



UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

FACULTAD DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y AMBIENTALES

CARRERA DE INGENIERÍA EN BIOTECNOLOGÍA

INFORME FINAL DEL TRABAJO DE INTEGRACION CURRICULAR, MODALIDAD TIC

TEMA

**ACLIMATACIÓN DE *Anthurium* sp. (ANTURIOS), *Drosera japonica* (PLANTA
CARNÍVORA), *Ada glumaceae* (ORQUÍDEA) CULTIVADAS *IN VITRO***

**Trabajo de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero en Ingeniería en
Biotecnología**

Línea de investigación: Biotecnología, energía, recursos naturales renovables y cambio
climático.

Autor: Jose Ismael Guerra Navarrete

Director: PhD. Tania Salome Sulca Villamarin

Ibarra- julio- 2024



UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE
BIBLIOTECA UNIVERSITARIA

IDENTIFICACIÓN DE LA OBRA

La Universidad Técnica del Norte dentro del proyecto Repositorio Digital Institucional, determinó la necesidad de disponer de textos completos en formato digital con la finalidad de apoyar los procesos de investigación, docencia y extensión de la Universidad.

Por medio del presente documento dejo sentada mi voluntad de participar en este proyecto, para lo cual pongo a disposición la siguiente información:

DATOS DE CONTACTO			
CÉDULA DE IDENTIDAD:	1003163621		
APELLIDOS Y NOMBRES:	Guerra Navarrete Jose Ismael		
DIRECCIÓN:	Ibarra, Hernán Gonzales de Saa		
EMAIL:	jiguerran@utn.edu.ec		
TELÉFONO FIJO:		TELÉFONO MÓVIL:	0989234796

DATOS DE LA OBRA	
TÍTULO:	ACLIMATACIÓN DE <i>Anthurium</i> sp. (ANTURIOS), <i>Drosera japonica</i> (PLANTA CARNÍVORA), <i>Ada glumaceae</i> (ORQUÍDEA) CULTIVADAS <i>IN VITRO</i>
AUTOR (ES):	Guerra Navarrete Jose Ismael
FECHA: DD/MM/AAAA	19/07/2024
SOLO PARA TRABAJOS DE GRADO	
PROGRAMA:	<input checked="" type="checkbox"/> PREGRADO <input type="checkbox"/> POSGRADO
TITULO POR EL QUE OPTA:	Ingeniera en Biotecnología
ASESOR /DIRECTOR:	PhD. Tania Salome Sulca Villamarin

AUTORIZACIÓN DE USO A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD

Yo, Jose Ismael Guerra Navarrete, con cédula de identidad Nro. 1003163621, en calidad de autor y titular de los derechos patrimoniales de la obra o trabajo de integración curricular descrito anteriormente, hago entrega del ejemplar respectivo en formato digital y autorizo a la Universidad Técnica del Norte, la publicación de la obra en el Repositorio Digital Institucional y uso del archivo digital en la Biblioteca de la Universidad con fines académicos, para ampliar la disponibilidad del material y como apoyo a la educación, investigación y extensión; en concordancia con la Ley de Educación Superior Artículo 144.

Ibarra, a los 22 días del mes de julio de 2024

EL AUTOR:



Firma:

Nombre: Jose Ismael Guerra Navarrete.

CONSTANCIAS

El autor manifiesta que la obra objeto de la presente autorización es original y se la desarrolló, sin violar derechos de autor de terceros, por lo tanto, la obra es original y que es el titular de los derechos patrimoniales, por lo que asume la responsabilidad sobre el contenido de la misma y saldrá en defensa de la Universidad en caso de reclamación por parte de terceros.

Ibarra, a los 22 días, del mes de julio de 2024

EL AUTOR:

Firma:

A handwritten signature in blue ink, appearing to be 'Jose Ismael Guerra Navarrete', written over a horizontal line.

Nombre: Jose Ismael Guerra Navarrete

APROBACIÓN DEL COMITÉ CALIFICADOR

El Comité Calificado del trabajo de Integración Curricular “ACLIMATACIÓN DE *Anthurium* sp. (ANTURIOS), *Drosera japonica* (PLANTA CARNÍVORA), *Adaglumaceae* (ORQUIDEA) CULTIVADAS *IN VITRO*” elaborado por Jose Ismael Guerra Navarrete, previo a la obtención del título de Ingeniero en Biotecnología, aprueba el presente informe de investigación en nombre de la Universidad Técnica del Norte:



.....
PhD. Tania Salome Sulca Villamarin

C.C.:1719083717



.....
PhD. María Cristina Echeverría

C.C.:1717917189

CERTIFICACIÓN DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Ibarra, 22 de julio de 2024

PhD. Tania Salome Sulca Villamarin

DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

CERTIFICA:

Haber revisado el presente informe final del trabajo de Integración Curricular, el mismo que se ajusta a las normas vigentes de la Universidad Técnica del Norte; en consecuencia, autorizo su presentación para los fines legales pertinentes.



.....
PhD. Tania Salome Sulca Villamarin

C.C.: 1719083717

DEDICATORIA

Todo el trabajo y esfuerzo va dedicado a mis padres Carlos Guerra y Marta Navarrete, que me enseñaron a no rendirme, luchar por cumplir mis metas y nunca rendirme, espero algún día poder devolver todo lo que han hecho por mí y hacerles sentir orgullosos.

AGRADECIMIENTO

En primer lugar, agradezco a Dios, mi madre, mi padre y mi familia por estar conmigo en cada etapa de mi vida, por enseñarme a superar cada obstáculo, ser el aliento y apoyo en cada decisión de mi vida. De forma especial, mi gratitud a mis tíos Silvia y James por su apoyo y mi primo Lucas por ser el mejor ayudante.

Agradezco a mis compañeros y amigos Carla, Liz y Sebastián por los buenos y malos momentos en esta etapa de nuestras vidas.

De igual manera, agradezco a mis docentes que han sido un pilar fundamental en mi formación como profesional, en especial a mi tutora Ing. Tania Sulca y a mi asesora Ing. Cristina Echeverría quienes me guiaron en mi trabajo de investigación. Finalmente, es oportuno mencionar al Ing. Gabriel Chimbo por su amistad, apoyo y guía durante este proceso.

RESUMEN EJECUTIVO

En Ecuador las plantas ornamentales poseen gran relevancia económica. Frente a la eminente demanda y al interés de la conservación de especies en peligro de extinción, como algunas especies de los géneros *Anthurium*, *Ada* y *Drosera*, la micropropagación ha sido una excelente herramienta de la biotecnología vegetal en la industria florícola. A pesar de los avances científicos, la aclimatación de plantas cultivadas *in vitro* sigue siendo la fase de mayor riesgo de pérdida de material vegetal. En este estudio se evaluó la aclimatación vegetal en cinco sustratos orgánicos durante la fase de preaclimatación y con tres variaciones de luz durante la fase de aclimatación en invernadero, con el fin de determinar la influencia de estos tratamientos en su adaptación al sustrato y tipo de luz. El estudio se enfatizó en tres especies vegetales cultivadas *in vitro*: *Anthurium* sp., *Drosera japonica* y *Ada glumacea*. Se cuantificó los parámetros de adaptación: porcentaje de mortalidad, longitud de la planta, ancho de la planta, promedio foliar, peso seco y fresco de la planta, durante las fases de preaclimatación y aclimatación en invernadero. En base a los resultados, se determinó componentes de un sustrato ideal en la fase de preaclimatación y tipo de luz en la fase de aclimatación en invernadero de las especies vegetales en estudio, que fueron: T4 (Fibra de coco y carbón vegetal; 4:1 p/p) para *Anthurium* sp., T3 (Fibra de coco y perlita; 4:1 p/p) para *Ada glumacea* y T1 (Turba y vermiculita; 2:1 p/p) para *Drosera japonica*. Así también, durante la fase de aclimatación en invernadero fueron: V2 (Luz roja, 650 nm) para las especies *Anthurium* sp. y *Ada glumacea*; y V1 (Luz azul, 450nm) para la especie *Drosera japonica*.

Palabras clave: aclimatación, *in vitro*, anturios, plantas carnívoras, orquídeas, luz, sustrato.

ABSTRACT

In Ecuador, ornamental plants hold significant economic importance. In response to the growing demand and interest in the conservation of endangered species, such as some from the genera *Anthurium*, *Ada*, and *Drosera*, micropropagation has become an excellent tool of plant biotechnology in the floriculture industry. Despite scientific advances, the acclimatization of plants cultivated in vitro remains the phase with the highest risk of plant material loss. In this study, plant acclimatization was evaluated using five organic substrates during the pre-acclimatization phase and three light variations during the greenhouse acclimatization phase, with the aim of determining the influence of these treatments on their adaptation. The study focused on three plant species cultivated in vitro: *Anthurium* sp., *Drosera japonica*, and *Ada glumacea*. The parameters measured included mortality percentage, plant length, plant width, and average leaf dry and fresh weight during both pre-acclimatization and greenhouse acclimatization. Based on the results, the ideal components of a substrate for pre-acclimatization and the type of light for greenhouse acclimatization of the plant species studied were determined as follows: T4 (coconut fiber and charcoal in a 4:1 ratio by weight) for *Anthurium* sp., T3 (coconut fiber and perlite in a 4:1 ratio by weight) for *Ada glumacea*, and T1 (peat and vermiculite in a 2:1 ratio by weight) for *Drosera japonica*. Furthermore, during the greenhouse acclimatization, V2 (red light at 650 nm) was found to be optimal for *Anthurium* sp. and *Ada glumacea*, and V1 (blue light at 450 nm) for *Drosera japonica*.

Keywords: acclimatization, in vitro, anthuriums, carnivorous plants, orchids, light, substrate.

LISTA DE SIGLAS

ANA: ácido naftalenoacético

BAP: bencilaminopurina

MS: Murashige y Skoog

Sp.: especie

CIC: Capacidad de intercambio catiónico

ÍNDICE DE CONTENIDOS

DEDICATORIA.....	7
AGRADECIMIENTO	8
CAPÍTULO I.....	18
1. <i>INTRODUCCIÓN.....</i>	<i>18</i>
1.1. <i>Problema de investigación.....</i>	<i>18</i>
1.2. <i>Justificación</i>	<i>19</i>
1.3. <i>Objetivos.....</i>	<i>20</i>
1.3.1. <i>Objetivo general.</i>	<i>20</i>
1.3.2. <i>Objetivos específicos.....</i>	<i>20</i>
1.4. <i>Pregunta directriz</i>	<i>20</i>
1.5. <i>Hipótesis.....</i>	<i>20</i>
CAPÍTULO II	21
2. <i>MARCO TEÓRICO.....</i>	<i>21</i>
2.1. <i>Plantas Ornamentales.....</i>	<i>21</i>
2.2. <i>Anthurium sp.</i>	<i>22</i>
2.3. <i>Drosera japonica.....</i>	<i>23</i>
2.4. <i>Ada glumacea.....</i>	<i>23</i>
2.5. <i>Cultivo de tejidos vegetales y aclimatación</i>	<i>24</i>
2.5.1. <i>Respuesta a los tipos de sustratos y luz en las plantas</i>	<i>26</i>
2. CAPÍTULO III	29
3. <i>MATERIALES Y MÉTODOS</i>	<i>29</i>
3.1. <i>Descripción el área de estudio.....</i>	<i>29</i>
3.2. <i>Material vegetal</i>	<i>29</i>
3.2.1. <i>Micropropagación</i>	<i>30</i>
3.3. <i>Preparación de sustrato parala fase de preaclimatación.....</i>	<i>30</i>
3.4. <i>Preaclimatación.....</i>	<i>30</i>
3.5. <i>Aclimatación en invernadero</i>	<i>32</i>
3.6. <i>Elaboración del manual de aclimatación para las especies ornamentales en estudio</i>	<i>34</i>
3.7. <i>Análisis estadístico.....</i>	<i>34</i>
4. <i>CAPÍTULO IV.....</i>	<i>36</i>
5. <i>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</i>	<i>36</i>

5.1.	<i>Influencia del tipo de sustrato durante la fase de preaclimatación</i>	36
5.1.1.	Porcentaje de mortalidad.....	37
5.1.2.	Longitud de planta.....	38
5.1.3.	Ancho de planta.....	40
5.1.4.	Ancho de la hoja.....	41
5.1.5.	Promedio foliar.....	41
5.1.6.	Peso fresco de la planta.....	43
5.2.	<i>Influencia del tipo de luz durante la fase de aclimatación en invernadero</i>	44
5.2.1.	Porcentaje de mortalidad.....	45
5.2.2.	Longitud de planta.....	46
5.2.3.	Ancho de planta.....	48
5.2.4.	Ancho de la hoja.....	48
5.2.5.	Promedio foliar.....	49
5.2.6.	Peso seco de la planta.....	50
5.3.	<i>Manual de aclimatación para las especies ornamentales Anthurium sp., A. glumacea y D. japonica</i>	52
CAPÍTULO V		54
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES		54
1.1.	<i>Conclusiones</i>	54
1.2.	<i>Recomendaciones</i>	54
REFERENCIAS		55
1.	<i>ANEXOS</i>	68

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Tipos de plantas ornamentales.	22
Tabla 2. <i>Características de plantas en condiciones in vitro e in vivo.</i>	26
Tabla 3. Explantes del cultivo in vitro de las especies vegetales en estudio.....	29
Tabla 4. Tratamientos de sustratos para la preaclimatación.....	30
Tabla 5. Parámetros de crecimiento durante la preaclimatación.	32
Tabla 6. Tratamientos de luz para la etapa de aclimatación en invernadero.....	33
Tabla 7. Parámetros de crecimiento durante la aclimatación en invernadero.....	34

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Etapas de la micropropagación.....	25
Figura 2. Parámetros de exposición de luz en plantas.	28
Figura 3. Trasplante de material vegetal.....	31
Figura 4. Diseño de los invernaderos para la aclimatación.	33
Figura 5. Porcentaje de morbilidad de la especie vegetal <i>D. japonica</i> en la fase de preaclimatación.....	38
Figura 6. Identificación morfológica del hongo <i>Fusarium</i> sp. (A)	38
Figura 7. Longitud de planta de las especies vegetales. <i>Anthurium</i> sp., <i>A. glumacea</i> y <i>D. japonica</i> en la fase de preaclimatación.	40
Figura 8. Ancho de planta de la especie vegetal <i>D. japonica</i> en la fase de preaclimatación..	41
Figura 9. Número de hojas de las especies vegetales <i>Anthurium</i> sp. y <i>A. glumacea</i> , en la fase de preaclimatación..	42
Figura 10. Peso fresco de las especies vegetales <i>Anthurium</i> sp., <i>A. glumacea</i> y <i>D. japonica</i> en la fase de preaclimatación.....	44
Figura 11. Porcentaje de mortalidad de la especie vegetal <i>D. japonica</i> en la fase de aclimatación.....	46
Figura 12. Longitud de planta de las especies vegetales <i>Anthurium</i> sp., <i>A. glumacea</i> y <i>D. japonica</i> en la fase de aclimatación.....	47
Figura 13. Ancho de la planta de la especie vegetal <i>D. japonica</i> en la fase de aclimatación.	48
Figura 14. Ancho de hoja de las especies vegetales <i>Anthurium</i> sp., y <i>A. glumacea</i> en la fase de aclimatación..	49
Figura 15. Promedio foliar de la especie vegetal <i>A. glumacea</i> en la fase de aclimatación.. ...	50
Figura 16. Peso seco de las especies vegetales <i>Anthurium</i> sp., <i>A. glumacea</i> y <i>D. japonica</i> en la fase de aclimatación.....	52
Figura 17. Contenido del manual de aclimatación de plantas cultivadas in vitro.	53

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>A. glumacea</i> del parámetro de porcentaje de mortalidad.	68
Anexo 2. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>Anthurium.sp</i> del parámetro de porcentaje de mortalidad.	68
Anexo 3. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>D. japónica</i> del parámetro de porcentaje de mortalidad.	68
Anexo 4. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>A. glumacea</i> del parámetro de longitud de planta.	69
Anexo 5. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>Anthurium.sp</i> del parámetro de longitud de planta.	69
Anexo 6. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>D. japónica</i> del parámetro de longitud de planta.	69
Anexo 7. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>A. glumacea</i> del parámetro de ancho de hoja.....	69
Anexo 8. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>Anthurium.sp</i> del parámetro de ancho de hoja.....	70
Anexo 9. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>D. japónica</i> del parámetro de ancho de hoja.....	70
Anexo 10. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>A. glumacea</i> del parámetro de promedio foliar.....	70
Anexo 11. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>Anthurium.sp</i> del parámetro de promedio foliar.....	70
Anexo 12. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>D. japónica</i> del parámetro de ancho de planta.....	71
Anexo 13. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>A. glumacea</i> del parámetro de peso fresco de la planta.	71
Anexo 14. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>Anthurium sp.</i> del parámetro de peso fresco de la planta.	71
Anexo 15. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>D. japónica</i> del parámetro de peso fresco de la planta.	71
Anexo 16. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal <i>A. glumacea</i> del parámetro de longitud de la planta.	72

Anexo 17. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal Anthurium.sp del parámetro de longitud de planta.....	72
Anexo 18. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal D. japónica del parámetro de longitud de planta.	72
Anexo 19. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal A. glumacea del parámetro de ancho de hoja.....	72
Anexo 20. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal Anthurium.sp del parámetro de ancho de hoja.	73
Anexo 21. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal D. japónica del parámetro de ancho de hoja.....	73
Anexo 22. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal A. glumacea del parámetro de peso fresco.....	73
Anexo 23. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal A. glumacea del parámetro de peso seco.	73
Anexo 24. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal A. glumacea del parámetro de peso fresco.....	73
Anexo 25. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal D. japónica del parámetro de peso fresco.....	74
Anexo 26. Manual de aclimatacion de Anthurium sp., Ada glumacea y drosera japónica cultivadas in vitro.....	74

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

1.1. Problema de investigación

En las últimas décadas se ha identificado un progresivo interés en la comercialización de plantas ornamentales, tales como: rosas, orquídeas, crisantemos, anturios, lirios, plantas carnívoras, claveles, flor de jade, tulipán, entre otras. A consecuencia de esta actividad la presencia de variedades de estas especies en su hábitat natural es cada vez menor (Cardoso et al., 2018; Hossain et al., 2013).

En el Ecuador, la comercialización de las especies vegetales *Anthurium* sp., *Drosera japonica* y *Ada glumacea* con relación a otros países, como: España, Japón, Italia, Colombia y Holanda es inferior. Esto se debe a que la principal fuente de producción vegetal es la propagación tradicional, la cual puede ser afectada por la influencia de factores como: condiciones climáticas adversas, extensos periodos de crecimiento vegetal, diseminación de plagas y enfermedades, alta inversión y bajas tasas de multiplicación (Cardoso et al., 2018; Kshitij, 2016; López et al., 2013; Pant et al., 2018; Sandra y Goyzueta, 2007).

Los resultados obtenidos en los ensayos de aclimatación de plantas cultivadas *in vitro* de las especies *Anthurium* sp., *D. japonica* y *A. glumacea* difieren en base a condiciones ambientales y la disponibilidad del sustrato. El uso de sustratos industriales representó la alternativa más efectiva en la obtención de plantas idóneas para la comercialización. Sin embargo, el abastecimiento de este tipo de sustratos cada vez es más escaso y su adquisición representa un alto impacto ambiental y económico (Amoo et al., 2011; Anstrong, 2014; Sradnick et al., 2023; Zhang et al., 2013).

Finalmente, las investigaciones para la optimización de protocolos de aclimatación de especies vegetales *Anthurium* sp, *D. japonica* y *A. glumacea* cultivadas *in vitro*, son limitadas. Debido a que, la mayoría de laboratorios y grupos de investigación orientan sus esfuerzos al establecimiento y fortalecimiento de líneas de investigación para especies vegetales medicinales y alimenticias (Chokheli et al., 2020; Sandra y Goyzueta, 2007).

1.2. Justificación

La producción comercial de plantas ornamentales en el mundo ha aumentado significativamente en las últimas dos décadas. En el 2023, el sector florícola presentó un rendimiento financiero global positivo y una reactivación en el mercado, la producción nacional de flores incrementó un 16%. Por esta razón, es importante incorporar técnicas que permitan una transición adecuada de una producción a gran escala por cultivo *in vitro* a un entorno natural que permita asegurar la viabilidad y el éxito comercial favoreciendo el posicionamiento del país a nivel mundial (Corporación Financiera Nacional, 2021; Vences et al., 2009).

Uno de los enfoques de la producción de plantas ornamentales cultivadas *in vitro* mediante la utilización de herramientas biotecnológicas es el mejoramiento de la calidad de los productos, la disminución de costos de producción y aumentar el abastecimiento de plantas ornamentales. La aclimatación es esencial para permitir que estas plantas cultivadas *in vitro* desarrollen las estructuras y mecanismos que les permitan adaptarse a la luz, la humedad, la presencia de patógenos y otros factores bióticos y abióticos (Copetta et al., 2021; Vences et al., 2009).

La investigación y la optimización de los protocolos de aclimatación también impulsan la innovación en el campo de la biotecnología vegetal. El desarrollo de nuevas técnicas y métodos para mejorar la aclimatación de plantas ornamentales puede llevar a una mejor utilización de los recursos y a una mayor eficiencia en la producción de plantas ornamentales a gran escala. Esto no solo beneficia a los productores, sino que también tiene un impacto positivo en el medio ambiente al reducir la necesidad de recursos como agua y fertilizantes en el proceso de cultivo (Ferrante et al., 2015; Grigoriadou et al., 2019).

La presente investigación promueve la formulación de sustratos con mayor disponibilidad y accesibilidad en la región para la aclimatación. Además, incentiva a innovar en el manejo de recursos, mediante el estudio de la variación del espectro de luz visible. (Yusnita et al., 2010). La evaluación de parámetros morfológicos, anatómicos y ambientales permitió determinar la influencia de los tratamientos en la adaptación de las tres especies ornamentales *in vitro* en estudio *Anthurium* sp., *D. japonica* y *A. glumacea* durante el proceso de aclimatación.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo general.

Aclimatar plantas ornamentales de *Anthurium* sp., *Drosera japónica* y *Ada glumacea* cultivadas *in vitro*.

1.3.2. Objetivos específicos

- Determinar el sustrato más adecuado a utilizarse en la aclimatación de plántulas de *Anthurium* sp., *D. japonica* y *A. glumacea* propagadas *in vitro*.
- Establecer el tipo de luz óptimo en la aclimatación en invernadero de las especies ornamentales estudiadas.
- Establecer un manual de aclimatación para las especies ornamentales en estudio.

1.4. Pregunta directriz

¿Es posible estandarizar el proceso de aclimatación para *Anthurium* sp., *Drosera japónica* y *Ada glumaceae* cultivadas *in vitro*?

1.5. Hipótesis

La estandarización influye en el proceso de aclimatación para *Anthurium* sp., *Drosera japónica* y *Ada glumaceae* cultivadas *in vitro*.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. Plantas Ornamentales

Las plantas ornamentales se cultivan y comercializan con fines decorativos. Esto se debe a que poseen características estéticas que son atractivas para su consumo, tales como: variedad de colores y formas de sus flores, variedad de fragancia, diversidad de sus tallos y por la abundancia o permanencia del follaje. Los tipos de plantas ornamentales se mencionan en la Tabla 1. Por su amplia diversidad, las plantas ornamentales son destinadas a decorar diferentes espacios, como: parques, jardines, exteriores e interiores de edificaciones (Chen, 2017; Yerjanovich y Mamadiyoroglu, 2021).

La industria de las plantas ornamentales es un sector de rápido crecimiento en la agricultura mundial. La Unión Europea es uno de los sectores más importantes en la producción de plantas ornamentales. La producción también se ha expandido rápidamente en América Latina, particularmente en Colombia, Ecuador y Brasil; y en el continente africano, en los países de Etiopía y Kenia (Chen, 2017; Quijia, 2011; Rusdiyanto et al., 2020).

A nivel global las principales plantas que se multiplican masivamente por cultivo *in vitro* son: begonia, orquídea, anturios, crisantemo, rosa, violeta africana y el lirio de la paz. La demanda de orquídeas y anturios como flores cortadas y plantas en macetas está en constante aumento en el mercado. Así también, se ha registrado un gran crecimiento en la demanda de plantas carnívoras en los últimos 20 años, no solamente como planta ornamental sino también por su alto interés científico (Adamec et al., 2021; López-puc et al., 2013; Park et al., 2018).

Los principales exportadores de flores a nivel mundial son: Holanda 43%, Colombia 15%, Kenia 11%, Ecuador 9% y Etiopía 9%. En el Ecuador, actualmente existen más de 3000 plantas consideradas ornamentales, es considerado como uno de los principales países exportadores de flores cortadas, siendo las rosas y los anturios las especies que predominan en el mercado. Las principales provincias que desarrollan la floricultura en el país son: Pichincha, Cotopaxi, Chimborazo, Guayas, Cañar, Azuay, Imbabura y Loja (Expoflores, 2019; Corporación Financiera Nacional, 2021; Yépez, 2017).

En el tiempo actual, se evidencia la instauración de un mercado emergente para las plantas trepadoras, suculentas y carnívoras, debido a sus peculiares características, tales como: apariencia, forma de alimentación y de adaptación al medio (Dahik y Núñez, 2007).

Tabla 1.

Tipos de plantas ornamentales.

Tipo	Ejemplo	Referencia
Arboles	Cedro, pino y olivo.	Quijia, 2011
Arbustos	Laurel, lila y cerezo.	
Trepadoras	Hiedra, pasionaria y jazmín trepador.	Rojas et al.,2006
Acuáticas y palustres	Helecho acuático, lentejas de agua y flor de loto.	
Palmeras	Palmito, palma enana y palma del viajero.	
Plantas bulbosas	Narciso, Jacinto y gladiolo.	
Tuberosas	Dalia, begonia tuberosa y cola de zorro.	
Helechos	Helecho rey, helecho nido de pájaro y helecho real	
Bambúes	Bambú de Japón, bambú dorado y bambú negro.	
Flores	Orquídea, anturios y geranio.	Benavides y de Guevara, 2020
Suculentas	Cactus, aloe vera y planta cebra.	

2.2. *Anthurium* sp.

Las plantas ornamentales del género *Anthurium* pertenecen a la familia de las Aráceas y se denominan tradicionalmente como anturios. Comprende 1500 especies tropicales. Son plantas perennes de crecimiento lento que requieren condiciones de sombra y humedad, como en las selvas tropicales. En Ecuador podemos encontrar alrededor de 430 especies en la parte noreste entre los 400 y 1800m de altitud (Teixeira et al., 2015; Thokchom y Maitra, 2017).

La especie *Anthurium* sp. se caracteriza por la belleza y durabilidad de sus flores, pero su propagación tradicional es lenta desde la germinación hasta la floración. La tasa anual de obtención de hijuelos es aproximadamente de 3 a 4 por año. En consecuencia, durante estos últimos años ha incrementado el interés en el perfeccionamiento de técnicas de cultivo de tejidos vegetales para aumentar la producción de este tipo de plantas (López et al., 2013).

2.3. *Drosera japonica*

Esta especie pertenece al género *Drosera*, son conocidas como rocío del sol y es uno de los géneros más numerosos de plantas carnívoras que incluye aproximadamente 194 especies. Las plantas de este género tienen hojas con tentáculos que se observan como pelos. Estas estructuras de la planta producen una sustancia a manera de gotas brillantes y pegajosas que utilizan para capturar a sus presas, denominada mucílago. El mucílago contiene propiedades nutritivas que atrae a los insectos y al ser digeridos por enzimas proporciona a la planta nitrógeno, fósforo y nutrientes esenciales (Blondeau, 2020; Egan y van der Kooy, 2013; Pavlovič y Saganová, 2015).

Se adaptan a suelos pobres en nutrientes y con un pH ácido entre 4.5 y 6.5. Estos suelos son típicos de turberas, brezales, dunas de arena y áreas rocosas con poca vegetación. En Ecuador se pueden encontrar en los páramos de las regiones andinas, en bosques de niebla y zonas montañosas, desde 900 m hasta 2500 m de altitud (Singh y Bajwa, 2017).

Este tipo de plantas han sido durante mucho tiempo objeto de interés comercial, debido a las diversas formas y tamaños de sus hojas, así como, el aspecto de sus flores. La multiplicación de *D. japonica* en los últimos tiempos se ha realizado extensamente mediante micropropagación, la cual se realiza mediante la obtención de explantes de plántulas germinadas (Caldeira et al., 2021; Momin et al., 2018).

2.4. *Ada glumacea*

Es una especie que pertenece al género *Ada*, denominada tradicionalmente como orquídea. Se cultiva principalmente como planta ornamental y también se aprecia como flor cortada, no solo por su belleza exótica sino también por su larga vida útil. Se cultivan principalmente como plantas ornamentales, algunas se emplean como hierbas medicinales y alimentos en algunas culturas y tribus (Chugh et al., 2009; Zhang et al., 2018).

Este tipo de planta se encuentra principalmente en los bosques montañosos de América Central y América del Sur. Crece en suelos ricos en materia orgánica y humus, como los que se encuentran en bosques tropicales húmedos, una de sus características es que pueden ser plantas epifitas, es decir, que posee la capacidad de crecer sobre otras plantas o árboles, aprovechando la materia orgánica en descomposición que se acumula en las ramas o en las cortezas de los árboles (Tinoammini et al., 2024).

El género *Ada* es uno de los grupos taxonómicos más amenazados del mundo. La conservación exitosa de estas plantas en la naturaleza suele ser difícil y requiere del aporte de una variedad de disciplinas de investigación. Durante los últimos cincuenta años se ha utilizado técnicas de micropropagación para su producción a gran escala y conservación *ex situ*. Sin embargo, en la actualidad se plantea el uso de microorganismos endófitos como una alternativa prometedora para superar problemas en la fase de aclimatación, como el endurecimiento del tejido vegetal y las bajas tasas de supervivencia. Debido a que, estos microorganismos crecen dentro de los tejidos vegetales sin causar síntomas de enfermedad, proporcionan defensa contra patógenos y aumentan la disponibilidad de nutrientes en el medio (Pant et al., 2018; Wraith et al., 2020; Yam y Arditti, 2009).

2.5. Cultivo de tejidos vegetales y aclimatación

Los objetivos fundamentales del cultivo de tejidos vegetales son: producción de material vegetal libre de enfermedades, producción rápida de un gran número de plantas genéticamente idénticas y la introducción de nuevas variedades y genotipos. Desde mediados de la década de 1960, el cultivo de tejidos es una tecnología industrial que se utiliza ampliamente en todo el mundo, ya que permitió que productores de diferentes países tengan acceso a plantas de alta calidad (Cardoso et al., 2018; Debergh y Maene 1981; Hazarika, da Silva y Talukdar 2006; Loyola y Ochoa, 2018; Teixeira 2004; Tim y Arditti, 2018).

La micropropagación es una técnica que consiste en cultivar plantas en un ambiente artificial, controlando la asepsia y los factores que afectan al crecimiento. Se fundamenta en la totipotencialidad de las células de las plantas para originar nuevos organismos en un medio de cultivo. Generalmente involucra cuatro etapas, como se muestran en la Figura 1. En la etapa de multiplicación y enraizamiento del cultivo *in vitro* se trabaja principalmente con los nutrientes que se suministran al medio de cultivo. En la etapa de multiplicación se utilizan citoquininas y auxinas, estas hormonas son eficaces en la formación de brotes y en la inducción del crecimiento de brotes adventicios (Castillo, 2010; Ozarowski y Thiem 2013; Revilla y Fernandez, 2003; Thorpe, 2007).

El Catálogo Nacional de Laboratorios de Agrobiotecnología del Ecuador registra 28 laboratorios en el país, en los que se lleva a cabo cultivo *in vitro* de diferentes especies vegetales, principalmente de interés agrícola, forestal u ornamental. Estos laboratorios se

encuentran en universidades o centros de investigación del sector público y privado (Meneses et al., 2022).

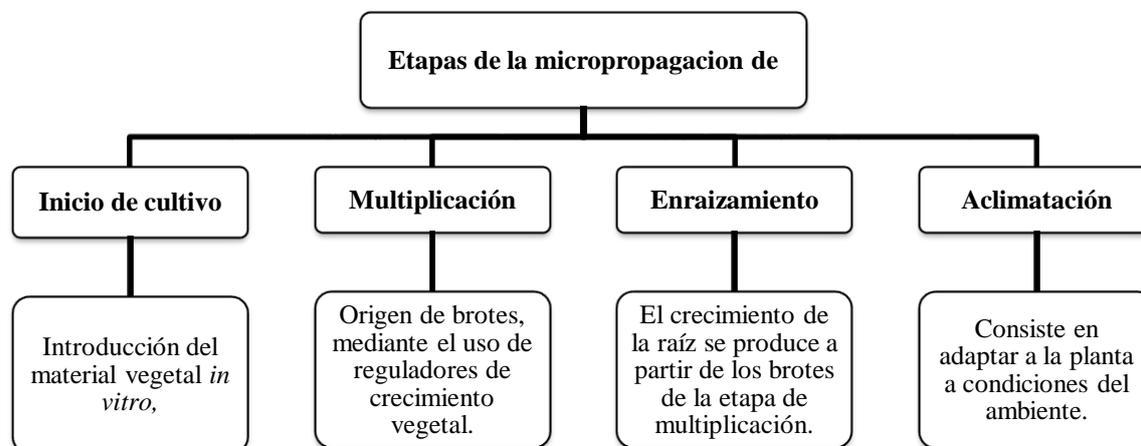


Figura 1. Etapas de la micropropagación. Adaptado de Tissue culture of ornamental pot plant: A critical review on present scenario and future prospects. Biotechnology, por Rout, Mohapatra y Jain (2006).

El éxito de la micropropagación depende de la capacidad de transferir las plantas del cultivo *in vitro* al campo, con una alta tasa de supervivencia. Los explantes recién enraizados están expuestos a condiciones de crecimiento controladas que provocan cambios estructurales y fisiológicos en las plantas, tales como: medios ricos en nutrientes orgánicos e inorgánicos, reguladores del crecimiento vegetal, fuente de carbono, alta humedad, poca luz y un intercambio gaseoso deficiente. Para obtener excelentes resultados en la fase de aclimatación se debe escoger plántulas de buena calidad, elegir un sustrato que cumpla con los requerimientos necesarios y utilizar fungicidas, debido a que la planta debe pasar por un proceso de adaptación de una condición heterótrofa a una autótrofa (Chandra et al., 2010; Barsanti y Lallana, 2013; Yaacob et al., 2014).

De acuerdo a Alvarez (2011), Benavides y de Guevara (2020), Jain et al. (2013) y Sánchez et al. (2012) el proceso de aclimatación se divide en tres fases:

- A. Preaclimatación. - Se realiza en los primeros 21 días después de la siembra. Consiste en reducir la humedad relativa y lograr la adaptación a la humedad del ambiente.

- B. Aclimatación en invernadero. - En esta fase inicia la fertilización foliar con productos de nutrición en presentaciones líquidas o granuladas y se utiliza fungicidas, esta etapa puede durar de 4 a 8 semanas.
- C. Aclimatación al aire libre. - Se trasplanta a una maceta, que contiene una mezcla de abono y arena y mantiene con un riego diario.

Es necesario realizar una aclimatación progresiva de las condiciones de laboratorio a las de campo, debido a que las condiciones controladas en el cultivo *in vitro* disminuyen la posibilidad de que la planta se adapte y sobreviva al ser transferida directamente al campo. Existen diferencias significativas entre plantas que crecieron en condiciones de laboratorio *in vitro* y en condiciones naturales *in vivo*, como las que se muestran en la Tabla 2 (Mazzeo et al., 2014).

Tabla 2.

Características de plantas en condiciones *in vitro* e *in vivo*.

<i>In vitro</i>	<i>In vivo</i>
No fotosíntesis	Fotosíntesis
Condiciones controladas	Condiciones no controladas
Condiciones Asépticas	Exposición a patógenos y gérmenes ambientales
Alta humedad relativa	Humedad variable
No función de estomas	Función de estomas
Ausencia de pelos radiculares y de cera en la cutícula	Presencia de pelos radiculares y de cera en la cutícula

Adaptado de Propagación de plantas por cultivo *in vitro*: una biotecnología que nos acompaña hace mucho tiempo, por Castillo, 2010.

2.5.1. Respuesta a los tipos de sustratos y luz en las plantas

El sustrato es el material sobre el cual la planta crece, florece y desarrollará sus raíces. Un buen sustrato debe ayudar a retener la humedad, proveer de buena ventilación a las raíces y ser inerte. Los sustratos pueden ser líquidos o sólidos mientras cumplan con la proporción 1:1 en la capacidad de retener agua y aire (Montes, 2016; Ortega y Salgado, 2011). De acuerdo a Billard et al (2015), Garhani et al (2023), Morales et al (2008) y Paredes (2013) los sustratos más comunes son:

- A. Turba. - Se forma a partir de la descomposición de material vegetal, en un suelo con poca oxigenación y con exceso de humedad. Existen dos tipos: turba rubia que contiene

un gran porcentaje de sfagno y materia orgánica; y la turba negra que posee un alto contenido en sales y orgánica descompuesta.

- B. Fibra de coco. - Es un excelente sustrato para el desarrollo radicular, mantiene una elevada capacidad de aireación. Dispone de una capacidad de efecto buffer que permite a las plantas superar cortos períodos de deficiencia de nutrientes o de agua.
- C. Vermiculita. - Es un mineral del grupo de las micas que está formado por silicatos de hierro o magnesio. Tiene una alta capacidad de retención de agua, contiene potasio, magnesio, calcio y amonio.
- D. Cascarilla de arroz. - Es la capa externa y dura que recubre el grano de arroz. Compuesta principalmente de celulosa, hemicelulosa, lignina. Además, contiene fibra vegetal que proporciona estructura al sustrato y mejora su capacidad de retención de agua, silicio que ayuda a fortalecer las células de las plantas, aumenta su resistencia a enfermedades y estrés biótico y abiótico.

Por otro lado, la luz es un factor importante que determina el desarrollo de los organismos autótrofos. Las plantas detectan la luz a través de fotorreceptores, los cuales están compuestos por una proteína unida a un pigmento que absorbe la luz y se conoce como cromóforo. Si este pigmento proteico absorbe luz, cambia la estructura de la proteína, cambiando a su vez su función e iniciando una cascada de señales que activa la morfogénesis, y otros procesos fisiológicos (Borbély et al., 2022; Jeong et al., 2006).

Las plantas tienen diferentes tipos de fotorreceptores, tales como: fitocromos (Phy) perciben la luz roja lejana y luz roja; criptocromos (Cry) perciben la luz azul y luz verde; fototropinas (PHOT) detectan luz azul; y locus 8 de resistencia a los UV (UVR8) percibe la radiación UV-B (Li et al., 2022).

El crecimiento y desarrollo de las plantas puede verse influenciado por parámetros de exposición a la luz (Tabla 2). Estos parámetros se deben dosificar de acuerdo con las necesidades de las plantas cultivadas *in vitro* durante la aclimatación. Los parámetros morfológicos que experimentan cambios graduales durante la exposición a variaciones de luz se observan en el tamaño del área foliar, el largo de los internudos, número de capas de parénquima empalizada y el incremento del ángulo de las hojas (Chen et al., 2004; Ganesh et al., 2023; Massa et al., 2008).

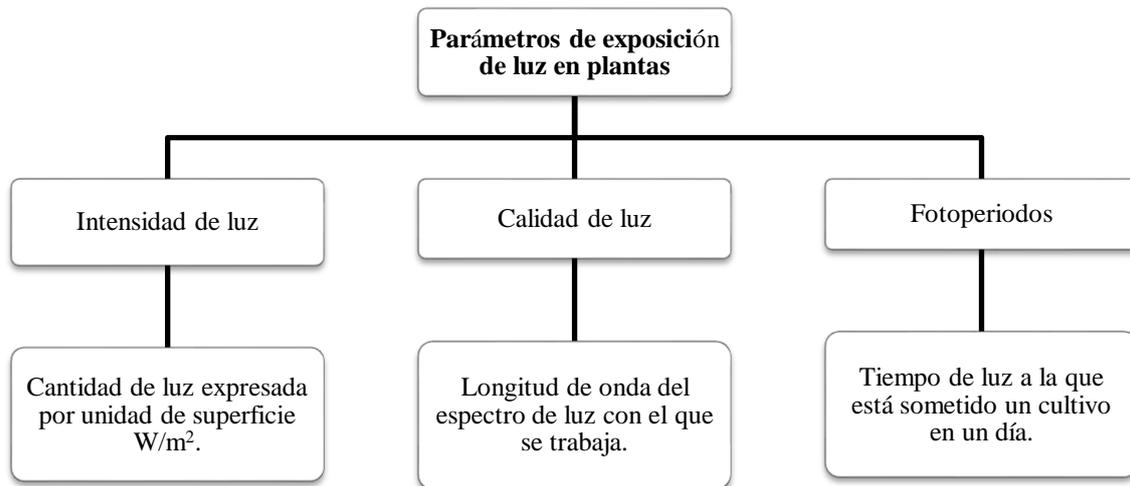


Figura 2. Parámetros de exposición de luz en plantas.

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Descripción el área de estudio

La presente investigación se realizó en el Laboratorio de Biotecnología Vegetal de la Universidad Técnica del Norte, ubicado en el campus San Vicente de Paul UTM (17N 821298.3 38378.4) en Ibarra, en la calle Juan Montalvo y Cristóbal Colón, provincia Imbabura, Ecuador.

3.2. Material vegetal

Las plántulas *in vitro* de las especies vegetales *Anthurium* sp., *D. japonica* y *A. glumacea*, fueron proporcionadas por el Laboratorio de Biotecnología Vegetal. Para la multiplicación *in vitro* de *Anthurium* sp., se utilizó como explante yemas axilares, para *A. glumacea* nodos apicales y para *D. japonica* se utilizó explantes desde la raíz, como se muestra en la Tabla 3 (Yeon et al., 2011).

Tabla 3.

Explantos del cultivo *in vitro* de las especies vegetales en estudio.

Especie Vegetal	Explante	Obtención del explante	Referencia
<i>Anthurium</i> sp.		Se cortó explantes desde la yema axilar, con un tamaño de 2 cm a 3 cm.	Bandyopadhyay T. et al, 2022 Das A Hashem et al., 2014 Mehbub H. et al., 2022
<i>A. glumacea</i>		Se cortó explantes desde los nodos apicales con un tamaño de 3 cm a 5 cm.	Kunakhonnuruk et al., 2018 Yam & Arditti., 2017
<i>D. japonica</i>		Se cortó explantes desde la raíz de la planta.	Kováčik et al., 2012 Hedrich., 2015

3.2.1. Micropropagación

Para inducir el enraizamiento de las plantas *in vitro* se utilizó el medio de cultivo Murashige y Skoog, se preparó de acuerdo con el protocolo de Quispe Torres (2021), para *A. glumacea* y con modificaciones para *Anthurium* sp., se añadió carbón activado 1g/L y para *D. japónica* se preparó MS al 50% en sales (nitratos, sulfatos, haloides, P, Bo y Mo, Fe, EDTA) y vitaminas. Finalmente, se añadió las fitohormonas bencilaminopurina (BAP) 0.4mL/L y ácido naftalenoacético (ANA) 0.5mL/L, preparadas a una concentración de 50mg de cada hormona en 100ml de agua destilada estéril. Este proceso se realizó en una cabina de flujo laminar para evitar contaminación (Liu y Gao, 2007; Naing et al., 2013).

3.3. Preparación de sustrato para la fase de preaclimatación

Se preparó la mezcla de los sustratos en base a la proporción establecida para cada tratamiento (Tabla 4). Para mantener las condiciones asépticas de las cuales provienen los explantes, se esterilizó los sustratos en una estufa a 80°C por 4 horas (Ortega & Salgado, 2011).

Tabla 4.

Tratamientos de sustratos para la preaclimatación.

Sustrato	Proporción	Tratamiento
Turba y vermiculita	2:1 p/p	T1
Aserrín y vermiculita	2:1 p/p	T2
Fibra de coco y perlita	4:1 p/p	T3
Fibra de coco y carbón vegetal	4:1 p/p	T4
Cascarilla de arroz y perlita	2:1 p/p	T5

3.4. Preaclimatación

Se eligió vasos de polipropileno de 1L como macetas. Las macetas fueron desinfectadas con una solución de hipoclorito de sodio al 5%. Se sumergió cada maceta por aproximadamente 5 minutos y se dejó secar. Posteriormente, se lavó las macetas con agua destilada para eliminar el hipoclorito de sodio, para evitar producir daño a las plantas. Cada unidad experimental estuvo compuesta por 130g de los diferentes sustratos estériles (Mirani, 2017).

Se utilizó plántulas cultivadas *in vitro* por un periodo de 30 a 45 días que cumplieran las siguientes condiciones: plantas sin enfermedades o malformaciones, con tallo endurecido, con una altura aproximada entre 6cm a 8cm y con raíces desarrolladas (Grevenstuk et al., 2010).

Se extrajeron las plántulas de los recipientes con una pinza estéril, ocasionando el menor daño posible a las plántulas. Se lavó las raíces de las plántulas con agua destilada para eliminar el medio de cultivo. Posteriormente, fueron sumergidas en una solución fungicida de Kasugamicina 20g/L, con una concentración de 1mL/L por 3 minutos. Luego, fueron sumergidas en una solución de fertilizante 20NPK con una concentración de 25mL/L por 1 minuto (Figura 3) (Khan et al., 2020).

En la primera semana las macetas se mantuvieron tapadas, durante la segunda semana se realizó agujeros a las tapas, en la tercera semana se retiró las tapas de las macetas. Las plantas fueron regadas cada 3 días con un volumen de 20mL de una solución de agua y fertilizante 20NPK para mantener la humedad de los sustratos y nutrir la plantas (Hossain et al., 2013; Hesami et al., 2019; Ortega y Salgado, 2011).

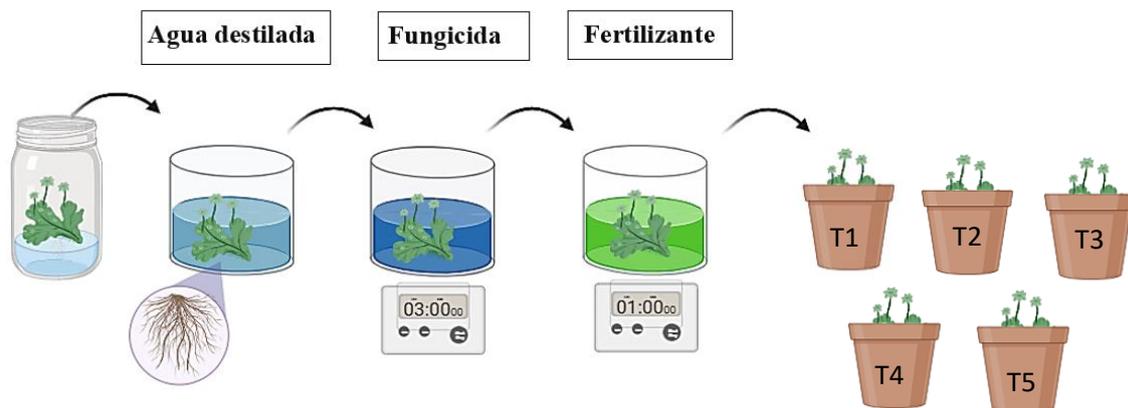


Figura 3.Trasplante de material vegetal.

Para determinar la influencia de los 5 tratamientos de sustrato en el crecimiento de las plantas se evaluó los siguientes parámetros: ancho de la hoja, porcentaje de mortalidad, longitud de la planta, ancho de la planta, promedio foliar y peso fresco (Tabla 5). Se realizó 4 repeticiones con 4 unidades experimentales, por especie vegetal en cada uno de los sustratos. Para *D. japónica*, se evaluó ancho de la planta en lugar del promedio foliar. La etapa de preaclimatación tuvo una duración de 6 semanas, el muestreo se realizó semanalmente y los datos iniciales obtenidos al realizar el trasplante fueron designados como datos de la semana 1 (Chandra et al., 2010).

Tabla 5.

Parámetros de adaptación durante la fase de preaclimatación

Variable	Descripción
Porcentaje de mortalidad	Se determinó la relación entre el número de plantas vivas y el número total de plantas aclimatadas.
Longitud de la planta	Se midió en cm la altura de las plantas desde la base hasta su extremo apical, cada semana.
Ancho de la hoja	Se midió en cm del ancho de la hoja, cada semana.
Promedio foliar	Se contabilizó el número de hojas, cada semana.
Ancho de la planta	Se midió en cm desde un extremo hacia el otro extremo de la planta, cada semana.
Peso fresco	Se cuantificó el peso en g de toda la planta.

Adaptado de Biotic and abiotic factors influencing acclimatization in the greenhouse, por Montes, 2016, Springer.

3.5. Aclimatación en invernadero

Para la aclimatación se construyó tres invernaderos de 120cm de largo por 80cm de ancho y 80cm de altura. La estructura fue ensamblada con madera y plástico. Los invernaderos fueron equipados con un microcontrolador Arduino® para medir y controlar los parámetros de temperatura, humedad e intensidad de luz en tres longitudes de onda diferentes (Figura 4).

Para lo cual, se transfirieron un total de 36 plantas, 12 de cada especie vegetal a macetas de plástico de 10cm de alto por 10cm de ancho. La composición del sustrato usada en la etapa de aclimatación en invernadero fue: fibra de coco y carbón vegetal en una proporción 4:1 p/p para *Anthurium* sp., fibra de coco y perlita en una proporción 4:1 p/p para *A. glumacea* y turba y vermiculita con una proporción 2:1 p/p para *D. japonica*.

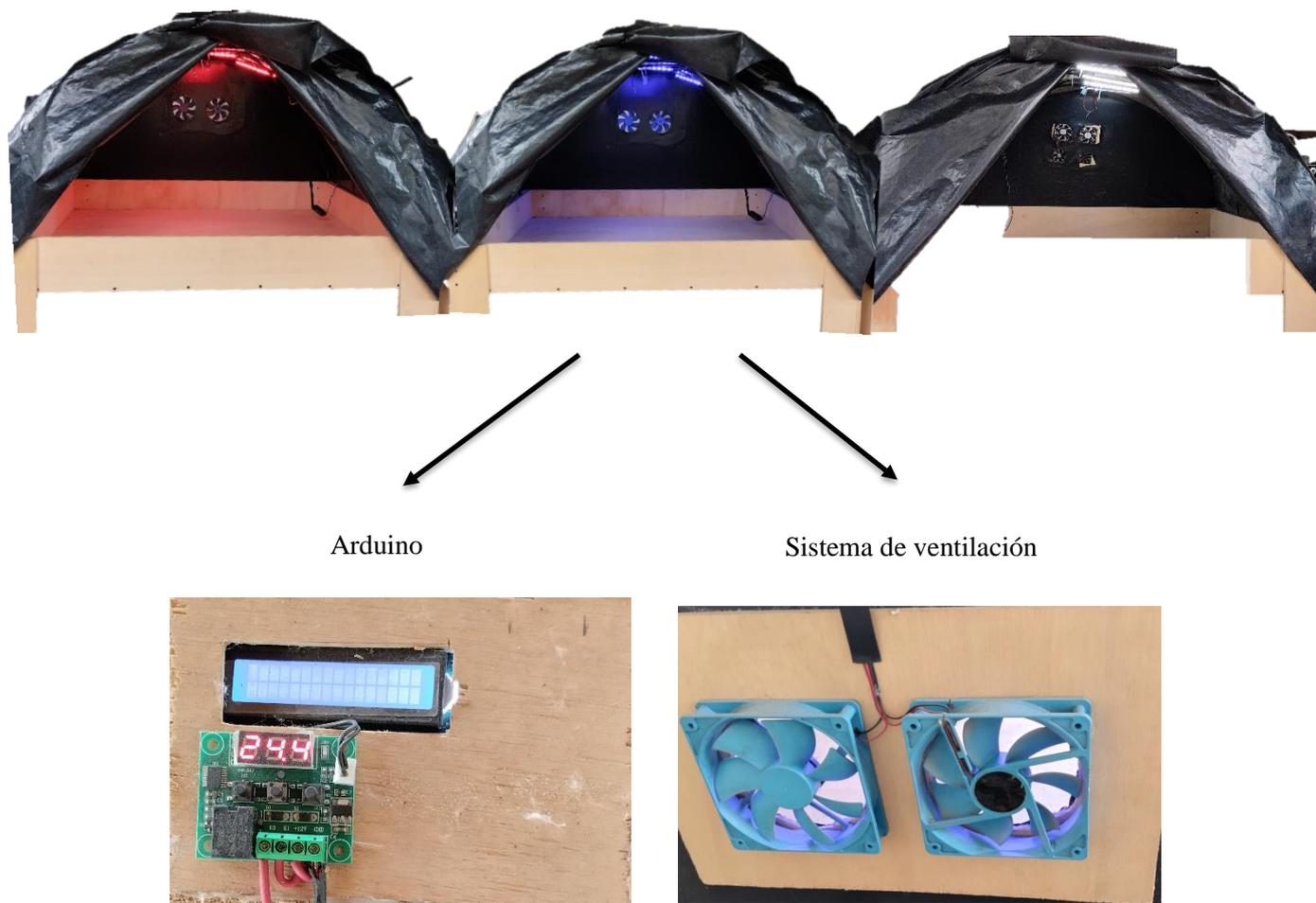


Figura 4. Diseño de los invernaderos para la aclimatación.

Para determinar la influencia de la luz sobre el crecimiento de las plantas, se evaluó tres longitudes de onda del espectro de luz visible (Tabla 6). Se estableció un fotoperiodo de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad; una humedad relativa promedio de 70-80%; y una temperatura de 25°C en el día y 20°C en la noche. Las plantas fueron regadas con 20mL de una solución de agua y fertilizante 20NPK cada cuatro días (Clapa et al., 2013; Espinosa et al., 2003; Dewir et al., 2015; Hatcher et al., 2021; Ko et al., 2020; Vasco, 2020; Zhang et al., 2017).

Tabla 6.

Tratamientos de luz para la fase de aclimatación en invernadero.

Tipo de luz	Longitud de onda	lux	Tratamiento
Luz azul	450nm	500	V1
Luz roja	650nm	780	V2
Luz blanca (control)	750nm	1005	C

Se evaluó los parámetros descritos en la Tabla 7. El periodo de duración de esta etapa fue de 5 semanas, el muestreo se realizó semanalmente y los datos iniciales obtenidos al realizar el trasplante fueron designados como datos de la semana 1.

Tabla 7.

Parámetros de crecimiento durante la fase de aclimatación en invernadero

Variable	Descripción
Porcentaje de mortalidad	Se determinó la relación entre el número de plantas vivas y el número total de plantas aclimatadas, cada 15 días.
Longitud de la planta	Se midió en cm la altura de las plantas desde la base hasta su extremo apical, cada semana.
Ancho de la hoja	Se midió en cm del ancho de la hoja, cada semana.
Promedio foliar	Se contabilizó el número de hojas, cada semana.
Ancho de la planta	Se midió en cm desde un extremo hacia el otro extremo de la planta, cada semana.
Peso seco	Se cuantificó el peso en g de toda la planta, se realizó el proceso de secado en un horno a 60°C por 48 horas, al final de la aclimatación en invernadero.

Adaptado de Biotic and abiotic factors influencing acclimatization in the greenhouse, por Montes, 2016, Springer.

3.6. Elaboración del manual de aclimatación para las especies ornamentales en estudio

El contenido del manual está constituido por conceptos claves, protocolos y gráficos ilustrativos de metodologías para la aclimatación de las especies vegetales *Anthurium* sp., *A. glumacea* y *D. japonica* cultivadas *in vitro*, los cuales fueron probados para la estandarización de protocolos en este estudio.

3.7. Análisis estadístico

En el estudio se empleó un diseño de bloques completos al azar (DBCA) para la fase de preaclimatación. Usando como factor de estudio el tipo de sustrato, con el fin de determinar la efectividad de los sustratos propuestos para cada especie vegetal en estudio. Para determinar el mejor sustrato en la fase de preaclimatación se comparó la diferencia de los datos de la semana 1 y la semana 6 para cada especie vegetal en estudio. Se empleó un ANOVA con $\alpha=0,05$ para el análisis de datos y la prueba de Tukey con un nivel de significancia de 0,05 (Yaacob et al., 2014; Lesar et al., 2012).

Para la aclimatación en invernadero se empleó un diseño de bloques completos al azar (DBCA). Usando como factor de estudio la variación de intensidad de luz, con el fin de determinar la influencia de la intensidad de luz en el crecimiento de la planta. Para determinar el mejor tipo de luz en la etapa de aclimatación se comparó la diferencia de los datos de la semana 1 y la semana 5 para cada especie vegetal en estudio. Se empleó un ANOVA con $\alpha=0,05$ para el análisis de datos y la prueba de Tukey con un nivel de significancia de 0,05. Los análisis estadísticos se realizaron en InfoStat 2020 (Kunakhonnuruk et al., 2018; Hwang et al., 2022).

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Influencia del tipo de sustrato durante la fase de preaclimatación

Al contrastar los resultados de la prueba de Tukey, se determinó el mejor tratamiento utilizando la diferencia de los parámetros de adaptación al sustrato en las plantas desde la semana 1 hasta la semana 6. El mejor tratamiento para *Anthurium* sp. fue T4 (Fibra de coco + carbón vegetal), para *A. glumacea* fue T3 (Fibra de coco + perlita) y para *D. japonica* fue T1 (Turba + vermiculita).

Anthurium sp. en el tratamiento T4 presentó un menor porcentaje de mortalidad, mientras que la longitud de la planta y el peso fresco fue superior en comparación con los demás tratamientos. Estos resultados se relacionan con el estudio de Quinteros et al (2012) en donde concluyó que en este tipo de sustratos se obtiene una mayor medida en la longitud del tallo y ancho de las hojas, además, incrementa el desarrollo del área foliar. Esto se debe a que la mezcla de los sustratos fibra de coco y carbón vegetal contiene una alta concentración de nitrógeno (N), fósforo (P) y potasio (K), principales macronutrientes para el desarrollo de la raíz, tallo y hojas (Zumkeller et al, 2009).

En el caso de *A. glumacea*, el sustrato de fibra de coco fue esencial para el crecimiento de las plantas. Los resultados demostraron que al mezclar este con sustratos altamente porosos como la perlita, mejora la estabilidad del suelo y la productividad de las plantas, ya que las características físicas y químicas de la perlita permiten obtener una mayor retención de agua y nutrientes (Kang et al,2022).

Los resultados obtenidos en las especies vegetales *Anthurium* sp., y *A. glumacea* , se relaciona con el estudio de Meneses et al (2022), en el cual se concluyó que el desarrollo de la planta en las variables de longitud de la planta y número de hojas es superior en el sustrato de fibra de coco. Lo expuesto se debe a que, la estructura de la fibra de coco mantiene las bolsas de aire necesarias para un buen desarrollo del sistema radicular y la absorción de nutrientes, además, se ha evidenciado que posee un mayor nivel de resistencia a la degradación (Meneses et al, 2022; Yam & Arditti, 2018). De la misma manera Carlile et al. (2015) y Woznicki et al. (2023) expresaron que existió un mejor desarrollo en sustrato de fibra de coco debido a la resistencia a la degradación y esta acción se atribuyó a la composición de lignocelulosa, que comprende: celulosa, hemicelulosa y lignina. Estos compuestos están interconectados a través

de enlaces covalentes y no covalentes, los cuales confieren una resistencia significativa contra la degradación.

Por otro lado, para las plantas de la especie *D. japónica* en el tratamiento T1 presentaron un menor porcentaje de mortalidad, longitud de la planta y el peso fresco fue superior en contraste con los demás tratamientos. Esto se debe a que los sustratos de turba y vermiculita son capaces de retener agua (48% de humedad) y aportar aireación al sustrato, factor indispensable para la elongación foliar (Poppinga et al., 2013). Las condiciones del sustrato para las especies del género *Drosera* fue óptimo ya que el porcentaje de humedad requerido es del 40% al 80% (Poppinga et al., 2013; Yescas Arreola et al., 2016). Además, la resistencia a la descomposición del sustrato. En los estudios de Prasad y Maher (2004) y Woznicki et al. (2023) la turba exhibe una alta resistencia a la descomposición debido a que los musgos *Sphagnum* incorporan polímeros similares a la lignina en las paredes celulares. Estos compuestos aportan rigidez estructural, resistencia a la tensión y presión hídrica.

5.1.1. Porcentaje de mortalidad

En las plantas de la especie *D. japonica*, se registró mortalidad en todos los tratamientos. No obstante, el tratamiento T1 fue el de menor porcentaje de mortalidad con un 31.25% (Figura 5). Los resultados obtenidos mediante la prueba Tukey, muestran que existió diferencias significativas ($p < 0.0001$), corroborando como el mejor tratamiento T1. Esto se debe a que la turba y la fibra de coco son sustratos que presentan propiedades físicas y químicas adecuadas para la adaptación de *D. japonica*. La turba recrea el entorno natural de la planta, mantiene el pH ácido de 3.5 a 4.5, a diferencia de la fibra de coco que mantiene un pH ligeramente ácido de 6.0 a 6.8. Por otro lado, el aserrín y la cascarilla de arroz presentan una rápida descomposición y tendencia a compactarse, lo que dificulta la aireación y puede causar contaminación (Adamec, 2010).

En las plantas de las especies *Anthurium* sp. y *A. glumacea*, se reportó porcentajes de mortalidad en el tratamiento T5, mientras que los demás tratamientos no se reportó mortalidad.

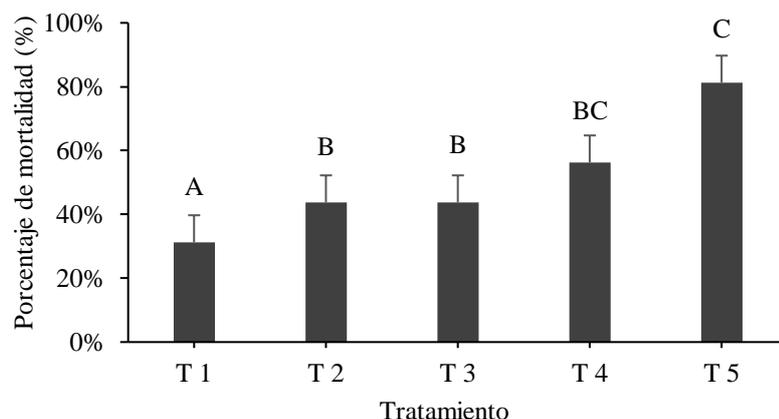
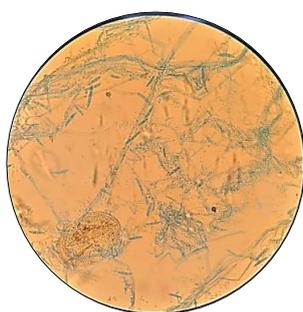


Figura 5. Porcentaje de mortalidad de la especie vegetal *D. japonica* en la fase de preaclimatación. T1 (Turba + vermiculita); T2 (Aserrín + vermiculita); T3 (Fibra de coco + perlita); T4 (Fibra de coco + carbón vegetal) y T5 (Cascarilla de arroz + perlita).

El alto índice de mortalidad en T5 se asoció a la presencia de del hongo *Fusarium* sp. (Figura 6). En el estudio de Quinteros et al (2012) se confirmó que este tipo de sustrato favorece el crecimiento del hongo, siendo la principal causa de muerte del material vegetal. Esta especie de hongo es considerada un patógeno en los cultivos y uno de los principales factores de pudrición de ornaos importantes de la planta, como: la corona, de la raíz, del tallo y también es responsable de la marchitez vascular (Srivastava et al., 2018).

A)



B)



Figura 6. Identificación morfológica del hongo *Fusarium* sp. (A) Caracterización microscópica con un aumento 10X; (B) Identificación de síntomas de contaminación.

5.1.2. Longitud de planta

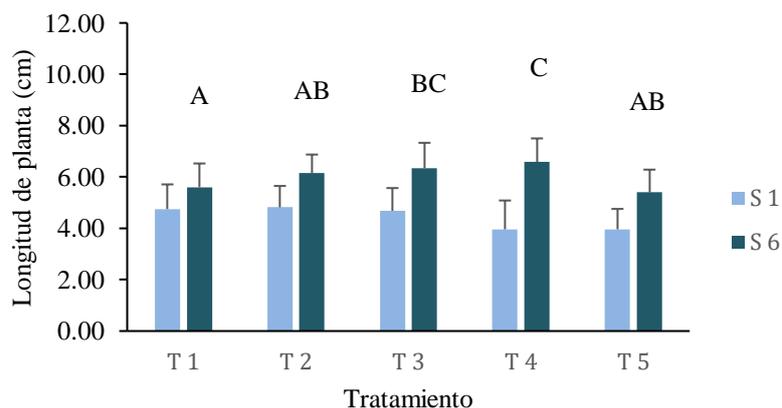
En las plantas de la especie *A. glumacea*, la longitud aumentó cada semana de manera constante en todos los tratamientos. Sin embargo, en el tratamiento T1 y T3 la longitud final de planta fue mayor en comparación con el resto de los tratamientos. Los resultados demostraron diferencias significativas entre tratamientos ($p=0.0083$), siendo el mejor el

tratamiento T3. La diferencia de la media entre la semana 1 y la semana 6 para T3 fue de 1.89cm (Figura 7A).

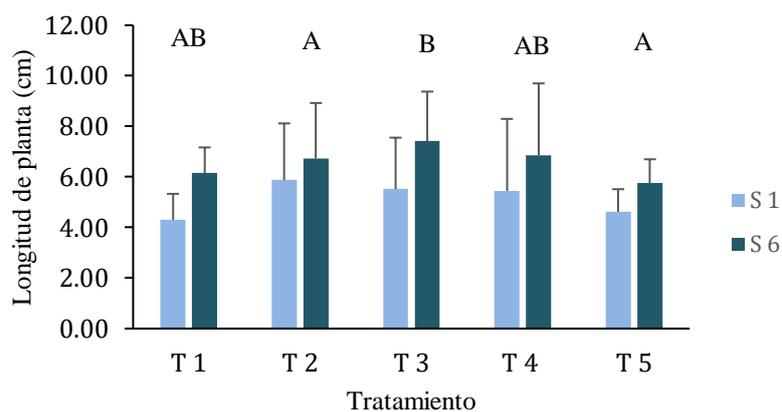
En las plántulas de la especie *Anthurium* sp., se reportó diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.0001$), siendo el mejor T4, donde la longitud final de planta fue mayor. La diferencia de la media entre la semana 1 y la semana 6 para *Anthurium* sp. fue de 2.62cm (Figura 7B). Así mismo, en los estudios de Cardoso, (2019) y Teixeira da Silva et al. (2015) el sustrato de fibra de coco proporcionó un ambiente idóneo para el crecimiento de *Anthurium* sp., ya que posee una alta capacidad de intercambio catiónico (CIC), por lo cual se evidenció un mejor desarrollo radicular y elongación del tallo.

En las plántulas de la especie *D. japonica*, se reportó diferencias significativas ($p = 0.0175$), siendo el mejor el tratamiento T1. La diferencia de la media de longitud de la planta entre la semana 1 y la semana 6 fue de 1.99cm (Figura 7C). En los estudios de Gonçalves & Romano (2005) y Rejthar et al. (2014) se determinó que la turba libera una gran cantidad de nutrientes de manera gradual y previene la acumulación de sales. Por otro lado, se concluyó que los sustratos cascarilla de arroz y aserrín al acumular nitrógeno modifican el transporte de nutrientes hacia toda la planta, ya que *D. japonica* posee una capacidad limitada de absorción de nitrógeno radicular.

A)



B)



C)

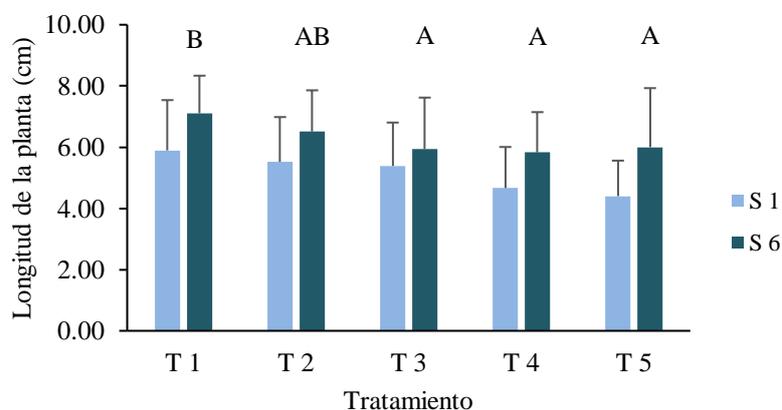


Figura 7. Longitud de planta de las especies vegetales. *Anthurium sp.*, *A. glumacea* y *D. japonica* en la fase de preaclimatación. A) *Anthurium sp.*; B) *A. glumacea*; C) *D. japonica*; T1 (Turba + vermiculita); T2 (Aserrín + vermiculita); T3 (Fibra de coco + perlita); T4 (Fibra de coco + carbón vegetal) y T5 (Cascarilla de arroz + perlita); S1 (Semana 1); S6 (Semana 6).

5.1.3. Ancho de planta

Dada la morfología de la planta, se midió el ancho y no la longitud de esta. El ancho de planta en la especie *D. japonica*, en el tratamiento T1 se reportó una mayor medida al finalizar la fase de preaclimatación (Figura 8). Los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que no existió diferencias significativas ($p > 0.05$). La diferencia de la media entre la semana 0 y semana 6 fue de 1.17cm.

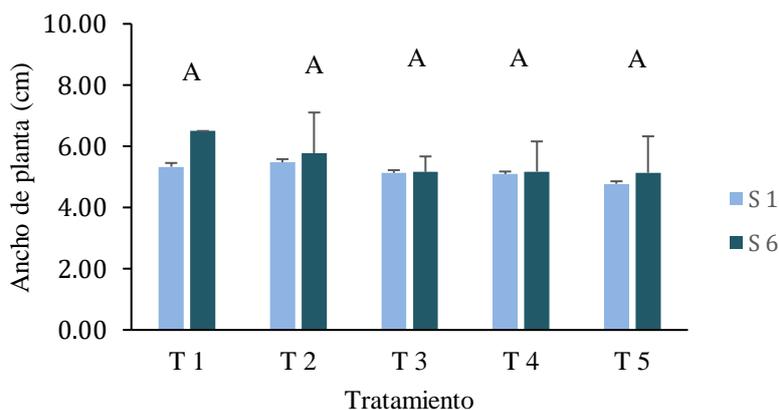


Figura 8. Ancho de planta de la especie vegetal *D. japonica* en la fase de preaclimatación. T1 (Turba + vermiculita); T2 (Aserrín + vermiculita); T3 (Fibra de coco + perlita); T4 (Fibra de coco + carbón vegetal) y T5 (Cascarilla de arroz + perlita); S0 (Semana 0); S5 (Semana 5).

5.1.4. Ancho de la hoja

En las plantas de la especie *Anthurium* sp., en el tratamiento T4 se obtuvo hojas con mayor medida del ancho de la hoja. Sin embargo, los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que no existió diferencias significativas ($p > 0.05$). La diferencia de la media entre la semana 1 y semana 6 fue de 0.29cm.

En las plantas de la especie *A. glumacea*, en el tratamiento T3 se obtuvo hojas con mayor medida del ancho de la hoja. Sin embargo, los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que no existió diferencias significativas ($p > 0.05$). La diferencia de la media para T3 fue de 0.24cm.

Por otro lado, en las plantas de la especie *D. japonica*, se reportó aumento en la medida de ancho de las hojas en el tratamiento T1. Sin embargo, los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que no existió diferencias significativas ($p > 0.05$). La diferencia de la media entre la semana 1 y la semana 6, para T1 fue de 0.16cm.

5.1.5. Promedio foliar

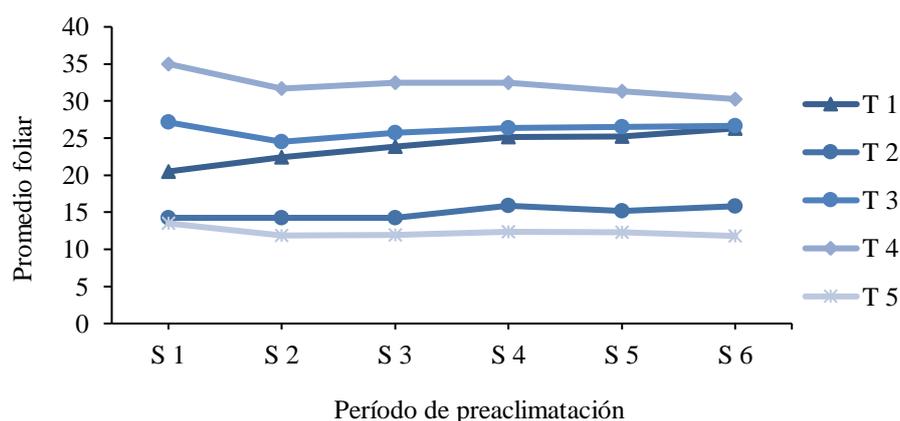
En el tratamiento T4 se registró desarrollo de nuevas hojas en las plantas de la especie *Anthurium* sp., (Figura 9A). Sin embargo, los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que no existió diferencias significativas ($p > 0.05$). La diferencia de la media entre la semana 1 y semana 6 fue de 5.81 hojas. Mientras que, en el tratamiento T1 se registró una disminución en el número de hojas de 4.73 hojas.

En las plantas de la especie *A. glumacea*, se registró desarrollo de nuevas hojas en el tratamiento T3. Sin embargo, los resultados de la comparación de los tratamientos muestran

que no existió diferencias significativas ($p>0.05$). La diferencia de la media entre la semana 1 y semana 6 fue de 0.44 hojas. En los tratamientos restantes se registró disminución en el número de hojas (Figura 9B).

En diferentes estudios se observó el mismo comportamiento, la disminución del número de hojas no se atribuye únicamente al tipo de sustrato sino al proceso de adaptación de la planta. Generalmente los valores del crecimiento de brotes de nuevas hojas no son significativos, puesto que el cambio de hojas es de forma periódica, de acuerdo a la adaptación de la planta al sustrato (Indacochea-Ganchozo et al., 2017).

A)



B)

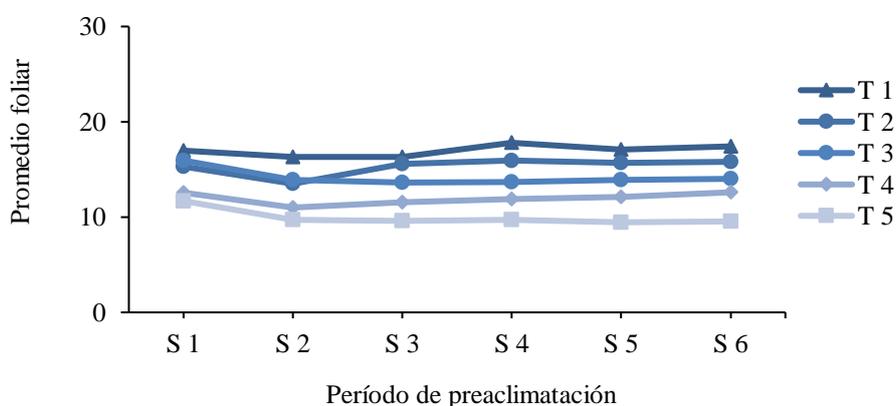
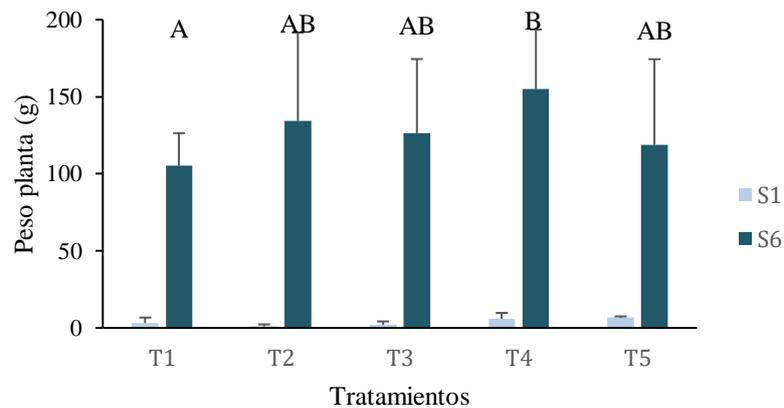


Figura 9. Número de hojas de las especies vegetales *Anthurium* sp. y *A. glumacea*, en la fase de preaclimatación. A) *Anthurium* sp.; B) *A. glumacea*: T1 (Turba + vermiculita); T2 (Aserrín + vermiculita); T3 (Fibra de coco + perlita); T4 (Fibra de coco + carbón vegetal); T5 (Cascarilla de arroz + perlita); S1 (Semana 1); S6 (Semana 6).

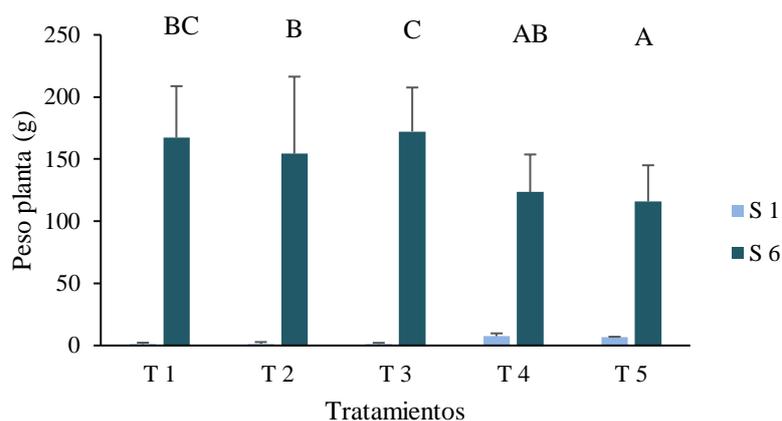
5.1.6. Peso fresco de la planta

Se reportó aumento del peso fresco en el tratamiento T4 para *Anthurium* sp., en el tratamiento T3 para *A. glumacea* y en el tratamiento T1 para *D. japonica*. Los resultados de la comparación de los tratamientos para cada especie vegetal muestran que existió diferencias significativas, siendo, los mejores tratamientos T4 ($p=0.0453$), T3 ($p=0.0001$) y T1 ($p=0.0241$). La diferencia de la media del peso fresco entre la semana 1 y semana 6 para *Anthurium* sp en el tratamiento T4 fue de 149.06g, para *A. glumacea* en el tratamiento T3 fue de 171.01g y para *D. japonica* en el tratamiento T1 fue de 143.44g (Figura 10). En el estudio de Thokchom & Maitra, (2017) se observó que el sustrato de fibra de coco garantiza una provisión continua de humedad a las raíces de *Anthurium* sp y *A. glumacea*, lo que resulta en una mejor turgencia celular y un crecimiento radicular saludable. Según Banaś et al., (2023) la turba puede replicar el hábitat natural de *D. japonica* caracterizado por suelos pobres en nutrientes y un pH ácidos entre 3.5 y 4.5 favoreciendo la absorción de minerales específicos y manteniendo condiciones óptimas para la actividad enzimática.

A)



B)



C)

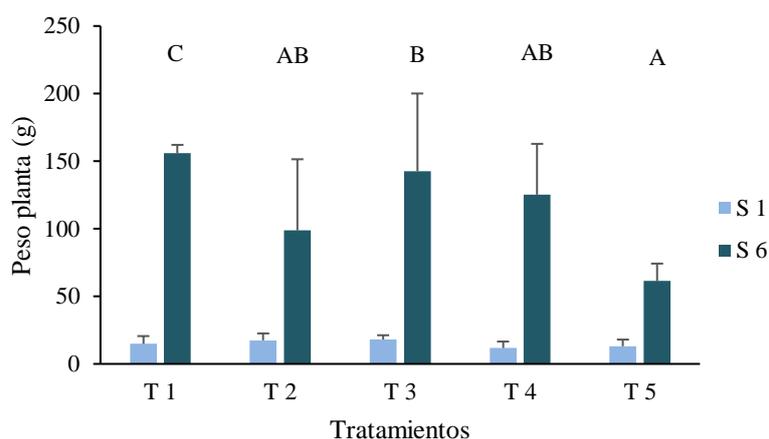


Figura 10. Peso fresco de las especies vegetales *Anthurium sp.*, *A. glumacea* y *D. japonica* en la fase de preaclimatación A) *Anthurium sp.*; B) *A. glumaceae*; C) *D. japonica*; T1 (Turba + vermiculita); T2 (Aserrín + vermiculita); T3 (Fibra de coco + perlita); T4 (Fibra de coco + carbón vegetal) y T5 (Cascarilla de arroz + perlita); S1 (Semana 1); S6 (Semana 6).

5.2. Influencia del tipo de luz durante la fase de aclimatación en invernadero

En base a la comparación de los tratamientos de tipos de luz y el control en la fase de aclimatación, se determinó que el mejor tratamiento para las especies vegetales *Anthurium sp.* y *A. glumacea*, fue el tratamiento V1. Mientras que, para la especie vegetal *D. japonica* el mejor tratamiento fue V2.

En las plantas de las especies vegetales *Anthurium sp.* y *A. glumacea* se observó un aumento constante de la longitud de la planta en el tratamiento V1. Debido a que, este tipo de luz aumenta la biosíntesis de ácido indol-3-acético (AIA) y el transporte de auxinas polares en los hipocótilos. Este proceso promueve la elongación del tallo de las plantas y la ramificación.

Mientras que, la luz azul ralentiza el crecimiento por la insuficiente captación de fotones, con lo cual se observa una baja eficiencia fotosintética y modificación del metabolismo (Chen et al., 2021; Ganesh et al., 2023; Liu et al., 2011).

Otro ejemplo de un efecto positivo de la luz roja fue reportado por Chen et al (2021), en donde el porcentaje de mortalidad de las plantas fue el más bajo, se observó un mejor desarrollo de las plantas y la medida del peso seco fue la más alta. La influencia de este tipo de luz aumenta la biomasa de la planta durante el proceso de crecimiento, aumentando el contenido de nutrientes minerales en las hojas.

En las plantas de la especie *D. japonica* se observó una mejor adaptación y desarrollo del tallo y hojas en el tratamiento V2. A diferencia de las demás especies vegetales en estudio, la medida del peso seco fue mayor con este tipo de luz. Esto se debe a que la luz azul induce el desarrollo y buen funcionamiento del aparato fotosintético, así también, la síntesis de metabolitos secundarios protectores que mejora la adaptación de la planta. Mientras que, la luz roja disminuye la eficiencia del aparato fotosintético. Además, se ha evidenciado que en esta especie vegetal la luz azul promueve el crecimiento de follaje y tallos secundarios, puesto que, la estructura más predominante de la planta son las hojas (Makowski et al., 2019; Pedmale et al., 2016)

5.2.1. Porcentaje de mortalidad

En las plantas de las especies vegetales *Anthurium* sp., y *A. glumacea* no se reportó mortalidad en los tratamientos en estudio. Mientras que, en las plantas de la especie *D. japonica*, se registró el menor porcentaje de mortalidad en el tratamiento V2 con un 16.67%. En base a los resultados de la comparación de los tratamientos existió diferencias significativas ($p=0.0001$), siendo el mejor tratamiento V2 (Figura 11). Según los estudios de Barceló-Muñoz et al., (2022) la luz azul estimula el desarrollo fotosintético como morfológico de *D. japonica*, facilitando su adaptación a nuevas condiciones ambientales. Además, incrementa la expresión de genes asociados con la síntesis de clorofila, lo que da como resultado plantas más saludables, con un crecimiento equilibrado y estructuras fuertes y compactas.

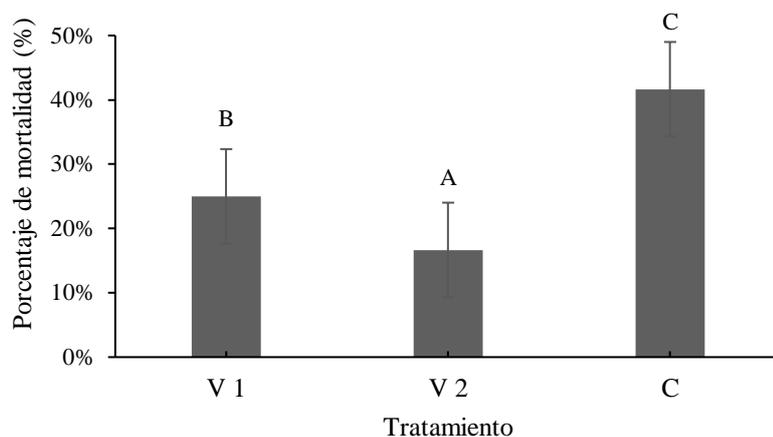


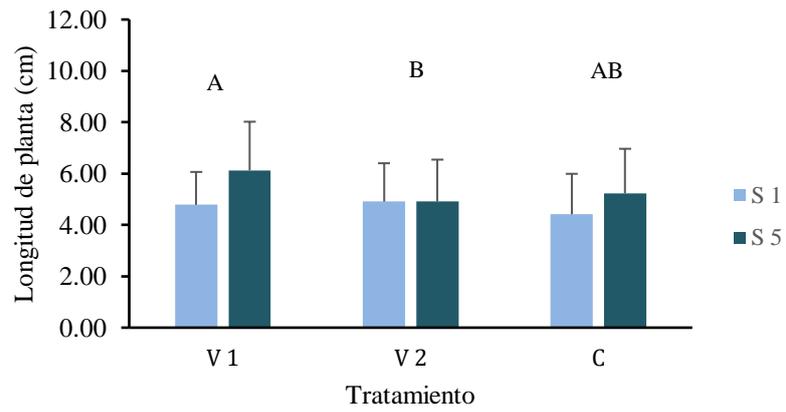
Figura 11. Porcentaje de mortalidad de la especie vegetal *D. japonica* en la fase de aclimatación. V1 (Luz roja); V2 (Luz azul); C (Luz blanca, control).

5.2.2. Longitud de planta

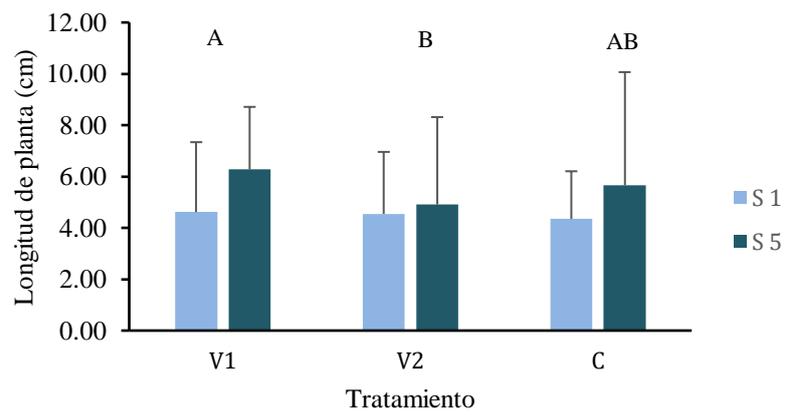
En las plantas de las especies *Anthurium* sp. y *A. glumacea*, se reportó que la longitud de planta aumentó en el tratamiento V1 y en el control C. Los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que existió diferencias significativas ($p=0.0256$; $p=0.0015$, respectivamente), siendo mejor tratamiento V1. La diferencia de la media entre la semana 1 y la semana 5, para la especie *Anthurium* sp. el tratamiento V1 fue de 1.34cm. Mientras que, para la especie *A. glumacea* fue de 1.66cm (Figura 12A; 12B, respectivamente). Según los estudios de Clapa et al., (2013) y Banaś et al., (2024) la luz roja promueve la elongación en *Anthurium* sp. y *A. glumacea*, promoviendo al crecimiento del tallo y de sus hojas. En cambio, la luz azul resulto en plantas con menor longitud, pero un mayor número de hojas, mientras que la luz blanca mantuvo en crecimiento equilibrado.

Por otro lado, en las plantas de la especie *D. japonica*, la longitud aumentó en el tratamiento V2. Los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que existió diferencias significativas ($p=0.0259$), siendo el mejor tratamiento V2. La diferencia de la media entre la semana 0 y la semana 4 para el tratamiento V2 fue de 1.35cm (Figura 12C). La luz azul regula la fotomorfogénesis y es crucial para el desarrollo de hojas y raíces, promoviendo un crecimiento más robusto, con hojas más gruesas y mejorando la nutrición por medio de la ingesta de insectos (Nguyen Thi Minh Phuong et al., 2022).

A)



B)



C)

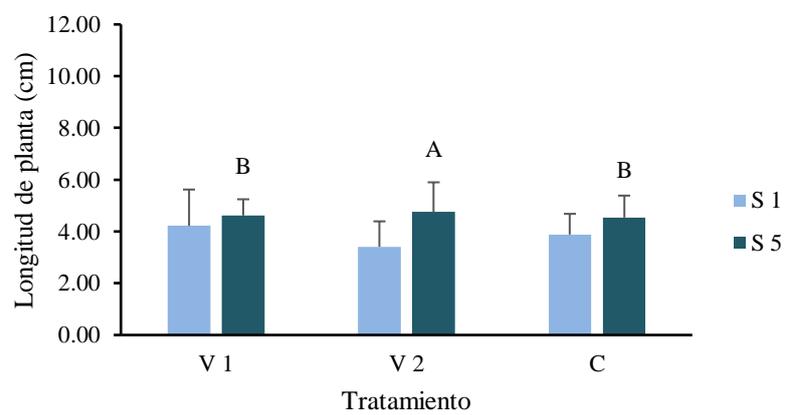


Figura 12. Longitud de planta de las especies vegetales *Anthurium sp.*, *A. glumacea* y *D. japonica* en la fase de aclimatación. V1 (Luz roja); V2 (Luz azul); V3 (Luz blanca); S1 (Semana 1); S5 (Semana 5).

5.2.3. Ancho de planta

En las plantas de la especie *D. japonica*, se registró aumento en la medida del ancho de la planta en el tratamiento V2. La longitud final de planta fue mayor en comparación con el resto de los tratamientos. Los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que existió diferencias significativas ($p=0.0001$), siendo el mejor tratamiento V2. La diferencia de la media entre la semana 1 y la semana 5 para T1 fue de 1.35cm (Figura 13).

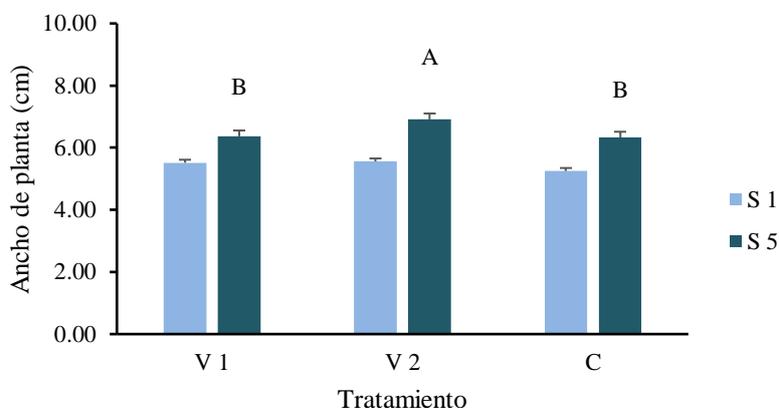


Figura 13. Ancho de la planta de la especie vegetal *D. japonica* en la fase de aclimatación. V1 (Luz roja); V2 (Luz azul); V3 (Luz blanca); S1 (Semana 1); S5 (Semana 5).

5.2.4. Ancho de la hoja

En las plantas de la especie *Anthurium* sp., se registró una mayor medida del ancho de la hoja en el control C. Los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que existió diferencias significativas ($p=0.0001$), siendo el mejor tratamiento C. La diferencia de la media entre la semana 1 y la semana 5 fue de 0.10cm (Figura 14A).

En las plantas de la especie *A. glumacea* y *D. japonica*, se registró una mayor medida del ancho de la hoja en el tratamiento V2. Los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que para *A. glumacea* existió diferencias significativas ($p=0.0519$) y para *D. japonica* no existió diferencias significativas ($p>0.05$). La diferencia de la media entre la semana 1 y la semana 5 del tratamiento V2 para *A. glumacea* fue de 0.12cm (Figura 14B) y para *D. japonica* fue de 0.17cm.

En este parámetro la mejor adaptación y desarrollo de las hojas fue con el tratamiento V2 y con el control C. Esto se debe a que la luz azul promueve el desarrollo foliar, estimula la producción de hormonas vegetales esenciales, como auxinas y giberelinas. Estas hormonas son responsables del alargamiento celular y la expansión de las hojas. Así también, la luz blanca está compuesta por luz amarilla y luz azul, por lo cual, con este tipo de luz también estimula

el aumento del ancho de las hojas y la concentración foliar (Fankhauser & Christie, 2015; Trivellini et al., 2023).

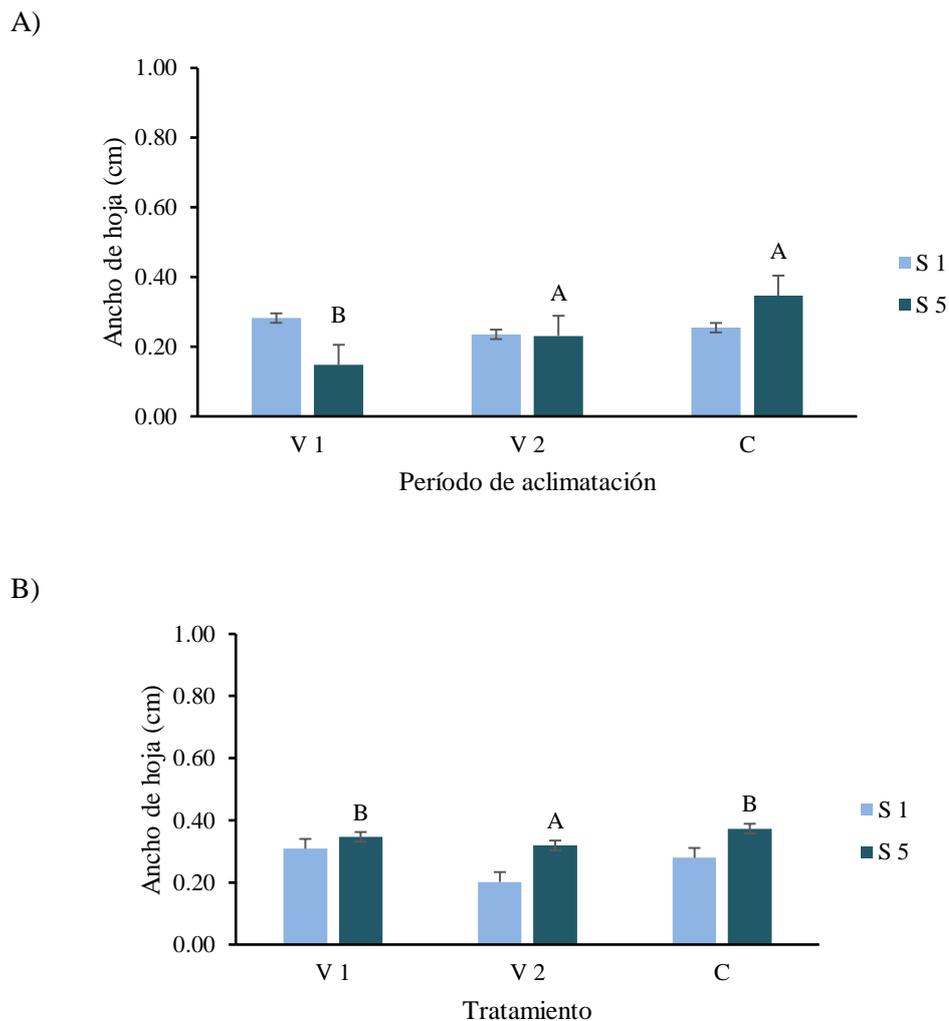


Figura 14. Ancho de hoja de las especies vegetales *Anthurium* sp., y *A. glumacea* en la fase de aclimatación. (A) *Anthurium* sp.; (B) *A. glumacea*; V1 (Luz roja); V2 (Luz azul); V3 (Luz blanca); S1 (Semana 1); S5 (Semana 5).

5.2.5. Promedio foliar

En las plantas de la especie *Anthurium* sp., se registró disminución en el número de hojas en todos los tratamientos. Siendo, el tratamiento V2 el tratamiento con menor pérdida de hojas. Los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que no existió diferencias significativas ($p > 0.05$), La disminución del número de hojas entre la semana 1 y la semana 5 para V2 fue de 0.6 hojas.

En las plantas de la especie *A. glumacea* se registró aumento en el número de hojas en el control C (Luz blanca). Los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que

existió diferencias significativas ($p=0.0001$), siendo el mejor tratamiento C. La diferencia de la media entre la semana 1 y la semana 5 para C fue de 0.16 hojas (Figura 15).

El número de hojas disminuyó con los tipos de luz V1 y V2 debido a que la planta se encuentra en un periodo de adaptación. Naturalmente las plantas cambian de hojas y en este proceso por un periodo de tiempo disminuye su área foliar. Al exponer a las plantas a diferentes tipos de luz para su adaptación este proceso es más agresivo, debido a que la planta sufre estrés. Por tal motivo, las plantas expuestas al control de luz blanca con la cual se desarrollaron desde el cultivo *in vitro* el proceso de cambio de hojas fue moderado (Fankhauser & Christie, 2015).

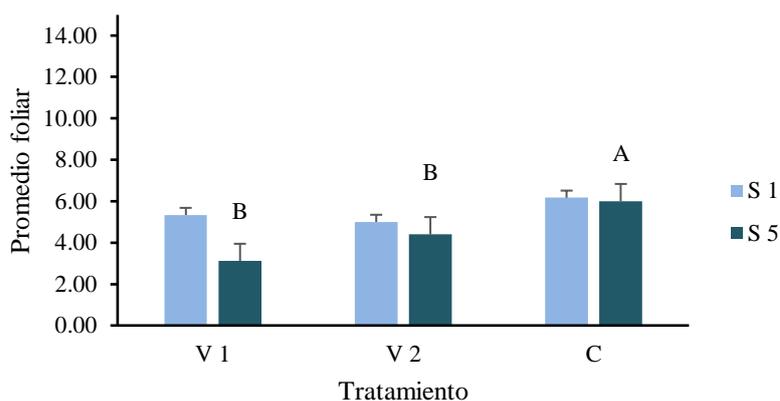


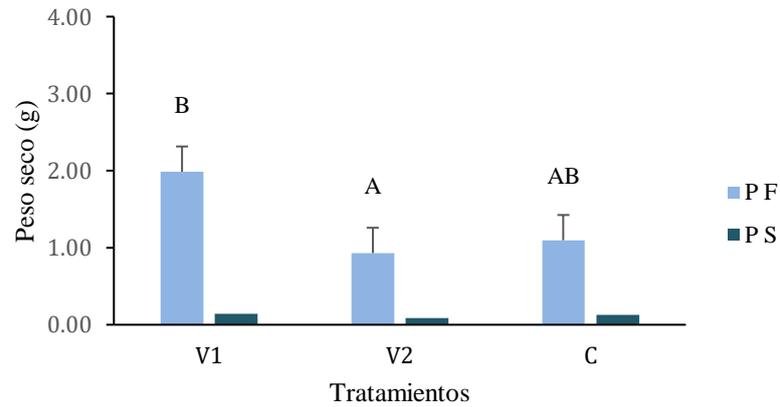
Figura 15. Promedio foliar de la especie vegetal *A. glumacea* en la fase de aclimatación. V1 (Luz roja); V2 (Luz azul); C (Luz blanca); S1 (Semana 1); S5 (Semana 5).

5.2.6. Peso seco de la planta

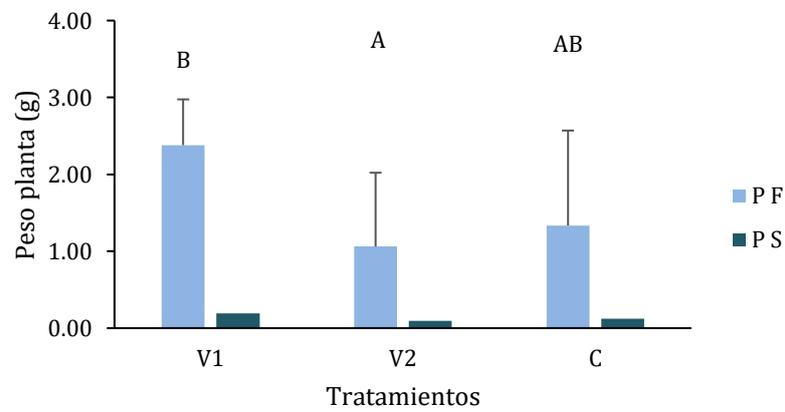
Se registró aumento en la medida de peso seco en el tratamiento V1 para las tres especies vegetales en estudio. Los resultados de la comparación de los tratamientos muestran que en el tratamiento V1 existió diferencias significativas para *Anthurium* sp. ($p=0.0001$), para *A. glumacea* ($p=0.0001$) y para *D. japonica* ($p=0.0259$), siendo el mejor tratamiento V1. La diferencia de la relación entre PS y PF de la semana 1 a la semana 5 para *Anthurium* sp. fue de 0.83g, para *A. glumacea* fue de 1.03g y para *D. japonica* fue de 80.65g (Figura 16). Este parámetro es un indicador directo de la salud y la capacidad de adaptación de las plantas al tipo de luz, proporcionando una medida precisa de la biomasa real de la planta, reflejando el crecimiento y acumulación de materia orgánica. Según Dutta Gupta, (2017); L. Chen et al., (2021) y Makowski et al., (2019) los *Anthurium* sp., *A. glumacea* y *D. japonica* tienden a

acumular mayor biomasa seca expuestos a luz blanca y azul debido a que dan robustez a las hojas, sin embargo, su tamaño es menor con respecto a la luz roja.

A)



B)



C)

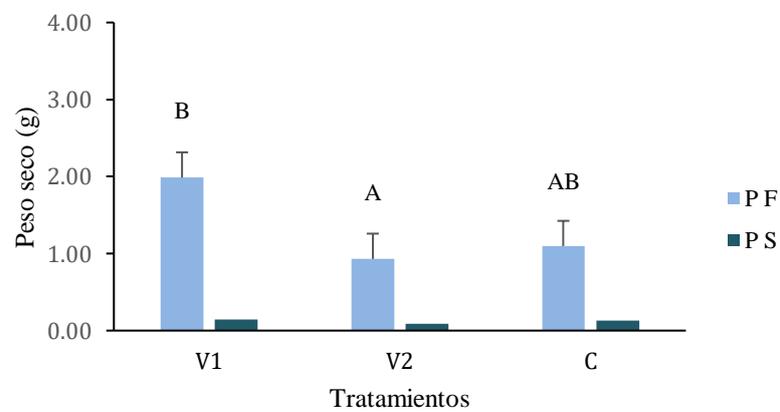


Figura 16. Peso seco de las especies vegetales *Anthurium* sp., *A. glumacea* y *D. japonica* en la fase de aclimatación. A) *Anthurium* sp.; B) *A. glumacea*; C) *D. japonica*; V1 (Luz roja); V2 (Luz azul); V3 (Luz blanca); PS (Peso seco); PF (Peso fresco).

5.3. Manual de aclimatación para las especies ornamentales *Anthurium* sp., *A. glumacea* y *D. japonica*

El manual contiene metodologías, técnicas y conceptos claves para la aclimatación de *Anthurium* sp., *A. glumacea* y *D. japonica*; información generada durante la presente investigación. El enfoque principal es la identificación de metodologías eficaces para el cultivo *in vitro*, diseño de la composición y preparación del sustrato, manipulación de factores ambientales para disminuir el riesgo de pérdida de material vegetal y fortalecer la producción en gran escala de plantas ornamentales. El contenido general de este documento se presenta a continuación en la (Figura 17). El manual se encuentra en el (anexo 26)

CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN.....	78
2. OBJETIVO	79
3. JUSTIFICACIÓN	79
4. Plantas ornamentales.....	79
4.1. <i>Anthurium sp</i>	80
4.2. <i>Ada glumacea</i>	80
4.3. <i>Drosera japónica</i>	81
5. Esterilización de materiales.....	81
5.1. <i>Esterilización con calor húmedo</i>	82
5.1.1. Esterilización material de vidrio	82
5.1.2. Esterilización de medios de cultivo	82
5.2. <i>Esterilización por radiación ultravioleta (UV)</i>	83
6. Preparación de medios de cultivo.....	84
6.1. <i>Medio Murashige & skoog</i>	84
6.1.1. MS (<i>Anthurium sp. A. glumacea</i> y <i>D.japonica.</i>).....	84
7. Técnicas de resiembra	86
7.1. <i>Resiembra de Anthurium sp. A. glumacea</i> y <i>D.japonica.</i>	86
8. Etapas de aclimatación	88
8.1. <i>Preaclimatación</i>	89
8.1.1. Preparación de sustrato.....	89
8.1.2. Resiembra	90
8.2. <i>Aclimatación en invernadero</i>	91
8.2.1. Resiembra	91
8.3. <i>Aclimatación al aire libre</i>	93
9. Bibliografía.....	94

Figura 17.Contenido del manual de aclimatación de plantas cultivadas in vitro.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

1.1. Conclusiones

- El sustrato compuesto por fibra de coco proporcionó a las vitroplantas de *Anthurium* sp. y *Ada glumacea* las mejores condiciones fisicoquímicas para la aclimatación. Mientras que el sustrato compuesto por turba proporcionó a las vitroplantas de *Drosera japonica* las mejores condiciones fisicoquímicas para la aclimatación.
- El parámetro de adaptación mejor interpretado fue el de la longitud de la planta, en la fase de preaclimatación fue significativo en los sustratos T3 para *Ada glumacea* con 1.89cm, el T4 para *Anthurium* sp. con 2.62cm y T1 para *Drosera japonica* con 1.99cm de diferencia entre la semana 1 y 6.
- La luz roja 650 nm, proporciona las mejores condiciones de crecimiento en *Anthurium* sp. y *Ada glumacea*, la luz azul 450nm es la óptima para *Drosera japonica*. Mostrando diferencias significativas tanto para altura como peso seco.
- La temperatura y la humedad relativa se mantuvieron constantes entre los 25°C a 27°C y 70% respectivamente durante todas las fases de la aclimatación.

1.2. Recomendaciones

- Utilizar medios semisólidos en la fase de multiplicación y enraizamiento compuestos por fibra de coco para disminuir la contaminación y obtener plantas con raíces mejor desarrolladas para la aclimatación.
- Utilizar sustratos de fácil acceso dependiendo a la región del país que se realice el proceso y tomando en cuenta una proporción 1: 1 para retención de agua y aireación.
- Realizar una fase de aclimatación en invernadero de mayor duración para evidenciar el efecto de la luz en la floración.
- Realizar una aclimatación por hidroponía para *Drosera japonica*.
- Realizar pruebas de cuantificación de clorofila en la fase de aclimatación en la fase de multiplicación, enraizamiento e invernadero para observar su producción a diferentes tipos de luz y favorecer la aclimatación.

REFERENCIAS

- Adamec, L. (2010). *Ecophysiological Look at Plant Carnivory*. 455–489.
https://doi.org/10.1007/978-90-481-9316-5_21
- Adamec, L., Matusšíková, I., & Pavlovič, A. (2021). Recent ecophysiological, biochemical and evolutionary insights into plant carnivory. *Annals of Botany*, *128*(3), 241–259. <https://doi.org/10.1093/aob/mcab071>
- Alvarez, M. (2011). *Multiplificación de plantas*. Editorial Albatros.
- Amoo, S. O., Finnie, J. F., & van Staden, J. (2011). The role of meta-topolins in alleviating micropropagation problems. *Plant Growth Regulation*, *63*(2), 197–206. <https://doi.org/10.1007/s10725-010-9504-7>
- Anstrong, R. (2014). ACLIMATACIÓN DE PLÁNTULAS DE PIÑÓN (*Jatropha curcas* L.) PROPAGADAS IN VITRO EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL AGRARIA EL PORVENIR JUAN GUERRA. In *UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN*.
- Banaś, K., Aksmann, A., Płachno, B. J., Kapusta, M., Marciniak, P., & Ronowski, R. (2024). Individual architecture and photosynthetic performance of the submerged form of *Drosera intermedia* Hayne. *BMC Plant Biology*, *24*(1), 1–17. <https://doi.org/10.1186/s12870-024-05155-9>
- Banaś, K., Ronowski, R., & Marciniak, P. (2023). Effects of Environmental Conditions on the Individual Architectures and Photosynthetic Performances of Three Species in *Drosera*. *International Journal of Molecular Sciences*, *24*(12). <https://doi.org/10.3390/ijms24129823>
- Barceló-Muñoz, A., Barceló-Muñoz, M., & Gago-Calderon, A. (2022). Effect of led lighting on physical environment and microenvironment on in vitro plant growth and morphogenesis: The need to standardize lighting conditions and their description. *Plants*, *11*(1). <https://doi.org/10.3390/plants11010060>
- Barsanti, M. V., & Lallana, V. H. (2013). Cultivo in-Vitro Y Aclimatación De Plantas De Un Híbrido Del Género *Cattleya* (Orchidaceae). *XX Jornadas de Jóvenes Investigadores*, *23*, 1–6.
- Benavides, M. I. M., & de Guevara, M. Á. L. (2020). *Operaciones básicas en viveros y*

centros de jardinería. MF0520. Tutor Formación.

- Bidarigh, S., & Azarpour, E. (2013). Evaluation of the effect of MS medium levels on rooting on micro cuttings of tea (*Camellia sinensis* L.) under in vitro culture condition. *ARPJ Journal of Agricultural and Biological Science*, 8(1), 24–28. www.arpnjournals.com
- Billard, C. E., Barsanti, M. V., & Lallana, V. H. (2015). Cultivo in vitro y aclimatación de plantas de *Polystachya concreta* (Orchidaceae). In *Fabricib* (Vol. 18). <https://doi.org/10.14409/fabricib.v18i0.4847>
- Blondeau, G. (2020). *El gran libro de las plantas carnívoras*. De Vecchi, Editorial, S.A.
- Borbély, P., Gasperl, A., Pálmai, T., Ahres, M., Asghar, M. A., Galiba, G., Müller, M., & Kocsy, G. (2022). Light Intensity- and Spectrum-Dependent Redox Regulation of Plant Metabolism. *Antioxidants (Basel, Switzerland)*, 11(7). <https://doi.org/10.3390/antiox11071311>
- Caldeira, M. M. M., Jesus, J. V. M. de, Magalhães, H. S., Carvalho, M. A. S. de, Andrade, M. S., & Nunes, C. F. (2021). Tissue culture applied to carnivorous species. *Scientia Agraria Paranaensis*, 312–320. <https://doi.org/10.18188/sap.v19i4.22193>
- Cardoso, J. C. (2019). Silver nitrate enhances in vitro development and quality of shoots of *Anthurium andraeanum*. *Scientia Horticulturae*, 253(September 2018), 358–363. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.04.054>
- Carlile, W. R., Cattivello, C., & Zaccheo, P. (2015). Organic Growing Media: Constituents and Properties. *Vadose Zone Journal*, 14(6), vzj2014.09.0125. <https://doi.org/https://doi.org/10.2136/vzj2014.09.0125>
- Castillo, A. (2010). *Propagación de plantas por cultivo in vitro: una biotecnología que nos acompaña hace mucho tiempo*.
- Ch Momin, K., Dobhal, S., Ch Momin, B., Kalkame Ch Momin, C., Mehra, T., & Gupta, Y. (2018). Status of *Nepenthes khasiana* Hook. f. (Pitcher plant) in Meghalaya: A review. ~ 353 ~ *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 7(3), 353–358.
- Chandra, S., Bandopadhyay, R., Kumar, V., & Chandra, R. (2010). Acclimatization of tissue cultured plantlets: From laboratory to land. *Biotechnology Letters*, 32(9),

- 1199–1205. <https://doi.org/10.1007/s10529-010-0290-0>
- Chen, J. (2017). Ornamental Plant Research. *Ornamental Plant Research, Chicago Botanic Garden*, 1–2.
- Chen, L., Tarin, M. W. K., Huo, H., Zheng, Y., & Chen, J. (2021a). Photosynthetic Responses of Anthurium × “Red” under Different Light Conditions. *Plants (Basel, Switzerland)*, 10(5). <https://doi.org/10.3390/plants10050857>
- Chen, L., Tarin, M. W. K., Huo, H., Zheng, Y., & Chen, J. (2021b). Photosynthetic responses of anthurium ‘red’ under different light conditions. *Plants*, 10(5), 1–14. <https://doi.org/10.3390/plants10050857>
- Chen, M., Chory, J., & Fankhauser, C. (2004). Light signal transduction in higher plants. *Annual Review of Genetics*, 38, 87–117. <https://doi.org/10.1146/annurev.genet.38.072902.092259>
- Chokheli, V. A., Dmitriev, P. A., Rajput, V. D., Bakulin, S. D., Azarov, A. S., Varduni, T. V., Stepanenko, V. V., Tarigholizadeh, S., Singh, R. K., Verma, K. K., & Minkina, T. M. (2020). Recent Development in Micropropagation Techniques for Rare Plant Species. *Plants (Basel, Switzerland)*, 9(12). <https://doi.org/10.3390/plants9121733>
- Chugh, S., Guha, S., & Rao, I. U. (2009). Micropropagation of orchids: A review on the potential of different explants. *Scientia Horticulturae*, 122(4), 507–520. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2009.07.016>
- Clapa, D., Fira, A., & Joshee, N. (2013). An efficient ex vitro rooting and acclimatization method for horticultural plants using float hydroculture. *HortScience*, 48(9), 1159–1167. <https://doi.org/10.21273/hortsci.48.9.1159>
- Copetta, A., Bazzicalupo, M., Cassetti, A., Marchioni, I., Mascarello, C., Cornara, L., Pistelli, L., & Ruffoni, B. (2021). Plant production and leaf anatomy of *Mertensia maritima* (L.) gray: Comparison of in vitro culture methods to improve acclimatization. *Horticulturae*, 7(5). <https://doi.org/10.3390/horticulturae7050111>
- Corporación Financiera Nacional. (2021). *Ficha Sectorial*. 1(1), 24.
- Dahik, Maria Victoria, Núñez, A. (2007). *ANÁLISIS DE FACTIBILIDAD DEL DESARROLLO DEL CULTIVO DE PROTEAS (planta ornamental) EN EL ECUADOR Y SU COMERCIALIZACIÓN*.

- de Malajovich, M. A. M. (2012). *Biotecnología*. Universidad Nacional de Quilmes Editorial.
- Debergh, P. C., & Maene, L. J. (1981). A scheme for commercial propagation of ornamental plants by tissue culture. *Scientia Horticulturae*, *14*(4), 335–345. [https://doi.org/10.1016/0304-4238\(81\)90047-9](https://doi.org/10.1016/0304-4238(81)90047-9)
- Dewir, Y. H., El-Mahrouk, M. E., Murthy, H. N., & Paek, K. Y. (2015). Micropropagation of *Cattleya*: Improved in vitro rooting and acclimatization. *Horticulture Environment and Biotechnology*, *56*(1), 89–93. <https://doi.org/10.1007/s13580-015-0108-z>
- Dutta Gupta, S. (2017). Light emitting diodes for agriculture: Smart lighting. *Light Emitting Diodes for Agriculture: Smart Lighting*, 1–334. <https://doi.org/10.1007/978-981-10-5807-3>
- Egan, P. A., & van der Kooy, F. (2013). Phytochemistry of the carnivorous sundew genus *Drosera* (Droseraceae) - future perspectives and ethnopharmacological relevance. *Chemistry & Biodiversity*, *10*(10), 1774–1790. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201200359>
- Espinosa, L., Eulalia, H., Castillo, C., Guillermo, J., & Garcia, R. (2003). MULTIPLE SHOOT PROLIFERATION AND ACCLIMATION OF ‘ MIDORI ’ AND ‘ KALAPANA ’ ANTHURIUM (*Anthurium andreanum* L .) CULTURED IN VITRO El anturio (*Anth. Fitotecnica Mexicana*, *26*, 301–307.
- Expoflores, C. (2019). Informe Anual de Exportaciones. *Expoflores*, 1–22.
- Fankhauser, C., & Christie, J. M. (2015). Plant phototropic growth. *Current Biology : CB*, *25*(9), R384-9. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2015.03.020>
- Ferrante, A., Trivellini, A., Scuderi, D., Romano, D., & Vernieri, P. (2015). Post-production physiology and handling of ornamental potted plants. *Postharvest Biology and Technology*, *100*, 99–108. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2014.09.005>
- Fraise, A. P., Maillard, J. Y., & Sattar, S. (2013). *Russell, Hugo and Ayliffe’s Principles and Practice of Disinfection, Preservation and Sterilization*. Wiley.
- Ganesh, S., Jawaharlal, M., Rajamani, K., Visalakshi, M., Karthikeyan, S., Ganga, M., Thamaraiselvi, S. ., & Eevera, T. (2023). *INVESTIGATING THE*

PHYSIOLOGICAL EFFECTS OF LEDS WITH COMBINED SPECTRAL EMITTANCES IN FLORICULTURE. September 2023.

<https://doi.org/10.15666/aeer/2201>

- Garhani, Reza; Askari, Nasser; Dashtiari, Mona; Etamzadeh, Abdullah; Ghasmenjad, M. (2023). Optimizing the composition of soilless cultivation beds in the production of anthurium cut flowers. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 54(2).
- Gonçalves, S., & Romano, A. (2005). Micropropagation of *Drosophyllum lusitanicum* (Dewy pine), an endangered West Mediterranean endemic insectivorous plant. *Biodiversity and Conservation*, 14(5), 1071–1081. <https://doi.org/10.1007/s10531-004-7846-z>
- Grigoriadou, K., Krigas, N., Sarropoulou, V., Papanastasi, K., Tsoktouridis, G., & Maloupa, E. (2019). In vitro propagation of medicinal and aromatic plants: the case of selected Greek species with conservation priority. *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant*, 55(6), 635–646. <https://doi.org/10.1007/s11627-019-10014-6>
- Hatcher, C. R., Sommer, U., Heaney, L. M., & Millett, J. (2021). Metabolomic analysis reveals reliance on secondary plant metabolites to facilitate carnivory in the Cape sundew, *Drosera capensis*. *Annals of Botany*, 128(3), 301–314. <https://doi.org/10.1093/aob/mcab065>
- Hazarika, B. N., da Silva, J. A. T., & Talukdar, A. (2006). Effective Acclimatization of in Vitro Cultured Plants: Methods, Physiology and Genetics. *Floriculture, Ornamental and Plant Biotechnology*, 2(December 2006), 427–438. <https://www.researchgate.net/publication/283300426>
- Hedrich, R. (2015). Carnivorous plants. In *Current Biology* (Vol. 25, Issue 3, pp. R99–R100). <https://doi.org/10.1016/j.cub.2014.11.036>
- Hesami, M., Daneshvar, M. H., & Yoosefzadeh-Najafabadi, M. (2019). An efficient in vitro shoot regeneration through direct organogenesis from seedling-derived petiole and leaf segments and acclimatization of *Ficus religiosa*. *Journal of Forestry Research*, 30(3), 807–815. <https://doi.org/10.1007/s11676-018-0647-0>
- Hossain, M. M., Kant, R., Van, P. T., Winarto, B., Zeng, S., & Teixeira da Silva, J. A.

- (2013). The Application of Biotechnology to Orchids. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 32(2), 69–139. <https://doi.org/10.1080/07352689.2012.715984>
- Hwang, H. D., Kwon, S. H., Murthy, H. N., Yun, S. W., Pyo, S. S., & Park, S. Y. (2022). Temporary Immersion Bioreactor System as an Efficient Method for Mass Production of In Vitro Plants in Horticulture and Medicinal Plants. *Agronomy*, 12(2). <https://doi.org/10.3390/agronomy12020346>
- Indacochea-Ganchozo, B., Parrales-Villacreses, J., Castro-Piguave, C., Vera-Tumbaco, M., & Gabriel-Ortega, J. (2017). In vitro acclimatization of native forest species from Manabí southern in danger of extinction. *Journal of the Selva Andina Research Society*, 8, 124–134.
- Jain, S. M., Sopory, S. K., & Veilleux, R. E. (2013). *In Vitro Haploid Production in Higher Plants: Volume 5 — Oil, Ornamental and Miscellaneous Plants*. Springer Netherlands.
- Jeong, W. H., Chun, W. L., & Kee, Y. P. (2006). Influence of mixed LED radiation on the growth of annual plants. *Journal of Plant Biology*, 49(4), 286–290. <https://doi.org/10.1007/BF03031157>
- Kang, M. W., Yibeltal, M., Kim, Y. H., Oh, S. J., Lee, J. C., Kwon, E. E., & Lee, S. S. (2022). Enhancement of soil physical properties and soil water retention with biochar-based soil amendments. *The Science of the Total Environment*, 836, 155746. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.155746>
- Khan, S. I., Khatun, F., Afrin, S., Zafur, A., & Munsur, A. (2020). Combine effect of BA and IAA on shoot and root induction potentiality in chrysanthemum (*Chrysanthemum morifolium*). 24(01), 2006–2011.
- Ko, S. S., Jhong, C. M., & Shih, M. C. (2020). Blue light acclimation reduces the photoinhibition of phalaenopsis aphrodite (Moth orchid). *International Journal of Molecular Sciences*, 21(17), 1–17. <https://doi.org/10.3390/ijms21176167>
- Kováčik, J., Klejdus, B., & Repčáková, K. (2012). Phenolic metabolites in carnivorous plants: Inter-specific comparison and physiological studies. *Plant Physiology and Biochemistry*, 52, 21–27. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2011.11.007>
- Kshitij Kumar, I. U. R. (2016). Morphophysiological Problems in Acclimatization of Micropropagated Plants in - Ex Vitro Conditions- A Reviews. *Journal of*

Ornamental And Horticultural Plants, 4(1), 1–23.

- Kunakhonnuruk, B., Inthima, P., & Kongbangkerd, A. (2018). In vitro propagation of *Epipactis flava* Seidenf., an endangered rheophytic orchid: a first study on factors affecting asymbiotic seed germination, seedling development and greenhouse acclimatization. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 135(3), 419–432.
<https://doi.org/10.1007/s11240-018-1475-9>
- Lesar, H., Hlebec, B., Čeranič, N., Kastelec, D., & Luthar, Z. (2012). Acclimatization of terrestrial orchid *Bletilla striata* Rchb.f. (Orchidaceae) propagated under in vitro conditions. *Acta Agriculturae Slovenica*, 99(1), 69–75.
- Li, X., Liang, T., & Liu, H. (2022). How plants coordinate their development in response to light and temperature signals. *The Plant Cell*, 34(3), 955–966.
<https://doi.org/10.1093/plcell/koab302>
- Liu, X., Cohen, J. D., & Gardner, G. (2011). Low-fluence red light increases the transport and biosynthesis of auxin. *Plant Physiology*, 157(2), 891–904.
<https://doi.org/10.1104/pp.111.181388>
- Liu, Z., & Gao, S. (2007). Micropropagation and induction of autotetraploid plants of *Chrysanthemum cinerariifolium* (Trev.) Vis. *In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant*, 43(5), 404–408. <https://doi.org/10.1007/s11627-007-9085-y>
- López-puc, G., Ramírez-mosqueda, M. A., Eulalia, H., & Espinosa, L. (2013). El cultivo moderno del anturio. *El Cultivo Moderno Del Anturio*, 52–59.
- Loyola-Vargas, V. M., & Ochoa-Alejo, N. (2018). An Introduction to Plant Tissue Culture: Advances and Perspectives. *Methods in Molecular Biology (Clifton, N.J.)*, 1815, 3–13. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-8594-4_1
- Makowski, W., Tokarz, B., Banasiuk, R., Królicka, A., Dziurka, M., Wojciechowska, R., & Tokarz, K. M. (2019). Is a blue–red light a good elicitor of phenolic compounds in the family Droseraceae? A comparative study. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 201, 111679.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2019.111679>
- Mazzeo, G., Longo, S., Pellizzari, G., Porcelli, F., Suma, P., & Russo, A. (2014). Exotic scale insects (Coccoidea) on ornamental plants in Italy: A never-ending story. *Acta Zoologica Bulgarica*, 66(June), 55–61.

- Meneses, L. S., Morillo, L. E., & Vásquez-Castillo, W. (2022). In vitro propagation of *Vaccinium floribundum* Kunth from seeds: promissory technology for mortiño accelerated production. *Canadian Journal of Plant Science*, 102(1), 216–224. <https://doi.org/10.1139/cjps-2020-0290>
- Mirani, A. A. (2017). *Effect of different substrates on survival and growth of transplanted orchids (Dendrobium nobile cv .) into net house. November 2019.*
- Montes, S. (2016). Factores bióticos y abióticos que influyen en la aclimatación de las vitroplantas en invernadero Biotic and abiotic factors influencing acclimatization in the greenhouse Fatores bióticos e abióticos que influenciam a aclimatação na estufa Resumen. *Semarnat*, 2, 63–89.
- Morales, C., Corbera, J., Paneque, V. M., & Calaña, J. M. (2008). Efecto del sustrato en la aclimatización del cultivo de anturio (*Anthurium andreanum*) . In *Cultivos Tropicales* (Vol. 29, pp. 75–79). scielocu .
- Naing, A. H., Kim, C. K., Yun, B. J., Jin, J. Y., & Lim, K. B. (2013). Primary and secondary somatic embryogenesis in *Chrysanthemum* cv. Euro. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 112(3), 361–368. <https://doi.org/10.1007/s11240-012-0243-5>
- Nguyen Thi Minh Phuong, Hoang Minh Tam, & Dang Thi Ngoc Thanh. (2022). In vitro propagation of *Byblis liniflora* Salisb. *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 14(3), 232–240. <https://doi.org/10.30574/wjarr.2022.14.3.0495>
- Ortega, M., & Salgado, R. (2011). *Acclimatization of the endangered Mexican epiphytic orchid* ., 1(2), 48–54.
- Ozarowski, M., & Thiem, B. (2013). Progress in micropropagation of *Passiflora* spp. to produce medicinal plants: A mini-review. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 23(6), 937–947. <https://doi.org/10.1590/S0102-695X2013000600011>
- Pant, B., Shah, S., Shrestha, R., Pandey, S., & Joshi, P. R. (2018). An overview on orchid endophytes. *Mycorrhiza - Nutrient Uptake, Biocontrol, Ecorestoration: Fourth Edition*, 503–524. https://doi.org/10.1007/978-3-319-68867-1_26
- Paredes, E. (2013). Determinación de los protocolos para cultivo in-vitro de las especies *Epidendrum schistochilum* y *Oncidium cultratum*. In *Universidad Politécnica Salesiana*. <http://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/5081/1/UPS-CYT00109.pdf>

- Pavlovič, A., & Saganová, M. (2015). A novel insight into the cost-benefit model for the evolution of botanical carnivory. *Annals of Botany*, *115*(7), 1075–1092. <https://doi.org/10.1093/aob/mcv050>
- Pedmale, U. V., Huang, S.-S. C., Zander, M., Cole, B. J., Hetzel, J., Ljung, K., Reis, P. A. B., Sridevi, P., Nito, K., Nery, J. R., Ecker, J. R., & Chory, J. (2016). Cryptochromes Interact Directly with PIFs to Control Plant Growth in Limiting Blue Light. *Cell*, *164*(1–2), 233–245. <https://doi.org/10.1016/j.cell.2015.12.018>
- Pérez, J. M. P., & Mañús, R. S. (2023). *Biotechnología molecular de las plantas. Guía de prácticas*. Universidad Miguel Hernández.
- Poppinga, S., Hartmeyer, S. R. H., Masselter, T., Hartmeyer, I., & Speck, T. (2013). Trap diversity and evolution in the family Droseraceae. *Plant Signaling & Behavior*, *8*(7), e24685. <https://doi.org/10.4161/psb.24685>
- Prasad, M., & Maher, M. J. (2004). STABILITY OF PEAT ALTERNATIVES AND USE OF MODERATELY DECOMPOSED PEAT AS A STRUCTURE BUILDER IN GROWING MEDIA. *Acta Horticulturae*, *648*, 145–151. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2004.648.17>
- Quijia, I. (2011). *Estructuración y operativización de una asociación para potenciar la producción y comercialización de plantas ornamentales en la Parroquia rural de Nayón del Cantón Quito, Provincia de Pichincha*. <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/1497/7/UPS-ST000699.pdf>
- Quinteros, M., Guzmán, J., & Juan, V. (2012). Evaluation of alternative substrates for growing the mini carnation (*Dianthus caryophyllus* L.). *REVISTA COLOMBIANA DE CIENCIAS HORTÍCOLAS*, 1–2. <https://doi.org/https://doi.org/10.17584/rcch.2012v6i1.1281>
- Quispe Torres, D. L. (2021). Universidad Ricardo Palma. In *Universidad Ricardo Palma*. <http://repositorio.urp.edu.pe/handle/urp/1040>
- Rejthar, J., Viehmannova, I., Cepkova, P. H., Fernández, E., & Milella, L. (2014). In vitro propagation of *Drosera intermedia* as influenced by cytokinins, pH, sucrose, and nutrient concentration. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, *26*(6), 558–564. <https://doi.org/10.9755/ejfa.v26i6.18022>
- Revilla, M. A., & Fernandez, H. (2003). In vitro culture of ornamental ferns. *Plant Cell*,

- Tissue and Organ Culture*, 73(1), 1–13.
- Rojas-Rodriguez, F. E., Cruz, G. B., & Madrigal, Q. J. (2006). *Plantas ornamentales del trópico*. Editorial Tecnológica de Costa Rica.
- Rout, G. R., Mohapatra, A., & Jain, S. M. (2006). Tissue culture of ornamental pot plant: A critical review on present scenario and future prospects. *Biotechnology Advances*, 24(6), 531–560. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2006.05.001>
- S. Yesmin K. C. Das A Hashem, M. M. H. and M. S. I. (2014). Efficient In Vitro Regeneration of Chrysanthemum (*Chrysanthemum morifolium* Ramat.) Through Nodal Explant Culture. *Nuclear Science and Applications*, 23(1&2), 47–50. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.15980.67208>
- Sánchez-Rodríguez, L. A., Saavedra Hortúa, D., & Romero, H. M. (2012). Acclimatization and Hardening of Oil Palm Materials Obtained by Techniques of Plant Tissue Culture. *Palmas*, 33(4), 41–52.
- Sandra, N., & Goyzueta, V. (2007). “*EVALUACIÓN PRELIMINAR IN VITRO DEL EFECTO DE LOS RAYOS GAMMA (CO-60) EN VARIEDADES DE CRISANTEMO (Chrysanthemum sp).*”
- Sha Valli Khan, P. S., Hausman, J. F., & Rao, K. R. (1999). Effect of agar, MS medium strength, sucrose and polyamines on in vitro rooting of *Syzygium alternifolium*. In *Biologia Plantarum* (Vol. 42, Issue 3, pp. 333–340). <https://doi.org/10.1023/A:1002400915965>
- Singh, P. A., & Bajwa, N. (2017). Future Perspectives of *Drosera Magnifica*: the First Ever Plant Discovered on the Social Media. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, 7(4), 12–19. <https://doi.org/10.22270/jddt.v7i4.1474>
- Srivastava, S., Kadooka, C., & Uchida, J. Y. (2018). *Fusarium* species as pathogen on orchids. *Microbiological Research*, 207, 188–195. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2017.12.002>
- Teixeira Da Silva, J. A. (2004). Ornamental chrysanthemums: Improvement by biotechnology. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 79(1), 1–18. <https://doi.org/10.1023/B:TICU.0000049444.67329.b9>
- Teixeira da Silva, J. A., Dobránszki, J., Winarto, B., & Zeng, S. (2015a). *Anthurium* in vitro: A review. *Scientia Horticulturae*, 186, 266–298.

<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.11.024>

Teixeira da Silva, J. A., Dobránszki, J., Winarto, B., & Zeng, S. (2015b). Anthurium in vitro: A review. *Scientia Horticulturae*, *186*, 266–298.

<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.11.024>

Thokchom, R., & Maitra, S. (2017). Micropopagation of Anthurium andreanum cv. Jewel from leaf explants. *J. Crop and Weed*, *13*(1), 23–27.

Tinoammini, N., Aazhivaendhan, G., & Senthil Kumar, T. (2024). In vitro germination and optimization of basal media for protocorm-like bodies proliferation in *Dienia ophrydis* (J. Koenig) Seidenf. *Rhizosphere*, *29*, 100854.

<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.rhisph.2024.100854>

Trivellini, A., Toscano, S., Romano, D., & Ferrante, A. (2023). LED Lighting to Produce High-Quality Ornamental Plants. *Plants (Basel, Switzerland)*, *12*(8).

<https://doi.org/10.3390/plants12081667>

Valle, M. C. E., Andrade, M. L. C., Saldaña, A. H. G., & Díaz, M. L. R. (2022). *Ecología y biotecnología aplicadas al manejo sostenible del Agave en Sonora*. Editorial Fontamara S. A. de C. V.

Vasco, C. (2020). EVALUACIÓN DEL ENRAIZAMIENTO in vitro Y ACLIMATACIÓN DE PLÁNTULAS DE LA ORQUÍDEA *Epidendrum ibaguense*. In *Journal of Chemical Information and Modeling* (Vol. 21, Issue 1). <https://doi.org/10.1016/j.tmaid.2020.101607> <https://doi.org/10.1016/j.ijsu.2020.02.034> <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/cjag.12228> <https://doi.org/10.1016/j.ssci.2020.104773> <https://doi.org/10.1016/j.jinf.2020.04.011> <https://doi.org/10.1016/j.jinf.2020.04.011>

Vences, C., Vásquez, L. M., & Hernández, O. (2009). (*Dendranthema grandiflora Tzvelev*) A PARTIR DE MERISTEMOS. *20*(2), 409–415.

http://www.mag.go.cr/rev_meso/v20n2_409.pdf

Woznicki, T., Kusnierek, K., Vandecasteele, B., & Sønsteby, A. (2023). Reuse of coir, peat, and wood fiber in strawberry production. *Frontiers in Plant Science*, *14*, 1307240. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1307240>

Wraith, J., Norman, P., & Pickering, C. (2020). Orchid conservation and research: An analysis of gaps and priorities for globally Red Listed species. *Ambio*, *49*(10),

1601–1611. <https://doi.org/10.1007/s13280-019-01306-7>

- Yaacob, J. S., Saleh, A., Elias, H., Abdullah, S., Mahmad, N., & Mohamed, N. (2014). In vitro regeneration and acclimatization protocols of selected ornamental plants (agapanthus praecox, justicia betonica and celosia cristata). *Sains Malaysiana*, 43(5), 715–722.
- Yam, T. W., & Arditti, J. (2009). History of orchid propagation: A mirror of the history of biotechnology. *Plant Biotechnology Reports*, 3(1), 1–56. <https://doi.org/10.1007/s11816-008-0066-3>
- Yam, T. W., & Arditti, J. (2017). Micropropagation of Orchids. In *Micropropagation of Orchids*. <https://doi.org/10.1002/9781119187080>
- Yam, T. W., & Arditti, J. (2018a). *Orchid Micropropagation: An Overview of Approaches and Methodologies*. 151–178. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-7771-0_7
- Yam, T. W., & Arditti, J. (2018b). *Orchid Micropropagation: An Overview of Approaches and Methodologies BT - Orchid Propagation: From Laboratories to Greenhouses—Methods and Protocols* (Y.-I. Lee & E. C.-T. Yeung (eds.); pp. 151–178). Springer New York. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-7771-0_7
- Yeon, J., Neil, S., Byoung, S. M., Jeong, R., Cupertino, O., Bay, H., & Among, I. E. (2011). Efficiency of shoot regeneration from leaf , stem , petiole and petal explants of six cultivars of *Chrysanthemum morifolium*. *Plant Cell Tiss Organ Cult*, 107, 295–304. <https://doi.org/10.1007/s11240-011-9980-0>
- Yépez, M. R. (2017). Cobro de regalías por la venta de variedad de rosas, utilizada en la producción y comercialización de este producto. *Superintendencial de Control Del Poder de Mercado*, 1–45.
- Yerjanovich, Y. B., & Mamadiyoroglu, A. A. (2021). *European Journal of Innovation in Nonformal Education European Journal of Innovation in Nonformal Education (EJINE) Principles of Using Ornamental Plants in the Interior*. 1(2), 79–81.
- Yescas Arreola, E., Campos Ángeles, G. V, Enríquez del Valle, J. R., Velasco Velasco, V. A., Rodríguez Ortiz, G., & Ruiz Luna, J. (2016). Acclimation of *Agave americana* var. *Oaxacensis* obtained in vitro. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 7(4), 911–922.

- Yesmin, S., Hashem, A., Khatun, M., Nasrin, S., Tanny, T., & Islam, M. (2016). In vitro clonal propagation of BARI Ada-1 (*Zingiber officinale* Rosc.). *Jahangirnagar University Journal of Biological Sciences*, 4(2), 53–57.
<https://doi.org/10.3329/jujbs.v4i2.27796>
- Yusnita, S., Sismanto, & Hapsore, D. (2010). In Vitro PROPAGATION OF Anthurium plowmanii cv. WAVE OF LOVE AND PLANTLET ACCLIMATIZATION. *Department of Agronomy, Faculty of Agriculture*, 2(Imc), 2004–2005.
- Zhang, S., Yang, Y., Li, J., Qin, J., Zhang, W., Huang, W., & Hu, H. (2018). Physiological diversity of orchids. *Plant Diversity*, 40(4), 196–208.
<https://doi.org/10.1016/j.pld.2018.06.003>
- Zhang, W., Huang, W., & Zhang, S. B. (2017). The study of a determinate growth orchid highlights the role of new leaf production in photosynthetic light acclimation. *Plant Ecology*, 218(8), 997–1008. <https://doi.org/10.1007/s11258-017-0747-5>
- Zumkeller Sabonaro, D., Galbiatti, J. A., de paula, R. C., & Soto Gonzales, J. L. (2009). Producción de plantas de *Tabebuia heptaphylla* en diferentes sustratos y niveles de irrigación, en condiciones de invernadero. *Bosque*, 30(1), 27–35.
<https://doi.org/10.4067/s0717-92002009000100005>

ANEXOS

Comparaciones ortogonales de la preaclimatación de las plantas en estudio con los 5 tratamientos T1 (Turba y Vermiculita 2:1), T2 (Turba, Vermiculita y Aserrín 2:1:1), T3 (Fibra de coco y Perlita 4:1), T4 (Fibra de coco y Carbón vegetal 4:1) y T5 (Cascarilla de arroz y Perlita).

Anexo 1. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal A. glumacea del parámetro de porcentaje de mortalidad.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
T1	0.00	16	0.00	A
T 2	0.00	16	0.00	A
T 3	0.00	16	0.00	A
T 4	0.65	15	0.00	A
T 5	1.25	14	0.04	A

Anexo 2. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal Anthurium.sp del parámetro de porcentaje de mortalidad.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
T1	0.00	16	0.00	A
T 2	0.00	16	0.00	A
T 3	0.00	16	0.00	A
T 4	0.00	16	0.00	A
T 5	0.65	15	0.02	A

Anexo 3. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal D. japónica del parámetro de porcentaje de mortalidad.

Sustrato	Medias	n	E.E.		
T1	0.83	16	0.10	A	
T 2	1.01	16	0.11		B
T 3	1.15	16	0.11		B
T 4	1.28	13	0.11		B C
T 5	1.44	15	0.12		C

Anexo 4. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *A. glumacea* del parámetro de longitud de planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.		
T 2	0.85	16	0.23	A	
T 5	1.18	14	0.25	A	B
T 4	1.47	15	0.24	A	B
T 1	1.86	16	0.23		B
T 3	1.88	16	0.23		B

Anexo 5. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *Anthurium.sp* del parámetro de longitud de planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.			
T 1	2,82	16	0,27	A		
T 2	3,42	16	0,27	A	B	
T 5	3,59	15	0,27	A	B	
T 3	4,03	16	0,27		B	C
T 4	4,84	16	0,27			C

Anexo 6. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *D. japónica* del parámetro de longitud de planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.		
T 5	4,00	3	3,57	A	
T 4	4,36	7	2,34	A	
T 3	5,33	9	2,06	A	
T 2	5,89	9	2,06	A	
T 1	19,93	7	2,34		B

Anexo 7. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *A. glumacea* del parámetro de ancho de hoja.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
T 1	0,36	16	0,05	A
T 2	0,38	16	0,06	A
T 5	0,40	14	0,05	A
T 4	0,41	15	0,06	A
T 3	0,42	16	0,05	A

Anexo 8. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *Anthurium.sp* del parámetro de ancho de hoja.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
T 2	0,38	16	0,04	A
T 5	0,38	15	0,04	A
T 1	0,45	16	0,04	A
T 3	0,46	16	0,04	A
T 4	0,51	16	0,05	A

Anexo 9. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *D. japónica* del parámetro de ancho de hoja.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
T 2	0,00	9	0,07	A
T 5	0,04	3	0,02	A
T 3	0,05	9	0,04	A
T 4	0,06	7	0,02	A
T 1	0,15	1	0,03	A

Anexo 10. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *A. glumacea* del parámetro de promedio foliar.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
T 5	0,30	14	0,36	A
T 1	0,33	16	0,59	A
T 2	0,76	16	0,34	A
T 4	0,91	15	0,31	A
T 3	1,33	16	0,33	A

Anexo 11. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *Anthurium.sp* del parámetro de promedio foliar.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
T 5	0,65	15	0,32	A
T 2	0,73	16	0,34	A
T 1	0,89	16	0,29	A
T 4	0,91	16	0,26	A
T 3	2,38	16	0,26	B

Anexo 12. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal D. japónica del parámetro de ancho de planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
T 4	0,00	7	0,07	A
T 3	0,04	9	0,02	A
T 5	0,05	3	0,04	A
T 2	0,06	9	0,02	A
T 1	0,15	1	0,03	A

Anexo 13. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal A. glumacea del parámetro de peso fresco de la planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.			
T 5	109,09	14	11,56	A		
T 4	115,93	15	10,76	A	B	
T 2	152,93	16	10,42		B	C
T 1	166,20	16	10,42		B	C
T 3	171,01	16	10,42			C

Anexo 14. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal Anthurium sp. del parámetro de peso fresco de la planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.		
T 1	102,22	16	11,37	A	
T 5	112,02	15	11,75	A	B
T 3	124,45	16	11,37	A	B
T 2	133,17	16	11,37	A	B
T 4	148,65	16	11,75		B

Anexo 15. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal D. japónica del parámetro de peso fresco de la planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.			
T 5	46,95	3	25,96	A		
T 2	82,22	9	14,99	A	B	
T 4	114,40	7	16,99	A	B	
T 3	124,62	9	14,99		B	
T 1	138,67	7	16,99			C

Comparaciones ortogonales de la aclimatación en invernadero de las plantas en estudio con los 3 tratamientos: V1 (Luz roja), V2 (Luz azul) y C (Luz blanca).

Anexo 16. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *A. glumacea* del parámetro de longitud de la planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.		
V2	0,47	12	0,27	A	
C	1,02	12	0,27	A	B
V1	1,66	12	0,27		B

Anexo 17. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *Anthurium.sp* del parámetro de longitud de planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.		
V2	0,22	12	0,19	A	
C	0,66	12	0,18	A	B
V1	1,03	12	0,20		B

Anexo 18. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *D. japónica* del parámetro de longitud de planta.

Sustrato	Medias	n	E.E.		
C	0,55	11	0,27	A	
V1	1,03	7	0,34	A	B
V2	1,71	8	0,32		B

Anexo 19. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *A. glumacea* del parámetro de ancho de hoja.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
V2	0,07	12	0,03	A
C	0,12	12	0,03	A
V1	0,13	12	0,03	A

Anexo 20. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *Anthurium.sp* del parámetro de ancho de hoja.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
V2	0,03	12	0,03	A
C	0,08	12	0,03	A
V1	0,10	12	0,03	A

Anexo 21. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *D. japónica* del parámetro de ancho de hoja.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
V1	0,16	6	0,05	A
C	0,17	8	0,05	A
V2	0,18	8	0,05	A

Anexo 22. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *A. glumacea* del parámetro de peso fresco.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
V2	0,89	12	0,12	A
C	1,06	12	0,12	A
V1	1,53	12	0,12	B

Anexo 23. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *A. glumacea* del parámetro de peso seco.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
V2	8,55	12	1,15	A
C	10,08	12	1,15	A B
V1	13,58	12	1,15	B

Anexo 24. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *A. glumacea* del parámetro de peso fresco.

Sustrato	Medias	n	E.E.	
V2	0,93	12	0,26	A
C	1,10	12	0,25	A B
V1	1,99	12	0,27	B

Anexo 25. Resultados de la prueba de Tukey para la especie vegetal *D. japónica* del parámetro de peso fresco.

Sustrato	Medias	n	E.E.		
C	9,90	9	1,52	A	
V1	11,78	6	1,75	A	B
V2	12,74	8	1,52		B

Anexo 26. Manual de aclimatación de *Anthurium* sp., *Ada glumacea* y *drosera japónica* cultivadas *in vitro*.



Manual de aclimatación de
Anthurium sp., Ada
glumaceae y Drosera japonica
cultivadas in vitro

ISMAEL GUERRA

IBARRA

2024

PRESENTACIÓN

Presentación a estudiantes, tesistas y profesores:

Este Manual está diseñado como material didáctico de laboratorio y proporciona a los estudiantes pautas sobre las técnicas de *micropropagacion in vitro* y aclimatación de plantas ornamentales principalmente de *Anthurium sp.*, *A. glumacea* y *D. japonica*. Los protocolos descritos en el manual han sido probados por el estudiante Ismael Guerra de la carrera de biotecnología, durante el desarrollo del proyecto de investigación: "Aclimatación de *Anthurium sp.*, *A. glumacea* y *D. japonica* cultivadas *in vitro*."

La estructura del manual incluye los siguientes apartados: introducción, conceptos claves, protocolos con ilustraciones que detallan los pasos a seguir para realizar cada ensayo, glosario y referencias bibliográficas.

Les invitamos a consultar este manual y realizar los experimentos propuestos para adquirir los conocimientos y habilidades de trabajo que se requiere de los profesionales capacitados en las diferentes aplicaciones de la biotecnología.

CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN.....	78
2. OBJETIVO	79
3. JUSTIFICACIÓN	79
4. Plantas ornamentales.....	79
4.1. <i>Anthurium sp</i>	80
4.2. <i>Ada glumacea</i>	80
4.3. <i>Drosera japónica</i>	81
5. Esterilización de materiales.....	81
5.1. <i>Esterilización con calor húmedo</i>	82
5.1.1. Esterilización material de vidrio	82
5.1.2. Esterilización de medios de cultivo	82
5.2. <i>Esterilización por radiación ultravioleta (UV)</i>	83
6. Preparación de medios de cultivo.....	84
6.1. <i>Medio Murashige & skoog</i>	84
6.1.1. MS (<i>Anthurium sp. A. glumacea</i> y <i>D.japonica.</i>).....	84
7. Técnicas de resiembra	86
7.1. <i>Resiembra de Anthurium sp. A. glumacea</i> y <i>D.japonica.</i>	86
8. Etapas de aclimatación	88
8.1. <i>Preaclimatación</i>	89
8.1.1. Preparación de sustrato.....	89
8.1.2. Resiembra	90
8.2. <i>Aclimatación en invernadero</i>	91
8.2.1. Resiembra	91
8.3. <i>Aclimatación al aire libre</i>	93
9. Bibliografía.....	94

1. INTRODUCCIÓN

El presente manual contiene metodologías para la aclimatación de plantas ornamentales cultivadas *in vitro*. Las técnicas propuestas serán de gran utilidad para la producción local de diferentes especies de interés comercial, tales como: *Anthurium sp.*, *Ada glumaceae* y *D. japónica*. Además, es importante la difusión del conocimiento respecto a la propagación de plantas para promover la conservación de estos recursos. Puesto que, la pérdida de estos recursos vegetales no sólo en nuestro país sino a escala mundial ha aumentado en los últimos años (Corporación Financiera Nacional, 2021).

Uno de los enfoques de la biotecnología en este campo es el mejoramiento de la calidad de los productos, la disminución de costos de producción y aumentar el abastecimiento de plantas ornamentales (Vences et al., 2009). La investigación promueve innovación en la utilización recursos para obtener una mejor adaptación al aire libre como planta en maceta y disminuir el costo de producción (Yusnita et al., 2010).

La aclimatación es una etapa fundamental en un sistema de micropropagación porque dependen de ella la eficiencia del proceso y la calidad final de las plantas producidas *in vitro*. Estas plantas en comparación con las cultivadas tradicionalmente presentan un comportamiento diferente en condiciones *in vitro* y en el campo (de Malajovich, 2012). Debido a que sufren cambios morfológicos y fisiológicos que ocasionan una pérdida importante de plantas en el momento de trasplante. Por esta razón, es necesaria la aplicación de técnicas de adaptación al pasar de las condiciones *in vitro* a *ex vitro* (Valle et al., 2022).

La aclimatación permitirá que la planta alcance un crecimiento autótrofo en ambientes de menor humedad relativa, con más luz y sustratos sépticos (Ferrante et al., 2015). La eficiencia del proceso de adaptación depende, entre otros factores, de la elección del sustrato y de la obtención de una relación adecuada entre los componentes de la mezcla, que asegure una buena supervivencia (Grigoriadou et al., 2019).

Esta obra constituye una visión integral de los múltiples factores que son necesarios considerar para lograr una propagación exitosa de las plantas ornamentales.

2. OBJETIVO

Presentar protocolo sobre aclimatación de las especies vegetales *Anthurium sp.*, *A. glumaceae* y *D. japónica*, cultivadas *in vitro*.

3. JUSTIFICACIÓN

Las orquídeas y anturios y plantas carnívoras son plantas ornamentales de gran valor económico, muy demandadas tanto a nivel nacional como internacional debido a su atractivo estético y su diversidad de formas y colores. La producción masiva de estas plantas mediante técnicas *in vitro* permite obtener individuos de alta calidad genética y sanitaria, esenciales para satisfacer la demanda del mercado. Sin embargo, sin una adecuada aclimatación, las plantas no podrían adaptarse a las condiciones *ex vitro*, lo que resultaría en una pérdida económica significativa para los productores y comerciantes. (Ferrante et al., 2015; Grigoriadou et al., 2019)

La aclimatación adecuada aumenta significativamente la tasa de supervivencia de las plantas cultivadas *in vitro*. Las plantas que no pasan por un proceso de aclimatación tienden a experimentar altos niveles de estrés, lo que conlleva una mayor mortalidad debido a su baja resistencia para manejar los cambios bruscos de condiciones ambientales. Por tanto, la aclimatación no solo mejora la supervivencia inmediata, sino que también contribuye a un desarrollo más saludable y vigoroso de las plantas en el largo plazo. (Grigoriadou et al., 2019).

El manual promueve la utilización de sustratos de fácil disponibilidad y accesibilidad en la región. Además, incentiva a una aclimatación progresiva basada en varias fases para aumentar el porcentaje de supervivencia de las especies en estudio *Anthurium sp.*, *D. japonica* y *A. glumacea*.

4. PLANTAS ORNAMENTALES

Las plantas ornamentales son plantas que se cultivan y comercializan con fines decorativos. Esto se debe a que poseen características estéticas que son atractivas para su consumo, tales como: variedad de colores y formas de sus flores, variedad de fragancia, diversidad de sus tallos y por la abundancia o permanencia del follaje (Yerjanovich y Mamadiyoroglu, 2021). Por su amplia diversidad las plantas ornamentales son destinadas a decorar diferentes espacios, como jardines y diseños paisajísticos (J. Chen, 2017).

4.1. *Anthurium* sp.

Las plantas ornamentales del género *Anthurium* pertenecen a la familia de las Aráceas y comprende 1500 especies tropicales. Son plantas perennes de crecimiento lento que requieren condiciones de sombra y humedad, como en las selvas tropicales (Thokchom y Maitra, 2017). Se denominan tradicionalmente como anturios. En Ecuador podemos encontrar alrededor de 430 especies en la parte noreste entre los 400 y 1800m de altitud (Teixeira et al., 2015).

La especie *Anthurium* sp. se caracteriza por la belleza y durabilidad de sus flores, pero su propagación tradicional es lenta desde la germinación hasta la floración. Este proceso es influenciado por la variación genética y la baja tasa anual de obtención de hijuelos que es aproximadamente de 3 a 4 por año. Por lo cual, durante estos últimos años el cultivo de tejidos vegetales *in vitro* ha sido utilizado para aumentar la producción de plantas (López et al., 2013).

4.2. *Ada glumacea*

Es una especie que pertenece al género *Ada*, denominada tradicionalmente como orquídea. Se cultiva principalmente como planta ornamental y también se aprecia como flor cortada, no solo por su belleza exótica sino también por su larga vida útil (Zhang et al., 2018). Aunque, las orquídeas se cultivan principalmente como plantas ornamentales algunas se emplean como hierbas medicinales y alimentos en algunas culturas y tribus (Chugh et al., 2009).

Son uno de los grupos taxonómicos más amenazados del mundo, la conservación exitosa de estas plantas en la naturaleza suele ser difícil y requiere del aporte de una variedad de disciplinas de investigación (Wraith et al., 2020). Durante los últimos cincuenta años se estudia las técnicas de micropropagación de orquídeas para su propagación a gran escala y conservación *ex situ* (Pant et al., 2018).

4.3. *Drosera japonica*

Esta especie pertenece al género *Drosera*, es uno de los géneros más numerosos de plantas carnívoras, incluye aproximadamente 194 especies. Las plantas de este género tienen hojas con tentáculos que se observan como pelos (Pavlovič y Saganová, 2015). Estas estructuras de la planta producen unas gotas brillantes y pegajosas que utilizan para capturar a sus presas. Estas gotas son una sustancia viscosa denominada mucílago. El mucílago contiene propiedades nutritivas y atrae a los insectos (Egan y van der Kooy, 2013). Cuando los insectos son capturados secretan enzimas para digerir al insecto y liberar sus nutrientes, los cuales son capturados por la planta través de la superficie de la hoja (Blondeau, 2020).

Este tipo de plantas han sido durante mucho tiempo objeto de interés popular. Debido a las diversas formas y tamaños de sus hojas, así como, sus hermosas flores. Estos rasgos hacen de estas plantas materiales ornamentales de un alto potencial comercial (Caldeira et al., 2021). La propagación de *D. japonica* en los últimos tiempos se ha realizado extensamente mediante micropropagación. Esta técnica de cultivo se realiza principalmente por explantes de la plántulas germinadas (Momin et al., 2018).

5. ESTERILIZACIÓN DE MATERIALES

La esterilización del material de laboratorio es un proceso que permite eliminar o inactivar los microorganismos presentes en un objeto o sustancia para prevenir la contaminación. En este proceso se realiza mediante métodos físicos y métodos químicos (Pérez & Mañús, 2023). Los cuales son utilizados en: la esterilización de equipos, el acondicionamiento del material (vidrio, plástico y metal) que va a ser utilizado y la preparación de medios de cultivo. La selección del método a aplicar depende del tipo de material a esterilizar (Fraise et al., 2013).

Los métodos que se utiliza con mayor frecuencia en el laboratorio son por medio de agentes físicos como calor seco o húmedo y radiación UV (Negroni, 2009). Para asegurar el éxito de un proceso de esterilización es necesario considerar la desinfección y limpieza previa de los materiales. A través de un proceso mecánico se elimina, por arrastre, la suciedad visible y la materia orgánica de un objeto o superficie, reduciendo el número de microorganismos y protegiendo los instrumentos contra la corrosión y el

desgaste. La buena práctica de las técnicas de esterilización disminuirá riesgos de contaminación y pérdida de material causado por deformación, fisuras y derrames.

5.1. ESTERILIZACIÓN CON CALOR HÚMEDO

El calor húmedo destruye a los microorganismos por desnaturalización de las proteínas. Es utilizado para esterilizar medios de cultivo, soluciones termoestables, materiales de vidrio (ORGANIZACIÓN MUNDIAL DE LA SALUD, 2019). Es importante que los objetos estén limpios, dado que el vapor no puede penetrar en la suciedad.

Este método se lleva a cabo en equipos diseñados para trabajar con vapor de agua a alta presión y temperatura. La autoclave es un equipo de paredes metálicas resistentes con cierre hermético lo que permite generar vapor de agua y una presión interna superior a la atmosférica, con el fin de que el vapor de agua alcance una temperatura de 121 °C (Morein, Kumars, & Dunders, 2020).

5.1.1. ESTERILIZACIÓN DE MEDIOS DE CULTIVO

En el laboratorio el vapor húmedo se utiliza para esterilizar medios de cultivo, previamente preparados y descontaminar medios de cultivo o muestras utilizados (Figura 1).

PROCEDIMIENTO

1. Revisar si los frascos o materiales con tapa rosca no se encuentren cerrados completamente. Para evitar derrames y pérdida de material.
2. Pegar fragmentos de cinta termosensible para identificar el material listo para esterilizar.
3. Colocar el medio de cultivo preparado dentro del autoclave y operar el equipo de acuerdo con las condiciones establecidas en el laboratorio.
4. Inspeccionar si el proceso de esterilización fue el correcto con ayuda de las cintas termosensibles al observar si las líneas marcadas cambiaron de color. Esto es un indicador de que el ciclo de esterilización fue exitoso.

- Retirar el material de la autoclave con ayuda de guantes térmicos.

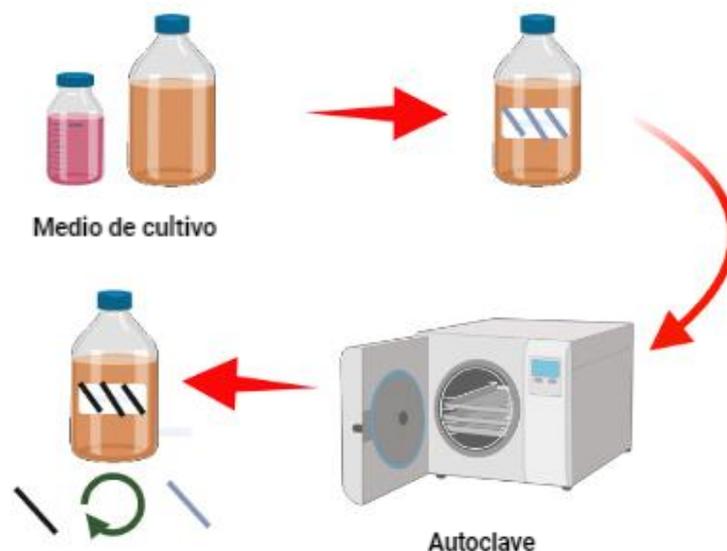


Figura 1. Proceso de esterilización de medios de cultivo preparados.

5.2. ESTERILIZACIÓN POR RADIACIÓN ULTRAVIOLETA (UV)

Las ondas UV tienen suficiente energía para causar roturas en el ADN, produciendo la muerte del organismo expuesto (Santamaría, Comba, & Pérez, 2015). Es un método muy efectivo puesto que puede ajustarse a la necesidad del usuario, debido a que se controla la dosis de irradiación o el tiempo de exposición. Sin embargo, su grado de penetración en el aire es muy limitada (Katara et al., 2008). Se utiliza para la esterilización de materiales termolábiles que no puede ser autoclavados y como complemento de las técnicas de esterilización anteriormente citados. Este tipo de esterilización se realiza antes y después de la práctica (Figura 2).

PROCEDIMIENTO

- Ubicar el material a esterilizar bajo la luz UV.
- Dejar el material por 30 minutos en radiación.
- Apagar la fuente de luz UV y empezar con la práctica.
- Retirar el material después de la práctica y limpiar el área de trabajo.
- Dejar encendida la luz UV por 30 minutos-

Nota: No se debe trabajar con luz ultravioleta, puede causar fuertes afecciones por la peligrosidad a la exposición de la radiación.

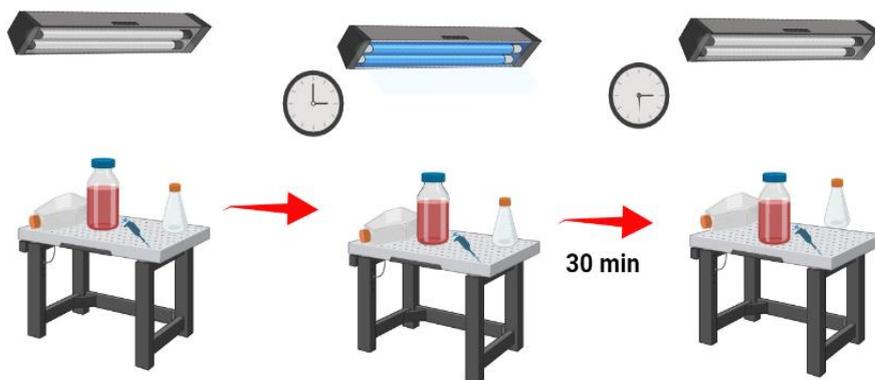


Figura 2. Proceso de esterilización mediante radiación UV.

6. PREPARACIÓN DE MEDIOS DE CULTIVO

Uno de los factores más importantes en el enraizamiento es el tipo de medio de cultivo a utilizar. El medio debe estar compuesto por sales basales y nutrientes esenciales que las plantas necesitan para su crecimiento y desarrollo adecuado (Bidarigh & Azarpour, 2013).

La formación de raíces adventicias es el aspecto crucial en la propagación clonal de especies vegetales a partir de propagación *in vitro*. En horticultura el enraizamiento promueve la aclimatación y el mejoramiento de la calidad de las plantas (Sha Valli Khan et al., 1999).

6.1. MEDIO MURASHIGE & SKOOG

Este medio contiene una formulación básica que sirve como fuente de nutrientes a gran variedad de plantas, debido a que posee una alta cantidad de sales minerales, nutrientes.

6.1.1. MS (*Anthurium* sp., *A. glumacea* y *D. japonica*)

PROCEDIMIENTO

1. Desinfectar el material de cristal (probetas, frascos, vasos de precipitación y pipetas, por medio de lavado con agua destilada y autoclave a 121°C.
2. Pesar los componentes del medio Murashige & Skoog de enraizamiento e

incorporarlo a un vaso de precipitado de 1000ml y aforar (Tabla 1).

Tabla 1.

Murashige & Skoog para *Anthurium* sp.

	<i>Anthurium sp</i>	<i>A. glumacea</i>	<i>D. japonica</i>
Sales minerales		Cantidad	
Nitratos	10 MI	10 mL	5 MI
Sulfatos	10 MI	10 mL	5 mL
Haloides	10 MI	10 mL	5 mL
P,BO y MO	10 MI	10 mL	5 mL
FE,EDTA, Acido	10 MI	10 mL	5 mL
Tetracetico Etilen			
Diamina			
Vitaminas	10 MI	10 mL	5 mL
Hormonas de enraizamiento		Cantidad	
ANA	0.4 MI	0.4 mL	0.4 mL
BAP	0.2 MI	0.2 mL	0.2 mL

3. Pesar y añadir los carbohidratos en forma de sacarosa 25 g /L y añadir 1 g/L de carbón activado para *Anthurium* sp.,20 g/L de sacarosa para *A. glumacea* y *D. japónica*.
4. Ajustar el pH a 5,7.
5. Adicionar 3g/l de Gelzan
6. Calentar y agitar constantemente hasta que hierva para evitarque se formen grumos.
7. Dispensar 20ml de medio de cultivo en frascos de vidrio de 200ml y tapar.
8. Esterilizar en la autoclave el medio durante 20 minutos a 121C

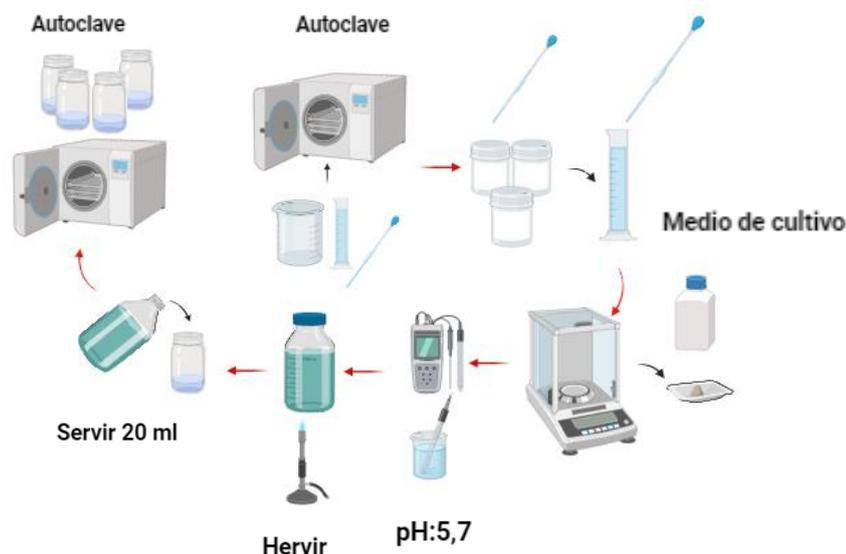


Figura 4. Proceso de preparación de medio de cultivo para *Anthurium* sp., *Adaglumacea* y *D. japónica*

7. TÉCNICAS DE RESIEMBRA

Las resiembres en las fases de cultivo in vitro se realizan cuando se va a cambiar de etapa de multiplicación a enraizamiento debido a que cambian los componentes del medio de cultivo o cuando el medio de cultivo se termina o contamina con bacterias para evitar que la planta se contamine o muera (Figura 5). (Yesmin et al., 2016).

7.1. RESIEMBRA DE *Anthurium* sp., *A. glumacea* y *D. japónica*.

PROCEDIMIENTO

1. Desinfectar material de laboratorio (pinzas, cajas Petri y mangos de bisturí).
2. Esterilizar los medios de cultivo mediante luz UV 20 minutos.
3. Realizar la resiembra en la cabina de flujo laminar para evitar contaminaciones, se extrae el explante del frasco con la ayuda de pinzas y se realiza cortes para obtener explantes más pequeños y obtener mayor número de plantas, estos cortes se realizan en diferentes zonas según la especie (Tabla 2).

Tabla 2.

Cortes de *Anthurium sp*, *A. glumacea* y *D.japonica* para la resiembra en medio de enraizamiento.

Especie Vegetal	Explante	Descripción
<i>.Anthurium sp.</i>		Se cortó explantes desde la yema axilar, con un tamaño de 2 cm a 3 cm.
<i>A. glumaceae</i>		Se cortó explantes desde los nodos apicales con un tamaño de 3 cm a 5 cm.
<i>D. japónica</i>		Se cortó explantes desde la raíz de la planta.

4. Sembrar los explantes en los nuevos medios de cultivo y tapar para evitar contaminación.

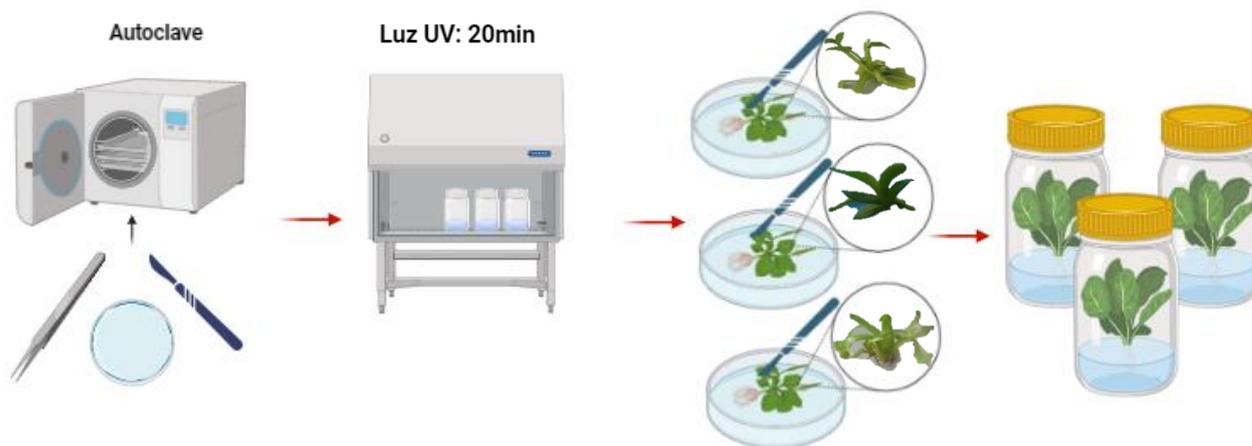


Figura 5. Resiembra de *Anthurium sp*, *A. glumacea* y *D.japonica*

NOTA: Los explantes deben permanecer en un cuarto de crecimiento a una temperatura de 25°C y un fotoperiodo de 16h de luz y 8 de oscuridad.

8. ETAPAS DE ACLIMATACIÓN

La aclimatación es la adaptación de las plantas cultivadas *in vitro* en etapa de enraizamiento en condiciones controladas a condiciones ambientales y en sustrato. Esta etapa es la más importante de la micropropagación debido a que de esta depende la eficiencia del proceso y la calidad final de las plantas producidas *in vitro* (Chandra et al., 2010).

Las condiciones controladas en el cultivo *in vitro* disminuyen la posibilidad de que la planta se adapte y sobreviva al ser transferida directamente al campo. Por lo cual, es necesaria realizar una aclimatación progresiva de las condiciones de laboratorio a las de campo (Mazzeo et al., 2014). Existen diferencias significativas entre plantas que crecieron en condiciones de laboratorio *in vitro* y en condiciones naturales *in vivo* (Tabla 3).

Tabla 3.

Características de plantas en condiciones in vitro e in vivo.

<i>In vitro</i>	<i>In vivo</i>
No fotosíntesis	Fotosíntesis
Condiciones controladas	Condiciones no controladas
Condiciones Asépticas	Exposición a patógenos y gérmenes ambientales
Alta humedad relativa	Humedad variable
No función de estomas	Función de estomas
Ausencia de pelos radiculares y de cera en la cutícula	Presencia de pelos radiculares y de cera en la cutícula

Nota * *Adaptado de Propagación de plantas por cultivo in vitro: una biotecnología que nos acompaña hace mucho tiempo, por Castillo, 2010.*

La aclimatación depende del correcto manejo de condiciones de crecimiento como: la temperatura, la humedad, los nutrientes, la luz y patógenos a los que está expuesta la planta (Barsanti y Lallana, 2013). Para obtener mayor éxito en esta etapa se escoge plántulas de buena calidad, se elige el sustrato que cumpla con los requerimientos necesarios y se implementa la utilización de fungicidas preventivos, debido a que la planta debe pasar de una condición heterótrofa a una autótrofa (Yaacob et al., 2014). La aclimatación se divide en tres fases, las cuales son: preaclimatación, aclimatación en invernadero y aclimatación al aire libre.

8.1.PREACLIMATACIÓN

Se realiza en los primeros 21 días después de la siembra. Consiste en reducir la humedad relativa y lograr la adaptación a la humedad del ambiente (Jain et al. , 2013; Sánchez et al. (2012).

8.1.1. PREPARACIÓN DE SUSTRATO

El sustrato es el material sobre el cual la planta crece, florece y desarrollará sus raíces. Un buen sustrato debe ayudar a retener la humedad, proveer de buena ventilación a las raíces y ser inerte (Montes, 2016). Los sustratos pueden ser líquidos o sólidos mientras cumplan con la proporción 1:1 en la capacidad de retener agua y aire (Tabla 4),(Ortega y Salgado, 2011).

Tabla 4.

Sustratos de *Anthurium sp*, *A. glumacea* y *D.japonica* según sus condiciones ambientales.

Especie	Descripción	Sustrato
<i>Anthurium.sp</i>	Las plantas ornamentales del género <i>Anthurium</i> pertenecen a la familia de las Aráceas y comprende 1500 especies tropicales. Son plantas perennes de crecimiento lento que requieren condiciones de sombra y humedad, como en las selvas tropicales (Thokchom y Maitra, 2017)	Fibra de coco y carbón vegetal, proporción (4:1) v/v
<i>A. glumacea</i>	Crece en suelos ricos en materia orgánica y humus, como los que se encuentran en bosques tropicales húmedos, una de sus características es que pueden ser plantas epifitas (Tinoammini et al., 2024).	Fibra de coco y perlita, proporción (4:1) v/v
<i>D. japonica</i>	Se adaptan a suelos pobres en nutrientes y con un pH ácido entre 4.5 y 6.5. Estos suelos son típicos de turberas, brezales, dunas de arena y áreas rocosas con poca vegetación. En Ecuador se pueden encontrar en los páramos de las regiones andinas, en bosques de niebla característicos por su humedad y neblina constante, zonas costeras cercanas a manglares o áreas pantanosas y zonas montañosas (Singh y Bajwa, 2017).	Turba y vermiculita, proporción (2:1) v/v.

PROCEDIMIENTO

1. Se seleccionan los sustratos dependiendo las características de cada planta y manteniendo una proporción 1:1 en v/v de materiales que mantienen la humedad y permiten la aeración de las raíces.
2. Se prepara los sustratos que estará compuestos de turba y vermiculita para *D. japonica*, fibra de coco y carbón vegetal para *Anthurium.sp.* y fibra de coco y perlita para *A. glumacea*, se esteriliza y seca en una estufa a 80°C por 4 horas.
3. Se depositará 130 g de cada uno de los sustratos correspondientes en macetas de plástico de 10 cm x 10 cm.

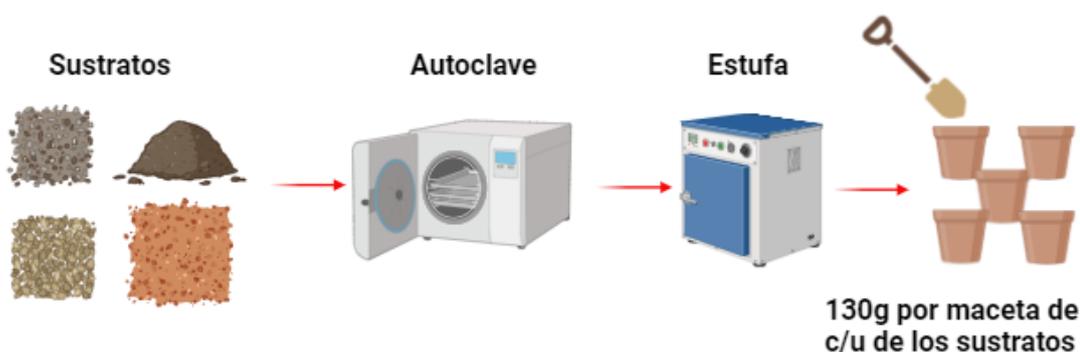


Figura 6. Esterilización de sustratos de *Anthurium sp.* *A. glumacea* y *D.japonica*

8.1.2. RESIEMBRA

PROCEDIMIENTO

1. Se seleccionará el material vegetal, se escogerán las plantas que se encuentren sanas, sin malformaciones, con buena masa radicular, tallo endurecido, sin contaminaciones y con una altura aproximada de 6cm a 8 cm, que se encuentren en medo de cultivo de enraizamiento mínimo 45 días.
2. Se extrae las plántulas de los recipientes con una pinza, ocasionando el menor daño posible a la plántula.
3. Se lavará el material vegetal con agua destilada con el objetivo de eliminar el medio de cultivo presente en sus raíces. También se sumergirá su raíz en una solución fungicida Kasugamicina 20g/L con una concentración de 1mL/L por 3 minutos.

4. Se sumergió en una solución de fertilizante 20NPK con una concentración de 25 mL/ L por 1 minuto.
5. Se concluyó el proceso con el trasplante de la planta al nuevo sustrato previamente preparado.
6. La primera semana del tratamiento se mantendrá tapada la planta con un vaso de 1L transparente, la segunda semana se realizarán agujeros en el vaso y la tercera semana se destapará la planta.
7. Las plantas se regarán con 20ml de agua cada 3 días.

NOTA: Las plantas deben permanecer en un cuarto de crecimiento a una temperatura de 25°C y un fotoperiodo de 12h de luz y 12 de oscuridad con una humedad relativa desde la 3 semana de 70%

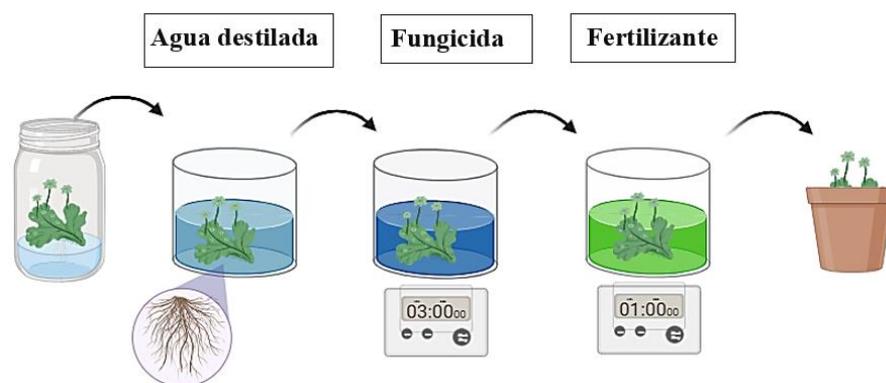


Figura 7. Resiembra en preaclimatación de *Anthurium sp. A. glumacea* y *D.japonica*

8.2. ACLIMATACIÓN EN INVERNADERO

En esta fase inicia la fertilización foliar con productos de nutrición en presentaciones líquidas o granuladas y se utiliza fungicidas, esta etapa puede durar de 4 a 8 semanas (Alvarez 2011; Sánchez et al., 2012).

8.2.1. RESIEMBRA

PROCEDIMIENTO

1. Se seleccionará el material vegetal, se escogerán las plantas que se encuentren sanas, sin malformaciones libres de enfermedades y contaminación.

2. Se prepara los sustratos que estará compuestos de turba y vermiculita para *D. japonica*, fibra de coco y carbón vegetal para *Anthurium.sp.* y fibra de coco y perlita para *A. glumacea*.
3. Se lavará el material vegetal con agua con el objetivo de eliminar el sustrato presente en sus raíces. También se sumergirá su raíz en una solución fungicida Kasugamicina con una concentración de 1mL/L por 3 minutos.
4. Se sumergió en una solución de fertilizante 20NPK con una concentración de 25 mL/ L por 1 minuto.
5. En macetas de 10 cm x 10 cm se introducirá el sustrato y se sembrará 1 plantas por maceta y se introducirán a un invernadero a una temperatura entre los 25°C en el día y 20°C en la noche a una humedad relativa promedio de 70-80%.
6. Se mantendrá un fotoperiodo de 12 h de luz y 12 h de oscuridad con luces rojas para *Anthurium sp.*, *A. gluamaea* y luces azules para *D. japónica*.
7. Se regará las plantas cada día con fertilizante 20NPK a una concentración 25 mL/L cada 3 días.

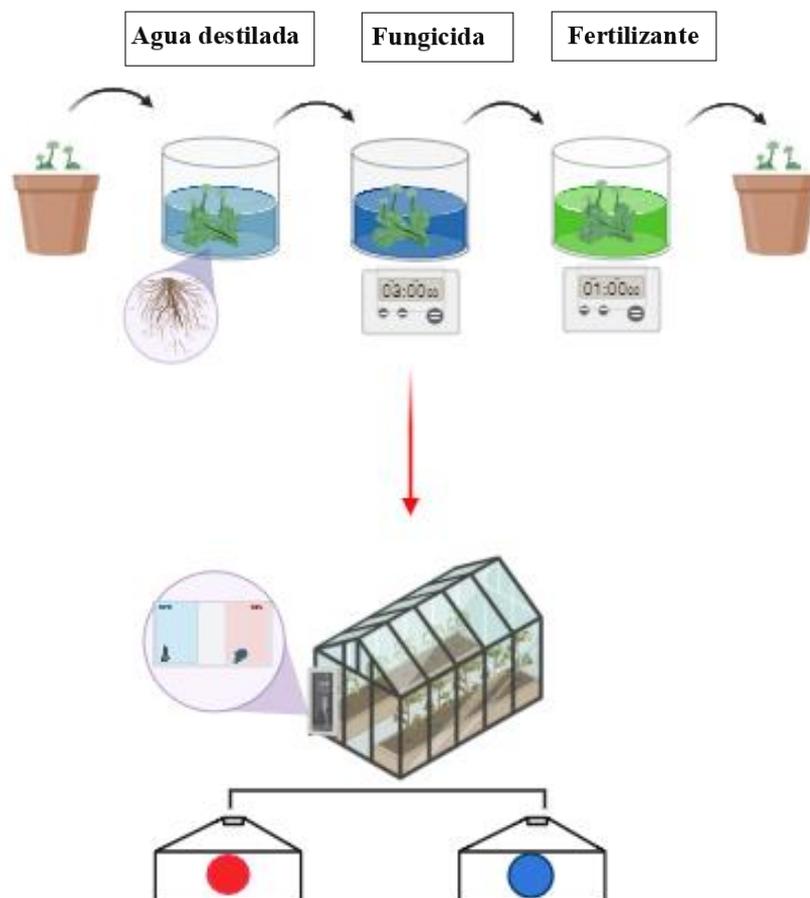


Figura 11. Resiembra en invernadero de *Anthurium sp.* *A. glumacea* y *D.japonica*

8.3. ACLIMATACIÓN AL AIRE LIBRE

Se trasplanta a una maceta, que contiene una mezcla de abono y arena y mantiene con un riego semanal (Benavides y de Guevara, 2020; Sánchez et al., 2012).

PROCEDIMIENTO

1. Se seleccionará el material vegetal se escogerán las plantas que se encuentren sanas, sin malformaciones
2. Se prepara el sustrato que estará compuesto de abono
3. Se mantendrá las plantas con un fotoperiodo de 14h de luz y se regará cada semana con agua y fertilizante.



Figura 12. Resiembra en invernadero de *Anthurium* sp. *A. glumacea* y *D.japonica*

9. Bibliografía

- Adamec, L. (2010). *Ecophysiological Look at Plant Carnivory*. 455–489. https://doi.org/10.1007/978-90-481-9316-5_21
- Adamec, L., Matušíková, I., & Pavlovič, A. (2021). Recent ecophysiological, biochemical and evolutionary insights into plant carnivory. *Annals of Botany*, 128(3), 241–259. <https://doi.org/10.1093/aob/mcab071>
- Alvarez, M. (2011). *Multiplicacion de plantas*. Editorial Albatros.
- Amoo, S. O., Finnie, J. F., & van Staden, J. (2011). The role of meta-topolins in alleviating micropropagation problems. *Plant Growth Regulation*, 63(2), 197–206. <https://doi.org/10.1007/s10725-010-9504-7>
- Anstrong, R. (2014). ACLIMATACIÓN DE PLÁNTULAS DE PIÑÓN (*Jatropha curcas* L.) PROPAGADAS IN VITRO EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL AGRARIA EL PORVENIR JUAN GUERRA. In *UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN*.
- Banaś, K., Aksmann, A., Płachno, B. J., Kapusta, M., Marciniak, P., & Ronowski, R. (2024). Individual architecture and photosynthetic performance of the submerged form of *Drosera intermedia* Hayne. *BMC Plant Biology*, 24(1), 1–17. <https://doi.org/10.1186/s12870-024-05155-9>
- Banaś, K., Ronowski, R., & Marciniak, P. (2023). Effects of Environmental Conditions on the Individual Architectures and Photosynthetic Performances of Three Species in *Drosera*. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(12). <https://doi.org/10.3390/ijms24129823>
- Barceló-Muñoz, A., Barceló-Muñoz, M., & Gago-Calderon, A. (2022). Effect of led lighting on physical environment and microenvironment on in vitro plant growth and morphogenesis: The need to standardize lighting conditions and their description. *Plants*, 11(1). <https://doi.org/10.3390/plants11010060>
- Barsanti, M. V., & Lallana, V. H. (2013). Cultivo in-Vitro Y Aclimatación De Plantas De Un Híbrido Del Género *Cattleya* (Orchidaceae). *XX Jornadas de Jóvenes Investigadores*, 23, 1–6.
- Benavides, M. I. M., & de Guevara, M. Á. L. (2020). *Operaciones básicas en viveros y centros de jardinería*. MF0520. Tutor Formación.
- Bidarigh, S., & Azarpour, E. (2013). Evaluation of the effect of MS medium levels on rooting on micro cuttings of tea (*Camellia sinensis* L.) under in vitro culture condition. *ARPN Journal of Agricultural and Biological Science*, 8(1), 24–28. www.arpnjournals.com
- Billard, C. E., Barsanti, M. V., & Lallana, V. H. (2015). Cultivo in vitro y aclimatación de plantas de *Polystachya concreta* (Orchidaceae). In *Fabicib* (Vol. 18). <https://doi.org/10.14409/fabicib.v18i0.4847>
- Blondeau, G. (2020). *El gran libro de las plantas carnivoras*. De Vecchi, Editorial, S.A.
- Borbély, P., Gasperl, A., Pálmai, T., Ahres, M., Asghar, M. A., Galiba, G., Müller, M., & Kocsy, G. (2022). Light Intensity- and Spectrum-Dependent

- Redox Regulation of Plant Metabolism. *Antioxidants (Basel, Switzerland)*, 11(7). <https://doi.org/10.3390/antiox11071311>
- Caldeira, M. M. M., Jesus, J. V. M. de, Magalhães, H. S., Carvalho, M. A. S. de, Andrade, M. S., & Nunes, C. F. (2021). Tissue culture applied to carnivorous species. *Scientia Agraria Paranaensis*, 312–320. <https://doi.org/10.18188/sap.v19i4.22193>
- Cardoso, J. C. (2019). Silver nitrate enhances in vitro development and quality of shoots of *Anthurium andraeanum*. *Scientia Horticulturae*, 253(September 2018), 358–363. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.04.054>
- Carlile, W. R., Cattivello, C., & Zaccheo, P. (2015). Organic Growing Media: Constituents and Properties. *Vadose Zone Journal*, 14(6), vzj2014.09.0125. <https://doi.org/https://doi.org/10.2136/vzj2014.09.0125>
- Castillo, A. (2010). *Propagación de plantas por cultivo in vitro: una biotecnología que nos acompaña hace mucho tiempo*.
- Ch Momin, K., Dobhal, S., Ch Momin, B., Kalkame Ch Momin, C., Mehra, T., & Gupta, Y. (2018). Status of *Nepenthes khasiana* Hook. f. (Pitcher plant) in Meghalaya: A review. ~ 353 ~ *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 7(3), 353–358.
- Chandra, S., Bandopadhyay, R., Kumar, V., & Chandra, R. (2010). Acclimatization of tissue cultured plantlets: From laboratory to land. *Biotechnology Letters*, 32(9), 1199–1205. <https://doi.org/10.1007/s10529-010-0290-0>
- Chen, J. (2017). Ornamental Plant Research. *Ornamental Plant Research, Chicago Botanic Garden*, 1–2.
- Chen, L., Tarin, M. W. K., Huo, H., Zheng, Y., & Chen, J. (2021a). Photosynthetic Responses of *Anthurium* “Red” under Different Light Conditions. *Plants (Basel, Switzerland)*, 10(5). <https://doi.org/10.3390/plants10050857>
- Chen, M., Chory, J., & Fankhauser, C. (2004). Light signal transduction in higher plants. *Annual Review of Genetics*, 38, 87–117. <https://doi.org/10.1146/annurev.genet.38.072902.092259>
- Chokheli, V. A., Dmitriev, P. A., Rajput, V. D., Bakulin, S. D., Azarov, A. S., Varduni, T. V., Stepanenko, V. V., Tarigholizadeh, S., Singh, R. K., Verma, K. K., & Minkina, T. M. (2020). Recent Development in Micropropagation Techniques for Rare Plant Species. *Plants (Basel, Switzerland)*, 9(12). <https://doi.org/10.3390/plants9121733>
- Chugh, S., Guha, S., & Rao, I. U. (2009). Micropropagation of orchids: A review on the potential of different explants. *Scientia Horticulturae*, 122(4), 507–520. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2009.07.016>
- Clapa, D., Fira, A., & Joshee, N. (2013). An efficient ex vitro rooting and acclimatization method for horticultural plants using float hydroculture. *HortScience*, 48(9), 1159–1167. <https://doi.org/10.21273/hortsci.48.9.1159>
- Copetta, A., Bazzicalupo, M., Cassetti, A., Marchioni, I., Mascarello, C.,

- Cornara, L., Pistelli, L., & Ruffoni, B. (2021). Plant production and leaf anatomy of *Mertensia maritima* (L.) Gray: Comparison of in vitro culture methods to improve acclimatization. *Horticulturae*, 7(5).
<https://doi.org/10.3390/horticulturae7050111>
- Corporación Financiera Nacional. (2021). *Ficha Sectorial*. 1(1), 24.
- Dahik, Maria Victoria, Núñez, A. (2007). ANÁLISIS DE FACTIBILIDAD DEL DESARROLLO DEL CULTIVO DE PROTEAS (planta ornamental) EN EL ECUADOR Y SU COMERCIALIZACIÓN.
- de Malajovich, M. A. M. (2012). *Biología*. Universidad Nacional de Quilmes Editorial.
- Debergh, P. C., & Maene, L. J. (1981). A scheme for commercial propagation of ornamental plants by tissue culture. *Scientia Horticulturae*, 14(4), 335–345.
[https://doi.org/10.1016/0304-4238\(81\)90047-9](https://doi.org/10.1016/0304-4238(81)90047-9)
- Dewir, Y. H., El-Mahrouk, M. E., Murthy, H. N., & Paek, K. Y. (2015). Micropropagation of *Cattleya*: Improved in vitro rooting and acclimatization. *Horticulture Environment and Biotechnology*, 56(1), 89–93.
<https://doi.org/10.1007/s13580-015-0108-z>
- Dutta Gupta, S. (2017). Light emitting diodes for agriculture: Smart lighting. *Light Emitting Diodes for Agriculture: Smart Lighting*, 1–334.
<https://doi.org/10.1007/978-981-10-5807-3>
- Egan, P. A., & van der Kooy, F. (2013). Phytochemistry of the carnivorous sundew genus *Drosera* (Droseraceae) - future perspectives and ethnopharmacological relevance. *Chemistry & Biodiversity*, 10(10), 1774–1790. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201200359>
- Espinosa, L., Eulalia, H., Castillo, C., Guillermo, J., & Garcia, R. (2003). MULTIPLE SHOOT PROLIFERATION AND ACCLIMATION OF 'MIDORI' AND 'KALAPANA' ANTHURIUM (*Anthurium andreanum* L.) CULTURED IN VITRO El anturio (*Anth. Fitotecnia Mexicana*, 26, 301–307).
- Expoflores, C. (2019). Informe Anual de Exportaciones. *Expoflores*, 1–22.
- Fankhauser, C., & Christie, J. M. (2015). Plant phototropic growth. *Current Biology: CB*, 25(9), R384-9. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2015.03.020>
- Ferrante, A., Trivellini, A., Scuderi, D., Romano, D., & Vernieri, P. (2015). Post-production physiology and handling of ornamental potted plants. *Postharvest Biology and Technology*, 100, 99–108.
<https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2014.09.005>
- Fraise, A. P., Maillard, J. Y., & Sattar, S. (2013). *Russell, Hugo and Ayliffe's Principles and Practice of Disinfection, Preservation and Sterilization*. Wiley.
- Ganesh, S., Jawaharlal, M., Rajamani, K., Visalakshi, M., Karthikeyan, S., Ganga, M., Thamaraiselvi, S., & Eevera, T. (2023). INVESTIGATING THE PHYSIOLOGICAL EFFECTS OF LEDS WITH COMBINED SPECTRAL EMISSIONS IN FLORICULTURE. *September 2023*.
<https://doi.org/10.15666/aeer/2201>

- Garhani, Reza; Askari, Nasser; Dashtiari, Mona; Etamzadeh, Abdullah; Ghasmenjad, M. (2023). Optimizing the composition of soilless cultivation beds in the production of anthurium cut flowers. *Iranian Journal of Horticultural Science*, 54(2).
- Gonçalves, S., & Romano, A. (2005). Micropropagation of *Drosophyllum lusitanicum* (Dewy pine), an endangered West Mediterranean endemic insectivorous plant. *Biodiversity and Conservation*, 14(5), 1071–1081. <https://doi.org/10.1007/s10531-004-7846-z>
- Grigoriadou, K., Krigas, N., Sarropoulou, V., Papanastasi, K., Tsoktouridis, G., & Maloupa, E. (2019). In vitro propagation of medicinal and aromatic plants: the case of selected Greek species with conservation priority. *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant*, 55(6), 635–646. <https://doi.org/10.1007/s11627-019-10014-6>
- Hatcher, C. R., Sommer, U., Heaney, L. M., & Millett, J. (2021). Metabolomic analysis reveals reliance on secondary plant metabolites to facilitate carnivory in the Cape sundew, *Drosera capensis*. *Annals of Botany*, 128(3), 301–314. <https://doi.org/10.1093/aob/mcab065>
- Hazarika, B. N., da Silva, J. A. T., & Talukdar, A. (2006). Effective Acclimatization of in Vitro Cultured Plants: Methods, Physiology and Genetics. *Floriculture, Ornamental and Plant Biotechnology*, 2(December 2006), 427–438. <https://www.researchgate.net/publication/283300426>
- Hedrich, R. (2015). Carnivorous plants. In *Current Biology* (Vol. 25, Issue 3, pp. R99–R100). <https://doi.org/10.1016/j.cub.2014.11.036>
- Hesami, M., Daneshvar, M. H., & Yoosefzadeh-Najafabadi, M. (2019). An efficient in vitro shoot regeneration through direct organogenesis from seedling-derived petiole and leaf segments and acclimatization of *Ficus religiosa*. *Journal of Forestry Research*, 30(3), 807–815. <https://doi.org/10.1007/s11676-018-0647-0>
- Hossain, M. M., Kant, R., Van, P. T., Winarto, B., Zeng, S., & Teixeira da Silva, J. A. (2013). The Application of Biotechnology to Orchids. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 32(2), 69–139. <https://doi.org/10.1080/07352689.2012.715984>
- Hwang, H. D., Kwon, S. H., Murthy, H. N., Yun, S. W., Pyo, S. S., & Park, S. Y. (2022). Temporary Immersion Bioreactor System as an Efficient Method for Mass Production of In Vitro Plants in Horticulture and Medicinal Plants. *Agronomy*, 12(2). <https://doi.org/10.3390/agronomy12020346>
- Indacochea-Ganchozo, B., Parrales-Villacreses, J., Castro-Piguave, C., Vera-Tumbaco, M., & Gabriel-Ortega, J. (2017). In vitro acclimatization of native forest species from Manabí southern in danger of extinction. *Journal of the Selva Andina Research Society*, 8, 124–134.
- Jain, S. M., Sopory, S. K., & Veilleux, R. E. (2013). *In Vitro Haploid Production in Higher Plants: Volume 5 — Oil, Ornamental and Miscellaneous Plants*. Springer Netherlands.
- Jeong, W. H., Chun, W. L., & Kee, Y. P. (2006). Influence of mixed LED

- radiation on the growth of annual plants. *Journal of Plant Biology*, 49(4), 286–290. <https://doi.org/10.1007/BF03031157>
- Kang, M. W., Yibeltal, M., Kim, Y. H., Oh, S. J., Lee, J. C., Kwon, E. E., & Lee, S. S. (2022). Enhancement of soil physical properties and soil water retention with biochar-based soil amendments. *The Science of the Total Environment*, 836, 155746. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.155746>
- Khan, S. I., Khatun, F., Afrin, S., Zafur, A., & Munsur, A. (2020). Combine effect of BA and IAA on shoot and root induction potentiality in chrysanthemum (*Chrysanthemum morifolium*). 24(01), 2006–2011.
- Ko, S. S., Jhong, C. M., & Shih, M. C. (2020). Blue light acclimation reduces the photoinhibition of phalaenopsis aphrodite (Moth orchid). *International Journal of Molecular Sciences*, 21(17), 1–17. <https://doi.org/10.3390/ijms21176167>
- Kováčik, J., Klejdus, B., & Repčáková, K. (2012). Phenolic metabolites in carnivorous plants: Inter-specific comparison and physiological studies. *Plant Physiology and Biochemistry*, 52, 21–27. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2011.11.007>
- Kshitij Kumar, I. U. R. (2016). Morphophysiological Problems in Acclimatization of Micropropagated Plants in - Ex Vitro Conditions- A Reviews. *Journal of Ornamental And Horticultural Plants*, 4(1), 1–23.
- Kunakhonnuruk, B., Inthima, P., & Kongbangkerd, A. (2018). In vitro propagation of *Epipactis flava* Seidenf., an endangered rheophytic orchid: a first study on factors affecting asymbiotic seed germination, seedling development and greenhouse acclimatization. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 135(3), 419–432. <https://doi.org/10.1007/s11240-018-1475-9>
- Lesar, H., Hlebec, B., Čeranič, N., Kastelec, D., & Luthar, Z. (2012). Acclimatization of terrestrial orchid *Bletilla striata* Rchb.f. (Orchidaceae) propagated under in vitro conditions. *Acta Agriculturae Slovenica*, 99(1), 69–75.
- Li, X., Liang, T., & Liu, H. (2022). How plants coordinate their development in response to light and temperature signals. *The Plant Cell*, 34(3), 955–966. <https://doi.org/10.1093/plcell/koab302>
- Liu, X., Cohen, J. D., & Gardner, G. (2011). Low-fluence red light increases the transport and biosynthesis of auxin. *Plant Physiology*, 157(2), 891–904. <https://doi.org/10.1104/pp.111.181388>
- Liu, Z., & Gao, S. (2007). Micropropagation and induction of autotetraploid plants of *Chrysanthemum cinerariifolium* (Trev.) Vis. *In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant*, 43(5), 404–408. <https://doi.org/10.1007/s11627-007-9085-y>
- López-puc, G., Ramírez-mosqueda, M. A., Eulalia, H., & Espinosa, L. (2013). El cultivo moderno del anturio. *El Cultivo Moderno Del Anturio*, 52–59.
- Loyola-Vargas, V. M., & Ochoa-Alejo, N. (2018). An Introduction to Plant Tissue Culture: Advances and Perspectives. *Methods in Molecular Biology*

- (Clifton, N.J.), 1815, 3–13. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-8594-4_1
- Makowski, W., Tokarz, B., Banasiuk, R., Królicka, A., Dziurka, M., Wojciechowska, R., & Tokarz, K. M. (2019). Is a blue–red light a good elicitor of phenolic compounds in the family Droseraceae? A comparative study. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 201, 111679. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2019.111679>
- Mazzeo, G., Longo, S., Pellizzari, G., Porcelli, F., Suma, P., & Russo, A. (2014). Exotic scale insects (Coccoidea) on ornamental plants in Italy: A never-ending story. *Acta Zoologica Bulgarica*, 66(June), 55–61.
- Meneses, L. S., Morillo, L. E., & Vásquez-Castillo, W. (2022). In vitro propagation of *Vaccinium floribundum* Kunth from seeds: promissory technology for mortiño accelerated production. *Canadian Journal of Plant Science*, 102(1), 216–224. <https://doi.org/10.1139/cjps-2020-0290>
- Mirani, A. A. (2017). *Effect of different substrates on survival and growth of transplanted orchids (Dendrobium nobile cv .) into net house. November 2019.*
- Montes, S. (2016). Factores bióticos y abióticos que influyen en la aclimatación de las vitroplantas en invernadero Biotic and abiotic factors influencing acclimatization in the greenhouse Fatores bióticos e abióticos que influenciam a aclimatação na estufa Resumen. *Semarnat*, 2, 63–89.
- Morales, C., Corbera, J., Paneque, V. M., & Calaña, J. M. (2008). Efecto del sustrato en la aclimatización del cultivo de anturio (*Anthurium andreaum*) . In *Cultivos Tropicales* (Vol. 29, pp. 75–79). scielocu .
- Naing, A. H., Kim, C. K., Yun, B. J., Jin, J. Y., & Lim, K. B. (2013). Primary and secondary somatic embryogenesis in *Chrysanthemum* cv. Euro. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 112(3), 361–368. <https://doi.org/10.1007/s11240-012-0243-5>
- Nguyen Thi Minh Phuong, Hoang Minh Tam, & Dang Thi Ngoc Thanh. (2022). In vitro propagation of *Byblis liniflora* Salisb. *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 14(3), 232–240. <https://doi.org/10.30574/wjarr.2022.14.3.0495>
- Ortega, M., & Salgado, R. (2011). *Acclimatization of the endangered Mexican epiphytic orchid* ., 1(2), 48–54.
- Ozarowski, M., & Thiem, B. (2013). Progress in micropropagation of *Passiflora* spp. to produce medicinal plants: A mini-review. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 23(6), 937–947. <https://doi.org/10.1590/S0102-695X2013000600011>
- Pant, B., Shah, S., Shrestha, R., Pandey, S., & Joshi, P. R. (2018). An overview on orchid endophytes. *Mycorrhiza - Nutrient Uptake, Biocontrol, Ecorestoration: Fourth Edition*, 503–524. https://doi.org/10.1007/978-3-319-68867-1_26
- Paredes, E. (2013). Determinación de los protocolos para cultivo in-vitro de las especies *Epidendrum schistochilum* y *Oncidium cultratum*. In *Universidad*

- Politécnica Salesiana*.
<http://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/5081/1/UPS-CYT00109.pdf>
- Pavlovič, A., & Saganová, M. (2015). A novel insight into the cost-benefit model for the evolution of botanical carnivory. *Annals of Botany*, 115(7), 1075–1092. <https://doi.org/10.1093/aob/mcv050>
- Pedmale, U. V., Huang, S.-S. C., Zander, M., Cole, B. J., Hetzel, J., Ljung, K., Reis, P. A. B., Sridevi, P., Nito, K., Nery, J. R., Ecker, J. R., & Chory, J. (2016). Cryptochromes Interact Directly with PIFs to Control Plant Growth in Limiting Blue Light. *Cell*, 164(1–2), 233–245. <https://doi.org/10.1016/j.cell.2015.12.018>
- Pérez, J. M. P., & Mañús, R. S. (2023). *Biología molecular de las plantas. Guía de prácticas*. Universidad Miguel Hernández.
- Poppinga, S., Hartmeyer, S. R. H., Masselter, T., Hartmeyer, I., & Speck, T. (2013). Trap diversity and evolution in the family Droseraceae. *Plant Signaling & Behavior*, 8(7), e24685. <https://doi.org/10.4161/psb.24685>
- Prasad, M., & Maher, M. J. (2004). STABILITY OF PEAT ALTERNATIVES AND USE OF MODERATELY DECOMPOSED PEAT AS A STRUCTURE BUILDER IN GROWING MEDIA. *Acta Horticulturae*, 648, 145–151. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2004.648.17>
- Quijja, I. (2011). *Estructuración y operativización de una asociación para potenciar la producción y comercialización de plantas ornamentales en la Parroquia rural de Nayón del Cantón Quito, Provincia de Pichincha*. <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/1497/7/UPS-ST000699.pdf>
- Quinteros, M., Guzmán, J., & Juan, V. (2012). Evaluation of alternative substrates for growing the mini carnation (*Dianthus caryophyllus* L.). *REVISTA COLOMBIANA DE CIENCIAS HORTÍCOLAS*, 1–2. <https://doi.org/https://doi.org/10.17584/rcch.2012v6i1.1281>
- Quispe Torres, D. L. (2021). Universidad Ricardo Palma. In *Universidad Ricardo Palma*. <http://repositorio.urp.edu.pe/handle/urp/1040>
- Rejthar, J., Viehmannova, I., Cepkova, P. H., Fernández, E., & Milella, L. (2014). In vitro propagation of *Drosera intermedia* as influenced by cytokinins, pH, sucrose, and nutrient concentration. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 26(6), 558–564. <https://doi.org/10.9755/ejfa.v26i6.18022>
- Revilla, M. A., & Fernandez, H. (2003). In vitro culture of ornamental ferns. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 73(1), 1–13.
- Rojas-Rodríguez, F. E., Cruz, G. B., & Madrigal, Q. J. (2006). *Plantas ornamentales del trópico*. Editorial Tecnológica de Costa Rica.
- Rout, G. R., Mohapatra, A., & Jain, S. M. (2006). Tissue culture of ornamental pot plant: A critical review on present scenario and future prospects. *Biotechnology Advances*, 24(6), 531–560. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2006.05.001>
- S. Yesmin K. C. Das A Hashem, M. M. H. and M. S. I. (2014). Efficient In Vitro

- Regeneration of Chrysanthemum (*Chrysanthemum morifolium* Ramat.) Through Nodal Explant Culture. *Nuclear Science and Applications*, 23(1&2), 47–50. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.15980.67208>
- Sánchez-Rodríguez, L. A., Saavedra Hortúa, D., & Romero, H. M. (2012). Acclimatization and Hardening of Oil Palm Materials Obtained by Techniques of Plant Tissue Culture. *Palmas*, 33(4), 41–52.
- Sandra, N., & Goyzueta, V. (2007). “EVALUACIÓN PRELIMINAR IN VITRO DEL EFECTO DE LOS RAYOS GAMMA (CO-60) EN VARIEDADES DE CRISANTEMO (*Chrysanthemum* sp).”
- Sha Valli Khan, P. S., Hausman, J. F., & Rao, K. R. (1999). Effect of agar, MS medium strength, sucrose and polyamines on in vitro rooting of *Syzygium alternifolium*. In *Biologia Plantarum* (Vol. 42, Issue 3, pp. 333–340). <https://doi.org/10.1023/A:1002400915965>
- Singh, P. A., & Bajwa, N. (2017). Future Perspectives of *Drosera Magnifica*: the First Ever Plant Discovered on the Social Media. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, 7(4), 12–19. <https://doi.org/10.22270/jddt.v7i4.1474>
- Srivastava, S., Kadooka, C., & Uchida, J. Y. (2018). *Fusarium* species as pathogen on orchids. *Microbiological Research*, 207, 188–195. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2017.12.002>
- Teixeira Da Silva, J. A. (2004). Ornamental chrysanthemums: Improvement by biotechnology. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 79(1), 1–18. <https://doi.org/10.1023/B:TICU.0000049444.67329.b9>
- Teixeira da Silva, J. A., Dobránszki, J., Winarto, B., & Zeng, S. (2015a). *Anthurium* in vitro: A review. *Scientia Horticulturae*, 186, 266–298. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.11.024>
- Teixeira da Silva, J. A., Dobránszki, J., Winarto, B., & Zeng, S. (2015b). *Anthurium* in vitro: A review. *Scientia Horticulturae*, 186, 266–298. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.11.024>
- Thokchom, R., & Maitra, S. (2017). Micropopagation of *Anthurium andreaenum* cv. Jewel from leaf explants. *J. Crop and Weed*, 13(1), 23–27.
- Tinoammuni, N., Aazhivaendhan, G., & Senthil Kumar, T. (2024). In vitro germination and optimization of basal media for protocorm-like bodies proliferation in *Dienia ophrydis* (J. Koenig) Seidenf. *Rhizosphere*, 29, 100854. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.rhisph.2024.100854>
- Trivellini, A., Toscano, S., Romano, D., & Ferrante, A. (2023). LED Lighting to Produce High-Quality Ornamental Plants. *Plants (Basel, Switzerland)*, 12(8). <https://doi.org/10.3390/plants12081667>
- Valle, M. C. E., Andrade, M. L. C., Saldaña, A. H. G., & D'Ívaz, M. L. R. (2022). *Ecología y biotecnología aplicadas al manejo sostenible del Agave en Sonora*. Editorial Fontamara S. A. de C. V.
- Vasco, C. (2020). EVALUACIÓN DEL ENRAIZAMIENTO in vitro Y ACLIMATACIÓN DE PLÁNTULAS DE LA ORQUÍDEA *Epidendrum ibaguense*. In *Journal of Chemical Information and Modeling* (Vol. 21, Issue

- 1).
<https://doi.org/10.1016/j.tmaid.2020.101607><https://doi.org/10.1016/j.ijsu.2020.02.034><https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/cjag.12228><https://doi.org/10.1016/j.ssci.2020.104773><https://doi.org/10.1016/j.jinf.2020.04.011>
- Vences, C., Vásquez, L. M., & Hernández, O. (2009). (*Dendranthema grandiflora* Tzvelev) A PARTIR DE MERISTEMOS. 20(2), 409–415.
http://www.mag.go.cr/rev_mesov20n2_409.pdf
- Woznicki, T., Kusnierek, K., Vandecasteele, B., & Sønsteby, A. (2023). Reuse of coir, peat, and wood fiber in strawberry production. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1307240. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1307240>
- Wraith, J., Norman, P., & Pickering, C. (2020). Orchid conservation and research: An analysis of gaps and priorities for globally Red Listed species. *Ambio*, 49(10), 1601–1611. <https://doi.org/10.1007/s13280-019-01306-7>
- Yaacob, J. S., Saleh, A., Elias, H., Abdullah, S., Mahmad, N., & Mohamed, N. (2014). In vitro regeneration and acclimatization protocols of selected ornamental plants (*agapanthus praecox*, *justicia betonica* and *celosia cristata*). *Sains Malaysiana*, 43(5), 715–722.
- Yam, T. W., & Arditti, J. (2009). History of orchid propagation: A mirror of the history of biotechnology. *Plant Biotechnology Reports*, 3(1), 1–56.
<https://doi.org/10.1007/s11816-008-0066-3>
- Yam, T. W., & Arditti, J. (2017). Micropropagation of Orchids. In *Micropropagation of Orchids*. <https://doi.org/10.1002/9781119187080>
- Yam, T. W., & Arditti, J. (2018b). *Orchid Micropropagation: An Overview of Approaches and Methodologies BT - Orchid Propagation: From Laboratories to Greenhouses—Methods and Protocols* (Y.-I. Lee & E. C.-T. Yeung (eds.); pp. 151–178). Springer New York.
https://doi.org/10.1007/978-1-4939-7771-0_7
- Yeon, J., Neil, S., Byoung, S. M., Jeong, R., Cupertino, O., Bay, H., & Among, I. E. (2011). Efficiency of shoot regeneration from leaf , stem , petiole and petal explants of six cultivars of *Chrysanthemum morifolium*. *Plant Cell Tiss Organ Cult*, 107, 295–304. <https://doi.org/10.1007/s11240-011-9980-0>
- Yépez, M. R. (2017). Cobro de regalías por la venta de variedad de rosas, utilizada en la producción y comercialización de este producto. *Superintendencia de Control Del Poder de Mercado*, 1–45.
- Yerjanovich, Y. B., & Mamadiyoroglu, A. A. (2021). *European Journal of Innovation in Nonformal Education European Journal of Innovation in Nonformal Education (EJINE) Principles of Using Ornamental Plants in the Interior*. 1(2), 79–81.
- Yescas Arreola, E., Campos Ángeles, G. V, Enríquez del Valle, J. R., Velasco Velasco, V. A., Rodríguez Ortiz, G., & Ruiz Luna, J. (2016). Acclimation of *Agave americana* var. *Oaxacensis* obtained in vitro. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 7(4), 911–922.

- Yesmin, S., Hashem, A., Khatun, M., Nasrin, S., Tanny, T., & Islam, M. (2016). In vitro clonal propagation of BARI Ada-1 (*Zingiber officinale* Rosc.). *Jahangirnagar University Journal of Biological Sciences*, 4(2), 53–57. <https://doi.org/10.3329/jujbs.v4i2.27796>
- Yusnita, S., Sismanto, & Hapsore, D. (2010). In Vitro PROPAGATION OF *Anthurium plowmanii* cv. WAVE OF LOVE AND PLANTLET ACCLIMATIZATION. *Department of Agronomy, Faculty of Agriculture*, 2(Imc), 2004–2005.
- Zhang, S., Yang, Y., Li, J., Qin, J., Zhang, W., Huang, W., & Hu, H. (2018). Physiological diversity of orchids. *Plant Diversity*, 40(4), 196–208. <https://doi.org/10.1016/j.pld.2018.06.003>
- Zhang, W., Huang, W., & Zhang, S. B. (2017). The study of a determinate growth orchid highlights the role of new leaf production in photosynthetic light acclimation. *Plant Ecology*, 218(8), 997–1008. <https://doi.org/10.1007/s11258-017-0747-5>
- Zumkeller Sabonaro, D., Galbiatti, J. A., de paula, R. C., & Soto Gonzales, J. L. (2009). Producción de plantas de *Tabebuia heptaphylla* en diferentes sustratos y niveles de irrigación, en condiciones de invernadero. *Bosque*, 30(1), 27–35. <https://doi.org/10.4067/s0717-92002009000100005>