

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



RELACIÓN ENTRE CALIDAD-INTENSIDAD DE LUZ LED EN LA PRODUCCIÓN DE BIOMASA, ABSORCIÓN NUTRIMENTAL Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE *ROSMARINUS OFFICINALIS* (L.) BAJO UN SISTEMA DE PRODUCCIÓN PLANT FACTORY

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

P R E S E N T A

LUIS ENRIQUE ORDÓÑEZ LÓPEZ

GENERAL ESCOBEDO, N.L.

MARZO 2021

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



RELACIÓN ENTRE CALIDAD-INTENSIDAD DE LUZ LED EN LA PRODUCCIÓN DE BIOMASA, ABSORCIÓN NUTRIMENTAL Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE *ROSMARINUS OFFICINALIS* (L.) BAJO UN SISTEMA DE PRODUCCIÓN PLANT FACTORY

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

P R E S E N T A

LUIS ENRIQUE ORDÓÑEZ LÓPEZ

GENERAL ESCOBEDO, N.L.

MARZO 2021

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



RELACIÓN ENTRE CALIDAD-INTENSIDAD DE LUZ LED EN LA PRODUCCIÓN DE BIOMASA, ABSORCIÓN NUTRIMENTAL Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE *ROSMARINUS OFFICINALIS* (L.) BAJO UN SISTEMA DE PRODUCCIÓN PLANT FACTORY

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

P R E S E N T A

LUIS ENRIQUE ORDÓÑEZ LÓPEZ

GENERAL ESCOBEDO, N.L.

MARZO 2021

**ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL
COMITÉ PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE**

MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

COMITÉ PARTICULAR

**Dr. Humberto Rodríguez Fuentes
Director Principal**

**Dr. Romeo Rojas Molina
Codirector Principal**

**Dr. Alejandro Isabel Luna Maldonado
Asesor Auxiliar**

**Dra. Julia Mariana Márquez Reyes
Asesora Auxiliar**

**Ph. D. Juan Antonio Vidales Contreras
Subdirector de Posgrado e Investigación**

Este Trabajo de Investigación fue realizado y Asesorado por integrantes del Cuerpo Académico (Prodep) Ambiente y Sustentabilidad que comprende las siguientes líneas de generación y aplicación del conocimiento (LGAC).

Nombre de la línea	Descripción
Desarrollo y mejora de técnicas de producción de cultivos	Desarrollar técnicas de manejo de producción de cultivos y relacionarlos con modelos matemáticos con énfasis en invernaderos e hidroponía, evaluando el uso de sustratos regionales, el manejo de la fertirrigación, el reciclaje de soluciones nutritivas y los estudios sobre fisiología de las plantas.
Degradación y remediación de ecosistemas naturales y urbanos	Generar y aplicar conocimientos específicos en el área de ecología de áreas degradadas que contribuyan a una eficiente planificación y administración de la sustentabilidad del ambiente y recursos naturales.
Microbiología cuantitativa e inocuidad alimentaria	El planteamiento de modelos de simulación para predecir el comportamiento de procesos microbiológicos que ocurren en la naturaleza ha dado lugar a la microbiología cuantitativa, ejemplo de su aplicación es la simulación del comportamiento de pantanos construidos para remover la carga de microorganismos del agua residual, trazar el movimiento de microorganismos en medios porosos y la incorporación de ecuaciones de crecimiento bacterial al diseño de biorreactores, entre otros.
Tecnología aplicada a la remediación del suelo, agua y alimento	Investigar la contaminación de los metales pesados, hidrocarburos y plaguicidas agrícolas en suelo, agua y alimentos, los cuales presentan el riesgo que al ingresar a las redes tróficas afectan negativamente la vida de los ecosistemas, en esta línea se consideran tecnologías de biodegradación y bioextracción con alternativas de la biorremediación.

Integrantes del Cuerpo Académico Ambiente y Sustentabilidad: Dictaminado como: CONSOLIDADO por el Prodep (2015-2025)

Dr. Cs. Humberto Rodríguez Fuentes
Dr. Alejandro Isabel Luna Maldonado
Ph. D. Juan Antonio Vidales Contreras

DEDICATORIA

A mi familia, en especial a mis hermanos (Carlos y Raúl), y a mi madre (Verónica), por su disposición y apoyo inquebrantable y por haber estado presente en cada momento de mi vida. A mis abuelos, en especial a mi viejo (Justo), a quién le debo gran parte de mis conocimientos y habilidades técnicas para realizar cualquier trabajo. A mi novia (Gabriela), por ser un hombro en dónde poder recargarme cada que vez ha sido necesario y acompañarme en otro logro más en mi carrera profesional.

Dedico parte de este trabajo en memoria de María del Pilar Torres Álvarez[†] (Chiquis) por haber sido un apoyo incondicional y soporte moral a lo largo de mi vida, siempre haciendo honor a su segundo nombre: Pilar, pues fue precisamente eso para mí durante todos estos años.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), a la Universidad Autónoma de Nuevo León por el financiamiento otorgado para el sustento de esta investigación y a la Facultad de Agronomía de la UANL por brindarme el apoyo para el uso de sus instalaciones y al personal a cargo de cada uno de los laboratorios, otorgándome así, la oportunidad de obtener un logro más en mi carrera profesional.

Al Dr. Humberto Rodríguez Fuentes por el apoyo brindado a esta investigación, sus conocimientos transmitidos, disponibilidad y tiempo, por sus observaciones y correcciones brindadas, y por el compromiso para la elaboración de este trabajo. Al Dr. Romeo Rojas Molina por su disposición, enseñanza y conocimiento, siendo una pieza fundamental para llevar a cabo todos los análisis químicos correspondientes. A los doctores Alejandro Isabel Luna Maldonado y Julia Mariana Márquez Reyes, por formar parte de mi comité, por sus sugerencias y consejos, y al Ing. Cabrieles por su valiosa asesoría, aportación y enseñanza para llevar a cabo todos los análisis relacionados a la absorción de nutrimentos, sin él habría sido imposible.

Agradezco también a quienes colaboraron en esta investigación (de forma directa o indirecta), por su aportación para llevar a cabo todo el trabajo de campo y análisis correspondientes como lo son el Dr. Víctor Avendaño, Jorge Bolaños y parte del equipo de Karma Verde Fresh, así como a su CEO Leo Lobato Kelly, a mi colega M.C. Natiely Gallo, a la Ing. Karen Galindo, a mi “mano” el Ing. Shener Cean y a mis profesores de clase, los doctores José Elías Treviño Ramírez, Francisco Zavala,

Emilio Olivares Sáenz, Omar Alvarado, Rigoberto Vázquez Alvarado, Eduardo García Zambrano y Gilberto González Martínez por sus conocimientos transmitidos.

ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CONTENIDO.....	ix
ÍNDICE DE CUADROS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xiii
ÍNDICE DEL APÉNDICE	xv
LISTA DE ABREVIATURAS	xvi
RESUMEN	xviii
1. INTRODUCCIÓN	19
2. REVISIÓN DE LITERATURA	21
2.1. Generalidades del Cultivo de Rosmarinus officinalis	21
2.1.1. Características Botánicas	22
2.1.2. Requerimientos climáticos	25
2.1.3. Requerimientos de suelo	25
2.1.4. Requerimientos Nutrimientales	26
2.1.5. Composición química	27
2.1.5.1. Propiedades medicinales.....	28
2.1.6. Importancia comercial.....	29
2.2. Sistema de Producción Plant Factory (SPPF).....	30
2.2.1. Elementos principales de un sistema de producción Plant Factory	31
2.2.1.1. Estructura	31
2.2.1.2. Sistema de iluminación artificial	32
2.2.1.3. Tipo de sistema hidropónico	34
2.2.1.3.1. Sistema de raíz flotante o floating.....	34
2.2.1.3.2. Sistema NFT.	34
2.2.2. Variables de control en un sistema de producción Plant Factory.....	35
2.2.2.1. Variables ambientales	35
2.2.2.1.1. Temperatura del aire.....	36
2.2.2.1.2. Humedad relativa.....	36
2.2.2.1.3. Concentración de CO ₂	37
2.2.2.1.4. Luz	38
2.2.2.2. Variables de solución nutritiva.....	40
2.2.2.2.1. Concentración de nutrimentos.	40
2.2.2.2.2. Temperatura de la solución nutritiva (SN).....	40
2.2.2.2.3. Conductividad eléctrica (CE).....	41
2.2.2.2.4. pH.....	41
2.2.2.2.5. Oxígeno disuelto.	42
3. HIPÓTESIS	43
3.1. Objetivo general	43
3.1.1 Objetivos específicos.....	43

4. MATERIALES Y MÉTODOS	44
4.1. Material Biológico y Nutrición del Cultivo	44
4.2. Tratamientos	47
4.3. Etapa 1: Establecimiento del cultivo en el sistema hidropónico y estimación de la biomasa seca total	49
4.3.1. Condiciones del sistema hidropónico con control ambiental total	49
4.3.1.1. Sistema de monitoreo de las variables ambientales y control automático de encendido/apagado de la bomba hidráulica	49
4.3.1.2. Descripción del sistema de producción Plant Factory empleado y características de la estructura.....	52
4.3.2. Variables evaluadas	56
4.3.3. Análisis estadístico	56
4.4. Etapa 2: Evaluación de la capacidad y actividad antioxidante	57
4.4.1. Variables evaluadas	57
4.4.2. Obtención de extractos.....	57
4.4.3. Capacidad antioxidante	58
4.4.3.1. ABTS ^{•+} (2,2'azinobis-(3-etilbenzotiazolina)-6-sulfónico).....	58
4.4.3.2. DPPH [•] (1,1-difenil-2-picril-hidrazilo)	59
4.4.3.3. FRAP (Poder antioxidante reductor del Hiero).....	59
4.4.4. Actividad antioxidante.....	60
4.4.4.1. Folin-Ciocalteu.....	60
4.4.5. Análisis estadístico	60
4.5. Etapa 3: Determinación de las curvas de absorción nutrimental para N, P, K, Ca, Mg, Fe, Cu, Mn y Zn	61
4.5.1. Variables evaluadas	61
4.5.2. Obtención de los extractos	61
4.5.3. Análisis estadístico	62
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	64
5.1. Crecimiento	64
5.1.1. Peso Seco	64
5.1.2. Curvas de crecimiento	71
5.1.3. Absorción Nutrimental	73
5.1.3.1. Curvas de absorción nutrimental para N, P y K	81
5.1.4. Cantidad total de luz acumulada (CLA).....	86
5.2. Compuestos Antioxidantes	88
5.2.1. Polifenóles Totales (PFT)	88
5.2.2. Capacidad Antioxidante (ABTS ^{•+} , DPPH [•] y FRAP).....	93
6. CONCLUSIONES	105
7. RECOMENDACIONES	106
8. BIBLIOGRAFÍA	107
9. APÉNDICE	117

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Composición de la solución nutritiva y las fuentes de nutrientes comerciales empleados en el presente experimento.	46
Cuadro 2. Composición de la radiación electromagnética emitida por las fuentes de iluminación LED empleadas en este experimento.	48
Cuadro 3. Producción total de peso seco en plantas de romero (parte aérea+raíz) a los 0, 20, 40 y 60 días después de trasplante (DDT) bajo tres tratamientos de intensidad de luz: $t_1=111.8$; $t_2=191.0$ y $t_3=183.3 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$).	70
Cuadro 4. Producción total de peso fresco en plantas de romero (parte aérea+raíz) a los 0, 20, 40 y 60 días después de trasplante (DDT) bajo tres tratamientos de intensidad de luz: $t_1=111.8$; $t_2=191.0$ y $t_3=183.3 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$).	70
Cuadro 5. Peso seco real (g) en plantas de <i>Rosmarinus officinalis</i> (parte aérea+raíz) para los tres tratamientos: $t_1=111.8$; $t_2=191.0$ y $t_3=183.3 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.	77
Cuadro 6. Absorción nutrimental real ($\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$) de macronutrientes (N, P, K, Ca y Mg) en plantas de <i>Rosmarinus officinalis</i> (parte aérea+raíz) para el $t_1 = 111.8 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.	78
Cuadro 7. Absorción nutrimental real ($\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$) de macronutrientes (N, P, K, Ca y Mg) en plantas de <i>Rosmarinus officinalis</i> (parte aérea+raíz) para el $t_2 = 191.0 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.	78
Cuadro 8. Absorción nutrimental real ($\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$) de macronutrientes (N, P, K, Ca y Mg) en plantas de <i>Rosmarinus officinalis</i> (parte aérea+raíz) para el $t_3 = 183.3 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.	79
Cuadro 9. Absorción nutrimental real ($\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$) de micronutrientes (Fe, Cu, Mn y Zn) en plantas de <i>Rosmarinus officinalis</i> (parte aérea+raíz) para el $t_1 = 111.8 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.	79
Cuadro 10. Absorción nutrimental real ($\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$) de micronutrientes (Fe, Cu, Mn y Zn) en plantas de <i>Rosmarinus officinalis</i> (parte aérea+raíz) para el $t_2 = 191.0 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.	80
Cuadro 11. Absorción nutrimental real ($\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$) de micronutrientes (Fe, Cu, Mn y Zn) en plantas de <i>Rosmarinus officinalis</i> (parte aérea+raíz) para el $t_3 = 183.3$	

	$\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4) por planta, unidad de superficie (m^2) y volúmen (m^3) de cultivo.	80
Cuadro 12.	Cantidad de luz acumulada a los 60 DDT para el cultivo de <i>Rosmarinus officinalis</i> L. establecido en un sistema Plant Factory.....	87
Cuadro 13.	Concentración de polifenoles totales (PFT) en mEq AG (Ácido gálico) por gramo de hojas frescas de romero a los 0, 20, 40 y 60 días después de trasplante (DDT). ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4).....	92
Cuadro 14.	Contenido de polifenoles totales (PFT) en mEq AG (Ácido gálico) por planta de romero a los 0, 20, 40 y 60 días después de trasplante (DDT) para los 3 tratamientos, basado en la cantidad total de biomasa fresca. ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4).	92
Cuadro 15.	Capacidad antioxidante ABTS en mEq T (Trolox) por gramo de hojas frescas de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT. ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4).....	102
Cuadro 16.	Capacidad antioxidante ABTS en mEq T (Trolox) por planta a los 0, 20, 40 y 60 DDT para los 3 tratamientos basado en la cantidad total de biomasa fresca. ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4).	102
Cuadro 17.	Capacidad antioxidante DPPH en mEq AG (Ácido gálico) por gramo de hojas frescas de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT. ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4).	103
Cuadro 18.	Capacidad antioxidante DPPH en mEq AG (Ácido gálico) por planta de Romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT para los 3 tratamientos basado en la cantidad total de biomasa fresca. ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4).....	103
Cuadro 19.	Capacidad antioxidante FRAP en mEq AG (Ácido gálico) por gramo de hojas frescas de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT. ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4).	104
Cuadro 20.	Capacidad antioxidante FRAP en mEq AG (Ácido gálico) por planta de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT para los 3 tratamientos basado en la cantidad total de biomasa fresca. ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4).....	104

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 1. Descripción del esquema empleado para la programación del sistema de monitoreo de las variables climáticas y el control automático de encendido/apagado de la bomba hidráulica..... 51
- Figura 2. Distribución espacial y conformación de cada nivel de la estructura de soporte para el sistema hidropónico de tipo torre (en cm)..... 54
- Figura 3. Ilustración representativa de la estructura para el sistema hidropónico NFT de tipo torre empleado en la producción de romero en SPPF y distribución de los tratamientos de luz empleados en este experimento. 55
- Figura 4. Comparación de medias de peso seco por planta entre tratamientos a través del tiempo (0, 20, 40 y 60 DDT) para el cultivo de romero hidropónico. Las barras verticales indican la desviación estándar de la media entre 4 repeticiones. Las letras minúsculas indican la diferencia estadística entre las medias de los tratamientos ($p \leq 0.05$). 68
- Figura 5. Comparación de medias de peso seco por planta entre muestreos por cada tratamiento de luz para el cultivo de romero hidropónico. Las barras verticales en cada punto indican la desviación estándar de la media entre 4 repeticiones. Las letras minúsculas indican la diferencia estadística entre las medias de los tratamientos ($p \leq 0.05$). 69
- Figura 6. Curva de crecimiento del cultivo de *Rosmarinus officinalis* L. basado en la producción de peso seco total (parte aérea+raíz) bajo tres tratamientos de intensidad de luz: $t_1=111.1$; $t_2=191.0$ y $t_3=183.3 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, cultivada en un Sistema Plant Factory. Las barras verticales en cada punto representan la desviación estándar entre las repeticiones ($n=4$). 72
- Figura 7. Absorción nutrimental total de macroelementos por planta de romero (parte aérea+raíz) en base a peso seco a los 60 DDT para los 3 tratamientos. Las barras verticales indican la desviación estándar entre el número de repeticiones ($n=4$). Las letras minúsculas representan la comparación de medias entre los tratamientos ($p \leq 0.05$). 74
- Figura 8. Absorción nutrimental total de microelementos por planta de romero (parte aérea+raíz) en base a peso seco a los 60 DDT para los 3 tratamientos. Las barras verticales indican la desviación estándar entre el número de repeticiones ($n=4$). Las letras minúsculas representan la comparación de medias entre los tratamientos ($p \leq 0.05$). 75
- Figura 9. Curva de absorción de N por planta para los 3 tratamientos entre muestreos para el cultivo de romero. Las barras verticales indican la desviación estándar de la media entre las repeticiones ($n=4$) de cada tratamiento. .. 83
- Figura 10. Curva de absorción de P por planta para los 3 tratamientos entre muestreos para el cultivo de romero. Las barras verticales indican la desviación estándar de la media entre las repeticiones ($n=4$) de cada tratamiento. .. 84

- Figura 11. Curva de absorción de K por planta para los 3 tratamiento entre muestreos para el cultivo de romero. Las barras verticales indican la desviación estándar de la media entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. .. 85
- Figura 12. Comparación de medias entre tratamientos del contenido de PFT en mEq AG (Ácido gálico) por planta de romero a través del tiempo en hojas frescas de Romero. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos ($p \leq 0.05$)..... 90
- Figura 13. Comparación de medias del contenido de PFT en mEq AG (Ácido gálico) por planta entre los distintos muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT) en hojas frescas de romero. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos ($p \leq 0.05$)..... 91
- Figura 14. Comparación de medias entre tratamientos de la capacidad antioxidante de hojas frescas de romero en mEq T (Trolox) por planta por medio de ensayo ABTS a través del tiempo. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos ($p \leq 0.05$)..... 96
- Figura 15. Comparación de medias entre tratamientos de la capacidad antioxidante de hojas frescas de romero en mEq AG (Ácido gálico) por planta por medio de ensayo DPPH a través del tiempo. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos. 97
- Figura 16. Comparación de medias entre tratamientos de la capacidad antioxidante de hojas frescas de romero en mEq AG (Ácido gálico) por planta por medio de ensayo FRAP a través del tiempo. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos..... 98
- Figura 17. Comparación de medias de la capacidad antioxidante ABTS en mEq T (Trolox) por planta para los distintos muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT). Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre los distintos muestreos. 99
- Figura 18. Comparación de medias de la capacidad antioxidante DPPH en meq AG (Ácido gálico) por planta para los distintos muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT). Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre los distintos muestreos. 100
- Figura 19. Comparación de medias de la capacidad antioxidante FRAP en mEq AG (Ácido gálico) por planta para los distintos muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT). Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre los distintos muestreos. 101

ÍNDICE DEL APÉNDICE

A 1. Código de programación para el monitoreo, registro y almacenamiento de las distintas variables ambientales como: temperatura, humedad relativa, concentración de CO ₂ ambiental e intensidad de luz.	117
A 2. Código de programación para el control automático de encendido/apagado del sistema de iluminación y bomba hidráulica.	125
A 3. Sensores y equipos empleados para el sistema de monitoreo y almacenamiento de las variables climáticas.	129
A 4. Equipos empleados para el desarrollo del sistema de control de encendido/apagado de la bomba hidráulica y el sistema de iluminación (aunque este último no se manipuló, tal como se menciona en materiales y métodos)..	130
A 5. Distribución espacial de las plantas en el sistema hidropónico, con una densidad de población total de 360 pl•m ³	131
A 6. Distribución de los tratamietos en el sistema hidropónico Plant Factory.	132
A 7. Establecimiento de plantas de romero en sistema hidropónico con control ambiental total (Plant Factory). Las plantas de la imagen corresponden al t3 (azul+rojo+suplemento de luz blanca).	133
A 8. Plantas de romero a los 0 DDT (inicio del experimento). Las plantas de la imagen corresponden al t3 (azul+rojo+suplemento de luz blanca).	134
A 9. Crecimiento vegetativo de plantas de romero a los 60 DDT (final del experimento) para los 3 tratamientos de luz.	135
A 10. Producción real de biomasa fresca y seca (kg), y absorción nutrimental real (g) de romero (parte aérea+raíz) por m ³ a los 60 DDT en un sistema Plant Factory, bajo las condiciones de luz presentes en el t3 (rojo+azul+suplemento de luz blanca).	136

LISTA DE ABREVIATURAS

SPPF	Sistema de producción Plant Factory
RFA	Radiación Fotosintéticamente Activa
LED	Diodo emisor de luz
LID	Luz integral diaria
HPS	Lámparas de sodio a alta presión
SN	Solución nutritiva
NFT	Nutrient Film Technique
HR	Humedad relativa
CE	Conductividad eléctrica
EUA	Estados Unidos de América
PVC	Policloruro de vinilo
HDPE	High Density Polyethylene
LDPE	Low Density Polyethylene
DDT	Días después de trasplante
DDP	Días después de la plantación
DCA	Diseño completamente al azar
PFT	Polifenoles totales
CA	Capacidad antioxidante
DPPH	1,1-difenil-2-picril-hidrazilo
ABTS	2,2'azinobis-(3-etilbenzotiazolina)-6-sulfónico
FRAP	Ferric reductor antioxidant power
mET	Milieuivalentes de trolox
mEAG	Milieuivalentes de ácido gálico
\bar{X}	Media
DE	Desviación estándar
n	Tamaño de muestra

R²	Coeficiente de determinación
CLA	Cantidad de luz acumulada
W	Watt o vatio
H	Hora
ha	Hectárea
HCl	Ácido clorhídrico
mL	Mililitro
L	Litro
mol•día	Moles por día
μmol•m⁻²•s⁻¹	Micromoles por metro cuadrado por segundo
IAF	Índice de área foliar
N	Nitrógeno
P	Fósforo
K	Potasio
Ca	Calcio
Mg	Magnesio
Fe	Fierro
Cu	Cobre
Mn	Manganeso
Zn	Zinc
CABI	Centro de Agricultura y Biociencia Internacional
USDA	United States Department of Agriculture
SIAP	Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera
SADER	Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural
SAGARPA	Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación

RESUMEN

La presente investigación estuvo dividida en tres etapas. En la primera etapa se estimó el peso seco total en plantas completas de romero (parte aérea+raíz) en diferentes muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT). En la segunda etapa se determinó la capacidad antioxidante mediante métodos de ABTS^{•+}, DPPH[•] y FRAP; Folin-Ciocalteu, para estimar el contenido de polifenoles totales (PFT). En la tercera etapa se determinó la absorción nutrimental total (N, P, K, Ca, Mg, Cu, Fe, Mn y Zn). Las plantas se establecieron en un sistema Plant Factory con control de temperatura, humedad relativa, concentración de CO₂ ambiental y suministro de la solución nutritiva. Se evaluó la influencia de la calidad-intensidad de luz LED en tres tratamientos: t1=111.8 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ (rojo+azul), t2=191.0 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ (rojo+azul) y t3=183.3 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ (rojo+azul+suplemento de luz blanca). Los resultados de biomasa seca mostraron diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.05$); con un mayor crecimiento vegetativo en el t3. En capacidad y actividad antioxidante se obtuvieron diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos y fechas de muestreo; el t3 tuvo el mayor contenido de PFT y capacidad antioxidante por planta al final del experimento (60 DDT). Los resultados reportados de la acumulación de compuestos antioxidantes se basaron en el peso fresco por planta, así mismo, el t3 tuvo la mayor absorción nutrimental para N, P, K y Cu al final del experimento (60 DDT), que coincide con el crecimiento vegetativo en cada uno de los muestreos.

1. INTRODUCCIÓN

La luz es considerada como un factor ambiental indispensable que influye en el crecimiento y desarrollo de las plantas, siendo la principal fuente de energía para algunos procesos metabólicos esenciales como la fotosíntesis y la fotomorfogénesis (Jiao *et al.*, 2007; Liu, 2011); además de influir en la producción de algunos compuestos antioxidantes. Las plantas tienen la capacidad de responder a la intensidad y calidad de luz (Zhang y Folta, 2012) mediante distintos fotorreceptores (fitocromos, criptocromos y fototropinas) que se activan bajo longitudes de ondas específicas (Liu, 2011). Tener un control total de la iluminación en la producción de los cultivos promueve la interacción de estos fotorreceptores en las plantas, por lo que este aspecto se considera de gran importancia para el descubrimiento y la implementación de nuevos paquetes tecnológicos que puedan ser útiles en la producción y establecimiento de distintas especies vegetales (Kozai, 2007; Kozai y Niu, 2016).

Los términos de calidad e intensidad de luz, fotoperiodo y luz integral diaria (LID) son elementos clave de la condición de luz. Algunas investigaciones recientes (Jokhan *et al.*, 2012; Lin *et al.*, 2013; Sabzalian *et al.*, 2014) han demostrado que la combinación de luces LED roja, azul y blanca puede ser una fuente de luz efectiva para el crecimiento y desarrollo de las plantas, y que los espectros, intensidades y duraciones de fotoperiodo pueden ser manipulados fácilmente en sistemas de producción Plant Factory. El uso de diodos emisores de luz (LED) en la producción

de especies vegetales en ambientes controlados permite proporcionar niveles de flujo de fotones fotosintéticamente activos más altos (de al menos $500 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) y una mayor relación de intensidad de luz a radiación de calor en comparación con los sistemas de iluminación convencionales. Los sistemas de producción Plant Factory permiten establecer un control total de las variables climáticas, proveyendo de condiciones ambientales óptimas que modifican significativamente aspectos fundamentales primarios de las especies vegetales e incrementan la acumulación de biomasa, absorción nutrimental y contenido de compuestos antioxidantes (Hammock, 2018).

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Generalidades del Cultivo de *Rosmarinus officinalis*

El romero es una planta aromática de tipo arbustivo originaria de la zona del Mediterráneo y cultivada en distintas regiones del mundo debido a sus múltiples usos que pueden ser culinarios, medicinales y ornamentales. Según la Global Compendium of Weeds o Compendio Mundial de Malezas es considerada como una planta invasiva (Randall, 2012) en algunos países de América como Cuba (Oviedo *et al.*, 2012). Tiene la capacidad de propagarse tanto por semilla como por esquejes (Missouri Botanical Garden Plant Finder, 2014), tolera bien las altas temperaturas y la sequía, prosperando en áreas con distintos tipos de suelo (generalmente arcillosos o arcillo-arenosos) y con niveles que van desde bajos hasta medios en nutrientes esenciales (Floridata, 2014). En México se le considera como una planta medicinal por sus propiedades curativas y es ampliamente utilizada en los estados del sur y centro del país para fines médicos y culinarios, gracias a sus aceites esenciales, mientras que en algunos estados al norte es empleada como una planta ornamental en jardines residenciales, debido a sus múltiples usos: desde cubiertas vegetales, setos o (dependiendo de la variedad) como planta colgante, en macetas fijas o hasta topiarios (Reader's Digest, 2008).

2.1.1. Características Botánicas

La clasificación taxonómica reportada en el presente trabajo de investigación fue establecida por el Centro de Agricultura y Biociencia Internacional (CABI) y coincide con la reportada por el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA) y la propuesta por Carlos Linneo en 1753. Sin embargo, en el año 2017 fue incluida dentro del género *Salvia* por Drew *et al.* (2017), recibiendo el nombre oficial de *Salvia rosmarinus* Schleiden, en honor a Schleiden, quien le otorgó por primera vez este nombre en 1852. Aunque anteriormente estaba incluida dentro del género *Rosmarinus* (del cual obtiene su nombre científico anterior), éste ahora se considera un género menor o subgénero que forma parte del género *Salvia*.

Taxonomía anterior propuesta por Carlos Linneo en 1753:

Dominio: Eukaryota

Reino: Plantae

Filo: Spermatophyta

Subfilo: Angiospermae

Clase: Dicotyledonae

Subclase: Astéridas

Orden: Lamiales

Familia: Lamiaceae

Subfamilia: Nepetoideae

Género: Rosmarinus

Especie: Rosmarinus officinalis

Taxonomía actual establecida por Drew *et al.*, 2017 y Schleiden en 1852:

Dominio: Eukaryota

Reino: Plantae

Filo: Streptophyta

Subfilo: Angiospermae

Clase: Dicotyledonae

Subclase: Astéridas

Orden: Lamiales

Familia: Labiatae

Subfamilia: Nepetoideae

Género: Salvia

Subgénero: Rosmarinus

Especie: *Salvia rosmarinus*

Pertenece a la familia de las *Labiatae* o labiadas (anteriormente conocida como *Lamiaceae*) (Sotelo *et al.*, 2002; Sardans *et al.*, 2005) que comprende alrededor de 200 géneros y 3,200 especies de plantas, algunas de ellas con un alto interés agronómico y medicinal por sus propiedades curativas y usos culinarios (Hawai University, 2014). Esta familia incluye algunas de las especies vegetales mayormente conocidas por su alto contenido de aceites esenciales, como lavanda (*Lavandula angustifolia* L.), salvia (*Salvia divinorum* L.) albahaca (*Ocimum basilicum* L.), menta (*Mentha spicata* L.) y orégano (*Origanum vulgare* L.). El género *Rosmarinus* está conformado principalmente por arbustos de hoja perenne, estrechas y aromáticas (Royal Horticultural Society, 2014).

Su nombre deriva del Latín “ros” y “maris” o “marinus”, que significa "rocío del mar", haciendo referencia a su centro de origen en la zona costera del Mediterráneo (Stearn, 1992; Reader’s Digest, 2008). Otros autores como Pío Font Quer (1980) reportan que su nombre proviene del griego ῥῶψ o “rhops” que significa arbusto y del μυρίνος o “myrinos”, que significa aromático, siendo ésta una interpretación mayormente relacionada a su anterior nombre científico *Rosmarinus officinalis* (Drew *et al.*, 2017), que es a su vez, la especie más conocida y cultivada dentro de su género.

Es considerada como una planta de tipo arbustiva con tallos laterales erectos y hojas estrechas, debido a que sus entrenudos son relativamente cortos. Sus hojas tienen forma de espigas y son de color verde brillante, aunque posee tonalidades más claras o blanquecinas en el envés, debido a un alto número de tricomas, son además opuestas, lanceoladas y llegan a medir entre 1.5 y 3 cm de longitud (González, 2013) dependiendo de la variedad. Cuando se encuentra en una etapa vegetativa temprana, sus tallos son frágiles y verdosos, pero conforme la planta crece, éstos comienzan a lignificarse en la parte inferior de manera que se vuelven leñosos o semileñosos, otorgándoles mayor resistencia. El tamaño de la planta es variable y depende de distintos factores como el manejo del cultivo, la densidad de población, variedad, intensidad y frecuencia de poda, aunque generalmente oscila entre los 50 y 120 cm de altura (Castro *et al.*, 2013). Puede florecer hasta dos veces al año (dependiendo de las condiciones de clima), la primera ocurre en primavera y la segunda en invierno. Sus flores pueden ser blancas, lilas, púrpuras o moradas y en algunos casos azules, con tonalidades claras y acompañadas de pequeños

manchones violáceos (Guzmán, 1999; Mendiola y Montalbán, 2009; Khorshidi, 2009).

2.1.2. Requerimientos climáticos

Por su centro de origen primario (Mediterráneo: España, Túnez, Francia y Marruecos), puede cultivarse en climas generalmente calurosos, templados y secos, y también a diferentes alturas sobre el nivel medio del mar, oscilando entre los cero y hasta los 1,800 msnm. Prefiere los climas templados en otoño-invierno (6 a 26 °C) y calurosos en primavera-verano (27 a 35 °C), no tolera bien las heladas ni las bajas temperaturas, pues en su región de origen rara vez éstas descienden a los 0 °C. La humedad relativa debe estar entre baja y media (10 a 50%), con una radiación solar alta (superiores a $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) y una precipitación pluvial promedio de entre 400 a 600 mm/año⁻¹ (Bonilla y Martínez, 2010; Castro *et al.*, 2013; González, 2013).

2.1.3. Requerimientos de suelo

El cultivo de romero requiere de suelos con un buen drenaje aunque algo compactos (franco-arenoso o arcillo-arenoso) con un pH que puede ir desde moderadamente ácido hasta ligeramente alcalino (de 5.5 a 8) (Bonilla y Martínez, 2010; Castro *et al.*, 2013; González, 2013). Numerosos autores (Sánchez, 2005; Bareño, 2006; Alarcón, 2011; González, 2013) han reportado que para obtener un óptimo desarrollo del cultivo es necesario que el suelo tenga un buen drenaje (suelos livianos y pedregosos, franco-arcillo-arenosos con baja presencia de limo y altos porcentajes de arena) para evitar excesos de humedad, encharcamientos, anegamientos y problemas relacionados con estos parámetros como clorosis y muerte ascendente de la planta.

2.1.4. Requerimientos Nutrimientales

En general no requiere de altos contenidos nutrimentales, ya que suelen desarrollarse bien en suelos con niveles de fertilidad media-baja. Sin embargo, al momento de cada corte la planta pierde una gran parte de su biomasa (que representa la acumulación de materia seca, fotoasimilados y otros nutrimentos), por lo que su nutrición debe considerarse como un factor relevante para su adecuado desarrollo y establecimiento. Su fertilización dependerá de la frecuencia e intensidad con la que se lleven a cabo los cortes. Se recomienda realizar un análisis foliar y bromatológico al final de cada ciclo para determinar su contenido nutrimental y así estimar posibles deficiencias (Sánchez, 2005).

Castro *et al.* (2013) y Bonilla y Martínez (2010) reportan que el romero requiere de niveles intermedios de macronutrientes (principalmente N, P y K) durante la mayor parte de su ciclo, aunque se sugiere adicionar altas cantidades de nitrógeno después de cada corte con el propósito de promover la formación de nuevos brotes y así mantener la producción, teniendo en cuenta que un exceso en el contenido de N disminuye la calidad de su aceite esencial.

Mehrizi *et al.* (2011) reportaron algunos de los efectos de la interacción entre el elemento Zn y distintos niveles de salinidad (con NaCl) en la acumulación de materia seca, contenido de polifenoles totales (PFT), actividad de eliminación de radicales libres (DPPH) y potencial reductor antioxidante férrico (FRAP) en plantas de romero. En dicho experimento se emplearon dos concentraciones de zinc (0 y 10 mg•kg⁻¹ de Zn en forma de ZnSO₄) y tres niveles de salinidad (0, 50 y 100 mM de NaCl) disueltos en el agua de riego. Los resultados no mostraron ningún efecto significativo en la producción del peso seco con respecto a la salinidad, lo que indica el nivel de

tolerancia a esta condición por parte del cultivo. Sin embargo, a 100 mM de NaCl se incrementó el contenido de PFT, así como también la actividad antioxidante de DPPH^{*} y FRAP hasta en un 3.8 y 5%, respectivamente. Con 10 mg de Zn añadidos al suelo se incrementó el contenido de PFT en un 2%, y la actividad antioxidante de DPPH^{*} y FRAP en un 4 y 3%, respectivamente.

2.1.5. Composición química

La mayor cantidad de los principios activos se encuentra en las hojas y tallos, y en menor proporción en las flores. Las hojas de romero contienen alrededor de un 1 y hasta 2.5% de aceite esencial, el cual puede estar constituido por monoterpenos: 1.8-cineol, alfa-pineno, alcanfor, alfa-terpineol, canfeno, borneol, acetato de bornilo y linalol; diterpenos: carnosol, isorosmanol, rosmadial y rosmaridifenol; triterpenos: ácidos oleanólico y ursólico; flavonoides: diosmina, hesperidina, nepetina y nepitrina; y polifenoles: ácido rosmarínico, cafeico y ácidos fenólicos derivados del ácido cinámico (Luengo, 2008). Su composición puede variar dependiendo del órgano de la planta extraído, el grado de desarrollo de la planta o etapa fenológica e incluso de su lugar de procedencia, por ejemplo: las variedades de romero originarias de Portugal se caracterizan por tener altas concentraciones de mirceno, mientras que en Francia y Marruecos los compuestos que se encuentran en mayor concentración son el alcanfor y el cineol, respectivamente (Al-Sereiti *et al.*, 1999; Guerrero *et al.*, 2007) aunque en ocasiones estas concentraciones pueden no ser significativas estadísticamente ($p \leq 0.05$).

Los flavonoides y ácidos fenólicos contenidos en el aceite esencial de romero estimulan el sistema nervioso y circulatorio, además de ser un antiespasmódico y diurético natural (Özcan y Chalchat, 2008). Contiene principalmente monoterpenos y

derivados de éstos, los cuales constituyen un 95 a 98%, y el resto (2 a 5%) son sesquiterpenos (Angioni *et al.*, 2004; Díaz *et al.*, 2007). Los principales compuestos volátiles del romero son el alcanfor y 1.8-cineol, seguidos de borneol, verbenona, a-pineno y canfeno (Díaz *et al.*, 2007). Entre los principales compuestos activos de mayor interés clínico y farmacológico debido a sus efectos antioxidantes destacan el alcanfor, carnosol y rosmanol, ácidos caféico, rosmarínico y carnósico (Montes de Oca, 2010; Tschinggeri y Bucar, 2010). Hassanzadeh *et al.* (2017) reportaron que la concentración de éstos y otros compuestos activos fueron superiores significativamente durante el período de floración que en las etapas vegetativas previas, por lo que la época de cosecha también influye en esta variante.

2.1.5.1. Propiedades medicinales

El romero se utiliza desde la antigüedad en la medicina tradicional debido a sus múltiples propiedades curativas y terapéuticas, siendo éste su uso y aplicación externa más popular. En años más recientes ha despertado un gran interés por parte de científicos por su alto contenido de compuestos con efectos antioxidantes. El romero es carminativo, digestivo, antiespasmódico y colerético, al contener colagogos y hepatoprotectores, también es diurético, antiinflamatorio, antiulcerogénico y antioxidante, aunque la mayoría de estas propiedades farmacológicas se han demostrado mediante pruebas *in vitro* y no por medio de ensayos clínicos, por lo que su uso medicinal aún es limitado y requiere de mayor investigación (Luengo, 2008). Ejerce un efecto favorable en la digestión, estimulando la producción de jugos gástricos, relajando el músculo liso gastrointestinal, eliminando posibles espasmos y favoreciendo las secreciones gástricas. Tanto su aceite esencial, así como algunos extractos y varios de sus componentes aislados,

han demostrado tener efectos de relajación y desinflamatorios de las musculaturas lisas traqueales, intestinales y vasculares de distintos animales a nivel de laboratorio (Luengo, 2008). Vergara (2014) reportó que en experimentos realizados sobre diferentes líneas celulares de tumores presentes en humanos con la aplicación de diferentes concentraciones de carnosol (compuesto antioxidante presente en el romero) los resultados del ensayo demostraron que la viabilidad de todas las líneas de células tumorales analizadas en condiciones de cultivo *in vitro* fueron inhibidas significativamente. Bakirel *et al.* (2008) y Bustanji e Issa (2010), reportaron que la concentración de bioactivos presentes en extractos de romero (ácidos rosmarínico, clorogénico, cafeico, y gálico), fueron capaces de inhibir la síntesis de ácidos grasos en un 95.2% (lo cual es clave para la prevención y disminución del cáncer hepático), además de tener un efecto hipoglucemiante, debido al mecanismo independiente de la secreción de insulina, la inhibición de la glicosilación de proteínas y la producción de glucosa endógena.

2.1.6. Importancia comercial

El romero se destaca dentro del grupo de las plantas aromáticas por su amplia variedad de compuestos químicos que le dan un alto valor en el mercado global por sus propiedades medicinales (Cortés y Pérez, 2014), siendo ampliamente comercializado en forma de aceite esencial (otorgándole un gran valor en el mercado), o bien como una especia culinaria de usos muy variados por su versatilidad, palatabilidad y aroma. Los principales países productores de romero a nivel global son España, Marruecos, Francia y Túnez (López, 2008).

En México se producen cerca de 324 toneladas de romero fresco al año. Dicha producción está conformada únicamente por dos entidades federativas: Estado de

México (con el 90% de la producción) y Baja California Sur (con tan solo el 10% restante, es decir, alrededor de 33 toneladas) (SADER, 2017). Adicional a esto, en otros estados de la república como Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Morelos, Oaxaca, Sonora, Puebla, Tlaxcala y Veracruz se produce esta planta para fines medicinales, aunque dicha producción no está registrada por la SADER y es únicamente para uso personal o comercio local (Barni *et al.*, 2009). Según datos reportados por la SAGARPA en 2011 (hoy SADER), para ese año en México se cultivaron únicamente 50.75 ha distribuidas en los estados de Baja California Sur y Estado de México, con 11.75 y 39 ha, respectivamente; la producción anual promedio de biomasa (no se especifica si fue en materia seca o fresca) fue de 7 ton•ha⁻¹ para Baja California Sur y 6 ton•ha⁻¹ para Estado de México, teniendo mayores rendimientos en Baja California Sur, aunque la producción es significativamente menor.

2.2. Sistema de Producción Plant Factory (SPPF)

Es un una estructura aislada y casi hermética que permite tener un control total de las condiciones ambientales (Kozai, 2013), pudiendo establecer una gran cantidad de especies vegetales bajo estos sistemas de producción. Está compuesto de múltiples anaqueles, estantes o “racks” verticales, en dónde se colocan las plantas, ya sea en charolas (floating) o sobre un sistema NFT. Además del uso de lámparas como fuente de luz artificial, también se emplean otros equipos y dispositivos tecnológicos que son necesarios para la manipulación y medición de otras variables climáticas como la temperatura del aire y solución nutritiva, concentración de las unidades de CO₂ por m³, el porcentaje de humedad relativa, la intensidad de luz, niveles específicos de conductividad eléctrica y pH, entre otros, lo que permite tener un

control total de las condiciones ambientales y la nutrición vegetal; factores que determinan el crecimiento y desarrollo de las plantas. También se puede definir como el conjunto de técnicas y/o herramientas que facilitan y proveen un control ambiental total y preciso, lo que facilita el establecimiento y manejo de diversas especies vegetales (Kozai y Niu, 2016; Lu *et al.*, 2017). Los sistemas Plant Factory pueden determinar la acumulación de compuestos antioxidantes durante el ciclo de producción de un cultivo, al controlar factores como temperatura, cantidad y calidad de luz, porcentaje de humedad relativa, nutrición vegetal y concentración de CO₂ (Johkan *et al.*, 2010).

2.2.1. Elementos principales de un sistema de producción Plant Factory

Un sistema de producción Plant Factory a nivel comercial, debe estar compuesto de al menos 8 elementos principales, según expertos en el área como Kozai y Niu (2016): 1) Estructura, 2) Sistema de iluminación artificial, 3) Sistema hidropónico, 4) Fuente de energía, 5) Climatización, 6) Sistema automatizado de riego, 7) Humidificadores y 8) Sensores de control computarizados para la medición de los parámetros ambientales.

2.2.1.1. Estructura

Uno de los componentes principales que conforman un sistema de producción Plant Factory es la estructura de soporte, la cual puede ser de distintos materiales como acero, plástico o polímeros de alta densidad (HDPE, LDPE o PVC), fierro o aluminio, similares a las estructuras de un almacén o anaquel, con un aislamiento térmico y casi hermético (Kozai, 2013) que permita controlar las variables climáticas.

Esta estructura debe ser lo suficientemente resistente para soportar el peso de las plantas y demás componentes (tubería, mangueras, sensores y otros aditamentos o

equipos). Se estima que actualmente el costo de construcción y operativos de un sistema Plant Factory es elevado y en ocasiones no es asequible (Kozai, 2013), lo que puede significar un impedimento para su implementación por parte del sector privado. Sin embargo, la inversión inicial se puede reducir significativamente empleando materiales sintéticos más económicos que sustituyan algunos metales como el acero o aluminio. Una ventaja es que los costos de producción disminuyen cada año a medida que se acumula experiencia operativa y de gestión. En 2014, un SPPF en China costaba alrededor de \$4,000 dólares/m² totalmente equipado y con todos los sensores necesarios, aunque hoy en día los costos de producción deben ser inferiores debido al crecimiento en el uso de estos sistemas y a la comercialización de productos empleados para su funcionamiento (Kozai y Niu, 2016).

2.2.1.2. Sistema de iluminación artificial

El uso de lámparas LED en sistemas modernos de producción Plant Factory se ha convertido en una práctica muy común en zonas urbanas donde cada vez es más limitado el establecimiento de cultivos a cielo abierto debido al crecimiento de la urbanización, por lo que este sistema puede ser considerado como la agricultura para las grandes ciudades en un futuro próximo. La investigación y el desarrollo de tecnologías en los SPPF han atraído la atención de numerosos países del continente asiático (Corea del Sur, Singapur, Tailandia y Vietnam) (Nikkei, 2016), así como también de Europa (Países Bajos e Israel) y América (México, Panamá, Estados Unidos y Canadá), tal es el caso de la Facultad de Agronomía de la UANL, donde se han llevado a cabo numerosos trabajos de investigación desde el año 2015 a la fecha, y se han desarrollado mejoras tecnológicas en cuanto a la estructura,

funcionamiento y fuentes de iluminación más eficientes para el correcto uso de estos sistemas productivos.

Anteriormente en los SPPF la iluminación artificial se llevaba a cabo con lámparas fluorescentes como la principal fuente de iluminación en la producción de hortalizas de hoja como lechuga (*Lactuca sativa* L.), espinacas (*Spinacia oleracea* L.), cilantro (*Coriandrum sativum* L.), rúcula (*Eruca vesicaria* L.) y acelgas (*Beta vulgaris* (L.) Koch), siendo evaluadas otras especies como repollo o kale (*Brassica oleracea* L.) y pepino (*Cucumis sativus* L.) (Hernández y Kubota, 2016; Wang *et al.*, 2016). Sin embargo, con la llegada del LED, los sistemas de producción Plant Factory comenzaron a utilizar estos emisores de luz por su efectividad y ahorro de energía (Kozai y Niu, 2016; Lu *et al.*, 2017). Algunas de las ventajas de los sistemas de iluminación LED sobre otras fuentes de luz convencionales son: 1) mayor capacidad para controlar la composición del espectro electromagnético, 2) emiten niveles muy altos de luz, con salidas de calor radiante bajas, 3) su irradiación específica de radiación fotosintéticamente activa (RFA) también es superior, 4) se integra fácilmente a la tecnología digital, 5) su consumo eléctrico es inferior al de las lámparas fluorescentes y 6) no poseen mercurio u otros metales pesados. Estas ventajas han hecho que el reemplazo de las lámparas convencionales o fluorescentes por emisores de luz LED sea un factor prioritario para la investigación de este tipo de sistemas (Morrow, 2008; Saengtharatip, 2018). Adicional a esto, en la actualidad muchas de las empresas dedicadas a la fabricación de lámparas fluorescentes están cambiando su enfoque o simplemente están desapareciendo del mercado debido al peligro que representa el uso de mercurio para el ambiente y la salud humana (Egan, 2016; Panasonic, 2017).

2.2.1.3. Tipo de sistema hidropónico

2.2.1.3.1. Sistema de raíz flotante o floating. Los sistemas productivos de raíz flotante o cultivos sin suelo son técnicas ampliamente difundidas por Europa y Asia occidental desde hace más de 50 años, especialmente en las regiones áridas y semiáridas (Gruda, 2009). Este sistema consiste en el almacenamiento de la solución nutritiva dentro de una estructura con cierta profundidad, lo suficientemente hondo para permitir el crecimiento y desarrollo radicular de una especie vegetal, disminuyendo las pérdidas por lixiviación, y limitando el impacto ambiental de los sistemas de producción convencionales (Pardossi *et al.*, 2002). Estos sistemas permiten tener una mayor densidad de población (eliminando la competencia por el espacio y los nutrientes disponibles en la solución) (Zanin *et al.*, 2009), y al estar bajo condiciones de control ambiental total se disminuye el ciclo de cultivo y permite producir alimentos durante todo el año (Tomasi *et al.*, 2015).

2.2.1.3.2. Sistema NFT. El sistema hidropónico NFT (Nutrient Film Technique) es un método y/o conjunto de herramientas empleadas para la producción comercial de plántulas, hortalizas, plantas medicinales, ornamentales, germinados y forraje verde hidropónico, entre otros. Debe estar compuesto de una estructura de soporte, un sistema por el cual se recircula la solución nutritiva y que permita un adecuado desarrollo radicular, además de un sistema de riego automatizado. Se puede dividir en tres secciones principales: 1) diseño y equipo, 2) sistema operativo (nutrición, agua, clima y cubierta protectora) y 3) usos (finalidad del cultivo; verduras, plantas ornamentales, medicinales, germinados, etc.) (Cooper, 1979; 1996; Samperio, 2004).

2.2.2. Variables de control en un sistema de producción Plant Factory

Con el avance tecnológico, los sistemas de producción agrícola en ambientes controlados han sido impulsados por el uso de nuevas máquinas inteligentes, equipo computarizado y sensores de mayor precisión, que hacen que los datos generados por estos sistemas crezcan a gran escala y tengan un mayor alcance (Alipio *et al.*, 2019). La agricultura inteligente no solo se refiere al manejo tecnológico y la gestión de tareas realizadas dentro del sistema de producción, sino también en el almacenamiento de datos en tiempo real (Wolfert *et al.*, 2017), los cuales otorgan al agricultor de conocimiento relevante al momento de tomar decisiones o realizar mejoras en el sistema. El constante monitoreo y control total del ciclo de producción agrícola mediante el uso de sistemas tecnificados y sensores de mayor precisión garantizan la calidad y cantidad de los productos de origen vegetal destinados para consumo humano y pecuario (Borgia, 2014).

2.2.2.1. Variables ambientales

El consumo de energía requerido para un SPPF dependerá directamente de las condiciones climáticas externas y los requerimientos de cada cultivo. Los principales factores climáticos que pueden ser controlados en un SPPF son luz, temperatura y humedad relativa. El CO₂ puede controlarse de manera parcial o ser suministrado de manera artificial al sistema, aunque las fluctuaciones en los niveles de CO₂ dentro del sistema suelen ser variadas y hasta cierto punto inestables, debido a que cuando se encuentra una o más personas dentro de una habitación completamente hermética se exhala CO₂ y se consume oxígeno, por lo tanto estos niveles se incrementan por lapsos de tiempo relativamente cortos durante el día.

2.2.2.1.1. Temperatura del aire. La temperatura se considera un factor determinante para el crecimiento y desarrollo de las plantas y desempeña un papel fundamental para el establecimiento de especies vegetales en cualquier sistema de producción (Aronne *et al.*, 2006). Debido a que el sistema Plant Factory nos permite tener un control total sobre las condiciones climáticas podemos otorgarle a cualquier cultivo la temperatura ambiental óptima requerida. Para el caso del cultivo de romero, al tratarse de una especie nativa de la zona del Mediterráneo, sus temperaturas óptimas oscilan entre los 18 y 26 °C, lo cual se logra fácilmente con un aire acondicionado convencional.

2.2.2.1.2. Humedad relativa. La humedad relativa es un factor que está directamente relacionado con el establecimiento, la producción y las diferentes variables de rendimiento de cualquier especie vegetal (Lionjanga y Sampaio, 2019). Dentro de un SPPF se pueden presentar incrementos momentáneos de hasta el 100% de humedad relativa (que es el máximo punto de saturación de humedad en el aire) cuando todas las lámparas permanecen apagadas. Esto resulta en una tasa de transpiración baja o casi nula, pudiendo ocasionar diversos trastornos fisiológicos en las plantas. Para evitar esto es recomendable dividir los niveles del sistema en dos o tres grupos y encender las lámparas de cada grupo durante períodos de 12 a 16 h por día, manteniendo una constante rotación para generar calor las 24 h del día.

La humedad relativa óptima para el cultivo del romero oscila en un rango de entre 60% a 80% de acuerdo a lo reportado por Castro *et al.*, (2013), sin embargo, Aronne *et al.* (2006) establecen que este factor únicamente afecta al cultivo de manera significativa durante la etapa de floración y no es determinante durante el resto del

ciclo de cultivo, por lo que el romero puede adaptarse bien a condiciones adversas de humedad en el ambiente sin reducir su crecimiento vegetativo.

2.2.2.1.3. Concentración de CO₂. La concentración de CO₂ ambiental es considerada como uno de los factores ambientales de mayor impacto en los ecosistemas agrícolas (Ainsworth y Rogers, 2007). El aumento en la concentración de dicha variable puede producir incrementos en el contenido total de compuestos secundarios a base de carbono (como terpenos) y otros compuestos antioxidantes (Samuoliené *et al.*, 2012; Park *et al.*, 2013), así como también de carbohidratos (Sirtautas *et al.*, 2012).

Numerosas investigaciones han demostrado que la concentración de CO₂ en el ambiente produce incrementos en el crecimiento de las plantas (Kimball *et al.*, 2002; Erda *et al.* 2005), aumentando la tasa fotosintética neta en plantas C3 y la asimilación del ion carbono, estimulando el crecimiento de plantas C4 bajo condiciones altas de humedad y disminuyendo la fotorrespiración (Li *et al.*, 2013). En otros estudios realizados (Pietrini *et al.*, 2016) se reportaron incrementos en el crecimiento o acumulación de biomasa y la absorción nutrimental en plantas de *Lemna minor* L. al aumentar la concentración de CO₂ en el ambiente.

Para el suministro de CO₂ en sistemas Plant Factory se pueden emplear tanques presurizados dirigidos a la solución nutritiva, o bien, de forma química se puede adicionar un ácido fuerte a carbonato de calcio, ya que dicha reacción libera CO₂ al ambiente, aunque esta práctica es poco utilizada y generalmente no se requiere en este tipo de sistemas.

En los SPPF se puede alcanzar concentraciones tan altas de CO₂ (superiores a las 2,000 ppm) que promueven una mayor acumulación de materia seca durante un

período de tiempo menor, acortando así el ciclo del cultivo (Park *et al.*, 2012; Kozai y Niu, 2016; Avendaño, 2019).

2.2.2.1.4. Luz

La luz es considerada como un factor ambiental indispensable que influye sobre el desarrollo y crecimiento de las plantas, además de ser la principal fuente de energía para la fotosíntesis y fotomorfogénesis (Jiao *et al.*, 2007; Liu, 2011). Las plantas tienen la capacidad de responder a la intensidad y calidad de luz (Zhang y Folta, 2012) por medio de distintos fotorreceptores (fitocromos, criptocromos y fototropinas) que se activan bajo longitudes de onda específicas (Liu, 2011). Por ello, los sistemas de iluminación para la producción de cultivos en ambientes controlados son de suma importancia (Kozai, 2007). La calidad (longitud de onda emitida) e intensidad de luz (flujo de fotones por unidad de área a través del tiempo), así como el fotoperiodo (cantidad de horas de luz/oscuridad durante 24 h) son elementos clave de la condición de luz.

2.2.2.1.4.1. Intensidad de luz. La intensidad de luz se refiere a la cantidad o flujo de fotones presentes por unidad de superficie en un período de tiempo específico (en este caso $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$). La intensidad de luz es un factor que influye sobre el crecimiento de las plantas, además de generar un aumento en la acumulación de biomasa (Hunter y Burritt, 2004; Li y Kubota, 2009; Stutte *et al.*, 2009; Johkan *et al.*, 2010).

2.2.2.1.4.2. Calidad de luz. Se puede definir como el espectro de las longitudes de onda que inciden sobre las plantas para poder llevar a cabo la fotosíntesis y otros procesos fisiológicos como biosíntesis, acumulación y retención de fitoquímicos vegetales (Ilić y Fallik, 2017).

2.2.2.1.4.3. Fotoperíodo. Es el tiempo (expresado en horas) al cuál está expuesto un organismo a una fuente de luz natural o artificial durante un día. El fotoperíodo influye sobre numerosos procesos metabólicos en las plantas (Nitschke *et al.*, 2017) como la fotosíntesis, floración y crecimiento. En los sistemas de producción en ambientes controlados se tiene un control total del fotoperíodo, obteniendo una mayor producción en menor tiempo y de mejor calidad (mayor acumulación de biomasa y de compuestos antioxidantes; alimentos libres de agroquímicos, frutos más uniformes y de mayor calibre, etc.).

El fotoperíodo no es considerado como un factor que determine directamente la producción de ningún componente específico de las plantas en un SPPF. Sin embargo, si está relacionado con la calidad e intensidad de la luz, debido a que, si la planta recibe la intensidad y calidad de luz necesarias durante un período de 4 h (teniendo en cuenta ambos factores como los componentes de luz más importantes en la producción), no es necesario agregar una mayor intensidad de luz o cambiar la calidad y composición del espectro electromagnético emitido por la fuente de luz artificial, por lo tanto, es un término que depende directamente de otros factores ligados a la producción y no se puede tomar como un componente esencial que modifique directamente este aspecto.

2.2.2.1.4.4. Luz Integral Diaria (LID). Describe la cantidad total acumulada de fotones fotosintéticamente activos (en un rango de 400–700 nm) recibidos durante un período de 24 h (Craver y López, 2016). Estudios realizados por Currey y López (2015), Faust *et al.* (2005) y Hernández y Kubota (2012) reportaron que la LID influye en el crecimiento y morfología de las plantas de acuerdo con su acumulación de biomasa seca total y absorción de nutrimentos esenciales.

2.2.2.2. Variables de solución nutritiva

2.2.2.2.1. Concentración de nutrimentos. El control total de las condiciones de crecimiento de un cultivo, particularmente la concentración de nutrimentos en la solución nutritiva es uno de los aspectos de mayor importancia para la producción de cultivos en un sistema Plant Factory. Algunas propiedades de la solución nutritiva, como la concentración de nutrimentos, las formulaciones químicas de dichos elementos, la temperatura, conductividad eléctrica y el pH de la solución nutritiva pueden afectar el rendimiento y la calidad de los cultivos. Por ello, los sistemas Plant Factory representan una práctica agrícola importante, ya que permite tener un control total y preciso de la nutrición de las plantas y también puede mejorar la producción por unidad de superficie y las características nutraceuticas de las especies vegetales (Nicola *et al.*, 2004; Kozai y Niu, 2016). Sin embargo, los sistemas hidropónicos tienen una capacidad de amortiguación limitada con respecto al suministro de nutrimentos, así como el valor de pH de las soluciones, en comparación con el sistema de cultivo en suelo. Esto implica que las soluciones de nutrientes deben calibrarse y corregirse durante todo el período de crecimiento para satisfacer la demanda de los cultivos y garantizar la calidad y cantidad de producción (Avendaño, 2019).

2.2.2.2.2. Temperatura de la solución nutritiva (SN). Ésta influye en el grado de dilución de un soluto, en este caso de los fertilizantes comerciales. Es probable que este fenómeno ocurra incluso para las soluciones hidropónicas, considerando sus variaciones diarias y/o mensuales de temperatura en sistemas de producción en ambientes controlados (Dalla Costa *et al.*, 2011; Cortella *et al.*, 2014). La temperatura de la solución nutritiva tiene un efecto sobre la cantidad de oxígeno disuelto en el

agua. Cuando las temperaturas descienden a los 17-20 °C (o menos) se pueden presentar concentraciones promedio de 14 ppm de oxígeno disuelto en el agua y al incrementarse la temperatura hasta los 30 °C puede disminuir hasta 5 ppm el oxígeno disuelto (Samperio, 2004).

2.2.2.2.3. Conductividad eléctrica (CE). Generalmente se mide para realizar ajustes precisos en la solución nutritiva. Sin embargo, la CE no proporciona información sobre la composición química de la solución y no tiene en cuenta que las plantas tienen una preferencia diferente por los nutrientes, así como por la forma (cationes o aniones) que podrían conducir a una composición de nutrientes desequilibrada si no se controla adecuadamente. Esta tarea se puede lograr con sistemas automatizados (Domingues *et al.*, 2012) o sistemas computarizados asociados con el uso de electrodos selectivos de iones (Kim *et al.*, 2013; Rius *et al.*, 2014).

2.2.2.2.4. pH. En general el rango deseable para que la mayoría de las especies vegetales absorban una mayor cantidad de nutrientes oscila entre los 5.8 a 7.5. Cuando los niveles de pH son inferiores a 5.5 se incrementa el riesgo de toxicidad por aluminio y manganeso. También se limita la capacidad de intercambio catiónico, además de presentarse deficiencias de calcio y magnesio, mientras que por encima de los 7.5 se reduce la disponibilidad de fósforo y todos los microelementos esenciales con excepción del molibdeno (Rodríguez-Fuentes y Rodríguez-Absi, 2015).

En sistemas de producción con ambiente controlado los niveles de pH pueden ser manipulados y estandarizados fácilmente con la ayuda de ácidos fuertes como ácido clorhídrico (HCl) y sulfúrico (H₂SO₄) y aunque estos niveles van cambiando con el

paso de los días, mediante el monitoreo constante de éste y otros parámetros se puede intervenir de manera inmediata para mantener siempre las mismas condiciones.

2.2.2.2.5. Oxígeno disuelto. En los SPPF se puede adicionar oxígeno a la solución nutritiva de forma artificial y relativamente económica. La cantidad de oxígeno que puede estar disuelta en la solución dependen del nivel de fertilización en la solución nutritiva y del tamaño o las dimensiones del sistema hidropónico. Las formas más sencillas de agregar oxígeno puede ser por medio de tanques o bombas aireadoras u oxigenadoras, las cuales tienen un bajo consumo de energía que oscila entre los 10 y 20 W (watts o vatios), dependiendo de la potencia de la bomba, o bien manteniendo una buena circulación del agua constantemente.

3. HIPÓTESIS

El sistema de producción Plant Factory influye sobre el crecimiento vegetativo, actividad y capacidad antioxidante y absorción nutrimental total de las especies vegetales.

3.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de la luz LED en la producción de biomasa, actividad y capacidad antioxidante, así como estimar la absorción nutrimental total en plantas de romero cultivadas en un sistema Plant Factory.

3.1.1 Objetivos específicos

1. Evaluar el efecto de 3 intensidades de luz LED sobre la producción de biomasa seca en plantas de *Rosmarinus officinalis* establecidas en un sistema de producción Plant Factory.
2. Estimar la concentración de polifenoles totales y capacidad antioxidante.
3. Determinar la absorción nutrimental total para los elementos N, P, K, Ca, Mg, Fe, Cu, Zn y Mn.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

La investigación se llevó a cabo en los Laboratorios de Hidroponía y Ambientes Controlados, Química y Bioquímica del Campus de Ciencias Agropecuarias de la UANL, ubicado en el municipio de General Escobedo, Nuevo León, México y en el Laboratorio de Suelos, Aguas y Plantas de la Facultad de Agronomía (UANL), Unidad Marín, ubicado en dicho municipio.

4.1. Material Biológico y Nutrición del Cultivo

Las plantas de romero fueron adquiridas en un vivero comercial. Éstas tenían un peso fresco inicial de 8.075 g (± 0.9) y 1.2 g (± 0.17) de peso seco, una altura de 15 cm (± 2.0) y un ancho de 3 mm (± 1.0) en la base del tallo (estos promedios fueron obtenidos de 8 plantas tomadas completamente al azar) (Apéndice 8). Al ingresar al sistema hidropónico las plantas no presentaron ningún síntoma de enfermedad, presencia de plagas o deficiencias nutrimentales aparentes, únicamente se presentaron síntomas de estrés por falta de luz y marchitamiento de algunas hojas viejas en menos del 20% de las plantas adquiridas, por lo que se prosiguió a eliminar todo tipo de tejido vegetal dañado con tijeras de corte previamente desinfectadas con alcohol al 70%. Se retiró todo tipo de sustrato de las raíces de las plantas y fueron colocadas en el sistema hidropónico a “raíz lavada”. Las plantas fueron sumergidas en agua previo a la siembra para evitar cualquier tipo de estrés fisiológico. Se sembró un total de 360 plantas en 2 m³ (Apéndice 5). Se utilizó una tela de esponja o

güata (que es un material textil fabricado con fibras sintéticas y se emplea como relleno y aislante térmico) para darle soporte a la planta en el sistema NFT. Una vez aclimatadas las plantas se mantuvieron las siguientes condiciones ambientales: 22.7 °C temperatura del aire (± 1.6) y 25 °C de temperatura en solución nutritiva (± 2), 2.58 dS/m de conductividad eléctrica (± 0.04), 40.6% de humedad relativa (± 7.9) y 329.1 ppm de CO₂ (± 38.2).

La solución nutritiva utilizada (Cuadro 1) fue la propuesta por Rodríguez *et al.* (2011), empleando fertilizantes comerciales y considerando la calidad del agua empleada para su elaboración (agua de la red de abastecimiento público) que fue de 7.86 de pH, 0.68 dS/m de conductividad eléctrica, 24.7 °C de temperatura promedio y 85.2 ppm de cloro, suficiente para cubrir los requerimientos del cultivo, por lo que no fue necesario la adición de este microelemento. La solución nutritiva fue renovada en su totalidad cada 7 días, tomando en cuenta los parámetros anteriores.

Cuadro 1. Composición de la solución nutritiva y las fuentes de nutrientes comerciales empleados en el presente experimento.

Elemento	Concentración (mg L⁻¹)	Fuente
N	200	-----
P	60	NH ₄ H ₂ PO ₄
K	250	KNO ₃
Ca	200	Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O
Mg	50	Mg(NO ₃) ₂
S	100	H ₂ SO ₄
Fe	0.5	FeSO ₄ ·7H ₂ O
Mn	0.25	MnSO ₄ ·H ₂ O
B	0.25	H ₃ BO ₃
Cu	0.03	CuSO ₄ ·5H ₂ O
Zn	0.25	ZnSO ₄ ·H ₂ O
Mo	0.01	Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O

4.2. Tratamientos

Se evaluaron tres tratamientos de intensidad y calidad de luz: t1=111.8 (rojo+azul), t2=191.0 (rojo+azul) y t3=183.3 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ (rojo+azul+suplemento de luz blanca) (Apéndice A6), bajo un diseño experimental completamente al azar (DCA) con un arreglo en parcelas divididas y 4 repeticiones por tratamiento, además de una unidad experimental de 15 plantas. La densidad de población fue de 60 $\text{pl}\cdot\text{m}^{-2}$. Las características de la calidad de luz específica para cada tratamiento se presenta en el Cuadro 2, las cuales fueron obtenidas mediante un espectroradiómetro Apogee modelo SS-110.

Cuadro 2. Composición de la radiación electromagnética emitida por las fuentes de iluminación LED empleadas en este experimento.

		Intensidad de luz ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)			
Color	Longitud de onda	t ₁	t ₂	t ₃	
Azul	450-495	70.6	114.4	92.0	
Verde	495-570	0.0	0.0	32.5	
Rojo	620-800	41.2	76.6	58.8	
Porcentaje (%) de luz R:A		36.9:63.1	40.1:59.9	32.0:50.1	
Intensidad de luz		Total	111.8	191.0	183.3
Luz Integral Diaria ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$)		Total	9.65	16.50	15.83

*Algunos de los colores que componen el espectro electromagnético (como amarillo, violeta o naranja) no fueron identificados por el equipo empleado en este experimento, aunque si son emitidos en menor proporción por las lámparas blancas o de amplio espectro utilizadas en el t3.

Para el desarrollo de esta investigación se establecieron 3 etapas, las cuales se dividieron de la siguiente manera: 1) Establecimiento del cultivo de romero en el sistema hidropónico con control ambiental total y estimación de la biomasa seca total, 2) Evaluación de la capacidad y actividad antioxidante y por último, 3) Determinación de la absorción nutrimental total y curvas de absorción de los elementos esenciales para el cultivo de romero.

4.3. Etapa 1: Establecimiento del cultivo en el sistema hidropónico y estimación de la biomasa seca total

El establecimiento de las plantas de romero se llevó a cabo en el Laboratorio de Sistemas de Producción en Ambientes Controlados del Campus de Ciencias Agropecuarias de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León, Unidad Escobedo. Las plantas se sembraron a una densidad de población de $60 \text{ pl} \cdot \text{m}^{-2}$ (Apéndice 7).

4.3.1. Condiciones del sistema hidropónico con control ambiental total

4.3.1.1. Sistema de monitoreo de las variables ambientales y control automático de encendido/apagado de la bomba hidráulica

Se elaboró un esquema para la programación del encendido y apagado de la bomba hidráulica y la toma de datos de las variables ambientales mencionadas al inicio de Materiales y Métodos. El esquema de programación para el funcionamiento de este sistema está descrito en la Figura 1, la cual está dividida en dos partes independientes (Apéndice A1 y A2). La primera se encargó de registrar y almacenar cada una de las lecturas de temperatura del aire, humedad relativa, y concentración de CO_2 ambiental cada 30 min a través de sensores específicos, el software de

adquisición de datos fue un DAQ-PLX (marca Parallax Inc. EUA) y un archivo de base de datos de Microsoft Excel (Microsoft, EUA). La segunda programación se encargó solamente del encendido y apagado de la bomba hidráulica debido a que el fotoperiodo utilizado fue de 24 h y no hubo necesidad de manipular el tiempo de apagado y encendido de las lámparas. El tiempo de encendido de la bomba se fijó a 2 minutos, con una frecuencia 30 minutos entre cada riego.

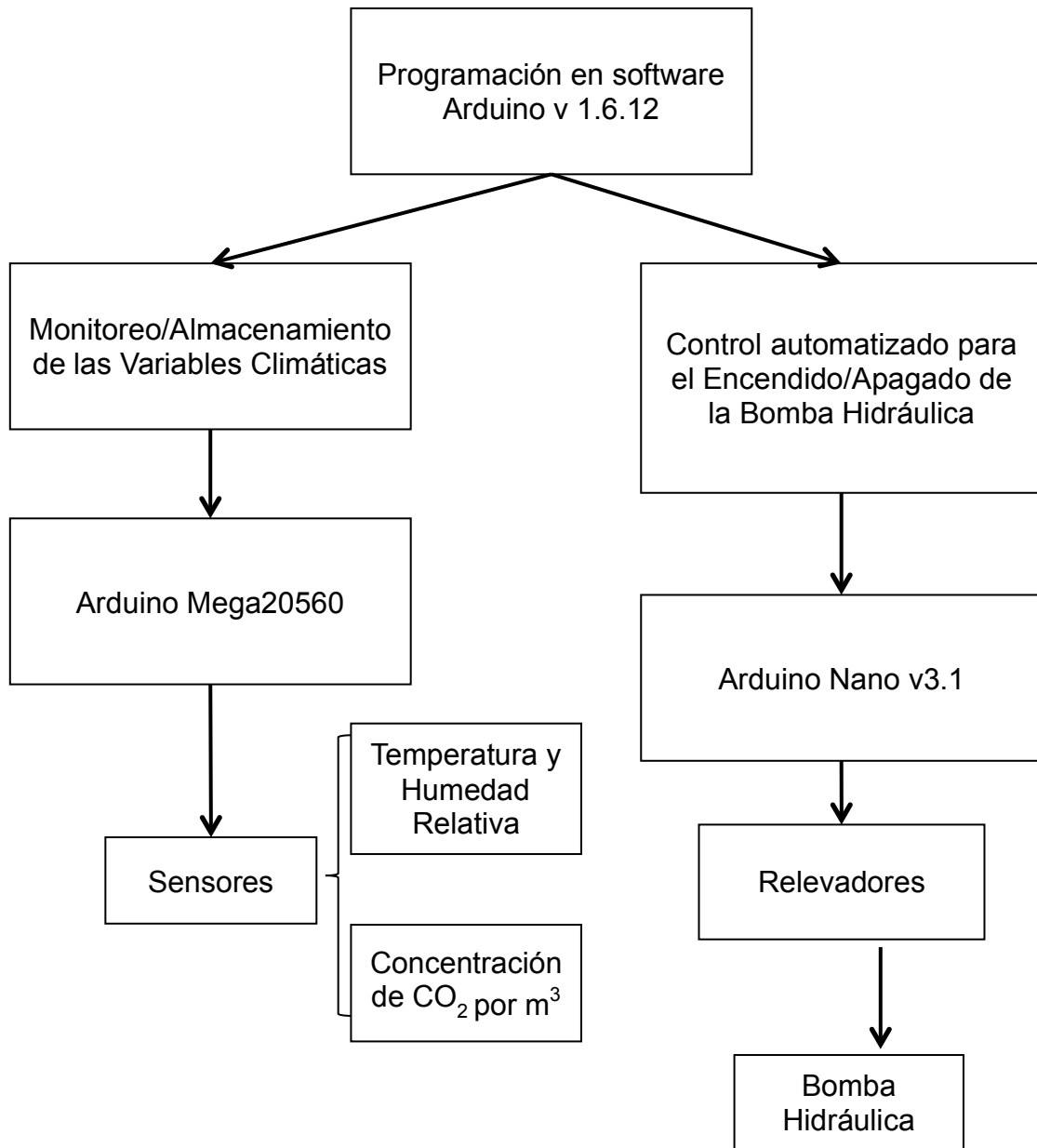


Figura 1. Descripción del esquema empleado para la programación del sistema de monitoreo de las variables climáticas y el control automático de encendido/apagado de la bomba hidráulica.

Para el sistema de monitoreo y almacenamiento de variables climáticas (Apéndice A3) se empleó una plataforma de hardware de código abierto (Arduino Mega20560, Arduino Srl., Italia) en la cual se conectaron los sensores de temperatura y humedad relativa (Grove Temperature & Humidity Sensor modelo v1.0, Seeed Technology Co., Ltd., China) y el sensor para la concentración de CO₂ ambiental (CO₂ Sensor modelo +MG811, Sandbox Electronics, EUA).

Para el control automático del encendido/apagado de la bomba hidráulica también se empleó el mismo sistema de hardware pero con otro modelo (Arduino nano v3.1, Arduino Srl., Italia), además de 2 módulos relevadores que funcionan como actuadores (Apéndice A4). Esta programación se encargó de controlar el funcionamiento de 2 bombas hidráulicas con una potencia de 1/2 HP cada una (Apéndice A4). La programación fue realizada utilizando el software Arduino v 1.6.12 (ARDUINO, 2016).

4.3.1.2. Descripción del sistema de producción Plant Factory empleado y características de la estructura

El sistema hidropónico utilizado fue de tipo NFT en forma de torre o anaquel. La estructura estuvo conformada con un total de 6 niveles separados a 33 cm entre cada uno y una superficie de 1 m², equivalente a un volumen total de producción de 2 m³, donde cada m³ representó una sección de la estructura. Cada uno de los niveles estuvo conformado por un sistema de 7 tubos de policloruro de vinilo (PVC) de 110 mm de diámetro en color blanco (esto con la finalidad de reflejar la luz emitida por las lámparas y disminuir el crecimiento de algas), con una longitud de 1.15 m y separados de centro a centro de cada tubo a 13.8 cm. Las tuberías se conectaron

por medio de inserciones con gomas, codos y uniones tee's, además de mangueras de polietileno de alta densidad de 8 mm de diámetro. De los 7 tubos de PVC que conforman cada uno de los niveles, 4 de ellos cuentan con 10 orificios mientras que el resto solo cuenta con 9, esto para lograr una siembra a tresbolillo o intercalado, optimizando el espacio y permitiendo un mayor crecimiento de las plantas, obteniendo así una densidad de población de hasta 67 plantas por m² (Figura 2). Para darle soporte a la estructura se emplearon 4 barras de estantería de fierro con una longitud de 3.1 m a las que se le colocaron 7 niveles con medidas de 0.99 X 0.99 X 0.03 m y una distancia de separación entre estos de 33 cm. A cada uno de los niveles se le instaló el sistema de tuberías agrupados en dos secciones (3 niveles por cada sección) unidas mediante las mismas conexiones mencionadas anteriormente (Figura 3 y Apéndice A3).

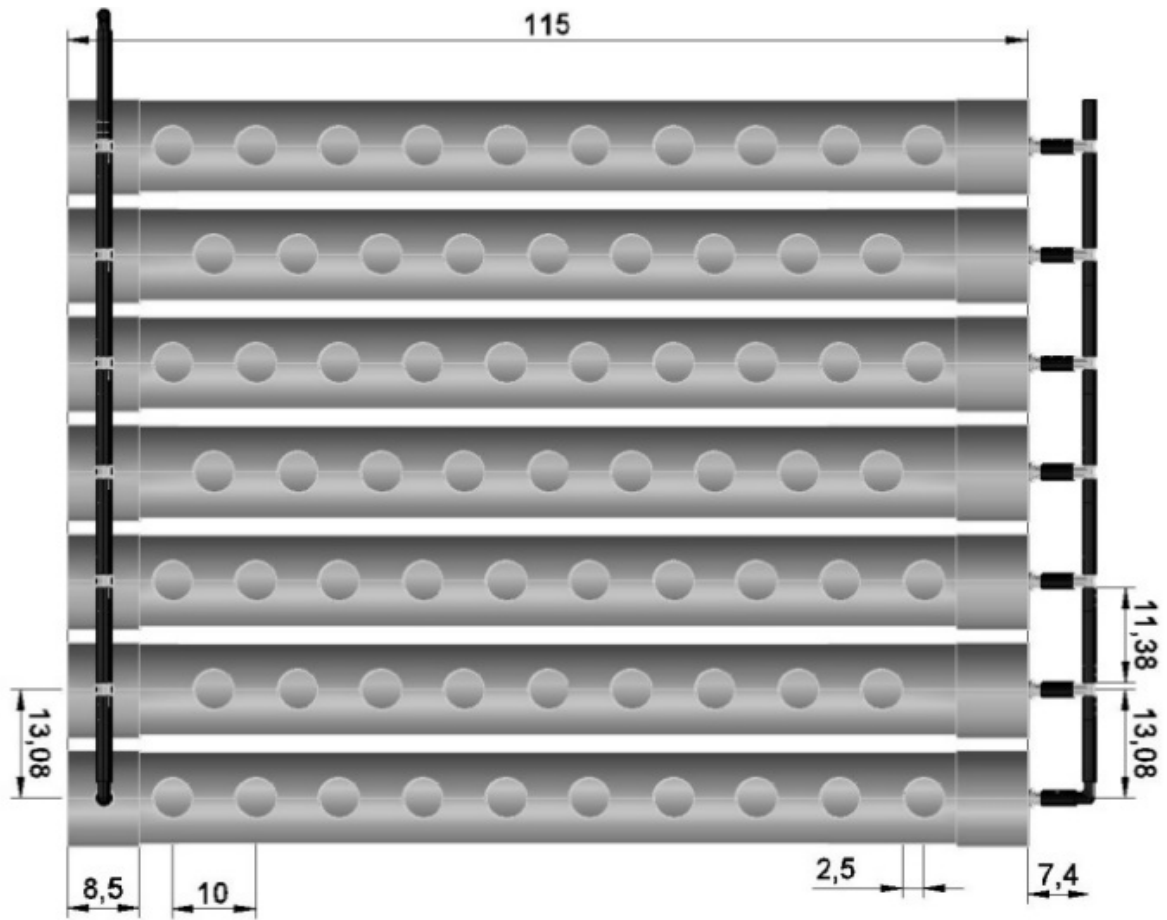


Figura 2. Distribución espacial y conformación de cada nivel de la estructura de soporte para el sistema hidropónico de tipo torre (en cm).

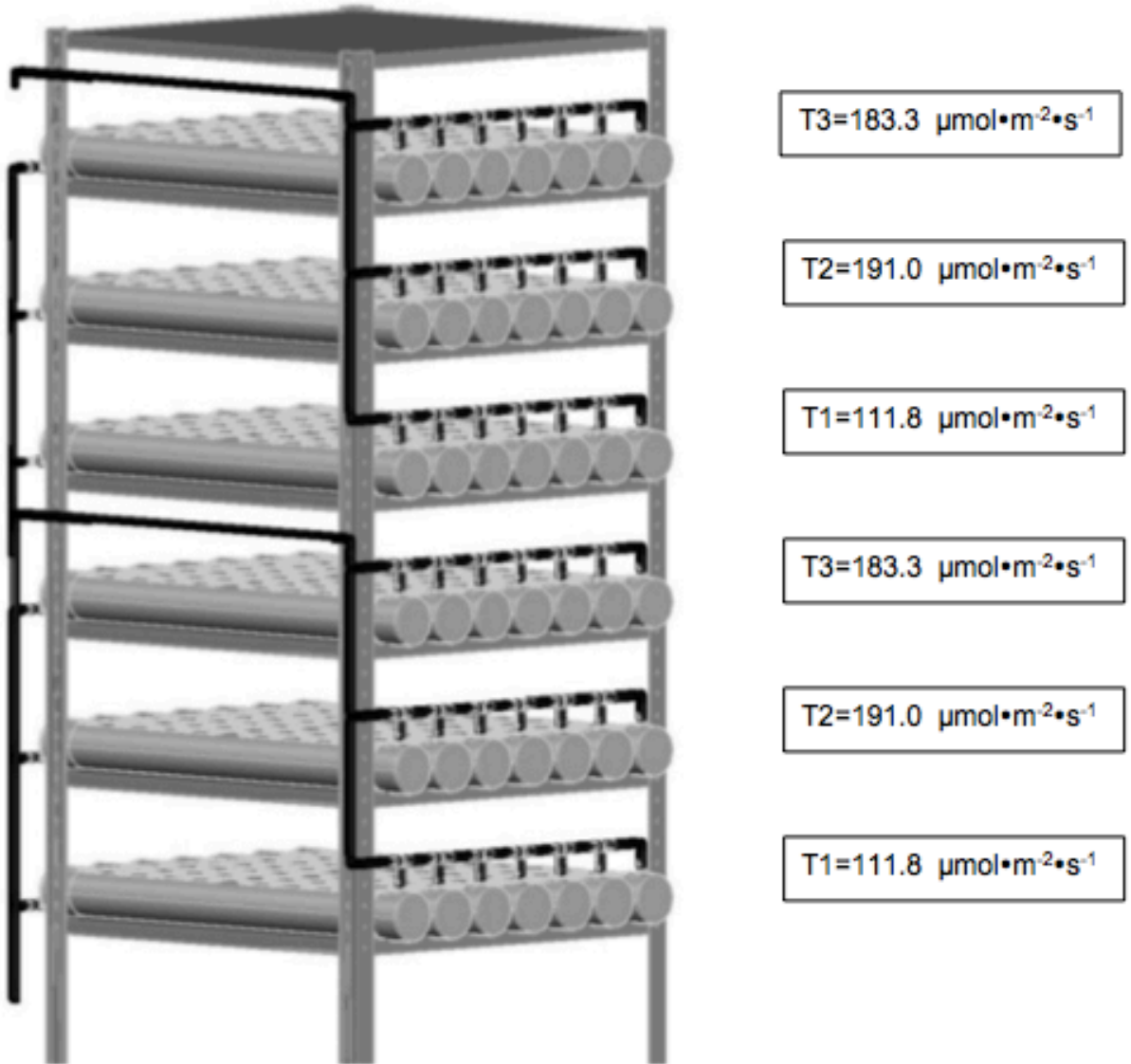


Figura 3. Ilustración representativa de la estructura para el sistema hidropónico NFT de tipo torre empleado en la producción de romero en SPPF y distribución de los tratamientos de luz empleados en este experimento.

4.3.2. Variables evaluadas

Para la estimación de la biomasa seca total se realizaron muestreos al inicio del experimento (0 DDT) y cada 20 días después del trasplante, siguiendo con esta misma frecuencia durante un período de 60 días, obteniendo un total de 4 muestreos. Se extrajo una planta completa (parte aérea+raíz) por repetición y se tomó el peso fresco de cada una antes de ser colocadas dentro de bolsas de papel (con su identificación) y puestas en una estufa de secado a 50 °C hasta peso constante (período aproximado de 5 a 7 días). Luego de ese lapso se pesaron en una balanza analítica para obtener el peso seco total en g.

4.3.3. Análisis estadístico

Los resultados de peso seco total por planta se obtuvieron mediante un diseño experimental completamente al azar (DCA) con un arreglo de tratamientos en parcelas divididas con 4 repeticiones, dónde la unidad experimental fue de 15 plantas. Las parcelas estuvieron compuestas por 3 tratamientos de luz (en parcela grande) y 4 fechas de muestreo (en parcela chica). El tamaño de muestra fue de una planta por repetición en los 4 muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT). Los resultados obtenidos fueron analizados con el Software Estadístico InfoStat versión 2019 (actualizada el 20/09/2019) y se realizó una comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$) con ayuda del Paquete estadístico de diseños experimentales (programa de cómputo) versión 2.5 de la FAUANL (Olivares, 1994).

4.4. Etapa 2: Evaluación de la capacidad y actividad antioxidante

4.4.1. Variables evaluadas

La capacidad antioxidante se evaluó mediante métodos de ABTS⁺ (2,2'azinobis-(3-etilbenzotiazolina)-6-sulfónico), FRAP (Poder Antioxidante Reductor de Hierro) y DPPH (1,1-difenil-2-picril-hidrazilo) y la actividad antioxidante por medio de Folin-Ciocalteau, este último para estimar la cuantificación de polifenoles totales.

4.4.2. Obtención de extractos

La capacidad y actividad antioxidante fueron evaluada por medio de extractos obtenidos de la maceración de hojas frescas de romero, tomando 1 g de muestra y agregando 10 mL de metanol puro con ayuda de micropipetas a una concentración de 1:10 (sólido:líquido). Las muestras fueron colocadas dentro de un refrigerador industrial a -13 °C (aproximadamente) durante 24 h. Para la extracción de los compuestos bioactivos se utilizó una medida de relación sólido:líquido 1:10 (p/v), utilizando agua destilada como diluyente (Erkan, Aytanci y Eyranci, 2008; Vicente *et al.*, 2011; Molnár, Rippel y Bocsi, 2013; Gomes *et al.*, 2020). La dilución se preparó con 1.8 mL de H₂O destilada más 0.2 mL de muestra en tubos de microdilusión marca Eppendorf™ de 2 mL en color ámbar. Las muestras fueron colocadas dentro microplacas de polipropileno (C₃H₆)_n de 96 cavidades, transparente y con forma de “U” al fondo utilizando micropipetas analíticas de distintos volúmenes. Cada muestra y curva de calibración se analizó por triplicado debido a la sensibilidad del análisis. Para la lectura de las absorbancias se empleó un Lector Multi-Modal de Microplacas Synergy™ HTX, marca BioTek.

4.4.3. Capacidad antioxidante

Los métodos empleados para estos ensayos fueron los reportados por van den Berg, R., Haenen, van den Berg, H. y Bast (1999) para la evaluación de la inhibición de radicales libres ABTS^{•+}; Brand-Williams, Cuvelier y Berset (1995) para la determinación de inhibición de los radicales DPPH[•]; Benzie y Strain (1996) para el ensayo de capacidad o poder antioxidante reductor de hierro o FRAP y George, Brat, Alter y Amiot (2005) para la detección de Polifenoles Totales (PFT) utilizando el reactivo de Folin-Ciocalteu, con algunas modificaciones en la cantidad de muestra y reactivos utilizados.

Los resultados obtenidos de la capacidad antioxidante se reportaron en miliequivalentes (mEq) a las concentraciones de las curvas de los reactivos Trolox y ácido gálico correspondientes por cada planta de romero, considerando su biomasa fresca total (mEq T o AG•pl⁻¹) y se calculó mediante ecuaciones de regresión lineal obtenidas de las mismas curvas de calibración.

4.4.3.1. ABTS^{•+} (2,2'azinobis-(3-etilbenzotiazolina)-6-sulfónico)

Se preparó una solución mezclando 2 mL de ABTS^{•+} al 7.4 mM y 1 mL de Persulfato de Potasio (K₂S₂O₈), ambos en metanol al 80%, y se dejó oxidar por 12 h en un frigorífico antes de ser utilizada. Posteriormente se ajustó la absorbancia de la solución ABTS^{•+} a 1.0 diluyendo con metanol al 80% y a una longitud de onda de 734 nm que es su punto máximo de absorbancia. Las muestras se prepararon dentro de un microplacas de polipropileno agregando 15 µL de curva de calibración Trolox (la cual se obtuvo diluyendo 200 ppm de una solución stock Trolox con H₂O destilada a diferentes concentraciones: 0, 20, 40, 60, 80 y 100 ppm) y 15 µL de extracto diluido.

El tiempo de reacción duró 30 min dentro del equipo en oscuridad y luego se tomó la lectura a una longitud de onda de 734 nm.

4.4.3.2. DPPH[•] (1,1-difenil-2-picril-hidrazilo)

Se utilizó una solución stock de 60 μ M de DPPH[•] diluida en metanol al 80%, la cual se ajustó a una absorbancia de 1.0 y fue leída bajo una longitud de onda de 517 nm (máximo punto de absorbancia). Para este ensayo se utilizaron 15 μ L de curva de calibración con ácido gálico a diferentes concentraciones y la misma cantidad de muestra de extractos diluidos. Se evaluaron en el equipo Lector Multi-Modal de Microplacas, marca BioTek a 517 nm.

4.4.3.3. FRAP (Poder antioxidante reductor del Hierro)

Para el ensayo FRAP (*Ferric Reducing Antioxidant Power*, por sus siglas en inglés) se emplearon las siguientes soluciones:

1. Una solución Buffer de Fosfatos a un pH de 7 de acuerdo con la siguiente relación: 61.5 mL de fosfato de potasio dibásico (K_2HPO_4) al 1M + 38.5 mL de Fosfato de potasio monobásico (KH_2PO_4) al 1 M y aforando a 1 L con agua destilada.
2. Solución de Ferrocianuro de Potasio ($C_6N_6FeK_4$) a una concentración del 1%.
3. Solución de ácido Tricloroacético (CCl_3COOH) a una concentración del 10%.
4. Solución de Cloruro Férrico ($FeCl_3$) a una concentración del 0.1%.
5. Curva de calibración de ácido gálico (a 20, 50, 70, 90, 110 y 150 ppm).

Se mezclaron 5 μ L de curva de calibración con ácido gálico y 12 μ L de la solución Buffer de Fosfatos en cada uno de los pocillos correspondientes. Se colocó cada una de las muestras en los pocillos del microplacas y se agregaron el resto de los

reactivos al momento indicado por el equipo de Lector Multi-Modal. Se tomaron las lecturas a una longitud de onda de 700 nm. Las concentraciones reportadas fueron las mismas a los métodos anteriores.

4.4.4. Actividad antioxidante

4.4.4.1. Folin-Ciocalteu

El contenido de compuestos fenólicos totales o polifenoles totales (PFT) se estimó por medio del reactivo de Folin-Ciocalteu. Las muestras fueron obtenidas mediante extractos diluidos con H₂O destilada, al igual que los métodos anteriores. Se colocaron 25 µL de curva de calibración con ácido gálico y la misma cantidad de muestra en el microplacas. Se agregaron 25 µL de reactivo Folin-Ciocalteu a cada uno de los pocillos correspondientes y después se mezcló todo con una solución de Carbonato de Sodio (Na₂CO₃) a una concentración de 75 g/L una vez que fueron colocadas las muestras en el Lector Multi-Modal. Las lecturas de la absorbancia se tomaron a una longitud de ondas de 765 nm. El contenido de PFT se reportó en miligramos equivalentes de ácido gálico por kilogramo de muestra fresca (mg EAG kg⁻¹) basado en la ecuación de regresión de una curva de calibración establecida con ácido gálico de 0 a 200 mg•L⁻¹.

4.4.5. Análisis estadístico

Debido a la sensibilidad de los análisis antioxidantes se aplicó un criterio del 8% a los valores obtenidos en la absorbancia para evitar errores de variación entre los resultados. El criterio consiste en analizar por triplicado cada una de las muestras y obtener la media de los tres valores, considerando para el promedio final solo

aquellos que tengan una diferencia menor al promedio por un 8% con respecto a la media.

Se utilizó un diseño completamente al azar (DCA) en parcelas divididas, dónde la parcela grande fue la intensidad de luz y la parcela chica el tiempo de muestreo (0, 20, 40 y 60 DDT), tomando en cuenta una unidad experimental de 15 plantas. Los resultados obtenidos se analizaron con el Software Estadístico InfoStat versión 2019 (actualizada el 20/09/2019) y la comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$) con ayuda del Paquete estadístico de diseños experimentales (programa de cómputo) versión 2.5 de la FAUANL (Olivares, 1994).

4.5. Etapa 3: Determinación de las curvas de absorción nutrimental para N, P, K, Ca, Mg, Fe, Cu, Mn y Zn

4.5.1. Variables evaluadas

Se determinó el contenido total de nutrimentos esenciales al final del experimento (60 DDT) tomando en cuenta la acumulación de biomasa seca total por planta de romero.

4.5.2. Obtención de los extractos

Para los análisis de absorción nutrimental se utilizó una planta completa (parte aérea+raíz) por cada repetición tomada al azar; se colocaron dentro de una estufa de secado a 50 °C hasta peso constante (período aproximado de 5 a 7 días). Las muestras de planta seca fueron molidas de forma mecánica en un molino con cuchillas de acero inoxidable hasta obtener un polvo de granulometría fina (con un tamaño aproximado a 600 micras), con el cual se prepararon los extractos. El procedimiento de digestión seca para obtener las cenizas del material biológico

consistió en pesar de 0.2 a 1 g de muestra en una balanza granataria (en el caso de este experimento se emplearon 0.2, 0.3 y 0.5 g según el caso) y se colocaron dentro de crisoles de porcelana para más tarde someterse a temperaturas de 450-500 °C dentro de una estufa de secado (marca Lab Ovens modelo 40 GC de Quincy Lab, Inc. EUA) durante un período aproximado de 4 h. Una vez que se enfriaron las muestras se humedecieron con 2 mL de HCl concentrado y se evaporó lentamente a baño María o sobre una estufa o plancha caliente (este procedimiento duró aproximadamente 45-60 min). Posteriormente se agregó HCl al 1 N y se filtró con papel Whatman #1, aforando a 25 mL. Estos extractos se diluyeron a distintas concentraciones para ser analizadas posteriormente siguiendo las metodologías reportadas por Rodríguez-Fuentes y Rodríguez-Absi (2015), con excepción del N, el cual se analizó directamente con muestras molida de planta. El contenido de N total fue estimado por el método de Kjeldahl con algunas modificaciones en la cantidad de muestra y los reactivos empleados (Rodríguez-Fuentes y Rodríguez-Absi, 2015). Para la determinación del contenido de fósforo total se obtuvo a partir de extractos sin diluir y se analizó por medio de espectroscopia óptica. Se utilizaron equipos de espectrofotometría óptica (Spectronic®, modelo Helios Epsilon, EUA) y espectrofotometría de absorción atómica (UNICAM Solar®, modelo 9626).

4.5.3. Análisis estadístico

Los resultados de las concentraciones de cada nutrimento se reportaron en mg de elemento por kg de materia seca y posteriormente se estimó el contenido total por planta tomando en cuenta su peso seco total al final del experimento (60 DDT) menos el peso seco que tenía la planta inicialmente a los 0 DDT.

Para los elementos N, P y K se estimaron las curvas de absorción nutrimental a través del tiempo, para evaluar su comportamiento en base a la acumulación de biomasa seca total.

Los valores finales se analizaron bajo un diseño completamente al azar con 4 repeticiones y una unidad experimental de 15 plantas. Se utilizó el Software Estadístico InfoStat versión 2019 (actualizada el 20/09/2019) y allí mismo se obtuvo la comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$).

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Crecimiento

5.1.1. Peso Seco

Los resultados del análisis estadístico mostraron una diferencia significativa ($p \leq 0.05$) en la producción de biomasa seca total (Figura 4) entre tratamientos; el t3 obtuvo la mayor producción de peso seco al final del experimento (60 DDT), lo que puede atribuirse a la composición del espectro electromagnético y la presencia de otros colores que no se incluyen en los tratamientos t1 y t2, como el verde (495-570 nm) y amarillo (570-590), debido a que actúan como reguladores de crecimiento y en combinación con otros espectros de luz (como azul y rojo) producen incrementos en la producción de peso seco (Folta, 2004; Kim *et al.*, 2004; Kokalj *et al.*, 2016; Li *et al.*, 2018). Estos resultados coinciden con los de Ahmad *et al.* (2016) quienes reportaron que la luz LED blanca o de amplio espectro resultó ser la más efectiva para la producción de biomasa seca en el cultivo de *Stevia rebaudiana* (Bert.) (establecido en un sistema similar a un Plant Factory) en comparación al resto de los tratamientos suplementados únicamente con luces LED monocromáticas o de un solo espectro (azul, verde o rojo).

Yang *et al.* (2019) reportaron que el espectro de luz amarilla promovió una mayor acumulación de biomasa seca y compuestos bioactivos (flavonoides) en hojas de *Epimedium pseudowushanense*, concluyendo que la luz amarilla tuvo efectos

positivos sobre el número de brotes por planta y el contenido de biomasa total, incrementando la eficiencia fotosintética del cultivo.

Raffo (2020) reportó una disminución en el peso fresco y seco total en plantas de romero de hasta un 55% y 59%, respectivamente, al disminuir la intensidad de luz en un 75% respecto a la cantidad máxima (100%). Sin embargo, en el presente experimento la intensidad de luz no tuvo un efecto significativo entre los tratamientos t2 y t3. Otros estudios (Chang *et al.*, 2009; Beaman *et al.*, 2009; Walters y Currey, 2018) realizados con albahaca (*Ocimum basilicum* L.) (especie vegetal similar al romero y perteneciente a la misma familia), reportaron mayores incrementos en el peso seco total a medida que se incrementó la intensidad de luz (reportada como LID o luz integral diaria), dónde los valores máximos de LID fueron de 24.9 y 28,8 mol•m⁻²•d⁻¹, respectivamente; valores muy superiores a los empleados en este experimento (9.65, 16.50 y 15.83 mol•m⁻²•d⁻¹).

Mortensen y Stromme (1987) estudiaron los efectos de distintos tratamientos de luz LED monocromáticos en comparación a la luz natural emitida por el sol en cultivos anuales (lechuga y tomate) y una especie perenne (crisantemo). Los resultados demostraron que tanto el peso fresco como el seco fueron inferiores significativamente en los tratamientos de luz LED rojo y azul, mientras que la luz natural del sol y la combinación con luces verdes y amarillas fueron superiores en ambos parámetros (dónde la intensidad de luz fue igual para todos los tratamientos, de 209 μmol•m⁻²•s⁻¹, cambiando únicamente la composición de los espectros de luz). Para el cultivo de tomate la combinación de luces verde y amarillo tuvieron un incremento significativo ($p < 0.05$) en el índice de área foliar en comparación con el

tratamiento de luz natural (N), similar a los resultados reportados por Billore, Jain y Suprasanna (2017), donde el tratamiento de luz monocromático de luz amarilla (con una intensidad de $24.6 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) tuvo los valores más altos para IAF, número de yemas por planta y peso fresco y seco en tallos de orquídea (*Dendrobium sonia*) establecidos mediante la técnica de micropropagación o cultivo *in vitro* (ambiente controlado), aunque dichos valores no fueron significativos estadísticamente ($p < 0.05$). Los resultados mostraron que los diferentes tratamientos de luz LED produjeron un mayor número de brotes por explante con los tratamientos de luz monocromáticos en comparación con la luz blanca (de amplio espectro), sugiriendo un efecto positivo sobre la morfogénesis *in vitro* de *Dendrobium sonia*.

Liu *et al.*, (2018) reportaron incrementos significativos ($p < 0.05$) en el contenido de azúcares solubles a los 25 DDP (días después de la plantación) en plantas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cultivadas en un sistema similar a un Plant Factory bajo el tratamiento de luz amarilla (con $104.9 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) en comparación al resto de los tratamientos que tenían únicamente luz violeta (con $98.76 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) o luz verde (con $99.37 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$), a excepción del tratamiento testigo (el cual fue el único tratamiento con lámparas LED policromáticas o de amplio espectro con una intensidad total de $104.13 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$). Considerando que los azúcares solubles representan una porción importante de la materia seca total producida por una especie vegetal (la cual oscila entre un 5 a 35% del peso seco) (Fernández, 2007), el tratamiento de luz amarilla no presentó la mayor producción de biomasa, además, la altura de la planta y longitud de las hojas también fueron significativamente menores a los tratamientos de luz violeta y al testigo (lámparas policromáticas de amplio

espectro). Similar a lo anterior, Wu *et al.* (2014) y Su *et al.* (2013) reportaron que la luz amarilla actúa como un inhibidor del crecimiento en las especies *Solanum lycopersicum* (L.) y *Cucumis sativus* (L.), debido a que suprime la producción de clorofila y la formación de cloroplastos, disminuyendo así la acumulación de materia seca (Dougher y Bugbee, 2001a; 2001b; 2004), por lo tanto, los efectos de luz amarilla sobre la producción de peso seco está en función de la especie vegetal, estado fisiológico y composición del espectro electromagnético (calidad de luz), aunque se requiere de mayor investigación que sustente lo anterior mencionando.

Las plantas establecidas en el t2 (con una intensidad de luz similar al t3 pero suplementadas únicamente con lámparas rojas y azules) tuvieron la menor acumulación de biomasa seca, debido al estrés generado por la sobreexcitación de los fitocromos ante el exceso de luz roja, promoviendo una mayor cantidad de compuestos antioxidantes aunque una menor cantidad de biomasa seca, además de una mayor elongación de los tallos como respuesta fisiológica a este tipo de estrés lumínico (Taiz y Zeiger, 2010) y una coloración más pálida en las hojas nuevas y tallos más delgados y alargados (Apéndice 9).

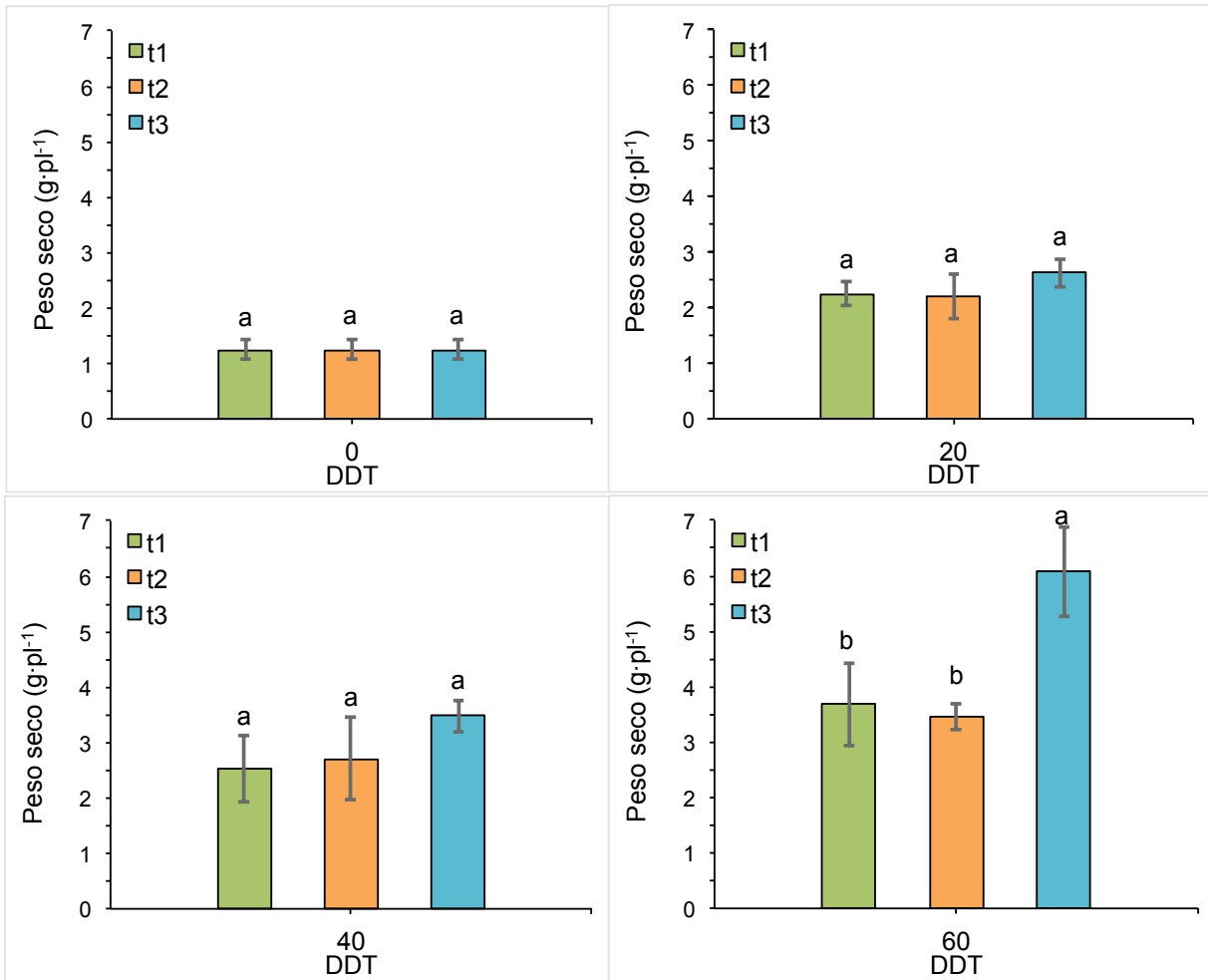


Figura 4. Comparación de medias de peso seco por planta entre tratamientos a través del tiempo (0, 20, 40 y 60 DDT) para el cultivo de romero hidropónico. Las barras verticales indican la desviación estándar de la media entre 4 repeticiones. Las letras minúsculas indican la diferencia estadística entre las medias de los tratamientos ($p \leq 0.05$).

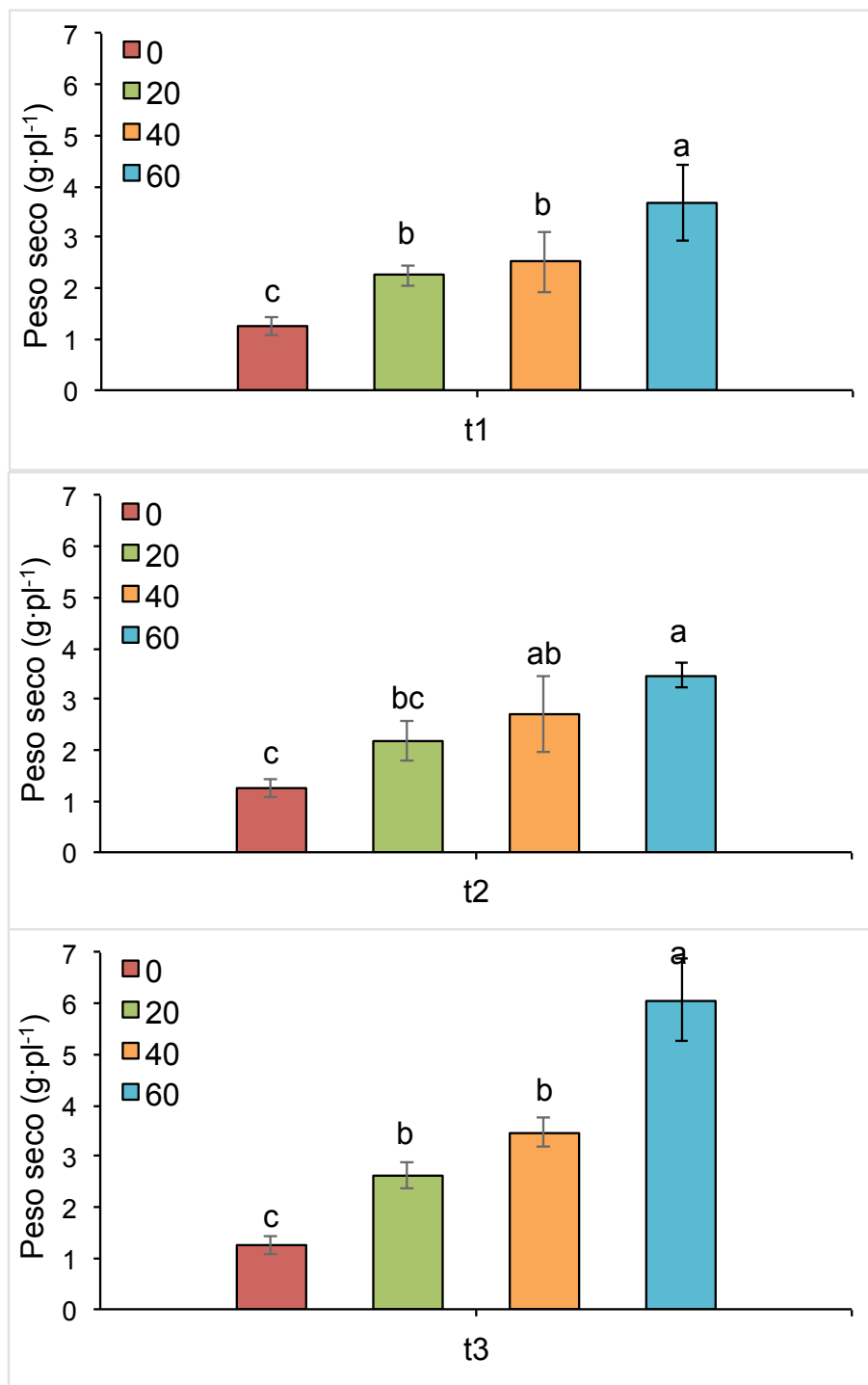


Figura 5. Comparación de medias de peso seco por planta entre muestreos por cada tratamiento de luz para el cultivo de romero hidropónico. Las barras verticales en cada punto indican la desviación estándar de la media entre 4 repeticiones. Las letras minúsculas indican la diferencia estadística entre las medias de los tratamientos ($p \leq 0.05$).

Cuadro 3. Producción total de peso seco en plantas de romero (parte aérea+raíz) a los 0, 20, 40 y 60 días después de trasplante (DDT) bajo tres tratamientos de intensidad de luz: $t_1=111.8$; $t_2=191.0$ y $t_3=183.3 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$).

DDT	Peso Seco ($\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$)		
	t_1	t_2	t_3
0	$1.25\pm 0.17^{\text{cA}}$	$1.25\pm 0.17^{\text{cA}}$	$1.25\pm 0.17^{\text{cA}}$
20	$2.5\pm 0.21^{\text{bA}}$	$2.2\pm 0.40^{\text{bcA}}$	$2.62\pm 0.25^{\text{bA}}$
40	$2.52\pm 0.60^{\text{bA}}$	$2.71\pm 0.74^{\text{abA}}$	$3.47\pm 0.29^{\text{bA}}$
60	$3.68\pm 0.75^{\text{aB}}$	$3.46\pm 0.24^{\text{aB}}$	$6.07\pm 1.004^{\text{aA}}$

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la diferencia de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

Cuadro 4. Producción total de peso fresco en plantas de romero (parte aérea+raíz) a los 0, 20, 40 y 60 días después de trasplante (DDT) bajo tres tratamientos de intensidad de luz: $t_1=111.8$; $t_2=191.0$ y $t_3=183.3 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ($\bar{X}\pm\text{DE}$; $n=4$).

DDT	Peso fresco ($\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$)		
	t_1	t_2	t_3
0	$7.95\pm 0.90^{\text{bA}}$	$7.95\pm 0.90^{\text{bA}}$	$7.95\pm 0.90^{\text{cA}}$
20	$8.6\pm 0.49^{\text{bA}}$	$7.5\pm 0.71^{\text{bA}}$	$8.02\pm 0.82^{\text{bA}}$
40	$9.82\pm 1.68^{\text{bB}}$	$10.43\pm 1.63^{\text{aB}}$	$14.31\pm 2.03^{\text{aA}}$
60	$13.25\pm 1.99^{\text{aB}}$	$11.16\pm 0.65^{\text{aB}}$	$19.94\pm 3.31^{\text{aA}}$

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la diferencia de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

5.1.2. Curvas de crecimiento

Los resultados obtenidos del análisis estadístico mostraron un comportamiento similar para los 3 tratamientos. Sin embargo, la acumulación de biomasa seca para el t3 a partir de los 40 y 60 DDT fue estadísticamente superior ($p \leq 0.05$) al resto de los tratamientos, con 3.47 g y 6.07 g, respectivamente, mientras que los tratamientos t1 y t2 obtuvieron 2.52 y 2.71 a los 40 DDT y 3.68 y 3.46 a los 60 DDT. A pesar de solo haber establecido el cultivo de romero (que es una planta perene de lento crecimiento comparado a una hortaliza) durante un período de tiempo relativamente corto, la producción de biomasa seca total fue casi 5 veces superior a los 60 DDT en comparación a la obtenida al inicio del experimento, a los 0 DDT (Figura 6).

Los modelos cuadráticos sobre el crecimiento vegetativo aplicados en esta investigación presentan un $R^2=0.9577$ en promedio para los 3 tratamientos, lo que puede atribuirse al control total de las variables climáticas obtenidas dentro del sistema Plant Factory (Cho *et al.*, 2012). Estos modelos polinómicos explican de mejor manera el crecimiento de las plantas durante todo el ciclo con un mayor grado de precisión o ajuste en comparación a otros modelos no lineales de este tipo (como exponenciales, sigmoidal, logísticos y de Gompertz). Actualmente existe poca información científica confiable referente a las curvas de crecimiento para el cultivo de romero bajo este tipo de sistemas de producción, debido a que los ciclos productivos en estos sistemas son mas cortos y generalmente están orientados a cultivos anuales con un crecimiento vegetativo más acelerado, lo que deriva en el uso de otros modelos no lineales acordes a este crecimiento, generalmente de tipo sigmoidal, tomando en cuenta que los parámetros de elección del modelo apropiado están sujetos al grado de ajuste del modelo o R^2 (Barrera *et al.*, 2010).

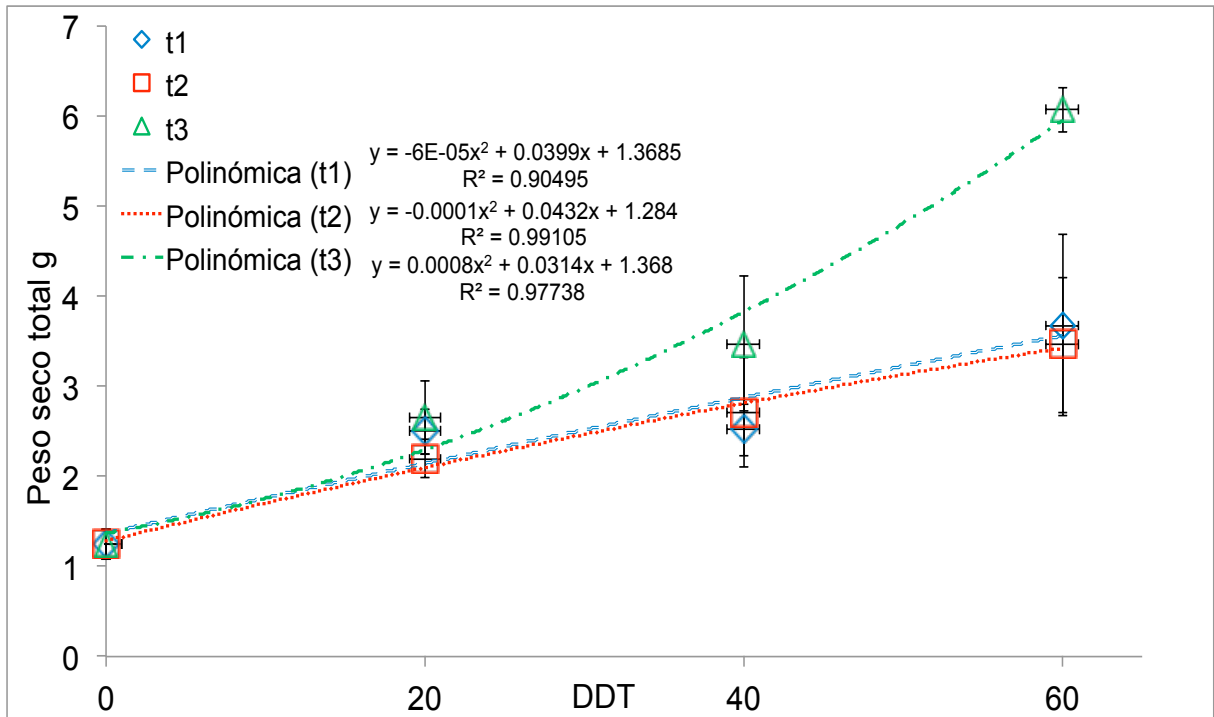


Figura 6. Curva de crecimiento del cultivo de *Rosmarinus officinalis* L. basado en la producción de peso seco total (parte aérea+raíz) bajo tres tratamientos de intensidad de luz: $t_1=111.$; $t_2=191.0$ y $t_3=183.3 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, cultivada en un Sistema Plant Factory. Las barras verticales en cada punto representan la desviación estándar entre las repeticiones (n=4).

5.1.3. Absorción Nutrimental

Los resultados obtenidos mostraron una diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos, siendo el t3 el que tuvo la mayor cantidad de nutrimentos (Figuras 7 y 8) específicamente para N, P, K y Cu (para el resto de los elementos no hubo diferencias significativas), debido a una mayor acumulación de biomasa (mayor crecimiento vegetativo) que fue estimulado por la intensidad de luz irradiada y la composición del espectro electromagnético de dicho tratamiento (Johkan *et al.*, 2012).

Estudios realizados por Kopsell y Sams (2013) y Kopsell *et al.* (2014; 2015; 2017) en diferentes cultivos (tanto anuales como perennes) reportaron que los espectros monocromáticos de luz roja y azul utilizados como complementos con lámparas de amplio espectro (o policromáticas) incrementaron la absorción nutrimental en las plantas.

Walters y Currey (2018) concluyeron que el contenido de nutrientes para el cultivo de albahaca (*Ocimum basilicum* (L.) Benth.) (especie perenne con un crecimiento similar al romero y que pertenece a la misma familia) fue superior en plantas con una mayor LID ($15 \text{ mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$) irradiada, en comparación a aquellas con menor intensidad de luz ($7 \text{ mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$). Estos valores de LID coinciden a los empleados en el t1 y t3 en el presente experimento (que fueron de 9.65 y $15.83 \text{ mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$, respectivamente).

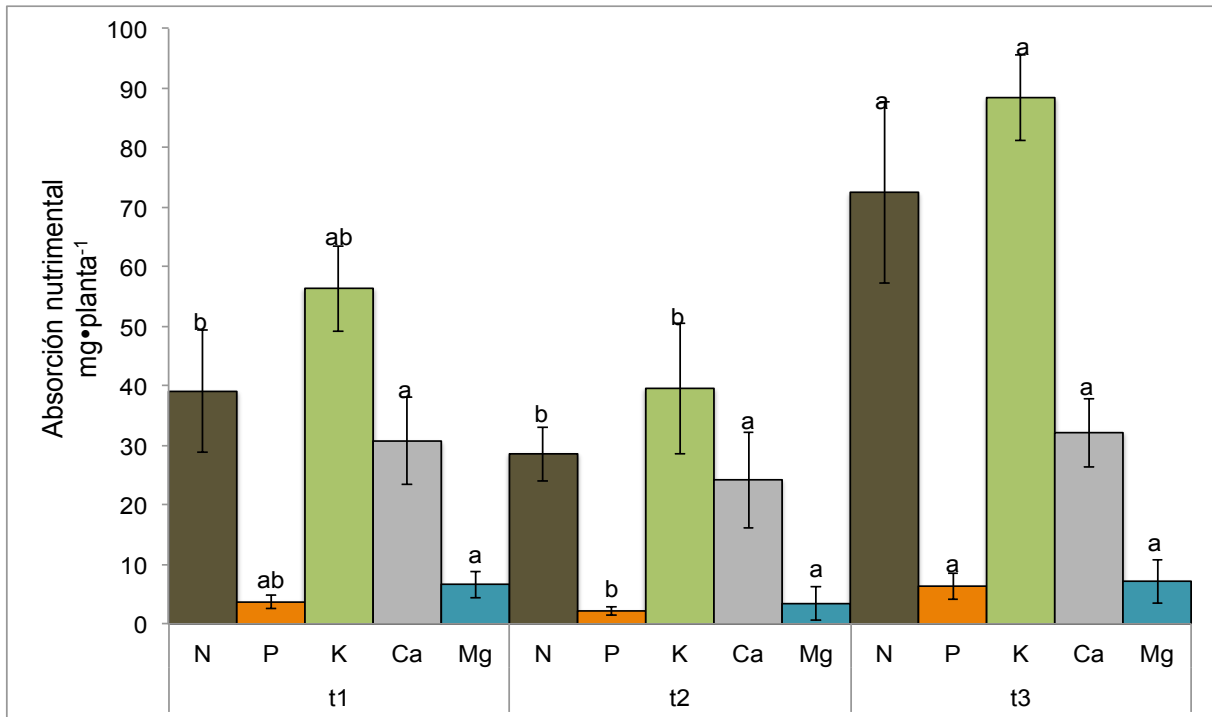


Figura 7. Absorción nutrimental total de macroelementos por planta de romero (parte aérea+raíz) en base a peso seco a los 60 DDT para los 3 tratamientos. Las barras verticales indican la desviación estándar entre el número de repeticiones (n=4). Las letras minúsculas representan la comparación de medias entre los tratamientos ($p \leq 0.05$).

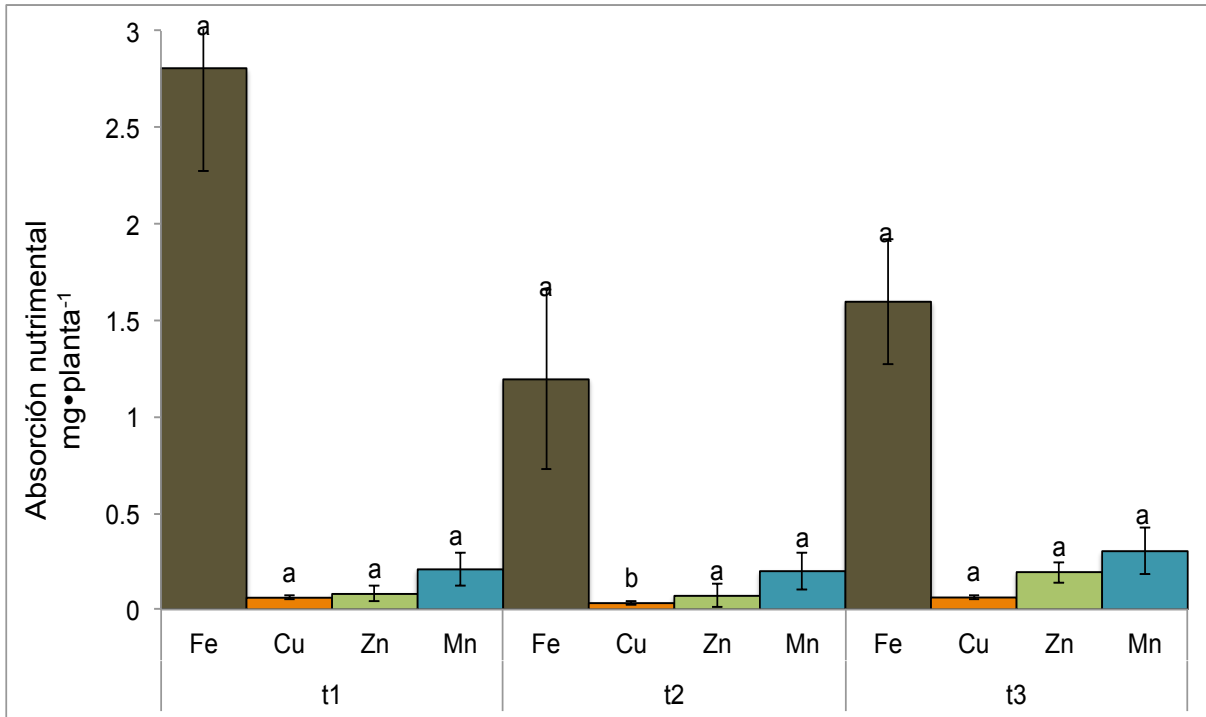


Figura 8. Absorción nutricional total de microelementos por planta de romero (parte aérea+raíz) en base a peso seco a los 60 DDT para los 3 tratamientos. Las barras verticales indican la desviación estándar entre el número de repeticiones (n=4). Las letras minúsculas representan la comparación de medias entre los tratamientos ($p \leq 0.05$).

En el cuadro 5 se muestran los resultados de peso seco real (considerando la diferencia entre peso seco inicial (0 DDT) y peso seco final (60 DDT)). Los valores de producción están basados en el total de gramos de materia seca por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.

Los cuadros 6, 7 y 8 muestran la absorción nutrimental real de N, P, K, Ca y Mg para los tratamientos evaluados en gramos. En los cuadros 9, 10 y 11 se presenta la absorción real de Fe, Cu, Mn y Zn en miligramos. Los valores corresponden a los gramos/miligramos reales de nutrimento absorbido (considerando la diferencia entre 0 y 60 DDT) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo (Apéndice 10).

Cuadro 5. Peso seco real (g) en plantas de *Rosmarinus officinalis* (parte aérea+raíz) para los tres tratamientos: t1=111.8; t2=191.0 y t3=183.3 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.

	t1	t2	t3
Peso seco inicial (0 DDT)	1.25 (± 0.17)	1.25 (± 0.17)	1.25 (± 0.17)
Peso seco final (60 DDT)	3.68 (± 1.99)	3.46 (± 0.65)	6.07 (± 3.31)
Peso seco real $\cdot\text{pl}^{-1}$	2.43 (± 0.75)	2.21 (± 0.24)	4.82 (± 1.01)
Peso seco real $\cdot\text{m}^{-2}$ (60 plantas)	145.8 (± 16.8)	132.6 (± 5.19)	289.2 (± 60.17)
Peso seco real $\cdot\text{m}^{-3}$ (180 plantas)	437.4 (± 50.4)	397.8 (± 15.58)	867.6 (± 73.98)

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Cuadro 6. Absorción nutrimental real ($\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$) de macronutrientes (N, P, K, Ca y Mg) en plantas de *Rosmarinus officinalis* (parte aérea+raíz) para el t1 = 111.8 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.

	N	P	K	Ca	Mg
Absorción inicial en $\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$ (0 DDT)	0.0178 (± 0.002)	0.0011 (± 0.0001)	0.0287 (± 0.004)	0.0152 (± 0.002)	0.0071 (± 0.0009)
Absorción final en $\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$ (60 DDT)	0.0568 (± 0.0102)	0.0047 (± 0.001)	0.0851 (± 0.011)	0.0459 (± 0.007)	0.0138 (± 0.002)
Absorción real en $\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$	0.039 (± 0.012)	0.0036 (± 0.001)	0.0563 (± 0.014)	0.0307 (± 0.009)	0.0067 (± 0.003)
Absorción real en $\text{g}\cdot\text{m}^{-2}$ (60 plantas)	2.34 (± 0.733)	0.216 (± 0.074)	3.378 (± 0.881)	1.842 (± 0.570)	0.402 (± 0.193)
Absorción real en $\text{g}\cdot\text{m}^{-3}$ (180 plantas)	7.02 (± 2.201)	0.648 (± 0.222)	10.134 (± 2.641)	5.526 (± 1.710)	1.206 (± 0.581)

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Cuadro 7. Absorción nutrimental real ($\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$) de macronutrientes (N, P, K, Ca y Mg) en plantas de *Rosmarinus officinalis* (parte aérea+raíz) para el t2 = 191.0 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.

	N	P	K	Ca	Mg
Absorción inicial en $\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$ (0 DDT)	0.0178 (± 0.002)	0.0011 (± 0.0001)	0.0287 (± 0.004)	0.0152 (± 0.002)	0.0071 (± 0.0009)
Absorción final en $\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$ (60 DDT)	0.0463 (± 0.004)	0.0032 (± 0.0007)	0.0734 (± 0.015)	0.0394 (± 0.008)	0.0103 (± 0.0003)
Absorción real en $\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$	0.0285 (± 0.006)	0.0021 (± 0.0006)	0.0447 (± 0.017)	0.0242 (± 0.008)	0.0032 (± 0.003)
Absorción real en $\text{g}\cdot\text{m}^{-2}$ (60 plantas)	1.71 (± 0.369)	0.126 (± 0.041)	2.682 (± 1.037)	1.452 (± 0.530)	0.192 (± 0.081)
Absorción real en $\text{g}\cdot\text{m}^{-3}$ (180 plantas)	5.13 (± 1.107)	0.378 (± 0.121)	8.046 (± 3.111)	4.356 (± 1.591)	0.576 (± 0.243)

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Cuadro 8. Absorción nutrimental real ($\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$) de macronutrientes (N, P, K, Ca y Mg) en plantas de *Rosmarinus officinalis* (parte aérea+raíz) para el t3 = 183.3 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.

	N	P	K	Ca	Mg
Absorción inicial en $\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$ (0 DDT)	0.0178 (± 0.002)	0.0011 (± 0.0001)	0.0287 (± 0.004)	0.0152 (± 0.002)	0.0071 (± 0.0009)
Absorción final en $\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$ (60 DDT)	0.0568 (± 0.015)	0.0063 (± 0.002)	0.0884 (± 0.029)	0.0473 (± 0.005)	0.0143 (± 0.003)
Absorción real en $\text{g}\cdot\text{pl}^{-1}$	0.039 (± 0.017)	0.0052 (± 0.002)	0.0597 (± 0.033)	0.0321 (± 0.007)	0.0072 (± 0.004)
Absorción real en $\text{g}\cdot\text{m}^{-2}$ (60 plantas)	2.34 (± 1.028)	0.312 (± 0.141)	3.582 (± 2.003)	1.926 (± 0.464)	0.432 (± 0.272)
Absorción real en $\text{g}\cdot\text{m}^{-3}$ (180 plantas)	7.02 (± 3.086)	0.936 (± 0.423)	10.746 (± 6.009)	5.778 (± 1.394)	1.296 (± 0.818)

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Cuadro 9. Absorción nutrimental real ($\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$) de microelementos (Fe, Cu, Mn y Zn) en plantas de *Rosmarinus officinalis* (parte aérea+raíz) para el t1 = 111.8 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.

	Fe	Cu	Mn	Zn
Absorción inicial en $\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$ (0 DDT)	0.25 (± 0.036)	0.008 (± 0.002)	0.201 (± 0.027)	0.076 (± 0.008)
Absorción final en $\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$ (60 DDT)	3.06 (± 1.595)	0.069 (± 0.011)	0.409 (± 0.086)	0.157 (± 0.039)
Absorción real en $\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$	2.81 (± 1.614)	0.061 (± 0.013)	0.208 (± 0.109)	0.081 (± 0.047)
Absorción real en $\text{mg}\cdot\text{m}^{-2}$ (60 plantas)	168.6 (± 96.89)	3.66 (± 0.805)	12.48 (± 6.565)	4.86 (± 2.832)
Absorción real en $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$ (180 plantas)	505.8 (± 290.67)	10.98 (± 2.415)	37.44 (± 19.697)	14.58 (± 8.498)

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Cuadro 10. Absorción nutrimental real ($\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$) de microelementos (Fe, Cu, Mn y Zn) en plantas de *Rosmarinus officinalis* (parte aérea+raíz) para el t2 = 191.0 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.

	Fe	Cu	Mn	Zn
Absorción inicial en $\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$ (0 DDT)	0.25 (± 0.036)	0.008 (± 0.002)	0.201 (± 0.027)	0.076 (± 0.008)
Absorción final en $\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$ (60 DDT)	1.45 (± 0.464)	0.041 (± 0.008)	0.401 (± 0.098)	0.147 (± 0.061)
Absorción real en $\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$	1.2 (± 0.501)	0.033 (± 0.009)	0.199 (± 0.110)	0.071 (± 0.065)
Absorción real en $\text{mg}\cdot\text{m}^{-2}$ (60 plantas)	72 (± 30.04)	2.02 (± 0.593)	11.971 (± 6.629)	4.26 (± 3.929)
Absorción real en $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$ (180 plantas)	216 (± 90.12)	6.08 (± 1.779)	35.914 (± 5.339)	12.78 (± 11.787)

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Cuadro 11. Absorción nutrimental real ($\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$) de microelementos (Fe, Cu, Mn y Zn) en plantas de *Rosmarinus officinalis* (parte aérea+raíz) para el t3 = 183.3 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a los 60 DDT ($\bar{X}\pm\text{DE}$; n=4) por planta, unidad de superficie (m^2) y volumen (m^3) de cultivo.

	Fe	Cu	Mn	Zn
Absorción inicial en $\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$ (0 DDT)	0.25 (± 0.036)	0.008 (± 0.002)	0.201 (± 0.027)	0.076 (± 0.008)
Absorción final en $\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$ (60 DDT)	1.85 (± 0.323)	0.071 (± 0.008)	0.504 (± 0.119)	0.271 (± 0.054)
Absorción real en $\text{mg}\cdot\text{pl}^{-1}$	1.61 (± 0.296)	0.063 (± 0.010)	0.303 (± 0.143)	0.194 (± 0.062)
Absorción real en $\text{mg}\cdot\text{m}^{-2}$ (60 plantas)	96.18 (± 17.80)	3.78 (± 0.640)	18.187 (± 8.599)	11.64 (± 3.761)
Absorción real en $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$ (180 plantas)	288.56 (± 53.41)	11.34 (± 1.922)	54.562 (± 25.797)	34.92 (± 11.283)

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

5.1.3.1. Curvas de absorción nutrimental para N, P y K

Las siguientes figuras 9, 10 y 11 representan las curvas de crecimiento o absorción nutrimental total para el contenido de N, P y K durante los 4 muestreos del experimento, donde el t3 obtuvo la mayor absorción nutrimental al final del experimento, a los 60 DDT. La absorción nutrimental para N, P y K coincidió con el incremento en la producción de la biomasa seca total para los 3 tratamientos en cada uno de los muestreos evaluados, con excepción del K en el t3 que tuvo una disminución significativa a los 40 DDT. Los modelos matemáticos tienen un ajuste promedio para los 3 tratamientos de $R^2=0.94712$ para N, $R^2=0.97712$ para P y de $R^2=1$ para K, teniendo un mayor ajuste o precisión con estos modelos empleados (lineales y polinomiales de orden 3, según el caso) en comparación con otros modelos.

Las curvas de absorción muestran un crecimiento lineal en el t3 para N y P. Sin embargo, en el t1 y t2 tienen una reducción en la absorción de N, P y K en el muestreo 3 (a los 40 DDT). Esto coincide con el incremento en la producción de la biomasa seca acumulada en dicho muestreo, el cual no tuvo un incremento significativo ($p \leq 0.05$) en ambos tratamientos (t1 y t2), pasando de 2.5 g (a los 20 DDT) a 2.52 g (a los 40 DDT) en el t1 y de 2.2 g (a los 20 DDT) a 2.7 g para el t2 (a los 40 DDT), mientras que el t3 si tuvo incrementos significativos ($p \leq 0.05$) en los muestreos 2 y 4 (a los 20 y 60 DDT), más no así a los 40 DDT (lo que podría explicar la baja absorción de K en dicho muestreo) debido a que las condiciones de intensidad y calidad de luz presentes en dicho tratamiento favorecieron el incremento de la biomasa seca total (McDonald, Ericsson y Larsson, 1996; Rodríguez y Flores, 2004; Avendaño, 2019). Todos los tratamientos mostraron un incremento significativo

con respecto a los muestreos anteriores para la producción de biomasa seca total y absorción nutrimental al final del experimento, y por lo tanto, las curvas de absorción (en su mayoría) tienden a elevarse.

Zhou *et al.* (2019) reportaron que los niveles más altos de absorción nutrimental para N en el cultivo de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) bajo condiciones de ambiente controlado similares a un Plant Factory se presentaron con una intensidad de luz de $350 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y concluyeron que a intensidades de luz superiores a $500 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ la absorción fue significativamente menor. Esto se debe a que la albahaca es una planta de tipo C3 al igual que el romero, y por lo tanto, la fotosíntesis en este tipo de plantas se satura a intensidades de $500 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ o superiores, mientras que en plantas C4 se pueden alcanzar hasta los $1000 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ (Taiz y Zeiger, 2006; Martínez *et al.*, 2016).

En otro experimento realizado por Pennisi *et al.* (2019) en el cultivo de albahaca bajo condiciones de ambiente controlado se reportaron una mayor acumulación de N, P y K con una intensidad de luz de $215 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y una relación de luz roja:azul de 3:1. Estos resultados sugieren que la relación de luz roja y azul tiene relación en la acumulación total de nutrimentos, aunque existe poca información bibliográfica que refute esta afirmación, por lo cual es necesario continuar investigando acerca de este aspecto.

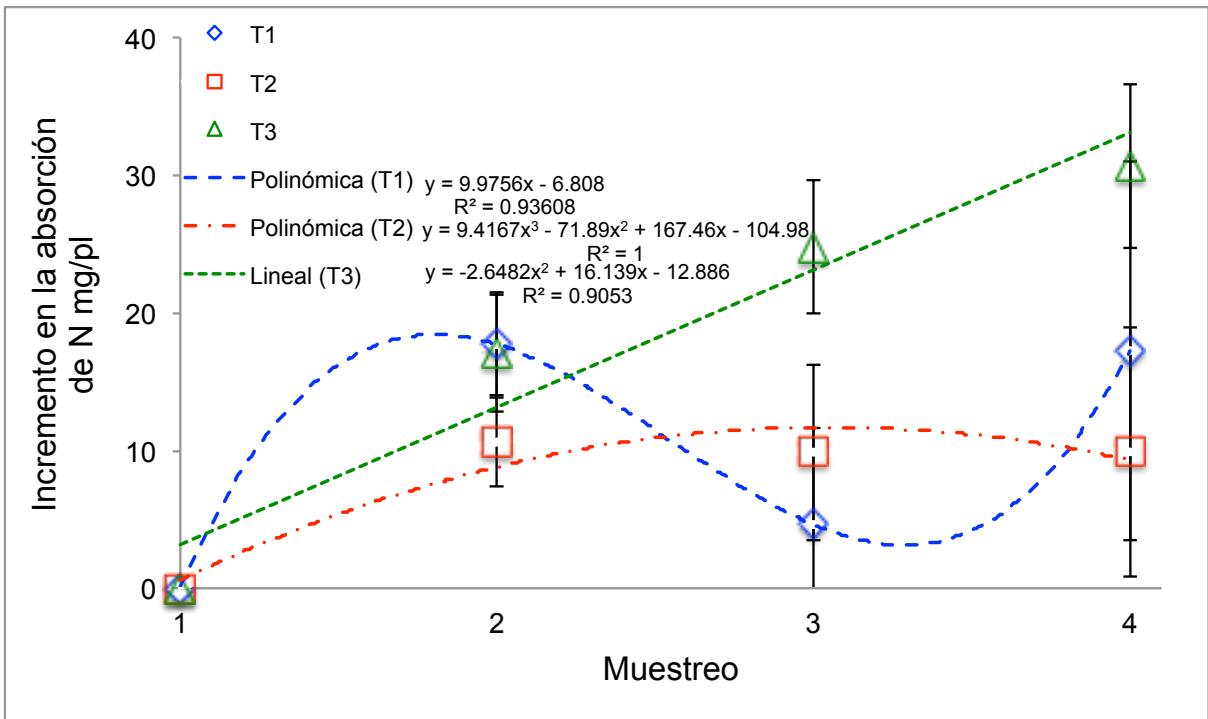


Figura 9. Curva de absorción de N por planta para los 3 tratamiento entre muestreos para el cultivo de romero. Las barras verticales indican la desviación estándar de la media entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento.

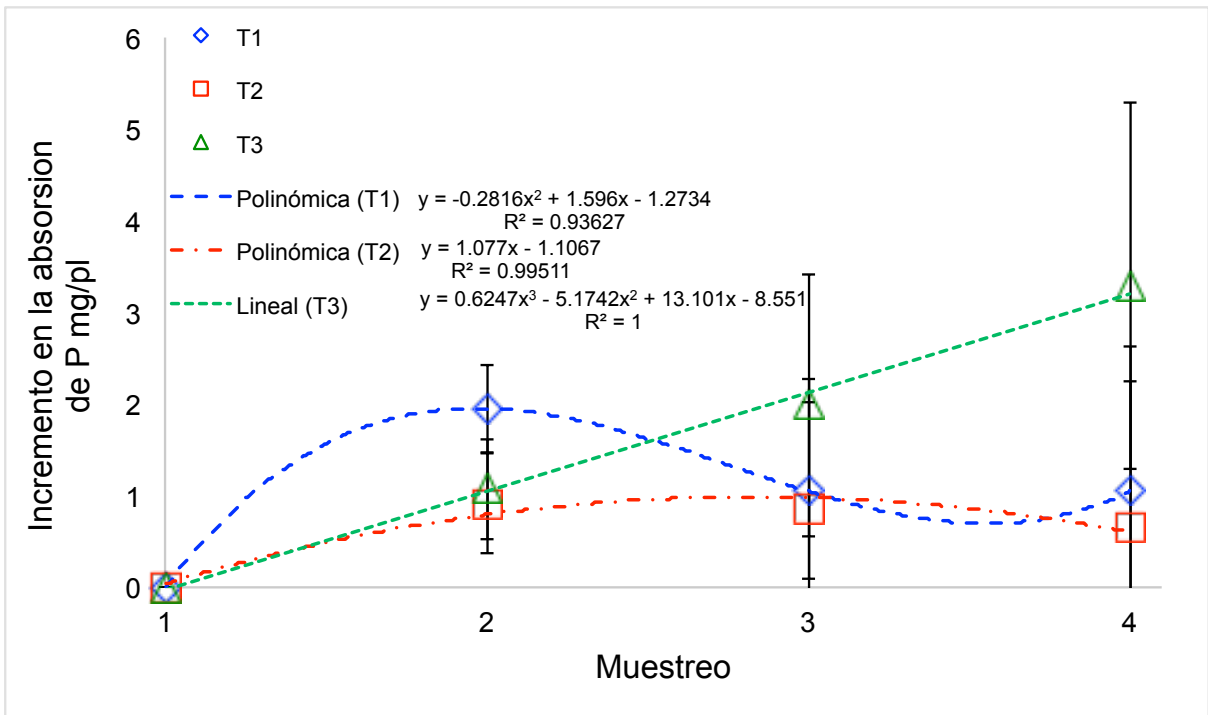


Figura 10. Curva de absorción de P por planta para los 3 tratamiento entre muestreos para el cultivo de romero. Las barras verticales en cada punto indican la desviación estándar de la media entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento.

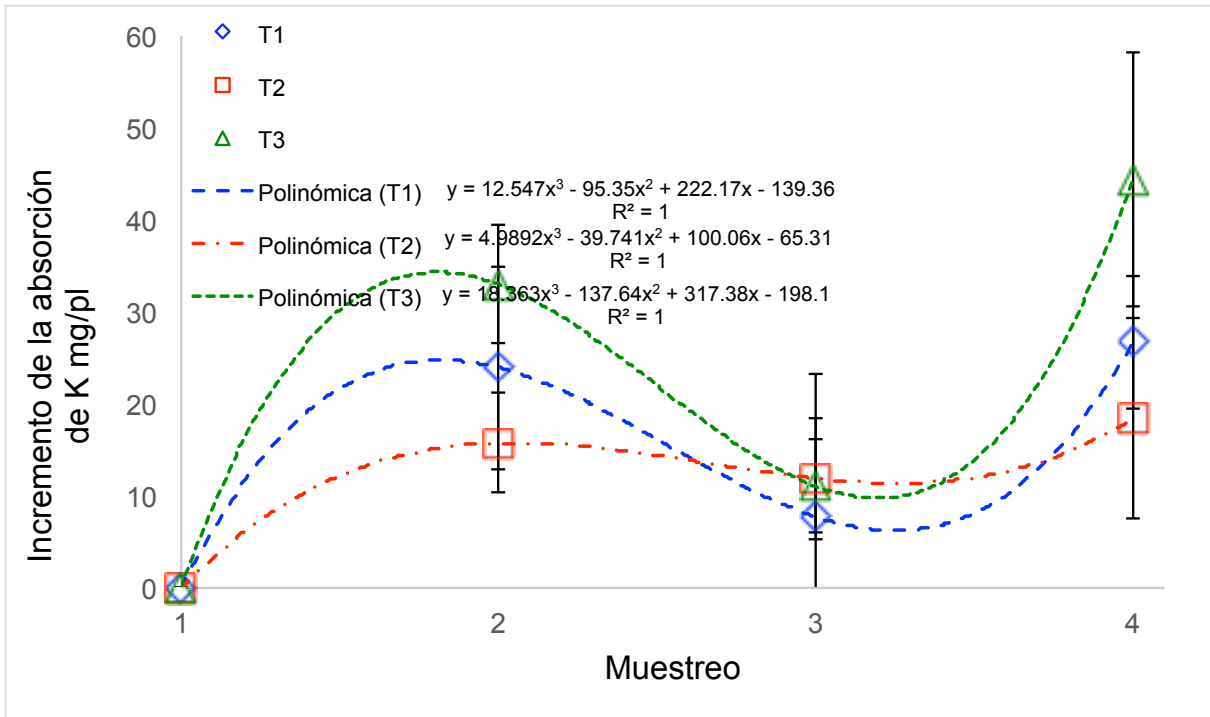


Figura 11. Curva de absorción de K por planta para los 3 tratamiento entre muestreos para el cultivo de romero. Las barras verticales en cada punto indican la desviación estándar de la media entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento.

5.1.4. Cantidad total de luz acumulada (CLA)

Dentro de un SPPF el crecimiento vegetativo se expresa en base a unidades de volumen (m^3) debido a que se utilizan los principios de la agricultura vertical con control ambiental total. En la presente investigación los resultados reportados para la CLA se basaron en la producción de la biomasa seca total por planta y se consideró una densidad de población de $180 \text{ plantas} \cdot m^{-3}$, de manera que se obtuvo una producción de biomasa seca total de $t_1=662.4 \text{ g} \cdot m^{-3}$, $t_2=622.8 \text{ g} \cdot m^{-3}$ y $t_3=1,092.6 \text{ g} \cdot m^{-3}$ y con una cantidad de luz acumulada de $1,738.71$; $2,970.42$ y $2,812.22 \text{ mol} \cdot m^{-3}$, respectivamente al final del experimento. El desglose de la cantidad de luz fotosintética activa acumulada $\cdot m^{-3}$ en cada uno de los tratamientos se presenta a continuación en el Cuadro 5.

Cuadro 12. Cantidad de luz acumulada a los 60 DDT para el cultivo de *Rosmarinus officinalis* L. establecido en un Sistema Plant Factory.

Color	Longitud de onda	t ₁	t ₂	t ₃
	(nm)			
Azul	450-495	1,097.97	1,779.14	1,430.78
Verde	495-570	0.0	0.0	505.44
Rojo	620-750	640.74	1,191.28	914.45
Total	450-820	1,738.71	2,970.42	2,812.22
Porcentaje de luz Roja:Azul		36.9:63.1	40.1:59.9	32:50.1

Considerando los valores de la cantidad de luz acumulada y el peso seco total se estima que para la producción de 1 g de biomasa seca a partir de los 0 DDT se requirió de una intensidad de luz acumulada de 2.62, 4.76 y 2.57 mol·m⁻³ para los tratamientos t1, t2 y t3 respectivamente, observándose que el t1 seguido del t3 requirieron de una menor cantidad de luz para la producción de peso seco (siendo más eficientes que el t2). Para el t1 esto podría explicarse gracias a la proporción o porcentaje de luz roja y azul, ya que fueron óptimos para el cultivo de romero, pero en el t3 la luz blanca o de amplio espectro proporciono otras longitudes de onda que influyeron en el crecimiento vegetativo (por ejemplo, la presencia de los colores verde, amarillo y anaranjado, además de una mayor cantidad de luz violeta) así como también una mayor intensidad de luz, mejorando la acumulación de la biomasa seca total por planta en un menor lapso de tiempo comparado al resto de los tratamientos. Esto permite acortar el ciclo de cultivo y aumentar la capacidad de producción anual en los SPPF.

5.2. Compuestos Antioxidantes

5.2.1. Polifenóles Totales (PFT)

Esta variable fue evaluada en cada uno de los muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT) y los resultados reportados están en relación con la biomasa fresca total por planta, donde el t3 fue superior significativamente ($p \leq 0.05$) al resto de los tratamientos, debido a la mayor producción de biomasa fresca (Cuadro 4), en cada uno de los muestreos, lo que fue mayormente estimulado por el rango de luz verde establecido en dicho tratamiento (495-570) y a la presencia de luz amarilla, la cual estimula una mayor producción de compuestos antioxidantes (Bouly *et al.*, 2007; Banerjee *et al.*, 2007;

Kokalj *et al.*, 2016). Sin embargo, el t2 obtuvo las concentraciones más altas por cada gramo de materia fresca debido a la sobreexcitación de los fitocromos presentes en la planta, que fueron estimuladas por una mayor cantidad de luz roja y azul, lo cual genera incrementos en la acumulación de compuestos antioxidantes, vitamina C, carotenoides, antocianinas, flavonoides y polifenoles totales (Lefsrud *et al.*, 2008; Li y Kubota, 2009; Stutte *et al.*, 2009; Žukauskas *et al.*, 2011; Li *et al.*, 2012), aunque por la poca cantidad de biomasa fresca producida en plantas de este tratamiento, el contenido total de polifenoles por planta fue significativamente ($p \leq 0.05$) menor al t3. Los resultados presentaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos a partir de los 20 DDT (Figuras 12 y 13). El t3 tuvo un incremento significativo en el contenido de PFT a partir de los 40 DDT, debido a que la biomasa fresca total (Cuadro 4) se incrementó de forma exponencial a partir de dicho muestreo.

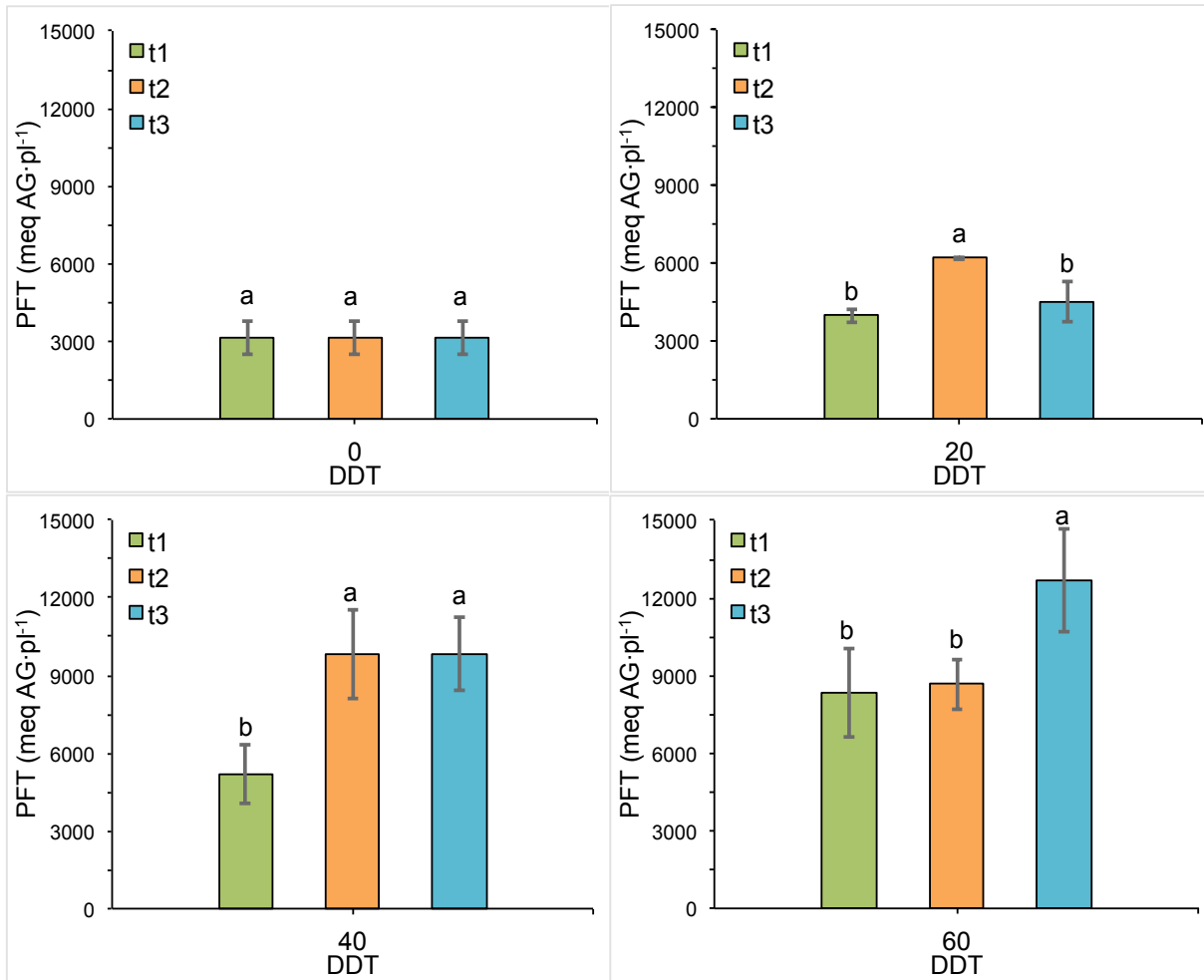


Figura 12. Comparación de medias entre tratamientos del contenido de PFT en mEq AG (Ácido gálico) por planta a través del tiempo en hojas frescas de romero. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

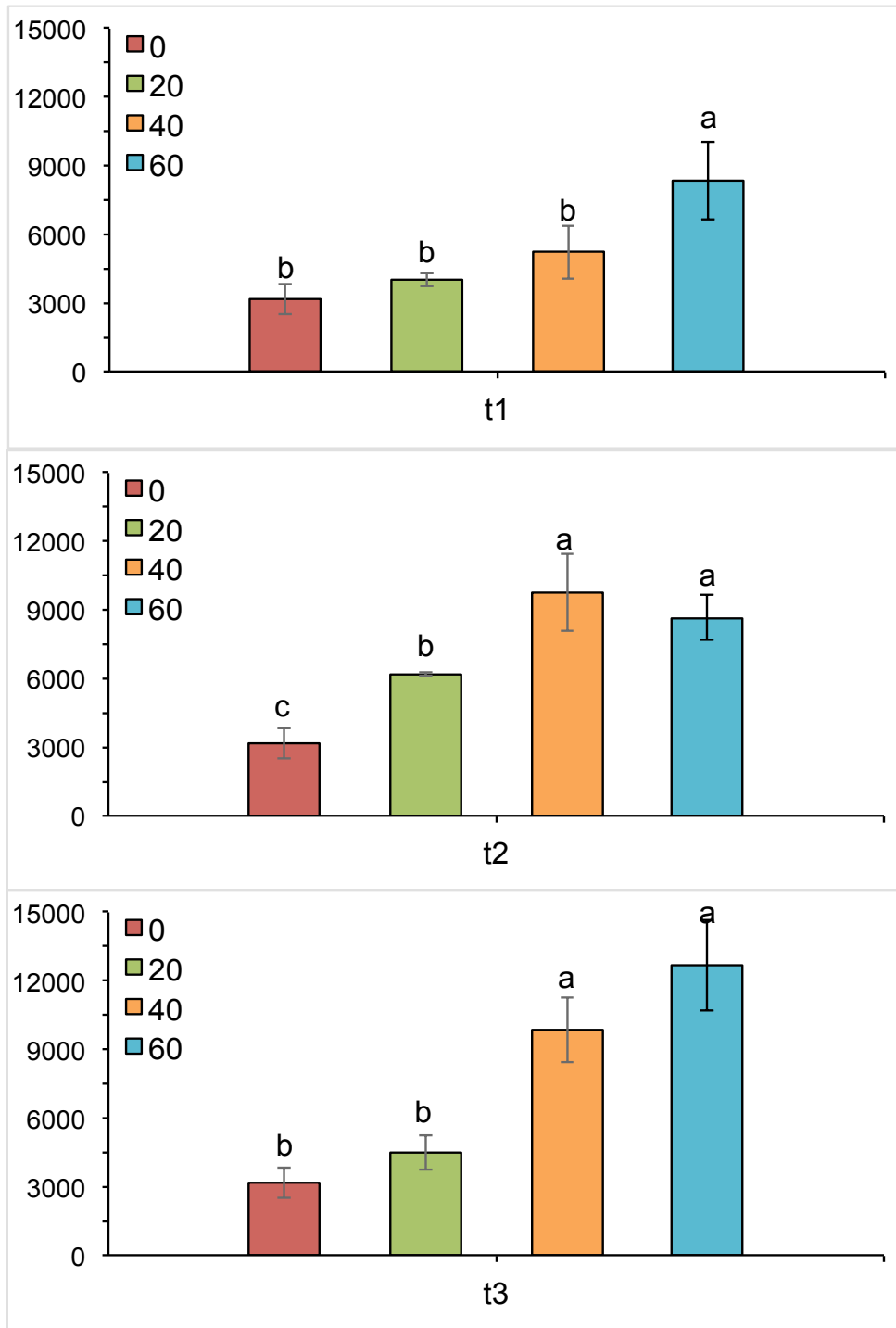


Figura 13. Comparación de medias del contenido de PFT en mEq AG (Ácido gálico) por planta entre los distintos muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT) en hojas frescas de romero. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Cuadro 13. Concentración de polifenoles totales (PFT) en mEq AG (Ácido gálico) por gramo de hojas frescas de romero a los 0, 20, 40 y 60 días después de trasplante (DDT). ($\bar{X} \pm DE$; n=4).

PFT (mEq AG·g⁻¹)			
DDT	t ₁	t ₂	t ₃
0	391.6±46.2 ^{cA}	391.6±46.2 ^{bA}	391.6±46.2 ^{cA}
20	462.8±14.1 ^{bcB}	832.5±86.7 ^{aA}	561.8±75.7 ^{bB}
40	531.7±105.9 ^{abC}	938.0±67.8 ^{aA}	688.7±57.4 ^{abB}
60	626.0±54.0 ^{aB}	779.5±116.5 ^{aA}	634.9±19.0 ^{aB}

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la diferencia de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

Cuadro 14. Contenido de polifenoles totales (PFT) en mEq AG (Ácido gálico) por planta de romero a los 0, 20, 40 y 60 días después de trasplante (DDT) para los 3 tratamientos, basado en la cantidad total de biomasa fresca. ($\bar{X} \pm DE$; n=4).

PFT (mEq AG·pl⁻¹)			
DDT	t ₁	t ₂	t ₃
0	3113.22±667.04 ^{bA}	3113.22±667.04 ^{cA}	3113.22±667.04 ^{bA}
20	3980.08±273.29 ^{bB}	6243.75±62.46 ^{bA}	4508.44±767.56 ^{bB}
40	5221.29±1138.98 ^{bB}	9783.34±1707.71 ^{aA}	9855.29±1421.07 ^{aA}
60	8294.5±1722.93 ^{aB}	8703.11±965.27 ^{aB}	12659.90±1298.77 ^{aA}

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la diferencia de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

Aunque los resultados reportados en este experimento están basados en la producción de peso fresco por planta, la concentración más alta obtenida por cada gramo de biomasa fresca correspondió al t2. Sin embargo, como este fue el tratamiento con menor peso fresco (y seco) el contenido de PFT al final del experimento fue significativamente menor ($p \leq 0.05$) en comparación al t3, que tuvo la menor concentración por gramo de materia fresca. Esto está relacionado con la cantidad o intensidad de luz roja ($58.8 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) y azul ($92.0 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) presentes en el t3 (Cuadro 2), siendo menor en comparación al tratamiento t2 (que fue de $114.4 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ de azul y $76.6 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ de roja) y por ello tuvo una mayor concentración de compuestos polifenólicos con una mayor actividad antioxidante. Esto coincide con lo reportado por Heo *et al.* (2012) que establecen que la producción de compuestos fenólicos en plantas de lechuga está asociada a la actividad de la fenilalanina amoníaco-licasa, una enzima clave en la ruta del fenilpropanoide que está mayormente estimulada bajo una mayor intensidad de luz roja y azul, aunque no se especifica si la producción de estos compuestos es menor o mayor a otros sistemas productivos y si esto es igual para todas las especies vegetales.

5.2.2. Capacidad Antioxidante (ABTS^{•+}, DPPH[•] y FRAP)

La capacidad antioxidante obtenida mediante los diferentes ensayos mostró diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos (Figuras 14, 15 y 16) y fechas de muestreo (Figuras 17, 18 y 19) a partir de los 20 DDT. La mayor capacidad antioxidante por planta a los 20 DDT fue generada por el t2 con un total de $4036.36 \text{ mEq T pl}^{-1}$ en el ensayo ABTS y $5008.41 \text{ mEq AG pl}^{-1}$ para DPPH. Para el

ensayo de FRAP fue superior al t3 pero menor al t1 aunque la diferencia no fue estadísticamente significativa ($p \leq 0.05$), con un total de 3522.69 mEq AG pl^{-1} . A partir de los 40 DDT el t3 tuvo un incremento mayor al muestreo anterior, superando al t1 y t2 para los 3 ensayos (ABTS^{•+}, DPPH[•] y FRAP) y teniendo la mayor capacidad antioxidante al final del experimento debido al incremento significativo del peso seco total, mientras que la concentración por cada g de peso seco fue superior estadísticamente ($p \leq 0.05$) para el t2 sobre los tratamientos t1 y t3, aunque esta concentración se vuelve menor al considerar el peso fresco total por planta en los análisis estadísticos (ANOVA).

Para los ensayos de ABTS^{•+} y DPPH[•] a los 20 DDT el t2 fue superior estadísticamente ($p \leq 0.05$) al resto de los tratamientos, debido a que en este muestreo la producción de biomasa fresca no presentó diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos. Sin embargo, a partir del tercer muestreo (40 DDT), el t3 fue igual al t2 y superior al t1 para los mismos ensayos (ABTS^{•+} y DPPH[•]), demostrando que los valores de capacidad antioxidante en función de la producción de la biomasa fresca presentan variaciones respecto a los valores de concentración por cada gramo de muestra.

Los siguientes cuadros muestran los valores de la capacidad antioxidante mediante métodos de ABTS^{•+} en mEq T (Trolox) (Cuadros 15 y 16), DPPH[•] en mEq AG (ác. gálico) (Cuadros 17 y 18) y FRAP en mEq AG (ác. gálico) (Cuadros 19 y 20) por cada gramo de hojas frescas de romero y el contenido total por cada planta completa de romero (parte aérea+raíz) a los 0, 20, 40 y 60 DDT, respectivamente. Los resultados reportados sobre las características nutraceuticas de capacidad antioxidante en plantas de romero mediante los ensayos de ABTS^{•+}, DPPH[•] y FRAP

para los tres tratamientos se obtuvieron considerando la producción real de biomasa fresca y no únicamente los valores de concentración en mEq de AG o T por g de materia fresca (tal como se reporta comúnmente), dado que dependiendo del manejo del sistema Plant Factory, la producción de biomasa es variable y la concentración de los parámetros señalados pudieran ser los mismos bajo cualquier sistema productivo. Debido a que los valores de capacidad antioxidante se reportan en mEq por planta completa de romero (parte aérea+raíz) no se encontró bibliografía confiable donde se reporten en estas unidades y por lo tanto, no es posible hacer una discusión apropiada que explique de mejor manera los resultados obtenidos en la presente investigación.

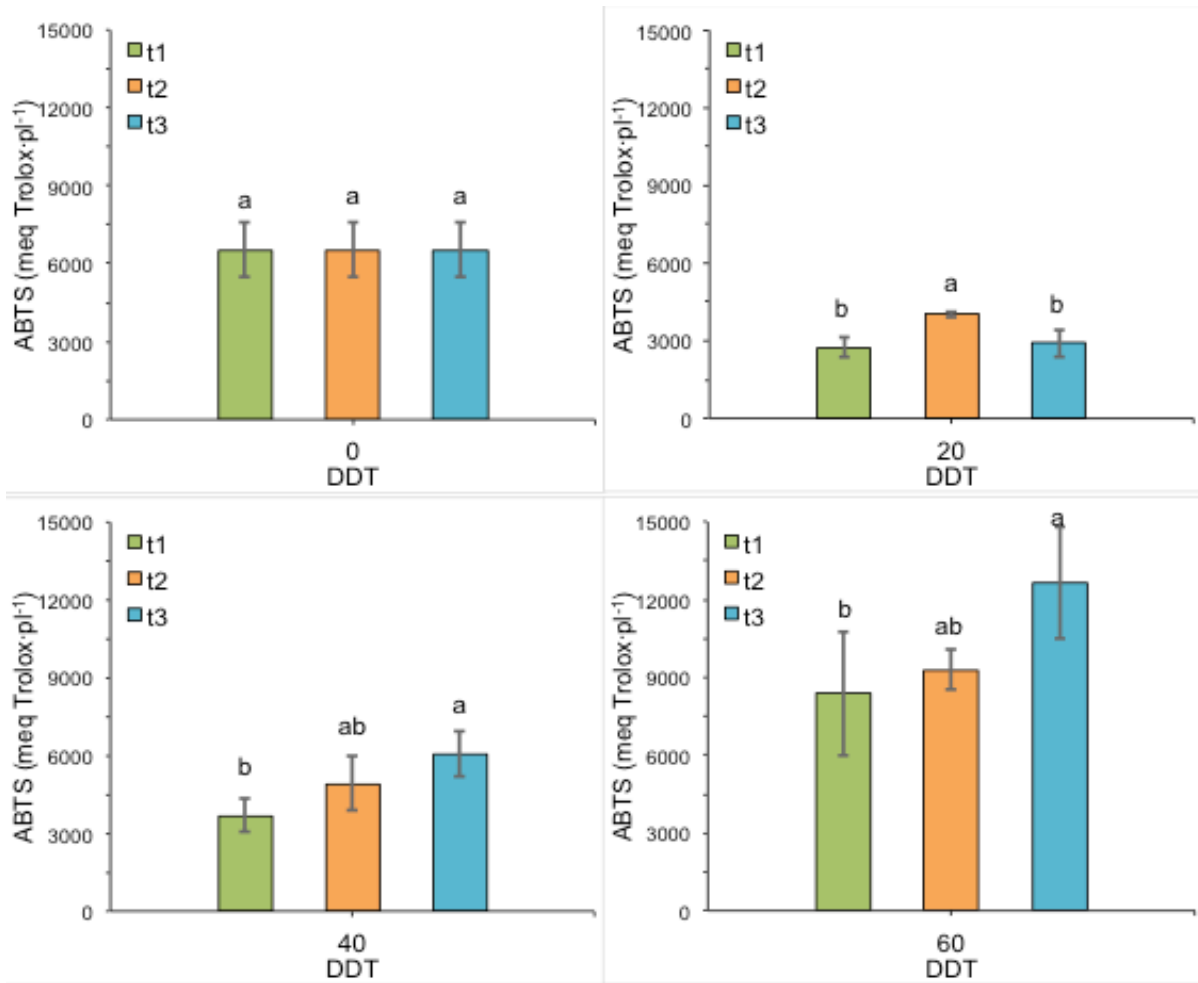


Figura 14. Comparación de medias entre tratamientos de la capacidad antioxidante de hojas frescas de romero en mEq T (Trolox) por planta por medio de ensayo ABTS a través del tiempo. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

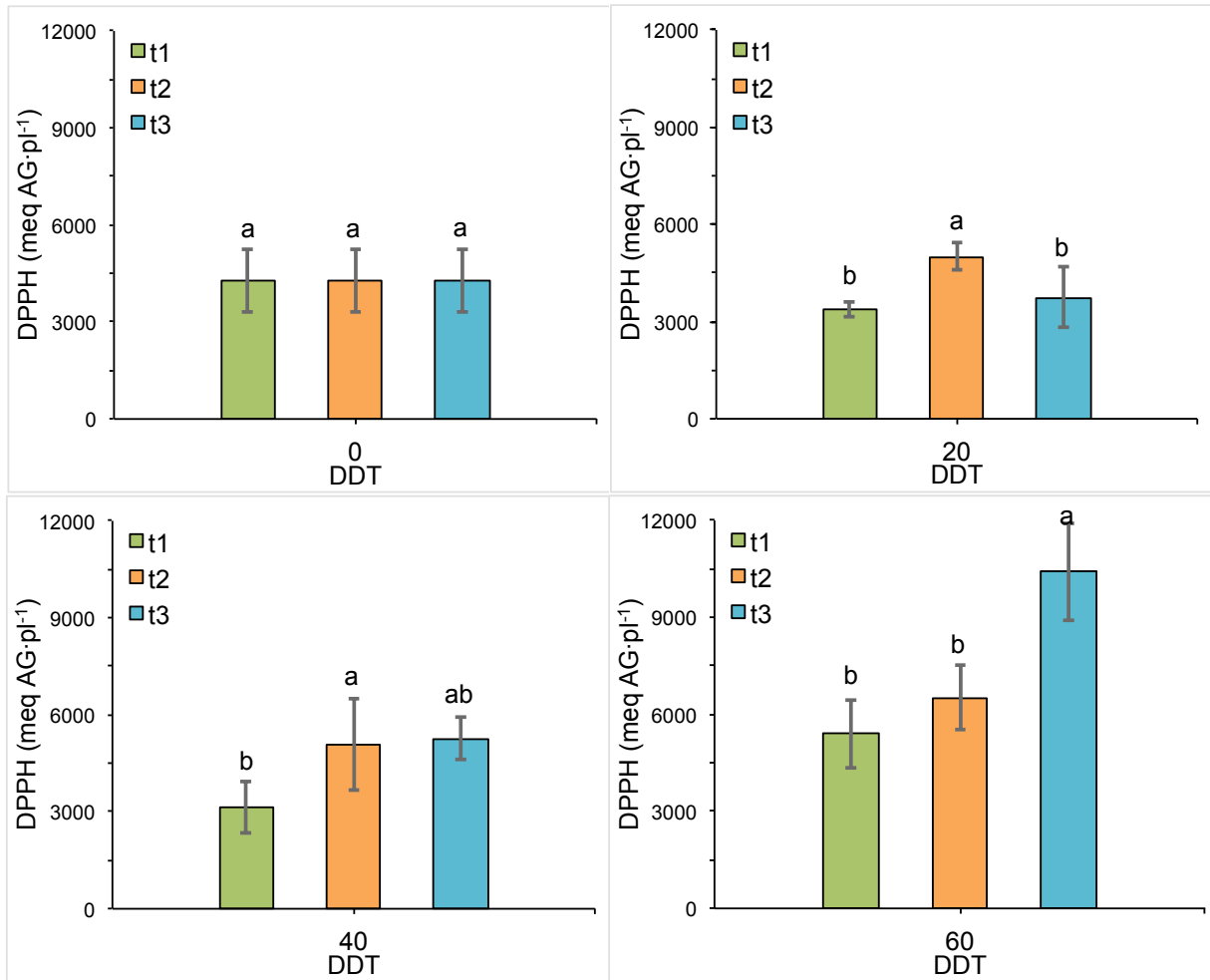


Figura 15. Comparación de medias entre tratamientos de la capacidad antioxidante de hojas frescas de romero en mEq AG (Ácido gálico) por planta por medio de ensayo DPPH a través del tiempo. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos.

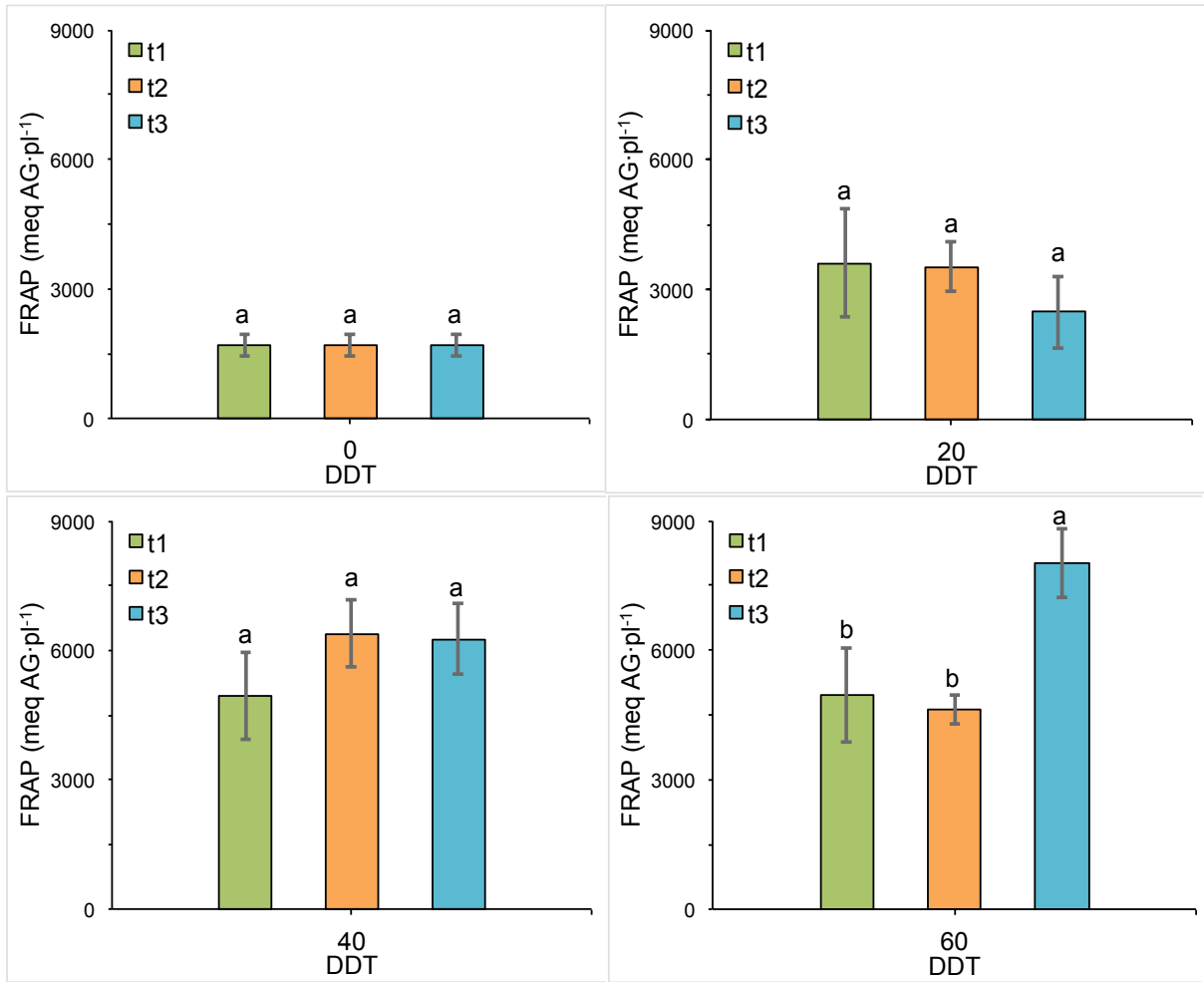


Figura 16. Comparación de medias entre tratamientos de la capacidad antioxidante de hojas frescas de romero en mEq AG (Ácido gálico) por planta por medio de ensayo FRAP a través del tiempo. Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre tratamientos.

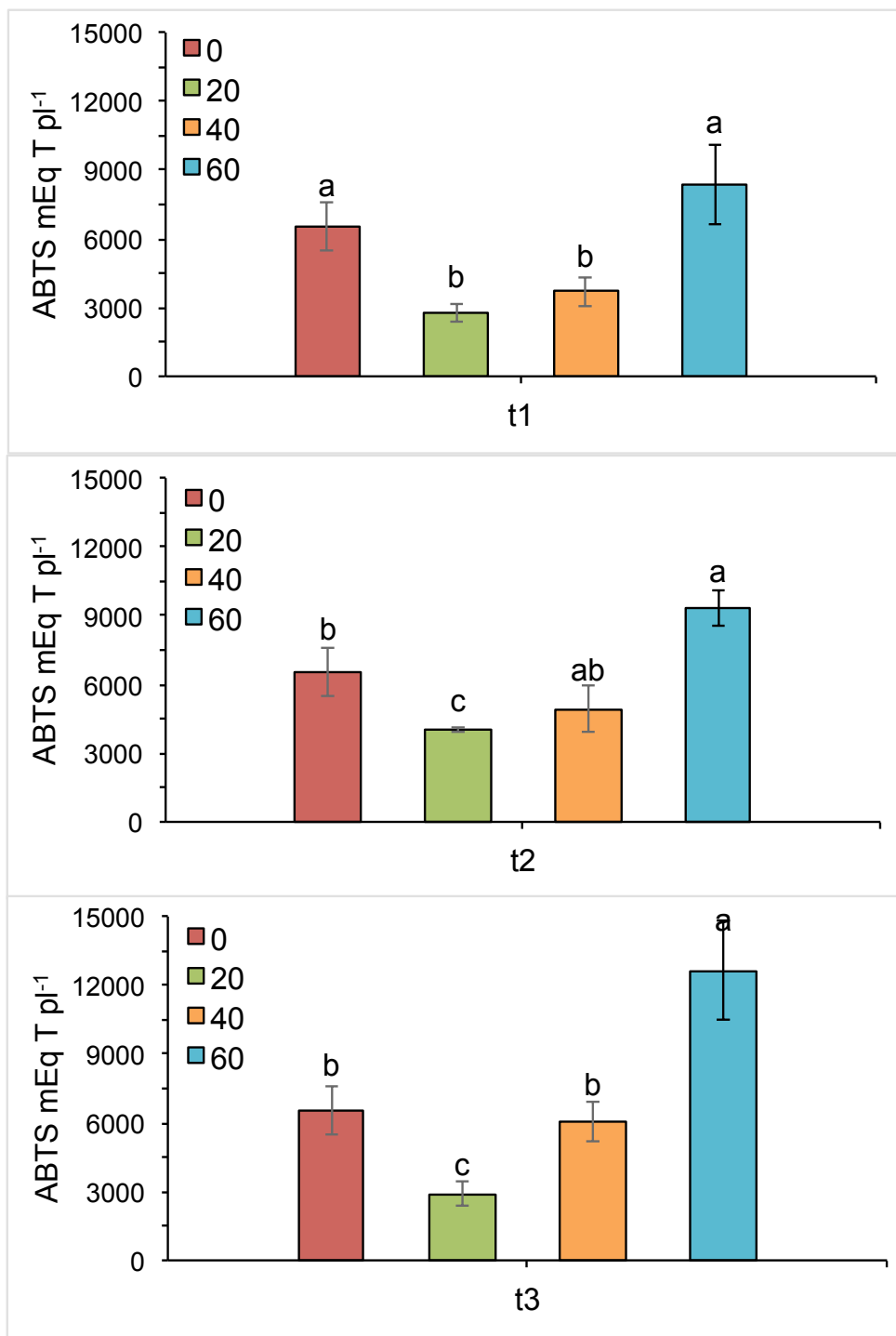


Figura 17. Comparación de medias de la capacidad antioxidante ABTS en mEq T (Trolox) por planta para los distintos muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT). Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre los distintos muestreos.

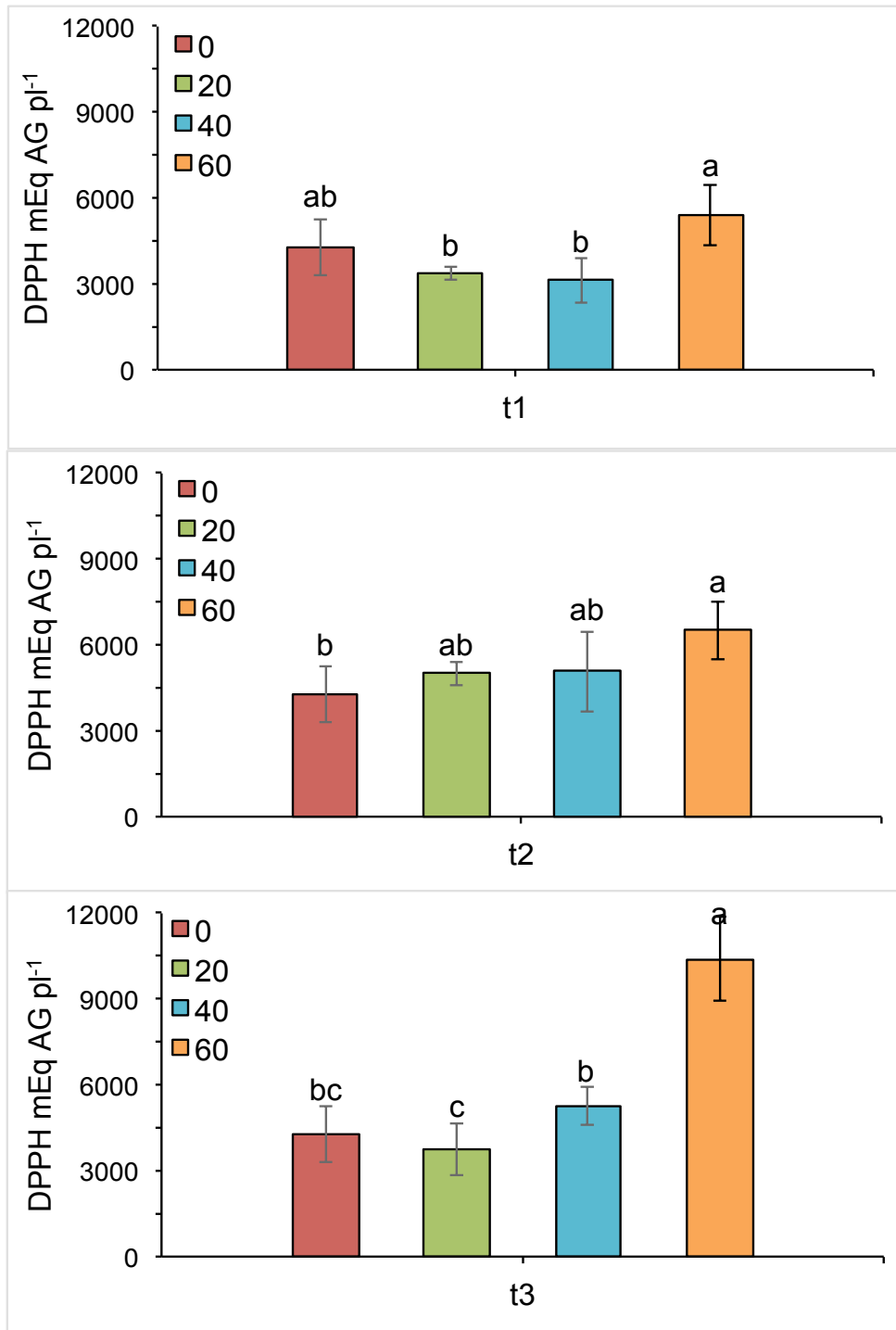


Figura 18. Comparación de medias de la capacidad antioxidante DPPH en meq AG (Ácido gálico) por planta para los distintos muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT). Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre los distintos muestreos.

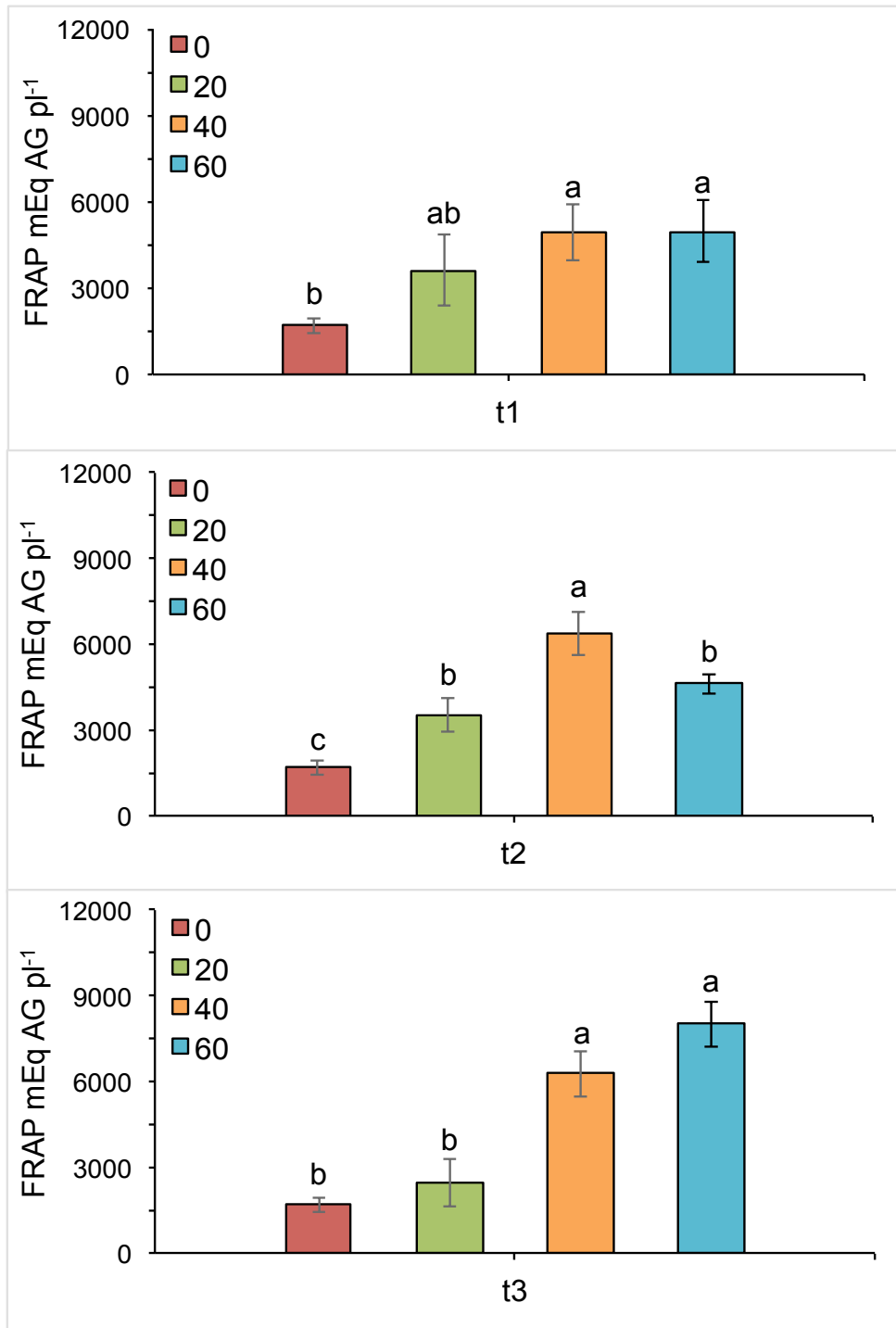


Figura 19. Comparación de medias de la capacidad antioxidante FRAP en mEq AG (Ácido gálico) por planta para los distintos muestreos (0, 20, 40 y 60 DDT). Las barras verticales indican la desviación estándar entre las repeticiones (n=4) de cada tratamiento. Las letras minúsculas representan la diferencia significativa entre los distintos muestreos.

Cuadro 15. Capacidad antioxidante ABTS en mEq T (Trolox) por gramo de hojas frescas de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT. ($\bar{X} \pm DE$; n=4).

ABTS (mEq T·g⁻¹)			
DDT	t ₁	t ₂	t ₃
0	821.7±83.9 ^{aA}	821.7±83.9 ^{bA}	821.7±83.9 ^{abA}
20	318.2±50.7 ^{bB}	540.9±58.8 ^{bA}	360.9±49.8 ^{cB}
40	376.1±5.4 ^{bB}	469.2±27.3 ^{bA}	423.8±33.5 ^{bcAB}
60	621.4±100.1 ^{aB}	832.6±42.5 ^{aA}	635.5±66.7 ^{aB}

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la comparación de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

Cuadro 16. Capacidad antioxidante ABTS en mEq T (Trolox) por planta de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT para los 3 tratamientos basado en la cantidad total de biomasa fresca. ($\bar{X} \pm DE$; n=4).

ABTS (mEq T·pl⁻¹)			
DDT	t ₁	t ₂	t ₃
0	6539.8±1046.2 ^{aA}	6539.8±1046.2 ^{bA}	6539.8±1046.2 ^{bA}
20	2737.1±381.1 ^{bB}	4026.3±108.2 ^{cA}	2900.1±521.7 ^{cB}
40	3693.2±630.6 ^{bB}	4923.4±1032.4 ^{abAB}	6053.6±859.8 ^{bA}
60	8359.4±2369.7 ^{aB}	9301.6±767.3 ^{aAB}	12651.3±2154.6 ^{aA}

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la comparación de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

Cuadro 17. Capacidad antioxidante DPPH en mEq AG (Ácido gálico) por gramo de hojas frescas de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT. ($\bar{X} \pm DE$; n=4).

DPPH (mEq AG·g⁻¹)			
DDT	t ₁	t ₂	t ₃
0	535.6±80.8 ^{aA}	535.6±80.8 ^{aA}	535.6±80.8 ^{aA}
20	393.3±45.7 ^{bB}	671.7±76.8 ^{aA}	469.7±129.6 ^{abB}
40	319.9±73.7 ^{bB}	488.4±123.4 ^{aA}	368.2±11.0 ^{bAB}
60	407.9±75.2 ^{abB}	587.3±115.7 ^{aA}	519.6±43.1 ^{abAB}

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la comparación de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

Cuadro 18. Capacidad antioxidante DPPH en mEq AG (Ácido gálico) por planta de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT para los 3 tratamientos basado en la cantidad total de biomasa fresca. ($\bar{X} \pm DE$; n=4).

DPPH (mEq AG·pl⁻¹)			
DDT	t ₁	t ₂	t ₃
0	4281.3±975.3 ^{abA}	4281.3±975.3 ^{bA}	4281.3±975.3 ^{bcA}
20	3372.7±223.5 ^{bB}	5008.4±411.8 ^{abA}	3745.1±921.3 ^{cB}
40	3142.1±796.1 ^{bB}	5080.1±1408.4 ^{abAB}	5263.2±656.1 ^{bA}
60	5408.1±1060.1 ^{aB}	6509.7±1005.3 ^{aB}	10411.4±2220.2 ^{aA}

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la comparación de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

Cuadro 19. Capacidad antioxidante FRAP en mEq AG (Ácido gálico) por gramo de hojas frescas de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT. ($\bar{X} \pm DE$; n=4).

FRAP (mEq AG·g ⁻¹)			
DDT	t ₁	t ₂	t ₃
0	213.1±15.1 ^{bA}	213.1±15.1 ^{cA}	213.1±15.1 ^{cA}
20	421.6±153.5 ^{aA}	476.8±113.5 ^{abA}	306.8±96.6 ^{bcA}
40	503.9±176.1 ^{aB}	616.2±64.3 ^{aA}	441.4±63.1 ^{abB}
60	372.1±36.9 ^{abA}	414.5±38.2 ^{baA}	401.2±12.4 ^{aA}

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la comparación de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

Cuadro 20. Capacidad antioxidante FRAP en mEq AG (Ácido gálico) por planta de romero a los 0, 20, 40 y 60 DDT para los 3 tratamientos basado en la cantidad total de biomasa fresca. ($\bar{X} \pm DE$; n=4).

FRAP (mEq AG·pl ⁻¹)			
DDT	t ₁	t ₂	t ₃
0	1698.4±262.5 ^{bA}	1698.4±262.5 ^{cA}	1698.4±262.5 ^{bA}
20	3612.1±1241.1 ^{abA}	3522.6±579.1 ^{baA}	2475.1±847.1 ^{baA}
40	4939.5±1002.7 ^{aA}	6381.7±781.2 ^{aA}	6268.3±827.8 ^{aA}
60	4969.4±1113.1 ^{aB}	4616.4±341.3 ^{baB}	12699.6±790.1 ^{aA}

\bar{X} = media; DE=desviación estándar; n= repeticiones por tratamiento.

Las letras mayúsculas en las filas indican la comparación de medias entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

Las letras minúsculas de las columnas indican la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre muestreos.

6. CONCLUSIONES

1. La calidad de la luz presente en el t3 ($183.3 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$; rojo+azul+suplemento de luz blanca) influyó en el crecimiento final produciendo la mayor cantidad de biomasa seca total por planta y la mayor absorción de N, P, K y Cu ($p \leq 0.05$).
2. La capacidad antioxidante a los 60 DDT para ABTS, DPPH y FRAP fue mayor ($p \leq 0.05$) en el t3; únicamente en ABTS el t2 y t3 fueron iguales ($p \leq 0.05$).
3. La producción de polifenoles totales (PFT) fue mayor ($p \leq 0.05$) en el t3 a los 60 DDT.
4. Las curvas de absorción nutrimental para N, P y K se ajustaron a la acumulación de la biomasa seca total a través del tiempo, aunque algunos modelos polinómicos son más complejos y requieren de una mayor investigación para ser explicados adecuadamente.
5. El sistema Plant Factory generó en el t3 una producción de peso seco y fresco real (parte aérea+raíz) de 0.867 y 3.58 kg respectivamente. La absorción nutrimental real considerando el peso seco real fue de 13.05 g de N, 0.93 g de P, 10.74 g de K, 5.77 g de Ca, 1.29 g de Mg, 0.22 g de Fe, 0.01 g de Cu, 0.05 g de Mn y 0.03 g de Zn en un volúmen de cultivo de 1 m^3 (180 plantas).

7. RECOMENDACIONES

Es importante considerar las características nutraceuticas que presentan las especies vegetales para consumo humano tales como capacidad antioxidante y concentración de polifenoles totales, se recomienda que se estimen considerando la producción real de biomasa seca o fresca y no únicamente como concentración (mEq de AG o T por g de materia fresca), dado que dependiendo del manejo del sistema Plant Factory, la producción de biomasa es variable y la concentración de los parámetros señalados pudiera ser la misma en cualquier sistema productivo.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Ahmad, N., Rab, A. & Ahmad, N. (2016). Light-induced biochemical variations in secondary metabolite production and antioxidant activity in callus cultures of *Stevia rebaudiana* (Bert). *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 154, 51-56.
2. Ainsworth, A. & Rogers, A. (2007). The response of photosynthesis and stomatal conductance to rising [CO₂]: mechanisms and environmental interactions. *Plant, Cell & Environment*, 30, 258-270.
3. Alarcón, J. (2011). Plantas aromáticas y medicinales enfermedades de importancia y sus usos terapéuticos. Sanidad Vegetal, Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). Bogotá, Colombia. 48.
4. Alipio, I., Cruz, D., Doria, D. & Fruto, M. (2019). On the design of Nutrient Film Technique hydroponics farm for smart agriculture. *Engineering in Agriculture, Environment and Food*, 12(3), 315-324.
5. Al-Sereiti, R., Abu-Amer, M. & Sen, P. (1999). Pharmacology of rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) and its therapeutic potentials. *Indian Journal of Experimental Biology*, 37(2), 124-30.
6. ARDUINO. (2016). Arduino versión 1. 6. 12. Recuperado de <https://www.arduino.cc/en/Main/Software>.
7. Aronne, G., De Micco, V., & Scala, M. (2006). Effects of relative humidity and temperature conditions on pollen fluorochromatic reaction of *Rosmarinus officinalis* L. (Lamiaceae). *Protoplasma*, 228(1-3), 127.
8. Avendaño, V. (2019). Influencia de la intensidad y calidad de luz en el crecimiento y propiedades antioxidantes en cultivo de lechuga (*Lactuca sativa* L.) bajo sistema de producción fábrica de plantas (Doctoral dissertation, Universidad Autónoma de Nuevo León).
9. Bakirel, T., Bakirel, U., Keles, G., Ulgem & Yordibi, H. (2008). In vivo assessment of antidiabetic and antioxidant activities of rosemary (*Rosmarinus officinalis*) in alloxan-diabetic rabbits. *Journal of Ethnopharmacology*, 116(1), 64-73.
10. Banerjee, R., Schleicher, E., Meier, S., Viana, M., Pokorny, R., Ahmad, M., Bittl, R. & Batschauer, A. (2007). The signaling state of Arabidopsis cryptochrome 2 contains flavin semiquinone. *Journal of biological chemistry*, 282(20), 14916-14922.
11. Bareño, P. (2006). Hierbas aromáticas culinarias para exportación en fresco. Proyecto hierbas aromáticas, facultad de Agronomía. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia.
12. Barni, V., Fantanals, A. & Moreno, S. (2009). Estudio de la eficacia antibiótica de un extracto etanólico de *Rosmarinus officinalis* L., contra *Staphylococcus aureus* en dos modelos de infección en piel de ratón. Boletín Latinoamericano

- y del Caribe de plantas medicinales y aromáticas, *Sociedad Latinoamericana de Fotoquímica*, 8(3), 219-233.
13. Barrera, J., Suárez, D. & Melgarejo, M. (2010). II. Análisis de crecimiento en plantas. Experimentos en fisiología vegetal. Melgarejo, LM (Ed). Laboratorio de Fisiología y Bioquímica Vegetal. Departamento de Biología. Universidad Nacional de Colombia, 25-39.
 14. Beaman, R., Gladon, J., & Schrader, J. (2009). Sweet basil requires an irradiance of 500 mmol·m⁻²·s⁻¹ for greatest edible biomass production. *HortScience*, 44, 64–67.
 15. Benzie, F. & Strain, J. (1996). The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of “Antioxidant Power”: The FRAP Assay. *Analytical Biochemistry*, 239(1), 70–76.
 16. Billore, V., Jain, M. & Suprasanna, P. (2017). Monochromic radiation through light-emitting diode (LED) positively augments in vitro shoot regeneration in Orchid (*Dendrobium sonia*). *Canadian Journal of Biotechnology*, 1(2), 50.
 17. Bonilla, C. y Martínez, F. (2010). Romero (*Rosmarinus officinalis* L.): Producción y manejo poscosecha. Corredor Tecnológico Agroindustrial. Cámara de Comercio de Bogotá. Colombia. 102.
 18. Borgia, E., 2014. The Internet of Things vision: key features, applications and open issues. *Comput. Commun.* 54, 1–31.
 19. Bouly, P., Schleicher, E., Dionisio-Sese, M., Vandebussche, F., Van Der Straeten, D., Bakrim, N. & Ahmad, M. (2007). Cryptochrome blue light photoreceptors are activated through interconversion of flavin redox states. *Journal of Biological Chemistry*, 282(13), 9383-9391.
 20. Brand-Williams, W., Cuvelier, E. & Berset, L. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food science and Technology*, 28(1), 25-30.
 21. Bustanji, Y. & Issa, A. (2010). Inhibition of hormone sensitive lipase and pancreatic lipase by *Rosmarinus officinalis* extract and selected phenolic constituents. *Journal of Medicinal Plants and Research*, 4(21), 2235-2242.
 22. Castillo, K. (2013). Estimación de las curvas de crecimiento y extracción nutrimental en el cultivo hidropónico de romero aromático *Rosmarinus officinalis* (L) (Doctoral dissertation, Universidad Autónoma de Nuevo León).
 23. Castro, D., Díaz J., Serna, R., Martínez, D., Urrea, P., Muñoz, K. y Osorio, E. (2013). Cultivo y producción de plantas aromáticas y medicinales. Universidad Católica de Oriente. Segunda edición. Rionegro. 98.
 24. Centre for Agricultural Bioscience International (2019). Global Invasive Species Compendium: *Rosmarinus officinalis* L. (rosemary). Consultado al día 06/04/2020: <https://www.cabi.org/isc/datasheet/47678>
 25. Chang, X., Alderson, G. & Wright, J. (2008). Solar irradiance level alters the growth of basil (*Ocimum basilicum* L.) and its content of volatile oils. *Environment & Experimental Botany*, 63:216–223.
 26. Cho, Y., Choi, Y., Lee, B. & Son, E. (2012). Growth characteristics of sowthistle (*Ixeris dentata* Nakai) under different levels of light intensity, electrical conductivity of nutrient solution, and planting density in a plant factory. *Horticulture, Environment and Biotechnology*, 53(5), 368-372.

27. Cooper, A. (1979). The ABC of NFT: Nutrient film technique. Ed. Grower Books. London, UK. 50, 181.
28. Cooper, A. (1996). The ABC of NFT: Nutrient Film Technique. The World's First Method of Crop Production without a Solid Rooting Medium. Casper Publications.
29. Cortella, G., Saro, O., De Angelis, A., Ceccotti, L., Tomasi, N., Dalla Costa, L. & Cesco, S. (2014). Temperature control of nutrient solution in floating system cultivation. *Applied thermal engineering*, 73(1), 1055-1065.
30. Cortés, M. y Pérez, M. (2014). El Cultivo del Romero (*Rosmarinus officinalis* L.) Una experiencia de la Universidad Militar Nueva Granada en la Sabana de Bogotá. Colombia.
31. Craver, J. & Lopez, R. (2016). Control of Morphology by Manipulating Light Quality and Daily Light Integral Using LEDs. *LED Lighting for Urban Agriculture*, 203–217.
32. Currey, C. & Lopez, R. (2015). Biomass accumulation and allocation, photosynthesis, and carbohydrate status of impatiens, pelargonium, and petunia cuttings are affected by photosynthetic daily light integral during root development. *Journal of the American Society for HortScience*, 140, 542–549.
33. Dalla Costa, L., Tomasi, N., Gottardi, S., Iacuzzo, F., Cortella, G., Manzocco, L. & Cesco, S. (2011). The effect of growth medium temperature on corn salad [*Valerianella locusta* (L.) Laterr] baby leaf yield and quality. *Journal for the American Society for HortScience*, 46(12), 1619-1625.
34. Domingues, S., Takahashi, W., Camara, A. & Nixdorf, L. (2012). Automated system developed to control pH and concentration of nutrient solution evaluated in hydroponic lettuce production. *Computers and electronics in agriculture*, 84, 53-61.
35. Dougher, A. & Bugbee, B. (2001a). Differences in the response of wheat, soybean and lettuce to reduced blue radiation. *Photochem. Photobiol*, 73, 199–207.
36. Dougher, A. & Bugbee, B. (2001b). Evidence for yellow light suppression of lettuce growth. *Photochem. Photobiol*, 73, 208–212.
37. Dougher, A. & Bugbee, B. (2004). Long-term blue light effects on the histology of lettuce and soybean leaves and stems. *Journal for the American Society for HortScience*, 129, 467–472.
38. Drew, T., González-Gallegos, G., Xiang, L., Kriebel, R., Drummond, P., Walked, B. & Sytsma, J. (2017). Salvia united: The greatest good for the greatest number. *Taxon*, 66(1), 133-145.
39. Egan, M. (2016). Say goodbye, say hello: GE stops making CFLs, says go, go, go to LEDs. Recuperado de: <https://www.ge.com/news/reports/say-goodbye-say-hello-ge-stops-making-cfls-says-go-go-go-to-leds> Acceso Abr 28, 2019.
40. Erda, L., Wei, X., Hui, J., Yinlong, X., Yue, L., Liping, B. & Liyong, X. (2005). Climate change impacts on crop yield and quality with CO₂ fertilization in China. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 360(1463), 2149-2154.
41. Erkan, N., Aytanci, G. & Eyranci, E. (2008). Antioxidant activities of rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) extract, blackseed (*Nigela sativa* L.) essential oil, carnosic acid, rosmarinic acid and sesamol. *Food Chem*, 110, 76–82.

42. Faust, J., Holcombe V., Rajapakse, N. & Layne, D. (2005). The effect of daily light integral on bedding plant growth and flowering. *HortScience*, 40, 645–649.
43. Fernández, A. (2007). El efecto de los azúcares solubles sobre la ganancia de peso seco y su relación con el manejo de los verdes de invierno. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), Argentina.
44. Floridata (2014). FLORIDATA base website. Tallahassee, Florida, USA. Recuperado de: <http://www.floridata.com/> Acceso 6 Abr 2020.
45. Folta, M. (2004). Green light stimulates early stem elongation, antagonizing light-mediated growth inhibition. *Plant Physiology*, 135(3), 1407-1416.
46. Font-Quer, P. (1980). Plantas Medicinales: El Dioscórides Renovado. Editorial Labor, Barcelona, España, 651-653.
47. Georgé, S., Brat, P., Alter, P. & Amiot, J. (2005). Rapid determination of polyphenols and vitamin C in plant-derived products. *Journal of Agricultural and food chemistry*, 53(5), 1370-1373.
48. Gomes, G., Veloso, F., Maynard, F., Marques, N., Souza, L., Pereira, M. y Lima, S. (2020). Integrative process to extract chlorophyll and purify rosmarinic acid from rosemary leaves (*Rosmarinus officinalis*). *Journal of Chemical Technology & Biotechnology*, 95(5), 1503-1510.
49. González-Michel, A. (2013). Guía técnica del cultivo de romero (*Rosmarinus officinalis* L.). Edit. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. La Paz, Baja California Sur, México. 72.
50. Gruda, N. (2009). ¿Do soilless culture systems have an influence on product quality of vegetables? *Journal of Applied Botany and Food Quality*, 82, 141-147.
51. Guerrero, M., Rodríguez, H. & Brito, J. (2007). Essential oils of *Rosmarinus officinalis* L. effect of harvesting dates growing media and fertilizers. *Greece*. 24(2), 65-70.
52. Guzman, C. (1999). *Rosmarinus officinalis* L. In: Plant Resources of South-East Asia. Leiden, *The Netherlands: Backhuys Publisher*, (13), 194-197.
53. Hammock, A. (2018). The Impact of Blue and Red LED Lighting on Biomass Accumulation, Flavor Volatile Production, and Nutrient Uptake in Hydroponically Grown Genovese Basil. (Master disertation, University of Tennessee).
54. Hassanzadeh, K., Aliniaiefard, S., Farzinia, M., & Ahmadi, M. (2017). Effect of Phenological Stages on Essential Oil Content, Composition and Rosmarinic Acid in *Rosmarinus officinalis* L. *International Journal of Horticultural Science and Technology*, 4(2), 251-258.
55. Heo, W., Kang, H., Bang, S., Hong, G., Chun, H. & Kang, K. (2012). Early growth, pigmentation, protein content, and phenylalanine ammonia-lyase activity of red curled lettuces grown under different lighting conditions. *Korean Journal of Horticultural Science and Technology*, 30(1), 6-12.
56. Hernández, R. & Kubota, C. (2012). Tomato seedling growth and morphology responses to supplemental LED lighting red:blue ratios under varied daily solar light integrals. *Acta Horti*, 956, 187–194.
57. Hernández, R., & Kubota, C. (2016). Physiological responses of cucumber seedling under different blue and red photon flux ratios using LEDs. *Environmental and Experimental Botany*, 121, 66-74.

58. Ilić, S., & Fallik, E. (2017). Light quality manipulation improves vegetable quality at harvest and postharvest: A review. *Environmental and Experimental Botany*, 139, 79-90.
59. InfoStat. (2019). InfoStat versión 2019. Recuperado de: <http://www.infostat.com.ar/index.php?mod=page&id=46>.
60. Jiao, Y., Lau, O. & Deng, X. (2007). Light regulated transcriptional networks in higher plants. *Nature Reviews Genetics*, 8(3), 217.
61. Johkan, M., Shoji, K., Goto, F., Hashida, N. & Yoshihara, T. (2010). Blue light-emitting diode light irradiation of seedlings improves seedling quality and growth after transplanting in red leaf lettuce. *HortScience*, 45(12), 1809-1814.
62. Johkan, M., Shoji, K., Goto, F., Hahida, N. & Yoshihara, T. (2012). Effect of green light wavelength and intensity on photomorphogenesis and photosynthesis in *Lactuca sativa*. *Environmental and Experimental Botany*, 75, 128-133.
63. Khorshidi, J., Rahmat, M., Mohamed, T. & Himan, N. (2009). Influence of drying methods, extraction time, and organ type on essential oil content of rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.). *Natural Science*, 7(11), 42-44.
64. Kim, H., Goins, D., Wheeler, M. & Sager, C. (2004). Green-light supplementation for enhanced lettuce growth under red-and blue-light-emitting diodes. *HortScience*, 39(7), 1617-1622.
65. Kimball, A., Kobayashi, K. & Bindi, M. (2002). Responses of agricultural crops to free-air CO₂ enrichment. *Adv. Agron*, 70, 293–368.
66. Kokalj, D., Hribar, J., Cigić, B., Zlatić, E., Demšar, L., Sinkovič, L. & Vidrih, R. (2016). Influence of yellow light-emitting diodes at 590 nm on storage of apple, tomato and bell pepper fruit. *Food technology and biotechnology*, 54(2), 228-235.
67. Kopsell, A. & Sams, E. (2013). Increases in shoot tissue pigments, glucosinolates, and mineral elements in sprouting broccoli after exposure to short-duration blue light from light emitting diodes. *Journal for the American Society for Horticultural Science*, 138, 31–37.
68. Kopsell, A., Sams E., Barickman, C. & Morrow, C. (2014). Sprouting broccoli accumulate higher concentrations of nutritionally important metabolites under narrow-band light-emitting diode lighting. *Journal for the American Society for HortScience*, 139:469–477.
69. Kopsell, A., Sams, E. & Morrow, C. (2015). Blue wavelengths from LED lighting increase nutritionally important metabolites in specialty crops. *Journal for the American Society for HortScience*, 50, 1285–1288.
70. Kopsell, A., Sams, E. & Morrow, C. (2017). Interaction of light quality and fertility on biomass, shoot pigmentation and xanthophyll cycle flux in Chinese kale. *J. Sci. Food Agr.* 97, 911–917.
71. Kozai, T. (2007). Propagation, grafting and transplant production in closed systems with artificial lighting for commercialization in Japan. *Propagation of Ornamental Plants*, 7, 145-149.
72. Kozai, T. (2013). Resource use efficiency of closed plant production system with artificial light: Concept, estimation and application to plant factory. *Proceedings of the Japan Academy. Series B, Physical and Biological Sciences*, 89, 447.

73. Kozai, T. & Niu, G. (2016). Introduction (3-5). In T. Kozai, G. Niu, & M. Takagaki (Eds.). *Plant Factory: an indoor vertical farming system for efficient quality food production*. Academic Press: London, UK.
74. Lefsrud, G., Kopsell, A. & Sams, E. (2008). Irradiance from distinct wavelength light-emitting diodes affect secondary metabolites in kale. *Journal for the American Society for HortScience*, 43(7), 2243-2244.
75. Li, D., Liu, H., Qiao, Y., Wang, Y., Cai, Z., Dong, B. & Liu, M. (2013). Effects of elevated CO₂ on the growth, seed yield, and water use efficiency of soybean (*Glycine max* (L.) Merr.) under drought stress. *Agricultural Water Management*, 129, 105-112.
76. Li, H., Tang, C., Xu, Z., Liu, X. & Han, X. (2012). Effects of different light sources on the growth of non-heading Chinese cabbage (*Brassica campestris* L.). *Journal of Agricultural Science*, 4(4), 262-273.
77. Li, R., Huang, W., Wang, X., Liu, X. & Xu, Z. (2018). Effects of yellow, green, and different blue spectra on growth of potato plantlets in vitro. *Journal for the American Society for HortScience*, 53(4), 541-546.
78. Li, Q. & Kubota, C. (2009). Effects of supplemental light quality on growth and phytochemicals of baby leaf lettuce. *Environmental and Experimental Botany*, 67(1), 59-64.
79. Lionjanga, L. & Sampaio, C. (2019). Caracterización de las series anuales de precipitación pluvial, temperatura y humedad relativa en el período correspondiente entre 2005 a 2014 en la Chianga Provincia del Huambo-Angola. *Ojeando la Agenda*, (59), 1.
80. Lin, K., Huang, M., Huang, W., Hsu, M., Yang, Z. & Yang, C. (2013). The effects of red, blue, and white light-emitting diodes on the growth, development, and edible quality of hydroponically grown lettuce (*Lactuca sativa* L. var. capitata). *Scientia Horticulturae*, 150, 86-91.
81. Linneo, C. (1753). *Species Plantarum* (Sp. Pl.). Exhibentes: Plantas Rite Cognitas, Ad Genera Relatas. Tomus 1.
82. Liu, H., Fu, Y., Hu, D., Yu, J. & Liu, H. (2018). Effect of green, yellow and purple radiation on biomass, photosynthesis, morphology and soluble sugar content of leafy lettuce via spectral wavebands “knock out”. *Scientia Horticulturae*, 236, 10-17
83. Liu, L. (2015). Desarrollo de nuevos sustratos a base de compost y biochar para la propagación y producción de *Rosmarinus officinalis* L. en vivero profesional (Doctoral dissertation, Universidad Politécnica de Valencia).
84. Liu, X., Chang, T., Guo, S., Xu, Z. & Li, J. (2011). Effect of different light quality of LED on growth and photosynthetic character in cherry tomato seedling. *Acta Horticulturae*, 907, 325–330.
85. Luengo, M. (2008). El romero: Planta aromática con efectos antioxidantes. *Ámbito Farmacéutico: Fisioterapia (OOFARM)*, 27(7), 60-63.
86. Marin, M., Koko, V., Duletić-Laušević, S., Marin, D., Rančić, D., Dajic-Stevanovic, Z. (2006). Glandular trichomes on the leaves of *Rosmarinus officinalis*: Morphology, stereology and histochemistry. *South African Journal of Botany* 72, 378–382.

87. Martínez, G., Nicolás, L., Ortiz, Y., Morales, I. & Gutiérrez, G. (2016). Crecimiento y contenido de aceite en albahaca (*Ocimum basilicum* L.) bajo mallas sombra de colores. *Interciencia*, 41(6), 428-432.
88. McDonald, J., Ericsson M. & Larsson, C. (1996). Plant nutrition, dry mater gain and partitioning at the whole-plant level. *Journal of Experimental Botany* (47), 1245-1253.
89. Mehrizi, H., Shariatmadari, H., Khoshgoftarmanesh, H. & Moattar, F. (2011). Effects of salinity and zinc nutrition on growth and antioxidant properties of *Rosmarinus officinalis* L. in a calcareous soil. *Iranian Journal of Medicinal and Aromatic Plants*, 27(1), 25-34.
90. Mendiola, M., Montalbán, J. (2009). Plantas aromáticas y Gastronómicas. Ediciones Mundi-Prensa. México.
91. Missouri Botanical Garden Plant Finder (2014). Missouri Botanical Garden Plant Finder. St. Louis, MO, USA.
92. Molnár, E., Rippel-Petho, D. & Bocsi, R. (2013). Solid-liquid extraction of chlorophyll from microalgae from photototroph open-air cultivation. *Hung J Ind Chem*, 41, 119-122.
93. Montes de Oca, G. (2010). Elaboración y control de comprimidos fitofarmacéuticos de ajeno (*Artemisia absinthium* L), romero (*Rosmarinus officinalis* L.) y manzanilla (*Matricaria chamomilla* L.) para combatir la menstruación dolorosa. (Tesis de Licenciatura). Riobamba, Ecuador.
94. Morrow, R. C. (2008). LED lighting in horticulture. *HortScience*, 43(7), 1947-1950.
95. Mortensen, M., & Strømme, E. (1987). Effects of light quality on some greenhouse crops. *Scientia horticultrae*, 33(1-2), 27-36.
96. Nicola, S., Hoeberechts, J. & Fontana, E. (2004). Comparison between traditional and soilless culture systems to produce rocket (*Eruca sativa*) with low nitrate content. *In International Symposium on Soilless Culture and Hydroponics*, 697, 549-555.
97. Nikkei (2016). Plant factory in Asia: The expanding middle class increases business chances. *Nihonkeizai Sinbun (Nikkei News Paper)*, Jan. 26th.
98. Nitschke, S., Cortleven, A. & Schmülling, T. (2017). Novel stress in plants by altering the photoperiod. *Trends in plant science*, 22(11), 913-916.
99. Olivares, E. (1994). Paquete estadístico de diseños experimentales (programa de cómputo) versión 2.5. Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León. Marín, NL, México.
100. Oviedo, R., Herrera, P. y Caluff, G. (2012). National list of invasive and potentially invasive plants in the Republic of Cuba, 2011. *Bissea: Boletín sobre Conservación de Plantas del Jardín Botánico Nacional de Cuba*, 6(1), 22-96.
101. Özcan, M. & Chalchat, J., (2008). Chemical composition and antifungal activity of rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) oil from Turkey. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 59, 691-698.
102. Panasonic (2017). Production of fluorescent lamps shall be terminated by the end of March, 2019. Press release as of October 2, 2017.
103. Pardossi, A., Malorgio, F., Incrocci, L., Campiotti, C. & Tognoni, F. (2002). Comparison between two methods to control nutrient delivery to green

- house melons grown in recirculating nutrient solution culture. *Scientia Horticulturae*, 92, 89-95.
104. Park, Y., Park, J., Hwang, S. & Jeong, R. V. (2012). Light source and CO₂ concentration affect growth and anthocyanin content of lettuce under controlled environment. *Journal Horticulture, Environment and Biotechnology*, 53, 460-466.
 105. Pennisi, G., Blasioli, S., Cellini, A., Maia, L., Crepaldi, A., Braschi, I. & Marcelis, L. (2019). Unraveling the role of red: blue LED lights on resource use efficiency and nutritional properties of indoor grown sweet basil. *Frontiers in Plant Science*, 10, 305.
 106. Petiwala, M., Puthenveetil, G. & Johnson, J. (2013). Polyphenols from the Mediterranean herb rosemary (*Rosmarinus officinalis*) for prostate cancer. *Frontiers in pharmacology*, 4, 29.
 107. Pietrini, F., Bianconi, D., Massacci, A. & Iannelli, A. (2016). Combined effects of elevated CO₂ and Cd-contaminated water on growth, photosynthetic response, Cd accumulation and thiolic components status in *Lemna minor* L. *Journal of Hazardous Materials*, 309, 77–86.
 108. Raffo, A., Mozzanini, E., Nicoli, F., Lupotto, E. & Cervelli, C. (2020). Effect of light intensity and water availability on plant growth, essential oil production and composition in *Rosmarinus officinalis* L. *European Food Research and Technology*, 246(1), 167-177.
 109. Randall, P. (2012). A Global Compendium of Weeds. Perth, Australia: Department of Agriculture and Food Western Australia, 1124.
 110. Reader's Digest (2008). The Complete Book of Herbs. Reader's Digest (Australia) Pty Limited Editorial.
 111. Rius-Ruiz, X., Andrade, J., Riu, J. & Rius, X. (2014). Computer-operated analytical platform for the determination of nutrients in hydroponic systems. *Food chemistry*, 147, 92-97.
 112. Rodríguez-Fuentes, H. Rodríguez-Absi, J. (2015). Métodos de análisis de suelos y plantas: criterios de interpretación. México: Trillas S.A. de C.V.
 113. Rodríguez, M., & Florez, V. (2004). Elementos esenciales y beneficiosos. Fertiriego: Tecnologías y programación en agroplasticultura. Almería, España.
 114. Royal Horticultural Society (2014). RHS Find a Plant website. London, UK: Royal Horticultural Society. Recuperado de: <https://www.rhs.org.uk/plants> Acceso 6 Abr 2020.
 115. Sabzalian, R., Heydarizadeh, P., Zahedi, M., Boroomand, A., Agharokh, M., Sahba, R. & Schoefs, B. (2014). High performance of vegetables, flowers, and medicinal plants in a red-blue LED incubator for indoor plant production. *Agronomy for sustainable development*, 34(4), 879-886.
 116. Saengtharatip, S., Lu, N., Takagaki, M. & Kikuchi, M. (2018). Productivity and Cost Performance of Lettuce Production in Plant Factory Using Various Light-Emitting-Diodes of Different Spectra. *ISSAAS Journal*, 24, 1-9.
 117. SAGARPA (2011). Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP).

118. Samperio (2004). Un paso más en la hidroponía. 1ª Ed. Editorial Diana S.A. de C.V. México, D.F.
119. Samuolienė, G., Sirtautas, R., Brazaitytė, A. & Duchovskis, P. (2012). LED lighting and seasonality effects antioxidant properties of baby leaf lettuce. *Food Chemistry*, 134(3), 1494-1499.
120. Sánchez, F. (2005). Orégano & Romero: Cultivo, Calidad, Tecnología y mejoramiento. Proyecto FDI AT-11. Fundación Chile, CORFO. Santiago de Chile, Chile.
121. Schleiden, M. (1852). *Salvia rosmarinus*. Handbuch der Medicinisch Pharmaceutischen Botanik, Vol. 1. Schlei, Alemania. 265.
122. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER) (2017). Del Mediterráneo llegó el romero a nuestras mesas. Recuperado de: <https://www.gob.mx/agricultura/es> Acceso 7 Abr 2020.
123. Sirtautas, R., Samouline, G., Brazaityte, A., ShaKalauskaite, J., Shakalauskiene, S., Virsile, A., Jankau-skiene, J., Vastakaite, V. & Duchovskis, P. (2012). Impact of CO₂ on quality of baby lettuce grown under optimized light spectrum. *Journal Acta Scientiarum Polonorum Hortorum Cultus*, 13, 109-118.
124. Stearn, T. (1992). Stearns dictionary of plant names for gardeners: A handbok on the origin and meaning of the botanical names of some cultivated plants. Cassell: London, UK.
125. Stutte, W., Edney, S. & Skerritt, T. (2009). Photoregulation of bioprotectant content of red leaf lettuce with light-emitting diodes. *Journal for the American Society for HortScience*, 44(1), 79-82.
126. Su, N., Wu, Q., Shen, Z., Xia, K. & Cui, J. (2013). Effects of light quality on the chloroplastic ultrastructure and photosynthetic characteristics of cucumber seedlings. *Plant Growth Regul*, 73, 227–235.
127. Taiz, L. & Zeiger, E. (2006). *Plant Physiology*. 4ª Ed. Sinauer: Sunderland MA, USA. 764.
128. Taiz, L. & Zeiger, E. (2010). *Fisiología Vegetal*. 1ª Ed. Universitat Jaume, 1338.
129. Tomasi, N., Pinton, R., Dalla Costa, L., Cortella, G., Terzano, R., Mimmo, T. & Cesco, S. (2015). New 'solutions' for floating cultivation system of ready-to-eat salad: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 46(2), 267-276.
130. Tschinggerl, C. & Bucar, F. (2010). Investigation of the volatile fraction of rosemary infusion extracts. *Scientia Pharmaceutica*, 1(4), 483-492.
131. University of Hawaii (2014). Department of Botany Vascular Plant Family Access Page: Lamiaceae (Labiatae). University of Hawaii, Honolulu, USA.
132. van den Berg, R., Haenen, G. R., van den Berg, H., & Bast, A. A. L. T. (1999). Applicability of an improved Trolox equivalent antioxidant capacity (TEAC) assay for evaluation of antioxidant capacity measurements of mixtures. *Food Chemistry*, 66(4), 511-517.
133. Vergara, D., Simeone, P., Bettini, S., Tinelli, A., Valli, L., Storelli, C., & Maffia, M. (2014). Antitumor activity of the dietary diterpene carnosol against a panel of human cancer cell lines. *Food & function*, 5(6), 1261-1269.

134. Vicente, G., Villanueva, D., García-Risco, M., Fornari, T. & Reglero, G. (2011). Extracción de hojas de romero (*Rosmarinus Officinalis*) utilizando solventes líquidos presurizados. 95-96.
135. Walters, J., & Currey, J. (2018). Effects of nutrient solution concentration and daily light integral on growth and nutrient concentration of several basil species in hydroponic production. *Journal for the American Society for HortScience*, 53(9), 1319-1325.
136. Wang, J., Lu, W., Tong, Y., & Yang, Q. (2016). Leaf morphology, photosynthetic performance, chlorophyll fluorescence, stomatal development of lettuce (*Lactuca sativa* L.) exposed to different ratios of red light to blue light. *Frontiers in plantscience*, 7, 250.
137. Wolfert, S., Ge, L., Verdouw, C., Bogaardt, M.-J., 2017. Big data in smart farming – a review. *Agric. Syst.* 153, 69–80.
138. Wu, Q., Su, N., Shen, W., Cui, J., 2014. Analyzing photosynthetic activity and growth of solanum lycopersicum seedlings exposed to different light qualities. *Acta Physiol. Plant*, 36, 1411–1420.
139. Yang, Q., Pan, J., Shen, G. & Guo, B. (2019). Yellow light promotes the growth and accumulation of bioactive flavonoids in *Epimedium pseudowushanense*. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 197, 111550.
140. Zanin, G., Ponchia, G. & Sambo, P. (2009). Yield and quality of vegetables grown in a floating system for ready-to-eat produce. *Acta Horticulturae*, 807, 433-438.
141. Zhang, T. & Folta, K. (2012). Green light signaling and adaptive response. *Journal Plant Signaling & Behavior*, 7, 1-4.
142. Zhou, J., Li, P., Wang, J. & Fu, W. (2019). Growth, photosynthesis, and nutrient uptake at different light intensities and temperatures in lettuce. *Journal for the American Society for HortScience*, 54(11), 1925-1933.
143. Žukauskas, A., Bliznikas, Z., Breivė, K., Noviškova, A., Samuolienė, G., Urbonavičiūtė, A., Brazaitytė, A., Jankauskienė, J. & Duchovskis, P. (2011). Effect of supplementary pre-harvest LED lighting on the antioxidant properties of lettuce cultivars. *Acta Horticulturae*, 907, 87–90.

9. APÉNDICE

A 1. Código de programación para el monitoreo, registro y almacenamiento de las distintas variables ambientales como: temperatura, humedad relativa, concentración de CO₂ ambiental e intensidad de luz.

```
#include <LiquidCrystal.h>

#include <DHT.h> //cargamos la librería DHT

#include <Wire.h>

#include <Digital_Light_TSL2561.h>

#define DHTPIN 2 //Seleccionamos el pin en el que se //conectará el sensor

#define DHTTYPE DHT11 //Se selecciona el DHT11 (hay //otros DHT)

DHT dht(DHTPIN, DHTTYPE); //Se inicia una variable que será usada por Arduino para
comunicarse con el sensor

#define SensorPin A5 //pH meter Analog output to Arduino Analog Input 0

#define Offset 0//deviation compensate

#define LED 13

#define samplingInterval 20

#define printInterval 800

#define ArrayLenth 40 //times of collection

#define MG_PIN (7) //pin analogico al arduino

#define DC_GAIN (1) //ganacia del amplicador

#define READ_SAMPLE_INTERVAL (50) // cuantas muestras se tomarán

#define READ_SAMPLE_TIMES (20) // definir intervalo entre cada muestra

#define ZERO_POINT_VOLTAGE (0.220) // define la salida del sensor en voltios cuando
la concentración de CO2 es de 400 ppm

#define REACTION_VOLTGAE (0.020) //define la caída de tensión cuando se mueve el
```

```

sensor a 1000 ppm

float CO2Curve[3] = {2.602,ZERO_POINT_VOLTAGE,(REACTION_VOLTGAE/(2.602-3))};

//dos puntos se toman de la curva.

//con estos dos puntos, se forma una línea que es

//'aproximadamente equivalente' a la curva original.

//data format:{ x, y, slope}; point1: (lg400, 0.324), point2: (lg4000, 0.280)

//slope = ( reaction voltage ) / (log400 –log1000)

int pHArray[ArrayLenth]; //Store the average value of the sensor feedback

int pHArrayIndex=0;

// initialize the library by providing the nuber of pins to it

LiquidCrystal lcd(8,9,4,5,6,7);

int a;

void setup() {

lcd.begin(16,2);

dht.begin(); //Se inicia el sensor

// set cursor position to start of first line on the LCD

Wire.begin();

TSL2561.init();

Serial.begin(9600);

Serial.println("CLEARDATA");

Serial.println("LABEL,Hora actual,CO2,pH,Humedad,Temperatura,Luminosidad");

}

int pruebadato = 100;

void loop(void)

{

float percentage;

```

```

float volts;

volts = MGRead(MG_PIN);

// lectura del sensor

percentage=9241.1*volts - 2826;

lcd.clear();

lcd.print("CO2:");

lcd.setCursor(0,1);

if (percentage == -1) {

lcd.print( "<400" );

} else {

lcd.print(percentage);

}

lcd.print( " ppm" );

delay(2000);

static unsigned long samplingTime = millis();

static unsigned long printTime = millis();

static float pHValue,voltage;

if(millis()-samplingTime > samplingInterval)

{

    pHArray[pHArrayIndex++]=analogRead(SensorPin);

    if(pHArrayIndex==ArrayLenth)pHArrayIndex=0;

    voltage = avergearray(pHArray, ArrayLenth)*5.0/1024;

    pHValue = 3.5*voltage+Offset;

    samplingTime=millis();

}

if(millis() - printTime > printInterval) //Every 800 milliseconds, print a numerical, convert

```

the state of the LED indicator

```
{
  lcd.clear();
  lcd.print("pH. :");lcd.print(pHValue);
  delay(2000);
  printTime=millis();
}

float h = dht.readHumidity(); //Se lee la humedad
float t = dht.readTemperature(); //Se lee la temperatura
lcd.setCursor(0,0);
//text to print
lcd.print("Humedad :");lcd.print(h);
// set cursor position to start of next line
lcd.setCursor(0,1);
lcd.print("Temp. :");lcd.print(t);
delay(2000); //Se espera 2 segundos para seguir leyendo //datos
lcd.clear();
lcd.print("Luminosidad :");
lcd.setCursor(0,1);
a=TSL2561.readVisibleLux();
lcd.print(a);
delay(2000);
//percentage =100;
Serial.print("DATA,TIME,");
  Serial.print(pruebadato);
  Serial.print(",");
```



```

Serial.print(pHValue);

Serial.print(",");

Serial.print(h);

Serial.print(",");

Serial.print(t);

Serial.print(",");

Serial.println(a);

for (int i = 0; i < 900; i++) {
    delay(1000);
}
}

double avergearray(int* arr, int number){
    int i;
    int max,min;
    double avg;
    long amount=0;
    if(number<=0){
        return 0;
    }
    if(number<5){ //less than 5, calculated directly statistics
        for(i=0;i<number;i++){
            amount+=arr[i];
        }
        avg = amount/number;
        return avg;
    }else{

```

```

if(arr[0]<arr[1]){
    min = arr[0];max=arr[1];
}
else{
    min=arr[1];max=arr[0];
}
for(i=2;i<number;i++){
    if(arr[i]<min){
        amount+=min;    //arr<min
        min=arr[i];
    }else {
        if(arr[i]>max){
            amount+=max;    //arr>max
            max=arr[i];
        }else{
            amount+=arr[i]; //min<=arr<=max
        }
    }
}
}

//if
}

//for

avg = (double)amount/(number-2);
}

//if
return avg;
}

/***** MGRoad *****/

Entrada: mg_pin - canal analógico

Salida: salida del SEN-000007

```

Observaciones: Esta función lee la salida del SEN-000007

```
*****/
float MGRead(int mg_pin)
{
int i;
float v=0;
for (i=0;i<READ_SAMPLE_TIMES;i++) {
v += analogRead(mg_pin);
delay(100);
}
v = ((v/READ_SAMPLE_TIMES) *4.87/1024)-0.14 ;
return v;
}
/***** MQGetPercentage *****/
```

Entrada: voltios - SEN-000007 de salida medido en voltios

pcurve - puntero a la curva de la salida de gas

salida: ppm del gas objetivo

Observaciones: Mediante el uso de la pendiente y un punto de la línea. La x (valor logarítmico de ppm) e la línea podría derivarse si se proporciona y (salida de MG-811). Como es una logarítmica de coordenadas, potencia de 10 se utiliza para convertir el resultado a un valor no logarítmico.

```
*****/
int MGGetPercentage(float volts, float *pcurve)
{
if ((volts/DC_GAIN )>=ZERO_POINT_VOLTAGE) {
return -1;
} else {
```

```
return pow(10, ((volts/DC_GAIN)-pcurve[1])/pcurve[2]+pcurve[0]);  
}  
}
```

A 2. Código de programación para el control automático de encendido/apagado del sistema de iluminación y bomba hidráulica.

```
#include "Timer.h"

int bomba1=7;
int bomba2=6;
int luz3=5;
int luz2=4;
int luz1=3;

Timer t;

// Bomba 1
int minutos1=0;
int Ton1=2;
int Toff1=60;
int band1=0;
int aux1=0;

// Bomba2
int minutos2=0;
int Ton2=1;
int Toff2=1;
int band2=0;
int aux2=0;

//luz
int minutos3=0;
int Ton3=3600;
int Toff3=0;
int band3=0;
```

```

int aux3=0;

void setup()
{
  Serial.begin(9600);
  int tickEvent = t.every(60000, doSomething);
  pinMode(2, OUTPUT);
  pinMode(3, OUTPUT);
  pinMode(4, OUTPUT);
  pinMode(5, OUTPUT);
  pinMode(6, OUTPUT);
  pinMode(7, OUTPUT);
  pinMode(8, OUTPUT);
  pinMode(9, OUTPUT);
  for(int i=2;i<10;i++){
    digitalWrite(i, LOW);
  }
}

void loop()
{
  t.update();
}

void doSomething()
{
  minutos1++;
  if(minutos1 < Ton1 && band1 == 0){digitalWrite(bomba1, LOW);aux1=minutos1;}
  else {

```

```

band1 = 1;

if(minutos1 <(aux1+Toff1+1) && band1 == 1)digitalWrite(bomba1, HIGH);

else{

digitalWrite(bomba1 , LOW);

minutos1=0;

band1=0;

}

}

minutos2++;

if(minutos2 < Ton2 && band2 == 0){digitalWrite(bomba2, LOW);aux2=minutos2;}

else {

band2 = 1;

if(minutos2 <(aux2+Toff2+1) && band2 == 1)digitalWrite(bomba2, HIGH);

else{

digitalWrite(bomba2 , LOW);

minutos2=0;

band2=0;

}

}

minutos3++;

if(minutos3 < Ton3 && band3 == 0){digitalWrite(luz1, LOW);digitalWrite(luz2,

LOW);digitalWrite(luz3, LOW);aux3=minutos3;}

else {

band3 = 1;

if(minutos3 <(aux3+Toff3+1) && band3 == 1){digitalWrite(luz1,

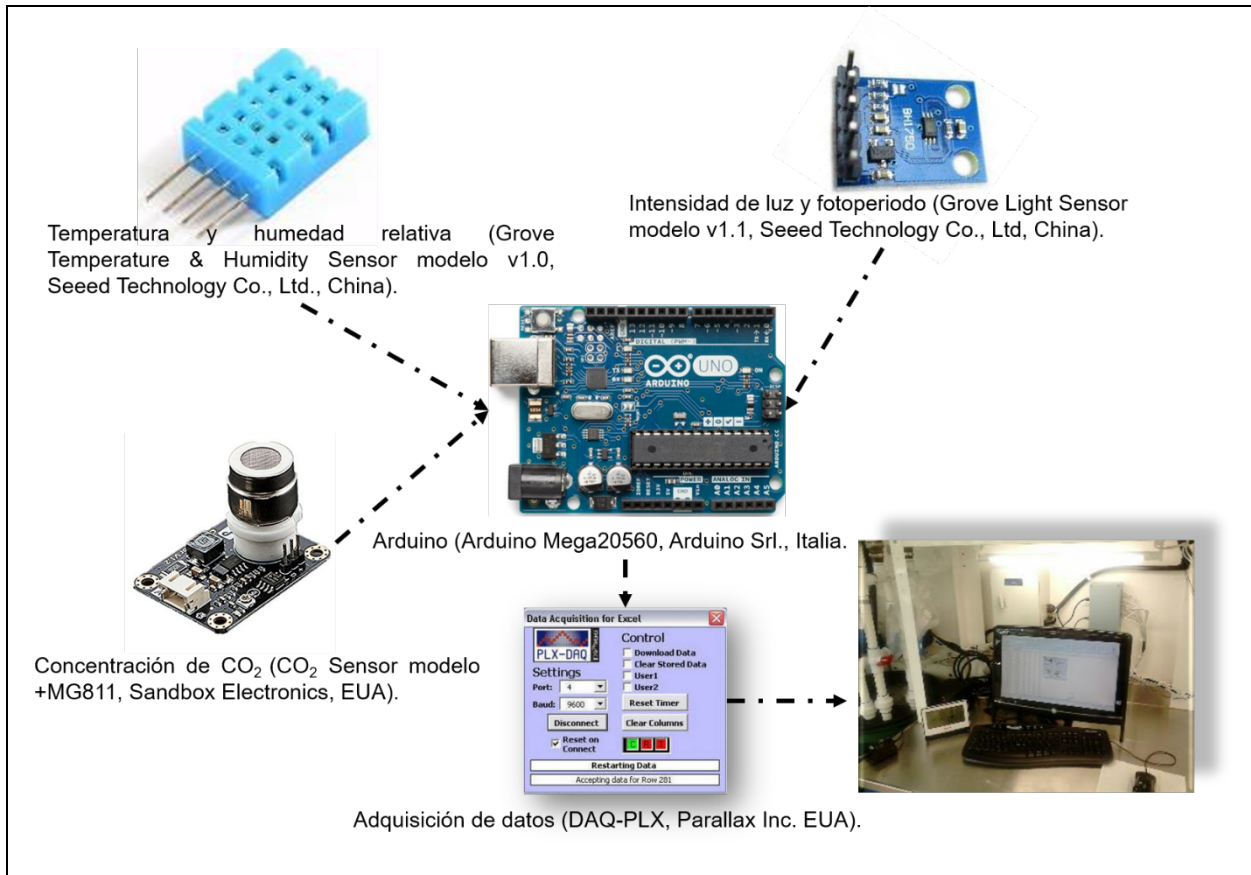
HIGH);digitalWrite(luz2, HIGH);digitalWrite(luz3, HIGH);}

else{

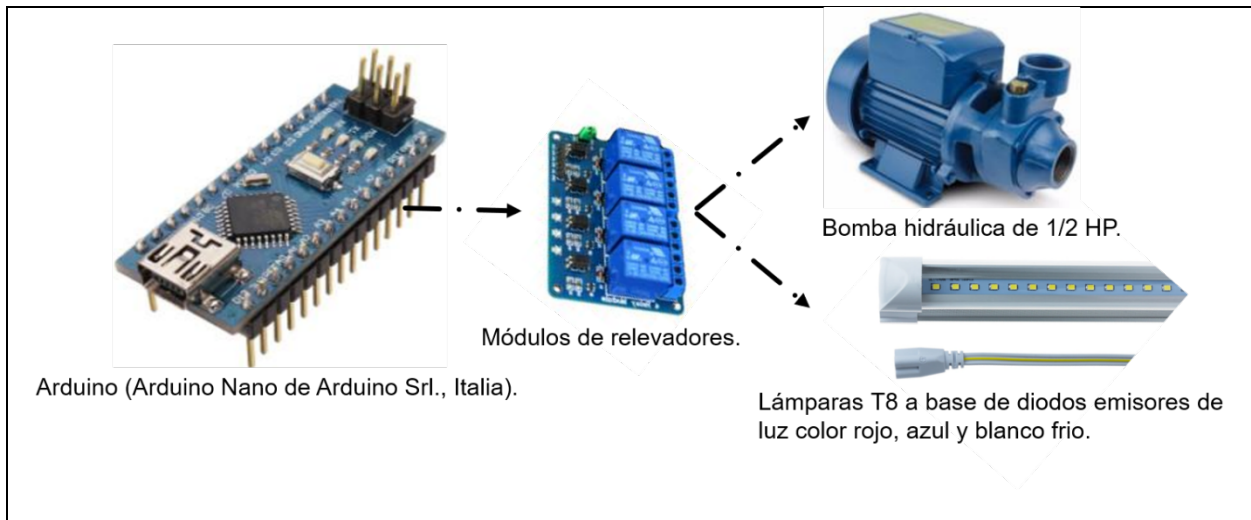
```

```
digitalWrite(luz1 , LOW);digitalWrite(luz2, LOW);digitalWrite(luz3, LOW);  
minutos3=0;  
band3=0;  
  }  
}  
}
```


A 3. Sensores y equipos empleados para el sistema de monitoreo y almacenamiento de las variables climáticas.



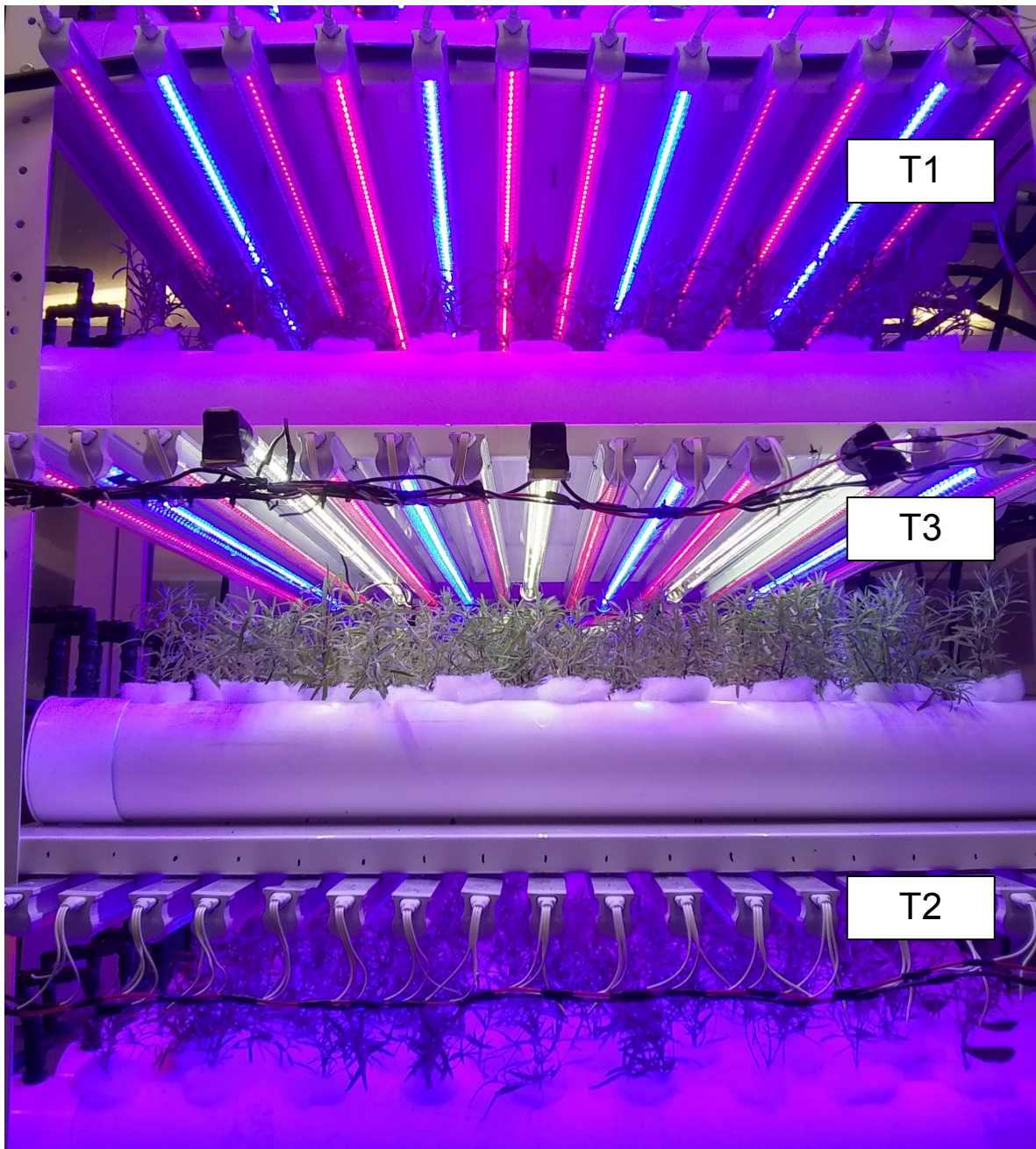
A 4. Equipos empleados para el desarrollo del sistema de control de encendido/apagado de la bomba hidráulica y el sistema de iluminación (aunque este último no se manipuló, tal como se menciona en materiales y métodos).



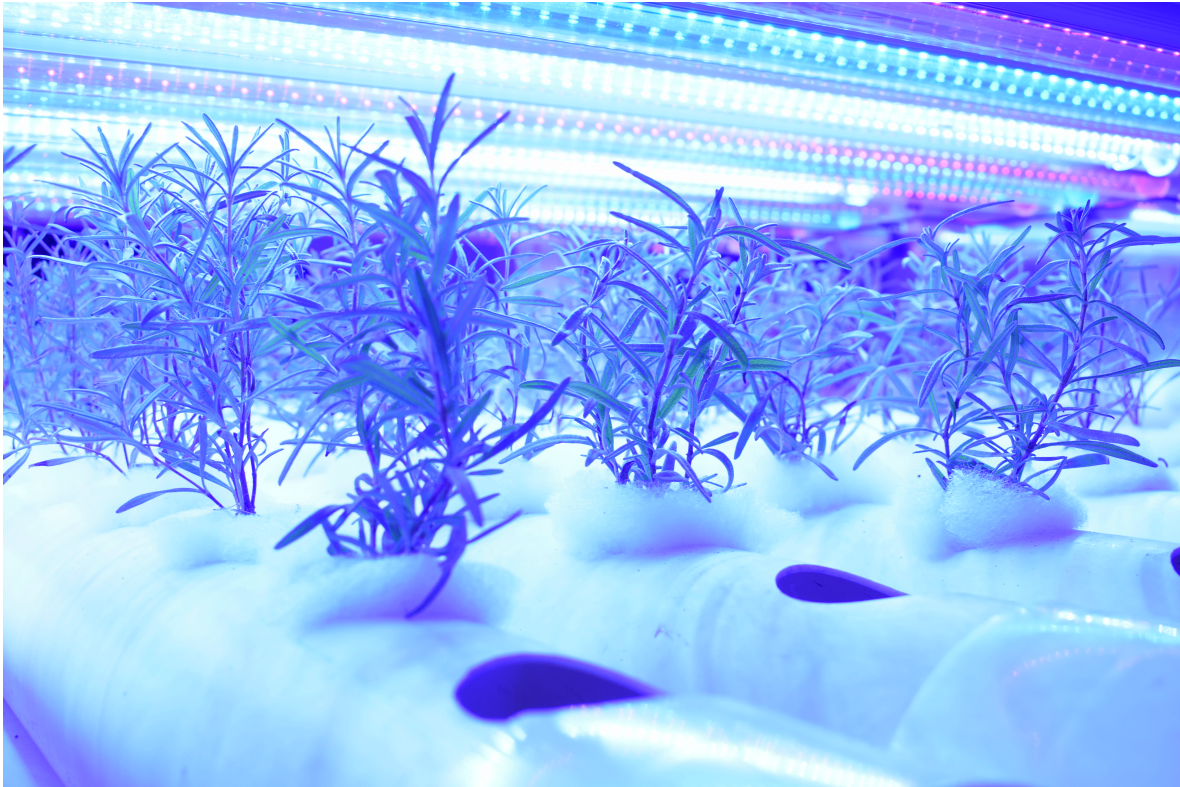
A 5. Distribución espacial de las plantas en el sistema hidropónico, con una densidad de población total de $360 \text{ pl}\cdot\text{m}^3$.



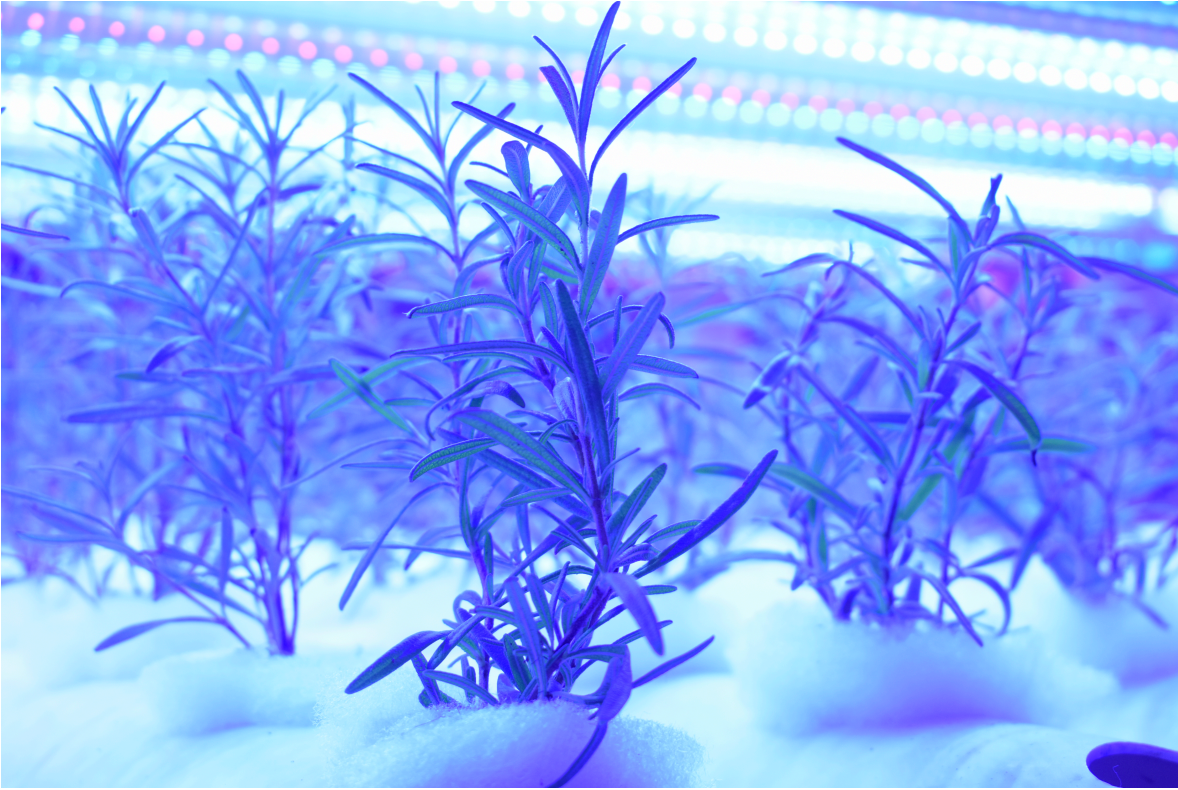
A 6. Distribución de los tratamietos en el sistema hidropónico Plant Factory.



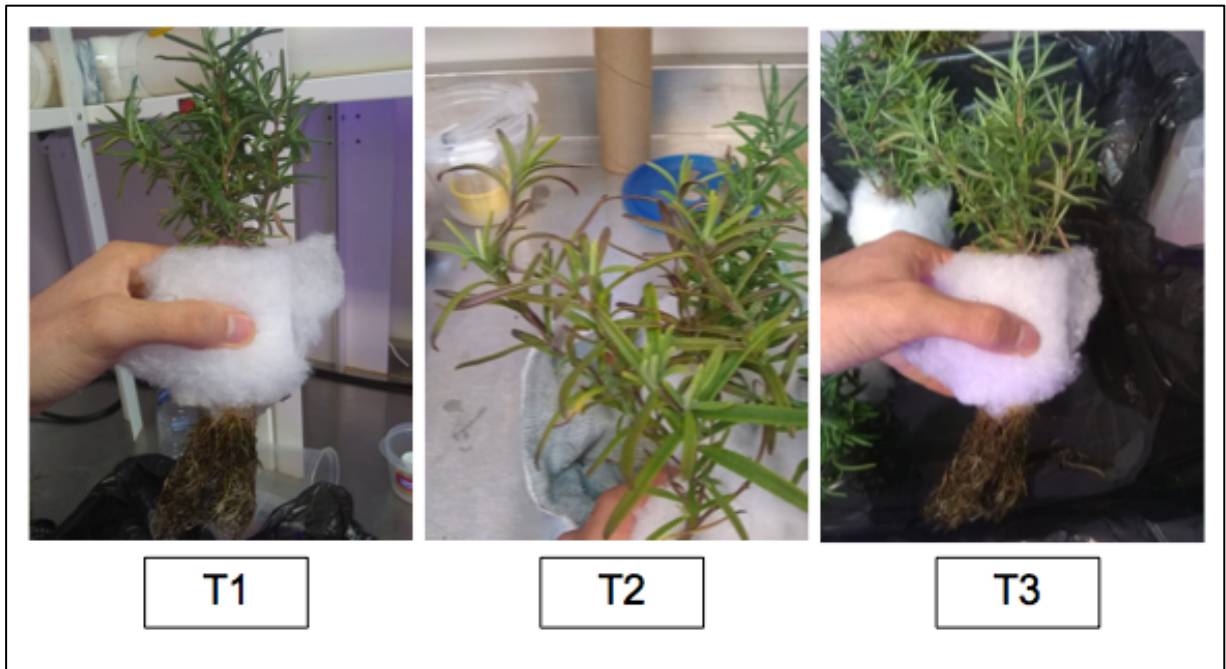
A 7. Establecimiento de plantas de romero en sistema hidropónico con control ambiental total (Plant Factory). Las plantas de la imagen corresponden al t3 (azul+rojo+suplemento de luz blanca).



A 8. Plantas de romero a los 0 DDT (inicio del experimento). Las plantas de la imagen corresponden al t3 (azul+rojo+suplemento de luz blanca).



A 9. Crecimiento vegetativo de plantas de romero a los 60 DDT (final del experimento) para los 3 tratamientos de luz.



A 10. Producción real de biomasa fresca y seca (kg), y absorción nutrimental real (g) de romero (parte aérea+raíz) por m³ a los 60 DDT en un sistema Plant Factory, bajo las condiciones de luz presentes en el t3 (rojo+azul+suplemento de luz blanca).

	Producción real en 1 m ³ (180 plantas)	Producción real en 100 m ³ (18,000 plantas)
Peso fresco	3.58	358.00
Peso seco	0.867	86.70
N	13.05	1,305.00
P	0.93	93.00
K	10.74	1,074.00
Ca	5.77	577.00
Mg	1.29	129.00
Fe	0.22	22.00
Cu	0.01	1.00
Mn	0.05	5.00
Zn	0.03	3.00