



FACULTAD DE CIENCIAS AMBIENTALES
CARRERA PROFESIONAL INGENIERÍA AGROFORESTAL

“CAPACIDAD DE ENRAIZAMIENTO DE LLOQUE “*Kageneckia lanceolata* Ruiz & Pav.” EN DIFERENTES CONDICIONES CONTROLADAS, MOLLEPATA, CUSCO”

Tesis para optar al Título Profesional de:
INGENIERA AGROFORESTAL

Presentado por:
Bach. MELANIA CHIRCCA QUISPE

Asesor:
Dr. JOSÉ ELOY CUELLAR BAUTISTA

Lima – Perú

2019

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Lima, 29 de mayo de 2019.

Los integrantes del Jurado de Tesis:

Presidente: Dr. Jorge Leonardo Jave Nakayo
Miembro: Dra. Gladys Liliana Lino Villanueva
Miembro: Mg. Sc. Julio Victor Ocaña Vidal

Se reúnen para evaluar la tesis titulada:

“CAPACIDAD DE ENRAIZAMIENTO DE LLOQUE “*Kageneckia lanceolata* Ruiz & Pav.” EN DIFERENTES CONDICIONES CONTROLADAS, MOLLEPATA, CUSCO”

Presentada por la bachiller:

- MELANIA CHIRCCA QUISPE

Para optar al Título Profesional de **Ingeniera Agroforestal**

Asesorada por:

- Dr. JOSE ELOY CUELLAR BAUTISTA

Luego de haber evaluado el informe final de tesis y evaluado el desempeño del tesista en la sustentación, concluyen de manera unánime () por mayoría simple () calificar a:

MELANIA CHIRCCA QUISPE			Nota (escrito):	16
Aprobado ()	Aprobado - Muy buena (X)	Aprobado - Sobresaliente ()	Desaprobado ()	

Los miembros del jurado firman en señal de conformidad.



Presidente del Jurado
Dr. Jorge Leonardo Jave
Nakayo



Miembro del Jurado
Dra. Gladys Liliana Lino
Villanueva



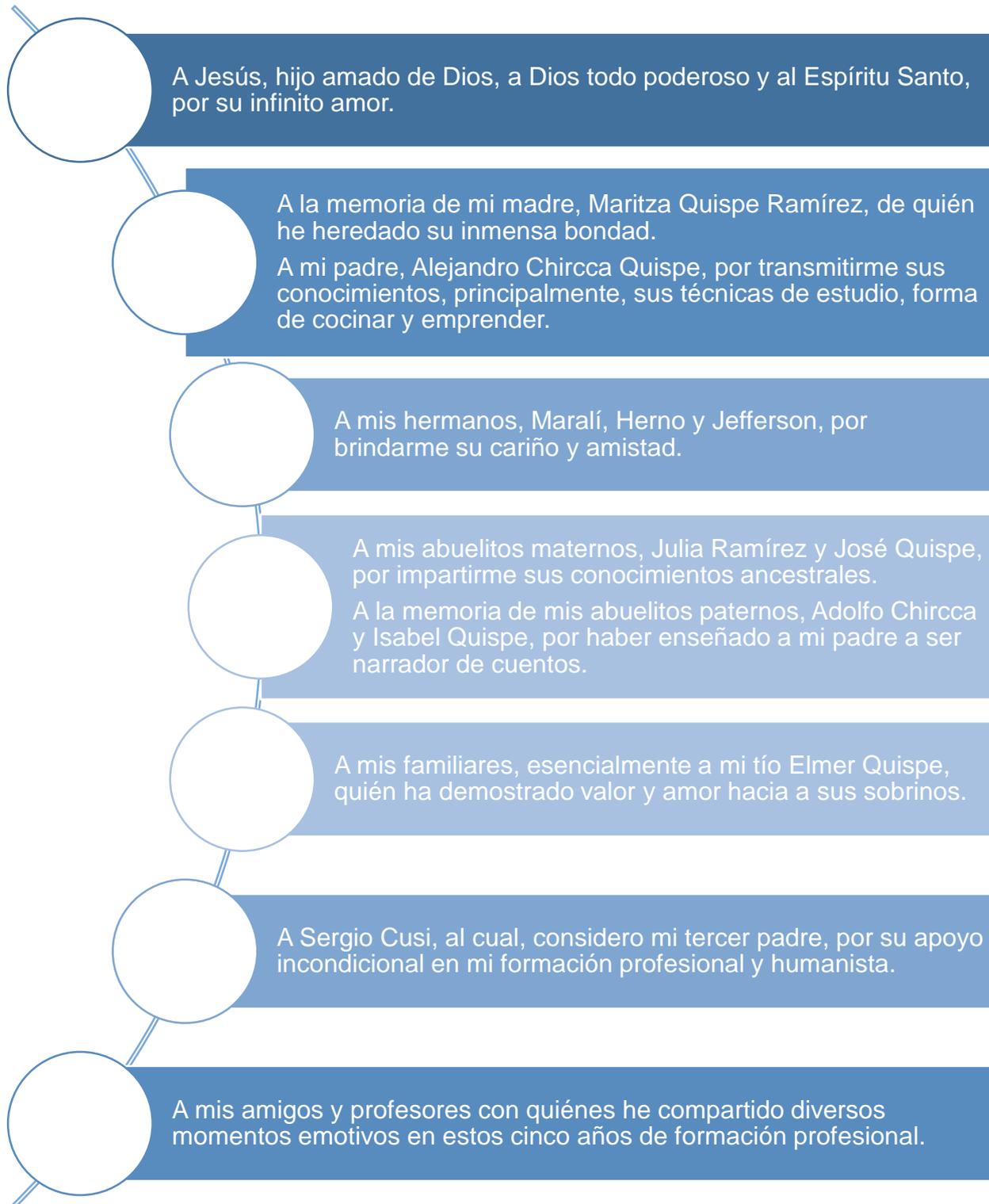
Miembro del Jurado
Mg. Sc. Julio Victor Ocaña
Vidal



Asesor
Dr. Jose Eloy Cuellar
Bautista

DEDICATORIA

Dedico la presente investigación:



AGRADECIMIENTOS

Agradezco inmensamente a nuestro increíble Dios por su amorosa presencia en nuestras vidas.

A la Facultad de Ciencias Ambientales-Carrera Profesional Ingeniería Agroforestal de la Universidad Científica del Sur, y a todo su personal docente y administrativo por todo el apoyo brindado.

Al Programa Nacional de Becas y Créditos Educativos (PRONABEC) por concederme la Beca 18 para realizar mi Pregrado en la Científica.

Al Expresidente, Ollanta Humala Tasso, por su inmenso aporte a la educación de nuestro amado Perú con el programa “Beca 18”.

Al Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), principalmente a la Estación Experimental Agraria La Molina (EEA La Molina) y a la EEA Andenes Cusco-Anexo Mollepata, por el financiamiento a los proyectos vinculados a esta tesis.

Al Dr. José Eloy Cuellar Bautista, Exdirector de la Subdirección de Investigación y Estudios Especiales del INIA-EEA La Molina, Docente principal de la Universidad Agraria de La Molina y docente de la Científica, Asesor de Tesis, por su acertada orientación y asesoramiento, producto de su larga experiencia en la formulación y ejecución de proyectos que ha sabido dirigir. A quién estimo muchísimo y agradezco, por la confianza brindada.

Al Ing. Sergio Cardoso Villacorta, Especialista Forestal del Programa Nacional de Estudios e Investigación para el Desarrollo Forestal y Cambio Climático del INIA-EEA Andenes Cusco, Co-asesor de Tesis, quien gestionó los materiales para la ejecución experimental del proyecto y la obtención del material vegetal.

Al Mg. Sc. Alfonso Diulio Lizárraga Travaglini, Director Académico de la Carrera de Ingeniería Agroforestal, Docente principal de la Universidad Científica del Sur, por su contribución en mi formación académica y profesional, por su valioso aporte en las sugerencias y correcciones realizadas.

A la Dr. Gladys Lino Villanueva, Coordinador Académico y de Investigación, Docente principal de la Universidad Científica del Sur, Jurado de Tesis, por su enorme predisposición y valioso aporte de las sugerencias y correcciones realizadas.

Al Dr. Jorge Leonardo Jave Nakayo, docente principal de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM), docente de la Universidad Científica del Sur, Jurado de Tesis, por su colaboración y enorme predisposición en el Curso de Investigación de Ingeniería Agroforestal I, por el valioso aporte de las sugerencias y correcciones realizadas.

Al Mg. Ing. Julio Víctor Ocaña Vidal, docente de la Universidad Científica del Sur, Jurado de Tesis, por el valioso aporte de las sugerencias y correcciones realizadas.

Al Blgo. Wilbert Eddy Cruz Hilacondo, Jefe del Laboratorio de Cambio Climático del INIA-EEA La Molina, por su colaboración y enorme predisposición en la preparación de hormonas de enraizamiento y en los análisis estadísticos.

A la Blga. Yeny R. Baca Zans, Responsable de la Implementación del Plan de Gestión de Riesgo de Desastres del Parque Arqueológico de Saqsaywaman, por su colaboración en la obtención del material vegetal de propagación.

Al Blgo. Samuel Kjuero Arenas, Responsable del Componente de Patrimonio natural del Parque Arqueológico de Saqsaywaman, por su apoyo en la recolección de muestras para su identificación taxonómica.

Al Téc. Samuel Escalante Catalan, residente del INIA-EEA Andenes Cusco-Anexo Mollepata, quien facilitó los materiales y alojamiento, desde la ejecución hasta la evaluación final del proyecto.

A mi padre Alejandro, por la comprensión brindada durante el proceso de mi formación profesional.

A mis hermanos Maralí y Herno, por su constante apoyo incondicional y colaboración.

A todos mis familiares, que se preocuparon en apoyar mi formación académica, principalmente a mi tío Elmer y a mi primo Miguel y esposa.

A mis amigos y compañeros de la Universidad Científica del Sur (Sandy, Pablo, Diana, Nataly, Homar, Haim, Alejandro, Iván, Nicolás, Franklin, Sebastián, Grecia, Angie, Paula, Silvana, Juan Carlos, Octavio, Silvia, Paola, etc.), principalmente al Ing. Pablo More Ipanaque, Bach. Sandy Lizana Rojas y Bach. Grecia Malaver Alcántara, por el apoyo en el enriquecimiento del presente trabajo de Investigación.

A mis íntimos amigos (César, Elizabeth N. y Elizabeth H.) por su apoyo incondicional y por el valioso aporte de las sugerencias para la ejecución del ensayo.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	3
AGRADECIMIENTOS	4
ÍNDICE GENERAL.....	7
ÍNDICE DE FIGURAS	9
ÍNDICE DE TABLAS.....	11
ÍNDICE DE ANEXOS	12
RESUMEN	14
INTRODUCCIÓN	1
I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	4
II. MARCO TEÓRICO	7
2.1. Antecedentes	7
2.2. Descripción de Lloque “Kageneckia lanceolata Ruiz & Pavón” ...	11
2.3. Generalidades de la propagación vegetativa	23
2.4. Fisiología del enraizamiento	25
2.5. Bases anatómicas y fisiológicas para la formación de raíces adventicias	26
2.6. Reguladores de crecimiento vegetal	28
2.7. Factores que afectan al desarrollo de raíces adventicias	33
2.8. Condiciones controladas	46
2.9. Medios de propagación	46
2.10. Platabandas	47

III.	OBJETIVOS E HIPÓTESIS	48
3.1.	<i>Objetivos</i>	48
3.2.	<i>Hipótesis</i>	48
IV.	METODOLOGÍA	49
4.1.	<i>Materiales</i>	49
4.2.	<i>Método</i>	53
V.	RESULTADOS	61
5.1.	<i>Efecto de las diferentes condiciones controladas</i>	61
5.2.	<i>Efecto de las concentraciones hormonales de AIB</i>	69
5.3.	<i>Efecto de los sustratos</i>	72
5.4.	<i>Efecto de las diferentes condiciones controladas</i>	75
5.5.	<i>Efecto de las concentraciones hormonales de AIB</i>	75
5.6.	<i>Efecto de los sustratos</i>	76
VI.	DISCUSIÓN	77
6.1.	<i>Efecto de las diferentes condiciones controladas</i>	77
6.2.	<i>Efecto de las concentraciones hormonales de AIB</i>	79
6.3.	<i>Efecto de los sustratos</i>	82
VII.	CONCLUSIONES	84
VIII.	RECOMENDACIONES	85
IX.	ABREVIATURAS	86
X.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	88
XI.	ANEXOS	106

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa del área de estudio.	50
Figura 2. Croquis del área experimental y platabanda de propagación.....	52
Figura 3. Procedimiento experimental del ensayo.....	56
Figura 4. Establecimiento del ensayo de propagación de <i>K. lanceolata</i>	61
Figura 5. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre el porcentaje de sobrevivencia de estacas de <i>K. lanceolata</i> , a los 120 días.	61
Figura 6. Porcentaje de enraizamiento en estacas de <i>K. lanceolata</i>	62
Figura 7. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre el porcentaje de enraizamiento en estacas de <i>K. lanceolata</i> , a los 120 días.....	63
Figura 8. Formación de raíces en estacas de <i>K. lanceolata</i>	63
Figura 9. Influencia de la interacción de los tratamientos en la formación de número de raíces en estacas de <i>K. lanceolata</i> , a los 120 días.	64
Figura 10. Crecimiento de la longitud de raíces en estacas de <i>K. lanceolata</i> . 65	
Figura 11. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre el crecimiento de la longitud de raíces en estacas de <i>K. lanceolata</i> , a los 120 días.	65
Figura 12. Formación de número de hojas en estacas de <i>K. lanceolata</i>	66
Figura 13. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre la formación de número de hojas en estacas de <i>K. lanceolata</i> , a los 120 días.....	66
Figura 14. Crecimiento de la longitud de hojas en estacas de <i>K. lanceolata</i> ... 67	
Figura 15. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre el crecimiento de la longitud de hojas en estacas de <i>K. lanceolata</i> , a los 120 días.	68
Figura 16. Influencia de las concentraciones hormonales de AIB en la sobrevivencia y enraizamiento de estacas de <i>K. lanceolata</i> , a los 120 días. 69	

Figura 17. Influencia de las concentraciones hormonales de AIB sobre la formación de número de raíces y crecimiento de la longitud de raíces de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días. 70

Figura 18. Influencia de las concentraciones hormonales de AIB sobre la formación de número de hojas y crecimiento de la longitud de hojas de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días. 71

Figura 19. Influencia de los sustratos en la sobrevivencia y enraizamiento de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días. 72

Figura 20. Influencia de los sustratos en la formación de número de raíces y crecimiento de la longitud de raíces de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días. 73

Figura 21. Influencia de los sustratos en la formación de número de hojas y crecimiento de la longitud de hojas de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días. 74

Figura 22. Fluctuaciones térmicas en el interior del propagador. 122

Figura 23. Fluctuaciones de humedad en el interior del propagador..... 122

Figura 24. Fluctuaciones térmicas del ambiente exterior. 123

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 2. Cantidad de sustrato empleado.	52
Tabla 3. Factores en estudio.....	54
Tabla 4. Combinación de factores y obtención de tratamientos.....	54
Tabla 5. <i>Evaluación de los parámetros</i>	59
Tabla 6. Fórmulas de transformación para el supuesto de homogeneidad.	60
Tabla 7. <i>Temperatura (°C) y humedad relativa (%) durante el ensayo de capacidad de enraizamiento de K. lanceolata</i>	121

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. <i>K. lanceolata</i> . C: exomorfología de la hoja. Epidermis en vista superficial, cara abaxial, B y C: corte transversal de la hoja. Vista general a la altura de la vena media y detalle de mesofilo.....	106
Anexo 2. <i>Kageneckia lanceolata</i> . A ₁₋₃ . Hábito en zona urbana. B ₁₋₃ . Rectitud del fuste. C ₁₋₃ . Grosor de ramas y ángulo de ramificación. D ₁₋₃ . Forma de copa y sombra. Procedencia: Parque San Francisco, Cusco.....	107
Anexo 3. <i>Kageneckia lanceolata</i> . A ₁₋₃ . Hábito en zona urbana, B ₁₋₃ . Rectitud del fuste y planta epifita asociada, <i>Tillandsia usneoides</i> . C ₁₋₃ . Grosor de ramas y ángulo de ramificación, D ₁₋₃ . Forma de copa y sombra. Procedencia: Primero de Mayo e Cl. Inca Garcilaso, Distrito de Cusco.	109
Anexo 4. <i>Kageneckia lanceolata</i> . A ₁₋₃ . Hábito natural, B ₁₋₃ . Rectitud del fuste, grosor de ramas y ángulo de ramificación, C ₁₋₃ . Forma de copa y porcentaje de luz. D ₁₋₃ . Brotes basales. Procedencia: Huayracpunco-Saqsaywaman a pocos metros del piso de valle, Distrito de Cusco.....	112
Anexo 5. <i>Kageneckia lanceolata</i> , A _{1,2} Laderas de Ch'illiyocmoqo. B ₁₋₃ . Hábito natural. C _{1,2} Rectitud del fuste, grosor de ramas y ángulo de ramificación, D ₁ . Sistema radicular. E ₁ . Insecto asociado: Membrácido (Hem.: Membracidae). Procedencia: sector Ch'illiyocmoqo, Distrito de Lucre.....	115
Anexo 6. Medición de la longitud y ancho de los folículos del fruto de lloque.	117
Anexo 7. Canasta elaborado a base de ramas tiernas de <i>K. lanceolata</i> , Lucre-Cusco.	118
Anexo 8. Acondicionamiento del área experimental, preparación y desinfección del sustrato. Información de análisis de pH del suelo y agua de riego utilizadas.	119

Anexo 9. Recolección, preparación e instalación del material de propagación (estacas sub-apicales de lloque)..... 120

Anexo 10. Evaluación y análisis de la temperatura y humedad relativa..... 121

Anexo 11. Resultados obtenidos del ensayo de estacas de *K. lanceolata* para los distintos parámetros evaluados. 124

Anexo 12. Prueba de Kruskal Wallis al 5 %, para el parámetro de porcentaje de sobrevivencia de estacas de *K. lanceolata*..... 126

Anexo 13. Prueba de normalidad (Shapiro-Wilks modificado) de los distintos parámetros evaluados de estacas de *K. lanceolata*. 127

Anexo 14. Análisis de la varianza de los distintos parámetros evaluados de estacas de *K. lanceolata*. 128

Anexo 15. Test de comparación de medias (Tukey 5 %) para los distintos parámetros, de estacas de *K. lanceolata*. 130

Anexo 16. Capacidad de enraizamiento de estacas de tallo sub-apicales de *K. lanceolata* en Mollepata, Cusco. 133

**CAPACIDAD DE ENRAIZAMIENTO DE LLOQUE “*Kageneckia lanceolata*
Ruiz & Pav.” EN DIFERENTES CONDICIONES CONTROLADAS,
MOLLEPATA, CUSCO**

RESUMEN

Muchas especies arbustivas de los bosques andinos se encuentran en riesgo de extinción debido a una pérdida de entre 90-95 % de su superficie original. En este contexto, se eligió una especie propia de los bosques mesoandinos de Perú, con el propósito de poder utilizarlas para forestación y reforestación, mediante plantas obtenidas por enraizamiento de estacas de *Kageneckia lanceolata*. Se realizó un ensayo en vivero para evaluar el efecto de distintas concentraciones de AIB (0, 1 000 y 2 000 ppm), sustratos (S1: 100 % suelo negro, S2: 25 % suelo negro + 35 % arena + 40 % materia orgánica *P. radiata*) y su interacción sobre la capacidad de enraizamiento de este. Siendo, el tratamiento T6 (2 000 ppm de AIB + S2), quien destacó con 70 % de enraizamiento, 4,33 raíces y 16,17 cm de longitud de raíces. Se concluyó, que la capacidad de enraizamiento, la formación de número y longitud de raíces de estacas de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., fue estadísticamente significativo ($p=0,002$) y comparativamente mayor para el tratamiento 6, que para el resto de tratamientos. La utilización de AIB, en concentración de 2 000 ppm incidió significativamente ($p=0,001$) en su desarrollo rizogénico, logrando un 50 % de estacas enraizadas. Por último, fue el sustrato 2, quien causó un efecto altamente significativo ($p=0,002$) en su capacidad rizogénica, siendo esto 36,67 %.

Palabras clave: Lloque, *Kageneckia lanceolata*, propagación vegetativa, enraizamiento, sustratos, reguladores de crecimiento, ácido indolbutírico.

CAPACITY OF ROOTING OF LLOQUE "*Kageneckia lanceolata* Ruiz & Pav." IN DIFFERENT CONTROLLED CONDITIONS, MOLLEPATA, CUSCO

ABSTRAC

Many shrub species of the Andean forests are at risk of extinction due to a loss of between 90-95 % of their original surface. In this context, a species of the Mesoandean forests of Peru was elected, with the purpose of being able to use them for afforestation and reforestation, by means of plants obtained by rooting the stakes of *Kageneckia lanceolata*. A nursery trial was conducted to evaluate the effect of different concentrations of AIB (0, 1 000 and 2 000 ppm), substrates (S1: 100 % black soil, S2: 25 % black soil + 35 % sand + 40 % organic matter *P. radiata*) and their interaction on the rooting capacity of this. Being, the treatment T6 (2 000 ppm of AIB + S2), who stood out with 70% of rooting, 4.33 roots and 16.17 cm of length of roots. It was concluded that the rooting capacity, the formation of number and length of roots of stakes of *Kageneckia lanceolata* Ruiz and Pav., was statistically significant ($p = 0,002$) and comparatively higher for treatment 6, than for the rest of treatments. The use of AIB, in a concentration of 2 000 ppm, significantly affected ($p = 0,001$) in its rhizogenic development, achieving 50% of rooted cuttings. Finally, it was substrate 2, which caused a highly significant effect ($p = 0,002$) on its rhizogenic capacity, this being 36.67%.

Keywords: Lloque, *Kageneckia lanceolata*, vegetative propagation, rooting, substrates, growth regulators, indolebutyric acid.

INTRODUCCIÓN

La deforestación afecta de forma desmedida a los ecosistemas Andinos, son también un factor coadyuvante del cambio climático (Etter y Van-Wyngaarden, 2000). De acuerdo al Ministerio del Ambiente (MINAM, 2015); Riedemann y Aldunate (2001), la conservación y reforestación de especies nativas del bosque relicto mesoandino (Br-me), como *Kageneckia lanceolata* (Iloque), *Escallonia resinosa* (chachacomo), *Buddleja incana* (quishuar) y otras especies de importancia forestal, podría generar la disminución de los cambios en los variables climáticos, variaciones en patrones de fijación de CO₂ de las plantas, la mortalidad y la tasa de regeneración de las especies, por consiguiente, se podría lograr la preservación de la biodiversidad, el suministro de agua de calidad y la protección de pendientes y taludes de las cabeceras de cuenca.

La reforestación y/o forestación exclusivamente con especies nativas en todas las cabeceras de las cuencas hidrográficas, permitiría la captura de agua. Según Pomacóndor (2016), las especies con pelusas (tricomas) tales como: colle blanco, colle negro, quenual, chachacomo y quishuar, tienen la capacidad de atrapar el agua de la lluvia y de la humedad atmosférica (niebla).

Los bosques mesoandinos se comportan, como, un almacén de gases de efecto de invernadero, de modo especial el CO₂. La arquitectura foliar de las especies arbustivas leñosas, les permite que requieran de un período menor, para construir su aparato fotosintético y almacenar inalterablemente el CO₂ capturado en compartimientos de prolongada duración. Consideradas altamente eficaces en los procesos funcionales productivos por su captura eficiente de la luz mediante la óptima organización de sus copas (Melo, Rodríguez y Rojas, 2012).

Las especies nativas como: el lloque y el chachacomo, por el tamaño de sus hojas, se relacionan con un hábitat caracterizado por una moderada cantidad de agua (ambiente mésico) (Delbón et al., 2010). La epidermis (peridermis) de lloque presenta células relativamente pequeñas, indicador de una respuesta a la deficiencia de agua (Cutler, 1987 y Delbón et al., 2010). De ahí que esta especie arbórea posee potencial para restaurar áreas con entornos ambientales críticos y no críticos (Anexo 1).

Las prácticas silvopastoriles en la zona andina de lloque ya sean asociadas a pasturas o como cerco vivo, sería fuente importante de forraje por el alto nivel de nutritividad y digestividad de este (Reynel, Pennington¹, Pennington² y Daza, 2006; Reynel y León, 1990). Además, sería una forma de adaptación ante los incendios forestales y el sobrepastoreo que inhiben el crecimiento de nuevos brotes de árboles (Instituto Nacional de Recursos Naturales INRENA, 2009; Zegarra, 2011). Asimismo, esta práctica es eficiente para delimitar y proteger ante el fuerte viento y las heladas las áreas de cultivos o predios (Reynel y León, 1990; Reynel et al, 2006).

El uso sostenible de la corteza de lloque, favorecería el desarrollo de las comunidades, al utilizarlas en diferentes industrias como: industria textil y curtido; pues posee cualidades tintóreas y tánicas. También, es apreciado por su valor medicinal (Reynel et al., 2006; Tupayachi, 2015; Yacovleff y Herrera, 1935).

La presente investigación buscó evaluar la capacidad de enraizamiento de *K. lanceolata*, en las diferentes condiciones controladas en Mollepata, Cusco; determinar la influencia de las concentraciones hormonales de ácido indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de *K. lanceolata*, y por último determinar

la influencia de los sustratos en el enraizamiento de *K. lanceolata*. Con el propósito de obtener un protocolo sobre el manejo silvicultural de propagación vegetativa de *K. lanceolata*, además, de evaluar la posibilidad de utilizarlas para forestación y reforestación principalmente en los bosques mesoandinos; de esta forma proteger las cabeceras de cuenca de los valles interandinos, importantes por la provisión de agua en cantidad y calidad.

I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Los bosques en su conjunto suministran agua de calidad para diversas actividades, asimismo, estabilizan y protegen los suelos ante la erosión. En su mayoría el agua dulce se provee a través de cuencas boscosas (Hamilton, Dudley y Greminger, 2009). Los bosques relictos de *Polylepis* suministran agua de alta calidad, de características químicas aceptables, para diversos usos (Pomacóndor, 2016).

Sin embargo, la deforestación en los bosques andinos de Perú, ha desencadenado el aumento de riesgo de extinción, principalmente de los bosques mesoandinos húmedos y densos, que se encuentran entre 2 500 y 3 000 msnm, en un área aprox. de 211 266 ha, fisiográficamente se encuentra en la porción superior de las laderas y cimas de montañas; calificadas como tierras de protección por la presencia de fuertes pendientes, de suelos superficiales con afloramientos rocosos y altos niveles de pluviosidad (MINAM, 2011; Ministerio de Agricultura MINAG, 2011). Debido a procesos políticos, económicos e institucionales, como la articulación a mercados nacionales e internacionales, diversificación de actividades económicas en áreas rurales, normales en los andes y otras regiones subdesarrollos (Ellis, 2000).

Dentro del marco de la deforestación de los bosques andinos, el Programa Nacional de Conservación de Bosques para la Mitigación del Cambio Climático (PNBC, 2014) del MINAM, menciona que existe una pérdida entre 90-95 % de la superficie original de estos bosques, y se encuentran en riesgo de extinción. Igualmente, la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO, 2016) manifiesta que de los bosques andinos ubicados entre los 3 000-4 500 msnm, apenas quedan menos de 94 000 ha, y en zonas muy apartadas protegidas por su difícil acceso y como áreas naturales. Asimismo,

INRENA (2009) manifiesta que existen estudios que revelan la desaparición casi total de las especies leñosas que se han desarrollado entre los 2 500-4 500 msnm, donde destacan los relictos de *Polylepis*, y los relictos de *Kageneckia lanceolata* y otras especies de importancia forestal, como, *Buddleja incana*, *Alnus jorullensis*, *Escallonia resinosa* y *Sambucus peruviana*.

De acuerdo a Etter y Van-Wyngaarden (2000), la deforestación afecta de forma desproporcionada a estos ecosistemas andinos que a los bosques de tierras bajas. Esta genera pérdida de conectividad altitudinal y horizontal, que impacta a diversas especies con rangos restringidos y endémicos (Young, 1998).

Entre los principales efectos de la deforestación de estos bosques, se encuentran la pérdida de hábitat, la erosión del suelo por la escasa cobertura vegetal, la aparición de cambios en los patrones de precipitación, humedad, temperatura ambiental, disponibilidad de luz, frecuencia de cobertura nubosa, entre otros parámetros climáticos que pueden ser nocivos para los seres vivos, cambios en patrones de fijación de carbono de las plantas, etc. (Boehmer, 2012; Giraldo, Ríos y Polanco, 2015; Rolando et al., 2017).

El lloque "*K. lanceolata*" es la principal especie dominante de los bosques mesoandinos o interandinos, abarca rangos altitudinales considerables entre 900 a 4 100 msnm a lo largo del eje Sudamericano, en el Perú se encuentra entre los 2 000 a 4 100 msnm (MINAM, 2011; Tropicos, 2017).

En la región Cusco y en otras regiones del país, los bosques de lloque, han sido reducidos a parches de menor tamaño, debido a la sobreexplotación por ser fuentes principales de combustible y por la extracción de su madera para la elaboración de herramientas agrícolas y construcción de casas, entre otros factores, como, incendios forestales, sobrepastoreo, que afectan la generación

de este bosque (Aragón, Chuspe y Noguera, 2013).

Esta especie se encuentra en la lista de especies forestales amenazadas de Perú, en la actualidad forma parte de la categoría de conservación nacional dentro del Decreto Supremo 043-2006-AG en Peligro Crítico (CR) junto a otras especies andinas de gran importancia. Se entiende por la categoría CR, cuando la distribución geográfica de una especie es menos de 10 000 ha, el tamaño de su población es menor a 250 individuos maduros/ha y la probabilidad de su extinción es por lo menos el 50 % en 10 años o en tres generaciones (Decreto Supremo 043-2006-AG, 2006). Asimismo, en la categoría de conservación internacional, se encuentra en la categoría de vulnerable según la lista roja de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN, 2016).

La investigación sobre lloque en el Perú fue realizada principalmente por Buitrón (2004), Herrera (1935), Reynel et al. (2006) y Tupayachi (2015), se asentaron más en estudios botánicos, ecológicos y de propagación sexual. Existe escasa información del manejo silvicultural de esta especie mediante multiplicación vegetativa. Este, podría ser una alternativa para obtener plantas de lloque de características deseadas en un tiempo menor y así usarlas para forestar o reforestar los bosques mesoandinos que se encuentran en riesgo de extinción.

De acuerdo a lo expuesto, en la presente investigación se planteó responder al siguiente problema: ¿En qué medida las diferentes condiciones controladas influyen en la capacidad de enraizamiento de lloque *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav?

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

Los siguientes autores (Doll, Norambuena y Sánchez, 2013; Enríquez, 2015; Mansilla, 2004) coincidieron al plantear una metodología para investigar acerca de la propagación vegetativa de la familia Rosaceae, el cual, se basó en probar el efecto de distintas concentraciones hormonales de ácido indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de estacas y esquejes de esta familia.

Los primeros autores (Doll et al, 2013), tuvieron por objetivo determinar la capacidad de enraizamiento de estacas semileñosas de *Escallonia illinita*, mediante la aplicación de AIB. Para ello aplicaron 0,15 g de AIB y emplearon como sustrato turba y perlita en relación 1:1. Las estacas tratadas con AIB alcanzaron un enraizamiento del 73 % y el testigo logró 71 %. En síntesis, *E. illinita* mostró ser una especie que logra enraizar fácilmente vía estacas semileñosas, y sin la necesidad de aplicar hormona de enraizamiento.

Igualmente, (Enríquez, 2015) planteó determinar la respuesta de *Buddleja incana* a tres enraizadores, además, de determinar el porcentaje de prendimiento y sobrevivencia, evaluar el número y longitud de rebrote. Probó los siguientes tratamientos: T1 A1B1 quishuar + AIA (ácido indolacético); T2 A1B2 quishuar + ANA (ácido naftalenoacético) y A1B3 T3 quishuar + AIB. Cada tratamiento consistió de 2 l de H₂O + 5 ml de enraizador. Empleó, 30 % tierra de vivero; 30 % tierra negra; 30 % humus y 10 % de cascarilla de arroz. El mejor resultado lo presentó el T3 (Quishuar + AIB), a los 90 días alcanzó un 80 % de prendimiento y sobrevivencia, con una cantidad de 1,97 brotes y 6,69 cm de longitud de brotes, por lo que se concluye, que el AIB como estimulador del enraizamiento incidió positivamente en el desarrollo de las variables en estudio, sobrevivencia, número de rebrotes y longitud de rebrote, en la especie,

producidas a través de brotes a nivel de vivero.

Asimismo, (Mansilla, 2004) buscó determinar el efecto del AIB en la sobrevivencia, el porcentaje y calidad de enraizamiento, además, de determinar los períodos de enraizamiento más apropiados para tres especies: *Escallonia rubra*, *E. x hybrida* y *E. virgata*. Los esquejes de las especies, fueron sometidos a distintas concentraciones auxínicas 0, 1 000, 2 000 y 3 000 ppm de AIB; el sustrato empleado fue gravilla (2,5 mm) y musgo turboso en relación (1:1). Las evaluaciones fueron al cabo de los 30, 45 y 60 días del inicio del ensayo. En los resultados obtenidos, para las tres especies estudiadas las mejores concentraciones de AIB fueron: 3 000 ppm para estimular la formación de un mayor número de raíces, y 1 000 ppm para obtener una mayor longitud de raíz y grado de enraizamiento. Finalmente, en las especies estudiadas el AIB solo tuvo un efecto en la calidad de raíz, que se mejoran comparativamente con su aplicación; lograron un alto porcentaje de esquejes vivos (superior a 99 %) y enraizados (superior a 92 %) y demostraron que un período de enraizamiento de 60 días tiene un efecto positivo en la calidad rizogénica de los esquejes del género *Escallonia*; por lo cual, el autor justifica claramente la propagación vegetativa por medio del estaquillado.

Por un lado, Guairacaja (2013) espera determinar el sustrato y enraizador que suministre el mayor prendimiento a las estacas de *Buddleja incana*. Para ello, plantea evaluar el efecto de nueve tratamientos, en las cuales, utilizan cuatro tipos de sustratos: 25 % Arena (A1) + 20 % Turba. + 30 % Humus + 25 % Tierra; 20 % Arena (A2) + 30 % Turba + 20 % Humus + 30 % Tierra; 30 % Arena (A3) + 25 % Turba + 25 % Humus + 20 % Tierra y 25 % Arena (A4) + 25 % Turba + 25 % Humus + 25 % Tierra. Y aplica hormona: Raizplant. 7.5 cc /

7.5 l H₂O (B1) y Rootmost 7.5 cc / 7.5 l H₂O (B2). Las evaluaciones se llevaron a cabo a los 15, 60 y 120 días. Se concluye, que el sustrato A2 presentó ligeramente una mejor altura a los 120 días de 7,6 cm; la hormona Rootmost mostró el mayor porcentaje de prendimiento de estacas de *B. incana* a los 60 días con un 60,3 %; con el tratamiento T2 (A1B2) alcanzó el mayor porcentaje de sobrevivencia de 71,1 %. Finalmente, el autor sostuvo que la multiplicación asexual de *B. incana* a través de estacas, es más eficaz en tiempo, con 60 días menos en cuanto a la propagación sexual.

Por otro lado, Mamani (2016) y Quinteros (2014) concuerdan al plantear la metodología para estudiar la multiplicación asexual mediante esquejes de Queñua, los autores, buscaron demostrar el efecto de diversos sustratos en el enraizamiento de este.

En relación a lo anterior, Mamani (2016) investigó el efecto de diferentes sustratos en el enraizamiento de dos tipos de esquejes (rectos y con talón) de Queñua (*Polylepis besseri* Hieron) en Cámaras de sub-irrigación. Evaluó las siguientes variables: porcentaje de enraizamiento, longitud media de raíz, número promedio de raíces y número de brotes por esqueje; en los ocho tratamientos presentados por el autor, en la cual, emplea cuatro sustratos: a1 = Turba (100 %) a2 = Turba (75 %) y Arena (25 %) a3 = Turba (50 %) y Arena (25%) y a4 = Turba (25 %) y Arena (75 %). Manifiesta, que existen diferencias significativas entre los sustratos y esquejes. En síntesis, el sustrato a4 (25 % Turba + 75 % Arena) fue el mejor para la rizogénesis de los esquejes, y en los materiales con talón se lograron un mayor prendimiento.

Del mismo modo, Quinteros (2014) indagó el efecto de diferentes sustratos en

el enraizamiento de esquejes de dos especies de queñua: *Polylepis tarapacana* y *besseri* en cámaras de sub-irrigación. Las principales variables evaluadas válidas para la presente investigación son: porcentaje de esquejes enraizados, longitud y número de raíces. El autor planteó ocho tratamientos, donde empleó cuatro sustratos: b1 Turba (100 %) + Arena (0 %); b2 Turba (75 %) + Arena (25 %); b3 Turba (50 %) + Arena (50 %) y b4 Turba (25 %) + Arena (75 %). Sostuvo que existen diferencias significativas entre los sustratos (0,05), más no entre especies. Concluyó, que el mejor porcentaje de enraizamiento se alcanza con el sustrato b4 para ambas especies, y *P. besseri* presentó mejor comportamiento para ser enraizado en cámaras de sub-irrigación.

2.2. Descripción de Lloque “*Kageneckia lanceolata* Ruiz & Pavón”

La especie considerada en el estudio, es de gran valor como recurso fitogenético de la flora peruana, que potencialmente podría tener un beneficio directo para el hombre. A continuación, se describe en forma general la especie.

a. Clasificación taxonómica

Según Tropicos (2017), dieron la siguiente clasificación taxonómica:

Reino	Vegetal
División	Fanerógamas
Sub-división	Angiospermas
Clase	Dicotiledóneas
Sub-clase	Arquiclamídeas
Orden	Rosales
Familia	Rosaceae
Género	<i>Kageneckia</i>
Especie	<i>Lanceolata</i>
Nombre científico	<i>Kageneckia lanceolata</i> Ruiz & Pavón
Sinónimos botánicos	<i>Kageneckia amygdalifolia</i> C. Presl, <i>Kageneckia glutinosa</i> Kunth y <i>Osteomeles pentlandiana</i> Decne
Nombres comunes	Lloque, Llocke, Lloqui, Lloke, Guayo (Perú) y Durazno del campo (Argentina)

b. Forma

El lloque es un arbusto que llega a medir hasta 9,50 m de altura y logra alcanzar usualmente hasta 30 cm de diámetro, en su estado natural (Anexo 2).

Su fuste es torcido a muy torcido, tempranamente bifurcado; presenta gran cantidad de yemas brotadas a nivel basal, intermedio y terminal, la presencia de resina azucarada predominada en las yemas terminales (Anexo 2-3). Su corteza es de color castaño grisáceo o pardo, con una superficie ligeramente escamosa y lisa, presenta lenticelas blanquecinas en gran cantidad; la parte interna de la corteza es de color rosado crema (Anexo 2). Su ramificación es rala a densa, de ángulo normal y erecta (Anexo 2-C₂), las ramas principales en su mayoría son delgadas y medianas, entre 0,25 a 0,5 del diámetro del fuste (Anexo 2-5). Su copa es parcialmente abierta, en su mayoría de forma irregular a horizontal con muchos rebrotes en la base del tocón y las ramas (Anexo 2-5).

c. Descripción botánica

- Ramas terminales

Las ramas terminales son de tipo nudosas hacia a las partes apicales, de 2 a 4 mm de diámetro, marcadas por cicatrices y provistas de lenticelas blanquecinas (Reynel, Pennington¹, Pennington² y Daza, 2006).

- Hojas

Las hojas, se encuentran agrupadas hacia los extremos de las ramas terminales y laterales, de tipo simples, alternas, de forma lanceolada, de limbo lisas y/o lustrosas (Tupayachi, 2015) de 3 a 5 cm de longitud por 1 a 1,3 cm de ancho; con el ápice de forma agudo y la base aguda (Reynel et al., 2006), de borde aserrado, con el haz de un verde más intenso con referencia al envés (Zegarra, 2011), con estípulas interpeciolares, persistentes (Romero y Ramos, 2009). La nervación de tipo pinnada, los nervios secundarios de 16 a 20 pares, muy finos y poco notables (Reynel et al., 2006).

- **Flores**

La especie es dioica, de flor color blanco a amarillentas con pigmentos rosados al interior de los pétalos, de 1 a 1,5 cm de diámetro (Luna, 2017; Reynel et al., 2006; Tupayachi, 2015). Las flores masculinas de aprox. 1 cm longitud, se encuentran en los racimos terminales en la axila de brácteas o hipsofilos (Luna, 2017; Romero y Ramos, 2009), el cáliz con 5 sépalos, de forma cupuliforme y gamosépalo, de 3 a 8 mm de longitud, con 5 lacinias libres, de puntas muy agudas. Corola con 5 pétalos (pentámera), de forma ovada y dialipétala, de unos 6 a 10 mm de longitud y 5 a 8 mm de ancho; el androceo posee estambres numerosos de 15 a 25, con filamentos cortos, de unos 3 mm de longitud (Reynel y León, 1990). Las flores femeninas son solitarias y axilares (Luna, 2017; Romero y Ramos, 2009), tienen similares caracteres en cuanto a pedúnculo, cáliz y corola; con estaminodios numerosos y el gineceo compuesto por 5 carpelos libres (Reynel y León, 1990; Reynel et al., 2006).

- **La inflorescencia**

La inflorescencia en racimos axilares (Tupayachi, 2015), y en panículas terminales cortas, de 3 a 4 cm de longitud, o las flores solitarias en los extremos de las ramas terminales (Reynel y León, 1990; Reynel et al., 2006).

- **Frutos**

El fruto está formado por 5 folículos dispuestos alrededor de un eje, de color castaño, con la superficie cubierta de pubescencia ferruginosa en el lado adaxial y albo en la parte abaxial (Buitrón, 2004; Reynel et al., 2006; Tupayachi, 2015), en forma de estrella, de 3 a 3,5 cm de diámetro, cada folículo en forma de zapato, entre 1-1,70 cm a 2 cm de longitud y 0,79 cm de ancho (Anexo 6).

- **Semillas**

Las semillas son pequeñas, con alas membranosas, se encuentran agrupadas en el interior de cada folículo en un promedio de 13 a 14,50 semillas (Buitrón, 2004), de color marrón rojizo-claro y superficie lisa, de tipo dehiscentes (Figura 3), con formas comprimidas y alargadas, (Romero y Ramos, 2009), con el contorno ovoide, aprox. 3*1 cm. Con el embrión lateral y abultado (Reynel y León, 1990).

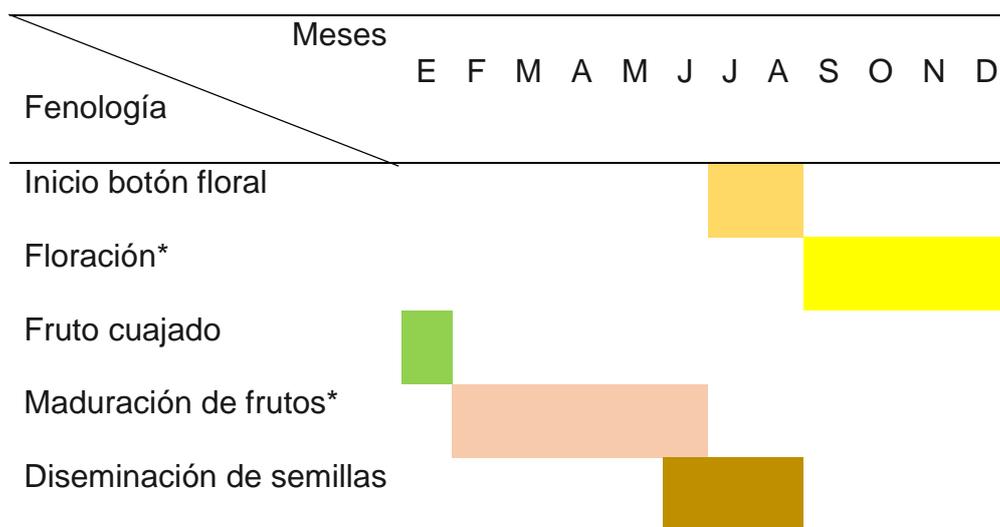
- **Raíz**

Raíz tipo fasciculada, de forma cilíndrica. Se observa semi-profunda permitiendo la formación de terrazas en pendientes desde 10 hasta 50 % (Anexo 2-3).

d. Fenología

Las fases fenológicas observadas comprenden: el inicio del botón floral, la floración, el fruto cuajado, la maduración de frutos y la diseminación de semillas (Tabla 4).

Tabla 4. Calendario fenológico de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav.



Fuente: Tupayachi*, 2015.

En la Tabla 4, puede observar que la época de cosecha, inicia en el mes de junio y finaliza las primeras semanas de agosto, siendo julio la mejor época, para las regiones de Cusco, Apurímac y Ayacucho, de acuerdo a observaciones en campo y al reporte de Tupayachi (2015).

e. Distribución geográfica

Su distribución, en Bolivia es exclusiva de los valles interandinos de Yungas, se tiene reportes acerca de su distribución en la cuenca alta del río Beni y del cañón de Tapacarí al este de la región altiplánica (Aragón et al., 2013); en Argentina se ha reportado en los valles al noroeste de Córdoba (Grandtner y Chevrette, 2013). Y de acuerdo a Tropicós (2017), en el Perú se extiende en el flanco andino, en Amazonas; Cajamarca; La Libertad; Ancash en el Parque Nacional Huascarán; Junín (Provincia de Huancayo, en las localidades Retama y Soccus); Moquegua; Arequipa; en Huancavelica se distribuye en la microcuenca de río Pachachaca en los Distritos de Laria y de Nuevo Occoro (Parra, Torres y Ceroni, 2004); Ayacucho en la cuenca del río Chala (Romero y Ramos, 2009); Tacna en las provincias de Tacna, Jorge Basadre y Tarata (Buitrón, 2004; Zegarra, 2011); en Lima en la Reserva Paisajística Nor Yauyos Cochabambas, sector Huataria (MINAM, 2011); la presente investigación reporta observaciones, en Apurímac, en las Provincias de Abancay y Andahuaylas, Distritos Chalhuanca y Turpo respectivamente; en Cusco se distribuye en las laderas bajas y altas, en ambos márgenes del Río Vilcanota (Tupayachi, 2015) y en las subcuencas en piso de valle, desde Paruro, pasando por Urubamba, Lucre, Andahuilillas, Calca, Lamay, Urcos en Quispicanchis hasta Cusco (Aragón et al., 2013). Para Colombia fue reportado por los autores Grandtner y Chevrette (2013).

f. Ecología

Botánicamente, de acuerdo a Herrera (1933), se encuentra en la formación mesotérmica o de las quebradas interandinas. Fitogeográficamente, en la clasificación de Marín (1961), se localiza en la Provincia Serrana o Mesoandina llamada también Valles Mesotérmicos. De acuerdo al Mapa Nacional de Cobertura Vegetal (MINAN, 2015) y a la clasificación climática de Köppen (Mazurek, Huerta y Mateo, 1994), es propio de los Valles Mesoandinos, es decir, de las laderas montañosas, altitudinalmente entre 3 000 a 3 800 y 4 000 m de altitud. De acuerdo a la clasificación de Parra et al. (2004), corresponde a las formaciones vegetales: Matorral medio espinoso y Matorral medio sub-ínferme, entre 3 450-3 700 y 3 470-3 530 respectivamente.

De acuerdo al Mapa Ecológico del Perú (Oficina Nacional de Evaluación de Recursos Naturales ONERN, 1976) citado por Tupayachi (2015), corresponde a la zona de vida Estepa Espinosa-Montano Bajo Subtropical (ee-MBS), altitudinalmente entre 2 000 a 3 100 m de altitud y de acuerdo con el MINAM (2011), pertenece a la formación Estepa-Montano Tropical (e-MT), entre 2 800 y 3 800 m y hasta cerca de 4 000 m de altitud. Además, corresponde a la formación transicional de Bosque Seco-Montano Bajo Tropical (bs-MBT) y Bosque Húmedo-Montano Tropical (bh-MT), entre los 2 500 - 3 200 m y entre 2 800 - 3 800 m y a veces llega hasta 4 000 m de altitud, respectivamente (Tosi, 1960 citado por Buitrón, 2004; ONERN, 1976 mencionado por Parra et al., 2004).

Tomando en consideración los Sistemas Ecológicos propuestos por Aragón et al. (2013), para la Región Cusco, corresponde a tres subsistemas ecológicos: Bosque y Arbustal Montano Xérico Interandino De Yungas; Árboles y Arbustales Xéricos Interandinos y Bosque Basimontano Xérico De Yungas Del Sur.

- **Clima**

El clima es variado de acuerdo a una serie de factores geográficos. Según, Aragón et al. (2013), presenta un marcado efecto climático de sombra de lluvia orográfica con bioclima xérico seco a semiárido en las formaciones interandinas de Yungas. Y se ubican en las provincias de humedad: Semiárido, Subhúmedo y Húmedo.

Según datos para la localidad de Yucay (Granja Salesiana, 1947-1950), la temperatura media anual (TMA) era de 13,9 °C. La precipitación tuvo un promedio de 525,7 mm (De Olarte, 1984, 1991 citado por Tupayachi, 2015). De acuerdo a Alarcón (1991) mencionado por Tupayachi (2015), para un periodo de 16 años, la TMA para las ciudades de Urubamba y Calca fue de 14,6 y 14,9 respectivamente, siendo julio el mes más frío, aunque las temperaturas empiezan a descender desde mayo, y en los meses de octubre y noviembre se registran mayores temperaturas, donde las TMA pueden alcanzar 16 °C. La precipitación para las ciudades de Calca y Urubamba fue de 494,4 mm y 424,2 mm respectivamente. De acuerdo con el Senamhi (2007) citado por Tupayachi (2015), para Urubamba la precipitación fue de 372,9 mm, y para calca fue de 510,3 mm en el año 2014.

De acuerdo a Senamhi (2014) con una temperatura media anual de 5 °C-8,4 °C a 21,1 °C-25 °C, la precipitación varió entre 150 a 510,3 mm/año, para un periodo de 5 años. Romero y Ramos (2009), manifiestan una temperatura media anual de 8 a 16 °C sin ocurrencia de heladas.

- **Relieve y suelos**

La topografía varía de suave o plano en las terrazas y laderas bajas de los valles mesoandinos; en las laderas largas del flanco occidental andino y las paredes de los valles interandinos es predominantemente empinado. El espacio edáfico está representado por suelos de reacción ácida a calcárea, de buen drenaje, poco profundos, en su mayoría de textura arcillosa, pobre en materia orgánica, de tonos rojizos a pardos, pertenecientes a los grupos edafogénicos Rendzinas, Cambisoles, Xerosoles, Kastanozems y Litosoles (Aragón et al., 2013; Parra et al., 2004).

- **Vegetación asociada**

Está constituido por especies arbóreas dispersas, arbustos, subarbustos espinosos, cactáceas arborescentes y arbustivas, herbáceas, suculentas y epífitas. Entre estas últimas, destacan *Furcraea andina* y *Agave americana* (Aragón et al. 2013; Goitia, 2008), y *Tillandsia usneoides* (MINAM, 2011).

Las principales especies arbóreas se encuentran representadas por: *Eucaliptus globulus*, *Polylepis incana*, *Escallonia resinosa*, *Schinus molle*, *S. pearcei*, *Tecoma sambucifolia*, *T. arequipensis*, *Caesalpinia glabrata*, *C. tara*, *Cedrela weberbaueri*, *Erythrina falcata*, *Alnus jorullensis*, *Podocarpus spp.*, *Aralia soratensis*, *Prosopis pallida*, *P. juliflora*, *Acacia macracantha*, *Delostoma integrifolium*, *Haplorhus peruviana*, *Anadenanthera colubrina* (Aragón et al., 2013; Goitia, 2008; MINAM, 2011; Unzueta, 1975 citado por Padilla, 2005; Tupayachi, 2015).

Entre las principales especies arbustivas se hallan: *Dodonaea viscosa*, *Aristeguietia discolor*, *Ophryosporus heptanthus*, *Muehlenbeckia volcanica*, *Cantua*, *Mutisia acuminata*, *Citarexylum dentatum*, *Baccharis salicifolia*, *B. latifolia*, *B. tricuneata* (Aragón et al., 2103; Goitia, 2008; MINAM, 2011; Municipalidad Provincial del Cusco MPC, 2013; Parra et al., 2004; Tupayachi, 2015; Unesco, 2011).

Las especies sub-arbustivas espinosos reportados son: *Duranta armata*, *Berberis boliviana*, *Colletia spinosissima*, *Barnadesia horrida*, *Dunalia sp.*, *Adesmia spinosissima* (Aragón et al., 2103; Goitia, 2008; MINAM, 2011; MPC, 2013; Parra et al., 2004; Tupayachi, 2015).

Las principales especies herbáceas se hallan representadas por: *Alchemilla pinnata*, *A. orbiculata*, *Salpichroa hirsuta*, *S. glandulosa*, *Rumex acetosella*, *Bidens andicola*, *Sonchus oleraceus*, *Astragalus garbancillo*, *A. uniflorus*, *Tigridia*, *Acalipha aronioides*, *Ephedra americana* (Goitia, 2008; Parra et al., 2004; Tupayachi, 2015; Unesco, 2011).

Entre las principales especies de cactáceas arborescentes y arbustivas se encuentran: *Weberbauerocereus cuzcoensis*, *Corryocactus squarrosus*, *Cereus vargasianus*, *Opuntia ficus-indica* (Aragón et al., 2013; Goitia, 2008).

g. Estado de conservación

En la categoría de conservación nacional se encuentra en peligro crítico CR (D. S. 043-2006-AG, 2006), es decir, su distribución geográfica es menos de 100 km², el tamaño de su población es menor a 250 individuos maduros y la probabilidad de su extinción es por lo menos el 50 % en 10 años o en tres generaciones. En la categoría de conservación internacional se halla Vulnerable según la lista roja de la (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza IUCN, 2016).

h. Características de la madera

De madera fuerte, recia y pesada, de tallo flexible (Cobo, 1891-1893 mencionado por Yacovleff y Herrera, 1935). De alta durabilidad por su estructura anatómica, por su dureza y por la presencia de sustancias colorantes y otras inclusiones, se puede considerar madera altamente durable de unos 30 a 60 años (Vadillo, 1989 citado por Buitrón, 2004).

Sus colores son inestables, varían de acuerdo al lugar, procedencia y las altitudes donde crecen, y la edad. Este se diferencia por la variación de color de la albura y del duramen, rojizo con cambio abrupto del duramen a color rosado crema (Vadillo, 1989 mencionado por Buitrón, 2004).

Los radios en el corte del tronco son pocos visibles, de anchura muy fino, igualmente los anillos de crecimiento son difíciles de observar a simple vista en estado húmedo tratando con agua y limón, probablemente se debe, a que son maderas que se desarrollan en zonas de vida con climas de dos estaciones: época lluviosa y época seca (Vadillo, 1989 citado por Buitrón, 2004).

i. Usos

- Usos de la madera

En las tumbas gentilicias se encuentran con frecuencia maccanas labradas de la madera de lloque, con rodela de piedra o champi que llevan en una de sus extremidades. Además, de ella, se elaboró mangos de herramientas de labranza y cocina (mangos de las chaquitacllas, lampas, cuchillos, etc.); bastones y muebles muy apreciados por su resistencia. Recientemente, se fabrica tarugos, con el propósito de usarlas en ascensores. (Gutiérrez y MINAM, 2013; INRENA, 2009; SEPIM E.I.R.L, 2017; Yacovleff y Herrera, 1935; Zegarra, 2011).

Sus tallos se utilizaban para el tejido de maromas (especie de sogas gruesas), con que se construían los puentes colgantes de invención incaica. De las ramas largas y rectas se elaboraban bordones o palos. Las ramas tiernas fueron empleadas para tejer canastas (Anexo 7), además, fue usado en la confección de puntas de lanzas para pesca y caza (Yacovleff y Herrera, 1935; Vadillo, 1989 citado por Buitrón, 2004).

Los tallos y las ramas se aprovechaban como combustible para los hogares, fue altamente valorada por la población local, debido a su elevado poder calorífico, que se caracteriza por brindar energía limpia, es decir, al quemar el tallo o las ramas o el carbón activo, se produce una llama azul limpia, un indicador de escaso poder contaminante. El carbón activo se vendía principalmente a nivel local (Aragón et al., 2013; Gutiérrez y MINAM, 2013; Zegarra, 2011).

- ***Usos en la industria textil***

Antiguamente fue muy apreciada por su alta capacidad tintórea, para teñido de lana de oveja. De las hojas y de la corteza se pueden conseguir tinte de color negro, que se aprovecha en tintorería para teñir de negro (Yacovleff y Herrera, 1935; Zegarra, 2011). De acuerdo a Joseau, Aráoz, Segura y Ordoñez (2008), se puede extraer tinte de color naranja. Por tanto, esta especie posee potencial capacidad tintórea en la industria textil (Aragón et al., 2013; MPC, 2013).

- ***Usos en la industria del curtido***

Antiguamente fue muy valorada por sus taninos, usados en la industria local del curtido (Aragón et al., 2013; Zegarra, 2011).

- ***Uso medicinal***

Entre sus cualidades más importantes de esta especie se encuentran la medicina tradicional y el conocimiento etnobotánica. De corteza interna se prepara infusión, que permite tratar y curar el paludismo e inducir lisis febriles (INRENA, 2009; Reynel et al., 2006;).

- ***Usos en agroforestería***

A menudo el lloque es establecido como cerco vivo alrededor de los cultivos y viviendas, para delimitar las mismas áreas. El follaje es aprovechado como forraje para el ganado. Además, el sistema brinda cobijo al cultivo ante el fuerte viento y las heladas. Protege al suelo de la erosión, principalmente formando terrazas que incrementan la infiltración de agua en el suelo. Es considera una de las especies principales de los bosques interandinos con valor potencial para desarrollarlas en agroforestería (INRENA, 2009; Reynel et al., 2006).

2.3. Generalidades de la propagación vegetativa

La propagación asexual, también conocida con los nombres de propagación vegetativa o clonal radica en la separación y producción de nuevos individuos a partir de porciones vegetativas de las plantas, y es posible debido a su capacidad de regeneración de los diversos órganos vegetativos. La regeneración de estos órganos se debe a dos características de la célula vegetal: la totipotencia y la dediferenciación. Por un lado, la totipotencia, consiste en la propiedad que tiene la célula vegetal de contener la información genética para generar un nuevo individuo, y por otro lado, la dediferenciación es la capacidad que tienen las células maduras de tornar a una condición meristemática, generando un sitio de crecimiento nuevo (Hartmann y Kester, 1998; Toogood, 2000).

Uno de los aspectos importante de la utilización de la propagación vegetativa, es la producción de clones generados a partir de la duplicación del genotipo de la planta mediante divisiones mitóticas de la célula, perpetuando de esta forma las características específicas de cualquier planta individual. Otra ventaja es que evita períodos prolongados de juvenilidad, propios de las plantas que se cultivan por semillas, en los que no ocurre la floración y en las cuales a menudo se originan características morfológicas diferentes, no siempre convenientes. Así, se puede retener la capacidad de floración de las plantas. Por otro lado, al propagar la forma adulta por métodos vegetativos, se ejerce un control sobre la forma de crecimiento de la planta (Hartmann y Kester, 1998).

Aunque la multiplicación intensiva por medio vegetativo no es más ventajosa económicamente que la propagación sexual, no obstante, su uso se explica por el predominio y uniformidad de clones determinados. Su primordial economía

es la exclusión de la fase juvenil y reducción del tiempo para alcanzar a la madurez reproductiva (Hartmann y Kester, 1998).

La técnica de multiplicación clonal más empleada en las especies forestales es mediante estacas o esquejes, se trata de separar alguna porción del material vegetativo que posea algún tipo de yema activa, puede ser, un trozo de tallo o raíces que tengan estos meristemas, para estimular el desarrollo radical y/o aéreo (Ingram, 1993).

a. Multiplicación clonal mediante estacas de tallo

Existen diversas plantas que se multiplican a través de estacas de tallo, obedeciendo a su tipo de madera y la época del año (Harris, 1982). Ansonera (1994) manifiesta, que las estacas recolectadas de las partes bajas de árboles maduros y en la estación seca, presentan mayor enraizamiento.

Las estacas de tallo son el ejemplar más significativo y se dividen en cuatro grupos según la naturaleza de la madera: dura, semidura, suave y herbácea (Hartmann y Kester, 1998). Los últimos tipos también reciben el nombre de esquejes. De ahí que existen significados contradictorios al definir las estacas y esquejes (en algunas plantas las raíces se encuentran preformadas en forma de protuberancias, Cuzco, 2014).

En aquellas especies de fácil propagación por medio de estacas, este método tiene numerosas ventajas como la obtención de una mayor homogeneidad por la ausencia de variaciones y las plantas madres, generalmente, se reproducen puntualmente sin cambios genéticos (Hartmann y Kester, 1998). Además, se obtienen rápidamente plantas de tamaño comercial en comparación a las propagadas por semillas, especialmente cuando las estacas más grandes son enraizadas exitosamente (Ingram, 1993).

Por último, la multiplicación potencia la capacidad de algunas especies en los que una porción vegetal puede volverse en un individuo completo. En este transcurso degenerativo, las raíces formadas de fragmentos de tallo se denominan raíces adventicias (Toogood, 2000).

2.4. Fisiología del enraizamiento

El proceso de estímulo de raíces, de acuerdo a la teoría de la rizocalina (Bouillene, 1955), instaura que probablemente el compuesto fenólico dihidroxifenol interviene como cofactor del enraizamiento; producido en las yemas verdaderas, hojas en desarrollo, y posteriormente traslocado a la zona de enraizamiento, encontrándose en condiciones bajas en los tejidos (las auxinas), y con la acción de la enzima polifenol-oxidasa, completan el complejo fenol-auxinas, que promueve la rizogénesis, esta conlleva a la formación de primordios radicales. El desarrollo posterior de este origina las raíces adventicias. (Davis, Haissing y Sankhla, 1988; Hartmann y Kester, 1998).

Los polímeros de dihidroxifenol actuarían como protector de las auxinas (estas pueden oxidarse en presencia de luz), mantienen los tejidos en una fase de reducción, lo que es un estado asociado y propio de las fases juveniles, propicios para el enraizamiento (Aguilar, 2015; Bouillene, 1955).

Comúnmente, se ha distinguido a las auxinas como el componente cuya acción inductora libera la secuencia de fases que finalizan con la rizogénesis. Ciertamente, en especies fáciles de enraizar se ha apreciado que el uso exógeno de las auxinas sintéticas, aumenta esencialmente la tendencia de hidratos de carbono, compuestos nitrogenados y etc., favoreciendo el fenómeno rizogénico. Aunque, este efecto regulador depende de la especie, edad y localización de la madera, etc. (Celestino, 1985; Puri y Khara, 1992).

2.5. Bases anatómicas y fisiológicas para la formación de raíces adventicias

Existen dos tipos de raíces adventicias, las raíces existentes o preformadas y de lesiones. Las iniciales se desarrollan en los tallos o ramas de la madre siempre surgen después de que se corta la fracción del tallo. El segundo emerge únicamente después de la colecta de la estaca. Por otro lado, cuando algunas plantas presentan iniciaciones preformadas de raíces durante el desarrollo del tallo, la ubicación de éstas es generalmente la misma que la de las raíces iniciales no preformadas; y generalmente se vuelven latentes cuando se cortan las estacas y se le pone en condiciones ambientales favorables, después de lo cual crecen y se desarrollan como raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1998).

De acuerdo a Hartmann y Kester (1998), las especies con iniciales de raíz existentes, comúnmente, enraízan con celeridad y facilidad, si bien las estacas de numerosas especies que no las poseen enraízan con igual facilidad.

Comúnmente, las etapas de formación de las raíces adventicias en el tallo se divide en cuatro fases: desdiferenciación de células maduras definidas; seguido por formación de células iniciales de raíz en ciertas células próximas a los haces vasculares (normalmente perenquimáticas); desarrollo subsecuente de estas en primordios de raíces establecidos, que implica la formación de conexiones con el sistema vascular de las estacas; desarrollo y emergencia de estos hacia al exterior, denominados raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1984; 1998).

A menudo, las iniciales de raíces surgen a través del callo, llevando esto al supuesto de que la formación del callo es primario para el enraizado. No obstante, la formación del callo y de raíces son autónomos (Hartmann y Kester, 1998; Sáez, 1994).

Los lugares de formación de los primordios de raíz dependen del tipo de planta, en general, se puede decir que, en especies arbustivas en las que hay más de una capa de xilema y floema secundarios se producen en el floema secundario, también pueden formarse en otros tejidos, tal como los radios medulares, cambium a médula (Esau, 1972; Fahn, 1978; Mittemperger, 1964; Vieitez, 1973). En términos generales, el inicio y desarrollo de las raíces adventicias se genera en el cilindro central del tejido vascular. Al surgir del tallo, las raíces adventicias ya han desarrollado una cofia y los tejidos usuales de esta, tal como, una conexión vascular con la estaca en que se producen (Snyder, 1974).

Otro autor, como Tukey (1979), postula que el cambium vascular no produce iniciales de raíz, aun cuando presenta actividad meristemática y da origen a células de diversos tejidos. Este autor propone a células de parénquima capaces de revertir con facilidad a una actividad meristemática, como las que darían origen a las iniciales de raíz. Estas células parenquimatosas se ubicarían adyacentes al floema, en los rayos floemáticos o en la región interfascículas entre las uniones vasculares.

Por otro parte, González y Díaz (1986) manifiestan acerca de las características anatómicas, especialmente la presencia de anillos esclerenquimáticos situados exteriormente al punto de origen de las raíces adventicias, cuya discontinuidad facilitaría el enraizamiento. Las características anatómicas de *Castanea sativa* Miller son favorables para el enraizamiento

durante su fase juvenil por presentar un esclerénquima formado por grupos discontinuos de fibras separadas por células parenquimatosas, mientras que las estaquillas procedentes de castaños adultos, que no enraízan, tienen un anillo continuo de esclerénquima, siendo frecuente la presencia de un segundo anillo de fibras con las paredes muy engrosadas en el floema secundario (García, 1979).

2.6. Reguladores de crecimiento vegetal

Los reguladores de crecimiento vegetal son compuestos químicos que controlan el crecimiento y desarrollo de las plantas. Estos pueden ser de naturaleza endógena como las hormonas vegetales conocidos también con los nombres de fitohormonas o fitorreguladores (auxinas, las citocininas, giberelinas, ácido abscísico y etileno) y cofactores, o de naturaleza exógena dentro de las cuales hay muchas con efectos semejantes a las anteriores (Moore, 1984; Rodríguez, 1991). De acuerdo a Jordán y Casaretto (2006), algunas de ellas inducen efectos más intensos que los fitorreguladores a similar concentración molar. Simultáneamente, algunas de estos reguladores sintéticos, pueden ser reconocidos por receptores concretos de fitohormonas así como: las auxinas y reguladores no naturales del “tipo auxinas”.

Las hormonas vegetales y cofactores, de carácter natural o sintético, que en bajas concentraciones promueven, inhiben o regulan, con modificaciones o sin ellas, cualquier proceso fisiológico de crecimiento y desarrollo en las plantas (Calderón, 1987; Sivori, 1980; Pérez, 1994).

Para el principio de las raíces adventicias, es fundamental que existan sustancias promotoras de enraizamiento en diferentes concentraciones en las células de la planta madre. Se ha determinado diversos grupos de tales

sustancias promotoras, así como las auxinas, citocininas, giberelinas, ácido abscísico y etileno. Siendo, las auxinas las de mayor interés para desarrollar raíces en los diferentes tipos de estacas (Hartmann y Kester, 1998).

a. Auxinas

El término auxinas, proviene del griego “auxein”, que significa “crecer” (Pérez, 1994). Se les define como un grupo de compuestos o sustancias, de origen natural o sintético que actúan a distancia de su lugar de síntesis y participan en muchos fenómenos fisiológicos. Se encuentran en todos los tejidos de la planta y son sintetizadas por excelencia en el ápice de los tallos, y en otros meristemos apicales, en hojas jóvenes y frutos en desarrollo, de donde puede migrar al resto de la planta en forma basipétala, de arriba para abajo (Calderón, 1987; Hartmann y Kester, 1998; Hurtado y Merino, 1994; Jordán y Casaretto, 2006).

Está demostrado que las auxinas intervienen en actividades numerosas de las plantas como la estimulación de crecimiento de los tallos (al inducir la síntesis de giberelinas) y coleoptilos, la formación de raíces secundarias, la inhibición de crecimiento de la raíz primaria y de yemas laterales, retarda la abscisión de las hojas, flores y de los frutos jóvenes, controla la activación de las células en el cambium y otras. Las auxinas, influyen tanto en la división, como el en crecimiento y diferenciación celular de estos órganos vegetales, además, estimulan la elongación celular (Leopold y Kridemann, 1975).

Las auxinas a concentraciones óptimas, aceleran la iniciación meristemática radical, incrementa el número y la calidad de raíces y mejoran la uniformidad de estos (Hartmann y Kester, 1995).

La acción auxínica se realizaría principalmente en dos fases: inicialmente, la estimulación de la elongación celular, pero la duración del efecto estimulante se reduce gradualmente con el incremento de las concentraciones auxínicas. Ello desencadenaría una inhibición (segunda fase). El compuesto responsable sería el eteno, cuya síntesis es estimulada cuando las dosis de las auxinas incrementan (Rodríguez, 1991; Sivori, 1980).

Dentro de la planta, las auxinas pueden encontrarse en forma libre o conjugada a moléculas de azúcar o proteínas (Hassing, 1972). La segunda forma casi siempre es inactiva, pero unos cuantos han demostrado ser activas. Entre sus funciones se encuentra el almacenamiento, transporte, protección y desintoxicación por abundancia de auxinas (Thimann, 1977).

La forma predominante de las auxinas en las plantas es el ácido indolacético (IAA). Tras su descubrimiento, se han derivado compuestos químicos estimulantes del crecimiento apoyados en fitohormonas. En un inicio se estudiaron otros compuestos con anillo indólico, tal como el ácido indol butírico (AIB) y derivados del naftaleno (ácido naftalenacético ANA y el ácido naftoxi-2-acético NOA), que igualmente resultaron activos.

El AIB inicialmente fue considerado como auxinas sintéticas, pero es una fitohormona, más eficaz que el AIA en estimular la formación de raíces adventicias y es empleado comercialmente con este fin (Jordán y Casaretto, 2006; Shamshad, 1995).

- ***El ácido indolbutírico (AIB)***

En general, el AIB posee una baja actividad auxínica, pero una buena acción rizógena (Boutherin y Bron, 1994). Es posiblemente, la mejor hormona de enraizamiento para uso intensivo debido a que no es tóxico para diversas plantas, es sus variadas concentraciones (Hartmann y Kester, 1997).

Los sistemas de enzimas destructores de auxinas la destruyen de manera lenta, asimismo, se mueve muy poco, se mantiene cerca del sitio aplicado (Weaver, 1989). No es fotosensible y no es soluble en agua (Hartmann y Kester, 1997).

Entre otros tipos de auxinas se hallan las siguientes: el ácido indol-3-acético (AIA), hormona endógena de las plantas. Esta promueve la formación de raíces adventicias. Tiene la desventaja de que es fotosensible y soluble en agua, por lo que se disuelve y se pierde más rápidamente del sitio de aplicación. El ácido naftalenacético (ANA), son auxinas sintéticas que estimulan la formación y desarrollo de las raíces cuando se aplican a la base de las estacas. Esta puede ser más tóxica que el AIB y AIA, se ha usado en casos muy particulares, generalmente en mezcla con el AIB (Hartmann y Kester, 1997).

b. Cofactores

Un cofactor se trata de una sustancia endógena con actividad catalítica y reguladora del metabolismo, pero que sola acción no para establecer fenómenos fisiológicos, por lo que, actúan como coenzimas (Rojas, 1972). Una excelente iniciación del desarrollo radical, requiere de suficientes cantidades de cofactores en las estacas, que en sinergia con las auxinas permiten que las estacas formen raíces (Hartmann y Kester, 1998).

Los cofactores son compuestos de naturaleza fenólica, que no tienen acción directa, sino más bien los productos de sus oxidaciones enzimáticas (polifenol oxidasa) forman conjugados con los productos de las oxidaciones enzimáticas de las auxinas (peroxidasa), para estimular la rizogénesis (Hassing, 1972; Hurtado y Merino, 1994).

La fuente de origen de los cofactores son comúnmente las yemas activas y las hojas jóvenes. Hay diversas investigaciones que afirman que ciertos compuestos fenólicos tales como el ácido cafeico, pirocatecol y el ácido clorogénico actúan en sinergia con las auxinas al estimular el principio de las raíces. La pérdida de las hojas, en las estacas puede reducir extensamente las posibilidades de enraizamiento. También en algunas especies las estacas con un alto diámetro, acumulan considerable material de reserva, no requieren de hojas para enraizar, lo que indica que en la madera están presentes suficientes cofactores que estimulen la iniciación de raíces (Hurtado y Merino, 1994).

El movimiento de las auxinas y de los cofactores del enraizamiento es basipétalo (polar: se movilizan del ápice a la base), en tanto, en las citocininas es de manera acrópeto, de la base al ápice. Las auxinas estimulan el enraizamiento y las citocininas a la brotación de las yemas. Ellas, deben estar en un equilibrio para obtener los mejores resultados (Hartmann y Kester, 1998).

c. Inhibidores

Un inhibidor del enraizamiento es un fitorregulador capaz de deprimir cierto aspecto del desarrollo, ya sea actuando de forma autónoma o bien contrarrestando la acción de las hormonas (Rojas, 1972). Este provoca la senectud y la caída de hojas, flores y frutos e induce al letargo en yemas de árboles y semillas (Rodríguez, 1991).

La fitohormona inhibitoria más importante del reino vegetal es el ácido abscísico (AAB). Al parecer actúa como un inductor general del envejecimiento. También, puede ser inhibidor de las auxinas o de las giberelinas. A elevadas cantidades, muchos de sus efectos fisiológicos se oponen a las hormonas promotoras del crecimiento, tanto de las auxinas, giberelinas y citocininas (Weaver, 1989). En general, Sivori (1980), señala que la capacidad natural de enraizamiento que muestran las estacas de ciertas plantas se correlaciona con el incremento de factores naturales promotores y con una disminución progresiva del contenido de inhibidores hacia la primavera.

Los compuestos de naturaleza fenólica también pueden actuar como sustancias inhibitoras de la iniciación y desarrollo radical. El grado de acción de estos compuestos dependerá de la concentración en que se encuentren y de la especie, de ahí que existan resultados contradictorios (García, Ballester y Veitiez, 1981).

2.7. Factores que afectan al desarrollo de raíces adventicias

La capacidad de enraizamiento de cualquier material vegetal depende de la interacción de factores genéticos, equilibrios químicos internos y ambientales (Felipe, 1986; Westwood, 1973). Felipe (1986), sostiene que la mejor genética y la selección tienden a identificar e clonar, a plantas que demuestran mayor aptitud rizógena. Considera como factores ambientales la temperatura, la humedad y la presencia de oxígeno, debido a una alta tasa de respiración celular que existe en el proceso. Entre los componentes químicos están incluidos el estado nutritivo y hormonal que, a su vez, son afectados por la localización de la madera y su posición en la planta madre, y la época del corte.

En cambio, Hartmann y Kester (1997), señalan que el éxito o fracaso del enraizamiento, está influenciado por más factores, como:

La selección del material vegetal para la estaca: condición fisiológica de la madre (estado nutritivo y hormonal), edad de la madre, tipo de estaca seleccionado, presencia de virus y época del corte.

Tratamientos de las estacas con: reguladores de crecimiento, nutrientes y minerales, funguicidas y lesiones.

Condiciones ambientales durante el enraizamiento, como: la relación con el agua, la temperatura, la luz (intensidad, referido a la irradiación; longitud del día, consistente al fotoperiodo y calidad de la luz) y por último el medio de enraizamiento.

Hay grandes diferencias entre las especies, e inclusive entre los clones de una misma especie en la capacidad de enraizamiento de las estacas, cuyo potencial varía conforme la época del año, el que está directamente ligado al contenido de carbohidratos. Por ende, es importante tomar en cuenta los diversos factores que influyen en el enraizamiento y mantener las condiciones óptimas para ello (Hartmann y Kester, 1998; Wendling, Xavier, Gomes, Pires y Andrade, 2000).

a. Condición fisiológica de la planta madre

El estado fisiológico de la madre ejerce una fuerte influencia sobre el desarrollo de las raíces y ramas en las estacas (Harris, 1982). Cuanto más joven, vigorosa y sana, mayor será el potencial de enraizamiento de las estacas (Arce y Balboa, 1991; Gardner, 1929; Davies-Junior, Lazarte y Joiner, 1982; Floriano, 2004; Paiva, Gomes, Couto y Silva, 1996; Schreiber y Kawase, 1975).

Según, Souza (2007) las estacas colectadas de una misma matriz y sometidas a similares tratamientos responden diferenciadamente en relación a las tasas de enraizamiento, lo que es debido a variaciones en el contenido de reservas.

Por otra parte, las estacas obtenidas de plantas que sufren carencia de agua, comúnmente, muestran una reducción del enraizamiento, por lo cual se recomienda tomarlas en la mañana, cuando el material vegetal esté turgente (Hartmann y Kester, 1998).

La nutrición mineral de las madres puede ejercer un fuerte efecto en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas. Que podría estar conexo con una condición fisiológica determinado. La relación carbono/nitrógeno, es más favorable para el éxito del enraizamiento con un contenido alto de carbohidratos, y un nivel módico de N, si este es muy bajo conduce a una reducción del vigor y si es muy alto produce un vigor excesivo. Cualquiera de estos extremos es desfavorable para el enraíce (Hartmann y Kester, 1998). Mientras que el potasio (K) es importante por propiciar la formación de azúcares, por tanto, el aumento de la cantidad de carbono, el fósforo (P) facilita el transporte de los azúcares del resto de la estaca hacia a la base y los microelementos como el zinc y el boro son también importantes para favorecer el enraizamiento (Cerdá y Universidad Politécnica de Madrid UPM, 2013). Además, existe una importante interacción entre el contenido de carbohidratos y el contenido endógeno de hormonas, lo que afecta también los procesos rizogénicos (Coruzzi y Zhou, 2001).

El almidón estimula a promover el enraizamiento, es hidrolizado por enzimas que lo fragmentan en elementos de monosacáridos, siendo las auxinas las que incrementan la acción de las enzimas hidrolíticas (Rauter, 1983).

Normalmente, el material más conveniente para estacas, referente a la riqueza de hidratos de carbono, puede fijarse por la firmeza, rigidez y flexibilidad del tallo. Aquellos que poseen una dosis escasa de hidratos de carbono son suaves y flexibles. No obstante, esa firmeza del material puede ser confundido con la firmeza debido a su maduración, causado por el aumento del diámetro y lignificación de las paredes celulares (Hartmann y Kester, 1998).

b. Factor juvenil (edad de la planta madre)

En plantas que enraízan con dificultad, este puede ser un factor relevante, que para las plantas que se propagan fácilmente por estacas. Las estacas de tallo o de raíz colectados en su etapa de crecimiento juvenil, enraízan con más facilidad que las cosechadas de plantas adultos. Así, como también, muestran un estándar de crecimiento más apropiado que las estacas maduras (Hartmann y Kester, 1998; Paiva y Gomes 1995; Roulund y Olesen, 1992; Toribio, 1985).

El éxito de la rizogénesis del material, también puede variar según sus tipos, abarcando a especies perennes leñosas como ramas terminales suculentas del año, estacas de madera dura de más de año (Hartmann y Kester, 1997).

El potencial rizogénico cambia con el balance hormonal y la presencia de inhibidores que son afectados por el nivel de maduración de las estacas (Almeida, Xavier, Dias y Paiva, 2007).

Es probable que la disminución de la capacidad de enraizamiento con la edad sea consecuencia de un bajo contenido de compuestos fenólicos. Estos operan como cofactores o interactúan con las auxinas en la comienzo de las raíces (Hartmann y Kester, 1998).

c. *Épocas del año*

La época del año en que se colecta el material vegetal puede ser la clave para el enraíce de estos (Hartmann y Kester, 1998). Naturalmente no es viable hacerlas en cualquier estación del año por su influencia en la capacidad de enraizamiento.

Estacas tomadas en un ciclo vegetativo de rápido crecimiento como primavera a verano, tienen bajas reservas de carbohidratos y consistencia más herbácea, aunque las tomadas en otoño-inverno son más lignificadas y con más reservas. Las primeras poseerían más nivel de auxinas y menos de inhibidores pero las segundas sobrevivirían más. Siendo las estacas de primavera-verano las que facilitan más el proceso de enraizamiento (Nicoloso, Lazzari y Fortunato, 1999).

Hasta las estacas extraídas de una misma matriz y tratados similarmente en varias épocas del año responden de manera diferente referente a la tasa de enraizamiento (Souza, Barroso, Carneiro, Teixeira y Balbinot, 2009).

En especies de sencillo enraíce, la destreza de la estaca para formar raíces puede alterarse ampliamente en base al cambio de estación, inclusive se ha apreciado que la eficiencia de las auxinas exógenas se ve afectada. Estos cambios en el potencial rizogénica, se relacionaría a variaciones en el estado nutricional de la planta (carbohidratos y proteínas) y al cambio del contenido hormonal (auxinas) en el ciclo anual (Ferriani, Bortolini, Zuffellato-Ribas y Koehler, 2006; Sen y Rajput, 1995).

En ensayos con *B. globosa* Hope hallaron que la época del año no afectó en el número final de estacas enraizadas, pero épocas más cálidas parecen haber apresurado el proceso, teniendo una influencia directa en la supervivencia de estas (Doll, Vogel, Jeldres y Muñoz, 2003).

d. Tipo de estacas

Se ha apreciado que, en la mayoría de los casos, las estacas tomadas de la parte basal de ramas tienen un grado de enraizamiento mayor que las tomadas de la parte apical (Hartmann y Kester, 1998).

En su mayoría las estacas se cosechan del tallo de la madre y se dividen: internodales o nodales (tienen una gran parte de tejido vascular, lo que aumenta la posibilidad de enraíce) (Toogood, 2000).

e. Condiciones ambientales

El ambiente ideal para el enraizamiento de gran parte de las especies forestales, es obtenido con sombra parcial, sustrato bien drenado, alta humedad relativa, temperatura estable y constante (Brune, 1982).

Por otro lado, Badilla y Murillo (2005), afirman que para conseguir un apropiado enraíce de las estacas es importante contar un invernadero con condiciones para alcanzar el control de los tres factores vitales: una disminución en la actividad fotosintética, una HR alta mayor a 80 % y menor o igual 90 % y buen gestión del riego, y una temperatura ambiente entre 30 y 35 °C.

Si las condiciones ambientales no son favorables durante la época de propagación, está debería ser manejada en un invernadero simple y funcional (Badilla y Murillo, 2005). Se describen los siguientes factores:

Temperatura. Se deben evitar temperaturas excesivamente altas (superior a 28 °C) ya que estimulan la brotación de yemas y aumentan la deshidratación de hojas, lo cual retarda la formación de raíces. Para el enraíce de estacas en general son convenientes temperaturas diurnas que oscilan entre 21 a 27 °C, con temperaturas nocturnas de 15 °C, si bien algunas especies alcanzan mejor enraizamiento a temperaturas más bajas (Hartmann y Kester, 1998).

Por otra parte, Lalatta (1988), asegura que, durante el invierno, temperaturas superiores a los 6 °C continúa la formación de raíces nuevas en ritmo lento. En cambio, por encima del 32 °C la actividad radicular se reduce. Además, sostiene que la temperatura juega un papel importante en las disponibilidades de los elementos nutritivos influyendo en el metabolismo de los componentes del suelo (nitrificación, mineralización de la materia orgánica, etc.), que condicionan la actividad de las raíces y la formación de las mismas.

Por el contrario, Badilla y Murillo (2005), manifiestan que para lograr un apropiado enraizamiento de las estacas es indispensable mantener un invernadero con una temperatura ambiente entre 30 y 35 °C.

Cuando se propagan estacas, la porción basal debe contener un óptimo nivel térmico para obtener la rizogénesis, ya que es relevante que las raíces se obtengan antes que los brotes. La temperatura basal óptima se halla entre 20 y 22 °C. (Hartmann y Kester, 1998; Baldini, 1992; Melgares, Bañón, Martínez, Fernández y Balenzategui, 2002).

Temperaturas más elevadas (25-30 °C), creen tener un resultado adverso y originar raíces menos complejos, asimismo, este resultado parece afectar el peso aéreo (Melgares, et al., 2002). Igualmente, dificulta la buena respiración, generando que las estacas se fermenten, afectando más a la velocidad de enraizamiento que al porcentaje de este mismo (Cerdá y UPM, 2013).

La temperatura en cierta forma afecta la sobrevivencia de las estacas. Si es esta es más estable y constante tanto de día y noche es mejor. Así, la temperatura ideal para la propagación de Queñua, sería de 15 a 28 °C en las raíces y 3-4° menos en torno a las hojas, lo que disminuye la transpiración y, por ende, la deshidratación de las mismas (Gallego, 2001).

Luz. En el enraizamiento de estacas las sustancias orgánicas producidas por las hojas, a través de la fotosíntesis, son de gran relevancia para la formación y el desarrollo de las raíces (Hartmann y Kester, 1998; Martínez, 2009). Por lo cual, la luz cumple un papel esencial como fuente de energía en cuanto a intensidad, fotoperíodo y calidad para el proceso de fotosíntesis (Hartmann y Kester, 1998).

Medel y Pessot (1992), estiman que el fotoperíodo varía marcadamente los resultados de la rizogénesis en estacas de madera blandas. En la multiplicación de moras mediante esquejes de nudo del cultivar Black Satin, realizadas en verano y otoño, donde el único parámetro no registrado fue la longitud del día, disponiéndose de luz natural, se logró buenos resultados en verano.

Por un lado, la luz para el enraizamiento de estacas con hojas, no debería ser una luz de intensidad fotosintética, debido a que realmente no se trata de hacer fotosíntesis sino de producir cofactores que necesitan baja intensidad (Cerdá y UPM, 2013; Badilla y Murillo, 2005).

Asimismo, en cuanto a la calidad de la luz, Hartmann y Kester (1998) mencionan que al parecer la radiación en el extremo rojo anaranjado ayuda el enraíce de las estacas más que de la zona azul.

Humedad. Para tener triunfo en el enraizamiento de las estacas las condiciones de HR y disponibilidad de H₂O del ambiente deben ser altos, puesto que de lo contrario se produce la muerte del tejido vegetal (hojas y tallo) (Hartmann y Kester, 1998).

Para un adecuado enraizamiento las estacas con hojas deben conservar su turgencia con el propósito de minimizar las mermas de H₂O por transpiración (Hartmann y Kester, 1998).

Para lograr un apropiado enraizamiento de las estacas es fundamental mantener una humedad relativa alta (>80-90 %), así lograr un buen manejo del estrés hídrico (Badilla y Murillo, 2005).

Para evitar en las estacas con hojas la pérdida de agua se emplean varios métodos: el cultivo bajo túnel de plástico es una técnica de bajo costo y simple de manejar las condiciones de alta humedad (próximo al 100 % en la noche y algo bajo en el día). La permanencia de las condiciones mencionadas se obtiene a través el riego periódico del sustrato y las cualidades de estanqueidad derivadas del plástico (Martínez, 2009).

Sustrato. Un sustrato ideal de enraizamiento es aquel que tenga suficiente porosidad para permitir buena aireación (debe promover o por lo menos no debe dificultar la entrada de O₂ y la salida del anhídrido carbónico) y una capacidad elevada de retención de agua, pero que simultáneamente esté bien drenado (Cerdá y UPM, 2013; Hartmann y Kester, 1998). Para, Tapia (1980), la importancia del medio radica en dar un buen soporte físico, ello para mantener las estacas erectas, permitiendo así un buen enraizamiento.

Corres (2009); Hartmann y Kester (1998) coinciden en que el crecimiento de las raíces depende de factores ligados al suelo como la modificación de su aireación y cohesión conforme a las variaciones de la humedad. La presencia de cantidades adecuadas de aire en el suelo es tan relevante para el crecimiento de la mayoría de las plantas puesto que la tasa de respiración de las raíces disminuye grandemente cuando el oxígeno es deficiente y del

complejo clima-suelo (humedad, temperatura) donde la temperatura depende simultáneamente de la cantidad de calor recibida que procede del sol.

El medio puede influenciar en el tipo raíz que se origina de las estacas. En algunas especies cuando se enraízan en arena, se produce raíces largas, sin ramificación, gruesas y frágiles, pero cuando se enraíza en un sustrato que compone (arena, musgo turboso o perlita), crecen raíces delgadas, blandas y muy ramificadas, estas son más convenientes para posteriormente ser trasplantadas (Hartmann y Kester, 1998).

Cobertor. La técnica de los mini invernaderos es muy valiosa para investigaciones, por su fácil manipulación de las condiciones ambientales y de los diferentes tratamientos a aplicarse, influyendo poderosamente en el desarrollo ramal, incidiendo a su vez en el desarrollo radicular (Mitchell, 1980).

Mamani y Apaza (1993), han demostrado que el cobertor de plástico en forma de túnel, más un tinglado de cañahueca, se logra mejor el enraizamiento de los brotes de *B. incana*. Este último alcanzó controlar de manera indirecta principalmente la cantidad de luz y la temperatura.

Aireación. Los procesos de ventilación deben actuar perennemente para renovar el aire en todos los puntos, para reducir que el CO₂ agregado por las raíces o formadas por la materia orgánica al momento de la descomposición, llegan a acumularse hasta el punto de obstruir en el desarrollo de las raíces (Firman, 1984).

Las estacas de sauces forman raíces con facilidad en agua con un contenido de oxígeno tan bajo de 1 ppm, por el contrario, la hiedra necesita alrededor de 10 ppm, para un crecimiento adecuado de las raíces (Mansilla, 2004).

f. Manejo de estacas

Las diversas especies propagadas por estacas, pueden verse beneficiadas cuando se efectúan y manejan diferentes labores, conducentes a estimular y condicionar las estacas para un buen desarrollo rizogénico. Entre estas prácticas pueden mencionar las siguientes:

Disminución del área foliar. Cuando el área foliar es bastante grande se recomienda reducirla, de esta forma se evita la pérdida de agua y se facilita su plantación (Adriance y Brison 1955; citado por Awad, 1993). Es fundamental mantener parte de las hojas y las yemas, ya que ellas son importantes productoras de auxinas y cofactores, y al mismo tiempo las hojas pueden trascolar carbohidratos, relevante en la formación de raíces (Hartmann y Kester, 1998). La superficie foliar en las estacas puede llegar a ser un indicador de la cantidad de raíces producidas (Costa y Challa, 2002).

Lesión basal. Una lesión en la base del material vegetal, que puede ser sencillamente sacar las hojas o realizar un corte en la corteza, puede incrementar el enraizamiento, ya que, se produce una mayor penetración de las auxinas sintéticas. Así mismo, se sabe que las heridas provocan síntesis de etileno, el cual beneficia el enraizamiento (Westwood, 1973). De acuerdo a experiencias en diversas especies no se ha visto diferencia entre hacer o no lesión basal. Por lo que, debería ser determinado para cada especie (Maronek, Studebaker, Cloud, Black y Jean, 1983).

Desinfección. Las estacas durante el proceso de rizogénesis están sometidas a ataques de varios microorganismos patógenos (entre los más comunes y peligrosos están *Pithium*, *Rhizoctonia*, *Phytophthora* y *Botrytis*), siendo conveniente el uso de fungicidas para tratar las estacas, puede ser antes o

después del uso de las auxinas, esto para evitar una baja sobrevivencia por enfermedades fungosas (Hartmann y Kester, 1998; Martínez, 2009).

Es más útil el uso de fungicidas para controlar patógenos del follaje, especialmente cuando se utilizan sistemas de aspersión intermitente y túneles de plástico, debido a las condiciones de elevada humedad y temperatura en las instalaciones de propagación (Hartmann y Kester, 1998; Martínez, 2009).

Aplicación de reguladores de crecimiento. Es considerado uno de los mejores estimuladores del enraizamiento (AIB). Ha sido aplicado en un amplio rango de especies (Couvillon, 1988; citado por Warden, 1991); se degrada en forma relativamente lenta (Maleike, 1980); se trasloca poco, siendo retenido cerca del sitio de aplicación en donde existe presencia de los compuestos fenólicos por acumulación o liberación de células por el corte (Hassing, 1972) y produce un sistema de raíces fuertes y fibrosas (Weaver, 1989).

Otro regulador del crecimiento usado es el ácido naftalenacético (ANA), pero es más tóxico que el AIB, por lo que su uso se ve más restringido (Weaver, 1989). También se han utilizado reguladores del crecimiento como el 2.4-D, SADH, 2, 4, 5-T, etc., resultando eficaces en ciertas especies. Aunque, la gama de eficiencia de estos productos es muy estrecha (Hartmann y Kester, 1998).

La concentración de auxinas es determinante en el enraizamiento, ya que concentraciones excesivas pueden inhibir el posterior desarrollo de los brotes (Hartmann y Kester, 1998).

Método de aplicación de las auxinas, aquí se considera la duración de la aplicación, la tensión de humedad en las estacas, la posición de aplicación de las auxinas en la base, y la profundidad de aplicación (Howard, 1973).

Existen diversos métodos de aplicación como las formulaciones líquidas son medios concentrados de las auxinas más activas (AIB y ANA), que se utilizan en dos métodos distintos: remojo lento e inmersión rápida (Martínez, 2009). Los autores, Bidwell (1993); Hartmann y Kester (1997); Martínez (2009); Weaver (1989), coinciden en señalar los siguientes métodos:

Método de espolvoreado. Este método consiste en sumergir primero la base de la estaca en agua a una profundidad de 3 cm o en un medio fungicida y agitar para eliminar la abundancia de líquido. Este procedimiento se realiza, para facilitar el contacto de la fitohormona surtida con un portador (polvo de arcilla o talco). Debe usarse aprox. 200 a 1 000 ppm de fitohormona para estacas de madera blanda y 5 veces más en maderas duras. Una vez tratados las estacas se instalan en el sustrato y no deben moverse pues se disiparía parte del tratamiento.

Método de remojo en soluciones diluidas (remojo lento). Consiste en sumergir 2 a 3 cm, la parte basal del material vegetal, remojando en una disolución acuosa de baja concentración por un período largo (6, 12, 24 y hasta 48 horas). La concentración puede variar entre 20 ppm, para especies que enraízan con facilidad y 200 ppm, para las especies más difíciles. La cantidad de auxinas requerida varía desde 5 a 500 ppm, según las especies, época de recolección, como, el ingrediente activo y su concentración. Durante el tratamiento las estacas deben permanecer en condiciones de temperatura suave (18-22 °C), humedad relativa alta y sin recibir luz directa.

Método de inmersión en soluciones concentradas. Se prepara una solución concentrada de la sustancia (de 500 a 10 000 ppm), en alcohol 100 % de concentración, los extremos basales de las estacas se sumergen de 2 a 3 cm,

por un corto tiempo (alrededor de 5 segundos), plantándolos de inmediato en el medio de enraíce. El uso de concentraciones muy elevadas puede causar ablandamiento, ennegrecimiento y pudrición de estacas (Alpi y Tognoni, 1984).

2.8. Condiciones controladas

Las condiciones controladas en la propagación de especies forestales, de acuerdo a Serrada (2017), consisten de suelos ligeros y permeables, de textura arenoso y sustratos artificiales como, turba, perlita, arena pura y entre otros.

2.9. Medios de propagación

a. Suelo

El suelo es el medio por excelencia para el crecimiento de las plantas. De acuerdo a Brady y Weil (1999) la masa de este provee a las plantas un soporte físico, anclaje del sistema radical, agua y nutrientes. Un suelo ideal, según la FAO (2002) debe ser de textura franco arenoso y franco de preferencia con contenidos de 50-60 % de arena, 12-20 % de limo, 10-15 % de arcilla y 6-8 % de materia orgánica. Además, Foth (1985) sostiene que el medio debe permitir, oxígeno disponible para la respiración, así como, la ausencia de concentraciones de sales solubles, temperaturas extremas o patógenos.

b. Suelo negro

Los suelos orgánicos son de textura franco arcilloso, mantienes bajos niveles de salinización, alta capacidad de I.C. y buena capacidad de suministro de N, S y otros compuestos nutritivos. Además, de conservar una estabilidad estructural que les permite el movimiento del agua y la aireación de manera constante, en la superficie se conserva la capa orgánica (Darquea, 2015; Montes, 2012).

c. Sustratos

El sustrato es todo material sólido distinto al suelo natural, de origen orgánico e inorgánico, que de manera pura o en mezcla sirve de soporte a las plantas, y facilita el desarrollo de la raíz y la absorción del agua. Puede intervenir o no en el proceso de nutrición de las plantas. A menudo, se utiliza para cultivar plantas en contenedores (Quiroz, García, Gonzáles, Chung y Soto, 2009).

- Sustrato inorgánico

La arena son pequeños trozos de roca, desarrollados como resultado de la intemperización de varias rocas. No contienen nutrientes, su capacidad de intercambio catiónico es de 5 a 10 meq/l (FAO, 2002; Hartman, Kester y Davies, 1990). Generalmente, se utiliza partículas de arena entre 0,5 a 2 mm de diámetro, junto con otras materias orgánicas con el fin de aumentar su densidad, para disminuir el encogimiento del sustrato al secarse y para facilitar la absorción de H₂O. Sin embargo, la conservación de humedad es mínimo y su filtración muy alta (Bartollini y Pertruccelli, 1992). Además, reduce la porosidad del medio de cultivo, siendo su porosidad alrededor de 40 % del volumen aparente (FAO, 2002).

2.10. Platabandas

Las platabandas son semejantes a las camas de repique bajo el suelo, a diferencia de esta, la excavación va ser rellena con sustrato preparado para producir plantas sin bolsa, para lo cual se siembra el esqueje o material de propagación directamente en el sustrato (Mindreau y Zúñiga, 2010).

III. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

3.1. Objetivos

a. *Objetivo general*

Evaluar la capacidad de enraizamiento de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., en las diferentes condiciones controladas en Mollepata, Cusco.

b. *Objetivos específicos*

Determinar la influencia de las concentraciones hormonales de ácido indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav.

Determinar la influencia de los sustratos en el enraizamiento de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav.

3.2. Hipótesis

a. *Hipótesis general*

Las diferentes condiciones controladas influyen positivamente en el enraizamiento de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav.

b. *Hipótesis específicas*

La concentración hormonal de ácido indolbutírico (AIB) a 2 000 ppm influye positivamente en el enraizamiento de las estacas subapicales de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., que el resto de las concentraciones.

El sustrato compuesto de 35 % de arena, 25 % de suelo negro y 40 % materia orgánica de *Pinus radiata* influye positivamente en el enraizamiento de las estacas subapicales de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav.

IV. METODOLOGÍA

4.1. Materiales

Para la ejecución del presente ensayo se utilizaron diferentes materiales e instalaciones, estas se mencionan a continuación:

a. Localización del ensayo

El ensayo se desarrolló en el vivero forestal de la Estación Experimental Agraria Andenes Cusco - Anexo Mollepata del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), perteneciente al Distrito de Mollepata (Figura 1). Se encuentra a 2 796 m, sus coordenadas UTM son: zona 18 L, Lat. S 8504909,11 y Long. W 768252,89 (Google Earth, 2017). Su clima se distingue por dos períodos marcados: lluvioso (sep/abr) con precipitaciones mínimas de 5,80 mm; y máximas hasta de 175,70 mm y en la de estío (may/ago), los días son calurosos y a veces de friaje, con temperaturas que alcanzan los 0 °C, y temperaturas más altas de 25 °C (Espinoza, 2007 citado por Bolívar, 2015).

a. Sitio de recolección del material vegetal

El material usado, fue recolectado de plantas madres ubicadas en las quebradas próximas al río Cachimayo en la zona de amortiguamiento del Parque Arqueológico de Saqsaywaman, Huayracpunco, Distrito y Provincia Cusco, entre Lat. S 8504297,98 y Long. W 180462,49, zona 19 L, a una altitud de 3 500 msnm.

b. Material vegetal

Para el presente ensayo se recolectaron estacas de tallo subapicales de *Kageneckia lanceolata* Ruiz & Pav. "Iloque".



Figura 1. Mapa del área de estudio.

Fuente: Bolívar, 2015.

c. Material de colecta

Para la recolección del material vegetativo se utilizaron tijeras de podar, rafia, coolers, papel absorbente, alcohol medicinal 70 °, agua y guantes quirúrgico.

d. Material de vivero

Para el enraizamiento de las estacas se utilizaron platabandas de propagación, provistas de riego manual con una mochila aspersor. Además, de fichas de identificación y sustratos.

- Platabanda de propagación

Para el acondicionamiento de la platabanda, se procedió con su limpieza, demarcación, excavación y desinfección, para lo cual, se utilizó un plaguicida de amplio espectro (Homai W.P. y K-ñon), y herramientas agrícolas.

Tuvo una profundidad de 0,15 m, ancho 0,90 m y un largo de 6,05 m (Mendoza, 2010), sobre ella se encuentra el techo de dos aguas, a una altura de 0,40 m, el soporte y esqueleto de este fue a base de listones, cubierta con plásticos transparente en forma de túnel. Además, del tinglado de malla Raschel 65 % instalado a una altura de 0,70 cm (Figura 2).

- Sustrato

Se utilizó suelo negro puro y una mezcla de suelo negro + materia orgánica de *Pinus radiata* + arena de río, de acuerdo, a las proporciones mostradas en la Tabla 2, fueron desinfectados con fungicida Homai W.P., y cubierto con plástico negro, por 24 horas, con el fin de incrementar la eficiencia del plaguicida. En el Anexo 8, puede apreciar fotos de la preparación del sustrato, además, encontrará información de pH del sustrato y agua utilizada.

Tabla 1. Cantidad de sustrato empleado.

Sustrato	Descripción	Cantidad (m ³)
S1	Suelo negro (Sn) 100 %	0,60
S2	Suelo negro (Sn) 25 % Materia orgánica de pino (Mop) 40 % Arena (A) 35 %	0,15 0,24 0,21
	Total	1,20

Nota. Volumen de la carretilla empleada = 0,098 m³.

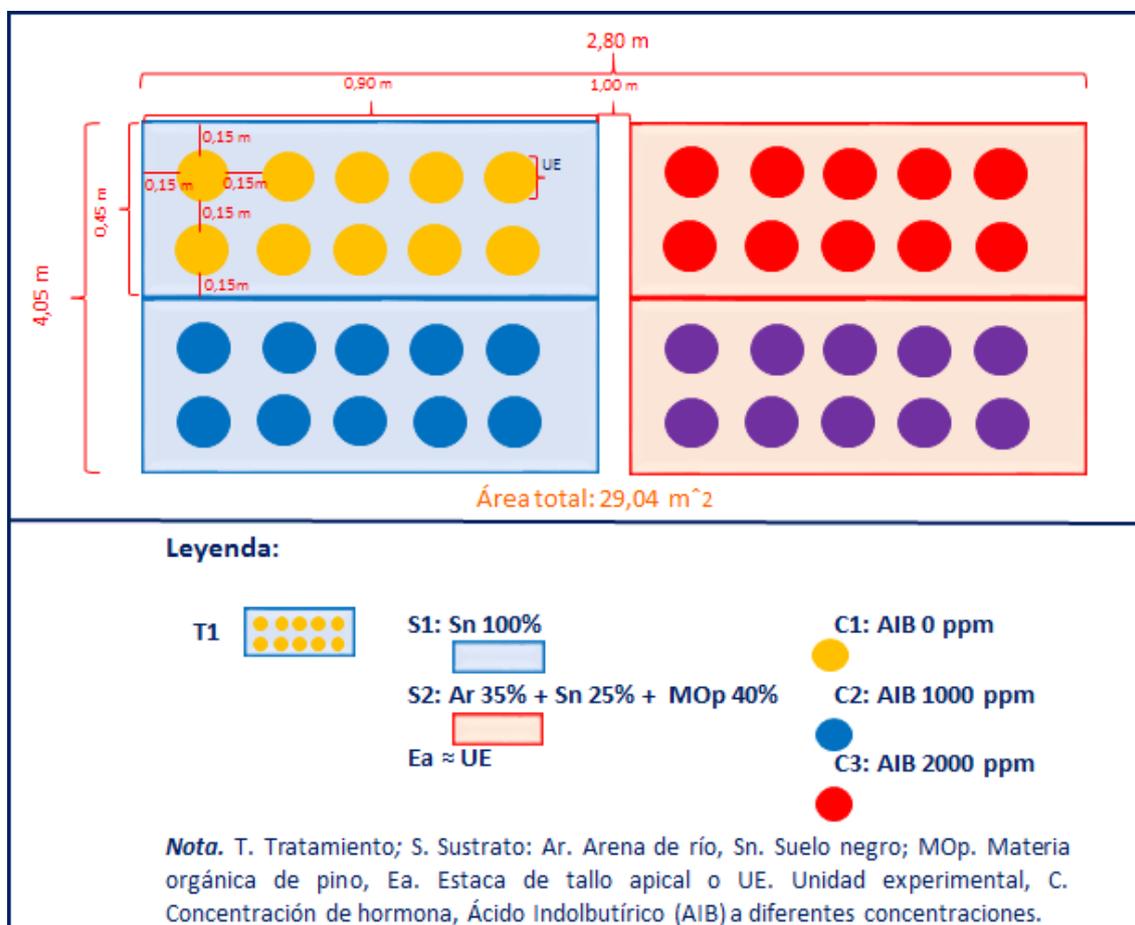


Figura 2. Croquis del área experimental y platabanda de propagación.

e. *Material de laboratorio*

Los materiales de laboratorio utilizados fueron: alcohol etílico Merck, hormona AIB Caisson, vasos precipitado, frascos de vidrio y pH metro Hanna.

f. *Soluciones auxínicas*

Se usaron dos concentraciones hidroalcohólicas de ácido indolbutírico (AIB), las cuales fueron contenidas en frascos de vidrio y estuvieron refrigeradas a una temperatura de 4 °C.

Las soluciones fueron preparadas en el Laboratorio de Cambio Climático del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), La Molina, en base a ácido indolbutírico y alcohol etílico Merck 100 %.

4.2. *Método*

a. *Tipo*

Se trata de una investigación cuantitativa.

b. *Diseño experimental*

El presente estudio se desarrolló en un diseño experimental que involucró una estructura bifactorial de tratamientos, distribuido en un diseño completamente aleatorizado. Los factores se detallan en la Tabla 3.

Tabla 2. Factores en estudio.

Factores	Código	Descripción
C. Concentración		Ácido indolbutírico (AIB):
de hormona	C ₁	0 ppm
	C ₂	1 000 ppm
	C ₃	2 000 ppm
S. Sustrato	S ₁	Suelo negro (Sn) 100 %
	S ₂	Arena de río (Ar) 35 % + Suelo negro (Sn) 25 % + Materia orgánica de <i>P. radiata</i> (Mop) 40 %

Según los factores de estudio, sus niveles y la combinación de estas, se obtuvo 6 tratamientos (2x3=6), con tres repeticiones y un conjunto de 10 estacas por unidad experimental, obteniéndose en total (6x3x10) 180 estacas (Tabla 4).

Tabla 3. Combinación de factores y obtención de tratamientos.

Tratamiento	Código	Sustrato	Concentración de hormona (AIB)
T1	S ₁ C ₁	Sn 100 %	0 ppm
T2	S ₁ C ₂	Sn100 %	1 000 ppm
T3	S ₁ C ₃	Sn 100 %	2 000 ppm
T4	S ₂ C ₁	Ar35 %, Sn25%, Mop40 %	0 ppm
T5	S ₂ C ₂	Ar35 %, Sn25 %, Mop40 %	1 000 ppm
T6	S ₂ C ₃	Ar35 %, Sn25 %, Mop40 %	2 000 ppm

El modelo lineal aditivo para el diseño fue el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \epsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Cualquier observación

μ = Media general

α_i = Efecto del i-ésimo nivel del Factor C (Concentración de hormona)

β_j = Efecto del j-ésimo nivel del Factor S (Sustratos)

$(\alpha\beta)_{ij}$ = Interacción (Factor C X Factor S)

ϵ_{ij} = Error experimental

c. Procedimiento experimental

La metodología procedimental que se utilizó para la propagación de *Kageneckia lanceolata*, fue la siguiente (Figura 3):

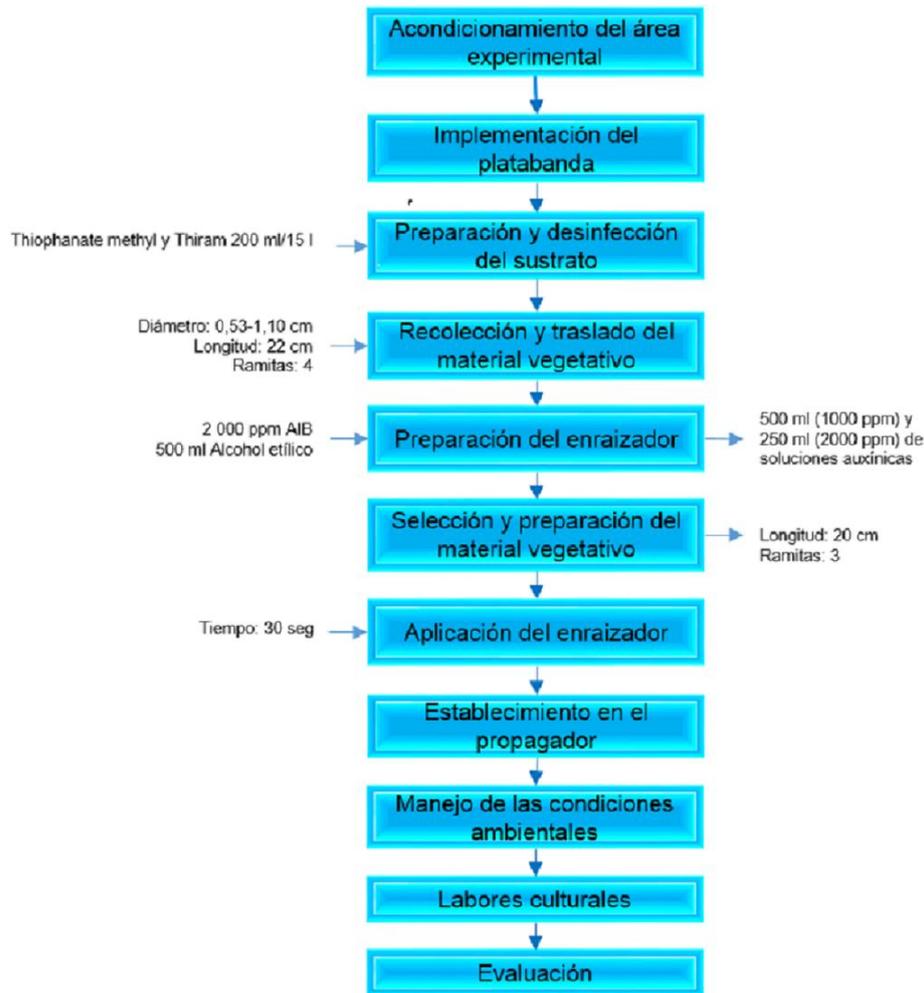


Figura 3. Procedimiento experimental del ensayo.

- ***Recolección y preparación del material vegetal***

El material fue recolectado de las secciones sub-apicales del arbusto de lloque, con 3 ramas o hojas agrupadas a los extremos de las ramas, con diámetro entre 0,5 y 1,5 cm y una longitud de 22 cm; las cuales se agruparon y protegieron con papel absorbente húmedo, e inmediatamente después fue colocado en el coolers (Anexo 9). Previo a la instalación del material se realizó un nuevo corte de 2 cm en la base (Doll et al., 2013; Guairacaja, 2013).

- ***Aplicación de hormona y cicatrizante***

Se utilizó el método de inmersión rápida para aplicar el AIB en la base de las estacas, con una duración de 30 segundos por estaca (Mansilla, 2004). Las diferentes concentraciones hidroalcohólicas de AIB, se vació en una pequeña cantidad de 5 ml en jarras milimetradas, cada una identificada con la concentración de AIB correspondiente. Antes de insertar las estacas en los sustratos se dejaron estas por 5 segundos al ambiente (Anexo 9). Inmediatamente después de culminar con la instalación de los tratamientos, cada estaca fue sellada con el cicatrizante Arbokol Classic.

d. Manejo de las condiciones ambientales

El ensayo se desarrolló bajo las mismas condiciones ambientales de propagación (Anexo 10), siguiendo la experiencia planteada por Mansilla (2004). La regulación de la temperatura y humedad se realizó con el manejo adecuado de:

- Frecuencia de riego manual. Durante la realización del ensayo la frecuencia de riego fue de 15 min por día cuando las temperaturas en el propagador eran superiores a 30 °C y cuando fueron inferiores a esta temperatura la frecuencia fue de 10 minutos por día. Al cabo de 15 días de instalación, el riego se alternó a 15 min/interdiario.
- Cierre y apertura del propagador para su ventilación. Para esta labor se consideró el mismo criterio en base a la temperatura; cuando ésta fue superior a 30 °C se abrieron los techos de dos aguas en forma manual.
- Registro de la temperatura y humedad relativa con el Termohigrómetro Coolbox. Por medio de este dispositivo automático se pudo medir y controlar

la temperatura y humedad relativa al interior del propagador entre rangos de 19 a 31 °C, ± 1 y de 43 a 83 %, ± 1 . Los datos fueron registrados diariamente a las 8:00 y 13:00 horas.

e. Labores culturales

El control de patógenos se realizó mediante control químico (fungicida Homai W.P), a excepción del manejo de las malezas que fueron en forma manual.

f. Parámetros evaluados

- Supervivencia

Según Guairacaja (2013) la supervivencia es la capacidad que tienen las estacas de mantenerse vivas, por lo que viene a ser el número de estacas vivas, en comparación con el número de estacas plantadas.

Para su cálculo se requiere de la siguiente ecuación:

$$\text{Supervivencia \%} = \frac{\text{Número de estacas vivas}}{\text{Número de estacas plantadas}} * 100$$

- Enraizamiento

Según Lucero (2013), para determinar el porcentaje de enraizamiento se cuenta el número de estacas totales de la unidad experimental que presentan raíz, para luego expresarlo en porcentajes.

$$\text{Enraizamiento \%} = \frac{\text{Número de estacas con raíz}}{\text{Número de estacas plantadas}} * 100$$

Los parámetros e indicadores fueron monitoreados y evaluados a los 30, 60, 90 y 120 días, desde febrero hasta junio de 2018, siendo la última evaluación a los 120 días (Tabla 5).

Tabla 4. *Evaluación de los parámetros.*

Parámetros	Indicadores	Ud. de Medida
Sobrevivencia (%)	Número de estacas con yemas	ud.
	Número de estacas con hojas	ud.
	Número de estacas con tallo verde	ud.
	Número de estacas con callo	ud.
Enraizamiento (%)	Número de estacas con raíz	ud.
	Número de raíces primarios por estaca	ud.
	Largo de raíz primario por estaca	cm
	Número de hojas verdaderas por estaca	ud.
	Largo de hojas verdaderas por estaca	cm

g. Análisis experimental

Los resultados obtenidos de las unidades experimentales, fueron sometidos a un Análisis de Varianza (ANOVA) para diseños con estructura factorial de tratamientos, excepto el resultado del parámetro sobrevivencia que fue sometido a la prueba de Kruskal Wallis, mediante los cuales se determinaron si existió alguna diferencia estadística en los factores y su interacción (tratamientos). Las diferencias dentro de cada factor y tratamiento se estimaron mediante la prueba de Tukey y la prueba de Kruskal Wallis con un nivel de significancia de 95 % (Ochoa, 2007).

En la mayoría de los parámetros fue necesario realizar transformaciones previas al ANOVA, ya que estos no cumplieron con los supuestos del análisis de homogeneidad de varianza (Tabla 6). Los datos transformados para cada parámetro se señalan en el Anexo 11.

Tabla 5. Fórmulas de transformación para el supuesto de homogeneidad.

Ítem	Fórmulas
1.-	$\arccos \sqrt{\frac{x}{100}}$
2.-	$\arccos \sqrt{\frac{(x-1)}{6}}$
3.-	$\text{Log}_{10}(x) , \text{Log}_{10}(1+x) , \text{Log}_{10}(1+x)*10$
4.-	$\sqrt{1+\frac{1}{2}}$

Fuente: Ochoa, 2007.

V. RESULTADOS

Los resultados de esta investigación son presentados, en base a los objetivos planteados en la propagación de estacas de *K. lanceolata* (Figura 4-14).

5.1. Efecto de las diferentes condiciones controladas

a. Porcentaje de sobrevivencia

Al realizar la prueba de Kruskal Wallis para la interacción de los factores (hormona * sustrato), no se hallaron diferencias significativas ($p=0,002$), para el parámetro porcentaje de sobrevivencia (Anexo 12).



Figura 4. Establecimiento del ensayo de propagación de *K. lanceolata*.

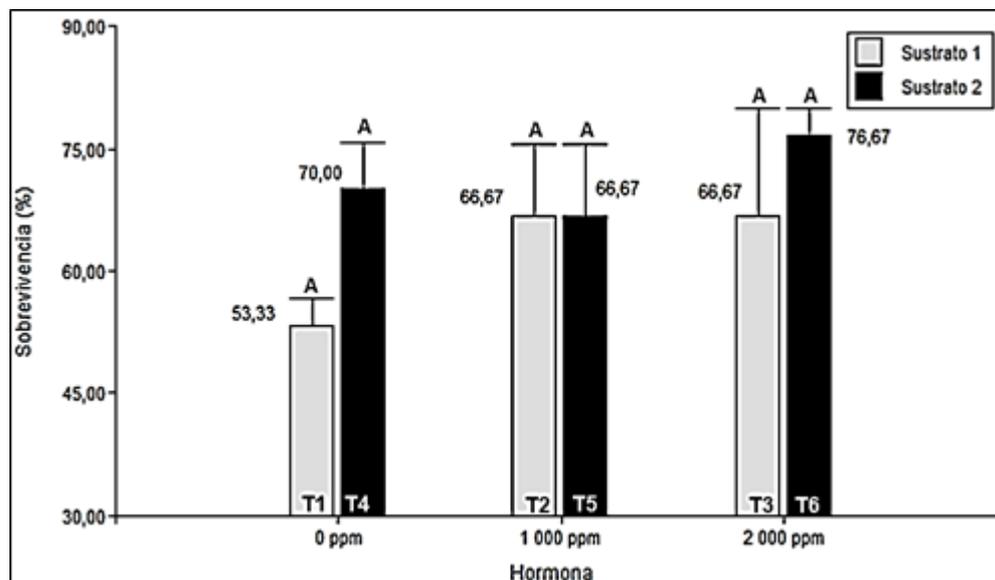


Figura 5. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre el porcentaje de sobrevivencia de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Nota. - Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos T1, T4; T2, T5; T3, T6 en la Prueba de Kruskal Wallis.

En el parámetro porcentaje de sobrevivencia, no se observó diferencias

significativas, entre el efecto de la interacción de los tratamientos (T1-T6). La mayor sobrevivencia se obtuvo con el tratamiento T4 (70 %) y T6 (76,67 %).

No obstante, la sobrevivencia de estacas se va ver desnivelado con el T1. Por otro lado, los tratamientos T2, T3 y T5, alcanzaron buenos valores (66,67 % de sobrevivencia). Por lo que el uso de los tratamientos (T1-T6), para promover un mayor porcentaje de sobrevivencia, en estacas de *K. lanceolata* no tendría efecto significativo (Figura 5).

b. Porcentaje de enraizamiento

Al ejecutar el ANOVA de la interacción de los factores (hormona*sustrato), se aprecia una diferencia altamente significativa ($p=0,002$), para el parámetro porcentaje de enraizamiento. El valor de 27,38 % del CV, señala que el grado de dispersión de las observaciones, en torno de la media poblacional, fue confiable para el estudio estadístico (Anexo 13-14, 16).



Figura 6. Porcentaje de enraizamiento en estacas de *K. lanceolata*.

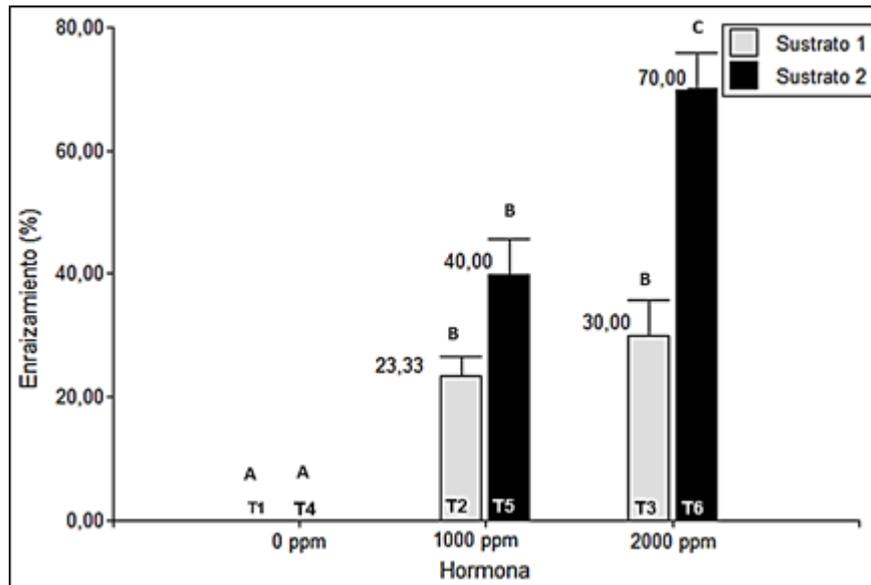


Figura 7. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre el porcentaje de enraizamiento en estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Nota. - Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos, en el Test de Tukey (Anexo 15)

La interacción del tratamiento (T3 y T6) sobre el porcentaje de enraizamiento, fue altamente significativa. Sin embargo, no existieron diferencias significativas entre las interacciones del resto de los tratamientos. Se observó, que el mayor porcentaje de estacas enraizadas se logró con el tratamiento T6 (70 %), siendo este superior al resto de los tratamientos (Figura 7).

c. Número de raíces principales

Para el parámetro número de raíces, al realizar el ANOVA de la interacción hormona*sustrato se halló diferencias altamente significativas ($p=0,0001$). El CV (7 %), permite afirmar que los datos son confiables (Anexo 13-14).



Figura 8. Formación de raíces en estacas de *K. lanceolata*.

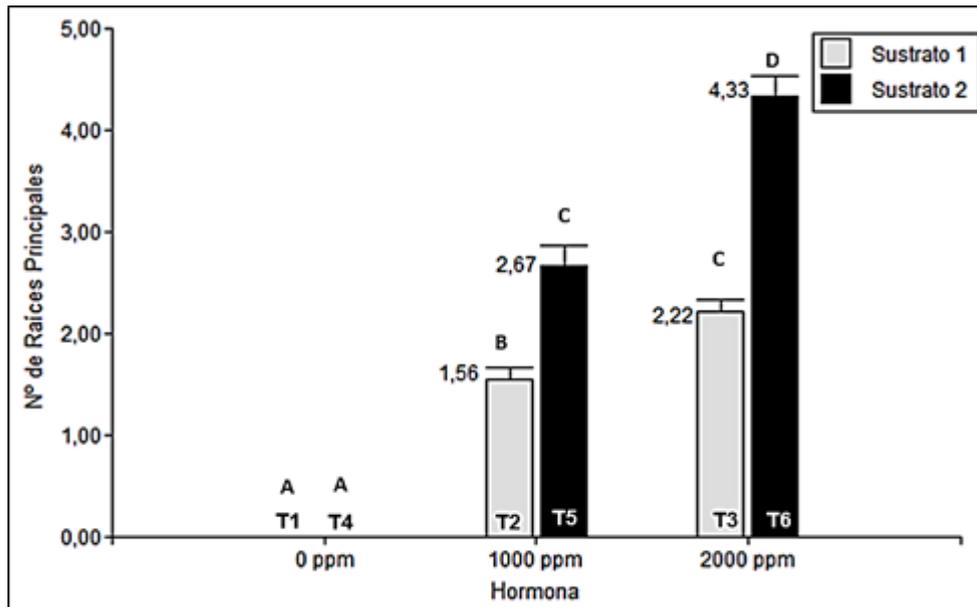


Figura 9. Influencia de la interacción de los tratamientos en la formación de número de raíces en estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Notas. - Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos T1, T4; T2, T5; T3, T6 en el Test de Tukey. Cálculo de diferencias estadísticas para $\text{Log}_{10} (\text{N}^\circ \text{ raíces} + 1)$ (Anexo 15).

En la Figura 9, se aprecia que los tratamientos T2 y T6 son estadísticamente significativas, es decir, los efectos de las mismas son diferenciales para esta especie. Un mayor número de raíces se obtiene al utilizar el tratamiento T6. En la interacción entre los tratamientos testigos (T1 y T4) no se apreciaron diferencias significativas en la formación de número de raíces de estacas de *K. lanceolata*.

d. Longitud de raíces principales

En el análisis de varianza de interacción de los factores (hormona*sustrato), se encontró diferencias altamente significativas ($p=0,0001$), para el parámetro longitud de raíces. Se considera que el valor (2,34 %), del CV es apropiado y confiable para el tipo de investigación realizada (Anexo 13-14).



Figura 10. Crecimiento de la longitud de raíces en estacas de *K. lanceolata*.

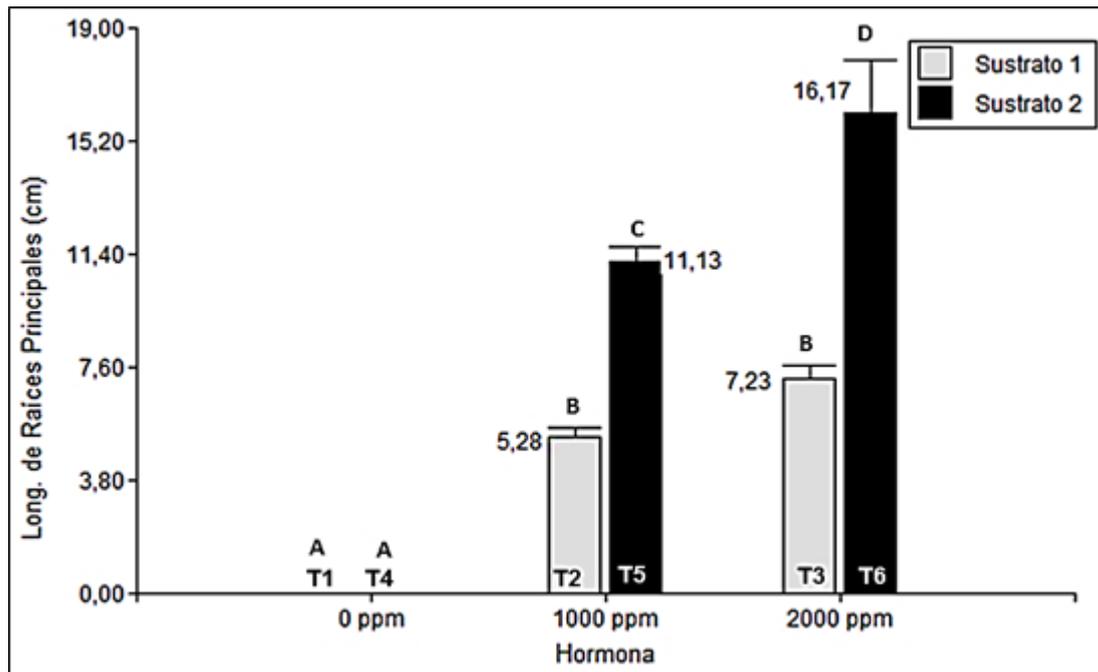


Figura 11. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre el crecimiento de la longitud de raíces en estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Notas. - Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos T1, T4; T2, T5; T3, T6 en el Test de Tukey. Cálculo de diferencias estadísticas para $\text{Log}_{10} ((\text{Long. raíces} + 1) * 10)$ (Anexo 15).

En esta figura (Figura 11), acerca de la longitud de raíces principales, la interacción de los tratamientos (T5, T6) fue significativa a una concentración de 1 000 y 2 000 ppm de AIB, es decir, el efecto del sustrato 2 (S2: arena 35 % + suelo negro 25 % + materia orgánica de *P. radiata* 40 %) es diferencial para estas concentraciones, que para el resto. El tratamiento T6 alcanzó el valor más alto (16,17 cm), siendo la mejor para estimular el crecimiento de la longitud de raíces de estacas de *K. lanceolata*.

e. Número de hojas

Para fortalecer los resultados de enraizamiento, adicionalmente se evaluó el desarrollo aéreo (número y longitud de hojas).

Al ejecutar el análisis de varianza, se puede apreciar que la interacción de los factores no es significativa ($p=0,65$), para el parámetro número de hojas. Se considera que el valor (7,92 %) del coeficiente de variación, es apropiado para el tipo de investigación realizada (Anexo 13-14).



Figura 12. Formación de número de hojas en estacas de *K. lanceolata*.

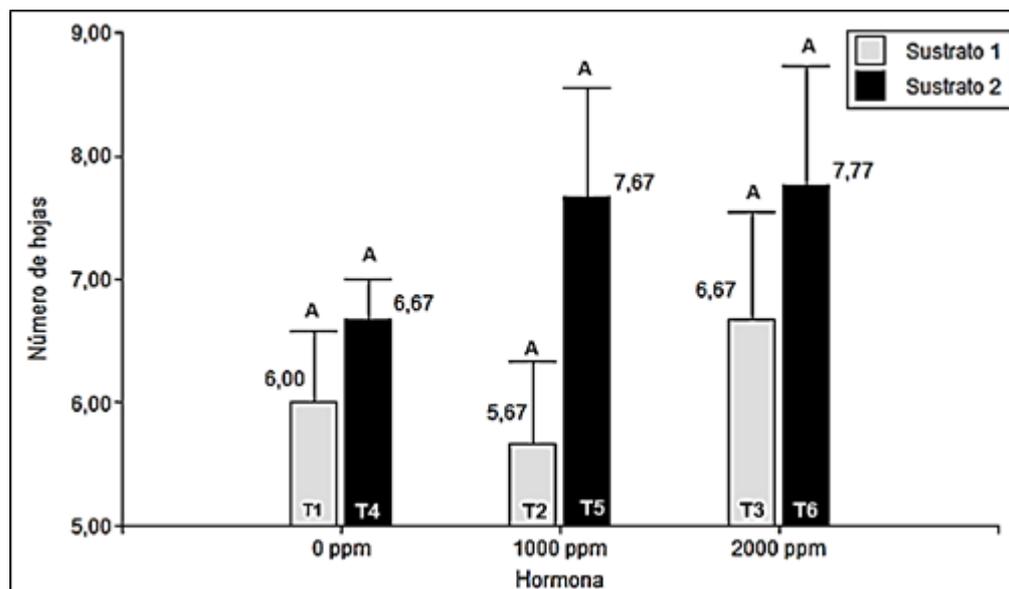


Figura 13. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre la formación de número de hojas en estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Nota. Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos T1, T4; T2, T5; T3, T6 en el Test de Tukey. Cálculo de diferencias estadísticas para $\text{Log}_{10} (N^{\circ} \text{ hojas} + 1)$ (Anexo 11, 15).

Mediante el test de Tukey al 5 %, se precisó que la interacción entre los tratamientos (T1-T6) no tiene incidencias significativas, para el parámetro número de hojas. Los valores más altos se obtuvieron con los tratamientos T5 (7,67 hojas) y T6 (7,77 hojas). Se aprecia que el uso de las concentraciones hormonales de AIB no influye en la formación de número de hojas cuando se maneja el enraizamiento con los sustratos propuestos (Figura 13).

f. Longitud de hojas

Al analizar el ANOVA de la interacción de los factores (hormona*sustrato), no se encontraron diferencias significativas ($p=0,13$), para el parámetro longitud de hojas. Se considera que el valor (5,06 %) del coeficiente de variación es apropiado para el tipo de investigación realizada (Anexo 13-14).



Figura 14. Crecimiento de la longitud de hojas en estacas de *K. lanceolata*.

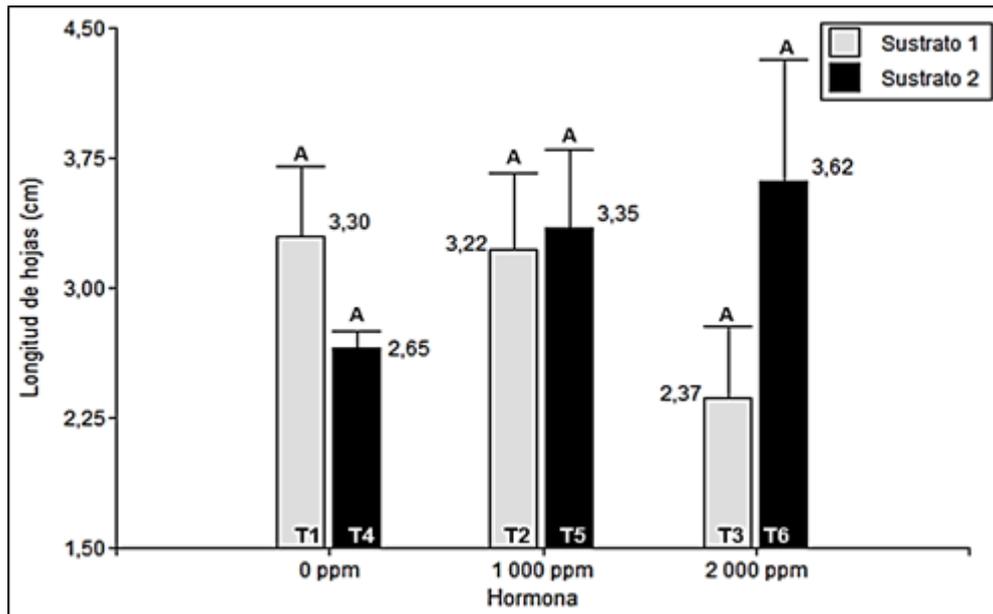


Figura 15. Influencia de la interacción de los tratamientos sobre el crecimiento de la longitud de hojas en estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Notas. - Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos T1, T4; T2, T5; T3, T6 en el Test de Tukey. Cálculo de diferencias estadísticas para $\text{Log}_{10} ((\text{Long. hojas}+1) * 10)$ (Anexo 11, 15).

En relación a la longitud de hojas, se aprecia que la interacción de los tratamientos de T1 a T6, no tienen incidencias significativas a concentraciones de 0, 1 000 y 2 000 ppm de AIB cuando se emplean ambos sustratos (S1: suelo negro y S2: arena + suelo negro + materia orgánica de pino). Se observa, una menor longitud de hojas en los tratamientos T3 y T4. Por el contrario, al aplicar 2 000 ppm de AIB y al disponer el sustrato S2 se logra una mayor de longitud de hojas (T6), en consecuencia, la interacción de las concentraciones de AIB más sustratos no intervienen positivamente en el crecimiento de la longitud de hojas de estacas de *K. lanceolata* (Figura 15).

5.2. Efecto de las concentraciones hormonales de AIB

a. Porcentaje de sobrevivencia y enraizamiento

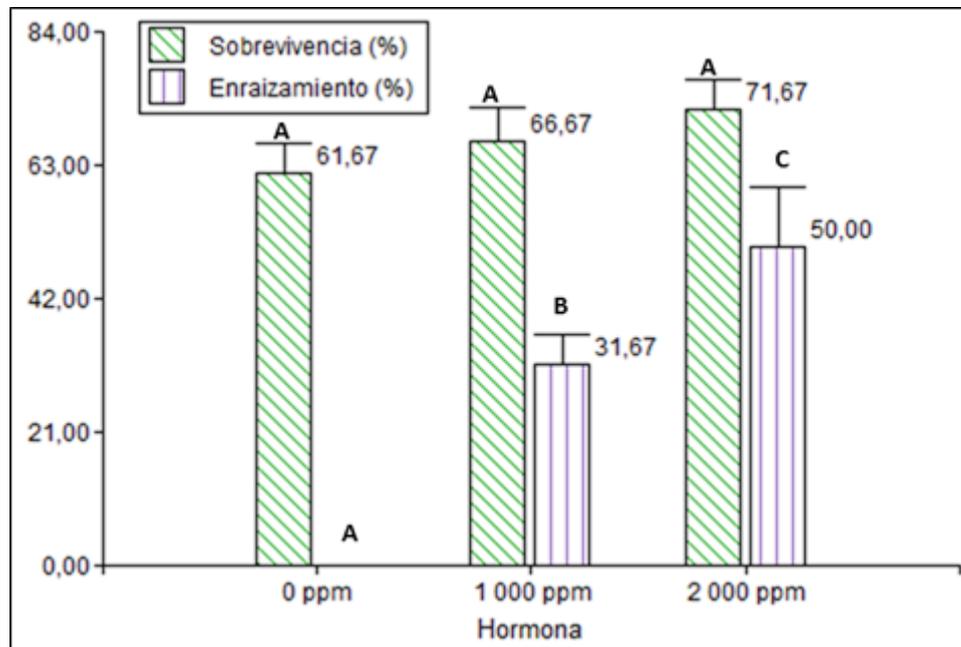


Figura 16. Influencia de las concentraciones hormonales de AIB en la sobrevivencia y enraizamiento de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.
Nota. - Letras iguales no muestran diferencias significativas entre las concentraciones de AIB en la Prueba de Kruskal Wallis. (Anexo 12).

En la Figura 16, se visualiza que la mayor sobrevivencia se obtuvo a 2 000 ppm de AIB y la menor sobrevivencia a 0 ppm de AIB. No existiendo diferencias significativas entre los efectos de las distintas concentraciones.

Los mejores porcentajes de enraizamiento se lograron con 1 000 y 2 000 ppm de AIB (31,67 % y 50 %, respectivamente), se halló diferencias estadísticas entre ellas. Además, estas concentraciones son significativamente mejores que el testigo (0 ppm de AIB) (Figura 16).

b. Número y longitud de raíces principales

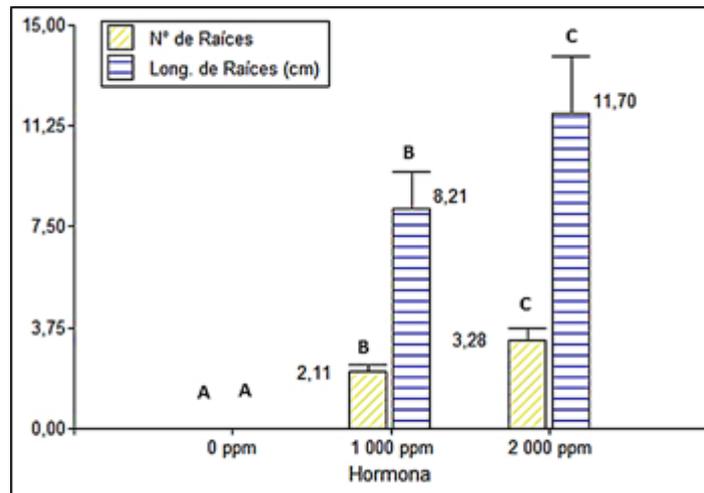


Figura 17. Influencia de las concentraciones hormonales de AIB sobre la formación de número de raíces y crecimiento de la longitud de raíces de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Notas. - Letras iguales no muestran diferencias significativas entre las concentraciones 0, 1 000 y 2 000 ppm de AIB en el Test de Tukey. Cálculo de diferencias estadísticas para, $\text{Log}_{10} (\text{N}^{\circ} \text{ raíces} + 1)$ y $\text{Log}_{10} ((\text{Long. raíces} + 1) * 10)$ (Anexo 11, 15).

En relación a la Figura 17, se puede observar diferencias significativas entre las tres concentraciones, encontrándose los valores más altos a concentraciones de 1 000 y 2 000 ppm de AIB, respecto al testigo (0 ppm). Los valores observados a estas concentraciones son significativamente superiores a 0 ppm de AIB. En consecuencia, la aplicación de AIB, produciría un efecto positivo en la formación del número de raíces de estacas de *K. lanceolata*, principalmente cuando se utiliza 2000 ppm de AIB (Tabla 13).

Con respecto a la longitud de raíces, en la Figura 17, se puede observar diferencias significativas entre las tres concentraciones, encontrándose los valores más altos a concentraciones de 1 000 y 2 000 ppm de AIB en comparación con el testigo (0 ppm). Los valores observados a estas concentraciones son significativamente superiores al testigo. Por ende, el uso de AIB, es efectivo para promover el crecimiento de la longitud de raíces en estacas de *K. lanceolata*, principalmente el uso de 2000 ppm de AIB.

c. Número y longitud de hojas principales

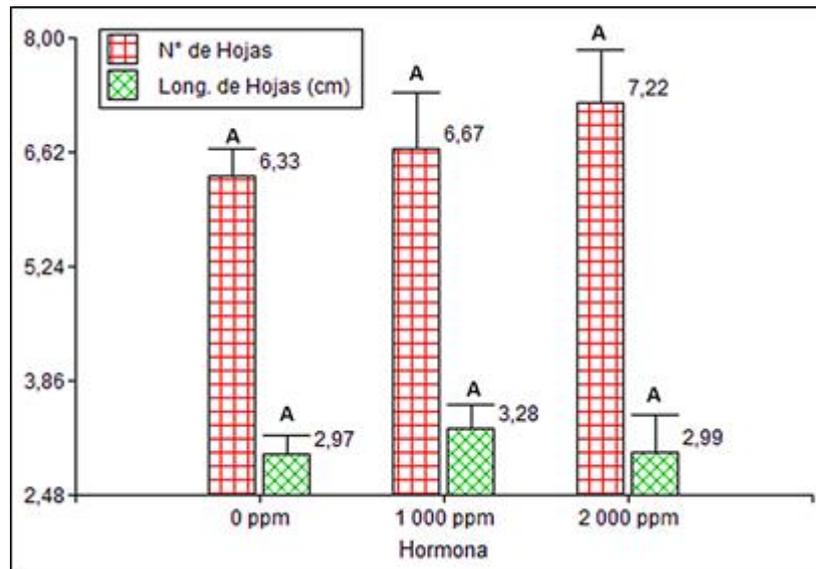


Figura 18. Influencia de las concentraciones hormonales de AIB sobre la formación de número de hojas y crecimiento de la longitud de hojas de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Notas. - Letras iguales no muestran diferencias significativas entre las concentraciones 0, 1 000 y 2 000 ppm de AIB en el Test de Tukey. Cálculo de diferencias estadísticas para $\text{Log}_{10} (\text{N}^\circ \text{ hojas}+1)$ y $\text{Log}_{10} ((\text{Long. hojas}+1) * 10)$ (Anexo 11, 15).

Considerando el número de hojas, no se hallaron diferencias significativas entre los efectos de las distintas concentraciones para este parámetro. El mayor valor se logró a 1 000 ppm de AIB y un valor menor a 2 000 ppm de AIB (7,22 y 6,33 hojas, respectivamente). Por tanto, el uso de AIB no influyó en la formación del número de hojas de estacas de *K. lanceolata* (Figura 18).

En relación a la longitud de hojas, el mejor resultado se obtuvo a una concentración de 1 000 ppm de AIB (3,28 cm). Sin embargo, no se encontró diferencias significativas entre los efectos de las tres concentraciones para el parámetro evaluado. Por lo que, la aplicación de AIB no influyó en el crecimiento de la longitud de hojas de estacas de *K. lanceolata* (Figura 18).

5.3. Efecto de los sustratos

a. Porcentaje de sobrevivencia y enraizamiento

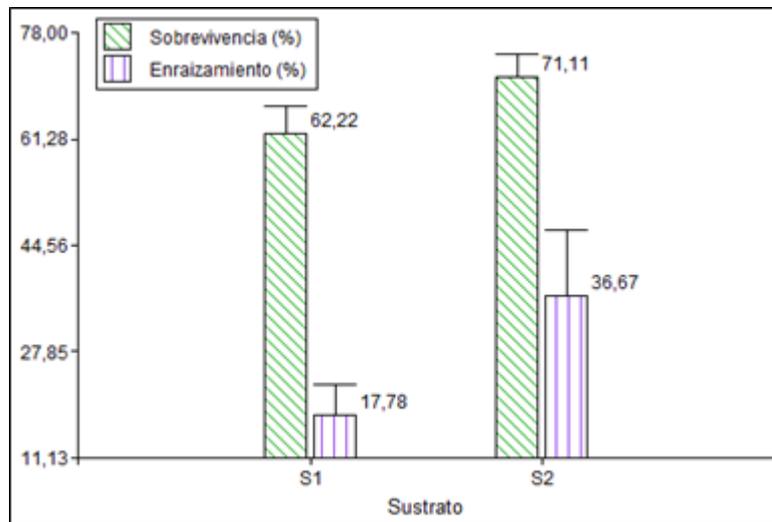


Figura 19. Influencia de los sustratos en la sobrevivencia y enraizamiento de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Notas. Prueba de Kruskal Wallis (Anexo 12).

Con respecto al efecto de los tipos de sustrato, el mayor porcentaje de sobrevivencia se obtuvo en el sustrato S2 de Ar 35 % + Sn 25 % + MoP 40 % (71,11 %) y el menor porcentaje de estacas vivas en el sustrato S1 de suelo negro 100 % (62,22 %), no encontrándose diferencias significativas entre los efectos de los sustratos. Por lo tanto, el uso de los mismos, para promover un mayor porcentaje de estacas vivas no tendría efecto (Figura 19).

En la Figura 19, se aprecia que la mejor respuesta se obtuvo con el sustrato S2 (arena 35 % + suelo negro 25 % + materia orgánica de *Pinus radiata* 40 %), con 36,67 % de estacas enraizadas. Este, fue significativamente mejor que el testigo (suelo negro 100 %).

b. Número y longitud de raíces principales

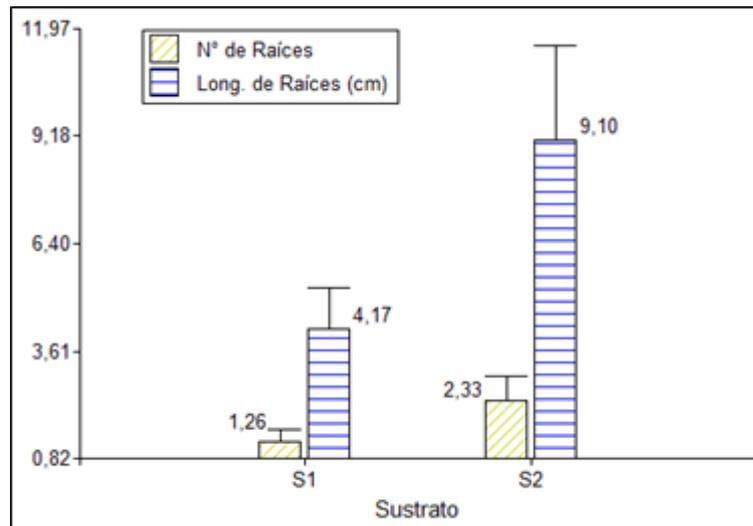


Figura 20. Influencia de los sustratos en la formación de número de raíces y crecimiento de la longitud de raíces de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Notas. ANOVA de un factor, calculado para $\text{Log}_{10} (\text{N}^{\circ} \text{ raíces} + 1)$ y $\text{Log}_{10} ((\text{Long. raíces} + 1) * 10)$ (Anexo 11, 14).

Para el parámetro número de raíces, se halló diferencias significativas entre los efectos de los distintos sustratos, obteniendo un valor mayor de raíces al emplear el sustrato S2 (2,33 raíces), comparativamente superior a lo obtenido para el sustrato S1 (Figura 20).

La longitud de raíces tuvo un mayor crecimiento con el empleo del sustrato S2, encontrándose diferencias significativas, respecto al testigo (S1). Entonces, se manifiesta que el empleo de la mezcla del Sustrato 2 (S2: arena 35 % + suelo negro 25 % + materia orgánica de *P. radiata* 40 %), favorece positivamente el crecimiento de la longitud de raíces de estacas de *K. lanceolata* (Figura 20).

c. **Número y longitud de hojas principales**

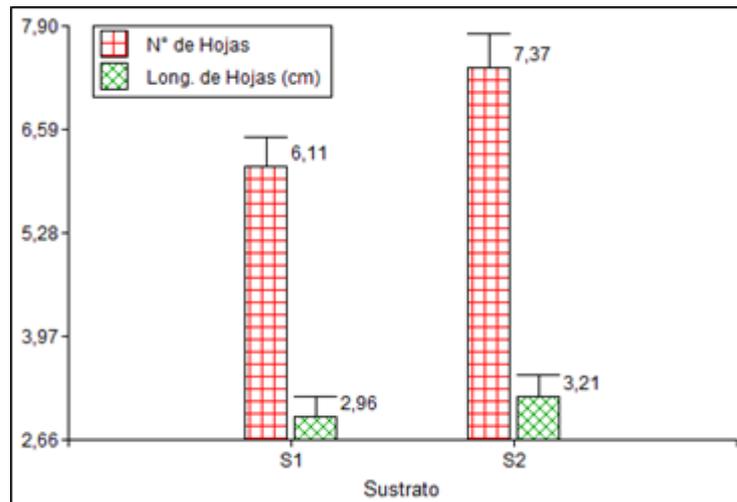


Figura 21. Influencia de los sustratos en la formación de número de hojas y crecimiento de la longitud de hojas de estacas de *K. lanceolata*, a los 120 días.

Notas. ANOVA de un factor, calculado para $\text{Log}_{10} (\text{N}^{\circ} \text{ hojas} + 1)$ y $\text{Log}_{10} ((\text{Long. hojas} + 1) * 10)$ (Anexo 11, 14).

En cuanto a la formación de número de hojas, se encontró diferencias significativas entre ambos sustratos (S1 y S2). Se aprecia que el sustrato 2 (S2: arena 35 % + suelo negro 25 % + materia orgánica de *Pinus radiata* 40 %), promueve mayor número de hojas en las estacas de *K. lanceolata* (Figura 21).

En relación a la Figura 21, acerca de la longitud de hojas principales, el sustrato S2 (arena 35 % + suelo negro 25 % + materia orgánica de *Pinus radiata* 40 %), presentó un valor superior al sustrato S1 (suelo 100 %) de 3,21 cm de longitud. No obstante, no se halló diferencias significativas entre ellas. En consecuencia, el empleo de los sustratos propuestos, no intervienen en el crecimiento de la longitud de hojas de estacas de *K. lanceolata*.

Acorde a los resultados obtenidos en la presente investigación, y bajo las condiciones que ésta se llevó a cabo, se confirma que la propagación vegetativa mediante estacas de tallo subapical es factible de aplicar con una gran probabilidad de éxito en lloque "*Kageneckia lanceolata*", por lo cual se aceptan las hipótesis planteadas que se describe a continuación:

5.4. Efecto de las diferentes condiciones controladas

Ho: Las diferentes condiciones controladas no influyen positivamente en el enraizamiento de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav.

Ha: Las diferentes condiciones controladas influyen positivamente en el enraizamiento de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav.

Sig.= 0,002 < 0,05 entonces se acepta la Ha (Anexo 14)

Con un nivel de significación del 5 % se puede decir que existe evidencia significativa de que las diferentes condiciones controladas influyen en el enraizamiento de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., la capacidad de enraizamiento de estacas de lloque, fue estadísticamente significativo y comparativamente mayor para el tratamiento 6 (T6: 2 000 ppm de AIB + arena 35 % + suelo negro 25 % + materia orgánica de *P. radiata* 40 %), que para el resto de los tratamientos.

5.5. Efecto de las concentraciones hormonales de AIB

Ho: La concentración hormonal de ácido indolbutírico (AIB) a 2 000 ppm no influye positivamente en el enraizamiento de las estacas subapicales de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., que el resto de las concentraciones.

Ha: La concentración hormonal de ácido indolbutírico (AIB) a 2 000 ppm influye positivamente en el enraizamiento de las estacas subapicales de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., que el resto de las concentraciones.

Sig.= 0,0001 < 0,05 entonces se acepta la Ha (Anexo 13)

Con un nivel de significación del 5% se puede decir que existe evidencia significativa de que la concentración hormonal de ácido indolbutírico a 2 000 ppm influye en el enraizamiento de las estacas subapicales de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., que el resto de las concentraciones. La capacidad de enraizamiento se mejoró considerablemente con su aplicación.

5.6. Efecto de los sustratos

Ho: El sustrato compuesto de 35 % de arena, 25 % de suelo negro y 40 % materia orgánica de *Pinus radiata* no influye positivamente en el enraizamiento de las estacas subapicales de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav.

Ha: El sustrato compuesto de 35 % de arena, 25 % de suelo negro y 40 % materia orgánica de *Pinus radiata* influye positivamente en el enraizamiento de las estacas subapicales de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav.

Sig.= 0,0002 < 0,05 entonces se acepta la Ha (Anexo, 13)

Con un nivel de significación del 5% se puede decir que existe evidencia significativa de que el sustrato compuesto de 35 % de arena, 25 % de suelo negro y 40 % materia orgánica de *Pinus radiata* influye en el enraizamiento de las estacas subapicales de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav. La capacidad de enraizamiento se mejoró considerablemente con su uso.

VI. DISCUSIÓN

En *Kageneckia lanceolata*, no existen estudios específicos de propagación vegetativa por estacas, tampoco de respuesta al ácido indolbutírico (AIB) y sustratos, que pudieran haber permitido contrastar los resultados obtenidos en este ensayo. Sin embargo, si existen ensayos realizados en especies leñosas de la familia Rosaceae.

6.1. Efecto de las diferentes condiciones controladas

Con respecto, a las diferentes condiciones controladas sobre el enraizamiento de *K. lanceolata* la utilización del tratamiento T6 influyo significativamente en el enraizamiento (70 %), número (4,33 raíces) y longitud de raíces (16,17 cm) (Figura 7, 9, 11). No obstante, los resultados reportados por Mansilla (2004), para estaquillas de *E. Virgata*, con distintos tratamientos (0 a 3 000 ppm de AIB + 50 % gravilla + 50 % musgo turboso), no causaron mejora significativa en el porcentaje de enraizamiento (88 % en promedio); el tratamiento con 2 000 ppm de AIB causó un efecto significativo en el número (22 raíces) y longitud de raíces (39 cm), que en las estaquillas del control (9 raíces y 32 cm, respectivamente), no encontrándose diferencias significativas entre el resto de tratamientos. Aunque, el porcentaje de enraizamiento obtenido fue buena, al igual que la tasa de sobrevivencia y el porcentaje de estacas con callo (Anexo 11), posiblemente ello sugiere que hubiera aumentado la capacidad rizogénica de prolongarse el tiempo de duración del ensayo (Doll et al., 2013).

Por otro lado, la edad de la planta madre y el tipo de material utilizado (estacas subapicales) fueron factores determinantes para el éxito de enraizamiento. Hartmann y Kester (1998), señalan que, en los sectores

apicales de las ramas de plantas jóvenes, existiría una mayor concentración de sustancias endógenas que en sectores subapicales, debido que este tipo de tejido es menos diferenciado y existirían más células capaces de tornarse meristemáticas.

Posiblemente la época del año de recolección de las estacas, también pudo haber intervenido; al respecto existen algunas discrepancias. Hartmann et al. (1990) manifiestan que la estación adecuada para la colecta de estacas varía entre especies y está especialmente asociado con la condición fisiológica del material recolectado. Baldini (1992), sostiene que estacas leñosas recolectadas en otoño enraízan mejor que las colectadas en invierno. Por el contrario, las estacas cosechadas en verano, también enraízan óptimamente, especialmente cuando éstas han sido recolectadas en enero y febrero, así lo demuestran Rodríguez y Maldonado (1997), en un ensayo realizado para *E. rubra*, donde alcanzaron valores cercanos al 90% de estacas enraizadas. En la presente investigación las estacas fueron recolectadas a comienzos de febrero, por lo que sería recomendable ensayar en la época de otoño e primavera.

En relación al porcentaje de sobrevivencia el resultado obtenido (76,67 %) con el tratamiento T6 fue ligeramente menor (Figura 5); al tratamiento T3 que favoreció significativamente el porcentaje de sobrevivencia (80 %) de brotes aéreos de *B. incana* (Enríquez, 2015). En general, la sobrevivencia obtenida fue buena que alcanzó cerca del 70 % (Anexo 11). No obstante, esta hubiera sido mayor de no presentarse la alta tasa de temperatura (28,98 °C) y baja humedad relativa (48,48 %) al inicio del ensayo (Tabla 7). Al respecto, Hartmann y Kester (1997) señalan que la temperatura superior a 28 °C al

interior del propagador, aumenta la transpiración del tejido vegetal y, por lo tanto, la deshidratación de las estacas.

Con respecto, al número (7,77 hojas) y longitud de hojas (3,62 cm), todos los tratamientos no produjeron un efecto significativo en estacas de *K. lanceolata*. Los tratamientos T5 y T6 favorecieron las características fenotípicas presentaron aspecto y tamaño excelentes, diferenciados por hojas grandes y brillantes, con tallos firmes y vigorosos (Figura 12). Estos resultados concuerdan con lo manifestado por Enríquez (2015), que el tratamiento T3, no causó un efecto significativo en la formación de número de brotes (1,86) y crecimiento de la longitud de las mismas (6,69 cm) en brotes aéreos de *B. incana*. El buen desarrollo aéreo de *K. lanceolata*, pudo corresponder a la alta tasa de temperatura presente al inicio del ensayo. Al respecto, Hartmann y Kester (1997) mencionan que las temperaturas superiores a 28 °C, estimulan la brotación de yemas con anticipación al desarrollo de las raíces. De acuerdo a Hartmann y Kester (1998); Martínez (2009); Cerdá y UPM (2013) la formación de nuevas hojas habría promovido una mayor producción de sustancias orgánicas, principalmente cofactores mediante la fotosíntesis, de gran importancia para la formación y el desarrollo del sistema radicular.

6.2. Efecto de las concentraciones hormonales de AIB

Referente a las concentraciones hormonales de ácido indolbutírico (AIB) en la rizogénesis de estacas de *K. lanceolata*, la aplicación de 2 000 ppm de AIB afectó significativamente el porcentaje de enraizamiento (50 %), número (3,28 raíces) y longitud de las mismas (11,70 cm) (Figura 16 y 17). Respecto al efecto del AIB en estacas de la familia Rosaceae presentaron tasas de enraizamiento variables. Así Mansilla (2004), sostiene que al incrementar la

concentración de 0 a 2 000 ppm de AIB, aumentó significativamente el número raíces (25) en tres especies del género *Escallonia* y la longitud de raíces (5,2 cm) en *E. xhybrida*, sin embargo, no se encontró diferencias significativas para el porcentaje de enraizamiento (95 %) en las tres especies. Por otra parte, en un ensayo realizado por Rodríguez y Maldonado (1997) citado por Mansilla (2004), en *E. rubra*, demostraron que las estacas tratadas con AIB mejoraron levemente el porcentaje de enraizamiento (90 %), especialmente cuando éstas han sido recolectadas de las plantas madres entre enero-febrero, no observándose diferencias significativas entre estacas tratadas con AIB y las que no lo estaban.

El bajo enraizamiento de *K. lanceolata*, se podría asociar a una baja concentración de sustancias promotoras de enraizamiento en las estacas (Figura 7). De acuerdo a Hartmann y Kester (1998); Davies (1983), los factores endógenos son importantes en la capacidad rizogénica de las estacas.

Se observó que las estaquillas de las especies del género *Escallonia* son de fácil enraizamiento, que incluso no requieren de aplicación de hormona para promover la formación de raíces, su aplicación mejoró significativamente la calidad del sistema radicular en relación al testigo (0 ppm de AIB). Ocurre todo lo contrario con *K. lanceolata*, sin embargo, el uso de AIB a 2 000 ppm, al igual que en *Escallonia*, mejoró significativamente el número y la longitud de las raíces. Al respecto, Hartmann y Kester (1995), manifiestan que las auxinas a dosis adecuadas, aumentan el número y la calidad de las raíces formadas y mejoran la uniformidad del enraizamiento.

Con respecto, a la sobrevivencia de estacas de *K. lanceolata*, destacó la concentración de 2 000 ppm de AIB con un 71,67 % de estacas vivas (Figura 19), este fue menor; a los valores de sobrevivencia (100 %, 0 ppm y 98 %, 2 000 ppm), reportados por Mansilla (2004) para tres especies del género *Escallonia* (*E. rubra*, *E. virgata* y *E. xhybrida*). Se observó que sobrevivieron y enraizaron las estacas de mayor diámetro (Anexo 11). Esto probablemente fue debido a la disponibilidad de nutrientes y carbohidratos provenientes de las reservas acumuladas en las estacas y en las hojas (Hartmann et al., 1990; Gutiérrez, 1995).

Las concentraciones de 0 a 2 000 ppm de AIB, no ocasionaron un efecto notable en el número y longitud de hojas (Figura 18). El AIB a 2 000 ppm, favoreció la formación de un mayor número de hojas (7,22), igualmente las características fenotípicas, las cuales presentaron aspecto excelente, caracterizadas por hojas brillantes, con tallos firmes y vigorosos. De forma similar, Enríquez (2015) reportó que la aplicación de 5 ppm de AIB, no causó un efecto significativo en el desarrollo del número (8) y longitud de hojas (4,55 cm) de brotes aéreos de *B. incana*. La no influencia del ácido indolbutírico, podría deberse a su función de inhibición de yemas laterales (Leopold y Kridemann, 1975). También, podría atribuirse al equilibrio entre auxinas y citocininas, pues permitiría obtener mejores resultados radiculares y aéreos (Hartmann y Kester, 1998). De acuerdo a Xavier, Santos y Oliveira (2003), la presencia de hojas en una estaca estimula el enraizamiento, debido a que suministra carbohidratos y hormonas.

6.3. Efecto de los sustratos

En cuanto, a los sustratos en la inducción de raíces de estacas de *K. lanceolata*, el empleo del sustrato S2 mejoró significativamente el enraizamiento (36,67 %), número (2,23 raíces) y longitud de raíces (9,10 cm) (Figura 19, 20). Estos resultados coinciden con lo encontrado por Quinteros (2014) y Mamani (2016), quienes señalan que el empleo del sustrato a4, mejoró significativamente el porcentaje de enraizamiento (28,50 % y 35 %, respectivamente) y el crecimiento de la longitud de raíces (13,33 cm y 13,17 cm, respectivamente), mientras, que el número de raíces fue significativo (4,50 y 4,67), con el uso del sustrato a1, que en los esquejes de *Polylepis* tratados con el sustrato a4. La disponibilidad de oxígeno en el sustrato S2 fue buena. Al respecto Wright (1964); Loach (1988), dicen que es posible que se deba al mejor balance entre aireación y humedad de las partículas de arena, suelo negro y materia orgánica empleada, al influir en la disponibilidad de oxígeno que puede haber en la base de la estaca, el cual, funciona como un receptor de electrones en la respiración e influye en la bioquímica de la mitosis, lo cual permite la expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de raíces (Haising, 1986).

El sustrato empleado (S2) posee buena capacidad de retención de agua que fue esencial para mantener la presión de turgencia, lo cual también permite la expansión celular (Pimentel, 2009). Además, se observó un buen desarrollo en número y longitud del sistema radicular. Hartmann y Kester (1998), sostienen que estacas enraizadas en una mixtura de arena y musgo turboso o de perlita, desarrollan raíces delgadas, flexibles y muy ramificadas, siendo más convenientes para luego ser trasplantadas (Figura 10).

La sobrevivencia de estacas de *K. lanceolata* obtenida con el uso del sustrato S2 fue ligeramente mayor (71,11 % de estacas vivas) (Figura 16); al sustrato A1 que mejoró significativamente el porcentaje de sobrevivencia (68,40 %) de estacas de *B. incana* (Guairacaja, 2013). La tasa de sobrevivencia alcanzada, posiblemente ha sido influida por el nivel térmico del sustrato. Según Cerdá y UPM (2013), si está fue superior a 23 °C dificulta la buena respiración, generando que la base de las estacas se fermente. Sintomatología similar fue observada al monitorear y evaluar el ensayo a los 30 días.

El sustrato S2, mejoró significativamente la formación de número hojas (7,37 hojas) y promovió mayor crecimiento de la longitud de la misma (3,21 cm) (Figura 21). Además, favoreció el aspecto y tamaño, caracterizados por hojas grandes y brillantes, con tallos firmes y vigorosos. No obstante, el resultado reportado por Guairacaja (2013) para el sustrato A4 no causó un efecto significativo en la formación de número (8,10 hojas) y longitud de hojas (4,50 cm) de estacas de *B. incana*. La mezcla de los sustratos en proporciones adecuadas, tal como, se menciona es este ensayo y en otras investigaciones son medios óptimos que favorecen significativamente, no solo el porcentaje de sobrevivencia y enraizamiento, sino también el desarrollo aéreo de las estacas y estaquillas de la familia Rosaceae. Según Guairacaja (2013), son de buena calidad por sus características físicas y químicas.

VII. CONCLUSIONES

De acuerdo a los objetivos y resultados obtenidos en la presente investigación y bajo las condiciones que ésta se llevó a cabo, se puede concluir lo siguiente:

- La capacidad de enraizamiento (70 %), la formación de número (4,33 raíces/estaca) y longitud de raíces (16,17 cm), de estacas de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., fue estadísticamente significativo ($p=0,002$) y comparativamente mayor para el tratamiento 6 (T6: 2 000 ppm de AIB + arena 35 % + suelo negro 25 % + materia orgánica de *P. radiata* 40 %), que para el resto de tratamientos.
- La utilización de ácido indolbutírico (AIB), en concentración de 2 000 ppm incidió significativamente ($p=0,001$) en el desarrollo rizogénico y en la formación y crecimiento del sistema radicular de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., logrando un 50 % de estacas enraizadas, 3,28 raíces/estaca y 11,70 cm de longitud de raíces principales.
- El sustrato 2 (S2: arena 35 % + suelo negro 25 % + materia orgánica de *P. radiata* 40 %), presentó un efecto altamente significativo ($p=0,002$) en la capacidad rizogénica y en la formación y crecimiento del sistema radicular de *Kageneckia lanceolata* Ruiz y Pav., siendo estos 36,67 % de estacas enraizadas; 2,33 unidades de raíces principales con una longitud de 9,10 cm.

VIII. RECOMENDACIONES

- Probar concentraciones de ácido indolbutírico (AIB) mayores a 1 000 ppm y menores a 2 000 ppm, de acuerdo a otras investigaciones, estos producirían efectos similares de enraizamiento en estacas y estaquillas de la familia Rosaceae.
- Realizar ensayos de *K. lanceolata* con diferentes tipos de material de propagación, como, estaquillas juveniles o estacas basales extraídos de plantas jóvenes, de preferencia estacas con diámetros entre 0,80 cm a 1,5 cm., asimismo considerar la época de recolección, según diversas investigaciones en primavera y otoño las plantas donantes se encuentran en condiciones fisiológicas favorables de capacidad de enraizamiento. Además considerar el factor tiempo en las variables (30, 60, 90 y 120 días).
- Realizar la propagación asexual de *K. lanceolata* en túneles de plástico, con condiciones ambientales constantes y estables hasta su desarrollo rizogénico, ello con el fin de evitar la alta variabilidad de resultados.
- En relación al manejo de plagas y enfermedades se sugiere aplicar fungicida natural en todo el proceso del ensayo, con el propósito de reducir el efecto de patógenos en la sobrevivencia y desarrollo rizogénico de las estacas.
- Desarrollar investigación silvícola de *K. lanceolata*, con otras técnicas de multiplicación asexual, como, por ejemplo, el acodo.

IX. ABREVIATURAS

AIB: Ácido Indolbutírico

ANA: Ácido Naftalenoacético

AIA: Ácido Indolacético

bs-MBT: Bosque Seco-Montano Bajo Tropical.

bh-MT: Bosque Húmedo-Montano Tropical.

cc: Centímetros cúbicos

cm: Centímetros

CO₂: Dióxido carbono.

CR: Peligro Crítico.

CV: Coeficiente de Variación.

D.S.: Decreto Supremo.

ee-MBS: Estepa Espinosa-Montano Bajo Subtropical.

EEA: Estación Experimental Agraria.

e-MT: Estepa-Montano Tropical.

FAO: Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.

g: Gramos

ha: Hectárea

INIA: Instituto Nacional de Innovación Agraria.

INRENA: Instituto Nacional de Recursos Naturales.

IUCN: Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza.

Lat.: Latitud.

l: Litro

Long.: Longitud.

m: Metro

meq/l: Miliequivalente por litro

MINAM: Ministerio del Ambiente.

MINAG: Ministerio de Agricultura.

mm: Milímetros

MPC: Municipalidad Provincial de Cusco.

Nº: Número.

NOA: ácido naftoxi-2-acético.

PRONABEC: Programa Nacional de Becas y Créditos Educativos.

ppm: Partes por millón

Pav.: Pavón

S: Sur.

TMA: Temperatura Media Anual.

ud.: Unidad

UPM: Universidad Politécnica de Madrid.

W: Oeste.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguilar Zaruma, G. S. (2015). *Evaluación de tres enraizantes y dos tamaños de cladodios en la propagación asexual de pitahaya amarilla Cereus triangularis (L.) haw.*, en Yantzaza (Bachelor's thesis, Loja: Universidad Nacional de Loja).
- Alcocer-Andino, V. A. (2013). *Evaluación de Cuatro Sustratos y tres Bioestimulantes en el crecimiento de Plántulas de Quishuar (Buddleja incana) en la comunidad María Auxiliadora, parroquia Yaruquíes, provincia de Chimborazo* (Tesis de Bachiller). Recuperado de <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/2791#sthash.ftivPSDbdpuf>
- Almeida, F. D. D., Xavier, A., Dias, J. M. M., & Paiva, H. N. (2007). Auxin (IBA and NAA) effects on minicuttings rooting of Eucalyptus cloeziana F. Muell. clones. *Revista Árvore*, 31(3), 455-463.
- Alpi, A., & Tognoni, F. (1984). Analítico: Cultivo en invernadero.
- Aragón, I., Chuspe, C. & Noguera, G. (2013). *Estrategia Regional Forestal del Cusco. Conservación, Recuperación y Manejo Forestal Sostenible Integrado de los Bosques del Cusco a través de Paisajes Forestales Multifuncionales*. Cusco: Gerencia Regional de Recursos Naturales y Gestión del Medio Ambiente.
- Arce, J. P. y Balboa, O. (1991). Seasonality on rooting of Prosopis chilensis cutting an in vitro micropropagation. *Forest Ecol Manag*, (40), 163-173.
- Awad, C. (1993). *Propagación vegetativa de seis especies vegetales nativas con posibilidades ornamentales*. (Tesis Lic. Agr.) Valdivia. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias.

- Baldini, E. (1992). *Arboricultura General*. Madrid. Mundi- Prensa.
- Bartollini, F. & Petruccelli, R. (1992). Materiales para la preparación desustratos. *Hortofruticultura*, 1 (1), 1 - 8.
- Bidwell, R. G. (1993). *Fisiología Vegetal. (Acción de las hormonas y Reguladores del crecimiento)*. Ontario: CA. A.G.T editor S. A.
- Boehmer, F.J. (2012). Vulnerability of tropical montane rain forest ecosystems due to climate change. En: Brauch, H.G., Oswald Spring, U., Grin, J., Mesjasz, C., Kameri-Mbote, P., Nehera, N.C., Chourou, B., Krummenacher, H. (eds.), *Coping with Global Environmental Change, Disasters and Security*, (pp. 789-802). Springer, Heidelberg, Alemania.
- Bolívar, Y. W. (2015). *Cambio en el paisaje cultural de la montaña del salkantay y su impacto en las ideologías locales. El caso de soraypampa (prov. de Anta, región Cusco)* (Tesis de maestría). Recuperado de <http://cybertesis.unmsm.edu.pe/handle/cybertesis/4795>
- Buitrón, B. (2004). *Propagación botánica de Kageneckia lanceolata R. et P. – Huancayo* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional del Centro del Perú, Huancayo.
- Bouillenne, R., & Bouillenne-Walrand, M. (1955). Auxines et bourtutage, *Rep. 14th Int. Cong*, 1, 231-238.
- Boutherin, D., & Bron, G. (1994). *Multiplicación de plantas hortícolas* (No. 635 B69Y).
- Badilla, V. Y., & Murillo, G. O. (2005). Enraizamiento de estacas de especies forestales. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú*, 2(6), 59-64.
- Brady, N. C., & Weil, R. R. (1999). The nature and properties of soil 12th ed. *Mac. Pub. Com. New York*, 625-640.

- Brune, A. (1982). Estrategia da Multiplicacao Vegetativa no Melhoramento Florestal. *Rev Arvore*, (6), 162-165.
- Calderón, E. (1987). *Poda de los árboles frutales*. México: Limusa.
- Celestino, C. (1985). Aspectos fisiológicos del enraizamiento: Su control hormonal. *En propagación vegetativa de especies leñosas de interés forestal. Curso monográfico* (pp 21-30). Madrid: Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Monte.
- Cerdá, G. A. y UPM. (Productor). (2013). Arboricultura 3.1: Multiplicación de plantas leñosas: Estacas de tallo. [DVD]. De https://youtu.be/BJ_mUIAxNYk
- Costa, J. M., Challa, H. (2002). The effect of the original leaf area on growth of softwood cuttings and planting material of rose. *Scientia Hort.* 95, 111121.
- Corres, A. (2009). *Efecto del fertirriego en la propagacion sexual y asexual de la pitahaya (hylocereus undatus) bajo cultivo sin suelo*. (Tesis maestro en ciencias. Oaxaca, Instituto Politécnico Nacional, Centro Interdisciplinario de Investigación y Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca).
- Coruzzi, G. M., & Zhou, L. (2001). Carbon and nitrogen sensing and signaling in plants: emerging 'matrix effects'. *Current opinion in plant biology*, 4(3), 247-253.
- Cutler, D. F. (1987). *Anatomía Vegetal Aplicada*. Biblioteca Mosaico. Buenos Aires.

- Cuzco, R. (2014). *Propagación vegetativa de Aliso (alnus acuminata h.b.k) y Porotón (Erythrina Edulis Triana ex Micheli) utilizando tres Tipos de Enraizadores en la comunidad Picalqui del Cantón Pedro Moncayo.*
- Darquea, Á. D. (2015). *Efectos de diferentes sustratos y dosis hormonales en el enraizamiento de estacas herbáceas de durazno (Prunus persica) Var. Guaytambo* (Bachelor's thesis).
- Davies-Junior, F. T., Lazarte, J. E. y Joiner, J. N. (1982). Initiation and Development of Roots in Juvenile and Mature Leaf Bud Cuttings of Ficus- Pumila. *Am J. Bot*, (69), 804-811.
- Davis, T. D., Haissig, B. E., & Sankhla, N. (Eds.). (1989). Adventitious root formation in cuttings. *Advances in Plant Science Series*, 2.
- Davis, T. D., Haissig, B. E., & Sankhla, N. (1988). *Adventitious root formation in cuttings* (No. 635.0435 A244). Dioscorides Press.
- Decreto Supremo N°043-2006-AG. (13 de julio de 2006). Aprueban Categorización de Especies Amenazadas de Flora Silvestre. *El peruano*, p. 323527-323539.
- Delbón, N., Cortez, M., Castello, L., Rios, A., Risso, M., Dottori, N., & Cosa, M. T. (2010). Anatomía foliar y estrategias adaptativas en especies arbustivas de las Sierras Chicas de Córdoba, Argentina. *Arnaldoa*, (17), 41-49.
- Dickison, W. C. (2000). *Integrative Plant Anatomy*. Academic Press. U.S.A.

- Doll, U., Norambuena, C., & Sánchez, O. (2013). Efecto de la aplicación de IBA sobre el enraizamiento de estacas en seis especies arbustivas nativas de la región mediterránea de Chile. *Idesia (Arica)*, 31(3), 65-69. Recuperado de http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S071834292013000300009&script=sci_arttext
- Doll, U. Vogel, H., Jeldres, P. y Muñoz, M. (2003). Estudios de propagación vegetativa en Matico (*Buddleja globosa*). *Rev Cienc Invest Agr*, (30), 211-216.
- Ellis, F. (2000). *Medios de vida rurales y diversidad en los países en desarrollo*. Prensa de la Universidad de Oxford.
- Enríquez, H. (2015). *Propagación vegetativa de quishuar (Buddleja incana) y aliso (alnus acuminata empleando tres enraizadores en la granja experimental de Yuyucocha* (Tesis de Bachiller). Recuperado de <http://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/4321>
- Espinoza, C. (2007). Informe Medio Ambiental ruta: Mollepata- Abra Salkantay Santa Teresa. Camino Secundario – Chinchaysuyu.
- Esau, K. (1972). Anatomía vegetal. *Trad. de J. Pons R. Barcelona, Ediciones Omega, 1.*
- Etter, A., & van Wyngaarden, W. (2000). Patterns of landscape transformation in Colombia, with emphasis in the Andean region. *Ambio: A journal of the Human Environment*, 29(7), 432-439.
- Fahn, A. (1978). *Anatomía vegetal* (No. 04; QK641, F3.).
- FAO (2002). *El cultivo protegido en clima mediterráneo*. Recuperado de <http://www.fao.org/3/a-s8630s.pdf>

- FAO (2016). *Los bosques y el cambio climático en el Perú*. Recuperado de <http://www.fao.org/3/a-i5184s.pdf>
- Felipe, A. (1986). *Propagación de patrones, trabajos en el CRIDA-03*. Barcelona, España: Sessions Técnicas.
- Firman, E. (1984). *Los suelos en relación con el crecimiento de los cultivos*. Barcelona, España: Omega S.A.
- Ferriani, A. Bortolini, M. Zuffellato-Ribas, K. C. y Koehler, H. (2006). Propagación vegetativa de estaquia de Azaléa arbórea (*Rhododendron Thomsonii* Hook. F.). *Semina: Cienc Agr*, (1), 35-42.
- Foth, H. (1985). *Fundamentos de las Ciencias del Suelo*. Trad. Por Antonio Marino Ambriso, Ph.D. México, D.F. *Continental*. 433.
- Floriano, E. P. (2004). *Produção de mudas florestais por via assexuada (Carderno Didático, n. 3)*. Santa Rosa, Brasil: ANORGS.
- Gallegos, V. C. y Mendez, G S. (2001). *La tuna: criterios y técnicas para su producción comercial*. Universidad Autónoma de Chapingo. Colegio de Postgraduados. Fundación Produce, A. C. Chapingo. Mexico. Recuperado de www.cofupro.org.mx/cofupro/Publicacion/Archivos/penit45.pdf.
- García, M. T. (1979). *Contribución al estudio de la capacidad de enraizamiento de estaquillas de Castanea sativa Mill. en su fase juvenil* (Doctoral dissertation, Universidade de Santiago de Compostela).
- García, M., Ballester, A. y Veitiez, E. (1981). Estudio de las sustancias de crecimiento aisladas de estaquillas juveniles de *Castanea sativa* Miller., en relación con la rizogénesis. *An. Edaf. Agro*. 40 (7-8): 1235 -1241.

- Gardner, F. E. (1929). The relationship between tree age and the rooting of cuttings. In *Proc. Am. Soc. Hortic. Sci.* (Vol. 26, pp. 101-104).
- Giraldo, L. A., Ríos, H. F., & Polanco, M. F. (2015). Efecto de dos enraizadores en tres especies forestales promisorias para la recuperación de suelos. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental (RIAA)*, 1(1), 41-47.
- González, E., & Díaz, T. (1986). Estaquillas leñosas de fácil enraizamiento: Estudio del Esclerénquima. *Caldasia*, 394-396.
- Google Earth. (27 de junio de 2017). Mollepata-Anta-Cusco. Recuperado de
- Grandtner, M. M., & Chevrette, J. (2013). *Dictionary of trees, volume 2: South America: Nomenclature, taxonomy and ecology*. Academic Press.
- Gutiérrez, B. (1995). Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. *Ciencia e Investigación Forestal*, 9 (2): 261-277.
- Guairacaja, Y. J. (2013). *Evaluación agronómica de plantas de quishuar (Buddleja Incana) propagadas por estacas, utilizando cuatro tipos de sustratos y dos tipos enraizadores, en cantón Guamote provincia Chimborazo* ((Tesis de Bachiller). Recuperado de <http://dspace.ueb.edu.ec/bitstream/123456789/1050/1/081.pdf>
- Gutiérrez, T. E. & MINAM. (2013). *Diagnóstico de la Diversidad Biológica de la Región Moquegua*. Moquegua: Dirección General de Diversidad Biológica.
- Hamilton, L. S., Dudley, N. C., & Greminger, G. (2009). *Los bosques y el agua* (No. Fe155). FAO.

- Hassing, B. (1972). Meristematic activity during adventitious root primordium development. *Plant. Physiol.* 49: 886 - 892.
- Harris, J. (1982). *The Humex Book of Propagation*. London: Macdonald.
- Hartmann, H., & Kester, D. (1984). Propagación de plantas, Cap. 10. *Cia. Editorial Continental. Mexico.*
- Hartmann, H., & Kester, D. (1995). Propagación de plantas. 2ª de. *México. Compañía Editorial Continental.*
- Hartmann, H. y Kester, D. (1997). *Propagación de Plantas. México DF Compañía Editorial Continental, SA de CV.*
- Hartmann, H., & Kester, D. (1998). Propagación de plantas: principios y prácticas. México DF. *MX. Continental, 757.*
- Hartmann, H. T., Kester, D. E., & Davies, T. F. (1990). Principal of propagation by seed. *Plant propagation, principals and practices*, 104-136.
- Hartmann, H. T., Kester, D. E., Davies, F. T., & Geneve, R. L. (2002). Principles of propagation by cuttings. *Plant propagation, principles and practices. Prentice Hall, Upper Saddle River, New Jersey, 278-291.*
- Howard, E. (1973). Factors affecting the rooting response of plants to growth regulators application. *Acta. Horticulturae* 34: 93 -106.
- Huanca (2010). *Métodos de reproducción asexual de plantas y su aplicación.* Editorial Universidad Nacional del Altiplano.
- Hurtado, D. y Merino, M. (1994). *Cultivo de tejidos vegetales.* México: Trillas, S.A.
- Improagro (2014). Ficha técnica, ácidos húmicos y fúlvicos. Recuperado de <http://www.improagro.com/assets/acidos-humicos-y-fulvicos-.pdf>

- Ingram, D. (1993). Propagation by Cuttings. In: Landscape Plant Propagation Workbook. Recuperado de <http://www.ifas.ufl.edu/www/index/findex.htm>
- INEI. (23 de junio de 2017). *map-peru.com*. Recuperado de [map-peru.com](http://www.map-peru.com/es/mapas/ficha-distrito-de-mollepata): <http://www.map-peru.com/es/mapas/ficha-distrito-de-mollepata>
- Instituto Nacional de Innovación Agraria (2016). Anexo Mollepata, Estación Experimental Agraria Andenes Cusco.
- Instituto Nacional de Recursos Naturales (2009). *Plan Regional de Reforestación y Arborización Arequipa 2009-2028*. Arequipa: Ministerio de Agricultura.
- Ipizía, (2011). Consideraciones generales para la propagación de especies forestales, Perú. Recuperado de <http://www.dps.ufl.edu/hansen/asg3335l/propagacionforestal1.htm>
- Jara-Almonte, M. & Lionel, I. E. (1988). *Notas del curso-taller: Metodología de la investigación pecuaria: Diseños experimentales*. Tegucigalpa: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IIA-Honduras).
- Jordán, M. & Casaretto, J. (2006). Hormonas y Reguladores del Crecimiento: Auxinas, Geberilinas y Citocininas . En F. A. Squeo y L.Cardemil. (Ed.), *Fisiología Vegetal* (pp. 1-26). La Serena : Universidad de La Serena.
- Joseau, M., Aráoz, S., Segura, C. & Ordoñez, M.(2008). *Especies tintóreas. Eje temático para la revalorización de los recursos naturales*. Córdoba: Universidad Nacional de Córdoba. Facultad de Ciencias Agropecuarias.

- Lalatta, F. (1988). *Fertilización de árboles frutales*. Barcelona, España: CEACSA. 37, 40-47.
- Leopold, A. & Kriedemann, P. (1975). *Plant growth and development*. (2ª.Ed). New York. Mc Graw- Hill. 545.
- Ludwig-Müller, J. & J.D. Cohen. (2002). Identification and quantification of three active auxins in different tissues of *Tropaeolum majus*. *Physiologia Plantarum*, 115: 320–329.
- Medel, F. y Pessot, R. (1992). Evaluación de dos sistemas de propagación en mora del cultivar “Black Satin”. *Agro Sur (Chile)* 20 (2): 21 - 29.
- Maleike, R. (1980). Ethilene and adventitious root formation. *Proc. Int. Plant. Prop Soc.* (30, 519 – 524).
- Mamani, P. (2016). *Efecto de diferentes sustratos en el enraizamiento de esquejes de queñua (Polylepis besseri Hieron) bajo ambiente protegido en Cota cota, La Paz* (No. CIDAB-T-SB108-M33e). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz (Bolivia). Facultad de Agronomía.
- Mamani, G. y Apaza, V. (1993). Propagación vegetativa de Colle y Qeñua, árbol andino. Puno, Perú. 9-18.
- Mansilla, G. A. (2004) *Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros Mutisia, Escallonia y Gaultheria, como potenciales cultivos ornamentales* (Tesis de Maestría). Recuperado de <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fam288p/doc/fam288p.pdf>
- Maronek, D., Studebaker, D., MC. Cloud, T., Black, U. y Jean, R. (1983). Stripping vs. Nonstripping on rooting of cuttings. Grower results. *Proc. Inter. Plant. Prop. Soc.* 33: 388 - 396.

- Masurek, H., Huerta Rosales, L., & Mateo Igrada, D. (1994). *Estructura y dinámicas del espacio agropecuario, Perú en mapas: III Censo Nacional Agropecuario 1994* (No. E11 M38-R). Instituto Nacional de Estadística e Informática, Lima (Peru).
- Martínez, F. (2009). Multiplicación de ornamentales por esqueje de tallo. *Planteles, semilleros y viveros". Ediciones de Horticultura*, 83-102.
- Melgares de Aguilar Cormenzana, J., Bañón Arias, S. D. P., Martínez López, J. A., Fernández Hernández, J. A., & Balenzategui, L. (2003). Influencia de diferentes temperaturas de sustrato y concentraciones de ácido indolbutírico en el esquejado de *Coriaria myrtifolia*.
- Melo, O., Rodríguez, N., & Rojas, F. (2012). Patrones de Arquitectura Foliar Asociados al Crecimiento Funcional de Cinco Especies leñosas Nativas de la Cordillera Oriental Utilizadas en Restauración Ecológica en la Sabana de Bogotá [versión electrónica]. *Colombia Forestal*, 15, 128.
- Mindreau, M., & Zúñiga, C. (2010). *Manual de Forestería Comunitaria de Alta Montaña. Experiencias de Reforestación con Polylepsis Sp. en el Corredor de Conchucos – Ancash*. Recuperado de http://cymestudio.com/portafolio/IDM-manual-foresteria_PLIEGOS.pdf
- MINAM y MINAG. (2011). *El Perú de los Bosques*. Recuperado de <http://cdam.minam.gob.pe/novedades/elperudelosbosques2011.pdf>
- MINAM (2011). Inventario y evaluación del Patrimonio Natural en la Reserva Paisajística Nor Yauyos Cochas. Lima: Dirección General de
- MINAM. (2011). *Mapa del Patrimonio Forestal*. Recuperado de <http://cdam.minam.gob.pe/novedades/mapapatrimonioforestal.pdf>

- MINAM (2015). *Mapa nacional de cobertura vegetal: Memoria descriptiva*. Recuperado de <http://www.minam.gob.pe/patrimonio-natural/wp-content/uploads/sites/6/2013/10/mapa-nacional-de-cobertura-vegetal-final.compressed.pdf>
- Mitchell, J. (1980). *Métodos para el estudio de hormonas vegetales y sustancias reguladoras del crecimiento*. México: Trillas. 166.
- Mitterpergher, L. (1964). Indagini sull'origine delle radici avventizie in talee legnose di pero. *Rivista di ortoflorofrutticoltura italiana*, 39-44.
- Montes, N. (2012). Sustratos para bonsáis. Consultado: 10 de diciembre de 2018. Recuperado de <http://www.navarromontes.com>.
- Moore, G. (1984). Mechanisms of hormone action in plants. *Proc. Inter. Plant. Prop. Soc.* 34: 79-90.
- MPC, (2013). Plan de Desarrollo Urbano Cusco Al 2023 Sub componente diversidad biológica. Recuperado de <https://es.scribd.com/document/247079372/Plan-de-Desarrollo-UrbanoCusco-AI-2023>
- Nicoloso, F. T., Lazzari, M., & Fortunato, R. P. (1999). Propagação vegetativa de *Platanus acerifolia* Ait:(II) Efeito da aplicação de zinco, boro e ácido indolbutírico no enraizamento de estacas. *Ciência Rural*, 29(3), 487-492.
- Ochoa, T. R. (2007), Diseños experimentales, UMSA, Facultad de Agronomía.
- ORERN (1976). *Mapa Ecológico del Perú. Guía explicativa*. Instituto Nacional de Recursos Naturales. Lima.

- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2016). *Los bosques y el cambio climático en el Perú*. Recuperado de <http://www.fao.org/3/a-i5184s.pdf>
- Paiva, H. N., & Gomes, J. M. (1995). Propagação vegetativa de espécies florestais. *Viçosa, Brasil: uFV*.
- Paiva, H. N., Gomes, J. M., Couto, L., & Silva, A. D. (1996). Propagação vegetativa de eucalipto por estaquia. *Informe Agropecuario, 18(185), 23-27*.
- Pérez, F. (1994). *Introducción a la fisiología vegetal*. Madrid, España: Mundi Prensa.
- Pomacóndor, Z. S. (marzo, 2016). Árboles nativos antisequía. *Revista Agro Noticias, (422), 20-25*.
- Puri, S; Khara, A. 1992. Influency of Maturity and Physiological Status of Woody Cutting: Limits and Promises to Ensure Succesful Cloning. *Indian Forester, 118(8), 560-572*.
- Programa Nacional de Conservación de Bosques para la Mitigación del Cambio Climático. (2014). *Bosques Andinos: Hechos y cifras*. Recuperado de http://www.condesan.org/portal/sites/default/files/infografia02_referenci_artefinal.pdf
- Rauter, R. 1983. Current Status Of Macropropagation. En: Proceeding of the 19° Meeting of the Canadian Tree Improvement Asociation. Part 2: Symposium on Clonal Forestry. Its Impact on the Improvement and our Future Forest. Toronto, Ontario. August, 22-26. Pp 58-74.

- Riedemann, P., Aldunate, G. (2001). Flora nativa de valor ornamental, identificación y propagación: Chile Zona Centro. Santiago, Chile: Editorial Andrés Bello.
- Reynel, R., C., & León, G. (1990). *Árboles y arbustos andinos para agroforestería y conservación de suelos*. Lima: FAO/HOLANDA/INFOR.
- Reynel, R. C., Pennington, T. D., Pennington, R. T., & JL Daza, A. (2006). *Arboles útiles del Ande Peruano: una guía de identificación, ecología y propagación de las especies de la Sierra y los Bosques Montanos en el Perú* (No. 582.160985 A666). Darwin Initiative Project.
- Ríos, A. R. (Dirección). (2016). Prueba de Normalidad [Película].
- Rodríguez, M. (1991). *Fisiología vegetal*. Cochabamba, Bolivia: Los amigos del libro.
- Rolando, J. L., Turin, C., Ramirez, D. A., Mares, V., Monerris, J., Quiroz, R. (2017). Key ecosystem services and ecological intensification of agriculture in the tropical high-Andean Puna as affected by land-use and climate changes. *Agriculture, Ecosystems, and Environment*, 236, 221- 233.
- Rojas, M. (1972). *Fisiología vegetal aplicada*. México: M^c Graw-Hill.
- Roulund, H. Olesen, K. (1992). Mass Propagation of Improved Material. Lecture Note D-7. Danida Forest Seed Centre. Denmark. 13.
- Sáez, A. (1994). Sobrevivencia de estacas leñosas de duraznero (*Prunus persica*) plantadas *directamente en el campo* (Doctoral dissertation, Tesis Ing. Forestal. Santiago, Chile. Universidad de Chile. Facultad de Ingeniería Forestal).

- Sen, D. y Rajput, P. (1995). Ecophysiological aspects of the vegetative propagation of saltbush (*Atriplex* spp.) and mulberry (*Morus* spp.). In *Handbook of Plant and Crop Physiology*. Mohammad Pessarakli (pp: 177-193) New York.
- SEPIM E.I.R.L. (2017). Servicios y Proyecto de Ingeniería Mecánica.
- Serrada, H. R. (18 de setiembre de 2017). *Viveros: estaquillado*. Recuperado de: <http://www.secforestales.org/web/images/serrada/v5imgestaquillado.pdf>
- Sivori, E. (1980). *Fisiología Vegetal*. Buenos Aires, Argentina: Hemisferio Sur.
- Schreiber, L. R., & Kawase, M. (1975). Rooting of cuttings from tops and stumps of American elm. *HortScience*, 10(6), 615.
- Shamshad (1995). Plant growth hormones: growth promoters and inhibitors. *Handbook of Plant and Crop Physiology*. Mohammad Pessarakli New York. pp, 527-526.
- Snyder, W. (1974). Physiology of rooting. In *Proc. Inter. Plant. Prop. Soc* (Vol. 24, pp. 384-387).
- Souza, J. (2007). *Propagação vegetativa de cedro-australiano (Toona ciliata M. Roemer) por miniestaquia. 2007. 41 f* (Doctoral dissertation, Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal)-Universidade Estadual do Norte Fluminense, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro).
- Souza, J., Barroso, D. G., Carneiro, J. G, Teixeira, S. L. y Balbinot, E. (2009). Propagação Vegetativa de Cedro Australiano (*Toona ciliata* M. Roemer) por Miniestaquia. *Revista Árvore*, 33, 205-2013.
- Thimann, K. V. (1977). *Hormone action in the whole life of plants*. Amherst: University of Massachusetts Press.

- Toogood, A. (2000). *Enciclopedia de la propagación de plantas* (No. 04; C, SB119 T6.).
- Toribio, M. (1985). Problemas Derivados de los Estados de Juvenilidad y Madurez en la Propagación Vegetativa. *En: Propagación Vegetativa de Especies Leñosas de Interés Forestal*. Curso monográfico. Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Monte. Madrid, 75-84.
- Tropicos (20 de Mayo de 2017). *Kageneckia lanceolata* Ruiz & Pav.
Tropicos.org: Tropicos. Recuperado de <http://www.Tropicos.org/NamePage.aspx?nameid=27801638&tab=speimens&langid=66>
- Tukey, H. (1979). Back to the basic of rooting. *Proc. Inter. Plant. Prop. Soc.* 29: 422 - 427.
- Tupayachi, H. A. (2015). Flora Amenazada en el Valle Sagrado de Los Inkas-Cusco. *Revista Q'euña*, (6), 23-50.
- Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza *Red List of Threatened Species*, 2016-3. (14 de abril de 2017). The IUCN Red List of Threatened Species. Recuperado de www.iucnredlist.org
- Universidad Earth (2001). *Propagación Vegetativa y Selección De Plantas Madres-Costa Rica*. Editorial Universidad Earth.
- Quinteros, I. (2014). *Enraizamiento de dos especies de queñua (Polylepis tarapacana y Polylepis besseri Hieron.) en cuatro sustratos, bajo ambiente protegido* (Doctoral dissertation, Tesis de grado para optar el cargo en licenciado de ingeniería agronómica. La Paz–Bolivia. Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de agronomía).

- Quiroz I., García, E., González, O., Chung, P. y Soto, H. (2009). Vivero Forestal: Producción de plantas nativas a raíz cubierta. Concepción, Chile.
- Vieitez, A. M. (1973). *Factores que afectan la formación del tejido de esclerenquima en castanea sativa mill: relaciones con su rizogenesis* (Doctoral dissertation, Universidade de Santiago de Compostela).
- Warden, A. (1991). *Efecto del tipo de madera en la rizogénesis de estacas de dos clones de Bougainvillea (Bougainvillea glabra "Squire" y Bougainvillea x buttiana "Orange King") acondicionadas con H₂SO₄ o NaOH*. Taller de Licenciatura Ing. Agr. Quillota, Chile. Universidad Católica de Valparaíso. Facultad de Agronomía. 67.
- Weaver, R. J. (1989). Reguladores del Crecimiento de las Plantas en la Agricultura: Interacción de las Hormonas. *Chapingo, México, pg, 137*.
- Wendling, I. Xavier, A. Gomes, J. M., Pires, I. E. y Andrade, H. B. (2000) Propagacao clonal de híbridos de Eucalyptus spp. Por miniestacas. *Rev Arvore* 24: 181-186.
- Wareing, P. F., & Smith, N. G. (1963). Physiological studies on the rooting of cuttings. *Report on Forest Research. London Forestry Commission*.
- Westwood, M. (1973). Growth regulators in the fruit tree nursery. The role of growth regulators in rooting. *Acta. Hort.* 93: 89 - 92.
- Xavier, A., Santos, G. A. y Oliveira, M. L. (2003). Enraizamento de miniestaca caulinar e foliar na propagacao vegetative de cedro-rosa (Cedrela fissillis Vell.). *Revista Árvore*, (27), 351-356.

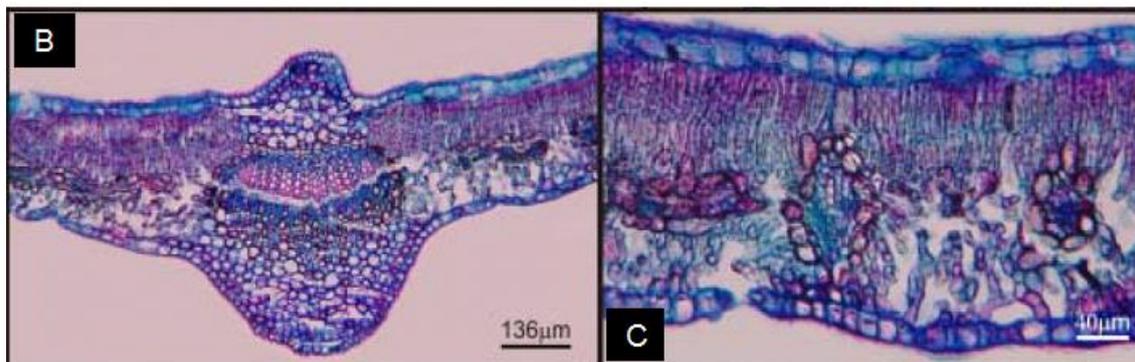
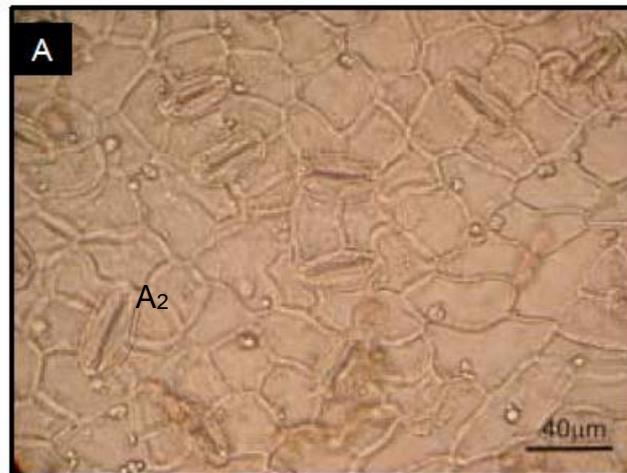
Yacovleff, E., & Herrera, F. L. (1935). *El mundo vegetal de los antiguos peruanos*.

Young, K. R. (1998), 'Deforestation in Landscapes with Humid Forests in the Central Andes: Patterns and Processes', in Zimmerer, K. S., and Young, K. R. (eds.). *Nature's Geography: New Lessons for Conservation in Developing Countries*, University of Wisconsin Press, Madison, Wisconsin, (pp. 75–99).

Zegarra, R. (2011). Las Especies Madereras del Departamento de Tacna. Su impacto Ecológico. *Revista Ciencia y Desarrollo*, (13), 38-39.

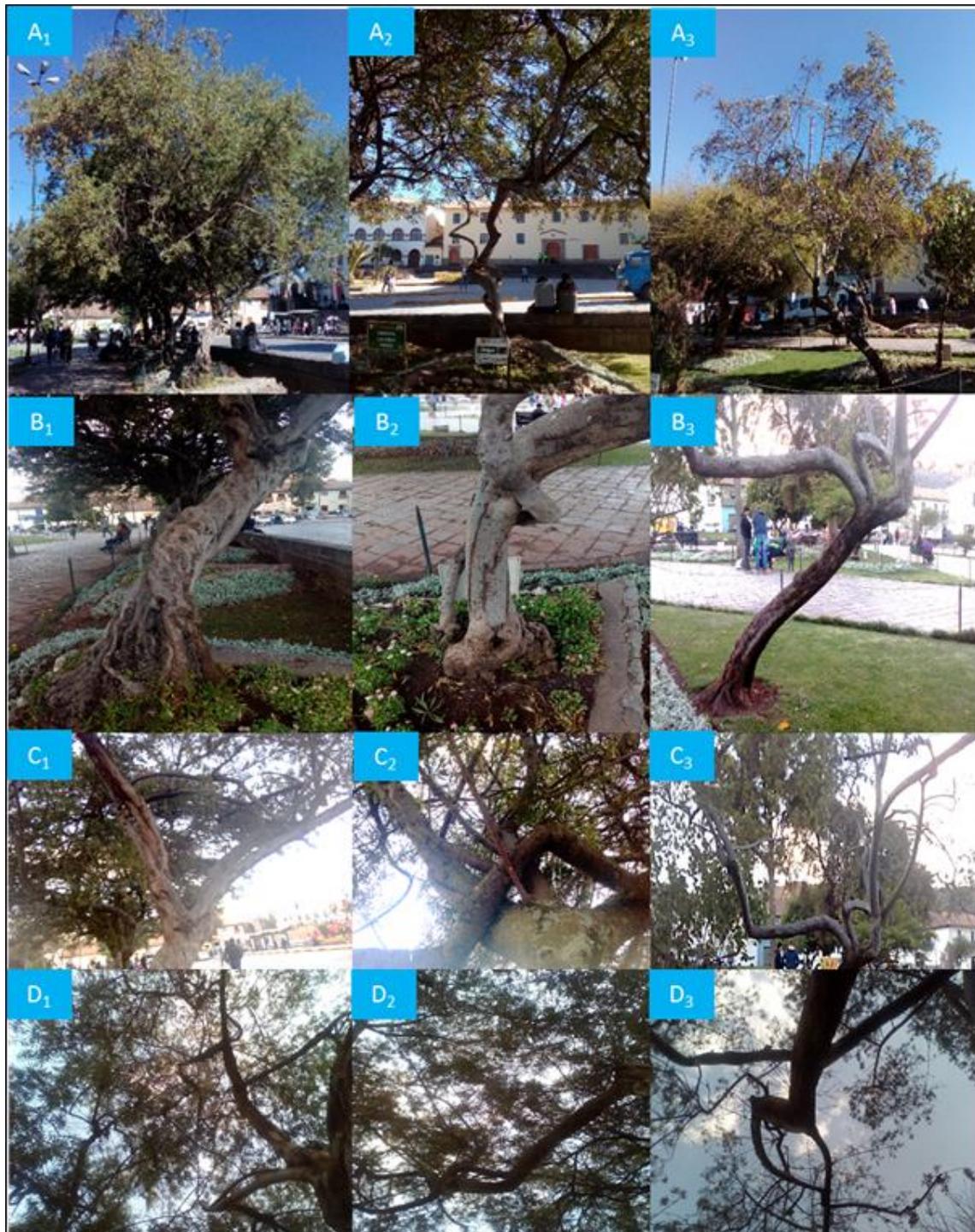
XI. ANEXOS

Anexo 1. *K. lanceolata*. C: exomorfología de la hoja. Epidermis en vista superficial, cara abaxial, B y C: corte transversal de la hoja. Vista general a la altura de la vena media y detalle de mesofilo.

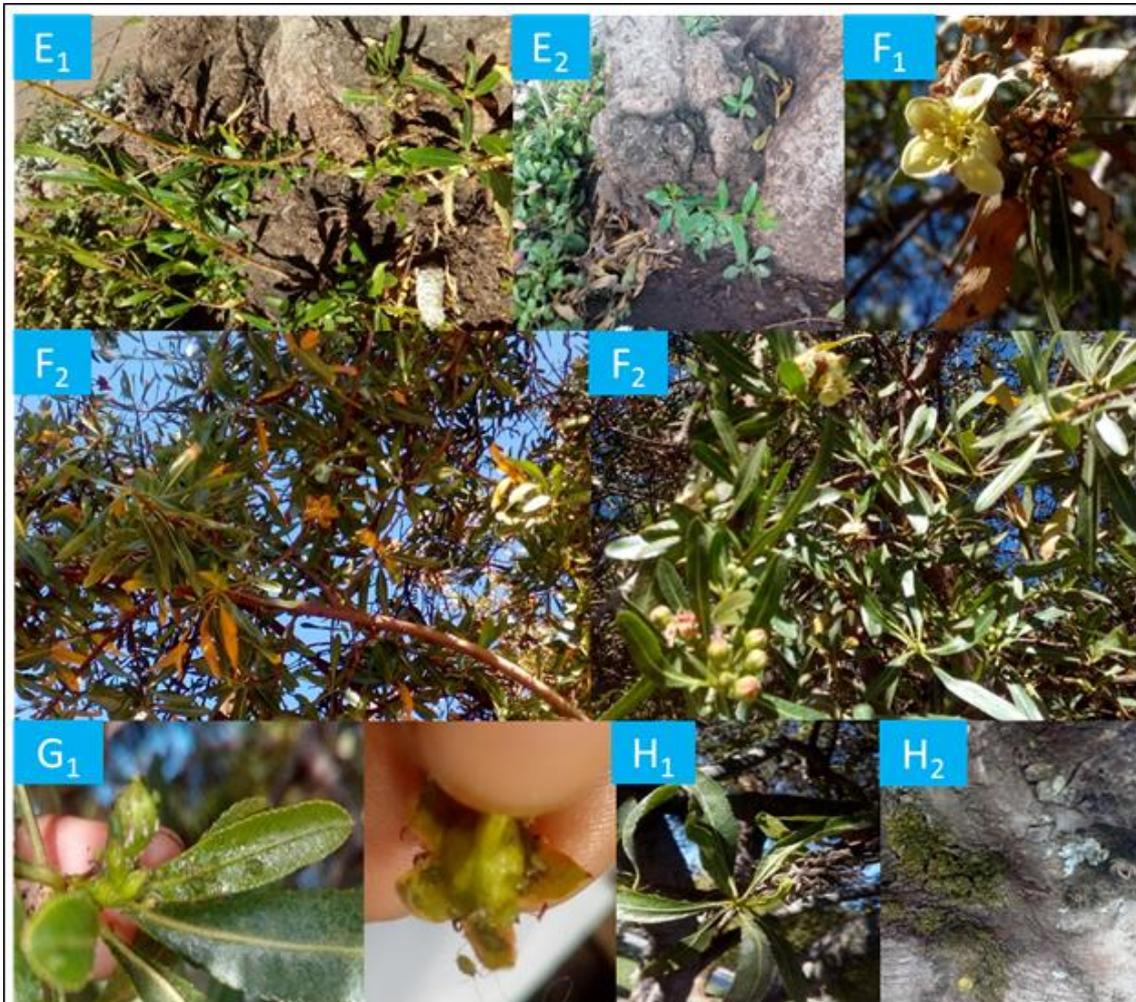


Fuente: Delbón *et al*, 2010.

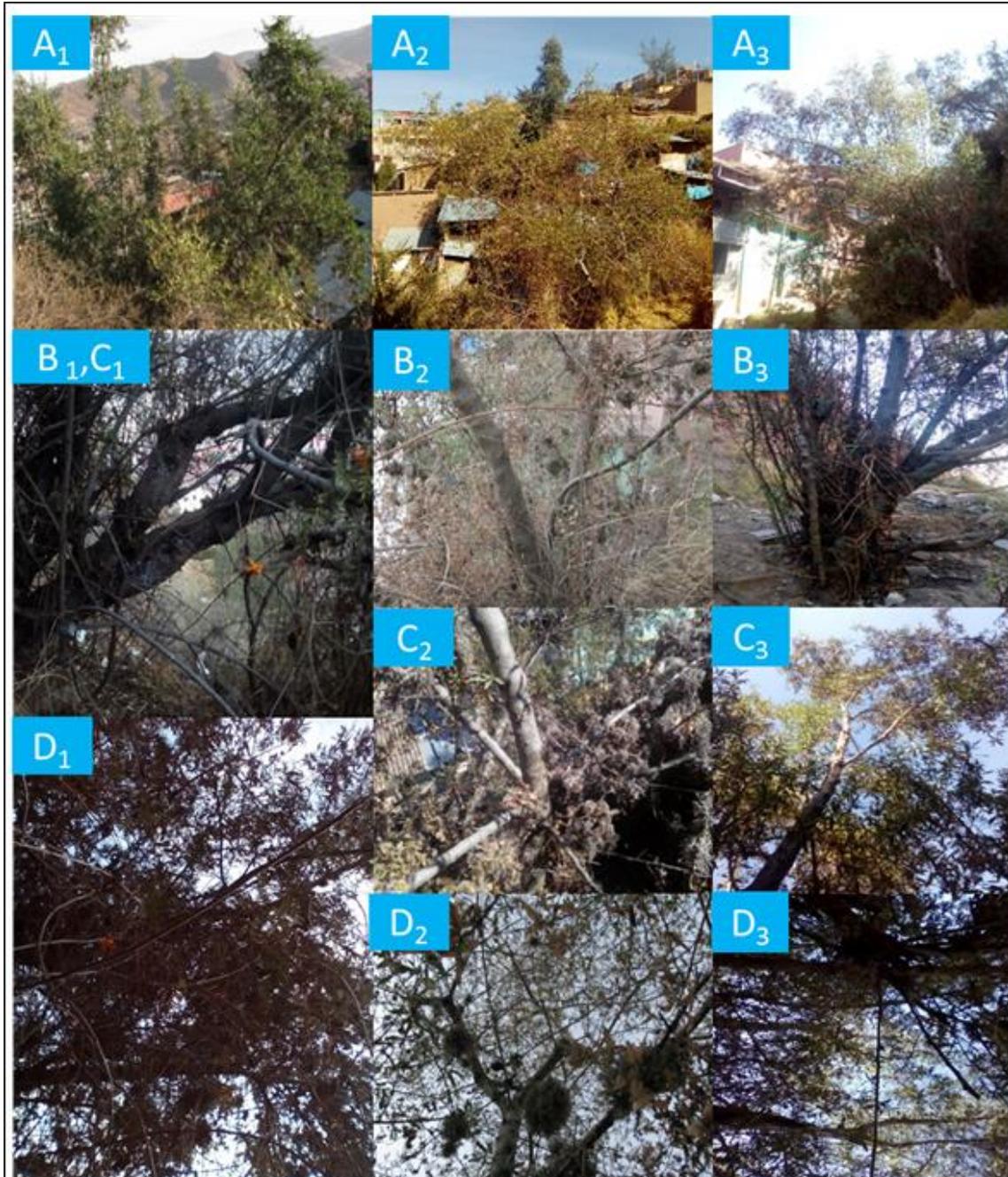
Anexo 2. *Kageneckia lanceolata*. A₁₋₃. Hábito en zona urbana. B₁₋₃. Rectitud del fuste. C₁₋₃. Grosor de ramas y ángulo de ramificación. D₁₋₃. Forma de copa y sombra. Procedencia: Parque San Francisco, Cusco.



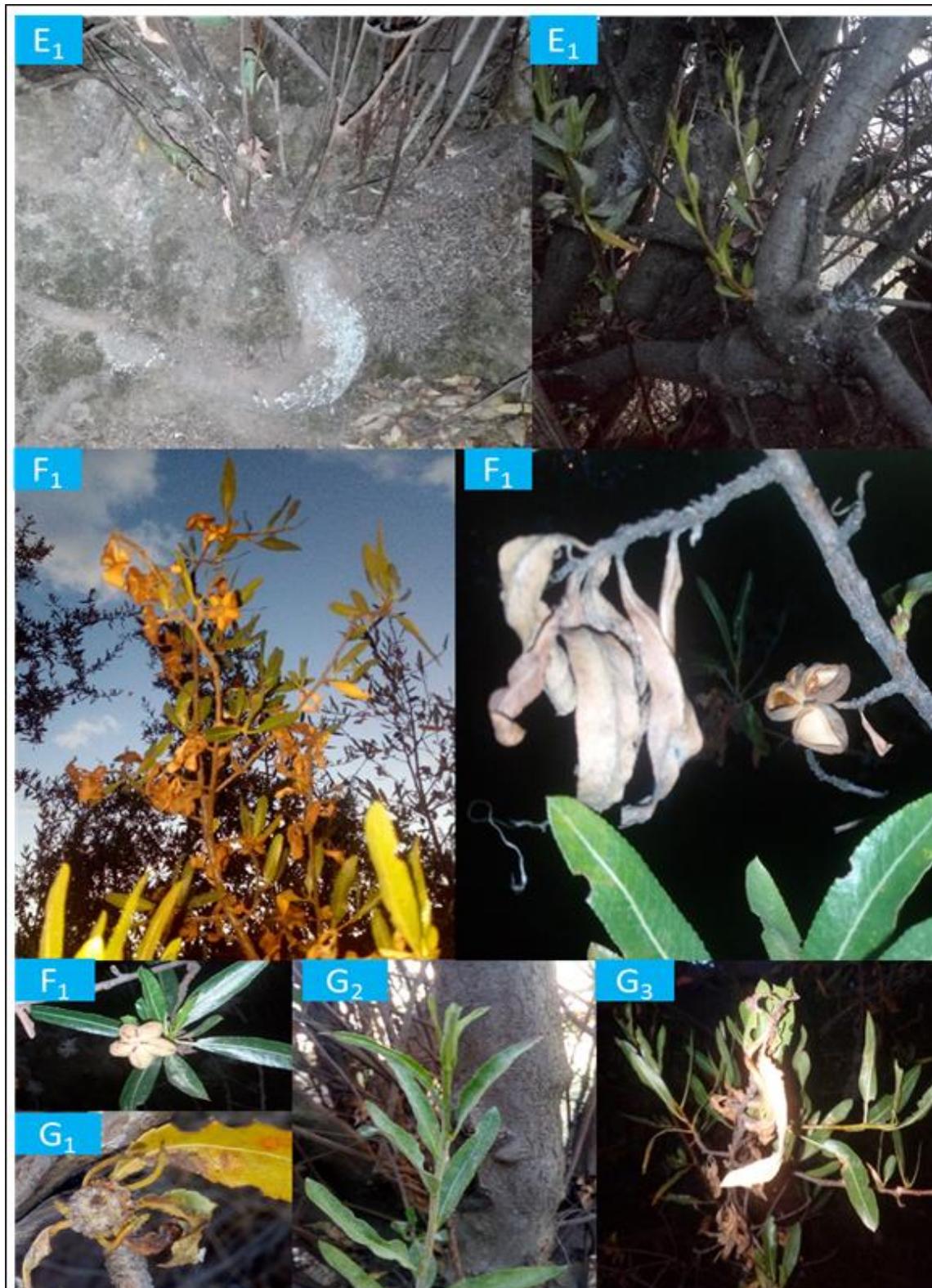
Anexo 2. *Kageneckia lanceolata*. E_{1,2}. Brotes basales, F_{1,2}. Flor, rama fructífera y botón floral. G₁. Insectos asociados: áfido (Hem.: Aphididae y sírfida (Dip.: Syrphidae). H_{1,2}. Planta epífita asociada, *Tillandsia usneoides*, musgo y liquen.



Anexo 3. *Kageneckia lanceolata*. A₁₋₃. Hábito en zona urbana, B₁₋₃. Rectitud del fuste y planta epifita asociada, *Tillandsia usneoides*. C₁₋₃. Grosor de ramas y ángulo de ramificación, D₁₋₃. Forma de copa y sombra. Procedencia: Primero de Mayo e Cl. Inca Garcilaso, Distrito de Cusco.



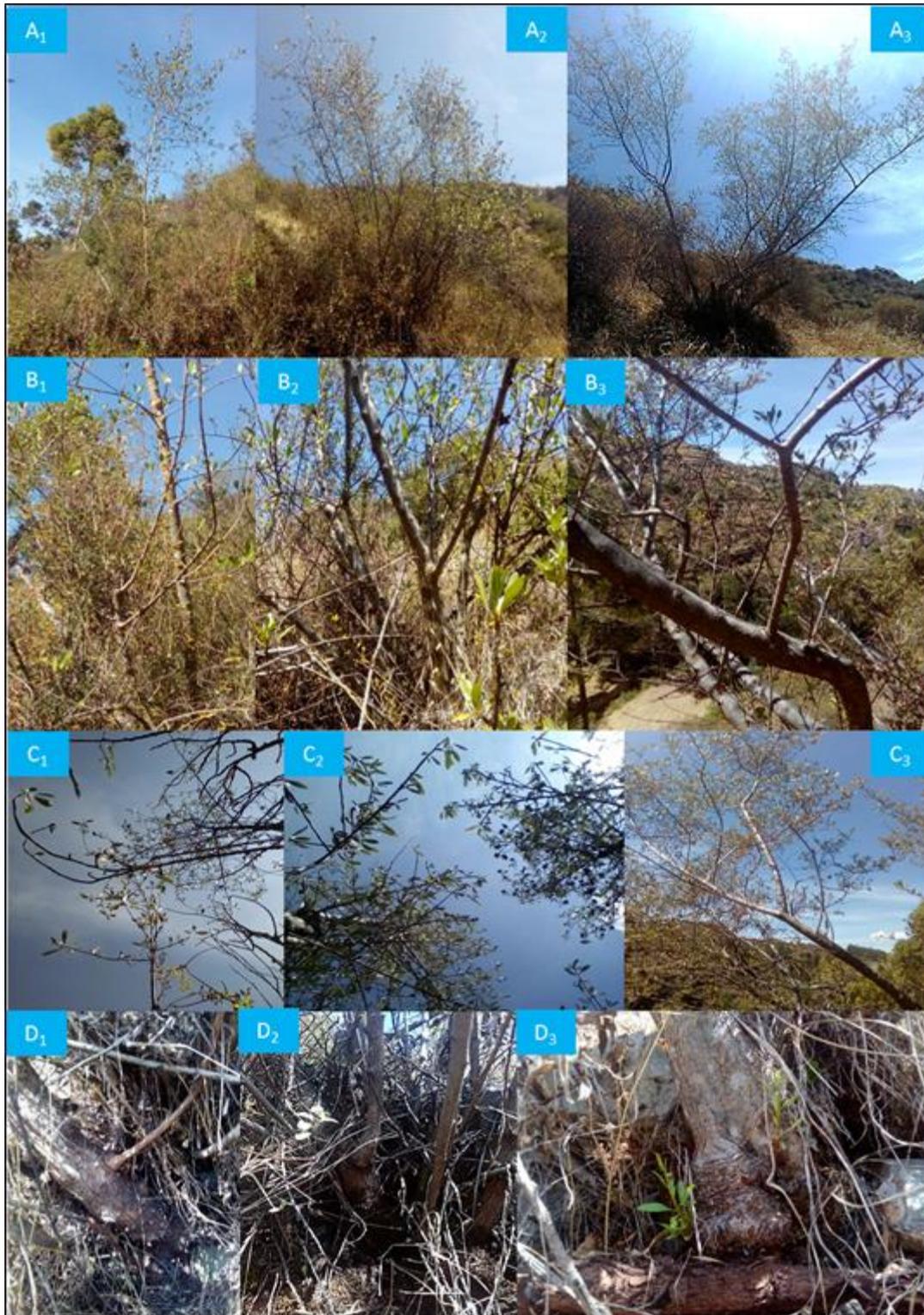
Anexo 3. *Kageneckia lanceolata*. E₁. Brotes basales. F₁. Rama fructífera (crecimiento de frutos y diseminación de semillas), G₁₋₃. Estado fitosanitario (presencia de tumor, oidiosis y picaduras de insectos).



Anexo 3. *Kageneckia lanceolata*. G₄. Insecto asociado: cigarrita (Hem.: Cicadellidae). H₁, 2-4. Latizal y Especies de flora asociadas: *Stipa ichu*, *Escallonia resinosa*, *Agave americana*, *Mutisia acuminata*). I₁. Brinzales y J₁. Formación lenta de terraza.



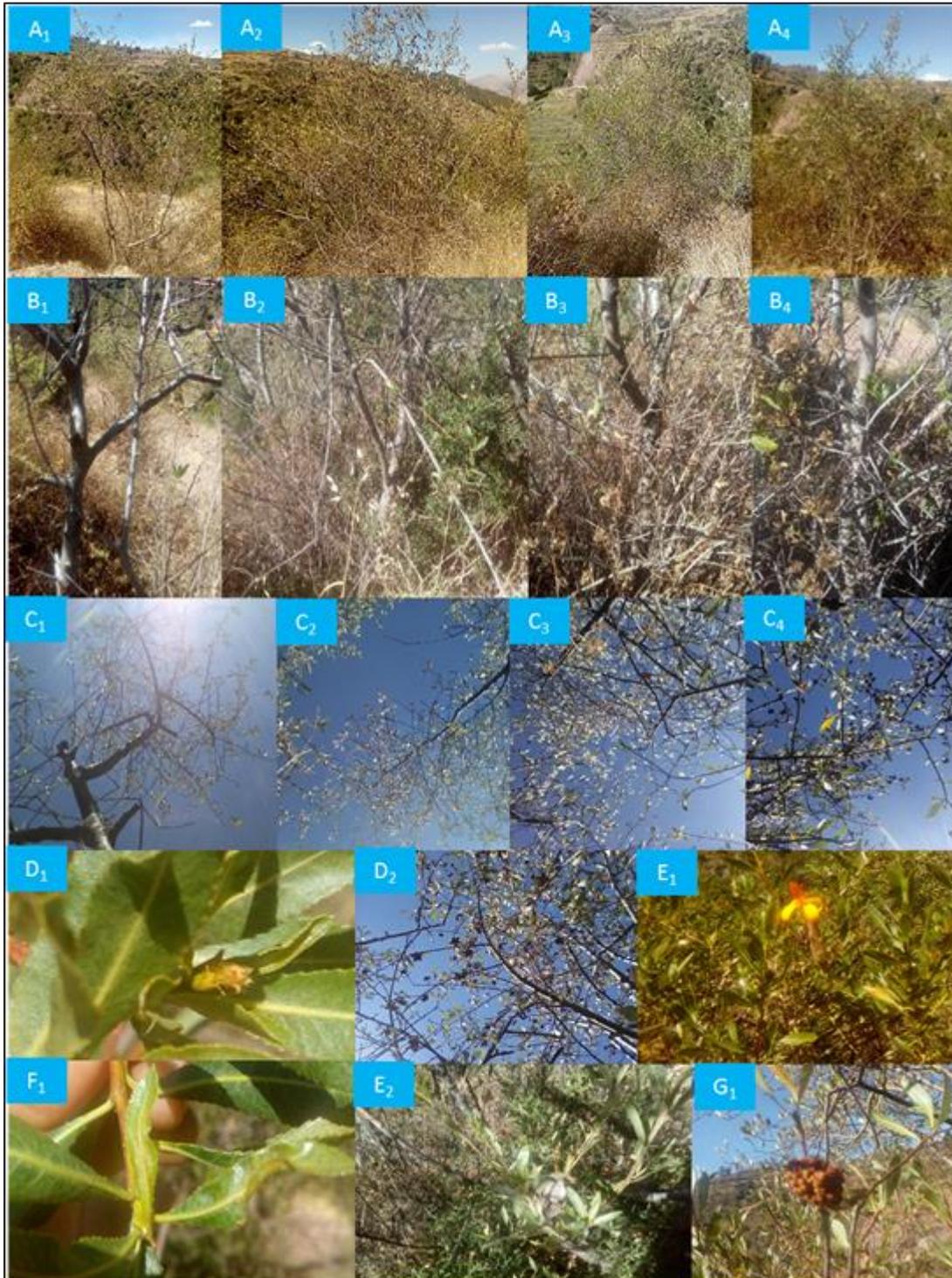
Anexo 4. *Kageneckia lanceolata*. A₁₋₃. Hábito natural, B₁₋₃. Rectitud del fuste, grosor de ramas y ángulo de ramificación, C₁₋₃. Forma de copa y porcentaje de luz. D₁₋₃. Brotes basales. Procedencia: Huayracpunco-Saqsaywaman a pocos metros del piso de valle, Distrito de Cusco.



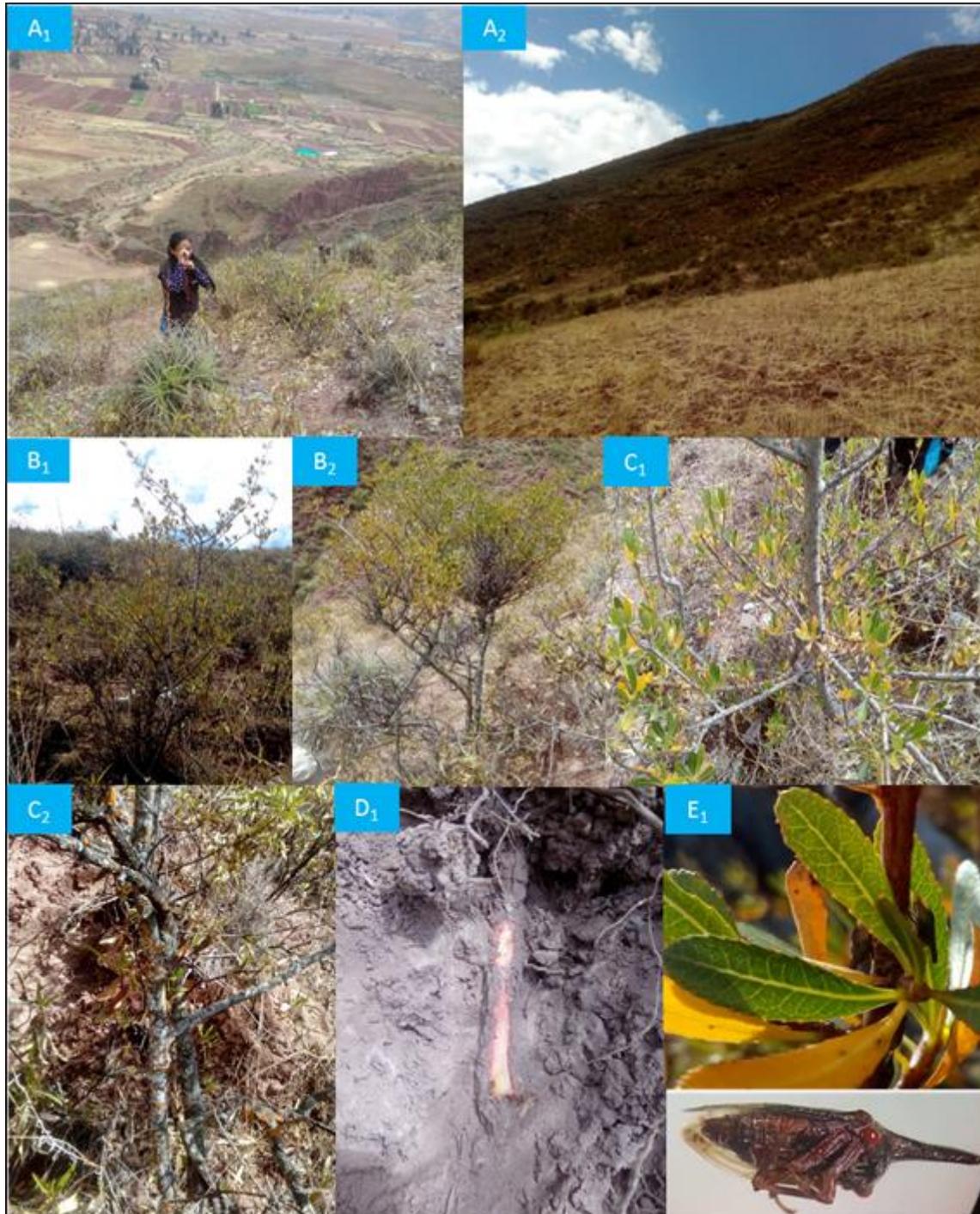
Anexo 4. *Kageneckia lanceolata*. E_{1, 2}. Ramas fructíferas. F₁. Líquenes asociadas y mugos, F₂. Estado fitosanitario (presencia de picaduras de insectos). G₁₋₅. Especies de flora asociadas: *Colletia spinosissima*, *Escallonia resinosa*, *Baccharis buxifolia*, *Puya ferruginea*, *Cytarexylum herrerae* y *Mutisia acuminata*. H₁. Suelo con materia orgánica y restos de caracoles, I_{1, 2}. Formación lenta de terrazas.



Anexo 4. *Kageneckia lanceolata*, A₁₋₄. Hábito natural. B₁₋₄. Rectitud del fuste, grosor de ramas y ángulo de ramificación, C₁₋₄. Forma de copa y sombra. D_{1, 2}. Botón floral y rama fructífera en diseminación. . E₁₋₂. Especies de flora asociadas: *Mutisia acuminata* y *Colletia spinosissima*. F₁E₂G₁. Estado fitosanitario (presencia de trips (*Thysanoptera*), oidiosis y tumor). Procedencia: Huayracpunco-Saqsaywaman, vía Ilkintambo, Distrito de Cusco.



Anexo 5. *Kageneckia lanceolata*, A_{1,2} Laderas de Ch'illiyocmoqo. B₁₋₃. Hábito natural. C_{1,2} Rectitud del fuste, grosor de ramas y ángulo de ramificación, D₁. Sistema radicular. E₁. Insecto asociado: Membrácido (Hem.: Membracidae). Procedencia: sector Ch'illiyocmoqo, Distrito de Lucre.



Anexo 5. *Kageneckia lanceolata*, F₁₋₄. Especies de flora asociadas: jauca, *Krameria lappacea* y *Puya ferruginea*. G_{1,2}. Líquenes asociados. H₁. Formaciones por estrés hídrico.



Anexo 6. Medición de la longitud y ancho de los folículos del fruto de lloque.



Anexo 7. Canasta elaborada a base de ramas tiernas de lloque, Lucre-Cusco.



Anexo 8. Acondicionamiento del área experimental, preparación y desinfección del sustrato. Información de análisis de pH del suelo y agua de riego utilizadas.



Tanto el pH del suelo negro ($6,1 \pm 1$), como, del agua de riego ($8,01 \pm 1$), se mantuvieron dentro de los rangos, permitiendo obtener un buen enraizamiento de las estacas.



Anexo 9. Recolección, preparación e instalación del material de propagación (estacas sub-apicales de lloque).



Anexo 10. Evaluación y análisis de la temperatura y humedad relativa.

Se llevó el registro de la temperatura y humedad relativa diaria, durante el ensayo, con un dispositivo automático (Termohigrometro). Las mediciones de las mismas se realizaron en dos rangos horarias entre 7:00 a 8:00 am y 13:00 a 14:00 pm. En la Tabla 7, se muestran los resultados de las medias de estos indicadores.

Tabla 6. *Temperatura (°C) y humedad relativa (%) durante el ensayo de capacidad de enraizamiento de K. lanceolata.*

Ambiente	Parámetros	Meses				
		Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.
Exterior	T °C Max.	25,88	21,12	17,65	22,84	18,68
	T °C Media*	24,21	19,78	16,63	21,29	17,40
	T °C Min.	22,55	18,43	15,60	19,74	16,12
Interior	T °C Max.	31,15	25,50	21,05	27,18	24,82
	T °C Media*	28,98	23,45	20,03	24,82	22,03
	T °C Min.	26,80	21,40	19,01	22,46	19,23
	HR % Max.	53,53	73,50	79,65	67,65	83,00
	HR % Media**	48,48	67,50	74,31	62,78	70,42
	HR % Min.	43,42	61,50	68,96	57,90	57,83

Nota. *T °C (± 1), ** HR % (± 3).

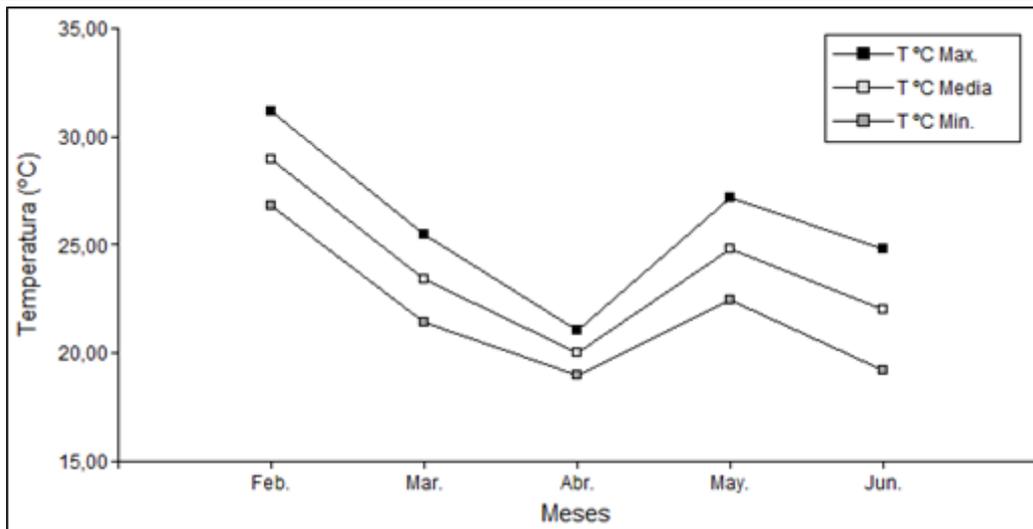


Figura 22. Fluctuaciones térmicas en el interior del propagador.

En la Figura 22, se observan las variaciones de temperatura interior dentro del propagador (techo dos aguas), en los meses en que se desarrolló el ensayo se presentan fluctuaciones térmicas bajas a altas.

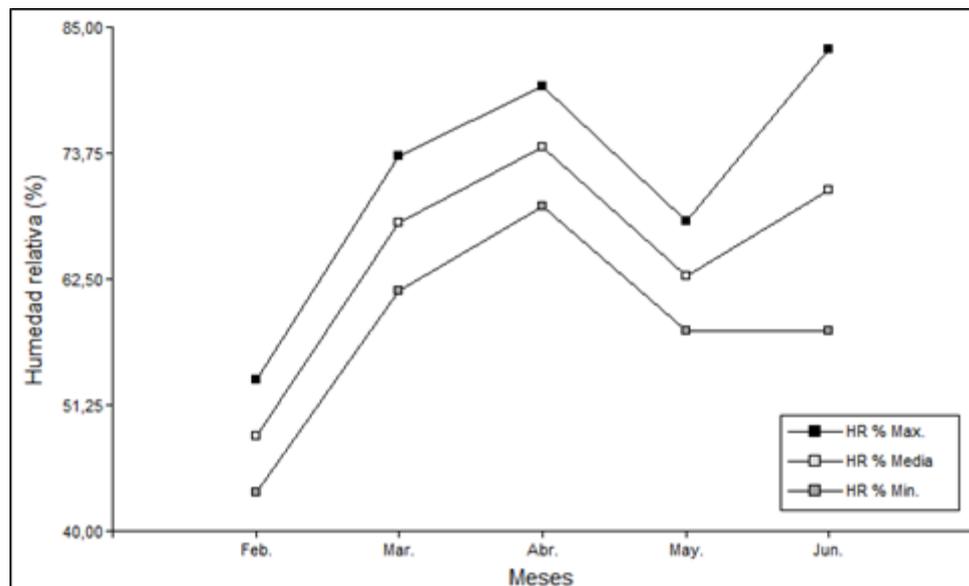


Figura 23. Fluctuaciones de humedad en el interior del propagador.

Al analizar la Figura 23, se puede apreciar que las variaciones de humedad relativa dentro del propagador (techo dos aguas), en los meses en que se desarrolló el ensayo presentan fluctuaciones bajas a altas.

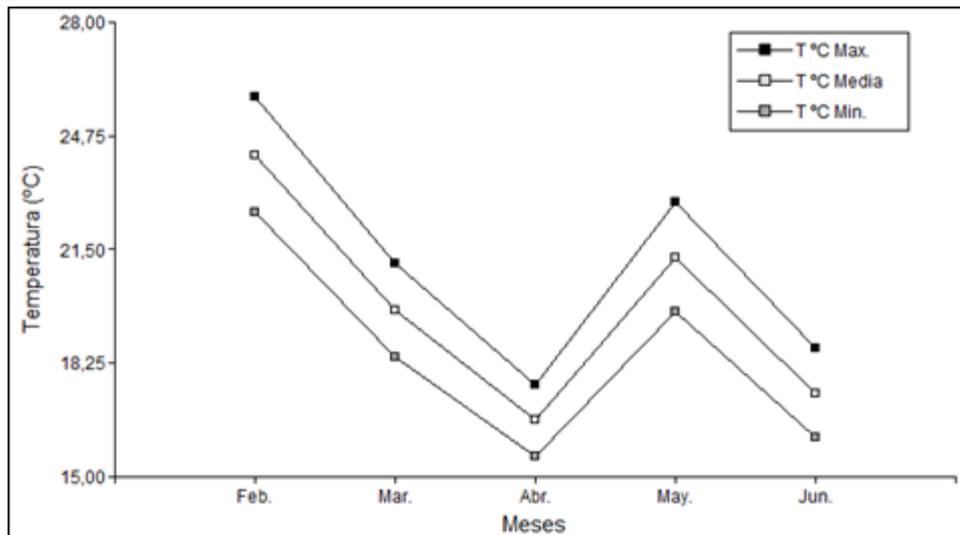


Figura 24. Fluctuaciones térmicas del ambiente exterior.

Por otra parte, en la Figura 24, se visualizan las variaciones de la temperatura del ambiente exterior del propagador (techo dos aguas), la TMA fue 19,86 °C, promedio inferior al registrado en el interior del propagador (23,86 °C), por lo que se confirma que la técnica empleada cumplió la función de mantener las condiciones óptimas para dar paso a la rizogénesis (Mesén, 1998, Martínez Badilla y Murillo, 2005).

Anexo 11. Resultados obtenidos del ensayo de estacas de *K. lanceolata* para los distintos parámetros evaluados.

Treatment	Rep.	Hormona	Sustrato	%_Sob.	%_Enra.	N° Raíces	Principales	Long_raiz_cm	N° Hojas	Long_hojas_cm	%_plantas_callo	Diam_cm
Medias de tratamiento 1	T1	1	0 ppm	S1	50,00	0,00	0,00	0,00	6,00	2,60	10,00	0,68
	T1	2	0 ppm	S1	50,00	0,00	0,00	0,00	7,00	3,30	50,00	0,53
	T1	3	0 ppm	S1	60,00	0,00	0,00	0,00	5,00	4,00	30,00	0,90
Medias de tratamiento 1				53,33	0,00	0,00	0,00	0,00	6,00	3,30	30,00	0,70
Medias de tratamiento 2	T2	1	1 000 ppm	S1	70,00	30,00	1,67	5,83	5,00	4,00	70,00	0,72
	T2	2	1 000 ppm	S1	80,00	20,00	1,33	4,83	5,00	3,20	80,00	0,90
	T2	3	1 000 ppm	S1	50,00	20,00	1,67	5,17	7,00	2,45	40,00	0,94
Medias de tratamiento 2				66,67	23,33	1,56	5,28	5,67	3,22	63,33	0,85	
Medias de tratamiento 3	T3	1	2 000 ppm	S1	50,00	40,00	2,33	6,50	7,00	2,50	40,00	0,59
	T3	2	2 000 ppm	S1	80,00	30,00	2,33	7,17	8,00	3,00	70,00	0,68
	T3	3	2 000 ppm	S1	70,00	20,00	2,00	8,03	5,00	1,60	40,00	0,92
Medias de tratamiento 3				66,67	30,00	2,22	7,23	6,67	2,37	50,00	0,73	
Medias de sustrato 1				62,22	17,78	1,26	4,17	6,11	2,96	47,78	0,76	
Medias de sustrato 2	T4	1	0 ppm	S2	70,00	0,00	0,00	0,00	7,00	2,80	70,00	0,88
	T4	2	0 ppm	S2	80,00	0,00	0,00	0,00	7,00	2,70	80,00	0,78
	T4	3	0 ppm	S2	60,00	0,00	0,00	0,00	6,00	2,45	50,00	0,63
Medias de sustrato 2				70,00	0,00	0,00	0,00	6,67	2,65	66,67	0,76	
Medias de hormona (0 ppm)				61,67	0,00	0,00	0,00	6,33	2,98	48,33	0,73	
Medias de tratamiento 4	T5	1	1 000 ppm	S2	70,00	50,00	2,67	10,23	9,00	4,00	50,00	1,00
	T5	2	1 000 ppm	S2	50,00	30,00	3,00	12,00	6,00	2,50	50,00	1,00
	T5	3	1 000 ppm	S2	80,00	40,00	2,33	11,17	8,00	3,55	60,00	1,00
Medias de tratamiento 5				66,67	40,00	2,67	11,13	7,67	3,35	53,33	1,00	
Medias de hormona (1 000 ppm)				66,67	31,67	2,11	8,21	6,67	3,28	58,33	0,93	
Medias de tratamiento 6	T6	1	2 000 ppm	S2	80,00	70,00	4,00	13,17	8,00	3,30	30,00	0,62
	T6	2	2 000 ppm	S2	80,00	80,00	4,33	19,17	9,30	4,95	20,00	1,10
	T6	3	2 000 ppm	S2	70,00	60,00	4,67	16,17	6,00	2,60	40,00	1,00
Medias de tratamiento 6				76,67	70,00	4,33	16,17	7,77	3,62	30,00	0,91	
Medias de hormona (2 000 ppm)				71,67	50,00	3,28	11,70	7,22	2,99	40,00	0,82	
Medias de sustrato 2				71,11	36,67	2,33	9,10	7,37	3,21	50,00	0,89	

Resultados transformados

$$\text{Ar cos eno} \sqrt{\frac{x}{100}}$$

- Para variables expresados en %
- Para variables expresados en unidades $(\text{Log}_{10}(x+1))$
- Para variables expresados en cm $\text{Log}_{10}((x+1)*10)$

Arccosen % Sob.	Arccos % Entra.	Log N° Raíces	Log Long. raiz cm	Log N° Hojas	Log Long. Hojas cm	Arccos N° plantas calle	Log Diam cm
30,00	0,00	0,00	0,00	0,85	1,56	5,74	1,23
30,00	0,00	0,00	0,00	0,90	1,63	30,00	1,18
36,87	0,00	0,00	0,00	0,78	1,70	17,46	1,28
32,29	0,00	0,00	0,00	0,84	1,63	17,73	1,23
44,43	17,46	0,43	1,83	0,78	1,70	44,43	1,24
53,13	11,54	0,37	1,77	0,78	1,62	53,13	1,28
30,00	5,74	0,43	1,79	0,90	1,54	23,58	1,29
42,52	11,58	0,41	1,80	0,82	1,62	40,38	1,27
30,00	23,58	0,52	1,88	0,90	1,54	23,58	1,20
53,13	17,46	0,52	1,91	0,95	1,60	44,43	1,23
44,13	11,54	0,48	1,96	0,78	1,41	23,58	1,28
42,42	17,53	0,51	1,91	0,88	1,52	30,53	1,24
39,08	9,70	0,30	1,24	0,85	1,59	29,55	1,24
44,43	0,00	0,00	1,00	0,90	1,58	44,43	1,27
53,13	0,00	0,00	1,00	0,90	1,57	53,13	1,25
36,87	0,00	0,00	1,00	0,85	1,54	30,00	1,21
44,81	0,00	0,00	1,00	0,88	1,56	42,52	1,25
38,55	0,00	0,00	0,50	0,86	1,60	30,13	1,24
44,43	30,00	0,56	2,05	1,00	1,70	44,43	1,30
30,00	17,46	0,60	2,11	0,85	1,54	30,00	1,30
53,13	23,58	0,52	2,09	0,95	1,66	44,43	1,30
42,52	23,68	0,56	2,08	0,93	1,63	39,62	1,30
42,52	17,63	0,48	1,94	0,88	1,63	40,00	1,28
53,13	44,43	0,70	2,15	0,95	1,63	44,43	1,21
53,13	53,13	0,73	2,30	1,01	1,77	44,43	1,32
44,43	36,87	0,75	2,23	0,85	1,56	44,43	1,30
50,23	44,81	0,73	2,23	0,94	1,65	44,43	1,28
46,33	31,17	0,62	2,07	0,91	1,59	37,48	1,26
45,85	22,83	0,43	1,77	0,92	1,62	42,19	1,27

Anexo 12. Prueba de Kruskal Wallis al 5 %, para el parámetro de porcentaje de sobrevivencia de estacas de *K. lanceolata*.

Variable	Hormona	Sustrato	N	Medias	D.E.	p
%_Sob.	0 ppm	S1	3	53,33	5,77	0,3704
%_Sob.	0 ppm	S2	3	70,00	10,00	
%_Sob.	1 000 ppm	S1	3	66,67	15,28	
%_Sob.	1 000 ppm	S2	3	66,67	15,28	
%_Sob.	2 000 ppm	S1	3	66,67	15,28	
%_Sob.	2 000 ppm	S2	3	76,67	5,77	

Variable	Hormona	N	Medias	D.E.	p
%_Sob.	0 ppm	6	61,67	11,69	0,3710
%_Sob.	1 000 ppm	6	66,67	13,66	
%_Sob.	2 000 ppm	6	71,67	11,69	

Variable	Sustrato	N	Medias	D.E.	p
%_Sob.	S1	9	62,22	13,02	0,1464
%_Sob.	S2	9	71,11	10,54	

Anexo 13. Prueba de normalidad (Shapiro-Wilks modificado) de los distintos parámetros evaluados de estacas de *K. lanceolata*.

Enraizamiento (%), número (ud.) y longitud de raíces principales (cm)*

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Arcos_%_Enra.	12	24,40	14,26	0,91	0,3876
Log_Nº_Raíces	12	0,55	0,12	0,91	0,3361
Log Long. raíz cm	12	2,01	0,18	0,92	0,4670

Número (ud.) y longitud de hojas verdaderas (cm)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Log_Nº_Hojas	18	0,88	0,07	0,89	0,0794
Log Long hojas cm	18	1,60	0,08	0,96	0,7758

Para hacer la contrastación:

Parámetro: Porcentaje de enraizamiento

Ho: La distribución del porcentaje de enraizamiento de estacas de *K. lanceolata* es una distribución normal.

Ha: La distribución del porcentaje de enraizamiento de estacas de *K. lanceolata* no es una distribución normal.

$P_{valor} = 0.3876 > 0.05$ se acepta la Ho, entonces la distribución del porcentaje de enraizamiento de estacas de *K. lanceolata* se distribuyen normalmente.

*Nota. Al realizar la prueba de normalidad, para los parámetros porcentaje de enraizamiento, número y longitud de raíces, exceptuar los resultados obtenidos (transformados) de las unidades experimentales T₁ y T₄, debido a la variabilidad de las medias.

Anexo 14. Análisis de la varianza de los distintos parámetros evaluados de estacas de *K. lanceolata*.

Enraizamiento (%)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	10494,44	5	2098,89	37,78	<0,0001
Hormona	7677,78	2	3838,89	69,10	<0,0001**
Sustrato	1605,56	1	1605,56	28,90	0,0002**
Hormona*Sustrato	1211,11	2	605,56	10,90	0,0020**
Error	666,67	12	55,56		
Total	11161,11	17			
Variable	N	R ²	R ² Aj	CV	
% Enra.	18	0,94	0,92	27,38	

Número de raíces principales

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1,37	5	0,27	415,07	<0,0001
Hormona	1,27	2	0,63	957,24	<0,0001**
Sustrato	0,07	1	0,07	103,54	<0,0001**
Hormona*Sustrato	0,04	2	0,02	28,66	<0,0001**
Error	0,01	12	6,6E-04		
Total	1,38	17			
Variable	N	R ²	R ² Aj	CV	
Log N° Raíces	18	0,99	0,99	7,00	

Longitud de raíces principales (cm)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	4,37	5	0,87	573,66	<0,0001
Hormona	4,10	2	2,05	1346,32	<0,0001**
Sustrato	0,18	1	0,18	116,94	<0,0001**
Hormona*Sustrato	0,09	2	0,04	29,37	<0,0001**
Error	0,02	12	1,5E-03		
Total	4,38	17			
Variable	N	R ²	R ² Aj	CV	
Log Long. raíz cm	18	1,00	0,99	2,34	

Número de hojas

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0,03	5	0,01	1,35	0,3083
Hormona	0,01	2	3,0E-03	0,61	0,5614 n.s.
Sustrato	0,02	1	0,02	4,67	0,0517 *
Hormona*Sustrato	4,3E-03	2	2,2E-03	0,44	0,6529 n.s.
Error	0,06	12	4,9E-03		
Total	0,09	17			
Variable	N	R ²	R ² Aj	CV	
Log N° Hojas	18	0,36	0,09	7,92	

Notas. *: Significativo, **: Altamente significativo y n.s.: Estadísticamente no significativo.

Longitud de hojas (cm)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0,04	5	0,01	1,23	0,3542
Hormona	0,01	2	2,8E-03	0,42	0,6659 ^{n.s.}
Sustrato	3,5E-03	1	3,5E-03	0,53	0,4818 ^{n.s.}
Hormona*Sustrato	0,03	2	0,02	2,39	0,1339 ^{n.s.}
Error	0,08	12	0,01		
Total	0,12	17			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Log Long hojas cm	18	0,34	0,06	5,06

Estacas con callo (%)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	3361,11	5	672,22	2,69	0,0745
Hormona	744,44	2	372,22	1,49	0,2645 ^{n.s.}
Sustrato	1605,56	1	1605,56	6,42	0,0262 ^{**}
Hormona*Sustrato	1011,11	2	505,56	2,02	0,1750 ^{n.s.}
Error	3000,00	12	250,00		
Total	6361,11	17			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
% plantas callo	18	0,53	0,33	27,63

Notas. *: Significativo, **: Altamente significativo y n.s.: Estadísticamente no significativo.

Anexo 15. Test de comparación de medias (Tukey 5 %) para los distintos parámetros, de estacas de *K. lanceolata*.

Enraizamiento (%)¹

Hormona	Sustrato	Medias	n	E.E.	
0 ppm	S1	0,00	3	4,30	A
0 ppm	S2	0,00	3	4,30	A
1 000 ppm	S1	23,33	3	4,30	B
2 000 ppm	S1	30,00	3	4,30	B
1 000 ppm	S2	40,00	3	4,30	B
2 000 ppm	S2	70,00	3	4,30	C

Hormona	Medias	n	E.E.	
0 ppm	0,00	6	3,04	A
1 000 ppm	31,67	6	3,04	B
2 000 ppm	50,00	6	3,04	C

Sustrato	Medias	n	E.E.	
S1	17,78	9	2,48	A
S2	36,67	9	2,48	B

Número de raíces principales^{1*}

Hormona	Sustrato	Medias	n	E.E.	
0 ppm	S1	0,00	3	0,01	A
0 ppm	S2	0,00	3	0,01	A
1 000 ppm	S1	0,41	3	0,01	B
2 000 ppm	S1	0,51	3	0,01	C
1 000 ppm	S2	0,56	3	0,01	C
2 000 ppm	S2	0,73	3	0,01	D

Hormona	Medias	n	E.E.	
0 ppm	0,00	6	0,01	A
1 000 ppm	0,49	6	0,01	B
2 000 ppm	0,62	6	0,01	C

Sustrato	Medias	n	E.E.	
S1	0,31	9	0,01	A
S2	0,43	9	0,01	B

¹Letras iguales no muestran diferencias significativas (P>0,05)

*Log₁₀ (Nº raíces+1)

Longitud de raíces principales^{1**}

Hormona	Sustrato	Medias	n	E.E.	
0 ppm	S1	1,00	3	0,02	A
0 ppm	S2	1,00	3	0,02	A
1 000 ppm	S1	1,80	3	0,02	B
2 000 ppm	S1	1,92	3	0,02	C
1 000 ppm	S2	2,08	3	0,02	D
2 000 ppm	S2	2,23	3	0,02	E

Hormona	Medias	n	E.E.	
0 ppm	1,00	6	0,02	A
1 000 ppm	1,94	6	0,02	B
2 000 ppm	2,07	6	0,02	C

Sustrato	Medias	n	E.E.	
S1	1,57	9	0,01	A
S2	1,77	9	0,01	B

Número de hojas^{1*}

Hormona	Sustrato	Medias	n	E.E.	
1 000 ppm	S1	0,82	3	0,04	A
0 ppm	S1	0,84	3	0,04	A
2 000 ppm	S1	0,88	3	0,04	A
0 ppm	S2	0,88	3	0,04	A
1 000 ppm	S2	0,93	3	0,04	A
2 000 ppm	S2	0,94	3	0,04	A

Hormona	Medias	n	E.E.	
0 ppm	0,86	6	0,03	A
1 000 ppm	0,88	6	0,03	A
2 000 ppm	0,91	6	0,03	A

Sustrato	Medias	n	E.E.	
S1	0,85	9	0,02	A
S2	0,92	9	0,02	A

¹Letras iguales no muestran diferencias significativas (P>0,05)

^{**}Log₁₀ ((Long. raíces+1)* 10)

^{*}Log₁₀ (Nº hojas+1)

Longitud de hojas (cm)^{1**}

Hormona	Sustrato	Medias	n	E.E.
2 000 ppm	S1	1,52	3	0,05 A
0 ppm	S2	1,56	3	0,05 A
1 000 ppm	S1	1,62	3	0,05 A
0 ppm	S1	1,63	3	0,05 A
1 000 ppm	S2	1,63	3	0,05 A
2 000 ppm	S2	1,65	3	0,05 A

Hormona	Medias	n	E.E.
2 000 ppm	1,59	6	0,03 A
0 ppm	1,60	6	0,03 A
1 000 ppm	1,63	6	0,03 A

Sustrato	Medias	n	E.E.
S1	1,59	9	0,03 A
S2	1,62	9	0,03 A

¹Letras iguales no muestran diferencias significativas (P>0,05)

^{**}Log₁₀ ((Long. hojas+1)* 10)

Anexo 16. Capacidad de enraizamiento de estacas de tallo sub-apicales de *K. lanceolata* en Mollepata, Cusco.

