachelium (Trachelium caeruleum)* en el Repositorio Institucional, cuyo contenido, ideas y criterios son de mi responsabilidad.

Sangolquí, diciembre del 2018

Pachacama Moreno Doris Melissa

C.C: 020202435-2

DEDICATORIA

A mis padres Carmita y Claudio por ser pilar fundamental en mi formación y que gracias a su unión, sacrificio y ejemplo han forjado lo que ahora soy como persona.

A mis hermanos Leonidas y Bernardo los cuales me han apoyado hasta en los peores momentos; Leo, que por su carácter eres mi ejemplo a seguir y Berni que, aunque eres mi hermano menor me has dado los mejores consejos.

A mi ñaña prestada Oliva y a mi pequeña sobrina Camila las cuales han llegado para complementar mi vida, tu Glory por ser mi confidente y tú mi Camilita por ser como una hija.

A mi abuelita María mi “Mamalita”, este triunfo es nuestro, te lo dedico.

AGRADECIMIENTO

A mis padres y hermanos que han sido mi apoyo incondicional durante estos largos años de estudio.

A la Universidad de las Fuerzas Armadas – ESPE y a la Carrera de Ciencias Agropecuarias – IASA 1 que más que una universidad, ha sido como mi segundo hogar durante los años de estudio. A la Ing, Urbano que ha sabido guiarme durante este proceso de tesis, gracias por su apoyo y confianza. A los docentes de la Carrera de Ingeniería Agropecuaria y en especial al Ingeniero Pablito, Norman y Julio, gracias por sus enseñanzas y amistad, han sido el pilar para desarrollarme como profesional.

A mis amigos Clau, May, Tephi, Joha y Daly, que fueron y siguen siendo muy importantes en mi vida, gracias por vivir y compartir conmigo durante toda la carrera, espero podamos seguir acumulando recuerdos y experiencias.

A la Empresa Hilsea Investment Limited por darme la oportunidad de formar parte de su familia, al Ing. Cristian Freire director de Propagación, a Don Miguel, Don Jesús, a los trabajadores y supervisores por confiar en este proyecto y ayudarme a culminarlo, se los agradezco eternamente.

ÍNDICE DE CONTENIDOS**CARÁTULA****CERTIFICADO DEL DIRECTOR.....i****AUTORÍA DE RESPONSABILIDAD ii****AUTORIZACIÓN.....iii****DEDICATORIA iv****AGRADECIMIENTO v****ÍNDICE DE CONTENIDOS vi****ÍNDICE DE TABLAS..... xi****ÍNDICE DE FIGURAS..... xiv****RESUMEN..... xviii****ABSTRACT xix****CAPÍTULO I****PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA**

1.1 Antecedentes 1

1.2 Justificación 3

1.3 El problema..... 4

1.4 Objetivos..... 5

1.4.1 Objetivo general 5

1.4.2 Objetivos específicos..... 5

1.5 Hipótesis 6

CAPÍTULO II**MARCO TEÓRICO**

2.1 Fisiología de la propagación..... 7

2.1.1 Formación de raíces adventicias 7

2.1.2 Bases fisiológicas de la iniciación de tallos y raíces adventicias 8

2.1.3 Importancia de las yemas en el enraizamiento 9

2.1.4 Factores para la selección del material vegetal..... 10

2.1.4.1 Condiciones fisiológicas de la planta madre 10

2.1.4.2 Métodos de aplicación de auxinas..... 11

2.1.5 Condiciones ambientales para el enraizamiento de estacas foliosas 11

2.2 Radiación 12

2.2.1 Clasificación de la Radiación 12

2.2.2 Radiación Fotosintéticamente Activa (PAR)..... 13

2.2.3	Radiación y su relación con la fisiología de las plantas	14
2.2.4	Calidad espectral de luz	15
2.2.5	Intensidad de luz	16
2.3	Luces LED.....	17
2.3.1	Beneficios de los colores de las luces LED en el crecimiento de las plantas	18
2.3.2	Importancia de la adición de luz LED en cultivos de ambiente cerrado.	20
2.3.3	Fotoperiodo.....	22
2.3.4	Características de las luces LED usadas en la investigación	23
2.3.4.1	Luces LED Philips usadas en la investigación.....	24
2.4	Clorofila.....	25
2.4.1	Los plastidios	25
2.4.2	La clorofila.....	26
2.4.3	Funciones de la Clorofila	27
2.4.4	Clasificación de la clorofila	28
2.5	Fotosíntesis	29
2.6	Macronutrientes esenciales de las plantas.....	32
2.7	Etapas de la propagación	34
2.8	<i>Gypsophila paniculata</i>	34
2.8.1	Criterios para la elección de las variedades	34
2.8.2	Requerimientos del cultivo	35
2.8.3	Propagación.....	35
2.8.4	Desinfección y fertilización en propagación.....	35
2.8.5	Manejo del cultivo en campo (post - siembra).....	36
2.9	<i>Trachelium caeruleum</i>	38
2.9.1	Requerimientos del cultivo	38
2.9.2	Fertilización	38
2.9.3	Parámetros para la selección de plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i>	38

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1	Ubicación del experimento	40
3.2	Tiempo de duración de la investigación	41
3.3	Materiales, equipos y reactivos.....	41
3.4	Fases en la propagación de flores de verano.....	41

3.5	Procedimientos para evaluar los efectos de las luces LED en la propagación de dos especies de flores de verano	42
3.5.1	Adecuación del invernadero y etiquetado del experimento	42
3.5.2	Toma de datos de las variables en estudio	46
3.5.2.1	Número de hojas.....	46
3.5.2.2	Altura de las plántulas	46
3.5.2.3	Pinch de las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i>	47
3.5.2.4	Altura y número de brotes de <i>Gypsophila paniculata</i> después del pinch	47
3.5.2.5	Porcentaje de mortalidad	47
3.5.2.6	Peso de la raíz.....	48
3.5.2.7	Medición de Radiación Total y PAR	48
3.5.3	Medición de Clorofila a, b y carotenoides	49
3.5.4	Toma de datos de Macronutrientes	52
3.6	Procedimientos para evaluar en campo, los efectos de las luces LED colocadas en la fase de propagación de dos especies de flores de verano	54
3.6.1	Siembra en campo.....	54
3.6.2	Distribución de luz y ácido giberélico	56
3.6.3	Tutoreo	57
3.6.4	Desbrote de las plantas de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad Over Time	57
3.6.5	Cosecha	58
3.6.6	Manejo de los tallos en post-cosecha.....	60
3.6.7	Diseño Experimental.....	63
3.6.7.1	Factores evaluados	63
3.6.7.2	Tipo de diseño	64
3.6.7.3	Repeticiones	64
3.6.7.4	Características de la Unidad Experimental	64
3.6.7.5	Esquema del Diseño Experimental	65
3.6.7.6	Análisis Estadístico	67
3.6.7.7	Análisis funcional.....	68

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1	Evaluación del número de hojas de dos especies de flores de verano, bajo el efecto de diferentes espectros de luces LED en la etapa de propagación	69
4.1.1	<i>Gypsophila paniculata</i>	69

4.1.2	<i>Trachelium caeruleum</i>	71
4.2	Evaluación de la altura de las plántulas de dos especies de flores de verano expuestas a tres diferentes espectros de luz LED en la etapa de propagación	73
4.2.1	<i>Gypsophila paniculata</i> antes del pinch	73
4.2.2	Curvas de crecimiento de <i>Gypsophila paniculata</i> previo al pinch	74
4.2.3	<i>Trachelium caeruleum</i>	76
4.2.4	Curvas de crecimiento de <i>Trachelium caeruleum</i> en etapa de aclimatación.....	78
4.3	Evaluación del número de brotes después del pinch de <i>Gypsophila paniculata</i> bajo el efecto de diferentes espectros de luz LED en la etapa de propagación.....	80
4.4	Evaluación de la longitud de los brotes después del pinch de <i>Gypsophila paniculata</i> bajo el efecto de diferentes espectros de luz LED, en la etapa de propagación	82
4.4.1	Curvas de crecimiento de los brotes de <i>Gypsophila paniculata</i>	83
4.5	Efecto de la luz LED sobre el desarrollo radicular de <i>Gypsophila paniculata</i> en la etapa de propagación	85
4.6	Efecto de la luz LED sobre el desarrollo radicular de <i>Trachelium caeruleum</i> en la etapa de propagación	87
4.7	Porcentaje de mortalidad.....	88
4.7.1	<i>Gypsophila paniculata</i>	89
4.7.2	<i>Trachelium caeruleum</i>	90
4.8	Radiación PAR y Radiación Total	91
4.8.1	<i>Gypsophila paniculata</i> variedades G034	91
4.8.2	<i>Gypsophila paniculata</i> variedades Over Time.....	94
4.8.3	<i>Trachelium caeruleum</i>	96
4.9	Contenido de Clorofilas	101
4.9.1	<i>Gypsophila paniculata</i> expuesta a 6 y 12 horas nocturnas de varios espectros de luz LED	101
4.9.2	<i>Trachelium caeruleum</i> expuesto a 12 horas nocturnas de varios espectros de luz LED	103
4.10	Contenido de Macro elementos	105
4.10.1	<i>Gypsophila paniculata</i>	105
4.10.2	<i>Trachelium caeruleum</i>	106
4.11	Producción	108
4.11.1	Tallos exportables de <i>Trachelium caeruleum</i>	108
4.11.2	Tallos exportables en <i>Gypsophila paniculata</i>	111

4.11.3	Peso de tallos de <i>Gypsophila paniculata</i>	114
--------	--	-----

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1	Conclusiones	117
5.2	Recomendaciones	120
5.3	Bibliografía	121

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1	<i>Regiones del espectro electromagnético</i>	14
Tabla 2	<i>Tabla de equivalencias de unidades de intensidad de luz</i>	17
Tabla 3	<i>Características técnicas de las luces LED Philips Deep Red / White</i>	25
Tabla 4	<i>Características técnicas de las luces LED Philips Deep red/White / Far red</i>	25
Tabla 5	<i>Características técnicas de las luces LED chinas HSI</i>	25
Tabla 6	<i>Clasificación de la calidad por longitud de tallos y número de laterales a la cosecha de <i>Gypsophila paniculata</i></i>	37
Tabla 7	<i>Clasificación por punto de apertura de flor <i>Gypsophila paniculata</i> variedad G034 (Fun Time)</i>	37
Tabla 8	<i>Clasificación por punto de apertura de flor <i>Gypsophila paniculata</i> variedad Over Time</i>	37
Tabla 9	<i>Clasificación de la calidad de tallos a la cosecha de <i>Trachelium caeruleum</i> Var. Blue</i>	39
Tabla 10	<i>Clasificación de la calidad de tallos a la cosecha de <i>Trachelium caeruleum</i> Var. Jade</i>	39
Tabla 11	<i>Datos de ubicación de la florícola</i>	40
Tabla 12	<i>Descripción del factor de Luces LED</i>	63
Tabla 13	<i>Descripción del factor especies de flores de verano</i>	64
Tabla 14	<i>Horarios de encendido de las luces LED</i>	64
Tabla 15	<i>Análisis de varianza para la determinación de los efectos de las luces LED en la propagación de dos especies y dos variedades de flores de verano</i>	67
Tabla 16	<i>Análisis de Varianza (SC tipo I) del número de hojas de las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> expuestas a tres espectro de luz LED</i>	69
Tabla 17	<i>Promedio \pm error experimental del número de hojas de <i>Gypsophila paniculata</i> bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de dos semanas antes del pinch, en la Florícola ubicada en El Quinche, Ecuador, 2018. DGC (Alfa=0,05)</i>	70
Tabla 18	<i>Análisis de Varianza (SC tipo I) del número de hojas de las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i> expuestas a tres espectros de luz LED</i>	71
Tabla 19	<i>Promedio \pm error experimental del número de hojas de <i>Trachelium caeruleum</i> bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de dos</i>	

	<i>semanas hasta el despacho a campo, en la Florícola ubicada en El Quinche, Ecuador, 2018. DGC (Alfa=0,05).....</i>	72
Tabla 20	<i>Prueba de hipótesis marginales (SC tipo III) de la altura de las plantas de Gypsophila paniculata expuestas a tratamientos con luces LED.....</i>	73
Tabla 21	<i>Promedio \pm error experimental de la altura de las plántulas de Gypsophila paniculata bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de dos semanas de aclimatación previo al pinch, en la Florícola ubicada en El Quinche. Ecuador 2018. DGC (Alfa = 0.05).....</i>	74
Tabla 22	<i>Prueba de hipótesis marginales (SC tipo III) de la altura de las plantas de Trachelium caeruleum expuestas a tratamientos con luces LED.....</i>	76
Tabla 23	<i>Promedio \pm error experimental de la altura de las plántulas de Trachelium caeruleum bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de dos semanas de aclimatación, en la Florícola ubicada en El Quinche. Ecuador, 2018. DGC (Alfa=0.05).....</i>	77
Tabla 24	<i>Prueba de hipótesis marginales (SC tipo III) del número de brotes de Gypsophila paniculata expuestas a tratamientos con diferentes espectros de luces LED.....</i>	80
Tabla 25	<i>Promedio \pm error experimental del número de brotes de Gypsophila paniculata bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de tres semanas después del pinch, en la Florícola ubicada en El Quinche, Ecuador, 2018. DGC Fisher (Alfa=0,05).....</i>	81
Tabla 26	<i>Prueba de hipótesis marginales (SC tipo III) de la longitud de los brotes de Gypsophila paniculata después del pinch, bajo el efecto de diferentes espectros de luz LED.....</i>	82
Tabla 27	<i>Promedio \pm error experimental de la longitud de los brotes de Gypsophila paniculata bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en la Florícola ubicada en El Quinche, Ecuador, 2018.....</i>	82
Tabla 28	<i>Peso seco de la raíz de Gypsophila paniculata expuestas a 12 y 6 horas nocturnas de luz LED de diferentes espectros.....</i>	86
Tabla 29	<i>Peso seco de la raíz de Trachelium caeruleum sometidas a 12 y 6 horas nocturnas de luz LED de diferentes espectros.....</i>	87
Tabla 30	<i>Contenido de Clorofila A, B y Carotenoides en las hojas de Gypsophila</i>	

	<i>paniculata</i> expuestas a 6 y 12 horas nocturnas de luz LED	102
Tabla 31	Contenido de Clorofila A, B y Carotenoides en las hojas de <i>Trachelium caeruleum</i> expuestas a 12 y 6 horas de luz LED nocturna	104
Tabla 32	Contenido de Macronutrientes en las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> expuestas a diferentes colores y espectros de luz LED durante su estadía en etapa de propagación.....	106
Tabla 33	Contenido de Macroelementos en las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i> expuestas a diferentes colores y espectros de luz LED durante su estadía en etapa de propagación.....	107
Tabla 34	Total de tallos cosechados de la variedad Blue	111
Tabla 35	Total de tallos cosechados en la variedad Jade.....	1102
Tabla 36	Total de tallos cosechados de la variedad G034	1124
Tabla 37	Total de tallos cosechados de la variedad Over Time	113
Tabla 38	Análisis de Varianza ANAVA del peso de los tallos de la variedad G034 (SC tipo III)	114
Tabla 39	Promedio \pm error experimental del peso de los tallos de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad G034, expuestos a tres diferentes espectros de luz LED en etapa de propagación. Duncan (Alfa=0,05).....	115
Tabla 40	Análisis de Varianza ANAVA del peso de los tallos de la variedad Over Time (SC tipo III)	115
Tabla 41	Promedio \pm error experimental del peso de los tallos de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad Over Time, expuestos a tres diferentes espectros de luz LED en etapa de propagación. Duncan (Alfa=0,05)	116

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1	Volumen total exportable y USD miles en flores de verano	1
Figura 2	Espectro electromagnético de frecuencias	13
Figura 3	Curva espectral de McCree	15
Figura 4	Fases de la propagación	34
Figura 5	Orden de corte de una vara floral	36
Figura 6	Ubicación de la florícola	41
Figura 7	Fases en la propagación de flores de verano	41
Figura 8	Diagrama de procesos en fase de propagación	42
Figura 9	Adecuación de naves para la investigación	43
Figura 10	Adecuación de focos LED Red White	43
Figura 11	Adecuación de focos LED Far Red	44
Figura 12	Adecuación de focos LED Blancas HSI	44
Figura 13	Etiquetado de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad G034	44
Figura 14	Etiquetado de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad Over Time	45
Figura 15	Etiquetado de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Jade	45
Figura 16	Etiquetado de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Blue	45
Figura 17	Medición de la altura de las plántulas	46
Figura 18	Pinch de las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i>	47
Figura 19	Toma de datos de peso de raíz	48
Figura 20	Toma de datos de radiación	49
Figura 21	Selección de hojas para extracción de la clorofila	50
Figura 22	Pesado de las hojas frescas	51
Figura 23	Triturado de las hojas frescas	51
Figura 24	Extracción de clorofila a, b y carotenoides	51
Figura 25	Clorofila extraída	52
Figura 26	Medición de clorofila a, b y carotenoides	52
Figura 27	Lavado de material vegetal	53
Figura 28	Secado de material vegetal	53
Figura 29	Procesamiento de hojas secas	53
Figura 30	Diagrama de procesos en fase de campo	54
Figura 31	Siembra en campo de la variedad Over Time	55

Figura 32	Siembra en campo de la variedad G034	55
Figura 33	Siembra de las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i>	56
Figura 34	Radiación nocturna en cama de Over Time.....	57
Figura 35	Radiación nocturna en cama de G034	57
Figura 36	Desbrote de las plantas de <i>Gypsophila paniculata</i>	58
Figura 37	Cosecha de la cama de <i>Trachelium caeruleum</i>	59
Figura 38	Cosecha de los tallos de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad Over Time	60
Figura 39	Deshojado y clasificación de los tallos de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Jade.....	61
Figura 40	Deshojado y clasificación de los tallos de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Blue	61
Figura 41	Desinfección en área de preapertura.....	62
Figura 42	Deshojado y bonchado de tallos de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad G034	62
Figura 43	Bonchado de los tallos de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad Over Time	63
Figura 44	Bandejas de propagación	65
Figura 45	Esquema de la distribución de los tratamientos con luces LED en campo Nave 1, con 12 horas de iluminación nocturna.	65
Figura 46	Esquema de la distribución de los tratamientos con luces LED en campo Nave 2, con 6 horas de iluminación nocturna.	66
Figura 47	Esquema de la distribución de los tratamientos con luces LED en campo. Nave 3 Sin cubierta	66
Figura 48	Curva de crecimiento de las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> bajo el efecto de 12 horas diarias de luz LED continua nocturna, durante las dos semanas de permanencia en el área de aclimatación (media \pm E.E).....	75
Figura. 49	Curva de crecimiento de las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> bajo el efecto de 6 horas diarias de luz LED continua nocturna, durante las dos semanas de permanencia en el área de aclimatación (media \pm E.E).	76
Figura 50	Curva de crecimiento de las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i> bajo el efecto de 12 horas diarias de luz LED continua nocturna, durante las dos semanas de permanencia en el área de aclimatación (media \pm E.E).	79
Figura 51	Número de Brotes de <i>Gypsophila paniculata</i> después del pinch	81

Figura 52	Curva de crecimiento de la longitud de brote de las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> bajo el efecto de 12 horas nocturna de luz LED, durante las tres semanas de permanencia en el área de aclimatación después del pinch (media \pm E.E).	84
Figura 53	Curva de crecimiento de las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> bajo el efecto de 6 horas nocturna de luz LED, durante las tres semanas de permanencia en el área de aclimatación después del pinch (media \pm E.E).	84
Figura 54	Peso de raíz de <i>Gypsophila paniculata</i> expuestas a 12 y 6 horas de luz LED (media \pm E.E)	85
Figura 55	Peso de raíz de <i>Trachelium caeruleum</i> expuestas a 12 y 6 horas de luz LED (media \pm E.E)	88
Figura 56	Porcentaje de plántulas muertas de <i>Gypsophila paniculata</i> expuestas a 12 horas de luces LED en la etapa de propagación.....	89
Figura 57	Porcentaje de plántulas muertas de <i>Gypsophila paniculata</i> expuestas a 6 horas de luces LED en la etapa de propagación.....	89
Figura 58	Porcentaje de plántulas muertas de <i>Trachelium caeruleum</i> expuestas a 12 horas de luces LED nocturna en la etapa de propagación.....	90
Figura 59	Porcentaje de plántulas muertas de <i>Trachelium caeruleum</i> expuestas a 6 horas de luces LED nocturna en la etapa de propagación.....	91
Figura 60	Radiación PAR emitida por los focos LED en las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad G034 durante la etapa de propagación	92
Figura 61	Radiación TOTAL emitida por los focos LED en las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad G034 durante la etapa de propagación	92
Figura 62	Curva de tendencia de la radiación PAR y radiación total de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad G034, en la etapa de aclimatación.....	93
Figura 63	Tendencia de la radiación PAR y radiación total de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad Over Time, en la etapa de aclimatación	94
Figura 64	Radiación PAR emitida por los focos LED en las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad Over Time durante la etapa de propagación.....	95
Figura 65	Radiación TOTAL emitida por los focos LED en las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> variedad Over Time durante la etapa de propagación.....	95

Figura 66	Tendencia de la radiación PAR y radiación total de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Jade, en la etapa de aclimatación.....	97
Figura 67	Radiación PAR emitida por los focos LED en las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Jade durante la etapa de propagación	97
Figura 68	Radiación TOTAL emitida por los focos LED en las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Jade durante la etapa de propagación	98
Figura 69	Tendencia de la radiación PAR y radiación total de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Blue, en la etapa de aclimatación	99
Figura 70	Radiación PAR emitida por los focos LED en las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Blue durante la etapa de propagación	100
Figura 71	Radiación TOTAL emitida por los focos LED en las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i> variedad Blue durante la etapa de propagación	100
Figura 72	Contenido de clorofila A, clorofila B y carotenoides de las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> expuestas a tres colores y espectros de luz LED por 12 horas	102
Figura 73	Contenido de clorofila A, clorofila B y carotenoides de las plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> expuestas a tres colores y espectros de luz LED por 6 horas	103
Figura 74	Contenido de clorofila A, clorofila B y carotenoides de las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i> expuestas a tres colores y espectros de luz LED por 12 horas	104
Figura 75	Contenido de clorofila A, clorofila B y carotenoides de las plántulas de <i>Trachelium caeruleum</i> expuestas a tres colores y espectros de luz LED por 6 horas	105
Figura 76	Porcentaje de tallos exportables por tratamiento de la variedad Blue	108
Figura 77	Porcentaje de tallos exportables por tratamiento de la variedad Jade	110
Figura 78	Número de tallos por planta de la variedad G034	111
Figura 79	Número de tallos por planta de la variedad Over Time	114

RESUMEN

La investigación fue realizada en una empresa florícola de El Quinche - Ecuador, con el objetivo de evaluar el efecto de dos horarios de exposición (18:00-24:00);(18:00-6:00) a tres espectros de luces LED: Blanca ($44 \mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$); Far Red ($37 \mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$) y Red White ($19 \mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), sobre dos especies de flores de verano: *Gypsophila paniculata* “G034”; “Over Time” y *Trachelium caeruleum* “Jade”; “Blue”. El experimento se dispuso bajo un diseño completamente al azar en arreglo multifactorial con tres repeticiones. El mayor número de hojas, de brotes, peso de raíz y contenido de clorofila, se obtuvo con las luces del espectro Blanco y Far Red. Las plántulas que mostraron las menores longitudes de tallo, de brotes y mortalidad, fueron las expuestas a luz LED del espectro Far Red. Además, se analizó si la exposición de las plántulas a los diferentes espectros de luz LED, mejoraban las características de los tallos a la cosecha. Las plantas expuestas a los espectros Far Red y Blanco, reportaron el mayor número de tallos por planta (4,49 y 3,81), en ambas variedades de *Gypsophila paniculata* (G034 y Over Time), respectivamente. Las plantas de la variedad G034 expuestas a la LED Red White, reportaron el mayor peso de tallo (19,58 gr), así como las plantas de la variedad Over Time expuestas a luz LED Far Red, que reportaron el mayor peso (43.04 gr). Por otro lado, las plantas de la variedad Blue, que fueron expuestas a luz LED Blanca, mostraron el mayor porcentaje de tallos de exportación (76,4 %).

PALABRAS CLAVE:

- **FLORES DE VERANO**
- ***GYP SOPHILA PANICULATA***
- ***TRACHELIUM CAERULEUM***
- **LUCES LED**

ABSTRACT

The research was carried out in a flower company of El Quinche-Ecuador, with the objective of evaluating the effect of two exposure times (18: 00-24: 00); (18: 00-6: 00) to three spectra of lights LEDs: White ($44 \mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$); Far Red ($37 \mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$) and Red White ($19 \mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$), on two species of summer flowers: *Gypsophila paniculata* "G034", "Over Time" and *Trachelium caeruleum* "Jade" ; "Blue." The experiment was arranged under a completely randomized design in a multifactorial arrangement with three repetitions. The highest number of leaves, buds, root weight and chlorophyll content was obtained with the lights of the White and Far Red spectrum. The seedlings that showed the shortest shoot lengths, shoots and mortality were those exposed to LED light of the Far Red spectrum. In addition, it was analyzed if the exposure of the seedlings to the different spectra of LED light, improved the characteristics of the stems at harvest. The plants exposed to the Far Red and Blanco spectra, reported the highest number of stems per plant (4.49 and 3.81), in both varieties of *Gypsophila paniculata* (G034 and Over Time), respectively. Plants of the variety G034 exposed to the Red White LED, reported the highest weight of stem (19.58 gr), as well as the plants of the Over Time variety exposed to LED light Far Red, which reported the highest weight (43.04 gr). On the other hand, the plants of the Blue variety, were exposed to LED White light, showed the highest percentage of export stems (76.4%).

KEY WORDS

- **SUMMER FLOWERS**
- ***GYPSOPHILA PANICULATA***
- ***TRACHELIUM CAERULEUM***
- **LED LIGHTS**

CAPÍTULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1 Antecedentes

La floricultura en el Ecuador es considerada una de las actividades que mayor rubro genera al país con cerca del 14% del número de exportaciones no tradicionales y creando alrededor de 76.758 empleos diversos. Solo en el 2016 se habrían generado 204 empresas, concentradas principalmente en las provincias de Pichincha y Cotopaxi dedicadas al cultivo de flores originando alrededor de 29.867 empleos. En el primer trimestre del 2017 las exportaciones de flores de verano presentaron un incremento del 15%, al pasar de 234 millones en el 2016 a 269 millones en el 2017. Por otro lado, el volumen de exportación aumentó un 16%, pasando de 40 mil toneladas en el primer trimestre del 2016 a 46 mil toneladas en el mismo periodo del 2017, como se puede observar en la Figura 1.

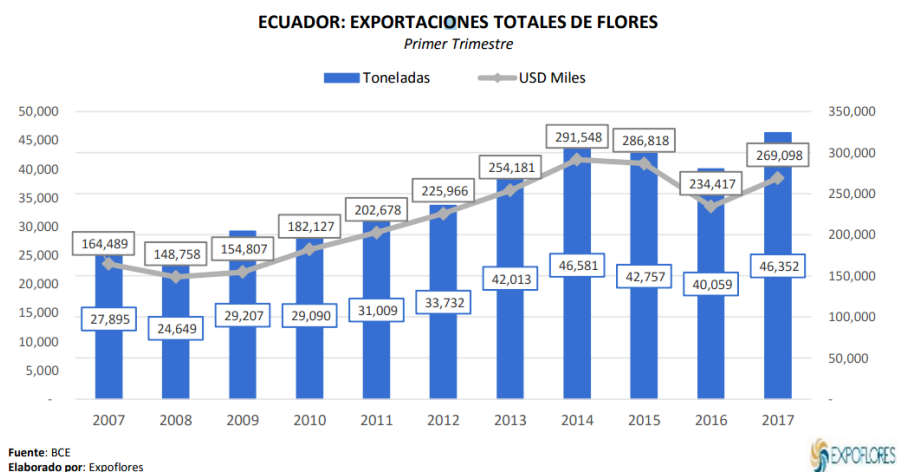


Figura 1. Volumen total exportable y USD miles en flores de verano
Fuente: (EXPOFLORES, 2017)

Del total de los productos exportados por el sector agrícola, las rosas ocupan el 77 %, seguido de *Gypsophila* con el 7 %, lirios y clavel con el 0.7% y 16% respectivamente y 10.2 de otras flores de verano. Así mismo, el volumen exportado en toneladas métricas presentó un

crecimiento del 16%, pasando de 40 mil toneladas en el 2016 a 46 mil millones en el 2017 (EXPOFLORES, 2017).

La luz y su calidad cumplen un papel importante en la morfogénesis y fotosíntesis principalmente para saber el tipo de luz que es absorbida por la clorofila. Usualmente se usan luces fluorescentes, sodio de alta presión y lámparas incandescentes las cuales se encargan de aumentar el nivel de flujo de fotones fotosintéticos (PPF) (Hassan, Chakrabarty, Kim, Hahn, & Paek, 2005).

Estudios han demostrado que las luces (LEDs) pueden ser usadas como fuente alternativa de radiación para las plantas, ya que son ligeras, pequeñas, ocupan menos espacio y tienen más horas de vida, características atractivas para el cultivo de plantas en entornos controlados y semicontrolados (Tan Nhut, Takamura, Watanabe, & Tanaka, 2005).

Los sistemas tradicionales de iluminación siempre han tenido una limitación a la hora de modificar la calidad de la luz espectral, por lo que el uso de diodos emisores de luz (LED) para sistemas de iluminación hortícola, permite a los fabricantes la capacidad de crear cualidades de luz espectral personalizadas junto con muchas otras ventajas sobre los sistemas de iluminación convencionales, incluyendo: altas eficiencias de conversión fotoeléctrica, bajo rendimiento térmico e intensidades de luz ajustables. La calidad de la luz no solo influye en la fotosíntesis, sino que también en la morfología de las plantas, lo que se conoce como fotomorfogénesis (Dewb, 2017).

Existen estudios que demuestran que las flores tratadas con iluminación adicional incrementan su producción, acelerando la floración con fotoperiodos superiores a las 16 horas por ejemplo. Este fotoperiodo no significa cambios apreciables en el aumento de peso seco o en la tasa de inicio de la hoja, solamente en el posterior desarrollo de la flor, atribuyéndosele a estos cambios intensidades de luz más altas (Abou, 1967).

Además, se han realizado investigaciones sobre el efecto del aumento de fotoperiodo con luces LED del espectro rojo lejano en flores ornamentales en Michigan (Shannon D. C., 2012), e investigaciones sobre el efecto de diferentes fuentes y características de luz LED en invernaderos (Durán & Quinto, 2015), (Mojica, Almario, Cuéllar, Medina, & Mejía, 2014) y en la productividad de lechuga (Jiménez, 2016), etc. Ensayos en los que se han estudiado los efectos sobre el desarrollo y morfología de las plantas causados por el uso de este tipo de luces. También se ha estudiado el uso de diodos de emisión de luz o LED en la interrupción de la noche en plantas de día corto (Shannon & Runkle, 2012).

1.2 Justificación

Las plantas necesitan de la luz para cumplir con sus funciones vitales, los cuales ocurren en su mayoría en la fotosíntesis, proceso que usa la radiación lumínica de la luz para aportar energía, la cual, es utilizada por la molécula de clorofila influyendo directamente en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Red, 2013). La utilización de luces LEDs como fuente de radiación suplementaria o fuente única de luz para las plantas, ha despertado gran interés en los últimos años, debido principalmente al gran potencial comercial que tienen en la producción intensiva en invernaderos, promover el crecimiento vegetativo y regular la floración de muchas especies de plantas, además del alto poder de emisión de longitudes y espectros de onda específicos para realizar diferentes procesos en las plantas (Tan Nhut, Takamura, Watanabe, & Tanaka, 2005).

Las luces LED acrónimo inglés para “diodo emisor de luz” tienen como principal propiedad trabajar sin generar mayor incremento de temperatura, asegurando un menor desgaste de las lámparas y prolongada vida útil, en comparación a otras luces más usadas en producciones bajo invernadero como: lámparas de alta intensidad de descarga o HID por sus siglas en inglés, de

vapor de mercurio, de vapor de sodio, de xenón y de metal halógenas, que tienen como desventaja su alta generación de calor y corta vida útil de sus lámparas.

Gracias a que las luces LED no generan temperatura, pueden ser ubicadas en posiciones cercanas a las plantas, logrando una mayor recepción de la luz incidente y consiguiendo así notables diferencias en la productividad del cultivo, cualquiera que este sea. Estas luces pueden ser manipuladas para responder a demandas específicas de las plantas, emitiendo composiciones y espectros de luz específicos que actúen sobre el crecimiento, germinación, floración o formación de frutos, además de causar efectos notables en la anatomía y morfología de las plantas, absorción de nutrientes y en la variación de su composición nutritiva. Dependiendo la etapa en la que sea implementada, puede ser una mejor alternativa ambiental a la aplicación de reguladores de crecimiento (Malagamba, 2015).

1.3 El problema

Para mejorar los sistemas de producción y la calidad de los cultivos de flores de verano, las florícolas actualmente están optando por aumentar el fotoperiodo, colocando luces fluorescentes, incandescentes y de sodio de alta presión, en los cultivos a campo abierto o bajo invernadero en épocas de floración. Estas luces tienen ciertas desventajas, siendo la más importante su excesiva producción de calor lo cual provoca el desgaste de los cultivos por alta actividad fisiológica.

Además se desconoce el efecto que generan los estímulos y espectros lumínicos de las luces LED sobre el crecimiento vegetativo y desarrollo radicular en las flores de verano en épocas tempranas de propagación.

La investigación sobre el efecto de la extensión del fotoperiodo en etapas tempranas de propagación en flores de verano mediante la suplementación de bombillas LED del espectro rojo lejano (680 – 720 nm), un amalgama rojo – blanco (640 – 660 nm) y del espectro blanco

(300 – 700 nm), tiene como objetivo reducir el tiempo de permanencia de las plántulas en la etapa de propagación, logrando aumentar el potencial vegetativo y desarrollo radicular.

Asimismo, de la ampliación del conocimiento sobre el efecto que tienen estas luces sobre *Gypsophila paniculata* y *Trachelium caeruleum* en etapas vegetativas, ya que solamente se cuenta con información en etapas productivas. Con el objetivo de lograr una posterior tecnificación de los procesos de propagación, con la optimización de los recursos físicos y económicos.

La información obtenida de este experimento podría ser utilizada en otros cultivos y para suplir alguna deficiencia o en épocas de invierno cuando la radiación solar es baja e insuficiente para cubrir las necesidades fotosintéticas de los cultivos.

1.4 Objetivos

1.4.1 Objetivo general

Evaluar los efectos de las luces LED en la etapa de propagación de dos especies de flores de verano *Gypsophila* (*Gypsophila paniculata*) y *Trachelium* (*Trachelium caeruleum*).

1.4.2 Objetivos específicos

1. Evaluar el efecto que tienen las luces LED del espectro rojo y blanco sobre el desarrollo radicular y el crecimiento de *Gypsophila paniculata* y *Trachelium caeruleum* en la etapa de propagación.
2. Correlacionar la radiación total y la radiación PAR con el crecimiento de las plantas en los tratamientos.
3. Determinar la cantidad de clorofila y la cantidad de macronutrientes en la última semana de permanencia de los esquejes en la etapa de propagación.
4. Evaluar el efecto de las luces LED del espectro rojo y blanco, en la producción exportable de *Gypsophila paniculata* y *Trachelium caeruleum*.

5. Difundir la Investigación en la Florícola.

1.5 Hipótesis

H0: Las luces LED no tienen un efecto sobre el crecimiento de *Gypsophila paniculata* y *Trachelium caeruleum* en la etapa de propagación.

H1: Las luces LED tienen un efecto sobre el crecimiento de *Gypsophila paniculata* y *Trachelium caeruleum* en la etapa de propagación.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1 Fisiología de la propagación

2.1.1 Formación de raíces adventicias

Las estacas de yema foliar necesitan únicamente formar un nuevo sistema de raíces adventicias, ya que previamente existe un sistema caular y una yema en potencia. Y gracias a su capacidad de totipotencia que significa que cada célula vegetal contiene la información genética que puede dar origen a una nueva planta y la desdiferenciación que es la capacidad que tienen las células maduras de volver a ser meristemáticas desarrollando un punto nuevo de crecimiento, son muy usadas en producciones de flores de verano.

Las raíces adventicias pueden ser de dos tipos: raíces preformadas que se desarrollan naturalmente en tallos y ramas cuando continúan insertas a la planta madre, y las raíces de lesiones que crecen solo después de hecha la estaca debido a que las células muertas y conductoras de xilema quedan expuestas, cicatrizando posteriormente.

En especies herbáceas las raíces adventicias suelen originarse fuera y entre los haces vasculares y cuando una estaca es colocada en condiciones ambientales adecuadas para su enraizamiento, se forman callos en su extremo basal. El callo es una masa irregular de células de parénquima en varios estadios de lignificación, proliferando de la región del cambium vascular de las células jóvenes y es justamente ahí donde aparecen las primeras raíces, por lo que existe la creencia de que la formación del callo es esencial para el enraizamiento, aunque en la mayoría de las especies es independiente (Cormack & Lemay, 1966).

Es más probable que el enraizamiento esté relacionado con la formación de las raíces iniciales que con la restricción mecánica de un anillo de esclerénquima que impida la

emergencia de las raíces, algunos tipos de tallos pueden ser más favorables que otros para el inicio de primordios radiculares (Biran & Halevy, 1973).

2.1.2 Bases fisiológicas de la iniciación de tallos y raíces adventicias

Para que se formen las primeras raíces, es importante la concentración de algunas sustancias, siendo las más importantes hormonas vegetales reguladoras del crecimiento como: auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido abscísico y etileno.

Las auxinas, que según investigaciones interviene en variados procesos en las plantas como crecimiento de tallos, formación de raíces, inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y en la actividad de las células del cambium. Actúan básicamente en el proceso de formación y desarrollo de las raíces, que actúa en dos periodos básicos:

Un periodo de iniciación, en el cual se forman los meristemos de la raíz subdividiéndose en dos etapas: Una etapa con auxina activa que dura alrededor de cuatro días, durante los cuales se formarán las raíces, procedentes ya sean de yemas terminales o estaca vegetativa, seguida de una etapa inactiva de auxinas en la cual la auxina es suspendida sin afectar adversamente la formación de raíces.

Y un periodo de elongación y crecimiento, en el cual la raíz principal crece hacia afuera a través de la corteza, saliendo finalmente de la epidermis del tallo, desarrollándose en los primordios de la nueva raíz, un sistema vascular conectados a los haces vasculares adyacentes, periodo que no requiere de auxinas.

Las citoquininas son hormonas vegetales de crecimiento que intervienen en procesos de crecimiento y diferenciación celular. Las especies que contiene naturalmente una elevada cantidad de esta hormona, son más difíciles de enraizar. Estudios realizados en segmentos de tallos de tabaco (Biran & Halevy, 1973), mostraron que las citoquininas se relacionan con las auxinas en el control de la diferenciación de órganos (Haissing, 1965), estimulando la iniciación

de yemas. “Las estacas foliares proporcionan un buen material para el estudio de la relación auxinas – citoquininas, ya que dichas estacas deben estimularse tanto en raíz como en tallo”.

El ácido abscisico (ABA) es según investigaciones un inhibidor de ocurrencia natural en las plantas y dependiendo su concentración y el estado nutricional de la planta madre de la estaca, retarda la formación de raíces adventicias (S.N, 1968).

El etileno que es un gas producido por las plantas que ocasiona la producción de raíces y tejidos de tallos y hojas. Investigadores mostraron que las aplicaciones de auxinas pueden regular la producción de etileno y sugirieron que el etileno inducido por las auxinas puede explicar la capacidad de la auxina para inducir la iniciación de raíces.

2.1.3 Importancia de las yemas en el enraizamiento

Investigaciones demostraron que estacas sin yema no forman raíces, aunque contenga una preparación rica en auxinas, lo cual indica, que para la formación de raíces se necesita un factor diferente a las auxinas, presumiblemente producido por la yema. Y estudios posteriores confirmaron que para que se formen las raíces durante los primeros tres o cuatro días de plantada la estaca, es necesaria la presencia de un ápice o yema lateral de crecimiento activo.

La presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte influencia estimulante en la iniciación de raíces, que se muestra en la correlación positiva entre el porcentaje de retención de hojas y el enraizamiento de estacas. Las estacas de madera suave, enraízan con mayor facilidad y rapidez que las de otro tipo, pero requieren de más cuidados. Las estacas de este tipo por lo general se las deja con unas hojas las cuales hay que cuidar para que no se deshidraten y deben ser enraizadas en condiciones que impidan pérdidas excesivas de agua. En la mayoría de las especies se debe mantener temperaturas de 23 a 27 °C la base de las estacas y de 21 °C en las hojas. Por lo general este tipo de estacas pueden enraizar en un lapso de 2 a 5 semanas.

2.1.4 Factores para la selección del material vegetal

La selección del material para estacas es muy importante, por ende, hay que poner énfasis en las condiciones fisiológicas de la planta madre como la juvenilidad, y la salud de la planta madre. El mejor material para estacas debe tener cierto grado de flexibilidad, se debe evitar las ramas débiles, delgadas, anormalmente gruesas o pesadas. El material más adecuado es el de las ramas laterales de la planta madre, cortando la dominancia apical lo cual incentiva el crecimiento de laterales de los cuales se obtiene las estacas, siendo recolectadas de 7 – 12 cm de largo con dos o más nudos. El corte basal debe ser justo debajo de un nudo, quitando las hojas inferiores, las hojas grandes deben reducirse de tamaño para disminuir la tasa de transpiración y ocupar menos espacio en las bandejas de propagación. Cuidando no recolectar esquejes con yemas florales (McGuire, Albert, & Shutak, 1968).

2.1.4.1 Condiciones fisiológicas de la planta madre

Las plantas madre deben estar libres de plagas y enfermedades, encontrarse en el estado fisiológico adecuado, de manera que las estacas que se tomen de ellas tengan posibilidad de enraizar. La nutrición de la planta madre juega un papel primordial ya que influirá en el desarrollo de las raíces y crecimiento de los tallos (McCree, 1971).

Ciertas relaciones como: carbohidrato/nitrógeno, contenido de auxinas, cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos, pueden influir en la iniciación de raíces de los esquejes. La nutrición mineral es fundamental al igual que los carbohidratos, ya que un contenido moderado de nitrógeno en los tejidos es mejor para lograr un enraizamiento óptimo, por el contrario, contenidos bajos de nitrógeno reducen el vigor. Una característica infalible del exceso de nitrógeno es el crecimiento excesivo, suave y succulento de los tallos que suelen ser pobres en otros componentes necesarios para el enraizamiento.

2.1.4.2 Métodos de aplicación de auxinas

Las sustancias químicas más efectivas para estimular la producción de raíces adventicias en estacas son el ácido indolbutírico (IBA) y el ácido naftalenacético (ANA), disponibles en presentaciones comerciales como talco o en formulaciones líquidas que se pueden disolver en agua. Estas sustancias deben ser colocadas en un previo corte en la base de la estaca, se puede hacer en manojos para agilizar el proceso, pero cuidando que todas queden cubiertas con el polvo.

Para que la hormona sea efectiva, es recomendable introducir la porción foliar de las estacas, siempre que se empleen concentraciones de entre 2.000 y 10.000 ppm (McGuire, Albert, & Shutak, 1968). Como una precaución extra a infecciones fungosas es recomendable sumergir el material en una preparación con fungicida, ya sea antes o después de sembrarlas.

2.1.5 Condiciones ambientales para el enraizamiento de estacas foliosas

“Para asegurar un correcto enraizamiento de las estacas, es necesario mantener temperaturas de entre 18 – 27 °C, humedades relativas de entre el 70 – 80 % que eviten pérdidas de agua por transpiración de las hojas, una óptima cantidad y calidad de luz, y el medio de enraizamiento debe ser limpio, húmedo con buena aireación y buen drenaje”.

Uno de los puntos más importantes de la etapa de enraizamiento de los esquejes es la humedad relativa, por lo que, para mantenerla es recomendable realizar aspersiones intermitentes de niebla sobre las camas de enraizamiento, tratamiento que solo debe ser usado hasta que los esquejes enraícen, caso contrario se puede presentar caída de hojas y deterioro de las raíces. El objetivo de mantener altas humedades relativas, es evitar la pérdida excesiva de agua y marchitamiento de las hojas de los esquejes, aunque también es necesario mantener un drenaje adecuado, evitando excesos de agua, la cual, puede escurrirse causando que el medio

de enraizamiento se encharque provocando pudrición de los esquejes e impidiendo que estos enraícen (Molnar & Cumming, 1968).

2.2 Radiación

La Energía Solar es el resultado de un proceso de fusión en el Sol, es una transferencia de energía por ondas electromagnéticas que se produce directamente desde la fuente hacia afuera en todas las direcciones, para lo cual necesitan un medio físico para propagarse (AEMet, 2012).

La radiación electromagnética está formada por la combinación de campos electromagnéticos y magnéticos que se propagan en el espacio en forma de ondas cargadas de energía, influyendo recíprocamente y de diferentes formas sobre sistemas biológicos como: células, plantas, animales o seres humanos. Debido a que la radiación solar es la principal fuente de energía, debe tener un carácter dominante dentro de todos los factores ambientales. Existen factores que determinan las características de la luz, como: la *intensidad lumínica* que es la cantidad de energía radiante por unidad de tiempo que se mide en footcandles, lux o $\mu\text{mol.m}^{-2}$, la *calidad de luz* que es la distribución espectral la radiación y *las horas luz* por día o fotoperiodo (Botanical-online, 2016).

2.2.1 Clasificación de la Radiación

Radiación directa: Es la radiación recibida del sol sin haber sido dispersada en la atmósfera.

Radiación difusa: Es la radiación recibida del sol que toma diferentes direcciones, es decir se dispersa por la atmósfera, técnicamente llamada radiación difusa de la radiación infrarroja emitida por la atmósfera. Radiación solar total: Es la suma de la radiación solar directa y difusa sobre una superficie. Irradiancia Watts/m: Es el valor de la energía radiante que incide sobre una superficie por unidad de superficie (Huacasi, 2017).

2.2.2 Radiación Fotosintéticamente Activa (PAR)

Corresponde al rango radioactivo o tipo de frecuencia de onda que influye de manera activa en la fotosíntesis y se cuantifica en densidad de flujo de fotones (PPFD). Esta radiación juega un papel muy importante en el proceso de fotosíntesis, siendo fundamental para procesos fisiológicos, relacionados principalmente con la caracterización y morfología de las plantas, estimación de la interacción y competencia entre plantas, documentar las variaciones estructurales temporales y en la evaluación de la productividad de un cultivo.

La radiación PAR (*Photosynthetic Active Radiation*) por sus siglas en inglés, es la más importante para el desarrollo y crecimiento vegetativo, comprende longitudes de onda entre 380 nm y 780 nm, rango de radiación que ojo humano es capaz de distinguir como luz y color (Sol-arq, 2013). Dentro de ese rango se pueden volver a clasificar en colores que se pueden reconocer fácilmente, como se observa en la Figura 2 y a su vez en la Tabla 1, se pueden evidenciar las longitudes de onda y energía que emana de cada color.

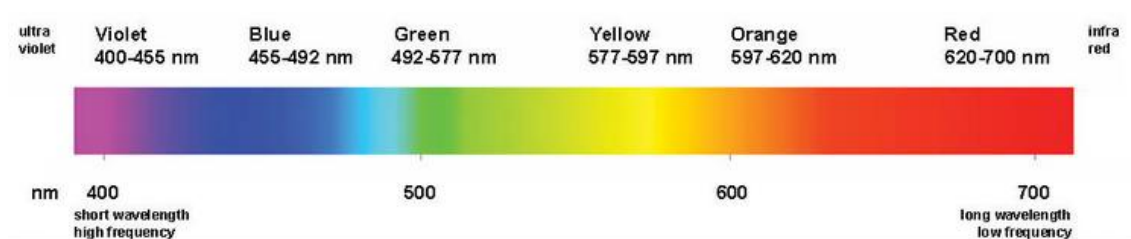


Figura 2. Espectro electromagnético de frecuencias

Fuente: (Fernández, 2015)

La Radiación PAR puede subdividirse a su vez en las siguientes bandas: de 400 a 510 nm (fuerte absorción de luz por la clorofila, con alto efecto morfogenético), de 510 a 610 nm (débil absorción de luz por la clorofila, sin efectos morfogenéticos) y de 610 nm a 720 nm (fuerte absorción de luz por la clorofila, grandes efectos morfogenéticos y ontogenéticos) (Gallegos, 2004). Monteith (1973) sugiere que, para propósitos prácticos el contenido energético de la radiación fotosintéticamente activa puede ser considerado como el 50% de la global.

Tabla 1
Regiones del espectro electromagnético

Color	Rango de longitud de onda (nm)	Longitud de onda representativa	Energía (kJ/mol)
Ultravioleta	<380	254	471
Violeta	380-436	410	292
Azul	436-495	460	260
Verde	495-566	520	230
Amarillo	566-589	570	210
Anaranjado	589-627	620	193
Rojo	627-730	680	176
Infrarrojo	>730	1400	85

Fuente: (Hernández, 2002)

2.2.3 Radiación y su relación con la fisiología de las plantas

El crecimiento engloba todas las variaciones cuantitativas que ocurren durante toda la vida de una planta. Este crecimiento y los cambios de forma que experimenta la planta, es lo que caracteriza su desarrollo, ocurriendo por medio de patrones continuos de diferenciación y morfogénesis. La distribución de la materia seca durante el crecimiento de los cultivos como la palma, depende de la radiación solar captada por las hojas, de la eficiencia para usar esa luz en la fotosíntesis, la capacidad de transportar y almacenar carbohidratos y otros compuestos en los diferentes órganos (Cayón, 1999).

En todas las plantas, el crecimiento se restringe a determinadas zonas recientemente producidas por división celular en un meristemo, la sola división no causa aumento de tamaño pero origina el crecimiento por el incremento de productos celulares (Salisbury & Schiwabe, 1969). Debido a que la absorción de la radiación PAR está regulada por los pigmentos del cloroplasto, los máximos del espectro de absorción coinciden con los máximos de absorción de la clorofila y los carotenoides: la clorofila y algunos pigmentos, son los receptores de la radiación para la fotosíntesis, mientras que los fitocromos regulan los procesos inducidos por la luz como la germinación, floración, caída de las hojas, etc (Larcher, 1977).

2.2.4 Calidad espectral de luz

La radiación fotosintéticamente activa (PAR) es el principal impulsor de la fotosíntesis en las plantas. Sin embargo, no todas las longitudes de onda de luz son igualmente eficientes en la conducción de la fotosíntesis. Estudios realizados en la década de 1970 por el Dr. McCree y el Dr. Inada para determinar la influencia de los espectros de luz en la fotosíntesis, dieron como resultado la creación de una curva de respuesta fotosintética que ahora se conoce como la curva de McCree (Figura 3), en donde se observa que la luz roja (600-700 nm) es casi dos veces más efectiva que la azul (400-500 nm) en la fotosíntesis de conducción, con verde (500-600 nm) luz entre los dos.

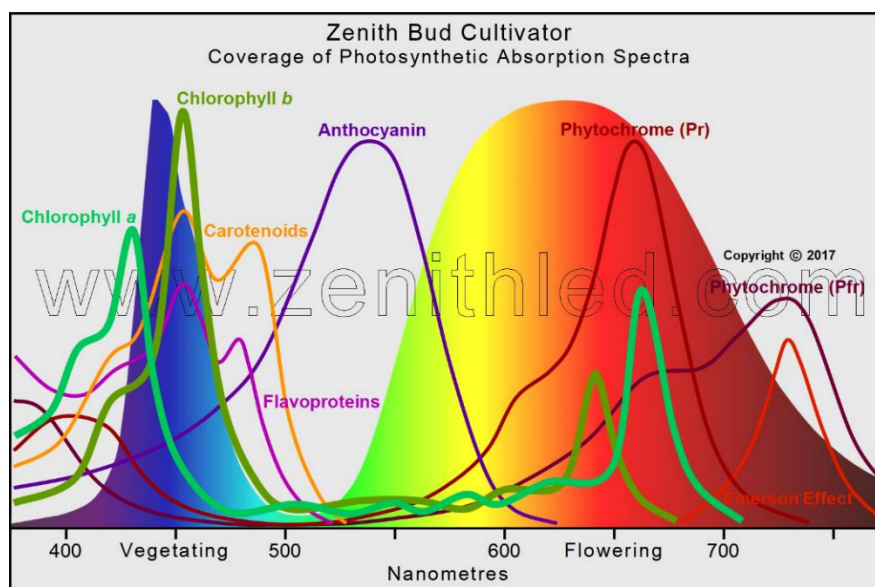


Figura 3. Curva espectral de McCree

Antes de realizar investigaciones, se creía que la clorofila absorbía luz principalmente en los segmentos rojo y azul del espectro de luz visible (que conduce al color verde de las hojas de las plantas), es decir, que las plantas no utilizaban la luz verde para la fotosíntesis. Sin embargo, a medidas precisas e independientes de la actividad fotosintética bajo diferentes longitudes de onda, McCree e Inada demostraron que la luz en el espectro verde (500 - 600 nm) es casi tan efectiva como la luz azul para un número considerable de especies de plantas.

Este fenómeno se da por la evolución tanto bioquímica como biofísica de las plantas superiores para utilizar luz verde, con la ayuda de pigmentos accesorios principalmente carotenoides que se pueden considerarse moléculas de almacenamiento de fotones que no son directamente absorbidos por la clorofila.

La calidad espectral de la luz es un componente clave que se utiliza en el diseño de sistemas de iluminación de horticultura, especialmente en aplicaciones de iluminación de fuente única (ausencia de luz solar).

2.2.5 Intensidad de luz

La cantidad de fotones que son absorbidos por fotorreceptores especializados conocidos como cloroplastos, influye directamente en la tasa de fotosíntesis. A medida que aumenta la intensidad de la luz (PPFD), también lo hace la tasa de fotosíntesis, hasta que se alcanza un punto de saturación. Cada especie de planta tiene un punto de saturación de luz diferente, donde los niveles fotosintéticos se estabilizan según el entorno de luz en el que evolucionaron, la cual, ocurre a intensidades mucho más bajas en plantas que evolucionaron en condiciones de sombra que aquellas que evolucionaron a pleno sol.

Sin embargo, la saturación de la luz normalmente ocurre (especialmente en plantas solares) cuando algún factor (normalmente CO₂) es limitado. Otra consideración importante de la intensidad de la luz es el punto de compensación de la luz, la cual se produce a intensidades de luz más altas para las plantas de sol, que para las plantas de sombra. Las plantas tienen una intensidad de luz mínima requerida para promover el crecimiento de mantenimiento para mantener las plantas vivas, por lo que, proporcionar intensidades de luz adecuadas con la calidad de luz espectral correcta es fundamental para promover el crecimiento de nuevas plantas (MadScientist, 2017).

Los sistemas de iluminación de horticultura se pueden usar de dos maneras para aumentar la intensidad de la luz y promover la fotosíntesis. La luz suplementaria puede ser proporcionada por sistemas de iluminación en ambientes de invernadero, donde la luz del sol no se utiliza como fuente de fotosíntesis, así en la tabla 2 se reportan las equivalencias de conversión entre las diferentes unidades en la intensidad de luz puede ser representada, siendo usadas en este experimento, básicamente W m^{-2} para radiación TOTAL y $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ para radiación PAR.

Tabla 2

Tabla de equivalencias de unidades de intensidad de luz

Multiplicar	Por	Para obtener
1 Lumen m^{-2}	1	Lux
1 Lux	1/10,8	Footcandle
1 Footcandle	10,8	Lux
1 Lux	1/680 ($\lambda=555 \text{ nm}$)	W m^{-2}
1 Watt	1	J s^{-1}
1 W m^{-2}	1	$\text{J m}^{-2} \text{s}^{-1}$
1 W m^{-2}	1/680 ($\lambda=555 \text{ nm}$)	Lux
1 W m^{-2}	1	$\text{J m}^{-2} \text{s}^{-1}$
1 Lumen	0,001496	W
1 Lux	1/54 (radiación directa)	$1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (PAR)
1 Lux	1/54 (radiación difusa)	$1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (PAR)
$1 \mu \text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$	1	$1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
$1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	1	$1 \mu \text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$
$1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (PAR)	1/4,57 (radiación directa)	W m^{-2} (PAR)
$1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (PAR)	1/4,57 (radiación difusa)	W m^{-2} (PAR)

Fuente: (Chaves, 2003)

2.3 Luces LED

Los diodos de emisor de luz o LED son dispositivos semiconductores que emiten luz visible cuando una corriente eléctrica los atraviesa. Esta luz es por lo general muy brillante, monocromática y se produce en una sola longitud de onda, constan de dos elementos de material procesado, un semiconductor de tipo P y otro de tipo N, los cuales al colocarse en contacto

directo forman una región llamada unión P-N, la cual es la causante de generar la luminosidad (Rouse, 2005).

Según la teoría cuántica, cuando un electrón desciende de su nivel de energía más alto a un nivel de energía más bajo, emite energía en forma de un fotón. La energía de este fotón es igual a la brecha de energía entre estos dos niveles de energía. Cuando un diodo de unión P-N está polarizado hacia adelante, la corriente fluye a través del diodo. El flujo de corriente a través del semiconductor es causado tanto por el flujo de electrones libres en dirección opuesta a la corriente como por el flujo de agujeros en la dirección de la corriente (Osram, 2012).

2.3.1 Beneficios de los colores de las luces LED en el crecimiento de las plantas

Los diodos emisores de luz (LED) tienen un enorme potencial como sistemas de iluminación suplementarios o como fuente única para la producción de cultivos tanto fuera como dentro de un ambiente controlado. Su pequeño tamaño, durabilidad, larga vida funcional útil, longitudes de onda específicas, superficies emisoras relativamente frías y salida lineal de fotones con corriente de entrada eléctrica, hacen que estas fuentes de luz de estado sólido sean ideales para su uso en diseños de iluminación de plantas.

Debido a que la banda de onda de salida de los LED puede ser de un solo color y sin recubrimiento fosfórico, es mucho más estrecha que la de las fuentes tradicionales de iluminación eléctrica utilizadas comúnmente, tanto en cultivos ornamentales como hortícolas. Un desafío para diseñar un sistema óptimo de iluminación, es determinar las longitudes de onda esenciales para cultivos específicos (Massa, Hye Kim, Wheeter, & Mitchell, 2008).

Frente a las luces incandescentes y las halógenas, las luces LED suponen una gran mejora en la eficiencia hasta en un 85 % frente al 20% de las luces convencionales, ya que implica un mínimo consumo de electricidad, vida útil prolongada entre 35.000 a 45.000 horas y es considerada una luz más ecológica ya que no contiene ningún tipo de producto tóxico, tungsteno

o mercurio en su composición. Su alta eficiencia energética provoca una mínima emisión de calor, evitando el desperdicio de energía y logrando conseguir la potencia de luz deseada (Santamaría, 2012)

Las emisiones de luz están compuestas por fotones de distintas longitudes de onda, por ejemplo, el sol emite una combinación de varias longitudes de onda, dando como resultado un color blanco y emitiendo otras longitudes que no podemos ver como la infrarroja o ultravioleta (LEDBOX, 2017).

Una de las ventajas clave del uso de LED para cualquiera de las aplicaciones, es el bajo rendimiento térmico en la superficie del diodo. Lograr un PPFD alto con luces HID siempre ha estado limitado por la distancia que las lámparas deben mantenerse desde el dosel del cultivo, ya que estas lámparas emiten un alto porcentaje de energía como luz infrarroja (IR), la cual, al no ser fotosintéticamente activa, aumenta significativamente la temperatura de la planta, por lo tanto, un método para mitigar esta respuesta es aumentar la distancia entre la luz y el dosel del cultivo (lo que reduce la intensidad de la luz y limita los entornos en que puede usarse con techos altos).

Con una gestión térmica adecuada, los LED disipan la mayor parte de su calor del dorso del diodo, por lo tanto, los artefactos de iluminación pueden colocarse a distancias mucho más cercanas del dosel del cultivo, permitiendo niveles de PPFD muy altos ($\geq 1000 \mu\text{mol} / \text{m}^2 / \text{s}$) para ser provisto a las plantas (MadScientist, 2017).}

El espectro de color azul actúa sobre el crecimiento vegetativo, desde la germinación hasta la floración. Si una planta es expuesta únicamente a luz azul, tiende a tener baja estatura y colores más oscuros, por otro lado, el espectro rojo / rojo lejano influye en la elongación del tallo, especialmente en cultivos de luz directa, ya que las plantas reflejan más el rojo lejano que

el rojo, fenómeno que ocurre cuando hay plantas muy juntas provocando su elongación, para captar mejor la luz debido a la competencia (LEDBOX, 2017).

El uso de luz LED roja como fuente de fotosíntesis ha sido ampliamente aceptado por dos razones. Primero el McCree (Barta, Tibbitts, Bula, & Morrow, 1992) indica que las longitudes de onda rojas (600 – 700 nm) son absorbidos de manera eficiente por los pigmentos de las plantas, además que los primeros LED fueron rojos con 660 nm de emisión eficiente cerca del pico de absorción de clorofila a. “La otra longitud de onda principal incluido en los primeros estudios se encuentra en la región azul (400 a 500 nm) del espectro visible”.

La cantidad de luz azul óptima para diferentes especies es una continua pregunta. La luz azul tiene importancia fotomorfogénica sobre las plantas, incluyendo control estomático (Schwartz & Zeiger, 1984), que afecta las relaciones de agua e intercambio de CO₂, elongación del tallo (Cosgrove, 1981) y fototropismo (Blaauw & Blaauw-Jansen, 1970). Estudios del grupo de Wisconsin demostró la necesidad de complementar el alto rendimiento LED rojos con un poco de luz azul para obtener crecimiento aceptable de la planta (Hoenecke, Bula, & Tibbitts, 1992). Para contrarrestar la elongación de las plántulas de cualquier cultivo suplementado con luz del espectro rojo y rojo lejano (660 – 720 nm), bastaría con colocar al menos 15 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ de luz del espectro azul (Hoenecke, Bula, & Tibbitts, 1992).

2.3.2 Importancia de la adición de luz LED en cultivos de ambiente cerrado.

El conocimiento actual de las funciones que controla la luz en el crecimiento de las plantas, ha impulsado el interés de utilizar luz LED en beneficio de una mayor eficiencia en la producción de plantas de invernadero y traducirlos en ganancias importantes en la productividad (Malagamba, 2015). Se entiende por calidad de luz en plantas a la composición espectral de las diferentes longitudes de onda en el rango de luz visible (entre 400 y 700 nm),

es decir, los fotones que son absorbidos por los pigmentos como clorofila, fitocromos y otros, encargados de múltiples procesos.

Además de la calidad de la luz y la posición de fuentes de luz, la superficie que cubre tiene un gran efecto sobre la productividad de los cultivos. Debido a que la energía de la radiación es interceptada por una superficie desde una fuente puntual la relación será el cuadrado inverso de la distancia entre ellos (Bickford & Dunn, 1972), reduciendo esa distancia y logrando un impacto en el nivel de luz incidente. Comparado con descarga abrasiva caliente y de alta intensidad emisores, las luces LED más frías pueden ser traídos mucho más cerca de los tejidos vegetales, por lo tanto, puede ser operado a niveles de energía mucho más bajos para dar el mismo incidente PPF en la fotosíntesis superficie (Massa, Hye Kim, Wheeter, & Mitchell, 2008).

La luz roja e infrarroja, por ejemplo, estimula la floración y promueve la elongación de entrenudos en muchas plantas, la luz azul regula la apertura de estomas, el fototropismo e inhibe la emergencia en las plántulas, sin embargo es clave en diferentes procesos celulares relacionados al crecimiento (Malagamba, 2015). Las luces LED ya sea suplementadas o como única fuente de luz, muestran potencial en la producción intensiva en invernaderos, ya que promueve el crecimiento vegetativo y regula la floración en muchas especies de plantas, gracias a su alta eficiencia en emitir las diferentes longitudes de onda que las plantas necesitan en sus distintos procesos. Científicos de la Universidad de Guelph descubrieron tasas fotosintéticas superiores en cultivos suplementados con luces LED, en comparación a las luces HPS en gerberas de corte, además de un ahorro de hasta el 40% en producción (Malagamba, 2015).

Las primeras luces LED producidas eran de baja energía, llegando al ámbito de luz roja en el espectro de luz visible. Las LEDs actuales poseen longitudes de onda que cubren todo el rango visible, existiendo incluso controles manuales para ajustar el balance de luz roja y azul,

pudiendo manipular así el desarrollo de las plantas en todas sus etapas, ya que manipular las respuestas de los cultivos para así optimizar los beneficios ha sido el sueño de todo productor. (López R. , 2014) Comenta que “Las LEDs producen mejores plántulas cuando son cultivados en interiores que cuando son cultivados en un invernadero con luz solar suplementada con luces LED o con lámparas de sodio de alta presión”.

2.3.3 Fotoperiodo

La duración de la luz es la cantidad de tiempo que una planta está expuesta a la luz durante un periodo de 24 horas y juega un papel primordial en el desarrollo de las plantas, ya que interviene sobre el fototropismo, movimiento de la planta hacia la luz especialmente del espectro azul. Sobre el fotoperiodismo, que depende de la relación entre el color rojo y rojo lejano como respuesta a la longitud del día en las diferentes estaciones del año y sobre la fotomorfogénesis, que es el crecimiento y desarrollo vegetal controlado directamente por la luz y su espectro.

La duración de un fotoperiodo puede influir en la intensidad de luz general que recibe una planta, lo que a su vez influye en el crecimiento general, describiéndose como integral de luz diaria (DLI), que se define como el PPF_D acumulativo entregado durante 24 horas y expresado en mol/m²/d. Dependiendo de la necesidad de luz por día, las plantas pueden clasificarse en plantas de día largo, plantas de día corto y plantas de día neutro las cuales florecen independientemente la duración del día. “En realidad, las plantas no miden las horas de luz, sino más bien las horas de oscuridad, ya que durante las horas de oscuridad algunas sustancias que inhiben la floración y que se han acumulado en los tejidos vegetales durante el día, se destruyen, por lo que las plantas reciben la señal de florecer”.

Las plantas necesitan de horas de oscuridad que evitan la floración prematura, debido principalmente al fitocromo, pigmento que se encuentra en dos formas intercambiables Pr (R)

que absorbe espectros de luz roja y Pfr (FR) que absorbe espectros de luz roja lejana. Una molécula de Pr que absorbe un fotón de luz de (660 nm) se convierte en una molécula de Pfr, una molécula de Pfr que absorbe un fotón de luz roja lejana (730 nm) se convierte en una molécula de Pr. La forma Pfr es la que es activa, promoviendo la floración o la germinación (Urrestarazu, Kotiranta, & Búres, 2018). Las plantas crean un equilibrio entre Pr y Pfr al estar expuestas a la luz solar y en la oscuridad el Pfr decrece a favor del Pr. Cuando una vegetación es densa, la relación R: FR es baja, respuesta conocida como “Síndrome de huida de la sombra” que hace que el hipocótilo de la planta crezca más larga, las ramificaciones sean escasas, los peciolo de hojas sean más largas, las hojas estrecha y la floración precoz (Urrestarazu, Kotiranta, & Búres, 2018).

2.3.4 Características de las luces LED usadas en la investigación

Existen algunas inconsistencias en la industria entre cómo se usan los PPF y PPF_D al describir la producción de las lámparas, por lo cual es importante saber qué significan estos términos diferentes. PPF_D (densidad de flujo fotosintético) o $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$, es la medida principal tomada por un medidor Quantum PAR y se expresa como una densidad sobre una unidad de área, similar al uso de Lux o Foot-Candles y se define como el número de fotones emitidos en la región PAR por m^2 por segundo. En la terminología de iluminación comercial o industrial estándar, el uso del término "flujo" generalmente se aplica a la energía lumínica por tiempo, que en las lámparas de crecimiento sería el valor de las lámparas PPF.

Por definición, la energía por tiempo o tasa de transferencia de energía se define como potencia. En términos de iluminación, la potencia de la luz generalmente se define en términos de flujo radiante o flujo luminoso (Dewb, 2017). Por otro lado, los PPF o $\mu\text{Mol/s}$ es el valor que una lámpara de crecimiento debe especificar para su salida de luz total (Radian Watts), es usado en forma inconsistente y puede ser similar al uso de lúmenes para una luz de área regular.

2.3.4.1 Luces LED Philips usadas en la investigación

Deep Red White (610 – 680 nm) y Far Red (680 – 720 nm), conocidas como lámparas de floración, es una tecnología comprobada que reduce el consumo de energía hasta en un 90% en comparación con las lámparas incandescentes, halógenas, fluorescentes compactas o de sodio de alta presión, aumentando los resultados de los cultivos, características que pueden ser observadas en las tablas 3 y 4. Y la tabla 5 que muestras las características técnicas de la luz LED Blanca (300 – 760 nm).

Hay dos tipos de focos con recetas de luz dedicadas: una a evitar la brotación y otra a promover la elongación y floración. El uso de este tipo de luces en la agricultura tiene muchos beneficios comprobados como el ahorro de energía de hasta el 90 % en comparación a las luces incandescentes, el aumento de la calidad consistencia y floración, reducción de costos operacionales y de mano de obra y su larga vida útil (Philips, 2016), además de ser una de las formas más eficientes y efectivas de extender el fotoperiodo en invernaderos.

Estas versiones mejoradas de luces LED, proporcional óptimos espectros y alta salida de luz, además de mayor eficiencia energética. Estas lámparas también están disponibles con diferentes versiones espectrales: una combinación de rojo oscuro y blanco (DR / W) y rojo oscuro / blanco / rojo lejano (DR / W / FR), que inhibe la floración de las plantas de día corto.

El principal objetivo es el extender el día, con la interrupción del ciclo nocturno para promover la elongación de los tallos en fresas y estimular la floración en cultivos de día corto. Las lámparas de floración LED están hechas de plástico resistente que atenúa las posibilidades de daños por el vidrio, esto sumado a su alta durabilidad, de al menos 25,000 horas, son una buena opción para cultivos en ambientes de invernadero (Philips, 2016).

Tabla 3*Características técnicas de las luces LED Philips Deep Red / White*

CARACTERÍSTICAS	Luz LED Philips Deep Red White
Voltaje (Voltios)	120-230 (Voltios)
Consumo de energía	13 (Watts)
Salida de luz	25 ($\mu\text{mol/s}$)
Eficiencia	1,9 $\mu\text{mol/J}$
Protección de ingreso	IP44 (ubicaciones húmedas) resistente al agua
Costos (c/unidad)	\$55
Características	Inhibe la floración en plantas de día corto

Fuente: (Philips, 2016)

Tabla 4*Características técnicas de las luces LED Philips Deep red/White / Far red.*

CARACTERÍSTICAS	Luz LED Philips Far Red
Voltaje (Voltios)	120-230 (Voltios)
Consumo de energía	11 (Watts)
Salida de luz	20 ($\mu\text{mol/s}$)
Eficiencia	1,8 $\mu\text{mol/J}$
Protección de ingreso	IP44 (ubicaciones húmedas)resistente al agua
Costos (c/unidad)	\$55
Características	Ideal para iluminación foto periódica de camas y plantas perennes. Puede extender el día o interrumpir el ciclo nocturno para promover el alargamiento de los tallos en fresas y estimula la floración.

Fuente: (Philips, 2016)

Tabla 5*Características técnicas de las luces LED chinas HSI*

CARACTERÍSTICAS	Luz LED HSI (Intensidad de Saturación de Tono)
Voltaje (Voltios)	100-240
Consumo de energía (Watts)	12,5
Salida de luz ($\mu\text{mol/s}$)	8
Eficiencia $\mu\text{mol/J}$	
Protección de ingreso	IP20 (Sin protección contra el agua)
Costos (c/unidad)	\$100
Características	Describe los colores mediante el tono, la saturación y el brillo

Fuente: (Shenzhen MS Lion Optoelectronic Co., 2018)

2.4 Clorofila

2.4.1 Los plastidios

Los plastidios más conocidos son los cloroplastos que contienen los pigmentos fotosintéticos, especialmente la clorofila y se encargan de llevar a cabo la fotosíntesis. Los

leucoplastos y cloroplastos son intercambiables y la naturaleza del plastidio depende de la presencia o ausencia de la luz. El color rojo de las bayas y los tomates se debe a cromoplastos que contienen caroteno. Los tilacoides que forman la estructura interna de los cloroplastos son muy complejos y que contiene moléculas de clorofila y la maquinaria que atrapa la energía luminosa, la cual es necesaria. En la oscuridad, el sistema lamelar no se desarrolla, ni se forma clorofila, la luz es necesaria no solo para la síntesis de clorofila, sino también para la formación de la estructura interna de los cloroplastos (Bidwell, 1993).

2.4.2 La clorofila

Fue descubierta en 1817 por los químicos franceses Pelletier y Caventou, quienes la aislaron de las hojas de las plantas. La clorofila está compuesta principalmente de carbono e hidrógeno diferenciándose dos estructuras: un anillo de porfirina que contienen magnesio y cuya función es absorber la luz, y una cadena hidrofóbica de fitol que tiene la función de mantener la clorofila integrada en la membrana fotosintética y se sintetizan a partir del ácido δ -amino levulínico (ALA).

La clorofila se encuentra en los cloroplastos de las células vegetales de las plantas, son pequeños y aplanados gránulos que aparecen en el citoplasma (Botanical-Online, 2012). Es posible aseverar que los pigmentos fotosintéticos son la base de la vida sobre el planeta, ya que son sustancias capaces de captar la energía lumínica principalmente del sol para transformarla en energía química por medio de la fotosíntesis, no obstante, esta no es su única función. La variedad de sustancias y la diferencia en su biogénesis, composición y estructura molecular, marca una diferencia en su capacidad de adaptarse y aprovechar la energía lumínica en diferentes espectros y ambientes peculiares (Manrique, 2013).

La clorofila total en la mayoría de las plantas tanto superiores como simples, se conforma de clorofila A como principal pigmento y clorofila b, carotenoides, ficobilinas, etc, como

pigmentos accesorios, ambos componentes innatos de las membranas fotosintéticas. “A largo plazo la respuesta de una planta a la luz es la resultante de integrar las respuestas parciales de cada una de sus partes (hojas, tallo, etc)”.

2.4.3 Funciones de la Clorofila

La principal función de la clorofila es captar la energía solar para aprovecharla en su metabolismo, transformando la energía lumínica en energía química, proceso que se conoce como fotosíntesis. La luz es velozmente absorbida por las primeras capas de hojas, logrando penetrar en las capas más bajas entre el 1 – 2 % de la luz incidente, siendo una luz no sólo progresivamente menos intensa, sino empobrecida en aquellas longitudes de onda que ya han sido absorbidas más arriba. Esta desigual distribución de la luz sobre la planta tiene consecuencias directas sobre la composición pigmentaria de las hojas (Manrique, 2013).

La luz es absorbida por moléculas de pigmentos asociadas con complejos proteínicos envueltas en membranas lipoprotéicas especializadas, la energía que resulta de la luz es transferida al centro de reacción que contiene un tipo especial de clorofila α en un ambiente específico (Gil, 1995).

Los pigmentos clorofílicos, además de ser los más abundantes en la tierra, se caracteriza por su color verde y sus tonalidades debido a su capacidad de absorber los espectros azul y rojo de la luz solar. Las hojas pueden llegar a contener hasta 1 gr de clorofila / m², aunque esta concentración varía entre especies, estado nutricional, edad e historial lumínico previo.

Para que una hoja mantenga una cantidad constante de clorofila la producción de electrones excitados debe ser proporcional a la luz que recibe, pero llega un punto a partir del cual la hoja ya no incorpora más CO₂ por mucho que se incremente la luz disponible. En conclusión la absorción de la energía lumínica depende en gran medida de la concentración de clorofila A, B

y otros pigmentos accesorios, además de la calidad y cantidad de luz disponible, suficiente radiación fotosintéticamente activa (Manrique, 2013).

2.4.4 Clasificación de la clorofila

La Clorofila A ($C_{55}H_{72}O_5N_4Mg$) es la más común, ya que el 75% de la clorofila verde pertenece a este tipo. La Clorofila B ($C_{55}H_{70}O_6N_4Mg$) es menos frecuente que la clorofila A, presente en plantas, algas verdes y otros organismos como cianobacterias. Los otros tipos de clorofila son menos frecuentes, clorofila C1, clorofila C2 comúnmente presentes en algas rojas y otras algas más primitivas. Clorofila D aún menos común aparece en cianobacterias y algas marinas.

La clorofila A es el pigmento más utilizado y trabaja en longitudes de onda del azul, rojo y violeta del espectro visible. Participa activamente en la fotosíntesis orgánica cuyo subproducto es el oxígeno O_2 . Por otro lado, la clorofila B asimila principalmente luz del espectro azul y se utiliza para completar el espectro de absorción de la clorofila A, esta clorofila se puede permitir la máxima absorción de luz en este espectro, pero no todos los organismos fotosintéticos cuentan con pigmentos de la clorofila B.

La clorofila no es la única sensible a la luz, los Carotenoides son poliisoprenoides de 40 átomos de carbono, que captan luz en la porción azul del espectro, entre 450 nm y 475 nm. Se sintetizan a través de la ruta de los terpenos. Se encuentran en las membranas de los tilacoides y en las de la envoltura de los cloroplastos y presentan una coloración desde naranja, amarilla hasta púrpura. Los carotenoides son poco eficaces en la transferencia de energía a otras moléculas (excepto la fucoxantina), por lo que su función principal es la de actuar de pantalla de protección frente a la fotodestrucción de las clorofilas, es decir protegen a la clorofila de una fotoxidación (SUNMASTER, 2016). Los carotenoides se forman de: Carotenos (α y β) y

Xantofilas, sustancias solubles en solventes orgánicos, de color anaranjado con un máximo de absorción de 530 nm.

Medir la clorofila en las plantas es importante porque permite conocer el nivel nutricional y la salud de las plantas. Además de conocer la calidad de la luz, temperatura y humedad del medio en el que están creciendo ya que, si estos tres no se encuentran en equilibrio, la concentración de clorofila se ve afectada, así como su rendimiento.

2.5 Fotosíntesis

La fotosíntesis es la transformación de energía radiante en energía química mediante la asimilación del carbono del CO₂ del aire fijando compuestos orgánicos carbonados. Se puede considerar como un proceso de tres fases:

- La absorción de la luz y retención de energía lumínica
- La conversión de energía lumínica en potencial químico o fase luminosa que utiliza la energía solar para producir ATP y NADPH liberando O₂ en el proceso.

Durante la fase luminosa que tiene lugar en la membrana tilacoide del cloroplasto, al chocar la luz con las moléculas de clorofila de los fotosistemas, desplazan algunos electrones de su órbita, aumentando su energía la cual es transferida a moléculas de NADPH. La clorofila recupera electrones perdidos del agua que se divide por fotólisis (ruptura de la luz), resultando en la liberación de oxígeno al medio (Margulis & Sagan, 2011).

La estabilización y almacenaje del potencial químico o fase oscura, no depende de la luz ya que utiliza el ATP y NADPH de la fase luminosa para fijar CO₂ (López J. , 2013), siendo un proceso independiente de la luz, tiene lugar en los estomas del cloroplasto, que tras varias reacciones químicas conducen a la síntesis de glucosa a partir de dióxido de carbono y agua. Su principal reacción es la fijación de CO₂ catalizado por la enzima Rubisco, considerada la más abundante de la tierra (Margulis & Sagan, 2011).

Las plantas necesitan de iluminación según su naturaleza y etapa de desarrollo, cuando esta es insuficiente tiende al alargamiento (tallos delgados y altos), en algunos casos presenta clorosis y malformación de las hojas. Por el contrario una iluminación excesiva favorece el desarrollo de ramas (Urbano & Villalobo, 2002).

La radiación lumínica es el elemento más importante de la fotosíntesis ya que actúa como componente regulador del crecimiento y desarrollo en todos los cultivos. El ambiente luminoso al que está expuesta la planta afecta su crecimiento y desarrollo, determinando su fisiología y morfología, al punto que sobreviven solo las plantas que se adaptan a esas condiciones. Las plantas que se adaptan al sol son heliófilas, y las que se adaptan a la sombra son esciófilas.

Las hojas crecidas en condiciones de luz débil (hojas de sombra), pese a tener mayor área foliar que las desarrolladas con una luz intensa (hojas de sol), son más delgadas porque poseen menos capas de células del mesófilo, células más cortas y menor peso por hoja, poseen más grana por cloroplasto y un mayor número de tilacoides apilados por grana que las de sol, asimismo, poseen mayor número de pigmentos en las antenas de los fotosistemas (especialmente, clorofila b), con el fin de aprovechar mejor la escasa radiación luminosa incidente, observándose en un descenso de la relación clorofila A/clorofila B.

Las hojas más gruesas de las plantas de sol poseen mayor contenido de clorofila total y carotenos por unidad de área, asimismo, la epidermis, el mesófilo esponjoso y los sistemas vasculares están más desarrollados, mientras que las de sombra, son más finas y con un peso seco relativamente bajo. Contienen además más clorofilas en especial clorofila b por unidad de peso fresco o peso seco (Azcón-Bieto, Fleck, Aranda, & Gómez-Casanovas, 2008).

Dependiendo la fijación de la clorofila en las plantas, se pueden agrupar en tres tipos: C3 cuando el compuesto estable es de tres átomos de carbono, C4 si es de cuatro átomos de carbono

y CAM presentan una ruta metabólica similar a las C₄, pero con un desfase temporal entre la captación del CO₂ y su fijación.

Para medir la luz incidente comúnmente se utiliza la densidad de flujo fotónico fotosintético (PPFD) o radiación fotosintéticamente activa (PAR), cuyos valores máximos en un día soleado puede oscilar entre 2000 y 2300 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. El punto de compensación de luz dependerá del tipo de planta, fase de desarrollo y factores ambientales, siendo más alto en hojas de sol que en hojas de sombra debido a la reducida tasa de respiración compensada con una fotosíntesis baja.

La pendiente inicial de la curva de saturación de luz puede describirse como eficiencia fotosintética y está en función de los fotones absorbidos, siendo mayor en las plantas C₄ que en las C₃, contrario al rendimiento cuántico que es similar en plantas de sol y sombra.

La radiación incidente es absorbida en las membranas fotosintéticas de algas y plantas por medio de los complejos pigmento-proteína de las antenas (light harvesting complexes o LHC) del fotosistema I (PSI) y fotosistema II (PSII). Al absorber un fotón de luz, las clorofilas de las antenas adquieren el estado de singlete excitado, cuya energía puede transferirse a los puntos de reacción de los fotosistemas y generar un transporte de electrones que oxida el H₂ produciendo energía química en forma de NADPH y ATP, coenzimas que se utilizarán para la reducción del CO₂ (Azcón-Bieto, Fleck, Aranda, & Gómez-Casanovas, 2008).

La regulación de la captación de luz y el transporte de electrones es fundamental para lograr un equilibrio entre la producción de energía química y su consumo. En condiciones de baja densidad de flujo fotónico (PPFD, PAR), es necesario que la planta capture y utilice la luz de la forma más eficiente, mientras que con niveles de PAR más elevados, el exceso de energía de excitación debe ser disipado para evitar un deterioro en los centros de reacción (fotoinhibición) y en otros constituyentes celulares (Azcón-Bieto, Fleck, Aranda, & Gómez-Casanovas, 2008).

Para la fotosíntesis la luz de la porción azul y roja del espectro es asimilada por las clorofilas a (de 430nm en la banda azul a 662 nm en la roja) y b (de 450 nm en el azul a 642 nm en la banda naranja – roja).

La regulación de la captación de luz y el transporte de electrones es fundamental para lograr un equilibrio entre la producción de energía química y su consumo. En condiciones de baja densidad de flujo fotónico (PPFD, PAR), es necesario que la planta capture y utilice la luz de la forma más eficiente, mientras que con niveles de PAR más elevados, el exceso de energía de excitación debe ser disipado para evitar un deterioro en los centros de reacción (fotoinhibición) y en otros constituyentes celulares (Azcón-Bieto, Fleck, Aranda, & Gómez-Casanovas, 2008).

Para la fotosíntesis la luz de la porción azul y roja del espectro es asimilada por las clorofilas a (de 430nm en la banda azul a 662 nm en la roja) y b (de 450 nm en el azul a 642 nm en la banda naranja – roja).

2.6 Macronutrientes esenciales de las plantas

Todas las plantas en su ciclo vegetativo requieren de elementos nutritivos para un desarrollo favorable y una buena producción, los macronutrientes primarios, llamados así por encontrarse en mayor cantidad, son:

El Nitrógeno que es absorbido por las raíces de las plantas, en forma de nitratos (NO_3^-) o Nitratos de amonio (NH_4^+). Factores como la especie y tipo de planta, intensidad lumínica, entre otras, influyen en la absorción de este elemento, el cual ayuda al crecimiento de las hojas y tallos, incremento de la masa seca, además de ser imprescindible en la fotosíntesis ya que sintetiza la clorofila. "En *Gypsophila paniculata* cv Perfecta, en condiciones de invernadero, se encontró que en la etapa de propagación, el nitrógeno contenido en el tallo y en las hojas se redujo, debido a que se usa para la formación de raíz. Después del trasplante, se observó que la acumulación de nitrógeno se direccionó en generar masa seca y, posteriormente, en la fase de

floración, el nitrógeno disminuyó en las hojas y aumento en las flores” (Medina & Bolivar, 1993).

El fósforo es el elemento del crecimiento ya que fortalece las raíces, estimula la formación de capullos florales y el desarrollo de los frutos. El fósforo es absorbido preferentemente como H_2PO_4 y en menor cantidad como HPO_4^{2-} , la presencia de una u otra forma iónica depende del pH (4.5 - 7). Este elemento juega un papel importante en el metabolismo energético de la planta, ya que hace parte de las moléculas ADP, AMP y ATP, participando en la fotosíntesis, respiración, síntesis de almidón, además de ser importante en la germinación de semillas y el desarrollo de la raíz. “En *Gypsophila paniculata* cv Perfecta, durante los estadios tempranos de desarrollo, se incrementó la demanda de fósforo. Posteriormente, en el análisis de las flores, éstas presentaron una mayor concentración de este nutriente en relación con los demás órganos de la planta” (Medina & Bolivar, 1993).

El Potasio es un catión univalente K^+ y junto con el nitrógeno son absorbidos en grandes cantidades por las plantas (Guerrero R. , 1993) La mayor parte del K absorbido depende del contenido de calcio y magnesio los cuales la reducen. Ayuda como regulador de la fotosíntesis ya que gracias a él se pueden formar los almidones y azúcares que la planta necesita (Nuñez, 2008). La deficiencia de este nutriente produce un retraso en el desarrollo de la planta: los entrenudos de los tallos son cortos y los tallos resultan débiles (White, 1987).

Los macronutrientes secundarios, llamados así por encontrarse en menos cantidad que los primarios, son. El Magnesio es absorbido por las plantas como catión divalente Mg^{2+} cuya absorción puede ser afectada por relaciones altas de Ca/Mg en donde las plantas absorben menos magnesio. Es el principal componente de la molécula de clorofila de allí el color verde de la hoja y su importancia en la fotosíntesis, además es indispensable en la absorción y metabolismo del fósforo e interviene en el aprovechamiento del potasio y la acumulación de

azúcares. Su deficiencia provoca clorosis de las hojas inferiores, en plantas de *Gypsophila paniculata* se encontró mayor cantidad en las hojas (Holley & Baker, 1991).

2.7 Etapas de la propagación

La etapa de propagación que dura entre 6 a 10 semanas dependiendo el cultivo, está a su vez subdividida en tres fases (Figura 4):

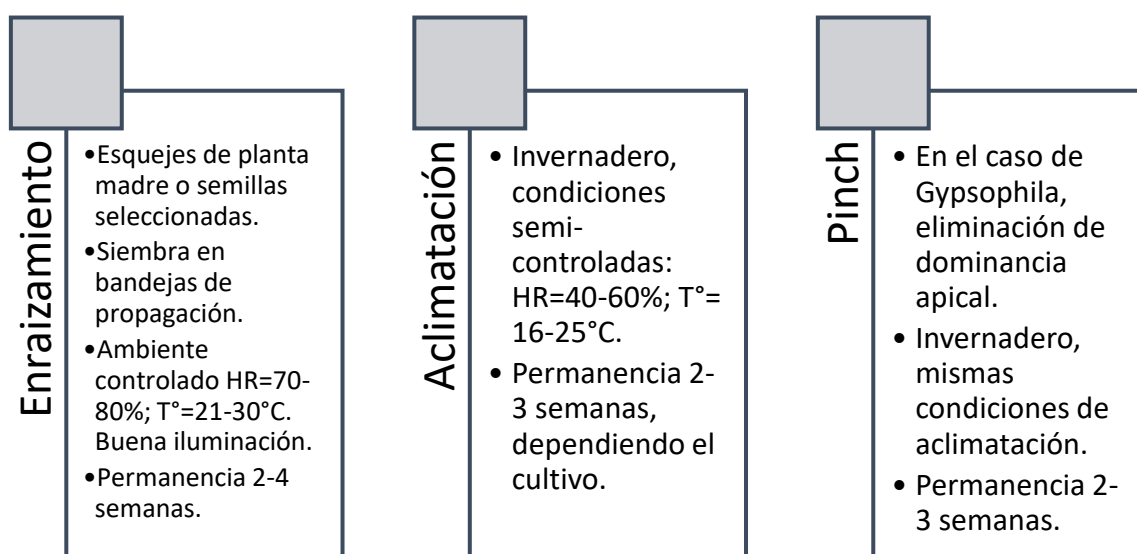


Figura 4. Fases de la propagación

2.8 *Gypsophila paniculata*

Es una flor de verano nativa del centro y este de Europa y este de Asia, pertenece a la familia de las Caryophyllaceae que contiene alrededor de 125 especies anuales, bianuales y perennes. La especie más conocida es *Gypsophila paniculata* que es una planta perenne de día largo, la cual es usada tradicionalmente como flor de complemento en arreglos florales, debido a la lluvia de florecitas blancas que produce (Bailey & Bailey, 1992).

2.8.1 Criterios para la elección de las variedades

Para elegir una variedad a cultivar es importante considerar varios factores: Se considera el largo, peso y densidad de flores de la panícula en la inflorescencia, así como el tamaño y color de las flores, características que define el mercado. Además de la calidad, presencia de

enfermedades, producción número de tallos / m² que usualmente oscila entre 60 – 120 en invierno y verano respectivamente (Avila & Pereyra, 2015).

2.8.2 Requerimientos del cultivo

Este cultivo requiere de un fotoperiodo anual mínimo de 12 a 18 horas diarias, en etapa de floración, debido a que es un cultivo de día largo. El rango óptimo de temperatura diaria es de 20 a 25°C y de 10 a 15°C de temperatura nocturna. Además de una humedad relativa entre 60 y 80%, desarrollándose en suelos francos, profundos, porosos, con muy buen drenaje y con un pH de 6.5 y 7.5.

Dependiendo de la variedad, este cultivo tiene bajas necesidades hídricas en campo: (8 cm de lámina de riego en Over Time) y (4 cm de lámina de riego en G034), variedades propias de la Florícola. Riegos que deben ser frecuentes y espaciados, para evitar altos niveles de humedad. En etapas vegetativas del cultivo, el riego es por micro aspersion, para evitar la deshidratación de los esquejes, seguido de una semana de estrés para estimular así el desarrollo radicular.

2.8.3 Propagación

Puede ser por semillas, aunque en su mayoría es propagada por esquejes vegetativos, para lo cual se utilizan esquejes terminales de 7.5 – 10 cm de longitud con al menos tres pares de hojas, procedentes de plantas madre de hasta 1 año. Las plantas injertadas se pueden colocar en una cámara fría para que cicatrice el injerto, si se hace en verano (Infoagro, 2012).

2.8.4 Desinfección y fertilización en propagación

Los esquejes procedentes de plantas madre bien cuidadas, deben ser recolectadas en horas tempranas de la mañana, cuando los esquejes están vigorosos. Estos esquejes deben ser procesados lo más pronto posible, debido a su alto desgaste y marchitamiento, una vez seleccionados, son desinfectados, realizando inmersiones en una solución de agua potable con agua tipo C, para posteriormente ser sembrados con hormona IBA de 3000 ppm y colocados en

cuartos de propagación que cuentan con las condiciones adecuadas para inducir el enraizamiento.

Una vez salen del área de enraizamiento, las bandejas son sumergidas en una *solución madre* de macro y microelementos, para posteriormente ser llevadas a la zona de aclimatación. Los esquejes sobrantes pueden ser almacenados en un cuarto frío hasta por 15 días. Cabe recalcar que la solución madre tiene altos contenidos de Nitratos, sulfatos y fosfatos.

2.8.5 Manejo del cultivo en campo (post - siembra)

Fertilización: La primera fertilización se la realiza en forma de abonado de fondo y después de mantenimiento por fertirrigación, realizando análisis de suelo regulares. El pH debe mantenerse entre 6.5 – 7 y la conductividad eléctrica no deberá exceder los 2,5 mmho/cm, para que todos los elementos minerales se encuentren disponibles para la planta. La cantidad y proporción de minerales agregados en la fertilización dependerá de la etapa de crecimiento, además, es necesario hacer un aporte de micronutrientes en cada etapa de crecimiento (Gonzáles, Bañon, & Fernandez, 1998).

.La cosecha del cultivo se lo hace cuando las plantas tengan entre 1-5 flores abiertas y puede durar un mes o pueden realizarse tres cortes por tallo floral y cuatro cortes por año, teniendo producciones de entre 60 a 120 tallos por metro cuadrado por año en invierno y verano respectivamente (Figura 5) (Gonzáles, Bañon, & Fernandez, 1998).

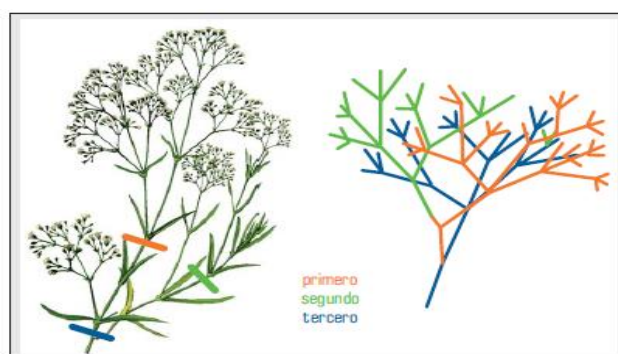


Figura 5. Orden de corte de una vara floral
Fuente: (Gonzáles, Bañon, & Fernandez, 1998)

A continuación, se detalla las normas de calidad según la longitud de tallo definidas por la empresa Florícola en la que se realizó la investigación (Tablas 7, 8 y 9):

Tabla 6

*Clasificación de la calidad por longitud de tallos y número de laterales a la cosecha de *Gypsophila paniculata**

Calidad	Largo de tallo	Número de laterales
Súper Extra	90 cm	7
Extra	80 cm	6-5
Select	70 cm	5
Fancy	60 cm	3
Bouquet	< 60 cm	3



Tabla 7

*Clasificación por punto de apertura de flor *Gypsophila paniculata* variedad G034 (Fun Time)*

Clasificación Fun Time	Flores abiertas	
Punto crema	1-3	

Tabla 8

*Clasificación por punto de apertura de flor *Gypsophila paniculata* variedad Over Time*

Clasificación Over Time	Flores abiertas	
Punto crema	1-5	
Punto normal	6-15	
Punto abierto	16-30 casos extremos	

2.9 *Trachelium caeruleum*

También llamada flor de viuda, pertenece a la familia Campanulaceae originaria del Mediterráneo central y oriental, los griegos la conocían por su capacidad de aliviar problemas de garganta, aunque años más tarde se demostró que no tenía valor medicinal. *Trachelium* se deriva del griego *trachelos* que define el cuello y *caeruleum* hace referencia al color azul-violáceo de sus flores. Es una planta perenne glabra, de base leñosa que puede llegar a medir hasta 1 metro de alto.

2.9.1 Requerimientos del cultivo

Necesita de suelos francos con buen drenaje, climas húmedos. En inviernos cálidos se comporta como perenne mientras que en inviernos fríos se comporta como anual. No resiste temperaturas extremas por lo que es recomendable no ubicarlas en zonas en donde reciba rayos intensos de sol pese a ser una planta de día largo. En condiciones silvestres es resistente a la sombra pero, en condiciones de cultivo intensivo se recomienda poner sombra con un sarán que permita pasar solo un 70% de luminosidad, ya que una menor intensidad de luz en ambientes interiores influye en una menor floración y mayor desarrollo de hojas (Espinoza, 2013).

2.9.2 Fertilización

Antes de sembrar es recomendable controlar el pH, el cual debe estar entre 6 – 8.1, es decir, de neutro a ligeramente básico, además de un buen balance de N, P, K, Ca y Mg. Por lo que se recomienda tener un buen porcentaje de nitrógeno, altos niveles de fósforo, lo cual contribuirá a una mayor formación de raíces (Espinoza, 2013).

2.9.3 Parámetros para la selección de plántulas de *Trachelium caeruleum*

Para que las plántulas de *Trachelium caeruleum* puedan ser despachadas a campo deben cumplir con ciertos parámetros de calidad, entre los que se encuentra la altura de la plántula y número de hojas. Las plántulas deben ser seleccionadas y desinfectadas previo al envío al

campo, cuidando que no sobrepasen los 15 cm o hasta los 18 cm de altura y que tengan pocos brotes (Espinoza, 2013).

Tabla 9

Clasificación de la calidad de tallos a la cosecha de Trachelium caeruleum Var. Blue

Calidad	Largo de tallo	Diámetro de Umbela
Súper Extra	80 cm	10 cm
Extra	70 cm	8 cm
Select	60 cm	5 cm
Fancy	50 cm	5 cm
Mini	< 50 cm	< 5 cm

Tabla 10

Clasificación de la calidad de tallos a la cosecha de Trachelium caeruleum Var. Jade

Calidad	Largo de tallo	Diámetro de Umbela
Súper Extra	80 cm	10-15 cm
Extra	70 cm	8-10 cm
Select	60 cm	5-7 cm
Fancy	50 cm	5 cm
Mini	< 50 cm	< 5 cm

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del experimento

Ubicación política

Los invernaderos de propagación de flores de verano de la Empresa Florícola, se encuentran ubicados en el Sector de San Miguel del Quinche, Parroquia El Quinche, Cantón Quito, Provincia de Pichincha.

Ubicación geográfica

La investigación se llevó a cabo en los invernaderos de propagación de una florícola que tiene las siguientes coordenadas.

Tabla 11
Datos de ubicación de la florícola

Ubicación Geográfica	Parámetros
Latitud	00° 06' 00"
Longitud	76° 16' 06"
Altitud	2416 msnm
Temp. Mínima	7.7° C
Temp. Media anual	16,5° C
Temp. Máxima	25.4° C
Precipitación Media anual	700 mm
Humedad Relativa	54 %
Temp. Media anual (Invernadero)	25 °C
Humedad Relativa (Invernadero)	60 %

Fuente: (Espinoza, 2013)

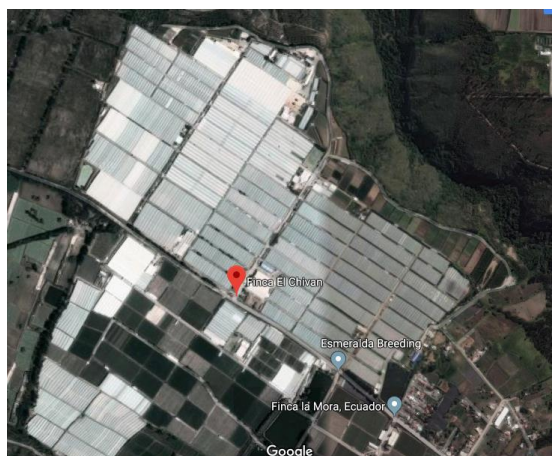


Figura 6. Ubicación de la florícola

3.2 Tiempo de duración de la investigación

La investigación se llevó a cabo entre los meses de febrero y septiembre del 2018.

3.3 Materiales, equipos y reactivos

En la presente investigación se utilizaron varios tipos de materiales (De campo y de laboratorio); Los cuales se detallan en el **anexo 1**.

3.4 Fases en la propagación de flores de verano

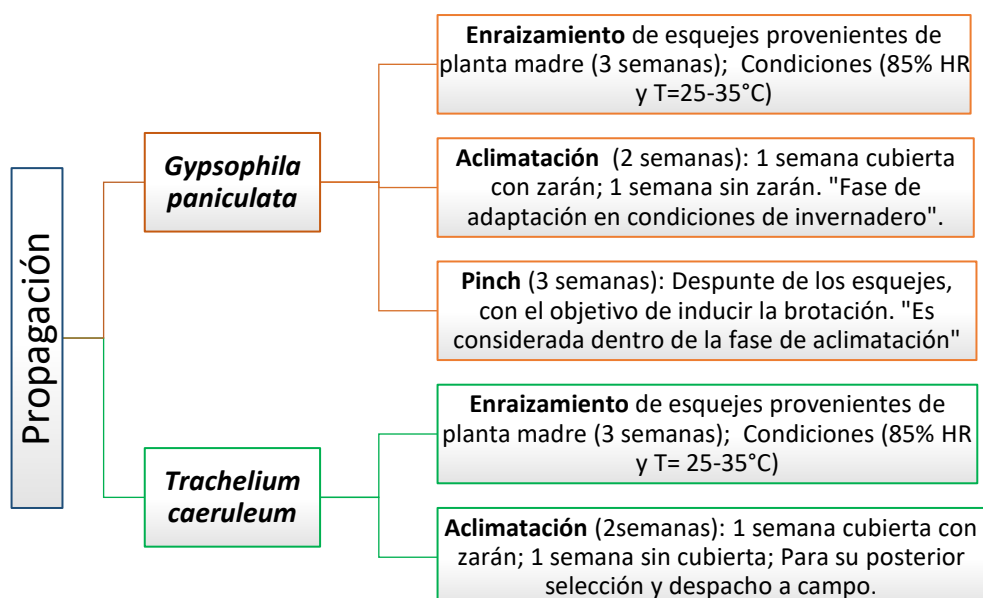


Figura 7. Fases en la propagación de flores de verano

3.5 Procedimientos para evaluar los efectos de las luces LED en la propagación de dos especies de flores de verano



Figura 8. Diagrama de procesos en fase de propagación

3.5.1 Adecuación del invernadero y etiquetado del experimento

En un área de aproximadamente 60 m², de uno de los invernaderos de la Florícola en la que se llevó a cabo la investigación, fueron colocadas 72 bandejas de propagación, 18 por especie y variedad. Esta área fue subdividida en pequeñas naves de aproximadamente 19 m², separadas por grand-cover negro para evitar el traslape de los diferentes espectros de luz LED.

En cada sub – área, se colocaron tres líneas eléctricas y un total de seis focos LED de un solo tipo por sub – área así: (focos blancos, focos Far Red y focos Red White), respectivamente, como se observa en la Figura 8. Para que las plántulas pudieran captar mayor radiación, se colocaron cinco gavetas bajo cada bandeja de propagación. Con estas adecuaciones las bandejas de propagación alcanzaron 1,20 m de altura del suelo y se encontraron a 50 cm de los focos

LED, recibiendo diferentes cantidades de radiación, tanto PAR como TOTAL dependiendo el tratamiento (Figuras 9, 10, 11 y 12).

Por otro lado, las bandejas de propagación fueron etiquetadas con una banda blanca que contenía toda la información necesaria para su identificación, adicionalmente, se colocaron 10 palos de helado de colores por tratamiento para poder identificar las plántulas de ambas especies que fueron seleccionadas para ser medidas a lo largo de la investigación (Figuras 13, 14, 15 y 16).



Figura 9. Adecuación de naves para la investigación



Figura 10. Adecuación de focos LED Red White



Figura 11. Adecuación de focos LED Far Red



Figura 12. Adecuación de focos LED Blancas HSI



Figura 13. Etiquetado de *Gypsophila paniculata* variedad G034 (Fun Time)



Figura 14. Etiquetado de *Gypsophila paniculata*
variedad Over Time



Figura 15. Etiquetado de *Trachelium caeruleum*
variedad Jade



Figura 16. Etiquetado de *Trachelium caeruleum*
variedad Blue

3.5.2 Toma de datos de las variables en estudio

Para poder solventar el objetivo específico (1), fue necesario medir las siguientes variables:

3.5.2.1 Número de hojas

Este dato fue determinado al contar el número de hojas de 10 plántulas por repetición de cada tratamiento, dato que fue medido cada 4 días durante las semanas de permanencia de las plántulas en el área de aclimatación: dos semanas en las plántulas de *Trachelium caeruleum* y tres semanas en las plántulas de *Gypsophila paniculata*.

3.5.2.2 Altura de las plántulas

Con la ayuda de un pie de rey “calibrador Vernier de 0,05 mm de precisión”, se midió la altura de las plántulas, tomado desde el cuello del tallo (límite con la raíz) hasta la punta de la hoja más joven, este dato fue tomado cada dos días, desde el arribo de las bandejas con las plántulas enraizadas al área de aclimatación, hasta el pinch en *Gypsophila paniculata* y hasta el despacho a campo en *Trachelium caeruleum* (Figura 16).



Figura 17. Medición de la altura de las plántulas

3.5.2.3 Pinch de las plántulas de *Gypsophila paniculata*

Consiste en realizar un corte de 2 – 3 cm de longitud en el ápice del tallo, logrando promover el desarrollo de los brotes laterales, esta labor se la puede realizo durante su etapa de propagación, cinco semanas después de la siembra del esqueje y cuando la plántula alcanzaron entre 25 – 30 mm de altura, y consistió en arrancar el tallo principal (apical) dejando tres pares de hojas inferiores, necesarias para promover la fotosíntesis y el crecimiento de laterales (Pinchao, 2018).



Figura 18. Pinch de las plántulas de *Gypsophila paniculata*

3.5.2.4 Altura y número de brotes de *Gypsophila paniculata* después del pinch

28 días después de la llegada de las plántulas al área de aclimatación y 5 días después del pinch, con la ayuda de un pie de Rey se midió la longitud de dos brotes de cada plántula usada en el estudio. Así mismo, se contabilizó el número total de brotes de cada plántula. Ambos datos fueron tomados para determinar la diferencia entre tratamientos cada dos días.

3.5.2.5 Porcentaje de mortalidad

El porcentaje de mortalidad fue determinado del total de plántulas muertas a lo largo del ciclo de propagación. Datos que fueron tomados el séptimo día después del arribo de las bandejas al área de aclimatación, y durante todos los días que permanecieron las plántulas en

aclimatación hasta el último día de permanencia en la misma. Una vez culminado el ciclo de propagación se contabilizó el total de plántulas muertas, por diferentes factores y se las restó del total de plántulas sembradas, resultado que fue expresado en porcentaje, usando la siguiente ecuación:

$$\% \text{ mortalidad} = \frac{\# \text{ plántulas muertas}}{\# \text{ total de plántulas}} \times 100$$

3.5.2.6 Peso de la raíz

Días antes del despacho a campo, se tomó 10 plántulas de cada tratamiento expuesto a luz LED, posteriormente se separó el tallo de las raíces, mismas que fueron lavadas con extremo cuidado para evitar arrancarlas, para después de un pre-secado al ambiente, ser colocadas en una estufa a 80° C por 24 horas y una vez secas, ser pesadas en una balanza analítica.



Figura 19. Toma de datos de peso de la raíz

3.5.2.7 Medición de Radiación Total y PAR

La radiación fotosintéticamente activa y la radiación TOTAL, fueron medidas en tres horarios (8:00, 13:00 y 19:00), para lo cual fueron usados diferentes equipos: un multi – sensor ProCheck, incorporado un Sensor de flujo fotónico PAR Modelo QSO –S, de la marca

DECAGON DEVICES, y un sensor de mano MP-100 Apogee para radiación solar (Piranómetro integrado de 300-1.100 nm).

Los datos de la radiación fueron tomados a la altura de la hoja apical de las dos especies de estudio *Trachelium caeruleum* y *Gypsophila paniculata*. Cabe mencionar que en la noche únicamente se tomó el dato de la radiación PAR y TOTAL emitida por los focos LED usados en la investigación, ya que, la radiación natural que emite la luna es imperceptible a los equipos usados (Figura 19).



Figura 20. Toma de datos de Radiación

3.5.3 Medición de Clorofila a, b y carotenoides

El contenido de clorofila a (CL-a), clorofila b (CL-b) y Carotenoides fue medido de muestras frescas de hojas bajo condiciones de laboratorio. El primer paso fue la recolección de las muestras de hojas de *Trachelium caeruleum* y *Gypsophila paniculata* de los tratamientos implementados en la investigación; mismas que fueron transportadas en un cooler con hielo (para mantener su frescura), hasta el laboratorio de suelos de la Hacienda El Prado de la carrera de Ingeniería Agropecuaria IASA-1 (Figura 20).

Se pesó 0,5 gr de cada muestra foliar (Figura 21) y se las dejó en el refrigerador a 6 °C por 24 horas. Pasado el tiempo cada muestra fue triturada en un mortero con 3 ml de etileno; este macerado se colocó en frascos ámbar para evitar la pérdida de clorofila o el daño por exposición a luz exterior. Estos frascos fueron llevados nuevamente al refrigerador a 6° C durante 24 horas.

Al siguiente día, las muestras fueron trituradas una vez más en un mortero (Figura 22) y colocadas en tubos para centrífuga más 10 ml de etileno, los mismos que fueron llevados a una centrífuga a 1.000 rpm por 15 minutos; una vez centrifugadas las muestras, se extrajo la clorofila colocándola en tubos de ensayo tapados para evitar pérdidas (Figura 23).

Finalmente, la clorofila obtenida del proceso, fue medida en un Espectrofotómetro (Figura 24) (YSI 9000 Photometer) (Sumanta , Choudhury, Jaishe, & Roy, 2014) en el que se requirió cambio de espectro para cada medición, así: 663 nm para clorofila A, 647 nm para clorofila B y 470 nm para carotenoides.



Figura 21. Selección de hojas para extracción de clorofila



Figura 22. Pesado de las hojas frescas



Figura 23. Triturado de las hojas frescas



Figura 24. Extracción de clorofila a, b y carotenoides

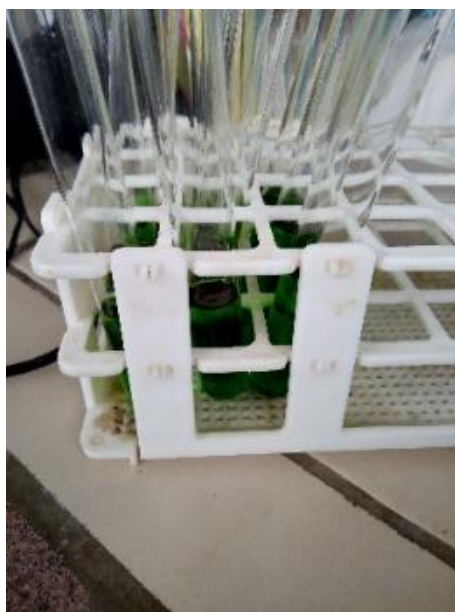


Figura 25. Clorofila extraída



Figura 26. Medición de clorofila a, b y carotenoides

3.5.4 Toma de datos de Macronutrientes

Las muestras de hojas de cada tratamiento previamente lavadas y desinfectadas (Figura 25 y 26), fueron secadas al aire libre por dos días y colocadas en una estufa a 80 °C por 24 horas hasta quedar totalmente secas (Figuras 26 y 27).



Figura 27. Lavado de material vegetal



Figura 28. Secado de material vegetal



Figura 29. Procesamiento de hojas secas

Estas muestras fueron trituradas (Figura 28) hasta obtener un polvo compacto. Se pesó 1 gr de cada muestra para analizar potasio y magnesio en el equipo de absorción atómica mediante el método Flama, detallado en el Anexo 2. Por otro lado, el nitrógeno fue medido por método de Kjeldahl, detallado en el Anexo 3 y el fósforo por el método de colorimetría con nitrovanadio-molibdato, detallado en el Anexo 4.

3.6 Procedimientos para evaluar en campo, los efectos de las luces LED colocadas en la fase de propagación de dos especies de flores de verano

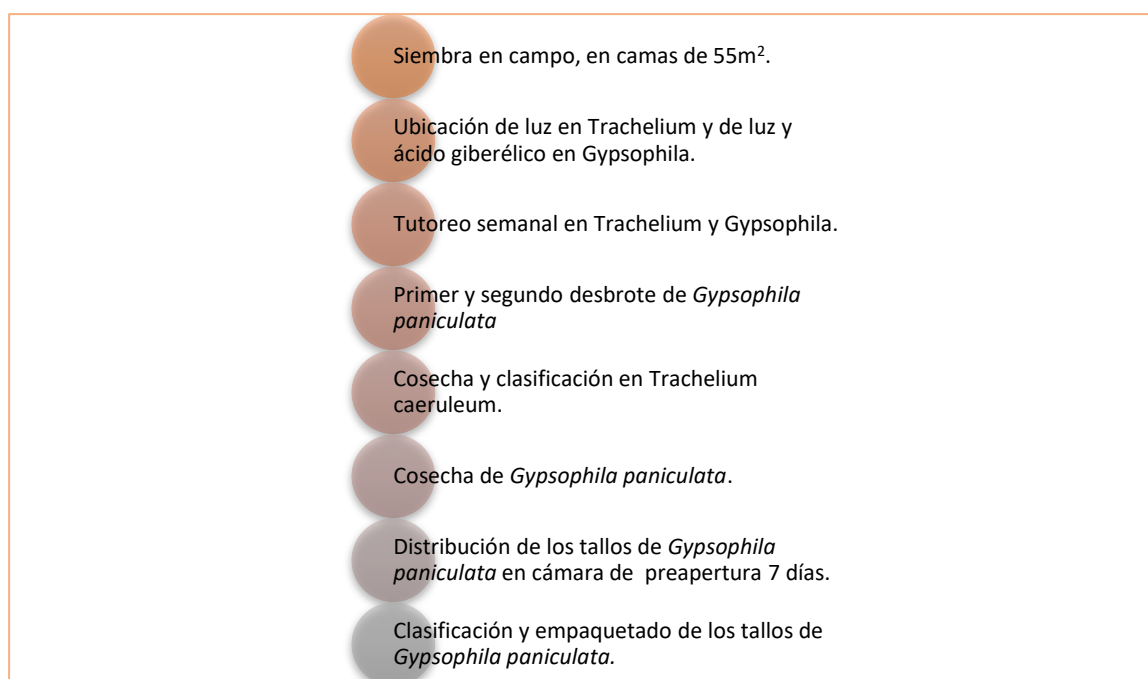


Figura 30. Diagrama de procesos en fase de campo

3.6.1 Siembra en campo

En dos camas de 55 m², a campo abierto, se sembró 2313 plántulas de *Gypsophila paniculata* variedad G034 (Fun Time) (Figura 30), y 2037 plántulas de *Gypsophila paniculata* variedad Over Time (Figura 31), respectivamente. Mismas plántulas que fueron sometidas previamente a diferentes tratamientos con luz LED, en la etapa de propagación.

Cada tratamiento fue sembrado junto a una bandeja testigo que, si bien es cierto, no fue sometida a una considerable radiación, recibió la exposición indirecta de la luz LED.

Las plántulas fueron desmoldadas y colocadas haciendo un hoyo lo suficientemente grande en el suelo para que el molde no sufra daños. Se retiró las hojas secas y podridas de las plántulas, a los ocho días se colocó un drench con agua ionizada o cualquier otro desinfectante. Se proporcionó un riego tipo ducha los primeros 15 días para después cambiar al riego por goteo durante todo el ciclo (Espinoza, 2013).



Figura 31. Siembra en campo de la variedad Over Time



Figura 32. Siembra en campo de la variedad G034

En otra cama de 35 m² se sembró 3000 plántulas de *Trachelium caeruleum*, 1495 plántulas de la variedad Jade y 1502 de la variedad Blue, mismas que fueron sometidas a tratamientos

con diferentes espectros de luz LED y dos diferentes horarios nocturnos de exposición (Figura 32). Las plantas de la variedad Jade fueron ubicadas en la primera mitad de la cama, mientras que las de la variedad Blue en la segunda mitad de la cama de cultivo.



Figura 33. Siembra de las plántulas de *Trachelium caeruleum*

3.6.2 Distribución de luz y ácido giberélico

Una semana posterior a la siembra de *Trachelium caeruleum*, se colocó iluminación, 3 lámparas por nave (nave de 6,5 m x 35 m) regulando que la proyección de luz abarque toda la superficie y manteniendo 6 horas de luz continua con lámparas de sodio de 400 watts. Dos semanas antes de que se coseche el bloque, la iluminación fue retirada (semana 15 del cultivo).

Por otro lado, en las plántulas de *Gypsophila paniculata* se colocó luz de sodio en postes de siete metros de altura, proporcionando radiación nocturna a las plantas, desde la quinta hasta la décima semana del ciclo, además se realizaron aplicaciones de 1000 ml de giberelina por las noches, distribuida 250 ml durante 4 semanas, con el objetivo de inducir la floración en el cultivo. En las figuras 33 y 34 se puede observar la distribución de la radiación recibida por las plantas de *Gypsophila paniculata*.

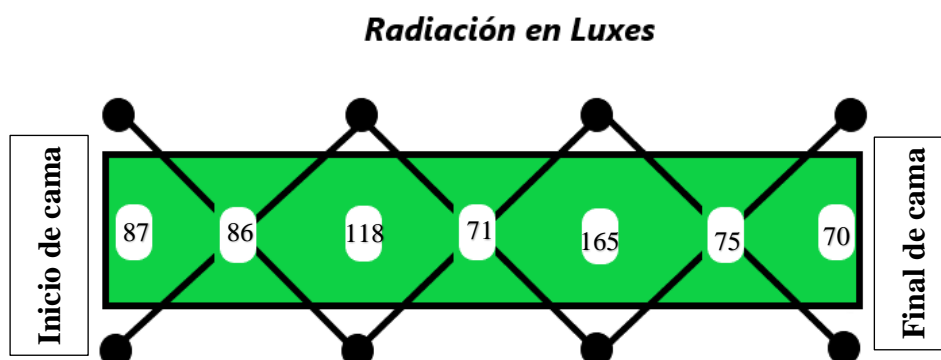


Figura 34. Radiación nocturna en cama de Over Time

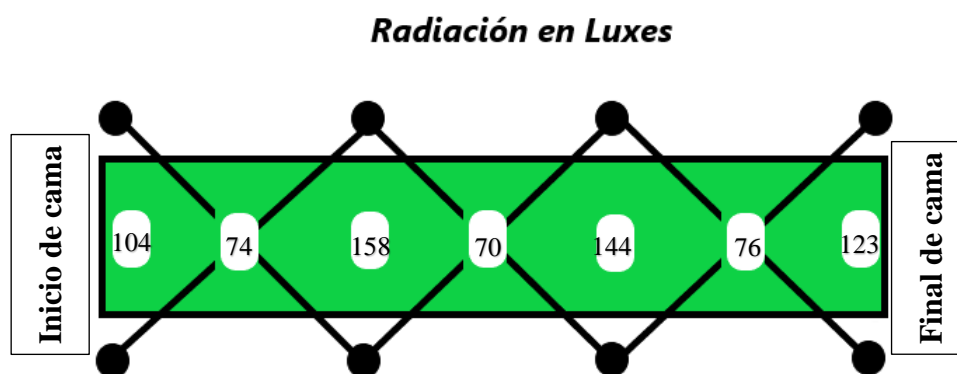


Figura 35. Radiación nocturna en cama de G034

3.6.3 Tutoreo

Se lo practicó con el objetivo de obtener tallos rectos y plantas sanas, colocando mallas metálicas a lo largo de toda la cama a una altura de 20cm aproximadamente, y se la fue subiendo paulatinamente hasta la cosecha, dando soporte y sostenibilidad a los tallos, impidiendo que las flores se caigan y se salgan de las camas hacia el pasillo (Infoagro, 2012).

3.6.4 Desbrote de las plantas de *Gypsophila paniculata* variedad Over Time

El primer desbrote se lo realizó la novena semana después de la siembra en campo, desbrote que consistió en retirar los brotes nuevos de todo el tallo, cuidando de dejar entre 3 a 5 brotes superiores, los cuales van a dar el número de laterales a la cosecha. El segundo desbrote se lo realizó tres semanas después del primero, el cual, consistió básicamente en retirar los brotes de plantas que posiblemente se quedaron sin desbrotar la primera vez (Figura 35).



Figura 36. Desbrote de las plantas
de *Gypsophila paniculata*

3.6.5 Cosecha

Para la cosecha, la flor debe tener entre 70 – 80% de apertura con umbelas de entre 7-15 cm de diámetro. Es recomendable cosechar a primeras horas de la mañana o últimas horas de la tarde, los tallos deben ser cortados en la base procurando ganar longitud.

Los tallos de la variedad Blue fueron cosechadas a partir de la semana (1827) del calendario anual y 12 del ciclo del cultivo (40 – 50 % de flor abierta), durante tres semanas. Por otro lado, los tallos de la variedad Jade fueron cosechados a partir de la semana (1827) y 16 del ciclo (Figura 36) y por 5 semanas. La cosecha se la realizó con tijera, cortando desde la base para ganar longitud. La flor cortada fue colocada en tachos con solución hidratante para evitar su maltrato y deshidratación, para luego ser transportados por cable vía al área de post-cosecha.



Figura 37. Cosecha de la cama de
Trachelium caeruleum

Los tallos de *Gypsophila paniculata* variedad G034 fueron cosechados a partir de la semana (1831) del calendario anual y 13 del ciclo, tres veces por semana durante 4 semanas. La cosecha se la realizó con tijera, haciendo un corte en la base del tallo con el objetivo de ganar peso y longitud, una vez cosechados se los agrupa de 50 tallos colocándolos en mallas y posteriormente en tachos con solución hidratante, hasta su traslado al área de post-cosecha.

Así mismo, los tallos de la variedad Over Time fueron cosechados desde la semana (1831) aunque en poca cantidad, siendo la semana (1834), 16 del ciclo, la semana de pico en donde se cosechó la mayoría de tallos. Esta variedad fue cosechada así mismo cada dos días durante tres semanas. Sin embargo, los tallos cosechados fueron agrupados de a 25 tallos por malla, a continuación, fueron colocados en tachos con solución hidratante para su posterior traslado al área de post-cosecha (Figura 37).



Figura 38. Cosecha de los tallos de *Gypsophila paniculata* variedad Over Time

3.6.6 Manejo de los tallos en post-cosecha

Los tallos de ambas variedades de *Trachelium caeruleum* una vez arribaron a post-cosecha, fueron ubicados en las mesas de deshoje y clasificación, para ser procesadas según el calibre de umbela y la longitud del tallo, características explicadas en las tablas **10 y 11.**

Gypsophila paniculata es una flor sensible a la exposición del etileno, tanto del ambiente como del producido por ella misma, causando efectos de senescencia temprana de las flores y su posterior caída. Por lo que, inmediatamente después de la cosecha y clasificación, los tallos deben ser colocadas en agua con conservantes “Para aumentar la longevidad, las flores deben ser tratadas con una solución que contenga Tiosulfato de Plata (4 mmoles/litro) durante 30 minutos y luego en una solución que contenga un biocida (8-Hidroxiquinoleina, amonio cuaternario, hipoclorito de sodio) y sacarosa (5-10%). Con la adición de estos tres compuestos, las varas florales pueden mantener su calidad por tres semanas a una temperatura de 2-4°C y alta humedad relativa” (González, Bañón, & Fernández, 1998).



Figura 39. Deshojado y clasificación de los tallos de *Trachelium caeruleum* variedad Jade



Figura 40. Deshojado y clasificación de los tallos de *Trachelium caeruleum* variedad Blue

Por lo tanto, los tallos de la variedad G034, una vez llegaron a la zona de recepción en el área de poscosecha fueron clasificados por calibre, colocados en verde en tachos con solución STS al 1% por 24 horas y transcurrido ese tiempo trasladados al área de pre-apertura en donde fueron sumergidos en una solución desinfectante para tallos y flores (Figura 39) y colocados en baldes con solución azucarada durante una semana, hasta que las flores hubieran alcanzado un 80 – 95 % de apertura.

Una vez abiertas las flores, fueron trasladadas a las mesas de clasificación para ser deshojadas, pesadas y bonchadas según los requerimientos del cliente.

Así mismo, los tallos de la variedad Over Time, fueron trasladados a las mesas de deshoje, en donde fueron deshojadas en verde, despatadas, clasificadas por largo de tallo y pesadas en bonches de 100 tallos. Estos bonches fueron colocados en solución STS 1% por 24 horas y posteriormente llevados a la zona de preapertura en donde, donde se realizó el mismo procedimiento que en los tallos de la variedad G034 (Figura 41).



Figura 41. Desinfección en área de preapertura



Figura 42. Deshojado y bonchado de tallos de *Gypsophila paniculata* variedad G034

Para el experimento se contabilizó el número total de tallos por tratamiento y se pesó en blanco todos los tallos productivos de ambas variedades. Además, se tomó el peso individual de una muestra de tallos de cada tratamiento, con el objetivo de determinar diferencias entre los mismos.



Figura 43. Bonchado de los tallos de *Gypsophila paniculata* variedad Over Time

3.6.7 Diseño Experimental

El siguiente trabajo investigativo fue realizado bajo un diseño experimental completamente al azar $3 \times 3 \times 3 \times 2 + 1$ con tres repeticiones para la fase de propagación, definiendo adecuadamente los factores y tratamientos a medir; mientras que para la fase de laboratorio y de campo se usó únicamente estadística descriptiva.

3.6.7.1 Factores evaluados

Los factores que se probaron en la investigación fueron: Tres tipos de luces LED agrícolas, las cuales se especifican en la tabla 14; dos especies y dos variedades de flores de verano (Tabla 15) y dos horarios de luz (Tabla 12).

Tabla 12

Descripción del factor de Luces LED

Código	Descripción
L0	Sin luz LED testigo
L1	Lámparas Chinas LED HSI (300-700 nm)
L2	Luz LED Philips Far Red (680-720 nm)
L3	Luz LED Philips Deep Red White (640-680 nm)

Dos especies y variedades de flores de verano que se detallan en la siguiente tabla:

Tabla 13

Descripción del factor especies de flores de verano.

Código	Especie	Variedad
Gyp	<i>Gypsophila paniculata</i>	(G034) Fun Time
		Over Time
Tra	<i>Trachelium caeruleum</i>	Jade
		Blue

Y por último dos horarios de luz, es decir el periodo de tiempo que pasaron las luces LED encendidas durante la noche y se especifican en el siguiente cuadro:

Tabla 14

Horarios de encendido de las luces LED.

Código	Descripción
H1	(18:00 – 06:00) 12 horas
H2	(18:00 – 24:00) 6 horas

3.6.7.2 Tipo de diseño

Para la realización del trabajo investigativo, se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) en arreglo Multifactorial 2 x 2 x 2 x 3 con un testigo.

3.6.7.3 Repeticiones

En el experimento de campo se realizaron tres repeticiones.

3.6.7.4 Características de la Unidad Experimental

Se estableció unidades experimentales para la medir parámetros técnicos y agronómicos, las cuales son detalladas a continuación:

- **Parámetros técnicos**

Esta unidad experimental está conformada por una bandeja de 96 plántulas, con un área de ocupación de 150 cm² (54 cm * 27 cm) ubicadas bajo cada tratamiento con Luz LED.

○ **Parámetros agronómicos**

Esta unidad experimental está conformada por 10 plántulas de la bandeja de propagación de 96 cavidades, de un total de 840 plántulas que van a ser medidas.

3.6.7.5 Esquema del Diseño Experimental

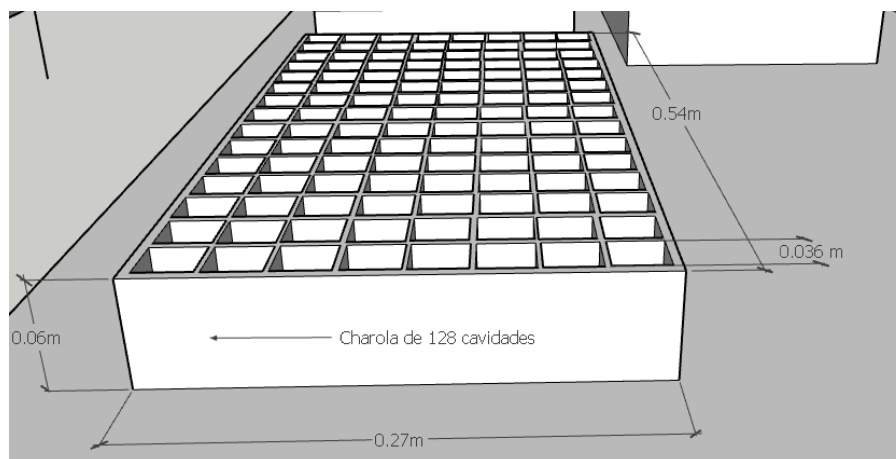


Figura 44. Bandejas de propagación

Las bandejas de propagación con medidas: 54 cm de largo x 27 cm de ancho x 4,5cm de profundidad. Ocupan una superficie de 150 cm² (Figura 42). Para la propagación de *Gypsophila paniculata* se utilizan bandejas de 96 y 77cavidades y para la propagación de *Trachelium caeruleum* se utilizan bandejas de 96 y 124 cavidades.

Luz LED Philips Deep Red White		Luz LED Philips Deep Red White	
Gyp + Over Time	Gyp + G034	Gyp + Over Time	Tra + Blue
Tra + Blue	Tra + Jade	Trach + Var1	Gyp + G034
Luz LED Philips Far Red		Luz LED Philips Far Red	
Gyp + Over Time	Tra + Blue	Gyp + Over Time	Tra + Jade
Gyp + G034	Tra + Jade	Tra + Blue	Gyp + G034
Lámparas chinas LED HSI		Lámparas chinas LED HSI	
Tra + Jade	Gyp + Over Time	Tra + Blue	Gyp + Over Time
Gyp + G034	Tra + Blue	Tra + Jade	Gyp + G034

Figura 45. Esquema de la distribución de los tratamientos con luces LED en campo.

Nave 1 con 12 HORAS de iluminación nocturna

Lámparas chinas LED HSI		Lámparas chinas LED HSI	
Tra + Blue	Gyp + Over Time	Tra + Jade	Gyp + Over Time
Tra + Jade	Gyp + G034	Tra + Blue	Gyp + G034
Luz LED Philips Deep Red White		Luz LED Philips Deep Red White	
Tra + Jade	Gyp + Over Time	Tra + Jade	Tra + Blue
Tra + Blue	Gyp + G034	Gypso + Var1	Gyp + Over Time
Luz LED Philips Far Red		Luz LED Philips Far Red	
Gyp + G034	Tra + Blue	Gyp + Over Time	Tra + Blue
Gyp + Over Time	Tra + Jade	Gyp + G034	Tra + Jade

Figura 46. Esquema de la distribución de los tratamientos con luces LED en campo.

Nave 2 con 6 HORAS de iluminación nocturna

Tra + Jade	Tra + Blue	Tra + Jade	Tra + Blue
Gyp + G034	Gyp + Over Time	Gyp + G034	Gyp + Over Time
Tra + Jade	Tra + Blue	Tra + Jade	Tra + Blue
Gyp + Over Time	Gyp + G034	Gyp + Over Time	Gyp + G034

Figura 47. Esquema de la distribución de los tratamientos con luces LED en campo.

Nave 3 Sin cubierta

3.6.7.6 Análisis Estadístico

A continuación, se presenta la tabla ANAVA del experimento.

Tabla 15

Análisis de varianza para la determinación de los efectos de las luces LED en la propagación de dos especies y dos variedades de flores de verano.

Fuentes de Variación	Grados de libertad
Total	71
Tratamientos	(16)
Luz LED	2
Especie	1
Variedad	1
Horario	1
LED * Especie	2
LED * Variedad	2
LED * Horario	2
Especie * Variedad	1
Especie * Horario	1
Variedad * Horario	1
LED * Especie * Variedad * Horario	2
Error	56

Además, se empleó el siguiente modelo matemático:

$$Y_{ijkl} = \mu + L_i + E_j + V_k + H_l + (LE)_{ij} + (LV)_{ik} + (EV)_{jk} + (EH)_{jl} + (VH)_{kl} + (LEVH)_{ijkl} + \varepsilon_{ijkl}$$

Donde:

Y_{ijkl} = es el efecto del i-ésimo tratamiento en el j-ésimo bloque

μ = la media general

L_i = efecto de la i-ésima luz LED

E_j = efecto de la j-ésima especie de flor de verano

V_k = efecto de la k-ésima variedad de flor de verano

$(LE)_{ij}$ = efecto de la interacción entre Luz LED * Especie

$(LV)_{ik}$ = efecto de la interacción entre Luz LED * Variedad

$(EV)_{jk}$ = Efecto de la interacción entre Especie * Variedad

$(EH)_{jl}$ = Efecto de la interacción entre Especie * Horario

$(VH)_{kl}$ = Efecto de la interacción entre Variedad * Horario

$(LEVH)_{ijkl}$ = Efecto de la interacción entre Luz * Especie * Variedad * Horario

ε_{ijkl} = error experimental

3.6.7.7 Análisis funcional

Se realizaron pruebas de análisis de varianza y pruebas de hipótesis marginales SC (tipo III) con el fin de determinar las diferencias significativas entre tratamientos. Además, se realizó pruebas de comparación de medias DGC al 95% de significación, para determinar la relación entre la radiación PAR y radiación TOTAL, con la altura de los esquejes, número de brotes, longitud de brotes y cantidad y calidad de tallos de exportación a la cosecha de las dos especies de flores de verano, estudiadas en esta investigación.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Evaluación del número de hojas de dos especies de flores de verano, bajo el efecto de diferentes espectros de luces LED en la etapa de propagación

4.1.1 *Gypsophila paniculata*

Se realizó un análisis de varianza (ANAVA) (Tabla 15) para el número de hojas de *Gypsophila paniculata* (Gyp) bajo un modelo matemático DCA, además se realizaron pruebas de comparación de medias DGC al 5%.

Tabla 16
Análisis de Varianza (SC tipo I) del número de hojas de las plántulas de Gypsophila paniculata expuestas a tres espectro de luz LED

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Modelo.	6018,25	50	120,36	17,37	<0,0001	
Horas Luz	149,59	2	74,79	10,79	<0,0001	**
LED	276,45	2	138,22	19,95	<0,0001	**
Variedad	25,2	1	25,2	3,64	0,0566	N.S
Repetición	32,07	2	16,03	2,31	0,0991	N.S
Fecha	4607,44	5	921,49	132,99	<0,0001	**
Horas Luz*LED	218,03	2	109,01	15,73	<0,0001	**
Horas Luz*Variedad	27,43	2	13,71	1,98	0,1384	N.S
LED*Variedad	428,36	2	214,18	30,91	<0,0001	**
Horas Luz*LED*Variedad	209,88	2	104,94	15,15	<0,0001	**
Error	17107,52	2469	6,93			
Total	23125,77	2519				

El número de hojas de las variedades G034 y Over Time de *Gypsophila paniculata*, presentó diferencias significativas en los factores Horas luz (F=10,79; p=<0.0001), LED (F=19,95; p=<0.0001), Fecha (F=132,99; p=<0.0001) y entre sus interacciones Horas luz*LED (F=15,73; p=<0.0001), LED*Variedad (F=30,91; p=<0.0001) y Horas luz*LED*Variedad (F=15,15; p=<0.0001).

Tabla 17

Promedio \pm error experimental del número de hojas de Gypsophila paniculata bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de dos semanas antes del pinch, en la Florícola ubicada en El Quinche, Ecuador, 2018. DGC (Alfa=0,05)

Código	TRATAMIENTOS	Medias \pm E.E	
T10	H1-Over Time-L3	24 \pm 0,28	A
T25	L0-G034	24 \pm 0,18	B
T2	H1-Over Time-L1	24 \pm 0,29	B
T22	H2-Over Time-L3	24 \pm 0,29	B
T26	L0-Over Time	24 \pm 0,22	B
T5	H1-G034-L2	24 \pm 0,21	B
T9	H1-G034-L3	24 \pm 0,16	B
T17	H2-G034-L2	24 \pm 0,20	B
T18	H2-Over Time-L2	24 \pm 0,23	B
T21	H2-G034-L3	25 \pm 0,19	C
T14	H2-Over Time-L1	25 \pm 0,20	C
T1	H1-G034-L1	25 \pm 0,16	C
T13	H2-G034-L1	25 \pm 0,21	C
T6	H1-Over Time-L2	26 \pm 0,20	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Las plántulas de (Gyp) de la variedad Over Time sometidas a 12 horas de luz LED Far Red ($34,75 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), mostraron el mayor número de hojas. Por otro lado, el testigo (sin luz LED) al igual que el tratamiento expuesto a 12 horas de luz LED Red White ($19,20 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), reportaron el menor número de hojas.

Así mismo, las plántulas de la variedad G034 sometidas a 6 y 12 horas de luz LED Blanca ($46,41 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ y $45,19 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), respectivamente, mostraron el mayor número de hojas (Tabla 17), siendo el testigo el que alcanzó el menor número de hojas.

Por lo tanto, es interesante observar que en la variedad G034 existe la misma respuesta al aplicar 6 y 12 horas de luz, sin embargo, ese número de horas es económicamente significativo y a la larga incidirá en los costos de producción del esqueje.

Se puede asegurar que para la variable número de hojas, el uso de luces LED del espectro Far Red y Blanco mostraron una respuesta favorable, como lo reporta (Moreno, Cornejo, & Ortiz, 2017), que indica que, tanto la luz LED roja como azul incrementan la producción de hojas en las plántulas.

4.1.2 *Trachelium caeruleum*

Se realizó un análisis de varianza (ANAVA) (Tabla 17) para el número de hojas de *Trachelium caeruleum* (Trach) bajo un modelo matemático DCA multifactorial, además se realizaron pruebas de comparación de medias DGC con el 95 % de confiabilidad.

Tabla 18

Análisis de Varianza (SC tipo I) del número de hojas de las plántulas de Trachelium caeruleum expuestas a tres espectros de luz LED

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Modelo.	25191,96	20	1259,6	117,18	<0,0001	
Horas Luz	348,18	2	174,09	16,19	<0,0001	**
LED	29,08	2	14,54	1,35	0,2588	N.S
Variedad	1475,07	1	1475,07	137,22	<0,0001	**
Repetición	47,15	2	23,58	2,19	0,1118	N.S
Fecha	21859,54	5	4371,91	406,7	<0,0001	**
Horas Luz *LED	263,96	2	131,98	12,28	<0,0001	**
Horas Luz *Variedad	61,1	2	30,55	2,84	0,0585	N.S
LED*Variedad	416,43	2	208,22	19,37	<0,0001	**
Horas Luz *LED*Variedad	691,43	2	345,72	32,16	<0,0001	**
Error	26863,53	2499	10,75			
Total	52055,49	2519				

El número de hojas de las variedades Jade y Blue de (Trach), presentaron diferencias significativas en los factores Horas Luz (F=16,19; p=<0.0001), Variedad (F=137,22; p=<0.0001), Fecha (F=406,7; p=<0.0001) y sus interacciones Horas Luz *LED (F=12,28; p=<0.0001), LED*Variedad (F=2,84; p=<0.0001) y Horas Luz*LED*Variedad (F=32,16; p=<0.0001).

Tabla 19

Promedio \pm error experimental del número de hojas de Trachelium caeruleum bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de dos semanas hasta el despacho a campo, en la Florícola ubicada en El Quinche, Ecuador, 2018. DGC ($\alpha=0,05$).

Código	TRATAMIENTO	Medias \pm E.E	
T28	L0-Blue	12 \pm 0,27	A
T12	H1-Blue-L3	12 \pm 0,30	A
T3	H1-Jade-L1	12 \pm 0,26	A
T24	H2-Blue-L3	12 \pm 0,31	A
T8	H1-Blue-L2	12 \pm 0,31	A
T20	H2-Blue-L2	13 \pm 0,30	B
T16	H2-Blue-L1	13 \pm 0,32	B
T27	L0-Jade	13 \pm 0,31	B
T4	H1-Blue-L1	13 \pm 0,34	C
T19	H2-Jade-L2	14 \pm 0,36	C
T23	H2-Jade-L3	14 \pm 0,34	D
T11	H1-Jade-L3	14 \pm 0,33	D
T7	H1-Jade-L2	15 \pm 0,37	D
T15	H2-Jade-L1	15 \pm 0,44	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Las plántulas de Trach de la variedad Jade expuestas a 6 horas de luz LED Blanca (43,13 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) y a 12 horas de luz LED Far Red (43,51 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) mostraron el mayor número de hojas. Por el contrario, las plántulas expuestas a 12 horas de luz LED Blanca mostraron el menor número de hojas (Tabla 18).

Así mismo, las plántulas de la variedad Blue sometidas a 12 horas de luz LED Blanca (45,19 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), mostró mayor número de hojas que el testigo. Para la variable estudiada se observó que con la adición de luz LED se consigue mayor número de hojas, lo cual se asemeja a lo mencionado por (Rodríguez & Lazo, 2008) que comenta que a mayor intensidad de luz, mayor es el número de hojas y área foliar.

4.2 Evaluación de la altura de las plántulas de dos especies de flores de verano expuestas a tres diferentes espectros de luz LED en la etapa de propagación

4.2.1 *Gypsophila paniculata* antes del pinch

Se realizaron pruebas de hipótesis marginales (Tabla 19) para determinar el efecto de las luces LED sobre la altura de las plántulas de *Gypsophila paniculata*, debido a que no se cumplieron los supuestos de normalidad y homocedasticidad. Se usó un modelo matemático DCA multifactorial y se realizaron pruebas de comparación de medias DGC al 5 %.

Tabla 20

Prueba de hipótesis marginales (SC tipo III) de la altura de las plantas de Gypsophila paniculata expuestas a tratamientos con luces LED

Código	numDF	denDF	F-value	p-value	
Tratamiento	13	168	60.61	<0.0001	**
Fecha	5	168	285.34	<0.0001	**
Tratamiento* Fecha	651	68	3.54	<0.0001	**

El análisis de hipótesis marginales del efecto de las luces LED sobre el crecimiento de *Gypsophila paniculata*, mostró diferencias significativas entre los factores tratamiento ($p < 0.0001$), Fecha ($p < 0.0001$) y para la interacción entre estos ($p < 0.0001$).

Las plántulas de (Gyp) de la variedad G034 y variedad Over Time expuesta a 6 horas de luz LED Far Red que aportaron ($44.11 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ y $41.71 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) de radiación, respectivamente reportaron las menores alturas. Por otro lado, los testigos de ambas variedades presentaron plántulas más elongadas, lo cual no es deseable en etapas de propagación.

Es ventajoso saber que la adición de luz LED en la etapa de propagación de (Gyp), tiene beneficios en la calidad de las plántulas, puesto que los testigos de ambas variedades tuvieron la mayor altura, resultados acordes a los obtenidos en experimentos con plántulas de *Capsicum annum* (Moreno, Cornejo, & Ortiz, 2017), que menciona que bajo el efecto de luces LED Roja que proporcionaron $40 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ en un fotoperiodo de 11 horas de luz y 13 horas de

oscuridad, se observó una estimulación positiva en la longitud de tallo, mostrando una media mayor al mostrado por el control.

Tabla 21

*Promedio \pm error experimental de la altura de las plántulas de *Gypsophila paniculata* bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de dos semanas de aclimatación previo al pinch, en la Florícola ubicada en El Quinche. Ecuador 2018. DGC (Alfa = 0.05).*

Código	GYP SOPHILA	Medias \pm E.E		
T2	H1-Over Time-L1	27.98 \pm 1.15	A	
T1	H1-G034-L1	27.09 \pm 0.27	A	
T26	L0-Over Time	26.71 \pm 0.28	A	
T10	H1-Over Time-L3	26.56 \pm 0.28	A	
T22	H2- Over Time-L3	26.04 \pm 0.53	A	
T25	L0-G034	25.87 \pm 0.40	A	
T6	H1- Over Time-L2	23.91 \pm 0.79		B
T9	H1-G034-L3	23.44 \pm 0.52		B
T13	H2-G034-L1	23.27 \pm 0.14		B
T5	H1-G034-L2	22.65 \pm 0.46		C
T21	H2-G034-L3	22.17 \pm 0.13		C
T14	H2- Over Time -L1	21.95 \pm 0.48		C
T17	H2-G034-L2	21.17 \pm 0.34		D
T18	H2- Over Time -L2	21.07 \pm 0.22		D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

4.2.2 Curvas de crecimiento de *Gypsophila paniculata* previo al pinch

En la Figura 46, se explica el crecimiento sigmoideo simple típico para el crecimiento de plantas y órganos (Salisbury & Ross, 2000), pudiéndose observar que las plántulas de la variedad G034 y Over Time expuestas a 12 horas de luz LED Far Red, mostraron un crecimiento acelerado en comparación al tratamiento testigo, cuyo incremento de crecimiento fue lento y constante. El leve incremento de la altura en las primeras etapas se debe al predominio de proceso de división celular activa (Salisbury & Ross, 2000).

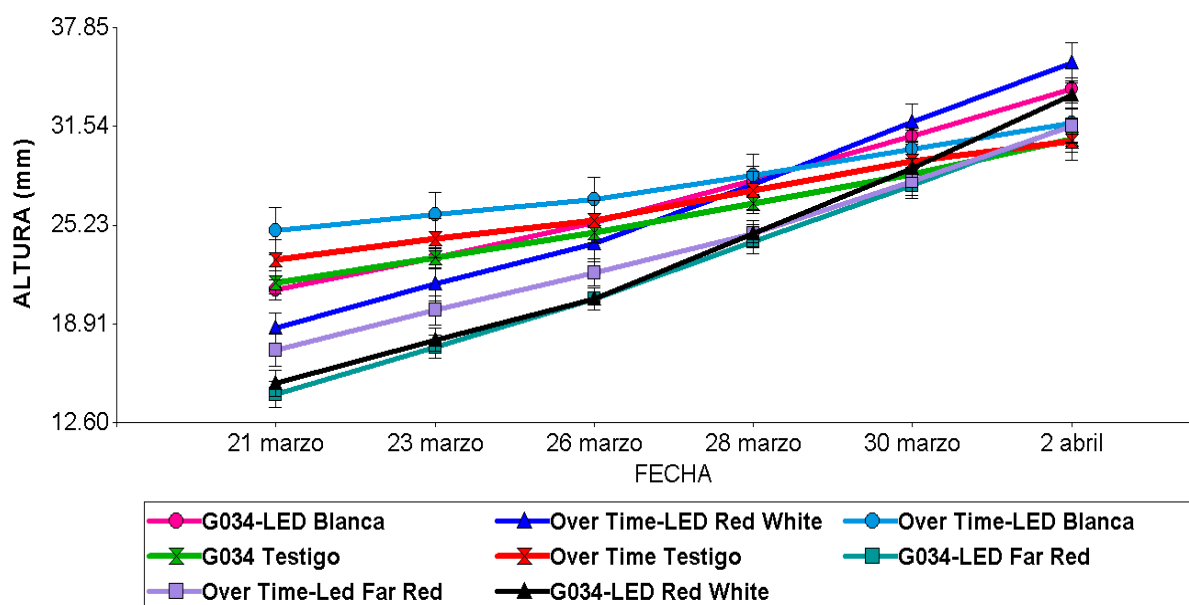


Figura 48. Curva de crecimiento de las plántulas de *Gypsophila paniculata* bajo el efecto de 12 horas diarias de luz LED continua nocturna, durante las dos semanas de permanencia en el área de aclimatación (media \pm E.E).

Así mismo, en la Figura 47, se observa que las plántulas de la variedad Over Time expuestas a 6 horas de luz LED Far Red, tuvieron un crecimiento acelerado, en comparación al testigo (sin luz LED), que mostró un crecimiento constante pero lento, alcanzando alturas similares. Así mismo, en la variedad G034 se observó que las plántulas expuestas a luz LED Red White mostraron crecimiento acelerado versus el lento y constante del testigo, alcanzando alturas similares hasta el último día de la medición. El crecimiento acelerado de las plántulas puede deberse a que la luz LED del espectro rojo actúa como giberélico que según (Talón, 1993), una de las funciones más importante de las Gas es la promoción del crecimiento del tallo.

La característica sigmoideal del crecimiento es una constante que se mantiene no solo para cualquier tipo de planta, sino también para los otros seres vivos y para cualquier período. Toda curva sigmoidea de crecimiento tiene tres fases características: Fase inicial, característica de las fases iniciales de crecimiento en donde el incremento se produce en forma exponencial, o sea según una progresión geométrica del tipo 1, 2, 4, 8 etc. Durante esta fase el crecimiento ocurre con la máxima intensidad, predomina la división celular, designándola como zona logarítmica

por el hecho de que si se grafica el logaritmo del crecimiento en función del tiempo, se obtiene una línea recta. En las plantas superiores, esta fase exponencial corresponde al aumento de peso durante las primeras etapas del crecimiento, es decir, cuando la relación entre las áreas meristemáticas y el resto del cuerpo vegetal es alta (Lallana & Lallana, 2004).

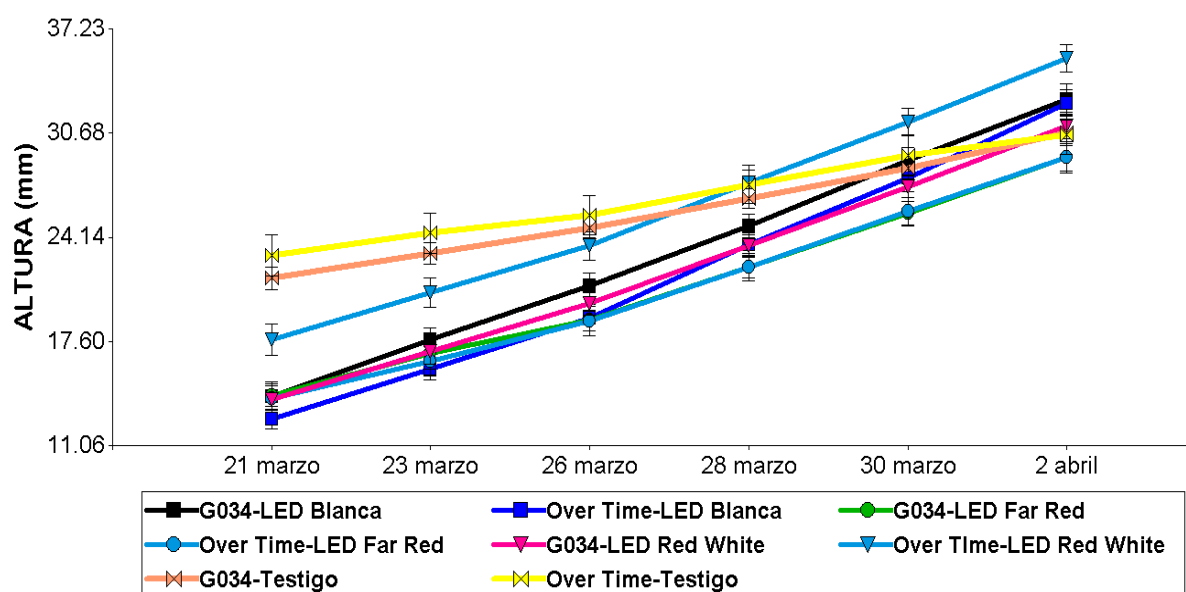


Figura 49. Curva de crecimiento de las plántulas de *Gypsophila paniculata* bajo el efecto de 6 horas diarias de luz LED continua nocturna, durante las dos semanas de permanencia en el área de aclimatación (media \pm E.E).

4.2.3 *Trachelium caeruleum*

Se realizó pruebas de hipótesis marginales (Tabla 21) para determinar el efecto de las luces LED sobre la altura de las plántulas de *Trachelium caeruleum*. Se usó un modelo matemático DCA multifactorial. Además de realizarse pruebas de comparación de medias DGC al 5 %.

Tabla 22

Prueba de hipótesis marginales (SC tipo III) de la altura de las plantas de Trachelium caeruleum expuestas a tratamientos con luces LED

Código	numDF	denDF	F-value	p-value	
Tratamiento	13	168	31.13	<0.0001	**
Fecha	5	168	216.08	<0.0001	**
Tratamiento*Fecha	65	168	1.94	0.0004	**

El análisis de varianza realizado del efecto de las luces LED sobre el crecimiento *Trachelium caeruleum*, mostró diferencias significativas entre los factores tratamiento ($p < 0.0001$), Fecha ($p < 0.0001$) y para la interacción entre estos ($p = 0.0004$).

Tabla 23

Promedio \pm error experimental de la altura de las plántulas de Trachelium caeruleum bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de dos semanas de aclimatación, en la Florícola ubicada en El Quinche. Ecuador, 2018. DGC (Alfa=0.05)

Código TRATAMIENTO		Media \pm E.E.		
T16	H2-Blue-L1	54.69 \pm 1.72	A	
T4	H1-Blue-L1	54.38 \pm 1.51	A	
T24	H2-Blue-L3	51.99 \pm 1.80	A	
T12	H1-Blue-L3	50.08 \pm 0.43		B
T8	H1-Blue-L2	49.59 \pm 0.71		B
T28	L0-Blue	49.31 \pm 1.55		B
T20	H2-Blue-L2	48.88 \pm 0.52		B
T11	H1-Jade-L3	48.03 \pm 1.12		B
T7	H1-Jade-L2	47.98 \pm 1.04		B
T23	H2-Jade-L3	46.30 \pm 1.78		B
T15	H2-Jade-L1	41.93 \pm 1.55		C
T19	H2-Jade-L2	39.59 \pm 0.95		C
T27	L0-Jade	36.04 \pm 0.87		D
T3	H1-Jade-L1	35.73 \pm 1.63		D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Las plántulas de la variedad Blue expuestas a 6 y 12 horas de luz LED Blanca (46.44 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ y 45.19 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, respectivamente), y 6 horas de luz LED Red White (16.76 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), reportaron las mayores longitudes de tallo, en comparación al testigo de la misma variedad que mostró menor longitud, característica no deseable en esta especie. De tal manera que, es importante observar que en la variedad Blue existe la misma respuesta al aplicar 6 o 12 horas de luz LED (Tabla 22) más, sin embargo, este número incidirá significativamente sobre los costos de producción.

Por otro lado, en la variedad Jade se reportaron las mayores longitudes de tallo cuando estuvieron expuestas a 6 y 12 horas de luz LED Red White (21,64 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ y 20.35

$\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), y a 6 horas de 12 horas de luz LED Far Red ($43.51 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$). Versus el testigo que reportó las menores longitudes (Tabla 22). De igual manera, es importante observar que en la variedad Jade se observó la misma respuesta al aplicar 6 y 12 horas de luz LED, sin embargo, el tiempo de exposición incidirá de manera directa sobre los costos de producción de esquejes.

Los resultados obtenidos en la investigación, coinciden con lo mencionado por (Fairbairn & Neustein, 1970) para varias especies de *Picea*, *Abies* y otras coníferas en Estados Unidos. Que dice que “la exposición a largos fotoperiodos mayores a 10 horas extras, ocasiona una disminución en la duración del estado vegetativo, en el cual la plántula enfoca sus procesos fisiológicos en el incremento de biomasa, manifestándose en una mayor altura de los tallos” (Erwin, Rohwer, & Gesick, 2006).

4.2.4 Curvas de crecimiento de *Trachelium caeruleum* en etapa de aclimatación

En la Figura 48, se reporta el diagrama de crecimiento de las variedades de (*Trach*) expuestas a tres tipos de luces LED. En el que se observó que las plantulas de la variedad Jade expuestas a 12 horas de luz LED Blanca, así como es testigo empezaron teniendo un crecimiento lento durante las dos primeras mediciones, sin embargo, al final del ciclo mostraron las menores alturas de tallo.

Por otro lado, las plántulas de la variedad Blue, expuestas a 12 horas de luz LED Blanca, mostraron un crecimiento acelerado a lo largo del ciclo, mientras el testigo tubo un crecimiento lento, durante las dos primertas mediciones, acelerándose hasta final del ciclo, al igual que el testigo de Jade anteriormente descrito (Figura 48).

Así mismo, en la Figura 49, se observa el comportamiento de las plántulas de *Trach* expuestas a 6 horas de diferentes espectros de luz LED, en donde, las plántulas testigo de la variedad Jade mostraron un crecimiento lento a lo largo de las mediciones obteniendo la menor longitud al final del ciclo.

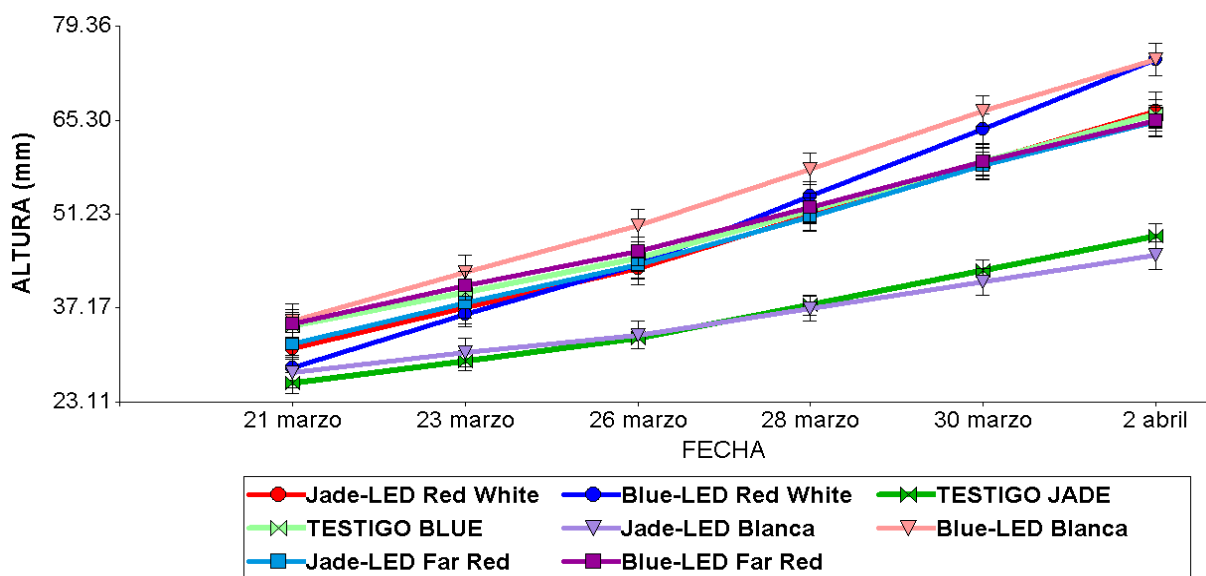


Figura 50. Curva de crecimiento de las plántulas de *Trachelium caeruleum* bajo el efecto de 12 horas diarias de luz LED continua nocturna, durante las dos semanas de permanencia en el área de aclimatación (media \pm E.E).

Por el contrario, las plántulas de la variedad Blue expuesta a luz LED Blanca tuvieron un lento durante las dos primeras mediciones mientras que, acelerando su crecimiento por las siguientes mediciones y alcanzando la mayor longitud al finalizar su ciclo de propagación. El testigo de Blue mostró el mismo comportamiento, sin embargo, al finalizar el ciclo reportó las menores longitudes de tallo.

Los resultados obtenidos en esta investigación coinciden con lo reportado por (Iersel, 2004) “El crecimiento puede ser maximizado en muchos tipos de cultivos, incrementando la calidad de luz suministrada a la planta”.

4.3 Evaluación del número de brotes después del pinch de *Gypsophila paniculata* bajo el efecto de diferentes espectros de luz LED en la etapa de propagación

Se realizaron pruebas de hipótesis marginales (Tabla 23) para determinar el efecto de las luces LED sobre el número de brotes de *Gypsophila paniculata*. Se usó un modelo matemático DCA multifactorial. Además de realizarse pruebas de comparación de medias DGC al 5 %.

Tabla 24

Prueba de hipótesis marginales (SC tipo III) del número de brotes de Gypsophila paniculata expuestas a tratamientos con diferentes espectros de luces LED

Código	numDF	denDF	F-value	p-value	
Tratamiento	13	168	30.46	<0.0001	**
Fecha	5	168	70.47	<0.0001	**
Tratamiento*Fecha	65	168	0.31	>0.9999	N.S

El análisis de hipótesis marginales del efecto de las luces LED número de brotes de dos variedades de *Gyp*, mostró diferencias significativas en los factores Tratamientos ($p < 0.0001$) y Fecha ($p < 0.0001$), por el contrario, en la interacción Tratamiento*Fecha no hubo diferencias significativas.

Las plántulas de Over Time expuestas a 12 horas de luz LED Blanca ($43,16 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) y 12 horas de luz LED Far Red ($34,75 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) reportaron el mayor número de brotes, incluso mayores a los obtenidos por el testigo (Tabla 24). Por otro lado, las plántulas de G034 expuestas a 12 horas de luz LED Far Red ($28,93 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), mostró el mayor número de brotes, por el contrario, las plántulas expuestas a 6 horas de luz LED Red White ($19,29 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) reportaron el menor número de brotes.

Se puede observar que para la variable número de brotes, la adición de 12 horas de luz LED del espectro Blanco y Far Red mostraron resultados favorables, puesto que los testigos (sin luz LED) de ambas variedades (Tabla 24 y Figura 50), reportaron menos brotes, resultados que contrastan con lo reportado por (Lazo & Ascencio, 2010) que comentan que bajo condiciones

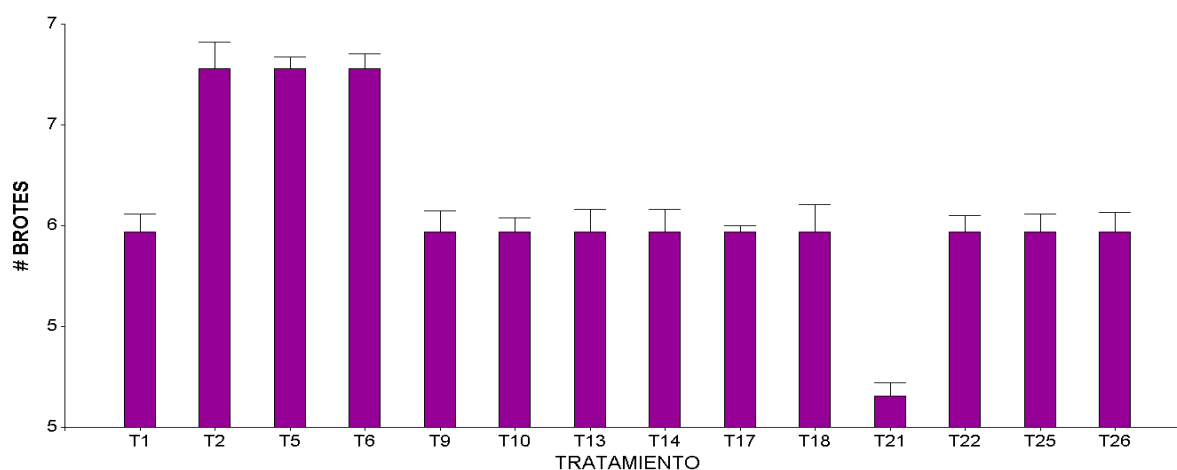
de sombra baja, se produjo menor número de brotes y cormos. Por consiguiente, sería favorable adicionar luz LED en la noche en la etapa de propagación.

Tabla 25

*Promedio \pm error experimental del número de brotes de *Gypsophila paniculata* bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en un periodo de tres semanas después del pinch, en la Florícola ubicada en El Quinche, Ecuador, 2018. DGC Fisher (Alfa=0,05)*

Código	Tratamiento	Medias \pm E.E.	
T6	H1-Over Time-L2	7 \pm 0.09	A
T5	H1-G034-L2	7 \pm 0.07	A
T2	H1- Over Time -L1	7 \pm 0.16	A
T18	H2- Over Time -L1	6 \pm 0.17	B
T25	G034-Testigo	6 \pm 0.11	B
T14	H2- Over Time -L1	6 \pm 0.14	B
T26	Over Time- Testigo	6 \pm 0.12	B
T9	H1- G034-L3	6 \pm 0.13	C
T10	H1- Over Time -L3	6 \pm 0.09	C
T22	H2- Over Time -L3	6 \pm 0.10	C
T1	H1- G034 -L1	6 \pm 0.11	C
T17	H2- G034-L2	6 \pm 0.04	C
T13	H2- G034-L1	6 \pm 0.14	C
T21	H2- G034-L3	5 \pm 0.08	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)



T1:12H-G034-Blanca; **T2:**12H-OverTime-Blanca; **T5:**12H-G034-FarRed **T6:**12H-Over Time-FarRed; **T9:**12H-G034-RedWhite; **T10:**12H-OverTime-RedWhite; **T13:**6H-G034-Blanca; **T14:**6H-OverTime-Blanca; **T17:**6H-G034-FarRed; **T18:**6H-OverTime-FarRed; **T21:**6H-G034-Red White; **T22:**6H-OverTime-RedWhite; **T25:** TestigoG034; **T26:** TestigoOverTime.

Figura 51. Número de Brotes de *Gypsophila paniculata* después del pinch

4.4 Evaluación de la longitud de los brotes después del pinch de *Gypsophila paniculata* bajo el efecto de diferentes espectros de luz LED, en la etapa de propagación

Se realizó una prueba de hipótesis marginales, (Tabla 25) para determinar el efecto de las luces LED sobre la longitud de brotes los brotes de *Gypsophila paniculata*. Se usó un modelo matemático DCA multifactorial. Además de realizarse pruebas de comparación de medias DGC al 5 %.

Tabla 26

Prueba de hipótesis marginales (SC tipo III) de la longitud de los brotes de Gypsophila paniculata después del pinch, bajo el efecto de diferentes espectros de luz LED

Código	numDF	denDF	F-value	p-value
Tratamiento	13	168	57.55	<0.0001 **
Fecha	5	168	1390	<0.0001 **
Tratamiento*Fecha	65	168	8.06	<0.0001 **

El análisis de hipótesis marginales del efecto de las luces LED sobre el crecimiento de los brotes de *Gypsophila paniculata*, mostró diferencias significativas en los factores Tratamiento ($p < 0.0001$), Fecha ($p < 0.0001$) y en la interacción Tratamiento*Fecha ($p < 0.0001$).

Tabla 27

Promedio \pm error experimental de la longitud de los brotes de Gypsophila paniculata bajo el efecto de tres espectros diferentes de luces LED en la Florícola ubicada en El Quinche, Ecuador, 2018

Código	Tratamientos	Medias \pm E.E.			
T9	H1-G034-L3	62,37 \pm 1,78	A		
T21	H2- G034-L3	55,58 \pm 1,68		B	
T10	H1- Over Time-L3	53,23 \pm 2,37		B	
T5	H1-G034-L2	51,23 \pm 1,41		B	
T1	H1- G034-L1	48,79 \pm 1,40			C
T22	H2- Over Time -L3	47,12 \pm 0,69			C
T17	H2- G034-L2	45,51 \pm 0,95			D
T13	H2- G034-L1	43,23 \pm 2,02			D
T2	H2- Over Time-L1	41,96 \pm 0,81			D
T14	H2- Over Time -L1	40,19 \pm 0,74			E
T25	Testigo - G034	40,15 \pm 1,97			E
T6	H1- Over Time -L2	39,55 \pm 0,55			E
T18	H2- Over Time -L2	37,87 \pm 0,81			E
T26	Over Time - Testigo	35,35 \pm 0,45			F

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Las plántulas testigo (sin luz LED), de la variedad Over Time mostraron las mejores longitudes de brote, sin embargo, es interesante observar que las plántulas sometidas a 6 y 12 horas de luz LED Far Red reportaron longitudes de brote aceptables para el campo.

Así mismo, las plántulas testigo de la variedad G034 mostraron las menores longitudes de brote y por el contrario, las plántulas sometidas a 12 horas de luz LED Red White ($18,43 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) reportaron las mayores longitudes de tallo, característica no deseable en las plántulas de Gyp.

Por lo tanto, para la variable longitud de brote se puede indicar que no existe beneficio en el uso de luz LED, según los resultados obtenidos en la investigación, puesto que ambas variedades expuestas a luz LED tuvieron las mayores longitudes de brote. Lo cual se comprueba con lo expuesto por (Pinchao, 2018), que asegura que para que un esqueje sea considerado de buena calidad, debe tener un mínimo de cuatro brotes con longitudes entre 20 y 40 mm.

4.4.1 Curvas de crecimiento de los brotes de *Gypsophila paniculata*

En la figura 51, se observa la curva de crecimiento de las plántulas de Gyp expuestas a 12 horas de luz LED, en donde se observa que el testigo de la variedad Over Time, mostró un leve aumento de la altura de los esquejes hasta la tercera fecha de medición, de ahí en adelante el crecimiento fue constante y más acelerado, coincidiendo con lo encontrado por (Salisbury & Ross, 2000), el cual menciona que en las primeras etapas de desarrollo hay un leve incremento de la altura, debido al predominio de procesos de división celular activa, luego el aumento de tamaño es drástico y se realiza a una velocidad constante, lo cual se debe a que la elongación celular aumenta. Curiosamente ambas variedades expuestas o no a la luz LED, muestran el mismo comportamiento a lo largo de su ciclo de crecimiento.

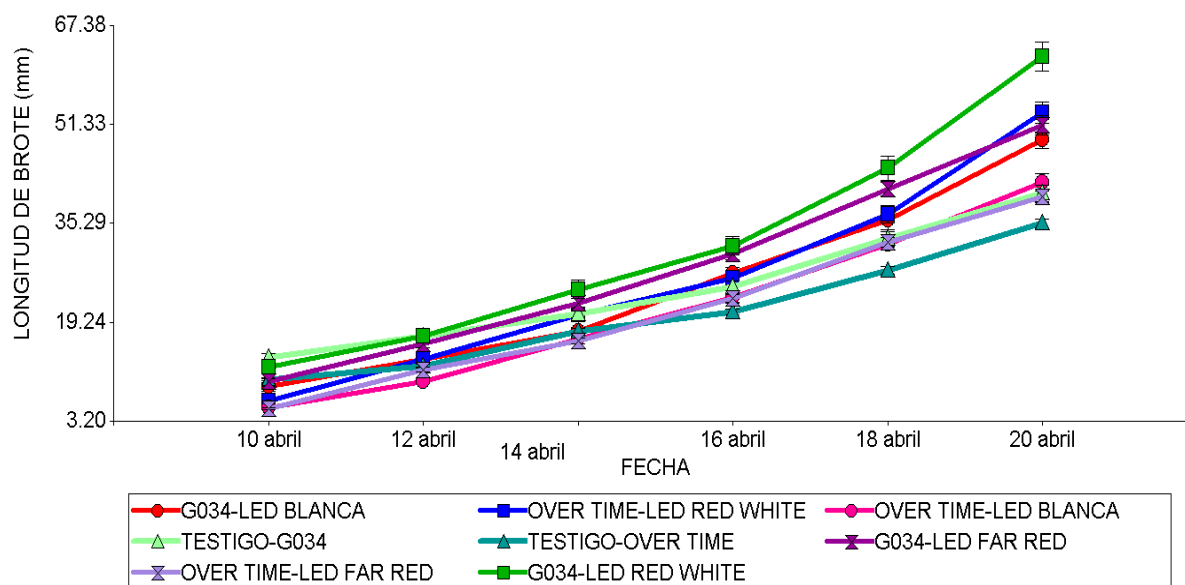


Figura 52 Curva de crecimiento de la longitud de brote de las plántulas de *Gypsophila paniculata* bajo el efecto de 12 horas nocturna de luz LED, durante las tres semanas de permanencia en el área de aclimatación después del pinch (media \pm E.E).

De igual manera, en la Figura 52, se observa el comportamiento de los brotes de Gyp expuestos a 6 horas de luz LED. Evidenciándose que el testigo de la variedad G034 tuvo el mismo comportamiento de las plántulas expuestas a 12 horas de luz, explicado anteriormente.

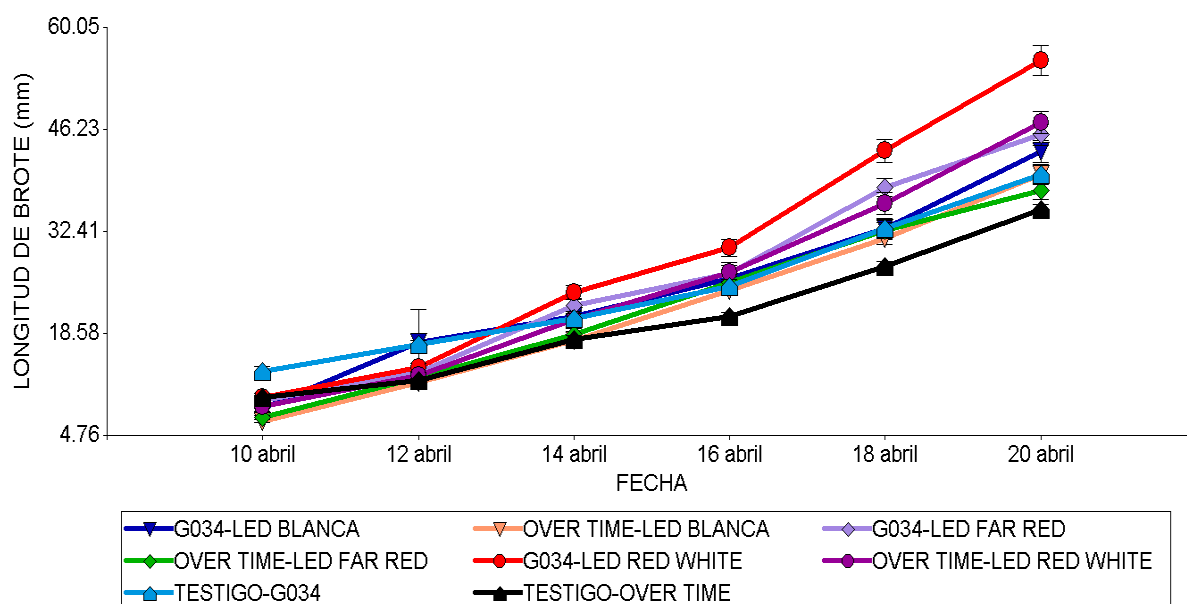


Figura 53. Curva de crecimiento de las plántulas de *Gypsophila paniculata* bajo el efecto de 6 horas nocturna de luz LED, durante las tres semanas de permanencia en el área de aclimatación después del pinch (media \pm E.E).

Por otro lado, las plántulas testigo de la variedad Over Time mostraron un comportamiento diferente, mostrando un crecimiento acelerado hasta el 14 de abril, posteriormente hasta el 16 de abril su crecimiento fue lento y en adelante su velocidad de crecimiento volvió a ser acelerada. Este comportamiento puede deberse a que se recomienda mantener condiciones de día corto (menos de 12 horas de luz) cuando los esquejes se encuentran en fase herbácea, debido a que genera elongación de los brotes (Granito, 2013). Comportamiento que se repitió en el resto de tratamiento.

4.5 Efecto de la luz LED sobre el desarrollo radicular de *Gypsophila paniculata* en la etapa de propagación

En el gráfico de barras (Figura 54), se evidencia que las raíces de las plántulas de la variedad Over Time expuestas a 12 horas de luz LED Blanca ($43,16 \mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$); y a 6 y 12 horas de luz LED Far Red¹ reportaron los mayores pesos de raíz (Tabla 28).

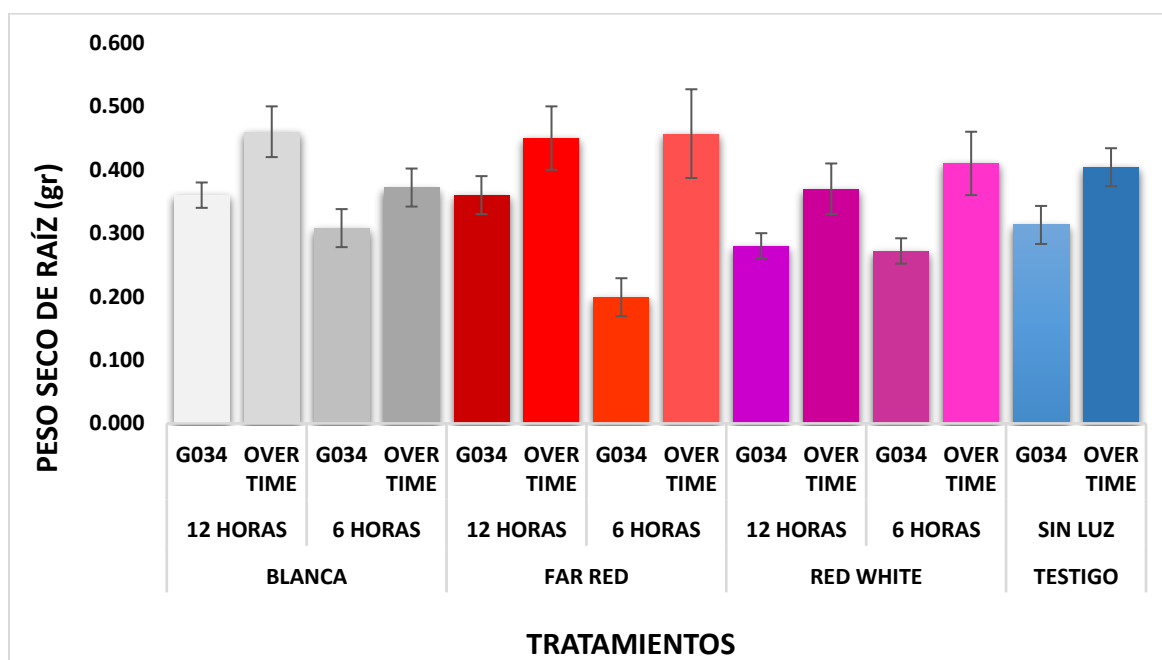


Figura 54. Peso de raíz de *Gypsophila paniculata* expuestas a 12 y 6 horas de luz LED (media \pm E.E)

¹ Luz LED Far Red aportó con $41,72 \mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$ y $34,75 \mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$, respectivamente.

Es importante recalcar que en la variedad Over Time existió la misma respuesta al aplicar 6 y 12 horas de luz, sin embargo, este número de horas resultará económicamente significativo, ya que incidirá directamente en los costos de producción del esqueje. Por otro lado, las plántulas expuestas a 12 horas de luz LED Red White, mostraron los pesos de raíz más bajos.

Tabla 28

Peso seco de la raíz de Gypsophila paniculata expuestas a 12 y 6 horas nocturnas de luz LED de diferentes espectros

Código	TRATAMIENTO	PESO DE RAÍZ (gr)	ERROR
T1	12H-GO34-LED BLANCA	0.360	0.02
T2	12H -OVER TIME-LED BLANCA	0.460	0.04
T5	12H -GO34-LED FAR RED	0.360	0.03
T6	12H -OVER TIME-LED FAR RED	0.450	0.05
T9	12H -GO34-LED RED WHITE	0.280	0.02
T10	12H -OVER TIME- LED RED WHITE	0.370	0.04
T13	6H -GO34-LED BLANCA	0,308	0,03
T14	6H -OVER TIME-LED BLANCA	0,372	0,03
T17	6H -GO34-LED FAR RED	0,199	0,03
T18	6H -OVER TIME-LED FAR RED	0,457	0,07
T21	6H -GO34-LED RED WHITE	0,272	0,02
T22	6H -OVER TIME- LED RED WHITE	0,410	0,05
T25	TESTIGO GYPSO-GO34	0,313	0,03
T26	TESTIGO GYPSO-OVER	0,404	0,03

Así mismo, las raíces de las plántulas de la variedad G034 expuestas a 12 horas de luz LED Blanca y a 12 horas de luz LED Far Red², mostraron pesos de raíz superiores a los reportados en los tratamientos testigo (Tabla 28 y Figura 54). Es curioso observar que en la variedad G034, la suplementación de 12 horas de luz LED mostró efectos positivos sobre el peso seco de la raíz, lo cual, a la larga incidirá directamente en el costo de producción de las plántulas.

² Luz LED Blanca aportó con 45,19 $\mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$ de radiación y luz LED Far Red aportó con 28,93 $\mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$

Para la variable peso seco de la raíz, se puede indicar que la adición de luz LED tiene un efecto positivo, según lo demuestra la investigación, puesto que ambas variedades tuvieron el menor peso, sin la suplementación de luz nocturna acorde a lo mencionado por (Nishimura, Ohyama, Goto, & Inagaki, 2009) que indican, que la iluminación del espectro rojo incrementa la tasa fotosintética en la planta, originando incremento en el peso seco de la raíz.

4.6 Efecto de la luz LED sobre el desarrollo radicular de *Trachelium caeruleum* en la etapa de propagación

En la (Tabla 29, Figura 55), se puede apreciar que las plántulas de la variedad Blue expuestas a 12 horas de luz LED Far Red³ reportaron los mayores pesos de raíz, por el contrario, las plántulas expuestas a 6 horas de luz LED Red White reportaron los menores pesos, incluso menores que el testigo.

Tabla 29

Peso seco de la raíz de Trachelium caeruleum sometidas a 12 y 6 horas nocturnas de luz LED de diferentes espectros

	TRATAMIENTO	PESO DE RAÍZ (gr)	ERROR
T3	12H-JADE-LED BLANCA	0.240	0.04
T4	12H -BLUE-LED BLANCA	0.150	0.01
T7	12H -JADE-LED FAR RED	0.320	0.03
T8	12H -BLUE-LED FAR RED	0.200	0.03
T11	12H -JADE-LED RED WHITE	0.340	0.04
T12	12H -BLUE-LED RED WHITE	0.150	0.01
T15	TRACH-JADE-LED BLANCA	0,256	0,02
T16	TRACH-BLUE-LED BLANCA	0,153	0,02
T19	6H -JADE-LED FAR RED	0,237	0,02
T20	6H -BLUE-LED FAR RED	0,134	0,01
T23	6H -JADE-LED RED WHITE	0,235	0,02
T24	6H -BLUE-LED RED WHITE	0,099	0,01
T27	6H TRACH-JADE	0,118	0,01
T28	6H TRACH-BLUE	0,130	0,01

³ Luz Far Red aportó con 44,60 $\mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$ de radiación

Dato que resulta interesante, ya que, al colocar 12 horas de luz LED se obtienen mejores resultados que con 6 horas, sin embargo, este efecto incidiría negativamente en los costos de producción. La masa seca de la raíz generalmente aumenta con un incremento en la intensidad de luz y el tiempo (Hauser, 1962)

Así mismo, las plántulas de la variedad Jade expuestas a 12 horas de luz LED Red White⁴ reportaron el mayor peso, contrario a los bajos pesos de las plántulas testigo (sin luz LED). Lo cual coincide con lo planteado por (Vera, Caballero, Fierros, & Musalem, 1988) que encontraron que, al disminuir la intensidad de la luz, disminuye considerablemente el peso seco de la raíz, lo cual se debe a que la planta tiende a aumentar su crecimiento aéreo cuando se encuentra en intensidades bajas de luz permitiendo una mayor área de captación de luz.

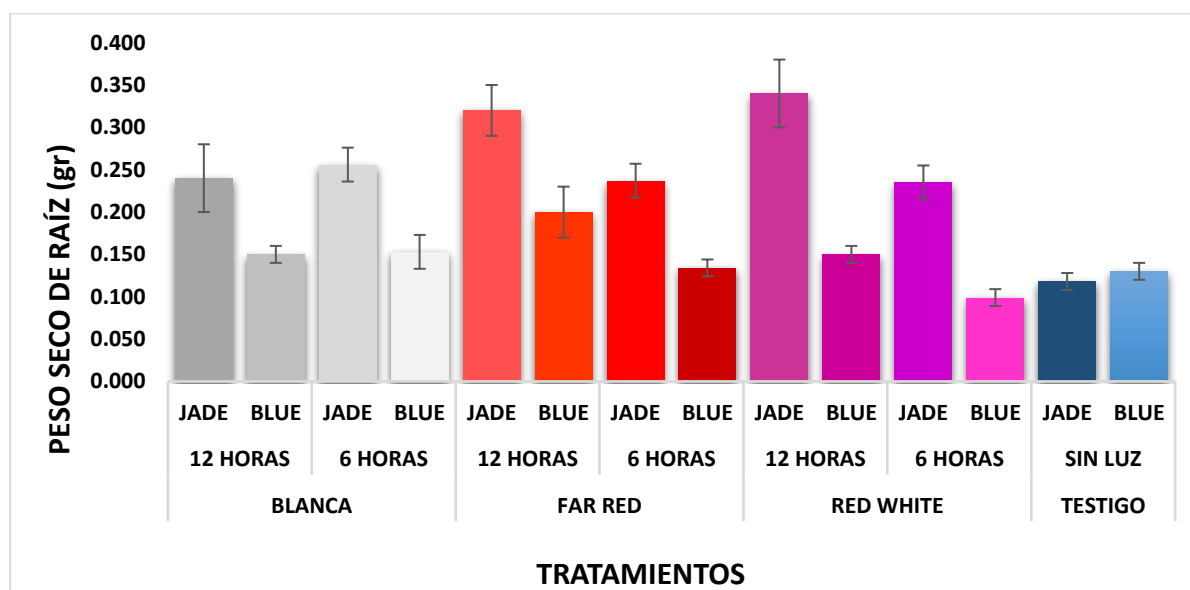


Figura 55. Peso de raíz de *Trachelium caeruleum* expuestas a 12 y 6 horas de luz LED (media \pm E.E)

4.7 Porcentaje de mortalidad

La mortalidad de las plántulas en etapas tempranas de propagación suele darse en su mayoría por mal manejo en campo, generalmente falta o exceso de riego lo cual ocasiona pudrición

⁴ Luz LED Red White aportó con $0,35 \mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$ de radiación

radicular o en su defecto marchitamiento. El estudio realizado con luces LED no tuvo efecto sobre la mortalidad de las plántulas ya que, la luz no es un factor que perturbe directamente la salud de las plántulas.

4.7.1 *Gypsophila paniculata*

En el gráfico de barras (Figura 56), se pudo observar que el tratamiento de la variedad G034 expuesta a luz LED Red White, al igual que el tratamiento testigo de la variedad Over Time, presentaron el mayor porcentaje de mortalidad.

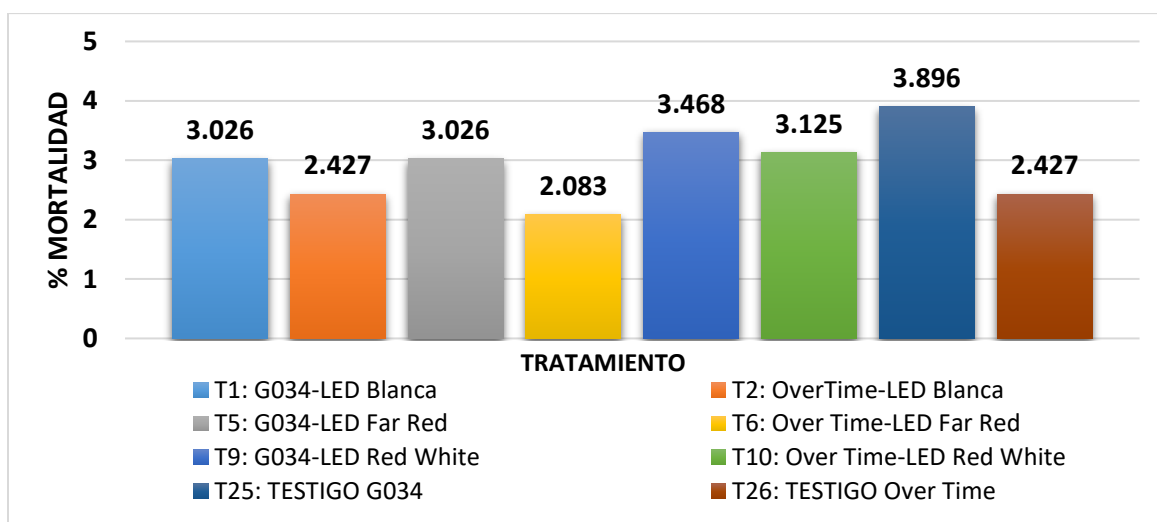


Figura 56. Porcentaje de plántulas muertas de *Gypsophila paniculata* expuestas a 12 horas de luces LED en la etapa de propagación

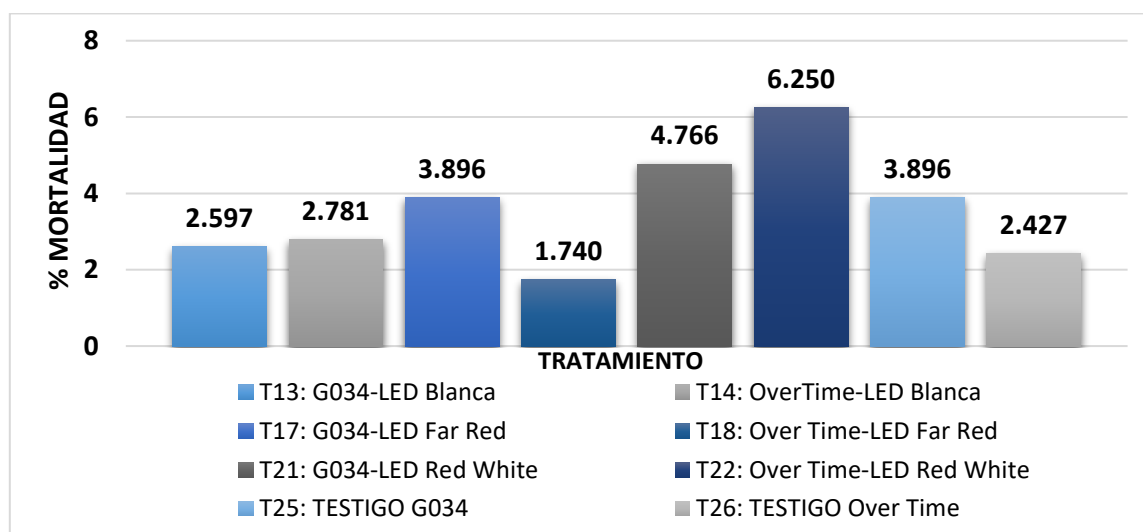


Figura 57. Porcentaje de plántulas muertas de *Gypsophila paniculata* expuestas a 6 horas de luces LED en la etapa de propagación

Por el contrario, el tratamiento de la variedad Over Time expuesto a luz LED Far Red presentó el menor porcentaje de mortalidad. Así mismo, en el gráfico de barras (Figura 58), se observó que los tratamientos de las variedades G034 y Over Time expuestas a luz LED Red White, presentaron los mayores porcentajes de mortalidad, contrario, al tratamiento de la variedad Over Time expuesta a luz LED Far Red, que reportó el menor porcentaje de mortalidad.

Para la variable % de mortalidad en *Gypsophila paniculata* se puede indicar que, pese a no ser un factor relevante, la exposición a luz nocturna tuvo efectos positivos, ya que las plántulas que fueron expuestas a luz LED nocturna mostraron bajo % de mortalidad en comparación a las plántulas del testigo (sin luz). Resultados que coinciden lo expuesto por (Pinchao, 2018), que dice que en etapa de propagación es aceptable máximo el 10% de mortalidad.

4.7.2 *Trachelium caeruleum*

En la (Figura 59), se pudo observar que las plántulas de la variedad Jade expuesta a 6 y 12 horas de luz LED Far Red, mostraron el mayor porcentaje de mortalidad, por el contrario, las plántulas de la misma variedad, expuestas a 6 horas de luz LED Red White (Figura 60), mostraron el menor porcentaje de mortalidad.

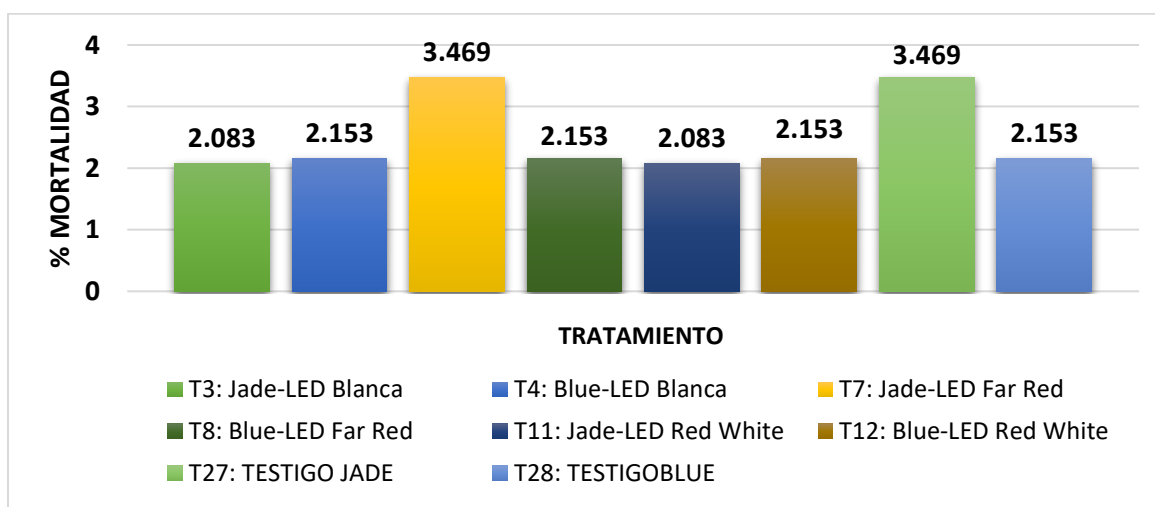


Figura 58. Porcentaje de plántulas muertas de *Trachelium caeruleum* expuestas a 12 horas de luces LED nocturna en la etapa de propagación

Por otra parte, las plántulas de la variedad Blue expuestas a 12 horas de luz LED Blanca, presentaron el menor porcentaje de mortalidad. Por el contrario, las plántulas expuestas a luz LED Blanca y Red White, mostraron bajos porcentajes de mortalidad, en comparación al resto de tratamientos.

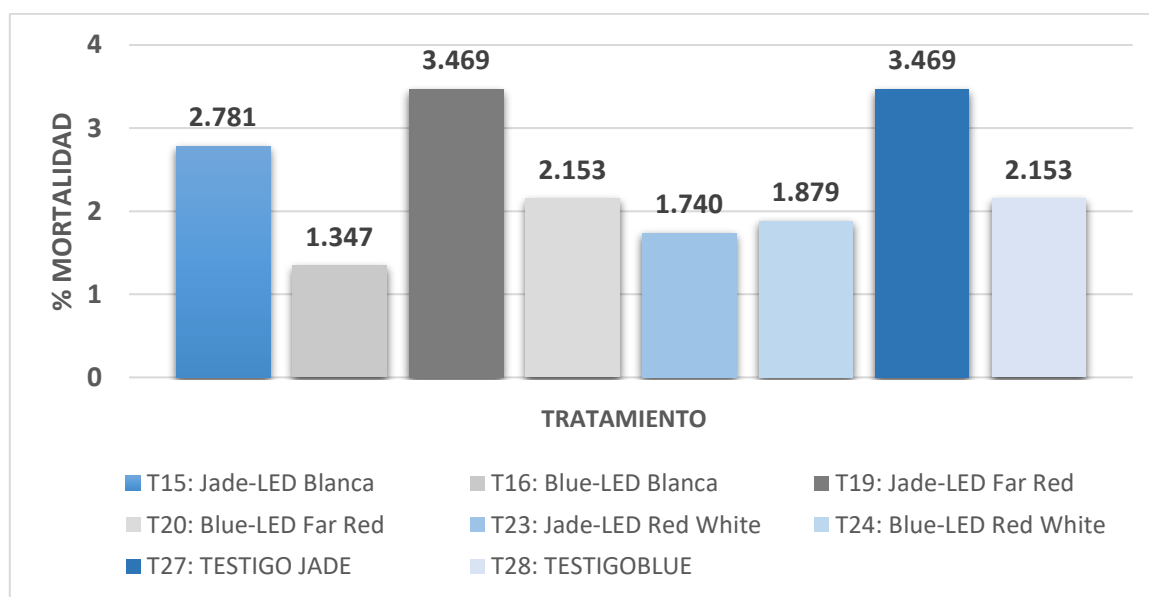


Figura 59. Porcentaje de plántulas muertas de *Trachelium caeruleum* expuestas a 6 horas de luces LED nocturna en la etapa de propagación

4.8 Radiación PAR y Radiación Total

4.8.1 *Gypsophila paniculata* variedades G034

En la Figura 59, se reporta el comportamiento de la radiación solar durante el día y el tiempo que duró la investigación. En el gráfico de la izquierda se observa que la radiación PAR reflejada sobre las plántulas de Gyp variedad G034, muestra la curva de tendencia, con pico en el 27 de marzo, indicando que existió radiación solar constante durante el tiempo en el que se realizó la investigación. Así mismo, en el gráfico de la derecha, se observa que la radiación TOTAL reflejada sobre las plántulas, indican el gráfico de tendencia, con pico en el 27 de marzo.

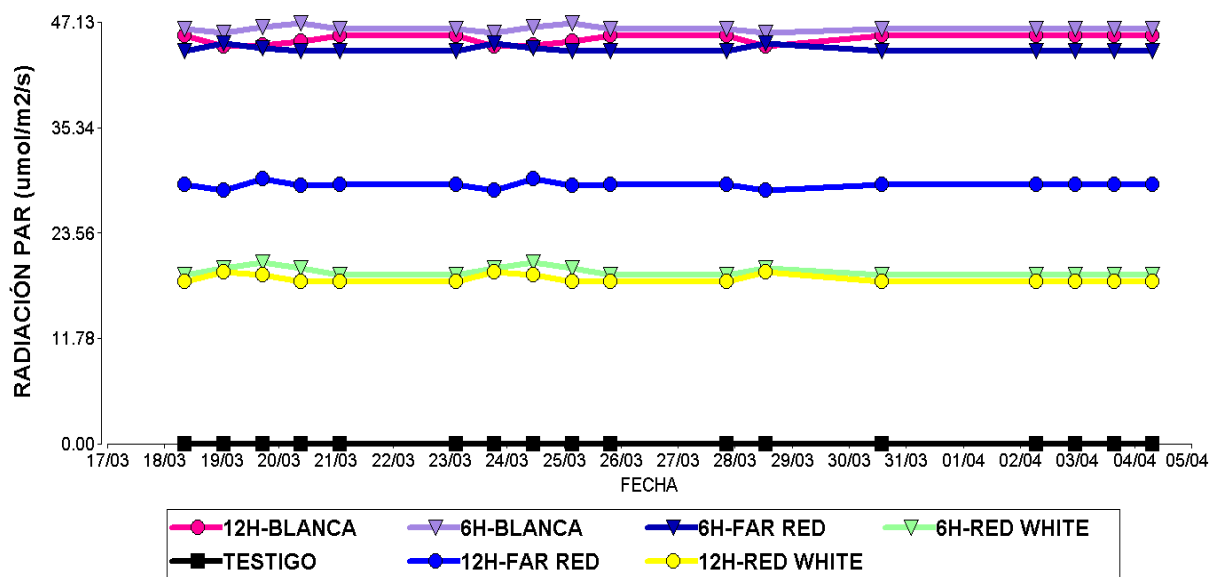


Figura 60. Radiación PAR emitida por los focos LED en las plántulas de *Gypsophila paniculata* variedad G034 durante la etapa de propagación

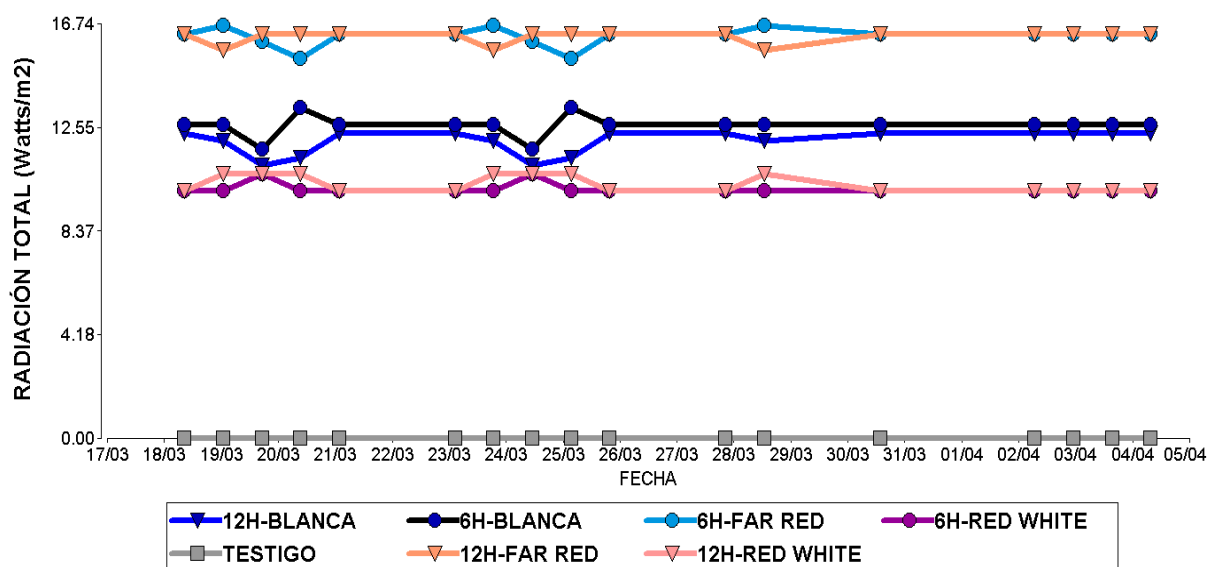


Figura 61. Radiación TOTAL emitida por los focos LED en las plántulas de *Gypsophila paniculata* variedad G034 durante la etapa de propagación

Por otro lado, en la Figura 62, se observa que las plántulas de la variedad G034 que recibieron mayor radiación PAR a lo largo del ciclo, resultaron ser las que fueron expuestas a 6H y 12 H de luz LED Blanca; y 6 H de luz LED Far Red. Cabe recalcar que, los resultados obtenidos tiene relación directa con la ubicación de los focos, más no con el tiempo de exposición a la luz.

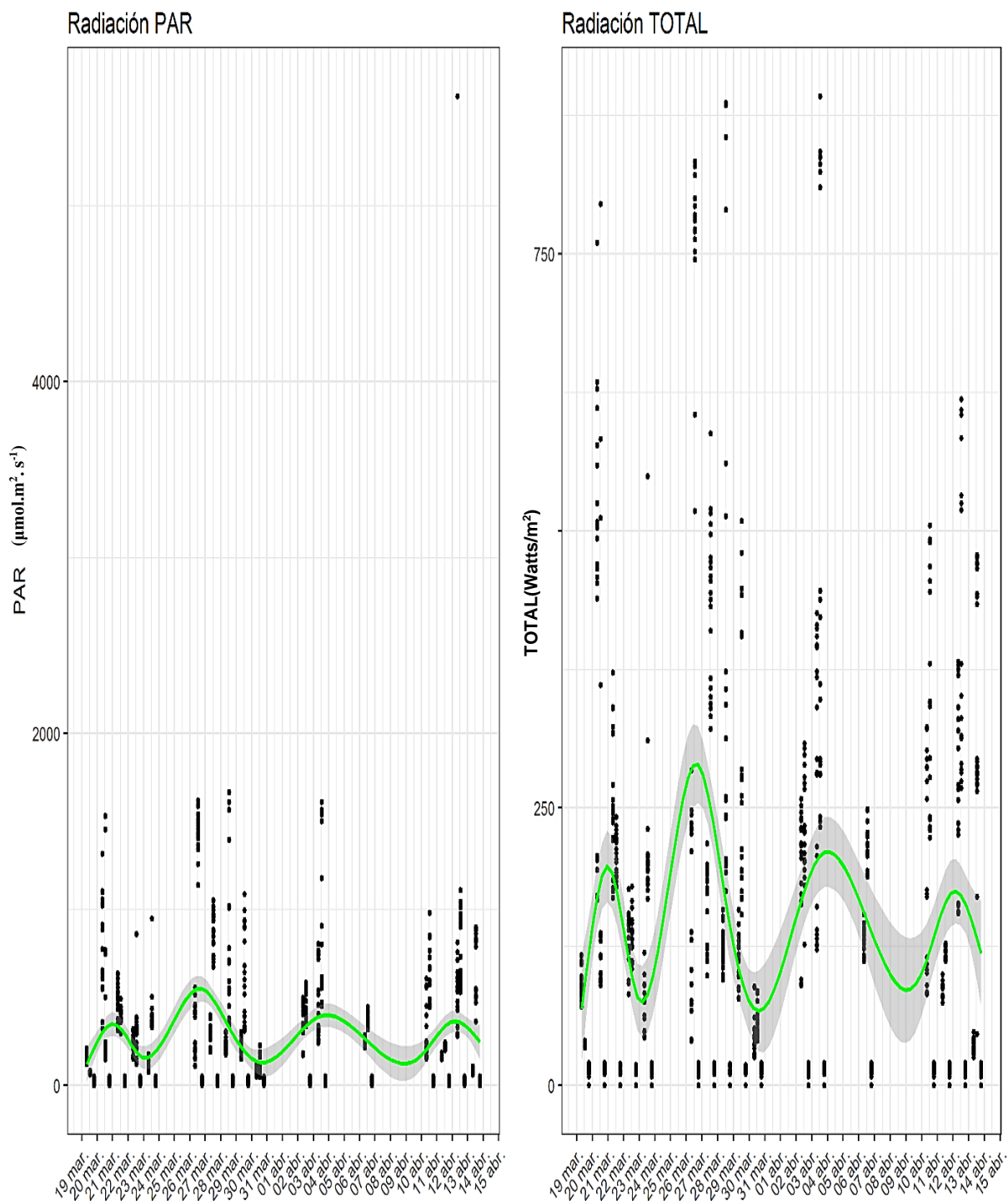


Figura 62. Curva de tendencia de la radiación PAR y radiación total de *Gypsophila paniculata* variedad G034, en la etapa de aclimatación

Así mismo, en la Figura 63, se puede observar que las plántulas expuestas a 6 y 12 horas de luz LED Far Red, recibieron mayor radiación TOTAL a lo largo del tiempo que permaneció en

el área de aclimatación. De igual manera, cabe aclarar que los resultados observados no tienen relación con el tiempo de exposición a la luz, sino con la ubicación de los focos.

4.8.2 *Gypsophila paniculata* variedades Over Time

La Figura 63, muestra el comportamiento de la radiación solar en el transcurso del día y durante el tiempo de duración de la investigación. En el gráfico de la izquierda se observa que la radiación PAR reflejada sobre las plántulas de Gyp variedad Over Time, muestra la curva de tendencia, con pico en el 27 de marzo.

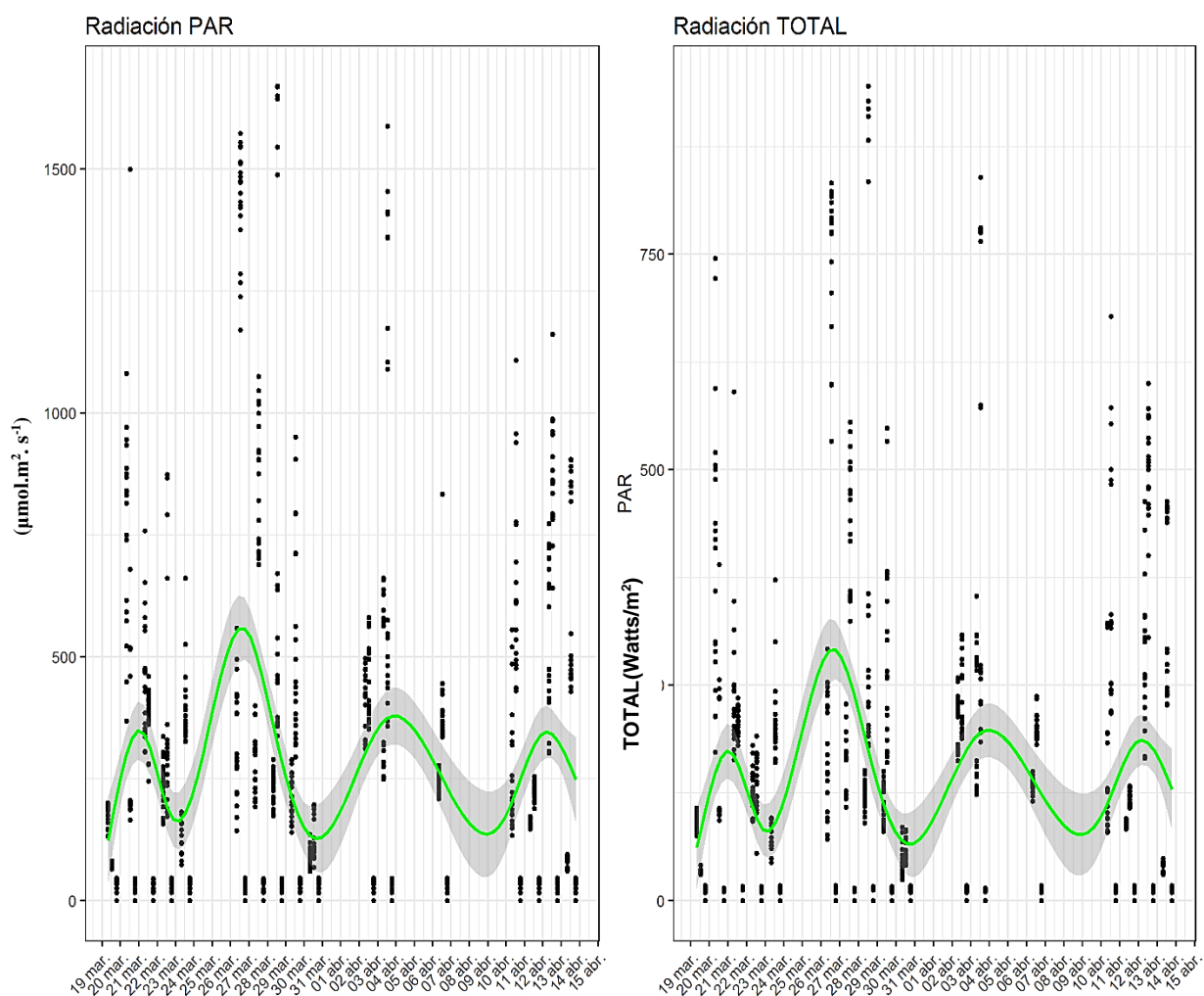


Figura 63. Tendencia de la radiación PAR y radiación total de *Gypsophila paniculata* variedad Over Time, en la etapa de aclimatación

Así mismo, en el gráfico de la derecha, se observa que la radiación TOTAL reflejada sobre las plántulas, indican la misma tendencia, con pico en el 27 de marzo. De igual manera, la curva de tendencia (Figura 64), indica que las plántulas de la investigación, expuestas a 6 horas de luz LED Far Red y 12 horas de luz LED Blanca recibieron mayor radiación, durante el periodo de propagación. Coincidiendo nuevamente con los resultados favorables que se observaron en longitud de plántula.

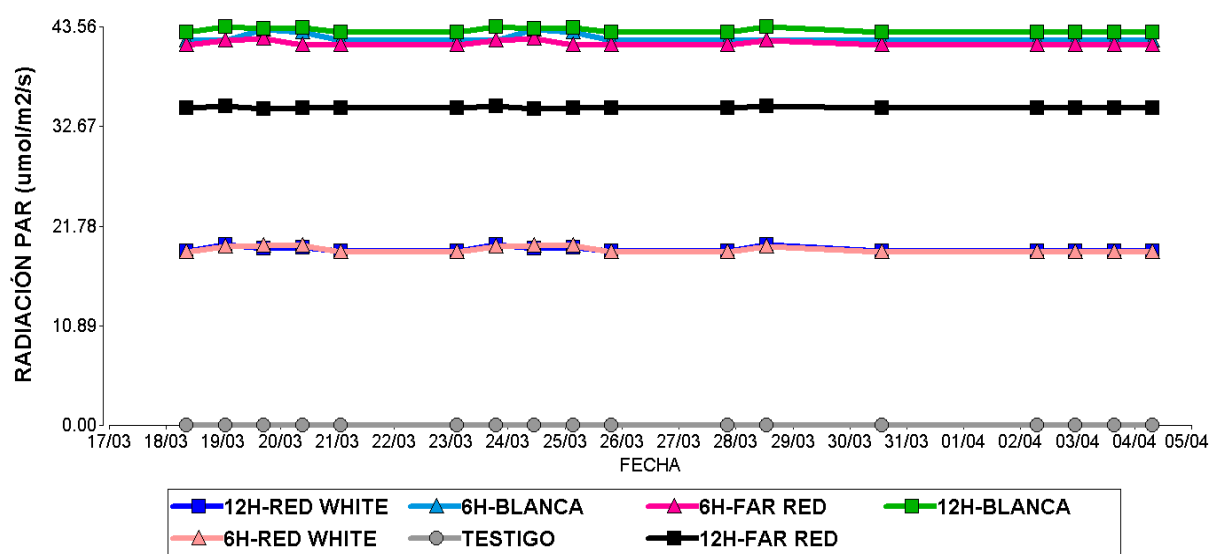


Figura 64. Radiación PAR emitida por los focos LED en las plántulas de *Gypsophila paniculata* variedad Over Time durante la etapa de propagación

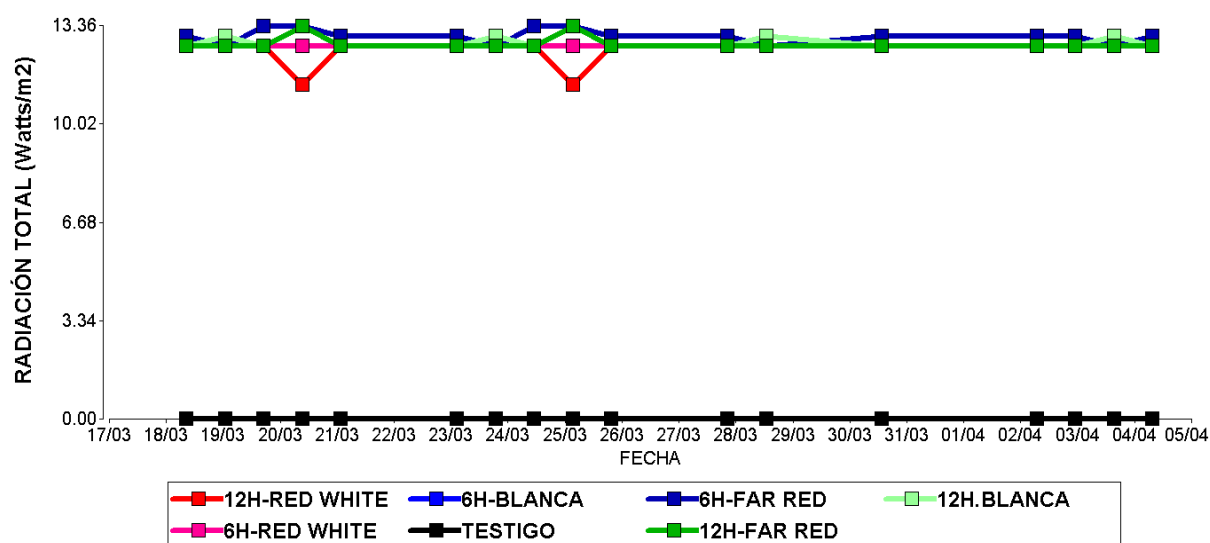


Figura 65. Radiación TOTAL emitida por los focos LED en las plántulas de *Gypsophila paniculata* variedad Over Time durante la etapa de propagación

Así mismo, en el gráfico 65 que muestra el comportamiento de la radiación TOTAL en las plántulas de la variedad Over Time, se observó que las plántulas expuestas a 6 horas de luz LED Blanca recibieron la mayor concentración de radiación, pese a no alcanzar los 25 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$, mínimo recomendado para especies ornamentales sin necesidades lumínicas altas (Almansa, 2011) , dato con el que se pudo corroborar que la radiación tiene relación con el crecimiento de los esquejes, ya que, las plántulas de esta expuestas a esta luz LED tuvieron un mayor crecimiento, confirmando lo reportado por (Marín, 2016) que muestra la mejora en la calidad de plántulas, las que fueron suplementadas con luz LED Blanca.

4.8.3 *Trachelium caeruleum*

Variedad Jade

El gráfico de la radiación PAR y TOTAL (Figura 67) que muestra la curva de tendencia del ensayo bajo el efecto de diferentes espectros de luz nocturna. Este gráfico a más de mostrar el comportamiento de los diferentes focos en el tiempo, nos da la pauta para predecir, según la época del año, la cantidad de radiación PAR y TOTAL y la hora del día en la que la radiación es más alta o más baja.

Por otra parte, en la Figura 68, es posible apreciar que las plántulas expuestas a 6 y 12 horas de luz LED Blanca, y 12 horas de luz LED Far Red, estuvieron expuestas a mayor radiación, en comparación con los demás focos y horarios. Estos focos, los cuales no aportaron la radiación suficiente para inducir la fotosíntesis, provocaron cambios notables en el desarrollo de las plántulas, así las que estuvieron expuestas a los focos Red White mostraron longitudes de esquejes y de brotes superiores a los que se encontraron expuestos a focos Far Red y Blancos.

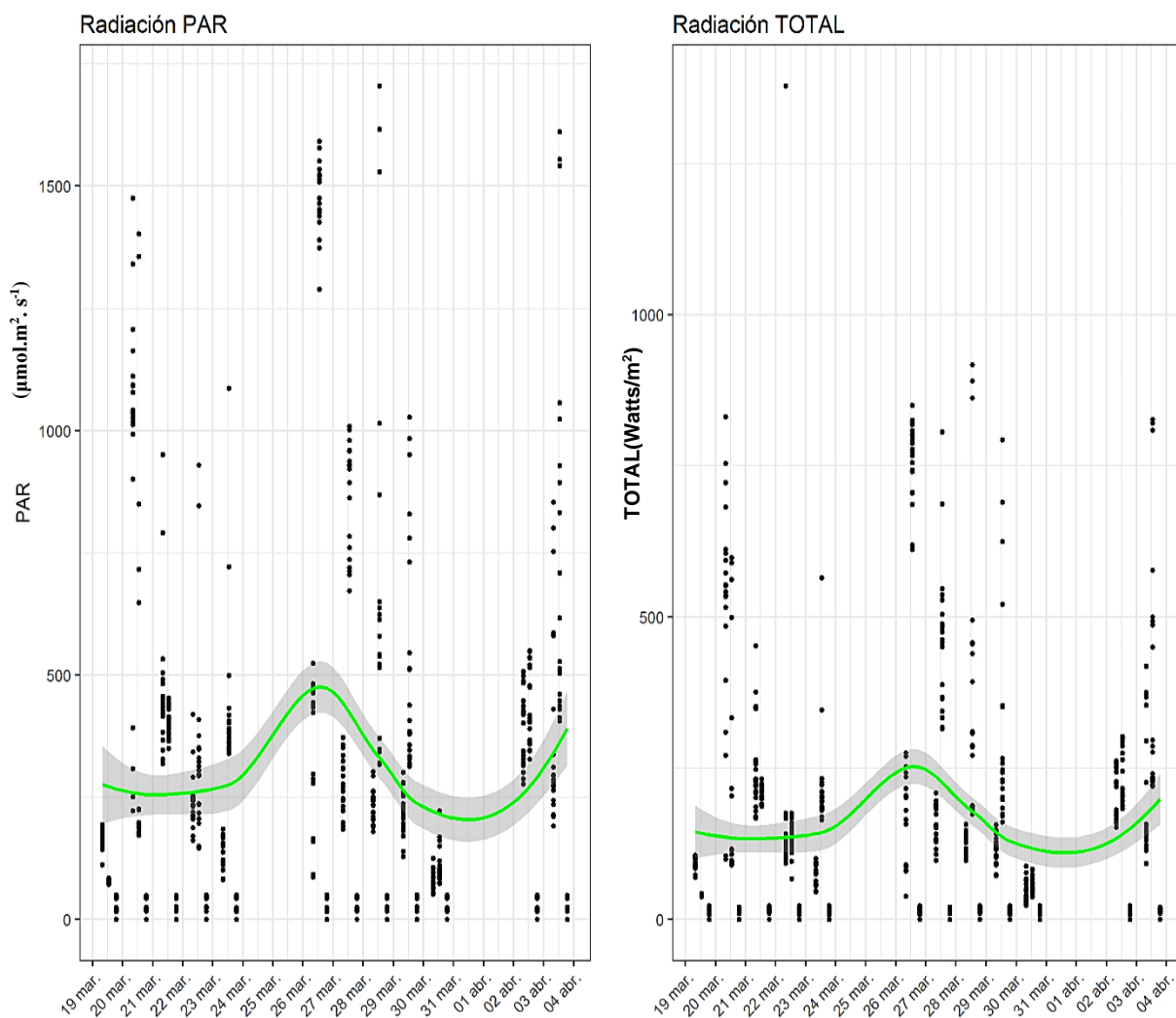


Figura 66. Tendencia de la radiación PAR y radiación total de *Trachelium caeruleum* variedad Jade, en la etapa de aclimatación

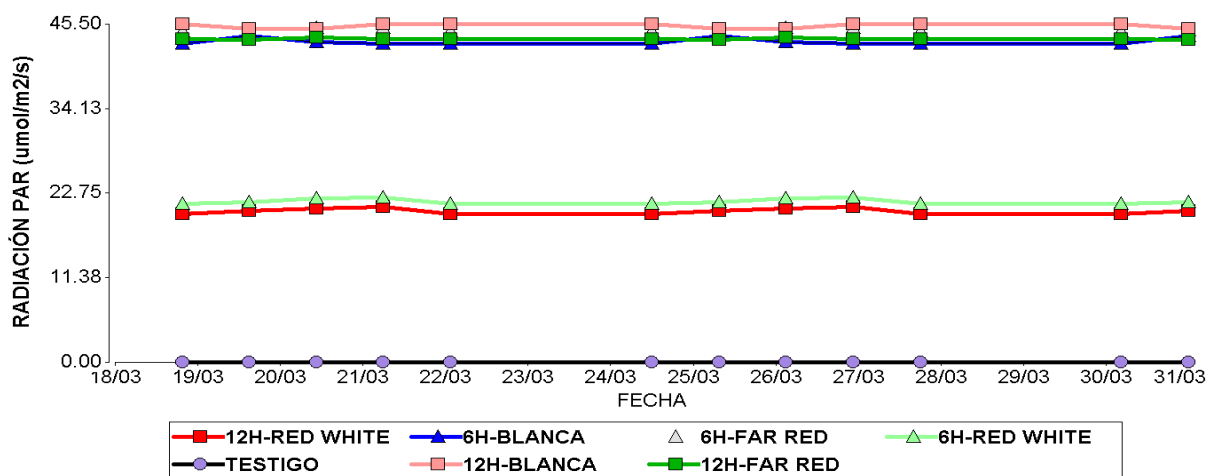


Figura 67. Radiación PAR emitida por los focos LED en las plántulas de *Trachelium caeruleum* variedad Jade durante la etapa de propagación

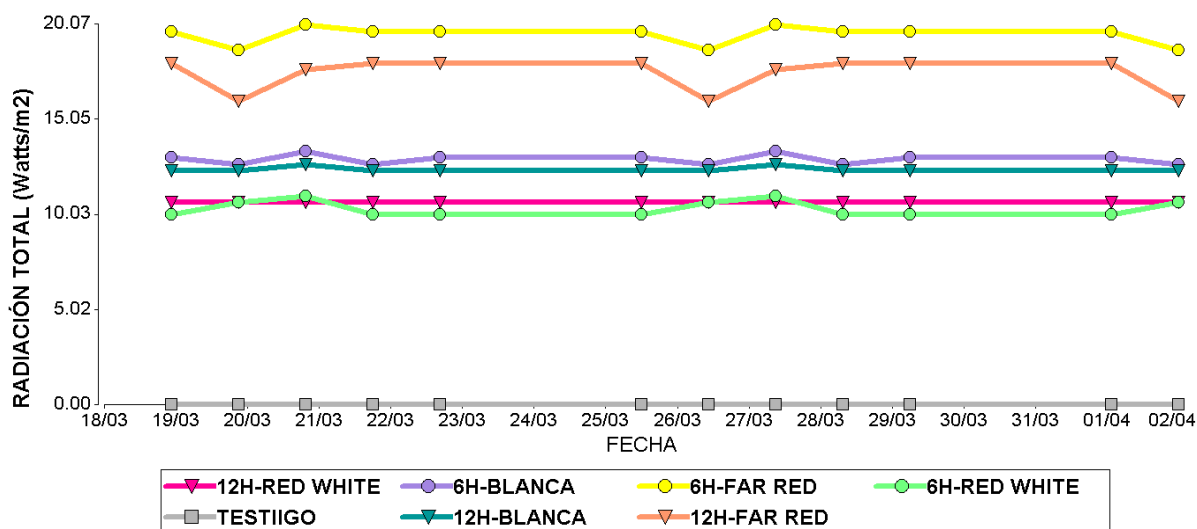


Figura 68. Radiación TOTAL emitida por los focos LED en las plántulas de *Trachelium caeruleum* variedad Jade durante la etapa de propagación

Con respecto a la radiación TOTAL, en el gráfico de tendencia (Figura 69), se puede apreciar que, los focos que aportaron con mayor cantidad de radiación TOTAL a las plántulas de la variedad Blue, fueron del espectro Far Red (6 y 12 horas de exposición). Dato interesante, ya que confirma los resultados favorables obtenidos en las variables altura de tallo y peso de raíz, explicados anteriormente. Como lo demuestran estudios en plantas de día corto realizados por (Craig, 2012), quien sugirió que un descanso nocturno dado cerca de la mitad de la noche de 12 h a 16 h, fue más efectivo porque dividió la noche larga en dos periodos oscuros cortos, cada uno más corto que la duración crítica de la noche,

Variedad Blue

En la (Figura 70) se observa la curva de tendencia de la radiación PAR (izquierda) y TOTAL (derecha), bajo el efecto de diferentes espectros de luz nocturna y que además de permitir evidenciar la forma de comportamiento de la radiación en diferentes horas del día dependiendo el espectro del foco, da la pauta para predecir, según el mes, la calidad de radiación PAR y TOTAL y la hora del día en la que la dichas radiaciones son más alta o más baja.

Así mismo, en la Figuras 71, que muestran la tendencia de la radiación PAR en plántulas de la variedad Blue, revelan que las plántulas que recibieron mayor radiación, fueron las que se estuvieron expuestas a 6 y 12 horas de luz LED Blanca y 6 horas de luz LED Far Red. Curiosamente, las plántulas expuestas a estos espectros de luz, mostraron mejores resultados en las variables analizadas en la investigación. Resultados que coinciden con los reportados por (Lazo & Ascencio, 2010), que reveló que, tanto el área foliar, como el número de hojas y la biomasa de las plántulas de *Cyperus rotundus*, fueron superiores bajo un filtro rojo.

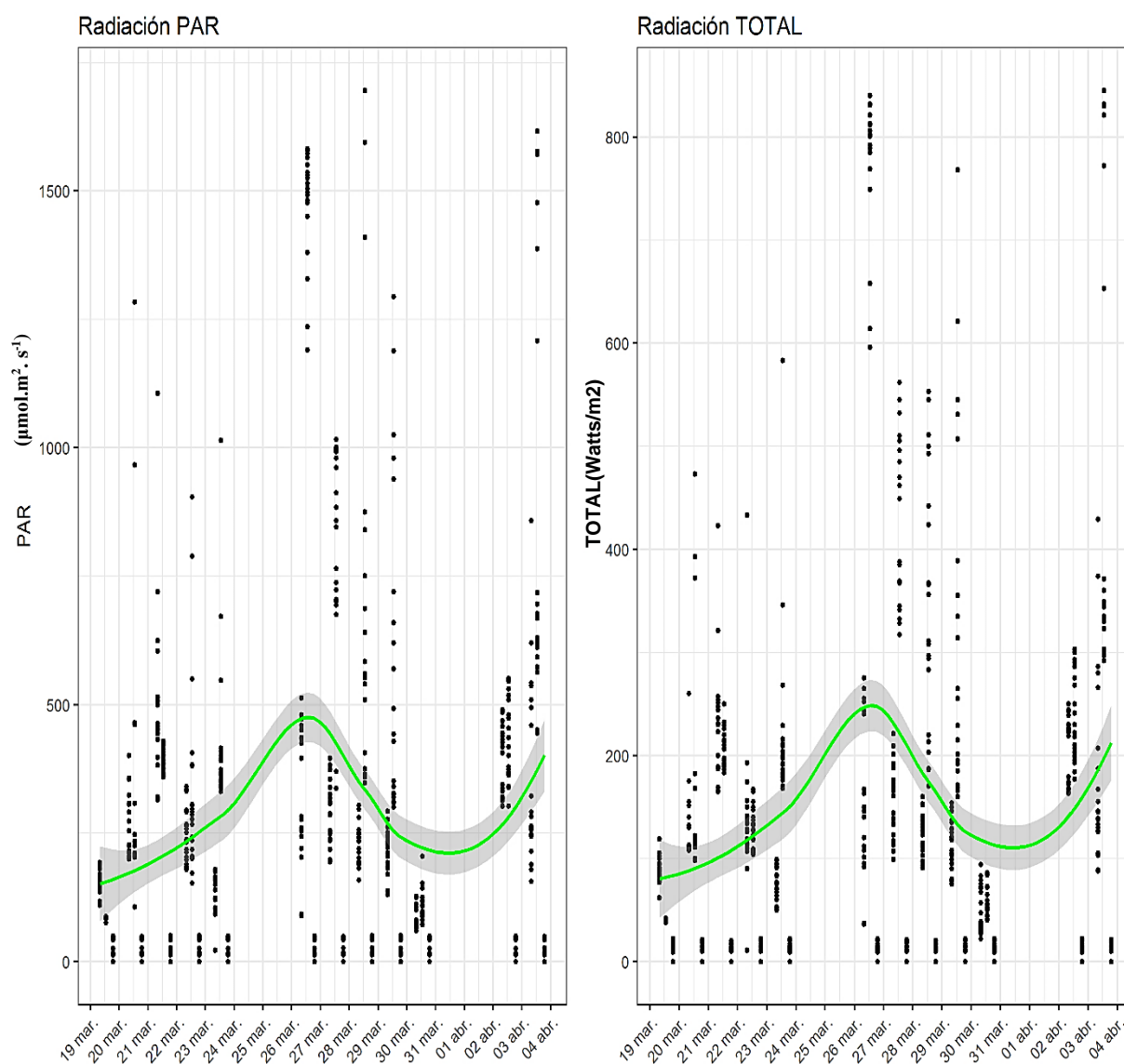


Figura 69. Tendencia de la radiación PAR y radiación total de *Trachelium caeruleum* variedad Blue, en la etapa de aclimatación

Por otro lado, la Figura 72 reporta el comportamiento de la radiación TOTAL de diferentes espectros de luz LED. Manifestando que las plántulas expuestas a 12 horas de luz LED Far Red recibieron mayor radiación a lo largo de su estadía en el área de aclimatación, dando como resultado mejor calidad de esquejes.

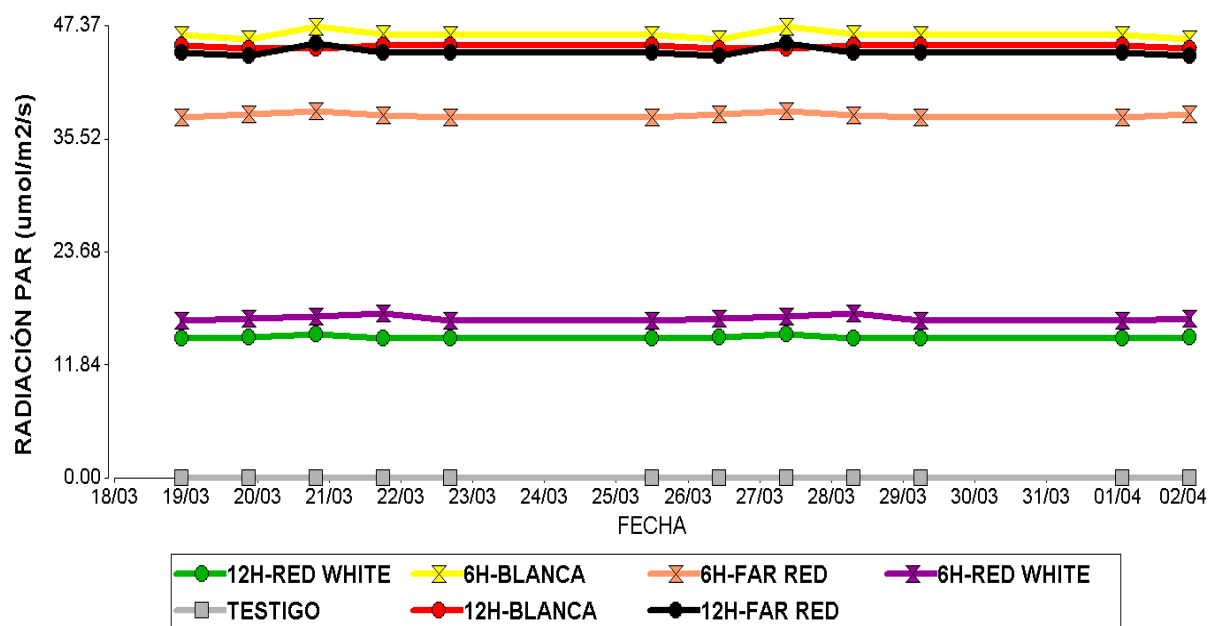


Figura 70. Radiación PAR emitida por los focos LED en las plántulas de *Trachelium caeruleum* variedad Blue durante la etapa de propagación

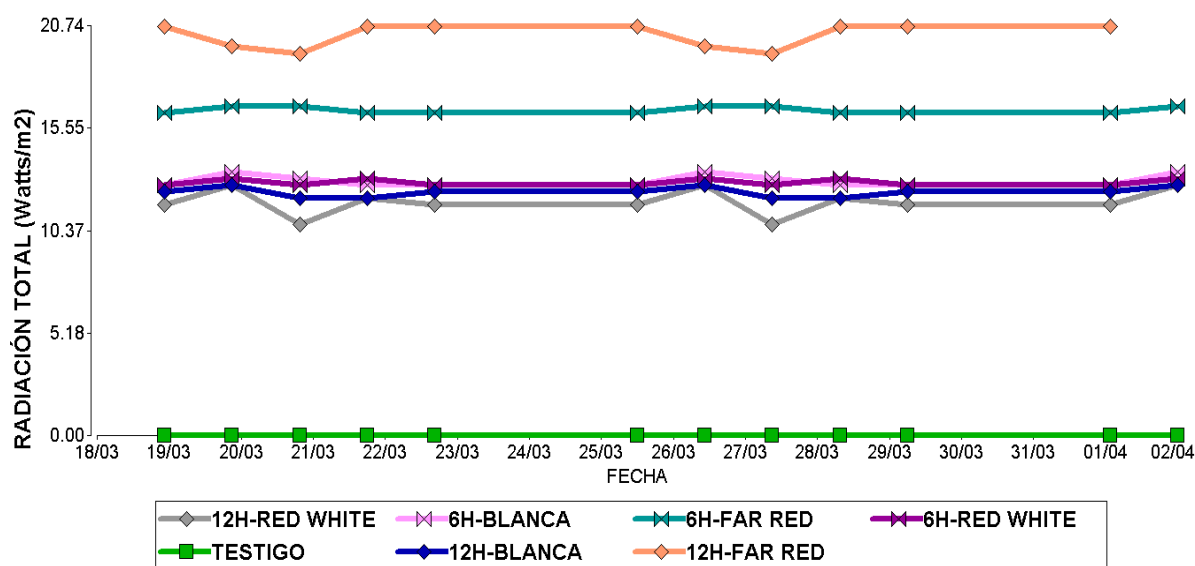


Figura 71. Radiación TOTAL emitida por los focos LED en las plántulas de *Trachelium caeruleum* variedad Blue durante la etapa de propagación

Dato que se comprueba un estudio realizado por (Oh et al, 2008) en (Whitman, Heins, Cameron, & Carlson, 1998), en el cual se demostró que, el porcentaje de floración de violeta persa (*Cylamen persicum* Mill) fue mayor (100%) cuando se cultivó en un fotoperiodo de 16 h en comparación con un fotoperiodos de 8 o 12 h.

4.9 Contenido de Clorofilas

La clorofila A es reconocida como uno de los principales pigmentos encargado de convertir la luz en energía química. La clorofila B como pigmento accesorio actúa indirectamente en la fotosíntesis, al transferir la luz que absorbe, a la clorofila A.

4.9.1 *Gypsophila paniculata* expuesta a 6 y 12 horas nocturnas de varios espectros de luz LED

Las plántulas de la variedad G034, expuestas a luz 12 horas de luz LED Blanca, reportaron la mayor cantidad de clorofila A (CL-A), clorofila B (CL-B) y carotenoides (Tabla 34 y Figura 73). Por el contrario, el tratamiento expuesto a 6 horas de luz LED Red White, reportó la menor cantidad de CL-A y carotenoides (Figura 74). Así mismo, las plántulas expuestas a 12 horas de luz LED Red White mostraron las menores cantidades de (CL-B). Por lo tanto, es interesante observar que la exposición a 6 horas de luz LED, reduce la cantidad de clorofila A (CL-A) y carotenoides, lo cual no es deseable en la etapa de endurecimiento de las plántulas.

Por otro lado, las plántulas de la variedad Over Time que presentaron mayor cantidad de (CL-A, CL-B y Carotenoides) fueron las que estuvieron expuestas a 12 horas de luz LED Red White (Tabla 34 y Figura 73), por el contrario, las plántulas expuestas a luz 6 horas de luz LED Blanca, mostraron la menor cantidad de (CL-A; CL-B y Carotenoides).

Así entonces, para la variable cantidad de clorofila, la exposición a 12 horas de luz LED en ambas variedades, favorece la acumulación de (CL-A), (CL-B) y Carotenoides, por lo tanto resultaría favorable aplicar luz nocturna debido a que las plántulas deben tener energía para

resistir el estrés de ser levantadas, transportadas y plantadas en el campo (Dumroese, Douglass, Jacobs, & Wilkinson, 2012).

Tabla 30

Contenido de Clorofila A, B y Carotenoides en las hojas de Gypsophila paniculata expuestas a 6 y 12 horas nocturnas de luz LED

TRATAMIENTO	Clorofila A (μg /ml)	Clorofila B (μg /ml)	Carotenoides (μg /ml)
GYP SO-GO34-12H-LED BLANCA	33,78	11,20	10,39
GYP SO-OVER TIME-12H-LED BLANCA	28,82	8,07	8,95
GYP SO-GO34-12H-LED FAR RED	27,23	7,00	8,17
GYP SO-OVER TIME-12H-LED FAR RED	26,45	6,58	7,91
GYP SO-GO34-12H-LED RED WHITE	27,67	6,05	8,72
GYP SO-OVER TIME- 12H-LED RED WHITE	30,39	8,67	9,23
GYP SO-GO34-6H-LED BLANCA	30.16	7.77	9.21
GYP SO-OVER TIME-6H-LED BLANCA	22.55	5.06	6.75
GYP SO-GO34-6H-LED FAR RED	33.13	9.7	10.01
GYP SO-OVER TIME-6H-LED FAR RED	28.10	7.03	8.88
GYP SO-GO34-6H-LED RED WHITE	26.49	6.99	7.98
GYP SO-OVER TIME- 6H-LED RED WHITE	25.88	5.87	8.35
TESTIGO G034	26.78	7.51	9.05
TESTIGO OVER TIME	28.45	6.86	8.69

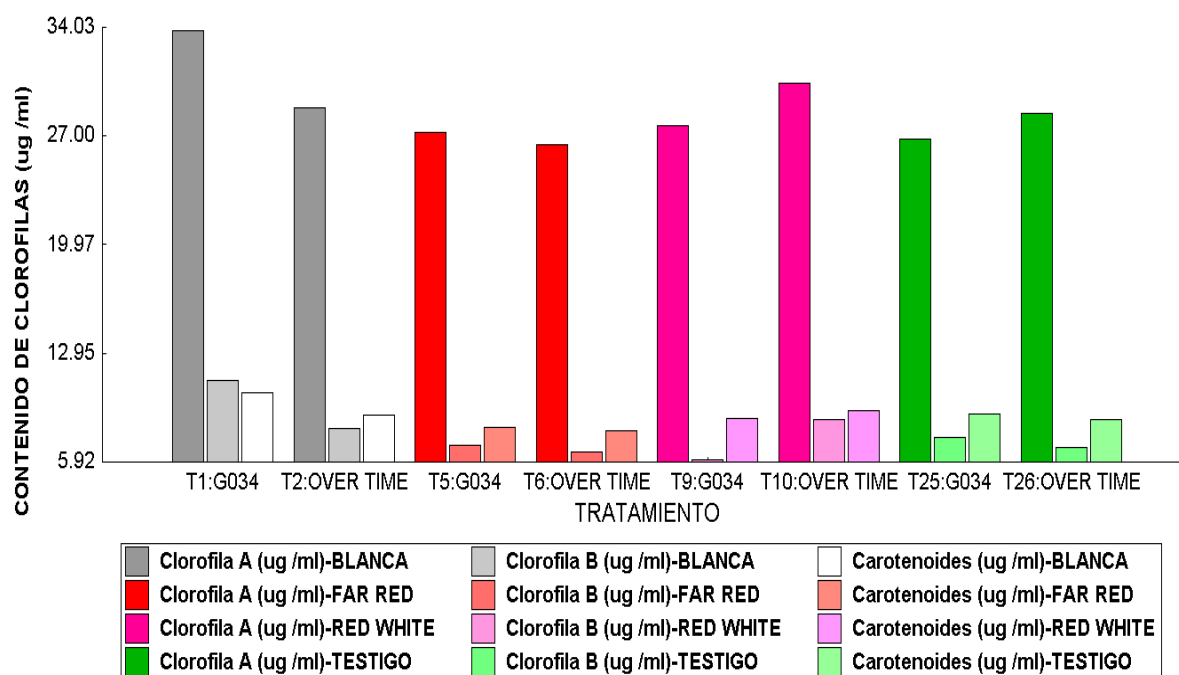


Figura 72. Contenido de clorofila A, clorofila B y carotenoides de las plántulas de *Gypsophila paniculata* expuestas a tres colores y espectros de luz LED por 12 horas

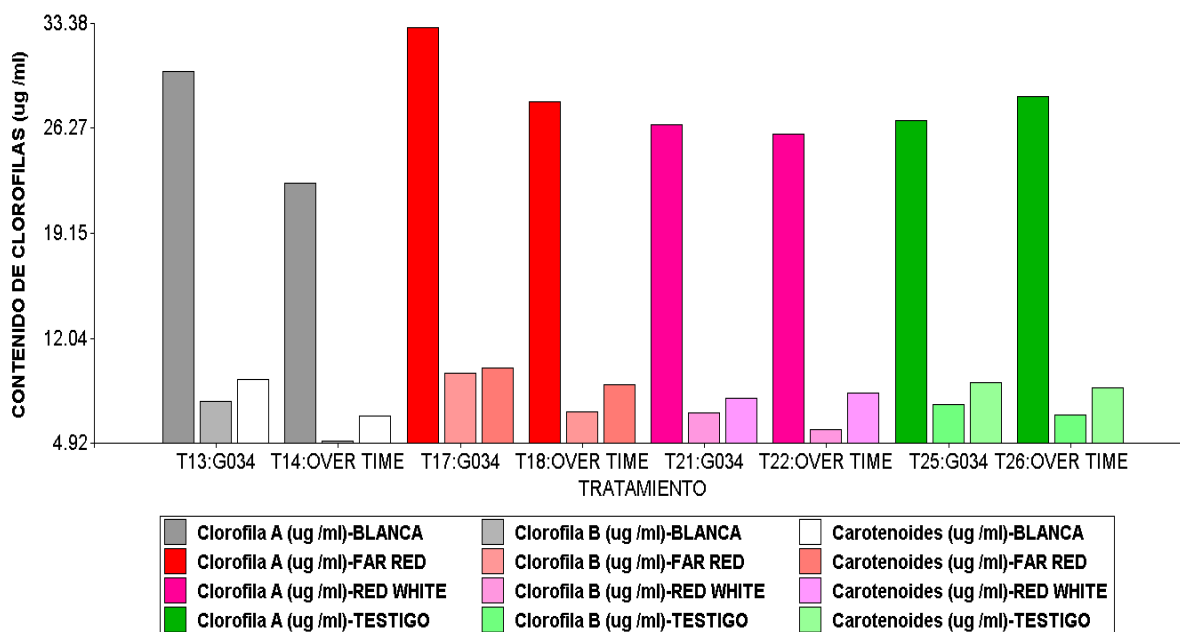


Figura 73. Contenido de clorofila A, clorofila B y carotenoides de las plántulas de *Gypsophila paniculata* expuestas a tres colores y espectros de luz LED por 6 horas

4.9.2 *Trachelium caeruleum* expuesto a 12 horas nocturnas de varios espectros de luz LED

El tratamiento testigo (sin luz LED) de la variedad Jade, reportó la mayor cantidad de clorofila A (CL-A) y Carotenoides, así mismo las plántulas expuestas a 12 horas de luz LED Blanca, reportó la mayor cantidad de clorofila B (CL-B). Por el contrario, los tratamientos expuestos a 12 horas de luz LED Red White, mostraron bajas cantidades de clorofila A (CL-A) y clorofila B (CL-B), así como el tratamiento expuesto a 12 horas de luz LED Blanca que mostró bajas cantidades de Carotenoides (Tabla 31 y Figura 73).

Así mismo, se observa que las plántulas testigo de la variedad Blue, mostraron las mayores cantidades de clorofila A (CL-A) y Carotenoides (Tabla 35 y Figura 75), así mismo, el tratamiento expuesto a 6 horas de luz LED Red White (Figura 76), alcanzó la mayor cantidad de clorofila B (CL-B). Contrario a lo obtenido en el tratamiento expuesto a 6 horas de luz LED Red White que reportó bajas cantidades de clorofila A y Carotenoides, así como el tratamiento expuesto a 12 horas de luz LED Blanca que reportó bajas cantidades de clorofila B.

Tabla 31

Contenido de Clorofila A, B y Carotenoides en las hojas de *Trachelium caeruleum* expuestas a 12 y 6 horas de luz LED nocturna

TRATAMIENTO	Clorofila A ($\mu\text{g/ml}$)	Clorofila B ($\mu\text{g/ml}$)	Carotenoides ($\mu\text{g/ml}$)
Jade -12H-LED Blanca	34,63	17,46	6,56
Blue-12H-LED Blanca	29,40	8,08	9,27
Jade-12H-LED Far Red	32,36	11,43	9,89
Blue-12H-LED Far Red	30,33	8,85	9,37
Jade-12H-LED Red White	28,80	9,83	8,80
Blue-12H-LED Red White	34,60	12,15	8,02
Jade-6H-LED Blanca	32,82	13,14	9,41
Blue-6H-LED Blanca	34,63	13,93	7,73
Jade-6H-LED Far Red	33,47	11,51	10,39
Blue-6H-LED Far Red	31,06	10,3	9,44
Jade-6H-LED Red White	33,37	11,35	10,69
Blue-6H-LED Red White	8,28	26,06	6,76
TESTIGO JADE	35,68	12,05	11,25
TESTIGO BLUE	36,78	9,68	10,58

Es curioso observar que para la variedad Jade, el tratamiento que no recibió luz nocturna, haya mostrado mayores cantidades de CL-A y Carotenoides, que los tratamientos que sí recibieron luz nocturna, sin embargo, un tratamiento con luz LED, mostró altas cantidades de CL-B.

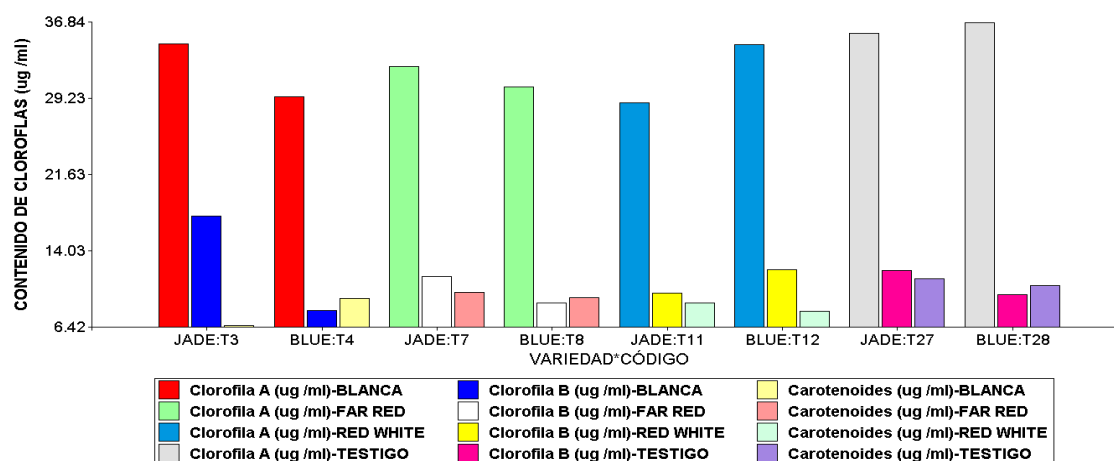


Figura 74. Contenido de clorofila A, clorofila B y carotenoides de las plántulas de *Trachelium caeruleum* expuestas a tres colores y espectros de luz LED por 12 horas

Es interesante observar que en el tratamiento de la variedad Blue expuesta a 6 horas de luz LED Red White, la CL-A y los Carotenoides se mostraron deficientes, mientras que mostró

grandes cantidades de CL-B, esto puede deberse a lo planteado por (Tenga, Marie, & Ormrod, 1989), que menciona que, la reducción del contenido de los tipos de clorofila puede considerarse como una respuesta de las plantas al estrés.

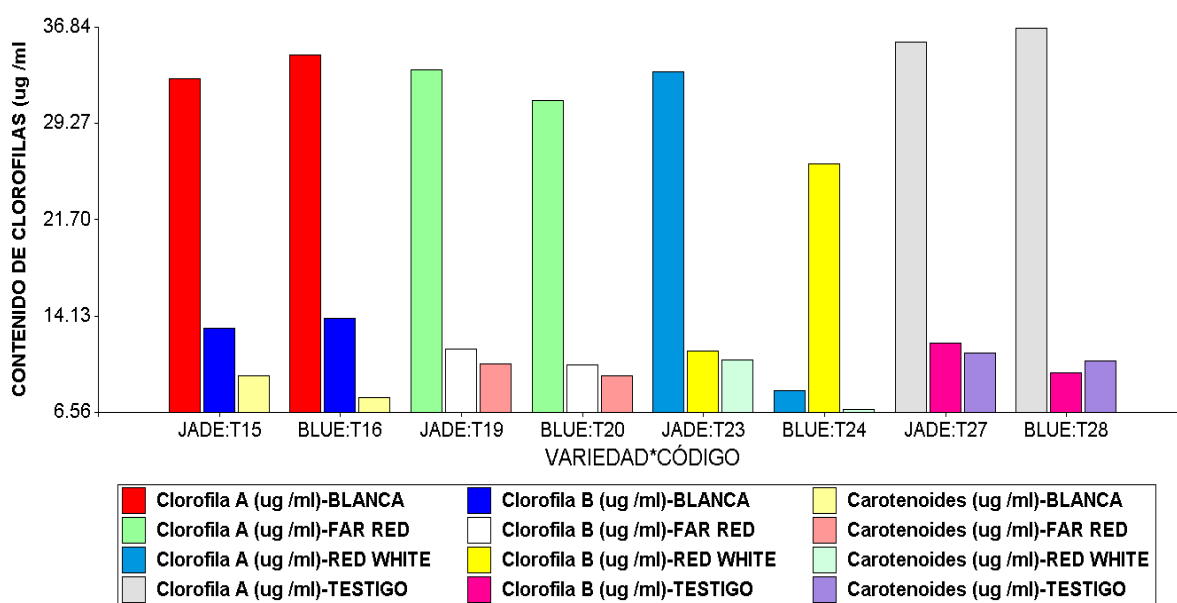


Figura 75. Contenido de clorofila A, clorofila B y carotenoides de las plántulas de *Trachelium caeruleum* expuestas a tres colores y espectros de luz LED por 6 horas

4.10 Contenido de Macro elementos

4.10.1 *Gypsophila paniculata*

Las plántulas de la variedad G034, expuestas a luz LED Red White mostraron bajos porcentajes de Nitrógeno y Potasio, mientras que el Fósforo y Magnesio, mostraron contenidos dentro de los rangos normales de la especie (Tabla 32). Por otro lado, el tratamiento testigo tuvo un ligero exceso en el porcentaje de Fósforo, contrario al Nitrógeno y Potasio que mostraron deficiencias y el Magnesio que se encontró dentro de los contenidos normales para la especie. Así pues, es interesante observar que la adición de luz LED, causó un efecto negativo sobre la asimilación de nutrientes en la variedad G034.

Por otro lado, las plántulas testigo de la variedad Over Time, reportaron un alto porcentaje de Fósforo, pese a que fue sometido a dilución al 50 %, por el contrario, el Nitrógeno, Magnesio y Potasio, mostraron los porcentajes más bajos (Tabla 32).

Por lo tanto, para la variable contenido de macronutrientes se puede indicar que la adición de luz LED incide negativamente sobre la asimilación de nutrientes en las plántulas de ambas variedades de *Gypsophila paniculata*. Esto puede deberse principalmente a la nutrición que recibe la planta durante su ciclo de propagación, misma que es rica en Calcio, Potasio, Fósforo, Magnesio y Azufre (Pinchao, 2018).

Tabla 32

Contenido de Macronutrientes en las plántulas de Gypsophila paniculata expuestas a diferentes colores y espectros de luz LED durante su estadía en etapa de propagación

TRATAMIENTO	NITRÓGENO %	FÓSFORO %	MAGNESIO %	POTASIO %
GYP SOPHILA Var. G034-LED Blanca	3,677	0,422	0,680	2,220
GYP SOPHILA Var. Over Time-LED Blanca	3,108	0,414	0,750	1,260
GYP SOPHILA Var. G034-LED Far Red	3,379	0,341	0,630	1,390
GYP SOPHILA Var. Over Time-LED Far Red	4,275	0,373	0,550	1,450
GYP SOPHILA Var. G034-LED Red White	2,921	0,401	0,540	1,530
GYP SOPHILA Var. Over Time-LED Red White	4,032	0,389	0,520	1,030
GYP SOPHILA Var. G034-TESTIGO	3,733	0,739	0,600	1,860
GYP SOPHILA Var. Over Time-TESTIGO	3,313	0,711	0,300	0,920

4.10.2 *Trachelium caeruleum*

Las plántulas testigo de la variedad Jade, presentó las cantidades más bajas de Fósforo, considerado deficiente según la tabla de rangos nutricionales óptimos para flores de corte (Figura 68). Por otro lado, las plántulas expuestas a luz LED Red White mostró la menor cantidad de Magnesio y Potasio (Tabla 32). Cabe recalcar que la deficiencia de Mg, repercute directamente con el contenido de clorofila y por ende en la capacidad fotosintética de las plántulas y que afectará a la larga las características fisiológicas de las plántulas. Característica

que pudo ser evidenciada en las variables medidas previamente y su respuesta negativa cuando fueron expuestas a este espectro de luz.

Por otro lado, las plántulas testigo de la variedad Blue, presentaron las menores cantidades de Fosforo (Tabla 33), consideradas deficientes (Figura 68). Así también, las plántulas de la misma variedad, expuestas a luz LED Blanca y Red White, mostraron cantidades deficientes de Magnesio, provocando efectos negativos en el desarrollo de las plántulas.

Tabla 33

Contenido de Macroelementos en las plántulas de Trachelium caeruleum expuestas a diferentes colores y espectros de luz LED durante su estadía en etapa de propagación

TRATAMIENTO	NITRÓGENO	FÓSFORO	MAGNESIO	POTASIO
	%	%	%	%
TRACHELLIUM Var. Jade-LED Blanca	3.668	0.533	0.320	1.300
TRACHELLIUM Var. Blue-LED Blanca	3.687	0.501	0.320	1.170
TRACHELLIUM Var. Jade-LED Far Red	3.640	0.689	0.340	1.040
TRACHELLIUM Var. Blue-LED Far Red	3.519	0.395	0.690	1.570
TRACHELLIUM Var. Jade-LED Red White	3.677	0.490	0.310	0.850
TRACHELLIUM Var. Blue-LED Red White	3.509	0.327	0.500	1.320
TRACHELLIUM Var. Jade-TESTIGO	3.640	0.302	0.460	0.960
TRACHELLIUM Var. Blue-TESTIGO	3.668	0.309	0.400	0.990

Cabe recalcar que, en ambas especies y variedades de flores de verano, analizadas en esta investigación, la cantidad de Nitrógeno fue deficiente, en comparación al rango óptimo de cada especie. Dato que a la larga resultó ser limitante en la asimilación de los otros nutrientes como lo menciona (Natr, 1975) al asegurar que el papel principal del Nitrógeno es controlar la capacidad fotosintética. Así mismo (Shaver & Melillo, 1984), especularon a partir de sus datos, que las interacciones de nutrientes entre el nitrógeno y el fósforo afectarían las "eficiencias de absorción" de los nutrientes, pero no las "eficiencias de uso". Sin embargo, suponemos que la eficiencia relativa del uso de nitrógeno en la fotosíntesis y el crecimiento depende directamente de la disponibilidad suficiente de otros nutrientes principales, y en particular, del fósforo. Si es así, la capacidad fotosintética y el contenido de nitrógeno de la hoja solo deben estar

estrechamente correlacionados cuando otros nutrientes están disponibles en cantidades no limitantes.

4.11 Producción

4.11.1 Tallos exportables de *Trachelium caeruleum*

Variedad Blue

El tratamiento de la variedad Blue, expuesto a 6 y 12 horas de luz LED Blanca, obtuvieron el mayor número de tallos exportables, así como su mayor porcentaje (Tabla 34), cantidad que se obtuvo de la suma de tres calidades de tallos (Súper Extra, Extra y Select). Por el contrario, el tratamiento expuesto a 12 horas de luz LED Red White, produjo el menor número de tallos exportables y mayor número de tallos miniatura (Tabla 34 y Figura 75), lo cual no es deseable. Es importante, aclarar que el ciclo de producción de la variedad Blue no se vio afectado con la implementación de la investigación.

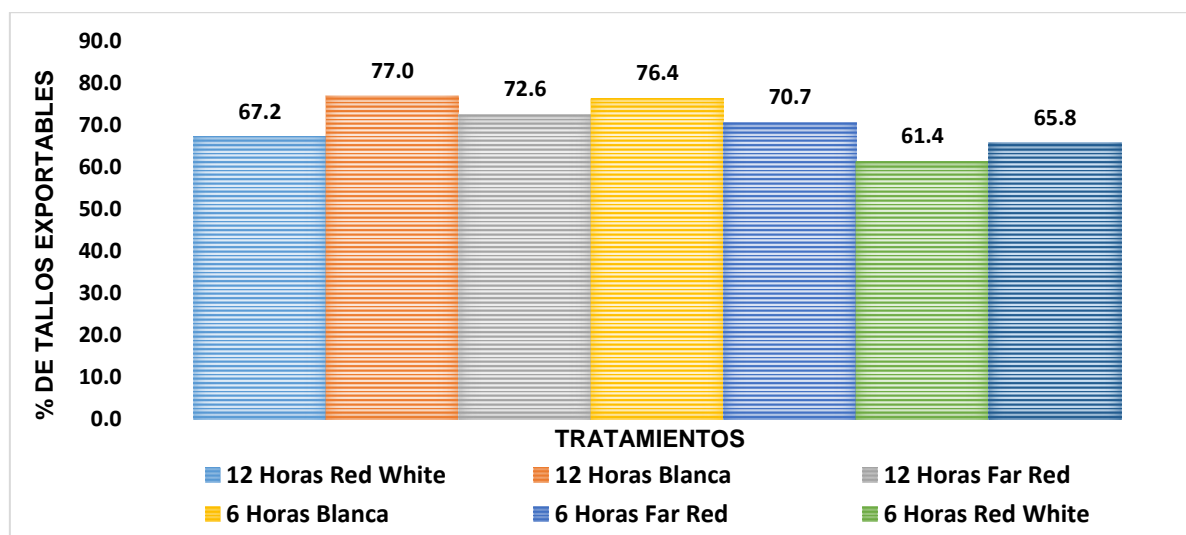


Figura 76. Porcentaje de tallos exportables por tratamiento de la variedad Blue

Por lo tanto, es interesante, observar que, para la esta variedad, existe la misma respuesta entre aplicar 6 y 12 horas de luz LED del espectro Blanco (300-700 nm), no obstante, dicho número de horas resulta económicamente significativo, ya que incidirá en los costos de producción.

Se puede indicar además, que el uso de luz LED fue beneficioso en esta variedad puesto que, el testigo (sin luz LED) reportó el menor número de tallos de exportación, por ende, la aplicación de luz en etapas tempranas de propagación, resultaría beneficioso, coincidiendo con lo planteado por (Burbano, 2018), que manifestó que del total de la cama, un 60-80% debe tener calidad de exportación.

Tabla 34*Total de tallos cosechados de la variedad Blue*

Trat.	# Plantas	Super Extra (80cm) 10cm	Extra (70cm) 8cm	Select (60cm) 5cm	Fancy (50 cm) <5cm	Desecho	Total tallos cosechados	Tallos Exportables	% tallos exportables
12 Horas Red White	250	55	59	40	20	55	229	154	67.2
12 Horas Blanca	235	60	72	45	15	38	230	177	77.0
12 Horas Far Red	255	39	76	52	15	48	230	167	72.6
6 Horas Blanca	239	33	90	45	17	35	220	168	76.4
6 Horas Far Red	250	10	62	85	23	42	222	157	70.7
6 Horas Red White	239	3	55	74	39	44	215	132	61.4
TESTIGO	165	12	52	42	22	33	161	106	65.8
TOTAL	1633	212	466	383	151	295	1507	1061	
Porcentaje		14.1	30.9	25.4	10.0	19.6	100		

Variedad Jade

Por otro lado, los de la variedad Jade, expuestos a 6 horas de luz LED Blanca, 6 horas de luz LED Red White y 12 horas de luz LED Far Red, reportaron el mayor número y porcentaje de tallos exportables (Tabla 40 y Figura 79) (de la suma de las calidades Súper Extra, Extra y Select), por otro lado, los tratamientos expuestos a 12 horas de luz LED Blanca y luz LED Red White, además del testigo (sin luz LED), mostraron el menor número y porcentaje de tallos exportables, característica no deseada en producción de flores de corte. Es curioso observar que, los tratamientos expuestos a 6 horas de luz, mostraron mejores resultados que los expuestos a 12 horas de luz. Sin embargo, cabe señalar que la variedad Jade se cosechó cuatro semanas antes que el ciclo normal del cultivo.

Por lo tanto, se puede concluir que para la variedad Jade, el uso de 6 horas de luz LED según se demuestra en la investigación, tuvo beneficios sobre la producción exportable puesto que los tratamientos expuestos a 12 horas presentaron menor calidad de tallos.

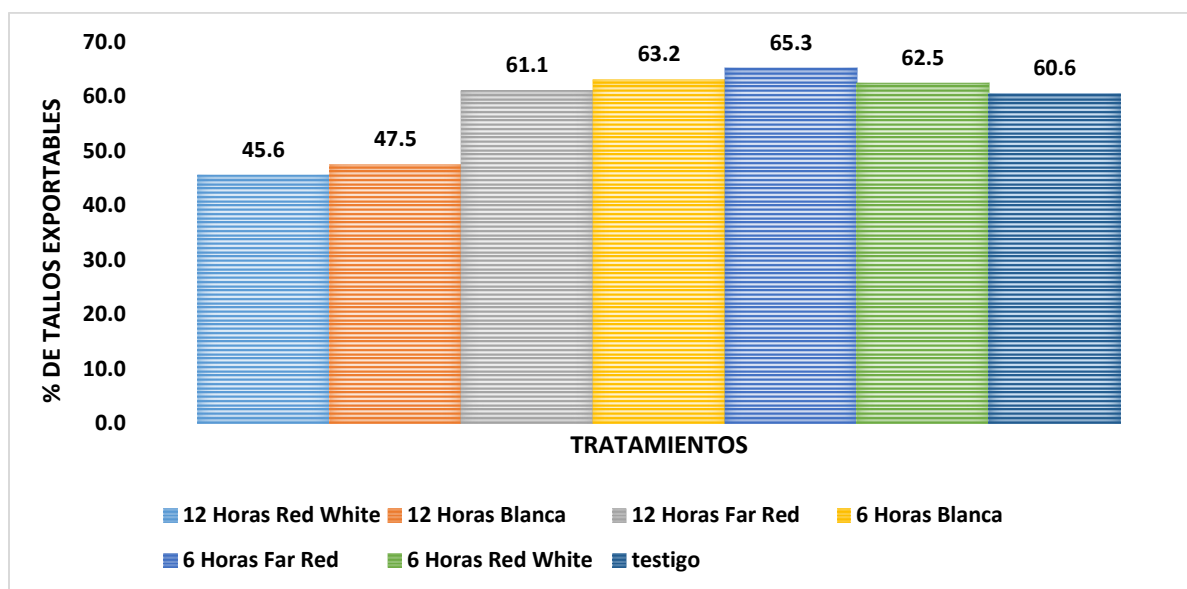


Figura 77. Porcentaje de tallos exportables por tratamiento de la variedad Jade

Tabla 35

Total de tallos cosechados en la variedad Jade

Trat.	# Plantas	Super Extra	Extra	Seleccion	Fancy	Mini	Desecho	Total tallos cosechados	Tallos Exportables	% Tallos exportables
12 Horas Red White	240		31	72	34	27	62	226	103	45.6
12 Horas Blanca	235	1	28	74	40	14	60	217	103	47.5
12 Horas Far Red	270		86	74	42	25	35	262	160	61.1
6 Horas Blanca	275	3	59	108	35	17	47	269	170	63.2
6 Horas Far Red	245	2	71	81	23	14	45	236	154	65.3
6 Horas Red White	263	3	70	87	35	28	33	256	160	62.5
TESTIGO	160		26	60	14	5	37	142	86	60.6
TOTAL	1688	9	371	556	223	130	319	1608	936	
Porcentaje		0.6	23.1	34.6	13.9	8.1	19.8	100		

4.11.2 Tallos exportables en *Gypsophila paniculata*

Variedad G034 (Fun Time)

En el caso de la *Gypsophila paniculata*, el tratamiento de la variedad G034 expuesto a 12 horas de luz LED Far Red obtuvo el mayor número de tallos por planta (Tabla 36) al igual que su tratamiento Testigo (sin luz LED directa). Cabe recalcar que el testigo del tratamiento expuesto a 12 horas de luz LED Far Red obtuvo un mayor número de tallos que el promedio de la finca. Por otro lado, el tratamiento expuesto a 6 horas de luz LED Far Red, mostró el menor número de tallos por planta (Tabla 36).

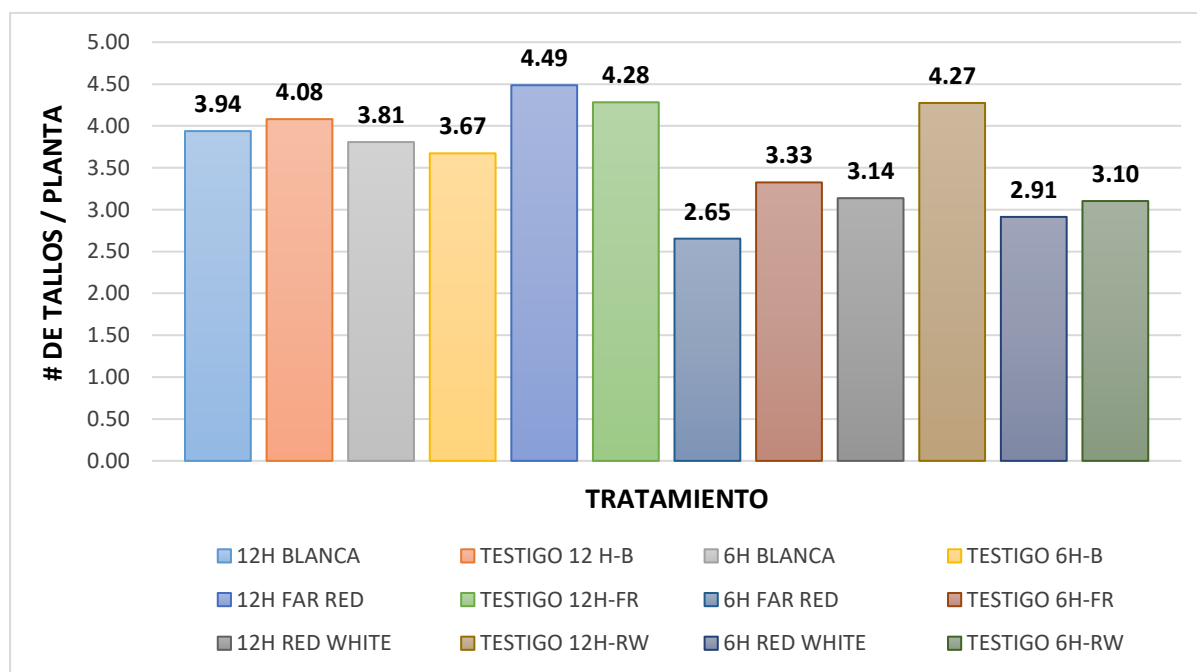


Figura 78. Número de tallos por planta de la variedad G034

Por lo tanto, es interesante observar que para la variedad G034, resulta beneficioso colocar luz LED del espectro rojo en etapas tempranas de propagación. Ya que obtuvo mejores resultados que el tratamiento testigo (sin luz), acorde a lo registrado por (Uribe, 2009), el cual demostró que los las camas, cuyas plantas estuvieron expuestas durante 10, 8, 6 y 4 horas de luz artificial, tuvieron un incremento significativo en la producción.

Tabla 36
Total de tallos cosechados de la variedad G034

Código	TRAT.	# DE PLANTAS	SEMANAS DE COSECHA	PLANTAS MUESTRAS	# TOTAL PLANTAS	DESECHO	TALLOS PRODUCTIVOS	# DE TALLOS POR PLANTA		PESO EN BLANCO (gr)	# TALLOS POR CAMA 2650 pl
								FINCA	ENSAJO		
T1	12H BLANCA	206	1832-1836	11	195	111	768	3	3,94	13639	10437
T2	TESTIGO 12H-B	77	1832-1836	3	74	65	302	3	4,08	4639	10815
T3	6H BLANCA	210	1832-1836	23	187	114	712	3	3,81	12776	10090
T4	TESTIGO 6H-B	79	1832-1836	24	55	57	202	3	3,67	3631	9733
T5	12H FAR RED	218	1832-1836	4	214	102	960	3	4,49	14439	11888
T6	TESTIGO 12H-FR	79	1832-1836	1	78	57	334	3	4,28	5568	11347
T7	6H FAR RED	213	1832-1836	5	208	119	552	3	2,65	8457	7033
T8	TESTIGO 6H-FR	650	1832-1836	66	584	490	1942	3	3,33	33507	8812
T9	12H RED WHITE	214	1832-1836	39	175	117	549	3	3,14	9748	8313
T10	TESTIGO 12H-RW	76	1832-1836	14	62	69	265	3	4,27	5309	11327
T11	6H RED WHITE	216	1832-1836	8	208	109	606	3	2,91	10744	7721
T12	TESTIGO 6H-RW	76	1832-1836	8	68	62	211	3	3,1	2684	8223

Variedad Over Time

En el caso de la variedad Over Time, los tratamientos expuestos a 6 horas de luz LED Blanca y 12 horas de luz LED Far Red, obtuvieron el mayor número de tallos por planta, superando la media de la finca para esta variedad. Por otro lado, el tratamiento expuesto a 6 horas de luz LED Red White, así como su testigo, reportaron la menor cantidad de tallos por planta, inferior aún que el promedio de la finca. Por lo tanto, es interesante observar que existe el mismo beneficio entre aplicar 6 y 12 horas de luz nocturna, dato que resulta significativo puesto que incidirá directamente en los costos de producción.

En ambas variedades se pudo observar que los tratamientos que fueron expuestos en propagación a largos fotoperiodos de luz LED (fría) del espectro Red White, representó pérdida de calidad en los esquejes, lo cual, se vio reflejado en la etapa de cosecha, en donde, mostraron menor cantidad de tallos por planta, y contrario a lo que se creía, no aceleró el ciclo del cultivo.

Tabla 37

Total de tallos cosechados de la variedad Over Time

Código	TRAT.	# DE PLANTAS	SEMANAS DE COSECHA	PLANTAS MUERTAS	# TOTAL PLANTAS	DESECHO	TALLOS PRODUCTIVOS	# DE TALLOS POR PLANTA		PESO EN BLANCO (gr)	# TALLOS POR CAMA 2650 pl
								FINCA	ENSAYO		
T1	12H BLANCA	164	1831-1835	1	164	37	550	3.35	2,7	21809	8887
T2	TESTIGO 12H-B	92	1831-1835	1	92	9	248	2.70	2,7	7052	7143
T3	6H BLANCA	160	1831-1835	0	160	59	610	3.81	2,7	26609	10103
T4	TESTIGO 6H-B	300	1831-1835	0	300	58	920	3.07	2,7	36731	8127
T5	12H FAR RED	161	1831-1835	1	161	28	588	3.65	2,7	22507	9678
T6	TESTIGO 12H-FR	96	1831-1835	0	96	15	302	3.15	2,7	10132	8336
T7	6H FAR RED	257	1831-1835	2	257	47	665	2.59	2,7	24512	6857
T8	TESTIGO 6H-FR	93	1831-1835	1	93	13	270	2.90	2,7	9914	7694
T9	12H RED WHITE	272	1831-1835	2	272	65	630	2.32	2,7	22999	6138
T10	TESTIGO 12H-RW	181	1831-1835	0	181	31	382	2.11	2,7	13053	5593
T11	6H RED WHITE	245	1831-1835	1	245	41	628	2.56	2,7	23606	6793
T12	TESTIGO 6H-RW	98	1831-1835	0	98	41	303	3.09	2,7	11730	8193

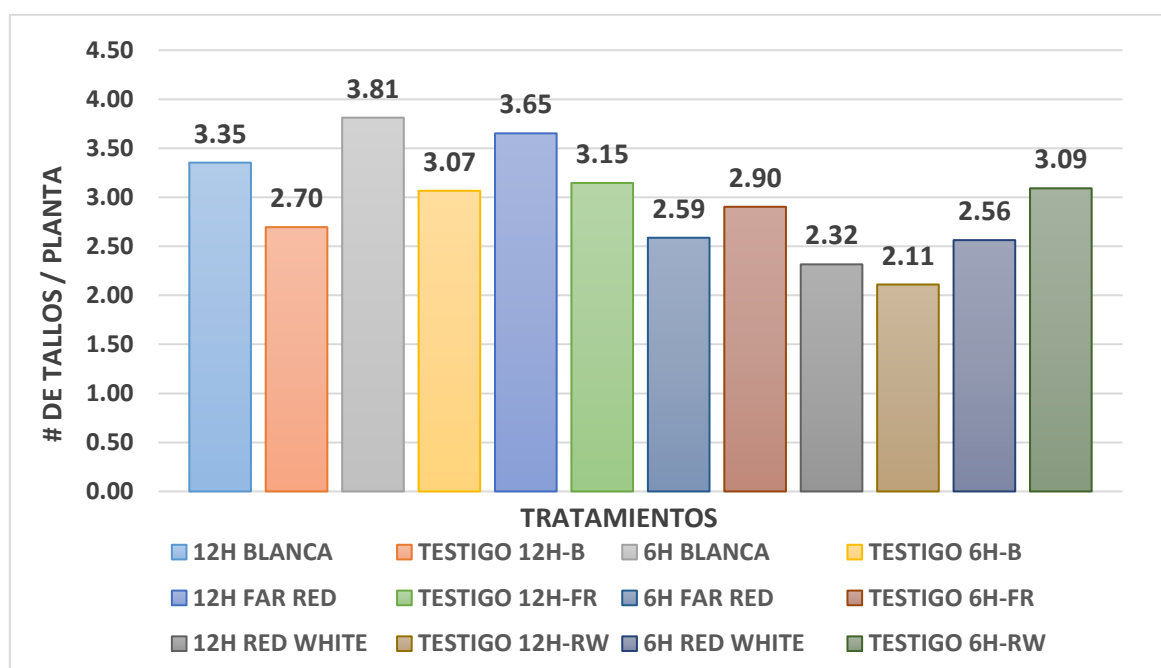


Figura 79. Número de tallos por planta de la variedad Over Time

4.11.3 Peso de tallos de *Gypsophila paniculata*

Variedad G034

Tabla 38

Análisis de Varianza ANAVA del peso de los tallos de la variedad G034 (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	608.5	11	55.32	3.28	0.0004 **
TRATAMIENTO	608.5	11	55.32	3.28	0.0004 **
Error	3443.07	204	16.88		
Total	4051.57	215			

El análisis de varianza realizado con respecto al peso de tallo de los diferentes tratamientos de la variedad G034, mostró que existen diferencias significativas en el factor Tratamiento ($p=0.0004$), a un grado de significancia el 95%.

Los tallos de *Gypsophila paniculata* variedad G034 expuestos a 6 y 12 horas de luz LED Red White mostraron el mayor peso en blanco (Tabla 44). Siendo superior al testigo de la finca (sin luz). Es interesante observar que existe la misma respuesta entre aplicar 6 y 12 horas de luz, incidiendo directamente en los costos de producción de la especie, por lo que se podría concluir que para la variable peso de tallo, el uso de luz nocturna en etapas tempranas de

propagación, incide positivamente sobre la calidad de los tallos para exportación, superando el promedio de la florícola (Peñañiel, 2018).

Tabla 39

Promedio \pm error experimental del peso de los tallos de Gypsophila paniculata variedad G034, expuestos a tres diferentes espectros de luz LED en etapa de propagación. Duncan (Alfa=0,05)

TRATAMIENTO	Medias \pm E.E.		
6 horas-LED Red White	19,58 \pm 0,97	A	
Testigo 12 horas-LED-Red White	19,56 \pm 0,98	A	
12 horas-LED Red White	18,76 \pm 0,80	A	
6 horas-LED Blanca	18,64 \pm 0,94	A	
12 horas-LED Blanca	17,89 \pm 0,74	A	B
Testigo 6 horas-LED Far Red	17,74 \pm 0,56	A	B
6 horas-LED Far Red	17,74 \pm 0,99	A	B
Testigo 6 horas-LED Blanca	17,70 \pm 0,97	A	B
Testigo 6 horas-LED Red White	15,23 \pm 0,90		B
Testigo 12 horas-LED Far Red	15,23 \pm 0,93		B
Testigo 12 horas-LED Blanca	15,08 \pm 0,88		B
12 horas-LED Far Red	15,02 \pm 0,77		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Variedad Over Time

El análisis de varianza realizado con respecto al peso de tallo de los diferentes tratamientos de la variedad Over Time, mostró que existen diferencias significativas en el factor Tratamiento ($p=0.0221$), a un grado de significancia el 95% (Tabla 40).

Tabla 40

Análisis de Varianza ANAVA del peso de los tallos de la variedad Over Time (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	2958.03	11	268.91	2.07	0.0221 **
Tratamientos	2958.03	11	268.91	2.07	0.0221 **
Error	40508.59	312	129.84		
Total	43466.63	323			

Los tallos de la variedad Over Time, expuestas a 6 y 12 horas de luz LED Far Red mostraron los mayores pesos en blanco. Por otro lado, los tratamientos testigo (sin luz), reportaron los menores pesos de tallo.

Con lo cual, se puede concluir que, para la variable peso en blanco del tallo, la adición de luz LED según muestra la investigación, tuvo beneficios, superando el promedio de la Finca (Peñañiel, 2018).

Tabla 41

Promedio \pm error experimental del peso de los tallos de Gypsophila paniculata variedad Over Time, expuestos a tres diferentes espectros de luz LED en etapa de propagación. Duncan (Alfa=0,05)

TRATAMIENTO	Medias \pm E.E.			
12 horas-LED Far Red	43,04 \pm 2,19	A		
6 horas-LED Far Red	41,93 \pm 2,19	A	B	
12 horas-LED Blanca	40,74 \pm 2,78	A	B	C
Testigo 6 horas-LED Far Red	37,19 \pm 2,75	A	B	C
6 horas-LED Red White	36,07 \pm 2,50		B	C
12 horas-LED Red White	36,00 \pm 2,42		B	C
6 horas-LED Blanca	35,56 \pm 2,70		B	C
Testigo 12 horas-LED Far Red	35,44 \pm 1,98		B	C
Testigo 12 horas-LED Blanca	35,41 \pm 1,88		B	C
Testigo 12 horas-LED Red White	34,30 \pm 1,78			C
Testigo 6 horas-LED Blanca	34,26 \pm 1,78			C
Testigo 6 horas-LED Red White	33,67 \pm 1,76			C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

- Para poder evaluar la calidad de las plántulas de *Gypsophila paniculata* y *Trachelium caeruleum*, se midió los siguientes parámetros: número de hojas, longitud de plántula, número de brotes, longitud de brote, peso seco de raíz, porcentaje mortalidad, contenido de clorofila A (CL-A), clorofila B (CL-B), Carotenoides y contenido de macronutrientes, número de tallos/planta, número de tallos exportados y peso de tallos de exportación.

Gypsophila paniculata en propagación

- Las plántulas de la var. G034 y Over Time expuestas a 12 horas de luz LED Blanca ($45,19 \mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$) y 12 horas de luz LED Far Red ($28,93 \mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), mostraron el mayor número de hojas (25 y 26), respectivamente.
- Las plántulas de ambas variedades (G034 y Over Time) expuestas a 12 horas de luz LED Far Red ($31,84 \mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), reportaron las menores alturas de tallo (21.17 mm y 21.07 mm), respectivamente.
- Las plántulas de las variedades (G034 y Over Time), expuestas a 12 horas de luz LED Far Red ($31,84 \mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), obtuvieron el mayor número de brotes (7/plántula). Por otro lado, los tratamientos testigo (sin luz LED), obtuvieron los brotes de menor longitud.
- Las plántulas de la var. G034, expuestas a 12 horas de luz LED Blanca y Far Red, mostraron los mayores pesos secos de raíz (0.360 gr). Así mismo, las plántulas de la var. Over Time, expuestas a 12 horas de luz LED Blanca y 6 horas de luz LED Far Red ($41,74 \mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), reportaron los mayores pesos secos de raíz (0.460 gr y 0.457 gr), respectivamente.
- La exposición a luz LED nocturna, redujo el porcentaje de mortalidad en ambas variedades (G034 y Over Time).

- Las plántulas de la var. G034 suplementadas con 12 horas de luz LED Blanca, reportaron los mayores contenidos de CL-A (33.78 $\mu\text{g/ml}$), CL-B (11.20 $\mu\text{g/ml}$) y Carotenoides (10.39 $\mu\text{g/ml}$). Así mismo, las plántulas de la var. Over Time, expuestas a 12 horas de luz LED Red White (19,25 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), reportaron los mayores contenidos de CL-A (30.39 $\mu\text{g/ml}$), CL-B (8.67 $\mu\text{g/ml}$) y Carotenoides (9.23 $\mu\text{g/ml}$).
- La adición de luz LED, tuvo un efecto negativo sobre la asimilación de nutrientes en la etapa de propagación, ya que, las plántulas que fueron expuestas a los diferentes espectros de luz LED, mostraron bajo contenido de (N, P, Mg y K).

Gypsophila paniculata en campo

- Las plántulas de la variedad G034 y Over Time, expuestas a 12 horas de luz LED del espectro Far Red (31,84 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$) y 6 horas de luz LED del espectro Blanco(46,41 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$) en etapas tempranas de propagación, mostraron el mayor número de tallos por planta (4.49 y 3.81), respectivamente.
- Por otro lado, las plántulas de la variedad G034 expuestas a 6 y 12 horas de luz LED Red White (10,18 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), mostraron los mayores pesos de tallo (19.58 gr). Así mismo, las plántulas de la var. Over Time, expuestas a 6 y 12 horas de luz LED Far Red, reportaron los mayores pesos en blanco (43.04 gr y 41.93 gr), respectivamente.

Trachelium caeruleum en propagación

- Las plántulas las var. Jade, expuestas a 6 horas de luz LED Blanca 43,13 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$ y 12 horas de luz LED Far Red 43,51 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$, reportaron el mayor número de hojas (15). Así mismo, las plántulas de la var. Blue, expuestas a 12 horas de luz LED Blanca (45,19 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), reportaron el mayor número de hojas (13).
- Las plántulas de la variedad Blue expuestas a 6 horas de luz LED Blanca 46,44 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$ y 12 horas de luz LED Blanca 45,19 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$, reportaron las mayores longitudes de tallo

(54.69 mm y 54.38 mm), respectivamente. Así mismo, las plántulas de la variedad Jade, expuestas a 6 horas de luz LED Red White (21,64), reportaron las mayores longitudes de tallo (48.03 mm).

- Las plántulas de la var. Jade, expuestas a 12 horas de luz LED Red White (20,35 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), mostraron los mayores pesos secos de raíz (0.340 gr). Así mismo, las plántulas de la var. Blue, expuestas a 12 horas de luz LED Far Red (44,60 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), reportaron los mayores pesos secos de raíz (0.200 gr).
- Las plántulas de las variedades (Jade y Blue) que fueron expuestas a luz LED nocturna, reportaron menores porcentajes de mortalidad.
- Las plántulas de la var. Jade expuestas a 12 horas de luz LED Blanca (45,22 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), reportaron los mayores contenidos de CL-B (17.46 $\mu\text{g/ml}$). Así mismo, las plántulas de la var. Blue, expuestas a 6 horas de luz LED Red White (16,76 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), CL-B (26.06 $\mu\text{g/ml}$).
- Las plántulas de ambas variedades (Jade y Blue), expuestas a luz LED nocturna, mostraron un efecto positivo sobre la acumulación de fósforo (P) en etapas de propagación.

Trachelium caeruleum en campo

- Las plantas de la variedad Blue que fueron expuestas a 6 horas de luz LED Blanca (46,44 $\mu\text{mol.m}^2. \text{s}^{-1}$), reportaron 76.4 % tallos de calidad de exportación. Por otro lado, las plántulas de la variedad Jade que fueron expuestas a diferentes espectros de luz LED, no mostraron efectos positivos sobre la producción de tallos exportables.

5.2 Recomendaciones

- Tomar en cuenta los resultados obtenidos en esta investigación para comprobar su veracidad del efecto de las luces LED en el campo.
- Se recomienda colocar 6 horas suplementarias nocturnas de luz LED del espectro Far Red (680-720 nm) Blanco (300-700) en la etapa de propagación de *Gypsophila paniculata* y *Trachelium caeruleum*, para obtener mejores pesos de raíz y número de hojas en plántulas.
- Se recomienda colocar 6 horas suplementarias de luz LED del espectro Red White en propagación, para tener mayores pesos de tallo en la variedad G034.
- Colocar las luces LED lo más cerca posible de las plántulas, para asegurar una buena cantidad y calidad de radiación sobre estas.
- Debido a que las luces LED del espectro rojo estimula la floración temprana, se podría colocar en cultivos como el girasol.
- Es necesario cuidar el riego en campo en las camas superiores de los bloques de invernaderos, ya que son más propensos a tener goteros tapados, causando estrés hídrico en las plantas lo cual provoca floración prematura.

5.3 Bibliografía

- Abou, M. (1967). *Effects of light and temperature on growth and flowering of carnation (Dianthus caryophyllus)*. Nederland: H. Veenman & Zonen N.V.
- actahort. (Noviembre de 2017). *actahort.org*. Obtenido de <http://www.actahort.org>
- AEMet. (2012). *www.aemet.es*. Obtenido de http://www.aemet.es/documentos/es/eltiempo/observacion/radiacion/Radiacion_Solar.pdf
- Avila, A., & Pereyra, S. (2015). Cultivo de Gypsophila. *Documento de divulgación científica. Gobierno de la Provincia de Córdoba*, 7-46.
- Azcón-Bieto, J., Fleck, I., Aranda, X., & Gómez-Casanovas, N. (2008). Fotosíntesis, factores ambientales y cambio climático. En J. Azcón-Bieto, & M. Talón, *Fundamentos de fisiología vegetal* (págs. 247-263). McGraw-Hill Interamericana.
- Bailey, L. H., & Bailey, E. (1992). *Hortus trird*. Mac Millan Publishing. SfCitapor Engelhard, A. Baby,s Breath (Gypsophila paniculata) Diseases of Floral Crops.
- Barta, D. J., Tibbitts, T. W., Bula, R. J., & Morrow, R. C. (1992). EVALUATION OF FLIGHT EMITTING DIODE CHARACTERISTICS FOR A SPACE-BASED PLANT IRRADIATION SOURCE. *Adv. Space Res.*, 141-148.
- Bickford, E., & Dunn, S. (1972). Lighting for plant growth. *Kent State Univ. Press, Kent, OH*.
- Bidwell, R. G. (1993). La célula, plastidios. En Bidwell, *Fisiología vegetal* (págs. 58-61). México: A.G.T. Editor, S. A.
- Biran, I., & Halevy, A. (1973). Endogenous levels of growth regulators and their relationship to the rooting of dahlia cuttings. *Phys. Plant* 28, 436-42.
- Blaauw, O., & Blaauw-Jansen, G. (1970). The phototropic responses of Avena coleoptiles. *Acta Botan. Neer*, 755 - 763.
- Botanical-online. (2016). *Botanical-online.com*. Obtenido de <https://www.botanical-online.com/plantasdeinteriorluz.htm>
- Burbano, N. (Junio de 2018). Porcentaje de tallos exportables por cama. (M. Pachacama, Entrevistador)
- Casierra-Posada, F., & Rojas, J. (2009). Efecto de la exposición del semillero a coberturas de colores sobre el desarrollo y productividad del brócoli (Brassica oleracea var. italica). *Agronomía Colombiana* 27 (1), 49-55.
- Cayón, D. (1999). Notes on the growth and development physiology of the oil palm (Elaeis guineensis Jacq). *PALMAS, Vol, 20, No 3*, 43-54.
- Cormack, R. G., & Lemay, P. L. (1966). A further study of callus tissue development on stem cuttings of balsam poplar. *Can. Jour. Bot*, 47-50.

- Cosgrove, D. J. (1981). Rapid suppression of growth by blue light. *Plant Physiol*, 584 - 590.
- Craig, D. S. (2012). DETERMINING EFFECTIVE RATIOS OF RED AND FAR-RED LIGHT FROM LIGHTEMITTING DIODES THAT CONTROL FLOWERING OF PHOTOPERIODIC ORNAMENTAL CROPS. *Master of Science Horticulture*, 3-16.
- Dewb. (2 de octubre de 2017). *Overgrow.com*. Obtenido de <https://overgrow.com/t/lighting-information-par-ppfd-umol-s-dil/5455>
- Dumroese, R. K., Douglass, F., Jacobs, F., & Wilkinson, K. M. (2012). *www.fs.fed.us*. Obtenido de Fases de cultivo: Establecimiento y crecimiento rápido: https://www.fs.fed.us/rm/pubs_other/rmrs_2012_dumroese_k004.pdf
- Durán, J., & Quinto, A. (2015). Ahorro de energía en invernaderos mediante el uso de luces LED. *TESIS DE GRADO*, 10-18.
- Erwin, J., Rohwer, E., & Gesick, E. (2006). Red: Far Red photosynthetically active radiation filtering by leaves differs with species. *USA. Acta horticulturae, V Symp, on artificial lighting in Horticulture.* , Vol 711.
- Espinoza, N. (2013). EVALUACIÓN AGRONÓMICA DE TRES VARIEDADES DE TRACHELIUM (*Trachelium caeruleum*) A LA APLICACIÓN DE TRES DOSIS DE FERTILIZACIÓN ORGÁNICA (TÉ DE BOCASHI) EN EL QUINCHE, PROVINCIA DE PICHINCHA. *TESIS DE GRADO*, 10-16.
- EXPOFLORES. (2017). *expoflores.com*. Obtenido de <http://expoflores.com/wp-content/uploads/2017/06/INFORMETRIMESTRAL1.pdf>
- Fernández, G. (22 de septiembre de 2015). *química física.com*. Obtenido de <http://www.quimicafisica.com/espectro-visible-dispersion-luz-blanca.html>
- Gallegos, H. (2004). Distribución espacial de la Radiación Fotosintéticamente Activa en Argentina. *GERSolar, Departamento de Ciencias Básicas, Universidad Nacional de Luján - Argentina*, Vol. 29: Pp: 27-36.
- Gil, F. (1995). Clorofilas. En F. G. Martínez, *ELEMENTOS DE FISIOLOGÍA VEGETAL* (págs. 404-410). Sevilla, España: Ediciones Mundi-Prensa.
- González, A., Bañoñ, S., & Fernandez, J. (1998). *Cultivos ornamentales para complementos del ramo de flor.* . Madrid: Mundi-Prensa.
- Granito, G. M. (2013). *Guía de manejo y producción de flores de corte*. Argentina: Universidad Nacional de la Plata. Fac. de Ciencias Agrarias y Forestales. Curso de Floricultura.
- Haissing, B. E. (1965). Organ formation in vitro as applicable to forest tree propagation. *Bot. Rev*, 607-26.
- Hassan, Y., Chakrabarty, D., Kim, S., Hahn, E., & Paek, K. (2005). Effect of light-Emitting Diode on Growth and Shoot Proliferation of *Euphorbia millii* and *Spathiphyllum cannifolium*. *J. Kor. Soc. Hort. Sci*, 375-379.

- Hauser, E. (1962). Development of purple nutsedge under field conditions. *Weeds* 10, 315-321.
- Hernández, R. (2002). *Forest. ula*. Obtenido de <http://forest.ela.ve/-rubenhg>
- Hilsea-Investment. (2008). *parámetros geográficos*. Quito, Ecuador.
- Hoenecke, M., Bula, R., & Tibbitts, T. (1992). Importance of blue photon levels for lettuce seedlings grown under red-light emitting diodes. *HortScience* 27, 427-430.
- Holley, W. D., & Baker, R. (1991). Carnation production. . *Colorado State University. Kendall/Hunt Publishing company. Iowa*, 39-49.
- Huacasi, D. (03 de Julio de 2017). *es.scribd.com*. Obtenido de <https://es.scribd.com/document/352831194/2-Teoria-y-Naturaleza-de-La-Energia-Solar>
- Iersel, M. (2004). Photosynthesis and plant growth. Lighting ap Profits. *Based on Greenhouse Grower Articles. 1st Edition*.
- Infoagro. (2012). *infoagro.com*. Obtenido de http://www.infoagro.com/documentos/el_cultivo_gypsophila.asp
- Jiménez, L. (2016). Efecto de la intensidad lumínica de lámparas LED en la producción de lechuga (*Lactuca sativa*). *TESIS DE GRADO*, 25-38.
- Larcher, W. (1977). *Ecofisiología vegetal*. Barcelona, España: Ediciones Omega.
- Lazo, J. V., & Ascencio, J. (2010). Efecto de diferentes calidades de luz sobre el crecimiento de *Cyperus rotundus*. *Bioagro* 22 (2), 153-158.
- LEDBOX. (diciembre de 2017). *blog.ledbox.es*. Obtenido de <https://blog.ledbox.es/ledbox-2/productos/cual-es-la-mejor-luz-artificial-para-plantas>
- López, J. (18 de agosto de 2013). *Universo Botánico*. Obtenido de <http://universobotanico.blogspot.com/2013/08/las-plantas-y-sus-pigmentos.html>
- López, R. (11 de diciembre de 2014). *agriculturers*. Obtenido de <http://agriculturers.com/las-luces-led-tienen-multiples-usos-en-multiples-cultivos/>
- MadScientist. (octubre de 2017). *overgrow.com*. Obtenido de <https://overgrow.com/t/minimum-maximum-light-requirements-umol-s-ppfd-or-par/5454>
- Malagamba, P. (27 de marzo de 2015). *agriculturers*. Obtenido de <http://agriculturers.com/luces-led-una-alternativa-eficiente-para-optimizar-la-produccion-en-invernaderos/>
- Manrique, E. (2013). *Ecosistemas*. Obtenido de <http://www.aeet.org/ecosistemas/031/informe4.htm>
- Margulis, L., & Sagan, D. (2011). El proceso de nutrición en las plantas. La fotosíntesis. En *Nutrición* (págs. 248-250). España: Mc Graw Hill.

- Massa, G., Hye Kim, H., Wheeter, R., & Mitchell, C. (2008). Plant Productivity in Response to LED Lighting. *HortScience*, 1951-1956.
- McCree, J. (1971). The action spectrum, absorptance and quantum yield of photosynthesis in crop plants. *Agricultural Meteorology*, 41 (6), 428-432.
- McGuire, J. J., Albert, L. S., & Shutak, V. K. (1968). Effect of foliar application of 3-indolebutyric acid on rooting of cuttings of ornamental plants. *Proc. Amer. Hort. Sci.* 93, 699-704.
- Medina, A., & Bolivar, R. (1993). Análisis de crecimiento y acumulación de nutrientes de *Gypsophila paniculata* L. cv perfecta bajo condiciones de invernadero en la sabana de Bogotá. *Tesis de grado. Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá*, 25-68.
- Mojica, P., Almario, F., Cuéllar, S., Medina, C., & Mejía, C. (2014). *TECNOLOGÍAS RELACIONADAS CON INVERNADEROS PARA FLORES*. Bogotá: SXC.
- Molina, E., Gamboa, J., & González, P. (1991). Fertilización potásica de *Gypsophila paniculata* cv. Perfecta en Paraíso, Cartago. *Agronomía Costarricense*, 26-60.
- Molnar, J. M., & Cumming, W. A. (1968). Effect of carbon dioxide on propagation of softwood, conifer and herbaceous cuttings. *Can. Jour. Plant Sci.*, 595-99.
- Monteith, J. (1973). Principles of Environmental Physics. *London*, 255-265.
- Moreno, A., Cornejo, S., & Ortiz, M. (2017). Efecto de luz LED sobre semillas de *Capsicum annuum* L. var. Serrano. *Bioteología Vegetal Vol. 17*, 145-151.
- Natr, L. (1975). Influence of mineral nutrition on photosynthesis and the use of assimilates. In: Cooper (ed) *Photosynthesis and productivity in different environments. Cambridge*, 537-556.
- Nishimura, T., Ohyama, K., Goto, E., & Inagaki, N. (2009). Concentrations of perillaldehyde, limonene, and anthocyanin of *Perilla* plants as affected by light quality under controlled environments. *Scientia Horticulturae*, 122, 134-137.
- Osram, O. (2012). *electrical4u.com*. Obtenido de <https://www.electrical4u.com/led-or-light-emitting-diode/>
- Peñafiel, P. (5 de mayo de 2018). Manejo en campo del cultivo de *Gypsophila*. (M. Pachacama, Entrevistador)
- Philips. (11 de 2016). *images.philips.com*. Obtenido de http://images.philips.com/is/content/PhilipsConsumer/PDFDownloads/Netherlands/O/DLI20161128_001-UPD-nl_NL-PS_LED_flowering_lamp_EN_V2_LR.PDF
- Pinchao, M. (13 de junio de 2018). Parámetros productivos de plántulas de *gypsophila*. (M. Pachacama, Entrevistador)
- Red, D. e. (2 de Diciembre de 2013). *Infobiología.net*. Obtenido de <http://www.infobiologia.net/2013/12/importancia-luz-temperatura-plantas.html>

- Rodriguez, N., & Lazo, J. V. (2008). Efecto de la intensidad de luz sobre el crecimiento del corocillo (*Cyperus rotundus* L). *UDO Agrícola* 8(1), 52-60.
- Rouse, M. (2005). *Whatls.com*. Obtenido de <http://whatis.techtarget.com/definition/light-emitting-diode-LED>
- S.N. (1968). Stimulation of adverticious bud formation in Begonia leaves by abscisic acid. *Nature* 219, 960-61.
- Salisbury, F., & Schiwabe, W. (1969). Fisiología Vegetal. *Plant Physiology*, vol. 5A. *Academic Press. NewYork.*, 79-116.
- Salisbury, F. B., & Ross, C. W. (2000). Fisiología de las plantas. Desarrollo de las plantas y fisiología ambiental. *Thompson Editores, Madrid*, 557-564.
- Santamaría, P. (17 de octubre de 2012). *xatacahome.com*. Obtenido de <https://www.xatacahome.com/iluminacion-y-energia/que-es-la-iluminacion-led-especial-iluminacion-led>
- Schwartz, A., & Zeiger, E. (1984). Metabolic energy for stomatal opening: Roles of photophosphorylation and oxidative phosphorylation. *Planta*, 129-136.
- Shannon, D. C. (2012). DETERMINING EFFECTIVE RATIOS OF RED AND FAR-RED LIGHT FROM LIGHT-EMITTING DIODES THAT CONTROL FLOWERING OF PHOTOPERIODIC ORNAMENTAL CROPS. *Tesis Michigan State University*, 3-16.
- Shannon, D., & Runkle, E. (2012). Using Light-emitting Diodes for Night-interruption Lighting of Short-day Plants. *Department of Horticulture, Michigan State University, East Lansing, MI 48824*, 50-60.
- Shaver, G., & Melillo, J. (1984). Nutrient budgets of marsh plants: efficiency concepts and relation to availability. . *Ecology* (65), 1491-1510.
- Shenzhen MS Lion Optoelectronic Co., L. (5 de enero de 2018). *mslion.en.made-in-china.com*. Obtenido de <https://mslion.en.made-in-china.com/product/vBKmfjhondcL/China-E27-12W-15W-18W-Plant-Bulb-LED-Grow-Light.html>
- Sol-arq. (25 de noviembre de 2013). *iagricola.blogspot.com*. Obtenido de <http://iagricola.blogspot.com/2013/11/espectro-de-la-radiacion-solar.html>
- Sumanta , N., Choudhury, I. H., Jaishe, N., & Roy, S. (2014). Spectrophotometric Analysis of Chlorophylls and Carotenoids from Commonly Grown Fern Species by Using Various Extracting Solvents. *Research Journal of Chemical Sciences* , 63-69.
- SUNMASTER. (2016). *sunmastergrowlamps.com*. Obtenido de <http://sunmastergrowlamps.com/plant-science/>
- Talón, M. (1993). Giberelinas. *Fisiología y Bioquímica Vegetal. McGraw Hill/Interamericana, Barcelo*, 301-318.

- Tan Nhut, D., Takamura, T., Watanabe, H., & Tanaka, M. (2005). Artificial Light Source Using Light-emitting Diodes (LEDs) in the Efficient Micropropagation of *Spathiphyllum* Plantlets. *Biotech. of Trop & Subtrop. Species*, 137-142.
- Tenga, A. Z., Marie, B. A., & Ormrod, D. P. (1989). Leaf greenness meter to assess ozone injury to tomato leaves. *HortScience (USA)*.
- Urbano, N., & Villalobo, K. (2002). *Radición PAR*. Obtenido de <http://ocw.upm.es/ingenieria-agroforestal/climatologia-aplicada-a-la-ingenieria-y-medioambiente/contenidos/tema-3/EFECTO-DE-LA-RADIACION-SOBRE-LAS-PLANTAS.pdf>
- Uribe, D. (2009). Respuesta de *Gypsophila paniculata* c.v, million stars, a diferentes tratamientos de iluminación bajo condiciones de invernadero. *Trabajo de tesis*, 53-60.
- Urrestarazu, M., Kotiranta, S., & Búres, S. (2018). ILUMINACIÓN ARTIFICIAL EN HORTICULTURA. *ARTÍCULO TÉCNICO*, 10 - 17.
- Vera, C., Caballero, D., Fierros, G., & Musalem, M. (1988). Influencia de la intercepción de luz solar en el desarrollo de plántulas de *Pinus montezumae* Lamb, en almácigo. *Agrociencia* 75, 55-61.
- White, J. (1987). Fertilization. In: *Roses a manual of greenhouse rose production*. Published by *Roses Incorporated, Michigan*, 87-142.
- Whitman, C. M., Heins, R. D., Cameron, A. C., & Carlson, W. H. (1998). Lamp type and irradiance level for daylength extensions influence flowering of *Campanula carpatica* 'Blue clips', *Coreopsis grandiflora* 'Early Sunrise', and *Coreopsis verticillata* 'Moonbeam'. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 802-807.