UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL

INFLUENCIA DEL COLOR DE LUZ Y DEL SUSTRATO EN LA GERMINACIÓN Y CRECIMIENTO INICIAL DE *Cedrela odorata* L. "CEDRO COLORADO" EN CONDICIONES DE LABORATORIO

Tesis

Para optar al título de:

INGENIERO FORESTAL

PRESENTADO POR:

TANIA LETICIA PÉREZ AMBICHO

Tingo María – Perú

2023

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

Tingo María- Perú

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS N°077-2023-FRNR-UNAS

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 07 de julio del 2023, a horas 10:00 a.m. de la Escuela Profesional de Ingeniería Forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables para calificar la tesis titulada:

"INFLUENCIA DEL COLOR DE LUZ Y DEL SUSTRATO EN LA GERMINACIÓN Y CRECIMIENTO INICIAL DE *Cedrela odorata* L. "CEDRO COLORADO" EN CONDICIONES DE LABORATORIO".

Presentado por el Bachiller: **PEREZ AMBICHO, TANIA LETICIA,** después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara **APROBADO** con el calificativo de **"MUY BUENA".**

En consecuencia, el sustentante queda apto para optar el Título Profesional de **INGENIERO FORESTAL** que será aprobado por el Consejo de Facultad, Tramitándolo al Consejo Universitario para el otorgamiento del Título Correspondiente.

Tingo María, 14 de setiembre de 2023

Ing. M. Sc. ROBERT G. PECHO DE LA CRUZ
PRESIDENTE

Ing. JORGE LUIS VERGARA PALOMINO
MIEMBRO

Ing. M. Sc. JOSE A. DIONISIO ARMAS
MIEMBRO

Ing. M. Sc. DAVID P. QUISPE JANAMPA
ASESOR

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
DIRECCIÓN DE GESTIÓN DE INVESTIGACIÓN - DGI
REPOSITORIO INSTITUCIONAL - UNAS
Correo: repositorio@unas.edu.pe

"Año de la unidad, la paz y el desarrollo"

CERTIFICADO DE SIMILITUD T.I. N° 263- 2023 - CS-RIDUNAS

El Director de la Dirección de Gestión de Investigación de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, quien suscribe,

CERTIFICA QUE:

El Trabajo de Investigación; aprobó el proceso de revisión a través del software TURNITIN, evidenciándose en el informe de originalidad un índice de similitud no mayor del 25% (Art. 3° - Resolución N° 466-2019-CU-R-UNAS).

Programa de Estudio:

Ingeniería Forestal

Tipo de documento:

Tesis	X	Trabajo de investigación	

TÍTULO	AUTOR	PORCENTAJE DE SIMILITUD
INFLUENCIA DEL COLOR DE LUZ Y DEL SUSTRATO EN LA GERMINACIÓN Y CRECIMIENTO INICIAL DE Cedrela odorata L. "CEDRO COLORADO" EN CONDICIONES DE LABORATORIO	TANIA LETICIA PÉREZ AMBICHO	20 % Veinte

Tingo María, 03 de octubre de 2023

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
DIRECCION DE GESTION DE LA INVESTIGACION

Dr. Tomas Menacho Mallqui
DIRECTOR

C.C. Archivo

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL

TESISTA

Universidad	**:**	Universidad Nacional Agraria de la Selva
Facultad	**:**	Facultad de Recursos Naturales Renovables
Escuela Profesional	**:**	Escuela Profesional de Ingeniería Forestal
Título del proyecto	**:**	Influencia del color de luz y del sustrato en la germinación y crecimiento inicial de *cedrela odorata* L. "cedro colorado" en condiciones de laboratorio
Autor	**:**	Tania Leticia Pérez Ambicho
Asesor	**:**	M.Sc David P. Quispe Janampa
Objetivo general	**:**	Evaluar la influencia del color de luz y del sustrato en la germinación y crecimiento inicial del *Cedrela odorata* L. "cedro colorado" en condiciones de laboratorio
Programa de investigación	**:**	Gestión de bosques y plantaciones forestales
Línea de investigación	**:**	Silvicultura, manejo y ordenación de bosques
Eje temático	**:**	Ecología Forestal
Lugar de ejecución	**:**	Laboratorio de Certificación de Semillas de la Facultad de Recursos Naturales Renovables en la Universidad Nacional Agraria de la Selva
Duración del trabajo	**:**	**Fecha de inicio:** Setiembre 2018 **Fecha de término:** Mayo 2019
Financiamiento	**:**	**Propio (x) FEDU( ) Externo( )**
Presupuesto	**:**	S/.2.454,00

Tingo María - Perú, Marzo 2023

ÍNDICE

Página

I. INTRODUCCIÓN 1

II. REVISIÓN DE LITERATURA 3

2.1. Marco teórico 3

2.1.1. La energía de la luz 3

2.1.2. La calidad de luz en la fotosíntesis 5

2.1.3. Clorofila 8

2.1.4. Carotenoides 10

2.1.5. Los colores primarios 10

2.1.6. La especie Cedrela odorata L. “cedro colorado” 14

2.2. Estado del arte 20

III. MATERIALES Y MÉTODOS 24

3.1. Lugar de investigación 24

3.2. Materiales, equipos e insumos 24

3.2.1. Material vegetativo 24

3.2.2. Materiales y equipos 24

3.2.3. Insumos 25

3.3. Metodología 25

3.3.1. Influencia color de luz y del sustrato en el tiempo de germinación, poder germinativo y energía germinativa 25

3.3.2. Crecimiento inicial de plántulas de C. odorata L. en diferentes colores de luz y sustratos 27

3.3.3. Factores de investigación 28

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 31

4.1. Tiempo de germinación, poder y energía germinativa de semillas de *C. odorata* L. en diferentes colores de luz y sustratos 31

4.1.1. Tiempo de germinación en semillas de *C. odorata* L. 31

4.1.2. Poder germinativo en semillas de *C. odorata* L. 32

4.1.3. Energía germinativa en semilla de *C. odorata* L. 34

4.2. Crecimiento inicial de las plántulas de *C. odorata* L. germinadas en diferentes sustratos y color de luz 36

4.2.1. Longitud de la parte aérea en plántulas de *C. odorata* 36

4.2.2. Longitud de la raíz en plántulas de *C. odorata* L. 38

4.2.3. Peso seco en plántulas de *C. odorata* L. 39

V. CONCLUSIONES 43

VI. PROPUESTAS A FUTURO 44

VII. REFERENCIAS 45

ANEXOS 50

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla Página

1. Parte descriptiva de los tratamientos y combinaciones.....29
2. Análisis de varianza (ANOVA) 30
3. Tiempo de germinación en semillas de *C. odorata* L.....31
4. Poder germinativo en semillas de *C. odorata* L.....33
5. Energía germinativa en semillas de *C. odorata* L. 34
6. ANOVA para la longitud de la parte aérea en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato – color de luz).....37
7. Prueba Tukey para la longitud de la parte aérea en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato).....37
8. Prueba Tukey para la longitud de la parte aérea en plántulas de *C. odorata* L. (color de luz). 38
9. ANOVA para la longitud radicular en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato - color de luz). 38
10. Prueba Tukey para la longitud radicular en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato).....39
11. Prueba Tukey para la longitud radicular en plántulas de *C. odorata* L. (color de luz).....39
12. ANOVA para el peso seco en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato - color de luz).....40
13. Prueba Tukey para el peso seco en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato). 40
14. Prueba Tukey para el peso seco en plántulas de *C. odorata* L. (color de luz). 41
15. Datos promedios de la primera evaluación. 51
16. Datos promedio de la segunda evaluación.....53

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura Página

1. Espectro electromagnético y colores primarios 4
2. Espectro de absorción de pigmentos de las plantas..... 8
3. Estructura de la clorofila..... 9
4. Un prisma descompone la luz en los colores primarios 12
5. Distribución de los tratamientos de acuerdo al DCA 26
6. Inicio y periodo de germinación (días) en semillas de *C. odorata* L. por efecto de sustrato y el color de luz. 32
7. Porcentaje de germinación en semillas de *C. odorata* L. en diferentes sustratos y sometidas a diferentes colores de luz. 33
8. Energía germinativa del total de semillas germinadas en *C. odorata* L. 35
9. Preparación y distribución de sustratos según diseño 57
10. Instalación y siembra de semillas en *C. odorata* L. por sustrato 57
11. Inicio de germinación de semillas de *C. odorata* L 58
12. Evaluación de plántulas de *C. odorata* L..... 58
13. Medición de longitud aérea o altura de plántula de *C. odorata* L..... 59
14. Medición de longitud radicular de plántula de *C. odorata* L..... 59
15. Medición del peso de las muestras de *C. odorata* L. 60

RESUMEN

El presente estudio busca determinar el efecto del sustrato y color de luz en la germinación y crecimiento inicial de *Cedrela odorata* L. (cedro colorado) en fase de laboratorio cuantificando el tiempo en germinación, poder germinativo y energía germinativa de distintos colores de luz y evaluando el crecimiento inicial (altura, longitud de raíz y biomasa) de *C. odorata* L. "cedro colorado". Compuesto por un ensayo de germinación a través de un diseño completo al azar (DCA) con un arreglo factorial 3A (sustrato) x 4B (color de luz), 12 tratamientos y 3 repeticiones. Se desarrollaron la fase de planificación, instalación y evaluación. Los resultados indican que las semillas expuestas a los dos factores en estudio presentaron sus efectos con respecto a las variables de germinación, demostrando que, el mejor tratamiento fue el T_7 (aserrín + luz roja) con 20 días de germinación, un 97% de poder germinativo y 66% de energía germinativa. Asimismo, se concluyó que el mejor sustrato fue el aserrín descompuesto, puesto que generó un 16,22±1.38cm de altura, 6,10±1,05cm de longitud de raíz y 0,37±0,02g de peso seco por planta. Con respecto a la variable color de luz, la de color roja fue superior con 15,85±1,45cm de altura y 5,82±1,10cm de longitud de raíz y de peso seco 0,29±0,03g por planta.

Palabras claves: Sustrato, germinación, cedro colorado, laboratorio.

ABSTRACT

In the present study [we] sought to determine the effect of the substrata and the color of the light on the germination and initial growth of *Cedrela odorata* L. (Spanish cedar) during the laboratory phase [by] quantifying the time of germination, germinative power, and germinative energy with distinct colors of light, and [by] evaluating the initial growth (height, root length, and biomass) of the *C. odorata* L. "Spanish cedar." It was made up of a germination trial using a completely randomized design (CRD; DCA in Spanish) with a factorial arrangement of 3A (substratum) x 4B (color of light), with twelve treatments and three repetitions. The phases of planning, installation, and evaluation were carried out. The results indicated that the seeds exposed to the two factors in study presented effects with respect to the germination variables, revealing that the best treatment was T_7 (sawdust + red light) with twenty days of germination, [which had] a germinative power of 97% and a germinative energy of 66%. At the same time, it was concluded that the best substratum was the decomposed sawdust, given that it generated a height of 16.22±1.38 cm, a root length of 6.10±1.05 cm, and a dry weight per plant of 0.37±0.02 g. With respect to the variable, "color of light," the color red was superior with a height of 15.85±1.45 cm, a root length of 5.82±1.10 cm, and a dry weight per plant of 0.29±0.03 g.

Keywords: substratum, germination, Spanish cedar, laboratory

I. INTRODUCCIÓN

La especie *Cedrela odorata* L. es un árbol de gran valor económico después de la caoba (*Swietenia macrophylla* King.), por sus características anatómicas únicas; por ser utilizada en trabajos de carpintería, enchapados y ebanistería fina; y por sus efectos restauradores. Sin embargo, no tienen buena regeneración natural y la tala indiscriminada reducen y fragmentan las poblaciones; poniendo en riesgo su existencia.

Las especies forestales del trópico, en su mayoría, se propagan mediante semillas y su calidad fisiológica influye de manera significativa en el éxito de las plantaciones, las pruebas de germinación han sido motor para el estudio de la calidad de las semillas, sin embargo, actualmente se estudia más componentes, algunas características intrínsecas de las semillas como temperatura, humedad, oxígeno, luz, etc.

La germinación de la semilla es el inicio de una nueva planta, por lo que necesita estar expuesta a la luz, pero no todo el espectro luminoso tiene el mismo efecto sobre las plantas, las cuales reaccionan de manera diferente a los distintos colores de la luz; además de ello necesita de un sustrato que esté directamente relacionado con su crecimiento, vigor y producción de materia seca de la especie, en tal sentido se formula el siguiente problema ¿Cuál será la Influencia del color de luz y del sustrato en la germinación y crecimiento inicial del *Cedrela odorata* L. "cedro colorado" en condiciones de laboratorio? Teniendo en cuenta los antecedentes se plantea la siguiente hipótesis: La influencia del color de luz en la germinación y crecimiento inicial del *Cedrela odorata* L. "cedro colorado" bajo diferentes sustratos en condiciones de laboratorio serán estadísticamente significativas en base a la germinación de la semilla y las características biométricas de la plántula.

Objetivo general

- Evaluar la influencia del color de luz y del sustrato en la germinación y crecimiento inicial del *Cedrela odorata* L. "cedro colorado" en condiciones de laboratorio.

Objetivos específicos

- Evaluar la influencia del color de luz y del sustrato en el tiempo de germinación, poder germinativo y energía germinativa de las semillas de *Cedrela odorata* L.
- Evaluar la influencia del color de luz y del sustrato en las características biométricas (longitud aérea, longitud de raíz y biomasa) de las plántulas de *Cedrela odorata* L.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

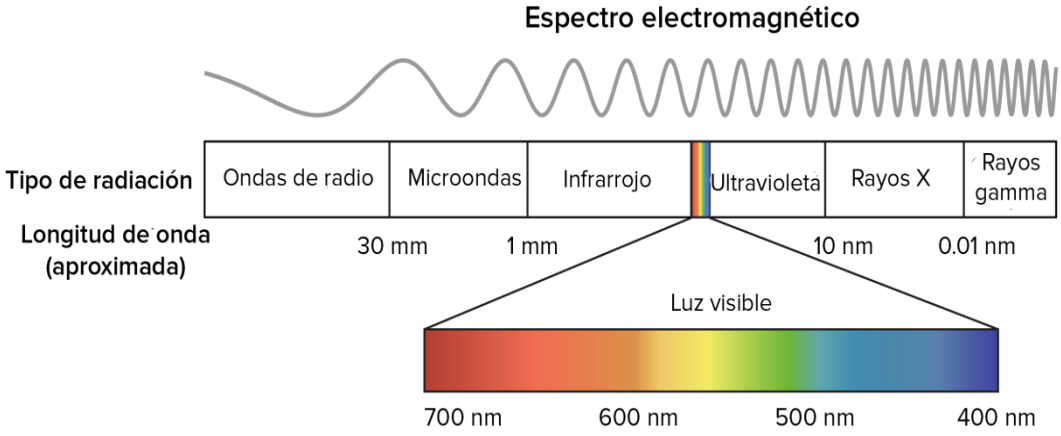
2.1. Marco teórico

2.1.1. La energía de la luz

Ronan (2008) afirma que la luz puede entenderse como una forma de radiación electromagnética, es decir, una forma de energía que viaja y se propaga por el espacio en forma de ondas. La agilidad y velocidad del proceso físico-biológico de la fotosíntesis, necesario para el crecimiento de la planta, es más elevada mientras incrementa la radiación de la luz y la radiación fotosintéticamente activa, de ahí la importancia de su análisis. Otros tipos de radiación electromagnética conocidos que podemos encontrar en la vida cotidiana son las ondas de radio, los rayos X, los rayos ultravioleta, o los rayos de microondas, entre otros.

Para un buen crecimiento y regular un óptimo desarrollo de las plantas, la luz juega un papel crucial y se puede parametrizar tanto por su cantidad lumínica, es decir, cantidad de radiación, calidad de la misma, e incluso, la dirección y área de recepción de los fotosensores. Asimismo, para la germinación de las semillas pueden verse afectadas por factores biológicos (especies, vigor de la semilla) y factores ambientales (humedad disponible y relativa, temperatura y duración de la luz) (Adelusi et al., 2013).

Para todo tipo de radiación electromagnética juntos forman el espectro electromagnético. Cada onda electromagnética tiene una longitud de onda específica, o una distancia de pico a pico, y los diferentes tipos de radiación tienen diferentes rangos de longitudes de onda característicos (como se muestra en la Figura 1). La radiación de onda larga, como las ondas de radio, transporta menos energía que la radiación de onda corta, como los rayos x.



Fuente: Ronan (2008)

Figura 1. Espectro electromagnético y colores primarios

La única parte del espectro electromagnético que puede ser vista por el ojo humano es la luz visible. Esto incluye la radiación electromagnética entre una longitud de onda de [400nm y 700nm] aproximadamente. La luz visible se puede observar de manera blanca, pero sabemos que está compuesta de diferentes colores de luz las longitudes de onda.

Cuando la luz blanca pasa a través de un prisma, puedes ver estos diferentes colores: debido a que las diferentes longitudes de onda de la luz se inclinan en diferentes ángulos a medida que pasan a través del prisma, se dispersan para formar un arco iris. La menor energía y la longitud de onda más larga lo tiene la luz roja, en comparación de la luz violeta la cual tiene la mayor cantidad de energía y longitud de onda más corta (Ronan, 2008).

Audesirk y Byers (2013) dicen que la luz visible es la parte más pequeña del espectro electromagnético con longitudes de onda correspondientes a los diferentes colores de un arco iris. Si la luz cae sobre una materia (una hoja), en este caso ocurre uno de los tres procesos: la luz se absorbe, se refleja o se transmite a través del objeto. Cuando se absorbe la luz, en este caso se pudiera calentar objetos o impulsar algún proceso biológico como es la fotosíntesis. La luz reflejada o transmitida no es absorbida por el objeto pudiendo llegar a los ojos del observador, dando al objeto un color determinado.

Chen Lopez (2022) comenta que las plantas utilizan la luz como la fuente de energía para poder realizar la fotosíntesis. El concepto de fotosíntesis tiene relación con la absorción de CO2 (dióxido de carbono) y el H2O (agua), en presencia de luz, para producir hidratos de carbono y oxígeno. Las plantas almacenan y emplean los carbohidratos producidos durante la fotosíntesis como fuente de alimento. La velocidad de este proceso depende en gran medida de la cantidad de luz que se reciba; las reacciones fotosintéticas se ven reforzadas por la Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA). .

El proceso físico químico de la fotosíntesis de cada planta es variable y se inicia o da comienzo en un nivel de energía de luz diferente según cada tipo de planta. Dicho novel de energía es conocido como el punto de compensación de luz, y se activa cuando la energía de la luz tiene la cantidad suficiente de energía para que la fotosíntesis produzca más oxígeno del que la planta necesita para respirar, o de otro modo, que el dióxido de carbono liberado por la respiración de las plantas sea inferior al dióxido de carbono total consumido por las plantas durante el proceso de la fotosíntesis. Dicho de otra manera, en conclusión, se dice que la fotosíntesis neta es cero:

Fotosíntesis neta = Fotosíntesis – Respiración

A pesar de que la luz y diferentes formas de radiación electromagnética se comportan como ondas en otros casos, suelen comportarse como partículas en otras situaciones. Cada partícula de radiación electromagnética al que lo conocemos como fotón, mantiene una energía alta, mientras que, los tipos de radiación de longitud de onda larga tienen fotones de baja energía (Ronan, 2008).

2.1.2. La calidad de luz en la fotosíntesis

Chen Lopez (2022) indica que cuando se menciona la calidad de la luz, ésta realmente describe el color o la longitud de onda de la misma. Por ejemplo, el astro solar, emite luz con longitudes de onda que se perciben en la Tierra entre 280 y 2800nm (97% de la distribución espectral total). Dicha luz se puede dividir en tres categorías o rangos de ondas según su longitud de ondas: en primer lugar, las ultravioleta (100-380nm), en segundo lugar,

las ondas visibles o espectro visible (380-780nm), y por último el espectro de ondas infrarrojo (700-3000nm).

La longitud y frecuencia de vibración de una onda de luz determinan su energía. Cuando la longitud de onda es menor, la energía es más alta. Es decir, la energía del tipo ultravioleta es mayor a la energía desprendida por la luz roja.

Como su nombre indica, el espectro luz visible determina el rango de longitudes que somos capaces de ver los humanos, que vemos longitudes de onda entre 380 y 770nm.

La luz visible se subdivide a su vez en colores determinados por su longitud de onda: luz violeta (380-430nm), luz azul (430-500nm), luz verde (500-570nm), luz amarilla (570-590nm), luz naranja (590-630nm) y luz roja (630-770nm). Por otro lado, se sabe que las plantas son capaces de realizar la fotosíntesis en un rango de longitud de onda que va desde 400 a 700nm. Este rango de magnitud es conocido como Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA).

En las plantas se encuentra la clorofila, que es el componente principal verde de las hojas responsable de absorber la energía de la RFA. La clorofila posee de manera general dos umbrales diferenciados de absorción: el de luz azul y el de la luz roja. En cuanto a la luz verde, las hojas apenas absorben y en su mayor parte lo reflejan, esa es la principal razón por la que vemos hojas de colores verdes.

Para cualquier sustancia que absorbe, la luz es un pigmento. Para este caso el color viene a ser el resultado de las longitudes de onda reflectantes no absorbentes. El pigmento verde es la clorofila en toda célula fotosintética y de esta manera absorbe todas las longitudes de onda de la luz visible con excepción la de color verde (Hernández, 2017).

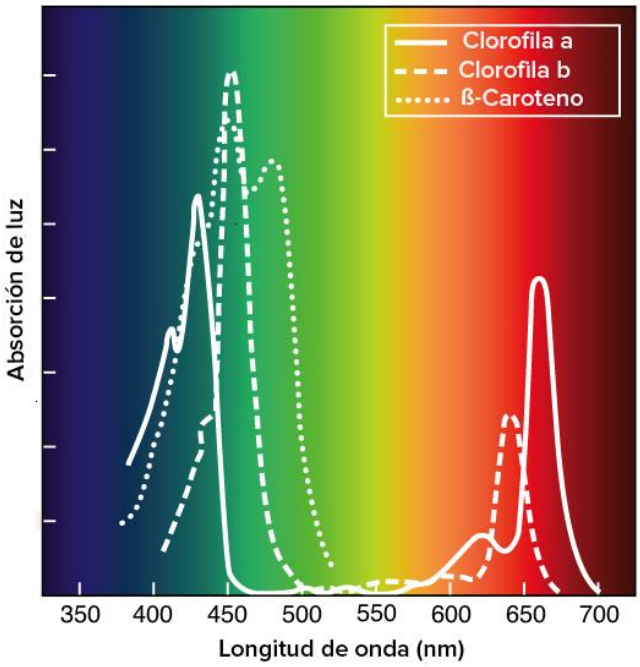
Para que exista una buena fotosíntesis, crecimiento y desarrollo de las flores se debe al color de la luz, pero gracias al desarrollo de la floricultura, cada vez es más posible aprovechar estos hechos naturales que hacen que la luz sea variable. energía solar. Por ello, es importante comprender y manipular adecuadamente el color de la luz

en el proceso de fotosíntesis, incluso con luz artificial de diferentes tonalidades (De Las Rivas, 2015)

Los organismos fotosintéticos durante la fotosíntesis convierten la energía solar en energía química. Pero no todas las diferentes longitudes de onda de la luz solar se usan por igual para la fotosíntesis, porque existen organismos fotosintéticos que contienen moléculas llamadas pigmentos, las cuales solo absorben ciertas longitudes de onda de luz visible mientras reflejan otras longitudes de onda.

El conjunto de longitudes de onda absorbidas por un pigmento se le conoce como su espectro de absorción. En la Figura 2, se puede observar tres pigmentos importantes en la fotosíntesis: clorofila *a*, clorofila *b* y β-caroteno. El conjunto de longitudes de onda que el pigmento no absorbe es visible, y la luz que emite es lo que vemos como color. Por ejemplo, vemos plantas verdes debido a la abundancia de moléculas de clorofila *a* y *b*, que reflejan la luz verde.

Espectro de absorción de los pigmentos vienen hacer la acumulación de las longitudes de onda que absorbe un pigmento. En la figura 2 se puede observar los diferentes espectros de absorción de tres importantes pigmentos fotosintéticos: el betacaroteno y la clorofila a y b. Se refleja un conjunto de longitudes de onda no absorbidas por el pigmento, y la luz reflejada es el color que vemos. Por ejemplo, pensamos que las plantas son verdes porque tienen altos niveles de moléculas de clorofila a y b, que reflejan la luz verde (De Las Rivas, 2015).



Fuente: Mills (2013)

Figura 2. Espectro de absorción de pigmentos de las plantas

Se sabe que la mayoría de los organismos fotosintéticos se tienen múltiples pigmentos las cuales les permiten absorber diferentes longitudes de onda de energía. Aquí aprendemos sobre dos importantes grupos de pigmentos en las plantas: la clorofila y los carotenoides (De Las Rivas, 2015).

2.1.3. Clorofila

Existen cinco especies principales de clorofila: a, b, c y d, (Mills, 2013) más una molécula conocida como bacterioclorofila. Adicionalmente, los pigmentos más imprescindibles que se encuentran en las plantas son la clorofila 'a' y clorofila 'b' son los principales pigmentos fotosintéticos. Si bien, todos los pigmentos además de la clorofila 'a' se conocen como pigmentos accesorios, y el uso de dichos pigmentos accesorios permite la absorción de una gama más amplia de longitudes de onda y, por lo tanto, una captura mayor de energía de la luz solar y mayor calidad o fuerza de absorción.

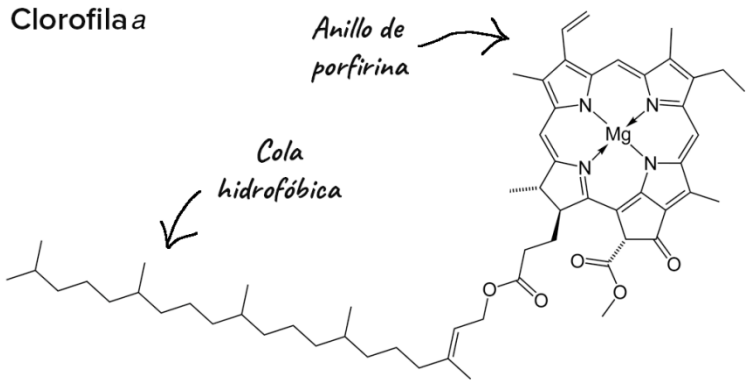
Hernández (2017) señaló que existen diferentes tipos de clorofila en plantas y otros organismos fotosintéticos. En todos los organismos fotosintéticos esta presenta la clorofila (a). La energía que la clorofila no puede absorber, los pigmentos adicionales se

encargan de ello. Los pigmentos auxiliares incluyen clorofila b, luteína (amarillo) y caroteno, naranja (por ejemplo, betacaroteno, un precursor de la vitamina A).

La clorofila absorbe pequeñas cantidades de radiación en las longitudes de onda violeta, azul, rojo-naranja, rojo y longitudes de onda media (verde-amarillo-naranja). Los pigmentos secundarios actúan como antenas y dirigen la energía que absorben hacia el centro de la reacción (Mills, 2013).

Si hablamos de los carotenoides estos absorben longitudes de onda azules y algo de verde, y estos pigmentos suelen ser rojos, amarillos o naranjas. La clorofila (b) absorbe azul, rojo y naranja en el espectro de colores (longitud de onda larga y baja energía). La parte central del espectro, que consta de longitudes de ondas de color amarillo y verde, es reflejada y percibida como verde por el ojo humano.

Hernández (2017) mencionó que, a nivel estructural, la molécula de clorofila consiste en una cola hidrofóbica (temerosa del agua) insertada en la membrana del tilacoide y una cabeza de anillo de porfirina (un grupo de átomos en forma de anillo que envuelve un ion de magnesio) para absorber la luz.



Fuente: Mills (2013)

Figura 3. Estructura de la clorofila

Aunque la clorofila (a y b) absorben la luz, esta juega un papel importante y crucial en cambio de energía luminosa en energía química. Todas las plantas fotosintéticas como las algas y cianobacterias tienen clorofila (a), mientras que solo las plantas verdes y las algas y algunos tipos de cianobacterias contienen clorofila (b).

Debido a que la clorofila a juega un papel central en la fotosíntesis, todos los pigmentos distintos de la clorofila (a) son denominados pigmentos accesorios, las cuales incluyen otras clorofilas, como los carotenoides. Al usar pigmentos secundarios, se absorbe un espectro más amplio de longitudes de onda y, por lo tanto, se captura mayor energía solar (Mills, 2013).

2.1.4. Carotenoides

Los carotenoides son otro grupo clave de pigmentos que absorben la luz violeta y verde azulada (Ronan ,2008). Los carotenoides brillantes que se encuentran en las frutas, como el color rojo de los tomates, el color amarillo de las semillas de maíz o el color naranja de las hojas de maíz, se usan como advertencias para atraer a distinta fauna que puede ayudar desparramar las semillas.

En la fotosíntesis, los carotenoides por tanto ayudan a capturar la luz, pero también tienen una función importante al deshacerse del exceso de energía luminosa, deteniendo la fosforescencia, por lo que también igualmente tienen una actuación importante al deshacerse y absorber el exceso de energía recibida. Cuando una hoja o sujeto está expuesta a plena luz de sol, a veces recibe una magnitud excesiva de fuerza o de radiación que puede deteriorar su biología fotosintética.

2.1.5. Los colores primarios

Kroeze (2011) menciona que hay siete colores primarios según la teoría del color. Son los colores del arcoíris: rojo, naranja, amarillo, verde, azul, índigo y violeta. Estos siete colores se llaman "*colores primarios*". Cuando se combinan todos los colores primarios, producen luz blanca, y cuando los rayos del sol son dispersados por un prisma, se hacen visibles uno a uno.

El color de la luz que un objeto puede absorber, transmitir o reflejar. Según explicaciones científicas, los objetos tienen colores que no absorben. Por lo tanto, las plantas que no absorben la luz verde son verdes. También se ha afirmado que cuando

la luz se mide en la oscuridad, las propias plantas emiten partículas de luz que contribuyen a su color.

2.1.5.1. La luz roja

Las plantas son sensibles al rojo porque es un color espectral. La razón es que las plantas tienen lo que se llama "fotorreceptores" para la luz roja. Es un pigmento azul verdoso que se encuentra en las células vegetales llamado "fitocromo". Los fitocromos se pueden comparar con ojos que solo ven luz roja (kroeze, 2011).

Chen Lopez (2022) menciona que este es otro punto crítico de absorción de luz para las hojas. El fitocromo (un tipo de fotorreceptor) en las hojas es más sensible y responde a la luz roja. La luz roja es importante para regular la floración y la producción de los frutos. Asimismo, ayuda a que aumenten el grosor del tronco y favorece las ramificaciones.

La luz roja afecta a las plantas de diferentes maneras. Las plantas que crecen con luz intensa de este color suelen ser grandes, pero a menudo también altas y delgadas. Si los fotorreceptores perciben mucha luz roja, como en verano cuando afuera hay mucha luz roja, aumentará la producción de fitohormonas, metatoprina, etc. producción. Esta hormona previene la descomposición de la clorofila en las plantas y las mantiene verdes en primavera y verano. Esto es lo mejor porque es durante estas épocas del año que las plantas necesitan clorofila para convertir la energía del sol en azúcar (Kroeze, 2011).

La luz roja también afecta la floración y la producción de semillas en las plantas. Utilizando la relación entre la luz roja y la luz roja lejana, la planta decide si florecerá o no. La floración puede prolongarse exponiendo las plantas a luz que contenga rojo durante la fase oscura (Kroeze, 2011).

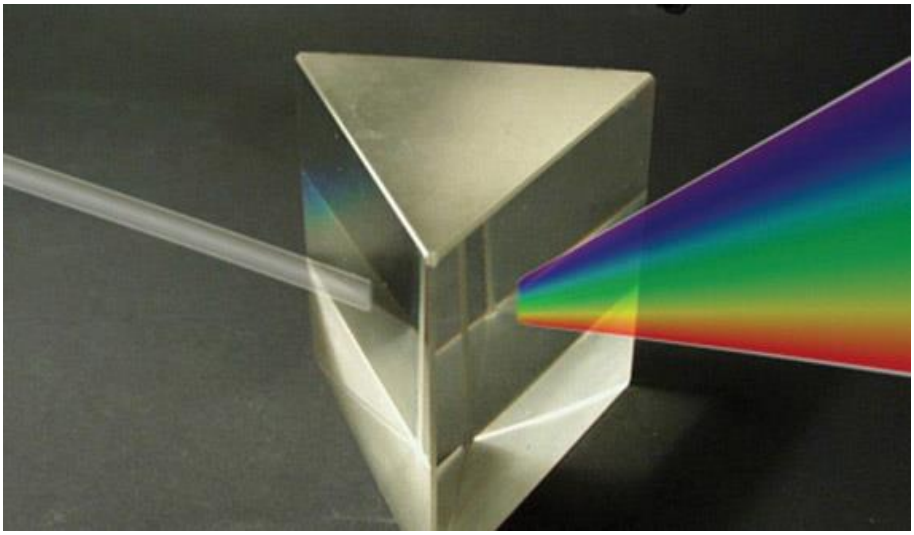


Figura 4. Un prisma descompone la luz en los colores primarios

Esta luz hace que las plantas se estiren y que las plantas altas florezcan. Si el porcentaje de dicha luz es bajo, lo que sucede es que la planta se estirará. Dicho de otra manera, aquellas plantas que reciban más exposición de tonalidades de luz de colores rojos, se estirarán más. Este fenómeno lo podemos percibir perfectamente en la naturaleza, cuando encontramos grupos de plantas colindantes o vecinas, en donde las plantas vecinas dan sombra a las otras plantas, provocando que aquellas plantas que reciben sombra estén expuestas a una mayor cantidad de luz roja y tienden a crecer más y alargarse más para poder recibir más luz de otras tonalidades. (Chen Lopez, 2018).

2.1.5.2. La luz azul

Por lo citado por Chen Lopez (2022), se evaluó la criticidad del tono de la luz en la absorción durante el proceso de fotosíntesis, concluyendo que dicha fotosíntesis es más eficaz cuando se realiza bajo luz de color azul.

La luz de color azul es determinante y es el factor directamente causante del desarrollo de las hojas y las pantas, y por lo tanto es muy relevante para las semillas y plántulas, ya que fomenta la reducción del alargamiento de las mismas.

Además de la luz roja, las plantas también pueden percibir la luz azul. Los fotorreceptores en cuestión se denominan criptocromos. En condiciones de luz azul alta, este receptor inhibe los efectos de la hormona vegetal auxina, que es responsable

del alargamiento de los tallos de las plantas. Además, tiene un efecto decisivo en lo que llamamos dominancia apical, porque la punta no permite que los brotes de abajo formen brotes laterales (Kroeze, 2011).

Debido a este efecto, se formarán más brotes laterales y las plantas se volverán un poco más cortas en luz azul. Sabiendo esto, es comprensible por qué las plantas "pre-cultivadas" bajo luz azul eran más compactas y robustas (Chen Lopez, 2022).

A través de la cantidad de luz azul, la planta también determina cuánto deben abrirse las estomas. Cuanta más luz azul, más se enciende, aumentando el metabolismo. Por lo tanto, mucha luz azul provoca un aumento en el metabolismo, lo que acelera el crecimiento y desarrollo de las plantas.

Además, la luz azul determina la orientación de las hojas y la dirección de la luz. Por cierto, la luz azul también suprime la formación excesiva de hojas en los cogollos y aumenta la proporción de semillas femeninas en las plantas fertilizadas. Por otro lado, la ausencia de color azul en el espectro puede reducir fácilmente el rendimiento en un 20 %. La proporción recomendada de luz roja a luz azul es 5:1 (Kroeze, 2011).

2.1.5.3. La luz verde y los otros colores

Las plantas son muy insensibles a la luz verde. La razón es que no tienen receptores para este color. Esto puede deberse a que las plantas absorben los componentes verdes de la poca luz que reciben. Las plantas cultivadas bajo luz verde siguen siendo muy frágiles y, por lo general, no sobreviven mucho tiempo (Kroeze, 2011).

Se sabe que las plantas pueden percibir ciertos colores solo si se tienen receptores específicos. En cuanto a otros colores, las plantas no son ciegas, solo un poco. Responden más o menos como el rojo a la luz naranja o amarilla y el azul a la luz índigo o violeta.

Aunque las plantas son algo daltónicas, pueden percibir colores que no podemos ver en absoluto, como los rojos intensos. Muchas veces las plantas utilizan la relación entre la luz roja y la luz roja lejana. Por ejemplo, las semillas se

utilizan para decidir si germinar. Además, las plantas lo usan para determinar si hay otras plantas en su entorno y, de ser así, cuántas.

Hernández (2017) señaló que las plantas absorben mucha luz roja, pero reflejan la luz roja lejana, y si hay plantas cerca, habrá menos luz roja alrededor de la planta. Entonces, las semillas esperan para germinar y las plántulas existentes crecen más rápido para alcanzar la altura de otras plantas circundantes para recibir suficiente luz para la fotosíntesis.

Chen Lopez (2022) confirmó que la radiación ultravioleta (UV) también puede afectar a las plantas. Las plantas la perciben a través de fotorreceptores criptocromos, al igual que la luz azul. Todavía no está claro si hay más fotorreceptores UV. El aumento del componente UV de la luz aumenta la concentración de antocianinas, un pigmento azul-rojo que protege a las plantas de la radiación UV pero también repele los microbios.

2.1.6. La especie Cedrela odorata L. “cedro colorado”

2.1.6.1. Clasificación dendrológica

La clasificación dendrológica está basado a través de (APG III, 2020):

Reino : Plantae

Sub Reino : Tracheobionta

Super División : Spermatophyta

División : Magnoliophyta

Clase : Magnoliopsida

Subclase : Rosidae

Orden : Sapindale

Familia : Meliaceae

Género : *Cedrela*

Especie : *Cedrela odorata* L.

La especie *Cedrela odorata* L., es conocida como cedro colorado, cedro rojo, cedro amargo, etc. por el lugar donde se cultiva.

2.1.6.2. Distribución y hábitat

Los cedros son nativos de América tropical y crecen de 0 a 1700 metros sobre el nivel del mar. Desde México hasta el norte de Argentina. Las cuales se reproducen en suelos con características de iniciación volcánica o calizo, siempre que estén bien drenados y porosos en su totalidad. Prefiere un clima húmedo con una precipitación anual de 2500 a 4000mm. La temperatura media es de 25 ºC y la temperatura máxima de 35 ºC (CONAFOR, 2007).

2.1.6.3. La semilla

a. La viabilidad de las semillas

El vigor de un lote de semillas latentes se refiere a su capacidad para germinar y producir plántulas normales en condiciones ambientales favorables (Pérez y Pita 1999).

Es su capacidad para brotar y producir nuevas plantas. Las semillas pueden permanecer viables durante una amplia variedad de años, desde un año hasta 10 años o más. Un lote de semillas no perderá repentinamente su vitalidad. El porcentaje de semillas que son capaces de germinar disminuye cada año (Hortuba, s.f.).

A menudo utilizado como porcentaje de germinación en ciertos ensayos de germinación desde un punto de vista agronómico, se considera que una semilla ha germinado cuando ha emergido de la semilla una planta adulta capaz de alcanzar la etapa reproductiva. Es decir, la capacidad de crear nuevas semillas (Rodríguez et al., 2008).

b. Cosecha de la semilla

La cosecha de la semilla se realiza a partir de un árbol plus preseleccionado, prestando especial atención que el árbol debe tener un buen vigor en diámetro y altura, desarrollo vertical del tronco sin deformaciones. Asimismo, la maduración de las semillas está determinada por el color negro de la fruta, que corresponde a la maduración de las semillas, y se verifica observando la caída de las semillas al suelo (Wadsworth , 2000).

Los periodos de fructificación ocurren con más frecuencia que los años de semilla. La temporada de recolección es crítica porque algunas frutas o semillas son fáciles de recolectar o sobreviven mucho después de haberlas dejado caer. Las coníferas mexicanas ilustran este punto. Los pinos son comunes allí a 12º de latitud, pero la cosecha de las semillas puede llevar 1 o 2 meses (Wadsword, 2000).

Una vez que se recolecta la fruta, se transporta rápidamente al sitio de procesamiento. Para obtener las semillas, el fruto debe permanecer al sol de 24 a 35 horas, en turnos de 4 a 6 horas por día, después de la maduración, no dejar que se sequen por completo para que las semillas no se pierdan. También se pueden colocar sobre una malla de alambre (1/4) previamente secada al sol, y las semillas se recolectaron debajo de las mallas (Courtis, 2013).

c. Ensayos de germinación

Valle (1994) menciona que la germinación se inicia a los 10 o 12 días y finaliza a los 25 o 30 días. Las semillas germinan en un rango de temperatura de 26 a 31°C, con 50 a 85% de germinación, y semillas recién cosechadas pueden llegar a una germinación de 93%.

ISTA (2005) confirmaría que un ensayo de germinación puede determinar la germinación máxima de un lote de semillas y evaluar su valor potencial para la siembra en campo, como lo hizo Rodríguez et al. (2008) mencionando que, estas pruebas de germinación en fase de laboratorio proporcionaron datos preliminares sobre la calidad de la semilla. Sin embargo, en muchos casos los resultados obtenidos en ambientes controlados de laboratorio se diferencian a los datos que se obtienen en campo abierto.

Si trabajamos con semillas viables y no está latente, esta germinará si lo colocamos en condiciones adecuadas de humedad, luz y temperatura. Por esta razón, se supone que la tasa de germinación de un lote de semillas refleja directamente su viabilidad. La emergencia de la radícula es el criterio comúnmente utilizado para determinar si una semilla ha germinado, y los resultados obtenidos se expresan como el porcentaje de semillas germinadas (porcentaje de viabilidad) (Pérez García y Pita Villamil, 1999).

Pérez y Pita (2001) mencionan que para tales pruebas las semillas se colocan en papel filtro, cajas Petri o bandejas humedecidas con agua destilada; luego se

incuban en una cámara de germinación con temperatura y luz controladas, y también agrega Peretti (1994) que básicamente en colocar las semillas sobre un sustrato adecuado, controlar las condiciones de humidificación e incubación durante un tiempo determinado, registrar la tasa de germinación, observar el número de semillas germinadas, y Rodríguez et al. (2008) indicaron que los resultados de las pruebas de germinación se suelen expresar como el porcentaje de semillas que germinaron en condiciones favorables.

2.1.6.4. El componente sustrato

Cuando hablamos del componente sustrato nos referimos a cualquier material ya sea sólido, sintético, natural, mineral u orgánico, muy distinto del suelo del mismo lugar, que se coloca mediante un recipiente en estado puro o como mezcla para que las raíces puedan asentarse y así dar soporte a la función de la planta (Terés Terés, 2001). Los sustratos pueden o no interferir con los procesos vegetativos de las plantas (Quiroz et al., 2009).

El componente sustrato es importante puesto que por medio de ello se da la acumulación de agua, el intercambio de gases, almacenamiento de nutrientes y permite que las plántulas se anclen en el contenedor y mantengan una posición vertical. Este soporte depende de la densidad y la rigidez del sustrato (Landis et al., 1995).

2.1.6.5. Propiedades de los sustratos

Las propiedades de los sustratos se dividen básicamente en tres categorías: físicas, químicas y biológicas.

a. Físicas

Las propiedades físicas del sustrato son importantes para el correcto desarrollo de la planta ya que determinan la disponibilidad de oxígeno, la movilidad del agua y la facilidad de penetración de las raíces (Quiroz et al., 2009).

En las propiedades físicas del sustrato se incluyen la porosidad, capacidad de retención de agua, textura, densidad aparente, estabilidad estructural, etc. El sustrato debe tener buena porosidad para que las raíces de las plántulas tengan suficiente

oxígeno, menos del 12% de contenido de oxígeno en el sustrato inhibirá el crecimiento de nuevas raíces. (Landis et al., 1995).

La relación que existe entre el aire y el agua en el sustrato es un resultado directo que se da en la frecuencia del tamaño de los poros, la forma, el tamaño. Asimismo, las frecuencias de los poros van a determinar las propiedades del sustrato, afectando el buen manejo del recurso agua (Terés Terés, 2001).

La densidad real es relativamente importante y su valor oscila dependiendo de la materia, normalmente entre 2,5 y 3 para la mayoría de los sustratos que son de origen mineral; aunque la densidad aparente indica indirectamente la porosidad del sustrato y su capacidad de transporte y buen manejo, pero se prefieren valores menores (0.7-0.1) y se garantiza cierta consistencia estructural (Vence et al., 2012).

b. Químicas

La accesibilidad de nutrientes, humedad pueden afectar las plántulas (Quiroz et al., 2009). Asimismo, afectan el suministro de nutrientes a través de su CIC, que a su vez depende en gran medida de la acidez del sustrato (Littleton, 2000). De las propiedades químicas de los sustratos sobresalen la fertilidad, CIC, pH, relación C/N. La fertilidad va depender del contenido de nutrientes del sustrato. Los principales nutrientes que necesitan las plántulas en grandes cantidades son nitrógeno, fósforo y potasio.

Una de las propiedades más importantes relacionadas con la fertilidad de un medio de cultivo, definida como la capacidad del medio o sustrato para adsorber iones o cationes cargados positivamente es la capacidad de intercambio catiónico (CIC) (Quiroz et al., 2009). Una de las propiedades del sustrato a considerar es el pH (enlace de hidrógeno), ya que es importante en términos de disponibilidad de fitonutrientes.

Se recomienda un rango de pH de 5,5 (ligeramente ácido) a 6,5 para el crecimiento de plántulas en viveros y contenedores (Landis et al., 1995).

Los síntomas de deficiencia de nutrientes a menudo ocurren cuando se observa que el componente sustrato es fuertemente ácido (pH menor 5.0) o básico (pH mayor

a 7.5), no porque sean escasos en el medio de crecimiento, sino porque están en una forma química que no está disponible para el crecimiento (Valenzuela y Gallardo, 2015).

c. Biológicas

Estas propiedades valoran la estabilidad biológica del material, así como la presencia de componentes que pueden actuar como estimuladores o inhibidores del crecimiento vegetal (Terés Terés, 2001).

Una de las propiedades biológicas a considerar es la tasa de degradación del material, en particular todos estos sustratos orgánicos, ya que todos los sustratos orgánicos son susceptibles de biodegradación por parte de las poblaciones microbianas.

2.1.6.6. Crecimiento vegetal

El crecimiento y el desarrollo de las plantas, el crecimiento de la biomasa arbórea y productividad van a depender de las condiciones ambientales cambiantes observando una buena o mala capacidad del metabolismo y la fisiología de las plantas. Las cuales son detectadas por varias partes de la planta, transmitiendo esta información internamente a través de síntesis de señales reguladoras como las hormonas las cuales son importantes en el desarrollo y crecimiento de la parte vegetativa (Montoliu Vidal, 2010).

El comportamiento de las plantas va depender mucho del genotipo, la etapa del desarrollo, la duración y la gravedad del estrés y el factor ambiental que causa el estrés. El crecimiento y desarrollo se ve limitado por el factor nutriente, minerales y carbohidratos una vez que se observa el comportamiento en la planta, (Montoliu Vidal, 2010).

Si se observa que existe buenas condiciones ambientales, las plantas pueden suprimir las respuestas de crecimiento, incluso después del inicio del período del desarrollo y de esta manera se crean diferentes formas de defensa y protección para detener el desarrollo y se pueda asegurar la supervivencia de las plantas en malas condiciones ambientales (Montoliu Vidal, 2010).

2.1.6.7. Ensayo de crecimiento y evaluación de plántulas

En esta prueba, se calcula la longitud en diferentes partes de las plántulas después de un cierto período de desarrollo. Por esta razón, son especialmente adecuados para especies cuyas plántulas tienen tallos estrechos y rectos (Pérez García y Pita Villamil, 1999).

Medir el vigor de las plántulas viene hacer un aspecto de gran importancia que se debe considerar para poder lograr una implantación de plantas de manera rápida y eficiente. El vigor de las plántulas se correlacionó positivamente a través del tamaño o peso de las semillas en diferentes especies (Covas, 1980).

La prueba se utiliza como prueba de potencia y consiste en comparar el desarrollo al final del período de prueba durante 8 días o en lo esperado de 4 a 5 días para evaluar las plántulas obtenidas en la prueba. La prueba permite la evaluación por observación directa y cuantificación de plántulas, las cuales desarrollaron y mostraron una estructura completa y balanceada y también permitió la cuantificación de plántulas con diferentes defectos cualitativos y que podrían agruparse en niveles de potencia menores (Craviotto et al., 2010).

Para encontrar el vigor de las plántulas, se calcula por la cantidad de biomasa de la parte aérea, se evalúa mediante la longitud del coleoptilo, la vaina, primera hoja, y diámetro de una plántula. También es el valor porcentual de la materia seca para cada tratamiento distinto (Ruiz et al., 1993).

2.2. Estado del arte

Huerta y Rodríguez (2011) analizaron los efectos de temperatura y tamaño de semilla para la germinación de *Quercus rugosa* Née. Probaron la capacidad germinativa y la energía germinativa en diferentes tamaños de semilla: grande (longitud promedio de 3,09cm de largo y 1,55cm de ancho); mediana (2,45cm de largo y 1,29cm de ancho) y pequeña (2,15cm de largo, 1,18cm de ancho) en cámara de ambiente controlado con regímenes de temperatura para día y noche (24/19°C y 19/14°C, fotoperiodo 12 horas). El diseño experimental fue bloques completamente al azar con seis repeticiones. Estos bloques están

alojados en el coeficiente de temperatura. Realizaron análisis de varianza, con modelos mixtos. El tamaño de semilla afectó significativamente (P=0.0009) la germinación potencial; las semillas más grandes germinan más. La germinación tuvo una interacción entre los factores estudiados (P=0.0045). Las semillas medianas germinan mejor a altas temperaturas.

Verde, 2014 manifiesta que el mejor registro en los plantones de *S. macrophylla* King. procedentes de semillas de mayor tamaño, se sustenta en la mayor vigorosidad que presentaron las plántulas al iniciar su crecimiento ya que se encontró mejor porcentaje de germinaciòn y energía germinativa con el tipo de semilla grande b1, también se encontró mayor porcentaje de germinación y energía germinativa con el sustrato a1 (tierra del bosque), también encontraron correlación entre el tamaño de semillas y el crecimiento en altura y diàmetro de los plantones.

Cruz et al. (2015) realizaron un estudio sobre el efecto del color de luz en plántulas de frijol utilizando tres tratamientos con tres colores de celofán como filtros de luz natural (verde, rojo y azul) y el testigo. Utilizaron bandejas con 12 semillas por tratamiento. Los datos se analizaron mediante RStudio por análisis de varianza de un factor, pruebas de Shapiro para normalidad y pruebas de Kruskal-Wallis para factores que no seguían una distribución normal. Las plantas bajo el filtro azul tienen una altura de tallo más larga. En cuanto a la germinación, el filtro verde con menos plantas germinadas (41,7%), dio el valor medido más bajo entre todas las variables. Las semillas expuestas a la luz natural tuvieron un mejor desarrollo radicular, a diferencia de las semillas colocadas en filtros de luz roja.

Salinas et al. (2000) estudiaron los cambios inducidos por el deterioro de las semillas de soja (Glycine max L. Merrill). Mediante diferentes pruebas de vigor. En 1997 y 1998 se realizaron experimentos de germinación y diversas pruebas de vigor con semillas de soja como: envejecimiento acelerado, conductividad eléctrica, deterioro del control y tetrazolio. Se encontró que la descomposición controlada de la semilla al 22% de humedad predecía mejor la pérdida de vigor de la soja que la senescencia acelerada. La clasificación de la viabilidad y el vigor en la prueba con tetrazolio se basa solo en la ubicación del daño, no en el tipo de daño a la semilla.

Li et al. (1996) realizaron un estudio sobre el efecto del envejecimiento acelerada en la germinación y el vigor de las semillas de *Impatiens wallwrana* a través de almacigo donde los híbridos F1 Super Elfin White (SEW) y Dazzler Violet (DV) se dividieron en diferentes tamaños utilizando un tamiz de 1 a 2mm de diámetro. Luego se colocaron en una incubadora a 35°C y 100% de humedad relativa para acelerar el envejecimiento durante 0, 24, 48 y 72h. Finalmente, se almacenaron a 20°C durante 5 y 21días. Pasado este tiempo, se siembran en bandejas con una mezcla de turba. Después de 14 y 21 días, obtuvieron que las semillas más pequeñas tienen valores de germinación más bajos. Los híbridos SEW son más sensibles al envejecimiento acelerado a las diferencias de tamaño y almacenamiento que los DV. En todas las evaluaciones, DV obtuvo valores más altos para la germinación y valores más bajos para las variables que identifican valores atípicos

Mateo-Sánchez et al. (2011) realizaron un estudio evaluando los efectos de mezclas diferentes de aserrín de la especie *Pinus sp.* Sobre *C. Odorata* L. (Cedro rojo), con peat moss-agrolita-vermiculita, producido mediante sistemas técnicos en viveros cubiertos con mallas para sombra. Utilizaron un diseño completamente al azar con 11 combinaciones basadas en aserrín + la mezcla en proporciones que variaron desde cero % hasta 100%. A la edad de tres meses y medio se midió las plántulas desarrolladas. El mayor diámetro fue de la mezcla con 70% de aserrín y 30% de la mezcla. La mezcla de 80% de aserrín y 20% de la mezcla dio los valores más altos de altura. Las masas secas de hoja más altas corresponden a mezclas que contienen 90% de aserrín + 10% de la mezcla. Los valores más altos de masa de raíces y materia seca total corresponden a la mezcla que contiene 60% aserrín más el 40 % mezcla. En cuanto al índice de esbeltez (altura/diámetro), el mejor valor se encontró con una mezcla de 80% aserrín y 20% mezcla.

Negreros et al. (2010) evaluaron las especies *Swietenia macrophylla* King, *C. odorata* L. y *Tabebuia rosea* (Bertol.) en vivero a dos densidades (100 y 50 plantas/ $m^{2)}$ y dos sustratos [suelo y suelo + compost (SC)]. El tratamiento SC tuvo mayor significancia en el crecimiento de diámetro, altura, peso de raíz y relación parte tallo/raíz para cada especie. En suelo, el 76% de todas las plántulas tuvo una relación tallo/raíz menor a 3, y en SC el 21% tuvo una relación tallo/raíz menor a 3. Para árboles coníferas, sugieren trabajar con una relación

tallo/raíz de 2:1 para sitios secos y de 4:1 para sitios húmedos. Para las plantas de hoja ancha (latifoliadas), se desconoce la relación óptima entre el tallo y la raíz.

Altimira et al. (2016) investigaron la capacidad de *C. odorata* para crecer en sustratos degradados y, en última instancia, en diferentes condiciones de agua debido al cambio climático. Los sustratos seleccionados fueron de fincas ganaderas, fincas agrícolas y bosques secos tropicales (testigo). Los riesgos identificados se basaron en la pluviometría media del rodal: 50%, 75%, 100% (testigo), 150% y 200%. Se establecieron un total de quince tratamientos combinados de estos dos factores. Los resultados mostraron que *C. Odorata* tiene una buena capacidad para crecer en sustratos degradados con una precipitación de alrededor de 1200 mm/año, que puede reducirse hasta en un 50%. *C. Odorata*.

Retureta et al. (2014) muestran resultados favorables sobre el uso del sustrato sobre la germinación al evaluar el poder germinativo, crecimiento, biomasa, humedad y materia orgánica, bajo diversos sustratos en una Meliaceaea, *Swietenia macrophylla* King; utilizaron lo siguiente: tierra negra 100%, lombricomposta 100%, peat moss 100%, tierra negra 50% + lombricomposta 50%, tierra negra 50% + peat moss 50%, lombricomposta 50% + peat moss 50%, y tierra negra 33% + lombricomposta 33% + peat moss 33%. Registraron diferencias estadísticas significativas por efecto de los sustratos, en donde el mejor sustrato fue el de 33% (tierra negra + lombricomposta + peat moss), obteniendo buenos resultados en cuanto a porcentaje de germinación, crecimiento inicial, biomasa y características edáficas.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de investigación

El estudio se realizó en la Unidad Académica del Laboratorio de Certificación de Semillas Forestalesque pertenece a la Escuela Profesional de Ingeniería en Recursos Naturales Renovables en la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS); ubicado en Tingo María, distrito Rupa Rupa, provincia Leoncio Prado, región Huánuco; geográficamente se muestra la siguiente coordenada UTM:

Este : 390313 m.

Norte : 8970772 m.

Altitud : 660 m.s.n.m.

El clima, según la estación meteorológica UNAS fueron: (t.ª) máxima 30.05ºC, (t.ª) mínima 20.7ºC, (t.ª) promedio 25.6ºC, precipitación promedio 3758mm, humedad relativa 84%, altitud 660 metros. Observando la clasificación de zonas de vida y el mapa bioclimático de Holdridge (1987), el lugar donde se realizaron los trabajos de investigación está ubicado en una flora de bosque tropical premontano muy húmedo (bmh - PT).

3.2. Materiales, equipos e insumos

3.2.1. Material vegetativo

Se trabajó con semillas de *C. odorata* L. "cedro colorado", recolectado de la Unidad Académica Jardín Botánico que pertenece a la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental de la UNAS ubicado en coordenadas UTM:

Este : 389520 m.

Norte : 8971310 m.

Altitud : 645 m.s.n.m.

3.2.2. Materiales y equipos

Se utilizó baldes, pie de rey 150mm metálico vernier calibrador, regla milimetrada, papel toalla, cubeta de 5 litros fabricada en polipropileno amarillo, papel celofán de colores (verde, rojo y azul), balanza digital, conservadora, cámara fotográfica.

3.2.3. Insumos

Sustrato (arena, aserrín descompuesto y tierra negra), fungicida benomil al 50%.

3.3. Metodología

En la presente investigación se trabajó la metodología teniendo en cuenta tres fases:

3.3.1. Influencia color de luz y del sustrato en el tiempo de germinación, poder germinativo y energía germinativa

Una vez planificado en gabinete y haber visto bien los materiales y equipos, se realizó las siguientes acciones:

3.3.1.1. Recolección de las semillas

Se realizó las coordinaciones previas para la recolección de las semillas de *C. odorata* L. "cedro colorado", tales como la colecta, secado y almacenamiento; para ello se solicitó autorización al encargado del Jardín Botánico de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental de la UNAS.

Los materiales e insumos que se utilizaron en la investigación se solicitaron de forma previa al jefe encargado del Laboratorio de Certificación de Semillas Forestales, así como el constante soporte técnico en el transcurso de la investigación.

3.3.1.2. Preparación del área y estado de los equipos

Se escogió un determinado espacio con una adecuada iluminación natural en el área del laboratorio, con ventilación de aire y sin la presencia de objetos extraños que perjudiquen los resultados. Asimismo, se revisaron el óptimo y buen funcionamiento de los equipos a utilizar tales como refrigeradora, conservadora y balanza analítica.

3.3.1.3. Preparación del sustrato

Los sustratos a utilizar fueron: Arena, aserrín y tierra negra de la Unidad Académica del Vivero Forestal de la Escuela Profesional de Ingeniería Forestal de la UNAS, según lo propuesto por (Padilla Mendoza, 1983) para el potencial de las semillas, luego

fueron trasladados al Laboratorio de Certificación de Semillas Forestales para ubicarlos de acuerdo al diseño respectivo.

3.3.1.4. Ensayo de germinación

Se seleccionaron las semillas de cedro colorado de acuerdo al tamaño optando y diferenciando las semillas medianas; asimismo se identificó semillas enfermas, vanas y/o desechos los cuales fueron separados, seguidamente fueron sembrados utilizando una cubeta de 5 litros de polipropileno amarillo con 25 semillas en su respectivo sustrato.

Normalmente un ensayo consta de un total de 100 semillas por réplica, pero si notamos que 100 semillas es en exceso para el componente sustrato, en ese contexto las réplicas se subdividen en más pequeñas pudiendo ser 50 o 25 semillas (Bonner, 1974); teniendo en cuenta lo mencionado se trabajó de la siguiente manera (Figura 1):

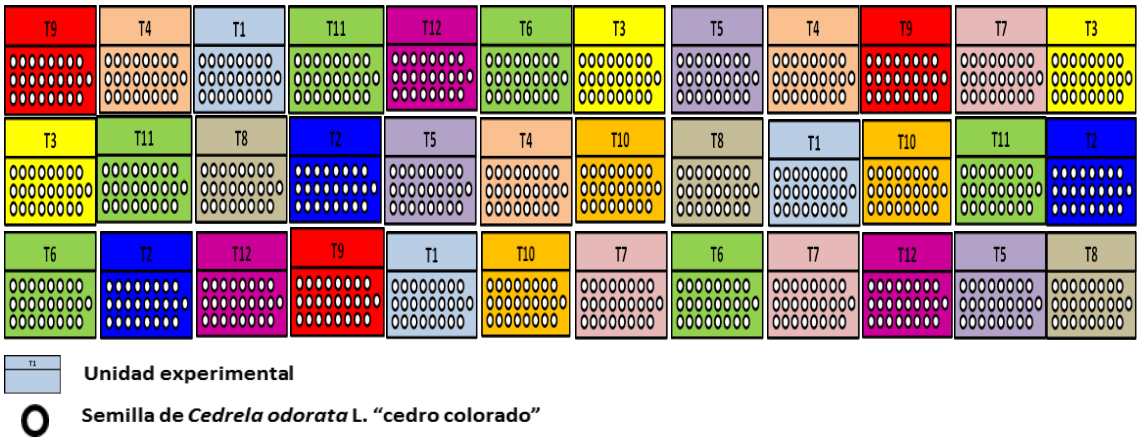


Figura 5. Distribución de los tratamientos de acuerdo al DCA

3.3.1.5. Germinación de semillas de C. odorata L. en diferentes colores de luz y sustratos

Para la germinación se realizaron 3 evaluaciones durante el tiempo de germinación, y para el crecimiento se realizaron 2 evaluaciones cada 15 días; además de ello se observaron periódicamente la presencia de plagas y enfermedades que distorsionen el resultado obtenido en el trabajo de investigación.

El efecto de los factores en estudio se evaluó en el periodo de germinación, (poder y energía germinativa); y las diferentes características biométricas de las plántulas (peso seco, longitud de la parte aérea y radicular).

3.3.1.6. Medición del tiempo de germinación (TG)

La fórmula para medir el tiempo de germinación fue la siguiente:

$$TG = Periodo\ entre\ el\ IS\ (inicio\ de\ siembra)\ y\ FG\ (final\ de\ la\ germinación)$$

$$TG = IG\ (inicio\ de\ germinación) + PG\ (periodo\ de\ germinación)$$

3.3.1.7. Medición del poder y energía germinativa

Se realizaron las mediciones diariamente desde el inicio de la germinación y se pudo determinar el porcentaje de germinación (PG) y el porcentaje de energía germinativa (EG) de las semillas, mediante las fórmulas propuestas por la Asociación Internacional de Ensayos de Semillas (ISTA, 2002):

Para el poder germinativo la fórmula es:

$$PG = \frac{N°\ de\ semillas\ germinadas}{N°\ Total\ de\ semillas\ sembradas} x100$$

Para energía germinativa para el total de semillas viables:

$$EG = \frac{N°\ máximo\ de\ semillas\ germinadas\ al\ realizar\ el\ primer\ conteo}{N°\ total\ de\ semillas\ sembradas} x100$$

3.3.2. Crecimiento inicial de plántulas de C. odorata L. en diferentes colores de luz y sustratos

3.3.2.1. Medición de altura (H)

Para la altura total, se consideró solo el 30% de las plántulas de cada repetición de manera aleatorizada, para ello se utilizó un vernier digital, tomando como referencia desde el cuello de la raíz hasta el ápice de la plántula.

3.3.2.2. Medición de longitud de raíz (LR)

En la medición de la LR, de igual manera se consideró el 30% de las plántulas, logrando calcular la longitud de raíz en centímetros, considerando desde el cuello de la raíz hasta la parte final de la raíz.

3.3.2.3. Medición del peso seco de la plántula (PS)

Para el PS de las plántulas, se utilizó las mismas plántulas que se utilizaron para determinar la H y LR, para ello se insertaron las muestras en una estufa a 80°C por un periodo de 72h; al finalizar este proceso se pudo determinar el peso seco en gramos a través de una balanza analítica.

3.3.3. Factores de investigación

Se ejecutó en las instalaciones del Laboratorio de Certificación de Semillas de la Escuela Profesional de Ingeniería en Recursos Naturales, donde el técnico encargado y jefe del laboratorio nos proporcionó un área de estudio para las tres fases antes mencionadas, Asimismo, se coordinó la autorización respectiva para la cosecha de la semilla en el Jardín Botánico. Los tratamientos considerados para la investigación se realizaron mediante dos factores en estudio, las cuales fueron:

3.3.3.1. El factor sustrato (A), contiene como niveles:

- a_1 = Sustrato 1 = Arena
- a_2 = Sustrato 2 = Aserrín descompuesto
- a_3 = Sustrato 3 = Tierra negra

3.3.3.2. El factor color de luz (B), contiene como niveles:

- b_1 = Testigo o luz natural del ambiente
- b_2 = Luz verde
- b_3 = Luz roja
- b_4 = Luz azul

De las combinaciones correspondientes a los niveles en cada factor, se generaron los siguientes tratamientos:

Tabla 1. Parte descriptiva de los tratamientos y combinaciones.

Tratamiento	Combinación	Descripción
T_1	a_1b_1	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato arena bajo luz natural
T_2	a_1b_2	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato arena bajo luz verde
T_3	a_1b_3	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato arena bajo luz rojo
T_4	a_1b_4	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato arena bajo luz azul
T_5	a_2b_1	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato aserrín descompuesto bajo luz natural
T_6	a_2b_2	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato aserrín descompuesto bajo luz verde
T_7	a_2b_3	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato aserrín descompuesto bajo luz rojo
T_8	a_2b_4	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato aserrín descompuesto bajo luz azul
T_9	a_3b_1	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato tierra negra bajo luz natural
T_{10}	a_3b_2	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato tierra negra bajo luz verde
T_{11}	a_3b_3	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato tierra negra bajo luz rojo
T_{12}	a_3b_4	Semillas de cedro colorado sembrado en sustrato tierra negra bajo luz azul

3.3.4. Diseño del experimento

Los tratamientos para este estudio se determinaron según el DCA con una combinación de dos factores 3(A)x4(B). Las características que se tuvo en el trabajo experimental fueron: número de repeticiones (3), número de semillas/unidad experimental (25) y número total de semillas utilizadas para la prueba (900).

3.3.4.1. Modelo factorial con dos factores

En el estudio experimental se utilizó DCA en base a dos factores con 12 tratamientos y 3 repeticiones. El modelo más representativo de este estudio está representado por una ecuación de la forma:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta) + E_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Es el resultado obtenido en la k-ésima repetición, a la cual se aplicó el i-ésimo sustrato con el j-ésimo color de luz.

μ = Es el efecto de la media general.

α_i = Es el efecto del i-ésimo sustrato.

β_j = Es el efecto del j-ésimo color de luz.

$(\alpha\beta)$ = Es el efecto de la interacción entre el i-ésimo sustrato con el j-ésimo color de luz.

E_{ijk} = Es el efecto aleatorio del EE obtenida en la k-ésima repetición, a la cual se aplicó el i-ésimo sustrato con el j-ésimo color de luz.

3.3.4.2. Unidad experimental

La investigación se trabajó en base a 12 tratamientos y 3 repeticiones, obteniendo 36 unidades experimentales en total, las cuales fueron: táperes de plástico representadas por 25 semillas de cedro colorado (Sub-unidades experimentales) según el protocolo propuesto por el (ISTA, 2002).

3.3.4.3. Análisis de varianza (ANOVA)

Se trabajó con el ANOVA de las variables evaluadas utilizando la prueba Fisher a un nivel de significación de 5 por ciento y se compararon las medias con el Test post hoc de Tuckey con una significancia de 5 por ciento.

Tabla 2. Análisis de varianza (ANOVA)

Fuente de variación	Grado de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F- calculado
Sustrato (A)	a–1	SC_A	SC_A / a–1	CM_A/CM_E
Color de luz (B)	b–1	SC_B	SC_B / b–1	CM_B/CM_E
Interacción (AxB)	(a–1)(b–1)	SC_{AB}	SC_{AB}/(a–1)(b–1)	CM_{AB}/CM_E
Error	ab(r–1)	SC_E	SC_E/ GL_E	
Total	abr – 1	SC_{Total}		

A y B: factores; r = repeticiones

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Tiempo de germinación, poder y energía germinativa de semillas de *C. odorata* L. en diferentes colores de luz y sustratos

4.1.1. Tiempo de germinación en semillas de *C. odorata* L.

El tiempo de germinación de las semillas, estuvieron determinadas por su Inicio de Germinación (IG) y su Periodo de Germinación (PG), tal es el caso que los mejores resultados obtenidos para el inicio de germinación fueron para el T_7 (Semilla sembrada en aserrín en luz rojo) que alcanzó la germinación en promedio a los 6.9 días desde la siembra, seguido por el T_6 (Semilla sembrada en aserrín en luz verde) que germinó a los 7.1días.

El periodo de germinación, se encontró similar resultado puesto que el T_6 (Semilla sembrada en aserrín en luz verde) germinó en sólo 13 días, del mismo modo para el T_7 (sembrada en aserrín y luz rojo), puesto que su periodo germinativo alcanzó los 13.1 días (Tabla 3 y Figura 6).

Tabla 3. Tiempo de germinación en semillas de *C. odorata* L.

Tratamiento	Sustrato	Color de luz	IG	PG	TG
T_1	Arena	Natural	7,5	15,1	22,6
T_2	Arena	Verde	7,4	14,9	22,3
T_3	Arena	Rojo	7,3	15	22,3
T_4	Arena	Azul	7,4	15	22,4
T_5	Aserrín	Natural	7,2	15	23,2
T_6	Aserrín	Verde	7,1	13	20,1
T_7	Aserrín	Rojo	6,9	13,1	20,0
T_8	Aserrín	Azul	7	14,1	21,1
T_9	Tierra	Natural	7,4	15,4	22,8
T_{10}	Tierra	Verde	7,5	14,8	22,3
T_{11}	Tierra	Rojo	7,2	15,1	22,3
T_{12}	Tierra	Azul	7,3	15,4	22,7

IG = Inicio de la germinación, PG = Periodo de germinación y TG = Tiempo de germinación.

Por lo tanto, para el tiempo de germinación, el mejor tratamiento fue el T_7 (Sembrada en aserrín en luz rojo) que alcanzó 20 días de germinación, seguido del T_6 (Sembrada en aserrín en luz verde) con 20.1 días desde la siembra hasta el termino de germinación.

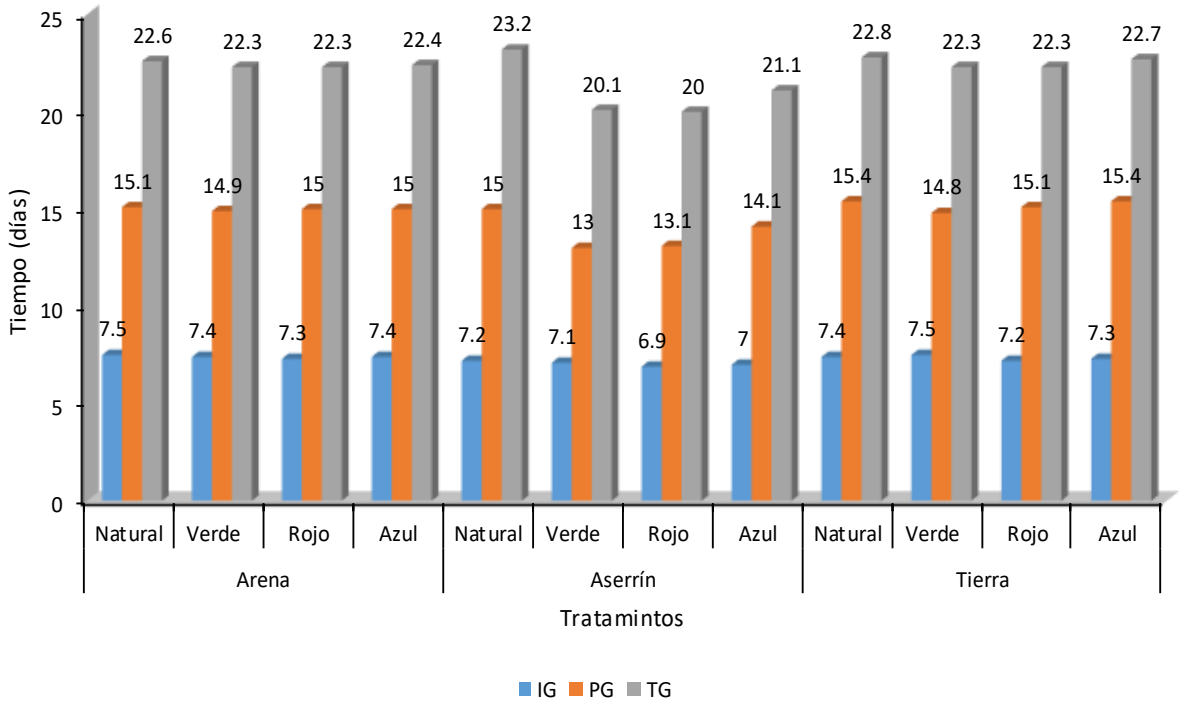


Figura 6. Inicio y periodo de germinación (días) en semillas de *C. odorata* L. por efecto de sustrato y el color de luz.

4.1.2. Poder germinativo en semillas de *C. odorata* L.

Las semillas de *C. odorata* L. que fueron sometidas a sustrato de aserrín descompuesto generaron mejores resultados con respecto a los demás sustratos; a la vez es importante afirmar que el color de luz rojo y azul ambos con sustrato de aserrín descompuesto ocuparon un mejor puesto con respecto al poder germinativo (Tabla 4).

El T_7 (sembradas en aserrín y luz rojo) registró los mejores resultados de germinación con 97%, seguido del T_8 (sembradas en aserrín y luz azul) que alcanzó un 96%, y el T_6 (sembradas en aserrín y luz verde) que obtuvo un 95%, siendo el T_7, T_8 y T_6 sembrados en aserrín que ocuparon mayores valores (Figura 7).

Tabla 4. Poder germinativo en semillas de *C. odorata* L.

Tratamiento	Sustrato	Color de luz	PG%
T_1	Arena	Natural	83%
T_2	Arena	Verde	90%
T_3	Arena	Rojo	87%
T_4	Arena	Azul	86%
T_5	Aserrín	Natural	94%
T_6	Aserrín	Verde	95%
T_7	Aserrín	Rojo	97%
T_8	Aserrín	Azul	96%
T_9	Tierra	Natural	91%
T_{10}	Tierra	Verde	94%
T_{11}	Tierra	Rojo	93%
T_{12}	Tierra	Azul	92%

PG = Porcentaje de germinación.

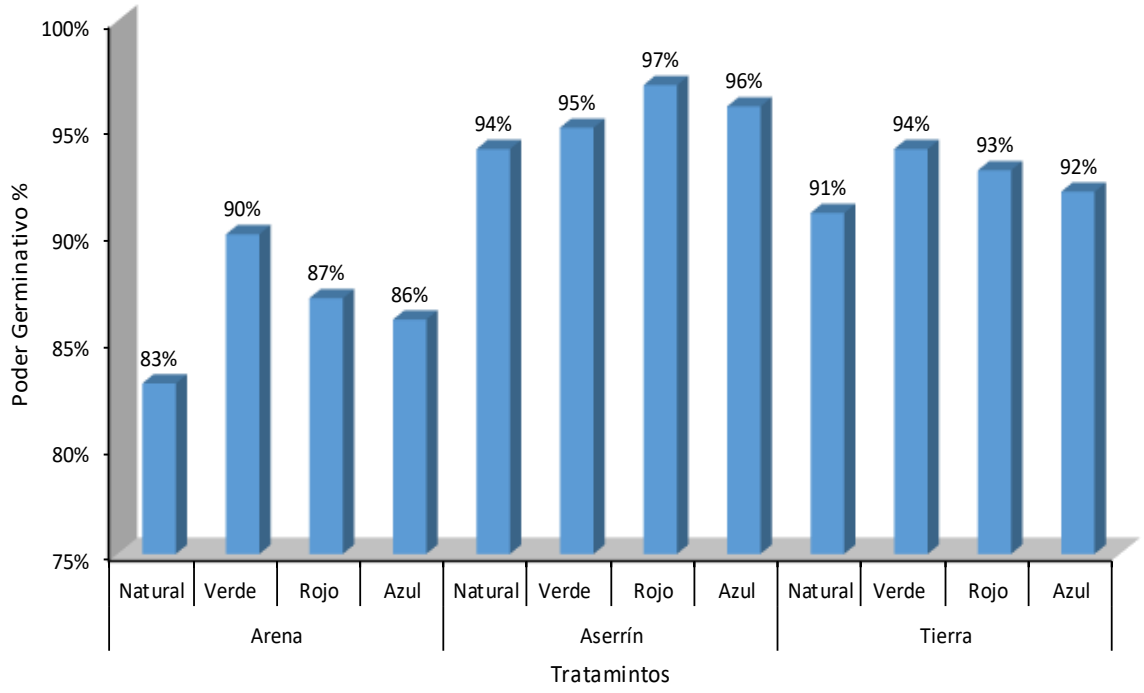


Figura 7. Porcentaje de germinación en semillas de *C. odorata* L. en diferentes sustratos y sometidas a diferentes colores de luz.

4.1.3. Energía germinativa en semilla de *C. odorata* L.

Igualmente, la presente investigación, presentó resultados con respecto a la energía germinativa, en tal caso, se puede afirmar que, las mejores respuestas se obtuvieron con el sustrato aserrín y con los colores rojo y azul. De igual manera podemos afirmar que, el óptimo tratamiento para la energía germinativa corresponde al T_7 (germinada en aserrín y luz roja) con 66%, siguiendo por el T_8 (germinada en aserrín y luz azul) con 65% los cuales son notablemente superiores a diferencia de los demás tratamientos en estudio (Tabla 5 y Figura 8).

Tabla 5. Energía germinativa en semillas de *C. odorata* L.

Tratamiento	Sustrato	Color de luz	EG %
T_1	Arena	Natural	60%
T_2	Arena	Verde	62%
T_3	Arena	Rojo	63%
T_4	Arena	Azul	61%
T_5	Aserrín	Natural	63%
T_6	Aserrín	Verde	64%
T_7	Aserrín	Rojo	66%
T_8	Aserrín	Azul	65%
T_9	Tierra	Natural	60%
T_{10}	Tierra	Verde	59%
T_{11}	Tierra	Rojo	62%
T_{12}	Tierra	Azul	62%

EG = Energía germinativa.

Es muy común este comportamiento en especies vegetales puesto que la mayor germinación con el color rojo se ha detectado en diversidades de especies, como en *Cecropia obtusifolia* Bertol., donde el color rojo exhibió el doble de germinación con respecto al natural, así como en girasol, *Helianthus annus* L. (Van Mölken et al., 2005). Además de ello en la investigación realizada, el sustrato que permitió la mejor respuesta en la germinación fue el aserrín descompuesto, debido a su porosidad y la capacidad de retener la humedad necesaria.

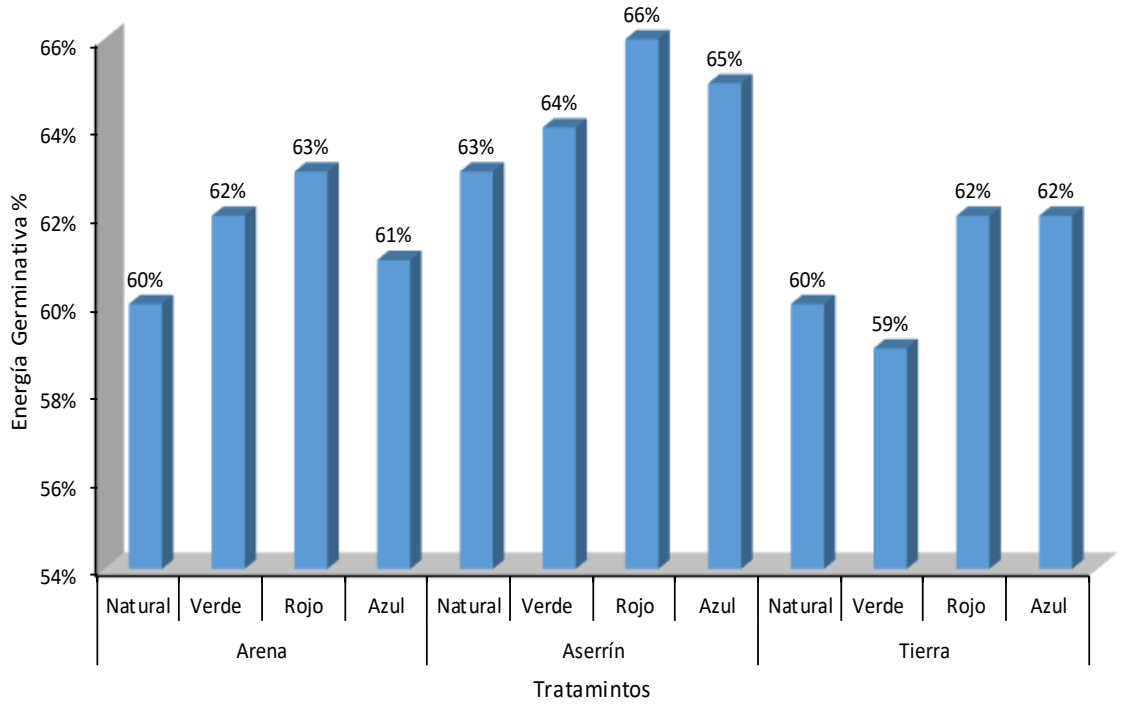


Figura 8. Energía germinativa del total de semillas germinadas en *C. odorata* L.

Los resultados de la investigación demuestra que la especie de *Cedrela odorata* L. posee un alto grado de germinación y se puede afirmar que las semillas de cedro colorado al estar en las mejores condiciones para germinar lo hacen sin demora alguna, sin embargo, es necesario siempre evitar las semillas vanas o no viables y mantener las semillas conservadas, así lo mencionan (Pérez García y Pita Villamil, 1999) al explicar que, si la semilla es viable, y no presenta dormancia, va a germinar en el momento que es sometido en condiciones óptimas de humedad, luz y temperatura. Por ello se acepta que la capacidad germinativa de un lote de semillas es el reflejo de su viabilidad.

Otro aspecto que pudo haber influenciado sobre la buena germinación en menor medida pudo ser la edad de las semillas de la especie en estudio, como en trabajos realizado por Rodríguez et al., (2008) encontrando que, en esta especie, la semilla pierde su poder y energía germinativa después de dos o tres semanas de haber realizado la cosecha, sin embargo, si se almacena las semillas en condiciones óptimas, en este caso puede mantener su viabilidad mayor tiempo con baja temperatura.

Los resultados favorables sobre el uso del sustrato sobre la germinación los reportan (Retureta et al., 2014) después de analizar las siguientes características: el

porcentaje de germinación, la humedad, el porcentaje de crecimiento, biomasa y materia orgánica, bajo distintos sustratos en *Swietenia macrophylla* King; utilizando tierra negra 33% + lombricomposta 33% + peat moss 33%. Registrando diferencias estadísticas significativas por efecto de los sustratos, siendo el mejor tratamiento, al encontrar resultados favorables en el porcentaje de germinación, crecimiento inicial y biomasa.

Aspectos que concuerdan con las condiciones de germinación lo reporta (Rodríguez et al., 2008), al indicar que se necesita condiciones favorables para obtener un buen resultado de germinación (poder germinativo) y porcentaje de semillas que germina al primer conteo (energía germinativa).

En la investigación se registró solo un 83% de poder germinativo con iluminación natural al someter las semillas de *C. odorata* L., este resultado se debería a otros factores como temperatura y humedad, como lo menciona Besnier (1990) afirmando que, al aplicar y desarrollar esta investigación bajo condiciones de baja humedad y temperatura en el suelo, se ralentiza la actividad de la semilla y los microorganismos en él contenidos. Hay que tener en cuenta, sin embargo, que como es usual, aquellas semillas que sean más fuertes o tengan una mayor vigorosidad, podrán desarrollar plántulas con mayor resistencia a la afección de estos microorganismos en mayor medida que aquellas semillas más débiles o de menor vigorosidad.

Los resultados obtenidos justifican el párrafo mencionado por Sandoval (2009), donde señala que la especie *C. odorata* L. no presenta dificultades para germinar debido que no requiere tratamientos pre-germinativos, la cual con los resultados alcanzados se deduce que las actividades como la selección del sustrato y el color de luz afectan la germinación.

4.2. Crecimiento inicial de las plántulas de *C. odorata* L. germinadas en diferentes sustratos y color de luz

4.2.1. Longitud de la parte aérea en plántulas de *C. odorata*

En la longitud de la parte aérea a través del ANOVA demostró que, tanto las semillas almacigadas en diferentes sustratos y color de luz registraron una diferencia estadística significativa en las plántulas de *C. odorata* L., mientras que en caso de la interacción estadística entre factores no registró diferencias significativas, es decir que los efectos de los

sustratos y color de luz son estadísticamente diferentes a excepción de que la interacción que sus efectos son similares. Los resultados nos indican además un CV de 10.52% indicando que existe una variabilidad buena en las plántulas respecto a la variable en estudio (Tabla 6).

Tabla 6. ANOVA para la longitud de la parte aérea en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato – color de luz)

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grado de libertad	Cuadrado medio	F-calculado	F-VALOR
Sustratos	141.15	2	70.58	133.8	<0.001*
Color de luz	102.09	3	34.03	60.75	<0.001*
Sustratos x Color de luz	1.40	6	0.23	0.83	0.62^{ns}
Error experimental	16.25	24	0.68		
Total	260.89	35			

Coeficiente de variación: CV = 10.52 %; * = significativo; ns = no significativo

Al aplicar la prueba de Tuckey a un nivel de significancia del 5% se puede demostrar que, al utilizar aserrín descompuesto, influenció en 16.22 ± 1.38 cm en la altura de las plántulas de *C. odorata* L., siendo superior al uso de los demás sustratos (Tabla 7).

Tabla 7. Prueba Tukey para la longitud de la parte aérea en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato)

Mérito	Sustrato	Longitud ± EE (cm)	Sig
1	Aserrín descompuesto	16.22 ± 1.38	a
2	Tierra	13.92 ± 1.38	b
3	Arena	13.35 ± 1.38	b

EE = Error estándar de la media.

Similarmente, en los efectos principales del factor color de luz con respecto a la longitud de la parte aérea en plántulas de *C. odorata* L. presentaron efectos estadísticos significativos, es decir que son estadísticamente diferentes, donde las plántulas de cedro procedentes con color de luz roja superaron parcialmente a los demás colores con un valor promedio de 15.85 ± 1.45 cm referente a la variable altura. Estos resultados son lógicos puesto que de acuerdo a los antecedentes la luz roja favorece la elongación de las especies

vegetales, puesto que las semillas entran en un estado de latencia al estar en contacto con este tipo de luz entra en acelerar su crecimiento (Tabla 8).

Tabla 8. Prueba Tukey para la longitud de la parte aérea en plántulas de *C. odorata* L. (color de luz).

Mérito	Color de luz	Longitud ± EE (cm)	Sig
1	Rojo	15.85 ± 1.45	a
2	Azul	13.55 ± 1.45	b
3	Verde	12.61 ± 1.45	b
4	Natural	12.05 ± 1.45	b

EE = Error estándar de la media.

4.2.2. Longitud de la raíz en plántulas de *C. odorata* L.

Al aplicar el ANOVA para determinar cómo influye la variable longitud de la raíz para plántulas de *C. odorata* L., demostró resultados muy parecidos a la variable longitud de la parte aérea, en donde los sustratos y el color de luz utilizados influenciaron de manera significativa sobre la longitud radicular de las plántulas, es decir, que los efectos de las dos variables en la plántula son estadísticamente diferentes, a comparación del efecto de la interacción entre los dos factores en estudios, puesto que no muestra unas diferencia significativa sobre la variable en estudio, estadísticamente podemos mencionar que la influencia en la interacción es igual.

Complementando al estudio, los resultados obtenidos respecto a la variable longitud radicular presentaron un comportamiento con buena variabilidad, puesto que presentaron un coeficiente de variación del 12.38% (Tabla 9).

Tabla 9. ANOVA para la longitud radicular en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato - color de luz).

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grado de libertad	Cuadrado medio	F-calculado	F- valor
Sustratos	71.58	2	35.79	104.98	<0.001*
Color de luz	95.55	3	31.85	102.25	<0.001*
Sustratos x color de luz	1.95	6	0.33	1.22	0.75^{ns}
Error experimental	5.15	24	0.21		

	Total	174.23	35

Coeficiente de variación: CV = 12.38 %; * = significativo; ns = no significativo

La influencia de los sustratos en plántulas de *C. odorata* L. fue de manera significativa sobre la longitud de la raíz, observando que el uso de aserrín descompuesto fue el mejor, registrando una media de 6.10 ± 1.05cm, superando al uso de la tierra y el sustrato arena (Tabla 10).

Tabla 10. Prueba Tukey para la longitud radicular en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato).

Mérito	Sustrato	Longitud de raíz ± EE (cm)	Sig
1	Aserrín descompuesto	6.10 ± 1.05	a
2	Tierra	4.37 ± 1.05	b
3	Arena	4.50 ± 1.05	b

EE = Error estándar de la media.

De igual manera, la aplicación de diferentes colores de luz influenció significativamente sobre la longitud de la raíz, motivo por el cual, para el análisis de efectos principales de dicho factor, los sembrados en contacto con color rojo presentaron plántulas con una media de 5.82 ± 1.10 cm, superando a las plántulas en color azul, verde y natural con valores promedios de 3.15 ± 1.10, 2.90 ± 1.10 y 3.02 ± 1.10 cm respectivamente (Tabla 11).

Tabla 11. Prueba Tukey para la longitud radicular en plántulas de *C. odorata* L. (color de luz).

Mérito	Color de luz	Longitud de raíz ± EE (cm)	Sig
1	Rojo	5.82 ± 1.10	a
2	Azul	3.15 ± 1.10	b
2	Verde	2.90 ± 1.10	b
3	Natural	3.02 ± 1.10	b

EE = Error estándar de la media.

4.2.3. Peso seco en plántulas de *C. odorata* L.

A través del ANOVA, se observó que, el peso seco de las plántulas de *C. odorata* L. sembrados en distintos sustratos y colores de luz diferentes, presentaron efectos estadísticos significativos, mientras que, en la interacción de los factores, no se encontró diferencias estadísticas significativas entre la biomasa de las plántulas. Los valores obtenidos referente a la biomasa (peso seco) de las plántulas registró muy buena homogeneidad de dispersión, debido a que el valor del coeficiente de variación fue 9.90% (Tabla 12).

Tabla 12. ANOVA para el peso seco en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato - color de luz).

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grado de libertad	Cuadrado medio	F-calculado	F- Valor
Sustratos	0.32	2	0.16	81.25	<0.001*
Color de luz	0.41	3	0.14	102.92	<0.001*
Sustratos x color de luz	0.01	6	0.002	1.30	0.82^{ns}
Error experimental	0.03	24	0.001		
Total	0.77	35			

Coeficiente de variación: CV = 9.90%; * = significativo; ns = no significativo

La aplicación de sustratos influenció de manera significativa sobre el peso seco de las plántulas, es decir que los efectos son estadísticamente diferentes, debido a ello se puede demostrar y afirmar que el mayor valor alcanzado, pertenece al sustrato aserrín descompuesto con 0.37 ± 0.02g en promedio, mientras que los menores valores alcanzados pertenecen a la tierra agrícola con 0.30 ± 0.03g y en la arena con valores promedios de 0.28 ± 0.03g (Tabla 13).

Tabla 13. Prueba Tukey para el peso seco en plántulas de *C. odorata* L. (sustrato).

Mérito	Sustrato	Peso seco ± EE (g)	Sig
1	Aserrín descompuesto	0.37 ± 0.02	a
2	Tierra agrícola	0.32 ± 0.02	b
3	Arena	0.33 ± 0.02	b

EE = Error estándar de la media.; * = significativo; ns = no significativo

De manera similar, la variable color de luz influenció de manera significativa sobre la biomasa o peso seco de las plántulas, siendo así que el mayor valor se

registró en las plántulas sembradas en color rojo con 0.29 ± 0.03g en promedio, seguido de las plántulas que sembrados en color azul, verde y natural 0.23 ± 0.03, 0.20 ± 0.03 y 0.20 ± 0.03g (Tabla 14).

La investigación demostró que los mejores resultados obtenidos pertenecieron en el factor sustrato al aserrín descompuesto, que genera un 16.22cm de altura y 6.10cm de longitud de raíz, 0.37g de peso seco por planta, y el factor color de luz corresponde al color rojo con un 15.85cm de altura y 5.82cm de longitud de raíz, 0.29g de peso seco por planta como valores mínimos y máximos sumando el error estándar de la media; coincidentemente con Verde (2014) que el mayor crecimiento registrado en plántulas de *S. macrophylfa* King. procedentes de semillas grandes, esto se debe a la vitalidad que exhiben las plántulas durante el crecimiento, ya que el color de la luz reflejaba de forma significativa a su crecimiento.

Tabla 14. Prueba Tukey para el peso seco en plántulas de *C. odorata* L. (color de luz).

Mérito	Color de luz	Peso seco ± EE (g)	Sig
1	Rojo	0.29 ± 0.03	a
2	Azul	0.23 ± 0.03	b
3	Verde	0.20 ± 0.03	b
4	Natural	0.20 ± 0.03	b

EE = Error estándar de la media.

La gran importancia del aserrín como unos de los mejores sustratos para esta especie, lo menciona Mateo-Sánchez *et al.,* (2011) en la cual hicieron un estudio donde evaluaron la influencia de diferentes mezclas de aserrín de Pino sobre el crecimiento de plantas de *C. odorata* L., producidas en vivero cubierto con malla sombra utilizando aserrín y una mezcla de peat mossa-agrolita- vermiculita. El mayor diámetro fue con 70% (aserrín) + 30% (mezcla). La altura mayor encontrada fue con 80% (aserrín) + 20% (mezcla). El mayor peso seco de follaje correspondió a 90% (aserrín) + 10% (mezcla). Sin embargo, el mayor valor de peso de la raíz y peso seco total correspondió a la mezcla con 60% (aserrín) + 40% (mezcla).

Debido a las mejores respuestas al utilizar aserrín descompuesto, las plántulas presentaron mejores características frente a los demás tratamientos y obtuvo individuos listos para su trasplante, al respecto Sandoval (2009) enfatiza que los ensayos de germinación son necesarios porque las semillas tienen características únicas y ciertos

tratamientos son exitoso en una especie, pero no en otras. Por lo tanto, buscar mejores métodos es muy importante desde el punto de vista económico, esto se debe a que la germinación uniforme y la germinación en el menor tiempo posible son ventajosas para reducir los costos de producción. El sustrato aserrín descompuesto pudo favorecer en el aporte de nutrientes como el fósforo, la cual, las plántulas crezcan con mayor rapidez, siendo este importante en el desarrollo del sistema radical de los plantones.

V. CONCLUSIONES

1. Existe influencia del color de luz y del sustrato en la germinación y crecimiento inicial de *cedrela odorata* l. “cedro colorado” en condiciones de laboratorio

2. Las semillas expuestas a los dos factores en estudio presentaron sus efectos con respecto a las variables de germinación, demostrando que, el mejor tratamiento fue el T_7 (aserrín descompuesto + luz roja) con 20 días de germinación, un 97% de poder germinativo y 66% de energía germinativa.

3. El mejor sustrato fue el aserrín descompuesto, puesto que generó un 16.22 ± 1.38cm de altura, 6.10 ± 1.05cm de longitud de raíz y 0.37 ± 0.02g de peso seco por planta. Con respecto a la variable color de luz, la luz roja fue superior con 15.85 ± 1.45cm de altura y 5.82 ± 1.10cm de longitud de raíz y 0.29 ± 0.03g de peso seco por planta.

VI. PROPUESTAS A FUTURO

1. Identificar la especie que corresponde el aserrín descompuesto para el sustrato, puesto que cada especie posee una característica diferente e influirá diferente en germinación de las semillas.
2. Considerar otras especies forestales para este tipo de investigación, con el objetivo de mejorar el manejo de semillas y germinación tanto en laboratorio como en vivero.
3. Desarrollar un estudio similar en otras zonas, debido que no todas las especies se desarrollan bien al encontrarse en una zona diferente o inapropiada a su zona de origen o calidad de sitio.

VII. REFERENCIAS

Adelusi , A., Ologundudu, A., & Adekoya , K. (2013). Effect of Light Stress on Germination and Growth Parameters of Corchorus olitorius, Celosia argentea, Amaranthus cruentus, Abelmoschus esculentus and Delonix regia. *Notulae Scientia, 5*(4), 468-475.

Altimira, J., Arnal, A., Boada, M., Casanova, C., Herrero, J., Boada, M., . . . Ruiz, V. (2016). Evaluación de parámetros de crecimiento n plántulas de C. odorata bajo diferentes condiciones hídricas y su adaptación en sustratos degradados. *Revista Científica de FAREM-Estelí, 14*, 86-96. Obtenido de https://doi.org/10.5377/farem.v0i14.2585

Audesirk, G., Audesirk, T., & Byers , B. (2013). Captación de energía solar: La fotosíntesis, Biología. *Ciencia y naturaleza, 3 edición*, 123-124.

Besnier, F. (1990). *Semillas, biología y tecnología.* España: 1 ed. Ed. España. Mundi-Prensa.

Chen Lopez, J. (15 de setiembre de 2022). *Conceptos básicos de la fotosíntesis*. Obtenido de PROMIX: https://www.pthorticulture.com/es/centro-de-formacion/conceptos-basicos-de-la-fotosintesis/

CONAFOR (Comisión Nacional Forestal). (2Lizz Pamela Mollinedo Laura007). *Situación actual y perspectivas de las plantaciones forestales comerciales en México.* Mexico.

Courtis, A. C. (2013). Germinación de semillas - Cátedra de Fisiología Vegetal. *Fisiología Vegetal*, 22.

Covas, G. (1980). Efectividad de las selecciones recurrentes por medios mecánicos en centeno (Secale cereale (L.) M.Bieb.) y en sorgo negro (Sorghum etmun L.). *Genetica, 2*, 453-456.

Craviotto, R. M., Arango Perearnau, M., & Gallo, C. (2010). Calidad de Simiente 2010: ¿Porque evaluar vigor? *Guía técnica EEA Oliveros INTA*, 47-50.

Cruz, P., Espinoza, G., Gamboa, I., & Segura, N. (2015). *Influencia del tipo de luz en plántulas de frijol (Phaseolus vulgaris)*. Obtenido de https://es.scribd.com/document/312041552/Influencia-Del-Tipo-de-Luz-en-Plantulas-de-Frijol-Phaseolus-Vulgaris#

De Las Rivas, J. (2015). La luz y el aparato fotosintético, fundamentos de Fisiología Vegetal. *McGraw-Hill España.*, 165-189.

Díaz Percy , Denis Torres , Zylla Sanchez , Luis Arevalo (2013). comportamiento morfológico de CEDRO (Cedrela odorata) Y CAOBA (Swietenia macrophylla) en respuesta al tipo de sustrato en vivero. Instituto de investigaciones de la amazonía peruana, file:///D:/Downloads/45-Texto%20del%20art%C3%ADculo-204-2-10-20160921.pdf

Ferguson, J. (1995). Una introducción a las semillas prueba de vigor. In: SEMINARIO DE SEMILLAS DE PRUEBA VIGOR. *Zurich ISTA*, 1-9.

García, X., Negreros, C., & Rodríguez, S. (1993). Regeneración natural de Cedro colorado (C. odorata L.) bajo diferentes densidades de dosel. *Ciencia forestal. Inst. Nal. de Investigaciones Forestales. Agric. y Pec*, *18*(74), 25-43.

Grupo para la filogenia de las angiospermas (APG). (20 de enero de 2020). *Sistema de clasificación APG III*. Obtenido de http://www.efn.uncor.edu/departamentos/divbioeco/divveg2/CLADOS%20curso%202010.pdf.

Hernández, G. R. (2017). *Botánica On - Line*. Mérida, Venezuela: Repositorio Institucional de la Universidad de Lofile:///D:/Downloads/T-2082.pdfs Andes. Obtenido de http://www.saber.ula.ve/handle/123456789/34393

Hije, L., & Cornelius, J. (2001). ¿Es inmanejable Hypsipyla grandella como plaga forestal? *CATIE*, Hoja Técnica N° 38. 4p.

Hortuba. (s.f.). *Conservación de la semilla*. Recuperado el 12 de enero de 2022, de https://www.horturba.com/castellano/cultivar/ficha_manejo.php?ID=15

Huerta, R., & Rodríguez, D. A. (2011). Efecto del tamaño de semilla y la temperatura en la germinación Quercus rugosa Née. *Revista Chapingo serie ciencias forestales y del ambiente, 17*(2), 179-187.

ISTA (Asociación Internacional de ensayos de semillas). (2002). *Reglas Internacionales para ensayos de semillas.* Madrid, España.: ISTA. Ver.

ISTA (Asociación Internacional de Ensayos de semillas). (2005). *Normas Internacionales para Análisis de Semillas.* Bassersdorf, (Suiza): ISTA. ver. español.

ITTO (International Tropical Timber Organization). (2002). *Guidelines for the restoration, management and rehabilitation of degraded and secondary tropical forests* (Vol. Series No 13). Yokohama: ITTO Policy Development.

Kroeze, D. (2011). *CANNA Research*. Obtenido de La influencia de los colores en el cannabis: https://www.canna.es/influencia_colores_en_cannabis#:~:text=Mediante%20la%20relaci%C3%B3n%20entre%20los,que%20contiene%20el%20color%20rojo.

Landis, T. D., Tinus, R. W., McDonald, J. P., Barnett, j. p., & Nisley, R. (1995). *Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor. Volumen 1: Planeación, Establecimiento y Manejo del Vivero.* Nuevo México, E.U.A: USDA Forest Service, Manual Agrícola 674.

Li, A., Herrera, J., & Barboza, R. (1996). Efecto del envejecimiento acelerado sobre la germinación y el vigor de la semilla de china sultani (Impatiens wallerana) en almacigo. *Agronornfa Costarricense, 20*(2), 173-180.

Littleton, L. (2000). *Edafología: Naturaleza y propiedades del suelo.* Buenos Aires. Argentina: Acme Agency.

Magin, G. (2006). *Estado y aprovechamiento sostenible del cedro colorado en Centroamérica: Informe de un estudio realizado en Nicaragua y un taller de coordinación regional.* Nicaragua: Fauna & Flora. USAID.

Mateo-Sánchez, J. J., Bonifacio-Vázquez, R., Pérez-Ríos, S. R., Mohedano-Caballero, L., & Capulín-Grande, J. (2011). Producción de Cedrela odorata L. en sustrato a base de aserrín crudo en sistema tecnificado en Técpan de Galeana, Guerrero, México. *Ra Ximhai, 7*(1), 123-132.

Mills, B. (2013). *Luz y pigmentos fotosintéticos*. Recuperado el 11 de febrero de 2022, de Propiedades de la luz. Cómo absorben la luz las clorofilas y otros pigmentos: https://es.khanacademy.org/science/biology/photosynthesis-in-plants/the-light-dependent-reactions-of-photosynthesis/a/light-and-photosynthetic-pigments

Montoliu Vidal, A. (2010). *Respuestas fisiológicas de los cítricos sometidas a condiciones de estrés biótico y abiótico aspectos comunes y específicos.* Universitat Jaume I. Departament de Ciències Agràries i del Medi Natural.

Mollinedo L. Lizz Pamela (2015).Evaluar la respuesta de las semillas de cedro*(cedrela odorata l.)*y su etapa inicial de desarrollo en cuatro tipos de sustratos en el vivero municipal de coripata. Universidad mayor de san andrés facultad de agronomía carrera de ingeniería agronómica https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/5733/T-2082.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Negreros–Castillo, P. M., Apodaca–Martinez, C. W., & Carl, W. M. (2010). Efecto de sustrato y densidad en la calidad de plántulas de cedro, caoba y roble. *Madera bosques, 16*(2), 7-18.

Padilla Mendoza, S. (1983). Manual del viverista. *Centro de Investigación y Capacitación Forestal, 3*(83), 83-150.

Peretti, A. (1994). *Manual para análisis de semillas.* Buenos aires, Argentina: Hemisferio Sur.

Quiroz , M. I., García , R. E., González , O. M., Chung , G. P., & Soto, G. H. (2009). *Vivero Forestal: Producción de plantas nativas a raíz cubierta.* Concepción, Chile: INFOR Sede Bío-Bío.

Retureta Aponte, A., Tinoco-Alfaro, C. A., Castillo-Capitán, G., & Carrión-Osorio, N. (2014). Comparación de sustratos para producción de caoba Swietenia macrophyllaKing, con semillas colectadas del rio Michapan de Acayucan, Veracruz, México. *Biológico y Agropecuario Tuxpan, 2*(1), 81-85.

Ronan, P. (15 de febrero de 2008). *EM spectrum.svg*. Obtenido de Espectro de las ondas electromagnéticas: https://es.m.wikipedia.org/wiki/Archivo:EM_spectrum_es.svg

Ruiz, M. A., Covas, G. F., Babinec, F. J., & Giménez, H. D. (1993). Peso de grano y vigor de plántula en centenos diploide y tetraploide. *Fac. Agro. UNLPam, 7*(1), 17.

Salinas, A., Yoldjian, A., Graviotto, R., & Bisaro, V. (2000). *Pruebas de vigor y calidad fisiológica de semillas de soja.* Buenos Aires, Argentina: Universidad de Buenos Aires.

Sánchez, A., Mejía, J., Pérez, J., & López, J. (2016). Relación dimensión - germinación de semilla de cedro colorado (C. odorata L.) en la UMAF 2702ST Sierra de Tenosique. *Mex. de Cien. Agríc. Pub. Esp*(14), 2783-2791.

Terés Terés, V. (2001). *Relaciones aire agua en sustratos de cultivo como base para el control del riego. Metodología de laboratorio y modelización.* Producción Vegetal: Fitotecnia [hasta 2014]. E.T.S.I. Agrónomos (UPM) [antigua denominación]. doi:https://doi.org/10.20868/UPM.thesis.869.

Van Mölken, T., Linda, D., Jorritsma-Wienk, D., H w, P., van Hoek, & de Kroon, H. (2005). Only seed size matters for germination in different populations of the dimorphic Tragopogon pratensis subsp. pratensis (Asteraceae). Am. J. Bot, 92(3), 432-437. doi:10.3732/ajb.92.3.432

Valenzuela, O. R., & Gallardo, C. S. (2015). Reproducibilidad de diferentes métodos que miden variables físicas en sustratos para plantas. *Investigación Agropecuaria, 12*(1), 1-8.

Valle, H. (1994). *Especies forestales de Petén.* Guatemala, Petén: Versión Dic/94.

Venable, D. L., & Pake, C. E. (1999). Ecología de poblaciones de plantas del desierto. In: Ecología de Plantas del Desierto. Universidad de Arizona. . *Robichaux USA*, 115-142.

Vence, L. M., Conti,, H., Svartz, & Valenzuela, O. (2012). *Métodos de medición de densidad en sustratos para producción de plantas.* Mar del Plata, Argentina: XIX Congreso latinoamericano de la ciencia del suelo, XXIII, Congreso argentino de la ciencia del suelo.

Verde Lafosse, M. (2014). *Influencia de dos sustratos y tres tamaños de semilla en la germinación y crecimiento inicial de la caoba (Swietenia macrophylla King.) en Tingo María.* Universidad Nacional Agraria de la Selvca. Tingo María - Perú: Repositorio UNAS. Obtenido de https://repositorio.unas.edu.pe/handle/20.500.14292/606

Wadsworth , F. (2000). Los bosques primarios y su productividad. *Departamento de Agricultura de los Estados Unidos-USDA*, 69-76.

ANEXOS

Anexo A. Base de datos de las evaluaciones

Tabla 15. Datos promedios de la primera evaluación.

Tratam.	N°	Long. Total(cm)	Long. Raíz (cm)	Long. Tallo(cm)	P. Fresco (gr)	P. Seco (gr)
T_1	1	11,5	3,1	8,4	0,18	0,023
	2	13,2	4,5	8,7	0,19	0,023
	3	10,5	2,7	7,8	0,16	0,02
	4	12,5	2,5	10	0,14	0,015
	5	13	4	9	0,34	0,064
	6	10	2,3	7,7	0,19	0,03
	7	10	2	8	0,22	0,0294
	8	14,8	6	8,8	0,24	0,0406
T_2	1	8,5	0,7	7,8	0,21	0,0286
	2	8,5	1,5	7	0,17	0,0216
	3	7,7	2,3	5,4	0,17	0,0234
	4	8,5	3,1	5,4	0,17	0,0233
	5	9	3,9	5,1	0,20	0,0218
	6	8,7	4,7	4	0,16	0,0215
	7	7,4	5,5	1,9	0,17	0,0235
	8	8,4	6,3	2,1	0,18	0,0246
T_3	1	10,2	2,4	7,8	0,23	0,0404
	2	9,5	2	7,5	0,21	0,0313
	3	9,8	2,5	7,3	0,21	0,0306
	4	7,3	1,3	6	0,16	0,0223
	5	8,5	1,8	6,7	0,18	0,0397
	6	8,7	0,8	7,9	0,22	0,0304
	7	8	2	6	0,17	0,0254
	8	9	1,5	7,5	0,17	0,0329
T_4	1	9,8	1,3	8,5	0,2	0,0293
	2	9,9	1,8	8,1	0,18	0,0204
	3	12,8	5	7,8	0,18	0,0235
	4	11,4	3	8,4	0,23	0,028
	5	10,5	3,2	7,3	0,23	0,0279
	6	8,5	2,3	6,2	0,17	0,0199
	7	9,5	2,5	7	0,17	0,0176
	8	9,5	2,5	7	0,18	0,0239
T_5	1	14,5	6,1	8,4	0,28	0,0378
	2	10	1,7	8,3	0,18	0,0224
	3	11,5	3,8	7,7	0,19	0,0321
	4	10,7	3	7,7	0,26	0,0326
	5	13,5	5,4	8,1	0,18	0,0332
	6	12,1	3,9	8,2	0,23	0,0352
	7	12,1	4	8,1	0,25	0,0398
	8	9,5	1,5	8	0,13	0,016

Tratam.	N°	Long. Total(cm)	Long. Raíz (cm)	Long. Tallo(cm)	P. Fresco (gr)	P. Seco (gr)
T_6	1	8,8	0,3	8,5	0,2	0,0192
	2	9,8	0,7	9,1	0,18	0,0258
	3	8,7	0,6	8,1	0,19	0,0228
	4	9,5	1,3	8,2	0,16	0,018
	5	9,4	0,5	8,9	0,22	0,0294
	6	9	0,7	8,3	0,19	0,0231
	7	8,3	0,7	7,6	0,15	0,0235
	8	9	1,5	7,5	0,2	0,0229
T_7	1	8,8	1	7,8	0,17	0,0257
	2	10	2,8	7,2	0,19	0,0246
	3	9,8	2,5	7,3	0,19	0,0353
	4	9,8	1,7	8,1	0,2	0,0332
	5	10,8	2	8,8	0,19	0,0291
	6	8,8	2	6,8	0,16	0,0323
	7	9	1,7	7,3	0,22	0,0301
	8	10	2,5	7,5	0,15	0,0207
T_8	1	10,3	1,5	8,8	0,26	0,036
	2	10	1,7	8,3	0,21	0,0238
	3	10,5	1,7	8,8	0,24	0,0303
	4	9,2	1	8,2	0,22	0,0305
	5	9	0,8	82	0,24	0,03
	6	11	1,5	9,5	0,24	0,029
	7	9,3	0,8	8,5	0,21	0,0228
	8	10	1,8	8,2	0,18	0,0217
T_9	0	10,5	3	7,5	0,16	0,0227
	2	9	1,5	7,5	0,2	0,0274
	3	10	2	8	0,17	0,0225
	4	10	3,2	6,8	0,18	0,0287
	5	9,7	3,8	5,9	0,17	0,0261
	6	10	2,3	7,7	0,13	0,019
	7	8,5	1,5	7	0,12	0,0164
	8	7,5	1,2	6,3	0,14	0,0188
T_1	1	8,8	1,5	7,3	0,18	0,022
	2	9	1,2	7,8	0,13	0,0192
	3	8,4	1,3	7,1	0,13	0,0264
	4	9,3	1,1	8,2	0,12	0,0245
	5	7,7	1,2	6,5	0,16	0,0253
	6	8,6	0,7	7,9	0,17	0,0236
	7	8,2	1,2	7	0,15	0,0236
	8	7,7	1,1	6,6	0,13	0,0259
T_2	1	8	0,5	7,5	0,15	0,02
	2	7,3	0,8	6,5	0,15	0,02
	3	7	0,6	6,4	0,12	0,015
	4	8	0,6	7,4	0,2	0,023
	5	8	0,7	7,3	0,17	0,0249
	6	8	1	7	0,19	0,0241
	7	8	0,8	7,2	0,19	0,024
	8	7,9	1,1	6,8	0,18	0,013

Tratam.	N°	Long. Total(cm)	Long. Raíz (cm)	Long. Tallo(cm)	P. Fresco (gr)	P. Seco (gr)
T_3	1	14,8	4,9	9,9	0,36	0,05
	2	13,8	4,3	9,5	0,28	0,03
	3	17,6	5,8	11,8	0,31	0,048
	4	15,8	5,2	10,6	0,25	0,037
	5	13,4	3,8	9,6	0,28	0,044
	6	14,8	4,7	10,1	0,33	0,048
	7	13	4	9	0,26	0,033
	8	14	4,7	9,3	0,38	0,058

Tabla 16. Datos promedio de la segunda evaluación

Tratam.	Rep.	Long. Total (cm)	Long. Raíz (cm)	Long. Tallo (cm)	P. Fresco (gr)	P. Seco (gr)
T_1	1	9,4	1,2	8,2	0.235	0,0437
	2	9,5	1,2	8,3	0.207	0,0238
	3	10	1,8	8,2	0.228	0,0275
	4	9,5	1,1	8,4	0.226	0,0252
	5	10,3	1,6	8,7	0.155	0,02
	6	9,8	1,2	8,6	0.254	0,0327
	7	8,5	0,7	7,8	0.17	0,025
	8	9,1	1,4	7,7	0.202	0,0233
T_2	1	10	1,3	8,7	0.181	0,0226
	2	10,5	2	8,5	0.191	0,028
	3	11	3,3	7,7	0.12	0,0212
	4	11,8	3,7	8,1	0.167	0,027
	5	10,5	3,1	7,4	0.14	0,0204
	6	9,8	2,1	7,7	0.179	0,0265
	7	7,8	0,5	7,3	0.191	0,0255
	8	9	2	7	0.16	0,0232
T_3	1	9,8	2,3	7,5	0.265	0,0588
	2	11	3	8	0.147	0,0262
	3	8,7	1,3	7,4	0.235	0,0401
	4	9,5	2	7,5	0.223	0,0361
	5	9,5	1,7	7,8	0.203	0,0296
	6	9,7	2,5	7,2	0.151	0,0283
	7	8,5	1,4	7,1	0.23	0,041
	8	9	2	7	0.201	0,0358
T_4	1	11	2,3	8,7	0.282	0,0365
	2	9,3	1,5	7,8	0.21	0,0275
	3	8,5	0,6	7,9	0.19	0,0261
	4	8,7	1,5	7,2	0.247	0,0363
	5	9,7	1,6	8,1	0.224	0,029
	6	9,9	1,6	8,3	0.261	0,0323
	7	9,2	1,8	7,4	0.242	0,0309
	8	9	1,7	7,3	0.228	0,0297

Tratam.	Rep.	Long. Total (cm)	Long. Raíz (cm)	Long. Tallo (cm)	P. Fresco (gr)	P. Seco (gr)
T_5	1	11	2	9	0,233	0,0347
	2	10,5	2,1	8,4	0,23	0,0301
	3	11	3	8	0,227	0,0402
	4	9,2	1,9	7,3	0,23	0,0356
	5	9,7	2	7,7	0,155	0,0221
	6	8	1,5	6,5	0,158	0,023
	7	8,7	1,3	7,4	0,144	0,0223
	8	7,3	1	6,3	0,12	0,0196
T_6	1	12,3	4,2	8,1	0,445	0,09
	2	12,6	3,3	9,3	0,405	0,0832
	3	10,1	2,3	7,8	0,286	0,0527
	4	13,4	4,6	8,8	0,428	0,0845
	5	10,8	2,2	8,6	0,385	0,0713
	6	10,6	2,8	7,8	0,342	0,0613
	7	11,4	2,7	8,7	0,379	0,0693
	8	13,3	4,2	9,1	0,459	0,0812
T_7	1	9,3	2,3	7	0,188	0,0358
	2	10,4	3,1	7,3	0,248	0,063
	3	10,2	2,1	8,1	0,192	0,0324
	4	9,4	2,2	7,2	0,269	0,0523
	5	11,5	3,7	7,7	0,253	0,0432
	6	8,9	1,8	7,1	0,223	0,0327
	7	8,6	2,2	6,4	0,176	0,0271
	8	8,3	1,4	6,9	0,179	0,0325
T_8	1	13,4	4,9	8,5	0,19	0,0283
	2	11,8	4,2	7,6	0,157	0,0253
	3	15,3	6,5	8,8	0,253	0,0414
	4	13,4	5,2	8,2	0,163	0,0253
	5	12,4	4,6	7,8	0,184	0,0259
	6	11,8	3,8	8	0,205	0,029
	7	11,2	3,5	7,7	0,195	0,0284
	8	11,4	3,4	8	0,134	0,0182

Tratam.	Rep.	Long. Total (cm)	Long. Raíz (cm)	Long. Tallo (cm)	P. Fresco (gr)	P. Seco (gr)
T_9	0	12,6	4,2	8,4	0,239	0,0419
	2	13,2	3,7	9,5	0,27	0,0342
	3	14,4	5,6	8,8	0,239	0,0378
	4	11,7	3,4	8,3	0,257	0,0406
	5	14,8	7,8	7	0,24	0,0389
	6	11,4	2,8	8,6	0,227	0,035
	7	11,6	3,3	8,3	0,272	0,0397
	8	11,5	3,8	7,7	0,218	0,0323
T_1	1	9,8	1,8	8	0,24	0,074
	2	11,6	1,6	10	0,308	0,0422
	3	8,3	1,4	6,9	0,153	0,0224
	4	8,5	1,4	7,1	0,249	0,038
	5	8,4	1,2	7,2	0,203	0,0334
	6	9,1	1,5	7,6	0,262	0,033
	7	9,9	1,6	8,3	0,268	0,0319
	8	8,4	1,8	6,6	0,263	0,038
T_2	1	15,5	5	10,5	0,351	0,0611
	2	13,5	4,6	8,9	0,265	0,0403
	3	14,3	5,4	8,9	0,311	0,0511
	4	14,3	5,1	9,2	0,28	0,043
	5	14,5	5,2	9,3	0,316	0,0497
	6	15	5,6	9,4	0,23	0,0349
	7	13	4,5	8,5	0,237	0,0389
	8	13	4,8	8,2	0,217	0,0337
T_3	1	12	3,7	8,3	0,228	0,0268
	2	11	3	8	0,147	0,0179
	3	13	5	8	0,26	0,0422
	4	10,8	3,6	7,2	0,225	0,0231
	5	14,5	5,5	9	0,25	0,0343
	6	12	4,3	7,7	0,166	0,0263
	7	10	2,8	7,2	0,238	0,0335
	8	10	3	7	0,174	0,0229
T_4	1	12,3	2,6	9,7	0,372	0,0861
	2	12	2,5	9,5	0,3814	0,0536
	3	11,8	2,3	9,5	0,4323	0,0708
	4	13,5	3,7	9,8	0,2891	0,0554
	5	12,7	3,5	9,2	0,3472	0,0612
	6	11,5	3,7	7,8	0,3167	0,0677
	7	12	4,7	7,3	0,392	0,055
	8	12,7	4	8,7	0,2408	0,0705

Tratam.	Rep.	Long. Total (cm)	Long. Raíz (cm)	Long. Tallo (cm)	P. Fresco (gr)	P. Seco (gr)
T_5	1	10,7	2,3	8,4	0,3227	0,055
	2	10,8	3,7	7,1	0,3769	0,094
	3	11,5	3,8	7,7	0,3691	0,092
	4	13,5	4,2	9,3	0,5477	0,158
	5	12,5	2,7	9,8	0,3464	0,0628
	6	13	4,2	8,8	0,3534	0,0791
	7	14,5	5	9,5	0,4868	0,1287
	8	11,5	3,8	7,7	0,3782	0,0965
T_6	1	9,5	1,5	8	0,3088	0,0474
	2	10,5	2	8,5	0,3287	0,0479
	3	10	1,5	8,5	0,2817	0,05
	4	9,5	1,2	8,3	0,2492	0,0341
	5	11	1,3	9,7	0,2445	0,0313
	6	10	1,4	8,6	0,267	0,0379
	7	9	1,5	7,5	0,2098	0,03
	8	9,5	1,3	8,2	0,2364	0,034
T_7	1	10,3	1,7	8,6	0,2465	0,0369
	2	13,6	5,9	7,7	0,216	0,0332
	3	13	5,2	7,8	0,2627	0,0556
	4	12,5	4,2	8,3	0,3071	0,0565
	5	14,3	6,2	8,1	0,2192	0,0365
	6	14	6	8	0,276	0,0515
	7	10	2,3	7,7	0,339	0,0834
	8	15,5	5,7	9,8	0,2792	0,0367
T_8	1	10,5	2	8,5	0,3205	0,0527
	2	10	1,6	8,4	0,335	0,0505
	3	11,6	2,3	9,3	0,3882	0,0632
	4	10,3	2,1	8,2	0,3575	0,0619
	5	9	1,3	7,7	0,2389	0,0318
	6	9,5	1,5	8	0,2918	0,0519
	7	10	1,5	8,5	0,4024	0,0686
	8	11,3	2,9	8,4	0,3408	0,0455
T_9	1	10,7	1,9	8,8	0,3158	0,0556
	2	10,5	2,2	8,3	0,2719	0,0387
	3	10	1,5	8,5	0,2716	0,0511
	4	12	3,5	8,5	0,303	0,0512
	5	9,5	2,3	7,2	0,2086	0,0367
	6	9,2	1,6	7,6	0,269	0,0446
	7	8,5	1,5	7	0,2102	0,0274
	8	13	4	9	0,2402	0,0415

Anexo B. Panel fotográfico

Figura 9. Preparación y distribución de sustratos según diseño

Figura 10. Instalación y siembra de semillas en *C. odorata* L. por sustrato

Figura 11. Inicio de germinación de semillas de *C. odorata* L

Figura 12. Evaluación de plántulas de *C. odorata* L.

Figura 13. Medición de longitud aérea o altura de plántula de *C. odorata* L.

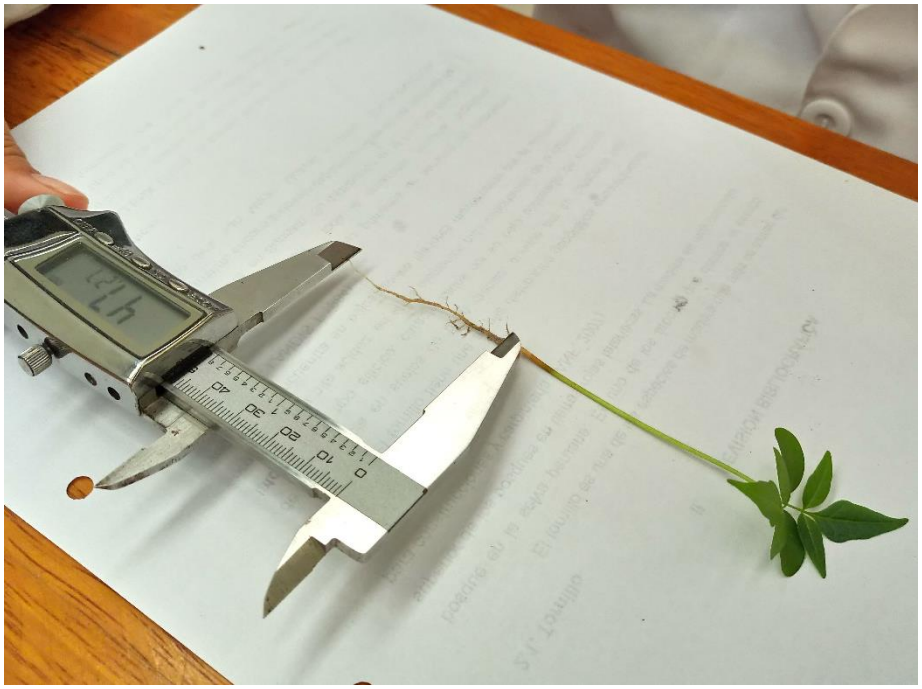


Figura 14. Medición de longitud radicular de plántula de *C. odorata* L.

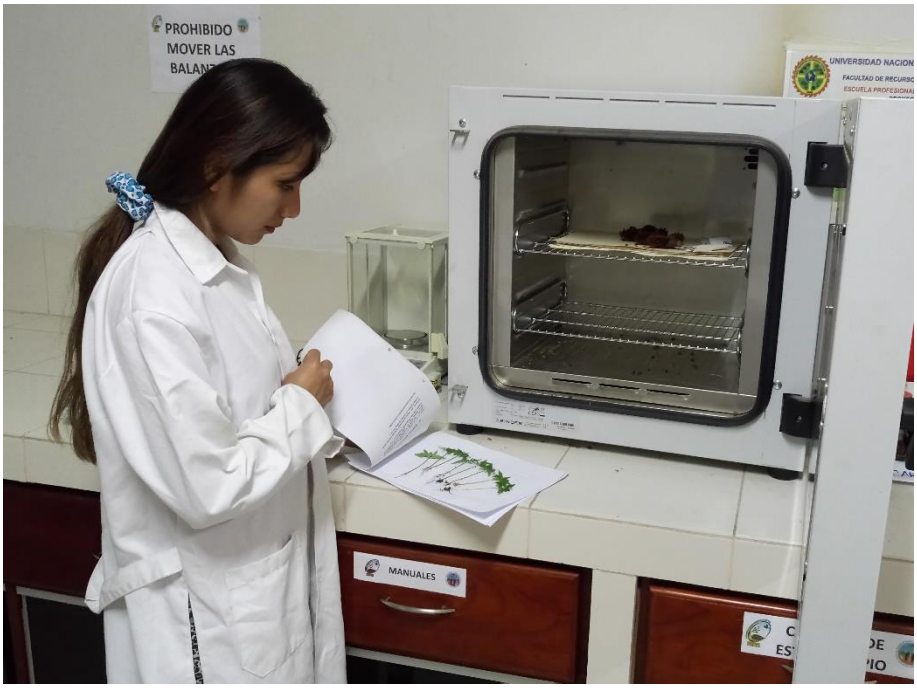


Figura 15. Medición del peso de las muestras de *C. odorata* L.