



**UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA
SEDE QUITO
CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA**

DEFINICIÓN DE MEDIOS DE CULTIVO ÓPTIMOS PARA LA PROPAGACIÓN *IN VITRO* DE SEIS ESPECIES DE LA FAMILIA ARACEAE.

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

AUTOR: ANTHONY ISRAEL TENORIO CASTILLO

TUTOR: CERNA CEVALLOS MARCO FERNANDO

Quito-Ecuador

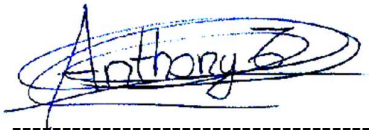
2025

CERTIFICADO DE RESPONSABILIDAD Y AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Anthony Israel Tenorio Catillo con documento de identificación No. 1750106781; manifiesto que: Soy el autor y responsable del presente trabajo; y, autorizo a que sin fines de lucro la Universidad Politécnica Salesiana pueda usar, difundir, reproducir o publicar de manera total o parcial el presente trabajo de titulación.

Quito, 05 de agosto del año 2025

Atentamente,



Anthony Israel Tenorio Castillo
1750106781

**CERTIFICADO DE CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN A LA UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA**

Yo, Anthony Israel Tenorio Castillo con documento de identificación No. 1750106781 expreso mi voluntad y por medio del presente documento cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autor del Trabajo experimental: “Definición de medios de cultivo óptimos para la propagación in vitro de seis especies de la familia Araceae”, el cual ha sido desarrollado para optar por el título de: Ingeniero en Biotecnología, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En concordancia con lo manifestado, suscribimos este documento en el momento que hacemos la entrega del trabajo final en formato digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Quito, 05 de agosto del año 2025

Atentamente,



Anthony Israel Tenorio Castillo
1750106781

CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Marco Fernando Cerna Cevallos Ph.D. con documento de identificación N° 0501872071 docente de la Universidad Politécnica Salesiana, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: : DEFINICIÓN DE MEDIOS DE CULTIVO ÓPTIMOS PARA LA PROPAGACIÓN *IN VITRO* DE SEIS ESPECIES DE LA FAMILIA ARACEAE, realizado por Anthony Israel Tenorio Castillo con documento de identificación N° 1750106781, obteniendo como resultado final el trabajo de titulación bajo la opción Trabajo experimental que cumple con todos los requisitos determinados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Quito, 05 de agosto del año 2025

Atentamente,



Ph.D. Marco Fernando Cerna Cevallos

0501872071

Dedicatoria y agradecimiento

Agradezco principalmente al señor por ayudarme a cumplir una meta más en mi vida, sin importar el tiempo que me ha tomado, me ha iluminado en cada etapa de este proceso, de igual forma me gustaría agradecer a mi tutor Marco Fernando Cerna Cevallos Ph.D. por su tiempo y paciencia brindada.

Este logro se lo dedico a mi madre por el apoyo incondicional, a mi hermana Camila Tenorio quien es la persona que me incentiva a salir adelante, a mi novia que es la persona que me acompaña a lo largo de mi vida estudiantil y a mis amigos que me han brindado una amistad sincera, muchas gracias por creer en mí.

Resumen

La familia Araceae tiene un gran peso mundial en el plano alimenticio, ornamental y medicinal de acuerdo a las características de sus hojas e inflorescencias, sin embargo, estas especies también traen dificultades en su multiplicación convencional, como la latencia de las semillas o el carácter ortodoxo y recalcitrante de las mismas, que comprometen su almacenamiento y supervivencia. El objetivo general del presente trabajo es poder definir los medios de cultivo más adecuados para la multiplicación *in vitro* de la familia Araceae, con el fin de mejorar el crecimiento, la calidad y la conservación de las especies de Araceae. Para ello, se recopiló información en el campo de la anatomía y fisiología de la familia y posteriormente se realizó una revisión metódica tipológica de las metodologías de cultivo *in vitro* para seis géneros específicos: *Anthurium*, *Colocasia*, *Monstera*, *Xanthosoma*, *Zantedeschia* y *Philodendron*. Los resultados de la revisión mostraron que el medio Murashige y Skoog (MS) es la formulación más adecuada para el desarrollo de esta familia, ya que está bien equilibrado y es versátil para diversos explantes. Este sustrato se caracteriza por altas concentraciones de iones nitrato, amonio, molibdeno y bajas concentraciones de calcio, fósforo y magnesio. Uno de los hallazgos más relevantes fue que la concentración óptima de sal del medio MS es variable según el tipo de explante, ya que el 50% es óptimo para segmentos foliares y el 100% dio mejores resultados en brotes suplementados con 30 g/L de sacarosa como fuente de carbono, favoreciendo la regeneración y supervivencia de los explantes. Por otro lado, la familia Araceae requiere protocolos de micropropagación optimizados, por lo que el medio MS se consolidó como el medio estándar. Sin embargo, su eficacia depende de la correcta calibración de los componentes y de la correcta selección del explante, garantizando el desarrollo y preservación de estas especies.

PALABRAS CLAVE: Multiplicación, Murashige & Skoog, establecimiento aséptico, supervivencia, conservación.

Abstract

The Araceae family has a great world weight in the food, ornamental and medicinal plane according to the characteristics of its leaves and inflorescences, however, these species also bring difficulties in their conventional multiplication, such as seed dormancy or the orthodox and recalcitrant character of the seeds, which compromise their storage and survival. The general objective of the present work is to be able to define the most suitable culture media for *in vitro* multiplication of the Araceae family, in order to improve the growth, quality and conservation of Araceae species. For this purpose, information was collected in the field of anatomy and physiology of the family and then a typological methodical review of *in vitro* culture methodologies was carried out for six specific genera: *Anthurium*, *Colocasia*, *Monstera*, *Xanthosoma*, *Zantedeschia* and *Philodendron*. The results of the review showed that Murashige and Skoog (MS) medium is the most suitable formulation for the development of this family, as it is well balanced and versatile for various explants. This substrate is characterized by high concentrations of nitrate, ammonium, molybdenum ions and low concentrations of calcium, phosphorus and magnesium. One of the most relevant findings was that the optimal salt concentration of MS medium is variable according to the type of explant, since 50% is optimal for leaf segments and 100% gave better results in shoots supplemented with 30 g/L sucrose as a carbon source, favoring the regeneration and survival of explants. On the other hand, the Araceae family requires optimized micropropagation protocols, so MS medium was consolidated as the standard medium. However, its efficacy depends on the correct calibration of the components and the correct selection of the explant, guaranteeing the development and preservation of these species.

KEYWORDS: Multiplication, Murashige & Skoog, aseptic establishment, survival, preservation.

1	Introducción	1
2	Fundamentación teórica.....	3
2.1	Generalidades de la familia Araceae.....	3
2.1.1	Distribución.....	3
2.1.2	Características anatómicas de la familia Araceae	3
2.1.3	Características fisiológicas de la familia Araceae.....	4
2.1.4	Relevancia de la familia Araceae.....	6
2.2	Cultivo <i>in vitro</i> de la familia Araceae.....	7
2.2.1	Cultivo <i>in vitro</i>	7
2.2.2	Fases del cultivo.....	7
2.3	Componentes de los medios de cultivo.....	12
2.3.1	Minerales.....	12
2.3.2	Vitaminas	15
2.3.3	Azúcares.....	17
2.3.4	Agentes gelificantes	18
2.3.5	Agua.....	19
2.3.6	Reguladores de crecimiento (RC).....	19
2.3.7	Antioxidantes	21
2.3.8	Medios de cultivo más usados en la micropropagación <i>in vitro</i>	21
3	Metodología.....	25
4	Resultados y discusión.....	28
4.1	Descripción de las especies.....	28
4.1.1	<i>Anthurium andreanum</i> Linden.....	28
4.1.2	<i>Colocasia esculenta</i> (L.) Schott.....	30
4.1.3	<i>Monstera deliciosa</i> Liebm	32
4.1.4	<i>Philodendron xanadu</i> Croat, Mayo & J. Boos.....	34
4.1.5	<i>Xanthosoma sagittifolium</i> Liebm	35
4.1.6	<i>Zantedeschia aethiopica</i> (L.) Spreng.....	37
4.1.7	Discusión.....	39
4.2	Cultivo <i>in vitro</i> de especies de la familia Araceae.....	41
4.2.1	Cultivo <i>in vitro</i> de <i>Anthurium andreanum</i>	41
4.2.2	Cultivo <i>in vitro</i> de <i>Colocasia esculenta</i>	42
4.2.3	Cultivo <i>in vitro</i> de <i>Monstera deliciosa</i>	43
4.2.4	Cultivo <i>in vitro</i> de <i>Philodendron xanadu</i>	44
4.2.5	Cultivo <i>in vitro</i> de <i>Xanthosoma sagittifolium</i>	45

4.2.6	Cultivo <i>in vitro</i> de <i>Zantedeschia aethiopica</i>	46
4.2.7	Discusión.....	47
4.3	Propuesta de un medio de cultivo <i>in vitro</i> general para especies de la familia Araceae ...	48
4.3.1	Protocolo de cultivo <i>in vitro</i> para segmentos de hojas.....	48
4.3.2	Composición del medio de cultivo para segmentos de hojas:	48
4.3.3	Protocolo para el cultivo <i>in vitro</i> de brotes	48
4.3.4	Composición del medio de cultivo para brotes:.....	49
4.3.5	Discusión.....	49
5	Conclusiones	51
6	Bibliografía	52

Índice de figuras

<i>Figura 1 Familia Araceae</i>	4
<i>Figura 2 Anthurium andreanum</i>	29
<i>Figura 3 Colocasia esculenta</i>	31
<i>Figura 4 Monstera deliciosa</i>	32
<i>Figura 5 Philodendron xanadu</i>	34
<i>Figura 6 Xanthosoma sagittifolium</i>	36
<i>Figura 7 Zantedeschia aethiopica</i>	38

Índice de tablas

<i>Tabla 1 Comparación de los medios de cultivo</i>	23
<i>Tabla 2. Taxonomía de Anthurium andreanum</i>	28
<i>Tabla 3 Taxonomía de Colocasia esculenta</i>	30
<i>Tabla 4 Taxonomía de Monstera deliciosa</i>	32
<i>Tabla 5 Taxonomía del género Philodendron xanadu</i>	34
<i>Tabla 6 Taxonomía de Xanthosoma sagittifolium</i>	36
<i>Tabla 7 Taxonomía de Zantedeschia aethiopica</i>	38

1 Introducción

La familia Araceae, caracterizada por su notable diversidad morfológica y fisiológica, abarca un conjunto de plantas de gran relevancia tanto en el ámbito alimenticio como ornamental. Géneros como *Anthurium*, *Colocasia*, *Monstera*, *Philodendron*, *Xanthosoma* y *Zantedeschia*, son altamente valorados comercialmente por sus aplicaciones medicinales, nutricionales y estéticas (Silva, 2023). Sin embargo, la propagación de estas especies tiene también numerosas contrariedades, sobre todo la dormancia de las semillas, lo que prolonga excesivamente la capacidad de germinación, porque el embrión requiere un periodo prologando para completar su desarrollo (Guzhñay, 2024).

A lo que se añaden las complicaciones en las semillas de estas especies que tienen características intermedias, recalcitrantes y ortodoxas, que propician el almacenamiento y la germinación (Lara et al., 2021). En este sentido, el cultivo *in vitro* se ha consolidado como una biotecnología alternativa que permite la producción de plántulas de alta calidad y libres de patógenos en menos tiempo, que con los métodos tradicionales (Silva, 2023).

La optimización de la propagación *in vitro* de la familia Araceae depende en buena medida de la utilización de un medio de cultivo conveniente, dado que este medio tiene un impacto directo y consistente sobre el crecimiento, desarrollo y la calidad de las plántulas. No obstante, el desconocimiento de la composición óptima de este medio ha limitado la eficiencia del proceso y lo hace debido a la respuesta variable que las diferentes especies de esta familia tienen hacia determinadas concentraciones de nutrientes, reguladores de crecimiento y aditivos como el carbón activado y el nitrato de plata (Hernández et al., 2023).

Otro reto crítico es la contaminación de los explantes, que limita la viabilidad de las plántulas y disminuye la eficiencia del cultivo, es la proliferación de microorganismos patógenos podría

conllevar a la pérdida del material vegetal, lo cual justifica la utilización de protocolos de desinfección (Silva, 2023).

Además, el cambio climático plantea un reto considerable para la conservación y la producción sostenible de las diferentes especies. La falta de agua y el incremento en la temperatura perjudica de forma negativa al crecimiento y desarrollo de las plántulas de Araceae, ya que no hay especies que tenga la tolerancia a la sequía en esta familia (González, 2023). En ese sentido, la propagación *in vitro* es una destreza importante para conservar y perfeccionar dichas especies, puesto que asegura la obtención de material vegetal con estándares de calidad que se encuentran bajo condiciones controladas (Lara et al., 2021).

La presente investigación tiene como objetivo determinar los medios de cultivos idóneos para la propagación *in vitro* de seis especies de Araceae con la finalidad de perfeccionar el desarrollo, la calidad y preservación de las plantas. Por ello, se ejecutará un análisis de la familia a partir de la revisión bibliográfica compilada, evaluando los medios de cultivo *in vitro* utilizados en dichas especies y se investigará un sustrato de cultivo que beneficie al crecimiento. La información obtenida en el presente trabajo puede mejorar los protocolos de propagación *in vitro* de las especies, además de fomentar el desarrollo sostenible y la conservación de especies de alto valor comercial y ecológico.

2 Fundamentación teórica

2.1 Generalidades de la familia Araceae

2.1.1 Distribución

La familia Araceae es un grupo diverso de plantas monocotiledóneas que comprende alrededor de 144 géneros y más de 3676 especies, distribuidas principalmente en regiones tropicales y subtropicales de todo el mundo, exceptuando la Antártida, estas especies presentan una amplia gama de adaptaciones anatómicas y fisiológicas, que les permite habitar en selvas húmedas y ecosistemas áridos de América del Sur y Central, del sudeste Asiático y África (Carvalho et al., 2022).

2.1.2 Características anatómicas de la familia Araceae

Las Araceae se caracterizan por poseer un tallo herbáceo, carnoso y flexible, su desarrollo puede variar según la especie o las condiciones del ecosistema, pueden desarrollarse de manera subterránea, epífita o trepadora, sin embargo, esto va a depender de la especie (Alvarez et al., 2019).

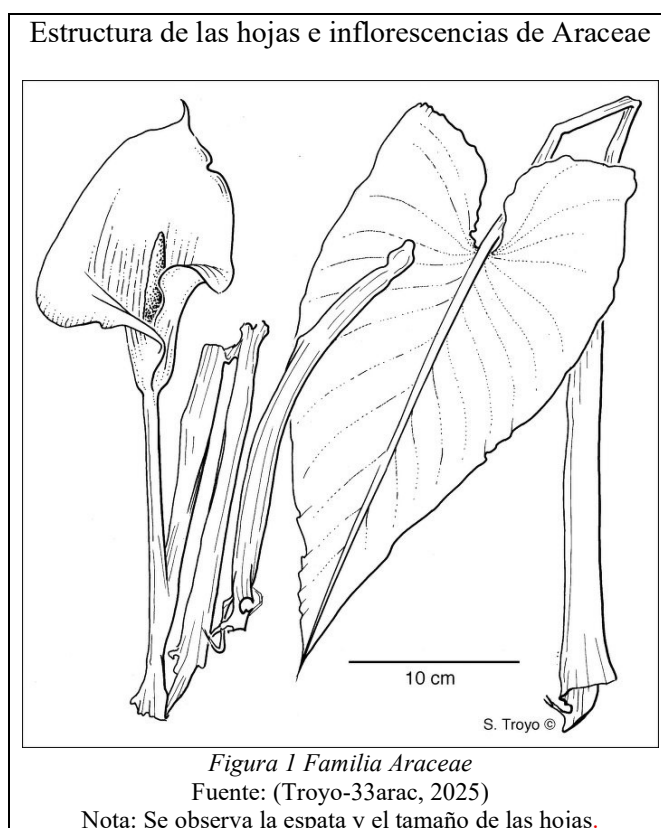
Algunos géneros de esta familia se caracterizan por producir cormos, que son estructuras subterráneas especializadas en el almacenamiento de nutrientes, esenciales para la propagación y resistencia a condiciones ambientales adversas, no obstante, existen géneros epífitos de esta familia que producen raíces aéreas (Polihito, 2022).

Las hojas de esta familia tienen una amplia diversidad en forma y tamaño, se encuentra desde simples y enteras hasta lobuladas o divididas. Del mismo modo es normal la presencia de venación paralela y producción de látex o savia acuosa en ciertas especies (Qodriyah et al., 2021).

Según Polihito (2022), las Araceae tiene una inflorescencia simple nombrada como espádice, que conjuga flores pequeñas en forma de mazorca y está cubierta por una hoja modificada

denominada espata, esta se puede ajustar a varias formas y colores como se evidencia en la Figura 1.

La familia Araceae se caracteriza por poseer semillas intermedias entre recalcitrantes y ortodoxas, que retrasan el proceso de germinación y complica la efectividad de los métodos tradicionales empleados en la propagación de especies de esta familia debido a la baja viabilidad que presentan (Lara et al., 2021).



2.1.3 Características fisiológicas de la familia Araceae

La mayor parte de los géneros que representan a este grupo necesitan una temperatura óptima que varía entre los 26 y 30°C, parecida a la del medio tropical de donde originan. Del mismo modo, requieren niveles altos de humedad relativa, que oscila entre 79% y 90% que ayuda al crecimiento (Guzhñay, 2024).

El grupo de Araceae muestra una considerable variedad de adaptaciones que les ha facilitado emigrar y progresar en una variada escala de ambientes. Una de las principales estrategias es el

epifitismo, que se corresponde con ciertas especificidades en los géneros *Monstera* y *Philodendron*, que se caracterizan porque desarrollan su vida sobre otras plantas, pero sin parasitarlas, desarrollando en segundo lugar el crecimiento de raíces aéreas que les van a permitir absorber de forma eficiente nutrientes, humedad y materia orgánica circundante (Núñez et al., 2020).

A la par, las hemiepífitas como muchas especies de *Anthurium* inician su ciclo vital en el suelo y a medida que va madurando suben por los árboles buscando luz, auxiliándose de sus raíces para adherirse a los troncos de los árboles y trepar (Alvarez et al., 2019). En el ámbito fisiológico, la Araceae presenta principalmente un metabolismo fotosintético C3, con una alta eficiencia en condiciones de alta humedad y temperaturas moderadas, como en muchos de los lugares donde pueden ser frecuentadas. También han desarrollado estomas de mayor tamaño que les permiten abordar la transpiración y el intercambio gaseoso. La producción de mucílagos en sus tejidos constituye otra adaptación importante la retención de agua y la protección frente a la desecación en épocas secas (Núñez et al., 2020).

Una particularidad notable de estas especies es la presencia de una glándula especializada denominada osmóforo que se encuentra en el espádice. Esta estructura es la principal encargada de producir una compleja mezcla de aceites volátiles específicos, diseñados para atraer a escarabajos y moscas que se encargan de la polinización (Guzhñay, 2024).

Una interesante característica específica que se observa en el género *Arum* es la termogénesis, fenómeno por el que la planta genera calor metabólicamente ayudando a que volatilice los compuestos aromáticos que son expulsados por el osmóforo, aumentando así la respuesta olfativa (Llado, 2020).

2.1.4 Relevancia de la familia Araceae

Hernández (2023), menciona que la familia Araceae también tiene una gran importancia en el sector ornamental, debido a que se emplean en decoraciones de jardines o como plantas de maceta, esto se debe a su atractivo follaje exótico junto con la durabilidad de sus inflorescencias. Asimismo, el follaje de corte ha demostrado ser de alto potencial a la hora de ser exportado gracias a su calidad, belleza y resistencia. Por otra parte, González (2023), confirma que las Araceae son importantes en alimentación ya que los cormos generados por las raíces pueden ser una buena fuente de carbohidratos, siendo estos cultivos de interés en regiones tropicales y subtropicales que representan una fuente muy importante de alimentos.

Además de su importancia ornamental y alimenticia, las Araceae también presentan aplicaciones en medicina tradicional como ocurre con algunas especies de los géneros *Monstera* o *Colocasia* que han sido utilizadas por comunidades indígenas para el tratamiento de enfermos, enfermedades inflamatorias, problemas gástricos o respiratorios. Algunos estudios realizados en especies de la familia Araceae han encontrado la presencia de compuestos bioactivos como el ácido oleico, el cual se considera como un polifenol que presenta propiedades antioxidantes, antimicrobianas y antiinflamatorias (Púa et al., 2019).

Por último, estas especies desempeñan un papel ecológico fundamental en los ecosistemas tropicales, ofreciendo refugio para diversas especies de insectos del género *Drosophila* (Llangarí & Rafael, 2020). Su notable adaptabilidad y resistencia a diversas condiciones ambientales confieren a las Araceae un potencial significativo en proyectos de fitorremediación debido a que se ha demostrado que algunas especies del género *Zantedeschia* permiten la absorción del cromo en bajas cantidades en los ecosistemas (Nuñez & Tipantuña, 2024).

2.2 Cultivo *in vitro* de la familia Araceae

2.2.1 Cultivo *in vitro*

La micropropagación es una técnica de reproducción asexual desarrollada en la década de 1960 que permite la multiplicación a gran escala del material vegetal, además de facilitar la introducción de nuevas especies manipuladas genéticamente en el mercado (González, 2023).

La expresión cultivo *in vitro* significa cultivar las plantas dentro de un frasco de vidrio en un ambiente artificial, en la cual sus condiciones se encuentran totalmente controladas, con el objetivo de que las plantas crezcan en ausencia de patógenos y a la vez controlar los factores que afecten al desarrollo, igualmente se tienen que considerar que los avances realizados por las ciencias biológicas han permitido en los últimos años el estudio detallado de las plantas tanto a nivel celular como molecular, en condiciones de laboratorio es posible producir todos los factores que puedan incidir en el desarrollo de las plantas (La Torre, 2022).

El cultivo *in vitro* desempeña un papel crucial en la conservación de especies vegetales en peligro de extinción o con baja disponibilidad debido a que la eficiente multiplicación de células y tejidos vegetales da lugar a reservas genéticas muy valiosas, las cuales son almacenadas en bancos de germoplasma a largo plazo (Suárez, 2020).

2.2.2 Fases del cultivo

Se encuentra compuesto por varias fases:

2.2.2.1 Fase 0: Selección de la planta madre

El inicio del cultivo *in vitro* radica en la selección de la planta madre, que se destaca por sus atributos agronómicos deseables, dichas plantas serán tanto de campo como de invernadero, se debe asegurar la pureza y el vigor de la planta madre, si se trabaja con plantas madre de campo éstas se trasladan a un invernadero con las condiciones ambientales estrictamente controladas de forma que no están presentes los patógenos ni las plagas (Bernal et al., 2021).

Si se trabaja con plantas madre envejecidas, se llevará a cabo un proceso de rejuvenecimiento que consiste en realizar maniobras de poda y manipulación de la planta que provocarán el brotamiento de las yemas axilares, promoviendo así la ramificación lateral y rejuveneciendo a la planta madre. Junto a esto, la aplicación de citoquininas se hace necesaria en este momento como fuente de suministro de compuestos que facilitarán el crecimiento vegetativo en el momento que se busque contar con material vegetativo joven para el cultivo *in vitro* (Cabrera, 2021).

2.2.2.2 Fase 1: Establecimiento del cultivo

Esta fase está constituida por 2 etapas:

Selección del explante

El cultivo *in vitro* comienza por la selección del explante: un fragmento de tejido u órgano vegetal que es extraído de las diferentes partes de la planta madre: ápices, meristemas caulinares, hojas, entrenudos, cotiledones, raíces o anteras. Cada uno de estos fragmentos posee la capacidad intrínseca de generar una respuesta morfogénica, gracias a la diferenciación y desdiferenciación de sus tejidos, permitiendo la formación de una nueva planta (Bello & Spinoso, 2023).

Después de ser extraído, el explante se encuentra sometido a elevadas condiciones de estrés por las heridas del desprendimiento, lo que puede conducir inmediatamente a la fenolización del tejido, la cual hace que éste pierda su viabilidad. Para contrarrestar los niveles de estrés y frenar la aparición de la fenolización se recomienda la incorporación de vitamina C, un compuesto que puede proteger al explante y facilitar su adaptación al medio de cultivo *in vitro* (Suárez, 2020).

Protocolo de desinfección

Una etapa crucial previa a la inoculación del material vegetal a ser cultivado en medio *in vitro* es la esterilización. Es un proceso preventivo que pretende eliminar la contaminación endógena

y la exógena. La presencia de microorganismos como bacterias, hongos y levaduras es indeseable entre los cultivos, es por ello que resulta muy importante el uso de desinfectantes que permitan eliminar a los agentes contaminantes que pueden afectar gravemente la viabilidad del cultivo (Guzhñay, 2024).

Entre los desinfectantes empleados en el cultivo de tejidos vegetales, se encuentra el etanol al 70% que es el más utilizado. Sin embargo, su uso no garantiza la eliminación total de los microorganismos contaminantes. Por lo tanto, se perfecciona con hipoclorito de sodio NaClO, que se usa en concentraciones que oscilan entre 0,2 y 2%. Dicha composición proporciona una desinfección superficial del material vegetal que optimiza las condiciones del cultivo *in vitro* para que sea exitoso (Bello & Spinoso, 2023).

2.2.2.3 Fase 2: Multiplicación

Esta etapa de multiplicación tiene como finalidad disminuir el crecimiento de las yemas axilares, resaltando la dominancia apical empleando altos niveles de concentración citoquininas para conseguir que los explantes se desarrollen de manera óptima (Guzhñay, 2024). Esta etapa crucial se divide en dos fases principales:

Inoculación

La fase de la inoculación requiere de un entorno estéril para prevenir la contaminación y la pérdida del explante. Para asegurar las medidas adecuadas de esterilización, se emplean cámaras de flujo laminar, estas se encuentran equipadas con una turbina, que aspira aire del exterior y lo filtra, eliminando partículas y contaminantes que se encuentran en suspensión, antes de impulsarlo al interior, donde el operario realiza las manipulaciones (Suárez, 2020) Como precaución esta la esterilización adicional, las cámaras de flujo laminar están equipadas con lámparas de ultravioleta. Dichas lámparas suprimen los microorganismos existentes en la superficie de la cámara que esta activa durante 15 minutos previo a la utilización de la misma, con ello asegura un entorno de trabajo sin contaminantes (Saenz, 2019)

Medios de cultivo

El medio de cultivo interviene como sustrato y fuente de energía, siendo primordial para el desarrollo de tejidos *in vitro*. Su composición rica en sales inorgánicas y compuestos orgánicos proporciona los nutrientes necesarios para la regeneración y el crecimiento de las especies cultivadas. Generalmente, estos medios se enriquecen con macronutrientes, micronutrientes, vitaminas y aminoácidos, optimizando así al desarrollo de los explantes (Echinque & Mamani, 2021).

La formulación del medio de cultivo se adapta a los procesos morfogénicos deseados y a los tejidos específicos que se buscan desarrollar como callos, células, hojas o tallos. Sin embargo, la comprensión de los requerimientos nutricionales precisos para el desarrollo de órganos o tejidos aislados sigue siendo limitada, debido a la incertidumbre sobre su metabolismo tras la separación de la planta madre, por lo tanto, se asume que las necesidades nutricionales de los tejidos son similares a las de la planta completa (Guzhñay, 2024).

2.2.2.4 Fase 3: Enraizamiento

El enraizamiento de la micropropagación *in vitro* corresponde a una fase crítica en el proceso de micropropagación, ya que determina la supervivencia de la planta, el crecimiento durante la aclimatación y el trasplante a condiciones *ex vitro*. En esta fase, se induce la formación de raíces adventicias en los brotes obtenidos a partir de la multiplicación, mediante la utilización de medios de cultivo, cuyos principales componentes son las auxinas en altas concentraciones o incluso en algunos casos específicos, cultivos de raíces sin reguladores del crecimiento, dependiendo de cada una de las exigencias que cada especie pueda tener. Sin embargo, la utilización de giberelinas y citoquininas en el medio para enraizar parece inhibir el desarrollo radicular, dependiendo de su concentración (Eras et al., 2019).

La inducción de raíces adventicias se logra mediante la transferencia de los brotes a medios de cultivo enriquecidos con auxinas, como el ácido indolacético (AIA), el ácido indolbutírico

(AIB), el ácido naftalenacético (ANA) o el ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D). La elección de la auxina y su concentración dependen de la especie, el porcentaje de enraizamiento deseado, la calidad de las raíces producidas y la supervivencia de las plantas tras el trasplante (Alcantara et al., 2019).

El enraizamiento es una de las fases más costosas de la micropropagación, debido al alto costo de las auxinas, la mano de obra requerida y el tiempo de cultivo. En algunas especies, se omite esta etapa y los brotes se transfieren directamente a condiciones *ex vitro*. Sin embargo, el enraizamiento *in vitro* suele ser necesario para asegurar un alto porcentaje de supervivencia durante la aclimatación, especialmente en especies con dificultades para enraizar en condiciones *ex vitro* (Reyes et al., 2021).

2.2.2.5 Fase 4: Aclimatización

La aclimatación es el proceso que permite a las plantas prepararse para la fase *ex vitro*, durante la cual los cultivos deben ser capaces de obtener nutrientes y agua de forma autónoma, es decir, sin la aportación de carbohidratos contenidos en los soportes para el cultivo *in vitro*. Las condiciones del medio exterior se van moderando de forma gradual la humedad relativa, la temperatura y la intensidad de la luz se van bajando, a fin de disminuir la deshidratación, con el objetivo de inducir la regulación estomática, la fotosíntesis y la normalización del crecimiento de las plántulas. También se utilizan sustratos con propiedades físicas óptimas para ayudar al crecimiento de las raíces y la absorción de nutrientes (Castro, 2023).

Las plántulas micropropagadas cuando se trasplantan de forma directa a las condiciones *ex vitro* pueden tener un elevado porcentaje de mortalidad. Por lo tanto, la aclimatación gradual es esencial para fortalecer las plántulas y prepararlas para su crecimiento en un entorno natural. Esta fase requiere un control preciso de las condiciones ambientales y el uso de sustratos adecuados para asegurar el éxito del trasplante (Suárez, 2020).

2.3 Componentes de los medios de cultivo

2.3.1 Minerales

Los medios de cultivo requieren elementos minerales para el desarrollo óptimo de las plantas, los cuales se clasifican en dos grupos esenciales: macronutrientes y micronutrientes (Guzhñay, 2024).

Macronutrientes

Son elementos necesarios en cantidades grandes para el crecimiento idóneo de las plantas, este componente cumple un rol importante en las estructuras y metabolismo de la planta (Baran, 2021).

Nitrógeno

Es un elemento importante del ácido nucleico y los aminoácidos que afecta la regulación del pH. La falta de este componente se expresa en los cultivos cloróticos y con disminución en el tamaño, perjudicando principalmente al rendimiento y calidad de las plantas (Torres, 2020).

Fósforo

Es un componente importante de las moléculas de ATP y de las moléculas de ADN. La disminución de fósforo resulta con tejidos de crecimiento limitado que presentan un color rojizo lo que dificulta su desarrollo (Suárez, 2020).

Potasio

Este macronutriente cumple una función polivalente en el desarrollo de las plantas en el cultivo *in vitro*, ya que favorece al crecimiento de los tejidos del meristemo y a su vez actúa en la osmorregulación del estado hídrico celular. También contribuye a la regulación del pH del medio cultivo, manteniendo el sustrato en las condiciones precisas para el crecimiento de las plantas (Eguez et al., 2022).

Magnesio

Forma parte de la molécula de clorofila, cumple con la función de activador enzimático en multitud de procesos metabólicos. La carencia de dicho elemento se pondrá en evidencias en la clorosis de las hojas maduras (Ludeña, 2021).

Azufre

Es un macronutriente básico en la síntesis de proteínas y enzimas esenciales para el crecimiento de las plantas. La falta de azufre provoca hojas cloróticas, un síntoma que perjudica la fotosíntesis y el crecimiento de las plantas (Juarez, 2022).

Calcio

Es un elemento esencial en el desarrollo y formación de raíces. Por lo tanto, la falta de calcio en los cultivos puede causar la muerte de los sistemas radiculares, lo que afectará de forma contundente a la absorción de agua y nutrientes (Torres, 2020).

Microelementos

Son elementos que las plantas requieren en cantidades pequeñas para conseguir correctamente el crecimiento, ya que cumplen funciones importantes como cofactores enzimáticos e interviniendo en los procesos fisiológicos (Baran, 2021).

Cloro

El cloro ejerce un papel fundamental en la fisiología vegetal, porque interviene en la osmorregulación que contribuye al mantenimiento del equilibrio hídrico de las células vegetales. La deficiencia de cloro puede afectar la fotosíntesis y al crecimiento de las plantas (Juarez, 2022).

Manganeso

Es un elemento importante de la membrana de los cloroplastos. La deficiencia de manganeso se observa en plantas maduras que presentan moteados foliares que afectan al desarrollo de la planta (Suárez, 2020).

Zinc

El zinc tiene una función muy importante en múltiples funciones del metabolismo vegetal destacado su rol como activador enzimático en la síntesis de la clorofila. Así mismo, tiene un papel importante en la formación de las auxinas que son fundamentales para la síntesis de proteínas y el desarrollo de las plantas. La deficiencia de zinc puede determinar clorosis intervenal, la reducción del crecimiento y la deformación de las hojas (Ludeña, 2021).

Boro

El boro tiene funciones muy importantes en las plantas, ya que participa en el transporte de azúcares, mantiene la estabilidad de la membrana celular y regula el metabolismo del ácido fenólico. Además, influye de manera decisiva en la formación de frutos y en la absorción eficiente de calcio. La deficiencia de este micronutriente puede provocar la muerte del meristemo apical, la deformación de los frutos y la cierta disminución de la floración (Mora, 2019).

Cobre

Desempeña un papel esencial en los procesos de síntesis de la clorofila, en la secuencia del transporte de electrones, en la respiración celular y en la fotosíntesis. Igualmente, actúa como cofactor y participa en varias enzimas implicadas en la síntesis de lignina, en la formación de la pared celular y en la defensa frente a los patógenos, lo que indica que la deficiencia de cobre puede aparecer como clorosis, necrosis de las hojas jóvenes o como malformaciones foliares (Juarez, 2022).

Molibdeno

El molibdeno es un micronutriente esencial para la fijación biológica de nitrógeno en leguminosas y otras plantas que establecen simbiosis con bacterias fijadoras de nitrógeno. La deficiencia de molibdeno puede afectar negativamente la asimilación de nitrato y la fijación de

nitrógeno, lo que provoca un tamaño reducido y síntomas de deficiencia de nitrógeno (Suárez, 2020).

Cobalto

El cobalto es un componente central de la vitamina B12, que actúa una coenzima crucial para la fijación biológica de nitrógeno y participa en la síntesis de los ácidos nucleicos. La deficiencia de cobalto puede afectar negativamente la fijación de nitrógeno y el crecimiento de las plantas, especialmente en leguminosas (Dresch, 2021).

Hierro

El hierro participa activamente en la síntesis de la clorofila y en las reacciones de óxido-reducción que ocurren en cloroplastos y mitocondrias, cruciales para la respiración celular y la fotosíntesis. Además, es un componente clave de las proteínas transportadoras de electrones, como los citocromos y las ferredoxinas. La deficiencia de hierro se manifiesta en hojas cloróticas, especialmente en las hojas jóvenes, debido a la reducción en la síntesis de clorofila (Torres, 2020)

Sodio

La función del sodio resulta ser importante en la osmorregulación y la tolerancia a la salinidad, sobre todo de las halófitas. El sodio interviene también en la regeneración del ácido fosfoenolpirúvico en las plantas C4 y CAM, que es muy relevante para la fijación de carbono. Aunque no es esencial para la mayoría de las plantas, su presencia es positiva en algunas especies y en condiciones favorables (Baran, 2021).

2.3.2 Vitaminas

Los tejidos vegetales extraídos carecen de la capacidad de sintetizar por sí mismos las vitaminas necesarias, por lo que es fundamental incorporarlas al medio de cultivo *in vitro* de acuerdo a las necesidades propias de cada especie cultivada (Guzhñay, 2024).

Las vitaminas más empleadas en cultivo *in vitro* son:

Tiamina

La tiamina o vitamina B1 cumple una función esencial como cofactor en el ciclo de Krebs favoreciendo la descarboxilación de los α -cetoácidos y a su vez a la conversión del piruvato en acetil-CoA. Por esta razón, se incluye en los medios de cultivo *in vitro* a fin de favorecer el crecimiento y desarrollo de los tejidos vegetales cultivados (González et al., 2021).

Niacina

La niacina, también apuntada como vitamina B3 u ácido nicotínico, es un componente fundamental de las coenzimas NAD y NADP, que intervienen en un gran número de reacciones de reducción de óxido en el metabolismo celular, sumamente significativas para la respiración celular, la fotosíntesis y la biosíntesis de compuestos orgánicos (Suárez, 2020).

Mioinositol

Es un compuesto del complejo de vitaminas del grupo B, combinado que se utiliza en el medio de cultivo *in vitro*, aunque no es considerado un elemento esencial para el crecimiento primario del tejido vegetal, contribuye a la señalización celular, al metabolismo de los lípidos y a la síntesis celular de la pared, que al estar presente en el medio de cultivo mejora sin duda la calidad del mismo promoviendo un crecimiento vigoroso y la producción de biomasa, además de ser un precursor de compuestos tales como el ácido fítico y los fosfolípidos que son los que están presentes en la estructura y función de la membrana celular (Bonilla, 2023).

Ácido ascórbico

La vitamina C, conocida también por el nombre del compuesto químico ácido ascórbico, se utiliza como antioxidante en los cultivos de tejidos vegetales, sobre todo en las especies que producen cantidades elevadas de compuestos fenólicos, este actúa como un agente reductor, previniendo la oxidación de los fenoles y protegiendo los tejidos del estrés oxidativo. Además de su función antioxidante, el ácido ascórbico participa en la síntesis de colágeno, la división celular y la regulación del crecimiento de las plantas (Alegre, 2020).

2.3.3 Azúcares

En los cultivos *in vitro*, los tejidos vegetales se encuentran en una fase heterotrófica debido a la limitada o nula capacidad fotosintética. Al estar aislados y en condiciones controladas, los tejidos no pueden realizar la fotosíntesis de manera eficiente. Por lo tanto, es esencial suplementar el medio de cultivo con fuentes de energía, principalmente azúcares, para satisfacer las demandas metabólicas de las células y promover el desarrollo de las plantas (Guzhñay, 2024).

Las fuentes de carbono mayormente utilizadas son:

Sacarosa

Se considera un disacárido que está formado por la glucosa y por la fructosa, constituyéndose como la principal fuente de carbono y energía metabolizable que puede encontrarse en los medios de cultivo *in vitro*. La concentración de sacarosa existente en el medio de cultivo puede variar entre el 2 y el 4%, lo que dependerá de la especie vegetal que se cultive y de la etapa de desarrollo de este. La sacarosa suministra la energía suficiente para el metabolismo de los tejidos vegetales que se cultivan *in vitro*, incapaces de realizar la fotosíntesis de manera eficiente, además también ayuda a modificar la presión osmótica del medio de cultivo (Millones & Vásquez, 2023).

D manitol

Se trata de un poliol o alcohol de azúcar que se usa, principalmente como osmorregulador de los medios de cultivo *in vitro*. Su propiedad de controlar la presión osmótica resulta especialmente interesante en el cultivo de protoplastos, dado que los protoplastos son células vegetales sin pared celular y son muy sensibles a pequeñas variaciones en la concentración de solutos. Adicionalmente, se puede emplear como fuente de carbono y energía para los tejidos vegetales *in vitro* (Suárez, 2020).

2.3.4 Agentes gelificantes

Los agentes gelificantes son elementos fundamentales en los medios de cultivo *in vitro*, ya que aseguran el soporte físico y la estabilidad de los explantes que se están desarrollando. Los más utilizados son el agar y el Phytigel, ambos son polisacáridos que se disuelven en agua a temperaturas cercanas a los 100°C y solidifican cuando baja la temperatura alrededor de los 45°C. Sin embargo, la elección del agente gelificante y su concentración dependen de la especie cultivada y del tipo de explante utilizado, ya que influyen en la disponibilidad de nutrientes, la aireación y la absorción de agua (Guzhñay, 2024).

Agar

El agar es el gelificante más ampliamente utilizado en el cultivo *in vitro* en el laboratorio, gracias a sus especiales características. Su estructura rígida permite un adecuado soporte a los explantes, lo que permite su manipulación y crecimiento, su porosidad favorece la difusión de los elementos desde el medio de cultivo hacia los tejidos vegetales. El agar es un polisacárido complejo que se obtiene a partir de algas rojas *Rhodophyceae*, razón por la cual su composición es natural y biocompatible. Además, es inerte, lo que implica que no reacciona con la composición del medio de cultivo ni es degradado por las enzimas vegetales, por lo que la estabilidad y la disponibilidad de los nutrientes se garantizan. La concentración de agar para obtener un gel firme y adecuado para la mayoría de los cultivos *in vitro* es de un 0,6 a un 0,8%, aunque puede variar dependiendo de la especie cultivada y el tipo de explante (Sánchez, 2023)

Phytigel

El Phytigel es un agente gelificante de alta pureza derivado de la fermentación de la bacteria *Sphingomonas elodea*. A diferencia del agar, este se caracteriza por su alta transparencia y su baja concentración de impurezas, lo que lo hace ideal para cultivos *in vitro* sensibles o para estudios de observación detallada. Además, el Phytigel contiene cantidades significativas de cationes esenciales como potasio (K⁺), sodio (Na⁺), calcio (Ca²⁺) y magnesio (Mg²⁺), que pueden ser beneficiosos para el crecimiento de algunas especies vegetales. La concentración de

Phytigel utilizada en los medios de cultivo *in vitro* suele oscilar entre el 0,2 y el 0,4%, lo que permite obtener un gel firme y transparente con una buena difusión de nutrientes y agua que acelera el crecimiento (Pilaquinga, 2021).

2.3.5 Agua

El agua es el componente principal de los medios de cultivo *in vitro*, constituyendo aproximadamente el 95% de su volumen total. Actúa como disolvente universal, facilitando la disolución y distribución de los nutrientes esenciales para el desarrollo de los tejidos vegetales cultivados. Sin embargo, el agua potable común contiene diversas impurezas, como sales disueltas, compuestos orgánicos, partículas sólidas y microorganismos, que pueden interferir con el crecimiento de los explantes y contaminar el medio de cultivo. Por lo tanto, es imprescindible utilizar agua destilada y estéril en la preparación del sustrato (Suárez, 2020).

2.3.6 Reguladores de crecimiento (RC)

Los reguladores de crecimiento pueden estar constituidos por hormonas naturales o compuestos sintéticos, sin lugar a dudas desempeñan un papel fundamental en la modulación del crecimiento y la diferenciación de las plantas en cultivos *in vitro*. A diferencia de las plantas completas, los tejidos vegetales cultivados *in vitro* no tienen la capacidad de sintetizar hormonas endógenas en cantidades suficientes para cubrir las necesidades de estos tejidos. Por lo tanto, es indispensable complementar el medio con reguladores de crecimiento exógenos para controlar e inducir procesos como la rizogénesis, la caulogénesis, la embriogénesis somática y la organogénesis (Guzhñay, 2024).

Los Reguladores de Crecimiento se dividen en:

Auxinas

Las auxinas son un grupo de fitohormonas de suma importancia que regulan la dominancia apical, la diferenciación vascular, la división celular, la formación de las raíces adventicias y la elongación de los tallos (Rangel et al., 2025).

Las auxinas naturales, como el ácido indolacético (AIA) y el ácido indolbutírico (AIB), se sintetizan en los ápices y se transportan por la planta. En cambio, las auxinas sintéticas, como el ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D) y el ácido naftalenacético (ANA), son usadas en cultivos *in vitro* debido a su estabilidad y eficacia (Alcantara et al., 2019).

Citoquininas

Las citoquininas son fitohormonas que regulan el crecimiento vegetal promoviendo la división celular, la proliferación de brotes adventicios y yemas laterales, mientras inhiben la formación de raíces (Laguna et al., 2019).

Las citoquininas pueden ser naturales, como la zeatina o sintéticas como la kinetina (KIN), la 6-bencilaminopurina (BAP) y el thidiazuron (TDZ), las mismas que se emplean como biorreguladoras en el cultivo *in vitro* (Vásquez & Chirinos, 2019).

La BAP es ampliamente utilizada para inducir la proliferación de yemas axilares, la kinetina retrasa la senescencia e inhibe raíces y el TDZ estimula brotes o callos dependiendo de su concentración (Suárez, 2020).

Giberelinas

Las giberelinas (GAs) son un grupo de fitohormonas que promueven el alargamiento de los entrenudos de la planta mediante la estimulación de la división y elongación celular. Además, influyen en la germinación de semillas, la floración, el desarrollo de frutos y la ruptura de la latencia en yemas. El ácido giberélico (GA₃) es la giberelina más comúnmente utilizada en cultivos *in vitro* para inducir la elongación de tallos y la conversión de embriones somáticos en plantas. Sin embargo, el GA₃ es sensible al calor y se recomienda su esterilización mediante filtración para preservar su actividad biológica (Rojas & Solórzano, 2023).

Ácido abscísico

El ácido abscísico (ABA) constituye una fitohormona que provoca el cierre de las estomas, disminuye la transpiración y promueve la acumulación de proteínas. En cultivos *in vitro* se

utiliza ABA para inducir a la embriogénesis somática, la formación de raíces y la aclimatación de plántulas para el *ex vitro*. Su uso debe ser controlado debido a que cuando se utiliza en altas concentraciones puede inhibir el desarrollo del callo (Vásquez & Chirinos, 2019).

Etileno

Se trata de una fitohormona gaseosa que se genera a partir del aminoácido metionina en la mayoría de los tejidos vegetales. Presenta un carácter polivalente en el ámbito de la regulación del crecimiento y desarrollo de las plantas, ya que se encuentra implicada en procesos biológicos tales como la germinación, la senescencia, la formación de raíces adventicias y la abscisión de las flores. Debido a su naturaleza gaseosa puede difundirse muy rápidamente a través de los tejidos vegetales y ser capaz de actuar como un mediador intracelular en las plantas vecinas (Alcantara et al., 2019).

2.3.7 Antioxidantes

Son compuestos esenciales en los cultivos *in vitro*, especialmente en especies leñosas que liberan compuestos fenólicos que pueden oxidarse, causando daños en los tejidos. Actúan como agentes reductores, previniendo la oxidación de los fenoles y protegiendo a los explantes del estrés oxidativo. En cultivos *in vitro* incluyen polivinilpirrolidona (PVP), L-cisteína, ácido ascórbico y carbón activado. El PVP se une a los fenoles y evita su oxidación, la L-cisteína y el ácido ascórbico actúan como agentes reductores directos, mientras que el carbón activado adsorbe los fenoles y los compuestos tóxicos del medio de cultivo (Suárez, 2020).

2.3.8 Medios de cultivo más usados en la micropropagación *in vitro*

Medio de cultivo Murashige y Skoog (MS)

Fue desarrollado en 1962 por Toshio Murashige y Folke Skoog, es una formulación estándar en la biotecnología de plantas, ampliamente utilizada para la germinación y el crecimiento de tejidos vegetales *in vitro*. Su composición incluye una mezcla equilibrada de sales minerales, vitaminas, aminoácidos y azúcares, diseñada para proporcionar los nutrientes esenciales

necesarios para el desarrollo celular y la regeneración de tejidos. Este medio es efectivo en la propagación de plantas, ya que promueve la división celular y el crecimiento de explantes. Además, su versatilidad permite la modificación de sus componentes para adaptarse a las necesidades específicas de cada especie vegetal (Guzhñay, 2024).

El fundamento de la eficacia en el medio MS se encuentra en la sinergia de sus elementos, las sales minerales, como pueden ser el nitrato de amonio, el fosfato de potasio o el cloruro de calcio, que garantizan el equilibrio iónico y la osmolaridad adecuada de vital importancia para la absorción de nutrientes y la estabilidad de la célula (Lara et al., 2022).

Medio de cultivo Nitsch y Nitsch (NN)

El medio NN se desarrolló en 1969, su gran efectividad en los cultivos de tejido *in vitro*, en especial en la regeneración de órganos y la inducción de callos, en especies haploides, se basa en su formulación, que incorpora minerales, vitaminas, aminoácidos y carbohidratos, muy diferente del medio Murashige y Skoog (MS), fundamentalmente en la concentración de sales y en la composición concreta de sus componentes. Sus características le otorgan al medio NN una determinada capacidad para la inducción de callos en explantes vegetales, de ahí que sea una herramienta altamente útil en la embriogénesis somática y en otros procesos de regeneración celular (Suárez, 2020). Al igual que el medio MS, el medio NN permite realizar adaptaciones de su formulación a requerimientos muy particulares de cada especie o del cultivo deseado en cuanto a la concentración de sales y reguladores del crecimiento, contribuyendo decisivamente en el establecimiento de técnicas de clonación y de propagación masiva de plantas (García, 2020).

Medio de Schenk y Hildebrandt (SH)

Desarrollado en 1972, se ha utilizado en la regeneración de tejidos y en la propagación vegetativa *in vitro* desde unas décadas atrás y es un medio óptimo sobre todo para aquellos taxones que no responden adecuadamente a otros medios. Si bien tiene ciertas similitudes con

el medio Murashige y Skoog (MS), también se diferencia de este ya que contiene altas cantidades de fósforo, potasio, sacarosa y sales minerales. Su formulación es ideal para inducir callos, raíces y brotes en plantas, por ello se convierte en un medio adecuado para la propagación de especies leñosas y otras con requerimientos nutricionales específicos (Dey et al., 2021).

La efectividad del medio SH radica en que proporciona un balance iónico muy adecuado, siendo fundamental para el crecimiento celular y la estructuración de las nuevas partes vegetales como se menciona en la Tabla 1. Su formulación resulta de un minucioso ajuste de los nutrientes a partir de la disponibilidad de ellos y su propulsor de la regeneración de tejidos. Por otra parte, la formulación del medio SH es flexible y se puede adaptar a las especies concretas. Su adaptabilidad ha sido importante en el ámbito de la biotecnología vegetal a la hora de realizar experimentos de regeneración celular e hibridación de cultivos (Campusano et al., 2019).

Tabla 1 Comparación de los medios de cultivo

NUTRIENTES mg/L	MS	NITSH	SH
Nitrato de amonio	1650	720	
Nitrato de potasio	1900	950	2500
Sulfato de magnesio	370	90,27	
Fosfato monopotásico	170	68	
Dicloruro de calcio heptahidratado	440	166	200
EDTA disódico dihidratado	37,2		
Sulfato ferroso heptahidratado	27,8		15
Ácido bórico	6,2	10	5
Sulfato de manganeso tetrahidratado	22,3	18,94	10
Sulfato de zinc heptahidratado	8,6	10	0,1
Molibdato de sodio dihidratado	0,25	0,25	0,1
Sulfato de cobre pentahidratado	0,025	0,025	0,2
Dicloruro de cobalto hexahidratado	0,025		0,1
Yoduro de potasio	8,3		0,1
Ácido etilendiaminotetraacético		36,7	
Dihidrógenofosfato de amonio			300
Dicloruro de calcio dihidratado			151
Sulfato de manganeso heptahidratado			400

Fosfato monosódico			300
EDTA disódico			20
Sulfato de magnesio heptahidratado			400
Vitaminas mg/L			
Inositol	100	100	1000
Niacina	0,5		
Piridoxina	0,5	0,5	0,5
Tiamina	0,1	0,5	5
Glicinas	2	2	
Edamina	1		
Biotina		0,05	
Ácido fólico		1	
Ácido nicotínico		1	5
Fuente de carbono mg/L			
Sacarosa p/v	3000		3000

Fuente: (Lara et al., 2022; Cevallos & Saltos, 2022; Chipategua, 2024)

3 Metodología

Se recopiló información sobre la anatomía y fisiología de la familia Araceae de la Universidad Federal de Minas Gerais, en Belo Horizonte de Brasil, a partir de los datos registrados en la base de datos Scielo, específicamente en el artículo de Aparecida (2022). Adicionalmente, se revisó la información proveniente de Ecuador, obtenida de la Universidad Técnica de Ambato, de la cual se extrajeron datos relevantes sobre las características de la familia Araceae según el artículo publicado por Silva (2023).

De manera similar, se consiguió información del Instituto de Investigaciones de Viandas Tropicales (INIVIT) de Cuba, donde se generaron datos sobre el cultivo *in vitro* en general y la micropropagación *in vitro* de *Colocasia esculenta*. Esta información se recopiló de las bases de datos ResearchGate y Bionatura, a partir de los artículos de Gálvez (2020) y Rayas (2025). Asimismo, se obtuvo información de la Universidad Nacional de Bogotá, Colombia, de la cual se extrajeron datos acerca del cultivo *in vitro* de *Monstera acuminata* y *Monstera deliciosa*, información disponible en la página Scielo a través del artículo de Casanova (2019). También se adquirió información de la Universidad Nacional Agraria de Nicaragua, donde se encontraron publicaciones sobre el cultivo *in vitro* de *Xanthosoma sagittifolium* y *Xanthosoma violaceum* en el artículo de García (2023). Igualmente, se analizaron las investigaciones de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, México, donde se encontró información acerca del cultivo *in vitro* de *Philodendron xanadu*, disponible en la base de datos Scielo en el artículo publicado por Lara (2021). Además, se obtuvieron datos de la Universidad Católica de Cuenca, en Ecuador, sobre el manejo del cultivo *in vitro* de *Anthurium andreanum*, según el artículo realizado por Guzhñay (2024). Finalmente, se encontró información de la Universidad Nacional Agraria La Molina, en Lima, Perú, que presentó datos acerca del cultivo *in vitro* de *Zantedeschia aethiopica* en el artículo realizado por La Torre (2022).

La propuesta para el protocolo de desinfección de hojas se estableció a partir de información obtenida de la Universidad Central Marta Abreu de Las Villas, Cuba, específicamente del artículo de Hernández et al. (2021), para el medio estándar de hojas se recopiló información de la Universidad Federal de Santa Catarina, Brasil del artículo de Bruno et al. (2024), así mismo se extrajo información del Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA) de Cuba del artículo de Castilla et al. (2020), de igual forma se recolectó información del Colegio de Postgrado de México del artículo propuesto por López (2019).

Por el contrario, en el caso de a los brotes el protocolo de desinfección se determinó a partir de un artículo científico que proviene de la Universidad Nacional de Bogotá, Colombia, a partir de la información que se obtuvo en el artículo de Casanova (2019) que se encuentra en la base de datos de Scielo, para el medio estándar para brotes se recolectó información de la Universidad Nacional de Cajamarca del artículo elaborado por Arteaga et al. (2020), de igual forma se indagó en los datos de la Universidad Central Marta Abreu de Las Villas, Cuba, en el artículo realizado por Hernández et al. (2023), finalmente se indagó a través de la información proveniente de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú, del artículo de Ventura (2019).

La selección de fuentes para esta revisión bibliográfica se fundamentó en criterios estrictos de búsqueda, basado en la distribución, características anatómicas y cultivo *in vitro* de la familia Araceae, en la cual se incluyeron artículos científicos, tesis de ingeniería y revisiones sistemáticas indexadas en bases de datos como Scielo, Latindex y Scopus, con una antigüedad no mayor a cinco años para asegurar la relevancia y actualidad de la información. Para profundizar la taxonomía de cada una de las seis especies de Araceae seleccionadas, se empleó la base de datos de Tropicos. Además, se priorizaron estudios que detallaran metodologías específicas de cultivo *in vitro* aplicables a dichas especies. En contraste, se excluyeron fuentes

sin respaldo experimental, contenidos de páginas web no indexadas o sin autoría, esta estrategia metodológica garantizó la recopilación de datos de alta calidad.

4 Resultados y discusión

4.1 Descripción de las especies

4.1.1 *Anthurium andreanum* Linden

Distribución

Es una especie originaria de la región de la Cordillera de los Andes de América del Sur y América Central, la cual se clasifica como se evidencia en la Tabla 2. Esta especie ha experimentado una notable expansión de su distribución debido a su atractivo ornamental y su capacidad para prosperar en diferentes condiciones de cultivo. Esto ha impulsado su cultivo y comercialización a escala mundial, por lo que se presentan en diferentes regiones como Bolivia, Colombia, República Dominicana, El Salvador y Hawái (Guzhñay, 2024).

Tabla 2. Taxonomía de *Anthurium andreanum*

Reino	<i>Plantae</i>
Clase	<i>Equisetopsida</i>
Subclase	<i>Magnoliidae</i>
Orden	<i>Alismatales</i>
Familia	<i>Araceae</i>
Género	<i>Anthurium</i>
Especie	<i>Anthurium andreanum</i>

Fuente: (Tropicos, 2025a)

Características anatómicas

Esta especie se distingue por poseer un sistema radicular robusto, con raíces cilíndricas que facilitan la absorción de los nutrientes. Sus hojas son de forma cordiforme y se desarrollan a partir de un tallo caulinar simple y pueden medir hasta 91 cm, que transita de herbáceo a leñoso en la madurez. Además, posee una inflorescencia como se visualiza en la Figura 2, conocida como espata, que es en realidad una hoja modificada que rodea al espádice y puede presentar una variedad de colores, de igual manera cuenta con un fruto en forma de baya esférica de color roja o amarilla que contiene de una a dos semillas (Hernández, 2021).

Figura 2 *Anthurium andreanum*



Hábitat

Esta especie prospera en condiciones que simulan a un bosque tropical donde la temperatura óptima oscila entre 26 y 30 °C, la humedad relativa ideal para el cultivo se encuentra entre el 79 y el 90 %. La exposición a luz indirecta es crucial, ya que la luz solar directa puede causar quemaduras en sus hojas y flores. El pH óptimo del sustrato debe mantenerse entre 5,5 y 6,5. Además, es importante considerar que esta planta no tolera el encharcamiento, por lo que el sustrato debe tener un buen drenaje (López et al., 2022).

Usos

Es altamente apreciado en el mercado mundial de plantas ornamentales, principalmente por la vivacidad y variedad de colores de su espata. Esta característica lo convierte en una opción

popular para decorar interiores, desde hogares hasta oficinas, donde aporta un toque exótico y elegante. Además de su uso como planta de interior, *Anthurium andraeanum* se cultiva extensamente como flor cortada, dada su durabilidad y la belleza de sus inflorescencias, que lo hacen ideal para arreglos florales (Zhang et al., 2023).

4.1.2 *Colocasia esculenta* (L.) Schott

Distribución

Es una especie originaria de la India y se clasifica como se observa en la Tabla 3. Esta planta perenne ha logrado una amplia distribución en regiones tropicales y subtropicales de todo el mundo. Su notable capacidad de adaptación a climas cálidos y húmedos ha facilitado su expansión a diversos países, tales como Ecuador, Perú, Colombia, Bolivia, Guayana Francesa, Costa Rica, Guatemala, Honduras, Panamá, México, Estados Unidos, Asia, Filipinas, China y Madagascar (Silva, 2023).

Tabla 3 Taxonomía de *Colocasia esculenta*

Reino	<i>Plantae</i>
Clase	<i>Equisetopsida</i>
Subclase	<i>Magnoliidae</i>
Orden	<i>Alismatales</i>
Familia	<i>Araceae</i>
Género	<i>Colocasia</i>
Especie	<i>Colocasia esculenta</i>

Fuente: (Tropicos, 2025b)

Características anatómicas

Esta especie se distingue por su morfología adaptada a la eficiencia en la absorción de nutrientes, debido a que presentan tallos horizontales subterráneos o más conocidos como rizomas, que actúan como órganos de almacenamiento. A diferencia de otras plantas, esta carece de un sistema radicular que se encuentra compuesto por raíces fibrosas, que se encuentran separadas del tubérculo central y son cruciales para la absorción de nutrientes. Sus hojas son triangulares y pueden medir alrededor de 60 cm de largo como se observa en la Figura 3. En su etapa de madurez, emergen inflorescencias en el meristemo apical del cormo, en forma

de espata que rodea al espádice, además esta especie posee una semilla diminuta de color marrón (Zúñiga, 2019).

Figura 3 *Colocasia esculenta*



Hábitat

Esta especie se desarrolla en un rango de temperatura de 25 a 28 °C y requiere de 6 a 8 horas de luz solar directa, además de necesitar que el pH del suelo sea ácido y se mantenga en un rango de 6 y 7 para favorecer el crecimiento. Esta planta tiene la capacidad de adaptarse a altitudes entre 500 y 1000 metros sobre el nivel del mar y requiere una precipitación anual de 1800 a 2000 mm, no obstante, es importante considerar su sensibilidad a vientos fuertes, que pueden ocasionar daños significativos a su extenso follaje (Arana, 2023).

Usos

La papa china se destaca en la alimentación por su alto valor nutricional, siendo una fuente rica en carbohidratos y almidón en comparación con otros tubérculos, también se emplea como

alimento del ganado, ya que proporciona una fuente energética con un alto aporte en proteínas, fibra, calcio y hierro (Sánchez, 2020).

4.1.3 *Monstera deliciosa* Liebm

Distribución

Esta planta es nativa de las selvas tropicales de América Central y América del Sur, se clasifica según se evidencia en la Tabla 4. Actualmente se encuentra distribuida en Ecuador, Colombia, Costa Rica, Guatemala, Panamá, Honduras, México y China. Esto se debe a su capacidad de adaptación a diversos ambientes, el cual le ha permitido colonizar el denso sotobosque (Jing et al., 2023).

Tabla 4 Taxonomía de *Monstera deliciosa*

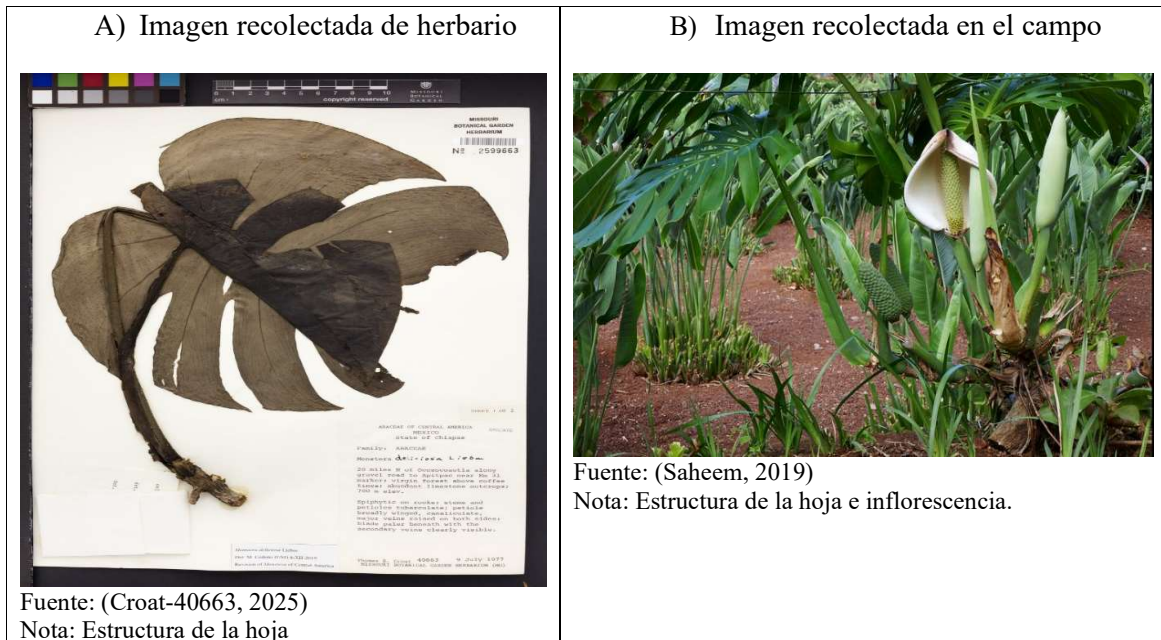
Reino	<i>Plantae</i>
Clase	<i>Equisetopsida</i>
Subclase	<i>Magnoliidae</i>
Superorden	<i>Liliana</i>
Orden	<i>Alismatales</i>
Familia	Araceae
Género	<i>Monstera</i>
Especie	<i>Monstera deliciosa</i>

Fuente: (Tropicos, 2025c)

Características anatómicas

Se caracteriza por su singular sistema radicular, compuestos por raíces aéreas, aéreo-subterráneas y laterales subterráneas, adaptadas a su hábito hemiepífita. Las raíces aéreas presentan una alta tasa de elongación y son cruciales para su crecimiento, sus hojas son distintivas, esto se debe a las fenestraciones, color y tamaño que presentan ya que pueden llegar a medir hasta 90 cm de largo como se observa en la Figura 4. Además de presentar un tallo herbáceo con crecimiento secundario limitado y haces vasculares definidos, produce flores que posteriormente madurarán y darán lugar a los frutos comestibles (Dk et al., 2023).

Figura 4 *Monstera deliciosa*



Hábitat

Esta especie es adaptada a la sombra en su hábitat natural, ya que demuestra una notable versatilidad al prosperar bajo luz indirecta, lo que la convierte en una popular planta de interior. Su rango de temperatura óptimo se sitúa entre los 20 y 30 °C, debido a que es sensible a las fluctuaciones térmicas. Además de necesitar que el rango de humedad relativa sea del 65 %, similar a la de una selva tropical (Urbina et al., 2023).

Usos

En la medicina tradicional mexicana, se prepara una infusión con las hojas o raíces de esta planta con la finalidad de aliviar los síntomas de la artritis. Por otra parte, en Martinica, se emplea una preparación de la raíz como remedio para las mordeduras de serpiente (Dk et al., 2023). Además, es una planta de interior popular debido a su adaptabilidad a ambientes interiores y su atractivo follaje. Su fruto se emplea en el campo de la alimentación debido a que es comestible y presenta un sabor que similar a la combinación de plátano y piña (Terra & Rodrigues, 2019).

4.1.4 *Philodendron xanadu* Croat, Mayo & J. Boos

Distribución

Es originaria de las regiones tropicales y subtropicales de América del Sur, específicamente de Brasil y se clasifica según se evidencia en la Tabla 5. Sin embargo, debido a su popularidad como planta ornamental, se ha introducido y naturalizado en diversos países como Asia y Oceanía, extendiendo su distribución más allá de su área de origen (Carril, 2022).

Tabla 5 Taxonomía del género *Philodendron xanadu*

Reino	<i>Plantae</i>
Clase	<i>Equisetopsida</i>
Subclase	<i>Magnoliidae</i>
Superorden	<i>Lilianaes</i>
Orden	<i>Alismatales</i>
Familia	<i>Araceae</i>
Género	<i>Philodendron</i>
Especie	<i>Philodendron xanadu</i>

Fuente: (Tropicos, 2025d)

Características anatómicas

Esta especie se distingue por su sistema radicular adaptado a la vida tanto terrestre como aérea. Sus raíces terrestres, son esenciales para la absorción de nutrientes, sin embargo, son vulnerables al encharcamiento, por lo que requiere un sustrato con excelente drenaje para prevenir la pudrición (Lara et al., 2021).

Además de presentar un tallo principal corto y robusto, que proporciona estabilidad a la estructura general de la planta. Así mismo poseen hojas de gran tamaño de hasta 40 cm de longitud y presentan una forma lobulada que se evidencia en la Figura 5. No obstante, se tiene que considerar que esta especie tiene la capacidad de producir inflorescencias en forma de espata roja durante la primavera o el verano (Nainwal, 2019).

Figura 5 *Philodendron xanadu*

A) Imagen recolectada de herbario



Fuente: (Croat-81537, 2025)

Nota: Estructura de la hoja donde se visualiza las nervaciones

B) Imagen recolectada de campo



Fuente: (Woodman, 2021)

Nota: Estructura de la inflorescencia

Hábitat

Esta especie se adapta óptimamente a ambientes con alta humedad, replicando las condiciones de los bosques tropicales donde la luz solar directa es filtrada por la densa cobertura arbórea. Esta adaptación a la sombra se traduce en su preferencia por niveles bajos de luminosidad. Esta especie se desarrolla en un rango de temperatura que se encuentra entre los 18 y 27°C, en condiciones que simulan su hábitat natural y favorecen su desarrollo saludable (Carril, 2022).

Usos

Es una planta altamente valorada como planta de interior a nivel global, tanto en hogares como en oficinas, gracias a su atractivo follaje que añade un toque tropical a la decoración. Además, se cultiva en jardines y paisajes en regiones con climas cálidos y húmedos, donde su esplendor se maximiza. Su resistencia a plagas comunes y su amplia disponibilidad en el mercado de plantas ornamentales también contribuyen a su popularidad (Chaitra et al., 2024).

4.1.5 *Xanthosoma sagittifolium* Liebm

Distribución

Esta especie es originaria del norte de Sudamérica y se clasifica como se observa en la Tabla 6. Esta planta se desarrolla principalmente en las selvas tropicales de México, debido a su adaptabilidad a climas cálidos y húmedos, que ha facilitado su naturalización en América Central, África tropical y Asia tropical (Bansal et al., 2023).

Tabla 6 Taxonomía de Xanthosoma sagittifolium

Reino	<i>Plantae</i>
Clase	<i>Equisetopsida</i>
Subclase	<i>Magnoliidae</i>
Superorden	<i>Lilianaes</i>
Orden	<i>Alismatales</i>
Familia	Araceae
Género	<i>Xanthosoma</i>
Especie	<i>Xanthosoma sagittifolium</i>

Fuente: (Tropicos, 2025e)

Características anatómicas

Es una planta herbácea perenne, que puede alcanzar los 2 metros en su fase caulinar, que se destaca por la producción de cormos subterráneos, los cuales se caracterizan por poseer estructuras gruesas y carnosas, que actúan como órganos de almacenamiento. En su etapa juvenil, las hojas se disponen en una formación de roseta y pueden llegar a medias asta 90cm, evolucionando en la madurez hacia una corona distal con láminas horizontales inclinadas y lóbulos posteriores ascendentes, caracterizadas por pecíolos largos, acanalados y con márgenes ondulados (García, 2023).

La inflorescencia emerge entre las hojas, manifestándose en un espádice envuelto por una espata blanca de 12 a 15 cm, que se cierra en la base formando una cámara esférica y se abre en la parte superior resguardando al espádice cilíndrico que alberga las flores femeninas en la parte inferior y las masculinas en la parte superior como se evidencia en la Figura 6 (Zúñiga, 2019).

Figura 6 Xanthosoma sagitifolium

A) Imagen recolectada de herbario



Fuente: (Croat-107327, 2025)
Nota: Estructura de la hoja disecada

B) Imagen recolectada de campo



Fuente: (Frafoto, 2021)
Nota: Estructura de la hoja e inflorescencia

Hábitat

Esta especie prospera en climas tropicales húmedos que presentan temperaturas entre los 13 y 30°C. Esta especie muestra una amplia tolerancia a diversos tipos de suelo, excluyendo arcillas duras y arena, ya que prefieren suelos orgánicos húmedos y bien drenados con un pH de 5,5 a 6,5 (Dawson, 2022).

Usos

Esta planta se aprovecha principalmente en el campo de la alimentación esto se debe a la producción de cormos, que se procesan para producción de harina, que es un ingrediente altamente nutritivo debido a su elevado contenido de proteínas, vitaminas y minerales. Además, esta especie se utiliza como forraje para el ganado (Vijayakumar, 2020).

4.1.6 *Zantedeschia aethiopica* (L.) Spreng.

Distribución

Es una planta bulbosa originaria de Sudáfrica y se clasifica como se evidencia en la Tabla 7. Esta especie ha demostrado una gran adaptabilidad a diversos climas, facilitado su naturalización en una amplia gama de regiones. Actualmente, se encuentra distribuido en países

como Ecuador, Colombia, Bolivia, Costa Rica, Guatemala, Honduras, México, Estados Unidos, China y Etiopía (Rodríguez et al., 2024).

Tabla 7 Taxonomía de *Zantedeschia aethiopica*

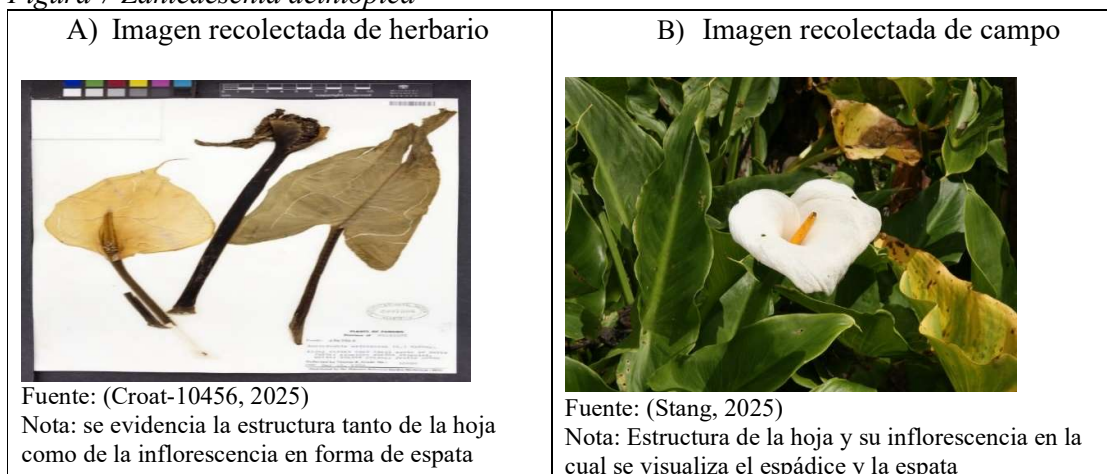
Reino	<i>Plantae</i>
Clase	<i>Equisetopsida</i>
Subclase	<i>Magnoliidae</i>
Superorden	<i>Lilianaes</i>
Orden	<i>Alismatales</i>
Familia	<i>Araceae</i>
Género	<i>Zantedeschia</i>
Especie	<i>Zantedeschia aethiopica</i>

Fuente: (Tropicos, 2025f)

Características anatómicas

Se caracteriza por poseer un sistema radicular fasciculado, donde la raíz principal cesa su crecimiento y se desarrollan raíces delgadas desde la parte superior del bulbo. Sus hojas presentan diferentes formas que pueden ser desde ovaladas hasta redondas y pueden alcanzar una altura de 60 a 120 cm, por lo general presentan manchas translúcidas, ha este fenómeno se lo denomina maculación. La inflorescencia, está compuesta por una espata llamativa, que envuelve el espádice, el estigma y el polen que claramente se observa en la Figura 7. Además, de presentar semillas amarillas con forma ovoide, estriada y alargada (Villegas, 2021).

Figura 7 *Zantedeschia aethiopica*



Hábitat

Se desarrolla en climas templados, con un rango de temperatura óptimo entre 20 y 25 °C, además de presentar una humedad relativa ideal que se sitúa entre el 60 y 65 %. Además, es importante considerar que esta planta prefiere suelos ligeramente ácidos, con un pH entre 6,0 y 6,5. (La Torre, 2022).

Usos

Esta especie se emplea en la medicina tradicional, debido a que sus hojas son preparadas en forma de cataplasma, el cual se aplica para aliviar heridas, quemaduras y picaduras de insectos. Así mismo, la infusión de sus hojas se emplea en el tratamiento de afecciones respiratorias como el asma y la bronquitis (Nuñez & Tipantuña, 2024).

Además de su valor medicinal, es conocida por la diversidad cromática de sus flores, que varían desde el blanco puro hasta el morado oscuro, pasando por tonalidades de rojo, rosa, naranja y amarillo, por lo que se ha consolidado como un cultivo ornamental de gran atractivo para la industria florícola (Tawfik et al., 2022).

Es importante destacar que *Zantedeschia aethiopica* contiene oxalato de calcio, lo que la convierte en una planta tóxica. Sin embargo, los rizomas, tras ser preparados, se aprovechan como alimento para cerdos. Adicionalmente, se ha investigado su potencial como planta fitorremediadora, específicamente en absorción de cromo en cantidades limitadas (Siebra et al., 2022).

4.1.7 Discusión

La familia Araceae muestra predominio de origen americano según lo reportan Guzhñay (2024), Jing et al. (2023), Carril (2022), Bansal et al. (2023) en *Anthurium*, *Monstera*, *Philodendron*, *Xanthosoma*. Sin embargo, su distribución global incluye especies de *Colocasia esculenta* en la India (Silva, 2023) y *Zantedeschia aethiopica* en África (Rodríguez et al., 2024).

Las Araceae se destacan ornamentalmente por sus hojas e inflorescencias, visibles en *Anthurium andreanum* (Hernández, 2021) y *Philodendron xanadu* (Lara et al., 2021). Además, poseen usos alimenticios, tal como sus cormos proteicos de *Colocasia esculenta* (Zúñiga, 2019), *Xanthosoma sagittifolium* (García, 2023) y el fruto de *Monstera deliciosa* (Dk et al., 2023). En la medicina tradicional, *Zantedeschia aethiopica* se usa para heridas y *Monstera deliciosa* para artritis en base a lo mencionado por Nuñez y Tipantuña (2024) y Dk et al. (2023).

Las Araceae exhiben sistemas radiculares variados, adaptados a sus estilos de vida. Según Hernández (2021) menciona que *Anthurium andreanum* posee raíces robustas, ideales para anclaje. En contraste Tawfik et al. (2022) reportan que *Zantedeschia aethiopica* presenta un sistema fasciculado, eficiente en la absorción del suelo. Cada uno de los sistemas está optimizado para las necesidades fisiológicas y ecológicas de la especie.

4.2 Cultivo *in vitro* de especies de la familia Araceae

4.2.1 Cultivo *in vitro* de *Anthurium andreanum*

4.2.1.1 Protocolo para hojas de *Anthurium andreanum*

Según Guzhñay (2024), seleccionó diez plantas madre por cada cultivar, las cuales fueron mantenidas bajo cubierta para su cuidado previo a la introducción en el medio de cultivo *in vitro*. Este protocolo incorporó una fase adicional de pre-desinfección, donde el material biológico fue tratado con el pesticida sistémico Kasumin (mezcla de Kasugamicina + Propamocarb hydrochloride) quince días antes de la iniciación del cultivo *in vitro*. El objetivo de esta etapa fue la eliminación de microorganismos endófitos.

Para la introducción *in vitro*, se recolectaron hojas jóvenes, brillantes y sanas de plantas madre de aproximadamente un año de edad, con una longitud entre 5 y 10 cm. La recolección del material vegetal se realizó durante la mañana. El material recolectado fue transportado al Laboratorio de Ecología Microbiana y Principios Activos de la Universidad Católica de Cuenca, donde se redujeron las hojas a fragmentos de 3 a 5 cm, dependiendo del tamaño original. Posteriormente, los fragmentos foliares fueron lavados con jabón líquido y abundante agua corriente para eliminar impurezas superficiales. Adicionalmente, los fragmentos se colocaron en un vaso de precipitación con 5 gotas de Tween 20 en 500 mL de agua y se agitaron durante 20 minutos. Transcurrido este tiempo, se procedió a lavar los fragmentos con agua estéril y se transfirieron a la cámara de flujo laminar. Allí, se obtuvieron explantes de aproximadamente 1 cm de las hojas, los cuales se sometieron al siguiente protocolo de desinfección: inmersión en alcohol al 70% durante 30 segundos, seguida de inmersión en hipoclorito de sodio al 0,5% durante 5 minutos y finalmente tres enjuagues con agua estéril. La esterilización del medio de cultivo se realizó mediante auto clavado a 121°C y 1,2 kg/cm² de presión durante un ciclo de 15 minutos.

4.2.1.2 Medio de cultivo para multiplicación de *Anthurium andreaeanum*

Empleó el medio Murashige y Skoog (MS) con las sales minerales reducidas al 50% y solidificado para el cultivo *in vitro*. Este medio fue enriquecido con el antioxidante Polivinilpirrolidona (PVP) en pesos moleculares de 360 o 6755 a 500 ppm, 0,2mg/L de 2,4-D, 0,5 mg/L de TDZ, suplementado con las vitaminas Gamborg. El pH del medio se ajustó a $5,8 \pm 0,2$. Los cultivos se mantuvieron bajo condiciones ambientales controladas, con una temperatura de $24 \pm 2^\circ\text{C}$, una humedad relativa entre el 79 y el 90% y un fotoperíodo de 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad (Guzhñay, 2024).

4.2.2 Cultivo *in vitro* de *Colocasia esculenta*

4.2.2.1 Protocolo para meristemos de *Colocasia esculenta*

Rayas et al. (2025), empleó como material vegetal el cultivar de malanga ‘INIVIT MC-2012, de las plantas madre de este cultivar se recolectaron hojas, de las cuales se aislaron meristemos de aproximadamente 0,6 mm de tamaño. Este proceso de aislamiento se llevó a cabo en condiciones asépticas dentro de una cámara de flujo laminar. Dado que los meristemos aislados requieren un crecimiento inicial antes de su multiplicación, este protocolo incorporó una fase adicional de pre cultivo.

La esterilización de los medios se llevó a cabo de forma similar a la de Guzhñay (2024), con la única variación del tiempo de exposición, que se ajustó según el volumen del medio.

4.2.2.2 Medio de cultivo para maduración y multiplicación de *Colocasia esculenta*

En esta fase se maduraron los meristemos por lo que se cultivaron en un medio líquido constituido por el 80% de las sales, suplementado con vitaminas MS, 30 g/L de sacarosa, 0,1 g/L de mio inositol, 0,5 mg/L de 6-BAP y 0,05 mg/L de AIA.

Así mismo describe que para multiplicación se empleó el mismo medio solo que solidificado mediante la adición de 4,7 g/L de Agar E. Este medio fue suplementado con 20 g/L de sacarosa como fuente de carbono, 0,2% de carbón activado para la adsorción de compuestos fenólicos,

20 mg/L de nitrato de plata como inhibidor de etileno, 30 g/L de manitol para la osmorregulación, 0,05 mg/L de AIA, 0,5 mg/L de BAP y 0,1 g/L de mio inositol. El pH del medio se ajustó a 6,1. Las condiciones de cultivo se mantuvieron a una temperatura de $27 \pm 2^\circ\text{C}$ bajo un fotoperíodo de 16 horas de luz y 8 de oscuridad (Rayas et al., 2025).

4.2.3 Cultivo *in vitro* de *Monstera deliciosa*

4.2.3.1 Protocolo para segmentos de hoja *Monstera deliciosa*

El trabajo descrito por Casanova et al. (2019), presenta el procedimiento para el cultivo de *Monstera deliciosa* L. y *Monstera acuminata* K. Los esquejes obtenidos de estas especies fueron conservados durante 80 días en condiciones de invernadero controladas a $25 \pm 2^\circ\text{C}$ y 77% de humedad relativa. Para la obtención de los explantes, se utilizaron dos hojas maduras por especie. Las hojas se lavaron con una solución de 5 mL de jabón neutro en 200 mL de agua. Posteriormente, se eliminó la nervadura principal de cada hoja para obtener cuatro segmentos de 3 x 12 cm, este proceso se realizó en cámaras de flujo laminar para garantizar la asepsia del cultivo, en el cuales los segmentos se sometieron al siguiente protocolo de desinfección que se basó en la inmersión de los segmentos foliares, en agitación constante, en una solución antioxidante y fungicida compuesta por 30 g/L de sacarosa, 100 mg/L de ácido ascórbico Meyer®, 150 mg/L de ácido cítrico y 1,5 g/L de azoxistrobin durante 15 minutos. Tras dos lavados con agua esterilizada, los segmentos se sumergieron en una solución de etanol al 70% durante 15 segundos, seguido de una inmersión en una solución de hipoclorito de sodio al 2,5% con tres gotas de Tween®-20 durante 20 minutos, también bajo agitación constante. A continuación, se realizaron tres lavados con agua destilada esterilizada durante 2 minutos cada uno. Finalmente, los segmentos se colocaron en una solución antioxidante compuesta por benomil y cisteína en proporción 1:1 a una concentración de 50 mg/L durante 5 minutos. Las hojas desinfectadas se disectaron en explantes de 1 cm, los cuales fueron colocados

individualmente en placas Petri e incubados en condiciones de oscuridad y esterilidad durante 49 días.

La esterilización del medio se efectuó a través de un autoclave a 120°C de temperatura y 1,2 kg/m² de presión (1bar o 15 psi) de durante 20 minutos.

4.2.3.2 Medio de cultivo para multiplicación de *Monstera deliciosa*

Se empleó el medio Murashige y Skoog (MS) con una concentración salina reducida al 50%, solidificado mediante la adición de 3 g/L de Phytigel. Este medio fue enriquecido con vitaminas Gamborg, 30 g/L de sacarosa como fuente de energía, 1 mL/L del preservador para cultivo de tejidos PPM, 1 mg/L de 2,4-D, 0,2 mg/L de BAP, 0,4 mg/L de tiamina y 100 mg/L de inositol. Las condiciones de cultivo se mantuvieron a una temperatura constante de 28°C, con una humedad relativa del 77% y un fotoperíodo de 16 horas de luz y 8 de oscuridad (Casanova et al., 2019).

4.2.4 Cultivo *in vitro* de *Philodendron xanadu*

4.2.4.1 Protocolo para brotes axilares de *Philodendron xanadu*

El artículo presentado por Lara et al. (2021), explica que las plantas madre fueron sometidas a un previo tratamiento con sanitizante 10 días antes de la recolección para lo cual se empleó 1 mg/L de ANIBAC 580®, que es un amonio cuaternario, que tiene la finalidad de prevenir la presencia de patógenos. Para el establecimiento *in vitro*, se tomaron brotes axilares de 3 a 5 cm. Estos explantes se sometieron a un proceso de desinfección que incluyó un lavado inicial con agua estéril y jabón. Posteriormente, los brotes se sumergieron durante 30 minutos en una solución fungicida compuesta por 1 mg/L de Tokat® y 2 g/L de Agry Gent Plus 5000®. Transcurrido este tiempo, los explantes se sumergieron en alcohol al 70% durante un minuto, hipoclorito de sodio al 0,16% durante 5 minutos. Finalmente, se realizaron tres enjuagues con agua destilada. Los explantes desinfectados se disectaron a 3 mm, se establecieron cinco explantes por matraz. La esterilización del medio se realiza como lo hizo Casanova et al. (2019)

a la misma temperatura y similar presión lo que cambia es el tiempo de exposición, se realiza durante 18 minutos.

4.2.4.2 Medio de cultivo para multiplicación de *Philodendron xanadu*

Para tratar las plantas madre, se utilizaron 200mg/L nanopartículas de plata que actúan como sanitizantes y se emplean en el medio de cultivo MS líquido, suplementado con 30 g/L de sacarosa, 0,80 mg/L de sulfato de adenina, tiamina, glicina y piridoxina, además de 0,5 mg/L de ácido nicotínico y 100 mg/L de inositol. El pH de este medio se ajustó a 5,7, las condiciones de cultivo se mantienen a una temperatura de $28 \pm 2^\circ\text{C}$ bajo un fotoperíodo de 16 horas de luz y 8 de oscuridad, las nanopartículas de plata se añadieron después de la esterilización.

Los explantes maduros se cultivan en el mismo medio lo que cambia es que se encuentra en estado semisólido, gelificado con 7.5 g/L de agar Merck (Lara et al., 2021).

4.2.5 Cultivo *in vitro* de *Xanthosoma sagittifolium*

4.2.5.1 Protocolo para plantas de *Xanthosoma sagittifolium*

García (2023), describe el uso de material vegetal obtenido de plantas *in vitro* de quequisque Lila y Blanco, previamente establecidas en el laboratorio de cultivo de tejidos de la Universidad Nacional Agraria (UNA).

Para la preparación de los explantes, se seleccionaron plantas *in vitro* con buen desarrollo y sin signos de contaminación, las cuales se redujeron a un tamaño aproximado de 1,5 cm. Posteriormente, cada explante se colocó sobre papel filtro dentro de una placa Petri descartable, a la que se añadieron 2 mL de agua destilada estéril para su posterior irradiación a rayos X a 5, 7, 9 y 11 Gy.

4.2.5.2 Medio de cultivo para multiplicación de *Xanthosoma sagittifolium*

Se empleó el medio Murashige y Skoog (MS) en estado semisólido con 7g/L de Agar, suplementado con 2,5 mg/L de BAP y 30g/L de sacarosa. Las plantas se cultivaron bajo una temperatura variable entre 25 y 55°C (García, 2023).

4.2.6 Cultivo *in vitro* de *Zantedeschia aethiopica*

4.2.6.1 Protocolo para brotes del túbero de *Zantedeschia aethiopica*

Según La Torre (2022), menciona que es necesario realizar una desinfección previa de los túberos en una solución fungicida dentro de los 7 a 15 días anteriores a su introducción *in vitro*, siendo recomendable que los puntos de crecimiento estén brotados al momento de la introducción. El tiempo necesario para observar el inicio del desarrollo *in vitro* puede variar según la variedad, extendiéndose en algunos casos hasta 8 semanas. La preparación inicial del túbero consiste en una limpieza minuciosa con agua y detergente, empleando una escobilla blanda para remover cualquier sustrato o polvo sin dañar los puntos de crecimiento. Tradicionalmente, se sumerge el túbero en una solución de hipoclorito de sodio al 2% durante 20 minutos, seguido de un enjuague con agua corriente y secado. Posteriormente, con un instrumento esterilizado, se extraen las yemas o brotes maduros, removiendo la mayor cantidad posible de catáfilas externas hasta exponer un tejido blanco y verde limpio. Las yemas cosechadas se trasladan a la biocámara, donde se someten a desinfecciones con alcohol e inmersiones en hipoclorito de sodio antes de ser sembradas en el medio de cultivo de introducción. El medio se esterilizo a la misma temperatura de Guzhñay (2024).

4.2.6.2 Medio de cultivo para multiplicación de *Zantedeschia aethiopica*

El medio de cultivo óptimo para esta especie consistió en Murashige y Skoog (MS), ver Tabla 1, semisólido con 2,1 g/L de phytigel, suplementado con 20 g/L de sacarosa, 2 mg/L de BAP, además de una auxina no especificada y vitaminas como la lisina, el un pH que fue ajustado entre 6,0 y 6,5 debido a que los cambios drásticos pueden alterar sus propiedades químicas de explante, cambiando la capacidad de las especies vegetales de absorber nutrientes, estas especies se cultivaron $20 \pm 5^{\circ}\text{C}$, con el 60-65% de humedad relativa y un fotoperíodo de 16/8 horas según los menciona La Torre (2022) y Melgajeri (2023).

4.2.7 Discusión

Las nanopartículas de plata representan un aditivo prometedor tanto para segmentos de hoja como para brotes en el cultivo *in vitro* de Araceae. Según Bello & Spinoso (2023), Chávez & Andrade (2020), Pastelín et al. (2020) y Lara et al. (2021), sugieren una concentración de 50 mg/L de NPsAg para un desarrollo óptimo de los explantes, debido a que inhibe el etileno y a la vez elimina a los microorganismos contaminantes alterando la membrana bacteriana. No obstante, dosis mayores a 200 mg/L inducen fitotoxicidad, afectando al transporte de auxinas reduciendo el crecimiento de los brotes.

Por otra parte, la inclusión de un osmorregulador en el medio de cultivo tanto para segmentos de hoja como para brotes en el cultivo *in vitro* de Araceae. Según Rayas et al. (2025) y Medero et al. (2020) sugieren que una concentración de 30 g/L de manitol es óptima para la osmorregulación. Esta dosis no solo favorece la absorción de nutrientes, sino que también ha demostrado incrementar la supervivencia del material vegetal. Por otro lado, Basail et al. (2019) mencionó que 10 g/L de manitol logró las mejores tasas de supervivencia, aunque con una ligera disminución en el crecimiento y la producción de hojas. Esto sugiere que las concentraciones más bajas pueden ser suficientes para la supervivencia y dosis de 30 g/L son necesarias para su desarrollo fisiológico óptimo y crecimiento vigoroso.

4.3 Propuesta de un medio de cultivo *in vitro* general para especies de la familia Araceae

4.3.1 Protocolo de cultivo *in vitro* para segmentos de hojas

Pre tratamiento de las hojas extraídas las cuales se sumergirán en una mezcla compuesta por con una mezcla compuesta por 30 g/L de sacarosa, 100 mg/L de ácido ascórbico, 150 mg/L de ácido cítrico y 1,5 g/L de azoxistrobin durante 15 minutos. Posteriormente se realizará el protocolo de desinfección que consiste en la inmersión del explante en etanol al 70% por 1 minuto, seguida de una solución de hipoclorito de sodio al 2% complementada con tres gotas de Tween 20 por 10 minutos. Finalmente, se realizarán tres enjuagues exhaustivos con agua destilada estéril para eliminar residuos de desinfectante, en base a lo descrito por Casanova et al. (2019) y Hernández et al. (2021).

4.3.2 Composición del medio de cultivo para segmentos de hojas:

El medio ideal es el Murashige y Skoog (MS) a una concentración de sales del 50%, en estado semi solido gelificado a través de 7g/L de Agar, suplementado con vitaminas Gamborg, 30g/L de sacarosa, 1 mL/L de PPM, 20mg/L de nitrato de plata, 30 g/L de manitol, 0,05 mg/L de AIA (Ácido Indolacético) y 0,5 mg/L de BAP (6-Bencilaminopurina), 50mg/L de nanopartículas de plata, pH entre 5,8 y 6,1, la temperatura óptima para el crecimiento está entre 24 y 28°C, la humedad relativa debe estar entre 77% y el 90% en base a lo mencionado por Bruno et al. (2024), Casanova et al. (2019), Castilla et al. (2020), Guzhñay (2024), López (2019) y Rayas et al. (2025).

4.3.3 Protocolo para el cultivo *in vitro* de brotes

Según Casanova et al. (2019) menciona que protocolo óptimo para la desinfección se basa en una pre-inmersión en una solución compuesta por agua, 3 gotas de Tween 20 durante 5 minutos, seguida de etanol al 20% por 10 segundos e hipoclorito de sodio al 2,08% con 3 gotas de Tween 20 por 5 minutos, finalmente, se realizarán enjuagues con agua destilada estéril para asegurar la asepsia del explante.

4.3.4 Composición del medio de cultivo para brotes:

El medio óptimo es el Murashige y Skoog (MS) a una concentración de sales al 100%, en estado semisólido gelificado a través de 8 g/L de Agar, suplementado 0,80 mg/L de tiamina, 0,80 mg/L de piridoxina, 0,5 mg/L ácido nicotínico, 100 mg/L de inositol, 30g/L de sacarosa, 150 mg/L de ácido cítrico, 1 mg/L nitrato de plata, 30 g/L de manitol, 2,5 mg/L de BAP, el pH del medio se ajustará a 5,7, temperatura óptima entre 25 y 30°C, la humedad relativa debe oscilar entre el 60% y el 77% en base a lo mencionado por Arteaga et al. (2020), Casanova et al. (2019),García (2023), Hernández et al. (2023), Lara et al. (2021), La Torre (2022) y Ventura (2019).

4.3.5 Discusión

Entre las diversas formulaciones de medios de cultivo, el medio Murashige y Skoog (MS), se ha consolidado como la opción más eficaz para el cultivo *in vitro* de la familia Araceae. Múltiples autores como Casanova et al. (2019), Campos & Chávez (2019), García (2023), Guzhñay (2024), Lara et al. (2021), La Torre (2022), Loaiza (2019) y Rayas et al. (2025), concuerdan en su eficacia para una amplia gama de explantes, desde tejidos foliares y meristemas hasta yemas axilares. La razón de su éxito radica en su composición única y balanceada de nutrientes. A diferencia de medios tradicionales, el medio MS se caracteriza por sus altas concentraciones de iones nitrato (NO_3^-), amonio (NH_4^+), cloruro (Cl^-) y molibdeno (Mo), así como por sus bajas concentraciones de iones de calcio (Ca^{2+}), fósforo (P), magnesio (Mg^{2+}) y cobre (Cu^{2+}).

Según Casanova et al. (2019) y Castilla et al. (2020) sugieren que una concentración de sales del 50% es óptima en segmentos de hoja, destacando que concentraciones al 100% pueden inducir el pardeamiento y reducir la supervivencia. Por otra parte, Lara et al. (2021) y La Torre (2022) reportaron que el 100% de sales es óptima en brotes para una mayor regeneración y supervivencia. No obstante, Chavez et al. (2022) demostraron que una concentración del 66% de sales promovió la producción de brotes de forma efectiva. Por lo que la concentración óptima

de sales para segmentos de hojas es del 50% y para brotes es del 100%, sin embargo, puede variar dependiendo de la especie utilizada.

La provisión de una fuente de energía exógena es indispensable para su crecimiento y desarrollo. Múltiples estudios realizados por Casanova et al. (2019), Lara et al. (2021), Hernández et al. (2023) y López (2019), sugieren que la adición de 30 g/L de sacarosa es la ideal, debido a que desempeña un papel energético crucial que favorece el crecimiento del explante. Sin embargo, La Torre (2022) reportó resultados igualmente favorables con una concentración ligeramente menor, de 20 g/L de azúcar. La sacarosa es de importancia en el cultivo *in vitro* debido a que es hidrolizada por las células vegetales en glucosas y fructosa estos azúcares son metabolizados para generar la energía necesaria para la síntesis de biomasa.

5 Conclusiones

La investigación bibliográfica demuestra que la familia Araceae exhibe una notable diversidad y una destacada versatilidad a nivel mundial. Aunque muchas de sus especies tienen origen americano, su alta capacidad de adaptación ecológica ha facilitado su expansión y naturalización en otros continentes. Su relevancia no se limita solo en ámbito ornamental, sino también como planta medicinal y alimenticia, consolidado su papel fundamental en distintas culturas y ecosistemas.

La revisión sistemática de metodologías de cultivo *in vitro* de las seis especies de la familia Araceae han demostrado que el éxito de la micropropagación depende crucialmente de una optimización detallada y adaptada a las características de cada explante. Los protocolos más eficientes priorizan la selección de yemas axilares por su alto potencial regenerativo, así como la aplicación de protocolos de desinfección rigurosos, que se ajusten a la sensibilidad del tejido. Finalmente, hemos determinado que el medio Murashige y Skoog (MS) se consolida como el sustrato estándar para el cultivo *in vitro* de la familia Araceae. La concentración de sales óptima para segmentos de hoja es del 50%, mientras que para brotes es del 100%. Sin embargo, la eficacia del sustrato depende críticamente de la calibración meticulosa de todos sus componentes para asegurar el prendimiento, la proliferación y el desarrollo vigoroso de los explantes.

6 Bibliografía

- Alcantara, J., Acero, J., Alcántara, J., & Sánchez, R. (2019). Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal. *Nova*, 17(32), 109–129. <https://doi.org/10.22490/24629448.3639>
- Alegre, M. L. (2020). *Participación del ácido ascórbico en la maduración de frutos de tomate*. 203. https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/120690/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Alvarez, C., Castaño, D., Hoyos, D., Velasco, G., Peña, J., & Sanín, D. (2019). Angiospermas no arbóreas de un bosque húmedo tropical en el piedemonte andino-amazónico colombiano. *Boletín Científico Del Centro de Museos*, 23(2), 62–94. <https://doi.org/10.17151/bccm.2019.23.2.3>
- Arana, J. (2023). *Comportamiento agronómico de cultivares de papa china (Colocasia esculenta) en el Ecuador*. <https://dspace.utb.edu.ec/bitstream/handle/49000/14800/E-UTB-FACIAG-AGROP-000056.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Arteaga, M., Campos, J., Campos, S., Chico, J., & Cerna, L. (2020). Establecimiento de un protocolo de desinfección y micropropagación in vitro de “caoba” *Swietenia macrophylla* King (Meliaceae). *Arnaldoa*, 27(1), 141–156. <http://www.scielo.org.pe/pdf/arnal/v27n1/2413-3299-arnal-27-01-141.pdf>
- Bansal, S., K. Sharma, M., Singh, S., Joshi, P., Pathania, P., V. Malhotra, E., Rajkumar, S., & Misra, P. (2023). Conocimientos histológicos y moleculares sobre el patrón de regeneración in vitro de *Xanthosoma sagittifolium*. *Scientific Reports*, 13(1), 1–13. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-33064-8>
- Baran, E. (2021). *Metaloenzimas de plantas*. [https://ancefn.org.ar/user/FILES/Academia/Metaloenzimas de plantas.pdf](https://ancefn.org.ar/user/FILES/Academia/Metaloenzimas%20de%20plantas.pdf)
- Basail, M., Rayas, A., López, J., & Medero, V. (2019). Conservación in vitro de cultivares de *Ipomoea batatas* (L.) Lam por crecimiento mínimo con el uso de manitol. *Artículo Original Biotecnología Vegetal*, 19(1), 43–51. <http://scielo.sld.cu/pdf/bvg/v19n1/2074-8647-bvg-19-01-43.pdf>
- Bello, J., & Spinoso, J. (2023). Utilización de nanopartículas de plata en la micropropagación de plantas. *Mundo Nano. Revista Interdisciplinaria En Nanociencias y Nanotecnología*, 16(30), 1e-14e. <https://doi.org/10.22201/ceiich.24485691e.2023.30.69692>
- Bernal, A., Machado, P., Núñez, D., & Toledo, E. (2021). Establecimiento de un banco de plantas madre de caña de azúcar en condiciones semicontroladas para la propagación in vitro. *Biotecnología Vegetal*, 21(1), 53–61. <http://scielo.sld.cu/pdf/bvg/v21n1/2074-8647-bvg-21-01-53.pdf>
- Bodner-216. (2025). *Tropicos imagen de Colocasia esculenta*. <https://www.tropicos.org/image/101234210>
- Bonilla, A. (2023). *Evaluación de diferentes protocolo para el establecimiento in vitro de mora de castilla (Rubus glaucus Benth) a partir de segmentos nodales*. <https://dspace.esPOCH.edu.ec:8080/server/api/core/bitstreams/7b856229-43eb-4cea-9ecd-b8ed3192a88d/content>
- Bruno, P., Da Silva, D., Dritsche, Y., & Pitta, G. (2024). *Introducción in vitro y*

- escarificación química de semillas de Vanilla bahiana* Höhne. 10(2), 1–22.
https://www.recursosgeneticos.org/Recursos/Archivos/Revista_RG_NEWS_10_2_2024_Anais_RGVUFSC.pdf#page=21
- Cabrera, R. (2021). *Clonación de árboles selectos de híbrido Pinus elliottii var. elliottii x Pinus caribaea var. hondurensis*.
http://193.122.196.39:8080/xmlui/bitstream/handle/10521/4937/Cabrera_Ramirez_R_M_C_Ciencias_Forestales_2021.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Campos, D., & Chávez, C. (2019). *Efecto de la combinación de las concentraciones de 6-bencilaminopurina y del medio Murashige y Skoog, 1962 en el establecimiento in vitro de Prosopis pallida*. <https://dspace.unitru.edu.pe/server/api/core/bitstreams/ab303fc7-635a-41c2-aff3-36c3392e2c80/content>
- Campusano, F. G., González, G. M., Flores, G. G., Mendoza, A. P., Ávila, V. M. C., & Guzmán, J. M. (2019). Morfogénesis in vitro de brotes adventicios del pinabete mexicano *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 10(56). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v10i56.545>
- Carril, P. (2022). *Philodendron xanadu, un filodendro muy resistente y decorativo*.
<https://www.hogarmania.com/jardineria/fichas/plantas/philodendron-xanadu.html>
- Carvalho, J., Nascimento, D., Brandão, R., De Moraes, E., Brito, R., Sousa, A., Paiva, M., Leite, L., Castro, E., & Moreira, I. (2022). Mapeo científico y tecnológico de Araceae Juss.: Una proyección para las actividades biológicas. *Research, Society and Development*, 11(9), e41311931976. <https://doi.org/10.33448/rsd-v11i9.31976>
- Casanova, N., Bertolini, V., & Iracheta, L. (2019). *Establecimiento in vitro de Monstera acuminata Koch y Monstera deliciosa Liebm.* 68, 196–204.
http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0120-28122019000300196&script=sci_arttext
- Castilla, Y., González, M., & Espinosa, L. (2020). Conservación in vitro de café (Coffea arabica L.) mediante la disminución de sales minerales en el medio de cultivo. *Cultivos Tropicale*, 41(1), 1–13. <http://scielo.sld.cu/pdf/ctr/v41n1/1819-4087-ctr-41-01-e04.pdf>
- Castro, Á. (2023). *Aclimatación de plantas in vitro de Stevia rebaudiana B. en tres ambientes controlados*. <https://repositorio.lamolina.edu.pe/server/api/core/bitstreams/e06cc4a3-61c7-43d0-960c-8321ac1968ad/content>
- Cevallos, G., & Saltos, G. (2022). *Desarrollo de un protocolo para el cultivo in vitro de la especie Caucaea pichincae Orchidaceae.* 1, 48.
<https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/23921/1/TTQ967.pdf>
- Chaitra, K., Sankar, M., & Sreelatha, U. (2024). Optimización de los sustratos de cultivo sin suelo para el crecimiento compacto de *Philodendron xanadu*. *Journal of Applied Horticulture*, 26(3), 314–318. <https://doi.org/10.37855/jah.2024.v26i03.59>
- Chávez, J., & Andrade, M. (2020). Nanopartículas de plata en el establecimiento in vitro de ápices de gladiolo. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 43(4-A), 557.
<https://doi.org/10.35196/rfm.2020.4-a.557>
- Chipategua, D. (2024). *Factores que inciden en el establecimiento de protocolos de micropropagación in vitro del roble andino Quercus humboldtii Bonpland. como estrategia biotecnológica de conservación ex situ.* Table 10, 4–6.
<https://repository.unad.edu.co/bitstream/handle/10596/64929/dachipateguae.pdf?sequence=1>

e=1&isAllowed=y

- Croat-10456. (2025). *Tropicos imagen de Zantedeschia aethiopica*. 2–3.
<https://www.tropicos.org/image/101111717>
- Croat-107327. (2025). *Tropicos imagen de Xanthosoma sagittifolium*. 2–3.
<https://www.tropicos.org/image/101122314>
- Croat-40663. (2025). *Tropicos imagen de Monstera deliciosa*.
<https://www.tropicos.org/image/101250567>
- Croat-81537. (2025). *Tropicos imagen de Philodendron xanadu*. 2–3.
<https://www.tropicos.org/image/31387>
- Dawson, H. (2022). Xanthosoma sagittifolium (elephant ear). *PlantwisePlus Knowledge Bank, Species Pa*(April). <https://doi.org/10.1079/pwkb.species.56989>
- Dey, A., Nongdam, P., Nandy, S., Mukherjee, S., Mukherjee, A., Tikendra, L., Hazra, A. K., & Pandey, D. K. (2021). La poliamina provocó la producción de ácido aristolóquico en *Aristolochia indica* L. clonalmente in vitro : un estudio basado en marcadores ISSR y RAPD y HPTLC. *South African Journal of Botany*, 140, 326–335.
<https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.06.018>
- Dk, S., Ananda, M., Visagaperumal, D. D., & Vineeth, D. (2023). *Monstera deliciosa* Lieben (Araceae): una revisión sobre su perfil vegetal y actividades farmacológicas. *Monthly, Peer-Reviewed, Refereed, Indexed Journal with IC Value : 86*, 87(9), 2455–0620.
<https://www.ijirmf.com/wp-content/uploads/IJIRMF202305002-min.pdf>
- Dresch, R. (2021). *Efecto de la coinoculación asociado o no a la aplicación de micronutrientes en cultivos de soja*.
<https://repositorio.ifrs.edu.br/bitstream/handle/123456789/1548/1234567891548.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Echinque, M., & Mamani, M. (2021). Determinación del medio de cultivo para el establecimiento in vitro de banano (*Musa acuminata*) en la Estación Experimental Sapecho - Alto Beni. *Apthapi*, 7(3), eviqts.
<https://apthapi.umsa.bo/index.php/ATP/article/view/112/103>
- Eguez, E., León, L., Pacheco, L., & Loor, J. (2022). Deficiencia nutricional de macronutrientes en plantas de pimiento (*capsicum annum linneo*) cultivadas en solución nutritiva. *Revista de Investigación Talentos*, 9(1), 69–82.
<https://doi.org/10.33789/talentos.9.1.162>
- Eras, V., Moreno, J., Yaguana, M., Poma, R., & Paredes, D. (2019). Balance hormonal para la fase de brotación y enraizamiento in vitro de explantes de *Cinchona Officinalis* L., provenientes de relictos boscosos de la provincia de Loja. *Bosques Latitud Cero*, 9(1), 58–68. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/586/525>
- Frafoto, G. (2021). *Flickr imagen completa de Xanthosoma sagittifolium*. 24–26.
<https://www.flickr.com/photos/21028294@N06/51157615128/in/photolist-2kWC9F3-2m5gKG1-o3rk2T-T1KKwF-7LJWqB-7WbvNW-4HeNp-2m5fgrj-zFeK9j-zYKRie-24EJPoN-DNfCqX-NGwzH3-7c9ewf-CYijUu-yb3c3M-xe24rA-SThQsh-7c5gVD-CYpNJV-6Uqmh-dp72KN-DfvRU4-dp72yJ-7c9dzo-7c98rY-23J>
- García-319. (2025). *Tropicos imagen de Anthurium andreanum*.
<https://www.tropicos.org/image/101152429>

- García, C. (2023). *Cambios morfológicos en plantas de quequisque (Xanthosoma sagittifolium L. Schott y Xanthosoma violaceum L. Schott) establecidas in vitro e invernadero irradiadas con rayos X*. <https://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnf30g216cm.pdf>
- García, J. (2020). Androgénesis y producción de doble haploides en pimiento. *Universidad de Almería*, 1–69. <https://repositorio.ual.es/bitstream/handle/10835/10264/GARCIA MALDONADO, JULIAN.pdf?sequence=1>
- González, H., Chirinos, C., Soto, A., & Pineda, M. (2021). Efecto de la tiamina sobre el crecimiento y desarrollo del pimentón (*Capsicum annuum* L.) en el sector la Grita, estado Táchira, Venezuela. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 6(1), 3–8. <https://ojs.unipamplona.edu.co/index.php/rcyta/article/view/1074/5934>
- González, R. (2023). *Trabajo de tesis Cambios morfológicos de cultivares de malanga (Colocasia esculenta (L.) Schott) en irradiados con rayos gamma*. <https://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnf30g643cm.pdf>
- Guzhñay, F. (2024). Evaluación del efecto de cuatro combinaciones hormonales, dos concentraciones de medio en la micropropagación in vitro de tres cultivares de anturio (*Anthurium andreanum*). In *Universidad Católica de Cuenca*. <https://dspace.ucacue.edu.ec/server/api/core/bitstreams/d9287f23-68c3-49a2-8f90-0a6d8f4ae42a/content>
- Hernández, M. (2021). *Formación de callos en Anthurium magnificum Linden*. 21(2), 103–112. <https://revista.ibp.co.cu/index.php/BV/article/view/698/pdf>
- Hernández, M., Posada, L., Barbón, R., Gómez, R., Padrón, Y., & De la O, M. (2023). Efecto del nitrato de plata en el cultivo in vitro de *Anthurium magnificum* Linden. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 25(2), 88–96. <https://doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v25n2.110056>
- Jing, Y., Beleski, D., & Vendrame, W. (2023). Micropropagación y aclimatación de *Monstera deliciosa* Liebm. Constelación tailandesa. *Horticulturae*, 10(1), 1–11. <https://doi.org/10.3390/horticulturae10010001>
- Juarez, A. (2022). *La fertilización al suelo y su efecto en la nutrición foliar en el cultivo de higuera (Ficus carica L.) en la zona de Santiago - Ica*. <https://repositorio.unica.edu.pe/server/api/core/bitstreams/78ef517e-f7ff-452a-87e8-271c9c939b17/content>
- La Torre, D. (2022). *Producción de plántulas in vitro de calas (Zantedeschia sp.) en Cañete - Lima*. 1–52. <https://repositorio.lamolina.edu.pe/items/238b45a3-7c11-4723-b35b-c4606c353ce7>
- Laguna, Y., Cueva, J., Tamariz, C., & Olivera, P. (2019). Efecto de los reguladores de crecimiento vegetal en la multiplicación y enraizamiento in vitro de *senecio calvus* (asteraceae), planta medicinal altoandina, endémica del Perú. *Revista de Investigaciones Altoandinas - Journal of High Andean Research*, 21(2), 111–121. <http://www.scielo.org.pe/pdf/ria/v21n2/a03v21n2.pdf>
- Lara, M., Andrade, M., Guillén, D., Sotelo, H., & Villegas, O. (2021). Establecimiento de cultivo aséptico in vitro de *Philodendron xanadu* Croat. *Revista Ciencia Agronomica*, 52(2), 1–9. <https://doi.org/10.5935/1806-6690.20210024>
- Lara, M., Andrade, M., & Villegas, O. (2022). *Crecimiento in vitro de filodendro xanadu por*

- efecto de la concentración y relación nutrimental en el medio de cultivo*. 0091008(1962), 1–12. <https://aap.uaem.mx/index.php/aap/article/view/452/151>
- Llado, A. (2020). *Análisis de los parámetros que afectan el éxito reproductivo del endemismo gimnésico Arum pictum subsp. sagittifolium Rosselló & L. Sáez*. <http://dspace.uib.es/xmlui/handle/11201/154459>
- Llangarí, L., & Rafael, V. (2020). Cinco especies nuevas de Drosophila (Diptera, Drosophilidae) relacionadas con Araceae. *Iheringia - Serie Zoologia*, 110, 1–13. <https://doi.org/10.1590/1678-4766e2020012>
- Loaiza, L. (2019). *Estudio preliminar para la reproducción asexual in vitro de vainilla (Vanilla tahitensis) en diferentes medios de cultivos asépticos*. 1–61. <http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/12539/1/T-UCSG-PRE-TEC-AGRO-145.pdf>
- López, M. (2019). *Mutagénesis en Anthurium andreanum L. inducida por rayos gamma cobalto 60 y colchicina*. http://colposdigital.colpos.mx:8080/bitstream/handle/10521/4209/Lopez_Martinez_MI_MC_RGP_Produccion_Semillas_2019.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- López, F., Galindo, M., Murguía, J., & Bulbarela, J. (2022). *Desarrollo fisiológico del anturio rojo (Anthurium andreanum Linden) variedad tropical en tres sistemas de cultivo in vitro*. 67–73. <https://mail.revista-agroproductividad.org/index.php/agroproductividad/article/view/2203/1958>
- Ludeña, R. (2021). *Evaluación de una formulación de co-encapsulación de Trichoderma spp. con micronutrientes para el control biológico de Moniliophthora roreri*. 1–54. https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/53177/1/T-111318_Rodrigo_Ludeña.pdf
- Medero, V., Rayas, A., & López, J. (2020). *Conservación in vitro de cultivares de ñame (Dioscorea alata L.) bajo condiciones de crecimiento mínimo*. 6(1), 33–40. https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/91517897/index-libre.pdf?1664105315=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DConservacion_in_vitro_de_cultivares_de_n.pdf&Expires=1748810530&Signature=crcuJU~IjMVapJYMLbtKefFYnFNcGbpY-N4HM~bUTg2XgVR6AOxIdQXy
- Melgajeri, P. J. (2023). *pH EN LA MORFO- FISILOGIA EN CHENOPODIUM QUINOA WILLD (AMARANTHACEAE)*. 1–64. <https://repositorio.udec.cl/server/api/core/bitstreams/080179a0-97bb-4ad5-aea2-a43ebe9fe4e8/content>
- Millones, C., & Vásquez, E. (2023). Intensidad de la luz y sacarosa en la respuesta morfo-fisiológica in vitro de plántulas Selenicereus megalanthus (Haw.). *Revista de Investigaciones Altoandinas - Journal of High Andean Research*, 25(3), 140–147. <https://doi.org/10.18271/ria.2023.528>
- Mora, B. (2019). *El boro como elemento multifuncional en cultivos de ciclo corto*. https://dspace.utb.edu.ec/bitstream/handle/49000/6686/E-UTB-FACIAG-ING_AGRON-000195.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Nainwal, P. (2019). Reseña sobre la especie Philodendron - Planta en búsqueda de Validación de sus enfoques terapéuticos. *Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 11(5),

- 2003–2006.
https://www.academia.edu/87056774/Review_on_Philodendron_Species_Plant_Seeking_For_Validation_of_Its_Therapeutic_Approaches
- Núñez, M., Benavides, G., Argotti, E., Heredia, M., & López, R. (2020). Diversidad de Araceae en el paisaje forestal del noroccidente del Ecuador. *Ciencia y Tecnología*, 13(1), 81–91. <https://doi.org/10.18779/cyt.v13i1.351>
- Núñez, N., & Tipantuña, K. (2024). *Evaluación de la Zantedeschia aethiopica, como planta fitorremediadora de suelos contaminados con cromo*.
<http://dspace.espoeh.edu.ec/bitstream/123456789/22176/1/236T0951.pdf>
- Parsons, R. (2021). *Flickr imagen completa de Anthurium andreaeanum*.
<https://www.flickr.com/photos/rpflowershots/51690666681/in/photolist-2mKJbk4-2owNQ7F-qyo96w-fYXvG-bAAP2k-aGQHNP-2atMD1C-2o4M5xF-5NpEkj-Gdwfy3-6UDNBB-3KHQ5-2kVGTwh-ijqirA-jXzLNw-fYRQA-87kP28-2nwZm4g-aGQHyi-29E7a8b-5C6LUI-28TPEZK-2ksrUxQ-2qK3zS7-2bcVziD-5G3>
- Pastelín, M., Ramírez, M., Bogdanchikova, N., Castro, C., & Bello, J. (2020). Las nanopartículas de plata afectan la micropropagación de vainilla (*Vanilla planifolia* Jacks. ex Andrews). *Agrociencia*, 54(1), 1–13. <https://www.agrociencia-colpos.org/index.php/agrociencia/article/view/1878/1875>
- Pilaquinga, J. (2021). Propagación in vitro de albahaca morada (*Ocimum basilicum* L.) variedad Red Rubin a partir de segmentos nodales. *Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano*, 36. <https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/fd4df836-b325-4cce-8215-6cd85a0118f2/content>
- Polihito, R. A. (2022). Relaciones fenológicas de cinco miembros de la familia Araceae. *Biosfer : Jurnal Biologi Dan Pendidikan Biologi*, 7(2).
<https://doi.org/10.23969/biosfer.v7i2.6120>
- Púa, A. L., Barreto, G. E., Zuleta, J. L., & Herrera, O. D. (2019). Análisis de nutrientes de la raíz de taro (*Colocasia esculenta* Schott) en el trópico seco de Colombia. *Informacion Tecnológica*, 30(4), 69–76. <https://doi.org/10.4067/S0718-07642019000400069>
- Qodriyah, L., Wahidah, B. F., Hidayat, S., & Khasanah, R. (2021). *Caracterización de estomas foliares en plantas ornamentales de la familia Araceae*. November, 242–254.
<http://journal.uin-alauddin.ac.id/index.php/psb>
- Rangel, A., Laguna, M., Hernández, J., & Gibran, A. (2025). Plantas de fresa regeneradas in vitro mediante organogénesis directa en diferentes concentraciones de auxinas y citocininas. *Bioagro*, 37(1), 123–134. <https://doi.org/10.51372/bioagro371.11>
- Rayas, A. R., Santos, A., Basail, M., López, J., Medero, V., & Beovides, Y. (2025). Conservación in vitro de *Colocasia esculenta* (Araceae) bajo condiciones de crecimiento mínimo. *Bionatura*, 1, 51–58. <https://bionaturajournal.com/2025.02.01.9.html>
- Reyes, J., Ramos, R., Llerena, L., Ramírez, M., & Falcón, A. (2021). Potencialidades de oligogalacturonidos y quitosacáridos en el enraizamiento de las plantas. *Terra Latinoamericana*, 39, 1–9. <https://doi.org/10.28940/TERRA.V39I0.846>
- Rodríguez, J., Hernández, A., Mascorro, J., & Hernández, M. de J. (2024). *Micropropagación y fitopatología del lirio de agua (Zantedeschia spp.)*. 18(2), 1–10.
https://revistas.uptc.edu.co/index.php/ciencias_hortícolas/article/view/17623/14268

- Rojas, J., & Solórzano, J. (2023). *Evaluación de la relación de los biorreguladores auxinas - giberelinas en el desarrollo in vitro de plántulas de Caesalpinia spinosa a partir de semillas en dos estadios*. <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/24509/1/UPS-CT010388.pdf>
- Saenz, C. (2019). *Implementación de seguridad cortina de luz en cabina de flujo laminar NO 1. para la empresa J&J. 1*. <https://repositorio.uniautonoma.edu.co/xmlui/bitstream/handle/123456789/99/TE-P 005 2019.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Saheem, A. (2019). *Flickr imagen completa de Monstera deliciosa*. <https://www.flickr.com/photos/35406904@N07/48569248582/in/photolist-2gZU6tC-e6qd56-2kH4XU3-biybDe-2kMKgfd-2jDEyVB-3gLEox-2gZTNGg-fejGas-67MTLZ-rLwxa9-25nK3q3-6PP2xC-JZ4nyf-6TENp6-qdVVy-Hrkegv-cL8sY-baUga2-2oAEBMG-bjxCwf-2mRNviv-3uVEN-5xU1uK-Cv4JRe-CghGdM->
- Sánchez, A. (2023). *Desarrollo de un agente gelificante para la micropropagación vegetal in vitro a partir de residuos de nopal*. <https://ri-ng.uaq.mx/bitstream/123456789/8164/1/RI007322.pdf>
- Sánchez, J. (2020). *Efecto de la modificación dual mediante molienda de bolas y entrecruzamiento sobre las propiedades del almidón de Malanga (Colocasia Esculenta L.)*. 1–82. <http://51.143.95.221/bitstream/TecNM/2529/1/2020 Sanchez Rivera Jazmin.pdf>
- Siebra, R., Daquila, B., & Conte, H. (2022). Técnica de fitorremediación en la rehabilitación de áreas contaminadas y la aplicación de *Zantedeschia aethiopica* (L.) en este proceso: una revisión narrativa. *Research, Society and Development*, *11*(15), e155111536959. <https://doi.org/10.33448/rsd-v11i15.36959>
- Silva, M. (2023). Determinación de componentes fenólicos y antioxidantes en harina de papa china (*Colocasia esculenta*) y zanahoria blanca (*Arracacia xanthorrhiza*). *Nucl. Phys.*, *13*(1), 104–116. <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/37959/1/CBT 051.pdf>
- Stang, D. (2025). *Tropicos imagen de Zantedeschia aethiopica*. <https://www.tropicos.org/image/100122689>
- Suárez, I. (2020). Cultivo De Tejidos Vegetales. In *Fondo editorial, Universidad de Cordoba*. <https://repositorio.unicordoba.edu.co/server/api/core/bitstreams/5eacebea-f261-4e7b-8ca8-67f37ba9d7fb/content>
- Tawfik, E., Ahmed, M. F., Albalawi, D. A., Aljuaid, B. S., Darwish, D. B. E., Mahmoud, S. F., Hassan, K. M., Ibrahim, M. F. M., & Abdel Razik, A. B. (2022). Identificación molecular del cultivo de *Zantedeschia* con determinación de sus actividades morfológicas y metabólicas para la aclimatación mediterránea. *Plants*, *11*(17). <https://doi.org/10.3390/plants11172311>
- Terra, S., & Rodrigues, C. (2019). Plantas de Alimentos No Convencionales (PANCs): estudio en áreas urbanas de Santana do Livramento, RS. *Ambiência*, *15*(1), 112–130. <https://doi.org/10.5935/ambiencia.2019.01.07>
- Torres, S. (2020). *Requerimientos nutricionales de macronutrientes en el cultivo de banano*. <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/TORRES GOMEZ SONIA AZUCENA.pdf>

- Troncoso, A. (2025). *Medios de cultivo de tejidos vegetales*. 1–23.
https://es.scribd.com/document/746242115/MEDIOS-DE-CULTIVO-DE-TEJIDOS-VEGETALES?utm_source
- Tropicos. (2025a). *Taxonomía Anthurium andreanum*.
<https://www.tropicos.org/name/50249667>
- Tropicos. (2025b). *Taxonomía Colocasia esculenta*. https://doi.org/10.1007/978-94-017-9511-1_13
- Tropicos. (2025c). *Taxonomía de Monstera deliciosa*.
<https://www.tropicos.org/name/2103116>
- Tropicos. (2025d). *Taxonomía Philodendron xanadu*.
<https://www.tropicos.org/name/50190464>
- Tropicos. (2025e). *Taxonomía Xanthosoma sagittifolium*. 498–509.
https://doi.org/10.1007/978-94-017-9511-1_15
- Tropicos. (2025f). *Taxonomía Zantedeschia aethiopica*. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816814-1.00046-6>
- Troyo-33arac. (2025). *Tropicos imagen de la estructura de la familia Araceae*. 63110.
<https://www.tropicos.org/image/100971121>
- Urbina, H., Jones, C., & R. Moore, M. (2023). *Detección de pseudoclosure paullula de la roya aroidea de la hoja en queso suizo planta Monstera deliciosa en los Estados Unidos*. 107(8), 2520. <https://apsjournals.apsnet.org/doi/epdf/10.1094/PDIS-01-23-0134-PDN>
- Vásquez, K., & Chirinos, E. (2019). *Inducción de brotes in vitro de palto (Persea americana var. hass) utilizando combinaciones de bencilaminopurina y ácido giberélico*. <https://repositorio.uns.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14278/3446/49588.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Ventura, J. (2019). *Uso de manitol y sorbitol en la conservación in vitro de dos ecotipos comerciales de aguaymanto (Physalis peruviana)*. <http://45.231.83.156/bitstream/handle/20.500.12996/4034/ventura-quispe-jonathan-david.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Vijayakumar, K. (2020). *Análisis de la diversidad genética de Xanthosoma sagittifolium (L.) schott usando marcadores moleculares*. 2507(February), 1–9.
http://14.139.185.57:8080/jspui/bitstream/123456789/10832/1/175108_KRISHNAVENI_VIJAYAKUMAR_THESIS.pdf
- Villegas, J. (2021). *El cultivo in vitro de Alcatraz (Zantedeschia aethiopica (L.) Spreng.)*. 9620650. <https://core.ac.uk/download/pdf/481499649.pdf>
- Wife, D. (2022). *Flickr imagen de la inflorescencia de Colocasia esculenta*.
https://www.flickr.com/photos/dah_professor/52489957124/in/photolist-2nYmKwL-r1qJkt-8xwy3a-paiMwe-bSQEiH-EuGZSD-qa3KbK-ZNJrBh-27wH9pq-aK2LGe-eR5S4E-GcSRHZ-ohwdzq-bSQE4B-Lrfc-oSPwL6-PTYsXd-LreJ-aNYrja-27c94R4-oSPyfE-Nma6pN-oSNYGj-25ScBY5-LqRC-dFBNmg-2ayhhN
- Woodman, R. (2021). *Flickr imagen de la inflorescencia de Philodendron xanadu*. 6–7.
<https://www.flickr.com/photos/191601325@N06/51251277505/in/photolist-2m5UceB-83dZhj-2ggaQpL-yB7ng3-2kSSjnv-2m5PPyZ-2m5NQHc-2iBiaGU-2hww7vw->

2q7K9pZ-4YPhc6-e1bx8C-2gbSVuY-2qoe1JB-2pzyin6-QoHeQo-2gH7L3i-2nVSUdi-2j4coWr-QdY4hq-ZRgUuv-2k6hM7C-Levfu-LeriAL-PJv

Zhang, L., Chen, Y., Leng, Q., Lin, X., Lu, J., Xu, Y., Li, H., Xu, S., Huang, S., López Hernán, A., Wang, Y., Yin, J., & Niu, J. (2023). Construcción de un mapa de ligamiento de alta resolución y análisis de QTL para rasgos morfológicos en *Anthurium* (*Anthurium andraeanum* Linden). *Plants*, 12(24). <https://doi.org/10.3390/plants12244185>

Zúñiga, V. (2019). *Extracción y análisis compaarativo de las características del almidón de Malanga, Yuca y Papa china*. 57. <http://dspace.unach.edu.ec/handle/51000/677%0Ahttp://dspace.unach.edu.ec/bitstream/51000/1381/1/UNACH-EC-AGR-2016-0002.pdf>