

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL**



**INFLUENCIA DE DIFERENTES SUSTRATOS Y DOSIS DE
HORMONAS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE
Phragmipedium boissierianum (Rchb. f.) Rolfe “ZAPATITO”
EN FASE DE VIVERO, TINGO MARÍA**

TESIS

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO FORESTAL**

PRESENTADO POR:

JAMER ADRIANA MARGARITA CONDOR CACHIQUE

2019



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
Tingo María – Perú



FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 08 de Enero de 2019, a horas 10:20 a.m. en la Sala de Conferencias de la Facultad de Recursos Naturales Renovables, para calificar la Tesis titulada:

“INFLUENCIA DE DIFERENTES SUSTRATOS Y DOSIS DE HORMONAS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE *Phragmipedium boissierianum* (Rchb.f.) Rolfe “ZAPATITO” EN FASE DE VIVERO, TINGO MARÍA”


Presentado por la Bachiller **JAMER ADRIANA MARGARITA CONDOR CACHIQUE**, después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara aprobado con el calificativo de **“BUENO”**

En consecuencia, la sustentante queda apta para optar el Título de **INGENIERO FORESTAL**, que será aprobado por el Consejo de Facultad, tramitándolo al Consejo Universitario para el otorgamiento del Título correspondiente.

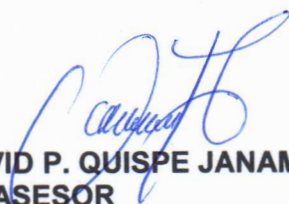
Tingo María, 02 de Agosto de 2019.


Ing. MSc. **RICARDO OCHOA CUYA**
PRESIDENTE


Ing. **JORGE LUIS VERGARA PALOMINO**
MIEMBRO


Ing. MSc. **ROBERT G. PECHO DE LA CRUZ**
MIEMBRO




Ing. MSc. **DAVID P. QUISPE JANAMPA**
ASESOR

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL



**INFLUENCIA DE DIFERENTES SUSTRATOS Y DOSIS DE
HORMONAS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE
Phragmipedium boissierianum (Rchb. f.) Rolfe “ZAPATITO”
EN FASE DE VIVERO, TINGO MARÍA**

Autor	:	CONDOR CACHIQUE, Jamer Adriana Margarita
Asesor	:	Ing. M. Sc. QUISPE JANAMPA, David
Programa	:	Gestión de bosques y plantaciones forestales
Línea de Investigación	:	Silvicultura, manejo y ordenación de bosques
Eje temático	:	Instalación, producción y manejo en viveros forestales
Lugar de ejecución	:	Vivero Forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables - UNAS
Duración del trabajo	:	Fecha de inicio : 06/03/2018 Término : 31/09/2018
Financiamiento	:	Propio :S/. 3,275.00

DEDICATORIA

A Dios, por el éxito y la satisfacción de esta investigación, por regalarme salud y bienestar en mi vida, por no dejarme sola en los momentos que más necesitaba y por regalarme el don de la sabiduría para enfrentar los retos y obstáculos que se me presentaron o que se me presenten.

A mis padres Adrián Cóndor y Margarita Cachique, que siempre serán mi motor y motivo, que me apoyaron incondicionalmente en los momentos más difíciles de mi vida, que me inculcaron valores y virtudes para afrontar la vida para seguir adelante. Por todo lo mencionado viviré eternamente agradecida.

A mis hermanos, Nancy Cóndor, Bertín Cóndor, Edinson Cóndor, Jonathan Cóndor, Daniel Cóndor, por confiar en mí y apoyarme en todo momento. A mis abuelitos Gaudencio Cachique y Arminda Rivera por creer en mí y por sus sabios consejos y compañía en cada paso de mi vida.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por la bendición de cada día y permitirme tener y disfrutar de mi familia durante mi formación profesional a todas aquellas personas que contribuyeron en todo lo posible para el desarrollo de la presente tesis.

A la Universidad Nacional Agraria de la Selva y docentes de la Facultad de Recursos Naturales Renovables, por toda la contribución cultural, social y científica que me han brindado.

A mi asesor, Ing. M. Sc. David Quispe Janampa por sus sabias contribuciones en la presente investigación, dedicación constante, apoyo en el desarrollo práctico y por su confianza puesta en mi persona.

A mis jurados de tesis Ing. M. Sc. Ricardo Ochoa Cuya, Ing. Jorge Luis Vergara Palomino, Ing. M. Sc. Robert Gilbert Pecho de La Cruz, por la observación y corrección de la presente tesis y por la formación académica que me brindaron.

A mis amigas Karina Ruiz y Heydy Villanueva, por su apoyo, compañía, leal amistad en todo este largo proceso de la vida universitaria.

ÍNDICE

Contenido	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Las orquídeas	3
2.1.1. Clasificación botánica.....	4
2.1.2. Taxonomía de la especie.....	6
2.1.3. Morfología general de la especie.....	7
2.1.4. Hábitos de crecimiento de la especie	8
2.1.5. Estructura	10
2.1.6. Tipos de orquídeas por su hábitat	15
2.1.7. Exigencias del cultivo	16
2.1.8. Sustratos para orquídeas	27
2.1.9. Propagación asexual	32
2.1.10.Reguladores de crecimiento.....	34
2.2. Antecedentes	38
III. MATERIALES Y MÉTODOS	41
3.1. Lugar de ejecución.....	41
3.2. Materiales.....	42

3.2.1. Material vegetal	42
3.2.2. Materiales y equipos.....	42
3.2.3. Insumos.....	42
3.3. Metodología	42
3.3.1. Fase de gabinete (Factores y niveles en estudio)	43
3.3.2. Tratamientos del estudio	43
3.3.3. Unidad experimental.....	45
3.3.4. Diseño del experimento	45
3.3.5. Modelo aditivo lineal	45
3.3.6. Análisis de variancia.....	46
3.3.7. Fase de instalación.....	47
3.3.8. Fase de evaluación	48
IV. RESULTADOS	50
4.1. Prendimiento de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” bajo diferentes sustratos y hormonas en vivero.....	50
4.1.1. Prendimiento de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” en vivero	50
4.1.2. Necrosis de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” en vivero.....	53

4.1.3. Clorosis de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” en vivero.....	53
4.2. Crecimiento de brotes de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas en vivero	54
4.3. Crecimiento de raíces de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas	57
V. DISCUSIÓN.....	61
5.1. Prendimiento de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” bajo diferentes sustratos y hormonas en vivero.....	61
5.2. Crecimiento de brotes de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas en vivero.	62
5.3. Crecimiento de raíces de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas en vivero.	64
VI. CONCLUSIONES	66
VII. RECOMENDACIONES.....	67
VIII. ABSTRACT	68
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	69
ANEXO	77

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Descripción de los tratamientos en estudio.	44
2. Prendimiento de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” de acuerdo a los tratamientos.	51
3. ANVA para la longitud de brotes de las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” por efecto de sustrato y dosis de hormonas.....	55
4. Prueba Tukey para la longitud de brotes de las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” por efecto de los sustratos.	56
5. Prueba Tukey para la longitud de brotes de las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” de las Dosis de Root-Hor..	57
6. ANVA para la longitud radicular en las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” por efecto de sustrato y la Dosis de Root-Hor.....	58
7. Prueba Tukey para la longitud radicular en las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” por efecto de los sustratos.	59

8. Prueba Tukey para la longitud radicular en las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” por efecto de las Dosis de Root-Hor.....	60
---	----

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Diseño de los tratamientos con sus repeticiones.....	48
2. Porcentaje de prendimiento de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” de acuerdo a los tratamientos.	52
3. Porcentaje general de prendimiento de <i>Phragmipedium</i> <i>boissierianum</i> “zapatito” del experimento.	52
4. Porcentaje general de necrosis en <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” del experimento.	53
5. Porcentaje general de clorosis en <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” del experimento.	54
6. Prueba Tukey para la longitud de brotes de las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” por efecto de los sustratos.	56
7. Prueba Tukey para la longitud de brotes de las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” por efecto de las dosis de Root-hor.	57
8. Prueba Tukey para la longitud de raíz de las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” por efecto de los sustratos	59
9. Prueba Tukey para la longitud de raíz de las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” por efecto de los sustratos	60

10. Selección y limpieza de las plantas de <i>Phragmipedium</i> <i>boissierianum</i> “zapatito”	80
11. Establecimiento y siembra de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” en vivero.....	80
12. Medición de dosis o concentraciones de Root-Hor	81
13. Contacto de las dosis de Root – Hor con las plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito”	81
14. Plantas de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito” establecidas....	82
15. Crecimiento de nuevas raíces de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito”	82
16. Crecimiento de brotes de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito”..	83
17. Evaluación brotes y raíces de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito”	83
18. Medición de longitud de raíz de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito”	84
19. Floración oportuna de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito”	84
20. Certificado de análisis de los sustratos.	85
21. Constancia de préstamo de brotes de <i>Phragmipedium boissierianum</i> “zapatito”	86

RESUMEN

El presente estudio busca evaluar la influencia de diferentes sustratos y dosis de hormonas en la propagación vegetativa de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe “zapatito” en fase de vivero. Constituido por un ensayo de prendimiento efectuado en un diseño completo al azar (DCA) con arreglo factorial 3Ax4B, con 12 tratamientos y 3 repeticiones, dichos factores son A) Tipo de sustratos y B) Dosis Root-Hor. Se desarrollaron en 3 fases: Fase de gabinete, fase de instalación y la fase de evaluación. Los resultados obtenidos indican que: 1) Los mejores tratamientos fueron el T₁, T₂, T₃, T₄, T₅, T₉, T₁₀, T₁₁ y T₁₂ con el 100% de prendimiento. 2) Para longitud de brote, sobresalieron el sustrato 3 (Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5%) con 3,41 cm y las dosis 2,5 ml/L y 5ml/L de Root-Hor con 2,66 cm y 3,71 cm respectivamente. 3) Para la longitud de raíz, fueron superiores el sustrato 3 con 5,15 cm y la dosis 5 ml/L de Root-Hor con 5,30 cm.

Palabras clave: *Phragmipedium boissierianum*, sustrato, hormona, Root-Hor, prendimiento, brote, raíz.

I. INTRODUCCIÓN

El Perú tiene una flora muy variada estimada en 17 145 especies de plantas con flores (Brako y Zarucchi 1993), distribuidas en 216 familias, siendo la más numerosa la familia Orchidaceae con más de 3 000 especies, situándola como compleja de evaluar y catalogar (MINAM 2015).

Las orquídeas del género *Phragmipedium* (subfamilia Cyripedioideae), comúnmente llamadas zapatitos o “slipper orchids”, se encuentran naturalmente distribuidas en Meso y Suramérica (Cox *et al.* 1998, Dressler 2003). Estas plantas están en peligro de extinción por alteración o destrucción de su hábitat y por la extracción masiva de plantas de su ambiente natural. La especie *Phragmipedium boissierianum* es una orquídea que abarca desde Ecuador hasta Perú, sin embargo, es una especie difícil de manejar debido que existen diferentes factores propios que intervienen en su propagación, tales como sombra, sustrato, riego, entre otros, además de existir escasa información al respecto.

La calidad de las orquídeas en maceta depende, fundamentalmente, del tipo de sustrato que se utilice para cultivarlas y de sus características físico-químicas, debido que el desarrollo y el funcionamiento de las raíces están directamente ligados a las condiciones de aireación y contenido de agua, además de tener una influencia directa sobre el suministro de nutrientes

necesarios para las especies que se desarrollen en él. Si a esto le sumamos una dosis de hormonas (auxinas y citoquininas), aseguramos el prendimiento, calidad y una pronta respuesta vegetativa.

En tal sentido, se formuló la siguiente interrogante: ¿Cuál será la influencia de diferentes sustratos y dosis de hormonas en la propagación vegetativa de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe “zapatito”, en fase de vivero en Tingo María?, para lo cual con la respectiva revisión se plantea la siguiente hipótesis: La influencia de los sustratos y hormonas son significativas para la propagación vegetativa de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe “zapatito” en fase de vivero en Tingo María.

Objetivo general:

- Evaluar la influencia de diferentes sustratos y dosis de hormonas en la propagación vegetativa de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe “zapatito” en fase de vivero.

Objetivos específicos:

- Determinar el prendimiento del *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” bajo diferentes sustratos y hormonas en vivero.
- Evaluar el crecimiento de brotes del *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas en vivero.
- Evaluar el crecimiento de raíces del *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas en vivero.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Las orquídeas

Las orquídeas son una familia de plantas monocotiledóneas que se distinguen por la complejidad de sus flores y por sus interacciones ecológicas con los agentes polinizadores y con los hongos, con los que forman asociaciones con micorrizas. Pueden ser reconocidas por sus flores de simetría fuertemente bilateral, en las que la pieza media del verticilo interno de pétalos llamada labelo, está profundamente modificada, y el o los estambres están fusionados al estilo, al menos en la base (Romero *et al.* 2003).

Hay un estimado de 30 000- 35 000 especies de orquídeas a nivel mundial, siendo Latinoamérica el hogar de más de 20 000 especies, y el Perú tiene aproximadamente el 10% (2 450) de este número, basado solamente en un mínimo de actividad botánica en los últimos 30 años (Arévalo 2007).

Orchidaceae es una de las familias de plantas más rica en especies con aproximadamente 35 000 (Cameron *et al.* 2006). Las orquídeas son un grupo de plantas muy diverso en el Perú. Se calcula que nuestro país alberga entre 2 600 y 3 000 especies. Esta enorme diversidad de especies, con su gama de formas, tamaños y colores, sitúa a las Orchidaceae como una de las familias botánicas más complejas de catalogar y evaluar. Sin embargo, esta enorme

variabilidad se contrapone con sus bajos niveles de abundancia y con su alta sensibilidad a cambios ambientales, así como a la calidad de hábitat (MINAM 2015).

Las orquídeas son consideradas como la familia más grande entre las monocotiledóneas y probablemente de todo el reino vegetal, con más de 900 géneros y alrededor de 30 000 especies. La familia Orchidaceae se considera cosmopolita, ubicado en todo el mundo, a excepción de las regiones polares, desiertos extremos y lugares con alturas superiores a los 4,500 m.s.n.m.; sin embargo, son más abundantes en regiones tropicales y subtropicales a aproximadamente 20 grados de latitud norte y sur del Ecuador. Cada continente tiene orquídeas características, lo cual indica que la evolución las orquídeas ha sido posterior a la deriva continental (Bennett 1992).

Aunque muchas orquídeas, sobre todo en las zonas frías, viven sobre la tierra, en las regiones tropicales y sub-tropicales crecen sobre árboles y piedras, y son por eso llamadas epífitas. Una creencia común, pero errónea, es que las orquídeas son plantas parásitas, que se alimentan de los árboles sobre los que habitan. No es así; sólo toman de éstos, espacio vital y soporte. Estas plantas necesitan de un periodo seco, o de descanso, si se quiere que florezcan apropiadamente (Bennett y Christenson 2003).

2.1.1. Clasificación botánica

Jijón y Navarrete (2007) mencionan que, las orquídeas, como es lógico suponer, no han podido escapar a los sistemas de clasificación y han

pasado por todos y cada uno de los procesos, siendo el más popular hasta nuestro tiempo la taxonomía, que agrupa a las especies atendiendo a similitudes morfológicas que se interpretan como reflejo directo del ADN y sirven para establecer los supuestos lazos de parentesco.

Phragmipedium es un género de más de veinte especies monopodiales terrestres, epífitas o litófitas. Se distribuye por la América tropical desde México y hacia el Sur por Bolivia y Brasil. Se encuentran muy amenazadas por la destrucción de su hábitat (Pardo 2008).

Las especies del género *Phragmipedium* muestran un único estaminodio largo parecido a una placa, pétalos parecidos a bigotes y un ovario trilocular. El labelo con forma de saco está curvado hacia dentro en los márgenes. Las hojas son puntiagudas con una longitud de unos 80 cm. No presentan pseudobulbos y el tallo llega a los 80 cm de altura, presentando la inflorescencia de 2 a 3 flores (Pardo 2008).

El género *Phragmipedium* consta de alrededor de 26 especies distribuidas desde México hasta Bolivia y Brasil (Pridgeon 1992), siendo el Ecuador, con 9 especies conocidas, el país con mayor número de especies (Dodson, 1986). En Perú se han registrado, 8 especies (Brako y Zarucchi 1993).

Las especies identificadas hasta el momento son: *Phragmipedium besseae* (Ecuador a N. Perú), *Phragmipedium boissierianum* (S. Ecuador a Perú), *Phragmipedium caricinum* (Bolivia), *Phragmipedium caudatum* (Bolivia a Perú), *Phragmipedium chapadense* (Brasil), *Phragmipedium christiansenianum*

(Colombia), *Phragmipedium exstaminodium* (México Chiapas a Guatemala), *Phragmipedium fischeri* (Ecuador), *Phragmipedium hirtzii* (N. Ecuador), *Phragmipedium humboldtii* (Costa Rica a Panamá), *Phragmipedium klotzschianum* (SE. Venezuela a Guyana y N. Brasil), *Phragmipedium lindenii* (Venezuela a Ecuador).

2.1.2. Taxonomía de la especie

Mostacero y Mejía (1993), y Vásquez (1970) indican que, la especie en estudio pertenece al:

Reino : PLANTAE

División : MAGNOLIOPHYTA

Clase : LILIOPSIDA

Subclase : LILIIDAE

Orden : ASPARAGALES

Familia : ORCHIDEACEAE

Género : *Phragmipedium*

Nombre científico : *Phragmipedium boissierianum* (Rchb.
f.) Rolfe

Nombres comunes : zapatito, zapato de reina, zapato de
bebé.

2.1.3. Morfología general de la especie

Vásquez (1970) manifiesta que, el *Phragmipedium boissierianum* es una planta terrestre con hojas con dimensiones entre 8 – 10 cm, dísticas, loriformes, coriáceas, largamente atenuadas, las más grandes hasta de 12 cm de largo, 3 - 4 cm de ancho, dorsalmente carinadas, verde brillante con los márgenes amarillentos, la base y el ápice conduplicados, el ápice asimétrico.

Inflorescencia racemosa a cortamente paniculada, suberecta, 60 - 75 cm de largo, 7 - 10 mm de diámetro; pedúnculo pulverulento, verdoso con tinte morado, parcialmente cubierto por brácteas; brácteas en número de 4, convolutas, dorsalmente carinadas, decrecientes hacia el ápice, 10 - 18 cm de largo, 2 - 3 cm de ancho, de igual coloración que las hojas; brácteas florales convolutas, 9 x 3 cm, verdosas, glabras (Vásquez 1970).

Ovario pedicelado, 6,5 cm de largo, 5 mm de diámetro, 3 - surcado. Flores vistosas, en sucesión, algunas veces hasta dos si el escapo es paniculado. Sépalo dorsal oblongo, 40 - 55 mm de largo, 15 - 20 mm de ancho, blanco verdoso, difuminadas de color vinoso claro, brillantes en el haz, opacas en el envés; nervaduras 8 - 10; márgenes blancos, revolutocaniculados en la parte media. Sinsépalo obovado, cóncavo, blanco verdoso, 4 – 4,5 cm de largo, 2,5 – 3,5 cm de ancho, con numerosas nervaduras verdes (Vásquez 1970).

Pétalos en número de 6-7,5 cm de largo, 7-8 mm de ancho cerca de la base, lineares, falcados, retorcidos de la parte media hacia abajo, verde claro en la base, morados hacia el ápice, glabros en la base, finamente pubescentes hacia el ápice; nervadura central verdosa al principio, vinoso hacia el ápice; pelos

hirsutos en el margen basal, los márgenes ondulados, morados labelo calciforme, inflado, oblongo-ovoide, verdoso con tinte marrón, 3,5 - 4 cm de largo, 1,5 cm de ancho, 2 cm de alto; lóbulos laterales inflexos, con dos procesos alados en el margen, blancos, brillantes con manchas marrón-rojizas en el interior; lóbulo medio sacado, glabro, la base con manchas vinosas, pubescente, el margen frontal crenado-denticulado (Vásquez 1970).

Columna de 10 mm de largo, compuesto de un estaminoide central, triangular-alado, verde con pelos cortos, negros en el margen posterior. Anteras en número de 2, blancas, laterales, 4 - loculadas. Estigma al principio subcilíndrica luego campanada y en forma de medio disco, carnosas, blanca y pubescente (Vásquez 1970).

El fruto que produce estas semillas es llamado cápsula. Las semillas se producen en cápsulas pudiendo producir hasta dos millones de semillas, pero no cuentan con ningún mecanismo de almacenamiento de alimento por lo cual no todos vivirán (Christenson 2003).

2.1.4. Hábitos de crecimiento de la especie

También Jijón y Navarrete (2007) mencionan que, las orquídeas presentan básicamente dos formas o hábitos de crecimiento:

a) Crecimiento simpodial

El tipo simpodial de crecimiento es el más común dentro de la familia. La mayoría de estas orquídeas presentan pseudobulbos que funcionan como reservorios de agua y nutrientes. La planta sostiene los pseudobulbos casi

verticalmente y el crecimiento y desarrollo posterior de nuevos tallos se produce horizontalmente, entre los pseudobulbos preexistentes. Cada nuevo pseudobulbo se origina en la base de los anteriores y, con su crecimiento, origina nuevas hojas y raíces. Las hojas originadas en cada pseudobulbo pueden durar muchos años, proveyendo nutrientes para toda la planta, hasta que se tornan marrones y mueren. Aún sin hojas, cada pseudobulbo continúa sosteniendo el crecimiento y suministrando la energía necesaria para el crecimiento del resto de la planta y la floración. Algunos géneros son *Cattleya*, *Dendrobium* y *Oncidium* (Christenson 2003).

Poseen tallos o pseudobulbos de crecimiento definido; es decir, una vez que han florecido no pueden seguir creciendo. Los tallos dan origen a nuevos brotes a partir de una yema localizada en la base del tallo y esto es necesario para que la planta continúe floreciendo.

En las orquídeas de crecimiento simpodial, las inflorescencias pueden ser terminales (cuando las flores nacen en la parte final del tallo) o axilares (cuando emergen en la base de las hojas).

b) Crecimiento monopodial

Es aquel en el cual el brote o tallo tiene la posibilidad de crecer apicalmente, es decir, en dirección longitudinal de forma indefinida. Esto se debe a que nuevas hojas se desarrollan continuamente a partir de un punto de crecimiento en la parte superior de la planta. El tallo de estas orquídeas está provisto de raíces en toda la longitud, y las inflorescencias nacen siempre en la axila de las hojas.

Las orquídeas con crecimiento monopodial, a diferencia de las anteriores, presentan un solo tallo principal que crece erecto e indefinidamente desde el centro de la planta. Normalmente, el tallo va creciendo hacia arriba y se originan raíces en los nudos, las cuales crecen hacia abajo. La planta, conforme va creciendo, pierde las hojas inferiores a medida que se forman nuevas hojas en el extremo superior. Algunas especies de orquídeas con este tipo de crecimiento son aquellas pertenecientes a los géneros *Ascocentrum*, *Phalaenopsis* y *Vanda* (Christenson 2003).

2.1.5. Estructura

a) Raíces

Couput (2011) indica que, las raíces están cubiertas por hifas que son filamentos de los hongos asociados que las penetran y forman dentro de las raíces unos nódulos donde establecen una asociación micorrícica que garantiza el abastecimiento de agua y nutrientes.

Las raíces de las epífitas son aún más especializadas que las de las orquídeas terrestres. En ellas, muchos pelitos se han sustituido por una funda de células muertas, esponjosas y porosas que se llama "velamen", el cual facilita tomar el agua de lluvia o de la superficie de los troncos donde crecen, así como minerales y nutrientes del medio ambiente. Son gruesas y blancas que se esparcen por la superficie de la corteza del árbol que les proporciona apoyo. Estas células del velamen se vuelven transparentes y los tejidos internos verdosos llegan a ser visibles.

El indicador de que la raíz de una orquídea esté en buen estado es la coloración blanca, o verde y una buena aireación, y las de mal estado son las que poseen raíces viejas, secas con una coloración marrón oscura que indica podredumbre (Arévalo 2007). La función del velamen, aparte de la protección de las partes internas de la raíz es la absorción y acumulación del agua tanto de contacto como de la humedad del ambiente (Fontquer 1974).

En las orquídeas epífitas, las raíces pueden originarse en cualquier parte del tallo, en todas las direcciones y no solo hacia abajo. Su tendencia positiva a hacer contacto les permite servir de soporte, además, estas raíces pueden fotosintetizar, lo cual explica la coloración verdosa de sus puntas.

b) Tallos

Las orquídeas presentan muchos tipos de tallos los cuales varían significativamente de un grupo a otro (Jijón y Navarrete 2007).

a. Rizoma

El término rizoma es usado para cualquier tallo horizontal dentro o fuera del sustrato. En la mayoría de orquídeas simpodiales el rizoma es un complejo órgano formado de la parte basal de tallos sucesivos y del cual brotan las raíces. En algunas especies el rizoma puede ser muy corto y no muy obvio; en otras muy evidente, alargado y de contextura semileñosa.

Millán *et al.* (2007) mencionan que, la época de floración en el Perú podría situarse entre abril y mayo. Las plantas adultas presentan rizomas de 30 a 40 cm de longitud, saliendo los brotes muy cercanos a la planta madre. Los

individuos tienen en promedio 2 a 3 brotes entre rizomas. Las raíces presentan pubescencia y alcanzan una longitud de 50 cm.

b. Cormos

El tallo de las orquídeas también puede servir como órgano de reserva, como es el caso del género *Bletia*. Estas orquídeas presentan cormos, que es el término utilizado para referirse a un tallo subterráneo, el cual sirve de depósito de alimento para el desarrollo de un nuevo brote.

c. Pseudobulbo

El término pseudobulbo corresponde a tallos engrosados, muchas veces globosos que sirven como fuente de almacenamiento de alimento, poseen clorofila e intervienen activamente en el proceso de la fotosíntesis.

c) Hojas

Son muy simples, no tienen espinas ni son aserrados, por lo general son angostas y alargadas. En las especies terrestres por lo general son membranosas y delgadas. En las especies epífitas, las hojas son gruesas, con cutícula un poco gruesa y encerada.

La mayoría de las orquídeas poseen hojas alternas (dícticas), raramente aparecen con hojas opuestas o verticiladas. En algunas especies como las subterráneas, éstas se encuentran reducidas a escamas. Muchas de las hojas de las epifitas, como las del género *Phalaenopsis*, son gruesas y carnosas que sirven para almacenar agua (Amador 2000). Las hojas poseen

nervios foliares paralelos, característica común a la mayoría de las plantas monocotiledóneas (Christenson 2003).

d) Inflorescencia

Jijón y Navarrete (2007) describen, a la inflorescencia como el conjunto de flores producido por un brote o tallo. Las flores de orquídeas son por lo general pediceladas. En algunos casos las inflorescencias pueden ser ramificadas (paniculadas); otras presentan inflorescencias uniflorales; las flores nacen una a la vez o cada flor aparece sobre un tallo separado.

Las flores de las orquídeas forman inflorescencias en espiga, racimo o panícula, que se sitúan en la zona terminal del tallo en las orquídeas terrestres, y en las axilas en las epifitas; la flor, colocada en la axila de una bráctea, durante el desarrollo rota 180 ° (respiración), por lo cual la parte posterior se sitúa en la anterior.

Las flores realizan un proceso de respiración. De los tres sépalos de la flor (verticilos florales externos) y los tres pétalos (verticilos florales internos), todos los sépalos y los dos pétalos laterales son usualmente similares entre sí en forma y color. El pétalo restante es llamado el labio o labelo, siendo usualmente más grande y distinto en forma y color siendo frecuentemente lobulado o en forma de copa. El ovario contiene numerosos óvulos que madurarán en semillas muy pequeñas con un sólo embrión indiferenciado.

El perigonio está constituido por un verticilo externo de 3 elementos petaloides libres y de un segundo verticilo interno también trímero, formado por

2 pétalos libres colocados lateralmente y un tercero, dispuesto anteriormente (después de la resupinación), el llamado labelo, siempre con morfología y colores muy variados, y normalmente alargado en un espolón nectarífero.

El androceo está formado por 2 verticilos, cada uno originariamente con 3 estambres, pero ha sufrido varias reducciones que los han dejado en número de 2-5, de los que sólo 2 del verticilo interno o uno del externo son fértiles, mientras los otros están presentes en calidad de estaminodios. El polen está aglutinado en masa o polinio, uno por cada celda de la antera; los polinios están unidos a un cuerpo adhesivo, definido como retináculo o viscidium mediante un pequeño filamento, la caudícula. Los estambres fértiles (o el único estambre fértil, en algunos casos) aparecen fusionados con el gineceo formando una estructura particular denominada ginostemo. El ovario, ínfero, está formado por 3 carpelos soldados en un ovario unilocular.

Las flores están constituidas por tres pétalos internos. Los pétalos externos (sépalos) envuelven la flor y entre los internos hay uno modificado que se le llama labelo. En el centro del labelo se encuentra la columna con los órganos sexuales fusionados. En la parte de arriba se encuentran los polinios y debajo, separado por un tabique llamado rostelo, el estigma (Amador 2000).

e) Fruto y semilla

El fruto es una cápsula loculicida; en raras ocasiones, el fruto de las orquídeas es una baya. Las semillas son diminutas y numerosas, membranosas y aladas, lo que les permite ser dispersadas por el viento. El embrión es muy pequeño y no se halla acompañado por endosperma.

2.1.6. Tipos de orquídeas por su hábitat

Chávez (2012) menciona que, existen 5 tipos:

a) Orquídea epífita

Las orquídeas epífitas constituyen más del 90% del total de especies. Cuelgan de árboles o de arbustos. Son las más vistosas y las que encontramos a la venta normalmente. Proceden de las regiones tropicales. Sus necesidades son escasas y obtienen el agua del aire con raíces aéreas.

b) Orquídea semiterrestre

Las orquídeas semiterrestres crecen sobre un colchón de hojas en descomposición en el suelo o sobre piedras recubiertas de musgo. Se incluyen los géneros *Paphiopedilum*, *Phragmipedium*, *Selenipedium* y *Cypripedium*.

c) Orquídea terrestre

Las orquídeas terrestres tienen sus raíces en tierra, posee los diversos géneros, tales como: *Phaius*, *Bletillam*, *Calanthe*, *Chloraea*, *Cranichis*, *Cyclopogon*, *Phragmipedium*, entre otras.

d) Orquídea subterránea

Orquídeas subterráneas viven bajo el suelo y sólo ven el sol cuando florecen. Se incluye la especie *Rhizanthella gardneri* de Australia.

e) Orquídea rupícola

Orquídeas que crecen en piedras y rocas.

2.1.7. Exigencias del cultivo

a) Generalidades en el cultivo de orquídeas

Un balance perfecto entre los factores ambientales primordiales: luz, temperatura, humedad y ventilación, hacen que el cultivo sea bueno. Sin olvidar que las labores culturales de riego, fertilización y medio de cultivo son factores que influyen favorablemente en el crecimiento, para obtener plantas sanas y fuertes con floración abundante y duradera (Ecuagenera 2011).

a. Ambiente

Ecuagenera (2011) menciona, ¿cómo escoger al ambiente adecuado para cultivar una orquídea?; como regla general, todas las orquídeas necesitan lugares ventilados. La temperatura promedio a la que debe estar la planta, el riego y la cantidad de luz que debe recibir dependen de la especie que se esté cultivando. Las orquídeas se clasifican, según su tolerancia a temperaturas extremas en orquídeas de clima caliente, intermedio o frío, dependiendo de cómo son las condiciones climáticas en el lugar de donde proviene la planta. Entonces, los cuidados que deben darse a una orquídea van a depender de la especie que se esté cultivando y de cómo sea el clima del lugar donde ésta se desarrolle. Además, el mismo autor, menciona que existen tipos de clima para las orquídeas, dependiendo de su clima de origen o zona de origen:

Clima caliente seco (CS). La temperatura promedio ideal para las plantas provenientes de este tipo de clima es de 27° centígrados, sin embargo,

toleran temperaturas entre 15° y 38°C. No requieren demasiado riego, una o dos veces por semana dependiendo de las condiciones en que esté ubicada. Necesitan bastante ventilación y un lugar luminoso. El sol directo es recomendable durante las horas de la mañana o casi al ocaso.

Clima caliente húmedo (CH). Toleran temperaturas entre 15° y 38°C. con un promedio de 27°C. el riego debe hacerse dos a tres veces por semana, siempre controlando la humedad del sustrato antes de regar. Necesitan de un ambiente ventilado y húmedo por lo que es recomendable mojar bien el lugar en el que estén este tipo de plantas durante la estación seca. Estas plantas requieren bastante luz, puesto que pueden recibir sol directo hasta las 10 am.

Clima intermedio (I). Toleran temperaturas entre 10° y 28°C. con una temperatura promedio de 19°C. la humedad y luminosidad dependerán de la especie. Podemos encontrar este tipo de clima en los bosques nublados entre los 1200 y 2000 m.s.n.m.

Clima frío (F). Toleran temperaturas entre 7° y 26°C. con una temperatura promedio de 17°C. Estas plantas crecen en los bosques montanos sobre los 2000 m, de altitud, en un ambiente húmedo la mayor parte del año, no requieren mucha luz, el riego debe darse según la necesidad de la planta. Dos veces por semana puede ser suficiente en un ambiente frío y sombreado.

b. Riego y fertilización

El riego es uno de los factores de mayor importancia para la intensidad de sus floraciones. En promedio las orquídeas se riegan una a dos

veces por semana, sin embargo, el consumo de agua por parte de la planta y su evaporación depende de temperatura, vientos, tipos de macetas, medios de cultivos, etc. Es por esto que debemos comprobar cómo está la humedad del medio y las condiciones atmosféricas potenciales (Ecuagenera 2011).

El medio de cultivo de las orquídeas debe ser poroso, agregar agua hasta que corra por los huecos de la maceta cuidando que se moje todo el sustrato. El riego se lo debe hacer siempre por las mañanas. Además, se debe evitar mojar las flores para que no se manchen debido a la oxidación del agua o captura de polvo en el ambiente (Ecuagenera 2011).

Es conveniente aplicar el fertilizante con el agua de riego; las dosis de aplicación dependerán de la conductividad eléctrica (EC) del agua que se utilice, esto con el fin de no causar lesiones en las raíces u ocasionar desbalances en el desarrollo de la planta. El rango más seguro es de 0,6 – 0,9 mhos/cm x 10 (unidades de conductividad eléctrica) (Ministerio de Agricultura y Ganadería - Costa Rica 2006).

Para *Cattleya*, *Dendrobium*, *Vanda* y *Phalaenopsis*, requieren que el sustrato se encuentre totalmente seco para volver a regar. Las orquídeas toman el fertilizante del agua cuando el sustrato está entre casi saturado y seco (Ministerio de Agricultura y Ganadería - Costa Rica 2006).

c. Medio de cultivo y trasplante

Ecuagenera (2011) menciona que, un medio adecuado para orquídeas debe ser muy poroso, de tal forma que permita una buena aireación

de las raíces, además debe asegurar un buen drenaje: Previo a su uso, se debe picar el sustrato en pedazos cuyo tamaño varía, de acuerdo a la planta a sembrarse, luego de esto, pasar en un proceso de lavado dejando en remojo por la noche, para lavar al día siguiente con abundante agua, repetir este proceso por lo menos unos cinco días, con la finalidad de eliminar el exceso de sales. La fibra de coco tiene un tiempo de vida útil de unos dos a tres años como máximo, luego deberá ser reemplazada por un nuevo sustrato.

Sin embargo, se puede encontrar otros medios de cultivo, como cáscara de pino, asegurando que esté bien seca para luego picarla en pedazos y lavarla con abundante agua, con el fin de eliminar resinas no compatibles con las orquídeas. La cáscara de pino tiene un tiempo de vida útil de dos años.

También se puede usar musgo (*Sphagnum*) que es excelente para el cultivo de plantas pequeñas provenientes de climas fríos, se debe tomar en cuenta el riego debido a que almacena mucha humedad. El tiempo estimado de vida útil está entre nueve meses como máximo, debe ser reemplazado por que entra en descomposición.

Algunas señales indican cuándo cambiar el sustrato: Una disminución en el nivel del medio de cultivo; toma más tiempo en secarse; muestra signos de acumulación de sales; se pone blanco y de mal olor; el rizoma de una planta simpodial crece fuera de la maceta.

El cambio de sustrato debe hacerse cuando se aprecien brotes nuevos, de este modo le tomará menos tiempo a la planta recuperarse del trasplante. Después de realizado el trasplante la planta debe ser ubicada en un

lugar semisombroso, las raíces deben mantenerse un poco secas hasta que se observe crecimiento tanto de brotes como de nuevas raíces. La manera en cómo se divide la planta depende del tener una orquídea de crecimiento monopodial o simpodial (Ecuagenera 2011).

b) Luz

En su hábitat original, las orquídeas prefieren una luz brillante pero filtrada. Necesitan buena luz para desarrollar las flores, pero jamás deben ser expuestas directamente a la luz del sol. En invernaderos para orquídeas se suele regular la luz con mallas de sombra de distintos calibres.

En los hogares, sitúa las orquídeas en un sitio muy luminoso. Una de las causas más comunes de fallos de floración es la falta de luz. Un buen sitio es cerca de una ventana orientada correctamente. Con visillos o cortinas claras puedes proteger de los rayos de soles primaverales y veraniegos. En invierno, es recomendable disponer de una buena luz ya que es más importante para las plantas que están a punto de florecer. A menos que pueda proporcionarles unas 10 o 12 horas de luz por día (Brit 2005).

c) Temperatura

Las orquídeas son plantas originarias de climas muy diversos: cálidos, templados y fríos, aunque la mayoría proceden de regiones tropicales y subtropicales. También hay especies que soportan las bajas temperaturas, incluso las heladas. Muchas necesitan para florecer que se produzcan diferencias de temperatura entre el día y la noche (unos 10 °C de diferencia).

Dentro de la casa se puede conseguir la alternancia de temperaturas abriendo las ventanas por la noche para refrescar. Las temperaturas que se encuentran normalmente al interior de una casa son adecuadas para cultivar bien los tipos más comunes de orquídeas (*Cattleya*, *Phalaenopsis*, *Phaphiopedi/um*, *Oncidium*, *Miltonia*, etc.). Temperaturas diurnas de 18,3 °C y 26,7 °C y nocturnas entre 12,8 °C y 23,9 °C son ideales.

Algunas orquídeas, como las *Phalaenopsis*, requieren la existencia de períodos con diferencias marcadas de temperatura entre el día y la noche para iniciar su floración. De esta forma, si la temperatura de su casa es constante y nunca fluctúa entre el día y la noche, entonces usted podrá tener problemas para estimular la floración en algunos tipos de orquídeas epifitas. Sin embargo, muchas orquídeas son suficientemente resistentes para vivir fuera de los rangos ideales de temperatura, aunque pueden ver su crecimiento y floración afectados (Cisneros 2005).

d) Humedad

En general, las orquídeas necesitan una humedad ambiental alta. El aire seco de las viviendas, acentuado por la calefacción, es muy peligroso. Para aumentar la humedad a su alrededor se recomienda: Colocar recipientes con agua cerca de las plantas, situar las plantas juntas para que se cree un microclima húmedo y pulverizar con agua de lluvia (Brit 2005).

e) Ventilación

A las orquídeas no les gustan los ambientes cargados, necesitan estar en sitios ventilados porque: - La planta se puede refrescar al bajar su

temperatura. - Se renueva el oxígeno y el dióxido de carbono del lugar. - Se previene el ataque de hongos y bacterias al disminuir la humedad. Por tanto, es conveniente airear diariamente el emplazamiento, eso sí, evitando las corrientes de aire frío que provocan la caída de los capullos. Otra opción es sacarlas fuera los días de más sol en otoño e invierno y de paso aprovechar para que se rieguen con las lluvias. Si se cultivan en invernaderos casi no es problema, porque siempre el ambiente está ventilado por las mallas que se utilizan como cerco (Dumois 2006).

f) Riego

En general, las orquídeas requieren de un suelo húmedo, aunque uno de los enemigos de las raíces exteriores son los hongos que florecen con una humedad excesiva. Lo mejor es rociar la superficie para alternar superficie seca con húmeda y realizar un riego de las macetas o las bandejas cada dos días en verano y cada 6 en invierno. Algunos jardineros utilizan ciertos helechos o musgos para favorecer la retención de humedad.

La frecuencia de riego depende además de la especie, de muchos otros factores como el tipo de sustrato, la temperatura, la luz, la ventilación, etc. Por ejemplo, a más luz y temperatura, más riego; las macetas de barro pierden agua por sus paredes, pero las macetas de plástico, no. La experiencia en el riego es clave (Dumois 2006). La mejor agua para regar es la de lluvia, pues no tiene minerales ni cloro, el agua potable o de la red pública, produce acumulación de minerales en el sustrato y queman las raíces y la planta no se desarrolla bien y en muchos casos muere (Arévalo 2007).

g) Abono o fertilización

Durante la estación de crecimiento, es una buena idea proporcionar a la planta una alimentación suplementaria; pero tenga cuidado de no abonarlas en exceso, ya que ello resultaría muy perjudicial. Los abonos de hoja son ideales para las plantas aéreas.

Un plan de abonado práctico y general consistiría en aportar una vez al mes entre febrero y julio (en el hemisferio sur, entre agosto y enero). El resto del año nada o, si deseas afinar más, en otoño aporta cada 15 días un fertilizante que estimule la floración, como regla general, abónelas con fertilizante líquido una vez cada dos semanas aproximadamente. El abonado de las orquídeas requiere una cantidad equivalente de los elementos fundamentales: nitrógeno fósforo y potasio; la cantidad de nitrógeno se dobla en la época de crecimiento vegetativo que suele coincidir con el fin del invierno o del otoño (Brit 2005).

h) Trasplante

Cisneros (2005) afirma que, el drenaje en las macetas con orquídeas debe ser perfecto. Para conseguirlo es necesario un sustrato muy aireado, suelto y con un agujero de drenaje en el fondo libre. También indica que la mayoría viven adheridas a la corteza de los árboles (epifitas) con las raíces al aire y adaptadas a secarse rápidamente. En general, el sustrato a los 2 ó 3 años pierde sus cualidades, se compacta reteniendo demasiada agua y acumulando sales de los fertilizantes. Si el riego y la fertilización han sido altos, se deteriora en sólo 1 año. Por tanto, hay que renovarlo haciendo un trasplante cada 1 ó 2 años.

Los materiales que se utilizan para sustratos son diversos. Una mezcla general y buena es la formada por cortezas trituradas con musgo en una proporción del 70% y 30% respectivamente. Para más comodidad, en el mercado se encuentran sustratos preparados para orquídeas. Se debe usar la misma maceta y únicamente cambiar el sustrato. En una maceta grande no florecerá hasta que pasen 3 ó 4 años. Las orquídeas son felices en tiestos pequeños. Elige un tiesto mayor si la planta ha crecido mucho. Los tiestos para orquídeas epifitas suelen ser de plástico transparente para facilitar que la luz llegue a todas las raíces, como ocurre cuando está en un árbol de la selva.

El mejor momento para trasplantar en el Perú es a finales de las épocas lluviosas, que es cuando las Orquídeas comienzan su período de mayor actividad. Si las raíces están en mal estado, se debe desmenuzar el cepellón de sustrato, corta las raíces estropeadas o podridas y traslada a una maceta igual o más pequeña, rellenando con sustrato nuevo.

Se puede aprovechar el trasplante para dividir la planta y obtener varios ejemplares. Al desmoronar el cepellón se divide la planta y cada parte en una maceta distinta de tamaño apropiado y con sustrato fresco.

i) Poda

Se puede cortar cualquier punta negra que pueda aparecer; es un signo de envejecimiento de la planta. Sin embargo, conviene tener en cuenta que las hojas muertas deben ser eliminadas con rapidez, ya que pueden causar daño. Se debe quitar siempre las flores muertas y al finalizar la época de

floración. Debido que fuerza la planta a que produzca otra de nuevo, pero más pequeñas, agotando la planta (Brit 2005).

j) Plagas, enfermedades y trastornos

Se debe examinar la planta en busca de plagas como las cochinillas, que pueden establecerse en la base de los tallos de las flores viejas, debajo de las hojas o en los pseudobulbos.

- Plagas

Plagas comunes son pulgones, araña roja, cochinillas, trips, etc. Moja bien con los insecticidas para llegar a todos los recovecos de la planta, por lo que será necesario repetir el tratamiento a los 15 días.

- Enfermedades

Hay hongos que atacan manifestándose en puntos o manchas oscuras en hojas y flores y otros pudren las raíces y el cuello de la planta. Éstos últimos son los más peligrosos. Infectan cuando hay un exceso de riego o un mal drenaje. Para prevenir pulverizar con fungicida en otoño y primavera. Las bacterias son patógenas que producen lesiones acuosas o manchas redondeados en pseudobulbos u hojas. Necesitan mucha humedad para infectar. Son muy peligrosas debido a que se desarrollan rápidamente y contagian a las demás plantas. Los virus más comunes son el "virus del mosaico del *Cymbidium*" y el "virus del mosaico del tabaco" que producen clorosis,

malformaciones en flores y hojas marcadas. Los pulgones son sus principales propagadores de una planta a otra.

- **Trastornos**

Aparte de plagas y enfermedades, la tercera causa de problemas en las plantas son los llamados trastornos o fisiopatías. Estos son los más típicos: luz insuficiente o en exceso, sequedad ambiental, temperaturas bajas, exceso de riego y fertilizantes, mal drenaje o sustrato compactado viejo.

- k) Multiplicación**

- **División**

Brit (2005) menciona que, se puede aprovechar el trasplante para dividir la planta y obtener varios ejemplares. Se desmorona el cepellón de tierra, se divide con las manos y se planta cada división en una maceta distinta de tamaño apropiado y con sustrato fresco.

- **Semillas**

Por semillas es como se hace comercialmente y tiene su complejidad. Deben cultivarse en laboratorio y con unas técnicas complejas. La orquídea produce un gran número de semillas, miles por cada fruto, incluso hasta 2 millones de semillas, son como granitos de polvo. Sin embargo, sólo unas cuantas logran germinar debido a que casi no tienen sustancias de reserva y requieren ser colonizadas por un hongo que vive en el suelo que le proporciona los nutrientes necesarios para germinar y desarrollarse en un principio. El

desarrollo es lento, dependiendo del tipo de orquídea, puede tardar en florecer hasta 7 años (Brit 2005).

Los más producidos comercialmente son los híbridos de orquídeas. En invernaderos es posible generar híbridos cruzando especies de un mismo género o especies de distintos géneros, pero la misma subtribu (Brit 2005).

I) Reposo

Algunas orquídeas crecen durante todo el año, aunque se muestran menos activas en otoño e invierno. Otras tienen una fase de reposo en la que incluso pueden perder algunas hojas. Este período, que sigue a la floración, dura unas pocas semanas, y durante el mismo las plantas no deben ser abonadas. Es recomendable suministrarle sólo el agua suficiente al sustrato y los pseudobulbos para evitar que las raíces se deshidraten (Brit 2005).

2.1.8. Sustratos para orquídeas

Un sustrato es el medio en el cual va a crecer la planta y debe ser adecuado para cada género; cada uno de ellos requiere un medio distinto, pero todas necesitan que sea un medio bien aireado, que dé a las raíces libertad de crecimiento y ventilación (Arévalo 2007).

Pueden ser naturales de tipo mineral u orgánico que colocado en un contenedor en forma pura o en mezcla permite el anclaje del sistema radicular de la planta desempeñando por lo tanto un papel de soporte para la planta. El sustrato puede intervenir o no en el complejo proceso de la nutrición y crecimiento de la planta (Canovas y Diaz 1993).

Manrique (2005) manifiesta que el sustrato recomendado para el cultivo de *Phragmipedium boissierianum* es la mezcla realizada entre cuarzo, turba de la sierra y carbón vegetal para evitar la proliferación de hongos.

Arévalo (2007) sostiene que los sustratos o tipos de medio para el cultivo de orquídeas entre los más usados son: corteza de madera, carbón vegetal, fibra de coco, piedras de río, musgo o raíz de helecho arbóreo estos deben ser sueltos y gruesos, se deben cambiar cuando se noten que se han descompuesto pues empiezan a retener demasiada agua, las raíces se comienzan a pudrir y la planta no desarrolla bien o puede llegar a morir.

Las orquídeas terrestres y semiterrestres también necesitan de una buena circulación del aire, pero aceptan un sustrato o mezcla densa que compensa con la ligera humedad que falta, la mezcla hecha de la corteza de los árboles fragmentada, la trituración del tallo de los helechos arbóreos, arena o musgo y carbón es un sustrato ideal recomendado para estas especies. Así mismo la corteza y tierra vegetal son también recomendados (Guerra 1995).

Guerra y Huamaní (1995) sostienen según un estudio de caracterización edafoclimática del hábitat de las orquídeas que los géneros de *Phragmipedium* se observan en suelos con texturas franco arenoso y limoso.

a) Aserrín

El aserrín se define como la especie de polvo, más o menos grueso, que se desprende de la madera cuando la asierran. Por este motivo las propiedades químicas del aserrín se asumen como la composición química de la madera. Se compone de un 49% de carbono (C), un 44% de oxígeno (O), un 6%

de hidrógeno (H) y pequeñas cantidades de nitrógeno (N) y otros elementos (Álvarez 2007).

b) Arena

La arena es un conjunto de partículas de rocas disgregadas. En geología se denomina arena al material compuesto de partículas cuyo tamaño varía entre 0,063 y 2 mm. Una partícula individual dentro de este rango es llamada grano de arena. Una roca consolidada y compuesta por estas partículas se denomina arenisca.

Las que proporcionan los mejores resultados son las arenas de río. Su granulometría más adecuada oscila entre 0,5 y 2 mm de diámetro. Su densidad aparente es similar a la grava. Su capacidad de retención del agua es media (20% del peso y más del 35% del volumen); su capacidad de aireación disminuye con el tiempo a causa de la compactación; su capacidad de intercambio catiónico es nula.

Es relativamente frecuente que su contenido en caliza alcance el 8 – 10%. Algunos tipos de arena deben lavarse previamente. Su pH varía entre 4 y 8. Su durabilidad es elevada (Kunze 2002).

c) Suelo agrícola o tierra negra

Es un material natural que se obtiene de la capa superficial del suelo, es un medio para la nutrición y crecimiento de las plantas que cuyas características están determinadas por las fuerzas del clima y de los organismos vivos que interactúan sobre el material original (Kunze 2002).

d) Musgo *Sphagnum*

El *Sphagnum moss* es una planta muy pequeña y primitiva que crece en las turberas pantanosas para formar una masa (Ecuagenera 2011). La FAO (2002) considera que, a este tipo de musgo como una turba rubia, siendo la forma menos descompuesta de las turbas.

Esta *briophyta* no se puede cultivar ya que requiere para su crecimiento de unas condiciones muy especiales de humedad, luz y temperatura, por lo que solo crece de forma silvestre en regiones muy específicas alrededor del planeta, caracterizadas por su clima extremo, como la Patagonia chilena (Ecuagenera 2011). Sin embargo, la FAO (2007) ubica, a las fibras – musgo *Sphagnum* en el grupo de los histosoles.

a. Propiedades

Proporciona excelentes propiedades de aireación y agua al sustrato, tiene bajo pH y poco nitrógeno. El musgo esfagno en castellano, es el material con mayor poder de retención de agua. Su increíble porosidad le ofrece una capacidad de absorción elevada, 5kg de *Sphagnum* seco pueden llegar a retener hasta 100 litros de agua (Ecuagenera 2011).

Esta característica convierte al musgo en un aliado básico en la floricultura, ayudando a la prolongación natural de la vida de las flores y en la agricultura, aportando oxigenación y humedad y mejorando así la calidad de los suelos especialmente en zonas con climas secos o propensos a la desertización. En su estado natural, las células del *Sphagnum* atrapan gran cantidad de

nutrientes (más de los que necesitan), dejando el agua que las rodea a un nivel de agua destilada sin nutrientes (Ecuagenera 2011).

También SPHAGNUMSHOP (2011) menciona que, su altísimo contenido en agua acida y falta de oxígeno hace que no se descomponga tan rápidamente como el resto y que prácticamente sea estéril de bacterias y microorganismos. Evita en gran medida los parásitos e infecciones.

Al ser un producto que se desarrolla en lugares húmedos, su duración es bastante más larga que cualquier otro sustrato, manteniendo la soltura de este. Sus propiedades más destacables son el permitir mantener adecuadamente la humedad de las raíces de las plantas, reducir el riesgo de enfermedades, conservar de una manera natural los nutrientes del suelo y generar una oxigenación óptima en el mismo. Puede utilizarse como filtro para depurar agua contaminada con resultados asombrosos.

e) Fibra de helecho

Es como se le denomina a la capa formada por las raíces adventicias y por parte de las bases de los pecíolos de muchos helechos arborescentes. El “maquique o xaxim” es un buen sustrato para el cultivo de orquídeas, bromelias, helechos y otras plantas epifitas, porque la materia de las raíces muertas conserva por mucho tiempo la humedad, tiene buen drenaje y se descompone lentamente (Palacios 2006).

Se cuentan entre las plantas más fascinantes y de mayor belleza de los bosques tropicales. Estos pequeños árboles siempre verdes poseen unos troncos delgados y hojas plumosas conocidas como frondas. Los indios del Caribe usaban los tallos huecos para acarrear y preservar el fuego. Hoy en día estos tallos se cortan para ser usados como recipientes para plantar orquídeas y bromelias o como material para mezclas de tierra. Las especies arborescentes están representadas por los géneros *Cyathea*, a veces son cultivadas como ornamentales (Smith *et al.* 2006).

f) Dolomita

La dolomita es un carbonato doble de calcio y magnesio, su fórmula química es $\text{CaMg}(\text{CO}_3)_2$, contiene el 30,41% de CaO, 21,86% de MgO y el 47,73% de CO_2 , en su forma más pura. Es una fuente de magnesio y calcio que constituye un fertilizante indispensable al modificar el pH del suelo, logrando regular su acidez, mejorando e incrementando el rendimiento de los cultivos de diferentes especies vegetales (Coordinación General de Minería 2013).

El Club Peruano de Orquídeas (2010) menciona que, al efectuar el análisis de los suelos de muchas orquídeas, nos encontramos con que los niveles de calcio y magnesio son muy importantes, lo cual refleja la relevancia en la aplicación de dolomita (carbono de calcio y magnesio) como aportador de estos elementos.

2.1.9. Propagación asexual

Menchaca (2011) afirma que, al igual que la mayoría de las plantas, las orquídeas se reproducen de forma sexual y asexual; la sexual se lleva a cabo

con un intercambio genético y la descendencia obtiene genes de ambas plantas lo que garantiza mayor diversidad en las características de la descendencia; y la forma asexual se obtiene a partir de fracciones de la planta madre. Las diferentes formas de reproducir asexualmente una orquídea son:

- Al dividir una planta por los pseudobulbos a través de un corte, se hace posible la generación de dos o más plantas.
- Con una cuidadosa separación de las raíces, siguiendo la técnica adecuada, se pueden crear varias plantas a partir de una.
- Con la técnica llamada pulso hormonal, que consiste en promover a través de las yemas, el crecimiento de nuevas plantas o brotes.
- A través del cultivo de tejidos, pues su realización es muy especializada y requiere condiciones de trabajo muy particulares.

a) Separación de pseudobulbos

Menchaca (2011) menciona que, debido a la forma de crecimiento de las orquídeas, que comúnmente generan un pseudobulbo nuevo por año, es posible multiplicarlas cuando la planta tiene un número grande de pseudobulbos los que se pueden separar para obtener una nueva planta. A continuación, los pasos a seguir para realizar esta multiplicación.

Paso 1.- Se debe asegurar que al dividir los pseudobulbos cada nueva planta tenga por lo menos tres o cuatro, esto aumentará las posibilidades de que sobreviva la nueva planta, ya que entre los pseudobulbos se da un intercambio de nutrientes vitales para su sobrevivencia.

Paso 2.- Se recomienda realizar esta técnica a inicios de la primavera o al terminar su floración, pues es aquí cuando tienen más nutrientes acumulados y hay un aumento en la sobrevivencia de las nuevas plantas.

Paso 3.- Antes de empezar a realizar el corte se debe flamear la navaja o cuchillo, esto evitará enfermedades en las plantas. Para realizar el corte se separan las raíces con los dedos y se corta la unión entre los pseudobulbos sin dañarlos.

Paso 4.- Después de realizar el corte, es recomendable colocar polvo de azufre en las heridas como fungicida, este se puede conseguir en las farmacias a bajo costo y evitará un ataque de hongos.

Paso 5.- Se eliminan las raíces o partes de las plantas que estén rotas o dañadas, para prevenir plagas o enfermedades.

Paso 6.- Se debe colocar en un contenedor con capacidad para el crecimiento de un año, con un sustrato muy poroso para el desarrollo de raíces.

2.1.10. Reguladores de crecimiento

Existe cierto número de compuestos sintéticos que cuando son introducidos en la planta con frecuencia producen resultados similares a aquellos causados por las hormonas que ocurren naturalmente. Estos compuestos han sido denominados “Reguladores de Crecimiento Vegetal” o Fitorreguladores y no pueden ser llamadas hormonas (Fanego 2006).

Las auxinas, han sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca,

por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y cofactores a la base de la estaca (Núñez 1997).

Existe un efecto directo de las auxinas en cuanto a la división celular y la elongación, así como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de la estaca, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial (Núñez 1997).

El transporte de las auxinas se realiza en forma polar, quiere decir que en el tallo se dará en dirección basípeta y en la raíz en dirección acrópeta (Fanego 2006).

El transporte polar ocurre por la diferencia del potencial hídrico del tallo, el cual es positivo en la base y negativo en el ápice, como el AIA es un ácido que resulta ser electronegativo, es repelido por las células apicales y atraído por las basales (Valdés 2001; citado por Fanego 2006). El movimiento ocurre normalmente en los tejidos como un todo a través de las células, más bien que usando conductos de la xilema y del floema. Presumiblemente el proceso de transporte implique una interacción entre el AIA y la membrana plasmática de las células de las plantas (Fanego 2006).

La acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa. El agente responsable es el etileno, cuya

síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta (Sivori 1980; citado por Mansilla 2004).

Hartmann y Kester (1996) indican que, el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Las auxinas mejoran el transporte y la producción de la sacarosa en las hojas que es uno de los factores que más ayudan al enraizamiento por ser una fuente de carbono (Jarvis 1986).

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas, remojo en soluciones acuosas diluidas, exclusivamente para fines experimentales la aplicación con microjeringas. La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución acuosa concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio (Mesén 1998).

El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraíce. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos (Hartmann y Kester 1996).

Las soluciones deben ser ajustadas para cada especie, dependiendo del grado de lignificación de la estaca y la duración de la inmersión no debe ser prolongada para prevenir la intoxicación y posterior proceso de necrosis. La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto, es necesario que haya un balance adecuado especialmente auxinas, giberelinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular (Blazich 1988).

a) Sustancias promotoras del enraizamiento

Para la iniciación de raíces secundarias intervienen varios tipos de reguladores de crecimiento como las auxinas, citocininas y giberelinas. Las auxinas tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces en estacas de varias especies vegetales. Además, de intervenir en la iniciación de raíces, las auxinas también controlan su crecimiento (Weaver 1976).

El uso de auxinas enraizantes es una técnica eficiente en la propagación vegetativa. La función de las auxinas en la promoción del enraizamiento está relacionada con su acción sobre la división y el crecimiento celular y en la síntesis de la pared celular. La atracción de nutrimentos y otras sustancias al sitio de aplicación, así como sus efectos en las relaciones hídricas y fotosintéticas de las estacas y otros procesos interrelacionados (Weaver 1976).

Las auxinas más utilizadas para promover el enraizamiento son los ácidos indol-3- acético (AIA), naftalenacético (ANA) e indol-3- butírico (AIB). El AIB es más utilizado, ya que no es tóxico en un amplio rango de concentraciones

para un gran número de especies y químicamente es más estable que el AIA, es decir al contacto con el sustrato de propagación el AIB es un producto químico persistente que se desplaza muy poco y se retiene cerca del sitio de aplicación (Hartmann *et al.* 2002).

El Root – Hor es un fitorregulador de crecimiento compuesto por Ácido Alfa Naftalenacético 0,40%, Ácido 3 Indol Butírico 0,10%, Ácidos Nucleicos 0,10%, Sulfato de Zinc 0,40%, Solución Nutritiva 95,40%. Para enraizamiento de acodos y esquejes, en un recipiente verter 5 ml de Root-Hor por 1 litro de agua, introducir las estacas 3 cm del nivel de agua del recipiente, durante 3-5 minutos, luego de la aparición de las primeras hojas, se complementa con una segunda aplicación foliar (Comercial Andina Industrial S.A.C. 2014).

2.2. Antecedentes

Dionicio (2007) manifiesta que, utilizando siete mezclas diferentes de sustratos: T₁: suelo agrícola + aserrín descompuesto + arena (450 -100-450 g); T₂: suelo agrícola + helecho deshilachado + roca lutita (400 – 100 – 500 g); T₃ Suelo agrícola + hojarasca + arena (600 – 50 – 350 g); T₄: arena + corteza de árboles fragmentados + helecho deshilachado (750 – 150 – 100 g); T₅: suelo agrícola + musgo + arena (200 – 100 – 700 g); T₆: suelo limoso + corteza de árboles fragmentados + pulpa de café descompuesto (700 – 200 – 100 g) y T₇: suelo agrícola + corteza de árboles fragmentados + arena (450 – 100 – 450 g) en el establecimiento de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. F.) Rolfe (zapapito de reyna) en un invernadero. Teniendo como resultado que existió un 100% del prendimiento a los 14 meses de establecido, teniendo el T₂ como adecuado para

el establecimiento de la orquídea bajo invernadero, con variables de altura y diámetro de la planta (30,67 cm y 2,81 cm) longitud y ancho de la hoja (35,63 cm y 2,13 cm), longitud y número de raíces (34,20 cm y 32 raíces), 30 brotes, debido a poseer nutrientes esenciales como fósforo (15,10 a 17,90 ppm), potasio (439 a 670 kg/ha) y nitrógeno (0,56 a 0,53 %).

Chávez (2012), evaluó el efecto de diferentes sustratos para el establecimiento de la orquídea *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe proveniente del bosque de neblina La Divisoria. fueron sembrados en sustratos compuestos con 30% de suelo agrícola más 40% fibra de helecho más 30% de corteza de árbol (S₁), 20% de suelo agrícola más 50% fibra de helecho más 30% de roca lutita (S₂), 40% fibra de helecho más 20% de roca lutita más 40% de fibra de coco (S₃), 40% de corteza de árbol más 20% fibra de coco más 40% de aserrín descompuesto (S₄), distribuidos bajo un Diseño Completo al Azar (DCA) y los datos fueron sometidos al análisis de varianza y la prueba de comparación de Duncan a un nivel de confianza del 95%. Se ha encontrado que el S₃ alcanzó mayor incremento en las variables altura total, número de hojas, dimensiones de cobertura, porcentaje de mortalidad y calidad de planta de la orquídea, mientras que el mayor porcentaje de macetas con un hijuelo alcanzaron las plantas que se establecieron en el sustrato S₁.

Mateo *et al.* (2011) evaluaron el efecto de diferentes mezclas de aserrín de *Pinus sp* sobre el crecimiento de plantas de cedro rojo (*Cedrela odorata* L.), producidas con el sistema tecnificado en vivero forestal cubierto con malla sombra. Estudiaron 11 combinaciones a base de aserrín + la mezcla de

peat moss-agrolita-vermiculita en proporciones que variaron desde 0% hasta 100% de aserrín y la mezcla de sustratos comerciales. El mayor diámetro se consiguió con la mezcla de 70% de aserrín+ 30% de la mezcla peat moss-agrolita-vermiculita. El mayor valor en altura se produjo con la mezcla que contenía 80% de aserrín + 20% de la mezcla peat moss-agrolita-vermiculita. El mayor peso seco de follaje correspondió a la mezcla que contenía 90% de aserrín más 10% de la mezcla peat moss-agrolita-vermiculita. Sin embargo, el mayor valor de peso de la raíz y peso seco total correspondió a la mezcla con 60% de aserrín más 40% de peat moss-agrolita-vermiculita. En cuanto a la relación altura - diámetro {Índice de esbeltez}, el mejor valor lo obtuvo la mezcla de 80% de aserrín + 20% de peat moss - agrolita - vermiculita. Finalmente, el índice de calidad de Dickson (ICD), que se utiliza para predecir el comportamiento en campo de la planta evaluada. Para el mencionado índice, el mayor valor se obtuvo para la mezcla con 60% de aserrín y 40% de peat moss-agrolita-vermiculita.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

La ejecución de la investigación se desarrolló en el Vivero Forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva; políticamente ubicada en el distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado, región de Huánuco; y geográficamente presenta las siguientes coordenadas UTM:

Este : 390312 m

Norte : 8970774 m

Altitud : 660 m.s.n.m

Las condiciones climáticas en la zona de ejecución en el 2018 fueron: temperatura máxima 30,14 °C, mínima 21,25 °C, y media 25,70 °C, precipitación anual de 3742 mm, la humedad relativa 82% y la altitud sobre el nivel del mar es 660 m. De acuerdo a la clasificación de las zonas de vida y el diagrama bioclimático de Holdridge (1987) el distrito de Rupa Rupa se encuentra ubicada en la formación vegetal de bosque muy húmedo Pre montano Tropical (bmh - PT). De acuerdo con las regiones naturales del Perú, propuesta por Pulgar (1938) la zona se encuentra en la selva alta o Rupa Rupa.

3.2. Materiales

3.2.1. Material vegetal

Se utilizó plantas de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe “zapatito” del Orquideario del Jardín Botánico de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva ubicado geográficamente con las siguientes coordenadas UTM: (Ver figura 21.)

Este : 389529 m
Norte : 8971362 m
Altitud : 645 m.s.n.m

3.2.2. Materiales y equipos

Baldes, regla graduada, probetas graduadas, táper de plástico; dentro de equipos tenemos la cámara fotográfica, termohigrómetro y luxómetro.

3.2.3. Insumos

Musgo fresco, tierra negra, arena media gruesa, arcilla, dolomita (0,5 a 1 cm de diámetro), carbón vegetal, hormona de enraizamiento o fitoregulador (Root-hor).

3.3. Metodología

Se utilizó la metodología modificada de López (2017) en el diseño de las dosis de hormonas y Menchaca (2011) para el método de propagación y sustrato. La presente investigación se realizó en tres fases:

3.3.1. Fase de gabinete (Factores y niveles en estudio)

a) Factor A: Tipos de sustratos

a_1 = Sustrato 1 = Sustrato testigo (Suelo del lugar o zona de distribución).

a_2 = Sustrato 2 = Sustrato compuesto por 5% de Musgo + 70% de Tierra negra + 20% de arena y 5% de carbón.

a_3 = Sustrato 3 = Sustrato compuesto por 5% de Musgo + 50% de arcilla + 40% de dolomita y 5% de carbón.

b) Factor B: Dosis de Root - Hor

b_1 = Dosis 1 = 0,0 ml/L

b_2 = Dosis 2 = 2,5 ml/L

b_3 = Dosis 3 = 5 ml/L

b_4 = Dosis 4 = 7,5 ml/L

3.3.2. Tratamientos del estudio

Los tratamientos del estudio fueron generados por las combinaciones de los niveles del sustrato (a_1 , a_2 , a_3) y niveles de la hormona Root – Hor (b_1 , b_2 , b_3 , b_4), haciendo un total de 12 tratamientos (Cuadro 1).

Cuadro 1. Descripción de los tratamientos en estudio.

Tratamiento	Combinación	Descripción
T ₁	a ₁ b ₁	Orquídea sembrada en suelo del lugar o zona de distribución con 0,0 ml/L de Root-Hor
T ₂	a ₁ b ₂	Orquídea sembrada en suelo del lugar o zona de distribución con 2,5 ml/L de Root-Hor
T ₃	a ₁ b ₃	Orquídea sembrada en suelo del lugar o zona de distribución con 5 ml/L de Root-Hor
T ₄	a ₁ b ₄	Orquídea sembrada en suelo del lugar o zona de distribución con 7,5 ml/L de Root-Hor
T ₅	a ₂ b ₁	Orquídea sembrada Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón 5% y 0,0 ml/L de Root-Hor
T ₆	a ₂ b ₂	Orquídea sembrada Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón 5% y 2,5 ml/L de Root-Hor
T ₇	a ₂ b ₃	Orquídea sembrada Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón 5% con 5 ml/L de Root-Hor
T ₈	a ₂ b ₄	Orquídea sembrada Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón 5% y 7,5 ml/L de Root-Hor
T ₉	a ₃ b ₁	Orquídea sembrada en Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5% con 0,0 ml/L de Root-Hor
T ₁₀	a ₃ b ₂	Orquídea sembrada en Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5% con 2,5 ml/L de Root-Hor
T ₁₁	a ₃ b ₃	Orquídea sembrada en Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40%+ carbón 5% con 5 ml/L de Root-Hor
T ₁₂	a ₃ b ₄	Orquídea sembrada en Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5% con 7,5 ml/L de Root-Hor

3.3.3. Unidad experimental

La presente investigación contó con 12 tratamientos con 3 repeticiones haciendo un total de 36 unidades experimentales, de las cuales fueron las macetas con una orquídea sembrada de la especie *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” según el protocolo de Menchaca (2011).

3.3.4. Diseño del experimento

En el presente trabajo de investigación se utilizó el Diseño Completo al Azar (DCA) con arreglo combinatorio bifactorial 3 x 4. Las características del experimento serán las siguientes: número total de repeticiones (3), número de tratamientos/ensayo (12) y total de plantas del ensayo (36).

3.3.5. Modelo aditivo lineal

Para la investigación experimental se utilizó un diseño completamente al azar (DCA) con arreglo combinatorio bifactorial 3 X 4 para los cuales se utilizó 12 tratamientos con 3 repeticiones. El modelo aditivo lineal de acuerdo al diseño anterior es:

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

Donde:

Y_{ijk} = Es la respuesta obtenida en la k-ésima repetición, a la cual se aplicó el i-ésimo sustrato con la j-ésima dosis de hormona (Root-Hor).

μ = Es el efecto de la media general.

α_i = Es el efecto del i-ésimo sustrato.

- β_j = Es el efecto de la j-ésima dosis de hormona (Root-Hor).
- $(\alpha\beta)$ = Es el efecto de la interacción entre el i-ésimo sustrato con la j-ésima dosis de hormona (Root-Hor).
- E_{ijk} = Es el efecto aleatorio del error experimental obtenida en la k-ésima repetición, con el i-ésimo sustrato y la j-ésima dosis de a (Root-Hor).

3.3.6. Análisis de variancia

Se realizó el análisis de variancia con la prueba de Fisher (ANVA) a un nivel de $\alpha = 0,05$ y comparación de medias con el Test post hot de TUKEY también a un nivel de $\alpha = 0,05$ (Cuadro 2).

Cuadro 2. Análisis de variancia (ANVA) de la investigación.

Fuente de variación	GL	SC	CM	Fc
Sustratos (A)	$a - 1 = 2$	SC_A	$SC_A / a - 1$	CM_A / CM_E
Dosis de Root-Hor (B)	$b - 1 = 3$	SC_B	$SC_B / b - 1$	CM_B / CM_E
Interacción (AxB)	$(a - 1)(b - 1) = 6$	SC_{AB}	$SC_{AB} / (a - 1)(b - 1)$	CM_{AB} / CM_E
Error experimental	$ab(r - 1) = 24$	SC_E	SC_E / GL_E	
Total	$abr - 1 = 35$	SC_{Total}		

A y B: factores; r = repeticiones; GL = grados de libertad;
Sc = Suma de cuadrados; Fc = F calculado

3.3.7. Fase de instalación

a) Preparación del área de investigación

Se asignó un área con iluminación adecuada (70% de sombra de malla Raschel) dentro del Vivero Forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables, con circulación de aire y limpio de objetos extraños, así mismo se verificó el estado de los equipos como son termohigrómetro, luxómetro, entre otros para la metodología mencionada.

b) Preparación del sustrato

Se preparó los sustratos en los ambientes del vivero forestal y de acuerdo con los requerimientos porcentuales de cada uno, las macetas fueron de 30 cm x 15 cm x 15 cm con agujeros en las paredes para permitir la aireación y en la cual se agregó el sustrato. El sustrato fue poroso pero compacto debido que debe ser el sostén de la planta y a la vez permitir que respiren las raíces. Se consideraron un análisis de los sustratos a utilizar.

c) Siembra

Se realizó la selección de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe “zapatito” de la planta madre, se lavó con abundante agua hasta quedar libre de impurezas, luego se sumergió en la hormona Root-Hor durante 5 minutos de acuerdo con los tratamientos y por último se sembró en cada maceta con su respectivo sustrato, por último, se realizó el riego. Se adecuó al diseño siguiente (Figura 1):

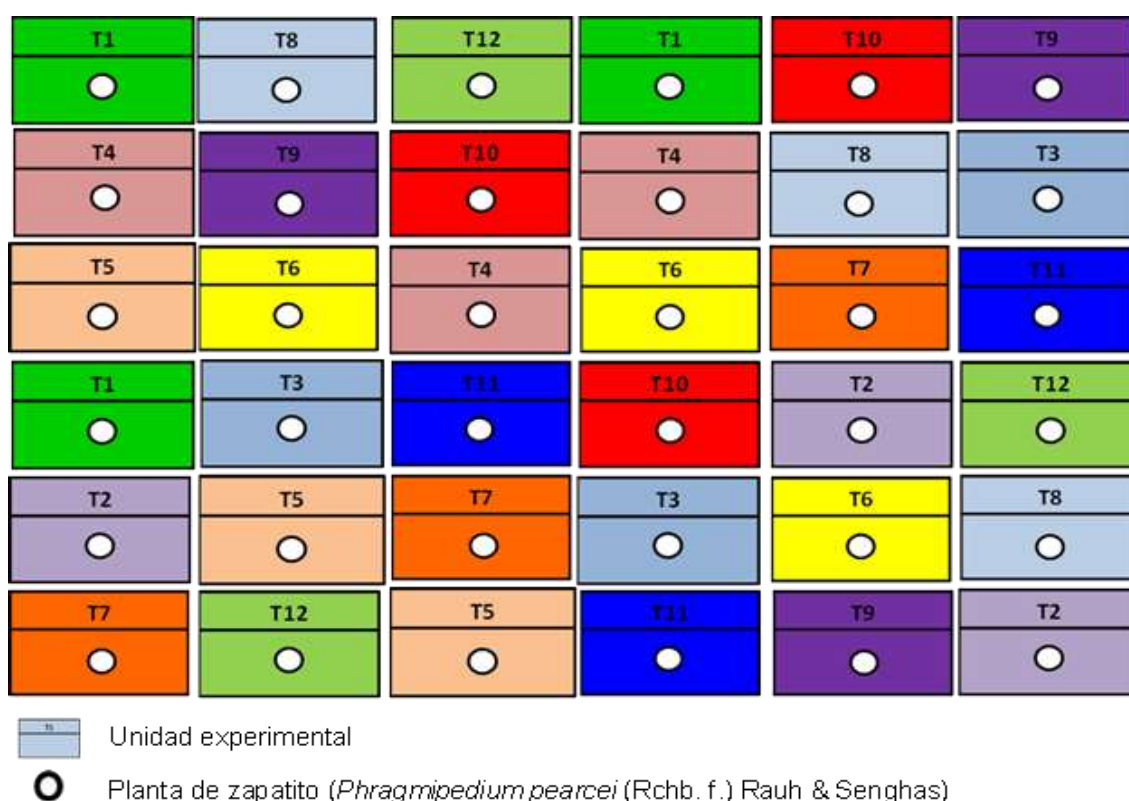


Figura 1. Diseño de los tratamientos con sus repeticiones

3.3.8. Fase de evaluación

Las evaluaciones se realizaron al final de la investigación, además de ello se observó y anotó variaciones de forma periódica para monitorear la aparición de plagas, enfermedades y/o hongos que puedan alterar o cambiar el resultado de la investigación. La influencia de los factores se midió en su prendimiento y sus características morfológicas de la planta tales como número de brotes, longitud de brote, número de raíces, longitud de raíces.

a) Medición del porcentaje de prendimiento (P%)

Para el Porcentaje de prendimiento (P%): al final de la prueba se dividió el número total de plantas prendidas entre la total sembrada.

$$P\% = \frac{N^{\circ} \text{ de plantas prendidas}}{N^{\circ} \text{ plantas sembradas}} \times 100$$

b) Medición de brotes (MB)

Se contabilizó cada 30 días el número de brotes por planta de forma visual y con la ayuda de un vernier se midió la longitud en milímetros.

c) Medición de las raíces (MR)

Al final de la ejecución, sacando una muestra del 30% del total de plantas, se contabilizó el número de raíces por planta, de forma visual y con la ayuda de un vernier se midió la longitud en milímetros.

IV. RESULTADOS

4.1. Prendimiento de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” bajo diferentes sustratos y hormonas en vivero

En los resultados de la presente investigación se consideraron, además del Porcentaje de Prendimiento (P%), otras variables similares o de observación directa, tales como:

Necrosis : Muerte patológica de un conjunto de células o de cualquier tejido, provocada por un agente nocivo.

Clorosis : Condición fisiológica anormal en la que el follaje produce insuficiente clorofila.

4.1.1. Prendimiento de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” en vivero

En la investigación se demostró que los tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 6, 10, 11 y 12 obtuvieron el 100% de prendimiento, superando a los tratamientos 7, 8 y 9; debido que el T₇ (Orquídea sembrada en Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón 5% con 5 ml/L de Root-Hor) y el T₉ (Orquídea sembrada en Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5% con 0,0 ml/L de Root-Hor) obtuvieron el 66,67% de prendimiento cada uno, a diferencia del T₈ (Orquídea en sembrada en Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón

5% con 7,5 ml/L de Root-Hor) que alcanzó sólo un prendimiento del 33,33% (Cuadro 2 y Figura 2).

Cuadro 2. Prendimiento de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” de acuerdo con los tratamientos.

Tratamiento	Sustrato	Dosis de Root-Hor	P	P%
T ₁	S _T	0,0 ml/L	3	100%
T ₂	S _T	2,5 ml/L	3	100%
T ₃	S _T	5 ml/L	3	100%
T ₄	S _T	7,5 ml/L	3	100%
T ₅	S ₂	0,0 ml/L	3	100%
T ₆	S ₂	2,5 ml/L	3	100%
T ₇	S ₂	5 ml/L	2	66,67%
T ₈	S ₂	7,5 ml/L	1	33,33%
T ₉	S ₃	0,0 ml/L	2	66,7%
T ₁₀	S ₃	2,5 ml/L	3	100%
T ₁₁	S ₃	5 ml/L	3	100%
T ₁₂	S ₃	7,5 ml/L	3	100%
Total			32	

T_i = Tratamiento i, P= Prendimiento absoluto, P% = Prendimiento relativo.
S_T = sustrato testigo; S₂ = sustrato 2, S₃= sustrato 3

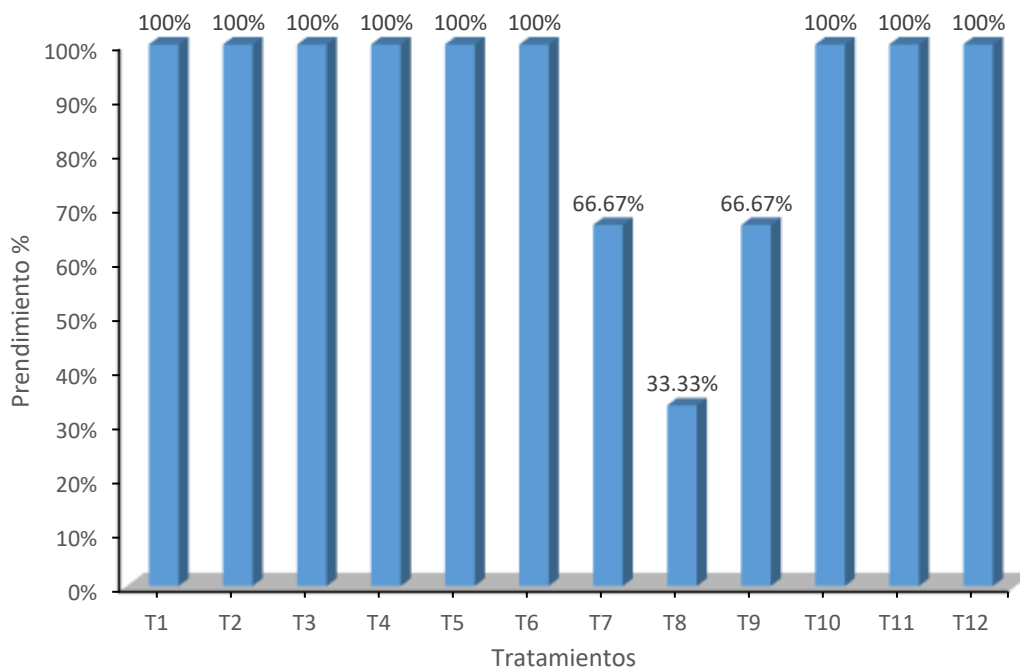


Figura 2. Porcentaje de prendimiento de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” de acuerdo con los tratamientos.

Además, si consideramos un prendimiento general del experimento se demuestra que existió un prendimiento del 88,89% (Figura 3).

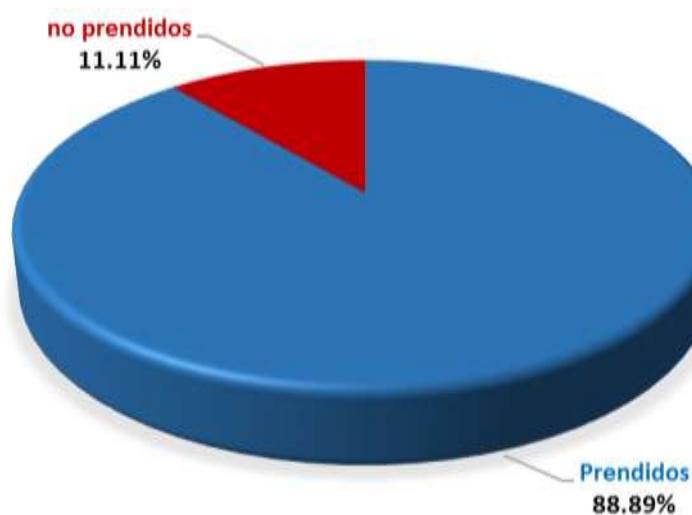


Figura 3. Porcentaje general de prendimiento de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” del experimento.

4.1.2. Necrosis de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” en vivero.

La presencia de Necrosis en las unidades experimentales fue una observación no muy alentadora y puede deberse a muchos factores tales como el aporte insuficiente de sabia al tejido o isquemia, un traumatismo, la exposición a la radiación ionizante, la acción de sustancias químicas o tóxicos, una infección, el desarrollo de una enfermedad autoinmune, etc. Sin embargo, no fue excesiva, puesto que sólo llegó a un 5,56% (Figura 4).



Figura 4. Porcentaje general de necrosis en *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” del experimento.

4.1.3. Clorosis de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” en vivero.

De igual manera en la presencia de clorosis en las unidades experimentales no fue una observación muy grata y puede deberse factores

como deficiencias específicas de nutrientes (frecuentemente agravadas por un alto nivel de pH), exceso de calcio. Algunos pesticidas, particularmente herbicidas, pueden causar clorosis, tanto a las malezas como ocasionalmente a los cultivos tratados. También puede deberse por enfermedades infecciosas y al estar plantada en terrenos compactos o a demasiada profundidad. Sin embargo, tampoco fue excesiva, puesto que sólo llegó a un 2,78% (Figura 5).

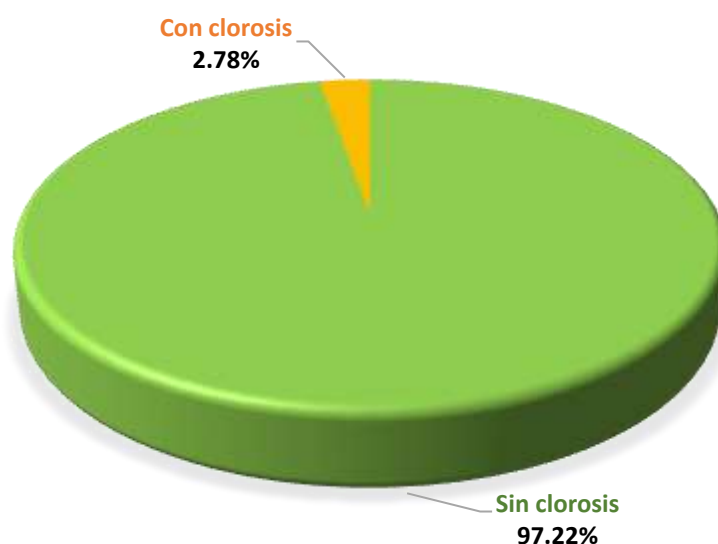


Figura 5. Porcentaje general de clorosis en *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” del experimento.

4.2. Crecimiento de brotes de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas en vivero

Del análisis de varianza (ANVA) se puede concluir que los efectos de diferentes sustratos obtuvieron diferencias estadísticas significativas sobre la longitud de brotes de las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito”, así

como en el caso de las dosis de Root-Hor; sin embargo, no mostraron efectos significativos en la interacción entre los sustratos y dosis de Root-Hor. Los resultados indican un 54,93% de coeficiente de variación lo cual demuestra una variabilidad moderada de las plantas (orquídeas) con respecto a dicha variable (Cuadro 3).

Cuadro 3. ANVA para la longitud de brotes de las plantas de *Phragmipedium boissierianum* "zapatito" por efecto de sustrato y dosis de hormonas.

FV	SC	GL	CM	Fc	Fvalor
Sustratos	162,27	2	81,14	92,42	<0,001 ^s
Dosis de hormonas	6,25	3	2,08	1,56	<0,001 ^s
Sustratos * dosis de hormonas	2,98	6	0,50	0,91	0,568 ^{ns}
Error experimental	18,15	24	0,76		
Total	189,65	35			

Coeficiente de variación: CV = 54,93 %; Fv = Fuente de variación; Sc = Suma de cuadrados
GL = Grado de libertad; CM = Cuadrado

Para los sustratos, en la prueba Tuckey al 5% de significancia, demostró que los efectos son diferentes al separarlos en dos grupos bien definidos, de los cuales podemos afirmar que el mejor es el sustrato 3 (Musgo 5 + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5%) debido que demostró mejores resultados con respecto de los demás sustratos (3,41 cm), este efecto puede deberse a los niveles de calcio y magnesio en el sustrato 3 y ausentes en los demás (Cuadro 4 y Figura 6).

Cuadro 4. Prueba Tukey para la longitud de brotes de las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” por efecto de los sustratos.

Mérito	Sustrato	Longitud \pm EE (cm)	Sig
1	S ₃	3,41 \pm 1,51	a
2	S ₂	1,83 \pm 1,51	b
3	S ₁	1,29 \pm 1,51	b

Letras diferentes indican significancia estadística. EE = Error estándar de la media.

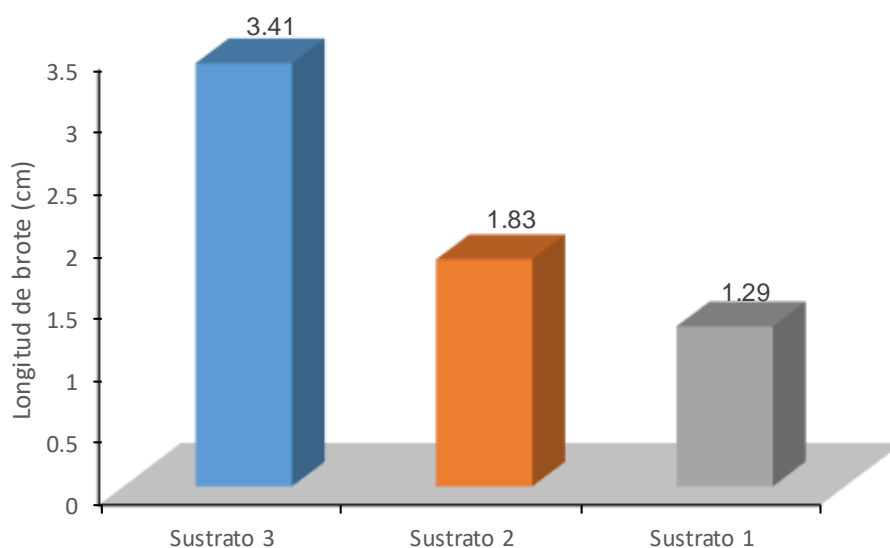


Figura 6. Prueba Tukey para la longitud de brotes de las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” por efecto de los sustratos.

En la prueba Tuckey al 5% de significancia para los efectos principales del factor Dosis de Root-Hor para la misma variable, demostraron que se divide en dos grupos, en la cual las mejores dosis de Root – Hor son la de 2,5 ml/L con 2,66 cm y 5 ml/L con 3,72 cm (Cuadro 5 y Figura 7).

Cuadro 5. Prueba Tukey para la longitud de brotes de las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” de las Dosis de Root-Hor.

Mérito	Dosis de Root-Hor	Longitud \pm EE (cm)	Sig
1	D ₁ = 0,0 ml/L	1,18 \pm 1,51	a
2	D ₂ = 2,5 ml/L	2,66 \pm 1,51	b
3	D ₃ = 5 ml/L	3,72 \pm 1,51	b
4	D ₄ = 7,5 ml/L	1,22 \pm 1,51	a

Letras diferentes indican significancia estadística. EE = Error estándar de la media.

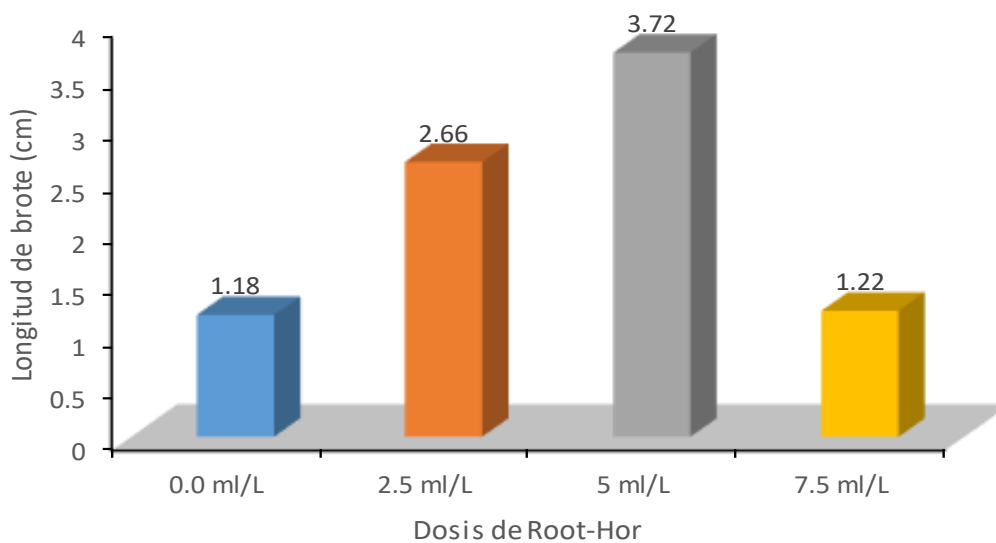


Figura 7. Prueba Tukey de longitud de brotes de las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” por efecto de las dosis de Root-hor.

4.3. Crecimiento de raíces de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas

El análisis de varianza (ANVA), demostró que, con respecto a la influencia en la variable longitud de la raíz en las plantas de *Phragmipedium*

boissierianum “zapatito”, los sustratos utilizados influenciaron de manera significativa, es decir, que los efectos de los sustratos son estadísticamente diferentes, similar para caso del factor Dosis de Root-Hor. Por otro lado, la interacción entre los dos factores no mostró significancia estadística sobre la variable en mención, es decir, que son estadísticamente iguales. Además, los resultados referentes a la variable longitud radicular resultó ser muy variable por presentar un coeficiente de variación del 60,61% (Cuadro 6).

Cuadro 6. ANVA para la longitud radicular en las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” por efecto de sustrato y Dosis de Root-Hor.

Fuente de variación	SC	GL	CM	Fc	Fvalor
Sustratos	18,48	2	9,24	33,54	<0,001 ^s
Dosis de hormonas	21,23	3	7,08	29,65	<0,001 ^s
Sustratos * dosis de hormonas	2,05	6	0,34	1,463	0,65 ^{ns}
Error experimental	8,98	24	0,37		
Total	50,74	35			

Coeficiente de variación, CV = 60.61 %, Fv = Fuente de variación; Sc = Suma de cuadrados
GL = Grado de libertad; CM = Cuadrado

Emplear sustratos en la producción de las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” repercute de manera significativa sobre la longitud radicular, siendo por ello en la Prueba Tukey a un $\alpha=0,05$, demostró que el uso del sustrato 3 (Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5%) registró una media de 5,15 cm de la variable mencionada, efecto superior a los demás sustratos (Cuadro 7 y Figura 8).

Cuadro 7. Prueba Tukey para la longitud radicular en las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” por efecto de los sustratos.

Mérito	Sustrato	Longitud de raíz \pm EE (cm)	Sig
1	S ₃	5,15 \pm 0,60	a
2	S ₂	4,73 \pm 0,60	b
3	S ₁	4,81 \pm 0,60	b

Letras diferentes indican significancia estadística. EE = Error estándar de la media.

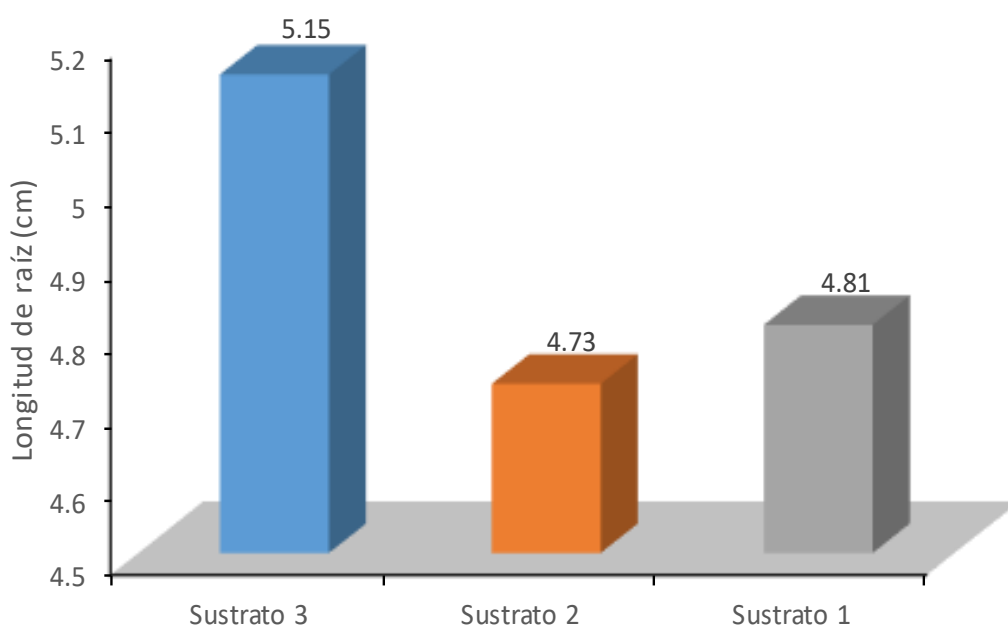


Figura 8. Prueba Tukey para la longitud de raíz de las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” por efecto de los sustratos.

De la misma manera, la aplicación de las Dosis de Root-Hor influenció de manera significativa sobre la longitud radicular, puesto que en la Prueba Tukey a un $\alpha=0,05$ se demostró que la dosis de 5 ml/L fue la mejor con una longitud de 5,30 cm con respecto a los demás (Cuadro 8 y Figura 9).

Cuadro 8. Prueba Tukey de longitud radicular en las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” por efecto de Dosis de Root-Hor.

Mérito	Dosis de Root-Hor	Longitud de raíz \pm EE (cm)	Sig
1	0,0 ml/L	2,19 \pm 0,60	a
2	2,5 ml/L	2,70 \pm 0,60	a
3	5 ml/L	5,30 \pm 0,60	b
4	7,5 ml/L	2,45 \pm 0,60	a

Letras diferentes indican significancia estadística. EE = Error estándar de la media.

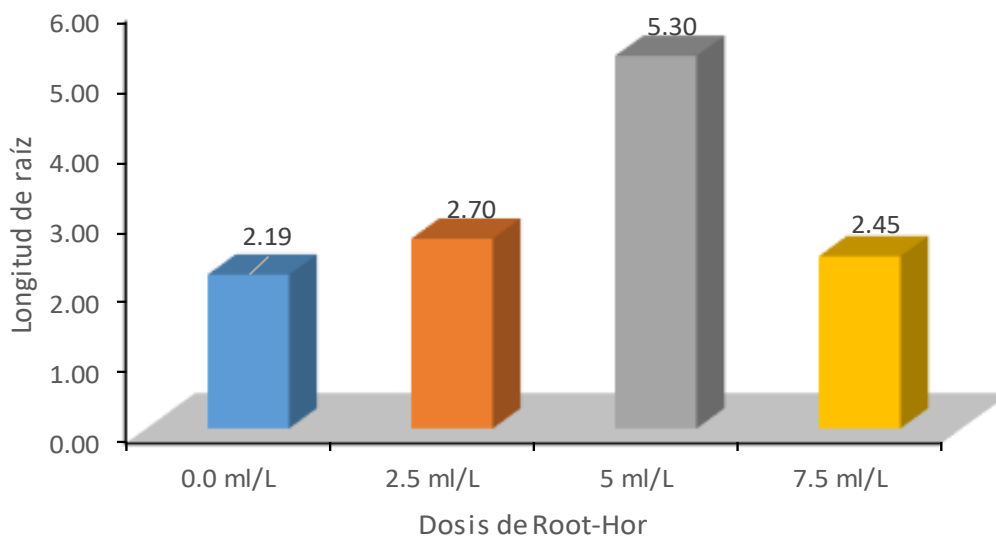


Figura 9. Prueba Tukey para la longitud de raíz de las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” por efecto de los sustratos

V. DISCUSIÓN

5.1. Prendimiento de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” bajo diferentes sustratos y hormonas en vivero.

Los tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 6, 10, 11 y 12 obtuvieron el 100% de prendimiento, superando al T₇ (Orquídea sembrada en Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón 5% con 5 ml/L de Root-Hor), el T₉ (Orquídea sembrada en Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5% con 0,0 ml/L de Root-Hor) que obtuvieron el 66,67 % de prendimiento cada uno y el T₈ (Orquídea sembrada en Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón 5% con 7,5 ml/L de Root-Hor) que alcanzó sólo un prendimiento del 33,33%; resultados similares encontramos en Dionicio (2007) que demuestra que, el porcentaje de prendimiento y mortalidad a los 14 meses de establecido las plantas, demostró que el porcentaje de prendimiento es de 100%. Esto nos indica que las condiciones del invernadero (temperatura, humedad y aireación) influenciaron en el crecimiento de la planta, puesto que cumplen con los requisitos del cultivo de orquídeas en invernaderos, tal como lo indican Brit (2005) y Cisneros (2005) y Dumois (2006), no obstante aunque externamente a las plantas se les observaba en un buen estado no garantiza el desarrollo total de la planta, puesto que el éxito de la planta depende del buen estado en que se encuentre la raíz y de las características del sustrato.

5.2. Crecimiento de brotes de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas en vivero.

En la investigación se demostró que el mejor sustrato es el sustrato 3 (Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5%) con 3,41 cm de longitud de brote y las mejores dosis fueron los 2,5 ml/L y 5 ml/L con 2,66 cm y 3,72 cm respectivamente, resultados parecidos encontramos en Chávez (2012) que afirma que, al determinar el efecto de sustratos en la propagación de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe “zapatito de la reina” el sustrato denominado T₃ (helecho deshilachado (40%) y roca lutita (20%)) presentó mayor incremento en altura total debido a que presenta como parte del componente a la fibra de helecho, la cual favorece el crecimiento de las plantas de la orquídea; así como también en Dionicio (2007) que, al determinar el efecto de sustratos en la propagación de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe “zapatito de la reina” en la Comunidad Nativa Yánesha Alto Yurinaki, mostró que el sustrato con suelo agrícola, fibra de helecho y roca lutita (400 g - 100 g - 500 g) mostró mayor incremento en altura total (de 9 cm a 30,67 cm) en condiciones de invernadero.

En el experimento se mostró un crecimiento normal tanto de brotes como de la misma planta debido a los factores influenciados, sin embargo, para el caso de bosques nublados que es el hábitat original de esta especie, el crecimiento se encuentra influenciado por el follaje de otras especies (sombra) u otros tejidos tales como madera del tronco, corteza del tronco, ramas vivas o yemas que le proveen mayor valor de nutrientes. También se debe considerar la

época del año, debido que el contenido mineral de las hojas cambia a medida que progresa la estación en cada zona (Stephen y Burton 1982).

El mayor crecimiento de brote en la investigación fue de 3,41 cm en dos meses, que sería 1,71 cm/mes que es similar al que determinó Dionicio (2007) durante 14 meses fue de 21,67 cm que es 1,54 cm/mes por la cual estuvo favorecida por que la ejecución se realizó en el lugar donde se hizo la colecta, ya que en general el clima es el factor más determinante de la productividad de una planta, seguido de las propiedades físicas del suelo y de los contenidos en elementos nutritivos (Schlatter 2002).

El coeficiente de variación presentó valores de 54,93% en la última evaluación, lo que Calzada (1996) afirma que, los resultados presentados fueron muy variables ($CV > 30\%$), la cual se vio influenciada por los datos de las plantas muertas y las que se quedaron de tamaño menor que el promedio, debido a factores ambientales como la temperatura, humedad ambiental, iluminación y el sustrato favorable para cada unidad experimental que se estableció en el vivero.

El sustrato 3 (Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5%) con 3,41 cm de longitud de brote, debido tal vez a la presencia de dolomita en piedrecillas, tal y como manifiesta Mateo *et al.* (2011) al evaluar el efecto de diferentes mezclas de aserrín de *Pinus sp.* sobre el crecimiento de plantas de Cedro rojo (*Cedrela odorata* L.), producidas con el sistema tecnificado en vivero forestal cubierto con malla sombra. El mayor valor en altura se produjo con la mezcla que contenía 80% de aserrín + 20% de la mezcla peat moss-agrolita-

vermiculita; en cuanto a la relación altura -diámetro (índice de esbeltez), el mejor valor lo obtuvo la mezcla de 80% de aserrín + 20% de peat moss-agrolita-vermiculita. Estos resultados muestran la importancia de la roca utilizada como parte del sustrato (en el caso de la investigación roca lutita), la cual favorecen en generar espacios otorgando aireación al sustrato y parte radicular de las plantas; la roca utilizada es una roca detrítica, es decir, formada por detritos, y está integrada por partículas del tamaño de la arcilla y del limo; roca sedimentaria que ocurre con frecuencia en todos los continentes compuesto generalmente de limo y arcilla (Hochleitner 1983).

5.3. Crecimiento de raíces de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” bajo diferentes sustratos y dosis de hormonas en vivero.

La influencia de los sustratos y dosis de Root-Hor en la investigación obtuvieron diferencias significativas sobre la longitud de raíz, a excepción de la interacción entre los factores, se demostró que el mejor sustrato es el sustrato 3 (Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5%) con 5,15 cm de longitud de raíz y la mejor dosis fue el 5 ml/L con 5,30 cm de longitud radicular, puesto que tuvo un suelo con 10,19 ppm de fósforo; resultados similares a lo mencionado por Dionicio (2007) que, el T₂ (suelo agrícola + helecho deshilachado + roca lutita: 400 - 100 - 500 g) es un tratamiento fértil, puesto que presentaba considerables niveles de nutrientes como fósforo (15, 10 a 17,90 ppm) que promovió el crecimiento radicular, potasio (439 a 670 kg/ha) que actuó como protector de la planta haciéndola más resistente al ataque de

enfermedades y nitrógeno (0,56 a 0,53%) que permitió el crecimiento y fortalecimiento de brotes, igualmente para Arévalo (2007), Zavaleta (1992) y Devlin (1975) quienes sostienen que el fósforo resulta esencial para el desarrollo y fortalecimiento radicular, estimula la floración y el potasio da resistencia frente a las enfermedades, a cambios bruscos de temperatura, al fortalecimiento de los tejidos y a fijar los colores en las flores.

El sustrato 3 (Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5%) con 5,15 cm de longitud de raíz, demostrando que posee una textura franco arenosa y pH 7,9 adquiere una mejor asimilación de nutrientes y agua, resultado que coincide con Dionicio (2007) que, el T₂ (suelo agrícola + helecho deshilachado + roca lutita: 400 - 100 - 500 g) debido que presentaban una textura franco arenosa y pH de 6,3 a 7,3 puesto que son ligeramente ácidos y alcalinos y se encuentran en el rango para la asimilación de nutrientes por las plantas; considerado por los autores Zavaleta (1992), Huatangare (2005), Club peruano de las orquídeas (2006) y Arévalo (2007) que hacen mención que las orquídeas toleran suelos relativamente ácidos y no en tratamientos de textura arenoso donde el nivel de humedad es poco o escasa o se dependiese de la humedad almacenada en los sustratos; cumpliendo con lo establecido por Guerra y Huamaní (1995), quienes sostienen de acuerdo a un estudio de caracterización edafoclimática del hábitat de las orquídeas que los géneros de *Phragmipedium* se observan en suelos de texturas franco arenoso, corroborado por Huatangare (2005), que las especies de *Phragmipedium boissierianum* se desarrollan en suelos de textura franco arenoso.

VI. CONCLUSIONES

1. Los tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 6, 10, 11 y 12 obtuvieron el 100% de prendimiento, sin embargo, el T₇ (Orquídea sembrada en Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón 5% con 5 ml/L de Root-Hor) y el T₉ (Orquídea sembrada en Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5% con 0,0 ml/L de Root-Hor) obtuvieron 66.67%; el T₈ (Orquídea sembrada en Musgo 5% + Tierra negra 70% + arena 20% + carbón 5% con 7,5 ml/L de Root-Hor) alcanzó sólo el 33,33% de prendimiento.
2. La influencia de los sustratos y dosis de Root-Hor obtuvieron diferencias significativas sobre la longitud de brotes, sin embargo, no mostraron efectos significativos en la interacción entre los factores, con un CV = 54,93 % se demostró que el mejor sustrato es el sustrato 3 (Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5%) con 3,41 cm de longitud de brote y las mejores dosis fueron los 2,5 ml/L y 5 ml/L con 2,66 cm y 3,72 cm respectivamente.
3. La influencia de los sustratos y dosis de Root-Hor obtuvieron diferencias significativas sobre la longitud de raíz, a excepción de la interacción entre los factores, con un CV = 60,61% se demostró que el mejor sustrato es el sustrato 3 (Musgo 5% + arcilla 50% + dolomita 40% + carbón 5%) con 5,15 cm de longitud de raíz y la mejor dosis fue el 5 ml/L con 5,30 cm de longitud radicular.

VII. RECOMENDACIONES

1. Se debe considerar la cantidad y calidad de luz que debe tener la especie en estudio, debido que naturalmente cada especie de orquídea se desarrolla diferente de acuerdo a las aptitudes de luz solar que recibe.
2. Continuar este trabajo de investigación para evaluar en totalidad la fenología de las plantas y determinar las características de las flores de acuerdo a la reacción con cada mezcla diferente de sustratos.
3. Se recomienda hacer investigaciones de riego por goteo u otros sistemas a las unidades experimentales con la finalidad de determinar la cantidad de agua necesaria para la especie *Phragmipedium boissierianum*.

**INFLUENCE OF DIFFERENT SUBSTRATES AND DOSES OF HORMONES
IN THE VEGETATIVE PROPAGATION OF *Phragmipedium boissierianum*
(Rchb.) Rolfe "ZAPATITO" IN PHASE OF NURSERY, TINGO MARÍA**

VIII. ABSTRACT

The present study seeks to evaluate the influence of different substrates and doses of hormones on the vegetative propagation of *Phragmipedium boissierianum* (Rchb.) Rolfe "zapatito" in the nursery phase. Consisting of a trial run performed in a complete randomized design (DCA) with factorial arrangement 3Ax4B, with 12 treatments and 3 repetitions, these factors are A) Type of substrates and B) dose of Root-Hor. They were developed in 3 phases: Cabinet phase, installation phase and the evaluation phase. The results obtained indicate that: 1) The best treatments were T₁, T₂, T₃, T₄, T₅, T₆, T₁₀, T₁₁ and T₁₂ with 100% of the seizure. 2) For the bud length, substrate 3 (Moss 5% + clay 50% + dolomite 40% + charcoal 5%) stood out with 3.41 cm and doses 2.5 ml/L and 5ml/L of Root-Hor with 2.66 cm and 3.71 cm respectively. 3) For the root length, substrate 3 with 5.15 cm and the dose 5 ml/L of Root-Hor with 5.30 cm were superior.

Keywords: *Phragmipedium boissierianum*, substrate, hormone, Root-Hor, seizure, bud, root.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Álvarez, G. 2007. Residuos madereros, transformación y uso. [En línea]; Maxmail, ([http:// www.mailxmail.com, documentos](http://www.mailxmail.com/documentos), 10 Dic. 2018).
- Amador, R. 2000. Estructura de las orquídeas. Costa Rica. Disponible en: (<http://www.costarica.20m.com/orquideas/estructura.html>. 29 de Nov. 2018).
- Arditti, J. 1992. Fundamentos de la biología de la orquídea. John Wiley & Sons, Inc., EUA. 691 p.
- Arévalo, S. 2007. Cultivo de Orquídeas para Aficionados. Lima, Perú. Stampa Gráfica. 86 p.
- Blazich, F. 1988. Productos químicos y Dormulaciones utilizados para promover el enraizamiento adventicio. In: Davis, T; Haissig, BE; Sankhla, N (eds). Formación adventicia de raíces en esquejes. Protiand, Oregon. p. 132-149.
- Brako, L; Zarucchi, J. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. 45: p. 763-867.
- Bennett D. 1992. Revista Rumbos Año III Revista 13. 06 p. Bennett, D., Christenson, E. 2003. Icones orchidacearum Peruvianum, USA. 200 p.

- Brit, J. 2005. Cultivo de Orquídeas. [En línea]; (<http://articulos.infojardin.com/orquideas/>, Doc, 15 mayo. 2018).
- Bunt, AC. 1988. Medios y mezclas para plantas cultivadas en contenedores. Unwin Hyman Ltd., Gran Bretaña. 309 p.
- Calzada, J. 1996. Métodos estadísticos para la investigación. 5ta Edición. Lima Perú. 640 p.
- Cameron, D; Leake, J; Read, D, 2006. Micorrizas mutuales en orquídeas: evidencia de transferencias de carbono y nitrógeno de plantas a hongos en la orquídea terrestre de hojas verdes *Goodyera repens*. *New Phytologist* 171: p. 405–416.
- Canovas, F; Díaz, J. 1993. Cultivos sin suelo. [En línea]: Wikipedia, (<http://www.wikipedia.com/>, documentos, 10 dic. 2018).
- Chávez, C. 2012. Efecto de diferentes sustratos en el establecimiento de la orquídea *Phragmipedium boisserianum* (Rchb. f.) Rolfe del bosque de neblina la Divisoria en el Jardín Botánico. Tesis. Universidad Nacional Agraria de la Selva. 108 p.
- Christenson, E. 2003. Machu Picchu. Orchids. [En línea]: Andesamazon, (<http://www.andesamazon.org/es/projects/orchids/>, doc. 22 mayo. 2018).
- Cisneros, A. 2005. Condiciones básicas para cultivos de orquídeas. 2da edición. 45 p.

- Club Peruano de Orquídeas. 2006. *Phragmipedium boissierianum* (RCHB. f.) (Rchb. f.) Rolfe. [En línea]: Orchidaceas, (<http://www.peruorchids.com/orquideas/>, documentos, 15 Abril. 2018).
- Comercial Andina Industrial S.A.C. 2014. Ficha técnica del Root – Hor. Regulador de crecimiento. Ingredientes activos. Lima, Perú. 3 p.
- Coordinación General de Minería. 2013. Perfil de mercado de la dolomita. Secretaría de economía. México. 51 p.
- Couput, América. 2011. “Cultivo de orquídeas sanas”. Merida – Venezuela: [En línea]: (<http://www.monografias.com/trabajos88/cultivoorquideas-sanas/cultivo-orquideas-sanas.shtml#ixzz2m4MagReN> doc. 18 de mayo 2018)
- Cox, AV; Pridgeon, AM; Chase, M. 1998. La utilidad de los datos de secuencia de ADN en la sistemática de orquídeas: un ejemplo de las orquídeas zapatilla (Cyripedioideae), *Naturalia*, Francia. pp. 265-273.
- Devlin, R. 1975. Fisiología vegetal. Barcelona, España, Ediciones Omega. 281 p.
- Dionicio, B. 2007. Efecto de mezclas diferentes de sustratos en el establecimiento de *Phragmipedium boissierianum* (Rchb. f.) Rolfe (zapatito de la reyna) en la comunidad nativa Yáneshalto Yurinaki. Tesis. Universidad Nacional Agraria de la Selva. 133 p.

- Dressler, R.L. 2003. Manual de Plantas de Costa Rica, vol III: Monocotiledóneas (Orchidaceae-Zingiberaceae). Missouri Botanical Garden. San Luis, Missouri. pp. 1-595.
- Dumois, L. 2006. ¿Qué es una orquídea? [En línea]: (<http://www.flinet.com/grega/orchids/>, 28 junio. 2018).
- EUCAGENERA Cía. Ltda. 2011. Orquídeas Manual del cultivo. Vol.1. Gráficas Hernández. Gualaceo, Azuay, Ecuador. Pp: 26-29, 58, 59, 92-94.
- Fanego, A. 2006. Aportes a la metodología de propagación de *Bougainvillea glabra* Choisy. Tesis presentada en opción del título académico de Master en Ciencias Agrícolas. Universidad Agraria de la Habana Fructuoso Rodríguez Pérez. 56 p.
- FAO, 2002. Manual preparado por el Grupo de Cultivos Hortícolas. Medios y técnicas de producción – Características de algunos sustratos. Capítulo 5. Roma. [En línea]: (<http://www.fao.org/docrep/005/s8630s/s8630s07.htm#bm07.6.3.2> doc. 04 de junio 2018)
- FAO, 2007. Base referencial mundial del recurso suelo. Primera actualización 2007. Segunda Edición 2006. Informe sobre los recursos mundiales de suelos N° 103. Roma. Pp.: 51, 49. [En línea]: (<ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/011/a0510s/a0510s00.pdf>. Doc. 12 de mayo 2018)
- Fontquer, P. 1974. Diccionario de botánica. 7 ed. Barcelona, España, Editor Labor S.A. 1294 p.

- Guerra, J; Huamaní, H. 1995. Caracterización edafoclimática del hábitat de las orquídeas. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. 40 p.
- Hartmann, T; Kester, E. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. México, Continental S.A. 814 p.
- Hartmann, H; Kester, J; Davies, F; Genéve, R. 2002. Plant propagation principles and practice. 7th. Edition. Prentice Hall. 710p.
- Holdridge, L. 1987. Ecología basada en zonas de vida. Trad. por Humberto Jiménez Saa. 20 p.
- Huatangare, E. 2005. Ecología y distribución de *Phragmipedium boissierianum* y *Catasetumpusillum* (Orchidaceae) en la cuenca alta del Ahuashiyacu, Cordillera Escalera, Región San Martín- Perú. 40 p.
- Jarvis, BC. 1986. Control endógeno del enraizamiento adventicio ahora - madera. In: Jackson. MB. Nueva formación de raíces en plantas y esquejes. Direct. NE. Martinus Nijhoff Publishers. p. 191-221.
- Jijón, C; Navarrete, H. 2007. Ecuador país de orquídeas. Jardín Botánico de Quito y Herbario QCA de Escuela de Ciencias Biológicas de la Pontificia Universidad Católica de Ecuador. Quito. 336 p.
- Kunze, H. 2002. Origen de sustratos naturales. 2da edición. Editorial Gamero. España. 54 p.

- López, R. 2017. Propagación vegetativa de cedro (*Cedrela odorata* L.) en cámara de subirrigación con tres tipos de arena y cuatro dosis de Root - Hor, en Tingo María – Perú. Tesis. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. 85 p.
- Manrique, A. 2005. Lista de especies de orquídeas peruanas. Centro De Jardinería Manrique. Lima, Perú. 178 p.
- Mansilla, D. 2004. Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como potenciales cultivos ornamentales. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p. [En línea]: (<http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fam288p/html/index-frames.html>, Documentos, 10 Jun. 2018).
- Mateo, JJ, Bonifacio, R; Pérez, SR; Mohedano, L; Capulín, J. 2011. Producción de (*Cedrela odorata* L.), en sustrato a base de aserrín crudo en sistema tecnificado en Tecpan de Galeana, Guerrero, México. Ra Ximhai 7 (1): p. 123-132.
- Menchaca, R. 2011. Manual para la propagación de orquídeas. Primera edición. Comisión Nacional Forestal de México. 56 p.
- Mesén, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de subirrigación. CATIE. Costa Rica. 36 p.
- MINAM. Ministerio del Ambiente. 2015. Guía de identificación de orquídeas con mayor demanda comercial – Lima. 99 p.

- Ministerio de agricultura y ganadería de Costa Rica. 2006. [En línea]:
(http://www.mag.go.cr/biblioteca_virtual_ciencia/tec-orquideas.pdf Doc.
24 de junio del 2018)
- Millán, B; Bravo, R; Chocce, M; Coz, A. 2007. Evaluación poblacional, distribución y estado de conservación de *Phragmipedium kovachii* en el Perú. Serie de publicaciones de flora y fauna silvestre. Instituto Nacional de Recursos Naturales, Lima, Perú. 9 p.
- Mostacero, J; Mejía, F. 1993. Taxonomía de las fanerógamas útiles del Perú. Lima, Perú, Normas Legales S.A.C. 667 p.
- Núñez, Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hyeronima alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p.
- Romero GA; Fernández, GC; Dressler, RL; Magrath, LK; Argus, GW. 2003. Flora de Norte América: *Orchidaceae* Vol. 26. pp. 15, 16, 17,26,27,490,491,617.
- Salazar, GA. 1996. Orquídeas: encuesta de estado y plan de acción de conservación. UICN. Gland Switzerland. Reino Unido. 94 p.
- Schlatter, A. 2002. Curso de fertilización forestal en la Escuela Agraria de Derio. Artículo Euskadi Basogintza- Euskadi Forestal n° 62. 7 p.
- Smith, AR; Pryer, KM; Schuettpelz, E; Korall, P; Schneider, H; Wolf, PG. 2006. Una clasificación para helechos existentes. 731 p.

- Sphagnumshop. 2011. Spahgnum Moss viviente. Uso en plantas de jardín y casa. [En línea]: (<https://www.sphagnum-shop.com/Lebendes-Sphagnum-Moos/> Doc. 16 de julio 2019).
- Stephen, H; Burton, V. 1982. Ecología forestal. Trad. por Carlos Luis Raigorodskyz. 3 ed. 690 p.
- Palacios, M. 2006. Helechos de México, anuario 2005. [En línea]: (<http://www.helechos.com.mx/3Proyectos/2EIMaquique/2aEIMaquique%28espanol%29/2aEIMaquique%28espanol%29.html> doc. 21 de junio 2018).
- Pardo, J. 2008. Desarrollo de un medio de cultivo universal para la propagación de orquídeas en laboratorio. Tesis. Universidad de las Américas. Colombia. 66 p.
- Pridgeon A. 1992. La enciclopedia ilustrada de orquídeas. Timber Press, Inc. 297 pp.
- Pulgar, V. 1938. Las ocho regiones naturales del Perú. Instituto Panamericano de Geografía e Historia. Tesis. Lima, Perú. 115 p.
- Vásquez, R. 1970. La orquídea de flores más grandes. Los tiempos. Cochabamba, Bolivia. 10 p.
- Weaver, R. 1976. Reguladores de crecimiento de plantas en la agricultura. México, Trillas. 622 p.
- Zavaleta, A. 1992. Edafología. El suelo en relación con la producción. Lima, Perú, CONCYTEC. 223 p.

ANEXO

Anexo 1. Datos de evaluación

Cuadro 9. Prendimiento, necrosis y clorosis en el establecimiento de *Phragmipedium boissierianum* "zapatito" por efecto de sustratos y Dosis de Root-Hor.

Tratamiento	Prendimiento		Necrosis		Clorosis	
	Fa	Fr	Fa	Fr	Fa	Fr
1	3	100%	0	0%	0	0%
2	3	100%	0	0%	0	0%
3	3	100%	0	0%	0	0%
4	3	100%	0	0%	0	0%
5	3	100%	0	0%	0	0%
6	3	100%	0	0%	0	0%
7	2	67%	0	0%	0	0%
8	1	33%	1	33%	1	33%
9	2	67%	1	33%	0	0%
10	3	100%	0	0%	0	0%
11	3	100%	0	0%	0	0%
12	3	100%	0	0%	0	0%
Total	32	88.89%	2	5.56%	1	2.78%

Fa: Frecuencia absoluta; Fr: Frecuencia relativa

Cuadro 10. Longitud de brote y raíz en el establecimiento de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” por efecto de sustratos y Dosis de Root-Hor.

Tratamiento	Longitud de brote							Longitud de raíz
	1 eva	2 eva	3 eva	4 eva	5 eva	6 eva	7 eva	
1	0	0	0.16	0.56	0.86	1.12	1.32	x
	0	0	0.06	0.36	0.66	0.92	1.13	4.33
	0	0	0.06	0.46	0.76	1.02	1.25	x
2	0	0	0.96	1.36	1.66	1.92	2.12	4.39
	0	0	0.56	0.96	1.26	1.52	1.78	x
	0	0	0.86	1.26	1.56	1.82	2.1	x
3	0	0.81	1.91	2.31	2.61	2.87	3.05	x
	0	0.91	1.54	2.41	2.71	2.97	3.15	4.65
	0	0.71	1.81	2.21	2.51	2.77	2.95	x
4	0	0	0.16	0.56	0.86	1.12	1.35	x
	0	0	0.26	0.66	0.96	1.22	1.42	5.87
	0	0	0.06	0.36	0.66	0.92	1.15	x
5	0	0	0.36	0.76	1.06	1.32	1.53	x
	0	0	0.66	1.06	1.36	1.62	1.86	4.36
	0	0	0.46	0.86	1.16	1.42	1.63	x
6	0	0	0.92	1.62	2.12	2.38	2.56	x
	0	0	0.66	1.36	1.86	2.12	2.35	x
	0	0.75	1.36	2.06	2.56	2.82	3.15	x
7	0	0.76	1.86	2.56	2.86	3.12	3.35	5.32
	0	0.61	1.71	2.41	2.71	2.97	3.15	x
	0	0.51	1.61	2.31	2.61	2.87	3.05	x
8	0	0	0.26	0.66	0.96	1.22	1.47	x
	0	0	0.34	0.74	1.04	1.3	1.48	4.51
	0	0	0.41	0.81	1.11	1.37	1.55	x
9	0	0	0.66	1.06	1.36	1.62	1.86	x
	0	0	0.86	1.26	1.56	1.82	2	3.8
	0	0	0.76	1.16	1.46	1.72	1.97	x
10	0	0.11	1.46	1.86	2.16	2.42	2.63	x
	0	0	1.36	1.76	2.06	2.32	2.52	5.1
	0	0	1.49	1.89	2.19	2.45	2.63	x
11	0	0.75	1.85	2.43	3.1	3.62	3.85	x
	0	1.01	2.11	2.22	3.21	3.77	3.95	7.5
	0	0.78	1.88	2.53	3.12	3.42	3.62	x
12	0	0	0.26	0.66	0.96	1.22	1.45	x
	0	0	0.36	0.76	1.06	1.32	1.52	4.2
	0	0	0.06	0.46	0.76	1.02	1.27	x

Eva: evaluación

Anexo 2. Panel fotográfico



Figura 10. Selección y limpieza de las plantas de *P. boissierianum* “zapatito”



Figura 11. Establecimiento y siembra de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” en vivero



Figura 12. Medición de las dosis o concentraciones del fitorregulador de hormonas Root-Hor



Figura 13. Contacto de las dosis de Root – Hor con las plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito”



Figura 14. Plantas de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito” establecidas



Figura 15. Crecimiento de nuevas raíces de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito”



Figura 16. Crecimiento de brotes de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito”



Figura 17. Evaluación brotes y raíces de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito”




Figura 18. Medición de longitud de raíz de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito”



Figura 19. Floración oportuna de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito”



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
 AV. UNIVERSITARIA S/N - TINGO MARIA - CELULAR 941531389
 Facultad de Agronomía - Laboratorio de Análisis de Suelos, Agua y Ecotoxicología
 analisisdesuelosunas@hotmail.com



ANÁLISIS DE SUELOS

N°	COD. LAB.	DATOS DE LA MUESTRA		ANÁLISIS MECÁNICO			pH	M.O.	PROCEDENCIA:			VIVERO DE LA FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES DE LA UNAS - TINGO MARIA											
		REFERENCIA	ARENA %	ARCILLA %	LILO %	TEXTURA			N	P	K	CIC		CAMBIABLES Cmol(+)/kg					CICe			%	
1	S0002	T1	55.68	13.04	31.28	Franco Arenoso	6.91	1.13	0.05	4.63	138.94	15.10	9.89	3.88	0.39	0.93	--	--	--	100.00	0.00	0.00	0.00
2	S0003	T5	53.68	15.04	31.28	Franco Arenoso	7.63	3.28	0.15	8.94	117.95	14.73	9.26	3.92	0.34	1.21	--	--	--	100.00	0.00	0.00	0.00
3	S0004	T9	57.68	15.04	27.28	Franco Arenoso	7.90	2.33	0.10	10.19	105.45	13.58	8.91	3.82	0.17	0.69	--	--	--	100.00	0.00	0.00	0.00

MUESTREADO POR EL SOLICITANTE
 RECIBO N° 0565108
 FECHA: 15/02/2019




Ing. Luis Mansilla Miraya
JEFE

Figura 20. Certificado de análisis de los sustratos



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
TINGO MARIA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
Jardín Botánico - UNAS
Av. Enrique Pimentel Cdra. 3 SN



Constancia de préstamos de brotes de Phragmipedium boissierianum

EL QUE SUSCRIBE; Jefe Responsable del Jardín Botánico Unas de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.

Hace constar:

Que el mes de marzo del 2018, se realizó la entrega de seis brotes de *Phragmipedium boissierianum*, como préstamo a la Srta. **JAMER ADRIANA MARGARITA CÓNDOR CACHIQUE** de la escuela profesional de Ingeniería Forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables – UNAS; para la realización de tesis de título, con el compromiso de devolución del material generado como producto de la tesis

Se expide la constancia a solicitud de la interesada para los fines que crea conveniente.

Tingo María, 12 de diciembre del 2018


 Bgo. ~~Patricia~~ *Patricia* Vadillo Gálvez
 Docente (a) DACAM –RNR –UNAS
 Jefe del Jardín Botánico – EPIA
 Teléfono 999925847

Figura 21. Constancia de préstamo de brotes de *Phragmipedium boissierianum* “zapatito”